

**Mitteilungen aus der Biologischen Bundesanstalt  
für Land- und Forstwirtschaft  
Berlin-Dahlem**



**Die Prüfung von Pflanzen auf ihre Widerstandsfähigkeit  
gegen Schadorganismen in der Biologischen Bundesanstalt**

**Teil 2**

Resistenzprüfungen von Kulturpflanzen im Acker- und Gartenbau  
gegen Pilze, Bakterien und Viren

**Testing of crop cultivars for resistance to noxious organisms at the  
Federal Biological Research Centre**

**Part 2**

Testing of resistance of field and horticultural crops  
to fungi, bacteria and viruses

Zusammengestellt von

**G. Bartels** <sup>1)</sup>

**G. F. Backhaus** <sup>2)</sup>

Biologische Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft

<sup>1)</sup> Institut für Pflanzenschutz in Ackerbau und Grünland

<sup>2)</sup> Institut für Pflanzenschutz im Gartenbau

**Heft 373**

Berlin 2000

Herausgegeben von der  
Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft  
Berlin und Braunschweig

Parey Buchverlag Berlin  
Kurfürstendamm 57, D-10707 Berlin

ISSN 0067-5849

ISBN 3-8263-3256-3

**Dr. Gerhard Bartels**

Biologische Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft  
Institut für Pflanzenschutz in Ackerbau und Grünland  
Messeweg 11/12  
D-38104 Braunschweig  
Tel. 0531/299 4500 – Fax. 0531/299 3008  
E-Mail: G.Bartels@bba.de

**Dr. Georg Friedrich Backhaus**

Biologische Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft  
Institut für Pflanzenschutz im Gartenbau  
Messeweg 11/12  
D-38104 Braunschweig  
Tel. 0531/299 4400 – Fax. 0531/299 3009  
E-Mail: G.F.Backhaus@bba.de

Die Deutsche Bibliothek - CIP-Einheitsaufnahme

**Die Prüfung von Pflanzen auf ihre Widerstandsfähigkeit gegen  
Schadorganismen in der Biologischen Bundesanstalt = Testing of crop  
cultivars for resistance to noxious organisms at the Federal  
Biological Research Centre** / hrsg. von der Biologischen Bundesanstalt  
für Land- und Forstwirtschaft, Berlin und Braunschweig. - Berlin :  
Parey

Teil 2. Resistenzprüfungen von Kulturpflanzen im Acker- und Gartenbau  
gegen Pilze, Bakterien und Viren / zsgest. von G. Bartels ; G. F.  
Backhaus. - 2000

(Mitteilungen aus der Biologischen Bundesanstalt für Land- und  
Forstwirtschaft Berlin-Dahlem ; H. 373)  
ISBN 3-8263-3351-9

© Biologische Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft, 2000

Das Werk ist urheberrechtlich geschützt. Die dadurch begründeten Rechte, insbesondere die der Übersetzung, des Nachdrucks, des Vortrages, der Entnahme von Abbildungen, der Funksendung, der Wiedergabe auf photomechanischem oder ähnlichem Wege und der Speicherung in Datenverarbeitungsanlagen, bleiben bei auch nur auszugsweiser Verwertung, vorbehalten. Eine Vervielfältigung dieses Werkes oder von Teilen dieses Werkes ist auch im Einzelfall nur in den Grenzen der gesetzlichen Bestimmungen des Urheberrechtsgesetzes der Bundesrepublik Deutschland vom 9. September 1965 in der Fassung vom 24. Juni 1985 zulässig. Sie ist grundsätzlich vergütungspflichtig. Zuwiderhandlungen unterliegen den Strafbestimmungen des Urheberrechtsgesetzes.

Kommissionsverlag Parey Buchverlag Berlin, Kurfürstendamm 57, 10707 Berlin

Printed in Germany by Arno Brynda, Berlin.

# Inhaltsverzeichnis

<b>Vorwort</b>	<b>5</b>
<b>A Resistenzprüfungen im Ackerbau</b>	<b>6</b>
<b>1 Getreide und Weidelgräser</b>	<b>6</b>
1.1 Getreidemehltau (Flath, K.)	6
1.2 Braunrost des Weizens und Roggens; Zwergrost der Gerste (Flath, K.)	9
1.3 Gelbrost (Flath, K., G. Bartels)	11
1.4 Netzfleckenkrankheit der Gerste (Sachs, E.)	14
1.5 <i>Rhynchosporium</i> -Blattfleckenkrankheit (Sachs, E.)	17
1.6 <i>Typhula</i> -Fäule der Wintergerste (Mielke, H.)	20
1.7 Schwarzbeinigkeit des Weizens (Mielke, H.)	22
1.8 Halmbruchkrankheit (Mielke, H.)	24
1.9 <i>Drechslera</i> -Blattdürre des Weizens (Mielke, H.)	27
1.10 <i>Septoria</i> -Blattfleckenkrankheit und Spelzenbräune des Weizens (Mielke, H.)	29
1.11 <i>Septoria</i> -Blattdürre des Weizens (Mielke, H.)	30
1.12 Partielle Taubährigkeit des Weizens (Mielke, H.)	31
1.13 Mutterkorn (Mielke, H.)	34
1.14 Blattflecken- und Halmbruchkrankheit des Hafers (Mielke, H.)	35
1.15 Gerstenflugbrand (Mielke, H.)	37
1.16 Bodenbürtige Viren der Gerste (Huth, W.)	38
1.17 Gelbverzweigungsvirus der Gerste (Huth, W.)	40
1.18 Kronenrost an Weidelgräsern (Flath, K.)	42
<b>2 Raps</b>	<b>44</b>
2.1 Wurzelhals- und Stängelfäule (Garbe, V.)	44
2.2 Rapswelke oder <i>Verticillium</i> -Stängelfäule (Garbe, V.)	46
2.3 Weißstängeligkeit (Garbe, V.)	47
2.4 Weißfleckigkeit oder <i>Cylindrosporiose</i> (Garbe, V.)	48
2.5 Grauschimmelfäule (Garbe, V.)	49
2.6 Rapsschwärze (Garbe, V.)	49
2.7 Falscher Mehltau (Garbe, V.)	50
2.8 Kohlhernie (Garbe, V.)	51
<b>3 Kartoffel</b>	<b>53</b>
3.1 Schwarzbeinigkeit und Knollennassfäule (Niepold, F.)	53
3.2 Gewöhnlicher Schorf (Schöber-Butin, B.)	55
3.3 Kraut- und Braunfäule (Schöber-Butin, B.)	56
3.4 <i>Fusarium</i> -Trockenfäule (Stachewicz, H.)	58
3.5 Kartoffelkrebs (Stachewicz, H.)	59
3.6 Kartoffelvirosen (Landsmann, J.)	62

<b>B</b>	<b>Resistenzprüfungen im Gartenbau</b>	<b>65</b>
<b>4</b>	<b>Zierpflanzen</b>	<b>65</b>
4.1	Triebsterben der Azaleen (U. Brielmaier-Liebetanz, Mattusch, P.)	65
4.2	Rost der Strauchmargeriten (U. Brielmaier-Liebetanz, Mattusch, P.)	66
4.3	Brennfleckenkrankheit der Cyclamen (U. Brielmaier-Liebetanz, Mattusch, P.)	66
4.4	Echter Mehltau der Elatior-Begonien (U. Brielmaier-Liebetanz, Mattusch, P.)	67
4.5	<i>Fusarium</i> Welke und Vergilbungskrankheit der Nelken (U. Brielmaier-Liebetanz, Mattusch, P.)	67
<b>5</b>	<b>Gemüsepflanzen</b>	<b>68</b>
5.1	Fettfleckenkrankheit der Buschbohnen (Mattusch, P., U. Gärber)	68
5.2	Bohnenbrand der Buschbohnen (Mattusch, P., U. Gärber)	69
5.3	Echter Mehltau der Erbsen (Mattusch, P., U. Gärber)	69
5.4	<i>Fusarium</i> -Welke der Erbsen (Mattusch, P., U. Gärber)	71
5.5	Falscher Mehltau des Feldsalats (Mattusch, P., U. Gärber)	72
5.6	Falscher Mehltau der Gurken (Mattusch, P., U. Gärber)	73
5.7	Gurkenkrätze (Mattusch, P., U. Gärber)	74
5.8	Blattbrand der Gurken (Mattusch, P., U. Gärber)	75
5.9	Echter Mehltau der Gurken, Melonen und Kürbisse (Mattusch, P., U. Gärber)	76
5.10	Kohlhernie der Kreuzblütler (Mattusch, P., U. Gärber)	77
5.11	<i>Septoria</i> -Blattfleckenkrankheit des Selleries (Mattusch, P., U. Gärber)	78
5.12	Falscher Mehltau des Spinats (Mattusch, P., U. Gärber)	80
5.13	Samtfleckenkrankheit der Tomaten (Mattusch, P., U. Gärber)	81
5.14	<i>Fusarium</i> -Welke der Tomaten (Mattusch, P., U. Gärber)	81
5.15	<i>Fusarium</i> -Fußkrankheit der Tomaten (Mattusch, P., U. Gärber)	82
5.16	<i>Verticillium</i> -Welke der Tomaten (Mattusch, P., U. Gärber)	83
5.17	Salatmosaikvirus (Vetten, H.J.)	83
5.18	Gurkenmosaikvirus (Vetten, H.J.)	86
5.19	Virusresistenzprüfungen bei anderen Gemüsearten (Vetten, H.J.)	88

## Vorwort

Zu den Grundsätzen für die Durchführung der guten fachlichen Praxis im Pflanzenschutz gehört, vorzugsweise solche Sorten und Herkünfte auszuwählen, die Toleranz- oder Resistenzeigenschaften gegenüber wichtigen standortspezifischen Schadorganismen aufweisen (Bundesanzeiger Nr. 220 a vom 21. November 1998). Der Anbau widerstandsfähiger Sorten beugt einem Befall durch Schadorganismen vor und kann bei hoher Ausprägung der Resistenzeigenschaften einer Kulturpflanzensorte oder bei einem geringen Befallsdruck weitere Pflanzenschutzmaßnahmen überflüssig machen. Zumindest können resistente Sorten dazu beitragen, die Anwendung von Pflanzenschutzmitteln zu reduzieren und die Pflanzengesundheit zu fördern.

Die Entwicklung resistenter Sorten durch Einkreuzung von Resistenzgenen gegen Schaderreger ist daher ein wesentliches Ziel der Pflanzenzüchtung. Das Bundessortenamt bewertet das Ergebnis dieser züchterischen Arbeit und erteilt den Sortenschutz und die Sortenzulassung auf der Grundlage des Saatgutverkehrsgesetzes und des Sortenschutzgesetzes. Soweit die Prüfung der Resistenz von Kulturpflanzen gegenüber Schaderregern betroffen ist, greift es dabei auf das Fachwissen in der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft zurück, zu deren Aufgaben gemäß § 33 Abs. 2 Nr. 7 des Pflanzenschutzgesetzes die Prüfung der Widerstandsfähigkeit von Pflanzen gegen Schadorganismen gehört. Zusätzlich hat die Biologische Bundesanstalt durch Rechtsverordnungen in einigen Fällen eine Bekanntmachungspflicht. So ist sie z.B. gem. § 3 der Kartoffelschutzverordnung i. d. F. der Bekanntmachung vom 29. Oktober 1997 verpflichtet, Kartoffelsorten auf Resistenz gegen Kartoffelkrebs und Kartoffelnematoden zu prüfen, zu bewerten und die Ergebnisse bekannt zu geben.

Eine sachgerechte Resistenzprüfung setzt gründliche Kenntnisse über die Biologie der Schaderreger, deren Abundanzdynamik und Epidemiologie sowie über das Resistenzverhalten der Sorten voraus. Wichtige Beiträge dazu wurden auch durch langjährige Forschungsarbeit in verschiedenen Fachinstituten der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft geleistet. Vorrangiges Ziel dieser Arbeiten ist eine verlässliche Resistenzprüfung und -bewertung der Sorten und die Entwicklung der dazu geeigneten Prüfmethode. Da sich aufgrund der Selektion resistenzbrechender Pathotypen die biologischen Rahmenbedingungen kontinuierlich ändern können, sind diese Methoden ständig anzupassen und zu verbessern. In diesem Sinne basieren die nachfolgend beschriebenen Prüfverfahren auf dem heutigen Kenntnisstand. Eine ständige Weiterentwicklung entsprechend neuer wissenschaftlicher Erkenntnisse ist erforderlich.

In drei Heften sind die Methoden aufgeführt, die in der Biologischen Bundesanstalt bei der Prüfung von Kulturpflanzen auf Resistenz gegen Schadorganismen im Acker- und Gartenbau angewendet werden. Teil 1 beschreibt die Prüfung auf Resistenz gegen pflanzenparasitäre Nematoden, Teil 2 die Prüfung auf Resistenz gegen pflanzenpathogene Pilze, Bakterien und Viren in Acker- und Gartenbau. Teil 3 beinhaltet die methodische Anleitung zur Bewertung der partiellen Resistenz von Getreidesortimenten und die SAS-Applikation RESI. Anliegen dieser Veröffentlichungen ist es, die Methoden transparent zu machen und eine fachliche Diskussion zu fördern.

Braunschweig, im Juni 2000



Prof. Dr. F. Klingauf

# A Resistenzprüfungen im Ackerbau

## 1 Getreide und Weidelgräser

### 1.1 Getreidemehltau (Flath, K.)

**Erreger:** *Erysiphe graminis* DC.

Der Erreger des Echten Mehltaus des Getreides, *Erysiphe graminis* oder neuerdings *Blumeria graminis* (DC.) Speer, gehört zur Klasse der Ascomyceten. Die wirtsspezifischen Spezialformen (*forma specialis*) des Pilzes können sowohl alle Getreidearten, als auch die meisten Futter- und Wildgräser befallen. Innerhalb der *forma specialis* unterscheidet man noch zahlreiche Pathotypen, die über unterschiedliche Virulenzgene verfügen.

Die leicht zu erkennenden Symptome des Echten Mehltaus sind weiße, watteähnliche Pusteln auf den oberirdischen Pflanzenteilen, die aus oberflächlich gebildetem Pilzmyzel und Konidienketten bestehen. Die Pusteln verfärben sich später graubraun und enthalten zu Vegetationsende braune bis schwarze, kugelige Fruchtkörper (Kleistothezien). Diese werden vor allem vom Weizenmehltau gebildet und dienen der Überdauerung heißer Sommerperioden sowie der Nacherntezeit.

**Bedeutung:**

Getreidemehltau ist weltweit verbreitet. Er ist eine der wichtigsten Blattkrankheiten der Gerste, die vor allem durch Befall in der Jugendentwicklung geschädigt wird. Aber auch bei Weizen kann vor allem Mehлтаubefall des Fahnenblattes und der Spelzen zu erheblichen Ertragsminderungen führen.

**Anzucht- und Prüfmethode:**

Bestimmung rassenspezifischer Mehltausistenzgene:

Die Bestimmung rassenspezifischer (vertikaler, qualitativer) Resistenzgene erfolgt nach der Gen-für-Gen Hypothese von FLOR (1955). Zusätzlich werden Angaben zur Abstammung der zu untersuchenden Sorten berücksichtigt. Die Untersuchungen können entweder mit ganzen Pflanzen im Ein- bis Zwei-Blatt-Stadium oder mit 3 cm langen Blattsegmenten durchgeführt werden. Die Blattsegmentmethode erwies sich jedoch als vorteilhafter, da sie sowohl Platz als auch Zeit spart und die Einhaltung konstanter Umweltbedingungen, wie Temperatur, Feuchtigkeit, Lichtintensität und Inokulationsstärke erleichtert. Die zu untersuchenden Pflanzen werden gemeinsam mit einem Testsortiment unter mehltaufreien Bedingungen (10 bis 12 Tage, 16-18 °C, 10.000 lx Dauerlicht) kultiviert. Das Testsortiment besteht aus nahezu isogenen Linien der Gerstensorte „Pallas“ (KÖLSTER et al. 1986) bzw. der Weizensorte „Chancellor“ (BRIGGLE 1969) und weiteren Sorten, die über die bisher in der Züchtung verwendeten Mehltausistenzgene und Genkombinationen verfügen. Aus dem mittleren Teil des Primärblattes der Pflanzen werden mit Hilfe einer Schablone und eines Skalpell 3 cm lange Blattstücke geschnitten und anschließend in durchsichtige Polystyrol-Kästen (Grundfläche 20 x 10 cm mit je 12 Abteilen) auf Benzimidazol-Agar (5 g Agar und 30 mg Benzimidazol/l Wasser) gelegt.

Für die Inokulation werden 20-30 definierte Mehltau-Isolate so zusammengestellt, dass sie für die bisher bekannten Resistenzgene und Genkombinationen unterschiedliche Reaktionsmuster erzeugen. Die Mehltaukonidien werden in Anlehnung an ASLAM und SCHWARZBACH (1980) mit Hilfe eines Inokulationsturmes (Innenmaß: Länge 54 cm x Breite 54 cm x Höhe 90 cm), der mit einem zylindrischen Aufsatz aus Plexiglas (Höhe 28 cm, Durchmesser 20 cm) versehen ist, aufgebracht. Das Inokulum wird auf Blattstücken einer mehltauanfälligen Sorte kultiviert und in eine im Plexiglasaufsatz befindliche Quer-

röhre gelegt, die mit einer Kolbenluftpumpe verbunden ist. Durch Betätigung der Luftpumpe werden die Mehltaukonidien von den Blattstücken abgelöst und verwirbelt. Sie senken sich anschließend innerhalb des Turmes auf die am Boden befindlichen Polystyrol-Kästen mit den Blattstücken ab. Zwischen den Kästen werden ca. 4 Thomakammern verteilt, die eine Bestimmung der Inokulationsdichte (optimal sind 200-400 Sporen/cm<sup>2</sup>) und der Verteilung der Konidien durch Auszählen unter dem Mikroskop ermöglichen. Nach 10- bis 12-tägiger Inkubation bei 16 °C und 1.000 lx Dauerlicht wird der Befallstyp (Tab. 1) der Blattstücke für alle zur Inokulation verwendeten Isolate ermittelt.

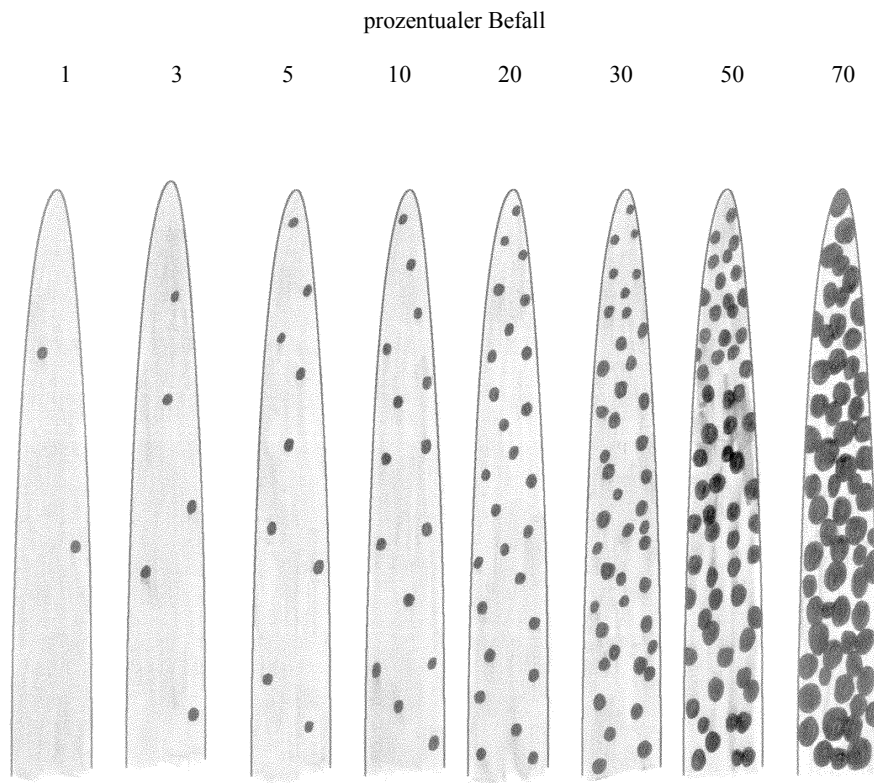
**Tab. 1:** Befallstypen für Mehltau-Resistenzgenuntersuchungen nach JAHOR (1986)

<b>Befallstyp</b>	<b>Myzelwachstum</b>	<b>Sporulation</b>	<b>Entwicklung von Nekrosen/Chlorosen</b>	<b>Einstufung als:</b>
0	kein	keine	fehlt	resistent
1	kein	keine	vorhanden	resistent
1-2	schwach	keine	vorhanden	resistent
2	mittelmäßig	schwach	vorhanden	resistent
2-3	mittelmäßig	mittelmäßig	vorhanden	resistent
3	stark	mittelmäßig	vorhanden	anfällig
3-4	stark	stark	vorhanden	anfällig
4	stark	stark	fehlt	anfällig

Ein Vergleich der Reaktionsmuster der zu prüfenden Sorten mit denen der Testsorten erlaubt Aussagen darüber, ob es sich um neue oder bereits bekannte Resistenzgene bzw. Genkombinationen handelt.

Bestimmung partieller Mehltaresistenz:

Neben der vorwiegend züchterisch genutzten rassenspezifischen Resistenz wird die in den europäischen Gersten- und Weizensorten vorhandene Mehltaresistenz vor allem durch partielle (horizontale, quantitative) Resistenz bedingt. Diese Resistenzform zeichnet sich vor allem durch ihre Dauerhaftigkeit aus und kann ein epidemisches Auftreten des Mehltaus verhindern. Untersuchungen zur Ermittlung partieller Resistenzunterschiede in Getreidesortimenten werden vorwiegend in Feldversuchen mit künstlicher Inokulationen durchgeführt. Der Anbau des zu prüfenden Sortimentes erfolgt in Horstparzellen (40 cm Durchmesser, 40 Körner je Horst), die in einer einfaktoriellen randomisierten Blockanlage in 4-facher Wiederholung angeordnet sind. Nach jedem 10. Prüfglied sollten ein partiell resistenter und ein mehltauanfälliger Standard angebaut werden, welche die Einschätzung des Resistenzniveaus ermöglichen. Zwischen den Blöcken werden Streifen mehltauanfälliger Sorten oder Linien ausgesät. Sobald die Prüfsorten das BBCH-Stadium 21-23 erreicht haben, werden stark mit Mehltau infizierte Pflanzen in einem Abstand von 50 cm in die Infektionsstreifen gepflanzt. Der Krankheitsverlauf ist zu mindestens drei Terminen in wöchentlichen Abständen zu bonitieren. Dazu wird der prozentuale Anteil befallener Blattfläche des 3. Blattes von oben (F-2) für die Horstparzellen geschätzt (Abb. 1).



**Abb. 1:** Boniturhilfe für die Schätzung des prozentualen Anteils befallener Blattfläche (MOLL et al. 1996)

Aus den ermittelten Boniturwerten wird mit Hilfe der SAS-Anwendung „RESI“ (MOLL et al. 1996) die Fläche unter der Befallsverlaufskurve für jedes Prüfglied berechnet und anschließend eine statistische Differenzierung von Resistenzunterschieden zwischen den Prüfgliedern vorgenommen.

## Literatur

- ASLAM, M., E. SCHWARZBACH 1980: An inoculation technique for quantitative studies of brown rust resistance in barley. *Phytopathol. Z.* **99**, 87-91.
- BRIGGLE, L.W. 1969: Near isogenic lines of wheat with genes for resistance to *Erysiphe graminis* f. sp. *tritici*. *Crop Sci.* **9**, 70-72.
- FLOR, H.H. 1955: Host-parasite interaction in flaxrust - its genetics and other implications. *Phytopathology* **45**, 680-685.
- JAHOOOR, A. 1986: Mehltaresistenz israelischer Wildgersten - Resistenzspektrum, Vererbung und Lokalisierung. Dissertation, Technische Universität München, Freising-Weihenstephan.
- KÖLSTER, P., L. MUNK, O. STÖLEN, J. LÖHDE 1986: Near isogenic barley lines with genes for resistance to powdery mildew. *Crop Sci.* **26**, 903-907.
- MOLL, E., U. WALTHER, K. FLATH, J. PROCHNOW, E. SACHS 1996: Methodische Anleitung zur Bewertung der partiellen Resistenz und die SAS-Anwendung RESI. *Ber. Biol. Bundesanst. Land- Forstwirtsch.* **12**.



## 1.2 Braunrost des Weizens und Roggens; Zwergrost der Gerste (Flath, K.)

**Erreger:** *Puccinia recondita* Rob. ex Desm.; *Puccinia hordei* Otth

Braunrost an Weizen- und Roggen werden durch verschiedene formae speciales der zur Klasse der Basidiomyceten gehörenden Art *Puccinia recondita* hervorgerufen. Zu den Wirtspflanzen des Weizenbraunrostes, *P. recondita* f. sp. *tritici*, zählen neben Weizen und Triticale auch Gerste, Roggen und einige Gräser. Der Roggenbraunrost, *P. recondita* f. sp. *recondita*, befällt ausschließlich den Kulturroggen. Charakteristisch für das Schadbild des Braunrostes sind die bei Weizen ockerbraun und bei Roggen rostbraun gefärbten Sommer- oder Uredosporen, die ab dem Schossen des Getreides besonders auf den Blattoberseiten erscheinen. Gegen Ende der Vegetationszeit bilden sich vorzugsweise auf den Blattunterseiten und Blattscheiden schwarzbraune Winter- oder Teleutosporenlager. Zwergrost an Gerste wird durch den Basidiomyceten *Puccinia hordei* verursacht. Zu den Wirtspflanzen des Erregers gehören alle Kultur- und Wildgersten. Die orange oder hellbraun gefärbten Uredosporen des Zwergrostes sind kleiner als die des Braunrostes und werden zum Ährenschieben der Gerste besonders auf den Blattoberseiten sichtbar. Auch die zur Reife blattunterseits erscheinenden schwarzen Teleutosporenlager sind sehr klein. Die genannten Rostarten bilden zahlreiche physiologische Rassen, die sich hinsichtlich ihrer Virulenzgene unterscheiden.

### **Bedeutung:**

Braun- und Zwergrost gehören weltweit zu den wirtschaftlich bedeutendsten Rostarten und kommen in allen Anbaugebieten vor. Warme und trockene Jahre fördern den Befall, der neben dem Ertrag auch die Qualität des Getreides beeinträchtigt. Starker Braunrostbefall bewirkt eine Verringerung der Kornzahl pro Ähre, des Tausendkorngewichtes und des Eiweißgehaltes.

### **Anzucht- und Prüfmethode:**

Keimpflanzenprüfung:

Gezielte Prüfungen mit definierten Erregerrassen ermöglichen Aussagen über die in den zu testenden Sorten enthaltenen rassenspezifischen Resistenzgene. Dazu werden die Pflanzen unter kontrollierten Bedingungen (10 bis 12 Tage, 16-18 °C, 10.000 lx Dauerlicht) im Gewächshaus oder in der Klimakammer angezogen und mit ausgewählten Rostisolaten inokuliert. Die Virulenzstruktur der Isolate ist zuvor auf Differentialsortimenten zu testen, mit dem Ziel, möglichst alle bekannten Resistenzgene und Genkombinationen identifizieren zu können.

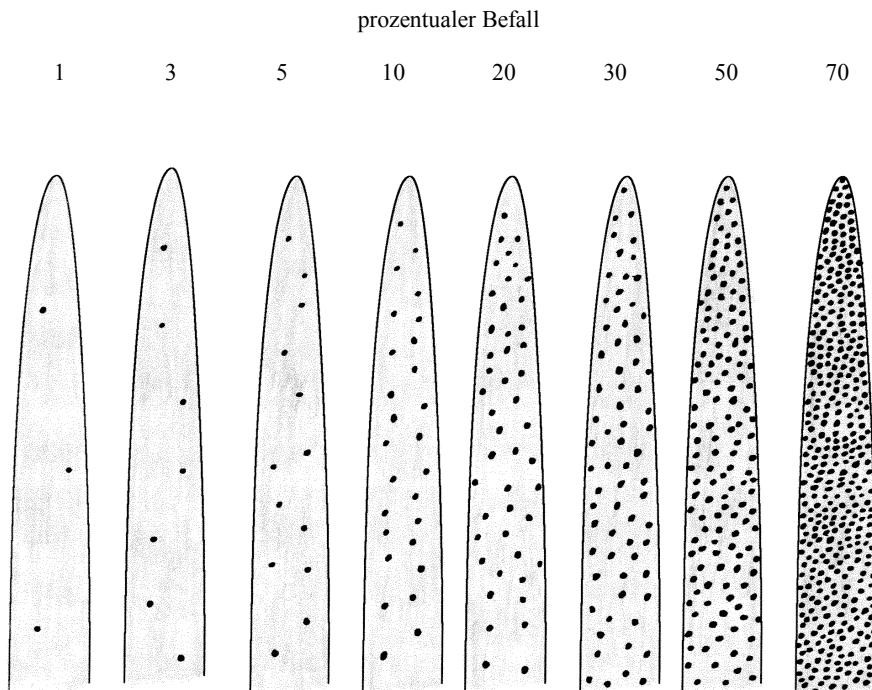
**Tab. 2:** Optimale Bedingungen für die Kultivierung von Pflanzen nach künstlicher Inokulation mit *Puccinia recondita* oder *P. hordei* (WALTHER 1995)

Erreger	Temperatur		Licht		Luftfeuchte
	°C	Zeitraum	lx	h/Tag	[%]
<i>P. recondita</i>	18 ± 2	24-36 h	dunkel		100
	18 ± 2	Ca. 10 Tage bis Bonitur	> 4000	16	60-80
<i>P. hordei</i>	18 ± 2	24-36 h	dunkel		100
	18 ± 4	bis Bonitur	> 4000	16	60-80

Keimpflanzenprüfungen können entweder mit ganzen Pflanzen im Ein- bis Zwei-Blatt-Stadium oder mit Blattsegmenten (3 cm lang auf Wasseragar mit 40 ppm Benzimidazol) durchgeführt werden. Die Rostsporen werden vermischt mit Talkum (Verhältnis 1:3 bis 1:5) mittels Puderzerstäuber oder ohne Beimengungen unter Verwendung eines Inokulationsturmes aufgebracht. Danach sind die Pflanzen oder Blattstücke unter konstanten Bedingungen, die eine optimale Entwicklung der jeweiligen Erreger gewährleisten, aufzustellen. Für Braun- und Zwergrostresistenzprüfungen sollten die in Tabelle 2 zusammengestellten Werte eingehalten werden (WALTHER 1995).

Feldprüfung:

Feldversuche dienen der Bewertung von partiellen (Synonyme: quantitativen, horizontalen oder rassenunspezifischen) Resistenzeigenschaften. Dazu wird das zu prüfende Sortiment gemeinsam mit resistenten und anfälligen Standardsorten in randomisierten Blockanlagen mit 4 Wiederholungen angebaut. Um einen ausreichend hohen Infektionsdruck zu erzeugen, sollten in jedem Block Streifen braunrostanfälliger Sorten oder Linien ausgesät werden. Im Stadium BBCH 21-23 erfolgte eine künstliche Inokulation dieser Infektionsstreifen mit einem aktuellen Pathotypengemisch. Günstig ist die Verwendung eines Microsprayers mit einer Öl-Sporensuspension (Leichtöl „Isopar M“ von Exxon oder „Soltrol“). Für 100 m Infektionsstreifen benötigt man ca. 120 mg Sporen. Die Luftfeuchtigkeit sollte zum Infektionszeitpunkt möglichst hoch sein. Günstig ist daher eine Inokulation in den frühen Morgenstunden (Tau), in den Abendstunden oder bei trübem Wetter. Der prozentuale Anteil rostbefallener Blattfläche (Abb. 2) ist zu 3 bis 4 Terminen zu erfassen.



**Abb. 2:** Boniturhilfe für die Schätzung des prozentualen Anteils befallener Blattfläche (MOLL et al. 1996)

Aus den ermittelten Boniturwerten wird mit Hilfe der SAS-Anwendung „RESI“ (MOLL et al. 1996) die Fläche unter der Befallsverlaufskurve für jedes Prüfglied berechnet und anschließend eine exakte statistische Differenzierung von Resistenzunterschieden zwischen den Prüfgliedern vorgenommen.

## Literatur

WALTHER, U. 1995: Künstliche Infektionen von Gerste und Weizen mit Getreiderosten im Feld und Gewächshaus. 46. Arbeitstagung der Arbeitsgemeinschaft der Saatzuchtleiter 1995 in Gumpenstein. 233-234.

MOLL, E., U. WALTHER, K. FLATH, J. PROCHNOW, E. SACHS 1996: Methodische Anleitung zur Bewertung der partiellen Resistenz und die SAS-Anwendung RESI. Ber. Biol. Bundesanst. Land- Forstwirtsch. 12.

## 1.3 Gelbrost (Flath, K., G. Bartels)

### Erreger: *Puccinia striiformis* Westend.

Der Erreger, *Puccinia striiformis*, gehört zur Klasse der Basidiomyceten. Der Pilz befällt vor allem Weizen, Gerste und Triticale, gelegentlich auch Roggen sowie zahlreiche Gräserarten. Hafer gehört nicht zu den Wirtspflanzen. Für die einzelnen Getreidearten gibt es zahlreiche physiologische Rassen (Pathotypen). Charakteristische Symptome der Krankheit sind anfangs zitronengelb, später orange gefärbte Rostpusteln, die ab der Schoßphase des Getreides in langen Streifen zwischen den Blattadern angeordnet sind. Zunächst bilden sich die Sommersporenlager (Uredosori); gegen Ende der Wachstumsphase werden die dunkelbraun bis schwarz gefärbten Wintersporenlager (Teleutosori) sichtbar. Neben den Blattspreiten werden häufig auch die Ähren befallen.

### Bedeutung:

Gelbrost gehört weltweit zu den wichtigsten Pilzkrankheiten des Getreides. Vor allem in den USA und Australien aber auch in einigen europäischen Staaten verursacht der Pilz alljährlich erhebliche Ertragsverluste, die in Extremfällen auch zum Totalausfall der Ernte führen können (HASSEBRAUK 1970). Innerhalb Deutschlands ist sein Auftreten hauptsächlich auf Regionen mit feuchtkühlem Klima beschränkt. Zu den typischen Befallsgebieten gehören Niedersachsen, Schleswig-Holstein und Teile im Westen und Südwesten Deutschlands (KLUGE et al. 1999). Aber auch außerhalb dieser Regionen kann es nach Jahren mit nur geringem Gelbrostbefall zu einem unerwartet starken Krankheitsauftreten kommen (FLATH und BARTELS 1999). Dies verdeutlicht die Gefährlichkeit dieses Schaderregers, dessen Auftreten in erster Linie an Weizen wirtschaftlich bedeutsam ist.

### Anzucht- und Prüfmethode:

#### Keimpflanzenprüfung:

Die Untersuchungen können entweder an ganzen Pflanzen im Ein- bis Zwei-Blatt-Stadium oder mit Blattsegmenten durchgeführt werden. Für die Ganzpflanzentests werden die zu untersuchenden Sorten gemeinsam mit einem 25 Herkünfte umfassenden Differentialsortimentes (Tab. 3) mit ca. 10 definierten Gelbrostisolationen inokuliert. Dazu findet ein Sporen-Talkum-Gemisch (10 mg Sporen und 100 mg Talkum) Verwendung, das mittels eines Zerstäubers möglichst gleichmäßig auf die Pflanzen aufgebracht wird. Die anschließende Inkubation erfolgt für einen Zeitraum von 24 Stunden bei einer Temperatur von 10 °C und einer relativen Luftfeuchte von 100 %.

Danach werden die Pflanzen im Gewächshaus bei ca. 20 °C, 80 % relativer Luftfeuchte und 5000 lx Zusatzbeleuchtung (16 h/Tag) aufgestellt. Die Bonitur der Infektionstypen erfolgt 14 Tage nach der Inokulation anhand einer 9-stufigen Skala (MC NEAL et al. 1971). Keimpflanzen mit den Infektionstypen 0 bis 4 werden als resistent und solche mit den Infektionstypen 5 bis 9 als anfällig eingestuft. Vergleiche

zwischen den Reaktionsmustern der zu prüfenden Weizensorten und denen der Differentialsorten lassen Rückschlüsse auf die in den Prüfsorten enthaltenen Resistenzgene zu. Für eine eindeutige Bestimmung aller derzeit in der Weizenzüchtung verwendeten Gelbrostgene ist es jedoch erforderlich, mehr als 10 Gelbrostisolate zur Inokulation zu verwenden. Derartige Prüfungen benötigen viel Gewächshausfläche, weshalb sich ein Blattsegmentverfahren als geeigneter erwies (STRENG 1995). Hierfür werden die Primärblätter, ähnlich wie bei der Mehltau-Resistenzgenbestimmung, in 3 cm lange Blattstücke geschnitten, in durchsichtige Polystyrol-Kästen auf Benzimidazolagar (5 g Agar und 40 mg Benzimidazol/l Wasser) gelegt und anschließend mit Hilfe eines Infektionsturmes inokuliert. Die Aufbewahrung der Blattstücke bis zur Bonitur erfolgt in gleicher Weise wie bei der oben beschriebenen Ganzpflanzenmethode.

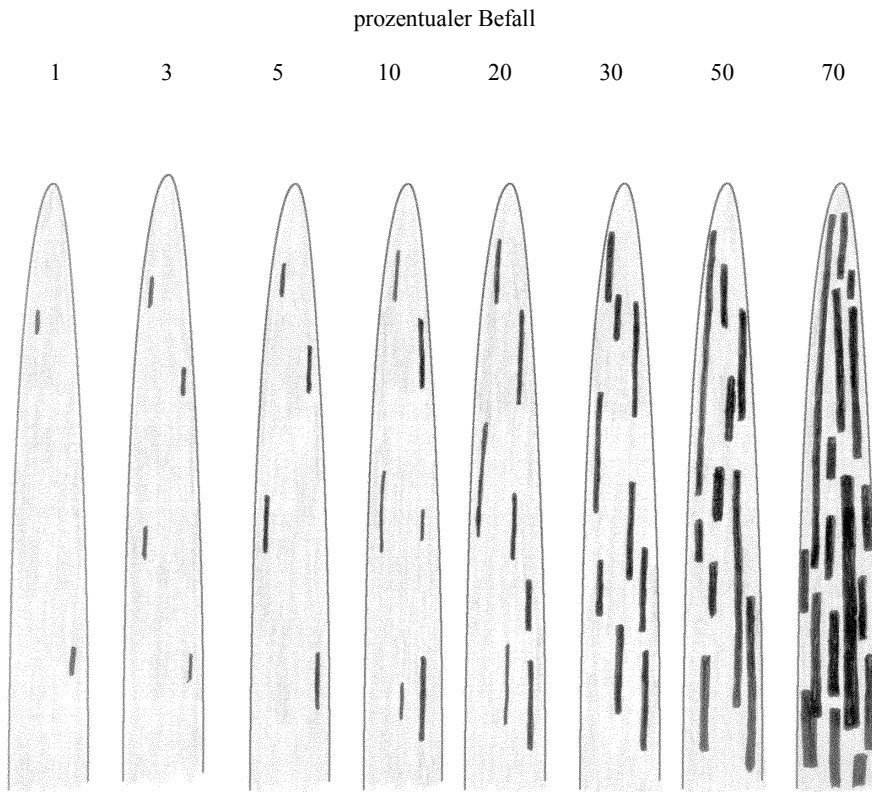
**Tab. 3:** Weizengelbrost-Differentialsortiment

Differentialsorten	Resistenzgene
Chinesische 166	Yr1
Heine 110	Yr1
Heines VII	Yr2
Kalyansona	Yr2
Vilmorin 23	Yr3a+
Nord Desprez	Yr3a+
Hybrid 46	Yr3b,Yr4b
Triticum spelta album	Yr5
Heines Peko	Yr6,Yr2
Heines Kolben	Yr6,(Yr2?)
Lee	Yr7
Lely	Yr7
Reichersberg 42	Yr7+
Compair	Yr8
Kavkaz x 4 Federation	Yr9
Riebesel	Yr9
Clement	Yr9,Yr2
Moro	Yr10
Rendezvous	Yr17
Carstens V	CV1,2,3
Kraka	Yr1,CV
Anza	YrA+
Suwon 92 x Omar	So
Strubes Dickkopf	Sd
Spaldings Prolific	Sp

#### Feldprüfung:

Feldversuche dienen der Bewertung von partiellen (Synonyme: quantitativen, horizontalen oder rasse-spezifischen) Resistenzeigenschaften. Dazu wird das zu prüfende Sortiment gemeinsam mit resisten-

ten und anfälligen Standardsorten in randomisierten Blockanlagen mit 4 Wiederholungen angebaut. Um einen ausreichend hohen Infektionsdruck zu erzeugen, sollten in jedem Block Streifen gelbrostanfälliger Weizensorten ausgesät werden. Im Stadium BBCH 21-23 erfolgt eine künstliche Inokulation dieser Infektionsstreifen mit einem aktuellen Pathotypengemisch. Günstig ist die Verwendung eines Microsprayers mit einer Öl-Sporensuspension (Leichtöl „Isopar M“ von Exxon). Für 100 m Infektionsstreifen benötigt man ca. 120 mg Sporen. Die Inokulation kann aber auch mit einem Sporen-Talkum-Gemisch im Verhältnis 1:3 erfolgen. Die Pflanzen sind bei dieser Methode vor dem Einpudern mit dem Gemisch mit einem Netzmittel einzusprühen und danach zur Erhaltung der Luftfeuchtigkeit für 24 Stunden abzudecken. Der prozentuale Anteil gelbrostbefallener Blattfläche (Abb. 3) ist zu 3 bis 4 Terminen zu erfassen.



**Abb. 3:** Boniturhilfe für die Schätzung des prozentualen Anteils befallener Blattfläche (MOLL et al. 1996)

Aus den ermittelten Boniturwerten wird mit Hilfe der SAS-Anwendung „RESI“ (MOLL et al. 1996) die Fläche unter der Befallsverlaufskurve für jedes Prüfglied berechnet und anschließend eine exakte statistische Differenzierung von Resistenzunterschieden zwischen den Prüfgliedern vorgenommen.

## Literatur

- FLATH, K., G. BARTELS 1999: 1999 - ein Gelbrostbefallsjahr. Ausblick und Folgerungen. Vorträge für Pflanzenzüchtung **46**, 145-156.
- HASSEBRAUK, K. 1970: Der Gelbrost *Puccinia striiformis* West. II. Befallsbild. Morphologie und Biologie der Sporen. Infektion und weitere Entwicklung. Wirkung auf die Wirtspflanze. Mitt. Biol. Bundesanst. Land- Forstwirtschaft. Berlin-Dahlem **139**.
- KLUGE, E., S. ENZIAN, V. GUTSCHE 1999: Befallsatlas. Atlas der potentiellen Befallsgefährdung durch wichtige Schadorganismen im Ackerbau Deutschlands. Biologische Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft (im Druck).
- STRENG, S. 1995: Vergleichende Untersuchungen zur Infektion des Weizengelbrostes (*Puccinia striiformis* f. sp. *tritici*) mit Hilfe von Blattsegmenten und Ganzpflanzen des Saatweizens (*Triticum aestivum* L.). Diplomarbeit, Technische Universität München, Freising-Weihenstephan.
- MC NEAL, E.H., C.S. KONZAK, E.P. SMITH, W.S. TATE, T.S. RUSSELL 1971: An uniform system for recording and processing cereal research data. Agricultural Research Service Publ. ARS, Washington D.C., US Dept. of Agriculture, 34-121.
- MOLL, E., U. WALTHER, K. FLATH, J. PROCHNOW, E. SACHS 1996: Methodische Anleitung zur Bewertung der partiellen Resistenz und die SAS-Anwendung RESI. Ber. Biol. Bundesanst. Land- Forstwirtschaft. 12.

## 1.4 Netzfleckenkrankheit der Gerste (Sachs, E.)

### Erreger: *Drechslera teres* (Sacc.) Shoem.

Der Erreger der Netzfleckenkrankheit mit der Hauptfruchtform *Pyrenophora teres* Drechs. gehört zu der Klasse der Ascomyceten. Die Netzfleckenkrankheit ist auf Gerste spezialisiert, nur ausnahmsweise werden andere Getreidearten und Gräser befallen. Der Pilz zeigt in allen seinen Erscheinungsformen eine große Variabilität, die auf die Vielkernigkeit des Pilzmyzels zurückgeführt wird. So tritt der Erreger mit zwei Befallstypen auf, dem Netz- und dem Fleck-Typ. Diese beiden Typen bilden wiederum verschiedene Pathotypen (KLAPPACH 1996). Die Symptome der Krankheit sind ebenfalls sehr variabel. Sie sind abhängig von Befallstyp, Sorte, Pathotyp und Jahreszeit. Es sind hell- bis dunkelbraune Flecken, mit und ohne Netzstruktur (s. Namensgebung), die bis zu 2 cm lang werden können. Sie sind länglich bis spindelförmig, mitunter völlig irregulär geformt und durch die Toxinwirkung des Pilzes meistens gelb gesäumt (SACHS und KLAPPACH 1996). Die Flecken kommen vorwiegend auf den Blattspreiten vor, sind jedoch auch mitunter auf Blattscheiden und Halmen anzutreffen. Auf Grund der variablen Symptome kann es leicht zu Verwechslungen mit anderen Krankheiten kommen (SACHS et al. 1998). Wichtigster Ausgangspunkt einer Epidemie sind befallene Strohreste und Ausfallgerste, auf denen der Pilz die Verbreitungsorgane der Nebenfruchtform, die Konidien, bildet. Im Winterhalbjahr bilden sich auf den Ernterückständen Perithezien, in denen die Verbreitungsorgane der Hauptfruchtform, die Ascosporen, entstehen. Sie spielen jedoch eine untergeordnete Rolle im Infektionsgeschehen. Erstbefall kann auch vom Saatgut ausgehen. Der Schadpilz besiedelt im Verlaufe mehrerer Generationen von unten nach oben die einzelnen Blättetagen der Gerste. Sommerlich feuchtwarme Bedingungen fördern eine schnelle Generationsfolge.

### Bedeutung:

Obwohl die Netzfleckenkrankheit weltweit verbreitet ist, liegen die Hauptschadgebiete jedoch in gemäßigten Klimaregionen. Seit Beginn der 80er Jahre spielt diese Blatfleckenkrankheit eine zunehmende Rolle. Veränderungen in der Produktionstechnik werden dafür verantwortlich gemacht. Seit dieser Zeit spielte diese Krankheit oft die wichtigste Rolle im Schädigeschehen auf den Feldern in Deutschland. Unbehandelt kann es zu Ertragsausfällen von 20 % und mehr kommen (OBST und PAUL 1993). Durch die

Verringerung der Assimilationsfläche werden vorwiegend die Kornzahl pro Ähre und die Tausendkornmasse beeinträchtigt. Bisher gibt es im Getreidesortiment keine vollresistenten Sorten, jedoch größere Unterschiede in der Anfälligkeit. Da seit einigen Jahren an der Erforschung der Resistenzgrundlagen und der gezielten Resistenzzüchtung gearbeitet wird, ist in Zukunft mit einer Verbesserung der Resistenz zu rechnen.

### **Anzucht- und Prüfmethode:**

Im folgenden wird die Resistenzprüfung unter Feldbedingungen beschrieben. In mehrjährigen Versuchen hatte sich herausgestellt, dass die Ergebnisse von Prüfungen an Jungpflanzen unter klimatisierten Bedingungen mit denen von Feldprüfungen unzureichend korrelieren, so dass von den Ergebnissen an Jungpflanzen nur annähernd auf die Resistenz unter Praxisbedingungen geschlossen werden konnte. Noch weniger gut korrelieren die Ergebnisse vom Blattsegmenttest (KLAPPACH 1996) und Feldprüfungen. Da die Jungpflanzenresistenz unter heimischen Bedingungen durch die übliche Beizung des Saatgutes eine untergeordnete Rolle spielt, ist die Resistenzprüfung unter Feldbedingungen trotz des hohen Aufwandes und der Witterungsabhängigkeit den Prüfungen an Jungpflanzen vorzuziehen.

Die Anzucht beginnt mit der Anfertigung von Einsporlinien. Dazu werden befallene und getrocknete Blätter aus geographisch unterschiedlichen Regionen Deutschlands, die bei -20 °C konserviert wurden, äußerlich desinfiziert (20 sec. eintauchen in 70 %igen Ethylalkohol und 90 sec. in 1:10 verdünnte Natriumhypochlorit-Lösung „Klorix“) und 1 bis 2 Tage in die feuchte Kammer gelegt, damit sich Konidien bilden. Da der Erreger in vitro schnell seine Sporulationsfähigkeit verliert, sind die Einsporlinien erst 1 bis 2 Monate vor der Inokulation herzustellen. Mit einer Lanzettadel erfolgt bei ca. 30-facher Vergrößerung unter dem Lupenmikroskop die Entnahme einzelner Konidien und die Ablage auf Wasseragar. Nach zwei weiteren Tagen werden nach mikroskopischer Kontrolle einzeln liegende, gekeimte Konidien entnommen und einzeln auf Petrischalen mit Gemüsesaftagar übertragen. Die so heranwachsenden Kulturen stellen die Stammkulturen dar. Es sind wesentlich mehr davon herzustellen, als tatsächlich benötigt werden, weil nur Stammkulturen mit guter Sporulationsfähigkeit auszuwählen sind. Außerdem ist bei der Auswahl zu berücksichtigen, dass die einzelnen Regionen Deutschlands gut repräsentiert sind. Falls eine Virulenzanalyse des Erregers vorliegt, sind die Hauptvirulenzen zu mischen. Zur Massenproduktion von Konidien für die Inokulation sind ca. 5 Isolate auszuwählen. In Abhängigkeit von der Sporulationsleistung werden für 100 zu prüfende Sorten mit 4 Wiederholungen 600 bis 700 Plastik-Petrischalen insgesamt angezogen. Dieses Inokulum ist für zwei Inokulationen ausreichend. Die Anzucht erfolgt 12 Tage bei 18 bis 20 °C unter Weißlicht (16 h) / Dunkelheit (8 h). Zur Gewinnung des Inokulums wird die pilzbewachsene Agaroberfläche mit einem Objektträger abgekratzt, mit entspanntem Wasser durch Zusatz von 0,05 %ige Tween-20-Lösung abgeschwämmt, die Konidien-Myzel-Wasser-Suspension durch eine doppelte Mulllage filtriert, die verschiedenen Isolate gemischt und die Konidienkonzentration mittels Fuchs-Rosenthal-Kammer eingestellt. Eine Inokulumdichte von 5000 bis 6000 Konidien pro ml wässriger Suspension erwies sich am geeignetsten. Nichtbenötigtes Inokulum behält seine Infektionsfähigkeit ca. 6 Monate bei Konservierung unter -20 °C. Bei späterem Gebrauch sind nicht zu vermeidende geringe Verluste der Infektionsfähigkeit durch Erhöhung der Konidienkonzentration auszugleichen. Eine weitere Möglichkeit, die Isolate längere Zeit aufzubewahren, besteht im Konservieren durch Einfrieren bewachsener Agarstückchen in sterilem destilliertem Wasser in 1,5 ml Eppendorfgefäßen bei -20 °C.

Anbau der zu prüfenden Gerstengenotypen:

Die zu prüfenden Genotypen werden in einfaktorier randomisierter Blockanlage in 4-facher Wiederholung in Horsten von 40 cm Durchmesser angebaut. In diese Horste erfolgt die Aussaat von jeweils 40 Körnern mittels eines speziell angefertigten Aluminiumrohres, um das Bücken bei der Aussaat zu vermeiden und eine gleichmäßige Verteilung der Körner im Horst zu garantieren. Durch die so erreichte hohe Bestandesdichte wird die Pilzentwicklung im Bestand gefördert. Zur Randomisierung werden ein anfälliger und ein resistenter Standard einbezogen. Die Standards sollten in ihrer Anfälligkeit bzw. Resistenz keine Extreme darstellen, sondern dem anfälligsten bzw. resistentesten zu prüfenden Genotyp ent-

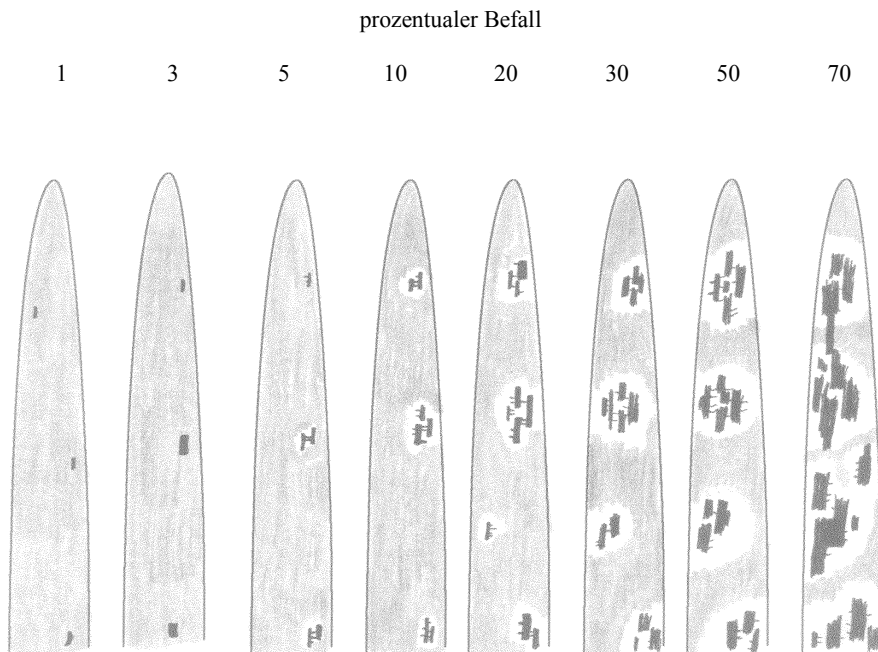
sprechen.

Inokulation der zu prüfenden Genotypen:

Die Inokulation erfolgt im Pflanzenstadium BBCH 37-39. Da die angebauten Genotypen nicht alle den gleichen Entwicklungsstand bei der Inokulation aufweisen, wird die Inokulation nach 1 bis 3 Tagen wiederholt. Optimale Bedingungen für die Inokulation und anschließender Infektion bestehen in der Regel nach 20 Uhr bei taufeuchtem Pflanzenbestand, Temperaturen von 14 bis 18 °C und Windstille. In Trockenperioden ist der Pflanzenbestand rechtzeitig vor der Inokulation zu wässern, so dass der Boden noch feucht aber die Pflanzen bereits nahezu abgetrocknet sind. Luftbewegungen bis 2 m/sec. sind zu tolerieren. Das Inokulum wird mit der Rückenspritze auf den Bestand gebracht. Dabei ist darauf zu achten, dass alle Pflanzen eines Horstes durch kreisende Bewegungen des Spritzenarmes von allen Seiten tropfnass gespritzt werden. Unmittelbar nach Aufbringen des Inokulums wird der Pflanzenbestand über Nacht mindestens für 10 Stunden mit 80 µm dicker durchsichtiger Polyethylenfolie abgedeckt, um ein schnelles Abtrocknen zu verhindern. Damit die Folie durch Wind nicht abgehoben wird, wurden die Kanten der Folie von allen Seiten durch 3 bis 4 m lange Metallrohre beschwert.

Bonitur der Befallssymptome:

Von jedem Horst wird die prozentual befallene Blattoberfläche in Anlehnung an TEKAUZ (1985) geschätzt. Bei *Drechslera teres* sind das neben den Nekrosen auch die Chlorosen (Abb. 4). Einbezogen werden die Blattetagen F, F-1 und F-2. Die erste Bonitur beginnt mit dem Erscheinen deutlicher Symptome. Insgesamt werden 3 bis 4 Bonituren durchgeführt, um den Befallsverlauf zu erfassen.



**Abb. 4:** Boniturhilfe für die Schätzung des prozentualen Anteils befallener Blattfläche (MOLL et al. 1996)



### Auswertung der Ergebnisse:

Die Auswertung der Ergebnisse erfolgt mittels des speziell für die Resistenzprüfung erstellten komfortablen Computerprogramms „RESI“, einer SAS-Anwendung (MOLL et al. 1996). Mit diesem Programm werden die Fläche unter der Befallsverlaufskurve und die mittleren Befallswerte errechnet. Weiterhin können damit die Umrechnung der mittleren Befallswerte in Boniturnoten, die varianzanalytische Auswertung der mittleren Befallswerte und die multiple Testprozedur zur Differenzierung der Sorten vorgenommen werden.

### Literatur

- KLAPPACH, K., 1996: Untersuchungen zur Virulenz des Erregers der Netzfleckenkrankheit der Gerste, *Drechslera teres* f. *teres*, in Deutschland. Dissertation, Universität Göttingen.
- OBST, A., H. PAUL 1993: Krankheiten und Schädlinge des Getreides. Verlag Th. Mann, Gelsenkirchen.
- SACHS, E., D., K. AMELUNG, K. KLAPPACH 1998: Die Symptome der Netzfleckenkrankheit der Gerste, hervorgerufen durch *Drechslera teres* (Sacc.) Shoem., und deren Verwechslungsmöglichkeiten. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutz. 50, 58-63.
- SACHS, E., K. KLAPPACH 1996: Netzflecken sicher erkennen. DLG-Mitteilungen 12, 37-39.
- MOLL, E., U. WALTHER, K. FLATH, J. PROCHNOW, E. SACHS 1996: Methodische Anleitung zur Bewertung der partiellen Resistenz und die SAS-Anwendung RESI. Ber. Biol. Bundesanst. Land- Forstwirtschaft. 12.
- TEKAUZ, A. 1985: A numerical scale to classify reaction of barley to *Pyrenophora teres*. Can. J. Plant Pathol. 7, 181-183.

## 1.5 *Rhynchosporium*-Blattfleckenkrankheit (Sachs, E.)

### Erreger: *Rhynchosporium secalis* (Oud.) J. J. Davis

Der Erreger der *Rhynchosporium*-Blattfleckenkrankheit gehört zur Gruppe der imperfekten Pilze. Neben Gerste befallt er auch Roggen, Triticale und eine Reihe von Gräsern. *R. secalis* bildet verschiedene Pathotypen. Die charakteristischen Symptome treten vorwiegend auf den Blattspreiten und in den Blattachseln auf. Anfangs bilden sich wässrige, blaugüne Flecke, die von der Mitte her vertrocknen und dort graubräunlich erscheinen. Die ovalen bis unregelmäßig geformten Flecke werden 1 bis 3 cm lang, weisen einen dunkelbraunen Rand auf und können bei stärkerem Befall miteinander verschmelzen. Ausgangspunkt von Primärinfektionen sind befallene Pflanzenreste oder Körner. Das darin befindliche Myzel bildet massenhaft Konidien, die durch Regenspritzer verbreitet werden. Durch diese Verbreitungsart ist die *Rhynchosporium*-Blattfleckenkrankheit relativ standortgebunden, und der Anfangsbefall tritt vorwiegend nesterweise auf. Bei günstigen Voraussetzungen wird eine Blattetage nach der anderen von unten nach oben infiziert. Feuchtkühle Witterungsabschnitte sind förderlich für das Entstehen einer Epidemie, besonders in der Schoßphase (BEER 1991).

### Bedeutung:

Obwohl die *Rhynchosporium*-Blattfleckenkrankheit weltweit verbreitet ist, liegen ihre Hauptschadgebiete mehr in Regionen mit längeren feuchtkühlen Witterungsabschnitten. Seit Beginn der 80er Jahre spielt diese Blattfleckenkrankheit eine zunehmende Rolle. Veränderungen in der Produktionstechnik werden dafür verantwortlich gemacht. Im Jahr 1999 stellte die *Rhynchosporium*-Blattfleckenkrankheit die bedeutendste Krankheit der Gerste in Deutschland dar. In solchen Befallsjahren kann es in ungünstigen Lagen zu Ertragsausfällen bis zu 25 % kommen (OBST und PAUL 1993). Durch die Verringerung der Assimilationsfläche werden vorwiegend die Kornzahl pro Ähre und die Tausendkornmasse beeinträchtigt. Bisher gibt es im Getreidesortiment keine vollresistenten Sorten, jedoch größere Unterschiede in der Anfälligkeit. Da seit einigen Jahren an der Erforschung der Resistenzgrundlagen und der gezielten Resistenzzüchtung gearbeitet wird, ist in Zukunft mit einer Verbesserung der Resistenz zu rechnen.

### **Anzucht- und Prüfmethode:**

Die Anzucht des Pilzes beginnt mit der Anfertigung von Einsporlinien. Da der Pilz in befallenen und getrockneten Blättern, die in der Tiefkühltruhe bei -20 °C konserviert waren, nicht so gut überdauert, ist es besser, bereits im Sommer Einsporkulturen von frischen Blättern herzustellen. Von diesen Einsporkulturen sind bewachsene Agarstücke zu entnehmen und sie in sterilem destillierten Wasser in 1,5 ml Ependorfgläsern bei -20 °C zu konservieren. Zur Gewinnung von Einsporlinien wird von einem befallenen Blatt aus der Übergangszone zwischen krankem und gesundem Gewebe ein Gewebestückchen mit einer Kantenlänge von 2 bis 4 mm ausgeschnitten, äußerlich desinfiziert (20 sec. eintauchen in 70 %igen Ethylalkohol und 90 sec. in 1:10 verdünnte Natriumhypochlorit-Lösung „Klorix“) und auf Chloramphenicolagar bei Zimmertemperatur in Petrischalen ausgelegt. Nach 1 bis 2 Tagen bilden sich unter den Blattgewebe-Stückchen massenhaft Konidien, die mit einer Impföse entnommen und auf Petrischalen mit Wasseragar im Zickzackstrich, ähnlich wie Bakterien, ausgestrichen werden. Dabei ist eine Verdünnung der Konidiendichte zu erreichen und am Ende des Striches liegen die Konidien einzeln. Nach weiteren 1 bis 2 Tagen ist es möglich, die inzwischen keimenden Konidien einzeln zu entnehmen. Dazu wird die Agaroberfläche nach einzeln liegenden gekeimten Konidien abgesucht, diese mit einer Lanzettspitze mit einem Agarstückchen aus dem Agar gehoben und auf Limabohnenagar in 6-cm-Petrischalen übertragen. Diese Petrischalen stellen die Stammkulturen für die Inokulation dar. Zur Massenproduktion von Konidien für die Inokulation sind ca. 5 Isolate aus unterschiedlichen geographischen Regionen Deutschlands auszuwählen. Dann werden mit der Impföse von einer Stammkultur Konidien entnommen und mit einem Strigalskispatel auf einer 9 cm Plastikpetrischale ausgeplattet. Die Anzucht erfolgt 21 Tage bei 15 °C in Dunkelheit. In Abhängigkeit von der Sporulationsleistung wird der Erreger für 100 zu prüfende Sorten mit 4 Wiederholungen (100 bis 120 Kulturen) auf Plastik-Petrischalen ohne Noppen insgesamt angezogen. Diese Kulturen sind ausreichend für zwei Inokulationen. Zur Gewinnung des Inokulums wird der bewachsene Agar aus den Petrischalen entnommen und im Mixer gemixt. Die Einstellung der Inokulumdichte erfolgt mittels Fuchs-Rosenthal-Kammer. Eine Inokulumdichte von 60.000 bis 70.000 Konidien pro ml wässriger Suspension erwies sich am geeignetsten. Nichtbenötigtes Inokulum behält seine Infektionsfähigkeit ca. 6 Monate bei einer Konservierung bei -20 °C.

Anbau der zu prüfenden Gerstengentypen:

Die zu prüfenden Genotypen werden in einfaktorierter randomisierter Blockanlage in 4-facher Wiederholung in Horsten von 40 cm Durchmesser angebaut. In diese Horste erfolgt die Aussaat von jeweils 40 Körnern mittels eines speziell angefertigten Aluminiumrohres, um das Bücken bei der Aussaat zu vermeiden und eine gleichmäßige Verteilung der Körner im Horst zu garantieren. Durch die so erreichte hohe Bestandesdichte wird die Pilzentwicklung im Bestand gefördert. Zur Randomisierung werden ein anfälliger und ein resistenter Standard einbezogen. Die Standards sollten in ihrer Anfälligkeit bzw. Resistenz keine Extreme darstellen, sondern den anfälligsten bzw. resistentesten zu prüfenden Genotyp entsprechen.

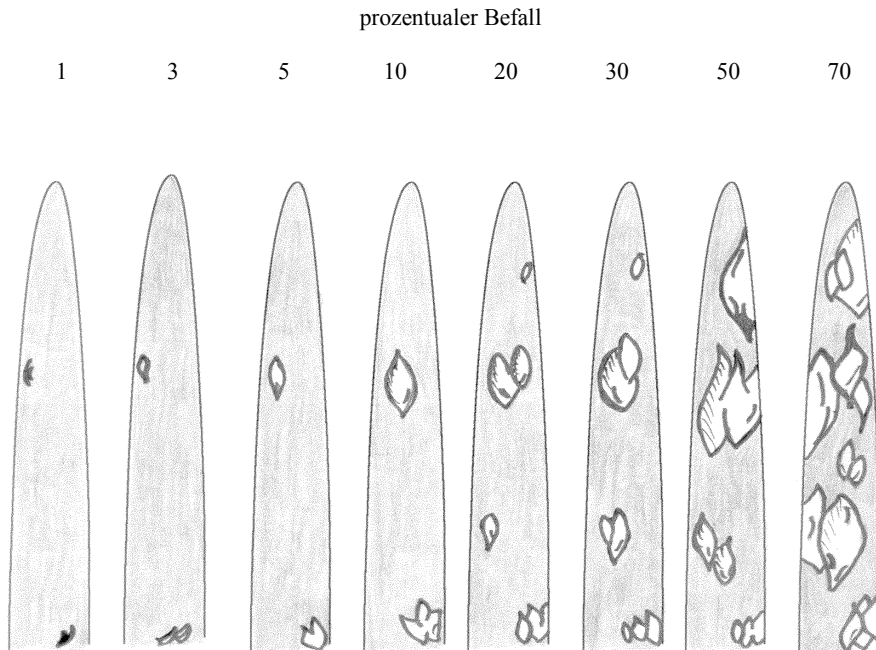
Inokulation der zu prüfenden Genotypen:

Die Inokulation erfolgt im Pflanzenstadium BBCH 37-39. Da die angebauten Genotypen nicht alle den gleichen Entwicklungsstand bei der Inokulation aufweisen, wird die Inokulation nach 1 bis 3 Tagen wiederholt. Optimale Bedingungen für die Inokulation und anschließender Infektion bestehen in der Regel nach 20 Uhr bei taufeuchtem Pflanzenbestand, Temperaturen von 14 bis 18 °C und Windstille. In Trockenperioden ist der Pflanzenbestand rechtzeitig vor der Inokulation zu wässern, so dass der Boden noch feucht ist, die Pflanzen aber bereits nahezu abgetrocknet sind. Luftbewegungen bis 2 m/sec. sind zu tolerieren. Das Inokulum wird mit der Rückenspritze auf den Bestand gebracht. Dabei ist darauf zu achten, dass alle Pflanzen eines Horstes durch kreisende Bewegungen des Spritzenarmes von allen Seiten tropfnass gespritzt werden. Unmittelbar nach Aufbringen des Inokulums wird der Pflanzenbestand über Nacht mindestens für 10 Stunden mit 80 µm dicker durchsichtiger Polyethylenfolie abgedeckt, um ein schnelles Abtrocknen zu verhindern. Damit die Folie durch Wind nicht abgehoben wird, werden die Kanten der

Folie von allen Seiten durch 3 bis 4 m lange Metallrohre beschwert.

Bonitur der Befallssymptome:

Von jedem Horst wird die prozentual befallene Blattoberfläche geschätzt (Abb. 5). Einbezogen werden die Blattetagen F, F-1 und F-2.



**Abb. 5:** Boniturhilfe für die Schätzung des prozentualen Anteils befallener Blattoberfläche (MOLL et al. 1996)

Eine Besonderheit der *Rhynchosporium*-Blattfleckenkrankheit stellt der Blattachselbefall dar, der bei den Sorten unterschiedlich stark ausgeprägt ist und in die Bonitur einbezogen werden muss. Die erste Bonitur beginnt mit dem Erscheinen deutlicher Symptome. Insgesamt werden 3 bis 4 Bonituren durchgeführt, um den Befallsverlauf zu erfassen.

Auswertung der Ergebnisse:

Die Auswertung der Ergebnisse erfolgt mittels des speziell für die Resistenzprüfung erstellten komfortablen Computerprogramms „RESI“, einer SAS-Anwendung (MOLL et al. 1996). Mit diesem Programm werden die Fläche unter der Befallsverlaufskurve und die mittleren Befallswerte errechnet. Weiterhin können damit die Umrechnung der mittleren Befallswerte in Boniturnoten, die varianzanalytische Auswertung der mittleren Befallswerte und die multiple Testprozedur zur Differenzierung der Sorten vorgenommen werden.

## Literatur

BEER, W.W. 1991: Leaf blotch of barley (*Rhynchosporium secalis*). Zentralbl. Mikrobiol. **146**, 339-358.  
OBST, A., H. PAUL 1993.: Krankheiten und Schädlinge des Getreides. Verlag Th. Mann, Gelsenkirchen.

MOLL, E., U. WALTHER, K. FLATH, J. PROCHNOW, E. SACHS 1996: Methodische Anleitung zur Bewertung der partiellen Resistenz und die SAS-Anwendung RESI. Ber. Biol. Bundesanst. Land- Forstwirtsch. **12**.

## 1.6 *Typhula*-Fäule der Wintergerste (Mielke, H.)

### Erreger: *Typhula incarnata* Lasch: Fr.

Der bedeutendste Erreger der *Typhula*-Fäule im Wintergerstenbau ist der Pilz *Typhula incarnata*; er ist ein Basidiomycet und tritt sowohl als Perthophyt als auch als Saprophyt in Erscheinung. Allerdings ist seine saprophytische Leistung nicht allzu hoch einzuschätzen. *T. incarnata* verursacht bei der Wintergerste mehrere Schadsymptome: Vergilben von Blättern und Pflanzen; Absterben von Blättern, Sekundärtrieben und von ganzen Pflanzen. Nesterweise erscheinen während der Wintermonate orange-gelbe Blattverfärbungen an den Pflanzen. In diesem Entwicklungsstadium weisen die befallenen Gerstenpflanzen am Grund, am Halmheber und an den äußeren Blattscheiden schmutzig weißes Myzel auf, aus dem sich später gegen Ende des Winters Sklerotien (Dauerkörper) entwickeln. Sklerotien von *T. incarnata* haben zuerst ein weißes bis rosarötliches, später bräunliches, klee- oder leinensamenartiges Aussehen. Die Sklerotien können den Sommer über oder auch mehrere Jahre im Boden überdauern. Beim Einsetzen kühler und feuchter Witterung im Herbst keimen die Sklerotien in der Regel zu vegetativem Myzel und auch zu Sporophoren (Sporenträger) aus. Für die Infektion der Pflanzen und für die Verbreitung von *T. incarnata* scheinen die Sklerotien in erster Linie verantwortlich zu sein (LEHMANN 1965). Eine Übertragung des Pilzes durch Basidiosporen galt bis Ende der 70er Jahre als unwahrscheinlich. Jedoch wies HINDORF (1980) nach, dass eine Verbreitung der *Typhula*-Fäule auch durch Sporophoren und Basidiosporen möglich ist.

### Bedeutung:

Die *Typhula*-Fäule tritt alljährlich gebietsweise in allen Ländern der Bundesrepublik Deutschland in wechselnder Stärke auf. Auf leichten bis mittelschweren Böden kommt der Erreger bei Wintergerste häufiger vor. Das Ausmaß des *Typhula*-Befalls hängt im wesentlichen von der Witterung und von der Anfälligkeit der jeweils angebauten Wintergerstensorte ab. Milde, schneereiche Winter begünstigen den *Typhula*-Befall. Der verursachte Schaden kann erheblich sein. Die Schädigungen beruhen im wesentlichen auf Pflanzenausfällen (MIELKE 1990). Dass ganze Wintergerstenfelder aufgrund starken *Typhula*-Befalls umgepflügt werden müssen, gehört der Vergangenheit an.

### Anzucht- und Prüfmethode:

Im Labor werden *Typhula*-Sklerotien vermehrt und als Inokulum im Spätherbst auf die zu prüfenden Wintergerstensorten gestreut. Zu diesem Zweck werden von befallenen Wintergerstenpflanzen verschiedener Herkunft *Typhula*-Sklerotien gesammelt, diese mit verdünnter Natriumhypochloritlösung (25 %ig) 60 sec. lang desinfiziert und anschließend auf Malzagar (30 g Malz, 5 g Pepton, 15 g Agar in 1 l H<sub>2</sub>O) bei 10 bis 13 °C zum Auskeimen und zur Myzelbildung ausgelegt (LEHMANN 1965). Die Anzucht der Sklerotien in größeren Mengen erfolgt stets im August und September. Hierbei werden zweimal sterilisierte Weizenkörner mit *Typhula*-Myzel in Erlenmeyerkolben beimpft. Zur Sklerotienbildung werden die *Typhula*-Kulturen in Räumen bei Temperaturen von 10 bis 13 °C gehalten. Nach einer Bebrütungszeit von 4 bis 5 Wochen sind die Weizenkörner mit *Typhula*-Sklerotien behaftet. Anschließend wird das *Typhula*-Material bei Zimmertemperatur getrocknet und grob gemahlen. Anfang bis Mitte November erfolgt die Inokulation. Auf einer Versuchsfläche von 100 m<sup>2</sup> werden 1800 g des mit *Typhula*-Sklerotien durchsetzten Weizenmehles im Gemisch mit Sand (1800 g Inokulum auf 7,5 l Sand) ausgebracht. Im Frühjahr, zur Zeit der Sklerotienreife von Ende März bis Ende April, wird das Ausmaß des *Typhula*-Befalls an den zu prüfenden Wintergerstensorten festgestellt. Hierbei sind der Vergilbungsgrad, der Sklerotienbesatz und der Prozentsatz befallener Wintergerstenpflanzen zu ermitteln (MIELKE 1990). Abgestorbene Pflanzen weisen häufig nicht so große Mengen von Sklerotien auf wie mittel bis stark befallene (MIELKE 1977, 1978). In Tabelle 4 ist das Boniturschema für den Vergilbungsgrad dargestellt.

**Tab. 4:** Bonitur des Vergilbungsgrades

Boniturnote	Symptomausprägung
1	keine Vergilbung
2	Vergilbungen bis zu 10 % der Pflanzen
3	Vergilbungen bis zu 25 % der Pflanzen
4	Vergilbungen bis zu 38 % der Pflanzen
5	Vergilbungen bis zu 50 % der Pflanzen
6	Vergilbungen bis zu 63 % der Pflanzen
7	Vergilbungen bis zu 75 % der Pflanzen
8	Vergilbungen über 75 % der Pflanzen
9	völlige Vergilbung bzw. abgestorbene Pflanzen

Die Beurteilung der Gerstensorten nach dem Sklerotienbesatz kann entsprechend dem in Tabelle 5 aufgeführten Schema durchgeführt werden.

**Tab. 5:** Bonitur des Sklerotienbesatzes

Boniturnote	Sklerotienbesatz
1	keine Sklerotien/Pflanze
2	bis 2 Sklerotien/Pflanze
3	bis 5 Sklerotien/Pflanze
4	6 bis 10 Sklerotien/Pflanze
5	11 bis 15 Sklerotien/Pflanze
6	über 15 Sklerotien/Pflanze
7	über 20 Sklerotien/Pflanze
8	ca. bis 30 Sklerotien/Pflanze
9	über 30 Sklerotien/Pflanze

## Literatur

- HINDORF, H. 1980: Zum Auftreten der Sporophoren von *Typhula incarnata* im rheinischen Wintergerstenbau. Z. PflKrankh. PflSchutz **87**, 101-108.
- LEHMANN, H. 1965: Untersuchungen über die *Typhula*-Fäule des Getreides. I. Zur Physiologie von *Typhula incarnata* Lasch ex. Fr. Phytopathol. Z. **53**, 255-288.
- MIELKE, H. 1977: Untersuchungen der Jahre 1975 und 1976 über die Anfälligkeit von Wintergerstensorten für *Typhula incarnata* Lasch. ex Fr. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutz. **29**, 42-43.
- MIELKE, H. 1978: Untersuchungen zur Schadwirkung von *Typhula incarnata* Lasch. ex Fr. an Wintergerstensorten. Z. Acker- und Pflanzenbau **147**, 257-267.
- MIELKE, H. 1990: Untersuchungen zur *Typhula*-Fäule unter Berücksichtigung ihrer Bekämpfung. Mitt. Biol. Bundesanst. Land- Forstwirtsch. Berlin-Dahlem **258**.

## 1.7 Schwarzbeinigkeit des Weizens (Mielke, H.)

### Erreger: *Gaeumannomyces graminis* (Sacc.) v. Arx, & Olivier var. *tritici* Walker

Der Erreger der Schwarzbeinigkeit im Weizenbau ist *Gaeumannomyces graminis* var. *tritici* (Ggt); er ist ein bodenbürtiger Pilz, der der Klasse der Ascomyceten angehört. Von dem Erreger *G. graminis* gibt es drei Varietäten. In Deutschland kommt die Varietät *tritici* vor, sie tritt dort auf, wo ein mehrjähriger Weizen- und Gerstenbau betrieben wird. Der Erreger *G. graminis* var. *tritici* lebt parasitär an wachsenden Getreidepflanzen und saprophytisch an organischer Substanz. Die Ausbreitung von Ggt an der Getreidepflanze erfolgt über die sogenannten Laufhyphen. Von den Laufhyphen gehen die Infektionshyphen aus, die in das Wurzelgewebe und in die Leitbahnen eindringen. Der Primärbefall mit Ggt an Wirtspflanzen äußert sich zunächst in Verbräunungen und anschließend in Schwärzungen der Keimwurzeln. Mit zunehmendem Befall werden Wurzeln und Halmbasen vom Myzel durchwachsen; sie weisen dann einen schwarzen Myzelbelag auf. Gegen Ende der Wirtspflanzenreife bilden sich an den unteren (basalen) Blattscheiden die Perithezien (Fruchtkörper). Dies geschieht durch Lichteinfluss, bei hoher Luftfeuchtigkeit und hohen Temperaturen. Bei anhaltender Feuchtigkeit schleudern die Perithezien ihre Asci (Sporenschläuche) heraus; in Kontakt mit Wasser werden dann die Ascosporen freigespült. Diese Art der Verbreitung von Ggt ist selten. Der Erreger der Schwarzbeinigkeit überdauert meistens als Myzel an Stoppelresten, an Wurzeln des Getreides sowie an Queckenrhizomen. In der Regel erfolgt die Infektion mit Ggt durch Myzel (Myzelinfektion).

### Bedeutung:

Die Schwarzbeinigkeit des Weizens und der Gerste war in Deutschland eine fast in Vergessenheit geratene Fußkrankheit. Wie sich aber inzwischen herausstellte, ist die Schwarzbeinigkeit nach wie vor eine gefährliche Krankheit im intensiven Weizen- und Gerstenbau. Feuchte, milde Witterung im Herbst und im Frühjahr sowie nasse Vorsommer und Sommer begünstigen den Erreger in seiner Entwicklung und führen zu einem erhöhten Befall. Nach Getreidevorfrüchten wird das Auftreten der Schwarzbeinigkeit beim Weizen gefördert. Eine Ausnahme macht hier der Hafer. Einen wesentlichen Einfluss auf den *Gaeumannomyces*-Befall haben auch die Bodenarten. Besonders gefährdet ist der Anbau von Weizen nach Weizen auf Böden mit regem Luftaustausch. Zu diesen Bodenarten zählen neuerdings auch Schwarzerdeböden (MIELKE 1995 1998).

Hinsichtlich der Ertragsverluste durch den Erreger Ggt wird der Weizen am stärksten geschädigt. Alle Ertragskomponenten des Weizens können durch Ggt beeinträchtigt werden. Die Schwarzbeinigkeit kann beim Weizen Ertragsausfälle von über 35 % verursachen (MIELKE 1974).

### Anzucht- und Prüfmethode:

Der Erreger *G. graminis* fruktifiziert in Kultur nicht oder nur spärlich. Deshalb werden für die Resistenzprüfung *G. graminis*-verpilzte Haferkörner als Inokulum (Reinkulturen) verwendet. Für die Anzucht von *G. graminis*-Reinkulturen werden desinfizierte Wurzelabschnitte befallener Weizenpflanzen auf Malzagar (30 g Malzextrakt, 5 g Pepton, 15 g Agar auf 1 l H<sub>2</sub>O) in Petrischalen zur Myzelentwicklung bei Zimmertemperatur ausgelegt. Nach 14 Tagen hat sich so viel Myzel entwickelt, dass ein Überimpfen der *G. graminis*-Kulturen auf zweimal sterilisierte Haferkörnern (als Nährmedium) in Erlenmeyerkolben erfolgen kann. Ca. 3 Wochen nach dem Überimpfen sind bei Zimmertemperatur die Haferkörner in den Erlenmeyerkolben vollständig von *G. graminis* durchwachsen; sie können dann als Inokulum verwendet werden. Die verpilzten Körner werden mit sterilem Sand im Gewichtsverhältnis 1:20 gemischt. Dieses Korn - Sandgemisch ist dann unmittelbar vor der Aussaat des Weizens in einer Schicht von 1 cm sowohl bei Gewächshaus- als auch bei Freilandversuchen auszubringen. Die Kontrollparzellen bzw. -gefäße erhalten sterilisierte Haferkörner in der gleichen Menge wie die Inokulationsparzellen bzw. -gefäße, so

dass in beiden Fällen die gleiche Menge organischer Substanz zugeführt wird. Die Notreife, das Folgesymptom von *G. graminis*, ist vor der Abreife der zu prüfenden Weizensorten zu bonitieren. Das Ausmaß des *Gaeumannomyces*-Befalls in den Freilandversuchen sollte unmittelbar vor oder nach der Ernte ermittelt werden.

Die Resistenzprüfungen im Jungpflanzenstadium der Weizensorten werden in Gewächshäusern bei einer Temperatur von 15 °C und einer Luftfeuchte von über 90 % durchgeführt. Unter diesen kontrollierten Bedingungen ist es möglich, die Weizensorten nach einer Versuchsdauer von 6 bis 7 Wochen auf ihre Anfälligkeit hin zu untersuchen (MIELKE 1974, 1992, 1998). Das Boniturschema für Jungpflanzen im Gewächshaus enthält Tabelle 6.

**Tab. 6:** Boniturschema für Jungpflanzen im Gewächshaus

Boniturnote	Symptomausprägung
1	kein Befall
2	Vergilbungen an den Wurzeln
3	einzelne deutlich verbräunte Wurzeln
4	mehrere verbräunte Wurzeln
5	viele verbräunte Wurzeln (ca. 50 %)
6	Wurzelmasse stark gebräunt (ca. 75 %)
7	Pflanzenbasis und Wurzelmasse geschwärzt, letztere reduziert
8	das Wurzelwerk fast völlig vermorscht
9	vollkommene Wurzel- und Pflanzenbasisvermorschung, Pflanze völlig abgestorben

Der Befall mit Schwarzbeinigkeit in den Freilandversuchen wird nach folgendem Bonitierungsschema (Tab. 7) beurteilt:

**Tab. 7:** Boniturschema für Wurzel- und Halmbasisbefall im Freiland

Boniturnote	Symptomausprägung
1	keine Symptome vorhanden, gesund
2	einige Wurzeln leicht verbräunt
3	mehrere verbräunte Wurzeln
4	mehrere Wurzeln stark verbräunt, die Halmbasis etwas geschwärzt
5	viele Wurzeln verbräunt, die Halmbasis teilweise geschwärzt
6	die Wurzelmasse geschwärzt, sichtlich reduziert, die Halmbasis geschwärzt, aber dabei noch fest, nicht vermorscht
7	die Wurzelmasse geschwärzt, stark reduziert
8	nur noch wenige Wurzeln erkennbar, geschwärzt und ebenso wie die Halmbasis vermorscht
9	die Halmbasis vollständig vermorscht und zerstört, so dass auch keine Wurzeln mehr anhaften

Die Notreife, das Folgesymptom der Schwarzbeinigkeit, wird vor der Abreife des Weizens mehrmals entsprechend dem Schema in Tabelle 8 bonitiert.

**Tab. 8:** Boniturschema der Notreife

Boniturnote	Symptomausprägung
1	keine Weißährigkeit
2	einzelne Ähren mit beginnender Aufhellung, aber noch nicht als Notreife ansprechbar
3	Einzelähren deutlich notreif (bis zu 5 % Weißährigkeit)
4	zahlreiche Ähren notreif (bis zu 10 % Weißährigkeit)
5	bis zu 20 % notreife Ähren; beginnende Nesterbildung
6	bis zu 35 % notreife Ähren; starke Nesterbildung
7	bis zu 60 % notreife Ähren
8	über 60 % notreife Ähren
9	100 % notreife Ähren; vollkommene Weißährigkeit

## Literatur

- MIELKE, H. 1974: Untersuchungen über die Anfälligkeit verschiedener Getreidearten gegen den Erreger der Schwarzbeinigkeit. Mitt. Biol. Bundesanst. Land-Forstwirtschaft. Berlin-Dahlem **160**.
- MIELKE, H. 1992: Untersuchungen zum Befall der Gerste durch *Gaeumannomyces graminis* (Sacc.) von Arx et Olivier var. *tritici* Walker unter Berücksichtigung der Arten- und Sortenanfälligkeit. Mitt. Biol. Bundesanst. Land-Forstwirtschaft. Berlin-Dahlem **276**.
- MIELKE, H. 1995: Schwarzbeinigkeit im Weizenbau. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutz. **47**, 177-180.
- MIELKE, H. 1998: Studien zum Befall des Weizens mit *Gaeumannomyces graminis* (Sacc.) von Arx et Olivier var. *tritici* Walker unter Berücksichtigung der Sorten- und Artenanfälligkeit sowie der Bekämpfung des Erregers. Mitt. Biol. Bundesanst. Land-Forstwirtschaft. Berlin-Dahlem **359**.

## 1.8 Halmbruchkrankheit (Mielke, H.)

### Erreger: *Pseudocercospora herpotrichoides* (Fron.) Deighton

Der Erreger der Halmbruchkrankheit ist die imperfekte Form des Pilzes *Pseudocercospora herpotrichoides*. Seit 1986 ist die Hauptfruchtform von *P. herpotrichoides* bekannt. (WALLWORK 1987). Welche epidemiologische Bedeutung die Hauptfruchtform dieses Erregers für seine Verbreitung und für seine Schadwirkung im Getreidebau hat, ist noch nicht geklärt. Bei *P. herpotrichoides* scheint ein gewisser Grad einer Spezialisierung vorzuliegen (W- und R-Typen; LANGE De La CAMP 1966). NIRENBERG (1981) gliedert den Erreger der Halmbruchkrankheit in Arten und Varietäten auf. Der W-Typ ist mit der Varietät *herpotrichoides* und der R-Typ mit der Varietät *aciformis* identisch (NIRENBERG 1984, HOLLINS und SCOTT 1986, SCHREIBER et al. 1984). *P. herpotrichoides* gehört zu denjenigen Pilzen, die lebendes Pflanzenmaterial zersetzen und sich von dessen Zerfallsprodukten saprophytisch ernähren (Perthophyt). Der Erreger *P. herpotrichoides* kann an Getreidestoppeln und Strohresten überdauern und sich vermehren. Die Halmbruchkrankheit tritt dort am häufigsten auf, wo Halmfrüchte wie Weizen, Gerste und Roggen in Fruchtfolgen vorherrschen. Milde Witterung im Herbst, feuchtkühle Monate im Frühjahr, Vorsommer und Sommer begünstigen die Entwicklung des Erregers. *P. herpotrichoides* kann bereits im Herbst junge Weizenpflanzen befallen. Bei Beginn des Schossens stellen sich schon typische Läsionen (Augenflecke) ein. Dies scheint bei den W-Typen etwas schneller als bei den R-Typen vorzutreten zu gehen. Von den Getreidearten wird Winterweizen am stärksten durch die Halmbruchkrankheit



befallen und geschädigt. Das Ausmaß des Ertragsausfalles kann über 30 % betragen.

### **Bedeutung:**

Die Halmbruchkrankheit ist eine der bekanntesten Getreidekrankheiten. Die Bedeutung dieser Krankheit wurde in den letzten Jahren angezweifelt, weil sie aufgrund trockener Witterung in den Vorsommern Monaten längere Zeit nicht ertragsmindernd im Weizenbau aufgetreten ist. Inzwischen stellte sich aber heraus, dass die Halmbruchkrankheit nach wie vor eine wirtschaftlich bedeutende Getreidekrankheit geblieben ist. In relativ kurzer Zeit war der Erreger der Halmbruchkrankheit in der Lage, eine Resistenz gegenüber bestimmten Fungiziden zu entwickeln. Aus diesem Grunde dürfte die Resistenz gegen *P. herpotrichoides* an Weizensorten in der Praxis großes Interesse finden.

### **Anzucht- und Prüfmethode:**

Die Resistenzprüfung an Weizen geschieht sowohl in Gewächshäusern als auch im Freiland. Als Inokulum dient eine Konidiensuspension von *P. herpotrichoides*, die nach einer von BOCKMANN (1962) beschriebenen Methode hergestellt wird.

Die Isolierung des Erregers erfolgt entweder über das Myzel, das im befallenen Gewebe oder auch in Halmhohlräumen der Stoppeln vorhanden ist, oder über Konidien, die auf Augenflecken gebildet werden. Die Herstellung der Einsporkulturen wird nach dem KOCHschen Platten- und Gussverfahren vorgenommen, wobei ausgekeimte Konidien auf Malzagar (30 g Malz, 5 g Pepton, 15 g Agar in 1 l H<sub>2</sub>O) in Petrischalen zur Vermehrung überimpft werden. Nach 14 Tagen hat sich aus der Einzelspore so viel Myzel gebildet, dass ein Überimpfen des Myzels auf zweimal autoklavierte Getreidekörner in Erlenmeyerkolben stattfinden kann. Nach 3 bis 4 Wochen sind die Getreidekörner vollständig von *Pseudocercospora*-Myzel durchwachsen. Anschließend werden die verpilzten Körner aus den Erlenmeyerkolben entnommen, kurze Zeit in Wasser eingeweicht und dann im Freien auf Frühbeetfenster in dünner Lage zur Sporulation ausgebreitet. Das geschieht im Herbst, wenn genügend Feuchtigkeit und niedrige Temperaturen (2 bis 15 °C) herrschen. Die Sporenbildung setzt bereits nach 8 Tagen ein. Ein mehrmaliges Abspülen der Körner mit Wasser fördert die Sporulation. Die mit Sporen behafteten Körner können mehrmals für die Herstellung von Konidiensuspensionen verwendet werden; erneut ausgelegt, produzieren sie meistens zunehmend stärkere Sporenmassen. Im April, wenn die künstliche Inokulation abgeschlossen ist, werden die mit Sporen behafteten Körner bei Zimmertemperatur getrocknet und in Kühlräumen bei 0 bis 4 °C aufbewahrt.

Für die Durchführung der Resistenzprüfung sollte die verwendete Sporensuspension Konidiendichten von 2,5 bis 3,4 x 10<sup>6</sup> Konidien/ml H<sub>2</sub>O aufweisen. Im Gewächshaus erfolgt die Inokulation mit einer Sprühflasche und im Freiland mit einer Rückenspritze, wobei nach dem Aufgang der Saaten 6 l einer Sporensuspension auf eine Versuchsfeldfläche von 100 m<sup>2</sup> ausgesprüht werden. Sicherheitshalber sollte mehrmals inokuliert werden. Am besten gelingt die Inokulation mit *P. herpotrichoides* im Gewächshaus bei Temperaturen von 14 bis 15 °C und bei einer Luftfeuchtigkeit von über 90 %. Für den Erfolg der Inokulationen im Freiland sind die jeweiligen Witterungsverhältnisse maßgebend. Nach Möglichkeit sollten die zu prüfenden Weizensorten in frostfreien Wintermonaten mit *P. herpotrichoides* inokuliert werden; sonst können Inokulationen noch bis hin in den April nachgeholt werden.

Für die Resistenzprüfung im Gewächshaus können die Weizensorten bereits 5 bis 6 Wochen nach der Inokulation auf ihre Anfälligkeit untersucht werden, während die Befallsermittlungen im Freiland am besten zum Zeitpunkt der Milchreife (BBCH 75-77) des Weizens vorgenommen werden sollten (MIELKE 1995). Die Beurteilung des Weizens im Jungpflanzenstadium auf Befall mit *P. herpotrichoides* im Gewächshaus kann nach der Ausprägung des Schadbildes entsprechend dem Boniturschema in Tabelle 9 vorgenommen werden. Jede Weizenpflanze eines Gefäßes erhält eine Boniturnote von 1 bis 9. Aus der Gesamtzahl der Boniturnoten eines jeden Gefäßes wird ein mittlerer Befallswert errechnet, der bei der statistischen Verrechnung zugrunde zu legen ist.

**Tab. 9:** Boniturschema für Jungpflanzenprüfungen im Gewächshaus

Boniturnote	Symptomausprägung
1	kein Befall
2	Spuren von gelben Flecken
3	gelber Fleck, deutlich als Befallssymptom erkennbar
4	mehrere gelbe Flecke
5	gelbe Zone um die gesamte Pflanzenbasis
6	leichte Verbräunungen der Pflanzenbasis
7	starke Verbräunung der Pflanzenbasis
8	sehr starke Verbräunungen der Pflanzenbasis, leicht einknickbar
9	vermorschte Pflanzenbasis, Pflanze eingeknickt oder abgerissen

Der *Pseudocercospora*-Befall an Weizen in Freilanduntersuchungen wird entsprechend dem Boniturschema in Tabelle 10 festgestellt. Die Bonitur erfolgt zwischen Ährenschieben und der Milchreife des Weizens, solange die Halme noch grün sind. Pro Parzelle werden 50 Halme einbezogen.

**Tab. 10:** Boniturschema für Freilandprüfungen zwischen Ährenschieben und Milchreife

Boniturnote	Symptomausprägung
1	kein Befall
2	geringe Halmverbräunungen, z. T. aber noch nicht als <i>Pseudocercospora</i> -Befall erkennbar.
3	deutlicher Augenfleck kleineren Ausmaßes
4	größerer Augenfleck, einzeln oder zu mehreren; Halm über dem halben Umfang noch gesund
5	Halm zur Hälfte braun, im Halminneren noch kein Myzel
6	Halm zur Hälfte braun, Myzel im Halminneren
7	Halm rundum braun, aber noch fest
8	Halm vermorscht, leicht einknickbar
9	Halme völlig vermorscht, bereits eingeknickt oder abgerissen

Der pilzbedingte Halmbruch, Folgesymptom des *Pseudocercospora*-Befalls, sollte mehrmals vor der Reife bonitiert werden (Tab. 11).

**Tab. 11:** Boniturschema für Freilanduntersuchungen vor der Reife (Halmbruch)

Boniturnote	Symptomausprägung
1	kein Lager
2	einzelne Halme umgeknickt
3	bis zu 25 % des Weizenbestandes lagert
4	bis zu 37 % des Weizenbestandes lagert
5	bis zu 50 % des Weizenbestandes lagert
6	66 % des Weizenbestandes lagert
7	75 % des Weizenbestandes lagert
8	nahezu Totallager des Weizens
9	vollkommenes Lager des Weizens

Die visuell erzielten Ergebnisse sowohl aus den Gewächshaus- als auch aus den Freilanduntersuchungen können varianzanalytisch ausgewertet und auf Signifikanz geprüft werden. Die gut übereinstimmenden ELISA-Werte aus früheren Versuchen mit denen der Sichtboniturmethode waren Anlass, die Beurteilung der Weizensorte auf ihre Anfälligkeit aufgrund des geringen Aufwandes nach der visuellen Sichtbonitur auch weiter fortzusetzen.

## Literatur

- BOCKMANN, H. 1962: Künstliche Freilandinfektionen mit den Erregern der Fuß- und Ährenkrankheiten des Weizens. I. Vorbereitung und Durchführung der Feldinfektion sowie deren Nebenwirkungen. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. **10**, 153-156.
- HOLLINS, T., P.R. SCOTT 1986: Eyespot. Ann. Rep. 1985. Plant Breeding Inst. Cambridge, 99-101.
- LANGE-DE LA CAMP, M. 1966: Die Wirkungsweise von *Cercospora herpotrichoides* Fron, dem Erreger der Halmbruchkrankheit des Getreides. I. Feststellung der Krankheit, Beschaffenheit und Infektionsweise ihres Erregers. Phytopathol. Z. **55**, 34-66.
- MIELKE, H. 1995: Studien zum Befall des Weizens mit *Pseudocercospora herpotrichoides* (Fron) Deighton unter Berücksichtigung der Sorten- und Artenanfälligkeit sowie der Bekämpfung des Erregers. Mitt. Biol. Bundesanst. Land- Forstwirtschaft. Berlin-Dahlem **314**.
- NIRENBERG, H. 1981: Differenzierung der Erreger der Halmbruchkrankheit. I. Morphologie. Z. PflKrankh. PflSchutz **88**, 241-248.
- NIRENBERG, H. 1984: Differenzierung der Erreger der Halmbruchkrankheit. II. Physiologische Reaktionen in Kultur. Z. PflKrankh. PflSchutz **91**, 225-235.
- SCHREIBER, M.T., H.G. PRILLWITZ, W. BAUERMANN 1984: Pathogenität und Wirtsspezifität von *Pseudocercospora*-Arten und Varietäten. Mitt. Biol. Bundesanst. Land- Forstwirtschaft. Berlin-Dahlem **223**, 98-99.
- WALLWORK, H. 1987: *Tapesia* teleomorph for *Pseudocercospora herpotrichoides*, the cause of eyespot of wheat. Aust. Plant Path. **19**, 92-93.

## 1.9 Drechslera-Blattdürre des Weizens (Mielke, H.)

### Erreger: *Drechslera tritici-repentis* (Died.) Shoem.

*Drechslera tritici-repentis* ist der pilzliche Schaderreger einer Blattfleckenkrankheit bei Weizen, Roggen und Triticale. Der Erreger dieser Krankheit ist die Nebenfruchtform des Ascomyceten *Pyrenophora tritici-repentis* (Died.) Drechsler.

Der Pilz überwintert auf Stoppelresten und vermag noch im Herbst Pseudothecien zu bilden, in denen sich über Winter Asci mit Ascosporen entwickeln. Die Ascosporen werden im Frühjahr bei Feuchtigkeit herausgeschleudert und lösen Primärinfektionen bei den in der Nähe befindlichen Weizenpflanzen aus.

Die epidemische Verbreitung des Erregers erfolgt hauptsächlich über Konidien. Der Sporenflug ist weitgehend von der Höhe der Luftfeuchtigkeit, der Blattnässe und den Temperaturen abhängig. Für die Ausbreitung der DTR-Blattdürre ist eine warme, wechselnde Witterung am günstigsten. 5 bis 6 Tage nach der Infektion können dunkelbraune Punkte als erste Symptome des Blattbefalls auftreten (Sekundärinfektion). Nach einem starken Infektionsdruck weisen befallene Weizenpflanzen häufig auf den unteren Blattetagen des Weizens eine totale Blattdürre auf.

### **Bedeutung:**

Noch vor 12 Jahren war die DTR-Blattdürre nur in Süddeutschland anzutreffen, während in Norddeutschland diese Krankheit nur sporadisch vorkam. Seit vier Jahren aber tritt DTR auch im norddeutschen Raum in so einer Befallsintensität auf, wie man sie noch nicht gekannt hat. Die DTR-Blattfleckenkrankheit trat vor allem dort in Erscheinung, wo Weizen nach Vorfrucht Weizen bei minimaler Bodenbearbeitung angebaut wurde. Der Verseuchungsgrad ist in Norddeutschland so groß, dass selbst Weizen nach Vorfrucht Zuckerrüben von der DTR-Blattdürre befallen wird, allerdings etwas später als bei Weizen nach Weizen. Das Ausmaß der Ertragsverluste durch die DTR-Blattdürre im süddeutschen Weizenbau wurde vor 6 Jahren noch auf 10 bis 20 % einer möglichen Ernte geschätzt (OBST 1994, pers. Mitt.). Inzwischen dürften die Ertragsausfälle bei Weizen nach Weizen wesentlich höher sein. Bei künstlich inokuliertem Winterweizen mit totaler Blattdürre sind Ertragsverluste von über 40 % festgestellt worden. (MIELKE und REICHELT 1999).

### **Anzucht- und Prüfmethode:**

Die Sortenprüfungen von Weizensorten werden mit Hilfe künstlicher Inokulationen durchgeführt. Als Inokulum dienen *D. tritici-repentis*-verpilzte Haferkörner, die in den Wintermonaten auf die zu prüfenden Weizensorten ausgebracht werden<sup>1)</sup>. Zur Gewinnung des Inokulums werden DTR-Konidien befallener Blattspreiten nach dem KOCHSchen Platten- und Gußverfahren isoliert, wobei in Wasseragar gekeimte Konidien herausgeschnitten und auf Malzagar (30 g Malz, 5 g Pepton, 15 g Agar in 1 l H<sub>2</sub>O) in Petrischalen übertragen werden. Nach 2 bis 3 Wochen bei Zimmertemperatur haben die Isolate so viel Myzel gebildet, dass sie auf zweimal sterilisierten Haferkörnern vermehrt werden können. Nach weiteren 2 bis 3 Wochen sind die Haferkörner von *D. tritici-repentis* durchwachsen, so dass sie für Inokulationen verfügbar sind. 50 g verpilzte Haferkörner reichen aus, um eine Weizenfläche von 1 m<sup>2</sup> zu inokulieren. Bei dieser Vorgehensweise ist die Gefahr der Abtrift von Konidien zu berücksichtigen. Es ist damit zu rechnen, dass nebenstehende Weizenbestände auch von dem Erreger befallen werden. Während der Teigreife (BBCH 85) sollte das Ausmaß des Befalls an den zu prüfenden Weizensorten an Fahnen und vorletzten Blättern bonitiert werden, indem der prozentuale Anteil nekrotisierter Blattfläche geschätzt wird (MIELKE und REICHELT 1999).

Weizensorten können auch im Jungpflanzenstadium im Gewächshaus (Gefäßversuch), ebenfalls bei künstlicher Inokulation, auf ihr Resistenzverhalten gegen DTR geprüft werden. Je Gefäß (Topfgröße: 7 x 7 x 8 cm) werden dazu 20 Weizenpflanzen angezogen. Als Inokulum dienen Myzelsuspensionen, die aus einem Gemisch von DTR-Isolaten im Labor hergestellt werden. Die DTR-Isolate werden dafür in einem V8-Flüssigmedium in 2 l-Erlenmeyerkolben vermehrt. Die Inkubierung erfolgt bei 20 °C im Dunkeln auf einem Horizontalschüttler. Nach 8 Tagen wird das Myzel gemeinsam mit Wasser in einem Haushaltsmixer homogenisiert, mit 10 Tropfen Tween pro 20 l Suspension versetzt und für die Inokulation verwendet. Die Inokulation erfolgt mit einer Rückenspritze im 3-Blattstadium des Weizens. Dabei werden 1,5 ml Myzelsuspension je Gefäß appliziert. Die inokulierten Jungpflanzen bleiben 48 Stunden lang unter einer Plastikfolie abgedeckt. Es können auch DTR-Stammgemische als Inokulum verwendet werden, die auf sterilisierten Haferkörnern vermehrt worden sind. Es sollten stets frische DTR-Isolate verwendet werden. Im Gewächshaus sind die Resistenzprüfungen bei Temperaturen von über 17 °C und

<sup>1)</sup> Die Inokulationsmethode ist uns in dankenswerter Weise von Herrn Dr. A. Obst, München überlassen worden

einer relativen Luftfeuchte von über 92 % durchzuführen. Die zu untersuchenden Weizensorten sind einer Lichtphase von 16 Stunden pro Tag auszusetzen. Nach einer Inkubationsdauer von 14 Tagen wird das Ausmaß des Befalls mit DTR auf der 3. Blattspreite (punktuelle Infektion) in Prozent geschätzt.

## Literatur

MIELKE, H., A. REICHELT 1999: Studien zur Biologie des Erregers *Drechslera tritici-repentis*, zur Anfälligkeit des Weizens und verschiedener Artverwandten sowie zur Bekämpfung der DTR-Weizenblattdürre. Mitt. Biol. Bundesanst. Land- Forstwirtsch. Berlin-Dahlem 366.

### 1.10 *Septoria*-Blattfleckenkrankheit und Spelzenbräune des Weizens (Mielke, H.)

#### Erreger: *Septoria nodorum* (Berk.) Berk.

Die *Septoria*-Blatt- und Spelzenbräune ist in erster Linie eine Krankheit des Weizens. Der Erreger dieser Krankheit ist *Septoria nodorum*, die imperfekte Form des Ascomyceten *Phaeosphaeria nodorum* (E. MÜLLER) Hedjaroude (syn. *Leptosphaeria nodorum*) (MÜLLER 1952). Die Hauptfruchtform ist derart selten zu finden, dass ihr nur geringe praktische Bedeutung zugemessen werden kann.

Die *Septoria*-Blatt- und Spelzenbräune kommt außer an Weizen auch an Triticale, Roggen, Gerste und zahlreichen Gräsern vor. Der Erreger befällt Ähren, Blätter, Halme und Knoten des Weizens. *Septoria*-Befall äußert sich am auffälligsten in der Verbräunung der Spelzen. Erste Anzeichen des Befalls an der Ähre können bereits unmittelbar nach der Blüte des Weizens beobachtet werden. Bevor *S. nodorum* die Ähren befällt, tritt der Pilz auf Blättern und Halmen auf, wo er ebenfalls typische Symptome verursacht. Die Inkubationszeit kann 7 und mehr Tage dauern. Bei starkem Befallsdruck können die Blätter des Weizens vollends absterben; auf ihnen bilden sich verstreut Pyknidien. Unter feuchten Bedingungen treten die von einem rötlichen Schleim zusammengehaltenen Pyknosporen aus den Pyknidien heraus, die sich durch Niederschläge und Tau lösen und verbreiten. Aufgebrochene Pyknidien haben ein rötliches bis braunes Aussehen.

#### Bedeutung:

Die *Septoria*-Blatt- und Spelzenbräune ist nach wie vor im Weizenanbau eine wirtschaftlich bedeutende und weitverbreitete Krankheit, die in allen Bundesländern mit unterschiedlicher Intensität auftritt. Das Ausmaß des Befalls durch *S. nodorum* hängt weitgehend von der Anfälligkeit der jeweils angebauten Weizensorte und von der Witterung ab. Feuchte und warme Witterung in den Sommermonaten ist besonders förderlich für die Krankheitsentwicklung.

Der Befall mit *S. nodorum* verursacht beim Weizen eine Reduzierung der Assimilationsfläche. In befallsstarken Jahren kann der Schaden durch *S. nodorum* beim Weizen über 30 % einer möglichen Ernte sein.

#### Anzucht- und Prüfmethode:

Die Voraussetzung für Resistenzprüfungen gegen *S. nodorum* mit Hilfe künstlicher Inokulationen ist die Gewinnung ausreichender Mengen von Infektionsmaterial. Zu diesem Zweck wird der Erreger zunächst von erkrankten, aber noch nicht abgereiften Spelzen oder Blättern des Weizens in Anlehnung an das KOCHSche Platten- und Gussverfahren isoliert. Hierbei werden Pyknosporen zuerst in Wasser und dann in Wasseragar aufgeschwemmt. Bei 20 bis 22 °C keimen die Sporen nach 12 bis 14 Stunden aus. An-

schließlich werden sie unter mikroskopischer Kontrolle herausgeschnitten und auf Malzagar (30 g Malz, 5 g Pepton, 15 g Agar in 1 l H<sub>2</sub>O) in Petrischalen übertragen. Haben diese Kulturen bei Zimmertemperatur genügend Myzel gebildet, können sie zur Sporulation 5 bis 7 Tage lang bei 20 °C unter UV-Licht gestellt werden. Nach 3 bis 5 Tagen bilden sich bereits Pykno­sporen, die dann mit sterilem Wasser aufgeschwemmt werden. Die hergestellte Sporensuspension wird auf zweimal sterilisierte Weizenkörner in Erlenmeyerkolben gegeben. Nach dem Überimpfen sind die Kulturen gut durchzuschütteln. Ein bis zwei Tage später werden sie zur Sporenbildung bei 20 °C unter UV-Licht gestellt. Nach 10 bis 14 Tagen setzt die Sporulation ein. Bei guter Sporenbildung wird das mit *Septoria*-Pykno­sporen behaftete Material bei 20 bis 22 °C getrocknet und in Kühlräumen bei 2 bis 4 °C und einer relativen Luftfeuchtigkeit von 50 bis 60 % aufbewahrt. Das sporulierende Inokulum kann jedoch auch gleich in Wasser aufgeschwemmt und für Inokulationen verwendet werden. Um einen guten Infektionserfolg zu haben, ist es angebracht, solche Pykno­sporensuspensionen zu verwenden, die aus Stammgemischen hergestellt worden sind und Sporendichten von über 1 Mill. Pykno­sporen/ml H<sub>2</sub>O aufweisen. Die Inokulationen mit *S. nodorum* werden nach dem Ährenschieben des Weizens nach einer von BOCKMANN (1962) beschriebenen Methode durchgeführt. Das Ausbringen der Sporensuspensionen sollte abends oder bei möglichst feuchter Witterung mit einer Rückenspritze erfolgen. Je 100 m<sup>2</sup> Versuchsfläche werden im Abstand von 3 - 4 Tagen jeweils 6 l Sporensuspension ausgebracht. Erste Befalls­symptome können bereits 7 bis 8 Tage nach der Inokulation auftreten. Das Ausmaß des Befalls an Fahnenblättern und Ähren wird für Sortenprüfungen mehrmals bonitiert, wobei der prozentuale Anteil befallener Blatt- bzw. und Ährenfläche zu ermitteln ist.

## Literatur

BOCKMANN, H. 1962: Künstliche Freilandinfektionen mit den Erregern der Fuß- und Ährenkrankheiten des Weizens. I. Vorbereitung und Durchführung der Feldinfektion sowie deren Nebenwirkung. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. 10, 153-156.

### 1.11 *Septoria*-Blattdürre des Weizens (Mielke, H.)

#### Erreger: *Septoria tritici* Rob. ex Desm.

Bei feuchter Witterung werden Weizenpflanzen oft schon im Herbst durch *Septoria tritici* befallen. Die Infektion erfolgt zumeist durch Pykno­sporen (imperfekte Form), die in den auf Blättern und Stoppelresten befindlichen Pyknidien (Fruchtkörpern) gebildet werden. Die Hauptfruchtform des Erregers ist *Mycosphaerella graminicola* (Fückel) Schröter. Der Pilz gehört der Klasse der Ascomyceten an (OBST und PAUL 1993).

Vom Erreger *S. tritici* werden zunächst auf den Blättern ovale, zuletzt auch streifenförmige, blassgrünliche, später braune Flecke (Nekrosen) verursacht. Bei milder Witterung befällt der Pilz den Weizen auch in den Wintermonaten, da das Myzel von *S. tritici* bis zum Gefrierpunkt aktiv bleibt. Bedeutsam ist die Befallsausbreitung nach dem Schossen; die Blätter können vollständig vorzeitig absterben (Blattdürre). Der Befall setzt sich von den unteren Blättern nach oben fort. Die Ähren des Weizens werden in unseren Breiten im Gegensatz zur Spelzenbräune (*Septoria nodorum*) von *S. tritici* nicht befallen. Sichere Unterscheidungsmerkmale sind Pyknidien und Pykno­sporen: Die Pyknidien von *S. tritici* sind auf der Blattoberfläche parallel zu den Blattadern zu finden. Die in den Pyknidien entwickelten *S. tritici*-Sporen sind von grau-silbrig aussehendem Schleim umgeben.

#### Bedeutung:

In Europa, vor allem in England, Holland und Dänemark, ist die Blattdürre des Weizens eine gefährliche Krankheit. In Deutschland kommt diese Krankheit alljährlich in den Marschen an der Nordsee und in den

feuchten Höhenlagen vor. In regenreichen und kühlen Jahren tritt diese Blattdürre auch im Binnenland auf. Das Ausmaß der Blattdürre ist im wesentlichen von der Witterung abhängig. In niederschlagsreichen, kühlen Jahren ist mit einem starken Befall im Weizenbau zu rechnen. Der Schaden kann über 25 % betragen und beruht im wesentlichen auf der Verminderung der Tausendkornmasse und der Herabsetzung der Kornzahl je Ähre (MIELKE 1981).

#### **Anzucht- und Prüfmethode:**

Die Prüfung von Weizensorten auf ihr Resistenzverhalten gegenüber *S. tritici* erfolgt mit Hilfe künstlicher Inokulation. Zur Herstellung des Inokulums werden von befallenen Weizenblättern mit sterilem Wasser Pykno-sporen aufgeschwemmt. Anschließend sind Tropfen der entstandenen Pykno-sporensuspensionen auf Malzagar (30 g Malz, 5 g Pepton, 15 Agar in 1 l H<sub>2</sub>O) in Petrischalen auszustreichen. Nach ca. 7 Tagen bei Zimmertemperatur setzt eine starke Sporulation ein.

Um *Septoria tritici*-Inokulum in größeren Mengen herzustellen, werden 5 bis 7 ml der gewonnenen Pykno-sporensuspension auf zweimal sterilisierte Weizenkörner in Erlenmeyerkolben gegossen und durchgeschüttelt. Die Erlenmeyerkolben sind anschließend bei 10 °C Temperatur unter UV-Licht zu stellen. Nach 4 bis 10 Tagen sporulieren die Kulturen. Um das *Septoria tritici*-Infektionsmaterial jederzeit verfügbar zu haben, werden die mit Pykno-sporen behafteten Weizenkörner aus den Erlenmeyerkolben entnommen, im Labor getrocknet und danach im Kühlraum bei 0 bis 4 °C aufbewahrt.

Die Inokulation ist in den zu prüfenden Weizensorten nach Erscheinen der Fahnenblätter durchzuführen. Dazu wird das getrocknete Inokulum 2 bis 3 Stunden lang in Wasser eingeweicht. Die gewonnene Pykno-sporensuspension ist auf eine Sporendichte von mindestens  $4 \times 10^5$  Pykno-sporen/ml Wasser einzustellen. Je 100 m<sup>2</sup> Versuchsfläche werden im Abstand von 3 - 4 Tagen jeweils 6 l Sporensuspension ausgebracht. Die ersten Befallssyptome erscheinen 20 bis 27 Tage nach der Inokulation. Bis zur Teigreife der Weizensorten sollte der Befall an Fahnen- und vorletzten Blättern mehrmals bonitiert werden, wobei der Anteil nekrotisierter Blattfläche in % zu ermitteln ist.

#### **Literatur**

MIELKE, H. 1981: Untersuchungen zur Schadwirkung von *Septoria tritici* Rob. an Winter- und Sommerweizen. Bauernblatt/Landpost **131**, 26-26.

OBST, A., V. PAUL 1993: Krankheiten und Schädlinge des Getreides. Verlag Th. Mann, Gelsenkirchen-Buer.

### **1.12 Partielle Taubährigkeit des Weizens (Mielke, H.)**

**Erreger: *Fusarium culmorum* (W. G. Sm.) Sacc.; *Fusarium graminearum* Schwabe**

#### ***F. culmorum*:**

Die Partielle Taubährigkeit des Weizens kann von mehreren Fusarien-Arten hervorgerufen werden. Während in Süddeutschland überwiegend *Fusarium graminearum* als Erreger dieser Krankheit auftritt, dominiert als wichtigster Erreger in Norddeutschland häufig *Fusarium culmorum*. Bei *F. culmorum* ist bislang keine Hauptfruchtform bekannt (OBST und PAUL 1993). Der Wirtspflanzenkreis des Pilzes ist weitaus größer, als im allgemeinen angenommen wird. Neben Getreide und Mais werden zahlreiche Gräser sowie Erbsen befallen. Die Verbreitung von *F. culmorum* geschieht hauptsächlich durch Konidien, die vor allem durch Wasser (Niederschläge und Tau), aber auch durch Luftströmungen weiter getragen werden können. Bei feuchter und warmer Witterung in den Vorsommer- und Sommermonaten lassen sich nach einer Inkubationszeit von 3 bis 6 Tagen die ersten Befallserscheinungen an den Ähren beobachten. Die

durch *F. culmorum* verursachte Partielle Taubährigkeit äußert sich zuerst im vorzeitigen Ausbleichen einzelner Ährchen und später ganzer Ährenpartien.

### **Bedeutung:**

Neben Ährenmehltau und *Septoria*-Blatt- und Spelzenbräune ist auch die Partielle Taubährigkeit eine gefährliche Ährenkrankheit des Weizens. Mit dem Ährenschieben kommt der Weizen in ein besonders empfindliches Stadium. Bei frühem Befall zu Beginn der Blüte kann *F. culmorum* bis in die Samenanlage vordringen und zerstört diese, ehe das Korn angesetzt wird. Die hohe Empfindlichkeit des Weizens hält bis nach der Blüte an. Mit zunehmender Reife wird der Weizen meist nicht mehr so stark in Mitleidenschaft gezogen.

In Jahren mit epidemiologischem Auftreten sind Ertragsausfälle von 30 % festgestellt worden. Darüber hinaus hat befallener Weizen einen hohen Anteil an Kümmerkorn. Befallene Körner sind in ihrer Keimfähigkeit und Triebkraft geschädigt (OBST und PAUL 1993). Ferner wird die Backqualität durch *F. culmorum* beeinträchtigt (MIELKE und MEYER 1990). Außerdem vermag der Erreger Toxine zu bilden, die bei Mensch und Haustieren Gesundheitsschädigungen hervorrufen (SCHÖBER und KINTZINGER 1988).

### **Anzucht- und Prüfmethode:**

Die Prüfung von Weizen- und Triticalesorten auf ihre Anfälligkeit gegenüber *F. culmorum* erfolgt mittels künstlicher Inokulation. Dazu werden nach einer von BOCKMANN (1962) beschriebenen Methode hergestellte Konidiensuspensionen verwendet. Als wichtigste Vorarbeit für die Gewinnung des Inokulums sind Einzelsporkulturen von befallenen Weizenähren (in Anlehnung an das KOCHsche Platten- und Gußverfahren) herzustellen. Die Einsporkulturen sind auf zweimal sterilisierten Weizenkörnern in Erlenmeyerkolben zu vermehren. Innerhalb von zwei Wochen bei Zimmertemperatur durchwachsen sie die Weizenkörner und entwickeln danach bei 13 bis 14 °C in großer Zahl Konidien. Mehrmaliges Schütteln der Kulturen fördert die Sporulation. Anschließend wird das sporulierende Infektionsmaterial bei 20 bis 22 °C getrocknet und im Kühlraum (0 bis 4 °C) aufbewahrt. Für die Herstellung der Konidiensuspension zur Inokulation steht somit das getrocknete *Fusarium*-Inokulum jederzeit zur Verfügung. Für die Inokulation braucht es nur 2 bis 3 Stunden in Wasser eingeweicht und anschließend auf eine Sporendichte von  $1 \times 10^6$  Konidien/ml H<sub>2</sub>O eingestellt zu werden. Die Inokulation mit *F. culmorum* erfolgt während der Blüte des Weizens (BBCH 61-65). Hierbei sind 6 l einer Konidiensuspension auf 100 m<sup>2</sup> Versuchsfläche auszusprühen. Sicherheitshalber kann die Inokulation innerhalb von 2 bis 6 Tagen wiederholt werden. 8 bis 16 Tage nach der Inokulation können bereits beim Weizen erste Befallssymptome auftreten. Das Ausmaß des Befalls an der Ähre sollte mehrmals festgestellt werden. Hierbei ist der *Fusarium*-Befall in Prozent geschädigter Ährenanlagen zu ermitteln.

### ***F. graminearum*:**

In Süddeutschland und überhaupt in Südeuropa ist *Fusarium graminearum* die häufigste und gefürchtete *Fusarium*-Art, die die Partielle Taubährigkeit im Weizenbau verursacht. Die Hauptfruchtform dieser Fusariose ist *Gibberella zeae* (Schw.) Petch. RINTELEN (1995) fand von der perfekten Form *Gibberella zeae* zwei unterschiedliche Populationen, die sich im Habitat und in der Art ihrer Ausbreitung unterschieden. Vertreter der einen Gruppe bildeten nur sehr selten Perithezien; diese Pilzstämmen waren vor allem im Boden aktiv und griffen als Pathogene vorwiegend Wurzeln und Halmbasen von Gramineen an.

Die Vertreter der anderen Gruppe bildeten reichlich Perithezien aus, die mit Ascosporen mehr die oberirdischen Pflanzenteile wie z. B. Ähren der Gramineen befielen.

*Gibberella zeae* ist normalerweise ein homothallischer Pilz; er gilt als unspezifischer Parasit und hat einen großen Wirtspflanzenkreis (PRILLWITZ 1983). Der Erreger überwintert meist in der imperfekten Form (*F. graminearum*) auf Ernterückständen der Wirtspflanzen Mais und Weizen. Auf Maisstoppeln



kann *F. graminearum* länger als auf Weizenstroh überwintern (OBST 1995). Das auf dem Boden liegende Maisstroh scheint aufgrund seines hohen N-Anteils die Bildung der Hauptfruchtform *Gibberella zeae* zu begünstigen (LEPSCHY und BECK 1995). Im Mai bilden sich auf befallenem Maisstroh und Stoppelresten blauschwarz aussehende Perithezien (150 bis 300 x 100 bis 250 µm) mit Asci (40 bis 85 x 8 bis 15 µm) und Ascosporen (18 bis 27 x 3 bis 5 µm). Die in den Perithezien gebildeten Ascosporen werden bei zunehmender Temperatur (ca. 17 °C) herausgeschleudert und stellen über einen längeren Zeitraum den Ausgangspunkt für die Fusariuminfektion dar. Die Ascosporen verdriften in Weiten von über 35 m und lösen bei Mais und Weizen Infektionen aus, die dann zur Partiellen Taubährigkeit führen. *F. graminearum* beansprucht für eine seine Entwicklung relativ hohe Temperaturen (24 bis 27 °C). Für eine Infektion benötigt dieser Pilz eine recht hohe Luftfeuchtigkeit. Die Inkubationszeit hängt von der Witterung und von der Anfälligkeit der jeweiligen Weizensorte ab. Im günstigsten Falle können bereits nach 3 bis 5 Tagen die ersten Befallssymptome auftreten (PRILLWITZ 1983). *F. graminearum* ist in der Lage, die Korninhaltsstoffe des Getreides, insbesondere des Weizens, zu verändern und vor allem die drei Mykotoxine Deoxynivalenol (DON), Zearalenon (ZEA) und Nivalenol (NIV) zu bilden.

### **Bedeutung:**

Die *Fusarium*-Art *F. graminearum* konnte in den letzten Jahren auch zunehmend in Norddeutschland beobachtet werden. Dieser Schadpilz trat als Erreger der Partiellen Taubährigkeit verstärkt im Weizenbau auf, wenn anfällige Weizensorten vor allem nach Vorfrucht Mais und Weizen angebaut wurden. Pfluglose Bodenbearbeitung sowie feuchtwarme Witterungsbedingungen in den Sommermonaten begünstigten den Befall mit *F. graminearum* im Weizen.

Der Pilz *F. graminearum* weist wie *F. culmorum* eine mehrseitige Schadwirkung auf. Ertragsausfälle durch *F. graminearum* können bis zu 30 % einer möglichen Ernte betragen; die Ertragsverluste resultieren im wesentlichen aus der Herabsetzung der Kornzahl je Ähre und aus der Verminderung der Tausendkorntmasse (TKM). Darüber hinaus werden durch *F. graminearum* die Keimfähigkeit und Triebkraft des Ernte- und Saatgutes beeinträchtigt. Weiterhin werden durch *F. graminearum*, ähnlich wie auch durch *F. culmorum*, die Back- und Brauqualität des Erntegutes in Mitleidenschaft gezogen. Außerdem bildet *F. graminearum* im Erntegut Mykotoxine, die bei Mensch und Tier mit der Nahrungs- und Futteraufnahme zu chronischen Schäden führen können.

### **Anzucht- und Prüfmethode:**

Durch eine geeignete Sortenwahl kann das Fusariumrisiko beim Weizen deutlich reduziert werden. Die Prüfung der Weizensorten auf ihre Anfälligkeit gegen *F. graminearum* erfolgt mit Hilfe künstlicher Inokulation, wobei hergestellte Konidiensuspensionen während der Vollblüte auf die Ähren der zu prüfenden Weizensorten gesprüht werden. Einsporisolate von *F. graminearum* werden zunächst auf PDA-Agarplatten überimpft. Nach dem der Pilz die PDA-Agarplatten mit Myzel durchwachsen hat, werden Myzelstücke in Schüttelkulturen überführt. Das Nährmedium der Schüttelkulturen besteht jeweils aus 1 g Hafermehl und 100 ml Wasser, das in Erlenmeyerkolben 20 Minuten lang autoklaviert wurde. Eine Woche später wird der autoklavierter Hafer (ca. 1,5 kg) im sog. Vernichtungsbeutel (Entsorgungsbeutel aus Polypropylen der Firma Roth) mit jeweils einer Schüttelkultur beimpft. Nach dem die Haferkörner mit *F. graminearum* gut durchwachsen sind, werden sie zwei Stunden lang in Wasser eingeweicht und anschließend auf Frühbeetfenster zur Sporulation ausgelegt. Dies erfolgt Anfang Mai. Nach ca. 2 bis 3 Wochen setzt die Sporenbildung ein. Die mit Sporen besetzten Haferkörner werden im Labor getrocknet und für spätere Inokulationen in Kühlräumen aufbewahrt. Für die Herstellung der Konidiensuspensionen kann nun das sporulierende Kornmaterial (Inokulum) zu jeder Zeit verwendet werden. Die für die künstlichen Inokulationen hergestellten Sporensuspensionen müssen vor ihrer Verwendung auf Konidiendichten kontrolliert werden, da die Sporulation von *F. graminearum* wesentlich geringer ist als diejenige von *F. culmorum*. Im günstigsten Falle können bei den Sporensuspensionen von *F. graminearum* Konidiendichten von  $1 \times 10^5$  Konidien/ml Wasser erreicht werden. Die Inokulationen mit Sporensuspensionen

haben sich als vorteilhaft erwiesen, weil einmal die Abdrift der Konidien nicht oder kaum in Erscheinung tritt und zum anderen die Sortenprüfung mit einem kontrollierten und definierten Infektionsdruck durchgeführt werden kann. Darüber hinaus lassen sich bei dieser Art von Sortenprüfungen Kontrollen und infizierter Weizen nebeneinander anbauen.

## Literatur

- BOCKMANN, H. 1962: Künstliche Freilandinfektionen mit den Erregern der Fuß- und Ährenkrankheiten des Weizens. I. Vorbereitung und Durchführung der Feldinfektion sowie deren Nebenwirkung. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. **10**, 153-156.
- LEPSCHY, J., R. BECK, 1995: Vorkommen und Bedeutung von *Fusarien* und ihren Toxinen im Getreide. Ährenfusariosen des Getreides. Bodenkultur und Pflanzenbau **2**, 65-66.
- MIELKE, H., MEYER, D. 1990: Neuere Untersuchungen zur Bekämpfung der Partiellen Taubährigkeit unter Berücksichtigung der Auswirkungen des Fungizideinsatzes auf Ertragsleistung und Backqualität beim Weizen. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. **42**, 161-170.
- OBST, A. 1995: Neuere Erkenntnisse zur Epidemiologie und Bekämpfung von *Fusarium graminearum* und *F. culmorum*. Ährenfusariosen des Getreides. Bodenkultur und Pflanzenbau. **2**, 15-18.
- OBST, A., V. PAUL 1993: Krankheiten und Schädlinge des Getreides. Verlag T. H. Mann. Gelsenkirchen, 1-184.
- PRILLWITZ, H.G. 1983: Pilzliche Krankheitserreger. In: HEINZE, K. (1983): Schädlinge und Krankheiten im Ackerbau. Wiss. Verlagsgesellschaft mbH Stuttgart, Bd. III, 146-148.
- RINTELEN, J. 1995: Zwei unterschiedliche Populationen von *Gibberella zeae* (*Fusarium graminearum*). Ährenfusariosen des Getreides. Bodenkultur und Pflanzenbau **2**, 55.
- SCHÖBER, B., T. KINTZINGER 1988: Mykotoxine in Winterweizen. Tagungsbericht der Akademie der Landwirtschaftswissenschaften in der ehemal. DDR, Berlin **271**, 315-318.

## 1.13 Mutterkorn (Mielke, H.)

### Erreger: *Claviceps purpurea* (Fr.) Tulasne

Der Erreger des Mutterkorns ist der Pilz *Claviceps purpurea*, ein Ascomycet. Die Entwicklung von *C. purpurea* geht von Sklerotien aus, die im Spätsommer während der Reife des Roggens und der Gräser ausfallen. Im Frühjahr bei Erwärmung des Bodens keimen die Mutterkörner aus. Hierbei bilden sich Fruchtkörper (Perithezienstromata), die aus „Stielen und Köpfchen“ bestehen. In diesen „Köpfchen“ lagern krugförmig die Perithezien (Fruchtkörper). Nach ca. 14 Tagen entwickeln sich in diesen Perithezien Asci (Sporenschläuche) mit Ascosporen; letztere werden herausgeschleudert und mit Luftströmungen fortgetragen. Gelangen die Ascosporen auf Narben frühblühender Gräser, so keimen sie dort aus und lösen erste Infektionen aus (Primärinfektion). Am Fruchtknotengrund der befallenen Gräserblüten bildet sich verdichtetes Myzel mit Konidien. Dabei entsteht Honigtau, der aus einer zuckerhaltigen Flüssigkeit und Konidien besteht. Mit dem Honigtau werden die Konidien des Erregers durch Regen und von Insekten auf blühende Roggenpflanzen getragen. Es kommt dann zur Sekundärinfektion; bald darauf setzt auch dort die Honigtaubildung ein und nach wenigen Tagen bilden sich Mutterkörner. Der Wirtspflanzenkreis des Erregers *C. purpurea* ist sehr groß; die meisten Wirtspflanzen sind Gräser (MÜHLE und BREUEL 1977). Mutterkorn kommt unter den Getreidearten bei dem fremdbefruchteten Roggen am häufigsten vor. Der Grund hierfür ist, dass Roggen gegenüber dem Weizen länger „offen“ blüht. Dadurch können Konidien des Erregers *C. purpurea* leicht auf Narben der Roggenblüten gelangen und eine Infektion auslösen. Dem Hybridroggen steht auf Grund der kleineren Antheren nicht die ausreichende Pollenmenge zur Verfügung, die für eine schnelle Befruchtung der Blüte notwendig wäre (FREI 1992). Dadurch ist bei Hybridroggensorten die Gefahr der Mutterkornbildung eher gegeben, als es bei konventionellen Roggensorten der Fall ist.

### **Bedeutung:**

In den letzten Jahren hat das Auftreten des Mutterkorns vor allem im Hybridroggenanbau zugenommen. Schäden entstehen weniger durch Ertragsverluste als vielmehr durch den Mutterkornbesatz im Erntegut. Mutterkörner im Konsum- und Futtergetreide können in Abhängigkeit vom darin enthaltenen Anteil aufgrund des Alkaloidgehaltes für Mensch und Tier gefährlich werden; aus diesem Grund sind ein ordnungsgemäßer Roggenanbau und die fachgerechte Reinigung des Roggenerntegutes unerlässlich. Zum Schutz für den Verbraucher wurden Höchstgrenzen des Gehaltes an Mutterkorn im Konsum- und Futtergetreide festgelegt.

### **Anzucht- und Prüfmethode:**

Die Resistenzprüfung des Roggens gegenüber *C. purpurea* geschieht stets mit Hilfe der künstlichen Inokulation mit im Labor hergestellter Konidiensuspension zum Zeitpunkt der Roggenvollblüte.

Bei *Claviceps purpurea* beginnt die Anzucht des Inokulums mit der Desinfektion gesammelter Mutterkörner (30 sec. in 25 %iger Natriumhypochloritlösung). Scheibenweise werden die Sklerotien auf Kartoffeldextroseagar (15 g Agar, 4 g Kartoffelextrakt, 20 g Dextrose in 1 l H<sub>2</sub>O) in Petrischalen zum Auskeimen und zur Myzelbildung gelegt. Nach ca. 4 Wochen hat sich bei Zimmertemperatur so viel Myzel gebildet, dass die Anzucht des *Claviceps*-Inokulums in größeren Mengen durchgeführt werden kann. Dazu wird *Claviceps*-Myzel auf zweimal sterilisierte Weizenkörner in Erlenmeyerkolben überimpft. Die Kulturen durchwachsen bei Zimmertemperatur das Nährmedium und bilden nach 4- bis 6-wöchiger Bebrütungszeit ausreichend Konidien.

Zur Herstellung der Konidiensuspensionen wird das sporulierende Kornmaterial zwei Stunden lang in Wasser eingeweicht, anschließend abgeseiht und auf eine Konidiendichte von  $3 \times 10^6$  Konidien/ml H<sub>2</sub>O eingestellt. Die hergestellte Konidiensuspension wird mit einer Rückenspritze ausgebracht; je 100 m<sup>2</sup> Versuchsfläche werden im Abstand von 3 - 4 Tagen jeweils 6 l Konidiensuspension ausgebracht. Ca. 10 Tage nach der Inokulation mit *C. purpurea* erscheint zuerst Honigtau und wenige Tage später sind Mutterkörner festzustellen (MIELKE 1993, 2000).

Die Beurteilung der Roggensorten auf ihre Anfälligkeit gegenüber *C. purpurea* erfolgt während der Gelbreife (BBCH 87) bevor die Mutterkörner abfallen; hierbei ist die Anzahl der mit Mutterkörnern besetzten Ähren von 3 x 1 lfd. m pro Parzelle in Prozent anzugeben.

### **Literatur**

FREI, Anke 1992: Untersuchungen über die Anfälligkeit verschiedener Getreidearten gegenüber *Claviceps purpurea*. Diplomarbeit, Universität Göttingen.

MÜHLE, E., K. Breuel 1977: Das Mutterkorn. Die Neue Brehm-Bücherei. A. Ziemsen Verlag, Wittenberg-Lutherstadt, 48 S.

MIELKE, H. 1993: Untersuchungen zur Bekämpfung des Mutterkorns. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. **45**, 97-102.

MIELKE, H. 2000: Studien über den Erreger *Claviceps purpurea* (Fries) Tulasne und über die Möglichkeit seiner Bekämpfung (unveröffentlicht).

## **1.14 Blattflecken- und Halmbruchkrankheit des Hafers (Mielke, H.)**

### **Erreger: *Septoria avenae* f. sp. *avenae* Frank**

Die Blattflecken- und Halmbruchkrankheit an Hafer wird durch den Erreger *Septoria avenae* hervorgerufen. Die Hauptfruchtform von *S. avenae* ist *Septosphaeria avenaria* f. sp. *avenaria* Weber, ein Ascomycet. Die Infektion geht im wesentlichen von den Pykno-sporen der imperfekten Form aus, die auf Blatt- und Stoppelrückständen gebildet werden. Bei anfälligen Hafersorten kann *S. avenae* auch mit dem Saatgut übertragen werden (PRILLWITZ 1983). Zunächst werden auf den Blättern kleine, violette Flecke

von meist spindelförmiger Form hervorgerufen; an ihnen entstehen mit der Zeit unregelmäßige, blaugraue bis rotgraue Nekrosen, die von einem feinen braunen Rand umsäumt und chlorotischem Hof umgeben sind. Bei starker Infektion können auch mehrere Flecke zusammenfließen (MÜLLER 1963). In den Sommermonaten entwickeln sich auf diesen Flecken braunschwarze Pyknidien, in denen 20 bis 44 µm lange und 3 bis 4 µm breite, dreifach septierte Pykno-sporen gebildet werden (BENADA et al. 1968). Im Juli treten zumeist auf den oberen Blattspreiten violette Flecke als Folgeinfektion auf. Neben Blattspreiten können auch Blattscheiden und der darunter befindliche Halm so stark von *S. avenae* befallen werden, dass es zu einem krankhaften Halmbruch kommt, der unmittelbar vor und während der Reife des Hafers auftritt. Von dem gewöhnlichen Halmbruch an der Halmbasis des Weizens (*Pseudocercospora herpotrichoides*) unterscheidet sich der durch *S. avenae* hervorgerufene Halmbruch dadurch, dass die befallenen Haferhalme auf „halber Höhe“ gebrochen werden. Daher kann dieser Halmbruch als „Hoher Halmbruch“ bezeichnet werden (MIELKE 1975). Blattbefall und Halmbruch werden durch feucht-kühle Witterungsverhältnisse in den Vorsommer- und Sommermonaten gefördert. Auf abgestorbenen Blättern und Halmen des Hafers entwickeln sich schwarz aussehende, eingesenkte Perithezien (60 bis 130 µm), in denen sich die keulenförmigen Asci (30 bis 100 x 10 bis 18 µm) mit jeweils 8 Ascosporen befinden. Die Ascosporen haben ein spindelförmiges Aussehen; sie sind zweireihig angeordnet und weisen drei Querwände auf (SPAAR et al. 1989).

### **Bedeutung:**

Die *Septoria*-Blattflecken- und Halmbruchkrankheit des Hafers tritt vor allem in Küstengebieten der Nord- und Ostsee auf. In Wald- und Knicklagen sowie in feuchten Senken ist diese Haferkrankheit häufig anzutreffen. Dagegen ist der Befall mit *S. avenae* im Binnenland nur vereinzelt zu beobachten. In ausgesprochen trockenen Sommermonaten treten Symptome dieser Krankheit auch in Schleswig-Holstein nicht in Erscheinung. Auf Lehm- und Tonböden ist ein stärkerer Befall mit *S. avenae* als auf Sandböden festzustellen, das dürfte mit den niedrigen Temperaturen und mit der höheren Luftfeuchtigkeit unmittelbar über den Lehm- und Tonböden zusammenhängen. Die Beeinträchtigung der Haferbestände durch *S. avenae* wird in der Praxis meist nicht so wahrgenommen. Der Ertragsausfall kann jedoch bei Hafersorten mit Totallager über 40 % betragen. Die Ertragsverluste entstehen im wesentlichen durch Herabsetzung der Tausendkornmasse (TKM) und verminderter Kornzahl je Rispe (MIELKE 1975).

### **Anzucht- und Prüfmethode:**

Zur Prüfung der Sortenresistenz werden die zu prüfenden Hafersorten in Mikroparzellen (bis zu 1,5 m<sup>2</sup>) ausgesät. Zwischen Schossen und Rispenschieben erfolgt die Inokulation mit *S. avenae*. Als Inokulum werden im Labor hergestellte Myzel- und Pykno-sporen verwendet. Die Inokulation erfolgt mit einer Rückenspritze (mit Dralldüse) ohne Siebeinsatz; dabei werden auf 100 m<sup>2</sup> Versuchsfläche im Abstand von 3 – 4 Tagen jeweils 6 l Myzel- bzw. Pykno-sporensuspension ausgebracht. Die Anzucht und Vermehrung von *S. avenae*-Kulturen erfolgt nach Einsporisolationen, wobei man Einsporisolate auf Malzagar in Petrischalen überimpft. Bei Labortemperatur (18 bis 20 °C) sind die Petrischalen nach 14-tägiger Bebrütungszeit vom Myzel durchwachsen. Das Myzel kann unter Zugabe von Wasser in einem Haushaltsmixer zu einer Myzelsuspension verarbeitet werden, die das Inokulum darstellt. Die Inokulation gelingt jedoch nur, wenn feuchte Witterungsverhältnisse im Freiland herrschen.

Zur Herstellung von Sporensuspensionen wird Myzel aus den Petrischalen auf zweimal autoklavierten Hafer in Erlenmeyerkolben (300 ml) überimpft. Bei Zimmertemperaturen (18 bis 22 °C) sind die *Septoria avenae*-Kulturen nach mehrmaligem Schütteln der Kolben in einer Bebrütungszeit von 14 Tagen durchwachsen. Anschließend werden die Erlenmeyerkolben mit *Septoria avenae*-Kulturen 14 Tage lang unter Blaulicht in Schräglage gelegt. Daraufhin werden die Erlenmeyerkolben gedreht und nochmals unter Schwarzlicht belassen. Nach weiteren 14 Tagen setzt die Sporulation ein. In einer Kühlzelle (+ 5 °C) sollten dann die *Septoria avenae*-Kulturen noch 14 Tage bis zur Inokulation aufbewahrt werden. Zur Vorbereitung der Inokulation wird das sporulierende Infektionsmaterial 2 bis 3 Stunden lang in Lei-

tungswasser aufgeschwemmt. Für die Inokulation hat sich eine Sporensuspension mit  $10^6$  Pyknosporen/ml Wasser als günstig erwiesen. Die Inokulation erfolgt, wie bereits erwähnt, zwischen dem Schossen und Rispenschieben des Hafers. Bei optimalen Temperaturen zwischen 17 und 20 °C und bei hoher rel. Luftfeuchte (über 90 %) dauert die Inkubationszeit nur drei bis vier Tage. Regenreiche kühle Witterung begünstigt eine schnelle Generationsfolge (PRILLWITZ 1983). Der Blattbefall von *S. avenae* ist zu bonitieren, so lange der Hafer noch grün ist; es wird der Prozentsatz befallener Blattoberflächen ermittelt. Das Folgesymptom der Hohe Halmbruch, kann erst unmittelbar vor oder während der Reife des Hafers bonitiert werden; das Lagern der Hafersorten wird prozentual geschätzt (MIELKE 1975).

## Literatur

- BENADA, J., H. VACKE, H.J. MÜLLER, J. DUSEK  
1968: Atlas der Krankheiten und Schädlinge der Getreidepflanzen. Staatlicher Landwirtschaftsverlag, Prag, in Zusammenarbeit mit VEB Deutscher Landwirtschaftsverlag, Berlin, 52-53.
- MIELKE, H. 1975: Über die Blattfleckenkrankheit *Septoria avenae* Frank des Hafers. Mitt. Biol. Bundesanst. Land- Forstwirtschaft. Berlin-Dahlem 163, 41-47.
- MÜLLER, H.J. 1963: Untersuchungen über Blattfleckenkrankheiten des Hafers. II. Pilzliche Blattfleckenerreger des Hafers. Phytopathol. Z. 49, 266-290.
- PRILLWITZ, H. G. 1983: Pilzliche Krankheitserreger. In: HEINZE, K. (1983): Schädlinge und Krankheiten im Ackerbau. Wiss. Verlagsgesellschaft mbH Stuttgart, Bd. III, 180-182.
- SPAAR, D., KLEINHEMPEL, H., FRITZSCHE, R. 1989: Diagnose von Krankheiten und Beschädigungen an Kulturpflanzen Getreide, Mais und Futtergräser. Springer-Verlag Berlin-Heidelberg - New York - London - Paris - Tokyo, 185.

### 1.15 Gerstenflugbrand (Mielke, H.)

#### Erreger: *Ustilago tritici* (Pers.) Rostrup f. *sp. hordei* (Schaffnit) Boerema, Pieters & Hamers

Der Erreger des Gerstenflugbrandes gehört der Gattung der Basidiomyceten an und tritt in physiologischen Rassen auf (OBST und PAUL 1993). Ausgang für eine Infektion sind die Brandsporen des Gerstenflugbrandes, die während der Gerstenblüte vom Wind auf die Narbe blühender Gerstenpflanzen übertragen werden; dort keimen sie aus. Der Keimschlauch dringt durch den Griffel in den Fruchtknoten und wächst in den Embryo (Blüten- bzw. Embryo-Infektion). Ungestört durch die Infektion reift das Korn aus, ohne dass äußerlich etwas erkennbar wäre. Im ausgereiften, infizierten Korn befindet sich der Pilz zwischen dem Embryo und dem anliegenden Schildchen und legt dort ein Ruhestadium ein. Nach der Aussaat und Keimung des Kornes wird der Pilz auch aktiv; dabei dringt er intrazellulär in den Keimling des Kornes ein und wächst intrazellulär unter dem Vegetationskegel her. Mit der Streckung des Halmes wird der Pilz passiv hochgetragen. In den heranreifenden Ähren bildet der Erreger verdichtete Hyphen, aus denen nach der Fruktifikation die Flugbrandsporen erscheinen (PRILLWITZ 1983, OBST und PAUL 1993). Der Gerstenflugbrand ist bereits während der Gerstenblüte erkennbar. Zu dieser Zeit ist die befallene Ähre schon zerstört. Die Ährchen enthalten keine Blüten, sondern eine von einem Häutchen bedeckte Sporenmasse. Die Spelzen sind entweder ganz zerstört oder nur in ihren festen Teilen erhalten, so dass an manchen Flugbrandähren z. T. noch Grannen zu sehen sind. Sobald das Häutchen aufreißt, werden die Brandsporen mit dem Wind verweht, so dass danach nur die Ährenspindeln stehen bleiben. Es gibt auch Gerstenähren, die nur einen Teilbefall aufweisen. In den Wirtspflanzenkreis gehören Winter- auch Sommergerste. Die Wintergerste ist im allgemeinen stärker gefährdet. Das Ausmaß des Flugbrandbefalls hängt im wesentlichen von Witterung, Aussaatzeit und auch von der Anfälligkeit der Sorte ab (NIEMANN 1961).

#### Bedeutung:

Der Flugbrand der Gerste kommt in allen Teilen Deutschlands vor, in denen Gerstenanbau betrieben wird. In früheren Jahren, als die Heißwasserbeize noch nicht angewendet wurde und es die systemischen Beizmittel noch nicht gab, litt die Wintergerste stark unter dem Befall mit Flugbrand. Ertragsausfälle

durch den Gerstenflugbrand waren zu jener Zeit verheerend. Mit der Einführung systemisch wirkender Beizmittel hatte der Gerstenflugbrand an Bedeutung verloren. Gegenwärtig nimmt der Gerstenflugbrand im biologischen Landbau wieder zu und die arbeitsaufwendige Heißwasserbeize sowie die Suche nach weniger anfälligen Gerstensorten werden für den biologischen Landbau wieder aktuell.

#### **Anzucht- und Prüfmethode:**

Die Resistenzprüfung der Sorten erfolgt mit Hilfe künstlicher Inokulation. Als Inokulum dienen gesammelte Ähren mit Brandsporen von frühreifen Gerstensorten. Die Brandsporen werden auf blühende Ähren der zu prüfenden Gerstensorten gestäubt, dabei gelangen die Brandsporen auf die Narben der Gerstenblüten. Um zu einem sicheren Infektionserfolg zu kommen, wird die Inokulation mit Flugbrand nach drei bis vier Tagen wiederholt. Die infizierten Gerstensorten sind nach der Vollreife zu ernten und für die Saat im frühen Herbst aufzubereiten. Die Aussaat der zu prüfenden Wintergerstensorten soll bereits zwischen dem 10. und 20. September erfolgen, damit auch die Gewähr gegeben ist, dass der Flugbrandpilz ohne Verzögerung, rechtzeitig in den Keimling des Gerstenkornes eindringen kann. Die zu prüfenden Wintergerstensorten sind in Mikroparzellen (Horst- oder Drillsaaten) auszusäen.

Erste Anzeichen des Flugbrandbefalls der Gerste sind am vorzeitigen Vergilben der Fahnenblätter unmittelbar vor dem Ährenschieben der Wintergerstensorten zu erkennen. Das Ausmaß des Befalls mit Flugbrand wird während und unmittelbar nach der Gerstenblüte ermittelt, wobei der Prozentsatz befallener Ähren zu ermitteln ist.

#### **Literatur**

Niemann, E. 1961: Flugbrandresistente Gerstensorten. Z. für Pflanzenzüchtung 45, 8-16.  
Obst, A., V. Paul 1993: Krankheiten und Schädlinge des Getreides. Verlag Th. Mann - Gelsenkirchen - Buer.

Prillwitz, H.G. 1983: Pilzliche Krankheitserreger. In: Heinze, K.: Schädlinge und Krankheiten im Ackerbau. Wiss. Verlagsgesellschaft mbH, Stuttgart, Bd. III, 76-77.

### **1.16 Bodenbürtige Viren der Gerste (Huth, W.)**

#### **Erreger: BaYMV; BaMMV; BaYMV-2**

Barley yellow mosaic virus (BaYMV), Barley mild mosaic virus (BaMMV) und Barley yellow mosaic virus-2 (BaYMV-2; Stamm vom BaYMV) sind in Europa weit verbreitete Krankheitserreger der Gerste. Als eng miteinander verwandte Viren gehören sie zur Gattung der Bymoviren. BaMMV und BaYMV unterscheiden sich in ihrer molekularen Struktur und in ihren serologischen Eigenschaften. Wenn im Folgenden nicht auf spezifische Eigenschaften der 3 Gelbmosaikviren der Gerste hingewiesen wird, werden sie vereinfachend als „BaYMV“ zusammengefasst.

#### **Bedeutung:**

Als bodenbürtige, durch *Polymyxa graminis* übertragene Pathogene wird BaYMV leicht innerhalb der Felder oder über größere Entfernungen ausgebreitet. BaYMV und BaMMV kommen heute überwiegend gemeinsam in den meisten Gerstenanbaugebieten Deutschlands vor. Die meisten Felder sind inzwischen vollständig von beiden Viren verseucht. Ein großer Teil der virusverseuchten Felder ist inzwischen auch von BaYMV-2 verseucht. Wegen des großflächigen Vorkommens, der zunehmenden Ausbreitung, der permanenten Verseuchung der Felder sowie des Befalls aller anfälligen Pflanzen auf den verseuchten Flächen gehört „BaYMV“ zu den bedeutendsten Krankheitserregern der Wintergerste. Hochgradig verseuchte Felder bleiben mindestens bis 20 Jahre, abhängig vom Bodentyp sogar bis 50 Jahre, mit rückläufigem Infektionsdruck verseucht. Die Erträge der Pflanzen anfälliger Sorten können um bis zu 80 %

vermindert sein. BaYMV-2 besitzt eine vergleichsweise geringere Aggressivität und wird von den Pflanzen der meisten Sorten gut toleriert.

### **Anzucht- und Prüfmethode:**

In der Züchtung gegenüber „BaYMV“ steht die Immunität als Zuchtziel im Vordergrund. Immune Pflanzen erkranken weder nach mechanischer Inokulation des Virus noch unter natürlichem Infektionsdruck auf hochgradig verseuchten Feldern an der Virose.

Voraussetzungen für den Resistenztest:

Die wesentliche Voraussetzung für eine zuverlässige Aussage über die Resistenz von Gerstesorten gegenüber den „BaYMV“ ist eine Versuchsanlage auf homogen und hochgradig verseuchten Feldern. Die Felder sollten von beiden Viren, BaYMV und BaMMV, und darüber hinaus, wegen seiner zunehmenden Ausbreitung, auch von BaYMV-2 verseucht sein. Der Verseuchungsgrad dieser Felder muss so hoch sein, dass alle Pflanzen anfälliger Sorten an der Virose erkranken. Unterschiedliche Zahlen befallener Pflanzen innerhalb von Sorten sind deshalb kein Ausdruck unterschiedlicher Resistenzeigenschaften.

Versuchsanlage:

Wegen der ja/nein-Entscheidung zur Bewertung der Immunität oder Anfälligkeit, ist der Test auf Resistenz gegenüber „BaYMV“ sehr einfach. Unter der Voraussetzung homogener Sorten kann die Zahl der Pflanzen pro Testsorte auf ein Minimum reduziert werden. Praktikabel sind Drillreihen von etwa 1 m Länge. Auf Wiederholungen kann bei homogener Verseuchung der Felder in der Regel verzichtet werden. Die Aussaat sollte standortabhängig, jedoch möglichst nicht später als Ende September erfolgen. Eine spätere Aussaat kann bei frühem Wintereinbruch zum Befall einer nur begrenzten Zahl Pflanzen führen. Zur Beurteilung des Infektionsdruckes ist die Aussaat immuner aber auch nicht immuner Sorten an mehreren Stellen innerhalb der Versuchsanlage vorzusehen.

Bonitur der Symptome:

Bereits ausgangs des Winters, mit einsetzendem Wachstum der Pflanzen erscheinen zunächst auf den Herzblättern gelbe Strichel oder Streifen, die später auf den vergrößerten Blättern ggf. den größten Teil der Blattfläche überziehen. Auf Feldern, die nur von BaMMV verseucht sind kann die Symptombildung erst ab April beginnen. Andererseits sind Blattvergilbungen an den ausschließlich mit BaYMV-2 infizierten Pflanzen in manchen Jahren abhängig vom Temperaturverlauf nur während einer verhältnismäßig kurzen Zeit von 14 Tagen deutlich sichtbar.

Befallsdiagnose:

Wegen der charakteristischen, für alle zur Zeit vorkommenden Viren, an den Pflanzen verursachten Symptome, ist eine Differenzierung allein zur Resistenzbestimmung nicht erforderlich, zumal die zur Zeit verfügbaren Sorten gegen beide Viren, BaYMV und BaMMV, immun sind und BaYMV-2 serologisch nicht von BaYMV zu unterscheiden ist. Der Nachweis von BaYMV-2 kann derzeit lediglich anhand von Differentialsorten erfolgen, die immun gegenüber BaYMV und BaMMV sind.

Bewertung der Ergebnisse:

Bei der Bewertung der Immunität wird ausschließlich der Befall oder die Befallsfreiheit aller Pflanzen berücksichtigt. Für genetisch homogene Sorten gibt es deshalb nur zwei Bewertungsstufen:

„anfällig“	Bewertungsziffer „9“ des BSA Hannover und
„nicht anfällig“ (immun)	Bewertungsziffer „1“.

Zwischennoten, „2“ oder „3“, können vergeben werden, wenn innerhalb nachweislich immuner Pflanzen einer Sorte ein Anteil von unter 10 % bzw. 20 % der Pflanzen von Viren befallen ist. Diesen Sorten wird, da ein Nachweis vom Versuchsansteller nicht erbracht werden kann, eine genetische Inhomogenität un-

terstellt. Sorten mit mehr als 20 % infizierter Pflanzen werden mit der Note „5“, mit mehr als 40 % als „anfällig“ mit der Note „9“ bewertet. Nur Sorten mit der Boniturnote „1“ werden durch das Bundessortennam als resistent (immun) anerkannt.

Agronomische Parameter (Halmlängen, Zahl Ähren, Kornertrag) werden in der Bewertung nicht berücksichtigt. Gegenwärtig wird die Resistenz gegenüber BaYMV/BaMMV und BaYMV-2 noch auf separaten Feldern geprüft und die Ergebnisse getrennt bewertet. Bei zunehmender Ausbreitung wird es aber schwieriger, BaYMV-2-freie Felder zu finden.

Reproduzierbarkeit der Ergebnisse:

Immunität ist die höchste Form der Resistenz einer Pflanze gegenüber einem Pathogen. Sie wird monogen vererbt und kann nicht durch Umwelteinflüsse gebrochen werden. Die Immunität aller, seit der Entdeckung von BaYMV und BaMMV, gezüchteten Sorten ist bis heute stabil geblieben. Wegen der Pathogenspezifität, ist die Anfälligkeit der BaYMV/BaMMV-immunen Sorten gegenüber BaYMV-2, fälschlich als Resistenzbrechung definiert, auf das Fehlen des entsprechenden Immunitätsgens zurückzuführen.

Mechanische Virusinokulation zur Resistenzbestimmung:

Wegen der Instabilität von „BaYMV“ außerhalb der lebenden Zellen erkrankt meist nur eine geringe Zahl anfälliger Pflanzen nach Abreiben eines Pflanzenpresssaftes. Deshalb ist die für eine sichere Aussage über die Resistenzeigenschaften der Pflanze notwendige Voraussetzung, nämlich der vollständige Befall aller Pflanzen einer homogenen Sorte, selten gewährleistet. Neben der Instabilität der Viren resultieren unterschiedliche Zahlen infizierter Pflanzen nach Versuchen mechanischer Virusübertragung auch aus einer mehr oder weniger großen Geschicklichkeit des Experimentators. Sie vermitteln keinen Hinweis auf Resistenzeigenschaften. Für eine definitive Bewertung der Resistenzeigenschaft gegenüber „BaYMV“ sind Versuche einer mechanischen Virusübertragung ungeeignet.

## 1.17 Gelbverzwergungsvirus der Gerste (Huth, W.)

### Erreger: BYDV

Unter dem Begriff „Gelbverzwergungsvirus der Gerste“ [Barley yellow dwarf virus; „BYDV“] werden mehrere Viren (Barley yellow dwarf Luteovirus-PAV und -MAV, Cereal yellow dwarf Polerovirus (CYDV; früher BYDV-RPV) und das noch nicht klassifizierte Barley yellow dwarf-RMV] zusammengefasst, die sich in ihren serologischen Eigenschaften und ihrer molekularen Struktur signifikant voneinander unterscheiden. Das Vorkommen weiterer, in anderen Ländern bereits nachgewiesener Viren ist nicht auszuschließen. Alle Viren verursachen vergleichbare Symptome an den befallenen Pflanzen. Im Folgenden wird „BYDV“ stellvertretend für alle Viren und Virusstämme verwendet.

### Bedeutung:

Die Viren werden ausschließlich persistent durch mehrere auf Getreide siedelnde Blattlausarten (*Rhopalosiphum padi*, *Rh. maidis*, *Sitobium avenae* sowie *Metopolophium dirrhodum*) übertragen und ausgebreitet. „BYDV“ kommt in allen Regionen Deutschlands vor. Die Ertragsschäden der befallenen Pflanzen sind von deren Entwicklungsstadium zur Zeit des Befalls, deren Resistenzeigenschaften, dem Witterungsverlauf während der gesamten Vegetationsperiode, der Abundanz der Blattläuse und von der Aggressivität des Virus oder Virusstammes abhängig. Die durchschnittliche Zahl mit „BYDV“ infizierter Pflanzen in Schlägen von Wintergerste liegt bei etwa 5 %. Er liegt in Jahren mit langanhaltend milder Witterung im Herbst und vornehmlich im Westen Deutschlands mit durchschnittlich 10 bis 20 % auch darüber. Die Zahl befallener Pflanzen erhöht sich nach ansteigender Abundanz der Blattläuse Ende Mai bis Juni/Juli auf über 50 % jedoch ohne Relevanz auf die Ertragsleistung des Wintergetreides. Von den



Getreidarten reagiert Sommergetreide am empfindlichsten, Winterweizen am unempfindlichsten auf den Befall.

Abhängig vom Toleranzgrad der Sorten und vom Entwicklungsstadium der Pflanzen zur Zeit der Infektion reichen die Reaktionen nach Virusbefall von Totalausfall bis zu nur unbedeutenden Ertragsminderungen. Nachweislich durch BYDV verursachte, ökonomisch bedeutsame Ertragseinbußen waren, vermutlich auch wegen des prophylaktischen, oft routinemäßigen und deshalb oft unbegründeten Insektizideinsatzes, bisher selten. Die Ertragsschäden Ende der 80er Jahre waren vornehmlich auf Sekundärbefall durch *Fusarium* spp. zurückzuführen.

### **Anzucht- und Prüfmethode:**

Da alle Pflanzen jeder Getreideart, Gerste, Weizen, Hafer aber auch Mais, von BYDV befallen werden können, können resistente Pflanzen nur innerhalb der anfälligen Pflanzen gefunden werden. Trotz gegenwärtig noch fehlender Akzeptanz und entgegen der allgemein bekannten Definition des Begriffes wird diese Form der Resistenz im folgenden als Toleranz bezeichnet. Die Toleranz ist die häufigste Form der Resistenz.

Vorbedingungen:

Die Voraussetzung für verwertbare Testergebnisse, Infektionen aller Pflanzen während eines gleichen, frühen Entwicklungsstadiums, ist in der Natur in keiner Region in Deutschland oder in Europa gewährleistet. Deshalb werden die Virusinokulationen während des Kolooptil- bis 1-Blattstadiums der Pflanzen ausschließlich künstlich unter kontrollierten Bedingungen durchgeführt. Zur Symptomausprägung unter natürlichen Stressfaktoren werden die infizierten Pflanzen ins Versuchsfeld gepflanzt. Wegen der unterschiedlichen Aggressivität existierender Virusstämme müssen zur Vergleichbarkeit der Ergebnisse alle Tests auch in folgenden Jahren mit demselben Virusisolat definierter Aggressivität (z. B. BYDV-PAV-Bs) verwendet werden.

Pflanzenanzucht und Virusinokulation:

In je zwei separaten Aussaatschalen (19 x 30cm) werden je 15 Körner von 8 Sorten in Reihen (19 cm) eng ausgesät und in Klimakammern oder im Gewächshaus angezogen. Die Aussaat des Sommergetreides erfolgt im März, die des Wintergetreides im September. Im Keimblattstadium werden die Pflanzen nur einer der beiden Schalen mit 5 bis 10 virusinfizierten Blattläusen (s. u.) besetzt. Nach einer Saugzeit von 3 bis 4 Tagen werden die Blattläuse mit einem Insektizid abgetötet. Die Pflanzen der zweiten Schale bleiben virusfrei und dienen später als Kontrollpflanzen. In Multitöpfe getopft, werden die Pflanzen beider Schalen zunächst zur Akklimation und vor allem zur Bildung eines Wurzelballens außerhalb des Gewächshauses aufgestellt, um Mitte bis Ende April (Sommergetreide) bzw. Anfang bis Mitte November (Wintergetreide) im Versuchsfeld ausgepflanzt zu werden. Je 12 mit BYDV infizierte Pflanzen und nicht infizierte Kontrollpflanzen derselben Sorte werden in benachbarten Reihen von 1 m Länge ausgepflanzt. Der Reihenabstand beträgt 15 bis 20 cm. Die Versuchsanlage wird während der gesamten Vegetationsperiode bis zur Ernte durch geeignete Netze überdeckt und vor Vogelfraß geschützt. Von weiteren Pflanzenschutzmaßnahmen sind Herbizideinsatz gegen übermäßigem Unkrautbesatz und ortsübliche Düngung vorzusehen.

Feldbonituren:

In den Frühjahrs- und Sommermonaten wird die Entwicklung der infizierten Pflanzen zunächst visuell kontrolliert und mit der nicht infizierten Kontrollpflanzen verglichen. Mit Virus infizierte Pflanzen sind in der Regel an, gegenüber virusfreien Pflanzen, verkürzten Halmen und verringerter Zahl Halme zu erkennen. Die Reaktion der Pflanzen einer Sorte auf den Befall ist gleichartig. Vergilbungen, die aus dem Virusnamen abgeleitet erwartet werden, sind äußerst selten. Eine serologische Kontrolle (TPIA) der Virusinfektion wird nur dann durchgeführt, wenn sich der Habitus aller oder nur einzelner Pflanzen nicht signifikant von dem der Kontrollpflanzen unterscheidet. Pflanzen, in denen kein Virus nachgewiesen

wird, sind lediglich durch Zufall virusfrei geblieben. Sie werden eliminiert und bei der späteren Resistenzbeurteilung nicht berücksichtigt. Zum Schutz der Kontrollpflanzen vor Virusinfektionen wird die Anlage zur Zeit größter Blattlausabundanz in den Monaten Mai bis Juni bei Bedarf bis zu dreimal wöchentlich mit Insektiziden behandelt.

Bewertung der Toleranzeigenschaften:

Zur Bestimmung der Toleranzeigenschaften wird ausschließlich der Kornertrag, dem einzigen praxisrelevanten Parameter, berücksichtigt. Aus dem Verhältnis der Kornerträge infizierter und nicht infizierter Pflanzen wird der „relative Kornertrag“ (RKE; %) errechnet. Er allein gibt konkret Hinweis auf die Ertragsminderung der Sorten nach Virusbefall. Zur Bestimmung der „Toleranzgrade“ (TG) werden die RKE der Testsorten ins Verhältnis zum RKE der toleranten Vergleichssorten gesetzt. Bei Wintergerste werden zur Zeit cv. „Vixen“ und cv. „Post“, bei Sommergerste cv. „Atlas 64“, bei Hafer cv. „Prairie“, bei Sommerweizen cv. „Milan“ und bei Winterweizen cv. „Ural“ als tolerante Vergleichssorten verwendet. Sorten mit TGs zwischen 0,7 und 1,0 werden als tolerant, von 0,4 bis 0,7 als moderat tolerant und von 0 bis 0,4 als nicht tolerant bezeichnet.

Blattlaus- und Viruskulturen:

Die Durchführung von Tests auf Resistenz gegenüber BYDV erfordert die Aufrechterhaltung einer permanent virusinfizierten Blattlauspopulation. Sie wird zur Vermeidung einer Durchmischung mit anderen Virusstämmen und eines Befalls der Blattläuse durch Parasiten isoliert in Klimakammern an Wintergerste bei 6000 lx und 18 bis 22 °C kultiviert. Werden die Tests von mehreren Prüfstellen durchgeführt, was prinzipiell nicht notwendig ist, muss die Verwendung des gleichen oder eines in seiner Aggressivität vergleichbaren Virusisolates gewährleistet sein.

Reproduzierbarkeit der Ergebnisse:

Toleranz ist die einzige, höchst erreichbare Form der Resistenz pathogenanfälliger Pflanzen. Bei dieser Form der Resistenz muss jedoch realisiert werden, dass die Entwicklung und die Ertragsbildung der bereits durch Virusinfektion gestressten Pflanzen toleranter und nicht toleranter Sorten von weiteren Stressfaktoren beachtlich beeinflusst wird. Die Pflanzen einer Sorte reagieren deshalb jährlich und regional unterschiedlich mit beachtlichen Ertragsschwankungen, die sich auch auf die RKE auswirken. Mit der Berechnung der TG werden die sich auf alle infizierten und nicht infizierten Pflanzen auswirkenden Umweltfaktoren kompensiert. Sie sind innerhalb eines engen Schwankungsbereiches relativ stabil und damit reproduzierbar. Diese Methode führt anders als bei auf nicht resistenzrelevanten Parametern (z. B. Zahl infizierter Pflanzen) beruhenden Methoden, zu einer realistischen Beurteilung der Resistenzeigenschaften anfälliger Pflanzen. Sie kann in abgewandelter, an das jeweilige Pathosystem angepasster Form als Grundlage für Tests auf Resistenz anfälliger Pflanzen gegenüber anderen Pathogenen, auch Pilzen und Bakterien, übertragen werden. Ihre Anwendung und die Interpretation der Ergebnisse setzt aber eine realistische Einschätzung der Leistungsfähigkeit toleranter Pflanzen voraus.

## 1.18 Kronenrost an Weidelgräsern (Flath, K.)

**Erreger: *Puccinia coronata* Corda var. *coronata***

Der Erreger des Kronenrostes, *Puccinia coronata* var. *coronata*, befällt praktisch alle Futtergrasarten. Die von verschiedenen Wirtspflanzen isolierten Herkünfte weisen hinsichtlich ihres Wirtspflanzenkreises vielfach eine beachtliche Spezialisierung auf. Auch zwischen verschiedenen Grasarten und -sorten konnten deutliche Befallsunterschiede nachgewiesen werden (CAGAŠ 1978). Der Name Kronenrost weist auf die Gestalt der Teleutosporen (Wintersporen) hin, die am Scheitel ungleich lange, seitlich oder aufwärts gerichtete Fortsätze bilden. Der Pilz ist wirtswechselnd. Auf den Hauptwirten bilden sich in erster Linie

blattoberseits die orangeroten Uredosporenlager (Sommersporenlager). Gegen Ende der Vegetationszeit treten die schwarz gefärbten Teleutosporenlager auf. Sie dienen der Überwinterung des Pilzes auf Ernterückständen, keimen im Frühjahr aus und bilden die Basidiosporen, welche den Zwischenwirt (Kreuzdorn) infizieren.

### **Bedeutung:**

Kronenrost gehört zu den verbreitetsten Rostpilzen in Kulturgrasbeständen und kann vor allem bei *Lolium*-Gräsern hohe Ertrags- und Qualitätsverluste verursachen, die sich in einer Verminderung des Grünmasseertrages, einer Erhöhung des Anteils trockener Blätter und einer Veränderung der botanischen Zusammensetzung der Gräserbestände äußern (CAGAŠ 1978). Zusätzlich vermindert Kronenrostbefall den Gehalt an wasserlöslichen Kohlenhydraten (CARR et al. 1972) und die Verdaulichkeit der Pflanzengewebe. Dies bedeutet in der Grünlandwirtschaft einen verminderten Futterwert und in der Saatgutvermehrung eine schlechte Kornausbildung. Die Höhe der Verluste hängt von den Klimabedingungen des Standortes sowie der Nutzungsart und -intensität der Bestände ab. Starker Befall kann sich in Mitteleuropa vor allem im Spätsommer und Herbst entwickeln, wenn längere Perioden mit warmer, sonniger Witterung und taunassen Nächten vorherrschen (BIRKENSTAEDT 1990).

### **Anzucht- und Prüfmethode:**

Die zuverlässige Bewertung der Kronenrostresistenz von Weidelgrassorten ist unter Feldbedingungen nur bei ausreichendem Befallsdruck möglich, der stark von den Umweltbedingungen abhängig ist. Deshalb erfolgen die Resistenzprüfungen im Gewächshaus bzw. Klimaraum. Dazu werden von jeder zu prüfenden Grassorte 25 Samen in vierfacher Wiederholung in Multitopfpaletten mit einem Gemisch aus Floraton-Erde und Sand (Verhältnis 1:1) ausgelegt und für 17 Tage bei einer Temperatur von 19 bis 20 °C und einer relativen Luftfeuchte von 75 % im Gewächshaus kultiviert. In den Wintermonaten hat sich eine 12-stündige Zusatzbeleuchtung der Pflanzen als günstig erwiesen. Während der Wachstumszeit werden die Weidelgräser 4 und 8 Wochen nach der Aussaat zurückgeschnitten.

Für die künstliche Inokulation ist eine ausreichende Menge keimfähiger Uredosporen erforderlich. Diese werden auf verschiedenen Sorten des Deutschen („Lipondo“ und „Gremie“) und Welschen Weidelgrases („Ligrande“ und „Limulta“) im Gewächshaus vermehrt. Die Sporengewinnung erfolgt durch mehrmaliges Abschütteln auf Pergamentpapier und kann 2 Wochen nach der Inokulation beginnen. Anschließend werden die geernteten Sporen durch mehrmaliges Sieben von Verunreinigungen getrennt und für maximal 3 Monate im Kühlschrank über mit Glycerin gefüllten Plastikschaalen aufbewahrt. Die Inokulation der Prüfsorten erfolgt mit einem Gemisch aus einer deutschen (D 84/85), einer französischen (Orleans) und einer tschechischen (CS 87) Herkunft. Zum ersten Inokulationszeitpunkt sind die Pflanzen ca. 2 Monate alt und haben das Stadium der Bestockung erreicht. Sie werden in Aquarien gestellt, von unten gewässert, mit feinem Wassernebel besprüht und anschließend mittels eines Pulverbläfers (Medizinbedarf) inokuliert. Für 25 Pflanzen benötigt man 10 mg Sporen der 3 Kronenrostherkünfte zu gleichen Anteilen, vermischt mit Talkum. Die für eine erfolgreiche Infektion notwendige relative Luftfeuchte von 100 % wird durch Verschließen der Aquarien mit Haushaltsfolie für die Dauer von 2 Tagen erreicht. Für größere Sortimenten hat sich eine zweitägige Abdeckung der Pflanzen mit durchsichtigen Folien als geeignet erwiesen. Nach dem Entfernen der Folien kann die Inokulation noch einmal wiederholt werden.

Die Bonitur der prozentual befallenen Blattfläche erfolgt 2 Wochen nach der Inokulation. Dabei kann die Verwendung des von PETERSEN et al. (1948) entwickelten Befallsschemas oder des von DÖLZ und DÖLZ (1988) erarbeiteten Computerprogramms zur Erstellung von Boniturschlüsseln hilfreich sein.

Da für die derzeit durchgeführten Sortenprüfungen erhebliche Gewächshauskapazität erforderlich ist, soll zukünftig ein von LELLBACH (1994) entwickelter Blattstückentest eingesetzt werden. Dieser Test eignet sich auch für die Identifizierung von Kronenrostresistenzgenen in *Lolium* spp., die mit Hilfe molekularer Marker lokalisiert werden sollen (LELLBACH 1999).

## Literatur

- BIRKENSTAEDT, E. 1990: Entwicklung von Methoden für die Selektion auf Kronenrostresistenz bei *Lolium* spp. aus phytopathologischer Sicht. Inaugural-Dissertation, Universität Bonn.
- CARR, A.J.H., P.L. CATHERALL, A. BROOK, J.A. BROOK, P.W. WILKINS 1972: Disease in the grass crop - problems and progress. Annual Report Welsh Plant Breeding Station Aberystwyth, 177-193.
- CAGAŠ, B. 1978: Zum Wirtspflanzenkreis des Kronenrostes (*Puccinia coronata* Corda var. *coronata*). Česká Mykologie **32**, 174-181.
- DÖLZ, A., R. DÖLZ 1988: Flexibles Computerprogramm zur Erstellung von Boniturschlüsseln. 46. Deutsche Pflanzenschutztagung in Regensburg. Mitt. Biol. Bundesanst. Land- Forstwirtschaft. Berlin Dahlem **245**, 234.
- LELLBACH, H. 1994: Blattstück-Test zur Beurteilung der Resistenz gegen Kronenrost (*Puccinia coronata*) bei *Lolium* spp.; 36. Fachtagung des DLG-Ausschusses Gräser, Klee und Zwischenfrüchte am 7. und 8. Dezember 1994 in Fulda. 89-97.
- LELLBACH, H. 1999: Genetische Analyse der Resistenz gegen *Puccinia coronata* in *Lolium perenne*. Vortr. Pflanzenzüchtg. **46**, 177-180.
- PETERSEN, R.F., A.B. CHAMPELL, A.E. HANNAH 1948: A diagrammatic scale for estimating rust intensity on leaves and stems of cereals. Can. J. Res. **26**, 496-500.

## 2 Raps

### 2.1 Wurzelhals- und Stängelfäule (Garbe, V.)

**Erreger:** *Leptosphaeria maculans* (Desm.) Ces. Et de Not.  
**Anamorph:** *Phoma lingam* (Tode ex Fr.) Desm.

Der Erreger der Wurzelhals- und Stängelfäule *Leptosphaeria maculans* gehört zu den Ascomyceten. Neben Raps werden alle Kohlarten, Kohlrübe und Stoppelrübe befallen, ferner *Brassica rapa*, *Raphanus* spp., *Sinapis alba*, *S. arvensis*, *Armoracia rusticana* und *Cheiranthus cheiri*. Unkrautarten dienen ebenfalls als Wirtspflanzen und können somit zu einer Übertragung des Erregers beitragen. Verschiedene Stämme des Erregers mit unterschiedlicher Virulenz sind bekannt (4 Pathogenitätsgruppen); hochvirulente Gruppen kommen scheinbar besonders an Raps vor. Der Pilz verursacht nekrotische Schadsymptome an den Blättern, am Stängel und am Wurzelhals, die durch einen dunkelbraunen deutlich abgegrenzten Rand zu erkennen sind. Häufig findet man in der Mitte der grauen Flecke kleine dunkle Pyknidien, die Pyknosporen zur weiteren Ausbreitung des Pilzes entlassen. Die Übertragung des Pilzes erfolgt ausgehend von Ernterückständen, die im oder auf dem Boden liegen. Dort keimen in Fruchtkörpern geschlechtlich gebildete Ascosporen oder ungeschlechtlich gebildete Pyknosporen aus, die mit dem Wind (Ascosporen) oder mit dem Regen (Ascosporen, Pyknosporen) weiterverbreitet werden und dann neue Infektionen auslösen können. Temperaturen im Bereich um +15 °C, hohe Luftfeuchtigkeit und intensive Lichteinwirkung fördern die Entwicklung des Pilzes.

#### **Bedeutung:**

Die Wurzelhals- und Stängelfäule tritt weltweit auf und kommt in der Bundesrepublik Deutschland in allen Rapsanbauregionen vor. Je nach Befallsintensität und Termin der Infektion, sowie allgemeinen Witterungsbedingungen und Sortenanfälligkeit liegen die Ertragsausfälle zwischen wenigen Prozent bis zu 50 %. Hohe Ertragsausfälle treten bei frühen Infektionen im Herbst auf. Insbesondere eine frühzeitige Verkokung des Wurzelhalses, die häufig mit einem Umknicken der Pflanzen verbunden ist, führt zu starken Ertragsverlusten. Auch Stängelinfektionen können zu einer Ertragsverminderung führen, hierbei wird der Assimilatstrom und damit die Kornbildung beeinträchtigt. Im Hinblick auf den Ertrag ist der

Blattbefall von geringerer Bedeutung, allerdings ist er für die Ausbreitung des Pilzes im Bestand von hoher Relevanz.

**Anzucht- und Prüfmethode:**

Die Feststellung des Krankheitsbefalls erfolgt anhand der Befallssymptome am Wurzelhals und am Stängel. Befallsbonituren der Blätter führen nicht zu einer aussagekräftigen Einstufung der Anfälligkeit der Sorten. Die Befallseinstufung ist in Freilandversuchen in einem einheitlichen Entwicklungsstadium vorzunehmen, um abreifebedingte Befallsunterschiede zwischen den Sorten, bzw. Prüfstämmen zu vermeiden. Die Befallsbonitur hat zwischen den Entwicklungsstadien BBCH 79 - 81 zu erfolgen. Pro Parzelle sind 25 Einzelpflanzen aus dem Bestand zu entnehmen (5 x 5 Pflanzen über die Parzelle verteilt, bei Versuchen mit vierfacher Wiederholung entspricht dies 100 Pflanzen). Die Pflanzen müssen für die Bonitur sauber sein, ggf. sind sie zu waschen.

Um die Pflanzen leichter bonitieren zu können, ist es empfehlenswert, sie auf eine Länge von ca. 50 cm einzukürzen. Eine Anhebung des Infektionsniveaus ist zu erzielen, indem die Parzellen mit Rapsstopeln eingestreut werden, die mit der Wurzelhals- und Stängelfäule befallen sind. An Standorten mit geringen Niederschlägen ist es ggf. angebracht, eine Beregnung des Versuches im Jugendstadium der Rapspflanzen vorzunehmen, um einen hohen Sporenausstoß zu erreichen. Die Bonitur wird nach einem Schema von 1 bis 9 vorgenommen (Tab. 12), in Zweifelsfällen sind die Pflanzen aufzuschneiden, um eine exakte Bonitur zu ermöglichen.

**Tab. 12:** Boniturschema

Boniturnote	Symptomausprägung
1	kein Befall
2	einzelne kleine, nicht tief gehende Flecke (nur die Epidermis erfasst) am Stängel und / oder Wurzelhals
3	nicht tief gehende Flecke am Stängel und /oder geringe, nicht tief gehende Verkorkung am Wurzelhals
5	Verkorkung gut sichtbar: Wurzelhals umfassend, aber nicht tief oder einseitig tief verkorkt (ca. ½ Wurzelhals) und/oder tiefer eingedrungene Befallsstellen am Stängel. Die Pflanze ist zur Zeit der Bonitur noch grün.
7	Wurzelhals stark verkorkt, tiefe Einschnürungen und / oder tief eingedrungene Befallsstellen am Stängel, die ihn eintrocknen oder auch erweichen können. Pyknidien sind meistens vorhanden. Die Pflanze beginnt zur Zeit der Bonitur (BBCH 79 - 81) zu vergilben.
9	Wurzelhals stark und sehr tief verkorkt, sehr wenig oder keine Verbindung mit der Wurzel und / oder ausgedehnte, tief gehende Befallsstellen am Stängel. Die Pflanze ist vorzeitig reif oder bereits abgestorben.

Die Zwischenwerte 4, 6 und 8 werden ebenfalls bonitiert. Ausgedehnte braune Flecke am Stängel sind bei einem starken Befall mit einem Befallsgrad höher zu bewerten.

**Literatur**

KRÜGER, W. 1982: Die Wurzelhals- und Stängelfäule des Rapses, verursacht durch *Phoma lingam* (stat. Gen. *Leptosphaeria maculans*), eine schwer bekämpfbare Krankheit. Z. PflKrankh. PflSchutz **89**, 498-507.

## 2.2 Rapswelke oder *Verticillium*-Stängelfäule (Garbe, V.)

### Erreger: *Verticillium dahliae* Kleb subsp. *longisporum*

Die Rapswelke wird durch den Erreger *Verticillium dahliae* verursacht. Der Pilz gehört zur Gruppe der Deuteromyceten. Der Erreger ist bodenbürtig, befällt die Wurzel des Rapses und dringt von dort in den Wurzelhals und den Stängel der Pflanzen vor. Die Infektion des Pilzes geht von Mikrosklerotien (Dauerkörper, Myzelverfestigungen) aus, die im Sommer im absterbenden Pflanzengewebe gebildet werden. Diese gelangen durch Ernterückstände in den Boden und können bis zu zehn Jahre überdauern. Die Verbreitung erfolgt durch Regenspritzer, mit Pflanzenresten oder Bodenpartikeln, an denen die Dauerkörper anhaften. Eine weitere Verbreitungsmöglichkeit ist durch infiziertes Saatgut gegeben, die nach dem bisherigen Stand der Kenntnisse allerdings von geringer Bedeutung sein dürfte. Bodenfeuchte fördert die Infektion des Pilzes, die Ausbreitung kann innerhalb eines breiten Temperaturbereiches erfolgen. Der Erreger ist äußerst schwer zu bekämpfen, neben Fruchtfolgemaßnahmen ist die Resistenz von Sorten die einzige Möglichkeit, Ertragsausfälle zu vermeiden oder zu reduzieren.

### Bedeutung:

Die Rapswelke scheint in allen Rapsanbaugebieten der Bundesrepublik verbreitet zu sein, gerade in Gebieten mit hoher Rapsanbaudichte ist sie von Bedeutung. Je nach Verseuchungsgrad des Bodens, dem Witterungsverlauf und weiteren Einflussfaktoren können Ertragsverluste zwischen 10 % und 50 % eintreten. Die Verluste sind dadurch bedingt, dass der Nährstofffluss in den Gefäßen vermindert oder unterbunden wird. Die Kornausbildung der Pflanzen wird beeinträchtigt, im extremen Fall sterben die Pflanzen vorzeitig ab.

### Anzucht und Prüfmethode:

Die exakte Ermittlung des Befallsgrades ist erst direkt nach der Ernte möglich (ab BBCH 89). Die Befallsfeststellung erfolgt in Freilandversuchen mit 4-facher Wiederholung. Die Bonitur erfolgt nach dem Ausgraben und Aufschneiden von Pflanzenstoppeln (Länge ca. 40-50 cm). Pro Parzelle und Wiederholung werden jeweils 25 Pflanzen entnommen und untersucht. Wesentliches Kriterium für die Differenzierung der Anfälligkeitsunterschiede ist das Auftreten der Mikrosklerotien.

Für die Bonitur auf den Befall wird nachfolgendes Schema (Tab. 13) verwendet (verändert nach HOLTSCHULE, AHLERS und KRÜGER 1988).

Tab. 13: Boniturschema

Boniturnote	Symptomausprägung
1	<u>kein Befall</u>
3	<u>schwacher Befall</u> Der Stängel ist halbseitig hellbraun gefärbt (bis in den Fruchtstand), die Epidermis lässt sich leicht ablösen, das Gewebe zwischen den Leitgefäßen ist eingesunken, vereinzelt zeigen Teile des Stängels Mikrosklerotien; die Wurzeln zeigen nach Längsschnitt im Inneren erste grau-blaue Verfärbungen (im Gegensatz zum tiefen Blau-Schwarz hervorgerufen durch <i>P. lingam</i> ) oder „glasige“ Streifen und weisen erste Mikrosklerotien auf.

Boniturnote	Symptomausprägung
5	<u>mittlerer Befall</u> Haupt- und Seitentriebe sind „welk“ und silber-grau aufgehell, die Epidermis lässt sich leicht ablösen, darunter zeigt maximal die Hälfte des Stängels Mikrosklerotien. Nach Längsschnitt werden Mikrosklerotien im Stängelinnern sichtbar; die Wurzelrinde bleibt häufig im Boden, darunter sind grau-blaue Verfärbungen bis in die Wurzelspitze sichtbar, innere Wurzelrinde und Zentralzylinder weisen eine Vielzahl von Mikrosklerotien auf.
7	<u>starker Befall</u> Der Stängel erscheint silber-grau verfärbt, die Epidermis lässt sich leicht ablösen oder ist nur noch in faserigen Resten vorhanden, mehr als die Hälfte des Stängels ist von Mikrosklerotien übersät, einschließlich des Markgewebes; die Wurzel ist grau-blaue gefärbt, die Wurzelrinde ist häufig nicht mehr vorhanden, im Wurzelinneren kann eine Vielzahl von Mikrosklerotien beobachtet werden.
9	<u>sehr starker Befall</u> Die Pflanzen sind vorzeitig abgestorben und innen und außen von Mikrosklerotien übersät.

Die nicht aufgeführten Boniturnoten 2, 4, 6 und 8 kennzeichnen Übergänge der beschriebenen Symptome.

## Literatur

KRÜGER, W. 1989: Untersuchungen zur Verbreitung von *Verticillium dahliae* Kleb. und anderen Krankheits- und Schaderregern bei Raps in der Bundesrepublik Deutschland. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. **41**, 49-56.

HOLTSCULTE, B., D. AHLERS, W. KRÜGER 1988: unveröffentlicht.

## 2.3 Weißstängeligkeit (Garbe, V.)

### Erreger: *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary

Der Erreger der Weißstängeligkeit ist der Pilz *Sclerotinia sclerotiorum*, der zu den Ascomyceten gehört. Der Pilz überdauert jahrelang im Boden mit 3 bis 15 mm großen Sclerotien, die im Frühjahr unter günstigen Witterungsbedingungen auskeimen. Es kommt zur Ausbildung von Apothecien an der Bodenoberfläche, aus denen Ascosporen ausgeschleudert werden, die mit dem Wind verfrachtet werden. Diese infizieren die Rapspflanzen häufig ausgehend von den Stängelachseln. Beim Infektionsprozess scheinen Blütenblätter als Nährsubstrat eine entscheidende Rolle zu spielen. Ca. 5 Wochen nach der Infektion treten Symptome an den Stängeln der Pflanzen auf. Dies sind längliche anfangs einseitige, später stängelumfassende, weißliche bis beige-graue Flecke. Bei hoher Feuchte ist ein weißlicher Pilzbelag zu erkennen. Auch im Innern des Stängels ist flockiges Myzel sichtbar, häufig sind Sklerotien vorhanden. Der Stängel an den Befallsstellen ist „faserig“.

### Bedeutung:

Die Krankheit ist in allen Rapsanbaugebieten der Bundesrepublik von Bedeutung, gerade in Gebieten mit hoher Rapsanbaudichte und in feuchten Klimaten. Je nach Witterungsverlauf können Ertragsverluste in den Beständen von 30 % und mehr auftreten. Der Befall äußert sich bereits frühzeitig im noch grünen Bestand durch notreife Pflanzen, eine Verringerung der Kornanzahl in den Schoten und eine Verminderung der Tausendkornmasse. Frühzeitiges Aufplatzen der Schoten ist häufig eine Folge. Die Krankheit ist weltweit an Raps bekannt. *S. sclerotiorum* hat einen sehr breiten Wirtspflanzenkreis und befällt auch andere Kulturpflanzen, wie beispielsweise die Sonnenblume und Unkräuter, wie z.B. den Weißen Gänse-

fuß, die Vogelmiere, das Ackerhellerkraut und das Ackerstiefmütterchen. Über 320 Pflanzenarten sind bekannt. Kulturspezifische Unterarten oder Rassen des Pilzes sind nicht beschrieben.

### **Anzucht und Prüfmethode:**

Die Befallsermittlung kann im stehenden Bestand bei Eindeutigkeit der Symptome vorgenommen werden. Der optimale Boniturtermin liegt zwischen BBCH 79 und BBCH 81 und ist parallel zur Erfassung der Wurzelhals- und Stängelfäule möglich. Je Wiederholung sind pro Parzelle an mehreren Stellen 25 Pflanzen zu beurteilen (bei 4 Wiederholungen 100 Pflanzen). Ermittelt wird die Befallshäufigkeit an den Stängeln in Prozent befallener Pflanzen.

### **Literatur:**

KRÜGER, W. 1975: Über die Wirkung der Witterung auf den Befall des Rapses durch *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. 27, 1-6.

AHLERS, D., H. HINDORF 1987: Epidemiologische Untersuchungen über den Schaderreger *Sclerotinia sclerotiorum* an Winterraps im Hinblick auf eine Prognose. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. 39, 113-119.

## **2.4 Weißfleckigkeit oder Cylindrosporiose (Garbe, V.)**

**Erreger:** *Pyrenopeziza brassicae* B. Sutton et Rawlinson  
**Anamorph:** *Cylindrosporium concentricum* Grev.

Der Erreger der Weißfleckigkeit *Pyrenopeziza brassicae*, anamorph: *Cylindrosporium concentricum*, gehört zu den Ascomyceten. Apothecien des Erregers werden im Herbst, Winter und Frühsommer auf Pflanzenrückständen am Boden gefunden und dienen wahrscheinlich der Überwinterung des Erregers. Auf dem Boden sind sie unter Bedeckung mehrere Wochen lebensfähig. Ascosporen werden nach dem Befeuchten (Regen) ausgeschleudert. Konidiosporen werden auf lebendem Pflanzengewebe in Acervuli gebildet. Auf trockenem Pflanzengewebe sind sie 10 Monate lebensfähig. Die Verbreitung der Konidien erfolgt im Herbst, Frühjahr und Frühsommer durch Regenspritzer über kürzere Distanzen, in kleinen Tröpfchen mit dem Wind über größere Entfernungen. Zur Keimung und Infektion der Sporen ist freies Wasser erforderlich, trockene, warme Bedingungen hemmen eine Ausbreitung der Krankheit. Der Pilz wächst zunächst unter der Kutikula, später interzellulär. Auf den Blättern zeigen sich kleine, kreisförmige, schwach bräunlich gefärbte Flecke, durch die Sporenlager weißlich gepunktet. Später kommt es zu einer „Rissbildung“ der Befallsflecke, häufig ist auch eine Sichelbildung der Blätter, die nach dem Absterben nicht abfallen. An den Stängeln bilden sich längliche, leicht braune, oft spitz auslaufende Flecke mit dunkelbraunem, wässrigem Rand, häufig mit sprossenartigen Rindeneinrisen.

### **Bedeutung:**

Die Krankheit hat in den letzten Jahren weltweit infolge der Ausdehnung des Rapsanbaus an Bedeutung gewonnen. Insbesondere Regionen mit milder Winterwitterung weisen einen starken Befall mit der Krankheit auf (England, Frankreich und Neuseeland, Küstenregionen in Nordeuropa). Hohe Verluste von bis zu 40 % sind keine Seltenheit, Anfälligkeitsunterschiede zwischen Sorten sind vorhanden. In Befallsgebieten ist eine Fungizidbehandlung im Herbst oder Frühjahr erforderlich.

### **Anzucht und Prüfmethode:**

Die Ermittlung der Anfälligkeit ist möglich anhand des Blattbefalls (Herbst, Frühjahr und Frühsommer), des Stängel-, und soweit vorhanden, des Schotenbefalls (Frühsommer und Sommer). Der Befall ist bei Eindeutigkeit der Symptome im stehenden Bestand zu bonitieren. In Versuchen mit einem geringen Be-



fall ist die Befallshäufigkeit (% befallener Pflanzen, Blätter, Stängel, bzw. Schoten) durch Beurteilung mehrerer Einzelpflanzen an mehreren Stellen pro Parzelle (mind. 15 pro Parzelle) festzustellen. Durch Bildung eines arithmetischen Mittelwertes pro Parzelle ist ein Wert für die entsprechenden Wiederholungen zu ermitteln. In Versuchen mit einem stärkeren Befall ist die Befallsstärke durch Schätzung des prozentualen Befalls auf einem Pflanzenteil (Blatt, Stängel oder Schote) an mehreren Einzelpflanzen an mehreren Stellen pro Parzelle (mind. 15 pro Parzelle) festzustellen. Durch Bildung eines arithmetischen Mittelwertes pro Parzelle ist ein Wert für die entsprechenden Wiederholungen zu berechnen. Die Befallsstärke kann in den Versuchen durch das Auslegen von Rapsstoppeln, die mit *C. concentricum* befallen sind, erhöht werden.

## 2.5 Grauschimmelfäule (Garbe, V.)

**Erreger:** *Botryotinia fuckeliana* (de Bary) Whetzel  
**Anamorph:** *Botrytis cinerea* Pers.

Der Erreger der Grauschimmelfäule *Botryotinia fuckeliana*, anamorph: *Botrytis cinerea*, gehört zur Gruppe der Ascomyceten und tritt gerade unter feuchten Witterungsbedingungen in feuchteren Klimaten oder Regionen auf. Begünstigt wird er durch dichte, intensiv mit Stickstoff versorgte Rapsbestände. *B. cinerea* besitzt einen weiten Wirtspflanzenkreis auf. Infektionen des Pilzes können bereits im Herbst verursacht werden, häufiger sind sie jedoch im Frühjahr und Frühsommer. Der Befall beginnt oft an den Blättern, wo sich weißgraue Flecke bilden. Typisch ist der bei hoher Luftfeuchte gebildete Pilzrasen. Im unteren Bereich der Rapsstängel ist ein stängelumfassender Befall nicht selten, die Pflanzen können vorzeitig absterben.

### **Bedeutung:**

Die Krankheit ist in allen Rapsanbaugebieten der Bundesrepublik verbreitet. Der Bedeutung im Hinblick auf den Ertragsausfall wird eher eine geringe Bedeutung beigemessen. Exakte Ergebnisse fehlen allerdings.

### **Anzucht und Prüfmethode:**

Die Ermittlung der Anfälligkeit ist mit Hilfe des Stängelbefalls im Frühjahr, bzw. Frühsommer vorzunehmen. Der Befall ist im stehenden Bestand zu bonitieren. Zu erfassen ist die Befallshäufigkeit (% befallener Pflanzen) durch Beurteilung mehrerer Einzelpflanzen an mehreren Stellen pro Parzelle (mind. 15 pro Parzelle). Durch Bildung eines arithmetischen Mittelwertes pro Parzelle ist ein Wert für die entsprechenden Wiederholungen zu ermitteln. In Versuchen mit einem stärkeren Befall ist die Befallsstärke durch Schätzung des prozentualen Befalls am Stängel an mehreren Einzelpflanzen an mehreren Stellen pro Parzelle (mind. 15 Pflanzen pro Parzelle) anzugeben. Durch Bildung eines arithmetischen Mittelwertes pro Parzelle ist ein Wert für die entsprechenden Wiederholungen zu berechnen.

## 2.6 Rapsschwärze (Garbe, V.)

**Erreger:** *Alternaria brassicae* (Berk.) Sacc.,  
*Alternaria brassicicola* (Schwein.) Wiltsh.

Beide Erreger gehören zur Gruppe der Deuteromyceten. Der Entwicklungszyklus der Erreger ist sehr kurz, eine Massenvermehrung und Ausbreitung im Bestand daher schnell möglich. Begünstigt wird eine Epidemie durch Temperaturen über 20 °C und eine relative Luftfeuchte von 95 bis 100 % an mindestens drei aufeinanderfolgenden Tagen. Die Sporen der Erreger werden unter trockeneren Bedingungen freige-

setzt und mit dem Wind weiterverbreitet. Für die Keimung und die Infektion ist freies Wasser erforderlich, die Infektion erfolgt in der Regel durch die Stomata. Eine samenbürtige Verbreitung der Erreger ist möglich, bis zu 20 % infizierter Samen sind keine Seltenheit. Die Pilze überdauern saprophytisch auf Pflanzenresten, ein Beginn der Epidemie setzt mit einer Infektion der aufgelaufenen Pflanzenbestände ein. Die Symptome auf den Blättern sind kreisförmige, braune bis braunschwarze 0,5 bis 2 cm große eingesunkene Flecke, häufig mit gelben Rand und hellen, konzentrischen Zonen, die mit dunklen abwechseln. Später fließen die Flecke zusammen, das Blatt wird gelblichbraun, stirbt und fällt ab. Wichtig ist der Schotenbefall. Dort bilden sich schmale, längliche oder kreisförmige, schwarze, eingesunkene, 0,5 bis 3 mm große, gelegentlich weißgraue Flecke mit abwechselnd dunklen und hellen Ringen. Später werden die Schoten braunschwarz und notreif, häufig kommt es zum vorzeitigen Aufplatzen.

### **Bedeutung:**

Insbesondere in feucht warmen Regionen oder Sommern ist die Krankheit von ertragsrelevanter Bedeutung. Es kann zur Fröhreife, zu einer Verminderung der Tausendkornmasse und zum Samenausfall kommen. Gerade der frühzeitige Samenausfall kann zu erheblichen Ertragsverlusten von bis zu 60 % führen. Nicht selten sind daher in einigen Regionen Frankreichs, Englands, Polens und Deutschlands direkte Bekämpfungsmaßnahmen mit Fungiziden notwendig.

### **Anzucht und Prüfmethode:**

Zu beurteilen ist der Befall mit der Rapsschwärze an den Schoten (BBCH 81 bis 89) im stehenden Bestand. Bei einem geringen Befall ist die Befallshäufigkeit der Schoten in Prozent festzustellen. Hierbei sind an den Haupttrieben der Rapspflanzen Schoten im mittleren Bereich des Schotenstandes heranzuziehen. Bei einem stärkeren Befall ist eine Schätzung der Befallsstärke an den Schoten erforderlich. Der durch die Krankheit bedingte Verbräunungsgrad an den Schoten ist hier ebenfalls im mittleren Bereich des Schotenstandes an den Haupttrieben der Rapspflanzen zu schätzen.

## **2.7 Falscher Mehltau (Garbe, V.)**

### **Erreger: *Peronospora parasitica* (Pers. ex Fr.) Fries**

Der Erreger gehört zur Gruppe der Oomyceten. Bereits im Keimpflanzenstadium können sich gelbliche, diffuse Flecke bilden, an der Blattunterseite ist ein grauweißer Pilzrasen vorhanden. Die Blätter können nach vollständiger Vergilbung absterben. Kommt es zu einem Verlust der Keimblätter kann es zum vollständigen Verlust der Pflanzen und damit zum Ausdünnen von Beständen kommen. In der Regel ist ein Befall älterer Pflanzen von geringerer Ertragsrelevanz, allerdings kann es auch zum Absterben älterer Blätter im Herbst oder Frühjahr kommen. *P. parasitica* ist ein obligater Parasit. Die Überdauerung des Pilzes erfolgt im abgestorbenen Gewebe im Boden. Von hier aus kommt es zu einem Primärbefall der Keimpflanzen. Auch Unkräuter dienen als Wirtspflanzen und führen zusammen mit jungen Rapspflanzen zur Überdauerung des Pilzes. Die Infektionen werden begünstigt durch feuchtkühle Witterung (10 bis 15 °C), die Keimschläuche dringen blattunterseits in die Stomata ein. Für eine Ausbreitung des Pilzes im Bestand sind Temperaturen um 15 °C wegen der Förderung der Sporulation günstig. Die Sporenausbreitung erfolgt durch Wind und Regenspritzer.

### **Bedeutung:**

Die Krankheit hat in den letzten Jahren an Bedeutung zugenommen. Sie tritt in allen Rapsanbaugebieten in Nordeuropa auf. Gerade Spätsaaten sind durch die Krankheit gefährdet.

### **Anzucht und Prüfmethode:**

Zu beurteilen ist der Befall mit dem Falschen Mehltau beim Auftreten der Krankheit vom Keimpflanzenstadium bis zum Sommer in der darauffolgenden Vegetationsperiode. Die Befallsermittlung ist im stehenden Bestand vorzunehmen. Bei einem geringen Befall ist die Befallshäufigkeit in Prozent befallener Pflanzen zu ermitteln, bei stärkerem Befall ist eine Angabe in Prozent befallener Blattfläche erforderlich. Pro Parzelle sind mindestens 25 Einzelpflanzen zu beurteilen (bei 4-facher Wiederholung entspricht dies 100 Pflanzen pro Variante). Kommt es im Keimpflanzenstadium zu einem Pflanzenausfall, so ist die Pflanzenzahl in den Parzellen zu ermitteln (Pflanzen pro laufendem Meter, auszuzählen sind an mehreren Stellen mindestens 5 m pro Parzelle).

## **2.8 Kohlhernie (Garbe, V.)**

### **Erreger: *Plasmodiophora brassicae* Woronin**

Auf Flächen mit häufigem Rapsanbau und niedrigem pH-Wert ist gelegentlich das Auftreten der Kohlhernie von Bedeutung. Der Erreger gehört zur Gruppe der Myxomycota und ist bodenbürtig. Die Sporen des Pilzes können über mehr als 20 Jahre im Boden in Abwesenheit einer Wirtspflanze überdauern. Die Verbreitung erfolgt mit Erdpartikeln, Bodenbearbeitungsgeräten, Schuhwerk, durch Oberflächenwasser oder erkrankten Pflanzen. Keimung und Infektion verlaufen in einem weiten Bereich, bei Temperaturen zwischen 9 und 35 °C. Eine höhere Wassersättigung der Böden fördert die Infektion des Pilzes, da die Keimung der Dauersporen durch Bodenfeuchte und Wurzelausscheidungen von *Brassica*-Arten begünstigt wird. Aus den Dauersporen schlüpft eine begeißelte Zoospore, die nach Kontakt mit den Wurzelhaaren in diese eindringt. Nach der Bildung eines primären Plasmodiums kommt es zur Ausbildung eines vielkernigen Zoosporangiums, welches Zoosporen entlässt. Diese infizieren wiederum Epidermis- und Rindenzellen der Wurzeln, es kommt zur Ausbildung eines sekundären Plasmodiums. Das Wirtsgewebe wird zur Bildung von Hyperblasien und Hypertrophien angeregt, hierdurch entsteht ein Gallengewebe mit den für die Krankheit typischen Wurzelgallen. Unterschiedliche Herkünfte des Pilzes besitzen verschiedene Virulenzen, die bisher allerdings noch nicht klassifiziert sind. Die Bekämpfung der Krankheit ist schwierig, eine Anhebung des pH-Wertes und eine weitgestellte Fruchtfolge reduzieren die Infektionsrate. Neben Raps werden auch andere *Brassica*-Kulturpflanzen und -Unkräuter befallen.

### **Bedeutung:**

Die Krankheit tritt weltweit in den gemäßigten Klimaten auf, hat allerdings nur auf einigen Flächen eine starke Bedeutung, insbesondere auf intensiv mit *Brassica*-Arten genutzten Flächen.

### **Anzucht und Prüfmethode:**

Der Befallsgrad und damit die Anfälligkeit von Rapspflanzen kann im Freiland ermittelt werden. Hierbei ist zu berücksichtigen, dass Versuchsflächen ausgewählt werden, auf denen der Erreger homogen verteilt ist. Bei 4 Wiederholungen sind pro Parzelle 15 Einzelpflanzen zu entnehmen und nach dem unten aufgeführten Schema zu bonitieren. Eine weitere Möglichkeit der Beurteilung der Anfälligkeit ist mit der Durchführung eines Gewächshaustestes gegeben (DIEDRICHSEN 1992, SCHOLZE 1999). Hierzu werden 10 Einzelpflanzen mit 4-facher Wiederholung künstlich inokuliert. Aus infizierten Chinakohlwurzeln werden Dauersporen von *P. brassicae* isoliert und eine Sporensuspension von  $3 \times 10^6$  Sporen/ml eingestellt. Jede einzelne Rapspflanze wird mit einer Suspension von 4ml inokuliert. Die Testpflanzen werden im Gewächshaus unter Langtagbedingungen (16 h Licht bei 20-22 °C, 8 h Dunkelheit bei 16-18 °C) kultiviert und ca. 2 Wochen staunass gehalten, um optimale Infektionsbedingungen zu gewährleisten. Sechs bis acht Wochen nach der Inokulation ist der Kohlherniebefall auszuwerten. Die Auswertung erfolgt in

Anlehnung von BUCZACKI et al (1975) anhand einer vierstufigen, auf neun Stufen erweiterbaren Boniturskala (Tab. 14).

**Tab. 14:** Boniturschema

Klasse	Symptomausprägung
Klasse 1 (1)	kein sichtbarer Kohlherniebefall
Klasse 2 (2,3,4)	leichter Befall, kleine Gallen vor allem an Seiten- und / oder Hauptwurzel, Pflanze nicht sichtbar geschädigt
Klasse 3 (5,6,7)	mittlerer Befall, mäßig große Gallen an Seiten- und Hauptwurzel, Pflanze kaum geschädigt
Klasse 4 (8,9)	starker Befall, Haupt- und Seitenwurzel zu Gallen umgebildet, nur wenige intakte Wurzeln, Pflanze stark geschädigt.

Anhand der Boniturergebnisse wird der prozentuale Anteil befallener Pflanzen und der Krankheitsindex (KI) berechnet:

$$KI = \frac{(n_2 + 2n_3 + 3n_4) \times 100}{3 \times N_G}$$

wobei  $n_2$  = Anzahl der Pflanzen in Befallsklasse 2 (2-4)  
 $n_3$  = " 3 (5-7)  
 $n_4$  = " 4 (8,9)  
 $N_G$  = Anzahl aller getesteten Pflanzen der Linie.

### Literatur

BUCZACKI, S.T., H. TOXOPEUS, P. MATTUSCH, T.D. JOHNSTON, G.R. DIXON, L.A. HOBOLTH 1975: Study of physiological specialisation in *Plasmodiophora brassicae*: proposals for attempted rationalization through an international approach.

DIEDERICHSEN, E. 1992: Kombination verschiedener Resistenzen gegenüber *Plasmodiophora brassicae* Wor. in resynthetisierten Formen von amphidiploiden *Brassica*-Arten. Dissertation, Freie Universität Berlin.  
 SCHOLZE, P. 1999: persönliche Mitteilung.

## 3 Kartoffel

### 3.1 Schwarzbeinigkeit und Knollennassfäule (Niepold, F.)

**Erreger:** *Erwinia carotovora* ssp. *atroseptica* (van Hall) Dye  
*Erwinia carotovora* ssp. *carotovora* (Jones) Bergey, Harrison, Breed,  
Hammer & Huntoon

*Erwinia carotovora*, im speziellen die Subspecies *atroseptica* (*E.c.a.*) verursacht die sogenannte Schwarzbeinigkeit und Knollennassfäule bei Kartoffeln und gehört zu den bedeutendsten bakteriellen Krankheitserregern der Kartoffel. Das gram-negative, stäbchenförmige Bakterium scheidet Enzyme (Pektinasen) aus, die pflanzliche Zellwände der Kartoffel zerstören (Mazeration). Die Knolle wird meist am Nabelende oder über Verletzungen infiziert. Im Sprosssteil verursacht das Bakterium Welken durch Verstopfung der Leitbündel. Zur Resistenzprüfung werden nur Kartoffelknollen verwendet.

#### **Bedeutung:**

Ein Anteil von mehr als 3 % Schwarzbeinigkeit (oder 0,5 % nassfauler Knollen) beim Anbau von zertifizierten Pflanzkartoffeln bewirkt eine Aberkennung der betreffenden Partie als Pflanzgut. Deshalb werden neue Kartoffelzuchtstämme auf Anfälligkeit bzw. Resistenz gegenüber dem Nassfäuleerreger untersucht, bevor eine Zulassung vom Bundessortenamt erfolgen kann. Da *E.c.a.* chemisch kaum bekämpfbar ist, stellt die Resistenzprüfung die einzige Möglichkeit dar, diese für den Kartoffelanbau sehr gefährliche Krankheit einzudämmen.

#### **Anzucht- und Prüfmethode (nach WASTIE 1987):**

Zur Resistenztestung von neuen Kartoffel-Züchtungen der Bundesanstalt für Züchtungsforschung müssen vor Beginn der Hauptprüfung in Vorversuchen *E.c.a.*-Stämme zuerst auf ihre Aggressivität geprüft werden. Dazu werden mehrere Isolate auf Stolp-Agarplatten über Nacht kultiviert. Die gewachsenen Bakterien werden mit einer 0,9 %-igen NaCl-Lösung abgeschwemmt und auf die optische Dichte von  $OD_{260nm}$  1,0 (ca.  $10^{8-9}$  Zellen/ml) eingestellt. Nach Animpfung (s. u.) der Testkartoffel (z.B. Christa) wird das *E.c.a.*-Isolat mit der höchsten Aggressivität für die Hauptprüfung verwendet.

Für die Hauptprüfung müssen die Kartoffelknollen so früh wie möglich nach erfolgter Anlieferung verwendet werden, da es bei frühen Sorten durch physiologische Veränderungen (z. B. während des Transportes) zu einer Keimstimulierung kommen kann, die dann die Ergebnisse verfälscht. Kann nicht sofort untersucht werden, müssen die Kartoffeln direkt nach der Anlieferung bei 4-6 °C aufbewahrt werden. Für die Resistenztestung werden von der Bundesanstalt für Züchtungsforschung pro Kartoffellinie 10 bis 12 Knollen geliefert.

Zur Vermeidung von unerwünschtem Pilzwachstum während der Dauer der Prüfung werden die zu testenden Kartoffelknollen der einzelnen Linien einen Tag vor der In-okulation desinfiziert. Dazu werden alle Knollen in ein Plastiknetz gepackt, wasserbeständig gekennzeichnet und in einer lauwarmen Natriumhypochlorid-Lösung (0,5 %) einige Male eingetaucht. Anschließend werden die Knollen unter fließendem Leitungswasser für etwa zwei bis drei Minuten gewaschen, um das Natriumhypochlorid so zu verdünnen, dass später keine Wachstumsinhibierung von *E.c.a.* eintritt.

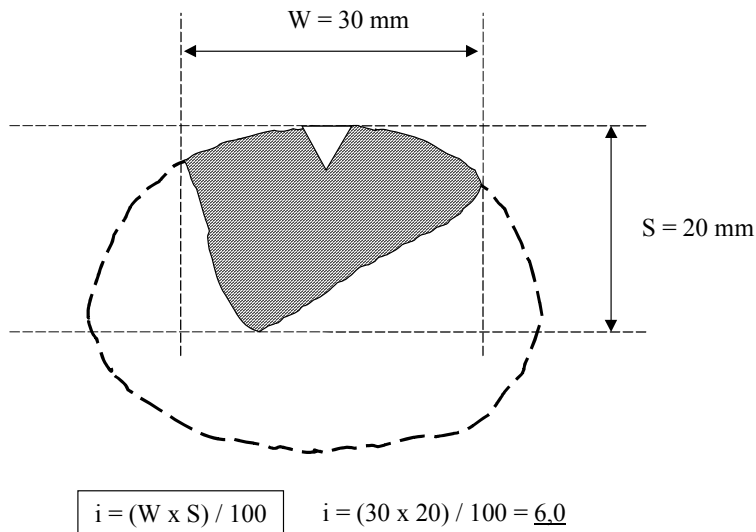
Einen Tag vor dem Test wird das ausgewählte *E.c.a.*-Isolat über Nacht wie oben beschrieben kultiviert und die Bakteriensuspension vorbereitet. Zur Animpfung der Bakterien werden die Kartoffelknollen mit einem Kreuzschraubenzieher von definierter Tiefeneinstellung (5 x 7 mm) an der Oberfläche verletzt (s. Abb. 6), da *E.c.a.* für eine erfolgreiche Infektion auf eine Verwundung des Wirtes angewiesen ist. Je 100

ul der konzentrierten *E.c.a.*-Suspension werden pro Kartoffelknolle in die Verwundung pipetiert. Insgesamt werden 10 Knollen pro Kartoffellinie verwendet.

Um optimale Infektionsbedingungen zu gewährleisten, werden die Kartoffelknollen in einer Plastikschaale mit luftdicht abschließendem Deckel unter feuchten Bedingungen (Fliespapier, das mit Wasser bis zur Sättigung getränkt wurde), sowie im Dunkeln inkubiert. Die Inkubationstemperatur sollte so gewählt werden, dass auch widerstandsfähigere Kartoffellinien mindestens zu 50 % erfolgreich infiziert werden. Es sollte aber stets darauf geachtet werden, dass einerseits kein komplettes Faulen der Kartoffelknollen durch die Wahl einer zu hohen Temperatur eintritt, andererseits auch die Temperatur nicht zu niedrig gewählt wird, um somit eine Wundheilung (Verkorkung) zu begünstigen. Erfahrungsgemäß sind 20 °C als Starttemperatur optimal. Die Dauer der Inkubation der Kartoffelknollen mit *E.c.a.* richtet sich nach dem Verlauf der Infektion und wird täglich durch visuelle Prüfungen der Symptome beurteilt. Normalerweise kann eine Hauptprüfung nach insgesamt vier Tagen Inkubationsdauer abgebrochen werden. Zur Auswertung der Resistenztestung werden zwei Kriterien verwendet, die eng miteinander korreliert sind:

- 1.) Die Fähigkeit der Sorte, eindringende *E.c.a.*-Bakterien bereits im Wundbereich einzugrenzen. Diese Bewertung drückt sich im Anteil (%) an Knollen ohne sichtbare Fäulesymptome aus. Dieser Wert wird als Prozent faule Knollen berücksichtigt.
- 2.) Die Ausbreitungsgeschwindigkeit der Fäule im Kartoffelknollengewebe, gemessen als Tiefe x Breite in Millimetern dividiert durch 100. Der erhaltene Wert wird als Befallsindex (i) bezeichnet (s. Abb. 6).

Die Anzahl von infizierten Kartoffelknollen, sowie der Befallsindex werden visuell ermittelt, indem jede einzelne Knolle mit einem Messer der Länge nach aufgeschnitten wird. Die erhaltenen Ergebnisse werden dann der Bundesanstalt für Züchtungsforschung mitgeteilt.



**Abb. 6:** Ermittlung der Befallsindices

**Literatur:**

WASTIE, R.L. 1987: The Blackleg-Soft Rot Complex, Seite 56-72. In: Potato Disease Assessment Keys, European Association for Potato Research, Section for Pathology, Committee for Disease Assessment.

### 3.2 Gewöhnlicher Schorf (Schöber-Butin, B.)

#### Erreger: *Streptomyces scabies* (Thaxter) Waksman et Henrici

Der Erreger des Gewöhnlichen Schorfs ist das myzelartig wachsende Bakterium *Streptomyces scabies*. Es ist bodenbürtig und benötigt leichten, alkalischen, stark sauerstoffhaltigen Boden. Der Befall der sich entwickelnden Knollen erfolgt im meristematischen Gewebe. Auf der Knollenoberfläche erscheinen dann die typischen Schorfpusteln, die als Flach-, Tief- oder Buckelschorf bezeichnet werden. Die Art der Ausbildung ist sortenspezifisch.

#### Bedeutung:

Der Befall der Knollen führt zu keinem Ernteverlust. Jedoch können Partien, die mehr als 15 % Tief-schorf oder 25 % Buckelschorf aufweisen, nicht mehr gehandelt werden. Außerdem zeichnen sich verschorfte Knollen, wegen der größeren Oberfläche, durch einen erhöhten Wasserverlust aus und sind daher schlechter zu lagern. Die Schorfpusteln stellen auch Eintrittspforten für andere Krankheitserreger dar. Von größter Bedeutung ist allerdings der Befall von Pflanzkartoffeln. Wenn das Kronende der Knolle stark befallen ist, kann es zu Auflaufschäden kommen, weil die Augenanlagen abgetötet sein können. In einigen Ländern, speziell im Mittelmeerraum, steht der Erreger zudem auf der Quarantäneliste.

#### Anzucht- und Prüfmethode:

Die Prüfung der Zuchtstämme, die vom Züchter direkt zur Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft, Braunschweig geliefert werden, erfolgt auf dem Versuchsfeld in sogenannten Schorfgräben (NOLL 1968). Die Gräben, 25 cm tief und 30 cm breit, werden mit einem Sand-Erreger-Gemisch gefüllt. Die zu prüfenden Zuchtstämme und Vergleichssorten werden in vierfacher Wiederholung gepflanzt. Während der Vegetationszeit wird zweimal gedüngt; weitere Maßnahmen werden nicht durchgeführt. Nach der Ernte erfolgt die Bonitur, wobei der Oberflächenbefall geschätzt wird.

Berechnet wird der Schorfindex wie folgt:

$$I = \frac{a \times n_1 + b \times n_2 + c \times n_3 + d \times n_4 + e \times n_5}{\sum n_1 - n_5}$$

(n = Anzahl der Knollen in den einzelnen Boniturklassen, a = 0 % Schorfbedeckung, b = 15 %, c = 30 %, d = 45 %, e = 60 %)

#### Vermehrung des Erregers:

Die Isolierung des Erregers erfolgt aus Kartoffelknollen auf einem speziellen Nährboden nach MENZIES and DADE (1959). Zur Vermehrung werden die gebildeten Kolonien in Nährmedium nach PLOTHO (1940) überführt und 8 Tage bei 27 °C geschüttelt. Anschließend wird das entstandene „Myzel“ abfiltriert, im Betonmischer mit Sand gemischt und gleichmäßig in den Gräben verteilt.

## Zusammensetzung der Nährmedien:

nach Menzies and Dade		nach Plotho	
Natriumkaseinat	25 g	Glyzerin	140 g
Natriumnitrat	10 g	Glykokoll	30 g
L-Tyrosin	1 g	NaCl	12 g
Bacto-agar	15 g	K <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub>	12 g
Wasser	1000 ml	FeSO <sub>4</sub>	1,2 g
		MgSO <sub>4</sub>	1,2 g
		CaCO <sub>3</sub>	1,2 g
		„Maisquellwasser“	60 g
		Wasser	3000 ml

Diese Prüfung wird für das Bundessortenamt und für die Bundesanstalt für Züchtungsforschung an Kulturpflanzen durchgeführt.

**Literatur**

MENZIES, J.D., C.E.A. DADE 1959: A selective indicator medium for isolating *Streptomyces scabies* from potato tubers or soil. *Phytopathology* 49, 457-459.

NOLL, A. 1968: Eine „Grabenmethode“ zur Prüfung von Kartoffelzuchtstämmen auf Schorfresistenz (*Streptomyces scabies*). *Nachrichtenblatt des Deutschen Pflanzenschutzdienstes* 20, 163-169.

PLOTHO, O. von 1940: Beiträge zur Kenntnis der Morphologie und Physiologie der Actinomyceten. *Archiv für Mikrobiologie* 11, 33-72.

**3.3 Kraut- und Braunfäule (Schöber-Butin, B.)****Erreger: *Phytophthora infestans* (Mont.) de Bary**

Der Erreger der Kraut- und Braunfäule der Kartoffel ist der zu den Oomyceten gehörende Pilz *Phytophthora infestans*. Er befällt sowohl das Kraut als auch die Knollen im Bestand. Die Epidemie geht von einer infizierten Knolle aus, die anschließend zu einer kranken Pflanze aufwächst. Die Verbreitung des Pilzes erfolgt durch die am Myzel gebildeten Sporangien. Für die Ausbreitung sind tropfbar flüssiges Wasser, in dem die Sporangien mit Zoosporen auskeimen, und hohe Luftfeuchtigkeit bei relativ niedrigen Temperaturen, notwendig (SCHÖBER-BUTIN et al. 1999). Die Infektion der Blätter kann nur durch Zoosporen erfolgen, eine Inokulation der Knollen auch durch direkt keimende Sporangien z.B. über Verletzungen. Der Pilz zerfällt in verschiedene Pathotypen, die in unterschiedlichem Maß Kartoffelsorten befallen können. Für die Prüfung müssen sehr komplexe Pathotypen eingesetzt werden, um eventuell vorhandene Resistenzgene in den Kartoffeln überwinden und damit die unspezifische Resistenz sichtbar machen zu können.

**Bedeutung:**

Die Kraut- und Braunfäule ist eine der wirtschaftlich bedeutsamsten Kartoffelkrankheiten, die zu erheblichen Ernteverlusten führen kann. Der Befall der Blätter reduziert bereits die Assimilationsfläche, was sich mindernd auf die Produktion der Trockenmasse auswirkt. Auch können die Knollen schon auf dem Feld durch eine Infektion zu faulen beginnen. Die größere Gefahr liegt aber in der sich später ausbreitenden Fäule der bei der Ernte infizierten Knollen. Die eingelagerten Knollen können rasch verfaulen, zumal



auch Sekundärerreger, wie z.B. Bakterien oder andere Pilze, hinzukommen können. Knollen mit reiner Braunfäule überwintern oft unerkannt und führen dann bei der Auslagerung und anschließenden Pflanzung zu den gefürchteten Primärherden im Bestand. Der Lagerverlust kann zwischen 30 und 100 % liegen.

### **Anzucht- und Prüfmethode:**

Zur Prüfung der Kartoffelknollen werden die entsprechenden Proben mit Seife und Bürste gereinigt, eventuell vorhandene Sklerotien von *Rhizoctonia solani* abgekratzt und anschließend 1 Stunde unter fließendem Wasser gespült. Nach dem Abflammen mit Alkohol werden aus der Mitte jeder Knolle zwei 1 cm dicke Scheiben herausgeschnitten. Die Scheiben werden in mit 50 ml Wasser gefüllte Plastikschalen auf einen mit trockenem Filterpapier bedeckten Rost gelegt. Anschließend werden die Plastikschalen geschlossen und in einem Klimaraum bei 15 °C aufgestellt. 24 Stunden später erfolgt die Inokulation der Scheiben mit 50 Zoosporen / 0,05 ml Wasser. 48 Stunden nach der Inokulation werden die Scheiben umgedreht und das eventuell durchwachsende Myzel nach Vorhandensein bzw. Stärke des Myzelwachstums in 9 Stufen (1 = kein Myzel, 9 = Scheibe voll überwachsen) bewertet. Die Bonitur erfolgt an sechs aufeinanderfolgenden Tagen. Die Tagessummen werden addiert und die so erhaltenen Wochen-summen in neun Stufen eingeteilt, wobei 1 gering anfällig und 9 hoch anfällig bedeutet (SCHÖBER und HÖPPNER 1972).

Die Prüfung erfolgt an 10 Knollen pro Zuchtstamm bei fünfmaliger Wiederholung. Bei allen Prüfungen laufen Vergleichssorten mit.

Herstellung der Zoosporensuspension:

Von dem auf Kartoffelscheiben erhaltenen Pathotyp 1.2.3.4.7.8.10.11 wird unter halbsterilen Bedingungen Myzel abgenommen und in abgekochtes, destilliertes Wasser übertragen. Nach 1 bis 3 Stunden im Kühlschrank bei 10 °C werden die geschlüpften Zoosporen durch ein Filter (Whatman Nr. 4) abfiltriert und ihre Zahl in einer Zählkammer (Fuchs-Rosenthal) ermittelt. Die gewünschte Konzentration wird anschließend durch Verdünnen mit destilliertem Wasser eingestellt.

Die Prüfung der Resistenz von Blättern erfolgt z. Z. nur auf den Versuchsfeldern des Bundessortenamtes. Da diese Methode sehr witterungsabhängig und daher nicht in jedem Jahr auswertbar ist, müssen Laborprüfungen eingesetzt werden. Dazu wird die Methode von HODGSON (1961, 1962) verwendet. Von Feldpflanzen werden aus dem zweiten Drittel der Pflanze Blätter abgeschnitten, aus denen mit einem Korkbohrer (15 mm Durchmesser) pro Sorte 100 Scheibchen ausgestanzt werden. Diese werden mit der Oberseite nach oben auf nassen Schaumstoff in Plastikkästen gelegt und mit 200 Zoosporen in 0,05 ml dest. Wasser inokuliert. Nach 7 Tagen bei 15 °C und 16 Stunden Licht erfolgt die Bonitur in den Stufen 0, schwach (a), mittel (b) und stark befallen (c).

Der Sporulationsindex (SI) wird nach folgender Formel berechnet:

$$SI = \frac{\%a \times 1 + \%b \times 2 + \%c \times 3}{3}$$

Zur Zeit ist ein ELISA in Vorbereitung. Hierzu sollen Blätter der zu prüfenden Zuchtstämme mit dem Pilz inokuliert und nach 3 bis 5 Tagen geerntet werden. Anschließend soll dann die gebildete Pilzmasse als Maß für die Resistenz im ELISA bestimmt werden (KNAPOVA et al. 1992, 1993).

Die Prüfung auf Resistenz gegen *Phytophthora infestans* an Blatt und Knolle wird für das Bundessortenamt und für die Bundesanstalt für Züchtungsforschung an Kulturpflanzen durchgeführt.

## Literatur

- HODGSON, W.A. 1961: Laboratory testing of the potato for partial resistance to *Phytophthora infestans*. Amer. Potato J. **38**, 259–264.
- HODGSON, W.A. 1962: Studies on the nature of partial resistance in the potato to *Phytophthora infestans*. Amer. Potato J. **39**, 8–13.
- KNAPOVA, G., B. SCHÖBER-BUTIN, H. FEHRMANN 1992: Nachweis von *Phytophthora infestans* (Mont.) de Bary mittels ELISA. Mitt. Biol. Bundesanst. Land-Forstwirtsch. Berlin-Dahlem **283**, 328.
- KNAPOVA, G., B. SCHÖBER-BUTIN, H. FEHRMANN 1993: Nachweis von *Phytophthora infestans* im Gewebe. Abstracts 12. Triennial Conference of the European Association for Potato Research, 467–468.
- SCHÖBER, B., E. HÖPPNER 1972: Zur Methodik der Resistenzprüfung von Kartoffelknollen gegen den Erreger der Braunfäule, *Phytophthora infestans* (Mont.) de Bary. Potato Research **15**, 378–383.
- SCHÖBER-BUTIN, B., V. GARBE, G. BARTELS 1999: Farbatlas Krankheiten und Schädlinge an landwirtschaftlichen Kulturpflanzen. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart.

### 3.4 *Fusarium*-Trockenfäule (Stachewicz, H.)

**Erreger:** *Fusarium coeruleum* (Lib.) Sacc. und *Fusarium sulphureum* Schlecht.

Die *Fusarium*-Trockenfäule der Kartoffelknollen wird unter mitteleuropäischen Bedingungen vorrangig durch *Fusarium coeruleum* und *Fusarium sulphureum* verursacht. Beide Erreger können gleichermaßen aus dem Boden, von der Oberfläche gesunder sowie aus dem Inneren trockenfauler Knollen isoliert werden. Durch die Ausbildung von Dauerformen (Chlamydosporen) können beide Arten mehrere Jahre im Boden bzw. in Lagerhäusern (Staubresten) überleben. Voraussetzung für eine Infektion der Kartoffelknollen sind frische Verletzungen bzw. Primärinfektionen mit anderen Fäuleerregern (z. B. *Erwinia* spp. oder *Phytophthora infestans*).

#### **Bedeutung:**

Die Erkrankung der Knollen während der Lagerung ist überwiegend auf Infektionen frisch verletzter Knollen während der Ernte und Einlagerung zurückzuführen. Mit der Zunahme der Verletzungen durch die stärkere Mechanisierung der Ernte-, Einlagerungs- und Aufbereitungsprozesse war auch ein Anstieg der *Fusarium*-Trockenfäule verbunden. Die Verluste durch diese Fäule können je nach Häufigkeit der Beschädigungen, Lagerungsbedingungen und Sortenanfälligkeit im Durchschnitt bis zu 5 Masse-% betragen. Häufig erhöhen sich die Verluste durch Lagerfäulen nach Mischinfektionen von *Fusarium* spp. und *Erwinia* spp. Neben den Verlusten während der Lagerung können bei Verwendung von Pflanzgut mit *Fusarium*-Infektion fäulnisbedingte Fehlstellungen und kümmerpflanzen (eintrieblige Pflanzen) auftreten. Zwischen den Zuchtstämmen und Sorten bestehen deutliche Anfälligkeitsunterschiede gegenüber den Trockenfäuleerregern. Sorten mit geringer Anfälligkeit können durch Abkapselung der Infektionsherde (Wundperidermbildung) die Ausbreitung des Erregers im Knollengewebe verhindern. Bei Kartoffelsorten mit geringer Trockenfäuleanfälligkeit kann auf eine Pflanzgutbeizung mit Fungiziden verzichtet werden.

#### **Anzucht- und Prüfmethode:**

Mit der nachfolgend beschriebenen Methode wird nur die physiologische Anfälligkeit des Knollengewebes erfasst. Die unterschiedliche Beschädigungsempfindlichkeit der Knollenschale der Sorten bleibt unberücksichtigt. Außerdem ist darauf hinzuweisen, dass die Anfälligkeit der Sorten gegenüber den beiden wichtigen knollenpathogenen *Fusarium*-Arten verschieden sein kann. In der Biologischen Bundesanstalt werden die Fäuleresistenztests gegenwärtig mit *F. coeruleum* durchgeführt. Im Temperaturbereich von 2 bis 10 °C werden mit beiden *Fusarium*-Arten nach LANGERFELD (1973) etwa die gleichen Infektionsraten erzielt.

Auswahl der Pilzstämmen und Durchführung des Tests:

Vor dem Haupttest wird ein Vortest zur Ermittlung der Pathogenität der Laborkulturen in den Monaten Oktober/September durchgeführt. Die Pilzstämmen werden von Erdkulturen auf Platten mit Czapek-Dox-

Agar übertragen und bei 20 bis 25 °C mit UV-Licht zur Beschleunigung der Sporulation inkubiert. Nach dem Bewachen der Platten werden die Konidien mittels Aqua dest. nach einer Einweichzeit von ca. 15 Minuten abgespült und die gewünschte Konidiendichte ( $10^5$  bis  $10^6$  Konidien/ml) eingestellt. Der Pathogenitätstest wird mit frischen Knollen (Sorte „Erstling“) durchgeführt. Dazu werden die Knollen gewaschen, mit einem Sternschraubenzieher mit Anschlag verletzt (in der Mitte zwischen Kronen- und Nabelende 5 mm breit und 7 mm tief), in Plastikgefäße mit einer Fließpapierunterlage (angefeuchtet mit ca. 10 ml Wasser) gelegt und anschließend sofort mit 0,1 ml der Konidien suspension/Verletzung inokuliert. Der Deckel des Plastikgefäßes wird mit offenem Luftschlitz aufgelegt. Die Inkubation erfolgt bei 12 bis 15 °C. Je Variante werden 10 Knollen inokuliert. Nach einer Inkubationszeit von 5 bis 6 Wochen werden die Knollen im Bereich der Verletzung geschnitten (zwei gleiche Hälften) und die Anzahl der Knollen mit offenem Fäuleherd erfasst sowie die breiteste und tiefste Fäuleausbreitung gemessen. Aus der Größe des Fäuleherdes wird ein Fäuleindex (Tiefe x Breite der Fäuleausbreitung dividiert durch 100) errechnet. Mit dem Fäuleindex (Ausbreitungsgeschwindigkeit der Fäule) wird die Gewebeanfälligkeit der Knolle bewertet. Die Erfassung des Anteils (%) der Knollen mit abgekapselten Fäuleherden ermöglicht Schlussfolgerungen zur Fähigkeit der Sorte, *Fusarium*-Infektionen bereits im Wundbereich einzugrenzen. Beide Kriterien korrelieren eng miteinander. Für den Haupttest in der Zeit von November bis Januar wird ein Gemisch aus mindestens drei aggressiven Pilzstämmen von *F. coeruleum* verwendet. Die Anzahl der getesteten Knollen je Zuchtstamm und die Durchführung des Tests einschließlich der Bewertungskriterien sind mit denen des Vortests identisch.

## Literatur

LANGERFELD, E. 1973: Einfluß der Temperatur auf den Befall von Kartoffelknollen durch Pilze der Gattung *Fusarium* Lk. Potato Res. **16**, 224-233.

## 3.5 Kartoffelkrebs (Stachewicz, H.)

### Erreger: *Synchytrium endobioticum* (Schilb.) Perc.

Der Kartoffelkrebs wird durch den bodenbürtigen Pilz *Synchytrium endobioticum* verursacht. Der Pilz kann durch die Ausbildung von Dauersori (Dauersporangien) 15 bis 30 Jahre im Boden infektiös bleiben. Die Krankheit tritt vorrangig in Gebieten mit kühlen und feuchten Witterungsbedingungen (Jahresniederschlagsmenge > 600 mm) auf. Primärinfektionen der Keime, Stolonen und wachsenden Knollen können auf im Boden persistierende Dauersori oder auf kontaminiertes bzw. infiziertes Pflanzgut zurückgeführt werden. Von den bisher in Deutschland nachgewiesenen 10 Pathotypen (1; 2; 4; 5; 6; 7; 8; 9; 10 und 18) haben nur noch die Pathotypen 1; 2; 6; 8 und 18 eine praktische Bedeutung (LANGERFELD und STACHEWICZ 1993).

### Bedeutung:

In den 20er und 30er Jahren dieses Jahrhunderts stellte der Kartoffelkrebs eine Gefahr für den Kartoffelanbau in Deutschland dar. Bis 1945 wurden 6528 Krebsherde des Pathotyps 1 auf dem gesamten Gebiet der heutigen Bundesrepublik Deutschland registriert. Durch den verbreiteten Anbau resistenter Sorten und die strengen legislativen Maßnahmen (Einhaltung von Sicherheitszonen, anbautechnische Einschränkungen etc.) hat der Pathotyp 1 an Bedeutung verloren. Dagegen hat die Anzahl der Krebsherde mit neuen Pathotypen ständig zugenommen. Gegenwärtig sind etwa 1800 Krebsherde mit neuen Pathotypen bei der Biologischen Bundesanstalt erfasst. Die lokal eng begrenzten Herde befinden sich ausschließlich in den Mittelgebirgsregionen. Nach wie vor ist der Anbau resistenter Sorten die wirksamste Abwehrmaßnahme gegen den Kartoffelkrebs. Gegenwärtig sind etwa 70 % der Sorten des deutschen Kartoffelsortiments gegenüber dem Pathotyp 1 resistent, während gegenüber allen anderen neueren Pathotypen nur ca. 5 % resistent reagieren. Die Resistenzzüchtung und -prüfung ist deshalb auch zukünftig eine wichtige Voraussetzung für eine erfolgreiche Bekämpfung des Kartoffelkrebses.

### Anzucht- und Prüfmethode:

Die amtliche Krebsresistenzprüfung der Kartoffelsorten und -zuchtstämme und die ganzjährige Erhaltung der Krebskulturen im Labor wird in der Biologischen Bundesanstalt nach der Glynn-Lemmerzahl-Methode durchgeführt. Nach dieser Methode werden für die Infektion der meristematischen Keimspitzen frische, unter Laborbedingungen produzierte Wucherungen benutzt (Zoosporen aus Sommersori). Alle in Deutschland wichtigen Pathotypen werden ganzjährig für die Durchführung der Vor- und Hauptprüfung auf hochanfälligen Sorten vermehrt. Die Hauptprüfsaison erstreckt sich über sechs Monate von Oktober bis März. Der Pathotyp 1 stammt von einer künstlich verseuchten Befallsfläche der Biologischen Bundesanstalt in Berlin-Dahlem. Die übrigen Pathotypen (2; 6; 8 und 18) kommen aus den mittel- und süd-deutschen Befallsgebieten der Bundesrepublik Deutschland.

#### Erhaltung und Vermehrung der Krebskulturen:

Die Erhaltung und Vermehrung der Krebskulturen erfolgt auf Knollenstückchen (2 bis 3 cm Seitenlänge, 1,5 bis 2 cm Höhe) mit einem oder mehreren 0,5 bis 1,5 mm langen Keimen von hochanfälligen Sorten. Um die Keime wird mit heißer Vaseline ein Ring von ca. 1 bis 1,5 cm Durchmesser gezogen. Danach werden die Knollenstücke auf eine ca. 1 cm hohe Sandschicht in Plastikbehältern gesetzt und reichlich mit Aqua dest. übersprüht. Anschließend werden die Wucherungen bzw. Wucherungsstücke auf die Keime gelegt. Diese Kontaktphase zwischen Keim und Wucherung findet bei ca. 8 bis 10 °C statt und dauert zwei Tage. Der Wasserfilm zwischen Wucherung und Keim muss durch Auftropfen von Aqua dest. mehrfach erneuert werden. Nach dem Entfernen der Wucherungen werden die infizierten Knollenstücke in Plastikschaalen umgesetzt, mit feuchtem Torf überschichtet und 21 bis 28 Tage bei 16 bis 18 °C gelagert. Vor bzw. nach der Infektion werden die Knollenstücke mit einer 5-prozentigen Maneb- bzw. einer 1-prozentigen Pencycuron-Lösung gegen Befall der Wucherungen mit *Rhizoctonia solani* Kühn behandelt. Etwa drei bis vier Wochen nach der Infektion werden die neuen Wucherungen an der Basis abgeschnitten, in ca. 1 bis 2 cm große Stücke zerlegt und zur Neuinfektion (Vermehrung oder Resistenzprüfung) verwendet. Die Wucherungen können je nach Qualität (Fäulnisbefall) mehrfach (in der Regel dreimal) als Inokulum eingesetzt werden. Während der Arbeitsgänge und Aufbewahrung ist auf eine scharfe Trennung der Pathotypen zu achten. Aus Sicherheitsgründen wird jährlich einmal die Identität der Pathotypen mittels Differentialsorten überprüft. (LANGERFELD und STACHEWICZ 1993). Zur Stimulierung der Keimung bei frisch geernteten Knollen wird eine Gemisch aus Äthylenchlorhydrin (7 Teile) und Äthylenchlorid (3 Teile) benutzt.

#### Vor- und Hauptprüfung:

Die Arbeitsgänge der Vor- und Hauptprüfung sind mit denen für die Vermehrung der Krebskulturen identisch. Für die Resistenzprüfung werden vorrangig Knollenstückchen aus dem Kronenbereich der Knollen zugeschnitten. Die Vorprüfung wird im Auftrage der Züchter durchgeführt und dient in erster Linie der Selektion der hochanfälligen Zuchtstämme. In die Hauptprüfung, die während des ersten bzw. zweiten Wertprüfungsjahres der Zuchtstämme für das Bundessortenamt vorgenommen wird, kommen nur Zuchtstämme, die in der Vorprüfung befallsfrei geblieben sind und Resistenzreaktionen gezeigt haben. Die Vorprüfung wird mit dem Pathotyp 1 und auf Wunsch der Züchter zusätzlich auch mit anderen Pathotypen durchgeführt. In der Hauptprüfung wird die Reaktion der Zuchtstämme und Sorten gegenüber den Pathotypen 1; 2; 6 und 18 (vgl. STACHEWICZ und RINTELEN 1997) geprüft. In der Vorprüfung wird die Anzahl der Knollenstücke je Zuchtstamm und Pathotyp auf fünf begrenzt. In der Hauptprüfung werden 30 Knollenstücke je Zuchtstamm oder Sorte (zwei getrennte Ansätze mit je 15 Knollenstückchen bei Boniturnoten 1 und 2) für den Test mit dem Pathotyp 1 verwendet. Bei Reaktion nur eines einzigen Keimes mit den Merkmalen der Boniturnote 3 wird die Prüfung mit 50 Knollenstückchen in der laufenden oder folgenden Prüfsaison wiederholt. Die Hauptprüfung mit den Pathotypen 2; 6 und 18 wird mit jeweils 20 Knollenstückchen in zwei getrennten Serien mit je 10 Knollenstückchen durchgeführt. Bei Auftreten der Boniturnote 3 wird die Prüfung mit 30 Knollenstückchen in der folgenden Saison wieder-

holt. Resistenz gegenüber mehreren neuen Pathotypen ist in den meisten Fällen mit „Vollresistenz“ gegenüber allen deutschen Pathotypen kombiniert (STACHEWICZ 1996).

Bewertungskriterien:

Nachfolgend (Tab. 15) werden nur die wichtigsten Boniturmerkmale für die Beurteilung der Resistenz- und Anfälligkeitsmerkmale dargestellt (vergl. LANGERFELD und STACHEWICZ 1992). Sortentypen, bei denen gleichzeitig Resistenz- und Anfälligkeitsreaktionen auftreten, werden als anfällig klassifiziert. Das Ergebnis der Hauptprüfung wird dem Bundessortenamt übergeben. Außerdem wird die Sortenreaktion jährlich durch die Biologische Bundesanstalt im „Bundesanzeiger“ und durch das Bundessortenamt in der „Beschreibenden Sortenliste“ bekanntgegeben.

**Tab. 15:** Schema für die Beurteilung der Resistenz- und Anfälligkeitsmerkmale

Boniturnote	Resistenzreaktion
1	<u>hoch resistent - Resistenzgruppe 1; frühe Abwehrnekrosen:</u> Dunkelbraune Schuppen längs über den infizierten Keim verteilt; keine Sorusbildung erkennbar.
2	<u>resistent - Resistenzgruppe 1; späte Abwehrnekrosen:</u> Nekrosen größer als bei Boniturnote 1; einzelne helle, nicht ausgereifte oder dunkelbraune, vorzeitig nekrotisierte Sori sind möglich.
3	<u>schwach resistent, Resistenzgruppe 2; sehr späte Abwehrnekrosen:</u> Einzelsori oder kleinere Sorusfelder sind von nekrotisierten Epidermiszellen umgeben; Sori und Wirtszellen sind nur zum Teil abgestorben; im überwiegenden Bereich der Infektionsstellen sind Abwehrnekrosen vorhanden, die jedoch nicht in jedem Falle der Reifung von Einzelsori und Sorusfeldern zuvorkommen. Bis zu 5 teilweise oder nicht nekrotisierte Sori pro Trieb können toleriert werden.
4	<u>leicht anfällig, zerstreuter Befall:</u> Reife, nicht nekrotisierte Sori und Sorusfelder überwiegen; Nekrosen (auch am gleichen Trieb) können reichlich vorhanden sein; vereinzelt sind auch Wucherungen möglich.
5	<u>hoch anfällig, dichter Befall:</u> Nicht nekrotisierte Infektionsfelder und Wucherungen überwiegen; dicht nebeneinanderliegende Sommer- oder Dauersori ohne Wucherungsbildung sind möglich; vereinzelt können sehr späte Nekrosen vorkommen.

## Literatur

LANGERFELD, E., H. STACHEWICZ 1992: Bewertung des Abwehrverhaltens von Kartoffelsorten gegenüber dem Erreger des Kartoffelkrebses (*Synchytrium endobioticum* [Schilb] Perc.). Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutz. **44**, 175-178.

LANGERFELD, E., H. STACHEWICZ 1993: Pathotypen des Kartoffelkrebses (*Synchytrium endobioticum* [Schilb] Perc.) in den alten und neuen Bundesländern. Gesunde Pflanzen **45**, 9-12.

STACHEWICZ, H. 1996: Die Krebsresistenzprüfung von Kartoffelzuchtstämmen und -sorten in der Bundesrepublik Deutschland. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutz. **48**, 181-186.

STACHEWICZ, H., J. RINTELEN 1997: Pathotyp 18 des Kartoffelkrebses auch in Süddeutschland. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutz. **49**, 239-240.

### 3.6 Kartoffelvirosen (Landsmann, J.)

#### Erreger: PVY, PVX, PVS, PVM, PVA und PLRV

Verschiedene Kartoffelviren kommen oft gemeinsam in den infizierten Kartoffelpflanzen vor. Die spezifischen Symptome überlagern und verstärken sich auch teilweise, so dass das Ansprechen im Feld großer Erfahrung bedarf.

##### Kartoffelvirus Y (PVY):

PVY ist ein fadenförmiges Einzelstrang-RNS-Virus der Gattung Potyviren. Es wird sowohl mechanisch als auch nichtpersistent durch verschiedene Blattlausarten (z. B. *Myzus persicae*) hauptsächlich auf Solanaceen übertragen. Die Befallssymptome sind u. a. Blattscheckungen, Blatt- und Stängelnekrosen, Vergilbungen, Blattkräuselungen und abgebrochene Blätter, die am Stängel hängen bleiben. PVY wird auf der Basis lokaler und systemischer Symptome in verschiedene Stammgruppen eingeteilt (C, O, N, NTN). PVY<sup>NTN</sup> verursacht Ringnekrosen auf den Knollen.

##### Kartoffelvirus X (PVX):

PVX ist ein fadenförmiges Einzelstrang-RNS-Virus der Gattung Potexviren. Es wird ausschließlich mechanisch übertragen und sein Wirtskreis ist auf Solanaceen beschränkt. Die Befallssymptome sind u. a. Blattscheckungen, Blattnekrosen und Mosaiksymptome. Latente Infektionen sind häufig.

##### Kartoffelvirus S (PVS):

PVS ist ein fadenförmiges Einzelstrang-RNS-Virus der Gattung Carlaviren. Es wird sowohl mechanisch als auch nichtpersistent durch die Blattlausarten *Myzus persicae*, *Aphis fabae* und *Rhopalosiphum padi* hauptsächlich auf Solanaceen und Chenopodiaceen übertragen. Die nur sehr schwach ausgeprägten Befallssymptome sind bronzefarbige nekrotische Blatflecke und lokale chlorotische Läsionen. PVS wird auf der Basis nichtsystemischer und systemischer Symptome bei *Chenopodium* spp. in zwei Stammgruppen eingeteilt (O, A).

##### Kartoffelvirus M (PVM):

PVM ist ein fadenförmiges Einzelstrang-RNS-Virus der Gattung Carlaviren. Es wird sowohl mechanisch als auch nichtpersistent durch die Blattlausarten *Myzus persicae*, *Aphis frangulae*, *Aphis nasturtii* und *Macrosiphum euphorbiae* auf Solanaceen u. a. übertragen. Die oft nur bei frisch infizierten Jungpflanzen auftretenden Befallssymptome sind u. a. Blattscheckungen, Blattkräuselungen, Mosaiksymptome, tütenförmiges Blattrollen, systemische Blatflecken und Beeinträchtigung des Triebwachstums. Latente Infektionen sind häufig.

##### Kartoffelvirus A (PVA):

PVA ist ein fadenförmiges Einzelstrang-RNS-Virus der Gattung Potyviren. Es wird sowohl mechanisch als auch nichtpersistent durch verschiedene Blattlausarten (z. B. *Myzus persicae*, *Aphis frangulae*, *Aphis nasturtii*, *Macrosiphum euphorbiae*) hauptsächlich auf Solanaceen übertragen. Die schwachen Befallssymptome sind u. a. gewellte oder raue Blätter, Mosaiksymptome, Spitzennekrosen und verminderter Stärkegehalt. Latente Infektionen sind häufig.

##### Kartoffelblattrollvirus (PLRV):

PLRV ist ein isometrisches Einzelstrang-RNS-Virus der Gattung Luteoviren. Es wird persistent durch verschiedene Blattlausarten (z. B. *Myzus persicae*) auf Solanaceen übertragen. Die Befallssymptome sind u. a. Vergilbungen der Interkostalflächen, Blattrollen zur Blattoberseite mit teils rotem Blattrand, reduziertes Wachstum. Da der Assimilattransport im Phloem inhibiert ist, kommt es zur Anreicherung der Stärke in den Blättern, die dadurch verhärtet.

### **Bedeutung:**

Entsprechend der Pflanzkartoffelverordnung muss Basispflanzgut und Zertifiziertes Pflanzgut weitgehend frei von Viren sein, die schwere Viruskrankheiten oder leichte Mosaikkrankheiten hervorrufen können. Mischinfektionen verschiedener Kartoffelviren können die Symptome verstärken und damit den Ertragsausfall drastisch erhöhen.

Kartoffelvirus Y (PVY):

PVY wird nach der Pflanzkartoffelverordnung als schweres Virus eingestuft. Ertragseinbußen bei Befall können zwischen 10 % und 90 % liegen. Der Knollenringnekrosestamm (PVY<sup>NTN</sup>) schädigt nicht nur das Pflanzgut, sondern beeinträchtigt auch die Qualität der Speisekartoffeln.

Kartoffelvirus X (PVX):

PVX wird nach der Pflanzkartoffelverordnung als leichtes Virus eingestuft. Ertragseinbußen bei Befall können zwischen 10 % und 20 %, selten bei 50 % liegen.

Kartoffelvirus S (PVS):

PVS wird nach der Pflanzkartoffelverordnung als leichtes Virus eingestuft. Ertragseinbußen bei Befall können bis zu 20 % betragen. PVS<sup>A</sup> fällt unter die Quarantänegesetzgebung.

Kartoffelvirus M (PVM):

PVM wird nach der Pflanzkartoffelverordnung als schweres Virus eingestuft. Ertragseinbußen bei Befall können zwischen 10 % und 50 % liegen.

Kartoffelvirus A (PVA):

PVA wird nach der Pflanzkartoffelverordnung als schweres Virus eingestuft. Ertragseinbußen bei Befall können bis zu 40 % betragen.

Kartoffelblattrollvirus (PLRV):

PLRV wird nach der Pflanzkartoffelverordnung als schweres Virus eingestuft. Ertragseinbußen bei Befall können über 80 % betragen. Aufgrund der persistenten Virusübertragung ist eine Bekämpfung durch Insektizide sehr erfolgreich.

### **Prüfmethoden:**

Alle Kartoffelsorten, für die beim Bundessortenamt die Sortenzulassung beantragt wird, unterliegen im Rahmen der Wertprüfung einer zweijährigen Virusresistenzprüfung im Feldanbau an vier Standorten. Diese Sorten werden auf Befall mit den Kartoffelviren PLRV, PVY, PVM und PVA getestet.

Hierzu werden sogenannte Infektionsreihen zwischen die zu testenden Kartoffelsorten gepflanzt. Die in den hochinfizierten Kartoffeln vorhandenen Kartoffelviren werden durch den natürlichen Blattlausflug auf die zu testenden Sorten übertragen. Nach der Abreife der Kartoffelpflanzen wird von jeder Pflanze eine repräsentative Knolle per Hand geerntet. Aus jeder Knolle wird ein Vegetationskeim ausgestochen, die Keimruhe durch Behandlung mit Gibberelinsäure gebrochen und ein sogenannter Augensteckling im Gewächshaus angezogen. Nach 3 - 4 Wochen wird der Presssaft von Sprossblättern jedes Stecklings auf den Gehalt an Kartoffelviren mit virusspezifischen Antikörpern biochemisch-immunologisch im DAS-ELISA getestet.

Für die Zulassung des Klonaufbaus werden die beantragten Kartoffelsorten in der Zuchtstammpfung auf Befall mit den Kartoffelviren PVS und PVM getestet. In der Zuchtaufbauüberwachungsprüfung zugelassener Sorten wird jährlich eine Stichprobe aus dem Sortenkatalog (1/3 der Sorten) auf Befall mit den Kartoffelviren PLRV, PVY, PVX, PVS, PVM und PVA getestet.

An der Biologischen Bundesanstalt wird an zwei Standorten der Feldanbau für die Wertprüfung durchgeführt, ebenso die Testung der Kartoffelknollen auf Virusbefall an diesen beiden Standorten sowie die Knollentestung für die Zuchtstammprüfung und die Sortenüberwachung.

**Bonitur:**

Im virusspezifischen DAS-ELISA werden unter Berücksichtigung von Positiv- und Negativkontrollen die virushaltigen Proben gezählt und als Befallsprozente der getesteten Knollen (= Pflanzen) bonitiert. Für jedes Virus werden 2 bis 4 Standardsorten in die Versuche integriert, deren Befallsprozente gemittelt werden, und mit denen die zu testenden Kartoffelsorten verglichen werden. Die Befallsprozente der gemittelten Standardsorten bilden die Basis für virusspezifische Anfälligkeitsstufen. Der Wert der gemittelten Standardsorten wird als Anfälligkeitsstufe 8 festgelegt; die Anfälligkeitsstufen 1 bis 9 sind arithmetische Teile einer linearen Skala von 1/8 dieses Wertes. Die Befallsprozente der zu testenden Sorten werden an Hand dieser Skala in Anfälligkeitsstufen eingeordnet. Die Anfälligkeitsstufen an den verschiedenen Standorten und von beiden Jahren werden gemittelt und bei der Wertprüfung ggf. in die Beschreibende Sortenliste des Bundessortenamtes eingetragen.

## Literatur

- CASPER, R., S. MEYER 1981: Die Anwendung des ELISA-Verfahrens zum Nachweis pflanzenpathogener Viren. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. **33**, 49-54.
- CLARK, M.F., A.N. ADAMS 1977: Characteristics of the microplate method for the detection of plant viruses. J. Gen. Virology **34**, 475-483.
- JEFFRIES, C.J. 1998: FAO/IPGRI Technical Guidelines for the safe movement of Germplasm No. 19. Potato.
- KOENIG, R. 1985: Antikörper im Dienste der Pflanzenvirologie. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. **37**, 161-170.
- MEYER-KAHSNITZ, S. 1993: Angewandte Pflanzenvirologie, Bernhard Thalacker Verlag, Braunschweig.
- MEYER-KAHSNITZ, S. 1997: Viruskrankheiten in Gartenbau und Landwirtschaft, Teil IV: Ackerpflanzen, Nr. 3281. Auswertungs- und Informationsdienst für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten (aid) e.V.
- WEIDEMANN, H.L., E. MAISS 1996: Nachweis des Kartoffelknollen-Ringnekrose-Stammes des Kartoffelvirus Y (PVY<sup>NTN</sup>) mit Hilfe reverser Transkription und Immunocapture-Polymerase-Kettenreaktion. Z. PflKrankh. PflSchutz **103**, 337-345.



## B Resistenzprüfungen im Gartenbau

### 4 Zierpflanzen

#### 4.1 Triebsterben der Azaleen

(U. Brielmaier-Liebetanz, Mattusch, P.)

**Erreger:** *Phytophthora citricola* Sawada

Die Dauerkultur des Erregers erfolgt auf Hafermehlagar unter Paraffinöl. Für die Herstellung des Inokulums wird auf Möhrenschnitzelagar überimpft.

**Prüfmethode:**

Pilzbewachsene Agarstücke (5 x 5 mm) von zwei Wochen alten Kulturen werden beim zweiten Stutzen auf drei frisch gestutzte Triebe von Azaleen-Jungpflanzen aufgelegt. Die Inokulationsstelle wird mit einem wassergetränkten Zellstoffstück abgedeckt. Die Pflanzen werden eine Woche lang unter einem Folienzelt bei einer Gewächshaustemperatur von 20 bis 22 °C inkubiert. Da der physiologische Zustand der Pflanzen die Reaktion der Testpflanzen stark beeinflusst, sollte die Prüfung in drei Versuchsansätzen vorgenommen werden. Pro Sorte sind dabei mindestens 40 Pflanzen zu verwenden.

Die Bonitur erfolgt zwei Wochen nach der Inokulation, wobei das Ausmaß der von der Inokulationsstelle ausgehenden braunen Stängelläsion ermittelt wird (Tab. 16). Als Referenzsorten dienen „Friedhelm Scherrer“ (hochanfällig) und „Gloria“ (wenig anfällig).

**Tab. 16:** Bonitur der Stängelläsionen

Boniturstufe	Symptomausprägung
nicht bis wenig anfällig	Stängelläsion < 10 mm
anfällig	Stängelläsion > 10 mm
hochanfällig	Stängelläsion > 20 mm

#### Literatur

WERITZ, J., U. BRIELMAIER-LIEBETANZ 1993: Kultursysteme, Sortenwahl und Klimaführung als Instrumente zur Verminderung des Krankheitsrisikos bei Zierpflanzen. In: SMOLKA, S.E., P. MATTUSCH, H. HOMMES: Bausteine für den integrierten Pflanzenschutz im Gartenbau. - Aktuelle Arbeiten aus dem Institut für Pflanzenschutz im Gartenbau. Mitt. Biol. Bundesanst. Land- Forstwirtsch. Berlin-Dahlem **289**, 61-70.

## 4.2 Rost der Strauchmargeriten (U. Brielmaier-Liebetanz, Mattusch, P.)

**Erreger:** *Puccinia* spp.

Getrocknete Uredosporen werden bei -20 °C gelagert. Zur sicheren Erhaltung einer guten Keimfähigkeit werden im Abstand von sechs Monaten *Argyranthemum frutescens* „Butterfly“ inokuliert und die frisch produzierten Uredosporen nach Trocknung erneut eingefroren. Vier Wochen vor der Sortenprüfung erfolgt eine Reaktivierung und Vermehrung des Uredosporenmaterials auf einer anfälligen Sorte, so dass zur Inokulation frisches Uredosporenmaterial zur Verfügung steht. Die Inokulation von 100 Pflanzen gewährleistet die Produktion von Uredosporen für mindestens 1000 Pflanzen in der Sortimentstestung.

### **Prüfmethode:**

Jungpflanzen werden fünf bis sechs Wochen nach dem Topfen durch Übersprühen mit je 5 ml einer Suspension frisch geernteter Uredosporen inokuliert. (1 mg Uredosporen + gleiches Volumen Talkum in 5 ml Leitungswasser). Pro Sorte werden 20 Pflanzen inokuliert und anschließend bei 21 °C im Gewächshaus zwei Tage unter einem Folienzelt inkubiert. Die Bonitur erfolgt zwei und vier Wochen nach der Inokulation. Bei der ersten Bonitur wird erfasst, ob Rostpusteln sichtbar sind, bei der zweiten Bonitur wird der Blattbedeckungsgrad nach BAILEY (1951) ermittelt. Als Referenzsorten dienen „Butterfly“ oder „Yellow Star“ (hochanfällig) und eine weißblühende Sorte wie „Silverleaf“ oder „Sugarbaby“ (wenig anfällig).

### **Literatur**

BAILEY, F.V. 1951: Observations on varietal resistance to *chrysanthemum rust*. J. Roy. Hort. Soc. **76**, 322-328.

BRIELMAIER-LIEBETANZ, U., D. GEBELEIN 1998: Rostbefall an Strauchmargeriten. Deut. Gartenbau **52**, 29-31.

## 4.3 Brennfleckenkrankheit der Cyclamen (Mattusch, P., U. Brielmaier-Liebetanz)

**Erreger:** *Cryptocline cyclaminis* Arx

Der Erreger wird in Dauerkultur auf Erdröhrchen im Kühlschrank gehalten. Zwei Wochen vor dem geplanten Versuch wird auf Hafermehlagar überimpft. Von den vollbewachsenen Platten werden die Konidien mit sterilem Leitungswasser abgeschwemmt. Die Dichte wird auf  $10^6$  Konidien/ml eingestellt.

### **Prüfmethode:**

Cyclamen-Jungpflanzen werden nach dem Topfen in 10 cm-Töpfe mit der Konidien suspension bei einer Aufwandmenge von 350 ml/m<sup>2</sup> übersprüht. Pro Sorte werden 20 Pflanzen inokuliert und bei 23 °C und hoher Luftfeuchte im Gewächshaus aufgestellt. Bereits eine Woche nach der Inokulation werden die ersten Symptome sichtbar. Bewertet wird der prozentuale Anteil befallener Blätter und Blattstiele.

### **Literatur**

BRIELMAIER-LIEBETANZ, U., B. BÖHMER 1988: *Cryptocline cyclaminis* - Untersuchungen zur Anfälligkeit von Cyclamensorten und zum Wirtspflanzenspektrum. Gesunde Pflanzen **40**, 253-256.

#### 4.4 Echter Mehltau der Elatior-Begonien (U. Brielmaier-Liebetanz, Mattusch, P.)

##### Erreger: *Oidium begoniae* Puttemanns

Als obligater Parasit muss *Oidium begoniae* auf der lebenden Pflanze im Gewächshaus erhalten werden. Geeignet sind anfällige Sorten wie „Rondo“, „Schwabenland“, „Korianne“ und andere. Wenn 100 % der Blattfläche von *Oidium* besiedelt sind, werden gesunde Pflanzen zwischen die befallenen Pflanzen gestellt. Nach etwa vier Wochen bei 18 bis 20 °C zeigt sich deutlicher Mehltaubelag. Zur Auffrischung des Inokulums werden etwa alle drei Monate gesunde Pflanzen dazu gestellt. Das Inokulum für die Sortenprüfung sollte von Pflanzen stammen, bei denen die Infektion mit Mehltau nicht länger als vier Wochen zurückliegt.

##### Prüfmethode:

Die Inokulation erfolgt durch Abklopfen mehltaubefallener Begonien über den zu prüfenden Sorten (20 Pflanzen/Sorte). Für 10 m<sup>2</sup> Stellfläche reicht eine stark befallene Spenderpflanze aus. Unter günstigen Bedingungen (Temperaturen nicht über 25°C) sind bei stark anfälligen Sorten bereits eine Woche nach der Inokulation die ersten Mehltaukolonien zu sehen.

Spätestens acht Wochen nach der Inokulation wird der prozentuale Blattbedeckungsgrad in Anlehnung an die BBA-Prüfungsrichtlinie 4-2.4.1 (Prüfung von Fungiziden gegen Echte Mehltaupilze an Zierpflanzen) geschätzt. Als Referenzsorten dienen „Schwabenland rot“ (hoch-anfällig) und „Barbara“ oder andere Sorten aus dieser Sortengruppe (resistent).

##### Literatur

BRIELMAIER-LIEBETANZ, U., D. GEBELEIN 1998:  
Anfälligkeit von Elatior-Begonien für Echten Mehltau.  
Gb-Gärtnerbörse 98, 24-25.

WERITZ, J. 1993: Große Befallsunterschiede bei Mehltau  
lassen hoffen. Gartenbau-Magazin 2, 55-77.

#### 4.5 *Fusarium* Welke und Vergilbungskrankheit der Nelken (U. Brielmaier-Liebetanz, Mattusch, P.)

##### Erreger: *Fusarium oxysporum* Schlecht. f. sp. *dianthi* Prill. et Del.

Die Konservierung der *Fusarium*-Isolate erfolgt in Erdröhrchen im Kühlschrank. Zur Inokulumgewinnung werden die Isolate auf Hafermehlagar überimpft und zwei Wochen unter langwelligem UV-Licht kultiviert. Bewachsene Agarplatten werden mit je 10 ml Leitungswasser abgeschwemmt, die Konidien-suspension wird auf eine Dichte von 10<sup>6</sup> Konidien/ml eingestellt.

##### Prüfmethode:

Zur Inokulation werden pro Pflanze 3 ml Konidien-suspension eines Isolatgemisches angegossen. 20 Pflanzen pro Sorte werden inokuliert und bei einer Gewächshaustemperatur von 22 bis 27 °C weiterkultiviert. Nach zwei bis drei Wochen sind die ersten Welkesymptome zu beobachten. Die erste Bonitur kann drei Wochen nach der Inokulation vorgenommen werden (vgl. Tab. 17). Die Endbonitur erfolgt 15 Wochen nach der Inokulation. Als Referenzsorten dienen „Lena“ (hoch-anfällig) und „Candy“ oder eine andere Sorte dieser Gruppe (resistent).

Tab. 17: Bonitur der Welkesymptome

Boniturnote	Symptomausprägung	
1	keine Symptome	= nicht anfällig
2	Chlorose an den untersten Blättern	= mäßig resistent
3	bis 25 % der Pflanzen mit Welkesymptomen	= mäßig anfällig
4	26 – 50 % der Pflanzen mit Welkesymptomen	= mittel anfällig
5	mehr als 50 % der Pflanzen mit Welkesymptomen	= hochanfällig

## Literatur

BRIELMAIER-LIEBETANZ, U. 1992: Ansätze zur Resistenzzüchtung von Zierpflanzen. Gartenbaumagazin 1, 15-16, 18.

## 5 Gemüsepflanzen

### 5.1 Fettfleckenkrankheit der Buschbohnen

(Mattusch, P., U. Gärber)

**Erreger:** *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* (Burkholder) Young, Dye et Wilkie

Die Isolate werden auf Kalkagar-Schrägröhrchen bei 4 bis 6 °C im Kühlschrank erhalten. Ein bis zwei Tage vor der Inokulation werden die Kulturen auf King's B-Agar überimpft und bei 27 °C weiterkultiviert. Die Bakterien werden mit physikalischer Kochsalzlösung aufgenommen. Die Inokulumdichte wird auf  $10^6$  Konidien/ml eingestellt.

#### Prüfmethode:

Die Inokulation der bei 20 °C im Gewächshaus angezogenen Testpflanzen erfolgt im Stadium 13/14 (erstes echtes Blatt voll entfaltet/zweites echtes Blatt im Streckungswachstum befindlich) mittels eines Glassprühröhrchens und Pressluft durch Ausbringen der Bakterienaufschwemmung auf die Blattunterseiten. Nach der Inokulation wird mit einem Folienzelt überbaut, um eine möglichst hohe relative Luftfeuchtigkeit zu erzielen.

Die Bonituren erfolgen 7 und 14 Tage nach der Inokulation unter Verwendung des in der UPOV-Richtlinie TG 12/8 von 1994 und 1995 vorgegebenen Boniturschlüssels. Bewertet werden nur die inokulierten Fiederblätter, wobei jede Einzelfieder gesondert bonitiert wird.

## Literatur

MATTUSCH, P., M. GERLAGH, A. ESTER, G.

SPIKMAN 1982: Screening snap bean cultivars for resistance to *Sclerotinia sclerotiorum*. Ann. Report Bean Improvement Cooperative 25, 48-50.

## 5.2 Bohnenbrand der Buschbohnen

(Mattusch, P., U. Gärber)

### Erreger: *Xanthomonas campestris* pv. *phaseoli* (Smith) Dye

Die Isolate werden auf Kalkagar-Schrägröhrchen bei 7 bis 10 °C im Kühlschrank erhalten. Ein bis zwei Tage vor der Inokulation werden die Kulturen auf Kalkagar überimpft und bei 27 °C kultiviert. Die Bakterien werden mit physikalischer Kochsalzlösung aufgenommen. Die Inokulumdichte wird auf 10<sup>8</sup> Bakterien/ml eingestellt.

### Prüfmethode:

Die Inokulation der bei 20 °C im Gewächshaus angezogenen Testpflanzen erfolgt im Stadium 13/14 (erstes echtes Blatt voll entfaltet / zweites echtes Blatt im Streckungswachstum befindlich) mittels eines Glassprühröhrchens und Pressluft durch Ausbringen der Bakterienaufschwemmung auf die Blattunterseiten. Nach der Inokulation wird mit einem Folienzelt überbaut, um eine möglichst hohe relative Luftfeuchtigkeit zu erzielen. Die Temperatur wird auf 26 °C (Tag) und 20 °C (Nacht) eingestellt.

Die Bonituren erfolgen 7 und 14 Tage nach Inokulation in Anlehnung an die UPOV-Richtlinien TG 12/8 von 1994 und 1995. Bewertet werden nur die inokulierten Fiederblätter, wobei jede Einzelfieder gesondert bonitiert wird (Tab. 18).

Tab. 18: Befallsstufen (in Anlehnung an UPOV-Richtlinie TG/12/8 vom 11.4.1994)

Boniturnote	Symptomausprägung
	<i>Befallstypen</i>
1	Befallsstelle nekrotisch absterbend, Blatt chlorotisch
2	Befallsstelle nekrotisch absterbend, wässrig chlorotischer Ring
3	Befallsstelle nekrotisch, schwach ausgeprägter chlorotischer Ring
	<i>Resistenztypen</i>
4	größere rotbraune überempfindliche Flecke
5	sehr kleine rotbraune überempfindliche nekrotische Flecke
6	symptomlos/befallsfrei

## 5.3 Echter Mehltau der Erbsen

(Mattusch, P., U. Gärber)

### Erreger: *Erysiphe pisi* De Candolle ex Saint-Amans

Als obligater Parasit muss der Schaderreger auf der lebenden Pflanze erhalten werden. Der einfachste Weg ist die Kultur auf einer anfälligen Sorte (z. Zt. „Bördi“) im Gewächshaus in Anzuchtschalen. Pflanzen werden hierfür angezogen und im Stadium 13 (FELLER et al. 1995a, b) in den bereits infizierten Bestand gestellt.

Aufwendiger, jedoch für die Kontrolle der Pilzentwicklung günstiger, ist die Beimpfung von Fiederblättern des 2. oder 3. Nodiums, die in Petrischalen auf eine auf Leitungswasser aufschwimmende Lage Stry-

roporkugeln (Körnung: 1-2 mm) derart aufgelegt werden, dass die Blattstiele in das Wasser eintauchen. Ranken sind zu entfernen. Pro 9 cm-Petrischale werden drei Fiederblätter ausgelegt und mit Sporenmateri- al der jeweils am besten entwickelten „Vorkulturen“ beimpft. Die Schalen werden hierauf in einem Lichtthermostat bei 20 °C und 12 Stunden Licht (5000 lx) inkubiert. Hierdurch ist es möglich die Fieder- blätter drei Wochen am Leben zu erhalten. Die nächste Passage hat daher in 14-tägigem Abstand zu er- folgen.

Um die Sauberkeit der Kultur zu sichern, sollten in regelmäßigen Abständen unter dem Stereomikroskop einzelne Konidien abgeimpft und auf frische Wirtsblätter übertragen werden. Hierdurch kann vermieden werden, dass Sekundärpilze, die makroskopisch von *Erysiphe pisi* schlecht zu unterscheiden sind, den Echten Mehltau überwachsen. In zeitlichem Vorlauf zur geplanten Resistenzprüfung muss dann der Er- reger auf eine ausreichende Zahl Wirtspflanzen übertragen werden, um damit die Inokulumvermehrung zu gewährleisten. Für die Inokulumaufbereitung werden acht Wochen alte, ausreichend stark besiedelte Erbsenpflanzen aus den Anzuchtgefäßen entnommen, die Konidien in Wasser abgespült und grobe Be- standteile abgesiebt. Die in 1,25 l Wasser aufgenom- menen Konidien von 100 befallenen Pflanzen rei- chen aus, um 2500 Pflanzen zu beimpfen.

### Prüfmethode:

Die zu testenden Erbsensorten werden in geeigneten Anzuchtschalen in handelsübliche, gedämpfte An- zucherterde ausgesät und im Gewächshaus bei 20 °C und 80 % relativer Luftfeuchtigkeit aufgestellt. Im Stadium 13 wird mit einem Zerstäuber (z.B. „Geizhals“) die Konidienaufschwemmung in vier Durch- gängen (verhindert das Abtropfen) aufgebracht. In den ersten Tagen nach der Inokulation sollte bei son- nigem Wetter schattiert und der Gewächshausboden immer feucht gehalten werden. Ab dem 10. Tage nach der Inokulation ist mit den ersten, makroskopisch sichtbaren Befallsflecken zu rechnen. Bewertet wird der prozentuale Blattbedeckungsgrad. Die Endbonitur erfolgt drei Wochen nach Inokulation. Die Bewertung kann nach nachstehendem Boniturschema vorgenommen werden (Tab. 19). Da die Erreger- entwicklung jedoch während der Versuchsdauer sehr rasch voranschreitet und zudem bisher nie Sorten mit abstufbarer Resistenz in Prüfung standen, wird in den Tests der BBA hiervon abgesehen und nur auf „befallen“ und „nicht befallen“ bonitiert. Parallelversuche unter Gewächshaus- und Freilandbedingungen ergaben nie Differenzen in der Sortenreaktion. Im Freiland war die Befallsausprägung jedoch immer wesentlich deutlicher.

Tab. 19: Boniturschema

Boniturnote	Symptomausprägung
1	kein Befall
2	einzelne Mehlauflecke
3	größere Mehlauflecke
4	5-10 % der Blattfläche besiedelt
5	10-15 % der Blattfläche besiedelt
6	15-25 % der Blattfläche besiedelt
7	25-35 % der Blattfläche besiedelt
8	35-67,5 % der Blattfläche besiedelt
9	> 67,5 % der Blattfläche besiedelt

## Literatur

- MATTUSCH, P. 1982: Resistenzprüfungen zu Echtem Mehltau an Erbsen. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. **34**, 49-51.
- FELLER, C., H. BLEIHOLDER, L. BUHR, H. HACKE, M. HESS, R. KLOSE, U. MEIER, R. STRAUSS, T. VAN DEN BOOM, E. WEBER 1995a: Phänologische Entwicklungsstadien von Gemüsepflanzen I. Zwiebel-, Wurzel-, Knollen- und Blattgemüse. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. **47**, 193-206.
- FELLER, C., H. BLEIHOLDER, L. BUHR, H. HACKE, M. HESS, R. KLOSE, U. MEIER, R. STRAUSS, T. VAN DEN BOOM, E. WEBER 1995b: Phänologische Entwicklungsstadien von Gemüsepflanzen II. Fruchtgemüse und Hülsenfrüchte. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. **47**, 217-232.

## 5.4 *Fusarium*-Welke der Erbsen (Mattusch, P., U. Gärber)

**Erreger:** *Fusarium oxysporum* Fr. f. sp. *pisi* (Lindf.) Snyd. et Hans.

Der Schaderreger wird auf Erdröhrchen<sup>1)</sup> in Dauerkultur bei 4 °C gehalten. Eine jährlich vorgenommene Passage über Erbsenpflanzen bekannter Reaktionsweise dient der Erhaltung der Pathogenität sowie der Überprüfung der rassenspezifischen Eigenschaften. Für die Herstellung des Inokulums wird der Pilz auf einem nährstoffarmen Agar<sup>2)</sup> (SNA nach NIRENBERG 1976, 1990) ausgekrümelnt und bei 22 bis 24 °C inkubiert. Nach vier Tagen schließt sich eine weitere Passage auf SNA an.

Nach zehntägiger Kultur wird mit zehn am Rand der Pilzkolonien ausgestochenen, myzelbewachsenen Agarstückchen (Korkbohrer, Durchmesser 6 mm) jeweils ein Liter Erbsendekokt (150 g tiefgefrorene Erbsen ungefähr 15 min in 500 ml destilliertem Wasser kochen, den Überstand dekantieren, mit destilliertem Wasser auf 1 Liter auffüllen, 5 g/l Glucose zugeben und 15 min im Autoklav sterilisieren) beimpft. Die weitere Kultur erfolgt in 5 l-Erlenmeyerkolben bei 24 °C und Tageslicht. Das Medium wird über ein in den Stopfen eingelassenes, abgewinkeltes Glasrohr mit steriler Druckluft (Luftfilter 0,2 µm) belüftet. Drei bis fünf Tage nach dem Beimpfen hat sich in der Regel eine ausreichend große Zahl Konidien (überwiegend Mikrokonidien, seltener auch Makrokonidien) gebildet. Mit der Methode kann eine große Menge Inokulum hergestellt werden, die auch umfangreichere Prüfungen ermöglicht.

Der Inhalt aller Erlenmeyerkolben wird vereinigt, mit einem Vibro-Mischer etwa 10 min gründlich gemischt und zur groben Myzelabtrennung durch ein Haushaltssieb (Maschenweite 2 mm) gegossen. Die Inokulumdichte wird auf mindestens 10<sup>6</sup> Konidien/ml eingestellt. Die Keimrate der Konidien liegt im allgemeinen bei 80 bis 90 %.

### Prüfmethode:

Ein dampfsterilisiertes (2 h, 90 °C) Weißtorf-Sand-Gemisch (1:1) wird mit der Konidien suspension, der zusätzlich Dünger in der unten angegebenen Dosierung zugegeben wird, im Verhältnis 8:1 gründlich vermischt. Als Kontrolle dient das nur mit der Düngerlösung (0,18 % Flory 9 Basis [2 % N, 11 % P, 39 % K, 4 % mit Spurenelementen] + 0,13 % Ammoniumnitrat) versehene Substrat.

Das Substrat wird entweder auf folienausgekleideten Tischen in einer Schichtdicke von 5 cm ausgebracht oder in entsprechende Kulturgefäße (Saatkisten, Jungpflanzenpaletten etc.) gefüllt und mit den zu prü-

<sup>1)</sup> Füllung der Erdröhrchen: 2 Teile Lehm, 1,5 Teile Komposterde, 1 Teil Sand. Bestandteile lufttrocknen, sieben und unter Zugabe von Leitungswasser (Erde sollte feucht, aber nicht nass sein) gut durchmischen und in Reagenzröhrchen 6 bis 7 cm hoch einfüllen. 1,5 bis 2 ml Leitungswasser zu jedem Röhrchen geben, einen Tag stehen lassen und danach im Autoklaven (60 min, 2 bar) sterilisieren. Die beimpften Röhrchen bis zur Eintrocknung bei Zimmertemperatur aufstellen.

<sup>2)</sup> Agarzusammensetzung: 1 g KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>, 1g KNO<sub>3</sub>, 0,5 g MgSO<sub>4</sub> · 7 H<sub>2</sub>O, 0,5 g KCl, 2 g Glucose, 0,2 g Saccharose, 1 l destilliertes Wasser, 17-20 g Agar-Agar.

fenden Erbsensorten (Saattiefe 3 cm, 6 x 6 cm Sä-Abstand) besät. Im Standardtestverfahren erfolgt die Prüfung in drei Wiederholungen zu je 15 Korn. Die Prüfung kann ganzjährig im Gewächshaus durchgeführt werden. Die Substrattemperatur sollte 20 bis 24 °C betragen. Die Bewässerung erfolgt von Hand nach Bedarf. Eine Nachdüngung ist nicht erforderlich. Eine Woche nach Aussaat wird die Anzahl aufgelaufener Pflanzen erfasst. Typische Welkesymptome zeigen sich etwa drei bis vier Wochen nach der Saat und sind im allgemeinen nach fünf bis sechs Wochen voll ausgeprägt. Die Bonitur erfolgt entsprechend dem in Tabelle 20 dargestellten Boniturschema. Um vergleichbare Ergebnisse zu erzielen, muss der Zeitpunkt der Endauswertung nach der Reaktion einer anfälligen Referenzsorte (derzeit z.B. „Mini“) bestimmt werden. Zur Prüfung auf Gefäßverbräunung werden die Pflanzen im Stängelgrundbereich schräg angeschnitten.

**Tab. 20:** Bonitur der Welkesymptome

Boniturnote	Symptomausprägung
1	symptomlos
3	Welke einiger Basalblätter, keine Wuchshemmung
5	Welke mehrerer Blätter, schwache Wuchshemmung und Gefäßverbräunung
7	Welke der meisten Blätter, starke Wuchshemmung und Gefäßverbräunung
9	Pflanze abgestorben

## Literatur

NIRENBERG, H.I. 1976: Untersuchungen über die morphologische und biologische Differenzierung in der *Fusarium*-Sektion *Liseola*. Mitt. Biol. Bundesanst. Land- Forstwirtsch. Berlin-Dahlem **169**.

NIRENBERG, H.I. 1990: Recent advances in the taxonomy of *Fusarium*. Studies in Mycology **32**, 91-101.

## 5.5 Falscher Mehltau des Feldsalats (Mattusch, P., U. Gärber)

### Erreger: *Peronospora valerianellae* Fck.

Für den obligaten Parasiten kommt als Erhaltungsmethode neben der Kultur auf lebenden Pflanzen das Einfrieren befallener Blätter bei -18 °C in Betracht. In diesem Zustand ist eine Lagerdauer von sechs Monaten ohne Virulenzverlust möglich. Vor der Prüfung wird frisches Erregermaterial auf einer anfälligen Sorte vermehrt. Bei der Weitervermehrung des Pilzes ist auf Hygiene besonders zu achten, da häufig Sekundärbesiedler in den Myzelien auftreten, die den Prüfungserfolg stark beeinträchtigen. Für die Herstellung des Inokulums werden die Konidien mit destilliertem Wasser gründlich vom infizierten Blattmaterial abgespült und die Aufschwemmung anschließend durch ein Haushaltssieb sowie ein Sieb mit der Maschenweite 15 µm gereinigt. Die Konidiendichte wird hierauf auf 10<sup>4</sup>/ml eingestellt.

### Prüfmethode:

Mit 10 ml der Konidienaufschwemmung werden 30 Pflanzen im Stadium 13/14 (3. - 4. echtes Blatt) inokuliert und in einer Pflanzenwuchskammer bei 12 ± 2 °C und 90 bis 95 % relativer Feuchte aufgestellt. Zur Förderung des Infektionserfolges wird 48 Stunden mit einem Folienzelt überbaut und zur Förderung der Sporulation in den ersten 24 Stunden keine Pflanzenbeleuchtung zugeschaltet. Anschließend



wird bei 6000 lx (14 Stunden) kultiviert. Vier Wochen nach der Inokulation wird der prozentuale Blattbedeckungsgrad bezogen auf die ganze Pflanze erfasst (Tab. 21).

**Tab. 21:** Bonitur der prozentual geschädigten Blattfläche

Boniturnote	Symptomausprägung
1	Symptomlos
3	schwacher Befall, Verwachsungen/Deformationen der Epidermis blattunterseits, keine Sporulation
5	mittlerer Befall, starke Verwachsungen und Deformationen der Epidermis blattunterseits, Vergilben der unteren Blätter, Sporulation auf etwa 10 % der Blattfläche
7	starker Befall, starke Verwachsungen und Deformationen der Epidermis blattunterseits, Vergilben der unteren Blätter, Sporulation auf etwa 30 % der Blattfläche
9	sehr starker Befall, Sporulation auf etwa 30 % der Blattfläche

## Literatur

GÄRBER, U. 1993: Untersuchungen zur Anfälligkeit von Feldsalat (*Valerianella locusta* L.) für Falschen Mehltau (*Peronospora valerianellae* Fck.). In: SMOLKA, S.E., P. MATTUSCH, H. HOMMES: Bausteine für den integrierten Pflanzenschutz im Gartenbau - Aktuelle Arbeiten aus dem Institut für Pflanzenschutz im Gartenbau. Mitt. Biol. Bundesanst. Land- Forstwirtschaft. Berlin-Dahlem **289**, 87-92.

GÄRBER, U. 1995: Weitere Untersuchungen zur Anfälligkeit von Feldsalat für Falschen Mehltau (*Peronospora valerianellae* Fck.). Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. **47**, 76-78.

## 5.6 Falscher Mehltau der Gurken (Mattusch, P., U. Gärber)

### Erreger: *Pseudoperonospora cubensis* (Berk. et Curt.) Rostov.

Der obligate Parasit *Pseudoperonospora cubensis* kann nur auf der Wirtspflanze dauerhaft erhalten werden. Bei den Falschen Mehltaupilzen hat sich jedoch zusätzlich das Einfrieren luftgetrockneter Befallsblätter bewährt. Hierfür werden befallene Blätter mit gut sporulierendem Myzel mit einer Schere in kleine Stücke geschnitten und auf Filterpapier bei Raumtemperatur getrocknet. Die getrockneten Blattstücke in Petrischalen einfüllen, diese mit Parafilm verschließen und bei -20 bis -25 °C einfrieren. Das Befallsmaterial lässt sich auf diese Weise etwa sechs Monate mit nur geringfügigem Virulenzverlust lagern.

Zum Zeitpunkt der Prüfung wird das tiefgefrorene Material (2 g/Petrischale) in 500 ml entsalztem Wasser aufgenommen und die Konidien durch intensives Rühren aufgeschwemmt. Die Sporendichte wird anschließend auf  $10^5$  Konidien/ml eingestellt.

### Prüfmethode:

Gurkenpflanzen anziehen und im Stadium 14 inokulieren. Pro Pflanze werden 5 ml der Suspension mit einem Glassprührohrchen oder einem Zerstäuber (z.B. „Geizhals“) bei leichtem Luftdruck aufgesprüht. Hierauf werden die Pflanzen mit einem Folienzelt überbaut und bei 20 °C für 24 Stunden bei 100 % relativer Luftfeuchtigkeit in einer Klimakammer oder einem gut zu regelnden Gewächshaus aufgestellt. Hierauf Folienzelt abnehmen oder Seiten hochklappen und Gurkenpflanzen vier bis sechs Tage bei 20 °C weiterkultivieren. Anschließend für 24 Stunden Folienzelt wieder schließen (100 % relative Feuchte).

Am Folgetag kann die Bonitur des typischen Befalls (blattoberseitig kräftig gelb gefärbte, durch die Blattadern begrenzte Flecke) durchgeführt werden. Bonitiert wird der prozentuale Schädigungsgrad der Blattspreite unter Verwendung des nachstehenden Boniturschemas (Tab. 22). Da die Erregerentwicklung jedoch während der Versuchsdauer sehr rasch voranschreitet und zudem bisher nie Sorten mit abstufbarer Resistenz in Prüfung standen, wird in den Tests der BBA hiervon abgesehen und nur auf „befallen“ und „nicht befallen“ bonitiert. Parallelversuche unter Gewächshaus- und Freilandbedingungen ergaben keine Differenzen in der Sortenreaktion. Im Freiland war die Befallsausprägung jedoch immer deutlicher.

**Tab. 22:** Bonitur des prozentualen Blattbedeckungsgrades

Boniturnote	Symptomausprägung
1	befallsfrei
2	< 5 % der Blattfläche besiedelt
3	< 15 % der Blattfläche besiedelt
4	< 30 % der Blattfläche besiedelt
5	< 40 % der Blattfläche besiedelt
6	< 50 % der Blattfläche besiedelt
7	< 60 % der Blattfläche besiedelt
8	< 85 % der Blattfläche besiedelt
9	100 % der Blattfläche besiedelt

## 5.7 Gurkenkrätze (Mattusch, P., U. Gärber)

**Erreger:** *Cladosporium cucumerinum* Ell. et Arth.

Der Erreger wird auf Kartoffeldextroseagar kultiviert. Die Kulturen müssen alle 14 Tage überimpft werden. Von voll bewachsenen Petrischalen werden die Sporen mit entsalztem Wasser abgespült. Die Sporenaufschwemmung wird auf  $5 \times 10^5$  Sporen/ml eingestellt. Vier voll bewachsene Petrischalen (9 cm) reichen für 1000 ml einer derart konzentrierten Suspension.

**Tab. 23:** Bonitur der Befallsflecke auf den Blättern

Boniturnote	Symptomausprägung
1	gesunde Pflanze
2	einzelne Befallsflecke
3	Befallsflecke mit beginnender Sporulation
4	Befallsflecke mittlerer Größe mit Sporulation
5	große Befallsflecke mit Sporulation

### Prüfmethode:

Pflanzen im Stadium 13 (3-Blatt) werden mit der Sporenaufschwemmung inokuliert. Pro Pflanze werden 10 ml der Suspension mit Hilfe eines Glassprühröhrchens und Druckluft (1,5 bar) ausgebracht. Anschlie-

ßend wird 24 Stunden bei annähernd 100 % relativer Feuchte und 17 °C unter einem Folienzelt inkubiert. Hierauf Zelt abnehmen und die Pflanzen bei hoher Feuchte, 14 Stunden Licht sowie 17 °C Tagtemperatur und 12 °C Nachttemperatur weiterkultivieren. Die erste Bonitur kann nach 14 Tagen erfolgen (Tab. 23). Auf den befallenen Blättern zeigen sich oliv-grüne Flecke, die auch auf den Stängel übergreifen können. Die Endbonitur ist nach vier Wochen möglich.

## Literatur

FELLER, C., H. BLEIHOLDER, L. BUHR, H. HACKE, M. HESS, R. KLOSE, U. MEIER, R. STRAUSS, T. VAN DEN BOOM, E. WEBER 1995: Phänologische Entwicklungsstadien von Gemüsepflanzen II. Fruchtgemüse und Hülsenfrüchte. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. 47, 217-232.

## 5.8 Blattbrand der Gurken (Mattusch, P., U. Gärber)

**Erreger:** *Corynespora cassiicola* Berk. et Curt.

Der Erreger wird auf Kartoffeldextroseagar kultiviert. Von voll bewachsenen Platten werden die Sporen mit entsalztem Wasser abgeschwemmt und die Sporensuspension auf  $3 \times 10^5$  eingestellt. Vier Petrischalen ergeben 1000 ml Sporenaufschwemmung.

### Prüfmethode:

Pflanzen im Stadium 13 (3-Blatt) werden mit der Sporensuspension inokuliert. Pro Pflanze werden 25 ml ausgebracht. Die weitere Kultur erfolgt in einer Pflanzenwachskammer bei Temperaturen von 29 °C (Tag 14 Stunden) und 20 °C (Nacht 10 Stunden), einer relativen Luftfeuchte von 80 % sowie Licht (5000 lx) während der Tagphase.

Die erste Bonitur kann 10 Tage nach der Inokulation erfolgen (vgl. Tab. 24). Auf den Blättern treten zahlreiche kleine, eckige und von den Blattadern begrenzte, hellbraune Flecke auf. Im weiteren Verlauf werden die Flecke größer und gezont. Schwarze Sporenträger sind gut sichtbar. Die Endbonitur kann nach drei bis vier Wochen erfolgen.

**Tab. 24:** Bonitur der prozentual geschädigten Blattfläche

Boniturnote	Symptomausprägung
1	befallsfrei
2	< 5 % der Blattfläche besiedelt
3	< 15 % der Blattfläche besiedelt
4	< 30 % der Blattfläche besiedelt
5	< 40 % der Blattfläche besiedelt
6	< 50 % der Blattfläche besiedelt
7	< 60 % der Blattfläche besiedelt
8	< 85 % der Blattfläche besiedelt
9	100 % der Blattfläche besiedelt

## 5.9 Echter Mehltau der Gurken, Melonen und Kürbisse (Mattusch, P., U. Gärber)

### Erreger: *Sphaerotheca fuliginea* (Schlecht.) Salmon

Der Erreger ist ein obligater Parasit. Die Erhaltung des Erregermaterials kann daher nur auf der lebenden Pflanze oder auf Blättern erfolgen. Für Routinetests dürfte die Erhaltung auf einer geeigneten, anfälligen Sorte in einer Klimakammer oder in einem von den übrigen Gurkenkulturen räumlich möglichst weit getrennt liegenden Gewächshaus ausreichend sein.

Zeit- und arbeitsaufwendiger ist die Kultur der beiden Erreger auf abgetrennten Blättern. Hierfür werden wöchentlich handtellergroße Blätter der Wirtssorte (derzeit „Corona“) mit Stiel (20 mm lang) von der Pflanze abgetrennt. Die Blätter werden derart in zwei übereinander gestellte 14 cm Petrischalen eingelegt, dass die Blattstiele durch ein Loch im Boden (1 cm Durchmesser) der oberen Schale über ein deckungsgleiches Loch im Deckel der unteren Schale in das in letzterer befindliche Leitungswasser eintauchen. Die Petrischalenkombination wird dann bei Raumtemperatur und Tageslicht für 8 bis 10 Tage aufgestellt. Während dieser Zeit bilden sich an den Blattstielen neue Wurzeln, was die Lebensdauer der Blätter deutlich erhöht. Hierauf wird mit dem Erregermaterial der vorhergehenden Passage inokuliert. Insgesamt erfolgt also die Passage in 10-tägigem Rhythmus.

### Prüfmethode:

Zwei bis drei Wochen vor der Prüfung ist der Erreger in der Klimakammer auf einer anfälligen Gurkensorte (derzeit: „Corona“) zu vermehren.

Die Prüfsorten werden herkömmlich angezogen, in 14 cm Kunststofftöpfen bis zum Stadium 13/14 (3. - 4. echtes Blatt) kultiviert und hierauf in Pflanzenwuchskammern (21 °C, 70 % relative Luftfeuchtigkeit und 14 Stunden Licht [5000 lx ]) oder in einem gut zu klimatisierenden Gewächshaus aufgestellt. Pro Prüfsorte werden 10 Pflanzen kultiviert. Zu diesem Zeitpunkt werden von den befallenen Pflanzen der Inokulum-Sorte Blätter mit guter Sporulation des Pilzes entnommen und der Sporenbelag mit leichtem Druckluftstrom (1 bar) auf die Blätter der zu prüfenden Sorten übertragen. Unmittelbar danach wird auf die inokulierten Blätter mit einem Druckluftzerstäuber ein leichter Wasserfilm aufgetragen, der das Festhaften der Konidien an den Blättern sowie die Entwicklung der Haustorien fördert.

Tab. 25: Bonitur der prozentual befallenen Blattfläche

Boniturnote	Symptomausprägung
1	befallsfrei
2	< 5 % der Blattfläche besiedelt
3	< 15 % der Blattfläche besiedelt
4	< 30 % der Blattfläche besiedelt
5	< 40 % der Blattfläche besiedelt
6	< 50 % der Blattfläche besiedelt
7	< 60 % der Blattfläche besiedelt
8	< 85 % der Blattfläche besiedelt
9	100 % der Blattfläche besiedelt

Etwa 8 bis 10 Tage nach der Inokulation kann die erste Bonitur erfolgen. Bewertet wird der durch die Erregerkolonien verursachte prozentuale Bedeckungsgrad der Blätter. Die Endbonitur ist drei bis vier Wochen nach der Inokulation möglich. Die Bewertung kann nach nachstehendem Boniturschema (Tab. 25) vorgenommen werden. Da aus der gärtnerischen Praxis bekannt ist, dass eine geringe Befallsausprägung von den Gurken ohne merkliche Ertragseinbußen toleriert wird, sollte die Entscheidung, ob eine Sorte als resistent angesehen werden kann, sehr differenziert gesehen werden. Epidemiologisch ist eine Sorte mit einem niedrigen Blattbedeckungsgrad im Betrieb mit Schwerpunkt Gurkenanbau als nicht resistent einzustufen, da die auf ihr entwickelten Erregerkonidien ein Risiko für andere im Betrieb genutzte Gurkensorten mit weniger ausgeprägter Widerstandsfähigkeit gegen den Echten Mehltau darstellen.

## 5.10 Kohlhernie der Kreuzblütler (Mattusch, P., U. Gärber)

**Erreger:** *Plasmodiophora brassicae* Wor.

Der obligate Parasit *Plasmodiophora brassicae* kann nur als Befallsmaterial eingelagert werden. Hierzu werden gut entwickelte Befallswurzeln, die noch nicht durch Sekundärfäuleerreger in Zersetzung übergegangen sind, eingetragen, gereinigt, grob zerkleinert und in gut verschließbaren Kunststoffbehältern bei -18 bis -20 °C tiefgefroren. Das Material lässt sich auf diese Weise mehrere Jahre lagern.

### Prüfmethode:

Der Kohlhernieerreger bildet Populationen unterschiedlicher Virulenz aus. Vor der Prüfung eines Sortimentes einer kreuzblütigen Kulturpflanze ist daher durch einen Test mit dem European Clubroot Differential Set (BUCZACKI et al. 1975, TOXOPEUS et al. 1986) zu klären, welche Virulenzen in dem zur Verfügung stehenden Befallsmaterial vorherrschen. Es ist zu empfehlen, Befallsmaterial nur von solchen Flächen einzutragen, auf denen die zu prüfende Kulturpflanze schon eine längere Anbaugeschichte aufweist, der Erreger sich also bezüglich seiner Virulenz an diese Art angepasst hat. Grob gesehen, sollten z.B. *Raphanus sativus*, *Brassica rapa* (Herbst- oder Stoppelrüben) nicht mit Erregerherkünften geprüft werden, die von Raps- oder Kohlschlägen stammen. Umgekehrt befallen jedoch *Raphanus*- oder Stoppelrüben-Herkünfte Raps, Kohlarten sowie die verschiedenen Senfe. Da Freilandversuche mit definierten Erregerherkünften und umfangreichen Sortimenten nur mit großem Aufwand und nicht unter reproduzierbaren Bedingungen durchgeführt werden können, sollten die Prüfungen unter Glas mit künstlicher Infektion angelegt werden. Hierzu wird Weißtorf acht Stunden gedämpft, um eine mögliche Kontamination mit dem Erreger auszuschalten, anschließend pro Liter mit 1,5 g eines Volldüngers (PG-Mix, 1; Hydro Agri, Vlaardingen, Niederlande; Nährstoffgehalte in %: 14 N; 16 P; 18 K; 0,12 Cu; 0,03 B; 0,2 Mo; 0,16 Mn; 0,04 Zn; 0,09 Fe) sowie 3 g CaCO<sub>3</sub> versetzt und eine Erregersporenaufschwemmung aus 0,5 g Gallenmaterial (= etwa 10<sup>7</sup> Dauersporen/l Substrat) eingemischt. Je 10 l dieser Mischung werden in Anzuchtschalen (46 x 30, 5 x 8 cm) gefüllt, im Gewächshaus bei 20 °C auf Tischen aufgestellt, die mit einer Maschendrahtheizung oder einer anderen geeigneten Bodenheizung versehen sind und mit den zu prüfenden Sorten in Horstsaat (20 Horste/Schale) besät. Nach dem Auflaufen wird auf zwei Pflanzen pro Horst vereinzelt. Durch die Bodenheizung wird die Bodentemperatur während der ersten sieben Tage (Auflaufphase) gleichfalls auf 20 °C eingestellt. Hierauf wird sie für zwei Wochen zur Verbesserung der Infektionsbedingungen auf 23 bis 25 °C angehoben und anschließend wieder auf 20 °C gesenkt. Die Auswertung kann vier Wochen nach der Aussaat vorgenommen werden. Bonitiert wird nur auf Befall oder Befallsfreiheit, da die Einteilung nach der Symptomausprägung zu sehr von den Aufwuchsbedingungen abhängig ist. Für züchterische Selektion bei den Arten, wo die befallene Wurzel nicht das Ernteprodukt darstellt (Kohlarten, Raps, Rübsen, Senf, Ölrettich u.a.), wurde in der Internationalen Arbeitsgruppe Kohlhernie nach unten stehendem Schema bonitiert (Tab. 26).

**Tab. 26:** Bonitur des prozentualen Anteils befallener Wurzeln

Boniturnote	Symptomausprägung
0	befallsfrei
1	bis 10 % der Wurzel befallen
2	<10 bis 50 % der Wurzel befallen
3	> 50 % der Wurzel befallen

Rettich, Kohlrüben, Stoppelrüben werden nur auf Befall oder Befallsfreiheit bewertet. Ein Krankheitsindex wird mittels nachstehender Formel berechnet:

$$\frac{[\text{Stufe 1} \times \text{Anzahl Pflanzen} + \text{Stufe 2} \times \text{Anzahl Pflanzen} + \text{Stufe 3} \times \text{Anzahl Pflanzen}]}{\sum \text{ausgewerteter Pflanzen}} \times 100$$

## Literatur

- BUCZACKI, S.T., H. TOXOPEUS, P. MATTUSCH, T.D. JOHNSTON, G.R. DIXON, L.A. HOBOLTH 1975: Study of physiologic specialization in *Plasmodiophora brassicae*: proposals for attempted rationalization through an international approach. *Trans. Brit. mycol. Soc.* **65**, 295-303.
- MATTUSCH, P. 1972: Resistenzzüchtung - ein Weg zur Kohlherniebekämpfung? *Gemüse* **8**, 218-220.
- MATTUSCH, P. 1976: Anfälligkeit von Herbst- oder Stoppelrüben (*Brassica campestris* ssp. *rapa*) gegen den Erreger der Kohlhernie (*Plasmodiophora brassicae*). *Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd.* **28**, 145-147.
- MATTUSCH, P. 1976: Ergebnisse der Pathotypendifferenzierung bei *Plasmodiophora brassicae* mit dem European Clubroot Differential Set. *Clubroot Newsletter* **4**, 20-21.
- MATTUSCH, P. 1978: Pathotype differentiation in *Plasmodiophora brassicae* with the European Clubroot Differential Set. *Proceedings Woronin + 100 Conference*, Madison, USA, 75-76.
- MATTUSCH, P. 1994: Kohlhernieanfälligkeit eines Chinakohl-sortimentes. *Gemüse* **30**, 357-359.
- MATTUSCH, P., H. TOXOPEUS 1984: Collecting landraces and cultivars of cruciferous crops in the Federal Republic of Germany. *Final Report of the EC Research Programme 0890; IVT Rapport (Wageningen)* **198**, 148-164.
- MEYER, E., P. MATTUSCH 1981: Bei der Kohlhernie kommt es auf die Rassen an. *Landwirtsch. Wochenbl. Westfalen-Lippe* **138**, 26.
- TOXOPEUS, H., G.R. DIXON, P. MATTUSCH 1986: Physiological specialization in *Plasmodiophora brassicae*: an analysis by international experimentation. *Trans. Brit. mycol. Soc.* **87**, 279-287.
- WEYERSBERG-BERENDONK, C., P. MATTUSCH 1982: Clubroot susceptibility of cruciferous crops in 1981. *Clubroot Newsletter* **12**, 23-26.

## 5.11 *Septoria*-Blattfleckenkrankheit des Selleries

(Mattusch, P., U. Gärber)

### Erreger: *Septoria apiicola* Speg.

Der Erreger wird als Dauerkultur auf Hafermehlagar gehalten. Drei bis vier Wochen vor dem Inokulationstermin wird die Kultur auf Kartoffeldextrose-Agar überimpft. Für die Herstellung der Sporensuspension werden vollbewachsene Agarplatten mit einem Spatel grob zerkleinert und mit entsalztem Wasser in Bechergläsern aufgenommen. Diese Mischung wird kräftig umgerührt und anschließend durch ein feines

Sieb (0,2 mm Maschenweite) abgossen. Vier vollbewachsene Platten ergeben 1000 ml Sporensuspension mit einer Dichte von 4 bis  $7 \times 10^5$ /ml.

### Prüfmethode:

Die Prüfsorten werden herkömmlich ausgesät, im Stadium 13 (3. Blatt) in 12 cm Töpfe pikiert und im Gewächshaus aufgestellt. Im Stadium 14 (4. echtes Blatt) werden die Pflanzen in einer Pflanzenwuchskammer aufgestellt (Sollwerte: 16 °C; 90 % relative Luftfeuchte). Die Sporensuspension wird mit einem Glassprührohrchen und Druckluft (1,5 bar) gleichmäßig auf die Blätter (10 ml/Pflanze) gesprüht. Der Bestand wird anschließend für 24 Stunden mit schwarzer Folie, die über Drahtgestelle gelegt wird, abgedeckt. Nach Abnahme der Folie Pflanzenwuchskammer auf Tag/Nachtwechsel (12/12 Stunden) unter Einhaltung der o.a. Sollwerte einstellen. Sollten 14 Tage nach Inokulation keine Befallssymptome sichtbar werden, kann die Inokulation wiederholt werden.

Für eine grobe Vortestung größerer Sellerie-Bestände können auch Prüfungen unter Freilandbedingungen sinnvoll sein. Die Inokulation sollte in den Abendstunden mit der oben beschriebenen Suspension erfolgen, da sich in der darauffolgenden Nacht am ehesten durch eine Taupunktunterschreitung die für die Infektion günstige hohe Luftfeuchte einstellt.

Einen normalen Infektionsverlauf vorausgesetzt, kann die erste Bonitur 14 Tage nach der Inokulation erfolgen (Tab. 27). Zwei weitere Bonituren in wöchentlichem Abstand schließen sich an.

Tab. 27: Bonitur der prozentual befallenen Blattfläche

Boniturnote	Symptomausprägung
1	befallsfrei
2	< 5 % der Blattfläche besiedelt
3	< 15 % der Blattfläche besiedelt
4	< 30 % der Blattfläche besiedelt
5	< 40 % der Blattfläche besiedelt
6	< 50 % der Blattfläche besiedelt
7	< 60 % der Blattfläche besiedelt
8	< 85 % der Blattfläche besiedelt
9	100 % der Blattfläche besiedelt

### Literatur

BRUNO, H., S.E. SMOLKA 1993: Entwicklung von Verfahren zur Selektion von Möhren mit verminderter Anfälligkeit gegenüber *Alternaria* spp. In: SMOLKA, S.E., P. MATTUSCH, H. HOMMES: Bausteine für den integrierten Pflanzenschutz im Gartenbau - Aktuelle Arbeiten aus dem Institut für Pflanzenschutz im Gartenbau. Mitt. Biol. Bundesanst. Land- Forstwirtschaft. Berlin-Dahlem **289**, 76-86.

BRUNO, H., S.E. SMOLKA 1994: Resistenz von Möhren gegen Pilze. Forschungsreport **9**, 6-7.

BRUNO, H.H. 1993: Entwicklung von Verfahren zur Bewertung der Resistenz von Möhren gegenüber Blattbefall durch *Alternaria* spp. und Untersuchungen zur Differenzierung von *Alternaria* spp. anhand der Isoenzym-Variation von Esterasen. Dissertation, Universität Göttingen.

## 5.12 Falscher Mehltau des Spinats (Mattusch, P., U. Gärber)

### Erreger: *Peronospora farinosa* Fr. f. sp. *spinaciae* Byford

Befallene Spinatblätter mit gut sporulierendem Pilzmyzel werden in kleine Stücke geschnitten und auf Filterpapier bei Zimmertemperatur getrocknet. Die getrockneten Blattstücke in Petrischalen einfüllen, diese mit Parafilm verschließen und bei -20 bis -25 °C einfrieren. Das Befallsmaterial lässt sich auf diese Weise etwa sechs Monate mit nur geringfügigem Virulenzverlust lagern. Da die Prüfung zur Zeit mit fünf Pathotypen erfolgt, ist die Inokulumvermehrung unter Beachtung genauester Trennung der Erregerstämme vorzunehmen. Zum Zeitpunkt der Prüfung wird das tiefgefrorene Material einer Petrischale (2 g) in 500 ml entsalztem Wasser aufgenommen und die Konidien durch intensives Rühren aufgeschwemmt. Die Sporendichte wird anschließend auf  $10^5$  Konidien/ml eingestellt.

### Prüfmethode:

Die Prüfsorten werden in Pikierschalen in eine handelsübliche Anzuchterde ausgesät, im Gewächshaus aufgestellt und nach dem Auflauf auf 80 Pflanzen pro Schale vereinzelt. Im Stadium 13/14 (3. - 4. echtes Blatt) werden die Pflanzen in eine Pflanzenwuchskammer gestellt (17 °C, 90 % relative Luftfeuchtigkeit) und pro Schale 20 ml der Sporenaufschwemmung mit Hilfe eines feindüsigen Glassprühröhrchens (Druckluft, Unterdruckprinzip) ausgebracht. Anschließend werden die Schalen mit einem Folienzelt aus schwarzer Folie überbaut, um für 24 Stunden annähernd 100 % relative Luftfeuchtigkeit zu gewährleisten. Nach dieser Phase wird bei 17 °C, 85 % relativer Luftfeuchtigkeit und 5000 lx (12 Stunden) weiterkultiviert. Zur Unterstützung des Infektionsverlaufes werden die Pflanzen ab dem 4. Tag nach der Inokulation leicht mit Wasser übersprüht. Etwa acht bis zehn Tage nach der Inokulation werden auf den Blattunterseiten die lila gefärbten Sporenlager sichtbar. Die Bewertung der Prüfsorten erfolgt durch Auszählen der befallenen Pflanzen.

### Anmerkung:

Die Vermehrung der fünf Pathotypen hat auf bestimmten Sorten zu erfolgen, deren Beschaffung zunehmend Probleme bereitet, da die Saatzuchtbetriebe die Sorten aus dem Programm nehmen, die nicht den Anbauansprüchen genügen. In Zusammenarbeit mit dem IPO/DLO in Wageningen und dem Bundessortenamt wurde eine Art Saatgutpool geschaffen, der den Zugriff auf diese, gegen bestimmte Pathotypen anfällige Spinatsorten auch langfristig möglich macht.

Derzeit stehen die Sorten

Breedblad Scherpsaad	Pathotyp A (Rasse 1)
Medania	Pathotyp B (Rasse 2)
Subito	Pathotyp C (Rasse 3)
Polka	Pathotyp D (Rasse 4)
Bolero	Pathotyp E (Rasse 5)

auf Anfrage beim Institut für Pflanzenschutz im Gartenbau der Biologischen Bundesanstalt zur Verfügung.

### Literatur

- FELLER, C., H. BLEIHOLDER, L. BUHR, H. HACKE,  
M. HESS, R. KLOSE, U. MEIER, R. STRAUSS, T.  
VAN DEN BOOM, E. WEBER 1995: Phänologische  
Entwicklungsstadien von Gemüsepflanzen I. Zwiebel-,  
Wurzel-, Knollen- und Blattgemüse. Nachrichtenbl.  
Deut. Pflanzenschutzd. 47, 193-206.



### 5.13 Samtfleckenkrankheit der Tomaten (Mattusch, P., U. Gärber)

#### Erreger: *Cladosporium fulvum* Cooke

Die zur Zeit aktuellen fünf Pathotypen A, B, C, D, E des Erregers werden als Dauerkulturen auf Kartoffeldextrose-Agar gehalten. Drei Wochen vor dem Inokulationstermin erfolgt eine weitere Passage auf Kartoffeldextrose-Agar. Für die Herstellung der Sporensuspension werden vollbewachsene Agarplatten mit einem Spatel grob zerkleinert und mit entsalztem Wasser in Bechergläsern aufgenommen. Diese Mischung wird kräftig umgerührt und anschließend durch ein feines Sieb (0,2 mm Maschenweite) abgossen. Vier Petrischalen ergeben 1000 ml Suspension mit einer Sporendichte von  $4 \times 10^5$ /ml.

#### Prüfmethode:

Die Prüfsorten werden herkömmlich ausgesät, im Stadium 12/13 in 12 cm-Kunststoff-töpfe pikiert und im Gewächshaus aufgestellt. Im Stadium 13/14 (3. - 4. echtes Blatt) werden die Pflanzen (10 Pflanzen/Prüfsorte) in einer Pflanzenwuchskammer oder einem geeigneten Gewächshaus aufgestellt (Sollwerte: 18 bis 20 °C; > 90 % relative Luftfeuchtigkeit) und die Sporensuspension mittels eines Glassprühröhrchens und Druckluft (1,5 bar) gleichmäßig auf die Blätter gesprüht (15 ml/Pflanze). Den Bestand anschließend für 24 Stunden in ein Folienzelt stellen und im Zelt für möglichst hohe Luftfeuchte sorgen (annähernd 100 %). Hierauf Folie abnehmen und die Pflanzen bei 18 bis 20 °C und >90 % r. F. weiterkultivieren. Sofern die technischen Möglichkeiten es zulassen, sollte die Temperatur nachts auf 12 °C abgesenkt werden, da hierdurch die Befallsentwicklung begünstigt wird.

Zur Überprüfung des Infektionserfolges wird der Pflanzenbestand ab dem 10. Tage nach der Inokulation in wöchentlichem Abstand bonitiert. Am Ende des Testzeitraumes (vier Wochen) wird auf Befall oder Befallsfreiheit bonitiert. Eine Erfassung von Abstufungen im Ausmaß der Besiedelung der Wirtspflanzen ist nicht erforderlich.

#### Literatur

M. HESS, R. KLOSE, U. MEIER, R. STRAUSS, T. VAN DEN BOOM, E. WEBER 1995: Phänologische Entwicklungsstadien von Gemüsepflanzen II. Fruchtgemüse und Hülsenfrüchte. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. 47, 217-232. FELLER, C., H. BLEIHOLDER, L. BUHR, H. HACKE,

### 5.14 *Fusarium*-Welke der Tomaten (Mattusch, P., U. Gärber)

#### Erreger: *Fusarium oxysporum* Schlecht. f. sp. *lycopersici* (Sacc.) Snyd. et Hans.

Die beiden Pathotypen 1 und 2 des Erregers werden in Dauerkultur auf Hafermehlagar gehalten. Vier Wochen vor dem Inokulationstermin werden die Kulturen auf Kartoffeldextrose-Agar überimpft, der mit Milchsäure auf pH 6 eingestellt wurde. Die Myzelien vollbewachsener Agarplatten werden zerkleinert, mit entsalztem Wasser aufgenommen, kräftig gerührt und anschließend die Nährboden- und andere Grobbestandteile mit einem feinen Sieb (0,2 mm Maschenweite) abgetrennt. Vier Platten in 1000 ml Wasser ergeben eine Sporendichte von  $10^5$  Sporen/ml.

### **Prüfmethode:**

Die Prüfsorten werden herkömmlich ausgesät, nach dem Auflaufen in 8 cm-Kunststofftöpfe pikiert und nach zwei bis drei Wochen in 14 cm-Kunststoff-Töpfe umgetopft. Vor dem Topfen wird dem Substrat die Erreger suspension in der oben angegebenen Dichte beigemischt (1 l Suspension/10 l Substrat).

Anschließend wird im Gewächshaus bei 20 °C (Tag) und 16 °C (Nacht) bis zum Auftreten der ersten Symptome nach etwa acht Tagen weiterkultiviert. Während der Jahreszeiten mit kürzeren Tageslängen empfiehlt sich eine Zusatzbelichtung (14 Stunden/5000 lx). Die erste Bonitur kann nach acht Tagen erfolgen. Bei normalem Infektionsverlauf ist die Abschlussbonitur drei bis vier Wochen nach der Inokulation möglich. Die Bewertung erfolgt ohne Wichtung. Es wird nur unterschieden zwischen befallen und gesund.

### **Literatur**

CRÜGER, G. 1992: Grenzen und Möglichkeiten der Resistenzzüchtung bei Gemüse. Gartenbaumagazin 1, 22-24.

## **5.15 *Fusarium*-Fußkrankheit der Tomaten**

(Mattusch, P., U. Gärber)

**Erreger:** *Fusarium oxysporum* Schlecht. f. sp. *radicis-lycopersici* Jarvis & Shoemaker

Der Erreger (Stamm No. 764, IPO-DLO, Wageningen, Niederlande) wird in Dauerkultur auf Erdröhrchen oder Gerstenähren gehalten und für die eigentlichen Infektionsversuche auf Kartoffeldextroseagar überimpft. Drei Wochen alte Kulturen werden 15 sec im Labormixer zerkleinert und mit entsalztem Wasser aufgenommen. Eine Petrischale erbringt etwa  $10^8$  kolonienbildende Einheiten/l Aufschwemmung, die anschließend auf die angestrebte Dichte von  $10^6$ /ml verdünnt wird.

### **Prüfmethode:**

Nach Aussaat und anschließendem Pikieren in 8 cm-Kunststofftöpfe werden die Jungpflanzen etwa drei Wochen nach dem Pikieren in 14-cm Kunststofftöpfe umgetopft und dem Substrat zu diesem Zeitpunkt der Prüforganismus in einer Dichte von  $10^6$  kolonienbildenden Einheiten pro Liter Substrat zugemischt. Pro Sorte werden zehn derart inokulierte Pflanzen im Gewächshaus auf Tischen bei einer Durchschnittstemperatur von 22 °C aufgestellt und während des Versuches bei Bedarf gewässert. Die Düngung erfolgt zweimal wöchentlich mit einer 0,4 %igen Wuxal-Lösung (8 % N, 8 %  $P_2O_5$ , 6 %  $K_2O$ ). Bei Lichtverhältnissen unter 5000 lx wird die Zusatzbelichtung (5000 lx/16 Stunden/Tag) eingeschaltet.

Fünf bis sechs Wochen nach der Inokulation kann die Auswertung vorgenommen werden. Bonitiert wird die durch den Schadorganismus verursachte Braunverfärbung der Gefäße im Wurzel- und Stängelgrundbereich. Hierzu werden Stängelgrund und Wurzelballen längs geschnitten. Eine Bonitur zu diesem Zeitpunkt ist für eine aussagekräftige Bewertung der Reaktion der Testsorten auf den Schadorganismus ausreichend, da Vorversuche zeigten, dass Pflanzen mit Braunverfärbung der Gefäße in allen Fällen im weiteren Verlauf der Kultur absterben.

### **Literatur**

MATTUSCH, P. 1996: Anfälligkeit eines Tomatensortimentes gegen den Erreger der Fusarium-Fußkrankheit *Fusarium oxysporum* f. sp. *radicis-lycopersici*. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. 48, 110-112.

## 5.16 *Verticillium*-Welke der Tomaten (Mattusch, P., U. Gärber)

**Erreger:** *Verticillium albo-atrum* Rke. & Berth.

Der Erreger wird als Dauerkultur auf Kartoffeldextrose-Agar gehalten. Vier Wochen vor dem Inokulationstermin werden die Kulturen erneut auf Kartoffeldextrose-Agar überimpft. Für die Herstellung der Sporensuspension werden vollbewachsene Agarplatten mit einem Spatel grob zerkleinert und mit entsalztem Wasser in Bechergläsern aufgenommen. Diese Mischung wird kräftig umgerührt und anschließend werden mit einem feinen Sieb (0,2 mm Maschenweite) die groben Bestandteile abgetrennt. Vier Platten in 1000 ml Wasser ergeben eine Sporendichte von  $10^5$  Sporen/ml.

### **Prüfmethode:**

Die Prüfsorten werden herkömmlich ausgesät, nach dem Auflaufen in 8 cm-Kunststofftöpfe pikiert und nach zwei bis drei Wochen in 14 cm-Kunststoff-Töpfe umgetopft. Vor dem Topfen wird dem Substrat die Erregersuspension in der oben angegebenen Dichte beigemischt (1 l Suspension/10 l Substrat). Anschließend wird im Gewächshaus bei 15 °C bis zum Auftreten der ersten Symptome nach etwa acht Tagen weiterkultiviert. Während der Jahreszeiten mit kürzeren Tageslängen empfiehlt sich eine Zusatzbeleuchtung (14 Stunden/5000 lx).

Die erste Bonitur kann nach acht Tagen erfolgen. Bei normalem Infektionsverlauf ist die Abschlussbonitur drei Wochen nach der Inokulation möglich. Die Bewertung erfolgt ohne Wichtung. Es wird nur unterschieden zwischen befallen und gesund. Erbrachte das äußere Erscheinungsbild keine klare Aussage, so wurden die Stängel schräg in Längsrichtung angeschnitten, um den Zustand der Gefäße zu erfassen. Graubraune Verfärbung kann als Indiz für den Befall gelten.

## 5.17 Salatmosaikvirus (Vetten, H.J.)

**Erreger:** Lettuce mosaic virus an Salat

Als Angehöriger der Gattung *Potyvirus* kann das Salatmosaikvirus (*Lettuce mosaic virus*, LMV) schwere Schäden in Salatkulturen (*Lactuca sativa*) verursachen. Es wird nichtpersistent durch Blattläuse übertragen, unter denen die Grüne Pfirsichblattlaus (*Myzus persicae*) neben anderen Blattlausarten die größte Bedeutung als Überträger hat. Besonders charakteristisch für LMV ist seine Samenübertragbarkeit (bis zu 10 % je nach Sorte), die seine weltweite Verbreitung begünstigt hat.

Vor allem während der Sommermonate ist Freilandssalat durch LMV gefährdet. Hell- bis dunkelgrüne Mosaikscheckung und Adernaufhellungen der Sämlingsblätter gehören zum ersten Krankheitsbild. Früh infizierte Pflanzen bleiben im Wuchs deutlich zurück. Sie bilden nur gekräuselte Blätter und keinen Kopf aus. Zu bestimmten Jahreszeiten und vor allem an bereits geschossten Pflanzen treten auch sortenbedingt punktförmige, nekrotische, braune Flecke in Blattrandnähe auf. Zu den natürlichen Wirtspflanzen des LMV zählen neben Salat auch Endivie, einige Sommerblumen (Sommerastern, Strauchmargeriten, *Tagetes*, Zinnien) und gewisse Unkräuter (Kreuzkraut, Saudistel), die für seine Überwinterung und Ausbreitung jedoch kaum Bedeutung haben.

Unter den LMV-Isolaten läßt sich eine große biologische Vielfalt beobachten, die sich in unterschiedlichen Symptomstärken, Samenübertragungsraten und der Befähigung zur Überwindung von Resistenzgenen äußern kann. Zwei dieser Gene, *mol*<sup>1</sup> und *mol*<sup>2</sup>, die als eng mit einander verbunden bzw. als Allele

angesehen werden und rezessiv vererbt werden, sind fast ausschließlich zur LMV-Bekämpfung eingekreuzt worden. Bei Vorliegen von *mol*<sup>1</sup> und *mol*<sup>2</sup> in Salatsorten ist in der Regel keine oder nur eine äußerst geringe Virusvermehrung nachweisbar. An solchen Sorten werden keine LMV-Symptome beobachtet. Eine Samenübertragung findet nicht statt.

### **Bedeutung:**

Der Befall mit LMV geht im Frühjahr von kranken Pflanzen aus, die vom Samen her infiziert sind. Die Saatgutverseuchung liegt zwar meist unter 1 %, doch reicht dieser Verseuchungsgrad aus, um bei starkem Blattlausauftreten relativ schnell zu großer Verbreitung zu führen. Erst eine Virusübertragungsrate von weniger als 0,1 % im Samen kann als relativ sicher angesehen werden. Abgeerntete oder überständige Kulturen sind sofort umzupflügen. Unkräuter müssen bekämpft werden. Da die Blattläuse das Salatmosaikvirus schon nach kürzesten Saugzeiten oder sogar schon beim Probeinstich übertragen können, sind Insektizidspritzungen in der Regel nicht von befallsmindernder Wirkung. Zu besonders gefährdeten Jahreszeiten und in Gebieten mit verbreitetem Salatanbau ist unbedingt der Anbau resistenter Sorten zu empfehlen. Pflanzungen sind weniger gefährdet als gesäte Kulturen.

Seit einer Reihe von Jahren werden zahlreiche Butter- und Eissalatsorten mit LMV-Resistenz angeboten, wodurch die wirtschaftliche Bedeutung dieser Virose erheblich abgenommen zu haben schien. In jüngster Zeit sind aber in Europa vereinzelt LMV-Stämme aufgetreten, welche die LMV-Resistenzgene *mol*<sup>1</sup> und *mol*<sup>2</sup> überwinden konnten und somit starke Schäden verursacht haben. Demzufolge ist wieder mit zunehmenden Problemen in der LMV-Bekämpfung zu rechnen.

### **Prüfmethode:**

In Amtshilfe für das Bundessortenamt werden in jedem Jahr bis zu 15 Salatsorten auf ihre Anfälligkeit gegen LMV geprüft. Diese Prüfungen erfolgen an der BBA in Braunschweig im Freiland und im Gewächshaus. Dazu wird ein für Deutschland typischer LMV-Stamm verwendet, der in anfälligen Sorten sehr starke, in Salatgenotypen mit den Resistenzgenen *mol*<sup>1</sup> und *mol*<sup>2</sup> aber keine Symptome verursacht. Die Anzucht und Vermehrung des Virusinokulums erfolgt in Sämlingen von *Chenopodium quinoa*, die auf LMV-Infektionen systemisch reagieren. Für die mechanische Inokulation der unter Gewächshausbedingungen zu prüfenden Salatsorten und der Salatpflanzen, die für die Infektionsreihen der Freilandprüfung benötigt werden, sind besondere Puffer erforderlich. Für diesen Zweck bewährt hat sich ein 50 mM Phosphatpuffer (pH 7), der 1 mM Na-EDTA, 5 mM Na-DIECA, 5 mM Na-Thioglycolat und 5 mg/ml Aktivkohle enthält. Als LMV-anfällige Kontrollsorten dienen „Attraktion“ (Butterkopfsalat) und „Saladin“ (Eissalat).

Für die Gewächshausprüfung werden 30-50 Sämlinge (im 4-6-Blattstadium, in kleinen Torftöpfen [„Jiffys“]) einer jeden Prüf- und Kontrollsorte mit dem LMV-Isolat unter Verwendung des o.g. Puffers (aber sonst unter Standardbedingungen) mechanisch inokuliert. Die Sämlinge werden für 3-4 Wochen auf die Entwicklung von LMV-Symptomen hin beobachtet. Danach wird jede inokulierte Pflanze unter Verwendung von poly- oder monoklonalen Antikörpern gegen LMV im DAS- bzw. TAS-ELISA auf nachweisbare LMV-Infektionen und damit assoziierte Antigenkonzentrationen getestet.

Bei der Freilandprüfung erfolgt die Inokulation der Testsorten auf natürlichem Wege durch die Sommerflugaktivitäten der Blattläuse, denen das o.g. LMV-Isolat in den sogenannten Infektionsreihen angeboten wird. Zu diesem Zweck wird zuerst eine ausreichende große Anzahl von Pflanzen einer anfälligen Salat-sorten („Attraktion“ und/oder „Saladin“) angezogen, die im 4-6-Blattstadium unter Gewächshausbedingungen mit LMV mechanisch inokuliert werden und 1-2 Wochen danach außerhalb des Gewächshauses für das spätere Auspflanzen im Feld abgehärtet werden. Die Anzucht von je ca. 100 Pflanzen der Test- und Kontrollsorten erfolgt 1-2 Wochen später als die der Pflanzen für die Infektionsreihen. Wie die letzteren werden sie auch in „Jiffys“ im Gewächshaus angezogen, außerhalb des Gewächshauses abgehärtet und dann im 10-Blattstadium ins Feld gepflanzt. Die Test- und Kontrollsorten werden in Reihen ge-

pflanzt, wobei der Abstand in der Reihe 20-25 cm und der zwischen den Reihen 50 cm beträgt. Bei den äußeren Reihen handelt es sich immer um Infektionsreihen, d.h. sie enthalten inokulierte und damit überwiegend LMV-infizierte Pflanzen. Bei der Prüfung einer größeren Zahl von Sorten sind Infektionsreihen zusätzlich für jede 3. bis 4. Reihe vorgesehen.

Die Test- und Kontrollsorten werden zum Beginn des Schossens auf Virussymptome bonitiert, wobei die Anzahl der Pflanzen mit LMV-ähnlichen Symptomen und das Ausmaß der virusbedingten Schäden für jede Sorte festgehalten werden. Im Anschluß daran beginnt die serologische Analyse der einzelnen Pflanzen einer jeden Test- und Kontrollsorte unter Verwendung von poly- oder monoklonalen Antikörpern gegen LMV im DAS- bzw. TAS-ELISA. Zur Erfassung von anderen Salatviren wie *Cucumber mosaic virus* (CMV, *Bromoviridae*, Gattung *Cucumovirus*) und *Beet western yellows virus* (BWYV, *Luteoviridae*, Gattung *Polerovirus*), die in Deutschland auch häufig Salat infizieren und z.T. ähnliche Symptome wie LMV verursachen können, werden alle Pflanzen auch auf Infektionen mit diesen beiden Viren serologisch (im ELISA) untersucht. Auf diese Weise können mögliche synergistische und überlagernde Effekte des BWYV und/oder CMV auf LMV-Infektionen erfasst und berücksichtigt werden.

Auswertung der Prüfergebnisse:

Die parallel durchgeführten Prüfungen im Gewächshaus und Feld tragen zu mehr Sicherheit (z.B. Versuchswiederholung bei variierendem Inokulationsdruck) und zu differenzierteren Aussagen (z.B. Virus- oder Vektorresistenz) im Hinblick auf die Bewertung der Prüfergebnisse bei. Bei der Auswertung der ELISA-Ergebnisse aus den Gewächshaus- und Freilandversuchen richtet sich das erste Augenmerk auf den prozentualen Anteil der LMV-infizierten Pflanzen in den LMV-anfälligen Kontrollsorten. Für das Freiland sind Befallsgrade von über 70 % nicht nur wünschenswert, sondern sogar erforderlich, um das Resistenzverhalten der Prüfsorten zuverlässig bestimmen und beurteilen zu können.

Aufgrund der ELISA-Ergebnisse werden die Anzahl der LMV-, CMV- und BWYV-infizierten Pflanzen pro Sorte und die relativen Konzentrationen an LMV-Antigen in den infizierten Pflanzen bestimmt. Um die Sorten im Hinblick auf ihre Anfälligkeit bzw. Resistenz gegen LMV beurteilen zu können, interessieren zunächst nur die serologisch nachweisbaren LMV-Infektionen. In Sorten mit den LMV-Resistenzgenen *mo1<sup>1</sup>* und *mo1<sup>2</sup>* lassen sich in der Regel keine LMV-infizierten Pflanzen oder nur ein sehr geringer Anteil (< 10 %) von Pflanzen mit sehr niedrigen LMV-Konzentrationen serologisch nachweisen. Da solche Sorten im allgemeinen auch keine LMV-ähnlichen Symptome zeigen, werden sie als LMV-resistent (9) eingestuft. Sorten, die sich in der Anzahl LMV-infizierter Pflanzen, den LMV-Konzentrationen und den LMV-Symptomen nicht von denen der anfälligen Kontrollsorten unterscheiden, werden als LMV-anfällig (1) eingestuft. Zwischenabstufungen (3, 6) zwischen LMV-Anfälligkeit (1) und LMV-Resistenz (9) sind sehr selten beobachtet worden und werden eher als Hinweise für geringen oder sehr ungleichmäßigen Inokulationsdruck bzw. für das Vorliegen von Sortengemischen oder das Auftreten unterschiedlicher Virusstämme angesehen.

## Literatur

- BOS, L., N. HUIJBERTS, C. CUPERUS 1994: Further observations on variation of lettuce mosaic virus in relation to lettuce (*Lactuca sativa*) and a discussion of resistance terminology. *Eur. J. Plant Pathol.* **100**, 293-314.
- DINANT, S., H. LOT 1992: Lettuce mosaic virus: a review. *Plant Pathol.* **41**, 528-542.
- PINK, D.A.C., H. LOT, R. JOHNSON 1992: Novel pathotypes of lettuce mosaic virus – Breakdown of a durable resistance. *Euphytica* **63**, 169-174.
- VETTEN, H.J. 1984. Das Salatmosaikvirus. *Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd.* **36**, 141-142.

## 5.18 Gurkenmosaikvirus (Vetten, H.J.)

### Erreger: Cucumber mosaic virus

Das Gurkenmosaikvirus (*Cucumber mosaic virus*, CMV) kommt als Typvertreter der Gattung *Cucumovirus* (Familie *Bromoviridae*) in fast allen Teilen der Welt vor und hat unter den Pflanzenviren den größten Wirtspflanzenkreis (mehr als 800 Pflanzenarten aus mehr als 85 verschiedenen Pflanzenfamilien). Das CMV tritt in vielen Stämmen und Varianten auf. CMV-Isolate lassen sich grob in zwei Gruppen einteilen, die sich auffällig in ihren serologischen und genetischen Eigenschaften unterscheiden. Teilweise geht diese Differenzierung auch mit Unterschieden in der Symptomatologie und im Wirtskreis einher. Der weit überwiegende Anteil der CMV-Isolate aus Gurken gehört der Stammgruppe I (auch DTL oder U) an.

Zu den Wirtspflanzen des CMV zählen viele Gemüsearten, Zierpflanzen und sonstige Kulturpflanzen sowie bei uns heimische Unkräuter. Die größte Rolle als Überwinterungsmöglichkeit und Infektionsquelle dürften Zierpflanzen und Unkräuter spielen. In vielen Pflanzenarten (z.B. Sternmiere) wurde auch Samenübertragung beobachtet, die aber meistens keine große epidemiologische Bedeutung für das Virus hat. CMV wird nicht-persistent von vielen Blattlausarten, unter anderem auch von der Grünen Pfirsichblattlaus (*Myzus persicae*) und der Grünen Gurkenblattlaus (*Aphis gossypii*), übertragen. Saugzeiten von weniger als einer Minute reichen für die Übertragung aus. Für die Ausbreitung spielen ohne Zweifel die Aphidenübertragung und der weite Wirtspflanzenkreis des CMV die Hauptrolle. Daher sind Gurkenkulturen, die in Zeiten eines starken Blattlausfluges (Juni-Juli) heranwachsen, besonders gefährdet.

Gurkensorten mit Immunität oder hochgradiger Resistenz gegen CMV-Infektionen sind bisher kaum vorhanden. Die am häufigsten verwendeten Resistenzgene vermitteln nur eine Toleranz gegen CMV, d.h. bei verringerter Virusvermehrung kommt es zur Ausprägung von nur schwachen Krankheitssymptomen. Die CMV-Resistenz der Gurke ist polygen und entspricht dem unvollständigen, quantitativen Typ. Sie wird aber partiell dominant vererbt, so dass durch wiederholte Selektion und Kreuzung das gewünschte Zuchtziel verhältnismäßig schnell erreicht werden kann.

### Bedeutung:

Vor allem bei Freilandgurken, seltener bei Hausgurken, kann es zu großen Ausfällen durch CMV kommen. Auch Melonen und Kürbisse, unter ihnen vor allem Zucchini, werden durch CMV geschädigt. Die neueren Einlegegurkensorten für den Freiland- und Unterglasanbau sind meist ausreichend tolerant oder resistent gegen CMV. Für die Salatgurkensorten des Unterglasanbaus gilt dies nicht so allgemein. Das Krankheitsbild bei CMV-Befall variiert mit dem Infektionszeitpunkt, der Sorte, den Umweltbedingungen und dem jeweils vorliegenden Virusstamm sehr stark. Krankheiterscheinungen zeigen sich zuerst an den jüngsten Blättern in Form einer deutlichen Mosaikscheckung und Verformung der Blattspreite. Bei Hausgurken findet man auch kreisförmige helle Flecke auf den Blättern. Stark umwelt- und sortenbedingt bei Hausgurken kann eine CMV-Infektion jedoch auch einzelne Blätter oder Triebe, aber auch ganze Pflanzen welken oder absterben lassen. CMV-infizierte Pflanzen sind oft gestaucht, die Früchte zeigen warzenartige Missbildungen und gelbgrüne Scheckung. Zur Vorbeugung und Bekämpfung des Virus empfiehlt es sich, bevorzugt resistente oder tolerante Sorten anzubauen, Unkräuter und sonstige befallsverdächtige Pflanzen in der Nähe der Gurkenhäuser zu beseitigen. Bei Hausgurken sollten zu Kulturbeginn einzelne kranke Pflanzen aus dem Bestand entfernt sowie Ernte und Pflegemaßnahmen an kranken Pflanzen zuletzt vorgenommen werden.

### Prüfmethode:

Für das Bundessortenamt werden in jedem Jahr an der BBA in Braunschweig bis zu 10 Freiland- und/oder Unterglasgurkensorten auf ihre Anfälligkeit gegen CMV geprüft. Diese Prüfungen erfolgen fast

ausschließlich im Gewächshaus. Dazu wird ein für Deutschland typischer CMV-Stamm aus der Stammgruppe I verwendet, der in anfälligen Sorten ein sehr starkes Mosaik, in toleranten Gurkengenotypen aber keine oder nur schwache Symptome verursacht. Die Anzucht und Vermehrung des Virusinokulums erfolgt in *Nicotiana clevelandii* oder *N. benthamiana*. Blattextrakte dieser Pflanzen dienen nach 1:10 Verdünnung mit 50 mM Phosphatpuffer (pH 7) für die mechanische Inokulation der zu prüfenden Gurkensorten. Hierbei werden von jeder Sorte ca. 30 mit Karborund bestäubte Sämlinge zur Zeit der Entfaltung des 1. oder 2. Laubblattes mechanisch inokuliert. Ungefähr eine Woche später wird die Inokulation wiederholt. Parallel dazu wird auch eine vergleichbare Anzahl von Pflanzen einer anfälligen Kontrollsorte (z.B. Eva) inokuliert, um auf diese Weise die Effizienz der durchgeführten Inokulation überprüfen zu können.

Auswertung der Prüfergebnisse:

Die Pflanzen werden für 2-4 Wochen auf die Entwicklung von CMV-Symptomen hin beobachtet, wobei der Anteil der Pflanzen mit CMV-Symptomen festgehalten und die Symptomstärke an den Laubblättern nach einem vierstufigen Boniturschema beurteilt wird. Danach wird jede inokulierte Pflanze unter Verwendung von poly- oder monoklonalen Antikörpern gegen CMV im DAS- bzw. TAS-ELISA auf nachweisbare CMV-Infektionen und damit assoziierte Antigenkonzentrationen getestet. Aus den ELISA-Ergebnissen lassen sich die Anzahl der CMV-infizierten Pflanzen pro Sorte und die relativen Konzentrationen an CMV-Antigen in den infizierten Pflanzen ablesen. Um die Sorten im Hinblick auf ihre Anfälligkeit bzw. Resistenz gegen CMV beurteilen zu können, interessieren zunächst nur die Ergebnisse der Symptombonituren, die zu den serologisch nachweisbaren CMV-Infektionen und -Konzentrationen in Bezug gesetzt werden. Sorten, die keine Symptome zeigen und in denen sich CMV nicht oder in stark verringerten Konzentrationen serologisch nachweisen lässt, werden als CMV-resistent (9) eingestuft. Sorten, die sich in der Anzahl CMV-infizierter Pflanzen, den CMV-Konzentrationen und den CMV-Symptomen nicht von denen der anfälligen Kontrollsorten unterscheiden, werden als CMV-anfällig (1) eingestuft.

Zwischenabstufungen (3, 6) zwischen CMV-Anfälligkeit (1) und CMV-Resistenz (9) werden häufig beobachtet.

## Literatur

MEYER, U., I. WEBER, H. KEGLER 1987: Ein Modellversuch zur Charakterisierung der quantitativen Resistenz von Gurken gegen das Gurkenmosaikvirus (cucumber mosaic virus). Arch. Gartenbau **35**, 425-439.

PALUKAITIS, P., M.J. ROOSSINCK, R.G. DIETZGEN, R.I.B. FRANCKI 1992: Cucumber mosaic virus. Adv. Virus Res. **41**, 281-348.

WEBER, I., F. KAMPE 1983: Resistenzprüfung von Freilandgurken gegenüber dem Gurkenmosaikvirus (cucumber mosaic virus). II. Resistenzprüfverfahren. Arch. Gartenbau **31**, 145-151.

## 5.19 Virusresistenzprüfungen bei anderen Gemüsearten (Vetten, H.J.)

In unregelmäßigen Abständen und auf Anfrage des Bundessortenamts werden an der BBA auch Virusresistenzprüfungen bei anderen Gemüsearten als Salat und Gurke durchgeführt. Als Beispiele für weitere wichtige Virus-Wirt-Kombinationen seien hier genannt:

- Tomatenmosaikvirus (*Tomato mosaic virus*, Gattung *Tobamovirus*) und Tomate (*Lycopersicon lycopersicum*),
- *Turnip mosaic virus* (Gattung *Potyvirus*, Familie *Potyviridae*) und Rettich (*Raphanus sativus*),
- *Leek yellow stripe virus* (Gattung *Potyvirus*, Familie *Potyviridae*) und Porree (*Allium porrum*) sowie
- Tobamoviren (*Pepper mild mottle virus*, *Tomato mosaic virus* und *Tobacco mosaic virus*) und Paprika (*Capsicum annuum*).

Die Durchführung und Auswertung der Prüfungen erfolgen in ähnlicher Weise wie oben für Salat- (LMV) und Gurkenmosaikvirus (CMV) beschrieben.