

Prom. Nr. 3344

B.

Diss ETH

Über einige Arten aus den Gattungen  
*Pyrenophora* Fries und *Cochliobolus* Drechsler mit  
*Helminthosporium* als Nebenfruchtform

VON DER  
EIDGENÖSSISCHEN TECHNISCHEN  
HOCHSCHULE IN ZÜRICH

ZUR ERLANGUNG  
DER WÜRDE EINES DOKTORS  
DER TECHNISCHEN WISSENSCHAFTEN

GENEHMIGTE  
PROMOTIONSARBEIT

VORGELEGT VON  
HANS ULRICH AMMON  
Dipl. ing. agr. ETH  
VON HERZOGENBUCHSEE (BERN)

Referent: Herr Prof. Dr. E. GÄUMANN  
Korreferent: Herr Privatdozent Dr. H. ZOGG



1962

Veröffentlicht in »Phytopathologische Zeitschrift«, Band 47, Heft 3 (1963), Seite 244—300  
Verlag Paul Parey, Berlin und Hamburg

Über einige Arten  
aus den Gattungen *Pyrenophora* Fries und *Cochliobolus* Drechsler  
mit *Helminthosporium* als Nebenfruchtform

Von

H. U. AMMON

Aus der Eidgenössischen Landwirtschaftlichen Versuchsanstalt Zürich-Oerlikon  
Direktor Dr. R. Salzmänn

Über einige Arten  
aus den Gattungen *Pyrenophora* Fries und *Cochliobolus* Drechsler  
mit *Helminthosporium* als Nebenfruchtform

Von  
H. U. AMMON

Mit 11 Abbildungen

Inhalt: Einleitung und Problemstellung. — I. Systematischer Teil: A. Allgemeine Betrachtungen zur Systematik. — B. Untersuchte Arten. — C. Bestimmungsschlüssel. — II. Experimenteller Teil: A. Materialien und Methoden. — B. Ergebnisse. 1. Kultur der Pilze; 2. Einfluß der Temperatur auf die Infektion; 3. Einfluß der präinfektionellen Ernährung der Parasiten auf die Infektion; 4. Wirkung der Kulturfiltrate verschiedener *Helminthosporien* auf Gramineenkeimlinge; 5. Saatgutübertragung und Infektionsmodus (*Pyrenophora lolii* auf *Lolium multiflorum*); 6. Saprophytisches Überleben der untersuchten *Helminthosporien* im Boden; 7. Untersuchungen über den Wirtskreis. — Zusammenfassung. — Summary. — Literaturverzeichnis.

EINLEITUNG UND PROBLEMSTELLUNG

Die auf Gramineen parasitierenden Arten aus der Imperfektengattung *Helminthosporium* (Link) Persoon wurden ursprünglich auf Grund morphologischer Merkmale der Konidien beschrieben. Von mehreren Arten sind später Hauptfruchtformen gefunden worden. Diese gehören den Ascomyzetengattungen *Pyrenophora* Fries und *Cochliobolus* Drechsler an.

Die Hauptfruchtformen der *Pyrenophora*-Arten mit *Helminthosporium* in der Nebenfruchtform können morphologisch in zwei Gruppen aufgeteilt werden, was WEHMEYER (1961) veranlaßte, diese in zwei Arten (*Pyrenophora trichostoma* [Fr.] Fckl. und *Pyrenophora polytricha* [Wallr.] Wehmeyer) zusammenzufassen.

In der vorliegenden Arbeit wird versucht,

1. die systematische Einteilung sowohl anhand der morphologischen Merkmale der Nebenfruchtform als auch anhand der physiologischen und pathogenen Eigenschaften dieser Parasiten zu verfeinern und

2. den Infektionsverlauf, die Übertragung und den Wirkkreis insbesondere der Gräser bewohnenden Helminthosporien zu klären.

Für die Unterstützung dieser Arbeit danke ich Herrn Prof. Dr. E. GÄUMANN, Herrn Privatdozent Dr. H. ZOGG, Herrn Dozent Dr. E. MÜLLER und Herrn Dr. R. A. SHOEMAKER herzlich. Mein Dank gilt auch den übrigen Mitarbeitern der Eidgenössischen Landwirtschaftlichen Versuchsanstalt und des Institutes für spezielle Botanik der E. T. H.

## I. SYSTEMATISCHER TEIL

### A. Allgemeine Betrachtungen zur Systematik

Die Imperfektengattung *Helmisporium* wurde von LINK (1809), basierend auf *Helmisporium velutinum* Link. aufgestellt. GRAY (1821) führte diese Art in seinem Werk an, so daß die Gattung nach den heute gültigen Nomenklaturregeln *Helmisporium* heißen sollte. PERSON (1822) änderte, demnach unberechtigtenweise, den Namen *Helmisporium* in *Helminthosporium*. LINK (1824) übernahm später ebenfalls PERSON's Schreibart und LINDAU (1910) wies sogar ausdrücklich auf die frühere, angeblich zu verwerfende Schreibart hin, so daß sich später allgemein der Name *Helminthosporium* eingebürgert hat.

HUGHES (1953) erkannte, daß die Gramineen bewohnenden, als *Helminthosporium* bezeichneten Arten dem Gattungstypus nicht entsprechen. Bei der Typusart, *Helminthosporium velutinum* Link und ihren näheren Verwandten, z. B. *Helminthosporium atrovirens* (Harz) Mason und Hughes und *Helminthosporium tiliae* (Link) Fr. wird die erste Konidie am Ende des Konidienträgers gebildet; darauf erfolgt kein weiteres terminales Wachstum des Konidienträgers mehr. Weitere Konidien entstehen seitlich an den unteren Zellen des Konidienträgers.

Die Gräser bewohnenden Helminthosporien dagegen bilden Konidien nur an der Spitze des Konidienträgers. Sobald die erste Konidie ihre Entwicklung ganz oder teilweise abgeschlossen hat, formt die oberste Zelle des Trägers seitlich einen Fortsatz, an dessen Ende erneut eine Konidie entsteht. In der Regel fällt diese während der Bildung des nächsten Fortsatzes ab; seltener können mehrere Konidien am gleichen Träger beobachtet werden.

Dieser Unterschied in der Konidienbildung veranlaßte HUGHES (1958), die Imperfektengattung *Helminthosporium* aufzuteilen. Die Arten mit Konidienbildung nach der Typusart faßte HUGHES (1958) in der Imperfektengattung *Helmisporium* zusammen und schließt die Gramineen bewohnenden Arten davon aus. Diese sind unter sich jedoch nicht einheitlich und lassen sich nach ihrer Form und nach der Art der Konidienkeimung in zwei Gruppen unterteilen:

- a) Arten mit zylindrischen Konidien, welche durch Bildung eines lateralen Keimschlauches, in der Regel von den Endzellen oder auch von anderen Zellen aus keimen. NISIKADO (1928) faßte diese Gruppe in der Untergattung *Cylindro-Helminthosporium* zusammen. ITO (1930) stellte für diese Gruppe die neue Gattung *Drechslera* auf, bestimmte aber keinen

Typus und erwähnte nur vier neue Artkombinationen. SHOEMAKER (1959) wählte nachträglich als Gattungstypus *Drechslera tritici-vulgaris* (Nisikado) Ito = *Helminthosporium tritici-vulgaris* Nisikado. Alle bisher bekannten Hauptfruchtformen dieser Gruppe gehören zur Ascomycetengattung *Pyrenophora* Fr.

- b) Arten mit spindelförmigen Konidien, die nur von den Endzellen durch Bildung je eines polaren Keimschlauches auskeimen. Diese Arten faßt SHOEMAKER (1959) in der Imperfektengattung *Bipolaris* mit dem Lektotypus *Bipolaris maydis* (Nisikado) Shoemaker = *Helminthosporium maydis* Nisikado, zusammen. Die bekannten Hauptfruchtformen dieser Gruppe gehören in die Ascomycetengattung *Cochliobolus* Drechsler, mit Ausnahme einer Art, welche als *Trichometasphaeria* Munk beschrieben wurde.

Nach den Nomenklaturregeln steht dem Namen der Hauptfruchtform der Vorrang über den der Nebenfruchtform zu und sollte in den Fällen mit bewiesener Zusammengehörigkeit einer Nebenfruchtform und einer Hauptfruchtform genannt werden. Die Hauptfruchtform wird bei diesen Arten jedoch selten und nur auf den abgestorbenen Pflanzenteilen gefunden. Auf den lebenden Wirtspflanzen werden dagegen nur die Nebenfruchtformen gebildet. Zudem ist bei mehreren Arten die Hauptfruchtform nicht bekannt, so daß in diesen Fällen weiterhin die Nebenfruchtform genannt werden muß.

Um nicht noch mehr Namen anzuführen, wird hier die generelle Umbenennung der Nebenfruchtform in *Drechslera*, resp. *Bipolaris*, nicht übernommen und diese weiterhin mit *Helminthosporium* bezeichnet. Dagegen finden die Formgattungen *Drechslera* und *Bipolaris* als Gruppenbezeichnung Verwendung, weil dadurch die Verständigung erleichtert wird.

## B. Untersuchte Arten

Die selbst gesammelten Arten sind in der Tabelle 1 mit ihrer Hauptfruchtform (sofern vorhanden) und den Nebenfruchtformen zusammengestellt.

### a) *Pyrenophora* Fr.

(Summa veget. scandinav. Sectio posterior, 1849)

Gattungstypus: *Pyrenophora phaeocomes* (Rebent.) Fr.

Die Ascomycetengattung *Pyrenophora* zeichnet sich durch relativ große, sklerotienartige Fruchtkörper aus. Die großen, dicken Asci haben eine breite, doppelte Membran und enthalten acht, oft auch weniger, ellipsoidische, breit-spindelige oder keulige, großzellige, mauerförmig septierte, subhyaline bis bräunliche, oft von einer Schleimhülle umgebene Ascosporen.

WEHMEYER (1961) unterscheidet nach der Morphologie der Hauptfruchtform sieben Arten, wovon in der vorliegenden Arbeit nur *Pyrenophora trichostoma* (Fr.) Fckl. und *Pyrenophora polytricha* (Wallr.) Wehmeyer untersucht worden sind. Beide umfassen verschiedene Formen, welche sich auf Grund

ihrer Nebenfruchtform, ihres Wirtskreises oder der auftretenden Krankheits-symptome als eigene Kleinarten unterscheiden lassen.

Tabelle 1  
Zusammenstellung der untersuchten Arten

| Hauptfruchtform  | Nebenfruchtform                                       |
|--|---|
| a) <i>Pyrenophora</i> Fr.                                | Formgattung <i>Drechslera</i>                         |
| Formenkreis der <i>Pyrenophora trichostoma</i>           |   |
| 1. <i>Pyrenophora trichostoma</i> (Fr.) Fckl.            | (nicht bekannt)                                       |
| 2. <i>Pyrenophora graminea</i> Ito et Kurib.             | = <i>Helminthosporium gramineum</i> Rbh. ex Schlecht. |
| 3. <i>Pyrenophora japonica</i> Ito et Kurib.             | = <i>Helminthosporium tuberosum</i> Atkinson          |
| 4. <i>Pyrenophora teres</i> (Died.) Drechsler            | = <i>Helminthosporium teres</i> Sacc.                 |
| 5. <i>Pyrenophora tritici-repentis</i> (Died.) Drechsler | = <i>Helminthosporium tritici-repentis</i> Died.      |
| 6. <i>Pyrenophora bromi</i> (Died.) Drechsler*)          | = <i>Helminthosporium bromi</i> (Died.) Died.         |
| Formenkreis der <i>Pyrenophora polytricha</i>            |   |
| 7. <i>Pyrenophora polytricha</i> (Wallr.) Wehmeyer       | (nicht bekannt)                                       |
| 8. <i>Pyrenophora chaetomioides</i> Speg.                | = <i>Helminthosporium avenaceum</i> Curtis ex Cooke   |
| 9. <i>Pyrenophora dactylidis</i> n. sp.                  | = <i>Drechslera dactylidis</i> Shoemaker              |
| 10. <i>Pyrenophora lolii</i> Dovaston                    | = <i>Helminthosporium siccans</i> Drechsler           |
| b) <i>Cochliobolus</i> Drechsler                         | Formgattung <i>Bipolaris</i>                          |
| 1. <i>Cochliobolus sativus</i> Drechsler                 | = <i>Helminthosporium sativum</i> P. K. et B.         |
| c) Hauptfruchtform nicht bekannt                         | Formgattung <i>Drechslera</i>                         |
|  | 1. <i>Helminthosporium dictyoides</i> Drechsler       |
|  | 2. <i>Helminthosporium erythrospilum</i> Drechsler    |
|  | 3. <i>Helminthosporium fugax</i> Wallr.               |
|  | 4. <i>Helminthosporium phlei</i> (Graham) Scharif     |
|  | 5. <i>Helminthosporium poae</i> Baudys                |
|  | Formgattung <i>Bipolaris</i>                          |
|  | 6. <i>Helminthosporium rostratum</i> Drechsler        |

\*) Nicht experimentell untersuchte Art.

Formenkreis der *Pyrenophora trichostoma* (Fr.) Fckl.

Die Arten, welche dem Formenkreis der *Pyrenophora trichostoma* zugeordnet werden, zeichnen sich durch dreifach querseptierte Ascosporen aus. Häufig sind die zwei mittleren Partien, nie aber die Endzellen, längsseptiert. Die Hauptfruchtformen dieser Arten lassen sich morphologisch nicht unterscheiden. Die Aufteilung in einzelne Arten erfolgt auf Grund der Nebenfruchtform, der parasitischen und physiologischen Eigenschaften.

1. *Pyrenophora trichostoma* (Fr.) Fckl.  
(Symb. myc.: 215, 1870)

Synonym: *Sphaeria trichostoma* Fr. (Syst. myc. 2: 504, 1823)

*Pleospora trichostoma* Ces. et de Not. (Schema. sfer. it.: 217, 1863)

*Pyrenophora trichostoma* Fckl. (Symb. myc.: 215, 1870)

*Sphaeria relicina* Fr. (Syst. myc. 2: 505, 1823)

*Pyrenophora relicina* Fckl. (Symb. myc.: 215, 1870)

*Sphaeria culmorum* Cke. (Grev. 3: 68, 1874)

*Pleospora culmorum* Sacc. (Syll. 2: 263).

Diagnose: Fruchtkörper zerstreut unter der Epidermis wachsend und diese meist aufreißend, kugelig oder von unregelmäßiger Gestalt, 200 bis 400 (— 700)  $\mu$  im Durchmesser. Ostiolum von verschiedener Form und Größe, oft auch exzentrisch angeordnet und gekrümmt, am Scheitel von etwas dünnwandigeren Zellen verschlossen und mit Borsten umgeben, die aber auch fehlen können. Wand außen aus dickwandigen, isodiametrischen, bis 20  $\mu$  großen, weiter innen aus fast hyalinen und zartwandig werdenden Zellen bestehend, die allmählich in das hyaline Binnengewebe übergehen. Asci bitunikat, breit eiförmig bis lang zylindrisch, besonders am Scheitel dickwandig, von einem paraphysoiden Geflecht aus gestreckten Zellen umgeben, 160 bis 210  $\times$  30 bis 50  $\mu$ , achtsporig, Sporen oblong, beidendig breit abgerundet, mit drei Querwänden, an diesen nicht eingeschnürt, oft in einer oder in den beiden mittleren Zellen, nie aber in den Endzellen mit einer Längswand versehen, gelb-bräunlich, 38 bis 60  $\times$  20 bis 25  $\mu$ , bei frischem Material mit einer Schleimhülle umgeben (Abb. 4).

Die Beschreibung stimmt weitgehend mit derjenigen von MÜLLER (1951) überein. Es wurden im wesentlichen nur die Größenangaben entsprechend den eigenen Messungen ergänzt.

Wirtspflanzen: Nach FÜCKEL (1869) auf abgestorbenen Stengeln und Blättern von Gramineen. MÜLLER (1951) nennt in seiner ausführlichen Wirtsliste verschiedene Gramineen und eine Cyperacee (*Carex ferruginea* Scop). Nach Funden von *Pyrenophora trichostoma* auf *Luzula lutea* (All.) Lam. und DC. und *Luzula spadicea* (All.) Lam. und DC. sind ebenfalls Juncaceen als Wirte zu betrachten.

Bemerkungen: *Pyrenophora trichostoma* im hier angewendeten Sinne ist eine Sammelart für Pilze mit übereinstimmenden Hauptfruchtformen und fehlenden oder noch nicht bekannten Nebenfruchtformen. Es ist anzunehmen, daß die unter der Art *Pyrenophora trichostoma* zusammengefaßten Formen nicht einheitlich sind und sich bei näherer Untersuchung der parasitischen und physiologischen Eigenschaften noch weitere Biotypen oder Kleinarten unterscheiden lassen.

Untersuchtes Material: *Calamagrostis villosa* (Chaix) Gmelin: Val Tuors, Kt. Graubünden, 10.7.1961. *Luzula lutea* (All.) Lam. und DC.: Albulapaß, Kt. Graubünden, 2.7.1959, leg. E. MÜLLER (Stamm Nr. A 178). *Luzula spadicea* (All.) Lam.: Val Tuors, Kt. Graubünden, 10.7.1961.



2. *Pyrenophora graminea* (Died.) Ito et Kurib.  
(in Ito, Proc. Imp. Acad., Tokyo, 6: 353, 1930)

Synonym: *Pleospora graminea* Died. (Cbl. Bakt., Abt. 2, 11: 52, 1903)

*Pyrenophora graminea* (Died.) Müller (Sydowia 5: 255, 1951)

Nebenfruchtform: *Helminthosporium gramineum* Rbh. ex. Schlecht. (Bot. Zeitung 15: 94, 1857).

Synonym: *Brachysporium gracile* (Wallr.) Sacc. var. *gramineum* (Rbh.) Sacc. (Sylloge fungorum 4: 430, 1886)

*Napicladium bordei* Rostrup (Sygdomme hos landbrugsplanter foraarsagede af Snyltesvampe: 130—132, 1893)

*Helminthosporium gramineum* (Rbh.) Erikss. (Fungi par. scand. exs. no. 187, 1885)

Diagnose: Hauptfruchtform: Morphologisch wie *Pyrenophora trichostoma* (vgl. S. 248).

Nebenfruchtform: Konidien subhyalin bis leicht braun, zylindrisch, an der Basis häufig etwas breiter, dünnwandig, Hylum (Narbe; ehemalige Verbindungsstelle zwischen Konidien und Konidienträger) klein und nicht vorstehend. Keimung seitlich, von jeder Zelle aus möglich (Abb. 3).

Größe der Konidien auf spontan infizierten Gerstenblättern: (33) 70 bis 90 (118)  $\times$  (14) 17 bis 20 (22)  $\mu$ , (1) 4 bis 5 (6) — septiert; in Kultur auf Karottensaftagar (51) 85 bis 110 (143)  $\times$  (16) 19 bis 22 (24)  $\mu$ , (3) 4 bis 5 (6) — septiert; nach DRECHSLER (1923) 26 bis 105  $\times$  11 bis 20  $\mu$ , 1 bis 7 -septiert.

Charakteristik der Reinkultur: Auf Malz- und Karottensaftagar flach anliegendes, weißes Luftmyzel. Substrat schwach oliv, gelegentlich leicht rötlich gefärbt. Wachstum regelmäßig radial. Schwache Konidienbildung auf Karottensaftagar.

Wirtspflanzen: In Infektionsversuchen wurde ausschließlich *Hordeum vulgare* L. befallen, was mit den Ergebnissen von BRAVERMAN (1960) übereinstimmt.

Bemerkungen: CHRISTENSEN und GRAHAM (1934) erhielten in ihren Kulturversuchen auf Kartoffel-Dextrose-Agar eine große Variation in der Reinkultur, hauptsächlich hinsichtlich der Substratverfärbung. Dagegen waren bei den zahlreichen eigenen, aus verschiedenen Gegenden der Schweiz stammenden Kulturen die beschriebenen Merkmale auf den verwendeten Nährboden konstant.

*Pyrenophora graminea* wird von WEHMEYER (1961) als Synonym von *Pyrenophora trichostoma* dargestellt, weil die Hauptfruchtformen morphologisch gleich sind, doch wird *Pyrenophora graminea* hier weiterhin als selbständige Art belassen, da die Konidien von allen anderen Arten, mit Ausnahme von *Pyrenophora teres* verschieden sind. Diese zwei Arten unterscheiden sich jedoch im Infektionsmodus, den Wirtssymptomen und in Kultur an Hand charakteristischer Wuchsformen. *Pyrenophora graminea* vermag die Pflanzen nur ausgehend von befallenem Saatgut zu infizieren.

Nach der Infektion breitet sich das Myzel anfänglich symptomlos, „systemisch“, in den Gefäßen des Xylems in der ganzen Pflanze aus (SKOROPAD und ARNY 1956). Die Symptome treten erst auf den voll entwickelten Blättern als lange, grau-braune Streifen auf. In den Infektionsversuchen gelangen keine direkten Infektionen der Blattspreiten. *Pyrenophora teres* bildet dagegen isolierte, besonders auf der Blattunterseite, netzartig erscheinende, braune Flecke. Die von befallenem Saatgut ausgehende Infektion verursacht nur auf dem Primärblatt Nekrosen. Weitere Blätter werden von den darauf gebildeten Konidien infiziert. In Kultur auf Agarnährböden weist *Pyrenophora graminea* flach anliegendes, weißes Luftmyzel auf, während *Pyrenophora teres* dunkle, koremienartige Fortsätze bildet.

Untersuchte Stämme: Die Infektionsversuche wurden mit Stamm A 127 (*Hordeum vulgare* L.: Zürich-Oerlikon, 27. 5. 1959), die Kulturversuche mit mehreren im schweizerischen Mittelland von *Hordeum vulgare* L. isolierten Stämmen, durchgeführt.

### 3. *Pyrenophora japonica* Ito et Kurib.

(in Ito, Proc. Imp. Acad., Tokyo, 6: 353, 1930)

Synonym: *Pyrenophora secalis* Whitehead et Dickson (Mycologia 44: 752, 1952)

Nebenfruchtform: *Helminthosporium tuberosum* Atkinson (Bull. Cornell Univ., [Sci.] 3: 47, 1897).

Synonym: *Helminthosporium fragosoi* Bubak (Hedwigia 57: 13, 1915)

*Helminthosporium japonicum* Ito et Kurib. (J. Fac. Agr. Hokkaido Univ., Sapporo, Japan, 29: 108, 1931)

*Helminthosporium secalis* Whitehead et Dickson (Mycologia 44: 757, 1952)

Diagnose: Hauptfruchtform: Morphologisch wie *Pyrenophora trichostoma* (vgl. S. 248).

Nebenfruchtform: Konidien zylindrisch, kleinere eher lang ellipsoidisch, am breitesten bei der zweiten bis dritten Zelle, Basalzelle hemisphärisch abgerundet mit breitem, nicht vorstehenden Hylum, wenn jung gelblich, ältere gelblichbraun (Abb. 3).

Größe der Konidien auf spontan infizierten Roggenblättern (43) 63 bis 80 (100)  $\times$  (14) 16 bis 17 (19)  $\mu$ , (2) 4 bis 5 (6) — septiert; in Kultur auf Karottensaftagar (31) 55 bis 70 (85)  $\times$  (12) 15 bis 16 (17)  $\mu$ , (1) 4 bis 5 (6) — septiert; nach WHITEHEAD und DICKSON (1952) (31) 88 (165)  $\times$  (9) 15 (22)  $\mu$ , (1) 4 bis 5 (9) — septiert.

Charakteristik der Reinkultur: Auf Malzagar weißes, buschiges Luftmyzel mit koremienähnlichen Bildungen. Substrat leicht oliv oder leicht rötlich verfärbt. Keine Konidienbildung. Auf Karottensaftagar etwas weniger Luftmyzel, schwache Konidienbildung.

Wirtspflanzen: *Bromus sterilis* L., *Cynosurus elegans*, *Hordeum vulgare* L., *Secale cereale* L. (SHOEMAKER 1962).

In den Infektionsversuchen wurde bei den Blattinfektionen nur *Secale cereale* L. befallen. Bei den anderen, in Tabelle 12 aufgeführten Grami-

neen erfolgte keine Infektion. Bei den Infektionen im Keimlingsstadium wurden Nekrosen an Wurzel und Halmbasis auch bei *Bromus inermis* Leysser, *Cynosurus cristatus* L., *Hordeum vulgare* L., und *Triticum aestivum* L. erhalten (Tab. 12).

Bemerkungen: SHOEMAKER (1957 und 1962) erklärt *Helminthosporium tuberosum* (beschrieben auf *Secale*) identisch mit *Helminthosporium fragosoi* (beschrieben auf *Bromus*), *Helminthosporium japonica* (beschrieben auf *Hordeum*) und *Helminthosporium secalis* (beschrieben auf *Secale*). Die durchgeführten Infektionsversuche stützen diese Zusammenlegung.

Die Hauptfruchtform von *Pyrenophora japonica* stimmt morphologisch mit *Pyrenophora trichostoma* überein; Nebenfruchtform und Wirtskreis ergeben dagegen genügend Differentialmerkmale um die Art von den Verwandten *Pyrenophora graminea*, *Pyrenophora teres*, *Pyrenophora tritici-repentis* und *Pyrenophora bromi* zu unterscheiden.

Untersuchte Stämme: Die Infektionsversuche wurden mit Stamm A 246 (*Secale cereale* L.: Zürich-Oerlikon, 20.6.1961), die Kulturversuche mit Stamm A 257 (*Secale cereale* L.: Langenthal, Kt. Bern, 26.6.1961) und Stamm A 258 (*Secale cereale* L.: Lotzwil, Kt. Bern, 26.6.1961) durchgeführt.

#### 4. *Pyrenophora teres* (Died.) Drechsler (J. agric. Res. 24: 656, 1923)

Synonym: *Pleospora teres* Died. (Cbl. Bakt., Abt. 2, 11: 56, 1903)

Nebenfruchtform: *Helminthosporium teres* Sacc. (Michelia 2: 558, 1882)

Synonym: *Helminthosporium hordei* Eidam (Der Landwirt 27: 509, 1891)

Diagnose: Hauptfruchtform: morphologisch wie *Pyrenophora trichostoma* (vgl. S. 248).

Nebenfruchtform: Konidien subhyalin bis leicht braun, zylindrisch, an der Basis häufig etwas breiter, dünnwandig. Hylum klein, nicht vorstehend. Keimung seitlich, von jeder Zelle aus möglich (Abb. 3).

Größe der Konidien auf spontan infizierten Blättern (50) 80 bis 100 (135)  $\times$  (15) 18 bis 21 (22)  $\mu$ , (1) 5 bis 6 (7) — septiert; in Kultur auf Karottensaftagar (29) 55 bis 65 (97)  $\times$  (11) 12 bis 16 (17)  $\mu$ , (1) 3 bis 4 (6) — septiert; nach DRECHSLER (1923) 30 bis 175  $\times$  15 bis 22  $\mu$ , 1 bis 10 — septiert.

Charakteristik der Reinkultur: Auf Malz und Karottensaftagar grau-olives Luftmyzel, welches besonders beim Kontakt mit der Glaswand charakteristische, breite, gekrümmte Myzelstränge bildet.

Wirtspflanzen: *Hordeum distichon* L., *Hordeum murinum* L., *Hordeum vulgare* L. (SPRAGUE 1950). NISIKADO (1929) erhielt zudem auf *Triticum aestivum* L., SINGH (1958) auch auf andern Gräsern Infektionen. Die eigenen Stämme vermochten, in Übereinstimmung mit BRAVERMAN (1960), nur *Hordeum vulgare* L. zu befallen.

**Bemerkungen:** Die Hauptfruchtform entspricht morphologisch *Pyrenophora trichostoma* und wird aus diesem Grunde von WEHMEYER (1961) als Synonym dazu dargestellt. *Pyrenophora teres* wird hier als selbständige Art aufgefaßt, weil die Konidien von allen anderen Arten mit Ausnahme von *Pyrenophora graminea* verschieden sind, von diesem sich aber eindeutig im Infektionsmodus, in den Wirtssymptomen und in der Charakteristik in der Reinkultur unterscheidet, was in der Diskussion bei *Pyrenophora graminea* dargestellt wurde.

**Untersuchte Stämme:** Die Infektionsversuche wurden mit Stamm A 134 (*Hordeum vulgare* L.: Zürich-Oerlikon, 3.6.1959), die Kulturversuche mit den Stämmen A 84 (*Hordeum vulgare* L.: Reckenholz bei Zürich, 29.5.1959), A 96 (*Hordeum vulgare* L.: Oberglatt, Kt. Zürich, 29.5.1959), A 144 (*Hordeum vulgare* L.: Reckenholz bei Zürich, 24.8.1959) und A 235 (Hauptfruchtform, *Hordeum vulgare* L.: 3.12.1959) durchgeführt.

### 5. *Pyrenophora tritici-repentis* (Died.) Drechsler (J. agric. Res. 24: 667, 1923)

**Synonym:** *Pleospora tritici-repentis* Died. (Cbl. Bakt., Abt. 2, 11: 56, 1903)  
*Pleospora trichostoma* (Fr.) Wint. f. sp. *tritici-repentis* Died. (Cbl. Bakt., Abt. 2, 9: 329, 1902)  
*Pyrenophora tritici-vulgaris* Dickson (Dis. of Field Crops 2nd ed., McGraw-Hill, New York, p. 247, 1956)

**Nebenfruchtform:** *Helminthosporium tritici-repentis* Died. (Cbl. Bakt. Abt. 2, 11: 56, 1903)

**Synonym:** *Helminthosporium gramineum* Rbh. ex Schlecht. f. sp. *tritici-repentis* Died. (Cbl. Bakt., Abt. 2, 9: 329, 1902)  
*Helminthosporium tritici-vulgaris* Nis. (Ann. Phytopath. Soc. Japan 2: 96, 1928)

**Diagnose:** Hauptfruchtform: morphologisch wie *Pyrenophora trichostoma* (vgl. S. 248).

Nebenfruchtform: Konidien gelblich bis leicht bräunlich, dünnwandig, meist gerade, zylindrisch, basale Zelle konisch zugespitzt und häufig etwas größer als die übrigen Zellen, Hylum klein, nicht vorstehend, Keimung seitlich aus allen Zellen möglich (Abb. 3).

Größe der Konidien auf spontan infizierten Blättern (*Triticum*) (34) 80 bis 117 (170)  $\times$  (12) 15 bis 18 (20)  $\mu$ , (1) 6 bis 8 (10) -septiert; in Kultur auf Karottensaftagar (21) 75 bis 100 (148)  $\times$  (14) 15 bis 16 (17)  $\mu$ , (1) 5 bis 6 (7) — septiert; nach DRECHSLER (1923) 45 bis 175  $\times$  12 bis 21  $\mu$ , 1 bis 9 — septiert.

**Charakteristik der Reinkultur:** flach anliegendes, weißes Luftmyzel, Substrat oliv-schwarz verfärbt. Spärliche Konidienbildung auf Karottensaftagar.

**Wirtspflanzen:** *Agropyron intermedium* (Host.) Beauv., *Agropyron repens* L., *Agropyron Smithii* Rydb., *Agropyron subsecundum* (Lk.) Hitchc., *Agrostis alba* L., *Agrostis hiemalis* (Walt.) B. S. P., *Arrhenatherum* sp.,

*Beckmannia syzigachne* (Steud.) Fern., *Bromus* sp., *Calamagrostis canadensis* (Michx.) Beauv., *Calamovilfa longifolia* (Hook.) Scribn., *Elymus canadensis* L., *Elymus glaucus* Buckl., *Elymus hirsutum* Presl., *Elymus junceus* Fisch., *Hordeum jubatum* L., *Hordeum pusillum* Nutt., *Hordeum vulgare* L., *Leersia oryzoides* (L.) Swartz, *Phalaris arundinacea* L., *Secale cereale* L., *Spartina pectinata* Link, *Triticum aestivum* L., *Triticum dicoccum* Schrank, *Triticum durum* Desf. (SPRAGUE 1950, SHOEMAKER 1962).

SPRAGUE (1950) erhielt mit *Pyrenophora tritici-repentis* (isoliert von *Agropyron repens* L.) Keimungsschäden bei *Agropyron repens* L., *Bouteloua gracilis* (H. B. K.) Lag., *Echinochloa Crus galli* (L.) Beauv., *Panicum miliaceum* L., *Setaria italica* (L.) Beauv. und leichte Wurzelinfektionen bei *Triticum aestivum* L.

In den Infektionsversuchen mit dem von *Triticum aestivum* L. isolierten Stamm wurden Blattnekrosen bei *Agropyron repens* (L.) Pal. und *Triticum vulgare* L., und bei einigen anderen Gräsern (vgl. Tab. 12) leichte Infektionen der Keimscheiden, jedoch keine Blattnekrosen erhalten. Der Wirkkreis ist demnach nicht eng, die Abgrenzung aber wegen der schwachen Pathogenität unsicher.

Bemerkungen: *Helminthosporium tritici-repentis* wurde von DIEDICKE (1902) auf *Agropyron* beschrieben. NISIKADO (1928b) benannte einen in der Form der Konidien ähnlichen Pilz auf Weizen als *Helminthosporium tritici-vulgaris*, doch ergaben die Infektionsversuche, daß der Wirkkreis als Unterscheidungsmerkmal nicht genügt, so daß angenommen wird, es handle sich um den gleichen Pilz, CONNERS (1940) wies bereits auf eine mögliche Zusammengehörigkeit der beiden Pilze hin.

Die Hauptfruchtform von *Pyrenophora tritici-repentis* entspricht morphologisch der von *Pyrenophora trichostoma*; die Ausbildung einer charakteristischen Nebenfruchtform rechtfertigt die Abtrennung einer selbständigen Art.

Untersuchte Stämme: Die Infektionsversuche wurden mit Stamm A 42 (*Triticum aestivum* L.: Höngg bei Zürich, 20. 3. 1959), die Kulturversuche mit den Stämmen A 22 (*Triticum aestivum* L.: Lotzwil, Kt. Bern, 12. 3. 1959) und A 24 (*Triticum aestivum* L.: Langenthal, Kt. Bern, 12. 3. 1959) durchgeführt.

#### 6. *Pyrenophora bromi* (Died.) Drechsler (J. agric. Res. 24: 672, 1923)

Synonym: *Pleospora bromi* Died. (Cbl. Bakt., Abt. 2, 11: 56, 1903)

*Pleospora trichostoma* (Fr.) Wint. f. sp. *bromi* Died. (Cbl. Bakt., Abt. 2, 9: 329, 1902)

Nebenfruchtformen: *Helminthosporium bromi* Died. (Cbl. Bakt. Abt. 2, 11: 56, 1903)

Synonym: *Helminthosporium gramineum* Rbh. f. sp. *bromi* Diedicke (Cbl. Bakt., Abt. 2, 9: 329, 1902)

Diagnose: Hauptfruchtform: Der Bau der Fruchtkörper entspricht *Pyrenophora trichostoma* (vgl. S. 248), jedoch sind die Ascosporen etwas größer,

nach FRAUENSTEIN (1962) 51 bis 98  $\times$  17 bis 42  $\mu$ , im Durchschnitt 76,5  $\pm$  0,41  $\times$  30,8  $\pm$  0,31  $\mu$ .

Nebenfruchtform: Konidien zylindrisch, gelb bis leicht braun, basale Zelle halbellipsoidisch, gelegentlich leicht zugespitzt, Hylum klein. Größe der Konidien nach DRECHSLER (1923) 45 bis 265  $\times$  14 bis 26  $\mu$ , 1 bis 10 — septiert; nach FRAUENSTEIN (1962) 42 bis 210  $\times$  16,8 bis 33,7, im Durchschnitt 114,2  $\pm$  3,676  $\times$  22,8  $\pm$  0,336, (1) 4 bis 5 (9) — septiert.

Wirtspflanzen: *Bromus* spp. (SPRAGUE 1950, BRAVERMAN 1960).

Bemerkungen: Diese Art wurde nicht experimentell untersucht. Nach FRAUENSTEIN (1962) sind die Asci und Ascosporen von *Pyrenophora bromi* größer als die der anderen Arten aus dem Formenkreis der *Pyrenophora trichostoma*, jedoch variiert die Sporengröße beträchtlich, so daß dieses Merkmal allein zur Abgrenzung der Art nicht genügt und als weiteres Merkmal die Nebenfruchtform mitberücksichtigt werden muß, welche sich in der Größe deutlich von allen anderen Arten unterscheidet.

Formenkreis der *Pyrenophora polytricha* (Wallr.) Wehmeyer

Die Arten, welche hier dem Formenkreis der *Pyrenophora polytricha* zugeordnet werden, zeichnen sich durch fünffach querseptierte Ascosporen aus. Häufig sind die vier mittleren Partien, nie aber die Endzellen, längsseptiert. Ähnlich wie beim Formenkreis der *Pyrenophora trichostoma* lassen sich auf Grund der Nebenfruchtform und des Wirtskreises Kleinarten unterscheiden. Kleinere, nicht immer eindeutige Unterschiede bestehen auch in den Hauptfruchtformen.

### 7. *Pyrenophora polytricha* (Wallr.) Wehmeyer

(Monograph of Pleospora, Univ. of Michigan Press, :282, 1961)

Synonym: *Sphaeria polytricha* Wallr. (Fl. crypt. germ. Sect. 2, 4: 794, 1833)

*Pleospora polytricha* Wallr. (Tul. Sel. fung. carp. 2: 269, 1863)

Diagnose: Fruchtkörper und Asci gleichen *Pyrenophora trichostoma*, dagegen sind die reifen Ascosporen meist 5 (1 bis 6) septiert, bei den Septen oft eingeschnürt, in einer bis allen vier mittleren Zellen, nie aber in den Endzellen mit einer Längswand versehen, 45 bis 61  $\times$  15 bis 20  $\mu$  groß, länglich-zylindrisch, gelegentlich etwas asymmetrisch, beidendig breit ellipsoidisch bis spitz ellipsoidisch, gelb-grün-bräunlich, bei frischem Material mit breiter Schleimhülle (Abb. 4).

Wirtspflanzen: Nach WALLROTH (1833) auf abgestorbenen Stengeln von *Secale* und *Triticum*.

Bemerkungen: *Pyrenophora polytricha* wird als Sammelart für alle dieser Beschreibung entsprechenden, auf Grund morphologischer Merkmale der Hauptfruchtform nicht unterscheidbarer Pilze betrachtet, über die keine zusätzlichen Kenntnisse (Nebenfruchtform, Pathogenität, physiologische Eigenschaften usw.) vorliegen, welche eine Abtrennung in eine selbständige Art rechtfertigen würden.

8. *Pyrenophora chaetomioides* Speg.

(Anal. Mus. Nac. Buenos Aires 6: 285, 1899)

Synonym: *Pyrenophora avenae* Ito et Kurib. (in Ito, Proc. Imp. Acad., Tokyo, 6: 354, 1930)*Pyrenophora avenae* (Died.) Müller (Sydowia 5: 255, 1951)*Pyrenophora polytricha* Da Camara (Bol. Agr. Lisboa, Ser. 1, 2: 16, 1936)Nebenfruchtform: *Helminthosporium avenaceum* Curtis ex Cooke (Grevillea 17: 67, 1889).Synonym: *Helminthosporium avenae* Eidam (Der Landwirth, Breslau, 27: 509, 1891)*Helminthosporium penicillosum* Speg. (Anal. Mus. Nac. Buenos Aires 6: 367, 1899 sub)*Helminthosporium penicillus* Speg., ibid. p. 340)*Helminthosporium avenae-sativae* (Briosi et Cav.) Lindau (in Rbh. Krypt. fl. IX Ed. 2, 9: 35, 1910)*Helminthosporium teres* Sacc. var. *avenae-sativae* Briosi et Cav. (Funghi parass. ess. N. 80, 1889)*Helminthosporium avenae* (Briosi et Cav.) Ravn (Z. Pflanzenkr. p. 25, 1901)*Helminthosporium avenae-pratensis* Died. (Aufzähl. Erfurts Micromyceten, p. 101, 1910)*Helminthosporium olisipponense* Da Camara (Bol. Agr. Lisboa, Ser. 1, 2: 46, 1936)

Diagnose: Hauptfruchtform: Bau und Größe der Fruchtkörper und der Asci entsprechen morphologisch *Pyrenophora polytricha* (vgl. S. 254). Die reifen, leicht gelb-braun gefärbten Ascosporen weisen fünf (drei bis sechs) Querwände und in den mittleren vier Zellen meist je eine Längswand auf und sind von regelmäßiger, nahezu zylindrischer Form, beidseitig hemisphärisch abgerundet und an den Septen nicht oder nur wenig eingeschnürt (Abb. 4).

## Ascosporengrößen:

|                                  |  |
|----------------------------------|--|
| nach ITO und KURIBAYASHI (1931): | 50 bis 75 × 17,5 bis 30 μ, 3 bis 6 septiert, |
| nach DENNIS (1935):              | 49 bis 63 × 21 bis 25 μ, 3 bis 6 septiert,   |
| nach KENNETH (1958):             | 40 bis 52 × 14 bis 21 μ, 5 septiert,         |
| nach eigenen Messungen:          | 40 bis 48 × 15 bis 24 μ, 5 septiert.         |

Nebenfruchtform: In den Untersuchungen erwies sich *Helminthosporium avenaceum* als Art mit großer Variation hinsichtlich der Konidienmorphologie und dem Verhalten in Kultur. Die Konidien wiesen als charakteristisches Merkmal eine, im Verhältnis zu den anderen Zellen, etwas längere und oft auch schmalere Basalzelle auf. Verschiedene Stämme bildeten regelmäßig zylindrische Konidien, bei anderen sind die mittleren Zellen oft breiter, so daß die Konidien bauchig aufgeschwollen erscheinen. Oft werden auch dreiendige, gegabelte Konidien gebildet, wie von TURNER und MILLARD (1931) beobachtet wurde (Abb. 3). Auf Malz- und Karottensaftagar entwickelte sich reichlich buschiges, weißes oder leicht graues Luftmyzel. Das Substrat verfärbte sich oliv bis schwarz, gelegentlich auch leicht rötlich. Konidien wurden in Kultur auf Malzagar selten, auf Karottensaftagar häufiger gebildet.

Größe der Konidien auf spontan infizierten Blättern (*Avena sativa* L.) (53) 65 bis 92 (120)  $\times$  (12) 14 bis 17 (22)  $\mu$ , (1) 5 bis 6 (9) — septiert; in Kultur auf Karottensaftagar (24) 54 bis 95 (114)  $\times$  (12) 14 bis 17 (20)  $\mu$ , (1) 4 bis 6 (8) — septiert; nach KENNETH (1958) 47 bis 147  $\times$  10 bis 21  $\mu$ , 4 bis 8 — septiert.

Wirtspflanzen: *Arrhenatherum elatius* (L.) Beauv., *Avena barbata* Brot., *Avena byzantina* K. Koch, *Avena fatua* L., *Avena sativa* L., *Dactylis glomerata* L., *Hordeum vulgare* L., *Koeleria cristata* (L.) Pers. (SPRAGUE 1950, BRAVERMANN 1960). Nach den Infektionsversuchen sind als weitere Wirte *Bromus inermis* Leysser, *Holcus lanatus* L. und *Trisetum flavescens* (L.) Pal. zu nennen. Soweit geprüft (vgl. Tab. 12), konnte der Wirtskreis bestätigt werden.

Bemerkungen: WEHMEYER (1961) ordnet *Pyrenophora chaetomioides* Speg. (*Pyrenophora avenae* Ito und Kurib.) bei *Pyrenophora trichostoma* ein, doch gehört dieser Pilz auf Grund der Ascosporeenseptierung zum Formenkreis der *Pyrenophora polytricha*. Die Unterscheidung von den anderen Vertretern dieses Formenkreises beruht auf der Nebenfruchtform und einiger Merkmale der Hauptfruchtform, was bei *Pyrenophora dactylidis* dargestellt wird (vgl. S. 258).

Untersuchte Stämme: Die Infektionsversuche wurden mit Stamm A 232 (*Avena sativa* L.), die Kulturversuche mit den folgenden Stämmen A 46 (*Avena sativa* L.: Lotzwil, Kt. Bern, 17.5.1959), A 147 (*Avena sativa* L.: Zürich-Oerlikon, 25.9.1959), A 148 (*Avena sativa* L.: Reckenholz bei Zürich, 25.9.1959), A 175 (*Avena sativa* L.: Rümlang, Kt. Zürich, 15.9.1959), A 176 (*Avena sativa* L.: Bremgarten, Kt. Aargau, 17.9.1959), A 237 (*Holcus lanatus* L.: Langenthal, Kt. Bern, 22.8.1959), A 247 (Hauptfruchtform: *Trisetum flavescens* [L.] Pal., Val Cairos, Südfrankreich, 28.5.1961) durchgeführt.

### 9. *Pyrenophora dactylidis* nov. spec.

Synonym: *Pleospora phaeocomes* Graham (Phytopathology 45: 633—634, 1955)  
non *Pyrenophora phaeocomes* (Reb. ex Fr.) Fr.

Nebenfruchtform: *Drechslera dactylidis* Shoemaker (Can. J. Bot. 40: 820, 1962).

Diagnose: Perithecia dispersa, primum subepidermica deinde erumpentia, figura irregulari oblonga, semiglobosa, 600 ad 850  $\times$  400 ad 620  $\mu$ . Ostiolo non vel modo leviter prominenti et saepe non medio frequenterque saetis umbrinis septatis circumdato. Parietis constat ex cellulis brunneis crasse tunicatis; cellulae subiacentes membranibus tenuibus paene hyalinis, vertice textura globosa, basi perithecii longitudinales. Asci circumdati sunt strato paraphysioideo cellularum oblongarum, 180 ad 240  $\times$  35 ad 45  $\mu$ , bitunicati, 8-sporis, vertice parietibus crassis, figura ventriosa.

Ascospores irregulariter in asco immissae, maturitate ingressa quinque transverse septatae, quattuor cellulae mediae crebro parietibus longitudinalibus, in septis manifeste constrictae, 45 ad 60  $\times$  18 ad 25  $\mu$ , saepe



50 ad 55  $\times$  20 ad 23  $\mu$ . Cellulae basales late rotundatae, raro acutae, colore flavo-olivaceo.

Stat. conidioph.: Conidia subhyalina usque flavo-olivaceo, 57 ad 143  $\times$  12 ad 17  $\mu$ , 3 ad 12 septis, hylo amplo non prominenti. Cellulae basalis plerumque brevis, semisphaeria medioriterve elliptice rotundata. Septa frequenter irregulariter transversa, latissima saepe in regione secundae usque ad quartam cellulam. Versus apicem cellulae crebro angustiores sunt. Rarius non cellulae nisi mediae angustiores, cellulae apicales iterum latiores. Germinatio lateralis.

Hab.: Perithecia in culmis emortis, conidia in foliis, *Dactylidis glomerata* L., Reckenholz prope Zürich, 12. Mai 1961. Typus Herb. ETH.

Hauptfruchtform: Fruchtkörper zerstreut unter der Epidermis wachsend und diese später aufreißend, von unregelmäßiger, länglich-halbkugeliger Gestalt, 600 bis 850  $\times$  400 bis 620  $\mu$ . Ostiolum nicht oder nur leicht vorstehend, oft exzentrisch angeordnet und häufig von dunklen, septierten Borsten umgeben. Wand von sehr dickwandigen, dunklen Zellen gebildet, darunter liegende Zellen dünnwandig, nahezu hyalin, am Scheitel regelmäßig vieleckig, an der Basis des Fruchtkörpers länglich. Asci von einem paraphysoiden Geflecht aus gestreckten Zellen umgeben, 180 bis 240  $\times$  35 bis 45  $\mu$ , bitunikat, achtsporig, am Scheitel dickwandig, von bauchiger Form.

Ascosporen im Ascus unregelmäßig angeordnet, wenn reif fünffach querspektiert, bei den Septen deutlich eingeschnürt, und in den vier mittleren Zellen häufig mit je einer Längswand versehen, 45 bis 60  $\times$  18 bis 25  $\mu$ ,

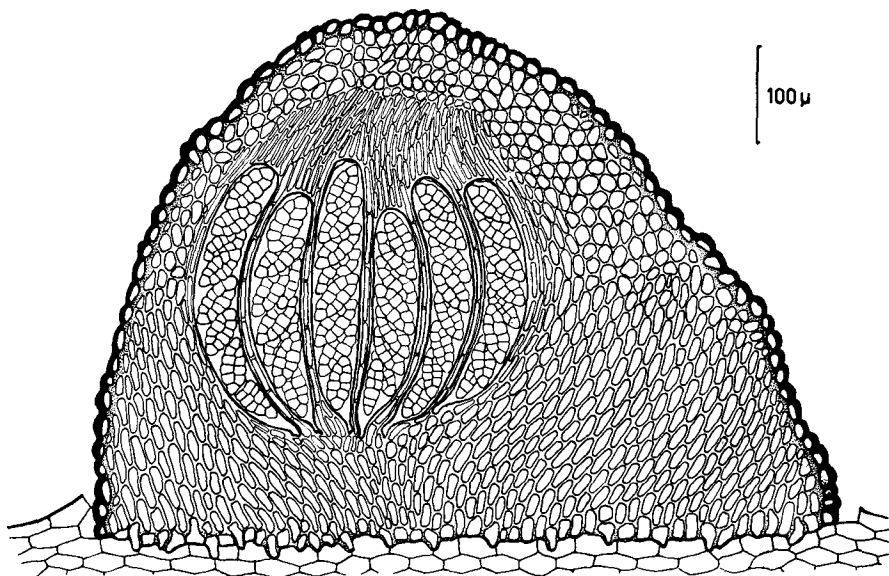


Abb. 1. Querschnitt durch einen Fruchtkörper von *Pyrenophora dactylidis*.

häufig 50 bis 55  $\times$  20 bis 23  $\mu$ , Basalzellen breit abgerundet, gelegentlich zugespitzt, gelb-oliv (Abb. 4).

Nebenfruchtform: Konidien subhyalin bis gelb-braun mit großem, nicht vorstehendem Hylum, Basalzelle meist kurz, halbkugelig bis leicht ellipsoidisch abgerundet, Septen häufig unregelmäßig schiefgestellt, am breitesten oft bei der zweiten bis vierten Zelle, die apicalen Zellen häufig schmaler; gelegentlich sind nur die mittleren Zellen schmaler, die Endzellen wiederum breiter. Keimung lateral (Abb. 3).

Größe der Konidien auf spontan infizierten Blättern (57) 80 bis 100 (143)  $\times$  (12) 14 bis 16 (17)  $\mu$ , (3) 7 bis 9 (12) — septiert; in Kultur auf Karottensaftagar (30) 80 bis 95 (114)  $\times$  (12) 13 bis 14 (15)  $\mu$ , (3) 5 bis 7 (9) — septiert; nach GRAHAM (1955 a) (42) 50 bis 70 (83)  $\times$  (10) 11 bis 15 (17)  $\mu$ , 4 bis 6 — septiert.

**Charakteristik der Reinkultur:** Auf Malzagar olivgraues, kompaktes Luftmyzel mit koremienartigen Bildungen. Substrat oliv-grün verfärbt, Konidienbildung spärlich. Auf Karottensaftagar wenig mausgraues Luftmyzel, Substrat häufig schwach weinrot gefärbt. In alten Kulturen perithezienähnliche Bildungen in das Substrat eingesenkt. Konidienbildung spärlich.

**Wirtspflanzen:** Auf Grund der Infektionsversuche (Tab. 12) kommen folgende Gramineen als Wirte in Betracht:

*Avena sativa* L., *Bromus inermis* Leysser, *Cynosurus cristatus* L., *Dactylis glomerata* L. (stärkste Infektion), *Festuca pratensis* Hudson, *Holcus lanatus* L., *Lolium multiflorum* Lam., *Secale cereale* L. und *Trisetum flavescens* (L.) Pal.

Keine Infektionen wurden erhalten bei *Agrostis alba* L., *Phleum pratense* L., *Hordeum vulgare* L. und *Triticum aestivum* L.

**Bemerkungen:** Der von GRAHAM (1955 a) als *Pleospora phaeocomes* benannte Pilz wurde in der Schweiz sowohl in der Haupt- als auch in der Nebenfruchtform gefunden. Nach der Form und Septierung der Ascosporen, und nach der Ausbildung der Fruchtkörper und der Asci handelt es sich um einen nahe mit *Pyrenophora polytricha* (Wall.) Wehmeyer verwandten Pilz (vgl. S. 254).

Da sich *Pyrenophora dactylidis* von den zwei anderen *Pyrenophora*-Arten mit fünffach septierten Ascosporen unterscheidet, wird dieser Pilz als selbständige Art unter den Formenkreis der *Pyrenophora polytricha* eingeordnet. Als neue Bezeichnung wird *Pyrenophora dactylidis* vorgeschlagen. Nach den eigenen Untersuchungen und den Angaben aus der Literatur (S. 255), sind die Ascosporen von *Pyrenophora chaetomioides* (*Pyrenophora avenae*) etwas kleiner und schmaler, an den Septen nicht oder nur leicht eingeschnürt, annähernd zylindrisch und von deutlich gelb-brauner Farbe, während diejenigen von *Pyrenophora dactylidis* an den Septen deutlich eingeschnürt, in der Form eher ellipsoidisch und leicht oliv gefärbt sind. Die Fruchtkörper von *Pyrenophora chaetomioides* sind regelmäßig

rundlich in der Form und besitzen eine weniger dicke Ascuswand (40 bis 50  $\mu$ ) als *Pyrenophora dactylidis* (80 bis 100  $\mu$ ).

Weitere Unterscheidungsmerkmale bieten die Nebenfruchtformen, indem die Koindien von *Pyrenophora chaetomioides* verhältnismäßig lange und schmale Basalzellen mit kleinem Hylum bilden, während dem die Konidien von *Pyrenophora dactylidis* breite und kurze, mit einem markanten Hylum versehene Basalzellen aufweisen (Abb. 3, Fig. 6 und 7).

Untersuchte Stämme: Die Infektionsversuche wurden mit Stamm A 212/1 (*Dactylis glomerata* L.: Wynigen, Kt. Bern, 25.11.1959) durchgeführt. Kulturversuche mit den Stämmen A 212/2 (*Dactylis glomerata* L.: Langenthal, Kt. Bern, 25.11.1959), A 205/1, A 205/2 (*Dactylis glomerata* L.: Reckenholz bei Zürich, 19.11.1959) und A 205/3 (Hauptfruchtform *Dactylis glomerata* L.: Reckenholz bei Zürich, 12.5.1961).

### 10. *Pyrenophora lolii* Dovaston

(Trans. Brit. Mycol. Soc. 31: 294 bis 253, 1948)

Nebenfruchtform: *Helminthosporium siccans* Drechsler (J. agric. Res. 24: 682, 1923).

Diagnose: Hauptfruchtform: Morphologisch wie *Pyrenophora polytricha* (vgl. S. 254).

Nebenfruchtform: Konidien, wenn jung, subhyalin bis leicht oliv, ältere gelb bis bräunlich. Meist regelmäßig zylindrisch. Basalzelle häufig halb-ellipsoidisch. Oft leicht breiter bei der zweiten, gelegentlich der dritten Zelle, Endzelle halbkugelförmig abgerundet; Hylum gut sichtbar, nicht vorstehend. Keimung von allen Zellen durch Bildung eines lateralen Keimschlauches möglich (Abb. 3).

Größe der Konidien auf spontan infizierten Blättern (30) 85 bis 105 (173)  $\times$  (10) 16 bis 18 (20)  $\mu$ , (1) 5 bis 7 (9) — septiert; in Kultur auf Karottensaftagar (14) 95 bis 114 (140)  $\times$  (14) 16 bis 18 (20)  $\mu$ , (1) 5 bis 6 (10) — septiert; nach DRECHSLER (1923) 35 bis 130  $\times$  14 bis 20  $\mu$ .

Tabelle 2

Konidiengrößen  
von *Pyrenophora lolii* auf verschiedenen Wirten (Gewächshausinfektion)

| Wirt                                 | Extremwerte                    |                  | Mittelwerte von je 100 Konidien |                  |
|--------------------------------------|--------------------------------|------------------|---------------------------------|------------------|
|                                      | Länge $\times$ Breite<br>$\mu$ | Anzahl<br>Septen | Länge $\times$ Breite<br>$\mu$  | Anzahl<br>Septen |
| <i>Avena sativa</i> L.               | 66—137 $\times$ 16—22          | 4—8              | 92 $\times$ 17                  | 6                |
| <i>Bromus inermis</i> Leysser        | 43—126 $\times$ 14—23          | 3—9              | 95 $\times$ 17                  | 6                |
| <i>Dactylis glomerata</i> L.         | 74—117 $\times$ 14—20          | 2—8              | 102 $\times$ 17                 | 6                |
| <i>Festuca pratensis</i> Hudson      | 71—149 $\times$ 14—20          | 3—11             | 113 $\times$ 17                 | 6                |
| <i>Holcus lanatus</i> L.             | 94—143 $\times$ 17—20          | 3—9              | 119 $\times$ 18                 | 7                |
| <i>Lolium multiflorum</i> Lam.       | 91—114 $\times$ 14—18          | 4—8              | 114 $\times$ 18                 | 6                |
| <i>Phleum pratense</i> L.            | 60—140 $\times$ 14—20          | 4—7              |                                 |                  |
| <i>Poa pratensis</i> L.              | 74—103 $\times$ 17—20          | 4—7              | 103 $\times$ 18                 | 6                |
| <i>Trisetum flavescens</i> (L.) Pal. | 43—128 $\times$ 14—18          | 1—7              | 99 $\times$ 17                  | 6                |

Charakteristik der Reinkultur: Auf Malzagar Luftmyzel schafwoll-ähnlich geflockt, anfänglich weiß, später mit grün-oliver Tönung. Agar oliv bis schwarz verfärbt mit leicht rötlicher Tönung am Rande der Kultur. Konidienbildung reichlich.

Wirtspflanzen: Als Wirte werden am häufigsten *Lolium multiflorum* Lam. und *Lolium perenne* L., seltener *Dactylis glomerata* L. (NEERGAARD 1958), *Festuca pratensis* Hudson (SAMPSON und WESTERN 1940), *Phleum pratense* L. und *Poa pratensis* L. (ANDERSEN 1955) genannt. An Hand der Infektionsversuche konnten neben den oben aufgeführten Wirten *Avena sativa* L., *Bromus inermis* Leysser, *Holcus lanatus* L., *Hordeum vulgare* L. und *Trisetum flavescens* (L.) Pal. als weitere Wirtspflanzen festgestellt werden. Keine Infektionen resultierten auf *Agrostis alba* L., *Cynosurus cristatus* L., *Secale cereale* L. und *Triticum aestivum* L.

Bemerkungen: DOVASTON (1948) erhielt erstmals die Hauptfruchtform in Kultur und beschrieb sie als *Pyrenophora lolii*. Nach dem Bau der Fruchtkörper und der Septierung der Ascosporen zu schließen gehört diese zum Formenkreis der *Pyrenophora polytricha*. Die Sporen sind an den Septen wie bei *Pyrenophora dactylidis* eingeschnürt; in der Größe stehen sie aber näher bei *Pyrenophora chaetomioides*.

Nach DOVASTON messen die Ascosporen von *Pyrenophora chaetomioides* (Mittelwerte)  $56 \times 23 \mu$  (Verhältnis Länge : Breite = 2,4), die Ascosporen von *Pyrenophora lolii* (Mittelwerte)  $58 \times 18 \mu$  (Verhältnis Länge : Breite = 3,22).

Diese Unterschiede werden auch von DOVASTON (1948) als sehr gering betrachtet, doch unterscheidet sich *Pyrenophora lolii* von *Pyrenophora chaetomioides* und *Pyrenophora dactylidis* durch die großen regelmäßig zylindrischen Konidien (Abb. 3).

Untersuchte Stämme: Die Infektionsversuche wurden mit Stamm A 150 (*Lolium multiflorum* Lam.: Aeschisee, Kt. Bern, 25.9.1959) durchgeführt; Kulturversuche mit den Stämmen A 11, A 12, A 17, A 33 (Saatgut von *Lolium multiflorum* Lam. und *Lolium perenne* L., dänische Herkunft, 28.1.1959 — 11.5.1959) und mit sieben weiteren auf Blättern von *Lolium multiflorum* Lam. (Umgebung von Zürich und Langenthal, Kt. Bern, Sommer 1959) isolierten Stämmen.

#### b) *Cochliobolus* Drechsler

(Phytopathology 24: 973 bis 983, 1934)

Die Gattung *Cochliobolus* wurde von DRECHSLER (1934) basierend auf *Cochliobolus heterostropus* Drechsler = *Helminthosporium maydis* Nisikado et Miyake von *Ophiobolus* Riess abgetrennt. Nach HOLM (1957) umfaßt *Ophiobolus* heute nur noch wenige Arten. *Cochliobolus* unterscheidet sich von *Ophiobolus* durch die langen, fädigen, im Ascus spiralig aufgerollten Sporen und den dickeren Ascii. Es sind über zehn verschiedene Arten bekannt (LUTTRELL 1958, NELSON 1960), welche in der Nebenfruchtform *Helminthosporium*-Arten aus der Formgattung *Bipolaris* bilden.

Eine Art, *Cochliobolus intermedius* Nelson, ist in der Nebenfruchtform als *Curvularia intermedia* Boed. bekannt. Immerhin steht *Curvularia* der *Helminthosporium*-Gruppe nahe.

### 1. *Cochliobolus sativus* (Ito et Kurib.) Drechsler

(Phytopathology 24: 973 bis 983, 1934)

Synonym: *Ophiobolus sativus* Ito et Kurib. (J. Fac. Agr. Hokkaido Imp. Univ., Sapporo 29: 85—125, 1931)

Nebenfruchtform: *Helminthosporium sativum* Pamm., King et Bakke (Iowa State Coll. Bull. 116: 180, 1910).

Synonym: *Helminthosporium Sorokinianum* Sacc. (in Sorok. Proc. Biol. Soc. Imp. Kazan 22: 15, 1890)

Diagnose: Hauptfruchtform: *Cochliobolus sativus* entspricht morphologisch der Typusart der Gattung und wurde dort beschrieben.

Nebenfruchtform: Konidien am breitesten in der Mitte, spindelförmig, häufig aber nicht immer gebogen, an beiden Enden abgerundet. Hylum gut sichtbar, meist innerhalb, gelegentlich auch leicht über die periphere Wand vorstehend, ältere Konidien immer dunkelbraun gefärbt. Keimung bipolar (Abb. 3).

Charakteristik der Reinkultur: Auf Malz- und Karottensaftagar starke Entwicklung von watteähnlichem, oliv-grauem Luftmyzel. Substrat oliv, gelegentlich leicht rötlich verfärbt. Konidien wurden auf beiden Nährböden gebildet, reichlich aber auf Kartoffel - Dextrose - Agar, besonders dann, wenn die Kulturen nach einer Woche Wachstum bei Zimmertemperatur zehn Tage bei 4°C gehalten wurden.

Größe der Konidien auf spontan infizierten Blättern von *Hordeum vulgare* L. (28) 70 bis 90 (110) × (14) 17 bis 19 (21) μ, (2) 6 bis 8 (10) — septiert; in Kultur auf Karottensaftagar (40) 55 bis 74 (105) × (14) 18 bis 21 (23) μ, (3) 5 bis 6 (8) — septiert; auf Kartoffel - Dextrose - Agar

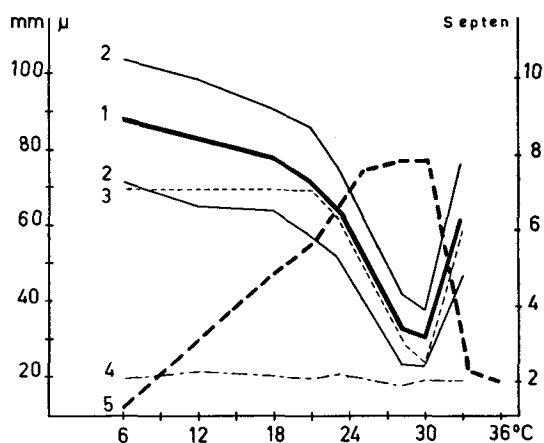


Abb. 2. Einfluß der Temperatur auf die Konidiengröße von *Cochliobolus sativus*. Abszisse: Temperatur. Ordinaten: Mittlerer Durchmesser in Millimeter von *Cochliobolus sativus*-Kulturen auf Malzagar nach sieben Tagen; Konidiengröße in μ; Anzahl Septen der Konidien. Kurven: 1 Konidienlänge; 2 Streuung der Länge der Konidien; 3 Septenzahl der Konidien; 4 Konidienbreite; 5 Wachstumskurve von *Cochliobolus sativus*

(23) 48 bis 60 (100)  $\times$  (8) 17 bis 19 (25)  $\mu$ , (2) 4 bis 6 (8) — septiert. Die Konidiengröße variiert je nach Stamm und Nährboden beträchtlich, wie bereits LUTTRELL (1955) beobachtete. Ebenso übt die Temperatur einen wesentlichen Einfluß auf die Konidiengröße aus. Eine Einsporkultur wurde auf Malzagar bei konstanten Temperaturen von 3 bis 36 °C angezogen, das radiale Myzelwachstum und die Größe der gebildeten Konidien gemessen. Die Resultate sind in Abbildung 2 dargestellt.

Die durchschnittliche Länge der Konidien variiert je nach Temperatur von 88  $\mu$  bei 6 °C bis 32  $\mu$  bei 30 °C. Die Konidienlänge verhält sich umgekehrt proportional zur Wachstumsgeschwindigkeit des Myzels. Die Anzahl Septen verhält sich proportional zur Konidienlänge.

Wirtspflanzen: Zahlreiche Gramineen. Eine ausführliche Wirtsliste mit über 30 Gramineengattungen gibt SPRAGUE (1950).

Bemerkungen: Der Name *Helminthosporium Sorokinianum* wurde vor *Helminthosporium sativum* publiziert und erhält somit nach den Nomenklaturregeln den Vorzug, jedoch hat sich *Helminthosporium sativum* stark eingebürgert. Aus diesem Grunde bezeichne ich die Nebenfruchtform weiterhin mit *Helminthosporium sativum*.

Untersuchte Stämme: Die Infektionsversuche wurden mit Stamm A 19/3 (*Hordeum vulgare* L.: Saatgut schweizerischer Herkunft, 19.2.1959) durchgeführt; die Kulturversuche mit folgenden Stämmen: A 20/1, 2, 3, 4, 5 (*Hordeum vulgare* L.: Saatgut schweizerischer Herkunft, 19.2.1959 bis 26.2.1959), A 216 (*Bromus mollis* L.: Katzensee bei Zürich, 25.11.1959), A 224 (*Festuca gigantea* [L.] Vill.: Reckenholz bei Zürich, 10.12.1959) und Nr. 769 (Gartenrasen: Zürich, 15.8.1950, leg. E. MÜLLER).

c) Nur in der Nebenfruchtform bekannte *Helminthosporium*-Arten

Arten aus der Formgattung *Drechslera*

1. *Helminthosporium dictyoides* Drechsler.

(J. agric. Res. 24: 679, 1923)

Diagnose: Konidien am breitesten an der Basis, gelegentlich Basalzelle kopfförmig verdickt, meist aber regelmäßig von der Basis bis gegen das Ende verjüngt, subhyalin bis leicht gelbbraun. Keimung lateral (Abb. 3).

Größe der Konidien auf spontan infizierten Blättern (48) 55 bis 70 (112)  $\times$  (12) 14 bis 15 (17)  $\mu$ , (2) 5 bis 6 (8) — septiert; in Kultur auf Karottensaftagar (62) 70 bis 99 (154)  $\times$  (14) 15 bis 17 (21)  $\mu$ , (3) 5 bis 7 (9) — septiert; nach DRECHSLER (1923) 50 bis 70 (115)  $\times$  14 bis 17  $\mu$ , (1) 3 bis 5 (7) — septiert.

Charakteristik der Reinkultur auf Malz und Karottensaftagar: Weisses, flach anliegendes Luftmyzel, welches in alten Kulturen einen hautartigen Überzug bildet. Substrat olivgrün, in älteren Kulturen schwarz-oliv, gelegentlich auch leicht rot-braun verfärbt. Konidienbildung nur auf Karottensaftagar.

Wirtspflanzen: *Festuca elatior* L., *Festuca elatior* var. *arundinacea* (Schreb.) Wimm., *Festuca occidentalis* Hook., *Festuca pacifica* Piper, *Festuca pratensis* Huds., *Festuca rubra* var. *commutata* Gaud. (SPRAGUE 1950).

KENNETH (1958) nennt auch *Brachypodium distachya* (L.) Roem. et. Schult. In den Infektionsversuchen wurden Blattnekrosen bei folgenden Gramineen erhalten: *Bromus inermis* Leysser, *Dactylis glomerata* L., *Festuca pratensis* Hudson, und *Lolium multiflorum* Lam.

Bemerkungen: Auf *Lolium multiflorum* Lam. fanden BRAVERMAN und GRAHAM (1960) Konidien von *Helminthosporium dictyoides*, doch ergaben Inokulationen mit diesen Stämmen keinen Befall auf *Festuca pratensis* Huds. Aus diesem Grunde wurden zwei neue Formen, *Helminthosporium dictyoides* f. sp. *dictyoides* und *Helminthosporium dictyoides* f. sp. *perenne* aufgestellt.

Untersuchte Stämme: Die Infektionsversuche wurden mit Stamm A 217 (*Festuca pratensis* Huds.: Zürich-Oerlikon, 25.11.1959) durchgeführt; Kulturversuche mit acht Stämmen von Saatgut (*Festuca pratensis* Huds. und *Festuca arundinacea* Schreber, dänische Herkunft, isoliert 22.1.1959 bis 19.2.1959).

## 2. *Helminthosporium erythrospilum* Drechsler

(Phytopathology 25: 360, 1935)

Diagnose: Konidien mehr oder weniger regelmäßig zylindrisch, häufig am breitesten nach der Basalzelle, gegen das Ende hin leicht verjüngt, gelblich-braun. Hylum gut ausgebildet, nicht vorstehend. Keimung lateral (Abb. 3). Größe der Konidien auf spontan infizierten Blättern (20) 57 bis 70 (85)  $\times$  (10) 12 bis 13 (14)  $\mu$ , (1) 4 bis 5 (7) — septiert; in Kultur auf Karottensaftagar (51) 60 bis 70 (85)  $\times$  (11) 14 (17)  $\mu$ , (5) 5 bis 6 (8) — septiert; nach DRECHSLER (1935) 25 bis 65 bis 105  $\mu \times$  8 bis 12 bis 16  $\mu$ , 2 bis 10 — septiert.

Charakteristik der Reinkultur: Auf Malzagar Substrat intensiv rotbraun verfärbt, wenig weiß-graues Luftmyzel, unregelmäßig zonales Wachstum, Konidienbildung reichlich. Karottensaftagar: Substrat nicht verfärbt, kein Luftmyzel sichtbar, Wachstum regelmäßig, reichliche Konidienbildung.

Wirtspflanzen: *Agrostis alba* L., *Agrostis canina* L., *Agrostis palustris* Huds., *Agrostis perennans* (Walt.) Tuckerm. (SPRAGUE 1950).

In den Infektionsversuchen bildeten sich auch bei den folgenden Gramineen Blattnekrosen: *Agrostis alba* L., *Avena sativa* L., *Bromus inermis* Leysser, *Dactylis glomerata* L., *Festuca pratensis* Hudson, *Lolium multiflorum* Lam. und *Trisetum flavescens* (L.) Pal.

Bemerkungen: ELLIOTT (1959) erklärt *Helminthosporium erythrospilum* und *Helminthosporium fugax* (*Helminthosporium stenacrum*) als identisch. Diese Auffassung kann nicht geteilt werden, da die unter gleichen Bedingungen gebildeten Konidien deutliche Größenunterschiede aufweisen

und die Reinkulturen weitere Unterscheidungsmerkmale bieten. Die intensiv rot-braune Verfärbung auf Malzagar und die fehlende Farbstoffbildung auf Karottensaftagar verhielt sich bei 12 von *Agrostis* ssp. und drei von *Trisetum flavescens* isolierten Kulturen konstant. *Helminthosporium fugax* dagegen verfärbt beide Substrate oliv-schwarz.

**Untersuchte Stämme:** Die Infektionsversuche wurden mit Stamm A 195/1 (*Agrostis alba* L.: Zürich-Oerlikon, 15. 11. 1959) durchgeführt; Kulturversuche mit Stamm A 207 (*Trisetum flavescens* [L.] Pal.: Regensberg, Kt. Zürich, 19. 11. 1959) und zehn weiteren Stämmen von (*Agrostis alba* L., *Agrostis canina* L., *Agrostis tenuis* Sibth.: Zürich-Oerlikon, 15. 11. bis 25. 11. 1959).

### 3. *Helminthosporium fugax* Wallr.

(Fl. Crypt. Germ., 2, p. 164, 1833)

**Synonym:** *Helminthosporium stenacrum* Drechsler (J. agric. Res. 24: 683, 1923). Nach SHOEMAKER (1962).

**Diagnose:** Konidien subhyalin, wenn reif leicht gelblich. Zylindrisch bis leicht ellipsoidisch, häufig am breitesten bei der zweiten bis dritten Zelle, Basalzelle meist kleiner, halbellsipsoidisch bis leicht zugespitzt, apicales Ende gelegentlich schmal und verlängert; Hylum klein, nicht vorstehend. Keimung lateral von allen Zellen aus möglich (Abb. 3).

Größe der Konidien auf spontan infizierten Blättern (28) 90 bis 120 (162)  $\times$  (16) 19 bis 22 (25)  $\mu$ , (2) 6 bis 8 (12) — septiert; in Kultur auf Karottensaftagar (43) 95 bis 125 (157)  $\times$  (14) 18 bis 20 (22)  $\mu$ , (1) 5 bis 8 (10) — septiert; nach DRECHSLER (1923) 53 bis 135  $\times$  15 bis 23  $\mu$ , 1 bis 11 septiert.

**Charakteristik der Reinkultur:** Auf Malzagar starke Bildung von grau-schwarzem Luftmyzel, Substrat oliv-schwarz verfärbt. Die Kulturen wachsen zuerst regelmäßig radial, später unregelmäßig, sektorenweise. Keine Konidienbildung. Auf Karottensaftagar regelmäßiges Wachstum, etwas weniger starke Luftmyzelentwicklung und gute Konidienbildung.

**Wirtspflanzen:** *Agrostis alba* L., *Agrostis oregonensis* Vasey, *Agrostis palustris* L., *Agrostis scabra* Willd., *Agrostis tenuis* Sibth., *Eleusine indica* (L.) Gaertn. (SPRAGUE 1950). In den Infektionsversuchen wurden Blattnekrosen bei folgenden Gramineen erhalten: *Bromus inermis* Leysser, *Dactylis glomerata* L., *Festuca pratensis* Hudson, *Holcus lanatus* L. und *Lolium multiflorum* (L.) Pal.

**Bemerkungen:** Unterscheidungsmöglichkeiten von *Helminthosporium erythrospilum* bietet die Konidiengröße und die Kulturcharakteristik.

**Untersuchte Stämme:** Die Infektionsversuche wurden mit Stamm A 191/1 (*Agrostis canina* L.: Zürich-Oerlikon, 18. 11. 1959) durchgeführt; Kulturversuche mit den Stämmen A 191/2, 3, 4 (*Agrostis canina* L.: Zürich-Oerlikon, 18. 11. 1959) und A 238 (*Holcus lanatus* L.: Langenthal, Kt. Bern, 8. 8. 1960).



4. *Helminthosporium phlei* (Graham) Scharif  
(Trans. Brit. Mycol. Soc. 44: 217, 1961)

Synonym: *Helminthosporium dictyoides* var. *phlei* Graham (Phytopathology 45: 228, 1955b)

Diagnose: Konidien subhyalin bis gelbbraun, am breitesten an der Basis oder bei der zweiten Zelle, gegen das Ende regelmäßig verjüngt; Endzelle häufig länger als die übrigen Zellen und häufig ebenfalls mit einem Hylum versehen infolge kettenweiser Konidienbildung (Abb. 3).

Größe der Konidien auf spontan infizierten Blättern (26) 60 bis 80 (120)  $\times$  (21) 13 bis 15 (18)  $\mu$ , (2) 4 bis 6 (8) — septiert; in Kultur auf Karottensaftagar (45) 80 bis 100 (140)  $\times$  (12) 14 bis 16 (20)  $\mu$ , (2) 4 bis 6 (8) — septiert; nach SCHARIF (1961) (16) 52 bis 62 (100)  $\times$  (8) 12,8 bis 13,4 (18)  $\mu$ , 1 bis 6 — septiert.

Charakteristik der Reinkultur: Auf Malzagar wolliges, graues Luftmyzel, Substrat oliv-grün bis grau-schwarz verfärbt, Konidienbildung spärlich.

Auf Karottensaftagar wenig, flach anliegendes mausgraues Luftmyzel, Substrat oliv-grün bis schwarz verfärbt, spärliche Konidienbildung.

Wirtspflanzen: *Agrostis alba* L., *Dactylis glomerata* L. und *Phleum pratense* L. (SHOEMAKER 1962). SCHARIF (1961) erhielt auch auf *Festuca rubra* L. schwache Infektionen. Bei *Festuca elatior* subsp. *arundinacea* (Schreb.) Wimm., *Lolium italicum* (A. Br.) Volkart und *Lolium perenne* L. konnten nur absterbende Blätter besiedelt werden. *Festuca pratensis* Hudson und die Getreidearten wurden nicht befallen.

In den Infektionsversuchen (vgl. Tab. 12) wurden auf folgenden Gramineen Blattnekrosen erhalten: *Avenea sativa* L., *Bromus inermis* Leysser, *Dactylis glomerata* L., *Festuca pratensis* Hudson, *Holcus lanatus* L., *Lolium multiflorum* Lam., *Phleum pratense* L., *Poa pratensis* L. und *Trisetum flavescens* (L.) Pal.

Bemerkungen: Die Infektionsversuche ergaben einen erheblich breiteren Wirkkreis als bei den Versuchen von GRAHAM (1955b) und SCHARIF (1961). Ebenso sind die Konidien breiter als die von SCHARIF (1961) gemessenen. Die übrigen Merkmale (häufige, sekundäre Konidienbildung, Form der Konidien, Verhalten in Kultur, als einzige der untersuchten *Helminthosporium*-Arten aus der Formgattung *Drechslera* parasitisch auf *Phleum pratense*) stimmen jedoch mit *Helminthosporium phlei* überein.

Untersuchte Stämme: Die Infektionsversuche wurden mit Stamm A 172 (*Phleum pratense* L.: Weißenstein, Jura, 24. 8. 1959); Kulturversuche mit den Stämmen A 14/1 und A 14/2 (Saatgut *Phleum pratense* L.: unbekannte Herkunft, 29. 1. 1959) durchgeführt.

5. *Helminthosporium poae* Baudys

(Lotos, 64: 81, 1916)

Synonym: *Helminthosporium vagans* Drechsler (J. agric. Res. 24: 688, 1923). Nach SHOEMAKER (1962).

Diagnose: Größere Konidien meist nahezu zylindrisch mit breit abgerundetem Ende, kleinere oft langgestreckte ellipsoidisch, leicht oliv-grün, Hylum groß, gelegentlich höckerartig vorstehend, aber immer innerhalb der peripheren Wand. Keimung seitlich, von allen Zellen möglich (Abb. 3). Größe der Konidien auf spontan infizierten Blättern (38) 60 bis 90 (115)  $\times$  16 bis 18  $\mu$ , (3) 5 bis 6 (8) — septiert; in Kultur auf Karottensaftagar (43) 60 bis 110 (149)  $\times$  (14) 17 bis 20 (22)  $\mu$ , (3) 5 bis 6 (8) — septiert; nach DRECHSLER (1923) 25 bis 130  $\times$  17 bis 23  $\mu$ , (1) 5 bis 8 (10) — septiert. Auf Malzagar schwarz-olives, stark entwickeltes Luftmyzel, Substrat oliv-schwarz verfärbt von Myzel durchwachsen. Konidienbildung spärlich. Auf Karottensaftagar Luftmyzel flach, grau-schwarz, gelegentlich rötlich-braun, in älteren Kulturen Koremienbildung. Konidienbildung reichlich.

Wirtspflanzen: *Poa arida* Vasey, *Poa bulbosa* L., *Poa compressa* L., *Poa prantensis* L., *Poa secunda* Presl. (SPRAGUE 1950), *Koeleria cristata* L. Pers. (SHOEMAKER 1962). In den Infektionsversuchen wurden neben *Poa prantensis* L. auch auf folgenden Wirten Blattnekrosen erhalten: *Avena sativa* L., *Bromus inermis* Leysser, *Cynosurus cristatus* L., *Dactylis glomerata* L., *Festuca pratensis* Hudson, *Holcus lanatus* L., *Lolium multiflorum* Lam. und *Trisetum flavescens* (L.) Pal.

Bemerkungen: Die Unterscheidung von *Helminthosporium poae* gegenüber dem ebenfalls auf *Poa* spp. vorkommenden *Helminthosporium cyclops* ist auf Grund der Keimung eindeutig möglich. *Helminthosporium poae* weist seitliche, *Helminthosporium cyclops* dagegen polare Keimung auf.

Untersuchte Stämme: Die Infektionsversuche wurden mit Stamm A 204/1 (*Poa palustris* L.: Zürich-Oerlikon, 16. 11. 1959) durchgeführt; Kulturversuche mit den Stämmen A 193 (*Poa palustris* L.: Zürich-Oerlikon, 15. 11. 1959) und A 220 (*Poa trivialis* L.: Regensberg bei Zürich, 25. 11. 1959).

Art aus der Formgattung *Bipolaris*

6. *Helminthosporium rostratum* Drechsler

(J. agric. Res. 24: 724, 1923)

Synonym: *Helminthosporium halodes* Drechsler (J. agric. Res. 24: 709, 1923)  
*Helminthosporium nodulosum* Berk. et Curt in Sacc. var. *tritici* Patel, Kamat u. Padhye (Indian Phytopathol. 6: 24, 1954)

Diagnose: Konidien auf Karottensaftagar lang, gerade oder leicht gebogen, am breitesten bei der zweiten bis dritten Zelle, Endzellen oft schmaler und länger, Basalzelle leicht zugespitzt, oft etwas heller als die übrigen Zellen, basales Segment etwas stärker ausgebildet, Hylum leicht vorstehend, Kei-

mung bipolar. Junge Konidien leicht oliv, ältere gelb bis braun. Konidienbildung spärlich. Konidien auf Malzagar kurz, gedrunken, gerade, am breitesten in der Mitte, Basalzelle hemisphärisch abgerundet, Endzellen kurz, Hylum deutlich vorstehend, Farbe und Keimung wie bei Karottensaftagar. Sporulation spärlich. Auf den Wirtspflanzen ist die Konidiengröße, die Bildungshäufigkeit der Konidien (Tab. 3) und ihre Form stark vom Wirt abhängig. Lange Konidien entsprechen in der Form denjenigen auf Karottensaftagar, kurze denjenigen auf Malzagar (Abb. 3).

Tabelle 3

Konidiengrößen von *Helminthosporium rostratum*

|   | Extremwerte ( $\mu$ ) |                 |                  | Mittelwerte von je 100 Konidien ( $\mu$ ) |                 |                  | (*) |
|---|-----------------------|-----------------|------------------|---|-----------------|------------------|-----|
|   | Länge<br>$\mu$        | Breite<br>$\mu$ | Anzahl<br>Septen | Länge<br>$\mu$                            | Breite<br>$\mu$ | Anzahl<br>Septen |     |
| Nach DRECHSLER (1923)                         | 38—184                | 14—22           | 3—15             |   |                 |                  |     |
| In Kultur:                                    |                       |                 |                  |   |                 |                  |     |
| auf Karottensaftagar                          | 28—114                | 11—17           | 5—12             | 83  | 14              | 9                | ++  |
| auf Malzagar                                  | 23— 80                | 9—14            | 3— 9             | 46  | 11              | 4                | +   |
| Nach Gewächshaus-<br>infektion auf Blatt von: |                       |                 |                  |   |                 |                  |     |
| <i>Bromus inermis</i> Leyss.                  | 74—123                | 11—17           | 7—14             | 105                                       | 16              | 11               | +++ |
| <i>Dactylis glomerata</i> L.                  | 80—124                | 11—17           | 9—14             | 100                                       | 16              | 11               | ++  |
| <i>Holcus lanata</i> L.                       | 47— 51                | 11—14           | 4— 8             | 47  | 13              | 6                | +   |
| <i>Lolium multiflorum</i><br>Lam.             | 51— 85                | 11—17           | 6—10             | 65  | 14              | 8                | +   |
| <i>Poa pratensis</i> L.                       | 65—100                | 11—17           | 6— 8             | 85  | 16              | 7                | +++ |
| <i>Trisetum flavescens</i><br>(L.) Pal.       | 47— 97                | 11—16           | 6—10             | 68  | 14              | 8                | +   |

(\*) Konidienbildung: + = spärlich, ++ = mittelmäßig, +++ = reichlich.

Wirtspflanzen: *Agropyron repens* (L.) Beauv., *Agropyron Smithii* Rydb., *Agrostis alba* L., *Agrostis palustris* Huds., *Avena sativa* L., *Bromus inermis* Leysser, *Cynodon dactylon* (L.) Pers., *Cynosurus cristatus* L., *Dactylis glomerata* L., *Distichlis spicata* (L.) Greene, *Eragrostis cilianensis* (All.) LK Hudson, *Holcus lanatus* L., *Hordeum vulgare* L., *Hordeum pusillum* Nutt., *Lolium multiflorum* Lam., *Muhlenbergia japonica* Steud., *Panicum ciliaceum* L., *Panicum texanum* Buckl., *Paspalum boscianum* Flugge, *Penisetum glaucum* (L.) R. Br., *Phleum pratense* L., *Poa pratensis* L., *Poa palustris* L., *Schedonnardus paniculatus* (Nutt.) Trel., *Secale cereale* L., *Setaria italica* (L.) Beauv., *Setaria viridis* (L.) Beauv., *Sorghum vulgare* Pers., *Sorghum vulgare* var. *sudanense* (Piper) Hitchc., *Trisetum flavescens* (L.) Pal., *Trisetum aestivum* L. und *Zea mais* L. (SPRAGUE 1950, WHITEHEAD und CALVERT 1959, eigene Infektionsversuche, Tab. 12).

Bemerkungen: LUTTRELL (1958) erhielt in Kultur erstmals die Hauptfruchtform und charakterisiert diese als „sehr ähnlich *Trichometasphaeria turcica*“, gibt aber keine Diagnose. SHOEMAKER (1962) erklärt *Helminthosporium halodes*, auf Grund der Konidienform als Synonym von *Helminthosporium rostratum*. Die Berechtigung dieser Zusammenlegung wird durch die Infektionsversuche (Tab. 12) und den Konidienmessungen auf verschiedenen Nährböden und Wirten gestützt.

Untersuchte Stämme: Die Infektionsversuche wurden mit Stamm A 16 (Saatgut von *Poa pratensis* L.: nordamerikanische Herkunft, 3.2.1959); Kulturversuche mit Stamm A 198 (*Eragrostis cilianensis* [All.] Vignolo-Lutati: Zürich-Oerlikon, 16.11.1959) durchgeführt.

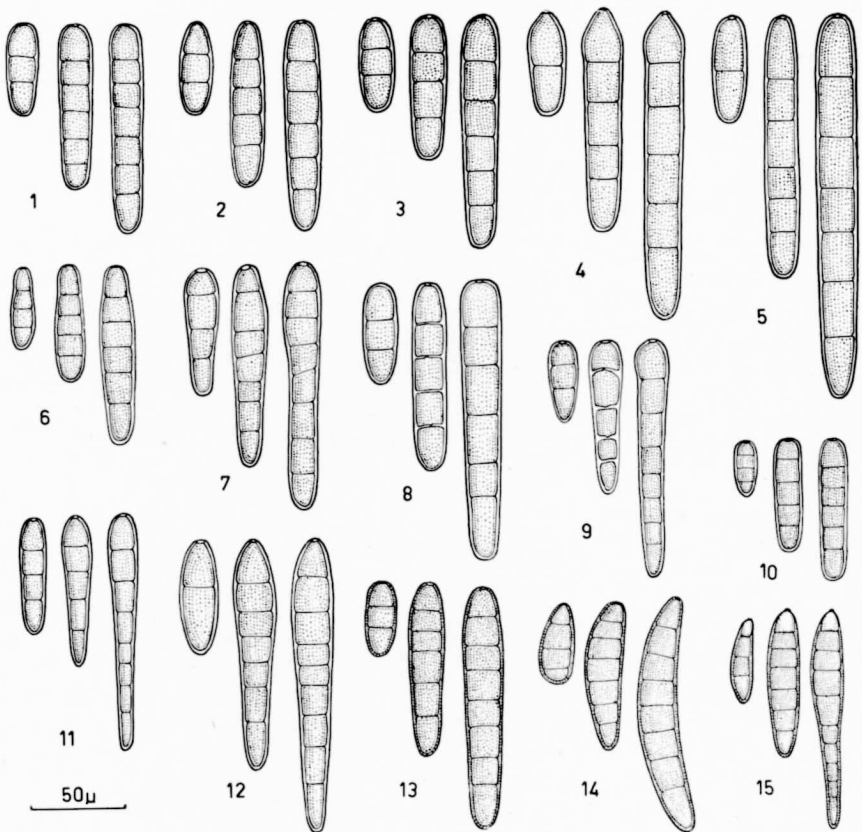


Abb. 3. Konidien. Formgattung *Drechslera*: (Formenkreis der *Pyrenophora trichostoma*): 1 *Pyrenophora graminea*, 2 *Pyrenophora japonica*, 3 *Pyrenophora teres*, 4 *Pyrenophora tritici-repentis*, 5 *Pyrenophora bromi*; (Formenkreis der *Pyrenophora trichostoma*): 6 *Pyrenophora chaetomioides*, 7 *Pyrenophora dactylidis*, 8 *Pyrenophora lolii*; (Hauptfruchtform nicht bekannt): 9 *Helminthosporium dictyoides*, 10 *Helminthosporium erythrospilum*, 11 *Helminthosporium phlei*, 12 *Helminthosporium fugax*, 13 *Helminthosporium poae*. Formgattung *Bipolaris*: 14 *Cochliobolus sativus*, 15 *Helminthosporium rostratum*

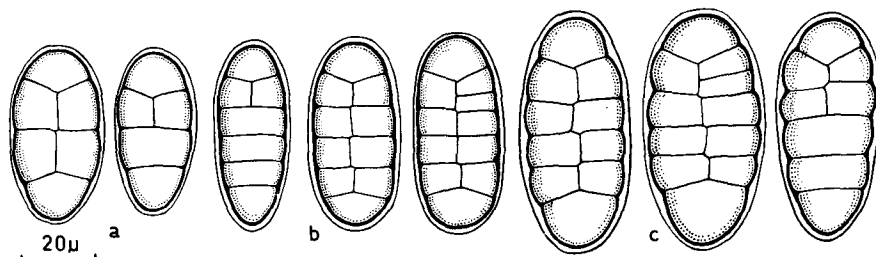


Abb. 4. Ascosporen. Formenkreis der *Pyrenophora trichostoma*: a) *Pyrenophora trichostoma*. Formenkreis der *Pyrenophora polytricha*: b) *Pyrenophora chaetomioides*, c) *Pyrenophora dactylidis*

### C. Bestimmungsschlüssel

Schlüssel I: Bestimmung nach Haupt- und Nebenfruchtform

Schlüssel II: Bestimmung nur nach Nebenfruchtform

#### Schlüssel I

- |     |  |  |    |
|-----|--|--|----|
| 1   | Fruchtkörper sklerotienartig, häufig mit Borsten versehen, Ascostroma mit Pseudoparaphysoiden; Ascosporen ellipsoidisch, zylindrisch oder breit spindelig mit Quersepten und häufig auch mit Längssepten; meist gelblich-braun |  |    |
|     |  | Gattung <i>Pyrenophora</i>                 | 2  |
| 1*  | Fruchtkörper mit gut ausgebildetem Mündungsporus, Ascosporen fädig, mit Quersepten, im Ascus spiralig aufgewunden, Asci meist zylindrisch oder käulig  | Gattung <i>Cochliobolus</i>                | 10 |
| 2   | Ascosporen mit zwei Quersepten   | Formenkreis <i>Pyrenophora trichostoma</i> | 3  |
| 2*  | Ascosporen mit zwei bis fünf Quersepten  | Formenkreis <i>Pyrenophora polytricha</i>  | 8  |
| 3   | Keine Nebenfruchtform gebildet   | Sammelart <i>Pyrenophora trichostoma</i>   |    |
| 3*  | Nebenfruchtform <i>Helminthosporium</i>  |  | 4  |
| 4   | Konidien im Mittel über 110 $\mu$ lang   | <i>Pyrenophora bromi</i>                   |    |
| 4*  | Konidien im Mittel kleiner   |  | 5  |
| 5   | Konidien an der Basis konisch zugespitzt   | <i>Pyrenophora tritici-repentis</i>        |    |
| 5*  | Konidien an beiden Enden abgerundet  |  | 6  |
| 6   | Konidien an beiden Enden halbellsipsoidisch abgerundet, kleinere Konidien langgestreckt ellipsoidisch  | <i>Pyrenophora japonica</i>                |    |
| 6*  | Beide Enden abrupt hemisphärisch abgerundet  |  | 7  |
| 7   | Auf <i>Hordeum</i> Erreger der Streifenkrankheit, in Kultur flach anliegendes, weißes Luftmyzel  | <i>Pyrenophora graminea</i>                |    |
| 7*  | Auf <i>Hordeum</i> Erreger der Netzfleckenkrankheit, in Kultur auf Malzagar Luftmyzel oliv-schwarz, koremienartige Fortsätze bildend   | <i>Pyrenophora teres</i>                   |    |
| 8   | Keine Konidien gebildet  | Sammelart <i>Pyrenophora polytricha</i>    |    |
| 8*  | Nebenfruchtform <i>Helminthosporium</i>  |  | 9  |
| 9   | Basalzelle meist länger und schmaler als die übrigen Zellen der Konidie, Hylum klein   | <i>Pyrenophora chaetomioides</i>           |    |
| 9*  | Basalzelle meist kurz, hemisphärisch, Hylum gut ausgebildet  | <i>Pyrenophora dactylidis</i>              |    |
| 9** | Basalzelle ungefähr gleich lang und breit wie die übrigen Zellen, Hylum klein  | <i>Pyrenophora lolii</i>                   |    |
| 10  | Konidien gebogen, dunkelbraun, Hylum nicht oder nicht stark vorstehend, Keimung terminal   | <i>Cochliobolus sativus</i>                |    |
| 10* | Anders gebaute Konidien: beziehen sich auf hier nicht beschriebene Arten   |  |    |

## Schlüssel II

|      |   |                                       |    |
|------|---|---------------------------------------|----|
| 1    | Konidien zylindrisch, Keimung lateral   | Formgattung <i>Drechslera</i>         | 2  |
| 1*   | Konidien fusoid, Keimung bipolar  | Formgattung <i>Bipolaris</i>          | 11 |
| 2    | Konidien im Mittel über 110 $\mu$ lang  | <i>Pyrenophora bromi</i>              |    |
| 2*   | Konidien im Mittel kleiner  |                                       | 3  |
| 3    | Basalzelle der Konidien konisch zugespitzt  | <i>Pyrenophora tritici-repentis</i>   |    |
| 3*   | Konidien an beiden Enden abgerundet   |                                       | 4  |
| 4    | Basalzelle der Konidie meist länger und schmaler als die übrigen Zellen   | <i>Pyrenophora chaetomioides</i>      |    |
| 4*   | Basalzelle meist kurz, Hylum gut ausgebildet, einzelne Zellen der Konidien oft schmaler, Septen häufig schiefgestellt   | <i>Pyrenophora dactylidis</i>         |    |
| 4**  | Basalzelle ungefähr gleich lang wie die übrigen Zellen  |                                       | 5  |
| 5    | Konidien nahezu zylindrisch   |                                       | 6  |
| 5*   | Konidien bei erster und zweiter Zelle deutlich breiter  |                                       | 9  |
| 5**  | Konidien bei zweiter und dritter Zelle deutlich breiter   |                                       | 10 |
| 6    | Konidien im Mittel nicht über 50 bis 70 $\mu$ lang  | <i>Helminthosporium erythrospilum</i> |    |
| 6*   | Konidien größer   |                                       | 7  |
| 7    | Konidien an beiden Enden halbellsipsoidisch abgerundet, kleinere Konidien langgestreckt elliptisch  | <i>Pyrenophora japonica</i>           |    |
| 7*   | Konidien an beiden Enden abrupt hemisphärisch abgerundet  |                                       | 8  |
| 8    | Auf <i>Hordeum</i> Erreger der Streifenkrankheit, in Kultur auf Malzagar flach anliegendes, weißes Luftmyzel  | <i>Pyrenophora graminea</i>           |    |
| 8*   | Auf <i>Hordeum</i> Erreger der Netzfleckenkrankheit, in Kultur auf Malzagar Luftmyzel oliv-schwarz, koremienartige Fortsätze bildend  | <i>Pyrenophora teres</i>              |    |
| 8**  | Auf Gräsern, hauptsächlich <i>Lolium</i> und <i>Festuca</i> , Erreger von Blattflecken, in Kultur auf Malzagar schafwollähnliches, grau-olives Luftmyzel  | <i>Pyrenophora lolii</i>              |    |
| 9    | Basalzelle oft kopfförmig verdickt oder beim basalen Segment deutlich am breitesten. Auf Gräsern, hauptsächlich <i>Festuca</i> ssp. Erreger von Blattflecken. In Kultur auf Malzagar flach anliegendes, weißes Luftmyzel                  | <i>Helminthosporium dictyoides</i>    |    |
| 9*   | Basalzelle am breitesten, aber nicht kopfförmig verdickt, häufig sekundäre Konidien gebildet. Auf Gräsern, hauptsächlich <i>Pheum pratense</i> Erreger von Blattflecken. In Kultur auf Malzagar stark entwickeltes, grau-olives Luftmyzel | <i>Helminthosporium phlei</i>         |    |
| 10   | Konidien auf beiden Seiten halbellsipsoidisch abgerundet bis leicht zugespitzt, oliv, oft rauchgrau. In Kultur auf Malzagar zonales, unregelmäßiges Wachstum  | <i>Helminthosporium fugax</i>         |    |
| 10*  | Konidien meist abrupt, hemisphärisch abgerundet, gelb-braun. In Kultur auf Malzagar stark entwickeltes, grau-olives Luftmyzel   | <i>Helminthosporium poae</i>          |    |
| 11   | Hylum nicht oder nur ganz schwach vorstehend. Konidien fusoid, gebogen, dunkelbraun   | <i>Cochliobolus sativus</i>           |    |
| 11*  | Hylum deutlich vorstehend, Basalzelle leicht zugespitzt, Endzellen deutlich länger und schmaler als die übrigen Zellen  | <i>Helminthosporium rostratum</i>     |    |
| 11** | Anders gebaute Konidien: beziehen sich auf hier nicht beschriebene Arten  |                                       |    |

## II. EXPERIMENTELLER TEIL

## A. Materialien und Methoden

## 1. Nährmedien

Malzagar: 2 % Malzextrakt, 2 % Agar-Agar, destilliertes Wasser, autoklaviert bei 120 °C, 1 atü, 20 Minuten.

**Kartoffeldextroseagar:** 200 g geschälte Kartoffeln mit 1 l Wasser im Tourmix zerkleinert, im Wasserbad eine Stunde erhitzt und durch feines Tuch filtriert. Dazu 20 g Dextrose, 20 g Agar-Agar, mit Wasser auf 1 l aufgefüllt und während 20 Minuten bei 1 atü im Autoklav sterilisiert.

**Flüssige Kulturmedien:** Als Grundlage diente die Nährlösung nach LUKE und WHEELER (1955): 5 g Ammoniumtartrat, 1 g  $\text{NH}_4\text{NO}_3$ , 1 g  $\text{K}_2\text{HPO}_4$ , 0,5 g  $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ , 0,13 g  $\text{CaCl}_2$ , 0,1 g NaCl, 30 g Saccharose und destilliertes Wasser auf 1 l.

**Stroh-Nährboden:** In 300 ccm Kolben wurden 7 g Terralit (hergestellt aus Vermiculit; WALKER 1951), 5 g Weizenstrohmehl und 30 ccm Leitungswasser gegeben und bei 2 atü während einer Stunde autoklaviert. Am folgenden Tag 30 ccm doppelt conc. Nährlösung nach ZOGG (1951) (2 % Glukose, 1,2 ‰ Glykokoll, 1,5 ‰  $\text{KH}_2\text{PO}_4$ , 0,5 ‰  $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ , Spur  $\text{FeCl}_3$ , 50  $\gamma$ /l Biotin) zugegeben und nochmals bei 1 atü während 20 Minuten autoklaviert.

## 2. Isolierung der Pilze

Für alle Untersuchungen wurden ausschließlich mit Hilfe des Mikromanipulators isolierte Einsporenkulturen verwendet. Die Konidien stammten entweder vom Saatgut, welches fünf bis sechs Tage feuchtgelegt wurde oder von spontan infizierten Pflanzen.

## 3. Temperaturversuche

Die meisten *Helminthosporien* wachsen auf Agarnährböden radial und bilden im Umriss rundliche Kolonien; deshalb war es möglich die Temperaturabhängigkeit des Myzelwachstums durch Messen des Kolonidurchmessers zu bestimmen.

Die Anzucht der Kulturen erfolgte in Petrischalen auf Malzagar. Von diesen wurden mit Hilfe einer speziellen Platinöse gleich große, runde Stücke ausgestochen und in kleine Kolleschalen (12 cm  $\varnothing$ ) auf Malzagar (40 ccm/Schale) gebracht. Die zu prüfenden Pilze wurden in vier Parallelen den entsprechenden Temperaturen ausgesetzt. Die Auswertung erfolgte, sobald die Kultur in der optimalen Temperatur den Rand der Kolleschale erreichte.

## 4. Infektionsversuche

### a) Blattinfektionen

Da nicht alle *Helminthosporium*-Arten in Kultur genügend Konidien bildeten, mußten alle Blattinfektionen mit Myzelsuspensionen ausgeführt werden. Als Kulturmedium diente die Nährlösung nach LUKE und WHEELER (1955) mit Zusatz von 1 ‰ Pepton. Die Kultivierung erfolgte in 100 ccm Erlenmeyerkolben mit 20 ml Nährlösung. Nach gutem Durchwachsen der Nährlösung wurden die Myzelien mit sterilem, destilliertem Wasser ausgewaschen, im Homogenisator fein zerschnitten und die Suspension mit einem Zerstäuber auf die Blattspreiten gesprüht. Anschließend wurden die Pflanzen bei 20 °C aufgestellt und während 48 Stunden feuchtgehalten.

Die Anzucht der Pflanzen erfolgte im Gewächshaus in Tontöpfen. Nach der vollen Entwicklung von zwei bis drei Blattspreiten gelangten die Infektionen zur Durchführung. Die Beurteilung erfolgte nach sieben Tagen, basierend auf einem Krankheitsindex, wobei der Anteil der nekrotischen Blattfläche in Prozent der gesamten Blattfläche abgeschätzt wurde.

#### b) Infektionen im Keimlingsstadium

Die Pilze wurden auf Strohnährboden geimpft und während drei Wochen bei Zimmertemperatur aufgestellt. Tontöpfe von 7 cm  $\phi$  wurden bis zur Hälfte mit sterilem Terralit gefüllt, mit einer Schicht Inoculum versehen, die Samenkörner daraufgelegt, mit einer weiteren Schicht Inoculum zugedeckt, anschließend mit Terralit ganz aufgefüllt, mit 50 ccm Knop'scher Nährlösung begossen und bei 16 °C aufgestellt.

Das verwendete Saatgut wurde während zwei Stunden in 5 ‰ Formalinlösung gebeizt und anschließend während drei Stunden mit sterilem Wasser dreimal ausgewaschen.

Die Getreidearten und die rascher wachsenden Gräser (*Bromus inermis* Leysser, *Dactylis glomerata* L., *Festuca pratensis* L., *Holcus lanatus* L. und *Lolium multiflorum* Lam.) konnten nach drei Wochen, langsamer wachsende Grasarten (*Agrostis alba* L., *Phleum pratense* L., *Poa pratensis* L. und *Trisetum flavescens* (L.) Pal.) nach fünf Wochen beurteilt werden.

Zur Beurteilung der Erkrankung wurden zwei Methoden verglichen:

1. Wägen der Trockensubstanz der Pflanzen,
2. Bonitierung der Keimlinge nach dem Krankheitsindex nach ZOGG (1951). Dabei wurde die durch die Infektion verursachte Verfärbung der Primär- und Sekundärwurzeln und des Halmgrundes unter einheitlicher Anwendung des Maßstabes der prozentualen Befallsstärke bonitiert. Der mittlere Krankheitsindex ergab sich jeweils aus mindestens 100 infizierten Pflanzen.

Der Wägung der Trockensubstanz wäre der Vorzug zu geben, da es sich dabei um eine objektive Beurteilung handelt. ZOGG (1951) konnte jedoch schwache bis mittlere Befallsstärken bei Infektion von Weizenpflanzen mit *Ophiobolus graminis* und anderen Fußkrankheitserregern nicht genügend genau erfassen.

Die beiden Methoden wurden an Hand eines Versuches mit *Cochliobolus sativus* Drechsler und *Hordeum vulgare* L. miteinander verglichen. Es wurde eine Konidien suspension hergestellt, deren Ausgangskonzentration so gewählt war, daß bei einer Verdünnung von 1 : 100 auf 0,02 ml Suspension etwa zehn Sporen entfielen. Mit einer Pipette wurden von den Verdünnungen von 1 : 1 (etwa 1000 Sporen), 1 : 10 (etwa 100 Sporen), 1 : 100 (etwa 10 Sporen) und 1 : 1000 (etwa eine Spore) auf Gerstenkörner je 0,02 ml Suspension gebracht. Weitere Körner wurden befeuchtet, und in trockenem Sporenstaub geschüttelt, so daß möglichst viele Konidien daran hafteten. Als Vergleich dienten oberflächlich sterilisierte, nicht infizierte Körner. Von jedem Verfahren gelangten 100



Körner in sterilem Terralit zur Aussaat.

Nach drei Wochen Wachstum bei 16 °C wurden die gleichen Pflanzen sowohl nach dem Krankheitsindex bonitiert, als auch die Trockensubstanz gewogen. Die Resultate sind in Abbildung 5 dargestellt.

Bei starker Infektion stimmen die beiden Methoden gut überein, bei schwacher Infektion dagegen werden mit der Trockensubstanzwägung keine Unterschiede gegenüber gesunden Pflanzen erfaßt. Aus diesem Grunde wurden sämtliche weiteren Keimlingsinfektionen nach dem Krankheitsindex bonitiert.

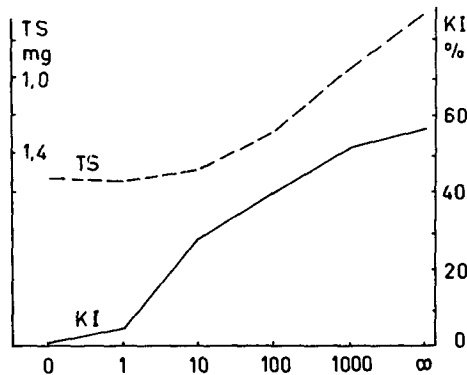


Abb. 5. Beurteilung der Erkrankung von Weizenpflanzen an Hand der Trockensubstanzwägung und der Bonitierung nach dem Krankheitsindex nach ZOGG (1951); Abszisse: Ungefähre Sporenzahl je Korn. Ordinate: Krankheitsindex (KI) bzw. Trockensubstanz (TS)

## B. Ergebnisse der Versuche

### 1. Kultur der Pilze

Sämtliche isolierten Stämme wurden auf mindestens zwei festen Nährböden (Malzagar bzw. Karottensaftagar) kultiviert und dabei die Wachstumseigenschaften verglichen. Für einige Arten konnten diesbezüglich deutliche Unterscheidungsmerkmale gefunden werden, die bei der Besprechung der einzelnen Arten dargestellt wurden.

Um vergleichbare Konidienmessungen durchzuführen, wurde ein Nährboden gesucht, welcher die Bildung von Konidien in möglichst natürlicher Form und Größe anregte. Für die Arten aus der Formgattung *Drechslera* erwies sich Karottensaftagar als günstiges Medium. Konidien wurden bei allen Arten erhalten, sofern die Kulturen nach einer Woche Wachstum bei Zimmertemperatur anschließend eine Woche bei Temperatur von 4 bis 5 °C im diffusem Licht, gehalten wurden. Für die Arten der Formgattung *Bipolaris* erwies sich Kartoffel-Dextrose-Agar als günstiger. Die Resultate der Konidienmessungen sind ebenfalls bei der Besprechung der einzelnen Arten aufgeführt.

Die optimale Wachstumstemperatur auf Malzagar liegt nach den in der Tabelle 4 angegebenen Resultaten für alle Arten relativ hoch, nämlich zwischen 23 bis 29 °C.

Bei 0 °C erfolgt kein Wachstum, von 3 °C bis zur optimalen Temperatur nimmt das Wachstum mehr oder weniger regelmäßig zu und fällt bei 30 bis 33 °C stark ab (vgl. Abb. 2 und 6). Bei zehntägiger Einwirkung wird das Myzel bei 36 bis 37 °C abgetötet.

Tabelle 4

## Temperaturoptimum und Wachstumsgeschwindigkeit

|                                       | Temperatur-<br>optimum<br>°C | Durchschnittlicher<br>täglicher Zuwachs<br>beim Temperatur-<br>optimum<br>mm |
|---------------------------------------|------------------------------|--|
| <i>Pyrenophora chaetomioides</i>      | 25                           | 7  |
| <i>Pyrenophora dactylidis</i>         | 25                           | 7  |
| <i>Pyrenophora graminea</i>           | 29                           | 7  |
| <i>Pyrenophora japonica</i>           | 27                           | 8  |
| <i>Pyrenophora lolii</i>              | 25                           | 8  |
| <i>Pyrenophora teres</i>              | 26                           | 6  |
| <i>Pyrenophora tritici-repentis</i>   | 23                           | 5  |
| <i>Cochliobolus sativus</i>           | 28                           | 7  |
| <i>Helminthosporium dictyoides</i>    | 27                           | 5  |
| <i>Helminthosporium erythrospilum</i> | 29                           | 7  |
| <i>Helminthosporium fugax</i>         | 25                           | 7  |
| <i>Helminthosporium phlei</i>         | 27                           | 8  |
| <i>Helminthosporium poae</i>          | 25                           | 6  |
| <i>Helminthosporium rostratum</i>     | 25                           | 6  |

## 2. Einfluß der Temperatur auf die Infektion

## a) Blattinfektionen

Mit *Pyrenophora lolii* und *Pyrenophora dactylidis* (Testpflanzen *Lolium multiflorum* resp. *Dactylis glomerata*) wurde der Einfluß der Temperatur auf das Zustandekommen und die Intensität von Blattinfektionen festgestellt.

Aus den in Abbildung 6 dargestellten Resultaten geht hervor, daß Infektionen praktisch im ganzen Temperaturbereich von 4 bis 30 °C möglich sind. Eine optimale Erkrankung erfolgt bei etwa 20 °C; also etwa 5 °C tiefer als das Wachstumsoptimum der Pilze auf Agarnährböden.

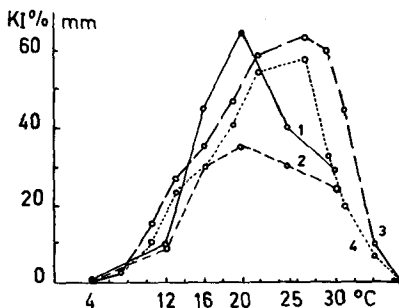


Abb. 6. Temperaturabhängigkeit der Blattinfektionen. Abszisse: Temperatur. Ordinaten: Krankheitsindex; Mittlerer Durchmesser in Millimeter von *Pyrenophora lolii* bzw. *Pyrenophora dactylidis*-Kulturen auf Malzagar nach sieben Tagen. Kurve 1: *Lolium multiflorum* infiziert mit *Pyrenophora lolii*. Kurve 2: *Dactylis glomerata* infiziert mit *Pyrenophora dactylidis*. Kurve 3: Wachstumskurve für *Pyrenophora lolii*. Kurve 4: Wachstumskurve für *Pyrenophora dactylidis*.

## b) Infektionen im Keimstadium

Mit *Cochliobolus sativus* und *Pyrenophora lolii* als Testpilzen wurde der Einfluß der Temperatur auf die Infektion von *Lolium multiflorum* und *Hordeum vulgare* im Keimlingsstadium geprüft. Die Pflanzen wurden nach der Inokulation bei konstanten Temperaturen von 4, 12, 16, 20, 25 und 30 °C aufgestellt. Bei den Temperaturen von 12 bis 30 °C gelangten nach ein, zwei, drei, fünf und acht Wochen, bei 4 °C nach fünf, acht, zehn, zwölf und vierzehn Wochen je eine Serie von fünf Töpfen zur Beurteilung nach dem Krankheitsindex. In Abbildung 7 sind nur die Resultate für die Temperaturen von 4 °C und von 20 °C wiedergegeben. Bei den übrigen Temperaturen war die gleiche Entwicklung festzustellen.

Der Befall entwickelte sich bei den übrigen Temperaturen analog, nur stellte sich bei tieferen Temperaturen ein bestimmtes Stadium später ein als bei höheren Temperaturen.

Bei den mit *Cochliobolus sativus* infizierten Gerstpflanzen (Kurve 1) ergab die Bonitierung bei beiden Temperaturen während der ganzen Versuchsdauer immer annähernd den gleich hohen Krankheitsindex. Da bei dieser Bonitierung die erkrankte Gewebefläche in Prozent der gesamten Fläche geschätzt wird, bedeutet ein über längere Zeit gleichbleibender Krankheitsindex, daß mit dem Wachstum der Pflanze auch die erkrankte Fläche im gleichen Maße zugenommen hat.

Bei der Infektion von *Lolium multiflorum* mit dem gleichen Pilz (*Cochliobolus sativus*), ergab die Bonitierung hauptsächlich im frühesten Stadium einen hohen Krankheitsindex, bei späteren Beurteilungen wurden sukzessive kleinere Werte festgestellt (Kurve 3). Es wurde somit durch das Wachstum des Keimlings mehr neues Gewebe gebildet, als neu erkrankte. Bei Infektion der gleichen Wirtspflanze (*Lolium multiflorum*) mit *Pyrenophora lolii* ergab sich ein gegensinniger Kurvenverlauf. Anfänglich zeigte die Bonitierung niedere, später sukzessive zunehmende Krankheitsindizes. Die neu gebildeten Gewebe wurden also in zunehmendem Maße frisch infiziert.

Die Pflanzen müssen bei der gleichen Temperatur gehalten, und im gleichen Alter beurteilt werden, damit die Bonitierungergebnisse vergleichbar sind. Für alle weiteren Versuche wurde die Temperatur von 16 °C gewählt und die rascher wachsenden Gräser und die Getreidearten nach drei Wochen, die langsamer wachsenden Gräser nach fünf Wochen beurteilt (vgl. S. 272).

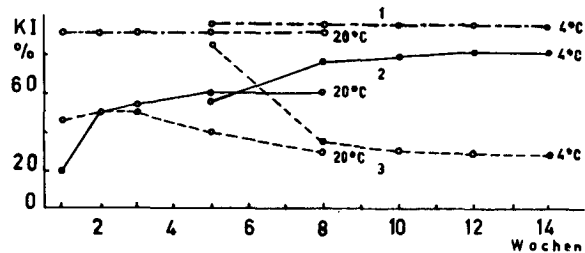


Abb. 7. Einfluß der Temperatur und des Beurteilungszeitpunktes auf die Erkrankung bei Infektionen im Keimlingsstadium bei 4 °C bzw. 20 °C. Abszisse: Zeit in Wochen zwischen Infektion und Bonitierung. Ordinate: Krankheitsindex. Kurven 1: *Hordeum vulgare* infiziert mit *Cochliobolus sativus*. Kurven 2: *Lolium multiflorum* infiziert mit *Cochliobolus sativus*. Kurven 3: *Lolium multiflorum* infiziert mit *Pyrenophora lolii*

### 3. Einfluß der präinfektionellen Ernährung der Parasiten auf die Infektion

Nach Versuchen von ZOGG (1957) mit *Griphosphaeria nivalis* (Schaffnit) von Arx et Müller (oft als *Calonectria graminicola* bezeichnet) kann durch die Vorkultur das Wachstum und die Pathogenität präinfektionell beeinflusst werden, wobei aber zwischen Wachstumsgeschwindigkeit und Pathogenität keine Korrelation bestehen muß.

Für die *Helminthosporium*-Arten liegen Versuche von SKOROPAD und AERNY (1957) und HRUSHOVETZ (1957) vor. Die ersteren wiesen für *Pyrenophora graminea* starke Wachstumsunterschiede bedingt durch verschiedenen Aminosäuregehalt in der Nährlösung nach. HRUSHOVETZ (1957) stellte bei *Cochliobolus sativus* nach mehreren Überimpfungen in Nährlösungen mit verschiedenem Aminosäuregehalt eine Veränderung der Pathogenität gegenüber Weizen fest.

Als Vorstudien für die weiteren Infektionen wurde versucht, diese Verhältnisse bei den in dieser Arbeit untersuchten Arten abzuklären. Die Pilze wurden

1. auf Grundnährlösung nach LUKE und WHEELER (1955),
2. auf Grundnährlösung mit 1 ‰ Spurenelementlösung nach HELLER (1954) und
3. auf Grundnährlösung mit 1 ‰ Pepton kultiviert.

Als Testpilze dienten *Cochliobolus sativus*, *Pyrenophora lolii* und *Helminthosporium dictyoides*.

Die für die Versuche verwendeten Erlenmeierkolben wurden 24 Stunden in Sodawasser eingelegt, mit verdünnter Salzsäure ausgespült und anschließend in destilliertem Wasser im Dampftopf ausgekocht. In diese Kolben wurden je 20 ml Nährlösung gebracht und im Autoklaven während zehn Minuten bei 1 atü sterilisiert. Die Anzucht der Pilze erfolgte in Petrischalen auf einer dünnen Agarschicht. Mit einer Platinöse wurden gleichmäßige Stücke ausgestochen, die Kolben beimpft und anschließend 18 Tage bei 25 °C aufgestellt. Die Bestim-

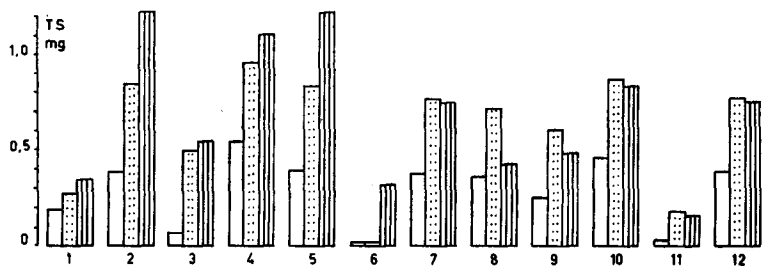


Abb. 8. Einfluß von Pepton und Spurenelementen auf das Myzelwachstum verschiedener *Helminthosporium*-Arten. Ordinate: Trockensubstanz. Weiße Säulen: Grundnährlösung nach LUKE und WHEELER (1955). Punktierte Säulen: Grundnährlösung mit 1 ‰ Spurenelementlösung nach HELLER (1954). Gestreifte Säulen: Grundnährlösung mit 1 ‰ Pepton. 1: *Pyrenophora chaetomioides*. 2: *Pyrenophora dactylidis*. 3: *Pyrenophora graminea*. 4: *Pyrenophora lolii*. 5: *Pyrenophora japonica*. 6: *Pyrenophora tritici-repentis*. 7: *Cochliobolus sativus*. 8: *Helminthosporium dictyoides*. 9: *Helminthosporium erythrospilum*. 10: *Helminthosporium phlei*. 11: *Helminthosporium fugax*. 12: *Helminthosporium poae*

mung des Myzelgewichtes erfolgte nach STOLL (1954). Die Resultate sind in Abbildung 8 wiedergegeben.

Es zeigte sich, daß alle geprüften Arten auch ohne zusätzliche Spurenelement- respektive Peptongaben wachsen können, jedoch durch Zusatz von Spurenelementen bzw. Pepton im Wachstum stark gefördert werden.

Mit dem Myzel weiterer Kolben erfolgte die Bestimmung der Pathogenität bei Keimlingsinfektionen. Aus jeder Nährlösung wurde gleich viel Myzel zur Infektion verwendet, um Unterschiede in der Erkrankung der Testpflanzen infolge verschiedener Mengen Inokulum auszuschalten.

Bei der Beurteilung der Erkrankung der Keimpflanzen konnten zwischen den verschiedenen Nährlösungen keine Unterschiede festgestellt werden.

In einem weiteren Versuch wurden Aminosäuren und Wuchsstoffe einzeln und in Kombination in folgenden Konzentrationen geprüft: Die Wuchsstoffe Biotin 5  $\gamma$ /l, Vitamin B<sub>1</sub> 50  $\gamma$ /l und die Aminosäuren (DL-Asparaginsäure, L(+)-Asparagin, DL-Glutamin und L(+)-Glutaminsäure) je 1 g/l, in der Kombination von Biotin und Vitamin B<sub>1</sub> nur je die halbe Konzentration dieser Wuchsstoffe und in der Kombination der verschiedenen Aminosäuren je 0,25 g/l (total 1 g/l). In der Grundnährlösung wurde das Ammoniumtartrat entsprechend dem N-Gehalt der beigefügten Aminosäuren reduziert, so daß alle Nährlösungen den gleichen Stickstoffgehalt aufwiesen.

Nach dem Beimpfen wurden die Kolben während 18 Tagen bei Zimmer-temperatur aufgestellt, dann kleine Myzelstücke aus diesen Kolben auf entsprechend frisch zubereitete Nährlösung übertragen. Dieses Verfahren wurde fünfmal wiederholt und sowohl nach der ersten als auch nach der dritten und der fünften Überimpfung das Myzelgewicht bestimmt und die Pathogenität in Infektionsversuchen geprüft.

Tabelle 5

Myzelwachstum  
von *Cochliobolus sativus*, *Pyrenophora lolii* und *Helminthosporium dictyoides*  
in verschiedenen Nährlösungen  
(Abweichungen in Prozent vom Myzelgewicht in der Grundnährlösung)

| Überimpfung                        | Biotin<br>1 | Vitamin B <sub>1</sub><br>2 | Asparaginsäure<br>3 | Asparagin<br>4 | Glutamin<br>5 | Glutaminsäure<br>6 | Kombination 3—6<br>7 | Kombination 1—6<br>8 |
|------------------------------------|-------------|-----------------------------|---------------------|----------------|---------------|--------------------|----------------------|----------------------|
| <i>Cochliobolus sativus</i>        |             |                             |                     |                |               |                    |                      |                      |
| 1.                                 | + 69        | — 18                        | + 18                | + 112          | + 41          | — 29               | + 29                 | + 6                  |
| 3.                                 | + 68        | — 13                        | + 18                | + 86           | 0             | — 36               | + 26                 | + 45                 |
| 5.                                 | + 15        | — 12                        | + 23                | + 73           | 0             | — 27               | + 25                 | 0                    |
| <i>Pyrenophora lolii</i>           |             |                             |                     |                |               |                    |                      |                      |
| 1.                                 | 0           | + 28                        | — 42                | + 17           | — 28          | — 72               | + 5                  | + 64                 |
| 3.                                 | — 10        | 0                           | — 27                | + 85           | — 20          | — 50               | + 65                 | + 45                 |
| 5.                                 | — 4         | — 8                         | — 5                 | + 37           | + 21          | — 29               | + 30                 | + 61                 |
| <i>Helminthosporium dictyoides</i> |             |                             |                     |                |               |                    |                      |                      |
| 1.                                 | 0           | + 71                        | — 42                | + 14           | + 57          | — 24               | — 42                 | 0                    |
| 3.                                 | — 31        | + 46                        | — 31                | + 57           | 0             | — 75               | — 15                 | + 15                 |
| 5.                                 | — 5         | + 18                        | — 26                | — 9            | — 18          | — 26               | 0                    | + 9                  |

Die in Tabelle 5 dargestellten Resultate der Myzelgewichte zeigen, daß keine Übereinstimmung zwischen den drei Pilzen hinsichtlich der Wachstumsförderung durch die verschiedenen Nährlösungen besteht. Im Vergleich zur Grundnährlösung förderte Biotin und Asparaginsäure *Cochliobolus sativus* im Wachstum, hemmte dagegen die beiden anderen Arten mehr oder weniger stark, während Vitamin B<sub>1</sub> *Cochliobolus sativus* hemmte, auf *Pyrenophora lolii* indifferent wirkte und *Helminthosporium dictyoides* im Wachstum deutlich förderte. Asparagin erlaubte mit Ausnahme der letzten Überimpfung bei *Helminthosporium dictyoides* deutlich besseres Wachstum, Glutamin ergab stark schwankende Resultate und Glutaminsäure verursachte bei allen Pilzen eine Wachstumshemmung. In der Kombination der vier Aminosäuren wurde *Cochliobolus sativus* und *Pyrenophora lolii* im Wachstum gefördert, *Helminthosporium dictyoides* mehr oder weniger gehemmt. In der Kombination der Aminosäuren mit Biotin und Vitamin B<sub>1</sub> wurden *Cochliobolus sativus* und *Helminthosporium dictyoides* kaum beeinflusst, während *Pyrenophora lolii* besseres Wachstum aufwies.

Die Infektionen auf *Hordeum vulgare*, *Lolium multiflorum* und *Festuca pratensis* mit Myzel aus den verschiedenen Nährlösungen und nach verschiedenen Überimpfungen ergaben keine Unterschiede in der Befallsintensität, vorausgesetzt, daß gleiche Mengen Inokulum verwendet wurden.

Es konnte demnach bei den geprüften Pilzstämmen (Einsporkulturen) und den verwendeten Nährboden kein Einfluß der Vorkultur auf die Pathogenität nachgewiesen werden.

Für alle weiteren Infektionsversuche mit Myzelsuspensionen erfolgte die Anzucht der Pilze in der Nährlösung nach LUKE und WHEELER (1955) mit Zusatz von 1 ‰ Pepton.

#### 4. Wirkung der Kulturfiltrate verschiedener Helminthosporien auf Gramineenkeimlinge

Bei der Beurteilung der Infektionen im Keimlingsstadium wurden bei einigen Wirtsarten, besonders bei Inokulation mit *Helminthosporium dictyoides*, Pflanzen mit anomal verdickten und verkürzten Wurzelenden festgestellt, welche aber nicht von Myzel durchwachsen waren.

Bei Hafer, respektive Gerstenkeimlingen wurden von LUKE und WHEELER (1955) und LUDWIG et al. (1956) ähnliche Wurzelschädigungen erhalten, wenn die Keimlinge in Kulturfiltrate von *Cochliobolus victoriae* und *Cochliobolus sativus* eingetaucht wurden. LUKE und WHEELER (1955) führten die Wachstumshemmung bei Haferkeimlingen auf toxische Ausscheidungen von *Cochliobolus victoriae* zurück.

Die Kulturfiltrate von *Cochliobolus sativus*, *Pyrenophora lolii* und *Helminthosporium dictyoides* wurden ebenfalls untersucht. Die Pilze gelangten nach der Methode nach LUKE und WHEELER (1955) zur Anzucht. Das Filtrat wurde unter Verwendung von Membranfiltern kalt sterilisiert. Als Testpflanzen dienten möglichst steril angezogene *Hordeum*-, *Lolium*- und *Festuca*-Keimlinge. Es kamen nur gleichmäßig entwickelte Pflanzen mit etwa 2 mm langen Keimwurzeln und eben sichtbaren Koleoptilen zur Untersuchung. Diese wurden

während sechs Stunden in das Kulturfiltrat eingetaucht und anschließend mit sterilem Wasser ausgewaschen. Zur Beurteilung der Toxinwirkung wurden je fünfmal zehn Pflanzen während drei Stunden in 0,5 % Tetrazoliumlösung (2, 3, 5, Triphenyltetrazoliumchlorid) eingetaucht. Lebendes Gewebe verfärbt sich in dieser Lösung intensiv rot, weil das durch Diffusion in die Gewebe gelangende farblose Tetrazolium reduziert und in farbige Formazone übergeführt wird (LAKON 1942, BULAT 1961). Als Kontrolle wurden gleich alte Keimlinge der drei Gramineenarten während sechs Stunden in steriles Wasser, respektive halb konzentrierter Nährlösung gelegt und ebenfalls dem Tetrazoliumtest unterzogen.

Die Kontrollen zeigten nach zwei Stunden eine deutlich rote Verfärbung der Wurzeln und der Koleoptilen. Dagegen trat bei den *Festuca*-Keimlingen, die in Kulturfiltrate von *Helminthosporium dictyoides* eingetaucht wurden keine Rotfärbung auf. Die mit Kulturfiltraten von *Cochliobolus sativus* und *Pyrenophora lolii* behandelten *Hordeum* respektive *Lolium*-Keimlingen zeigten in einigen Fällen leicht rote, gegenüber den Kontrollen aber ebenfalls deutlich schwächere Verfärbungen, was auf einen starken Rückgang der Lebensvorgänge in den Wurzeln und den Koleoptilen der Keimpflanzen schließen läßt.

Die Kulturfiltrate der geprüften *Helminthosporium*-Arten ergaben also eine ähnliche Wirkung, wie LUKE und WHEELER (1955) vom Filtrat von *Cochliobolus victoriae* auf anfälligen Hafersorten feststellten.

Der Einfluß der Nährlösung auf die vermutliche Toxinbildung und die Wirkung der Kulturfiltrate auf das spätere Wachstum der Pflanzen wurde nur noch mit *Helminthosporium dictyoides* und *Festuca* untersucht.

Zur Grundnährlösung wurden Pepton und Spurenelemente, einzeln und in Kombination zugesetzt.

Die Bestimmung des Myzelgewichtes erfolgte nach STOLL (1954) und die Prüfung der Pathogenität gegenüber *Festuca* nach der auf Seite 272 beschriebenen Methode. Die Prüfung der Filtrate erfolgte wie im vorhergehenden Versuch. Zusätzlich wurden Verdünnungsreihen der Filtrate, von 1 : 1, 1 : 10, 1 : 100 und 1 : 1000 geprüft. Um die Verfärbung der mit Tetrazolium behandelten Keimlinge objektiv zu beurteilen, wurden diese in 0,5 ml abs. Methanol getaucht, fünf Minuten geschüttelt und der Extinktionswert des extrahierten Farbstoffes mit Hilfe des Beckmann'schen Spektrometers gemessen. Neben dem Tetrazoliumtest wurden noch je 50 gleich behandelte Keimlinge in steriles Terralit ausgepflanzt und die aufgelaufenen Pflanzen nach zehn Tagen gezählt. Die Resultate sind in Tabelle 6 zusammengefaßt.

Das Myzelwachstum wurde sowohl von Pepton als auch von Spurenelementen, einzeln und in Kombination gefördert. Die Pathogenitätsprüfung dagegen ergab keine Unterschiede.

Die Filtrate der Nährlösungen mit Spurenelementen verursachten den stärksten Rückgang des Keimprozentatzes der behandelten Keimlinge im Terralit. Die beim Eintauchen in das Kulturfiltrat bereits vorgebildeten Keimwurzeln verfärbten sich grau und wuchsen sowohl auf Filterpapier als auch im Terralit nicht mehr weiter. Nur wenn das Korn genügend Reserven zur Bildung

neuer Wurzeln besaß, entwickelte sich die Koleoptile. In den verdünnten und den wenig wirksamen Filtraten 1 und 2 (Tab. 6) wuchs die Primärwurzel nach einer kurzen Wachstumsstockung normal weiter und ermöglichte ein prozentual gutes Weiterwachsen der Keimpflanzen.

*Tabelle 6*  
Einfluß des Kulturfiltrates  
von *Helminthosporium dictyoides* auf *Festuca*-Keimlinge

|  | Verdün-<br>nung der<br>Filtrate | Nährlösungen*                    |       |       |       | Kon-<br>trollen |
|--|---------------------------------|----------------------------------|-------|-------|-------|-----------------|
|  |                                 | 1                                | 2     | 3     | 4     |                 |
| Prozent der aufgelaufe-<br>nen, behandelten<br>Keimlinge   | 1:1                             | 96                               | 88    | 20    | 24    | 100             |
|  | 1:10                            | 100                              | 88    | 72    | 72    | —               |
|  | 1:100                           | 100                              | 96    | 88    | 84    | —               |
|  | 1:1000                          | 100                              | 100   | 100   | 92    | —               |
| Tetrazoliumtest<br>Extinktionswerte im<br>Spektrometer   | 1:1                             | 92                               | 36    | 41    | 36    | 244             |
|  | 1:10                            | 108                              | 61    | 46    | 46    | —               |
|  | 1:100                           | 119                              | 86    | 61    | 56    | —               |
|  | 1:1000                          | 142                              | 131   | 119   | 92    | —               |
| Myzelwachstum in den entspre-<br>chenden Nährlösungen<br>(Trockensubstanz bezogen auf<br>Nährlösung 1) |                                 | 100 %                            | 181 % | 150 % | 164 % |                 |
| Krankheitsindex<br>(Infektion im Keimlingsstadium)   |                                 | Keine Unterschiede (40 bis 45 %) |       |       |       |                 |

\*1 = Grundnährlösung nach LUKE und WHEELER (1955).

2 = Grundnährlösung mit 1‰ Pepton.

3 = Grundnährlösung mit 1‰ Spurenelementlösung nach HELLER (1954).

4 = Grundnährlösung mit Pepton und Spurenelementlösung, je 1‰.

Die mit Hilfe des Spektrometers gemessene Verfärbung der Keimlinge nach der Tetrazoliumbehandlung ergab gute Übereinstimmung mit der subjektiv beurteilten Rotfärbung, jedoch kann auf Grund der Extinktionswerte nicht mit Sicherheit auf das spätere Wachstum der Keimlinge geschlossen werden.

Die Wirkung der Filtrate wurde somit hauptsächlich durch den Gehalt an Spurenelementen in der Nährlösung beeinflusst. Zusammenhänge zwischen Wachstumsgeschwindigkeit, Pathogenität und der Wirkung der Filtrate konnten keine festgestellt werden.

Die erwähnten anomalen Wachstumshemmungen der Wurzeln einiger Wirtspflanzen bei den Infektionen im Keimlingsstadium können Toxinschäden zugeschrieben werden. Ebenfalls kann teilweise erklärt werden, weshalb bei einigen *Helminthosporium*-Arten die Infektionen im Keimlingsstadium einen viel größeren Wirkkreis ergaben als die Blattinfektionen, was in Kapitel 7 näher besprochen wird.



## 5. Saatgutübertragung und Infektionsmodus

*(Pyrenophora lolii* auf *Lolium multiflorum*)

Der Übertragungsmodus ist bei *Cochliobolus sativus* und *Pyrenophora graminea* auf Gerste eingehend untersucht worden. Bei *Pyrenophora graminea* hat VOGT (1923) am reifen Gerstenkorn Dauermyzel zwischen den Spelzen und dem Pericarp festgestellt. Bei der Keimung des Kornes dringen die Hyphen in die vorgebildeten Knoten und Internodien ein, ohne vorerst Symptome zu verursachen. Nach dem Streckungswachstum des Halmes breitet sich das Myzel in den Gefäßen des Xylems in der ganzen Pflanze aus, weshalb von einer systemischen Infektion gesprochen wird (SKOROPAD und AERNY 1956). Die Symptome der Streifenkrankheit treten erst auf, wenn die Xylemgefäße der Blattspreiten kollabieren und die Hyphen auch das Mesophyll durchwachsen. Erst in diesem Stadium, ungefähr zur Zeit der Blüte, werden Konidienträger und Konidien gebildet, welche Dauermyzel zwischen den Spelzen und dem Pericarp bilden. Die eigentliche Infektion erfolgt somit nicht in der Blüte, sondern in der aufgehenden Keimpflanze. Dieser Besiedlungstypus wird als unechte Blüteninfektion oder als Blütenkeimlingsinfektion bezeichnet (GÄUMANN 1951).

Bei *Cochliobolus sativus* konnte MEAD (1942) Dauermyzel zwischen den Spelzen und der Samenschale, aber auch in den Spelzen, dagegen nie in der Testa und im Embryo feststellen. Bei der Keimung der Gerste dringt die Koleoptile zwischen der infizierten Deckspelze und der Samenschale durch und wird befallen, zeigt aber im Gegensatz zur Infektion mit *Pyrenophora graminea* sofort Zellreaktionen. Je nach Wachstumsbedingungen für Parasit und Pflanze wird entweder nur die Koleoptilscheide, oder auch das darin vorgebildete Primärblatt, oder, im Extremfall, der ganze Keimling befallen.

Die Gräser bewohnenden Helminthosporien können ebenfalls mit dem Saatgut übertragen werden. Auf den feuchtgelegten Körnern wurden Konidien beobachtet und die von befallenen Körnern gebildeten Keimlinge wiesen Nekrosen an der Halmbasis und Blattflecke auf dem Primärblatt auf. Ob es sich dabei um echte Infektionen der Spelzen oder anderer Teile des Kornes handelt, wurde mit Hilfe von Infektionsversuchen mit *Pyrenophora lolii* und *Lolium multiflorum* abzuklären versucht.

Ungefähr sechs Tage nach der Blüte der *Lolium*-Pflanzen wurden auf die Innenseite der Deckspelzen mit einer Mikropipette einzelne Konidien gebracht und die Pflanzen anschließend zwei Tage feuchtgehalten.

Nach drei Tagen konnte in einigen Fällen unter dem Auflichtmikroskop die Keimung der Konidien beobachtet werden. Die Keimhyphen breiteten sich zuerst oberflächlich aus und bildeten eine appressoriumartige Anschwellung am Hyphenende. In der Folge drangen die Hyphen in die Wirtszellen ein. In den reifen Körnern konnte das Myzel an Hand von Mikrotomschnitten sowohl in den Spelzen als auch zwischen den Spelzen und dem Pericarp nachgewiesen werden. Dagegen wurde sowohl in der Testa und der Aleuronschicht als auch im Embryo in keinem der untersuchten Körner Myzel gefunden. Bei der Keimung des Kornes wächst die Koleoptile zwischen der infizierten Spelze und

der Samenschale durch und wird durch das gleichzeitig auswachsende Myzel infiziert. Je nach Wachstumsbedingungen wird entweder nur die Koleoptilscheide, oder auch das darin vorgebildete Primärblatt oder, im Extremfall, der ganze Keimling befallen. Im ersten Fall bräunt sich die Koleoptilscheide leicht. Im zweiten Fall können bei den Pflanzen auf dem Primärblatt Nekrosen festgestellt werden. In der Folge bilden sich Konidien, welche weitere Blätter infizieren. Im dritten Fall wird die Pflanze schon im Keimlingsstadium abgetötet. In den Pflanzengeweben konnte nur in den nekrotischen Stellen Myzel gefunden werden. Die Infektion ist demnach nicht „systemisch“ wie bei *Pyrenophora graminea*, sondern verläuft ähnlich wie bei *Cochliobolus sativus* auf Gerste.

In einem weiteren Versuch wurden Sporensuspensionen auf blühende und auf kurz nach der Blüte stehende *Lolium*-Ähren gesprüht und die Pflanzen zwei Tage feuchtgehalten. Als Testpflanzen dienten zwei *Lolium multiflorum*-Klone. Bei Blattinfektionen ergab sich auf Klon III ein Krankheitsindex von 40 %, Klon V ein Krankheitsindex von 80 %. Das gleiche Infektionsverfahren gelangte ebenfalls mit *Cochliobolus sativus* bei *Hordeum vulgare* zur Durchführung.

Bei den Inokulationen während der Blüte wurden bereits nach sechs Tagen starke Läsionen auf den Spelzen festgestellt, was in den meisten Fällen zum Absterben der Spelzen und der Samenanlagen führte. Bei Inokulationen nach der Blüte bildeten sich ebenfalls Läsionen auf den Spelzen, doch entwickelten sich die Körner äußerlich normal weiter; diese wurden nach der Reife nach folgenden Methoden untersucht:

1. Auslegen des Saatgutes auf feuchtes Filterpapier in Feuchtschalen bei Zimmertemperatur; mikroskopische Kontrolle der Konidienbildung auf den Spelzen nach zehn Tagen.
2. Auspflanzen der Körner in sterilem Terralit und in nichtsteriler Erde; wachsenlassen bei 16 °C. Bonitierung der Krankheitsindizes der Wurzeln und der Halmbasis sowie Auszählung der Pflanzen mit Blattflecken auf dem Primärblatt nach drei Wochen.

Als Vergleich zu den kurz nach der Blüte infizierten Körnern wurde gesundes, formalingebeiztes Saatgut der beiden Wirtspflanzen mit Sporensuspensionen der entsprechenden Pilze oberflächlich besprüht und den gleichen Prüfungen unterzogen. Die Resultate sind in Tabelle 7 zusammengefaßt.

Mit beiden Infektionsverfahren ergaben sich gleich starke Erkrankungen sowohl an den Wurzeln als auch an der Halmbasis. Die kurz nach der Blüte infizierten Körner bildeten häufig Keimlinge mit Nekrosen auf dem Primärblatt; unter günstigen Bedingungen bildeten sich darauf Konidien von *Pyrenophora lolii* respektive *Cochliobolus sativus*. Nur oberflächlich kontaminierte Körner bildeten dagegen äußerst selten Keimlinge mit Nekrosen auf dem Primärblatt.

In den zwei geprüften Keimmedien (steriles Terralit und nichtsterile Erde) konnten bei den nach der Blüte infizierten Körnern praktisch keine Unterschiede in der Erkrankung der Keimpflanzen festgestellt werden. Dagegen re-

sultierte bei den aus oberflächlich mit Konidien besprühten Körnern stammenden Keimpflanzen in nichtsteriler Erde als Keimmedium eine Reduktion der Erkrankung der Wurzeln und der Halmbasis.

Tabelle 7  
Beurteilung der Keimlingsinfektionen

| Parasit und Infektionsmethode                 | Wirt                      | Beurteilung in Feuchtschale<br>%/befallene Körner | Ausgepflanzte Körner |                             |                    |                             |
|---|---------------------------|---|----------------------|-----------------------------|--------------------|-----------------------------|
|   |                           |   | steriles Terralit    |                             | nicht sterile Erde |                             |
|   |                           |   | Krankheitsindex      | % Pflanzen mit Blattflecken | Krankheitsindex    | % Pflanzen mit Blattflecken |
| <i>Pyrenophora lolii</i>                      | <i>Lolium multiflorum</i> |   |                      |                             |                    |                             |
| künstlich nach der Blüte infiziert            | Stamm V                   | 95  | 21                   | 20                          | 17                 | 15                          |
|   | Stamm III                 | 98  | 15                   | 5                           | 12                 | 2                           |
| Saatgut oberflächlich mit Sporen kontaminiert | Stamm V                   | 100   | 19                   | 0                           | 13                 | 0                           |
|   | Stamm III                 | 100   | 16                   | 0                           | 9                  | 0                           |
| Nicht infiziert (leichte Spontaninfektionen)  | Stamm V                   | 29  | 6                    | 2                           | 4                  | 0                           |
|   | Stamm III                 | 17  | 4                    | 0                           | 3                  | 1                           |
| <i>Cochliobolus sativus</i>                   | <i>Hordeum vulgare</i>    | 95  | 60                   | 21                          | 57                 | 18                          |
| infiziert nach der Blüte                      |                           |   |                      |                             |                    |                             |
| Saatgut oberflächlich mit Sporen kontaminiert | <i>Hordeum vulgare</i>    | 100   | 70                   | 3                           | 53                 | 2                           |
| Nicht infiziert (leichte Spontaninfektionen)  | <i>Hordeum vulgare</i>    | 2   | 5                    | 0                           | 6                  | 0                           |
| Grenzdifferenz                                | 5 %                       | —   | 4,67                 | —                           | 4,67               | —                           |
|   | 1 %                       | —   | 6,21                 | —                           | 6,21               | —                           |

Die Art der Saatgutübertragung und des Infektionsmodus verläuft bei *Pyrenophora lolii* somit ähnlich wie bei *Cochliobolus sativus* auf Gerste. Die gleiche Übertragungsart wurde für *Pyrenophora chaetomioides* (*Pyrenophora avenae*) (RATHSCHLAG 1930, O'BRIEN und PRENTICE 1930) und für *Pyrenophora teres* (SINGH 1958) nachgewiesen.

Die genannten Arten weisen somit im Vergleich zu *Pyrenophora graminea* neben der Art der Ausbreitung des Myzels in der Pflanze noch weitere Unterschiede auf: *Pyrenophora graminea* siedelt sich hauptsächlich saprophytisch zwischen den Spelzen und der Karyopse an. Eine direkte Infektion der Spelzen (und der Blätter) ist mit Konidien nicht möglich. Dagegen vermögen die Konidien von *Pyrenophora lolii* sowohl die Spelzen als auch die Blätter aktiv zu besiedeln und verursachen dabei Nekrosen auf den infizierten Teilen. Erfolgt die Infektion schon vor oder während der Blüte, werden im allgemeinen keine Körner ausgebildet, weil der Parasit bereits die Kornanlagen zerstört. Dagegen wird mit *Pyrenophora graminea* der größte Befall erreicht, wenn die Infektion

kurz vor der Blüte erfolgt; während oder kurz nach der Blüte resultiert nur noch ein schwacher Befall (GENAU 1928).

*Pyrenophora lolii* ist somit ein weiteres Beispiel für adhärenente Keimübertragung.

#### 6. Saprophytisches Überleben der untersuchten Helminthosporien im Boden

Von den im ersten Teil aufgeführten Arten sind lediglich von *Cochliobolus sativus*, Infektionen ausgehend vom Boden, bekannt. Dieser Pilz kann sowohl als Myzel saprophytisch auf organischem Material (BUTLER 1953), als auch in Form von Konidien (CARTER 1935) im Boden überleben.

##### a) Verhalten des Myzels im Boden

Die Überlebenszeit des Myzels im Boden wurde nach folgender Methode untersucht: Die Pilze wurden auf sterilisiertem Weizenstrohmehl in 300 ml Kolben kultiviert und nach gutem Durchwachsen des Substrates mit 200 ccm nichtsteriler Ackererde vermischt und die Kolben ausschließlich mit Staniolfolien abgeschlossen. Eine Serie von je fünf Kolben wurde sofort nach dem Vermischen, weitere Kolben erst nach einer, vier und zehn Wochen Aufbewahrungszeit bei 20 °C als Infektionsmaterial für Keimlingsinfektionen mit den in der Tabelle 8 angegebenen Wirtspflanzen benutzt. Als Vergleich dienten Infektionen der gleichen Wirte mit analog angezogenen Pilzen, welche ohne Beimischung von Erde aufbewahrt wurden. Der Unterschied der Krankheitsindizes der Testpflanzen diente als Maß des biologischen Abbaus der Myzelien im Boden (Krankheitsindex der Kontrollen = 100 %).

Die Resultate sind in Tabelle 8 wiedergegeben.

Wie aus Tabelle 8 hervorgeht, verzeichneten die Arten aus der Formgattung *Drechslera* in Anwesenheit der nichtsterilen Erde bereits sofort nach dem Vermischen einen starken Rückgang der Infektionsfähigkeit. Nach vier Wochen wurde nur noch eine geringe Erkrankung der Testpflanzen festgestellt. Dagegen besitzen die beiden Arten aus der Formgattung *Bipolaris* (*Cochliobolus sativus* und *Helminthosporium rostratum*) bessere Überlebensfähigkeit auf Strohmehl im Boden.

Die Abhängigkeit des biologischen Abbaus von der Temperatur wurde für ein Beispiel, *Pyrenophora lolii*, untersucht, indem wie im vorhergehenden Versuch vorbereitete Kolben bei konstanter Temperatur von 4, 16, 20, 25 und 30 °C aufbewahrt wurden. Nach 1, 4, 10 und 16 Wochen erfolgte der Test der Infektionsfähigkeit mit *Lolium multiflorum* als Wirt. Die in Abbildung 9 dargestellten Resultate zeigen, daß hohe Temperatur die Abnahme der Infektionsfähigkeit in Anwesenheit nichtsteriler Erde beschleunigt. Die ohne Erde bei den Temperaturen von 4 bis 25 °C aufbewahrten Parasiten verzeichneten noch nach 16 Wochen keine Abnahme der Infektionsfähigkeit; nur bei 30 °C nimmt sie ebenfalls ab. Vergleichsweise wurde auch *Cochliobolus sativus* bei zwei Temperaturen (4 und 20 °C) untersucht. Hohe Temperatur beschleunigt ebenfalls den Rückgang der Pathogenität, doch wurde wiederum eine bessere Überlebensfähigkeit für *Cochliobolus sativus* (Formgattung *Bipolaris*) im Vergleich zu *Pyrenophora lolii* (Formgattung *Drechslera*) festgestellt.

Tabelle 8

Biologischer Abbau der Parasiten auf Strohmehl in nicht sterilem Boden

| Parasiten                             | Testpflanzen              | Relativer Krankheitsindex nach verschieden langer Aufbewahrungszeit der Pilze bzw. des Pilz-Erde-Gemisches (in Wochen) |    |    |    |
|---------------------------------------|---------------------------|--|----|----|----|
|                                       |                           | 0  | 1  | 4  | 10 |
| <b>Formgattung Drechslera</b>         |                           |  |    |    |    |
| <i>Pyrenophora chaetomioides</i>      | <i>Avena sativa</i>       | 77   | 56 | 38 | 18 |
| <i>Pyrenophora dactylidis</i>         | <i>Dactylis glomerata</i> | 92   | 65 | 14 | 8  |
| <i>Pyrenophora graminea</i>           | <i>Hordeum vulgare</i>    | 0*   | 0  | 0  | 0  |
| <i>Pyrenophora lolii</i>              | <i>Lolium multiflorum</i> | 89   | 88 | 31 | 15 |
| <i>Pyrenophora teres</i>              | <i>Hordeum vulgare</i>    | 5  | 0  | 0  | 0  |
| <b>Formgattung Helminthosporium</b>   |                           |  |    |    |    |
| <i>Helminthosporium dictyoides</i>    | <i>Festuca pratensis</i>  | 40   | 50 | 13 | 16 |
| <i>Helminthosporium erythrospilum</i> | <i>Agrostis alba</i>      | 68   | 56 | 7  | 8  |
| <i>Helminthosporium fugax</i>         | <i>Agrostis alba</i>      | 83   | 50 | 32 | 19 |
| <i>Helminthosporium phlei</i>         | <i>Phleum pratense</i>    | 88   | 25 | 10 | 19 |
| <i>Helminthosporium poae</i>          | <i>Poa pratensis</i>      | 89   | 20 | 19 | 14 |
| <b>Formgattung Bipolaris</b>          |                           |  |    |    |    |
| <i>Cochliobolus sativus</i>           | <i>Hordeum vulgare</i>    | 72   | 67 | 42 | 41 |
| <i>Helminthosporium rostratum</i>     | <i>Poa pratensis</i>      | 56   | 43 | 38 | 44 |

\* Keine Wurzel- und Fußkrankheit

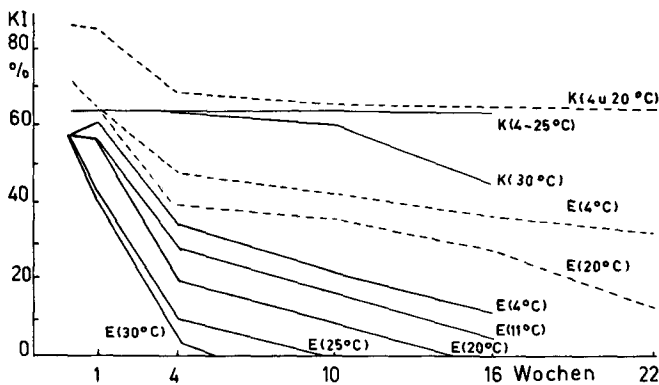


Abb. 9. Einfluß der Temperatur auf den biologischen Abbau von *Pyrenophora lolii* und *Cochliobolus sativus* in Erde. Abszisse: Aufbewahrungsdauer der Pilze bzw. der Pilz-Erde-Gemische bei den angegebenen Temperaturen vor der Inokulation der Testpflanzen. Ordinate: Krankheitsindex der Testpflanzen. Kurven: Gestrichelte Linien: *Cochliobolus sativus* auf *Hordeum vulgare*. Ausgezogene Linien: *Pyrenophora lolii* auf *Lolium multiflorum*. K: Kontrolle, Kulturen ohne Erde. E: Kulturen mit nicht steriler Erde vermischt

In einem weiteren Experiment wurde der biologische Abbau in Abhängigkeit von der Größe der besiedelten Strohstücke untersucht. Es gelangte fein pulverisiertes Strohmehl, grob gemahlenes Strohmehl (wie in den bisherigen Versuchen) und 4 cm lange Strohstücke zur Verwendung. Die Anzucht der Pilze und die Prüfung des biologischen Abbaues erfolgte nach der gleichen Methode wie im vorhergehenden Versuch. Als Testorganismen dienen *Cochliobolus sativus* und *Hordeum vulgare*. Die Resultate in Abbildung 10 zeigen, daß mit zunehmendem Feinheitsgrad des besiedelten Strohs die Abbaugeschwindigkeit in Erde zunimmt.

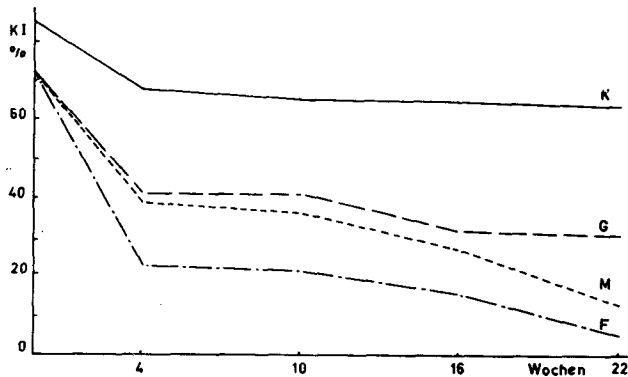


Abb. 10. Biologischer Abbau von *Cochliobolus sativus* auf verschieden großen Strohstücken in Erde bei 20°C. Abszisse: Aufbewahrungsdauer der Pilze bzw. der Pilz/Erde-Gemische vor der Inokulation der Testpflanzen (*Hordeum vulgare*). Ordinate: Krankheitsindex. Kurven K: Kontrollen (ohne Erde). G: 4 cm lange Strohstücke (mit Erde). M: Strohmehl (grob gemahlen) (mit Erde). F: Fein pulverisiertes Strohmehl (mit Erde)

Die Fähigkeit der in Tabelle 8 aufgeführten Pilze zur Besiedlung von nicht-sterilem Stroh in Anwesenheit der Bodenmikroflora gelangte nach folgender Methode zur Untersuchung: Die Anzucht und die Mischung mit Erde erfolgte wie in den vorhergehenden Versuchen. Unmittelbar nach dem Vermischen wurden 5 cm lange Weizenstrohstücke in das Pilz/Erde-Gemisch gesteckt und die Kolben anschließend bei 20°C aufbewahrt. Nach zehn Tagen, vier Wochen und zehn Wochen wurden die Strohstücke auf die Besiedlung durch die entsprechenden Pilze untersucht. Die Prüfung erfolgte ähnlich der von BUTLER (1953) als „sand-plate-method“ beschriebenen Art. Anstelle von Sand wurde Terralit (Vermiculit) in Petrischalen befeuchtet und autoklaviert, die Strohstücke oberflächlich sterilisiert (1 : 1000 Hg-chlorid in 10% Alkohol, zwei Minuten), anschließend viermal in sterilem Wasser ausgewaschen und in die Petrischalen gelegt. Die Schalen wurden zehn Tage bei Zimmertemperatur, anschließend zehn Tage bei 4°C aufbewahrt und dann die Bildung der *Helminthosporium*-Konidien auf den Strohstücken mikroskopisch untersucht.

Die in der Tabelle 8 aufgeführten Arten aus der Formgattung *Drechslera* vermochten die Strohstücke unter diesen Bedingungen nicht zu besiedeln. Dagegen konnten bei den beiden Arten aus der Formgattung *Bipolaris* (*Cochlio-*

*bolus sativus* und *Helminthosporium rostratum*) auf den Strohstücken regelmäßig Konidien gefunden werden.

#### b) Verhalten der Konidien im Boden

Bei *Cochliobolus sativus* konnten JAMES et al. (1949) nach neun Wochen Aufbewahrungszeit in nichtsteriler Erde immer noch lebende Konidien finden. Konidien der eigenen Stämme von *Cochliobolus sativus* und *Pyrenophora lolii* wurden ebenfalls auf diese Fähigkeit untersucht, indem die auf Kartoffel-dextroseagar respektive Karottensaftagar gebildeten Konidien auf feines Nylon-gewebe aufgetragen und dieses in Tontöpfen zwischen eine Schicht von je 4 cm Erde gebracht und bei Zimmertemperatur in einem Wasserbad (1 cm tief) auf-gestellt wurden.

Nach 3, 8 und 22 Wochen wurden die Konidien auf Objektträger in 2 % Glukoselösung gebracht und nach zwölf Stunden die Keimprozente ausgezählt. Die Infektionsfähigkeit der Konidien wurde ermittelt, indem die Nylongewebe mit den daran haftenden Konidien in Petrischalen auf feuchtes Filterpapier gebracht und darauf vorgekeimte *Hordeum*- respektive *Lolium*-Körner mit eben sichtbaren Keimwurzeln gelegt wurden. Nach zehn Tagen erfolgte die Bonitierung der Keimlinge nach dem Krankheitsindex. Die Resultate für *Cochliobolus sativus* sind in Tabelle 9 dargestellt.

Tabelle 9  
Keimfähigkeit und Infektionstüchtigkeit  
verschieden lange im Boden aufbewahrter Konidien von *Cochliobolus sativus*

|                                      | Aufbewahrungszeit in Wochen |      |      |      |
|--------------------------------------|-----------------------------|------|------|------|
|                                      | 0                           | 3    | 8    | 22   |
| Keimfähigkeit in 2% Glukose-lösung   | 98 %                        | 50 % | 45 % | 16 % |
| Krankheitsindex der Gersten-pflanzen | 95 %                        | 85 % | 85 % | 45 % |

Noch nach fünf Monaten ließen sich keimfähige und infektionstüchtige Konidien feststellen.

Die Konidien von *Pyrenophora lolii* vermochten sich im Gegensatz zu *Cochliobolus sativus* nicht so lange Zeit im Boden zu halten. Bereits nach drei Wochen konnten nur noch einige geschrumpfte Konidienüberreste gefunden werden und im Infektionsversuch ergab sich kein Befall der Testpflanzen.

Die folgenden Ausführungen beziehen sich nur auf *Cochliobolus sativus*. Nach der Literatur werden die Ursachen der Keimhemmung von *Cochliobolus sativus* folgenden Faktoren zugeschrieben:

1. Direkte Einwirkung der lebenden Bodenorganismen auf die Konidien (SIMMONDS et al. 1950, BOOSALIS 1960). Der Beweis erfolgte dadurch, daß die Böden nach der Sterilisation im Autoklav keinen Hemmeffekt mehr bewirkten.

2. Ausscheidungen der Bodenorganismen (CARTER 1935, SIMMONDS 1947). Von den Kulturfiltraten verschiedener Bakterien und Pilzen wurde eine keim- und wachstumshemmende Wirkung nachgewiesen.
3. Heterotrophie der Konidien bezüglich keimstimulierender Stoffe. Diese Möglichkeit wird von BROWN (1946) vertreten und damit bewiesen, daß die Sporen im Kontakt mit einer Wirtspflanze in der Keimung stimuliert wurden.

In den Wurzelausscheidungen wurden folgende Stoffe nachgewiesen: Mehrere Aminosäuren (PARKINSON 1955, ROVIRA 1956), Glukose und Fruktose in den ersten zehn Tagen nach der Keimung von Hafer und Erbsenwurzeln (ROVIRA 1956); Biotin, und zwar in Mengen, welche eine Aktivitätserhöhung der Mikroorganismen der Rhizosphäre ermöglichen (ROVIRA und HARRIS 1961).

Es wurde versucht, den Einfluß auf die Keimung der Konidien von sterilem und nichtsterilem wässerigen Bodenfiltrat bei Zusätzen von Glukose, Pepton und Biotin (entsprechend den Wurzelausscheidungen) abzuklären.

Gut befeuchtete Ackererde wurde zwei Tage bei 25 °C in einem Glaskolben aufbewahrt, steriles Wasser zugegeben, während zwei Stunden geschüttelt und das Filtrat mit Hilfe von Membranfiltern kalt sterilisiert. Diesen Filtraten wurde im Verhältnis 1 : 1 4%ige Zuckerlösung, 4%ige Peptonlösung und Biotin (20  $\gamma$ /l) einzeln zugesetzt. In diese Lösungen wurden Konidien gebracht und die Keimung nach acht Stunden bei Zimmertemperatur auf Objektträgern ausgezählt.

Die Resultate sind in Tabelle 10 dargestellt.

Tabelle 10  
Keimung der Konidien  
von *Cochliobolus sativus* in sterilen und nicht sterilen Bodenfiltraten  
bei Zusatz von Nähr- und Wuchsstoffen

|              | Keimungsprozentsatz in        |                                     |                             |
|--------------|-------------------------------|-------------------------------------|-----------------------------|
|              | sterilem<br>Bodenfiltrat<br>% | nicht sterilem<br>Bodenfiltrat<br>% | H <sub>2</sub> O dest.<br>% |
| ohne Zusätze | 68                            | 64                                  | 81                          |
| + Glukose    | 96                            | 89                                  | 97                          |
| + Pepton     | 93                            | 89                                  | 96                          |
| + Biotin     | 94                            | 88                                  | 96                          |

Grenzdifferenz: 5% = 6,0%; 1% = 8,1%.

Sowohl in den sterilen als auch in den nichtsterilen Bodenfiltraten erfolgte im Vergleich zu destilliertem Wasser eine Hemmung der Konidienkeimung. Bei Zusatz von Glukose respektive Pepton oder Biotin zu den sterilen Filtraten erfolgte annähernd gleichgute Keimung wie in Wasser mit den gleichen Zusätzen. Die Ausscheidungen der Organismen im Boden verursachen somit eine Keimhemmung, welche durch Beigabe der erwähnten Zusätze wieder aufge-



hoben werden konnten. In den nichtsterilen Filtraten vermochten diese Zusätze die Keimung wohl zu verbessern, doch blieben gegenüber Wasser mit den gleichen Zusätzen die Keimprozente tiefer. Es wird somit durch die direkte Einwirkung der lebenden Bodenmikroorganismen eine Keimhemmung erreicht.

Die Feststellung, daß die Keimung durch Zusatz von Glukose, Pepton und Biotin stimuliert wurde, bestätigt teilweise BROWN'S (1946) Aussage, wonach die Konidien zur Keimung stimulierende Stoffe benötigen. Jedoch erfolgte auch in destilliertem Wasser gute Keimung. Keimstimuli kommen somit nur zur Auswirkung; wenn die Konidien durch andere Stoffe, z. B. durch Ausscheidungen von Mikroorganismen im Boden, gehemmt worden sind.

### Numerische Infektionsschwelle

Im allgemeinen werden im Boden unter natürlichen Bedingungen nur einzelne Konidien von *Cochliobolus sativus* gefunden.

Zur Abklärung der numerischen Infektionsschwelle (bzw. Erkrankungsschwelle) wurde eine Sporensuspension hergestellt. Die Ausgangskonzentration wurde so gewählt, daß bei einer Verdünnung von 1 : 100 auf 0,02 ml Suspension etwa zehn Sporen entfielen. Mit einer Pipette wurden von den Verdünnungen 1 : 1 (= etwa 1000 Sporen), 1 : 10 (= etwa 100 Sporen), 1 : 100 (= etwa 10 Sporen) auf Gerstenkörner je 0,02 ml Suspension gebracht und mit einer Mikropipette auf weitere Körner nur je eine Konidie aufgetragen. Daneben wurden Körner befeuchtet und in trockenem Sporenstaub geschüttelt, so daß möglichst viele Konidien an den Körnern hafteten.

Die so behandelten Körner wurden in Tontöpfe mit sterilem Terralit bzw. nichtsteriler Ackererde (zehn Körner je Topf) ausgepflanzt. Nach drei Wochen wurden die Krankheitsindizes der Wurzeln und der Halmbasis festgestellt, sowie die Anzahl der Pflanzen mit Blattflecken auf dem Primärblatt ausgezählt. Die Resultate sind in Abbildung 11 wiedergegeben.

Dabei ist zu beachten, daß bei dieser Versuchsanlage eine Ausbreitung des Parasiten mittels Myzels im sterilen Terralit (Vermiculit) besser möglich ist, als in nichtsteriler Erde (antagonistischer Einfluß der Bodenmikroflora).

Bereits mit einer Konidie je Korn wurde im sterilen Terralit ein Krankheitsindex (Durchschnitt von  $5 \times 10$  Pflanzen) von über 50 % festgestellt. Bei größeren Konidienmengen (bis zu 1000 Sporen je Korn) nahm die Erkrankung regelmäßig zu. Noch größere Konidienmengen ergaben keine weitere Zunahme

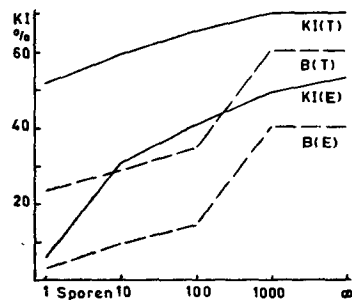


Abb. 11. Erkrankung der Gerstenkeimlinge bei Infektion mit verschiedener Anzahl Konidien von *Cochliobolus sativus*. Abszisse: Sporenzahl je Korn. Ordinate: Krankheitsindex. Kurven: Ausgezogene Linien: Krankheitsindex der Keimlinge (KI). Gestrichelte Linien: Prozentsatz Keimlinge mit Blattflecken auf dem Primärblatt (B). T: Keimmedium steriles Terralit. E: Keimmedium nicht sterile Erde

der Erkrankung mehr. In nichtsteriler Erde als Keimmedium führte die Infektion mit einer einzigen Spore nur zu einem Krankheitsindex von 5 % im Durchschnitt von  $5 \times 10$  Pflanzen. Bereits zehn Sporen ergaben einen Krankheitsindex von 32 %. Infektionen mit mehr als 1000 Sporen je Korn ergaben wie im sterilen Terralit keine höheren Krankheitsindizes.

Auf den Primärblättern wurden in beiden Keimmedien Blattflecke gebildet. Bei den Infektionen mit 1, 10 und 100 Sporen je Korn nahm die Zahl der Blattflecken langsam zu und stieg bei der Infektion mit 1000 Sporen je Korn sprunghaft an.

In einem weiteren Versuch wurden Infektionen mit einer einzigen Spore durchgeführt und die Pflanzen einzeln wachsen gelassen, um eine Myzelinfektion von einer infizierten Pflanze auf eine gesunde zu verhindern.

Auf die Wurzelspitzen, Koleoptilscheiden und Blattspreiten möglichst steril angezogener Gerstenkeimlinge mit voll entwickeltem Primärblatt wurde je ein Wassertropfen mit je einer Konidie gebracht, die Pflanze drei Tage in einer feuchten Kammer auf sterilem Filterpapier gehalten und nach weiteren sieben Tagen die Infektion beurteilt. Es gelangten je 50 Pflanzen zur Untersuchung.

Die Resultate (Tab. 11) zeigen, daß die Infektionen mit einer einzigen Konidie auf den Wurzelspitzen leichter angehen als auf den Koleoptilscheiden und auf dem Primärblatt.

Tabelle 11

Anfälligkeit verschiedener Pflanzenteile  
(*Hordeum vulgare*) gegenüber *Cochliobolus sativus* bei Infektion mit je einer Konidie

| Ort der Infektion | gelungene Infektion<br>% |
|-------------------|--------------------------|
| Wurzelspitzen     | 90                       |
| Koleoptilscheiden | 50                       |
| Primärblätter     | nur vereinzelt           |

Aus den beiden Versuchen geht hervor, daß schon eine einzelne Konidie genügt, um eine Wurzelerkrankung auszulösen.

#### 7. Untersuchungen über den Wirkkreis

Mit sämtlichen im I. Teil aufgeführten Arten gelangten Infektionen sowohl im Keimlingsstadium als auch im Blattstadium nach den auf Seite 271 beschriebenen Methoden mit folgenden Wirtspflanzen zur Durchführung:

Gräser: *Agrostis alba* L., *Bromus inermis* Leysser, *Cynosurus cristatus* L., *Dactylis glomerata* L., *Festuca pratensis* Hudson, *Holcus lanatus* L., *Lolium multiflorum* Lam., *Phleum pratense* L., *Poa pratensis* L., *Trisetum flavescens* (L.) Pal.

Getreidearten: *Avena sativa* L. (Sorte Flämingstreu), *Hordeum vulgare* L. (Wintergerste, Sorte Hauter), *Secale cereale* L. (Winterroggen, Sorte Petkus) und *Triticum aestivum* L. ssp. *vulgare* Vill. (Winterweizen, Sorte Probus).

## a) Blattinfektionen

Bei den Blattinfektionen im Gewächshaus resultierte bei mehreren Helminthosporien ein wesentlich breiterer Wirkkreis als bisher angegeben wurde. Die Resultate (Krankheitsindizes) sind in Tabelle 12 zusammengefaßt. Die Beurteilung der Blattsymptome ergab, daß die gleiche Pflanzenart auf die Infektion durch verschiedene *Helminthosporium*-Arten im allgemeinen mit den gleichen Symptomen reagiert. Es handelt sich also vielmehr um eine wirtstypische Reaktion, welche durch mehrere *Helminthosporium*-Arten und auch von einigen anderen parasitischen Pilzen (z. B. Fusarien, *Mastigosporium* sp.) ausgelöst werden kann und nicht um ein für den Parasiten spezifisches Krankheitsbild. Als Ausnahme kann die Streifenkrankheit der Gerste, verursacht durch *Pyrenophora graminea* und die Netzfleckenkrankheit der Gerste, verursacht durch *Pyrenophora teres* gelten.

Die in der Folge beschriebenen Krankheitssymptome einer bestimmten Wirtspflanze gelten für alle *Helminthosporium*-Arten, welche diese zu infizieren vermögen (vgl. Tab. 12). Ausnahmen davon werden speziell erwähnt.

## Krankheitssymptome bei Blattinfektionen

*Agrostis alba* L.

Längliche, rötlich-braune Flecke mit unscharfem, rötlichem Rand. Später im Zentrum nekrotisch, grau verfärbt.

*Bromus inermis* Leysser

Deutlich strichartige, 2 bis 5 mm lange Flecke von dunkelbrauner bis schwarzer Farbe mit gelbem Hof.

*Cynosurus cristatus* L.

Gelb-braune, länglich-rechteckige Nekrosen mit großem, chlorotisch hellgrünem bis gelbem Hof.

*Dactylis glomerata* L.

Läsionen zu Beginn dunkelbraun bis schwarz mit gelbem, teilweise leicht rötlichem, unscharf begrenztem Rand; ältere größere Flecke oval, im Zentrum nekrotisch, grau verfärbt.

*Festuca pratensis* Hudson

Flecke im Anfangsstadium besonders auf der Blattunterseite netzartig. (In der Längsrichtung der Blattnerven breitere, quer dazu feinere, braunschwarze Striche mit gelbem Hof.) Später oval mit nekrotischem, graubraunem Zentrum und unscharf verlaufendem, gelbem Hof.

*Holcus lanatus* L.

Meist (2 bis 3 mm) große, gelb-braune, runde Flecke mit rötlich-gelbem Hof. Bei künstlicher Infektion besonders gegen die Blattspitze häufiger vorkommend. Größere Blattflecke im Zentrum nekrotisch, grau verfärbt, teilweise mit breitem, gelbem Hof.

*Lolium multiflorum* Lam.

Längliche, strichartige bis ovale, besonders auf der Blattunterseite häufig netzartige Flecke von dunkelbrauner bis schwarzer Farbe mit kleinem gelbem Hof. Größere Flecke weisen graues, nekrotisches Zentrum auf.

*Phleum pratense* L.

Vorerst ovale, 2 bis 3 mm lange, dunkelbraune Flecke mit grauem, nekrotischem Zentrum und schmalem, chlorotischem Hof, später braun-graue, nekrotische Flecke mit breitem, chlorotischem Hof.

*Poa pratensis* L.

Vorerst längliche, ovale, schwarze bis dunkelbraune Flecke mit gelbem Hof, später im Zentrum nekrotisch, grau-braun verfärbt.

*Trisetum flavescens* (L.) Pal.

Blattflecke im Anfangsstadium rund, später länglich bis oval, goldbraun, mit schmalem, gelbem Hof.

*Avena sativa* L.

Anfänglich runde, später länglich elliptische, braune Flecke, häufig mit rötlich-violetter Rand und großem, rötlich-gelbem Hof.

*Hordeum vulgare* L.

*Pyrenophora graminea* verursacht auf den voll entwickelten Blattspreiten anfänglich dunkelbraune Streifen, welche sich später über das ganze Blatt ausdehnen.

*Pyrenophora teres* bildet dunkelbraune, netzartige Flecke in der Längsrichtung der Blattnerven breitere, quer dazu feinere, dunkelbraune Striche.

*Cochliobolus sativus* verursacht dunkelbraune, scharf begrenzte Flecke.

Infektionen anderer *Helminthosporium*-Arten verursachen grau-braune, nicht scharf begrenzte Läsionen mit gelbem Hof.

*Secale cereale* L.

Braun-graue, längliche Streifen, häufig mit feinem, leicht rötlichem Rand und gelbem Hof.

*Triticum aestivum* L. ssp. *vulgare* Vill.

Längliche, grau-braune Flecke mit gelbem, unscharfem Rand. Bei starkem Befall Vergilben und Absterben der Blätter. *Cochliobolus sativus* dunkelbraune, scharf begrenzte Läsionen.

Sichere Rückschlüsse vom Krankheitsbild auf die Erreger sind also nur bei *Pyrenophora graminea* und *Pyrenophora teres* auf Gerste möglich. Die übrigen Krankheitsbilder geben wichtige zusätzliche Merkmale, genügen aber nicht zur Bestimmung eines Parasiten. Diese müssen anhand morphologischer Merkmale der Konidien bestimmt werden.

## b) Infektionen im Keimlingsstadium

In den Infektionsversuchen im Keimlingsstadium wurden von allen untersuchten Parasiten, mit Ausnahme von *Pyrenophora graminea*, auf mehreren

Tabelle 12  
Ergebnisse der Blattinfektionen und der Infektionen im Keimlingsstadium,  
bonitiert nach dem Krankheitsindex

|                                       | Agrostis alba L. |    | Bromus inermis<br>Leysser |    | Cynosurus<br>crisatus L. |    | Dactylis<br>glomerata L. |    | Festuca pratensis<br>Hudson |    | Holcus lanatus L. |    | Lolium<br>multiflorum Lam. |    | Pleum pratense L. |    | Poa pratensis L. |    | Trisetum<br>flavescens (L.) Pal. |    | Avena sativa L. |    | Hordeum vulgare L. |    | Secale cereale L. |    | Triticum<br>aestivum L. |    |    |
|---------------------------------------|------------------|----|---------------------------|----|--------------------------|----|--------------------------|----|-----------------------------|----|-------------------|----|----------------------------|----|-------------------|----|------------------|----|----------------------------------|----|-----------------|----|--------------------|----|-------------------|----|-------------------------|----|----|
|                                       | B                | K  | B                         | K  | B                        | K  | B                        | K  | B                           | K  | B                 | K  | B                          | K  | B                 | K  | B                | K  | B                                | K  | B               | K  | B                  | K  | B                 | K  | B                       | K  |    |
| <i>Pyrenophora chaetomioides</i>      | 0                | 13 | 10                        | 34 | 0                        | 17 | 20                       | 23 | 0                           | 20 | 10                | 17 | 0                          | 10 | 0                 | 0  | 0                | 10 | 24                               | 51 | 20              | 55 | 10                 | 23 | 0                 | 13 | 0                       | 15 |    |
| <i>Pyrenophora dactylidis</i>         | 0                | 77 | 40                        | 70 | 20                       | 90 | 50                       | 64 | 40                          | 90 | 25                | 65 | 40                         | 77 | 0                 | 77 | 0                | 70 | 30                               | 80 | 15              | 33 | 0                  | 18 | 15                | 7  | 0                       | 26 |    |
| <i>Pyrenophora graminea</i>           | 0                | 0  | 0                         | 0  | 0                        | 0  | 0                        | 0  | 0                           | 0  | 0                 | 0  | 0                          | 0  | 0                 | 0  | 0                | 0  | 0                                | 0  | 0               | 0  | 0                  | 0  | 0                 | 0  | 0                       | 0  |    |
| <i>Pyrenophora japonica</i>           | 0                | 0  | 0                         | 22 | 0                        | 15 | 0                        | 5  | 0                           | 0  | 0                 | 0  | 0                          | 5  | 0                 | 0  | 0                | 0  | 0                                | 0  | 5               | 0  | 10                 | 0  | 15                | 10 | 30                      | 0  | 15 |
| <i>Pyrenophora lolii</i>              | 5                | 50 | 60                        | 70 | 5                        | 80 | 50                       | 63 | 50                          | 80 | 30                | 58 | 50                         | 66 | 0                 | 55 | 15               | 70 | 35                               | 67 | 15              | 10 | 10                 | 10 | 0                 | 35 | 0                       | 14 |    |
| <i>Pyrenophora teres</i>              | 0                | 0  | 0                         | 10 | 0                        | 10 | 0                        | 10 | 0                           | 10 | 0                 | 0  | 0                          | 0  | 0                 | 0  | 0                | 0  | 0                                | 0  | 0               | 0  | 0                  | 20 | 11                | 0  | 0                       | 0  |    |
| <i>Pyrenophora tritici-repentis</i>   | 0                | 7  | 0                         | 45 | 0                        | 35 | 0                        | 56 | 0                           | 24 | 0                 | 0  | 0                          | 22 | 0                 | 33 | 0                | 61 | 0                                | 31 | 0               | 0  | 0                  | 0  | 0                 | 0  | 0                       | 10 | 11 |
| <i>Cochliobolus sativus</i>           | 50               | 90 | 50                        | 70 | 10                       | 90 | 20                       | 80 | 20                          | 57 | 20                | 30 | 30                         | 40 | 10                | 90 | 10               | 90 | 12                               | 25 | 20              | 15 | 60                 | 70 | 10                | 70 | 30                      | 40 |    |
| <i>Helminthosporium dictyoides</i>    | 0                | 10 | 20                        | 70 | 0                        | 26 | 5                        | 20 | 25                          | 60 | 0                 | 0  | 25                         | 66 | 0                 | 33 | 0                | 70 | 0                                | 0  | 0               | 5  | 0                  | 21 | 0                 | 24 | 0                       | 12 |    |
| <i>Helminthosporium erythrospilum</i> | 35               | 17 | 25                        | 36 | 0                        | 7  | 25                       | 39 | 10                          | 20 | 0                 | 0  | 20                         | 6  | 5                 | 5  | 0                | 7  | 15                               | 20 | 10              | 10 | 0                  | 10 | 0                 | 17 | 0                       | 10 |    |
| <i>Helminthosporium fugax</i>         | 20               | 48 | 15                        | 77 | 0                        | 32 | 10                       | 43 | 15                          | 57 | 20                | 11 | 10                         | 16 | 0                 | 20 | 0                | 72 | 0                                | 38 | 0               | 25 | 0                  | 20 | 0                 | 26 | 0                       | 25 |    |
| <i>Helminthosporium pblei</i>         | 0                | 30 | 50                        | 28 | 0                        | 61 | 35                       | 80 | 45                          | 66 | 25                | 24 | 50                         | 70 | 40                | 55 | 40               | 43 | 40                               | 77 | 25              | 26 | 0                  | 12 | 0                 | 41 | 0                       | 20 |    |
| <i>Helminthosporium poae</i>          | 0                | 0  | 50                        | 46 | 30                       | 37 | 50                       | 40 | 50                          | 70 | 20                | 20 | 40                         | 31 | 0                 | 33 | 40               | 60 | 30                               | 63 | 25              | 25 | 20                 | 18 | 0                 | 26 | 0                       | 11 |    |
| <i>Helminthosporium rostratum</i>     | 10               | 90 | 40                        | 70 | 20                       | 53 | 20                       | 47 | 25                          | 62 | 25                | 68 | 30                         | 57 | 10                | 67 | 20               | 70 | 30                               | 57 | 20              | 26 | 30                 | 61 | 20                | 68 | 30                      | 50 |    |

B = Blattinfektionen; K = Keimlingsinfektion.

\* *Pyrenophora graminea* verursacht keine direkte Blattinfektionen und keine Fußkrankheit. Die Blattflecke auf sekundären Blättern als Folge einer Infektion im Keimlingsstadium wurden hier nicht berücksichtigt.

Wirtspflanzen Schädigungen der Wurzeln und der Halmbasis verursacht. Die Wurzeln verfärbten sich dunkelbraun und entwickelten sich schlecht oder gar nicht, und die Halmbasis wies anfänglich eine strichartige, später die ganze Blattscheide umfassende, braune Verfärbung auf. Bei starker Infektion wird der ganze Keimling durchwachsen und zum Absterben gebracht. Es konnten keine deutlich spezifischen Krankheitsbilder für einzelne Parasiten festgestellt werden.

Die Krankheitsindizes sind in Tabelle 12 aufgeführt.

Bei den Keimlingsinfektionen wurden von der gleichen Pilzart bedeutend mehr Gramineenarten befallen, als bei den Blattinfektionen. Im I. Teil der vorliegenden Arbeit wurden bei der Besprechung der einzelnen Pilzarten nur diejenigen Pflanzen als Wirte aufgeführt, welche eine Blattinfektion aufwiesen, die entweder als Folge einer Keimlingsinfektion (nur bei *Pyrenophora graminea*) oder einer direkten Infektion der Blätter durch Konidien zustande kam.

### Zusammenfassung

1. Die *Pyrenophora*-Arten, welche in der Nebenfruchtform *Helminthosporium* aus der Formgattung *Drechslera* Ito bilden, wurden in zwei Formkreise eingeordnet:

- a) Dem Formenkreis der *Pyrenophora trichostoma* mit den Arten *Pyrenophora trichostoma* (Fr.) Fckl., *Pyrenophora graminea* Ito et. Kurib., *Pyrenophora japonica* Ito et. Kurib., *Pyrenophora teres* (Died.) Drechsler, *Pyrenophora tritici-repentis* (Died.) und *Pyrenophora bromi* (Died.) Drechsler. *Pyrenophora trichostoma* wird als Sammelart betrachtet.
- b) Dem Formenkreis der *Pyrenophora polytricha* (Wallr.) Wehmeyer mit den Arten *Pyrenophora chaetomioides* Speg., *Pyrenophora dactylidis* n. sp. und *Pyrenophora lolii* Dovaston.

Die Unterscheidung der Kleinarten innerhalb der Formkreise erfolgt auf Grund der Nebenfruchtform.

2. Es wurde eine neue Art, *Pyrenophora dactylidis* beschrieben.

3. In den Infektionsversuchen hinsichtlich dem Wirtskreis wurden 14 Gramineenarten mit 14 *Helminthosporium*-Arten kreuzweise infiziert. Dabei ergab sich, daß *Pyrenophora graminea* und *Pyrenophora teres* nur je einen Wirt befielen, während alle anderen untersuchten *Helminthosporium*-Arten auf mehreren Gramineenarten Blattflecke erzeugten (vgl. Tab. 12). Die dabei auftretenden Krankheitssymptome konnten nur in zwei Fällen (bei *Pyrenophora graminea* und *Pyrenophora teres* auf Gerste) zur Identifizierung der Erreger dienen. In allen anderen Fällen handelte es sich um ein unspezifisches Krankheitsbild, das von mehreren Parasiten verursacht werden kann. Die Keimlingsinfektionen führten bei erheblich mehr Gramineenarten zu einem Befall. Die

dabei auftretenden Symptome der Wurzel und Fußkrankheiten sind nicht typisch für einen bestimmten Erreger.

4. Blattinfektionen sind bei *Pyrenophora lolii* auf *Lolium multiflorum* und *Pyrenophora dactylidis* auf *Dactylidis glomerata* bei Temperaturen von 4 bis 30°C möglich, die stärkste Erkrankung erfolgte bei etwa 20°C.

Keimlingsinfektionen erfolgten bei Temperaturen von 4 bis 30°C. Es wurde bei allen Temperaturen eine gleich starke Erkrankung festgestellt. Die unterschiedliche Temperatur machte sich lediglich darin geltend, daß sich das gleiche Krankheitsstadium bei tieferen Temperaturen später einstellte, als bei höheren Temperaturen.

5. Bei *Pyrenophora lolii*, *Cochliobolus sativus* und *Helminthosporium dictyoides* (Einsporkulturen) wurde kein Einfluß der präinfektionellen Ernährung (Vitamin B<sub>1</sub>, Biotin und Aminosäuren) auf die Pathogenität festgestellt.

6. Das Kulturfiltrat von *Helminthosporium dictyoides* verursacht bei *Festuca*-Keimlingen eine Wachstumsschädigung, welche in mehreren Fällen zum Absterben der Pflanzen führte.

7. Mit *Pyrenophora lolii* und *Lolium multiflorum* wurde die Übertragung durch das Saatgut untersucht. Der Übertragungs- und Infektionsmodus verläuft ähnlich wie bei *Cochliobolus sativus* auf Gerste (Blütenkeimlingsinfektion).

8. Die untersuchten Arten der Formgattung *Drechslera* (Tab. 8) vermochten sich nur während weniger Wochen saprophytisch auf organischem Material im Boden zu halten. Die beiden Arten der Formgattung *Bipolaris* wiesen dagegen bessere Überlebenschancen im Boden auf.

Die Konidien von *Cochliobolus sativus* (Formgattung *Bipolaris*) blieben im Boden mehrere Monate lebens- und infektionsfähig; dagegen wurden die Konidien von *Pyrenophora lolii* (Formgattung *Drechslera*) im Boden rasch abgebaut:

### Summary

1. The species of the genus *Pyrenophora* Fr. forming *Drechslera* Ito in the conidial stage are ranged into two form-groups:

- a) The form-group of the *Pyrenophora trichostoma* with the species *Pyrenophora trichostoma* (Fr.) Fckl., *Pyrenophora graminea* Ito et Kurib., *Pyrenophora japonica* Ito et Kurib., *Pyrenophora teres* (Died.) Drechsler, *Pyrenophora tritici-repentis* (Died.) Drechsler and *Pyrenophora bromi* (Died.) Drechsler. *Pyrenophora trichostoma* is considered to be a collective species.
- b) The form-group of the *Pyrenophora polytricha* with the species *Pyrenophora polytricha* (Wallr.) Wehmeyer, *Pyrenophora chaetomioides* Speg., *Pyrenophora dactylidis* n. sp. and *Pyrenophora lolii* Dovaston.

The differentiation of the species within the form-groups is based on the conidial stage.

2. *Pyrenophora dactylidis* is described as a new species.

3. One section of the experimental work entailed the artificial infection of 14 *Graminea* with 14 *Helminthosporium*-species (Cross infections). The results are given in table 12. It was found, that *Pyrenophora graminea*, and *Pyrenophora teres* attacked only one host, whereas all other parasites tested caused leaf blotches on several *Graminea*. It was possible to determine from the disease symptoms obtained when *Hordeum vulgare* was infected with *Pyrenophora graminea* and *Pyrenophora teres* the species of the two fungi, whereas all other leaf symptoms obtained did not show sufficient characteristics allowing the determination of the species of fungi. Seedling infections caused root- and footrot on more hosts than leaf infections.

4. Leaf infections (test organisms: *Pyrenophora dactylidis* and *Dactylis glomerata*; *Pyrenophora lolii* and *Lolium multiflorum*) occurred at temperatures between 4 °C. to 30 °C.; greatest infection was registered at 20 °C. (Fig. 6). Seedling infections (test organisms: *Pyrenophora lolii* and *Lolium multiflorum*; *Cochliobolus sativus* and *Hordeum vulgare*) occurred at all temperatures tested (4 °C. to 30 °C.). At all temperatures the same disease index was obtained. The temperature only effected that the same stage of the disease symptoms was formed earlier at a higher temperature than at a lower temperature (Fig. 7).

5. The pre-infectious nutrition (vitamin B<sub>1</sub>, biotin, aspartic acids) caused no change in pathogenicity of *Pyrenophora lolii* to *Lolium multiflorum*, *Cochliobolus sativus* to *Hordeum vulgare* and *Helminthosporium dictyoides* to *Festuca pratensis* (mono-conidial cultures).

6. The culture filtrate of *Helminthosporium dictyoides* caused a growth inhibition to seedlings of *Festuca pratensis* which led to the death of several seedlings.

7. The seed-borne nature of *Pyrenophora lolii* was tested with *Lolium multiflorum*. The mode of transmission and infection of the seedling were similar to those of *Cochliobolus sativus* on *Hordeum vulgare*.

8. The species of the form-genus *Drechslera* Ito are capable of surviving saprophytically on organic material in the soil only a few weeks, whereas the two species of the form-genus *Bipolaris* Shoemaker (*Cochliobolus sativus* and *Helminthosporium rostratum*) are capable of surviving longer periods in the soil (table 8 and Fig. 9).

The conidia of *Cochliobolus sativus* (*Bipolaris*) remained viable for several months in the soil, in contrast to the conidia of *Pyrenophora lolii* (*Drechslera*) which degenerated in the soil in a short time.



## Literaturverzeichnis

- ANDERSEN, H., 1955: Species of *Helminthosporium* on cereals and grasses in Denmark. *Friesia* 5, 80—89.
- ATKINSON, G. F., 1897: Some fungi from Alabama collected chiefly during the Years 1889 to 1892. *Bull. Cornell Univ. (Sci.)* 3, 1—50.
- BRAVERMAN, S. W., 1960: The *Helminthosporium gramineum* complex and related species on cereals and forage grasses. *Phytopathology* 50, 688—699.
- —, and J. H. GRAHAM, 1960: *Helminthosporium dictyoides* and related species on forage grasses. *Phytopathology* 50, 691—695.
- BOOSALIS, M. G., 1960: A soil infestation method for studying spores of *Helminthosporium sativum*. *Phytopathology* 50, 860—865.
- BROWN, R., 1946: Biological stimulation in germination. *Nature (London)* 157, 64—69.
- BULAT, H., 1961: Reduktionsvorgänge im lebenden Gewebe, Formazane, Tetrazoliumsalsalze und ihre Bedeutung als Redoxindikatoren in ruhenden Samen. *Mitt. intern. Ver. Samenkontr.* 26, 686—679.
- BUTLER, F. C., 1953: Saprophytic behaviour of some cereal root-rot fungi. *Ann. appl. Biol.* 40, 284—305.
- CARTER, J. S., 1935: Diffusible nature of the inhibitory agent produced by fungi. *Phytopathology* 25, 1031—1034.
- CESATI, V., e G. DE NOTARIS, 1861: Schema di classificazione degli Sfer. it. *Comment. soc. crit. It.* 1.
- CHRISTENSEN, J. J., and T. W. GRAHAM, 1934: Physiologic specialization and variation in *Helminthosporium gramineum* Rab. *Minn. Agr. Exp. Sta. Techn. Bull.* 95, 1—40.
- CONNERS, I. L., 1940: 19th Ann. Rept. Canadian Pl. Dis. Survey.
- COOKE, M. C., 1874: *New British Fungi*. Grevillea 3.
- DENNIS, R. W. G., 1935: Notes on the occurrence of *Pyrenophora aveae* Ito in Scotland. *Trans. Brit. Myc. Soc.* 19, 288—290.
- DICKSON, J. G., 1947: *Diseases of Field Crops*. McGraw Hill, New York, 1st ed., 1—429.
- —, 1956: *Diseases of Field Crops*. McGraw Hill, New York, 2nd ed., 1—429.
- DIEDICKE, H., 1902: Über den Zusammenhang zwischen *Pleospora*- und *Helminthosporium*-Arten I. *Cbl. Bakt. Abt. 2*, 9, 317—329.
- —, 1903: Über den Zusammenhang zwischen *Pleospora*- und *Helminthosporium*-Arten II. *Cbl. Bakt. Abt. 2*, 11, 52—59.
- DOVASTON, H. F., 1948: A new species of *Pyrenophora* from Italian Reygrass. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 31, 249—253.
- DRECHSLER, C., 1923: Some Graminicolous Species of *Helminthosporium*. I. *J. agric. Res.* 24, 641—740.
- —, 1934: Phytopathological and taxonomic aspects of *Ophiobolus*, *Pyrenophora*, *Helminthosporium* and a new Genus, *Cochliobolus*. *Phytopathology* 24, 953—983.
- —, 1935: A leaf spot of Bent grasses caused by *Helminthosporium erythrospilum* n.sp. *Phytopathology* 25, 344—361.
- EIDAM, E., 1891: Das Vorkommen der Fleckenkrankheit auf Gersten- und auf Haferblättern. *Landwirt* 27, 509.
- ELLIOTT, C., and M. T. JENKINS, 1946: *Helminthosporium turcicum* leaf blight of Corn. *Phytopathology* 36, 660—666.
- ELLIOTT, E. S., 1959: A report of grass diseases observed in West Virginia. *Plant Dis. Repr.* 43, 461—463.

- FRAUENSTEIN, K., 1962: Untersuchungen zur Biologie von *Pleospora bromi* Died. Phytopath. Z. 44, 1—36.
- FRIES, E., 1823: Syst. Myc. 2.
- —, 1849: Summa veget. scandinav. Sectio posterior, 261—572.
- FUCKEL, L., 1869: Symb. myc., 1—469.
- GÄUMANN, E., 1951: Pflanzliche Infektionslehre. 2. Aufl., 1—681. Birkhäuser, Basel.
- GENAU, A., 1928: Methoden der künstlichen Infektion der Gerste mit *Helminthosporium gramineum* und Studien über die Anfälligkeit verschiedener Gerstensorten diesem Pilz gegenüber. Kühn-Archiv 19, 303—351.
- GRAHAM, J. H., 1955a: A disease of orchardgrass caused by *Pleospora phaeocomes*. Phytopathology, 45, 633—634.
- —, 1955b: *Helminthosporium* leaf streak of Timothy. Phytopathology 45, 227—228.
- GRAY, S. F., 1821: A natural arrangement of British plants. I. Bildwin, Cradock, and Joy, London.
- HELLER, R., 1954: Les besoins minéraux des tissus en culture. Ann. Biol. 30, 261—281.
- HOLM, L., 1957: Etudes taxonomiques sur les Pleosporacés. Symb. Upsal. Bot. 14, 3, 1—188.
- HRUSHOVETZ, S. B., 1957: Effect of amino acids on the virulence of *Helminthosporium sativum* to wheat seedlings. Phytopathology 47, 261—264.
- HUGHES, S. J., 1953: Conidiophores, conidia, and classification. Canad. J. Bot. 31, 577—659.
- —, 1958: Revisions hyphomycetum aliquot cum appendice de nominibus rejiciendis. Canad. J. Bot. 36, 727—836.
- ITO, S., 1930: On some new ascigerous stages of the species of *Helminthosporium* parasitic on cereals. Proc. Imp. Acad., Tokyo, 6, 352—355.
- —, and K. KURIBAYASHI, 1931: The ascigerous forms of some graminicolous species of *Helminthosporium* in Japan. J. Fac. Agr. Hokkaido Imp. Univ. Sapporo 29, 85—125.
- JAMES, N., N. E. R. CAMPBELL and C. GUNNER, 1949: Fundamental studies on a saltant of *Helminthosporium sativum*. Canad. J. Res. C, 27, 274—283.
- KENNETH, R., 1958: Contribution to the knowledge of the *Helminthosporium* Flora on Gramineae in Israel. Bull. Res. Council. Israel, Sec. D, Vol. 6 D, 191—210.
- LAKON, G., 1942: Nachweis der Keimfähigkeit der Erbse nach dem topographischen Tetrazolium-Verfahren. Ber. dtsh. bot. Ges. 60, 299—305.
- LINDAU, G., 1910: In: RABENHORST'S Kryptogamenflora 9.
- LINK, H. F., 1809: Observationes in ordines plantarum naturales. I. Anandrarum ordines Epiphytas, Mucedines Gastromyces et Fungos. Ges. Nat. Freund Berlin Mag. 3, 3—42.
- —, 1824: In: LINNÉ, C., Species plantarum, 4th ed. Tomus VI. Part I. Berolini, G. C. Nauk, Hyphomycetes.
- LUDWIG, R. A., R. V. CLARK, J. B. JULIEN, and D. B. ROBINSON, 1956: Studies on the seedling disease of barley caused by *Helminthosporium sativum*. Canad. J. Bot. 34, 653—670.
- LUKE, H. H., and H. E. WHEELER, 1955: Toxin production by *Helminthosporium victoriae*. Phytopathology 45, 453—458.
- LUTTRELL, E. S., 1958: The perfect stage of *Helminthosporium turcicum*. Phytopathology 48, 281—287.
- MASON, E. W., and S. J. HUGHES, 1951: *Phragmocephala*, gen. nov. hyphomycetarum. Naturalist (London), 97—105.
- MEAD, H. W., 1942: Host-parasite relationships in a seed-borne disease of Barley caused by *Helminthosporium sativum* P., K. and B. Canad. J. Res. C, 20, 501—583.
- MÜLLER, E., 1951: Die schweizerischen Arten der Gattungen *Clathrospora*, *Pleospora*, *Pseudoplea* und *Pyrenophora*. Sydowia 5, 248—310.
- NEERGAARD, P., 1958: 10. Årsberetning. Statens Plantetilsyn Kobenhavn, 1—15.

- NELSON, R. R., 1959: *Cochliobolus carbonum*, the perfect stage of *Helminthosporium carbonum*. *Phytopathology* 49, 807—810.
- —, 1960: *Cochliobolus intermedius*, the perfect stage of *Curvularia intermedia*. *Mycologia* 52, 775—778.
- NISIKADO, Y., 1928a: Studies on the *Helminthosporium* disease of *Gramineae* in Japan. *Spec. Rep. Ohara Inst. Agr. Res.* 4, 394.
- —, 1928b: Preliminary notes on a new helminthosporiose of wheat (*Triticum vulgare* Vill.). *Ann. Phytopath. Soc. Japan* 2, 89—98.
- O'BRIEN, D. G., and E. G. PRENTICE, 1930: Leaf stripe or yellow leaf of oats. *Scott. J. Agric.* 13, 272—284.
- PAMMEL, L. H., C. N. KING, and A. L. BAKKE, 1910: Two barley blights with comparison of species of *Helminthosporium sativum* upon cereals. *Iowa Agric. Exp. Sta. Bul.* 116, 178—190.
- PARKINSON, D., 1955: Liberation of amino acids by oat seedlings. *Nature* 176, 35.
- PERSOON, C. H., 1822: *Mycologia Europaea, Erlangae*. I.
- RABENHORST, G. L., 1857: *Klotzschii Herbarum vivum Mycologicum* edit. II.
- RATHSCHLAG, H., 1930: Studien über *Helminthosporium avenae*. *Phytopath. Z.* 2, 469—492.
- ROVIRA, A. D., 1956: Plant root excretions in relation to the rhizosphere effect. I. The nature of root exudate from oats and peas. *Plant and Soil* 7, 178—194.
- —, and J. R. HARRIS, 1961: Plant root excretions in relation to the rhizosphere effect. V. The exudation of B-group vitamins. *Plant and Soil* 14, 199—214.
- SACCARDO, P. A., 1883—1920: *Sylloge Fungorum* 2, 5.
- SAMPSON, K., and J. H. WESTERN, 1940: Two diseases of grasses caused by species of *Helminthosporium* not previously recorded in Britain. *Brit. Mycol. Soc. Trans.* 24, 255—263.
- SCHARIF, G., 1961: Studies on graminicolous species of *Helminthosporium*. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 44, 217—229.
- SHOEMAKER, R. A., 1957: ATKINSON's species of *Helminthosporium* on grasses from Alabama. *Canad. J. Bot. C.* 35, 269—277.
- —, 1959: Nomenclature of *Drechslera* and *Bipolaris*, grass parasites segregated from '*Helminthosporium*'. *Canad. J. Bot.* 37, 879—887.
- —, 1962: *Drechslera* Ito. *Canad. J. Bot.* 40, 809—836.
- SIMMONDS, P. M., 1947: The influence of antibiosis in the pathogenicity of *Helminthosporium sativum*. *Sci. Agric.* 27, 625—632.
- —, B. J. SALLANS, and R. J. LEDINGHAM, 1950: *Sci. Agric.* 30, 407—417.
- SINGH, S., 1958: Physiology and epidemiology of *Helminthosporium teres*. *Diss. Abstr.* 18, 1951—1952.
- SKOROPAD, W. P., and D. C. ARNY, 1956: Histologic expression of susceptibility and resistance in Barley to strains of *Helminthosporium gramineum*. *Phytopathology* 46, 289—292.
- —, and — —, 1957: The influence of amino acids on the growth of two strains of *Helminthosporium gramineum*. *Phytopathology* 47, 261—264.
- SPRAGUE, R., 1950: *Diseases of cereals and grasses in North America*. Ronald Press, New York. 538 S.
- STOLL, CH., 1954: Über Stoffwechsel und biologisch wirksame Stoffe von *Gibberella fujikuroi* (Saw.) Wall., dem Erreger der Bakanaekrankheit. *Phytopath. Z.* 22, 233—274.
- TURNER, D. M., and W. A. MILLARD, 1931: Leaf spot of oats, *Helminthosporium avenae* (Bri. and Cav.) Eid. *Ann. appl. Biol.* 18, 535—558.
- VOGT, E., 1923: Ein Beitrag zur Kenntnis von *Helminthosporium gramineum* Rbh. *Biol. Anst. Land- u. Forstw.* 11, 387—397.

- WALKER, G. F., 1951: Vermiculite and some related mixed-layer minerals. X-ray identification and structure of the clay minerals. Min. Soc. Great Brit. Monogr., Chap. 7, 199—223.
- WALLROTH, K. F. W., 1833: Flora cryptogamica Germaniae, 2.
- WEHMEYER, E., 1961: Monograph of the genus *Pleospora* and its segregates. Univ. Michigan Press, 451 S.
- WHITEHEAD, M. D., and O. H. CALVERT, 1959: *Helminthosporium rostratum* inciting ear rot of corn and leaf-spot of thirteen grass hosts. Phytopathology 49, 817—820.
- —, and J. D. DICKSON, 1952: Pathology, morphology and nuclear cycle of two new species of *Pyrenophora*. Mycologia 44, 747—758.
- ZOGG, H., 1950: Studien über die Pathogenität von Erregergemischen bei Getreidefußkrankheiten. Phytopath. Z. 18, 1—54.
- —, 1957: Über die Beeinflussung von Pathogenität und Wachstum pflanzlicher Parasiten. II. Vitamine B<sub>1</sub> und Biotin; *Calonectria graminicola*. Phytopath. Z. 29, 65—71.

### Curriculum vitae

19. 5. 1933 Geboren in Spiez, Kt. Bern.
- 1940 — 1944 Primarschule in Spiez.
- 1944 — 1949 Sekundarschule in Zweisimmen, Kt. Bern.
- 1949 — 1950 Kurs an der Handelsschule in Spiez.
- 1950 — 1952 Tätigkeit in der Landwirtschaft und landwirtschaftlichen Schule in Cernier, Kt. Neuenburg und Waldhof, Kt. Bern.
- 1952 — 1954 Vorbereitung für die Aufnahmeprüfung an die Abteilung für Landwirtschaft der Eidgenössischen Technischen Hochschule.
- 1954 — 1959 Studium an der Abteilung für Landwirtschaft der Eidgenössischen Technischen Hochschule. Abschluß mit dem Diplom als Ingenieur-Agronom im Frühjahr 1959.
- seit 1959 Mitarbeiter an der Eidgenössischen landwirtschaftlichen Versuchsanstalt in Zürich-Oerlikon unter der Leitung von Herrn Priv. Doz. Dr. H. ZOGG.