

***Mastigosporium muticum* (Sacc.) Gunnerb., ein für Österreich neuer parasitischer Pilz des Knaulgrases (*Dactylis* spp.)**

***Mastigosporium muticum*, a new Parasitic Fungus on Cocksfoot (*Dactylis* spp.) in Austria**

H. HUSS¹⁾, H. MAYRHOFER²⁾ und E. INGOLIĆ³⁾

Zusammenfassung

Mastigosporium muticum (Sacc.) Gunnerb. (Fungi imperfecti) wird erstmals für Österreich nachgewiesen. In einem Knaulgras-Sortenversuch an der Versuchsstation der Bundesanstalt für Pflanzenbau in Stadl-Paura, Oberösterreich, erwiesen sich die Sorten Baraula, Lara und Lalu als relativ-resistent, während die Sorten Juno, Fala und Kay bei stärkerem *Mastigosporium*-Befall deutliche Vergilbungserscheinungen zeigten. Dies war für gewöhnlich im Herbst, 1987 auch während des feucht-kühlen Sommers der Fall. Die Ertragseinbußen der anfälligeren Sorten betragen bis ca. 40%. *Mastigosporium muticum* war in Österreich fast überall nachweisbar. Die ökologische Amplitude seines Vorkommens reicht von Halbtrockenrasen und Feuchtwiesen in den Tieflagen bis zu Weiderasen in 1400 m Höhe.

In rasterelektronenmikroskopischen Aufnahmen wird der annelidische Typ der Konidienbildung von *Mastigosporium muticum* dokumentiert.

Stichwörter: Fungi imperfecti; *Mastigosporium muticum* (Sacc.) Gunnerb.; Verbreitung in Österreich; Wirtsspektrum; Sortenresistenz; Ökologie; Morphologie.

Summary

Mastigosporium muticum (Sacc.) Gunnerb. (Fungi imperfecti) was observed for the first time in Austria. In a cocksfoot yield trial in the Varietal Testing Station of the Federal Institute of Plant Production in Stadl-Paura, Upper Austria, the varieties Baraula, Lara and Lalu demonstrated resistance while the varieties Juno, Fala and Kay demonstrated strong *Mastigosporium muticum* infection with a distinct yellowing of the leaves. This condition is normal in the autumn; in 1987, it was also observed during the wet-cool summer. The yield reduction of the infected varieties was till ca. 40%. *Mastigosporium muticum* was observed almost everywhere in Austria. The ecological amplitude ranged from half-dried grasslands and swamps in low lying areas to meadows at 1400 m altitude.

In SEM-photos the annelophore type of the conidiophores is documented.

Key words: Fungi imperfecti; *Mastigosporium muticum*; dispersal in Austria; host spectrum; variety resistance; ecology; morphology.

¹⁾ Versuchsstation Lambach – Stadl-Paura der Bundesanstalt für Pflanzenbau; Gmundner Straße 9, 4651 Stadl-Paura.

²⁾ Institut für Botanik der Karl-Franzens-Universität; Holteigasse 6, 8010 Graz.

³⁾ Forschungsinstitut für Elektronenmikroskopie; Steyrergasse 17, 8010 Graz.

Einleitung

Mastigosporium muticum ist ein Hyphomycet (*Fungi imperfecti*), der als Parasit des Knaulgrases (*Dactylis glomerata* und *D. polygama*) weit verbreitet ist und mitunter zu erheblichen Ertragseinbußen führen kann (SCHNEIDER & MEYER 1963). Ein starker Befall eines Knaulgras-Sortenversuchs an der Versuchsstation in Stadl-Paura, Oberösterreich, der vermehrte Anbau von Knaulgras zur Saatgutgewinnung in Oberösterreich sowie der Umstand, daß *M. muticum* für Österreich bisher noch nicht nachgewiesen wurde, gahen den Anlaß, sich mit diesem Pilz zu beschäftigen.

Material und Methodik

Die Bonitur der Sortenresistenz erfolgte im Anlage- und 2. Ertragsjahr eines Knaulgras-Sortenversuchs an der Versuchsstation der Bundesanstalt für Pflanzenbau in Stadl-Paura. Bonitiert wurde der durch *M. muticum* verursachte Grad der Vergilbung. Die Fotos der Blattflecken wurden mit einem Zeiss-Tessovar-Lupengerät am Institut für Botanik in Graz angefertigt. Die Präparation der frischen Proben für die rasterelektronenmikroskopischen Aufnahmen erfolgte mittels Kritisch-Punkt-Trocknung (Critical Point Drying nach ANDERSON 1951).

Die Proben sind zunächst fixiert worden (3% Glutaraldehyd in 0,1% Na-Cacodylatpuffer – 24 Stunden). Das Auswaschen des Fixierungsmittels ist in reinem Puffer erfolgt. Nach der Fixierung und dem Auswaschen des Fixierungsmittels sind die Proben stufenweise in Alkohol (0–100%) und dann in Aceton (100%) entwässert worden. Nach der Entwässerung sind die Proben in den Apparat für die Kritisch-Punkt-Trocknung gebracht worden. Die Kritisch-Punkt-getrockneten Proben sind auf ein Tischchen montiert, mit Gold bespartert und mit einem Rasterelektronenmikroskop vom Typ Cambridge Stereoscan am Forschungsinstitut für Elektronenmikroskopie in Graz untersucht worden.

Morphologie

Die Gattung *Mastigosporium* wurde von RIESS in FRESENIUS (1852) beschrieben. In der Folge finden sich Gattungsbeschreibungen bei SACCARDO (1886), LINDAU (1907) und MIGULA (1934), die jedoch nicht über die von RIESS gebotenen Informationen hinausgehen. Erst HUGHES (1951) beschäftigte sich wiederum eingehend mit der Morphologie von *Mastigosporium*. Seine Beobachtungen über die Konidienbildung brachten einen wesentlichen Fortschritt in der systematischen Beurteilung dieser Pilze. Von den in jüngster Zeit publizierten Arbeiten sind insbesondere jene von GUNNERBECK (1971), von ARX (1983), BRANDENBURGER (1985) und von ARX (1987) zu erwähnen. Da diese Autoren zu teils widersprüchlichen Aussagen kommen, soll im folgenden der Versuch unternommen werden, an Hand von rasterelektronenmikroskopischen Aufnahmen zu einer Klärung dieser Fragen beizutragen.

Myzel

Nach BOLLARD (1950) durchdringen die Keimschläuche die Epidermis meist direkt ohne Bildung eines Appressoriums im unmittelbaren Bereich der Konidien. Vereinzelt konnte er allerdings auch beobachten, daß die Keimschläuche zu oberflächlich laufenden Myzelsträngen auswachsen. In der Regel ist das hyaline Myzel jedoch nur innerhalb des Blattgewebes entwickelt. Unter günstigen Bedingungen können bereits eine Woche nach der Infektion Konidien gebildet werden (BOLLARD, 1950). Die Konidienträger entwickeln sich für gewöhnlich unmittelbar aus den die Epidermis durchwachsenden Penetrationshyphen (Abb. 3). In Einzelfällen konnten allerdings auch oberflächliche Myzelstränge mit davon abgegliederten Konidienträgern beobachtet werden. Dies ist jedoch keinesfalls die Regel wie bei von ARX (1983) angegeben. Auch konnte nie beobachtet werden, daß die Hyphen

aus den Stomata hervorbrechen, wie es von ARX (1987) als typisch für *Mastigosporium* ansieht. Eine Bevorzugung der Interzellularbereiche, wie sie SCHNEYDER & MEYER (1963) angeben, war ebenfalls nicht festzustellen (Abb. 3).

Konidienträger

Die kurzen Konidienträger sind im Zentrum der Blattflecken innerhalb eines rundlichen bis länglichen Areals zerstreut oder zu kleineren Gruppen vereint, angeordnet (Abb. 1, 3 und 6). Ihre Anzahl ist sehr variabel. In älteren Flecken konnten bis ca. 150 gezählt werden.

Die Art der Konidienbildung ist in jüngster Zeit immer mehr in den Mittelpunkt systematischer Fragestellungen bei den *Fungi imperfecti* gerückt (vergl. COLE 1981). Es ist bemerkenswert, daß HUGHES (1951) dieser Frage bereits vor 4 Jahrzehnten die nötige Aufmerksamkeit schenkte. Seine Beschreibung: "Older lesions show conidiophores with up to two circular ridges below the terminal conidium and as far as I can make out these represent the scars of former conidia. When one conidium has matured and has become detached, I believe the conidiophore grows out through the scar and then produces another conidium", wird durch Abb. 2 eindrucksvoll bestätigt. Es handelt sich demnach um Konidienträger, die zu einer sukzessiven Konidienbildung fähig sind und nicht um einfache, undifferenzierte Konidienträger, wie bei KENDRIK & CARMICHAEL (1973) angegeben. Nach COLE (1981) ist dieser Typ der Konidienbildung als annelidisch zu bezeichnen. Im Gegensatz zu den Beobachtungen von GUNNERBECK (1971) an schwedischem Material, der eine Annelidenbildung nur in Einzelfällen nachweisen konnte, waren Annelidenbildungen bei dem vorliegenden Material aus Österreich bei stärkerem Befall die Regel. Mehr als zwei Annelidenringe konnten allerdings nicht beobachtet werden.

Konidien

Die zylindrisch bis ellipsoidischen Konidien sind hyalin, haben eine glatte Oberfläche und in der Regel drei Septen (Abb. 4 und 5). Bei starkem Befall waren auch Konidien mit vier und fünf Quersepten zu finden (Abb. 5). Das Hilum wird von einem schwach vorspringenden Kragen gesäumt. Die Konidien sind mit 40–52 μm Länge und 11–16 μm Breite relativ groß. Sie sind von einer schleimigen Hülle umgeben, die sie in trockenem Zustand oftmals miteinander verklumpen läßt (Abb. 1). Das Licht wird an dieser Hülle total reflektiert, sodaß die Konidien inmitten der braunschwarzen Blattflecken als einheitlich weißer Fleck bzw. Punkt erscheinen (Abb. 6). Nach BOLLARD (1950) werden in Großbritannien bei durchaus häufigem Vorkommen von *M. muticum* Konidien nur vereinzelt gebildet. In Österreich waren 1988 Konidien fast immer zu finden, wengleich sie nur in den feuchteren Lagen wirklich reichlich gebildet wurden.

Krankheitssymptome

Mastigosporium muticum verursacht auf Blättern und Blattscheiden 1–2 mm (bis 4 mm) lange und 0,2 bis 0,7 mm breite längliche bis ovale, braunschwarze bis schwarze Blattflecken (Abb. 6). BOLLARD (1950) konnte beobachten, daß die Blattadern für das Pilzmyzel zwar eine sehr wirkungsvolle Barriere darstellen, daß *M. muticum* aber imstande ist, durch Toxine auch das Nachbargewebe zu schädigen. Im Zentrum älterer Blattflecken sind manchmal Aufhellungen zu beobachten. Werden Konidien gebildet, so sind sie sehr deutlich als weiß glänzender Punkt oder Fleck im Zentrum kenntlich. Die Blattflecken werden häufig von wäßrig anmutenden Gewebepartien umgeben, die manchmal auch rötlichbraun gefärbt sein können. Bei fortgeschrittenem Befall bleicht das Gewebe um die Flecken in einen gelblichen Hof aus, wobei bei dichter stehenden Flecken größere Areale vergilben können (Abb. 6).

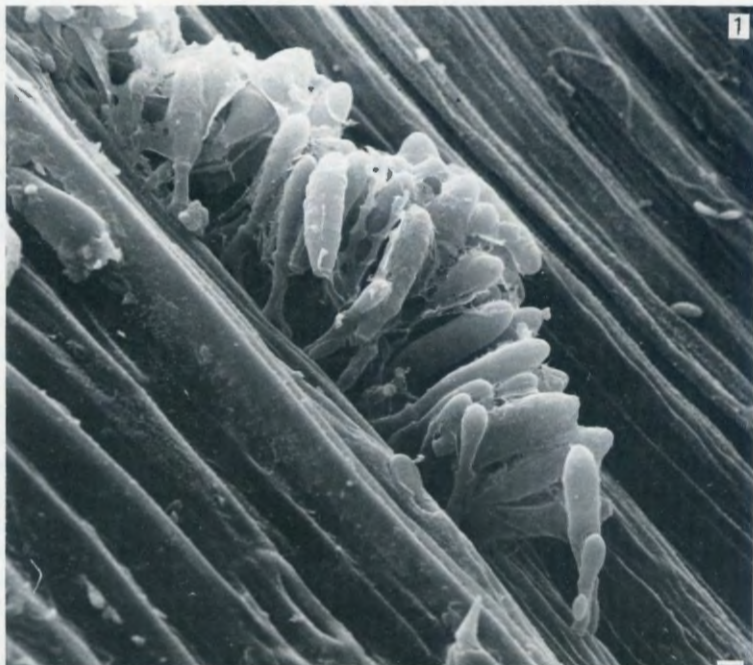


Abb. 1 und 2: *Mastigosporium muticum*. Konidienlager mit schleimig-klebriger Hülle (Abb. 1). Annelidische Konidienentwicklung mit enteroblastischer Zellsprossung (Abb. 2). Balken = 10 μ m.



Abb. 3 und 4: *Mastigosporium muticum*. Konidienlager (Abb. 3). Reife Konidie (Abb. 4).
Balken = 10 μ m.

Wirtsspektrum

Mastigosporium muticum ist ein ausschließlich auf Knautgras (*Dactylis glomerata* und *D. polygama*) parasitierender Hyphomycet (GUNNERBECK 1971). Hinweise auf seine strenge Spezialisierung gaben zunächst die Infektionsversuche von SPRAGUE (1938), der mit dem auf *Dactylis* parasitierenden *Mastigosporium* keine andere Grasart zu infizieren, umgekehrt allerdings mit einem *Mastigosporium* von *Agrostis* bei 10 von 300 *Dactylis*-Blättern Krankheitssymptome hervorrufen konnte. GUNNERBECK (1971) führt dieses Ergebnis auf die für *Mastigosporium* ungewöhnlich günstigen Infektionsbedingungen bei SPRAGUE (1938) zurück, die seiner Meinung nach mit den Infektionsbedingungen im Freien nicht in Einklang stehen. Diesen Einwand stützen auch Beobachtungen an der Versuchsstation Lambach - Stadl-Paura im Frühjahr 1988, wo von 20 verschiedenen Grasarten nur *Dactylis glomerata* einen mittleren Befall mit *Mastigosporium muticum* und *Alopecurus pratensis* einen starken Befall mit *M. album* zeigten und keine andere Art von einem *Mastigosporium* befallen war (Tab. 1). Die Infektionsversuche von BOLLARD (1950), der mit *Mastigosporium* auf *Dactylis* wiederum nur *Dactylis* infizieren konnte (*Alopecurus*, *Agrostis*, *Phleum*, *Calamagrostis*, *Deschampsia*, *Brachypodium*, *Trisetum*, *Cynosurus*, *Lolium* zeigten keine Symptome) und umgekehrt mit *Mastigosporium* von *Agrostis stoloniferum* außer der Wirtspflanze nur *Calamagrostis*, nicht aber *Dactylis* infizieren konnte, ließen dann kaum mehr Zweifel an der Eigenständigkeit der auf *Dactylis* parasitierenden Sippe. Die von GUNNERBECK (1971) entdeckten morphologischen Unterschiede zwischen der bislang als *M. rubricosum* bezeichneten Sippe auf *Dactylis* und jener auf *Agrostis* und *Calamagrostis*, die von BOLLARD (1950) als *M. rubricosum* var. *agrostidis* bezeichnet wurde, führten schließlich zur Umkombination und Führung der beiden Sippen im Artrang. Demnach ist die Sippe auf *Dactylis* als *M. muticum* (Sacc.) Gunnerbeck und jene auf *Agrostis* und *Calamagrostis* als *M. rubricosum* (Dearn & Barth) Nannfeld zu bezeichnen.

Sortenresistenz

Da es sich bei *M. muticum* um einen Parasiten handelt, der zu erheblichen Ertrags-einbußen führen kann (SCHNEYDER & MEYER 1963) kommt einer möglichen Sortenresistenz große praktische Bedeutung zu. BUHL & LANGE (1965) sind dieser Frage nachgegangen und konnten sowohl bei künstlich infizierten Beständen als auch bei Freilandversuchen erhebliche Unterschiede in der Anfälligkeit feststellen. Eine totale Resistenz war allerdings bei keiner Sorte feststellbar. Der Knautgras-Sortenversuch an der Versuchsstation der Bundesanstalt für Pflanzenbau in Stadl-Paura, Oberösterreich, zeigte bei einem anderen Sortenspektrum ein ähnliches Bild. Lediglich die Sorte Baraula war beiden Versuchen gemeinsam und erwies sich in beiden Fällen als relativ resistent. Eine gute Resistenz zeigten auch die Schweizer Sorten Lara und Lalu, am anfälligsten waren die Sorten Kay, Juno und Fala (Tab. 2), die jeweils im Herbst beziehungsweise auch im feucht-kühlen Sommer 1987 deutliche Vergilbungserscheinungen zeigten.

Die Frage, die im Zusammenhang mit Sortenresistenz naturgemäß besonders interessiert, ist die nach ihrer praktischen Bedeutung. Bei Futtergräsern sollte neben einer Ertragsminderung, wenn schon nicht an mögliche toxische Wirkungen, so doch auch an eine geschmackliche Beeinträchtigung der stärker verpilzten Gräser für das Vieh gedacht werden. Angaben über die Höhe der durch *M. muticum* verursachten Ertragsdepressionen an Biomasse sind ohne Fungizidversuche sicherlich nur mit Vorbehalt möglich. Im Sommer und Herbst 1987 war der Ertragsrückgang der anfälligeren Sorten mit zunehmendem *Mastigosporium*-Befallsdruck jedoch so auffallend, daß diese Werte dennoch mitgeteilt werden sollen, um wenigstens einen ungefähren Eindruck vom Ausmaß der Schädigung zu vermitteln. Beim 1. Schnitt lag das Ertragsniveau der anfälligeren Sorten Juno, Fala und Kay noch 8% über dem der resistenteren Sorten Baraula, Lara und Lalu. Beim

2. Schnitt sank es auf 8% und beim 3. Schnitt schließlich auf 28% unter das Ertragsniveau der resistenteren Sorten (Abb. 7).

Tab. 1

Arrhenatherum elatius	—
Trisetum flavescens	—
Dactylis glomerata	m
Festuca pratensis	—
Phleum pratense	—
Alopecurus pratensis	a
Bromus inermis	—
Festuca arundinacea	—
Lolium multiflorum	—
Lolium x boucheanum	—
Lolium perenne	—
Poa pratensis	—
Festuca rubra	—
Agrostis tenuis	—
Agrostis gigantea	—
Poa compressa	—
Poa palustris	—
Festuca ovina	—
Phalaris arundinacea	—

Tab. 2

SORTE	BON
Baraula	2,1
Motterwitzer	3,8
Nika	4,1
Lara	2,1
Lalu	2,2
Predac	3,4
Fala	5,3
Bepro	4,2
Amera	4,7
Angelkamp	3,1
Kay	6,6
Juno	4,9
Mobite	2,8
Modac	3,1
Reda	3,4
Filippa	3,5
Sparta	3,2
Amba	3,7
Jesper	3,7
Lidakta	2,5
Oberweihst.	3,5

Tab. 1. Gräsersortiment an der Versuchsstation in Stadl-Paura im Frühjahr 1988. m = Befall mit *M. muticum*, a = Befall mit *M. album*.

Tab. 2. Knaulgras-Sortenversuch an der Versuchsstation in Stadl-Paura. BON = Bonitur der Sortenresistenz. 2 = geringer, 6 = mittel bis starker Befall durch *M. muticum*.

Ökologie

M. muticum ist ein Pilz, der durch eher kühles, regnerisches Wetter gefördert wird. Der späte Herbst und das zeitige Frühjahr sind daher für gewöhnlich die Perioden, in denen er nach BOLLARD (1950) und GUNNERBECK (1971) stärker in Erscheinung tritt. Es kann aber auch in kühlen, regnerischen Sommern, wie beispielsweise 1946 in England (BOLLARD 1950) oder 1987 an der Versuchsstation Lambach – Stadl-Paura in Oberösterreich zu einem stärkeren Befall kommen. Dieser führte in Stadl-Paura zur Vergilbung der anfälligeren Sorten, was jeweils auch im Herbst, kaum jedoch im Frühjahr zu beobachten war. Bemerkenswert ist, daß die Ansprüche von *M. muticum* an feucht-kühle Witterungsbedingungen in regelmäßig gemähten Knaulgras-Reinbeständen oder Wiesen bedeutend ausgeprägter sind als auf nicht gemähten Knaulgräsern an Feldrainen, Weg- oder Wald-rändern. Hier sorgt offenbar ein durch alte, befallene Blätter ständig vorhandenes Inokulum für einen viel gleichmäßigeren und stärkeren Befallsverlauf auch während trockener Sommer, wie beispielsweise 1988. Dennoch ist auch bei nicht gemähten Knaulgrasbeständen eine Begünstigung des Pilzes in feucht-kühlen Lagen, wie etwa in Bach- oder Flußnähe festzustellen.

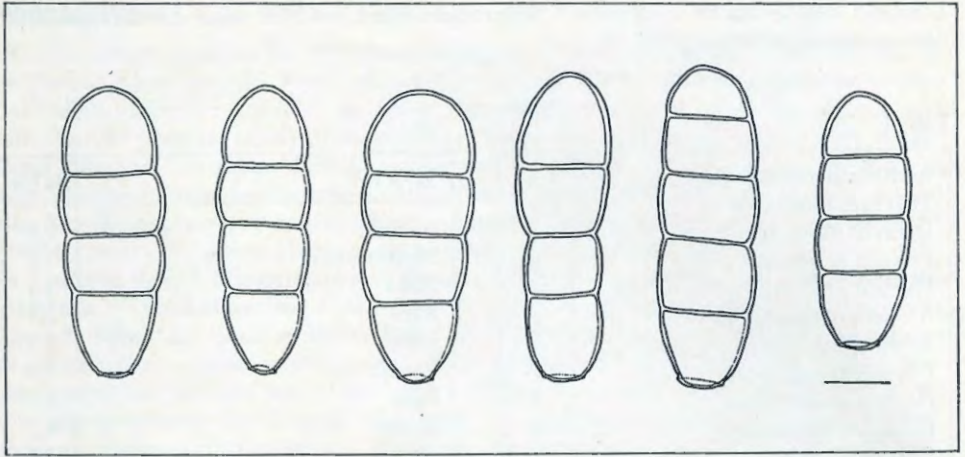


Abb. 5: Konidien von *M. muticum*. Balken = 10 μ m.

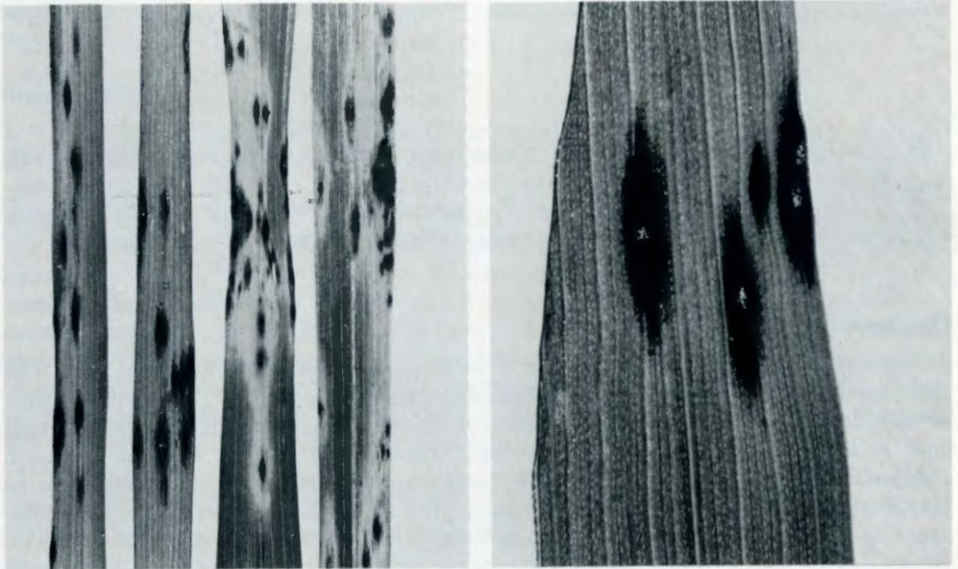


Abb. 6: Durch *M. muticum* verursachte Blattflecken auf Knaulgrasblättern. Im Zentrum der Blattflecken sind die weißen Konidienlager zu erkennen.

Die ökologischen Ansprüche von *M. muticum* werden durch experimentelle Befunde über das Myzelwachstum verständlich. Nach BOLLARD (1950) können die Konidien von *M. muticum* bereits bei 5°C keimen. Die optimalen Keimungstemperaturen liegen zwischen 15 und 20°C, bei 25° war keine Keimung mehr zu beobachten. Das schnellste Myzelwachstum fand bei BOLLARD (1950) bei 20°C statt, bei 5° bzw. 25° sistierte das Wachstum. WENHAM & LATCH (1958) eruierten optimale Wachstumsbedingungen des Myzels bei ca. 12°C.

Der durch die Feuchtigkeit begünstigte Krankheitsbefall steht offenbar in Zusammenhang mit einer Verbreitung der Konidien durch Wasser bzw. Wassertropfen. Die Konidien verbindende und bei Trockenheit erhärtete Schleimschicht (Abb. 1) löst sich in Wasser sehr rasch auf und ermöglicht so ein Versprengen der Sporen mit größeren oder kleineren Wassertropfen. Nach BOLLARD (1950) verlieren die Konidien bei Austrocknung rasch ihre Vitalität, was als zusätzliches Indiz für zumindest überwiegende Verbreitung durch Wasser gelten kann.

Die ökologische Amplitude des Vorkommens von *M. muticum* in Österreich reicht von Halbtrockenrasen bis zu Feuchtwiesen. Der Pilz war mit seinem Wirt aber auch an Waldwegen in sauren Kiefer-Fichtenwäldern, in Mischwäldern über Kalk und montanen Weiderrasen in 1400 m zu finden.

Verbreitung

M. muticum wurde bisher in Schweden (GUNNERBECK 1971), Norwegen (JØRSTAD 1945), Schottland (DENNIS & FOISTER 1942), Irland (SMITH et al 1988), England (BOLLARD 1950), Deutschland (SCHNEYDER & MEYER 1963), Polen (MIKOLAJSKA 1965), USA (SPRAGUE 1950) und Neuseeland (WENHAM & LATCH 1958) nachgewiesen. GUNNERBECK (1971) vermutet, daß *M. muticum* im großen und ganzen in seiner Verbreitung seinem Wirt, dem Knautgras, folgt. Die im folgenden zitierten und vermutlich erstmaligen Nachweise aus Italien, der Schweiz, Frankreich, der Tschechoslowakei und Bulgarien sowie seine weite Verbreitung in Österreich (Abb. 8) scheinen dem recht zu geben.

Fundorte

Die Belege wurden überwiegend im Jahr 1988 gesammelt. Sie wurden im Herbarium des Botanischen Instituts der Universität Graz binterlegt. Vereinzelt war *M. muticum* auch auf *Dactylis*-Herbarbelegen des Naturhistorischen Museums Wien, des Botanischen Instituts der Universität Wien und des Botanischen Instituts der Universität Graz nachweisbar. In diesen Fällen findet sich der entsprechende Hinweis auf ihre Herkunft.

Abkürzungen:

Sammler: H = H. Huss

W = Herbarium des Naturhistorischen Museums Wien

WU = Herbarium des Botanischen Instituts der Universität Wien

GZU = Herbarium des Botanischen Instituts der Universität Graz

Mastigosporium muticum auf *Dactylis polygama* HORV.:

Österreich

Vorarlberg

Bregenzerwald, Zanzenberg E oberhalb Dornbirn (POLATSCHKEK; W.).

Steiermark

Graz, Leechwald (MELZER; GZU); südöstlich von Leibnitz nahe Schloß Brunnsee, Laubgehölz (MELZER; W.).

Niederösterreich
Wienerwald, Kaltenleutgeben (RONNINGER; W.).

Mastigosporium muticum auf *Dactylis glomerata* L.:

Österreich

Vorarlberg

Rätikon, am Geißweg unterhalb Feldkirchner Hütte, Hochstauden 900 m (POLATSCHKE; WU); Kleines Walsertal, Wiesenhang zur Breitach bei Mittelberg, ca. 1200 m (SEIPKA; W.).

Tirol

2 km nördlich Lofer, Wiesenstreifen am Waldsaum (H); zwischen Wörgl und St. Johann, bei Abzweigung Itter, Wiese (H); Unken, Wiese am Waldsaum (H); Sistrans bei Hall, verwachsener Waldpfad mit *Luzula albida* (H); Kohlsass, 3 km östlich Wattens, Feldsaum (H); Volders, Inntal bei Hall, Straßenböschung (H); Brenner, Pfons bei Matrei (H); Osttirol, Blazer bei Matrei (KERNER, W.); 5 km östlich Lienz, Straßenböschung (H).

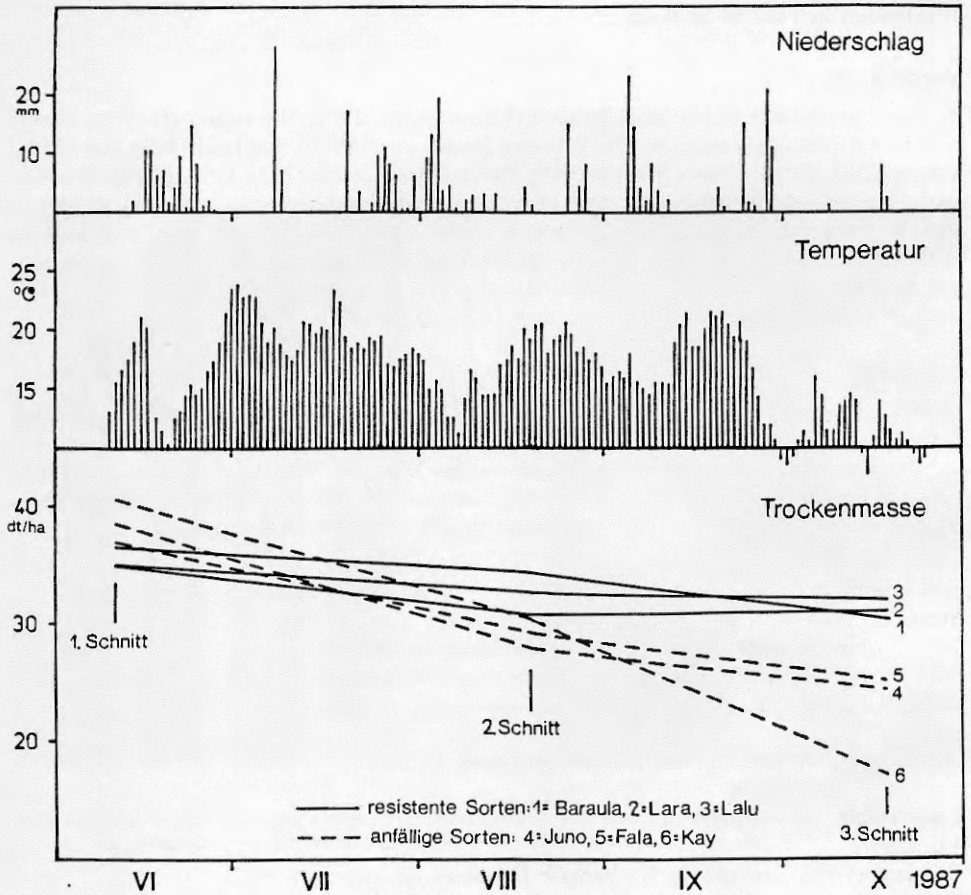


Abb. 7: Biomasseproduktion von anfälligen und resistenten Knaulgras-Sorten bei zunehmendem Infektionsdruck durch *M. muticum* an der Versuchsstation in Stadl-Paura.

Salzburg

Thalgau, Wiese an einem Bach (H); Straßwalchen, Wiese (H); Seekirchen am Wallersee, Sumpfwiese mit *Polygonum bistorta* (H); Ebenau-Hallein, Sumpfwiese 2 km südlich Ebenau, Straßensaum (H); Autobahnraststätte bei Kuchl, Rasen (H); Autobahnraststätte südlich Werfen, 830 m, Rasenstreifen (H); Tauernautobahnraststätte, 2 km N Abzw. Flachau, Rasen (H).

Steiermark

Pichl bei Bad Aussee, Wiese (H); Bad Mitterndorf, Wiese (H); Stainach im Ennstal, Sumpfwiese (H); Öblarn im Ennstal, Wiese (H); Kalwang, Wiese (H); St. Michael, Wiese an der Liesing (H); Kindberg, Wiese an der Mürz (H); Schuttfeld in Steinalpl östlich Frein/Mürz (SCHWEIGER); Mürzzuschlag, Wegrand (SCHWEIGER); Wartberg/Mürztal, Rasenstreifen an der Straße (H); Birkfeld, Wiese (H); zwischen Birkfeld und Anger, Wiese (H); Mitterdorf/Raab, Wegsaum an der Raab (H); Eidexberg bei Eggersdorf, Wiese am Bach (H); Graz, Holteigasse, Straßensaum (H); Obdach (H); Weißkirchen bei Judenburg, Straßenböschung (H); Sölkpaß-Südseite ca. 1400 m, montaner Weiderasen (H); St. Nikolai im SölktaI, 1126 m, Wiese (H).

Kärnten

Tauern-Autobahnabfahrt Rennweg, Böschung (H); Oberdrauburg, Straßenböschung (H); Drautal, 0,5 km östlich Kleblbach bei Abzweigung nach Lind (H); Gmünd im Maltatal, Wiese (H); Lavanttal, 1 km südlich Bad St. Leonhard, Straßensaum (H); Liebenfels im Glantal (SEMBACH); Ossiach am See, Feldsaum (KIENER); 6 km nordöstlich Klagenfurt, Straßenböschung (H); 5 km östlich Klagenfurt, Straßensaum (H).

Niederösterreich

Waldviertel, 4 km nordöstlich Weitra, Straßensaum (H); Waldviertel, 5 km westlich Karlstift, Wiese (H); Waldviertel, Raabs, Laubwald (VIERHAPPER, W.); Schneeberggebiet, Saurüssel bei Payerbach, Wiese (KORB, W.).

Oberösterreich

Stadl-Paura, Versuchsstation, Knaulgras-Sortenversuch (H); Höft bei Gaspoltshofen, Wiese (H); Grieskirchen, Wiese (H); Aspach/Innkreis, Wiese (H); zwischen Schwanenstadt und Rüstorf, Wiese (H); Vöcklabruck, Wiese (H); Reichersberg am Inn, Wegsaum (H); St. Agatha am Pötschenpaß, Wiese (H); Pötschenpaß, 980 m, ruderal am Wegrand (H); Lauffen, Wiese (H); Wels, Trockenrasen mit *Bromus erectus* (H); Traun, Altarm an der Traun, im Auengebüsch (H); Altmünster am Traunsee, Feuchtwiese (H); Wartberg/Krems, Rasenstreifen (H); Breitbrunn bei Hörsching, Wegsaum (H); Feldkirchen/Donau, Halbtrockenrasen (H); Neumarkt südlich Freistadt, Wiese in feuchter Senke (H); Leopoldschlag, nörlich Freistadt (H); 9 km westlich Sandl bei Freistadt, Wiese (H); Weissenbach am Attersee, Wiese am Bachrand (H); Attersee/Attersee, Wiese (H); bei Unterach/Attersee, feuchte Wiese (H); 1 km südöstlich Hallstatt, Kalkrasen (H); Reichraming, Wiese (STEININGER; WU).

Italien

Südtirol, östlich Bruneck, Felsheide am Straßensaum (H); Südtirol, Bruneck, Straßenböschung (H).

Schweiz

Basel (RONNINGER; W).

Frankreich

Straßbourg, Rheinlust (RONNINGER; W).

Tschechoslowakei

10 km nördlich Netrelice (südlich Budweis), Rasenstreifen an der Straße (H); 7 km nördlich Netrelice, Straßenböschung (H); 35 km südlich Tabor, Strecke Budweis–Tabor (H).

Bulgarien

Monte Vitosa, ca. 1400 m (VYHODCEVSKI; W).

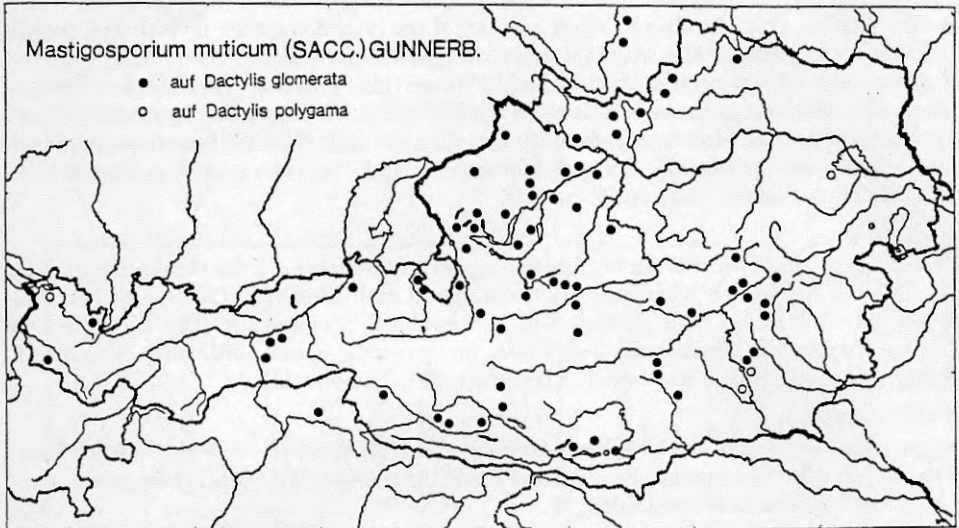


Abb. 8: Verbreitung von *Mastigosporium muticum* in Österreich und angrenzenden Gebieten.

Dank

Für die Übersetzung der Zusammenfassung ins Englische danken wir Herrn Mark Dickey, Pioneer Saaten Parndorf, sehr herzlich. Ebenso bedanken wir uns für die Entlehnung der *Dactylis*-Herbarbelege von den Botanischen Instituten Wien, Graz und Innsbruck sowie des Naturhistorischen Museums Wien.

Literatur

- ANDERSON, T. F.: Techniques for the preservation of three-dimensional structure in preparing specimens for the electron microscope. — Trans New York Acad. Sci., Ser. 2, 13: 130–134, 1951.
- VON ARX, J. A.: *Mycosphaerella* and its anamorphs. — Proc. Koninklijke Nederlandse Akademie van Wetenschappen C 86 (1): 15–54, 1983.
- VON ARX, J. A.: Plant pathogenic fungi. — Beiheft Nova Hedwigia 87, 1987.
- BOLLARD, E. G.: Studies on the genus *Mastigosporium*. I. General account of the species and their host ranges. — Trans. Brit. Mycol. Soc. 33: 250–264, 1950.
- BUHL, C. & LANGE, M.: Weitere Untersuchungen über das Auftreten von *Mastigosporium rubricosum* (Dearn. et Barth.) Nannf., dem Erreger einer Blattfleckenkrankheit an Knaulgras, in Schleswig-Holstein. — Nachr.-Blatt Deut. Pflanzenschutzdienstes 17: 116–119, 1965.
- BRANDENBURGER, W.: Parasitische Pilze an Gefäßpflanzen in Europa. — G. Fischer, Stuttgart, 1985.
- COLE, G. T.: Conidiogenesis and conidiomatal ontogeny. — In: G. T. COLE & B. KENDRICK (Eds.): Biology of conidial fungi II: 271–327. Academic Press, New York, 1981.
- DENNIS, R. W. G. & FOISTER, C. E.: List of diseases of economic plants recorded in Scotland. — Trans. Brit. Mycol. Soc. 25 (3): 266–306, 1942.
- FRESENIUS, G.: Beiträge zur Mykologie, Heft 2, pp. 39–80. Frankfurt/Main, 1852.
- GUNNERBECK, E.: Studies on foliicolous *Deuteromycetes* I. The Genus *Mastigosporium* in Sweden. — Svensk Bot. Tidskr. 65: 39–52, 1971.
- HUGHES, S. J.: Studies on Micro-Fungi III. *Mastigosporium*, *Camposporium*, and *Ceratophorum*. — Mycol. Papers 36: 1–43, 1951.
- JØRSTAD, I.: Parasittoppene på Kultur — og Nyttvekkster i Norge. I. Sekksporesopper (*Ascomycetes*) og konidiesopper (*Fungi imperfecti*). — Melding fra Statens Plantepatologiske Institutt 1, 1945.
- KENDRICK, B. & CARMICHAEL, J. W.: *Hyphomycetes*. — In: AINSWORTH, G. C., SPARROW, F. K. & SUSSMAN, A. S. (Eds.): The Fungi IV A: 323–509, 1973.
- LINDAU, G.: *Fungi imperfecti*. — In: Rabenhorst's Kryptogamen — Flora von Deutschland, Österreich und der Schweiz. VIII. Abteilung, 1907.
- MIGULA, W.: Kryptogamen — Flora von Deutschland, Deutsch-Österreich und der Schweiz, Band III. Pilze. 4. Teil. 2. Abt., 1934.
- MIKOLAJSKA, J.: Notes on the systematics of the genus *Mastigosporium* Riess. — Fragm. Florist. Geobot. 11 (1): 191–195, 1965.
- SACCARDO, P. A.: Sylloge Fungorum, Vol IV, Patavii 1886.
- SCHNEYDER, R. & MEYER, J.: *Mastigosporium rubricosum* (Dearn. et Barth.) Nannf. als Erreger einer Blattfleckenkrankheit an Futtergräsern in Schleswig-Holstein. — Nachr.-Blatt Deut. Pflanzenschutzdienstes 15 (6): 81–83, 1963.
- SMITH, I. M., DUNEZ, J., PHILLIPS, D. H., LELLIOTT, R. A. & ARCHER, S. A.: European Handbook of Plant Diseases. — Blackwell Scientific Publ., Oxford, 1988.
- SPRAGUE, R.: Two *Mastigosporium* leaf spots on *Gramineae*. — J. Agric. Res. 57: 287–299, 1938.
- SPRAGUE, R.: Diseases of cereals and grasses in North America. — Ronald Press. New York, 1950.
- WENHAM, H. T. & LATCH, G. C. M.: Fungal leaf-spot diseases of cocksfoot (*Dactylis glomerata* L.) in the Manawatu. II. Purple leaf-spot caused by *Stagonospora maculata* (Grove) Sprague, and Leaf fleck caused by *Mastigosporium rubricosum* (Dearn. et Barth.) Sprague. New Zealand Agric. Res. 1: 800–808, 1958.

(Manuskript eingelangt am 12. 10. 1988)