

**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 1

Prüfung von Kulturpflanzen auf Resistenz gegen
pflanzenparasitäre Nematoden

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

Part 1

Testing of crop cultivars for resistance
to plant parasitic nematodes

Zusammengestellt von

Joachim Müller

Hans Jürgen Rumpfenhorst

Biologische Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft
Institut für Nematologie und Wirbeltierkunde

Heft 372

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. JOACHIM MÜLLER

Biologische Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft
Institut für Nematologie und Wirbeltierkunde
Toppheideweg 88
D-48161 Münster
Tel. 0251/8710620 – Fax. 0251/8710633
E-Mail: bba-muenster@bba.de

Dr. HANS JÜRGEN RUMPENHORST

Biologische Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft
Institut für Nematologie und Wirbeltierkunde
Toppheideweg 88
D-48161 Münster
Tel. 0251/8710628 – Fax. 0251/8710633
E-Mail: bba-muenster@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 1. Die Prüfung von Kulturpflanzen auf Resistenz gegen
pflanzenparasitäre Nematoden. - 2000
(Mitteilungen aus der Biologischen Bundesanstalt für Land- und
Forstwirtschaft Berlin-Dahlem ; H. 372)
ISBN 3-8263-3350-0

© 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

Vorwort	5
Einführung und Definitionen	6
1 Rübenzystennematoden	9
1.1 Erreger: <i>Heterodera schachtii</i> Schmidt, 1871	9
1.2 Bedeutung	10
1.3 Anzucht und Erhaltung des Erregers	12
1.4 Prüfmethode	13
1.4.1 Örettich und Weißer Senf	14
1.4.2 Zuckerrüben	17
1.5 Literatur	21
2 Kartoffelnematoden	23
2.1 Erreger: <i>Globodera pallida</i> (Stone, 1973) Behrens, 1975 und <i>G. rostochiensis</i> (Wollenweber, 1923) Behrens, 1975	23
2.2 Bedeutung	25
2.3 Anzucht und Erhaltung des Erregers	25
2.4 Prüfmethode	26
2.4.1 Standardisierung der Pf/Pi-Werte	27
2.4.2 Bewertung der Sorten	27
2.5 Literatur	28
3 Getreidezystennematoden	29
3.1 Erreger: <i>Heterodera avenae</i> Wollenweber, 1924	29
3.2 Bedeutung	29
3.3 Anzucht und Erhaltung des Erregers	30
3.4 Prüfmethode	30
3.5 Literatur	31
4 Wurzelgallennematoden	33
4.1 Erreger: <i>Meloidogyne hapla</i> Chitwood, 1949 <i>Meloidogyne chitwoodi</i> Golden, O'Bannon, Santo & Finley, 1980 <i>Meloidogyne incognita</i> (Kofoid & White, 1919) Chitwood, 1949	33
4.2 Bedeutung	33
4.3 Anzucht und Erhaltung des Erregers	34
4.4 Prüfmethode	34
4.5 Literatur	35
5 Stengelnematoden	36
5.1 Erreger: <i>Ditylenchus dipsaci</i> (Kühn, 1857) Filipjev, 1936	36
5.2 Bedeutung	36
5.3 Anzucht und Erhaltung des Erregers	37
5.4 Prüfmethode	37
5.5 Literatur	37

Contents

Preface	5
Introduction and definitions	6
1 Sugar beet cyst nematode	9
1.1 Parasite: <i>Heterodera schachtii</i> Schmidt, 1871	9
1.2 Importance	10
1.3 Parasite rearing and maintaining	12
1.4 Testing methods	13
1.4.1 Oil radish and white mustard	14
1.4.2 Sugar beet	17
1.5 Literatur	21
2 Potato cyst nematode	23
2.1 Parasite: <i>Globodera pallida</i> (Stone, 1973) Behrens, 1975 and <i>G. rostochiensis</i> (Wollenweber, 1923) Behrens, 1975	23
2.2 Importance	25
2.3 Parasite rearing and maintaining	25
2.4 Testing methods	26
2.4.1 Standardization of P _p /P _i -values	27
2.4.2 Assessment of varieties	27
2.5 Literature	28
3 Cereal cyst nematode	29
3.1 Parasite: <i>Heterodera avenae</i> Wollenweber, 1924	29
3.2 Importance	29
3.3 Parasite rearing and maintaining	30
3.4 Testing methods	30
3.5 Literature	31
4 Root-knot nematode	33
4.1 Parasite: <i>Meloidogyne hapla</i> Chitwood, 1949 <i>Meloidogyne chitwoodi</i> Golden, O'Bannon, Santo & Finley, 1980 <i>Meloidogyne incognita</i> (Kofoid & White, 1919) Chitwood, 1949	33
4.2 Importance	33
4.3 Parasite rearing and maintaining	34
4.4 Testing methods	34
4.5 Literature	35
5 Stem nematode	36
5.1 Erreger: <i>Ditylenchus dipsaci</i> (Kühn, 1857) Filipjev, 1936	36
5.2 Importance	36
5.3 Parasite rearing and maintaining	37
5.4 Testing methods	37
5.5 Literature	37

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 Prüfmethoden. 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

Einführung und Definitionen

Bei der Bekämpfung pflanzenparasitärer Nematoden hat sich in den letzten fünfzig Jahren ein grundlegender Wandel vollzogen. Während besonders in der Zeitspanne zwischen 1960 und 1980 fast alle Probleme durch den Einsatz gasförmiger Bodenbehandlungsmittel oder auch pflanzenverträglicher Nematizide gelöst schienen, wurden danach kaum noch neue Produkte entwickelt, und alte Präparate verloren ihre Zulassung. Seit etwa 1990 spielt die chemische Nematodenbekämpfung in Deutschland keine Rolle mehr, denn zeitweise standen überhaupt keine Mittel mehr zur Verfügung. Dies gilt mit einer Ausnahme auch heute noch. In dieser Situation entstand ein enormer Druck, nach Alternativen zu suchen, und dabei stand die Nutzung von Resistenzquellen im Vordergrund. Gegen zystenbildende Nematoden an Kartoffeln, Zuckerrüben und Getreide, denen in Deutschland besonders große Bedeutung zukommt, wurde eine breite Palette resistenter Sorten entwickelt. Daneben gibt es Resistenzquellen gegen Wurzelgallen- und Stängelnematoden, deren züchterische Bearbeitung aber noch am Anfang steht. Tabelle 1 gibt einen Überblick über die Nematodenarten, gegen die am Institut für Nematologie und Wirbeltierkunde Resistenzprüfungen durchgeführt werden, einerseits als Hoheitsaufgabe auf Grund der Kartoffelschutzverordnung, andererseits in Amtshilfe für das Bundessortenamt.

Der Begriff Resistenz wird leider nicht immer in gleichem Sinne verstanden. Der praktische Landwirt erwartet meistens von einer resistenten Sorte, dass sie trotz Anwesenheit eines Pathogens keinen Schaden erleidet. Phytopathologen bezeichnen mit Resistenz die Fähigkeit einer Pflanze, Befall und Besiedlung durch einen Schaderreger zu verhindern oder zu begrenzen.

In der Nematologie wird unter Resistenz allgemein die Eigenschaft einer Pflanzenart oder -sorte verstanden, die Fortpflanzung einer bestimmten Nematodenart zu begrenzen. Geht es um die Sortenbewertung, so wird Resistenz enger definiert als „die Eigenschaft einer Pflanzensorte, die Vermehrungsrate einer bestimmten Nematodenart unter standardisierten Bedingungen auf ein festgelegtes Niveau zu begrenzen“ (MÜLLER, 1989). Die Vermehrungsrate wird auch als P_f/P_i -Wert bezeichnet (P_i = Dichte der Anfangspopulation, P_f = Dichte der Population bei Kulturende).

Tab. 1: Nematodenarten und Kulturpflanzen in der amtlichen Resistenzprüfung beim Institut für Nematologie und Wirbeltierkunde

Nematodenart	Pathotyp	Kulturpflanzenart
<i>Globodera rostochiensis</i>	Ro1	Kartoffel
	Ro2	
	Ro3	
	Ro4	
	Ro5	
<i>Globodera pallida</i>	Pa1	Kartoffel
	Pa2	
	Pa3	
<i>Heterodera schachtii</i>	Schach0	Ölrettich
		Weißer Senf
		Zuckerrübe
<i>Heterodera avenae</i>	A + C	Hafer
		Gerste
		Weizen

Nematodenart	Pathotyp	Kulturpflanzenart
<i>Ditylenchus dipsaci</i>		Rotklee
<i>Meloidogyne hapla</i>		Ölrettich
<i>Meloidogyne incognita</i>		Ölrettich
<i>Meloidogyne chitwoodi</i>		Ölrettich

Resistenz ist nicht unbedingt mit ungestörtem Wachstum korreliert. Resistente Sorten können durch Nematoden empfindlich geschädigt werden, und umgekehrt kennen wir anfällige Sorten, die den Nematoden stark vermehren, ohne erkennbaren Schaden zu nehmen (Toleranz). Der Begriff „Anfälligkeit“ ist in diesem Zusammenhang missdeutig, da er im allgemeinen Sprachgebrauch sowohl die Vermehrung des Nematoden als auch die Schädigung der Pflanze bezeichnen kann. Häufig wird daher erwartet, dass resistente oder „gering anfällige“ Pflanzen einem Befall widerstehen müssten, ohne Schaden zu nehmen. Da dies nicht zutrifft, ist es notwendig, klar zwischen Resistenz und Toleranz zu trennen. Diese Unterscheidung ist auch deshalb angebracht, weil in manchen Fällen eine Ertragssicherung, erreicht durch Toleranz der Pflanze, nicht das Ziel der Züchtung ist. So soll z. B. die Kultur von Zwischenfrüchten mit Resistenz gegen Rübennekrotomykosen vorrangig den Besatz des Bodens mit diesem Schädling senken. Der Ertrag der Zwischenfrucht selbst spielt eine untergeordnete Rolle. Die Bewertung der Resistenz gegenüber zystenbildenden Nematoden orientiert sich daher ausschließlich an der Entwicklung und Vermehrung des Nematoden, nicht aber an der Reaktion der Pflanze. Toleranz bezeichnet dagegen die Eigenschaft einer Pflanzenart oder -sorte, auf Nematodenbefall nicht oder weniger empfindlich mit Krankheitssymptomen und/oder Ertragsminderung zu reagieren.

Das Beispiel resistenter Zwischenfrüchte zeigt, dass bei einer quantitativen Erfassung der Resistenz gegenüber *Heterodera schachtii* nicht nur die Pflanze selbst, sondern auch der Boden berücksichtigt werden muss. Auf die dabei wichtigen Faktoren wird weiter unten ausführlicher eingegangen. Schon jetzt dürfte klar sein, dass die besonders von Züchtern häufig gebrauchte Formulierung „Eine resistente Pflanze ist eine Pflanze, an der sich keine Zysten entwickeln“, zu einfach ist. In manchen Fällen mag es vertretbar sein, nach diesem Kriterium zu selektieren. Eine Klassifizierung von Sorten nach ihrem Resistenzgrad muss sich aber an der Veränderung der Gesamtpopulation des Schädlings in Pflanze und Boden orientieren. Als generelle Richtlinie gilt dabei die in der Nematologie anerkannte Definition „Eine Wirtspflanze ist resistent, wenn sich an ihr eine Nematodenpopulation nicht vermehrt“. Das ist eine Mindestforderung, die im Falle des Wirt/Parasit-Komplexes Zuckerrüben/*Heterodera schachtii* zu erreichen schon ein großer Fortschritt wäre. Im Falle von resistenten Zwischenfrüchten und *H. schachtii* müssen die Anforderungen dagegen höher angesetzt werden, da andernfalls besser Brache oder Nichtwirtspflanzen gewählt werden könnten. Darüber hinaus ist zu bedenken, dass die Vermehrungsrate von der Höhe des schon vorhandenen Nematodenbesatzes abhängt. Bei niedriger Populationsdichte ist die Vermehrungsrate höher als bei starkem Besatz, und oberhalb eines bestimmten Niveaus ist auch an anfälligen Pflanzen keine Vermehrung der Gesamtpopulation mehr möglich. Wo bei einer quantitativen Bewertung die Grenze für Resistenz festgelegt wird, hängt von den speziellen Bedingungen ab und ist von Fall zu Fall zu entscheiden.

Teilweise werden resistente Pflanzen auch als „Feindpflanzen“ bezeichnet. Dies ist falsch, denn der Begriff Feindpflanze bezieht sich auf die Eigenschaft einer Pflanzenart, eine aktive nematizide Wirkung auf bestimmte Nematodenarten auszuüben. Der Wirtspflanzencharakter fehlt hier völlig, es gibt also keine Feindpflanzensorten, die durch den Nematoden befallen werden können. Die Gliederung dieser Fachbegriffe basiert auf der Nematodenentwicklung, wie es in Abbildung 1 schematisch dargestellt ist (MÜLLER, 1989).

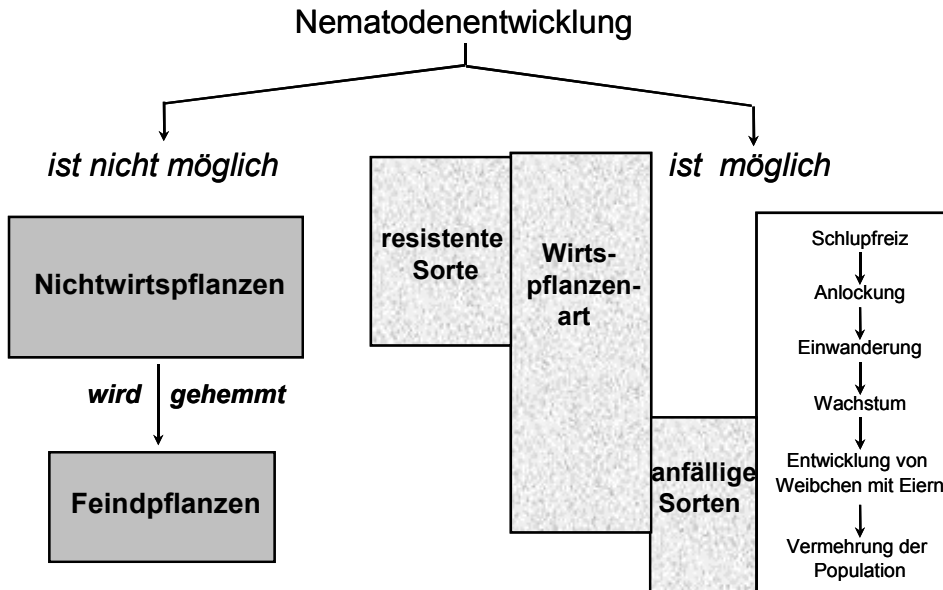


Abb. 1: Gliederung der Wirtsqualität von Pflanzen entsprechend der Nematodenentwicklung

Die Ermittlung von Resistenzen nach den oben genannten Kriterien erfordert die Isolierung und anschließende quantitative Erfassung von Nematoden aus Bodenproben. Dabei liegt es im Untersuchungsobjekt selbst begründet, dass alle Versuchsergebnisse einer ganz erheblichen Varianz unterliegen, so dass eine große Zahl von Wiederholungen unerlässlich ist. Für alle Resistenzprüfungen ist es daher notwendig, geeignete Prüfverfahren zu entwickeln, bei denen einerseits der Arbeitsaufwand die verfügbare Personalkapazität berücksichtigt, andererseits aber auch eine ausreichende Sicherheit für die Sortenbewertung erzielt wird. Es mussten deshalb für die Isolierung der verschiedenen Nematodenstadien umfassende methodische Untersuchungen durchgeführt werden, um die Varianzquellen einzuzugrenzen und qualitativ sowie quantitativ zu erfassen (MÜLLER, 1980; 1983a, b, c; 1990; DORKA & MÜLLER, 1992; MÜLLER et al., 1993). Außerdem waren und sind auch weiterhin spezielle Versuche erforderlich, die eine vertiefte Einsicht in die biologischen Grundlagen der Resistenz geben. Dazu gehören sowohl die einwirkenden Resistenzmechanismen, die Vererbung der Resistenzgene und ihre Verbreitung im Testpflanzenmaterial als auch eine gründliche Analyse der Virulenzen der Nematoden. Nähere Angaben hierzu finden sich bei der Beschreibung der Erreger.

Aus der aufgeführten Problematik ergibt sich, dass für die Resistenzprüfung gegen pflanzenparasitäre Nematoden ein erheblich größerer Arbeitsaufwand erbracht werden muss als für die Prüfung der meisten anderen Schaderreger. Alle Prüfungen werden deshalb grundsätzlich wiederholt, und zwar in verschiedenen Jahren und an verschiedenen Standorten. Dabei sind die beiden Außenstellen in Eldsorf und in Kleinmachnow entsprechend ihrer Spezialisierung voll in das Prüfprogramm integriert worden. Um in einer Vorselektion solche Sorten auszusondern, die den Anforderungen mit Sicherheit nicht genügen, müssen bei der Anmeldung beim Bundessortenamt auch Daten aus einem Vortest vorgelegt werden. Diese Befunde kann der Züchter gegen Gebühr bei bestimmten Pflanzenschutzdienststellen ermitteln lassen. Die Rahmenbedingungen für den Vortest sowie Details seiner Durchführung wurden vom Institut für Nematologie und Wirbeltierkunde erarbeitet und mit den Pflanzenschutzdienststellen abgesprochen und erprobt.

1 Rübenzystennematoden

1.1 Erreger: *Heterodera schachtii* Schmidt, 1871

Rübenzystennematoden, *Heterodera schachtii*, wurden zuerst von Schacht im Jahre 1859 als kleine, weiße Pünktchen an Wurzeln kranker Rübenpflanzen beobachtet. Erst 1871 erfolgte durch Schmidt eine taxonomische Beschreibung. Schmidt wählte wegen der unterschiedlichen Entwicklung von Männchen und Weibchen den Gattungsnamen *Heterodera* und nannte die Art nach ihrem Entdecker *Heterodera schachtii*. Sie gehört zur Familie der Heteroderidae innerhalb der Ordnung Tylenchida. Neben dieser systematischen Gliederung wird für pflanzenparasitäre Nematoden häufig eine anschaulichere Klassifizierung benutzt, in der *H. schachtii* als endoparasitärer, sedentärer Wurzelnematode bezeichnet wird. Weiterhin gehört er zu den zystenbildenden Formen, bei denen die Eier in der schützenden Hülle des abgestorbenen Weibchens überdauern.

Die wesentlichen Entwicklungsstadien von *H. schachtii* sind in Abbildung 2 dargestellt (MÜLLER & WYSS, 1981). In seiner Dauerform, der mit Eiern bzw. Larven gefüllten Zyste (Abb. 2/1) kann der Nematode im Boden auch ohne Wirtspflanze jahrelang überleben. „Reife“ Zysten sind mit Eiern gefüllt, die sich nicht mehr im embryonalen Zustand befinden, sondern Larven enthalten, die sich bereits einmal gehäutet haben. Diese Larven verharren so lange in einem Ruhezustand, bis sie durch äußere Einflüsse zum Schlüpfen aktiviert werden. Dazu führen im Boden besonders Wurzelauausscheidungen von Wirtspflanzen; im Labor kann das Schlüpfen auch durch einige anorganische Verbindungen in bestimmten Konzentrationsbereichen angeregt werden. Voraussetzung für die Aktivierung der Larven sind weiterhin geeignete Temperatur und Feuchtigkeit. Unter Feldbedingungen ruht die Entwicklung im Winter, und erst etwa ab April setzt das aktive Leben wieder ein. Ein Teil der Larven schlüpft dann auch „spontan“, d. h. ohne Anwesenheit von Wirtspflanzen.

Die Larven wandern zu jungen, wachsenden Wurzeln und dringen in das Pflanzengewebe ein. Sie setzen sich dort fest und entwickeln sich nach dreimaliger Häutung zu Männchen und Weibchen. Während die Männchen wurmförmig und beweglich sind, haben die Weibchen Zitronenform und sitzen an der Wurzel fest (Abb. 2/5). Ein Weibchen produziert etwa 200 – 500 Eier, die nicht nach außen abgelegt werden, sondern im Körperinneren bleiben. Nach dem Absterben des Weibchens färbt sich dessen Außenhaut braun und verhärtet und wird jetzt Zyste genannt. Sie ist die Dauerform des Nematoden, in der er als Ei bzw. Larve jahrelang überleben kann.

H. schachtii unterliegt keiner Diapause. Aus den ausgereiften Eiern können deshalb sofort Larven schlüpfen und erneut infizieren. Unter günstigen Bedingungen wird der gesamte Entwicklungszyklus in fünf bis sechs Wochen durchlaufen. In Deutschland ist an Zuckerrüben in einer Vegetationsperiode mit zwei bis drei Generationen zu rechnen (MÜLLER, 1979).

Bisher sind von *H. schachtii* vier Pathotypen mit unterschiedlicher Virulenz beschrieben worden. Allgemein verbreitet und zur Zeit allein von wirtschaftlicher Bedeutung ist der Pathotyp Schach0, der anfällige Sorten von Ölrettich, Weißem Senf und Zuckerrüben befallen kann. Zuckerrübensorten mit dem Resistenzgen Hs1 aus *Beta procumbens* sind gegen diesen Pathotyp resistent, nicht aber gegen den Typ Schach1. Weiterhin werden die Pathotypen Schach2 und Schach1,2 differenziert, die das Resistenzgen Hs2 überwinden können. Beide sind vorerst noch ohne Bedeutung, da das Resistenzgen Hs2 noch nicht in Zuckerrübensorten eingekreuzt werden konnte (MÜLLER, 1998a).

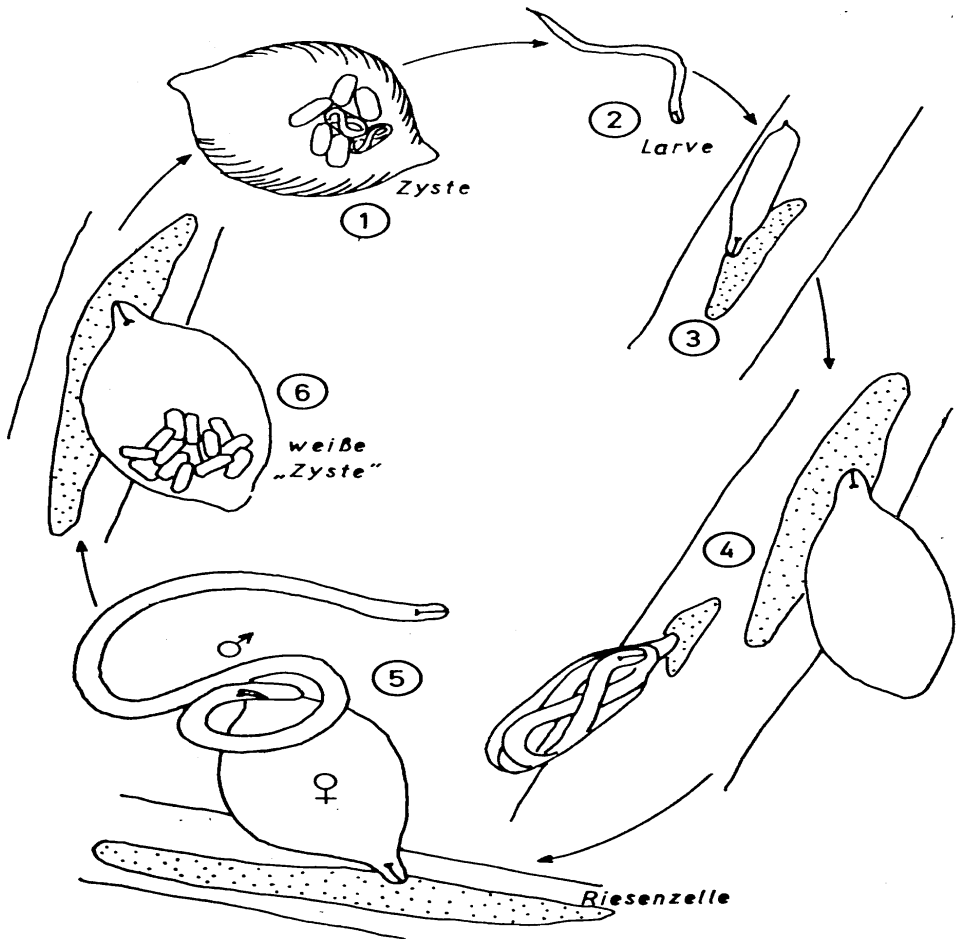


Abb. 2: Entwicklungszyklus von *Heterodera schachtii*
 (1) Zyste mit Eiern, die im Boden überdauern; (2) bewegliches 2. Larvenstadium; (3) sedentäres 2. oder 3. Larvenstadium; (4) Männchen und Weibchen vor der Geschlechtsreife; (5) Männchen und Weibchen vor der Kopulation; (6) Weibchen mit Eiern

Zuckerrüben können auch von einer besonderen Rasse des Kleezystennematoden (*Heterodera trifolii* Goffart, 1932) befallen werden. Dieser Nematode wird wegen seiner vorübergehend gelb gefärbten Zysten auch Gelber Rübenzystennematode genannt und so von dem Weißen Rübenzystennematoden (*H. schachtii*) unterschieden. Er ist in Deutschland bisher nur an wenigen Stellen gefunden worden und daher noch nicht von wirtschaftlicher Bedeutung (MÜLLER, 1983d).

1.2 Bedeutung

Heterodera schachtii ist einer der gefährlichsten Schädlinge der Zuckerrübe. Befallene Pflanzen reagieren etwa ab Juni bei warmem Wetter mit Welkesymptomen, wobei besonders ältere Blätter völlig schlaff

auf dem Boden liegen. Die Symptome treten nesterweise auf. Der Rübenkörper bleibt klein, er verzweigt sich („Beinigkeit“) und zeigt einen Wurzelbart. Eine sichere Diagnose ist nur durch den Nachweis der etwa stecknadelkopfgroßen, weißen Weibchen möglich, die im Sommer an den Wurzeln zu finden sind.

H. schachtii ist in Europa und auch auf den anderen Kontinenten weit verbreitet. Hohe Populationsdichten werden aber fast nur in Regionen mit intensivem Zuckerrübenanbau beobachtet, wo Wirtspflanzen alle drei bis vier Jahre oder häufiger kultiviert werden. Der Rübenematode befällt bevorzugt Pflanzen aus den Familien der Chenopodiaceen und der Kruziferen, wie z. B. Zucker- und Futterrüben, Spinat, Raps, Rübsen, alle Kohllarten, Ölrettich und Senf. Bis zum Aufbau gefährlicher Populationsdichten vergeht oft lange Zeit, aber dann ist es unmöglich, den Schädling wieder loszuwerden. In den klassischen Gebieten des Zuckerrübenbaus sind Rübenematoden deshalb ein ständiges Problem. Die genannten Kruziferen werden zwar stark befallen, wirtschaftlich bedeutende Schäden sind hier jedoch selten mit Ausnahme der Kohllarten, die besonders auf Neulandböden in Rekultivierungsgebieten mit starken Wachstumsstörungen reagieren können.

H. schachtii trat seit Beginn der industriellen Nutzung der Zuckerrübe als Schaderreger in Erscheinung. Intensiver Rübenanbau in Fabriknähe ermöglichte zwar niedrige Transportkosten, bedeutete aber auch eine eng gestellte Fruchtfolge und somit eine häufige Wiederkehr von Wirtspflanzen des Parasiten. Gleichzeitig wuchs die Gefahr der Verschleppung des Nematoden beim Transport der Rüben und der Fabrikabfälle. Beachtliche Ertragsausfälle waren deshalb bereits Mitte des vorigen Jahrhunderts zu verzeichnen. Diese Situation hat sich bis heute nicht geändert. Eine Umfrage des Internationalen Instituts für Zuckerrübenforschung (I.I.R.B.) im Jahre 1978 ergab, dass in den Ländern Italien, Polen, Tschechoslowakei, Niederlande, Deutschland, Jugoslawien, England und Schweden 10 – 25 % der für den Rübenanbau geeigneten Ackerflächen so stark mit *H. schachtii* verseucht sind, dass erhebliche Ertragsverluste auftreten.

Unter der großen Zahl von Wirtspflanzen reagiert die Zuckerrübe besonders empfindlich auf einen Befall mit *H. schachtii*. Frühe Infektionen im Keimlingsstadium sind besonders gefährlich, da hier die für die Ausbildung des Rübenkörpers wichtige Hauptwurzel gestört wird. Es entwickeln sich viele Seitenwurzeln und schließlich ein Wurzelbart. Die Rübe bleibt im Wachstum zurück und erreicht bis zur Ernte nicht das normale Gewicht. Der Wurzelbart führt wegen hoher Schmutzanteile bei der Rodung und weiteren Verarbeitung zu zusätzlichen Verlusten. Die Schadenshöhe ist von der Populationsdichte des Nematoden zur Saatzeit abhängig, wird aber auch von vielen Umweltfaktoren beeinflusst. Im allgemeinen sind Schäden ab 500 Eiern und Larven je 100 g Boden statistisch absicherbar, sie liegen dann in der Größenordnung von 5 %. Populationsdichten über 5000 Eier und Larven kommen vor und führen zu Ertragsausfällen von über 50 %. Die wirtschaftliche Schadensschwelle liegt je nach Bekämpfungsmaßnahme im Bereich von 500 Eiern und Larven je 100 g Boden.

Das Ausmaß der Verseuchung hängt im wesentlichen davon ab, wie oft Wirtspflanzen des Rübenematoden angebaut werden. Der Landwirt muss beachten, dass nicht nur Chenopodiaceen - mit der Zuckerrübe als wichtigster Art - zu einer Vermehrung führen, sondern auch Kruziferen wie Raps, Senf und Kohllarten. Eine weitgestellte Fruchtfolge ist auch heute noch die wichtigste Maßnahme, eine Übervermehrung von *H. schachtii* zu verhindern. Dies bedeutet aber für den Landwirt, zeitweise auf eine Kultur mit hohem Reinertrag zu verzichten. Für die Zuckerfabriken ist damit eine ungenügende Auslastung verbunden und oft genug der Zwang, einen Teil der Kapazitäten aufzugeben. Wegen dieser Schwierigkeiten wird schon lange versucht, den Nematoden aktiv zu bekämpfen. Chemische Mittel, die die Population reduzieren oder sie vorübergehend inaktivieren sollen, sind bis in die achtziger Jahre angewendet worden. Sie sind nicht nur teuer, sondern auch ökotoxikologisch bedenklich. Es hat sich außerdem gezeigt, dass der Schädling durch chemische Maßnahmen höchstens kurzfristig zurückgedrängt, niemals aber völlig ausgerottet werden kann.

Heute ist zur Bekämpfung des Rübenematoden kein Nematizid mehr zugelassen. Die wesentliche Stütze bei der Abwehr des Schädlings sind jetzt resistente Zwischenfrüchte von Ölrettich und Weißem Senf, die auch im Rahmen der Flächenstilllegung während der gesamten Vegetationsperiode besonders wirk-

sam eingesetzt werden können. Neuerdings steht Resistenz auch in der Zuckerrübe selbst zur Verfügung. Im Jahre 1998 wurde die resistente Sorte 'Nematop' zugelassen, mit weiteren Sorten ist zu rechnen. Durch konsequente Resistenzforschung, -züchtung und -prüfung konnte damit die chemische Bekämpfung des Rübennematoden abgelöst und vollwertig ersetzt werden (MÜLLER, 1998b).

1.3 Anzucht und Erhaltung des Erregers

Zur termingerechten Durchführung der Resistenzprüfung und zur Einhaltung standardisierter Prüfungsbedingungen sind Vermehrungszuchten von *H. schachtii* erforderlich. Die Vermehrung des Nematoden erfolgt an Winterraps nach einer Larveninokulation, um eine Übertragung antagonistischer Pilze mit dem Zystenmaterial auszuschließen. Zur Gewinnung der Larven werden Zysten aus Vermehrungserde mit Hilfe der Zentrifugationstechnik in Magnesiumsulfatlösung isoliert, die Zysten kommen zum Schlüpfen der Larven auf Wattefilter in Baermann-Trichtern in Zinksulfatlösung (3 mmol/l). Die Larven werden alle drei bis vier Tage abgezapft und können im Kühlschrank mehrere Wochen gelagert werden. Direkt vor der Nutzung erfolgt eine erneute Passage über ein Wattefilter, damit nur vitale Nematoden verwendet werden.

Winterraps wird in 14 cm-Kunststoffpöfen (ca. 1400 ml) zu fünf Pflanzen je Topf kultiviert. Als Anzuchtsubstrat wird seit 1995, nach einer längeren Erprobungsphase, reiner Untergrundlöss verwendet, der im Rheinischen Braunkohlerevier im Bereich des Tagebaues „Garzweiler“ etwa 2 m unterhalb der Bodenoberfläche mit einer Mächtigkeit von 2 bis 5 m ansteht. Pro 1 kg Löss werden 2,5 g Osmocote plus als Dauernährstoff eingemischt. Löss hat den Vorteil, dass er auf Grund seiner Korngrößenverteilung über ein Sieb von 200 µm Maschenweite fast vollständig durch mechanisches Spülen von den Zysten abgetrennt werden kann.

Tab. 2: Physikalisch-chemische Charakterisierung von Untergrundlöss, Horizont/Tiefe: 175 – 320 cm (Angaben Rheinbraun AG, Köln)

1. Korngrößenverteilung (Gew. %)

Ton Σ	Schluff		Sand			
	f	m	g	f	m	g
< 2	2 – 6	6 – 20	20 – 63	63 – 200	200 – 630	630 – 2000 µm
10,5	4,7	20,7	55,3	8,8	0,0	0,0 %

2. Bodenchemische Kennwerte

	org. Subst.	C		N	P	CaCO ₃	pH	
		(Gew. %)					KCl	H ₂ O
Cv	-	-	-	-	0,14	18,0	7,5	8,2

3. Kationenaustauschkapazität (pot)

	T-Wert	S-Wert	Ca	Mg	K	Na	V-Wert
	mval/100 g	Boden	in %	vom S-Wert			in %
Cv	7,5	7,5	87	13	< 0,2	< 0,2	100

Dieser Boden kann als Standardsubstrat in größeren Mengen über eine längere Zeit gelagert werden. Das Substrat ist weitgehend keim- und unkrautfrei und ohne Herbizidrückstände. Es kann daher jederzeit eingesetzt werden. Von großem Vorteil ist die einheitliche Korngröße $< 200 \mu\text{m}$, so dass größere Bodenvolumina von 500 – 800 ml gegenüber max. 300 ml bei herkömmlichem Ackerboden in einem Arbeitsgang untersucht werden können. Diese Bodenmengen müssen untersucht werden, damit eine statistisch hinreichende Aussagefähigkeit erzielt wird.

Sobald der Raps etwa vier Laubblätter entwickelt hat, werden je Topf ca. 10 000 Larven von *H. schachtii* inokuliert. Auf Grund der toleranten Wirt/Parasit-Beziehung sind an Winterraps hohe Besatzdichten des Nematoden pro Bodeneinheit zu erreichen. Nach einer Kulturdauer von 7 – 10 Wochen können die Topfsubstrate nach leichter Trocknung in einem Kühlraum bei $+ 4 \text{ }^\circ\text{C}$ bis $6 \text{ }^\circ\text{C}$ ohne größere Verluste etwa ein Jahr lang gelagert werden.

Für die amtliche Resistenzprüfung wird eine Standardpopulation des Pathotyps Schach0 verwendet. Um deren Vitalität und Virulenz richtig einschätzen zu können, wurden zum Vergleich insgesamt 151 weitere Populationen in Deutschland und anderen europäischen Ländern gesammelt und nach gleicher Methode vermehrt. Diese Populationen wurden außerdem auf das Vorkommen von Pathotypen geprüft. Es zeigte sich, dass zumindest der Pathotyp Schach1 weit verbreitet ist; über Schach2 und Schach1,2 ist eine Aussage noch nicht möglich. Da in Zukunft mit einer Anreicherung bestimmter Virulenzen auch unter Feldbedingungen gerechnet werden muss, werden auch diese Pathotypen ständig vermehrt und erhalten. Als Wirtspflanzen dienen dabei Zuckerrübenlinien mit den Resistenzgenen Hs1 bzw. Hs2.

1.4 Prüfmethode

Bei der Wahl der geeigneten Methodik der Resistenzprüfung muss der Lebenszyklus von *H. schachtii* mit seinen biologischen Besonderheiten berücksichtigt werden. Der Zyklus beginnt mit dem Schlupfzeitpunkt, der durch Wurzelsekrete der Wirtspflanzen ausgelöst wird (Abbildung 3). Auch die anschließende Anlockung der Larven zur Wurzel hin und deren Eindringen in das Rindengewebe dürften durch pflanzliche Stoffe gesteuert werden. Resistenz gegen *H. schachtii* könnte im Prinzip durchaus schon in diesen ersten Phasen eintreten. Die aus kreuzblütigen Zwischenfrüchten oder Wildrüben eingekreuzten Resistenzgene wirken hier aber nicht; sie beeinflussen im wesentlichen die folgende Phase der geschlechtlichen Determination. Die Nährzellen (Synzytium) erreichen nicht die für eine Weibchenentwicklung erforderliche Größe, so dass fast ausschließlich Männchen entstehen. Die Eiproduktion als letzte Phase ist unter diesen Bedingungen uninteressant. Resistenz könnte aber durchaus auch dann vorliegen, wenn sich zwar viele Weibchen entwickeln, die Eiproduktion aber unterbleibt (MÜLLER, 1997). Untersuchungen über den Inhalt der Zysten von anfälligen bzw. resistenten Rüben haben ergeben, dass eine enge Korrelation besteht zwischen der Zahl der Zysten pro Pflanze und dem Inhalt dieser Zysten an Eiern und Larven. Je weniger Zysten sich an einer Pflanze entwickeln, je deutlicher die Resistenz also ausgeprägt ist, desto weniger Eier enthalten diese Zysten.

Welche der aufgezeigten Möglichkeiten für einen Resistenztest genutzt werden, hängt von der zu prüfenden Pflanzenart und ihrem späteren Verwendungszweck ab. Bei Zuckerrüben wäre es ausreichend, Pflanzen ohne Weibchen bzw. Zysten zu selektieren. Bei resistenten Zwischenfrüchten könnte dies zu wenig sein, da hier der Schlupfzeitpunkt für eine gute Wirkung entscheidend ist und daher mit erfasst werden muss. Am sichersten ist es daher, den P/P_1 -Wert unter möglichst praxisnahen Bedingungen zu bestimmen.

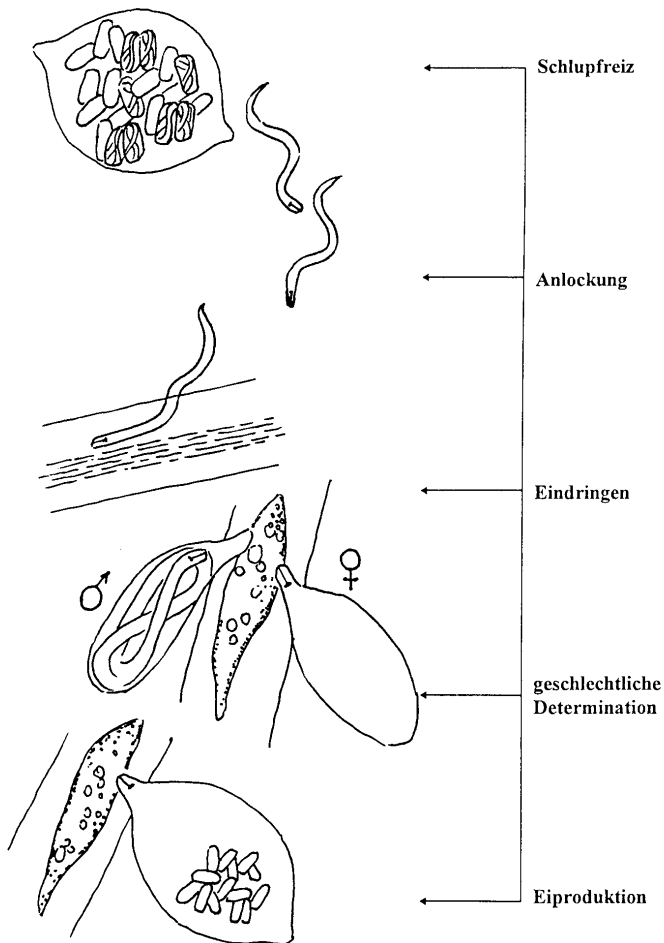


Abb. 3: Phasen in der Entwicklung von *H. schachtii* und mögliche Ansätze für die Resistenz der Wirtspflanze

1.4.1 Ölrettich und Weißer Senf

Die Resistenzprüfung von Sorten des Ölrettichs (*Raphanus sativus*) und des Weißen Senfes (*Sinapis alba*) erfolgt ausschließlich durch Bestimmung der Vermehrungsrate (P_f/P_i -Wert) unter standardisierten Bedingungen im Topftest im Gewächshaus. Der Test wird zeitgleich in Münster und in Elsdorf zweimal durchgeführt, wobei die Aussaattermine im März/April sowie im Mai/Juni liegen. Nach dem Abräumen der Pflanzen können die zu untersuchenden Proben bis zum Jahresende im Kühlraum bei +4 °C gelagert werden.

Zur Einstellung einer bestimmten Nematodendichte im Prüfsubstrat wird zunächst eine entsprechende Menge einer Stammerde aus dem Vermehrungssubstrat und dem Untergrundlöss hergestellt. Diese Stammerde, mit einer 40 – 50fach höheren Nematodendichte als im späteren Prüfsubstrat, wird auch mit der entsprechenden Menge eines Dauerdüngers vermengt und dem Untergrundlöss so über eine Misch-

trommel zugegeben, dass ein homogenes Prüfsubstrat entsteht. Das Prüfsubstrat enthält 2,5 g Dauerdünger, z. B. Osmocote plus (11:11:13:2), pro 1 kg Erde.

Die Aussaat der Prüfvarianten erfolgt in 14 cm-Töpfe, die mit 1400 g Prüfsubstrat gefüllt sind. Mit Hilfe einer Lochschablone werden 15 Samen pro Topf ausgesät. Die Anzucht erfolgt im Gewächshaus bei tagsüber 18 – 20 °C und bei nachts 14 – 16 °C, soweit die Außentemperaturen dies zulassen. Zur Vermeidung von Langtagbedingungen wird bei Frühjahrsaussaaten Zusatzlicht nur von 7:00 bis 17:00 Uhr gegeben; bei Sommeraussaaten nur bei Bedarf. Von jeder Variante werden pro Versuch vier Wiederholungen angesetzt. Die Nematodenentwicklung wird anhand der Wärmesumme ($t > 10$ °C) überprüft. Wenn 350 °C Lufttemperatur bzw. 390 °C Bodentemperatur im Topf erreicht sind, wird die Nematodenentwicklung an den anfälligen Ölrettichsorten 'Siletina' und 'Siletta Nova' in zweitägigen Abständen untersucht. Überschreitet die Vermehrungsrate den Wert von etwa 8, wird der Versuch beendet. Ein P_f/P_i -Wert von 4 muss mindestens erreicht werden. Die Pflanzen werden direkt am Boden abgeschnitten und die Frischmasse bestimmt. Hat die Erde nach ein bis zwei Tagen den richtigen Trocknungsgrad (klumpenfreies Mischen und Sieben möglich), werden die Proben bis zur Untersuchung im Kühlraum bei +4 °C gelagert.

Zur Bestimmung der P_i - und P_f -Werte werden die Zysten aus je 800 g Boden mit Hilfe der Zentrifugationsmethode isoliert, aufgequetscht und dann die Eier und Larven (E+L) mikroskopisch ausgezählt. Die Anzahl E+L wird in einem Aliquot, getrennt nach gesunden und toten Eiern und Larven, ermittelt. Zur Absicherung dieser Befunde wird die Parasitierungsrate an je einer anfälligen und resistenten Ölrettichsorte sowie an einer resistenten Senfsorte mittels Plattentest bestimmt. Bei zwei Versuchen pro Jahr und zwei Versuchsstandorten (Münster und Elsdorf) werden ca. 480 Genotypen einer Sorte geprüft und bewertet, darunter 240 Pflanzen unter Kurztags- und nochmals die gleiche Anzahl unter Langtagsbedingungen.

Standardisierung der P_f/P_i -Werte

Gewächshaus und Feld sind unterschiedliche Kulturbiotope, die sich besonders bezüglich der Temperatur, der Wasserversorgung, der Belichtung und der Windverhältnisse stark unterscheiden und somit den Nematoden unterschiedliche Entwicklungsbedingungen bieten. Zur Übertragbarkeit der im Gewächshaus gewonnenen Daten auf die Verhältnisse im Freiland wurden umfangreiche, mehrjährige Begleituntersuchungen durchgeführt. Bei diesen Untersuchungen wurde eine mittlere Vermehrungsrate an den anfälligen Ölrettichsorten 'Siletina' und 'Siletta Nova' im Feld ermittelt. Bei frühen Aussaaten der Zwischenfrüchte nach der Gerstenernte (in der dritten Juli-Dekade) lag sie an den anfälligen Sorten bei einem P_f/P_i -Wert von bis zu vier. Es wurde vereinbart, dass bewertbare Prüfungsbedingungen im Gewächshaus nur dann vorliegen, wenn die Vermehrungsraten an den anfälligen Ölrettichsorten 'Siletina' und 'Siletta Nova' einen P_f/P_i -Wert von 4,0 (8 beider Varianten) mindestens erreichen. Wird dieser P_f/P_i -Wert nicht erzielt, werden die Ergebnisse der Prüfung verworfen.

Bis zum Jahre 1995 wurde eine Verrechnung der für die Prüfsorten gefundenen P_f/P_i -Werte auf das Niveau ('Siletina' + 'Siletta Nova') = 4 durchgeführt. Anbauversuche im Rahmen der Flächenstilllegung zeigten später, dass die P_f/P_i -Werte an den anfälligen Ölrettichsorten den Wert 4,0 erheblich überschreiten können. Andererseits wurde aufgezeigt, dass die exakte Ermittlung und Einhaltung der Vermehrungsrate an den anfälligen Ölrettichsorten nur mit einem hohen Arbeitsaufwand zu erreichen ist. Um weiterhin ein einheitliches und aussagefähiges Prüfverfahren, sowohl für den Anbau im Rahmen der Flächenstilllegung als auch für den Anbau nach Wintergerste oder einer anderen frühgeräumten Feldkultur zu erhalten, wurde die Standardisierung auf resistente Verrechnungsorten umgestellt. Es sind dies die Sorten:

Ölrettich		Weißer Senf	
Kenn-Nr.		Kenn-Nr.	
22	Nemex	42	Emergo
56	Adagio	43	Serval
74	Radical	46	Maxi
77	Remonta	82	Ultra

Zur Ermittlung des Verrechnungsfaktors (q) werden die Original- P_f/P_i -Werte der Verrechnungsorten getrennt für jeden Standort und Versuch gemittelt und durch den langjährigen (vor 1995) ermittelten Vergleichs- P_f/P_i -Wert dividiert.

Beispiel für Ölrettich:

resistente Verrechnungsorten	P_f/P_i -Wert	
Nemex	0,29	
Adagio	0,22	
Radical	0,24	
Remonta	0,31	
	$\Sigma = 1,06$	
	$\bar{x} = 0,265$	
langjähriges Mittel für die vier Verrechnungsorten	= 0,18	
Verrechnungsfaktor (q)	= $0,265/0,18$	= 1,472
Prüfsorte	= 0,19 (original)	
Prüfsorte standardisiert auf resistente Verrechnungsorten	= $0,19/1,472$	= 0,129

Die Anfälligkeit der Sorten wird nach dem Durchschnittsergebnis dieser mehrjährig vorgenommenen Prüfung nach dem folgenden, mit allen beteiligten Stellen erarbeiteten Schlüssel bei Ölrettich und Weißem Senf beschrieben (Tabelle 3).

Tab. 3: Schema zur Bewertung von Ölrettich- und Senfsorten

Vermehrung von <i>H. schachtii</i>	Vermehrungsindex (P_f/P_i -Wert) standardisiert auf 4 Ver- gleichssorten	Anfälligkeitsklassen für <i>H. schachtii</i>	Bewertung
sehr gering	< 0,1	1	resistent
	0,1 - 0,3	2	
gering	0,3 - 0,5	3	anfällig
	0,5 - 1,0	4	
mittel	1,0 - 2,0	5	
	2,0 - 3,0	6	
stark	3,0 - 5,0	7	
	5,0 - 8,0	8	
sehr stark	> 8,0	9	

Die hier dargestellte Untersuchungsmethodik, die daraus gewonnenen Befunde und die Form ihrer Darstellung in Tabelle 3 zielen ausschließlich darauf ab, das Verhalten der einzelnen Sorten gegenüber dem Rüben nematoden *H. schachtii* durch Aufstellen einer Rangfolge der Sorten zu beschreiben. Die erarbeiteten Anfälligkeitsstufen beziehen sich auf Laborprüfungen und können nicht vorbehaltlos auf Feldbedingungen übertragen werden. Nach heutigem Kenntnisstand kann durch wiederholten Anbau resistenter Sorten der Besatz an Rüben nematoden zwar reduziert werden, eine Befallstilgung ist aber nicht möglich.

1.4.2 Zuckerrüben

Innerhalb der Gattung *Beta* ist vollständige Resistenz nur für drei Arten der Sektion Procumbentes bekannt, nämlich für *B. procumbens*, *B. webbiana* und *B. patellaris*. Sie ist monogen und wird dominant vererbt, im Gegensatz zur Resistenz von *B. maritima* (Sektion Beta), die polygen und rezessiv ist (HEIJBROEK et al., 1977). In Abbildung 4 ist der Züchtungsweg schematisch und beispielhaft für *B. procumbens* als Resistenzquelle dargestellt.

Nach heutigem Kenntnisstand stehen mindestens zwei qualitativ verschiedene Resistenzgene aus *B. procumbens* zur Verfügung, die als Hs1^{pro-1} bzw. Hs2^{pro-7} bezeichnet wurden (LANGE et al., 1993). Sie können zur Zeit nur mit Hilfe von Pathotypen des Nematoden unterschieden werden (MÜLLER, 1992, 1998).

Am Ende des Züchtungsweges steht eine Translokationslinie, in der die Resistenz homozygot vorliegt. Diese Linie kann in einer Kreuzung mit *B. vulgaris* als Bestäuber verwendet werden, wobei die Nachkommen aufgrund der Dominanz des Resistenzgens zu 100 % resistent sein sollten. Ausreichende Qualität anderer wichtiger Eigenschaften vorausgesetzt, wäre das Ziel einer resistenten Zuckerrübensorte erreicht. Die Erfahrung hat aber gezeigt, dass die Transmission der Resistenz nicht vollständig ist. Ein je nach Kreuzung unterschiedlich hoher Anteil der Hybriden aus *B. vulgaris* x homozygot resistenter Translokationslinie erweist sich als voll anfällig gegen *H. schachtii*. Zur Zeit ist nicht endgültig geklärt, ob dies auf die Abstoßung des resistenztragenden Chromosomenstücks oder auf andere Ursachen zurückgeht. In jedem Falle aber würde eine unvollständige Transmission der Resistenz den Wert der Sorte deutlich mindern. Die Transmissionsrate muss daher im Rahmen der Resistenzprüfung bestimmt und zur Sortenbewertung herangezogen werden. Dazu wurde ein spezieller Biotest entwickelt, der es erlaubt, die Gesamtzahl der Zysten an einzelnen Pflanzen zu erfassen. Der Test ist technisch einfach durchzuführen und ermöglicht die Prüfung großer Pflanzenzahlen. Die Trennschärfe zwischen Resistenz und Anfällig-

keit ist sehr gut, so dass jede Einzelpflanze sicher zugeordnet werden kann. Abbildung 5 zeigt die Häufigkeitsverteilungen der Zysten Zahlen pro Pflanze für eine anfällige und eine resistente Sorte.

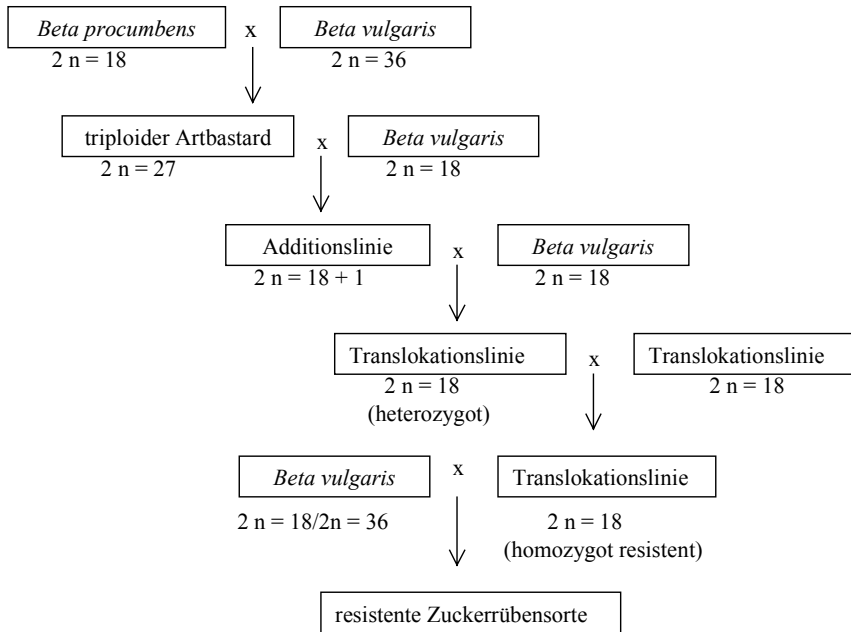


Abb. 4: Schema zur Züchtung nematodenresistenter Zuckerrüben

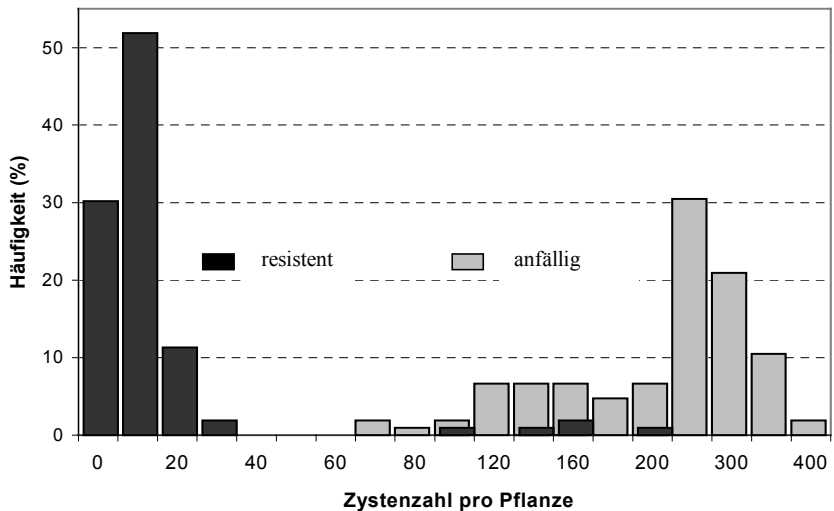


Abb. 5: Häufigkeitsverteilungen der Zysten Zahlen pro Pflanze für eine anfällige und eine resistente Sorte

Ist die Transmissionsrate einer Prüfsorte ermittelt worden, so muss das Ergebnis in irgendeiner Form in die Resistenzbewertung einfließen. Da bisher weitgehend unbekannt war, wie sich voll anfällige Einzelpflanzen in einer resistenten Sorte im Feld auf die Abundanzdynamik des Nematoden auswirken, wurden zu dieser Frage gezielte Untersuchungen durchgeführt. Auf Resistenz getestete Rübensämlinge wurden in Kleinparzellen unter Feldbedingungen im Gemisch mit anfälligen Rüben kultiviert. Nach Ablauf der Vegetationsperiode wurden die Populationsdichten durch ein enges Raster von Einstichen ermittelt. Aus den Ergebnissen aller untersuchten Einzel-Einstiche aus einer Parzelle wurden Durchschnittswerte errechnet und auf den P_T -Wert bezogen. Entsprechende Versuche wurden in mehreren Jahren an verschiedenen Standorten durchgeführt, so dass ein repräsentatives Bild zur Bewertung der Transmissionsrate der Resistenz erwartet werden kann.

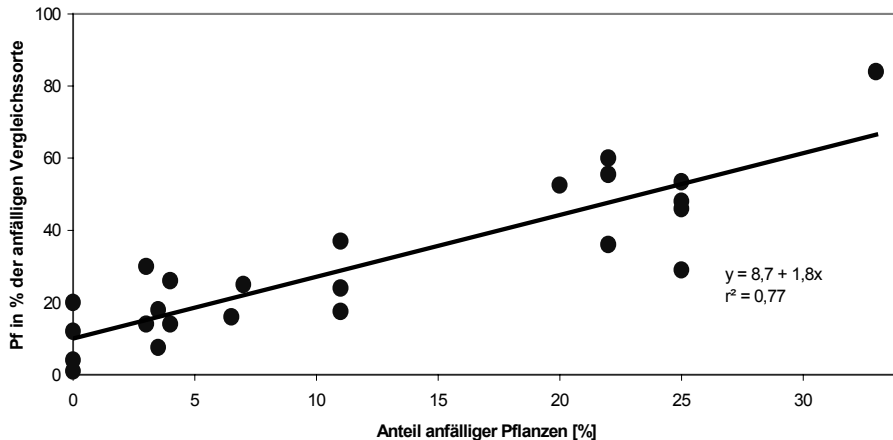


Abb. 6: Beziehung zwischen dem Anteil anfälliger Pflanzen in einer Prüfsorte und dem erreichten P_T -Wert, ausgedrückt in % der anfälligen Vergleichssorte

Da die absolute Höhe der Vermehrungsrate in erster Linie von der Höhe des P_T -Wertes abhängt und darüber hinaus von Umwelteinflüssen wie Niederschlag, Temperatur, Bodenart, Antagonistenbesatz u. a. stark beeinflusst wird, ist es notwendig, die P_T -Werte der Prüfglieder innerhalb eines Versuches relativ in Prozent der anfälligen Vergleichssorte auszudrücken. Werden die vorhandenen Daten in dieser Form auf die zugehörigen Anteile anfälliger Pflanzen bezogen, so lässt sich die in Abbildung 6 dargestellte Regressionsgerade ($y = 8,74 + 1,82 \cdot x$) errechnen. Sie zeigt an, dass z. B. bei einem Anteil von 15 % anfälligen Pflanzen ein P_T -Wert von ca. 36 % des Niveaus zu erwarten ist, welches die anfällige Vergleichssorte erreicht. Bei 5 % anfälligen Pflanzen (Transmissionsrate = 95 %) läge der P_T -Wert bei ca. 18 % der Vergleichssorte, was sicherlich ein beachtlicher Erfolg wäre. 50 % oder mehr anfällige Pflanzen brächten keinen Vorteil mehr. Die Transmission der Resistenz ist somit das entscheidende Kriterium für die Resistenzbewertung einer Sorte.

Bestimmung der Transmissionsrate der Resistenz

Die üblichen Mischproben aus Feldversuchen geben keine sichere Aussage zur Transmissionsrate der Resistenz, da hier nur ein Durchschnittswert der Besatzdichte für zahlreiche Pflanzen auf einer Parzelle ermittelt wird. Theoretisch wäre es zwar möglich, jeweils mehrere Einstiche aus der Rhizosphäre von über hundert Einzelpflanzen zu untersuchen, der Aufwand wäre jedoch kaum zu vertreten. Einfacher wäre es, die Testpflanzen in Töpfen in Boden mit einheitlicher Verseuchung anzuziehen und dann den

P_T -Wert zu bestimmen. Noch weniger Aufwand macht der klassische Biotest, bei dem die weißen Weibchen an der Topfoberfläche gezählt werden. Die Aussagesicherheit dieser Methode ist aber begrenzt, denn es werden nur 10 – 20 % des gesamten Nematodenbesatzes erfasst, und die Ergebnisse werden von Umweltfaktoren sehr stark beeinflusst (MÜLLER et al., 1990). Deshalb sollte der Biotest so modifiziert werden, dass seine Ergebnisse sicherer, der Arbeitsaufwand aber nicht wesentlich größer wird. Um beide Vorgaben zu erfüllen, müsste der Zystenbesatz pro Pflanze vollständig erfasst werden, und zwar möglichst ohne die material- und zeitaufwendige Zentrifugationstechnik einsetzen zu müssen. Weiterhin sollte die Trennschärfe der Methode so gut sein, dass sich die Häufigkeitsverteilungen der Zysten Zahlen pro Pflanze von resistenten und anfälligen Pflanzen nicht überschneiden. Das Testverfahren wird wie folgt durchgeführt:

Die Testpflanzen werden im Gewächshaus kultiviert. Dazu werden je 120 PVC-Gefäße (2 x 4 x 12 cm), die unten offen sind, in einer Kiste mit Drahtboden auf ein wasserdurchlässiges Vlies gestellt und mit Löss gefüllt. Der Löss stammt aus dem Braunkohletagebau bei Garzweiler aus dem Bereich unterhalb der durchwurzelten Zone; er wird mit 150 ml Steiner-Lösung/kg Löss gedüngt (STEINER, 1968). Je Gefäß wird ein pillierter Rübensamen ca. 1 cm tief ausgelegt. 18 Tage später werden 800 L_2 von *H. schachtii* als 1 ml wässrige Suspension in ein ca. 1,5 cm tiefes Loch neben den inzwischen herangewachsenen Rübensämling inokuliert.

Die Auswertung erfolgt sechs Wochen nach der Inokulation der Larven. Löss und Zysten werden über ein Küchensieb (Maschenweite ca. 1 mm) mit scharfem Wasserstrahl von den Pflanzenwurzeln getrennt und auf ein Sieb mit 250 μ m Maschenweite gespült. Dieses Sieb kann der Löss fast vollständig passieren, während alle Weibchen und Zysten von *H. schachtii* sicher aufgefangen werden. Sie werden zusammen mit wenigen groben, karbonathaltigen Partikeln in ein kleines Sieb (5 cm \varnothing , 100 μ m) überführt, darin für 5 min in 20%ige Essigsäure gestellt, um die karbonathaltigen Partikel aufzulösen, und dann mit Wasser auf ein Papierfilter gespült. Darauf können Weibchen und Zysten zwischen einigen Wurzelresten und Quarzkörnern sicher erkannt und bei zehnfacher Vergrößerung problemlos ausgezählt werden.

Bei Anwendung dieses Testverfahrens wurde für die resistente Sorte 'Nematop' eine Transmissionsrate der Resistenz von ca. 95 % festgestellt. An einem Drittel der resistenten Pflanzen wurden keine Zysten gefunden, bei den anderen lag der Besatz im allgemeinen unter 10 Zysten, einige Pflanzen enthielten aber sogar bis zu 30 Zysten. Obwohl der Test eine eindeutige Zuordnung der Pflanzen erlaubt, wurde verschiedentlich in Frage gestellt, ob bei einem Besatz von 20 – 30 Zysten noch von Resistenz gesprochen werden kann. Einen durchschnittlichen Inhalt von 300 Eiern pro Zyste vorausgesetzt, würden 20 neue Zysten pro Pflanze einer sieben- bis achtfachen Vermehrung des Inokulums entsprechen.

Zur Klärung dieses Widerspruchs wurde der Inhalt einzelner Zysten genau untersucht, wobei alle Übergänge von Pflanzen mit wenigen bis zu sehr vielen Zysten erfasst wurden. Es zeigte sich, dass viele Zysten an den als resistent bewerteten Pflanzen annähernd leer waren, nur in Einzelfällen wurden bis zu 300 Eier pro Zyste gefunden. Anfällige Pflanzen mit hohem Zystenbesatz enthielten dagegen fast immer über 100, teilweise sogar bis zu 600 Eier pro Zyste (Abbildung 7). Damit wird deutlich, dass die Häufigkeitsverteilung der Zysten Zahlen pro Pflanze eine sichere Zuordnung von Einzelpflanzen zur resistenten oder zur anfälligen Fraktion erlaubt, sofern die Resistenz monogen und dominant vererbt wird. Die Anfälligkeit der Sorten könnte nach dem Durchschnittsergebnis dieser mehrjährig durchzuführenden Prüfung analog dem Schlüssel bei Örettich und Weißem Senf beschrieben werden. Feldversuche haben gezeigt, dass mit der jetzt zugelassenen resistenten Sorte ein deutlicher Rückgang der Populationsdichte des Rübennematoden erreicht werden kann.

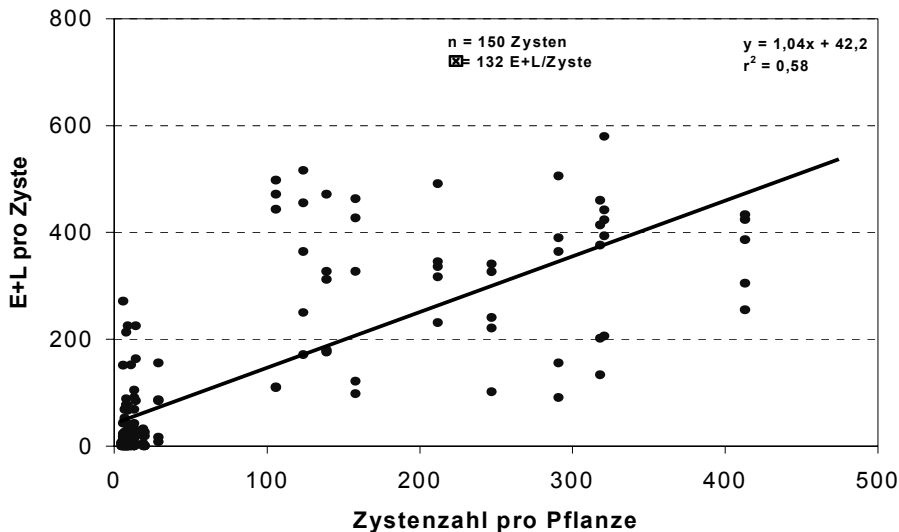


Abb. 7: Korrelation zwischen der Zystenzahl pro Pflanze und dem Inhalt der Zysten an Eiern und Larven

Resistenz ist für eine Zuckerrübensorte zwar eine wichtige Eigenschaft, sie wird aber nur dann genutzt werden, wenn auch Ertragsleistung und Qualitätsmerkmale ein Mindestniveau erreichen. Hierzu sind begleitende Anbauversuche notwendig. Ebenso ist die Frage zu klären, ab welcher Besatzdichte des Rübenzystematoden der Einsatz resistenter Zuckerrübensorten sinnvoll und vorteilhaft ist. Eine besondere Bedeutung dürften resistenzbrechende Pathotypen bekommen. Erste Untersuchungen zeigen (MÜLLER & KLINKE, 1996), dass das Auftreten von Pathotypen nicht auszuschließen ist. Es sind daher Anbaustrategien zu entwickeln, die ihre Vermehrung auf ein Minimum reduzieren.

1.5 Literatur

- DORKA, U. & MÜLLER, J. (1992): Bestimmung der Varianzquellen bei Probenahme und Laboruntersuchung auf wandernde Wurzel nematoden. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutz. (Braunschweig) **44**, 129-133.
- HEJJBROEK, W. & MCFARLANE, J. S. (1977): Breeding for tolerance to beet-cyst eelworm *Heterodera schachtii* Schm. in sugarbeet. Euphytica **26**, 557-564.
- LANGE, W., MÜLLER, J. & DE BOCK, Th. S. M. (1993): Virulence in the beet cyst nematode (*Heterodera schachtii*) versus some alien genes for resistance in beet. Fundam. Appl. Nematol. **16**, 447-454.
- MÜLLER, J. (1979): Über die jährliche Generationszahl von *Heterodera schachtii* unter Feldbedingungen an Zuckerrüben. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutz. (Braunschweig) **31**, 92-95.
- MÜLLER, J. (1980): Ein verbessertes Extraktionsverfahren für *Heterodera schachtii* unter Feldbedingungen. Deut. Pflanzenschutz. (Braunschweig) **32**, 21-24.
- MÜLLER, J. & WYSS, U. (1981): Entwicklung des Zysten nematoden *Heterodera schachtii*. Publ. Wiss. Film, Sekt. Biol., Ser. 14, Nr. 10/c 1387, 20 S.
- MÜLLER, J. & STEUDEL, W. (1982): Die Abundanzdynamik von *Heterodera schachtii* an Ölrettich (*Raphanus sativus* L.) unter verschiedenen Umweltbedingungen. Zuckerrindustrial **107**, 1120-1123.
- MÜLLER, J. (1983): Zur Problematik der quantitativen Erfassung von *Heterodera schachtii* mit Hilfe von Bodenuntersuchungen. I. Ermittlung des Nematodenbesatzes in Mischproben. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutz. (Braunschweig) **35**, 132-136.
- MÜLLER, J. (1983): Zur Problematik der quantitativen Erfassung von *Heterodera schachtii* mit Hilfe von Bodenuntersuchungen. II. Ermittlung des Nematodenbesatzes in Feldproben. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutz. (Braunschweig) **35**, 150-155.
- MÜLLER, J. (1983): Zur Problematik der quantitativen Erfassung von *Heterodera schachtii* mit Hilfe von Bodenuntersuchungen. III. Einfluß von Bearbeiter und Extraktionsmethodik. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutz. (Braunschweig) **35**, 168-172.

- MÜLLER, J. (1983): Zum Vorkommen des gelben Rübenzystenälchens (*Heterodera trifolii*) in der Bundesrepublik Deutschland. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. (Braunschweig) **35**, 158.
- MÜLLER, J. (1987): Zur Wahl der geeigneten Methodik bei der Resistenzprüfung gegen *Heterodera schachtii*. Zeitschr. Pflanzenkrankh. Pflanzensch. **94**, 150-160.
- MÜLLER, J. (1989): Zur Definition von Resistenz und anderer Fachbegriffe in der Nematologie. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. (Braunschweig) **41**, 137-139.
- MÜLLER, J., STEUDEL, W. & SCHLANG, J. (1990): Vergleich von Extraktionsverfahren und Biotest zur Bestimmung von Populationsdichten des Rübennematoden (*Heterodera schachtii*). Zeitschr. Pflanzenkrankh. Pflanzensch. **97**, 449-457.
- MÜLLER, J. (1990): Anforderungen an die Bodenuntersuchung auf den Rübenzysten nematoden (*Heterodera schachtii*) im Hinblick auf die Schadensschwelle bei Zuckerrüben. Zeitschr. Pflanzenkrankh. Pflanzensch. **97**, 563-569.
- MÜLLER, J. (1992): Multiplication of virulent and avirulent *Heterodera schachtii* populations under field conditions. Nematologica **38**, 424.
- MÜLLER, J., KNUTH, P. & STURHAN, D. (1993): Anforderungen an die Bodenuntersuchung zur Erfassung des Stengel nematoden, *Ditylenchus dipsaci*. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. (Braunschweig) **45**, 73-77.
- MÜLLER, J., TACCONI, R., STEINRÜCKEN, G. & BIANCARDI, E. (1995): Der Einfluß anfälliger Pflanzen in einer resistenten Zuckerrübenlinie auf die Abundanzdynamik von *Heterodera schachtii*. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. (Braunschweig) **47**, 130-133.
- MÜLLER, J. & KLINKE, A. (1996): Selektion virulenter Populationen von *Heterodera schachtii* und ihre Nutzung zur Charakterisierung von Resistenzgenen in *Beta*-Rüben. Mitt. Biol. Bundesanst. Land- Forstwirtschaft. Berlin-Dahlem **317**, 102-116.
- MÜLLER, J. (1997): Resistenzprüfung gegen *Heterodera schachtii* bei Zuckerrübensorten. Vortr. Pflanzenzüchtg. **37**, 31-45.
- MÜLLER, J. (1998): New pathotypes of the beet cyst nematode (*Heterodera schachtii* Schm.) differentiated on alien genes for resistance in beet (*Beta vulgaris*). Fundam. Appl. Nematol. **21**, 519-526.
- MÜLLER, J. (1998): Resistenz und Toleranz gegen Rüben nematoden (*Heterodera schachtii*) in Zuckerrübensorten. Zuckerindustrie **123**, 688-693.
- MÜLLER, J. (1998): Investigations on the contents of *Heterodera schachtii* cysts from susceptible and resistant sugar-beet plants. Nematologica **44**, 542.
- STEINER, A. A. (1968): Soilless culture. Proc. 6th Coll. Int. Potash Inst. Florence, 324-341.

2 Kartoffelnematoden

2.1 Erreger: *Globodera pallida* (Stone, 1973) Behrens, 1975 und *G. rostochiensis* (Wollenweber, 1923) Behrens, 1975

Die beiden Kartoffelnematodenarten haben ihren Ursprung in den Anden Südamerikas. Von hier wurden sie sehr wahrscheinlich in mehreren Transporten nach Europa verschleppt und dann von dort auf verschiedenste Weise in andere Kartoffelanbaugebiete der Erde verbracht. Wenn auch ein erster Transport nach Europa schon kurz nach der Entdeckung Amerikas erfolgt sein kann, hat die entscheidende Einfuhr wohl vor etwa 150 Jahren begonnen, als man nach dem verheerenden Auftreten der Krautfäule Kartoffelmateriale zu Zuchtzwecken nach Europa holte. Über ein Auftreten in Europa wurde zuerst aus Deutschland im Jahre 1913 berichtet. In Kleingärten bei Rostock waren mehrfach starke Schäden an Kartoffeln beobachtet worden. Als Ursache dieser Schäden erkannte Wollenweber einen zystenbildenden Nematoden, den man zunächst für die Kartoffelrasse des schon länger bekannten Rübenematoden, *Heterodera schachtii*, hielt. Erst gegen Ende der 30er Jahre wurde sein Artstatus allgemein anerkannt und der von Wollenweber schon 1923 gewählte Name *Heterodera rostochiensis* eingeführt. 1972 wurde ein Teil der Populationen als neue Art erkannt und mit dem Namen *H. pallida* belegt. Später wurden dann beide Kartoffelnematoden zusammen mit anderen Arten mit kugelförmigen Zysten in die neue Gattung *Globodera* gestellt.

Als Mitglied der Familie der Heteroderidae durchläuft der Kartoffelnematode den für diese Familie typischen Entwicklungszyklus. Er überdauert als Larve, durch Eihülle und Zystenschale geschützt, im Boden. Dabei kann er 15 Jahre und länger infektiös bleiben. Die in den Zysten verharrenden Larven schlüpfen erst, wenn sie durch bestimmte Stoffe in den Wurzelabscheidungen von Wirtspflanzen stimuliert werden. Ein spontaner Schlupf, wie er bei anderen Arten dieser Familie im Frühjahr beobachtet wird, ist hier nur sehr spärlich. Die Larven dringen, von Wurzelabscheidungen angezogen, in die Wurzel ein und entwickeln sich über mehrere Häutungen zu Geschlechtstieren. Während die Männchen die wurmförmige Gestalt und damit auch die Beweglichkeit behalten, schwellen die Weibchen zu einem kugelförmigen, bewegungsunfähigen Gebilde an und durchbrechen dabei mit ihrem Hinterende die Wurzelrinde, so dass sie von den Männchen begattet werden können. Ein Weibchen produziert etwa 300 Eier, im Einzelfall können es auch 800 und mehr sein, die im Körperinneren verbleiben. Nach Absterben des Weibchens wandelt sich dessen Außenhaut in eine derbe, braune Schale um. Dieses jetzt Zyste genannte Gebilde ist die Dauerform des Kartoffelnematoden, in der die Larven jahrelang überleben können. Dieser Entwicklungszyklus wird unter günstigen Bedingungen in etwa acht Wochen durchlaufen.

G. rostochiensis und *G. pallida* unterliegen beide einer mindestens dreimonatigen Diapause. Wegen dieser Schlupfhemmung kommt es nur zu einer Generation pro Jahr. Gelegentlich kann eine zweite, jedoch wesentlich kleinere Generation beobachtet werden. Die beiden Arten unterscheiden sich in ihren Temperatursprüchen für den Schlupf und die Entwicklung. So liegt das Temperaturoptimum für *G. rostochiensis* nahe 20 °C mit einer Untergrenze von etwa 10 °C, wohingegen *G. pallida* ein ca. 2 °C niedrigeres Optimum und unteres Limit besitzt. *G. pallida* erscheint damit besser an kühlere Temperaturen angepasst (10 – 18 °C), während *G. rostochiensis* Temperaturen zwischen 15 – 25 °C bevorzugt. Es gibt jedoch Hinweise, dass auch für diese Art eine Anpassung an kühlere Temperaturen möglich ist. Unterschiede gibt es auch im Verbrauch der Lipidreserven bei den Larven. *G. rostochiensis* hat hier eine signifikant höhere Umsatzrate, wodurch seine Infektionsfähigkeit auf eine Zeitspanne von 6 – 11 Tagen begrenzt ist. Hinzu kommt, dass *G. rostochiensis* ein deutliches Schlupfmaximum zu Anfang der Schlupfphase hat, wohingegen *G. pallida* einen über längere Zeit gleichmäßiger verteilten Schlupf aufweist.

Bei beiden Kartoffelnematodenarten kommen verschiedene Pathotypen bzw. Virulenzgruppen vor. Ihre Entdeckung und Beschreibung ist eng mit dem Verlauf der Resistenzzüchtung verbunden. Anfangs waren nur zwei Gene, das H1-Gen von *Solanum tuberosum* ssp. *andigena* (CPC 1673) und das Gen H2 aus

S. multidissectum, bekannt. Beide sind dominante Hauptgene, die gegen die jeweiligen avirulenten Pathotypen eine annähernd 100%ige Resistenz verleihen. Es existiert eine Gen-für-Gen-Beziehung zwischen Pathotyp und resistenter Pflanze. Als Populationen entdeckt wurden, die diese Resistenzen durchbrechen konnten, wurden neue Resistenzquellen in Wildformen der Kartoffel erschlossen und in Züchtungsprogramme aufgenommen. Hierbei handelte es sich in erster Linie um Herkünfte von *S. vernei*, deren Resistenz im Gegensatz zu den oben genannten Arten polygen bedingt ist, was zu quantitativ verschiedenen Ausprägungen der Resistenz führt. Daneben fanden noch weitere Wildarten wie *S. spegazzinii* und *S. oplocense*, beide mit Hauptgenresistenz, und andere Eingang in die Resistenzzüchtung. Vertreter aus beiden Gruppen wurden in Schemata zur Klassifizierung von Pathotypen verwendet, in denen fünf Pathotypen bei *G. rostochiensis* und drei bei *G. pallida* unterschieden werden (KORT et al., 1977).

Differentialwirte	Bezeichnung der "Pathotypen"							
	Ro1	Ro2	Ro3	Ro4	Ro5	Pa1	Pa2	Pa3
<i>Solanum tuberosum</i> ssp. andigenum CPC 1673	■	□	□	■	□	□	□	□
<i>Solanum kurtzianum</i> -Hybrid KTT 60-21-19	■	■	□	□	□	□	□	□
<i>Solanum vernei</i> -Hybrid G-LKS 58.1642/4	□	□	■	□	□	□	□	□
<i>Solanum vernei</i> -Hybrid (VTn)² 62.33.3	□	□	□	■	□	■	■	□
<i>Solanum vernei</i> -Hybrid 65.346/19	■	■	■	■	□	□	□	□
<i>Solanum multidissectum</i> P 55/7	□	□	□	□	□	■	□	□

■ **resistent** □ **anfällig**

Abb. 8: Testsortiment zur Klassifizierung von Pathotypen bei *Globodera rostochiensis* und *G. pallida* (KORT et al., 1977)

Schon bald zeigten sich Probleme bei der Anwendung des Pathotypenschemas, die in der Verwendung der Differentialwirte mit polygen bedingter Resistenz begründet lagen. Auf einem „EPPO Workshop on cyst nematodes“ im Jahre 1984 in Münster wurde dieses Problem erörtert und abschließend die Empfehlung gegeben, nur die Pathotypen Ro1 (einschließlich Ro4) und Pa1 definitionsgemäß als echte Pathotypen zu betrachten, die anderen (Ro2, Ro3, Ro5, Pa2, Pa3) jedoch nur als Virulenzgruppen anzusehen, die aus variierenden Komplexen verschiedener Virulenzen zusammengesetzt sind (Conclusions in EPPO Bulletin 15, 1985). Für die Beschreibung der Resistenz von Kartoffelsorten sind die alten Bezeichnungen vorerst beibehalten worden. Untersuchungen mehrerer Forschergruppen haben in den Folgejahren die obige Annahme bestätigt, insbesondere bei *G. pallida*. Auch durch den Einsatz molekularer biochemischer Verfahren konnten bisher keine entscheidenden Fortschritte bei der Klassifizierung von Pathotypen erzielt werden, wenngleich es erfolgversprechende Ansätze gab (BAKKER, 1987; SCHNICK et al., 1990; BLOK & PHILLIPS, 1994; FOLKERTSMA et al., 1994; PASTRIK et al., 1995).

2.2 Bedeutung

Kartoffelnematoden sind die wirtschaftlich bedeutendsten Nematodenparasiten der Kartoffel. Neben ihrer direkten Schadwirkung beeinträchtigt auch ihr Status als Quarantäneschädling, mit den sich daraus ergebenden strengen gesetzlichen Bestimmungen, den Kartoffelanbau. Erstes Anzeichen für Nematodenbesatz ist das Auftreten schwach wachsender Pflanzen in kleinen Herden, die sich mit wiederholtem Kartoffelanbau rasch vergrößern. Die Symptome an der Pflanze sind eher unspezifisch: niedriger Wuchs, kleine Blätter, früh vergilbend und dann absterbend. Die sich entwickelnden Knollen bleiben klein und ihr Stärkegehalt ist reduziert. Eine sichere Diagnose ist nur durch den Nachweis des Nematoden selbst möglich, sei es durch eine Wurzelballenbonitur Ende Juni bis Anfang Juli, durch das Auffinden der stecknadelkopfgroßen weißen bzw. gelben Weibchen oder durch die Untersuchung von Bodenproben.

Beide Arten des Kartoffelnematoden befallen ausschließlich Pflanzen aus der Familie der Solanaceen. Neben der Kartoffel sind dies unter den Kulturpflanzen noch die Tomate und die Aubergine. Einige Unkräuter wie *Solanum nigrum* und *S. dulcamara* erlauben nur eine sehr geringe Zystenbildung. Schäden durch Kartoffelnematoden werden immer da beobachtet, wo ihre Hauptwirtspflanzen in zu rascher Folge angebaut werden. Sind sie auf einer Fläche einmal aufgetreten, ist es unter normalen praxisgerechten Bedingungen kaum möglich, sie wieder zu beseitigen. In Gebieten mit hohem Kartoffelanteil sind sie deshalb auch ein ständiges Problem.

Der erste Nachweis eines Kartoffelnematoden in Europa erfolgte in Deutschland 1913 in der Umgebung von Rostock. In den darauf folgenden Jahren mehrte sich die Zahl der Meldungen. Die Fundstellen lagen ausschließlich in Kleingärten von Stadtgemeinden oder auf sogenannten Leuteparzellen von Gutbetrieben. Der hier betriebene „ewige“ Kartoffelanbau wurde rasch als Ursache der Massenvermehrung erkannt. Wegen der weitgestellten Fruchtfolge, die auf den landwirtschaftlich genutzten Flächen eingehalten wurde, glaubte man sich vor dem Schädling sicher. Versuchungen dieser Flächen wurden erst in den 40er Jahren festgestellt, und als nennenswerter Schädling landwirtschaftlicher Kartoffelkulturen machten sich die Kartoffelnematoden erst in den 50er Jahren bemerkbar. Sie sind heute in praktisch allen Kartoffelanbauregionen der Erde vertreten. Art- und Pathotypenzusammensetzung sind dabei sehr verschieden.

2.3 Anzucht und Erhaltung des Erregers

Zur Durchführung der Resistenzprüfung unter standardisierten Bedingungen sind Vermehrungszuchten von Populationen mit möglichst genau definierter Virulenzzusammensetzung erforderlich. Zu diesem Zwecke wurden für jeden Pathotyp bzw. jede Virulenzgruppe eingehend geprüfte Populationen als Repräsentanten ausgewählt. Sie werden als Standardtestpopulationen unter optimalen Bedingungen jährlich an anfälligen *Solanum tuberosum*-Sorten im Gewächshaus vermehrt. Die Zysten werden im Winter ausgeschlämmt und über Alkoholextraktion und Abrollen von den letzten Fremdpartikeln gereinigt. Durch Abtrennen der kleinen und großen Zysten mittels zweier Siebe von 0,5 bzw. 0,7 µm Maschenweite wird eine größenmäßig recht homogene Zystenfraktion gewonnen, die sowohl für die Vermehrungszucht als auch für die gleichzeitig durchgeführte Resistenzprüfung benutzt wird.

Die Vermehrung erfolgt in Kunststofföpfen (10x10x11 cm), als Substrat dient reiner Untergrundlöss, dem je 1 kg 1,5 g Osmocote plus als Dauernährstoff eingemischt wird. Die Töpfe werden zur Hälfte mit diesem Substrat gefüllt, dann wird auf die Oberfläche mit einem speziellen Löffel, der das Abmessen von etwa 30 Zysten ermöglicht, das Inokulum gegeben. Es wird mit einem Stab leicht eingemischt, eine vorgekeimte Kartoffelknolle eingesetzt und der Topf mit Substrat aufgefüllt. Die Töpfe, insgesamt 15 – 20 pro Pathotyp, werden in Plastikschaalen auf eine dicke Lage gekalkten Torf gestellt. Die Pathotypenpopulationen werden dabei streng getrennt gehalten, um Verschleppung zu vermeiden. Während der gesamten Vegetationsperiode werden die Pflanzen sorgfältig individuell gewässert, Austrocknung und Vergießen sind unbedingt zu vermeiden. Die Temperatur im Gewächshaus wird anfangs bei ca. 18 °C gehalten, später kann sie steigen, soll aber 25 °C möglichst nicht überschreiten. Nach Absterben der Pflanzen wird

der Topfinhalt, nachdem er abgetrocknet ist, im Kühlraum bei 3 – 4 °C gelagert. Das hier verwendete Substrat ermöglicht es, durch das einfache und schnelle Siebschlammverfahren (Maschenweite 250 µm) eine fast vollständige Abtrennung der Zysten von den Bodenteilchen zu erreichen. Pro Topf werden ca. 1500 – 2000 neue Zysten gewonnen. Diese sind alle von gleichem Alter und im gleichen physiologischen Zustand, eine wichtige Voraussetzung für einen verlässlichen Resistenztest.

2.4 Prüfmethode

Die bei der Resistenzprüfung anzuwendende Methode muss sowohl den biologischen Besonderheiten des Kartoffelnematoden als auch dem Resistenztypus der Kartoffelsorte Rechnung tragen. Schlupfauslösung, Anlockung und Eindringungsverhalten können schon Faktoren der Resistenz sein und zu ihrer Ausprägung beitragen. So ist bekannt, dass einige *S. vernei*-Herkünfte geringere Schlupfraten erzeugen. Die eigentliche Resistenzreaktion findet jedoch innerhalb der Wurzel statt, wo es durch verschiedene Mechanismen zum frühzeitigen Absterben weiblich determinierter Larven oder der Weibchen kommt. Elemente der dabei wirksamen Resistenzmechanismen sind Hypersensitivität des umgebenden Wurzelgewebes oder eine mehr oder weniger stark ausgeprägte Reduzierung des Nährzellenkomplexes (Synzytium). Die Entwicklung von Männchen ist durch letzteren Prozess kaum beeinträchtigt. Weibchen hingegen brauchen zu ihrer Entwicklung wesentlich größere und dauerhaftere Synzytien. Bleiben sie kleiner oder sterben sie vorzeitig ab, so enthalten die Weibchen deutlich weniger Eier.

Welche Methode zur Prüfung der Resistenzeigenschaft einer Sorte eingesetzt wird, hängt vom Resistenztyp der Prüfsorte und vom verwendeten Pathotyp ab. So lässt sich z. B. die durch das H1-Gen vermittelte sehr hohe Resistenz gegenüber den Pathotypen Ro1 und Ro4 problemlos mittels Wurzelballentest ermitteln, was auch bis vor wenigen Jahren erfolgt ist. Da jedoch bei vielen Prüfstämmen die Anwesenheit dieses Gens nicht mit Sicherheit angenommen werden kann, wird die Resistenzprüfung jetzt ausschließlich als Topfversuch mit Ermittlung der Vermehrungsrate (P_f/P_i -Wert) unter standardisierten Bedingungen im Gewächshaus durchgeführt. Die Grundlagen für diesen Test wurden im Rahmen der Resistenzprüfung kontinuierlich entwickelt und in internationalen Vergleichsversuchen überprüft (MUGNIÉRY et al., 1989; PHILLIPS et al., 1990).

Der Test wird in etwa zeitgleich in Münster und Kleinmachnow in zwei aufeinander folgenden Jahren durchgeführt. Ansatzzeitpunkt ist Mitte bis Ende März. Knollen der Prüfstämme in der Sortierung 25 – 35 mm werden vorgekeimt, bis sich kräftige Lichtkeime entwickelt haben. Einige Tage vor dem Auspflanzen werden dann alle Keime bis auf einen entfernt. Von den aus den Vermehrungen des Vorjahres stammenden gereinigten und gesiebten Zystenfraktionen der Testpopulationen werden 10 x 10 Zysten auf Eier und Larven (E+L) ausgezählt und der Durchschnitt pro Zyste errechnet. Es wird dann die Zahl an Zysten ermittelt, die 5000 E+L entsprechen. Dies ist der Vorbefall (P_i) der jeweiligen Versuchsserie. Plastiktöpfe (9 x 9 x 10 cm) werden zur Hälfte mit dem Prüfsubstrat (Löss mit 1,5 g Osmocote plus pro 1 kg) gefüllt. Die als Vorbefall errechnete Anzahl Zysten wird in den Topf eingezählt und mit dem Boden leicht vermischt. Pro Prüfstamm werden 10 Töpfe beschickt. Dann werden die vorbereiteten Knollen eingesetzt und der Topf mit Substrat aufgefüllt. Die Töpfe werden dann sortenweise in Blumenkästen in gekalkten, feuchten Torf eingesetzt und angegossen. Die Temperatur im Gewächshaus wird in den nächsten Wochen den Temperaturoptima der beiden Nematodenarten entsprechend geregelt:

	Temperatur*	
	6 – 21 Uhr	21 – 6 Uhr
<i>G. rostochiensis</i>	18 – 20 °C	14 – 16 °C
<i>G. pallida</i>	16 – 18 °C	12 – 14 °C

* soweit es die Außentemperaturen zulassen

Etwa ab Mai ergeben sich zwangsläufig höhere Werte; es wird aber versucht, die Temperatur nicht über 25 °C steigen zu lassen. Bei höheren Außentemperaturen sorgen Ventilatoren mit Sprühnebeinrichtung für eine Temperaturabsenkung. Die Pflanzen werden über die gesamte Versuchsdauer sorgfältig gegossen, Austrocknung aber auch Überwässerung müssen vermieden werden. Einem zu raschen Austrocknen wirkt die Torfeinbettung entgegen, da die Pflanzen den Torf ebenfalls durchwurzeln. Wenn sie abzusterben beginnen, wird weniger gegossen. Abgestorbene Pflanzen werden entfernt, und der Topfinhalt wird nur noch soweit befeuchtet, dass er nicht völlig austrocknet. Noch nicht voll ausgereiften Zysten wird hierdurch Gelegenheit gegeben, die Entwicklung abzuschließen. Nach 12 – 14 Wochen ist der Versuch in der Regel beendet. Die Zysten in den Töpfen können jetzt gleich ausgeschlämmt oder auch erst gelagert werden. Ausgeschlämmt werden die Zysten aus dem gesamten Inhalt des Topfes. Die 10 Töpfe werden in zwei Gruppen zu je fünf mittels Siebschlammverfahren mit einem 250 µm-Siebeimer auf Zysten untersucht. Der feine Lössboden aller fünf Töpfe kann ohne Zwischenentleerung des Auffangsiebes durchgespült werden. Die beiden Zystenproben werden in Papierfilter gespült und einige Tage bei Raumtemperatur getrocknet. Organische Bestandteile und größere Bodenpartikel werden durch Flottieren in 96%igem Alkohol abgetrennt (SEINHORST, 1970). Die Zysten beider Teilproben werden gezählt und anschließend ihr Inhalt an E+L ermittelt. Dazu werden je zwei Aliquots mikroskopisch ausgezählt und daraus die durchschnittliche Endverseuchung pro Topf (P_f) errechnet.

2.4.1 Standardisierung der P_f/P_i -Werte

Die Entwicklung des Nematoden sowie seine Vermehrung werden durch eine Reihe von Umweltfaktoren beeinflusst. Boden, Wasserversorgung, Temperaturverlauf und Belichtung sowie die individuelle Entwicklung der Pflanze sind dabei die entscheidenden Faktoren. Sie alle so zu steuern, dass bei allen Versuchsserien gleiche Vermehrungsraten erzielt werden, ist, wenn überhaupt, nur mit hohem technischen Aufwand zu erreichen. Mit der hier beschriebenen Versuchsanlage werden Vermehrungsraten an den anfälligen Standards zwischen 30 und 75 erreicht. Um verschiedene Serien vergleichbar zu machen, muss eine Verrechnung auf ein einheitliches Niveau erfolgen. Als Standardwert wurde eine 25fache Vermehrung als Mittel aus den beiden anfälligen Vergleichssorten festgelegt. Dies entspricht im Mittel der unter verschiedenen Feldbedingungen erreichten maximalen Vermehrungsrate. Damit eine Versuchsserie ohne Einschränkung wertbar ist, muss der Mittelwert aus den beiden anfälligen Vergleichssorten mindestens 25 betragen. Der Korrekturfaktor für eine Versuchsserie errechnet sich aus 25 dividiert durch das Mittel der anfälligen Vergleichssorten. Mit diesem Wert sind alle P_f/P_i -Werte zu multiplizieren.

2.4.2 Bewertung der Sorten

Welche Sorten als resistent zu betrachten sind, ist in der Kartoffelschutzverordnung (letzte Fassung vom 29. Okt.1997; BGBl. I S. 2605) basierend auf der EG-Richtlinie zur Bekämpfung des Kartoffelnematoden (69/465 EWG) vom 8.12.1968 festgelegt. Danach gilt eine Kartoffelsorte als resistent, wenn bei ihrem Anbau die Verseuchung auf natürliche Weise zurückgeht. Dieser Rückgang ist örtlich und im Vergleich der Jahre verschieden, er liegt in der Regel zwischen 25 und 50 %. Bei der amtlichen Resistenzprüfung wird ein Rückgang von 40 % zugrunde gelegt. Resistent im Sinne der Kartoffelschutzverordnung ist ein Prüfstamm dann, wenn der korrigierte Wert $\leq 0,6$ beträgt. Durch die in den Versuchsserien mitlaufenden resistenten Standardsorten wird die Bewertung abgesichert. Für *G. pallida* wurde der Resistenzbereich um die sogenannte „Teilresistenz“ erweitert. Dieser Begriff umfasst Sorten bzw. Prüfstämme, deren P_f/P_i -Wert zwischen 0,6 und 1,2 liegt. Die Ergebnisse und ihre Bewertung werden dem Bundessortenamt für das Zulassungsverfahren zugestellt. Die zugelassenen Sorten werden mit Angabe ihrer Resistenzen im Blatt für Sortenwesen, im Bundesanzeiger und im Nachrichtenblatt des Deutschen Pflanzenschutzdienstes veröffentlicht.

2.5 Literatur

- BAKKER, J. (1987): Protein variation in cyst nematodes. Ph. D. Thesis, Agricultural University, Wageningen, The Netherlands, 159 p.
- BLOK, V. C. & PHILLIPS, M. S. (1995): The use of repeat sequence primers for investigating genetic diversity between populations of potato cyst nematodes with differing virulence. *Fundam. appl. Nematol.* **18**, 575-582.
- FOLKERTSMA, R. T., RUPPE VAN DER VOORT, J. N. A. M., VAN GENT-PELZER, J. N. A. M., VAN GENT-PELZER, M. P. E., DE GROOT, K. E., VAN DEN BOS, W. J. R., SCHOTS, A., BAKKER, J. & GOMMERS, F. J. (1994): Inter- and intraspecific variation between populations of *Globodera rostochiensis* and *G. pallida* revealed by random amplified polymorphic DNA. *Phytopathology* **84**, 807-811.
- KORT, J., ROSS, H., RUMPENHORST, H. J. & STONE, A. R. (1977): An international scheme for identifying and classifying pathotypes of potato cyst-nematodes *Globodera rostochiensis* and *G. pallida*. *Nematologica* **23**, 333-339.
- MUGNIÉRY, D., PHILLIPS, M. S., RUMPENHORST, H. J., STONE, A. R., TREUR, A. & TRUDGILL, D. L. (1989): Assessment of partial resistance of potato to, and pathotype and virulence differences in, potato cyst nematodes. *EPPD Bull.* **19**, 7-25.
- PASTRIK, K.-H., RUMPENHORST, H. J., & BURGERMEISTER, W. (1995): Random amplified polymorphic DNA analysis of a *Globodera pallida* population selected for virulence. *Fundam. appl. Nematol.* **18**, 109-114.
- PHILLIPS, M. S., RUMPENHORST, H. J. & TRUDGILL, D. L. (1990): Environmental interactions in the assessment of partial resistance to potato cyst nematodes. III. Interactions with, and virulence differences between populations of *Globodera pallida*. *Nematologica* **35**, (1989), 207-215.
- PHILLIPS, M. S., RUMPENHORST, H. J., TRUDGILL, D. L., EVANS, K., GURR, G., HEINICKE, D., MACKENZIE, M. & TURNER, S. J. (1990): Environmental interactions in the assessment of partial resistance to potato cyst nematodes. I. Interactions with centres. *Nematologica* **35**, (1989), 187-196.
- PHILLIPS, M. S., TRUDGILL, D. L., RUMPENHORST, H. J., EVANS, K., GURR, G., FORREST, J. M. S., LACEY, C. N. D., MACKENZIE, M., TREUR, A. & TURNER, S. J. (1990): Environmental interactions in the assessment of partial resistance to potato cyst nematodes. II. Interactions with sites and populations. *Nematologica* **35**, (1989), 197-206.
- SCHNICK, D., RUMPENHORST, H. J. & BURGERMEISTER, W. (1990): Differentiation of closely related *Globodera pallida* (Stone) populations by means of DNA restriction fragment length polymorphisms (RFLPs). *J. Phytopathol.* **130**, 127-136.
- SEINHORST, J. W. (1970): Separation of *Heterodera* cysts from organic debris in ethanol 96 %. *Nematologica* **16**, 330.

3 Getreidezystennematoden

3.1 Erreger: *Heterodera avenae* Wollenweber, 1924

Über einen zystenbildenden Nematoden an Getreide wurde erstmals von Kühn im Jahre 1874 berichtet. Zunächst als Getreiderasse von *Heterodera schachtii* angesehen, wurde 1930 von Schmidt der Artstatus erkannt und der Name *Heterodera major* gewählt; da Wollenweber aber bereits 1924 diesen Nematoden mit dem Artnamen „*avenae*“ belegt hatte, wurde dies der endgültige Name. Der Entwicklungszyklus von *H. avenae* ist der eines typischen zystenbildenden Nematoden (s. *H. schachtii*, Abb. 2). Für die Methodik der Resistenzprüfung von Bedeutung und zu berücksichtigen sind folgende Besonderheiten: *H. avenae* schlüpft unter mitteleuropäischen Verhältnissen spontan im Frühjahr ab 5 °C Bodentemperatur, wobei mit steigender Temperatur der Schlupf an Intensität zunimmt. Die Larven dringen ohne wesentliche Unterschiede in alle Getreidearten ein. In jeder Vegetationsperiode entwickelt sich nur eine Generation. Bei *H. avenae* unterscheidet man eine Reihe von Pathotypen, die anhand virulenzspezifischer Resistenzgene, die in bestimmten Wildsorten und einigen Getreidezuchtlinien vorliegen, definiert werden können (ANDERSEN & ANDERSEN, 1982). Häufig können Mischungen von Virulenzen in einer Population festgestellt werden. Die morphologisch als *H. avenae* angesprochenen Populationen erweisen sich bei detaillierterer Analyse als sehr heterogene Gruppe. Durch eingehende Untersuchungen unter Zuhilfenahme molekularbiologischer Methoden konnten bestimmte Formen und geographische Herkünfte als neue eigene Art erkannt oder einer anderen, bereits beschriebenen Art zugeordnet werden. So erwiesen sich z. B. die aus Russland, der Türkei und dem Iran bekannten *H. avenae*-Populationen mit der bisher einzig aus Tadschikistan beschriebenen Art *H. filipjevi* identisch. Zu dieser Art konnten dann auch die in Westeuropa als Rasse 3 von *H. avenae* bezeichneten Formen des Getreidezystenälchens gestellt werden. Weitere neue Arten werden vermutet (RUMPENHORST, 1985; SUBBOTIN et al., 1996; STURHAN & RUMPENHORST, 1996).

3.2 Bedeutung

H. avenae ist in den Getreideanbauregionen Europas allgemein verbreitet. Der Anteil befallener Flächen an der Gesamtackerfläche ist regional verschieden; so wurden in Bayern in 78 % der bebauten Ackerflächen Getreidezystennematoden gefunden (BEHRINGER, 1973), in Rheinhessen und Rheinland-Pfalz wurden gebietsweise Besatzhäufigkeiten zwischen 36 – 85 % festgestellt (KÖHLER, 1967), in Neubrandenburg wurden ähnliche Werte ermittelt (NEUBERT & DECKER, 1970). Zu deutlich sichtbaren Schäden kommt es, wenn anfällige Getreidesorten, speziell Hafer, zu häufig nacheinander angebaut werden. Ob und in welchem Umfang Ertragsverluste auftreten, hängt nicht nur von der Dichte der Nematodenpopulation ab, sondern in hohem Maße auch von der Bodenstruktur, der Witterung und der Getreideart. Zu hohen Besatzdichten und daraus resultierenden schweren Schäden kann es besonders auf leichten, sandigen Böden kommen. Am stärksten geschädigt wird der Hafer, gefolgt vom Weizen, der Gerste und dem Roggen, bei dem Schäden vergleichsweise gering sind. Wintergetreide wird allgemein weniger geschädigt als Sommergetreide. Auch beim Mais kann *H. avenae* Schäden verursachen.

Der Rückgang des Haferanbaus und des Sommergetreideanteils hat dazu geführt, dass über spektakuläre Schäden in letzter Zeit immer weniger zu berichten war. Eine Ursache für den Rückgang gefährlich hoher Besatzdichten könnte im sogenannten "decline effect" begründet sein. Hierbei wird durch den allmählichen Aufbau eines antagonistischen Potentials im Boden die Entwicklung hoher Populationsdichten des Nematoden verhindert (KERRY, 1975; STEUDEL & RUMPENHORST, 1978). Um Besatzdichten mit Schadpotential zu verhindern, ist die weitgestellte Fruchtfolge für stark vermehrende Getreidearten auch heute noch die wichtigste Maßnahme. Chemische Mittel waren in Deutschland wegen der hohen Kosten bei der unsicheren Schadensprognose zu keinem Zeitpunkt eine akzeptable Alternative. Die aktive Be-

kämpfung kann sich ohne zusätzliche Kosten und Umweltbelastungen seit etlichen Jahren auf einige resistente Sorten beim Sommergetreide stützen.

3.3 Anzucht und Erhaltung des Erregers

Zur Durchführung einer standardisierten Prüfung sind entsprechende Vermehrungszuchten von *H. avenae*-Populationen erforderlich. Diese Vermehrung erfolgt an einem Weizen-Hafer-Gemisch, wobei das Inokulum in Form geschlüpfter Larven zugegeben wird. Bei Einmischung hoch verseuchter Erde kommt es zu dem bekannten "decline effect". 5 l-Mitscherlich-Gefäße werden mit sandiger, dampfsterilisierte Erde gefüllt, der als Dauerdünger 1,5 g Osmocote plus pro kg Boden beigemischt wurde, und mit dem Weizen-Hafer-Gemisch eingesät. Nach Auflaufen des Getreides werden ca. 50 000 Larven der jeweiligen *H. avenae*-Population als Suspension inokuliert. Die Entwicklung der neuen Nematodengeneration ist nach 12 – 14 Wochen abgeschlossen, und die Erde kann nach Abtrocknung im Kühlraum bei 3 – 4 °C gelagert werden. Das Infektionspotential bleibt hierbei bis ins nächste Jahr hinein ohne merkliche Verluste erhalten. Für die amtliche Prüfung werden *H. avenae*-Populationen mit den Pathotypen Ha 11 (A) und Ha 12 (C) verwendet. Die Pathotypenzusammensetzung der Populationen wurde zuvor mit dem Internationalen Testsortiment (ANDERSEN & ANDERSEN, 1982) bestimmt.

3.4 Prüfmethode

Wegen des in der Regel hohen Resistenzgrades kann zur Feststellung der Resistenz ein relativ einfaches Verfahren angewandt werden (BAUMER, 1977; COOK & YORK, 1982). Die Prüfung wird als sogenannter Biotest (Wurzelballentest) ab Mitte Februar im Gewächshaus durchgeführt. Getestet wird an den Prüfstellen Münster und Kleinmachnow in zwei aufeinander folgenden Jahren. Als Versuchserde dient ein Gemisch aus drei Teilen gedämpftem Sandboden und einem Teil gedämpfter Komposterde, dem eine berechnete Menge hochverseuchter Vermehrungserde des Vorjahres beigemischt wird, so dass eine Anfangsverseuchung (P_0) zwischen 1250 und 2000 E+L pro 100 g Boden vorliegt. Der Prüferde werden 1,5 g Osmocote plus pro 1 kg zugesetzt. Als Versuchsgefäße werden Faltschachteln mit transparenten Wänden in den Abmessungen 2x4x12 cm (BxTxH) verwendet. Die gut durchmischte verseuchte Versuchserde soll in einem pflanzenfeuchten Zustand sein. Mit ihr werden die Gefäße bis zwei Zentimeter unter dem Rand locker gefüllt und dann mit jeweils zwei mit Abavit UT gebeizten Saatkörnern besetzt. Unter leichtem Aufstoßen wird dann bis 0,5 cm unter dem Rand aufgefüllt. Von jeder Prüf- bzw. Vergleichsorte werden 40 Gefäße angesetzt.

Vergleichssorten:

Sommergerste	Baronesse	anfälliger Standard
	Meltan	resistenter Standard
Hafer	Alfred	anfälliger Standard
	Lorenz	anfälliger Standard
	Mozart	resistenter Standard
Sommerweizen	Planet	anfälliger Standard
	Turbo	anfälliger Standard
		Nemares

Die Gefäße werden Breitseite an Breitseite in einem Rahmen in Reihen auf eine Unterlage von gekalktem Torf gestellt. Ein Reihenabstand von 6 cm wird durch eine entsprechende Holzleiste gewährleistet, die gleichzeitig für die Abdunkelung der Außenseiten der Gefäßreihen sorgt. Die Pflanzen werden nach Bedarf sorgfältig gewässert; Verschlammungen sind unbedingt zu vermeiden. Die Temperatur wird in den ersten Wochen möglichst niedrig gehalten, tagsüber 14 – 16 °C, nachts 10 – 12 °C. Auch später soll sie, soweit es die Außenbedingungen zulassen, 20 °C nicht wesentlich überschreiten. Durch die niedrigen Temperaturen zu Anfang wird einem zu starken spontanen Schlupf vorgebeugt, der zur Schädigung des Wurzelsystems führen würde. Bei Bedarf wird mit einer 0,03%igen Volldüngerlösung (Wuxal 8 – 8 – 12 – 2) nachgedüngt.

Auswertung:

Sobald die ersten Weibchen sichtbar sind (nach ca. acht Wochen), wird durch regelmäßige Kontrollen der optimale Auswertungszeitpunkt ermittelt. Er ist erreicht, wenn nahezu alle Weibchen voll entwickelt sind und kurz vor der Umwandlung zur braunen Zyste stehen. Die Gefäße werden dann unter einer Lupeleuchte auf neugebildete Zysten bonitiert. Die Anzahl der Zysten je Gefäß wird aufgelistet. Aus dem durchschnittlichen Zystenbesatz eines Prüfstammes wird die relative Zysten Neubildung im Vergleich zum Mittel der anfälligen Vergleichssorten der jeweiligen Getreideart ermittelt. Um zu verlässlichen Daten zu kommen, muss eine möglichst hohe Vermehrung an den anfälligen Vergleichssorten erreicht werden, für die als Minimum ein Durchschnitt von 50 Zysten je Gefäß festgelegt ist. Die Einstufung in die Ausprägungsstufen 1-9 wird nach folgendem Schlüssel vorgenommen:

Relative Zysten Neubildung	Anfälligkeit in Ausprägungsstufen
0 – 2,0 %	1* – sehr gering
2,1 – 5,0 %	2* – sehr gering bis gering
5,1 – 15,0 %	3* – gering
15,1 – 30,0 %	4 – gering bis mittel
30,1 – 50,0 %	5 – mittel
50,1 – 70,0 %	6 – mittel bis hoch
70,1 – 90,0 %	7 – hoch
90,1 – 110,0 %	8 – hoch bis sehr hoch
>110,0 %	9 – sehr hoch

* Die Stufen 1 bis 3 umfassen Sorten, die als resistent bezeichnet werden.

Das Bundessortenamt veröffentlicht die Resistenzeigenschaft im Blatt für Sortenwesen und in der Beschreibenden Sortenliste.

3.5 Literatur

ANDERSEN, S. & ANDERSEN, K. (1982): Suggestions for determination and terminology of pathotypes and genes for resistance in cyst-forming nematodes, especially *Heterodera avenae*. EPPO Bull. 12, 379-386.

- BAUMER, J. (1977): Ertragsverluste bei Sommergetreide durch das Getreidezystenälchen (*Heterodera avenae* Woll.) und methodische Untersuchungen zur ganzjährigen Resistenzprüfung im Gewächshaus. Diss. Techn. Univ. München-Freising, 215 S.
- BEHRINGER, P. (1973): Jahresbericht des Deutschen Pflanzenschutzdienstes **20**, 65-66.
- COOK, R. & YORK, P. A. (1982): Resistance of cereals to *Heterodera avenae*: Methods of investigation, sources and inheritance of resistance. EPPO Bull. **12**, 423-434.
- KERRY, B.R. (1975): Fungi and the decrease of cereal cyst-nematode populations in cereal monoculture. EPPO Bull. **5**, 353-361.
- KÖHLER, H. (1967): Zehnjährige Beobachtungen über das Auftreten des Hafernematoden in Rheinhessen und der Pfalz. Mitt. Biol. Bundesanst. Land-Forstwirtsch. Berlin-Dahlem **121**, 62-65.
- NEUBERT, E. & DECKER, H. (1970): Untersuchungen über die Verbreitung des Getreidezystenälchens (*Heterodera avenae* Woll. 1924) im Bezirk Neubrandenburg. Nachrichtenbl. Pflanzenschutz DDR **24**, 195-198.
- RUMPENHORST, H. J. (1985): Vergleichende elektrophoretische Untersuchungen von Proteinen einiger Zystenematoden von Getreide und Gräsern. Mitt. Biol. Bundesanst. Land-Forstwirtsch. Berlin-Dahlem **226**, 64-74.
- STEUDEL, W. & RUMPENHORST, H. J. (1978): Untersuchungen zur Populationsdynamik des Haferzystenälchens (*Heterodera avenae* Woll.) und zum Ertrag von anfälliger und resistentem Hafer in einer Hafer-Dauerkultur. Z. Acker- u. Pflanzenbau **146**, 90-108.
- STURHAN, D. & RUMPENHORST, H. J. (1996): Untersuchungen über den *Heterodera avenae*-Komplex. Mitt. Biol. Bundesanst. Land-Forstwirtsch. Berlin-Dahlem **317**, 75-91.
- SUBBOTIN, S. A., RUMPENHORST, H. J. & STURHAN, D. (1996): Morphological and electrophoretic studies on populations of the *Heterodera avenae* complex from the former USSR. Russ. J. Nematol. **4**, 29-39.

4 Wurzelgallennematoden

4.1 Erreger: *Meloidogyne hapla* Chitwood, 1949

Meloidogyne chitwoodi Golden, O'Bannon, Santo & Finley, 1980

Meloidogyne incognita (Kofoid & White, 1919) Chitwood, 1949

Verschiedene Nematodenarten können Wurzelgallen hervorrufen, aber nur die zur Gattung *Meloidogyne* gehörenden Arten werden Wurzelgallennematoden genannt. Der erste Bericht über ihr Auftreten erschien 1855 unter dem Namen „Vibrios“. Nach einer wechselhaften Benennung über mehrere Jahrzehnte hinweg erfolgte schließlich 1949 durch Chitwood eine grundlegende Überarbeitung der Gattung mit Errichtung fünf selbständiger Arten, die noch heute Bestand haben, ergänzt allerdings durch zahlreiche neue Arten. Die Gattung *Meloidogyne* gehört zu der mit den Zystennematoden nah verwandten Familie der *Meloidogynidae* und hat daher einen sehr ähnlichen Lebenszyklus (s. Abb. 2). Sie unterscheidet sich von der Gattung *Heterodera* im wesentlichen in folgenden Merkmalen: Am Parasitierungsort entsteht durch Hypertrophierung des Wurzelgewebes eine Galle, die auch das reife Weibchen vollkommen umschließt; die Kutikula des Weibchens bleibt weich und transparent; alle Eier werden in einen sogenannten Eiersack in eine gelatinöse Substanz nach außen abgegeben; die Larven besitzen einen kleineren und dünneren Mundstachel sowie eine schwächer ausgebildete Kopfsklerotisation als die der *Heterodera*-Arten. Zur Artdifferenzierung werden in erster Linie Unterschiede in der Kutikulazeichnung der Vulva- und Anusumgebung (Perineum) reifer Weibchen herangezogen.

Die *Meloidogyne*-Arten haben unterschiedliche Temperaturansprüche. Während *M. hapla* und *M. chitwoodi* in den Ländern Nordeuropas vorkommen und dort Frostperioden überleben, ist *M. incognita* wärmeliebend und auf frostfreie Bedingungen beschränkt. Die Entwicklungsgeschwindigkeit hängt bei allen Arten deutlich von der Temperatur ab. In Mitteleuropa kann bei *M. hapla* und *M. chitwoodi* je nach Klima- und Witterungsbedingungen mit zwei bis vier Generationen pro Jahr gerechnet werden, während bei *M. incognita* in den Tropen durchaus zehn bis zwölf Generationen möglich sind. Alle *Meloidogyne*-Arten haben keine Diapause, so dass bei entsprechender Temperatur in kurzer Zeit sehr hohe Vermehrungsraten erreicht werden können.

4.2 Bedeutung

Ein stärkerer Befall durch Wurzelgallennematoden macht sich mit Wachstums- und Entwicklungshemmungen der Pflanzen bemerkbar, an warmen Tagen oft auch durch Welkesymptome. Spezifischer und für den Schaden oft von größerer Bedeutung sind die Symptome an den Wurzeln. Die Entwicklung der Wurzelgallen ist bei starkem Befall häufig mit einer Hemmung des meristematischen Wachstums verbunden, was zu einer verstärkten Bildung von Seitenwurzeln führt. Bei Schwarzwurzeln, Beta-Rüben und Möhren kann es zu schweren Missbildungen an den Wurzeln bzw. am Rübenkörper kommen (Beinigkei). Solche qualitativen Schäden sind besonders dann schwerwiegend, wenn das Erntegut selbst durch den Befall betroffen ist, wie z. B. bei Möhren, Schwarzwurzeln und Kartoffeln. Probleme kann es bei Rosen und anderen Gehölzen auch dann geben, wenn leicht erkennbare Wurzelgallen aus Quarantänegründen zur Zurückweisung ganzer Exportsendungen führen. Dies sind die typischen, durch *M. hapla* bedingten Schwierigkeiten. Dagegen schädigt *M. incognita* das Wurzelsystem quantitativ so sehr, dass auch der Fruchtertrag am Spross deutlich zurückgeht. Bei Tomaten und Gurken in Gewächshauskultur kann es zum Totalausfall kommen.

Alle drei *Meloidogyne*-Arten haben einen sehr großen Wirtskreis, so dass eine Bekämpfung durch Fruchtfolgemaßnahmen nur bedingt erfolgreich ist. Im Gewächshausanbau gibt es zu den anfälligen Kulturen keine Alternativen, da die Fläche aus ökonomischen Gründen intensiv genutzt werden muss. *M.*

hapla kann im Freiland durch Fruchtwechsel mit Getreide zurückgedrängt werden, da alle monokotylen Pflanzen keine Wirte sind. In Gebieten mit intensivem Gemüsebau gibt es aber auch hier Schwierigkeiten. Nahezu aussichtslos sind Fruchtfolgemaßnahmen bei Vorkommen von *M. chitwoodi*, da diese Art sowohl mono- als auch dikotyle Kulturpflanzen befällt. Da *M. chitwoodi* in Deutschland offenbar nur selten vorkommt, muss zunächst eine Ausbreitung verhindert werden (MÜLLER et al., 1996). Nematizide stehen in Deutschland zur Bekämpfung in keinem Fall zur Verfügung. Die Entwicklung resistenter Sorten muss daher bei der Abwehr von Wurzelgallennematoden hohe Priorität haben.

4.3 Anzucht und Erhaltung des Erregers

Alle *Meloidogyne*-Arten bilden keine Dauerstadien aus, in deren Form sie längerfristig gelagert werden könnten. Sie müssen deshalb nach Entwicklung von maximal drei Generationen aus Wurzeln isoliert und anschließend an neuen Wirtspflanzen weitervermehrt werden. Dazu wird für alle drei *Meloidogyne*-Arten die Tomatensorte 'Moneymaker' verwendet. Die Pflanzen werden in ein gedämpftes Gemisch von sandiger Felderde und Kompost (1:1) in 12 cm-Töpfe eingetopft. Sie sollen darin anwachsen, bis sie ca. fünf Laubblätter entwickelt haben. Für die Inokulation werden Larven verwendet, die von befallenen Tomatenwurzeln gewonnen werden. Dazu werden vergallte Wurzeln von Erde freigespült, in 2 – 3 cm lange Stücke zerschnitten und auf Baermann-Trichter in eine Sprühnebelanlage gebracht (SOUTHEY, 1970). Die Suspension wird nach ca. 8 h zum ersten Mal abgezapft und verworfen, da sie viele saprobiontische Nematoden enthalten kann. *Meloidogyne*-Larven werden dann ca. drei Wochen lang alle zwei bis drei Tage abgezapft und im Kühlschrank gelagert. Direkt vor der Nutzung erfolgt eine erneute Passage über ein Wattefilter, damit nur vitale Nematoden verwendet werden. Die Inokulation an die Tomaten erfolgt in 20 – 50 ml Suspension durch Ausgießen auf die Topfoberfläche. 5 000 bis 10 000 Larven können pro Pflanze inokuliert werden, je nach Entwicklungsstadium der Tomaten. Zu hohe Nematodenmengen führen bei schwachen Pflanzen zum Absterben.

Die Vermehrung der drei *Meloidogyne*-Arten muss in getrennten Gewächshauskabinen durchgeführt werden, um eine Vermischung der Arten auszuschließen. *M. hapla* kann auch an der Tomatensorte 'Multiset' (F1-Hybride) vermehrt werden, die gegen *M. incognita* resistent ist. *M. chitwoodi* lässt sich an Weizen oder anderen monokotylen Pflanzen vermehren und so von *M. hapla* trennen. Eine reine Kultur von *M. incognita* muss durch saubere Kulturbedingungen sichergestellt werden.

4.4 Prüfmethode

Auch bei der Resistenzprüfung gegen *Meloidogyne*-Arten gilt der Grundsatz, dass an resistenten Sorten keine Vermehrung der Nematodenpopulation möglich sein darf. Die Ermittlung von P_2/P_1 -Werten stößt aber auf methodische Schwierigkeiten, da die Eier zum Teil frei im Boden und nicht wie bei den *Heterodera*-Arten konzentriert in den Zysten vorliegen. Morphologisch eindeutig differenzierbar sind nur die geschlüpften Larven, deren Anteil von verschiedenen Umweltfaktoren abhängt. Die Bestimmung von Vermehrungsraten durch Bodenuntersuchung birgt deshalb Unsicherheiten und ist darüber hinaus sehr aufwendig. Aus diesen Gründen wird bei der Resistenzprüfung von Sorten der Nematodenbesatz am Wurzelsystem der Testpflanzen ermittelt. Bei der züchterischen Selektionsarbeit wird meistens das einfachere zu bewertende Merkmal der Gallbildung genutzt. Eigene Untersuchungen haben aber gezeigt, dass die Induktion einer Wurzelgalle durch den Nematoden nicht immer eng mit der Entwicklung von Weibchen und deren Eiproduktion korreliert ist. Es können Gallen ohne Eipakete gefunden werden, und umgekehrt treten besonders bei *M. hapla* an Ölrettich Eipakete an den Wurzeln auf, ohne dass eine erkennbare Galle vorhanden ist. Aus diesen Gründen wurde ein Testsystem entwickelt, mit dessen Hilfe die Vermehrungsrate der Nematoden an Einzelpflanzen ermittelt werden kann. Auf die Erfassung der Gallenzahl wird dabei verzichtet.

Die Prüfung wird an zwei Standorten (Münster und Kleinmachnow) durchgeführt. Die folgende Beschreibung bezieht sich auf Ölrettichsorten, mit deren Prüfung eingehende Erfahrungen vorliegen. Die Methodik muss bei anderen Pflanzenarten eventuell abgewandelt werden. Das Saatgut wird in reinen Quarzsand ausgesät. Die Keimlinge werden eine Woche später in Kunststoffschachteln (96 ml, unten offen) pikiert, die mit Quarzsand mit Steiner-I-Nährlösung gefüllt sind (STEINER, 1968). Die Schachteln stehen auf einem Drahtgitter, welches mit einem Gartenvlies belegt ist. Die Pflanzenkultur erfolgt in einer Klimakammer unter Kunstlicht bei 15 h Tageslänge und 22 °C in der Licht- sowie 18 °C in der Dunkelphase. Eine Woche nach dem Pikieren werden je Pflanze 1000 Larven in 2 ml Suspension inokuliert. Die Pflanzen werden einmal wöchentlich mit Steiner-I-Lösung mit feiner Brause gegossen, darüber hinaus aber möglichst trocken gehalten.

Die Auswertung erfolgt etwa zehn Wochen nach der Inokulation. Der Termin wird bestimmt nach dem Entwicklungsstand der Eier in den Eipaketen. Mindestens die Hälfte der Eier soll bis zum zweiten Stadium entwickelte Larven enthalten. Wächst dieser Anteil weiter an, so besteht das Risiko, dass der Schlupf neuer Larven schon vor der Auswertung beginnt. Sind die Eier dagegen noch in einem frühen Stadium der Embryonalentwicklung, so würden sie in dem sich anschließenden Schlupfstest noch nicht ausgereift sein. Bei der Auswertung wird der Quarzsand vorsichtig von den Wurzeln abgespült und der Spross am Hypokotyl abgeschnitten. Das Wurzelsystem jeder Pflanze wird einzeln auf ein Sieb mit 200 µm Maschenweite (Ø 6 cm) gelegt. Das Sieb steht auf drei Füßen aus rostfreiem Stahldraht im Deckel einer Petrischale (Ø 13 cm) aus Glas. Es steht so hoch, dass seine Unterseite den Wasserspiegel in der Schale gerade berührt, die Wurzeln also nicht direkt im Wasser liegen. Die Schalen mit den Sieben stehen nebeneinander auf einem Gewächshaustisch in einer Kunststoffwanne mit Abfluss. Sie werden in zeitlichen Intervallen von 5 – 10 min über Tegtmeier-Sprühnebeldüsen (Typ K 10) für jeweils wenige Sekunden mit Leitungswasser besprüht. Die Sprühintervalle werden über eine Tauwaage geregelt, so dass Sonneneinstrahlung und Temperaturschwankungen berücksichtigt und die Wurzeln nie trocken werden. Auf einer Fläche von 8 m² können mindestens 500 Schalen stehen, die von elf Düsen besprüht werden. Alle drei Tage wird der Schaleninhalt in ein 250 ml-Becherglas entleert; die Bechergläser werden im Kühlraum bei 4 °C gelagert. Die Larven setzen sich am Boden ab, und das überstehende Wasser kann vor dem nächsten Einfüllen von Suspension mit einem Schlauch abgesogen werden. Nach 20 Tagen sind in der Regel mehr als 90 % der Larven aus den Eipaketen geschlüpft; die Larvenzahl pro Pflanze wird durch mikroskopische Auszählung quantitativ bestimmt. Der Resistenzstatus der Sorten kann durch Häufigkeitsverteilungen der Larven pro Pflanze grafisch dargestellt werden (MÜLLER, 1998).

Die beschriebene Methodik erlaubt noch keine endgültige Entscheidung über das eingangs genannte Resistenzkriterium ($P_r/P_i < 1$). Als Ergänzung wurden deshalb über mehrere Jahre Freilandversuche in Kleinparzellen durchgeführt, aus denen eine Korrelation zwischen dem Schlupfstest im Gewächshaus und den Vermehrungsraten im Freiland für mehrere Sorten berechnet werden kann. Aus dieser Beziehung lässt sich die Wirkung einer Prüfsorte unter Praxisbedingungen annäherungsweise abschätzen (MÜLLER, 1996).

4.5 Literatur

- MÜLLER, J., STURHAN, D., RUMPENHORST, H. J., BRAASCH, H. & UNGER, J.-G. (1996): Zum Auftreten eines für Deutschland neuen Wurzelgallennematoden (*Meloidogyne chitwoodi*). Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. (Braunschweig) **48**, 126-131.
- MÜLLER, J. (1996): Wirkung resistenter Ölrettichsorten auf Wurzelgallennematoden. Jahresbericht Biol. Bundesanst. Land- Forstwirtsch. Berlin und Braunschweig, 143.
- MÜLLER, J. (1998): Überprüfung einer Testmethode zur Selektion von Resistenz gegen Wurzelgallennematoden an Ölrettich. Jahresbericht Biol. Bundesanst. Land-Forstwirtsch. Berlin und Braunschweig, 228.
- SOUTHEY, J. F. (1970): Laboratory methods for work with plant and soil nematodes. Ministry of Agriculture, Fisheries and Food, Techn. Bull. 2, London.
- STEINER, A. A. (1968): Soilless culture. Proc. 6th Coll. Int. Potash Inst. Florence, 324-341.

5 Stengelnematoden

5.1 Erreger: *Ditylenchus dipsaci* (Kühn, 1857) Filipjev, 1936

Ditylenchus dipsaci gehört zu den wenigen Nematodenarten, die in oberirdischen Pflanzenteilen leben. Es werden vorwiegend Stengelteile von Pflanzen befallen, einschließlich Zwiebeln und Knollen. Auch Samen können besiedelt werden, Wurzeln dagegen so gut wie gar nicht. Stengelnematoden sind relativ groß und schlank (erwachsen 1,0 – 1,6 mm lang) und sehr beweglich. Sie dringen gewöhnlich durch die Spaltöffnungen in das Wirtsgewebe ein, wo sie sich als Endoparasiten vermehren. Ihr Parasitismus führt je nach Wirtspflanzenart zu Anschwellungen des Stängelgewebes, zu Verfärbungen und zu Missbildungen besonders junger Pflanzenteile. Bei verschiedenen Pflanzen (z. B. Roggen, Hafer, Mais, Zwiebeln) treiben die Seitenknospen verstärkt aus (Stockkrankheit). *D. dipsaci* bevorzugt relativ niedrige Temperaturen. Die Eiablage beginnt bereits unterhalb von 5 °C, eine Generation dauert bei 15 °C nur ca. drei Wochen. Als Folge davon muss mit sehr hohen Vermehrungsraten gerechnet werden, und ein Anfangsbesatz von wenigen Tieren pro 100 g Boden kann zu erheblichen Schäden führen. Nach Absterben der Wirtspflanzen wandern die Nematoden in den Boden ab, wo sie 12 – 18 Monate ohne Nahrung überdauern können. In Trockenstarre (Anabiose) ist es sogar möglich, dass sie mehr als 20 Jahre überleben, was für infiziertes Saatgut besonders bedeutsam ist.

Es ist bereits seit 100 Jahren bekannt, dass Populationen des Stengelnematoden von verschiedenen Pflanzenarten eine unterschiedliche Wirtsbevorzugung aufweisen können. Diese morphologisch nicht unterscheidbaren Formen werden „biologische Rassen“ genannt. Die Wirtspflanzenkreise einzelner Rassen sind unterschiedlich groß, und viele Wirtspflanzen können von mehreren Rassen befallen werden. Von den ca. 20 bekannten Rassen sind die von Roggen, Hafer, Rotklee, Weißklee, Luzerne, Ackerbohnen, Rüben und Kartoffeln für die Landwirtschaft von besonderer Bedeutung. Die Virulenzspektren können sich durch Kreuzung und Selektionsdruck verschieben (STURHAN, 1969). Bei der Auswahl und Anzucht von Populationen für Zwecke der Resistenzprüfung müssen diese Besonderheiten berücksichtigt werden.

5.2 Bedeutung

Stengelnematoden sind in Mitteleuropa weit verbreitet. Obwohl sie auch in den Tropen und Subtropen vorkommen, sind sie vorwiegend Schädlinge der gemäßigten Zone. Sowohl in landwirtschaftlichen als auch in gärtnerischen Kulturen können große Schäden entstehen. Aus dem großen Kreis von Wirtspflanzenarten sind Mais, Roggen, Hafer, Kleearten und Luzerne, *Beta*-Rüben, Ackerbohnen und Kartoffeln sowie Zwiebeln besonders betroffen, aber auch viele kleinere Zierpflanzen- und Gemüsekulturen (STURHAN & BRZESKI, 1991). Eine chemische Bekämpfung ist in den landwirtschaftlichen Kulturen nicht wirtschaftlich möglich bzw. es stehen keine Produkte zur Verfügung. Das sonst oft wirksame Mittel angepasster Fruchtfolgen versagt gegen Stengelnematoden wegen des weiten Wirkkreises und der in der Regel unbekannteren Rassenzugehörigkeit. Anbauempfehlungen unter Berücksichtigung von Schadensschwellen scheitern an der raschen Vermehrungsfähigkeit dieses Nematoden. Letztlich bleibt nur der Ausweg, gefährdete Kulturen ausschließlich auf befallsfreien Flächen anzubauen. Die dafür notwendige Bodenuntersuchung erfordert für gesicherte Aussagen einen hohen Aufwand und ist deshalb unter ökonomischen Gesichtspunkten nur bedingt durchführbar (MÜLLER et al., 1993). Unter diesen Rahmenbedingungen kommt der Quarantäne ein besonderer Stellenwert zu. Die Verbreitung des Schädling mit Boden und Pflanzgut muss verhindert werden, insbesondere Knollen, Zwiebeln und Saatgut sind auf Befall zu untersuchen. Langfristig wären resistente Sorten die beste Lösung, sofern es gelingt, Resistenz auf breiter Basis mit Wirksamkeit gegen möglichst viele Rassen zu entwickeln.

5.3 Anzucht und Erhaltung des Erregers

Für die Resistenzprüfung bestimmter Kulturpflanzenarten ist das Spektrum biologischer Rassen zu berücksichtigen, das in dem spezifischen Fall von Bedeutung ist. Nach SPANAKAKIS (1973) werden z. B. Rot- und Weißklee von der Rotkleerasse befallen, nicht aber Luzerne, Alexandrinerklee und Perserklee. Für die Prüfungen zur Resistenz von Rotklee wurden in Münster Populationen der Rotkleerasse und der Luzernerasse aus verschiedenen Gebieten Deutschlands gesammelt und an anfälligem Rotklee bzw. an Luzerne in Mikroplots im Freiland vermehrt. Die Pflanzen werden im Herbst zurückgeschnitten und zeigen beim Neuaustrieb im Frühjahr die typischen Befallssymptome. Zur Gewinnung des Inokulums können junge befallene Triebe entnommen werden. Um unabhängig von der Jahreszeit zu sein, ist auch eine Sterilkultur der Nematoden im Labor möglich. Dazu wird Luzernekallus in Petrischalen auf Komplettnährmedium kultiviert und mit äußerlich desinfizierten Nematoden inokuliert. Mehrere tausend Tiere können aus einer Petrischale gewonnen werden (BINGEFORS & ERIKSSON, 1968).

5.4 Prüfmethode

Zur Gewinnung des Inokulums wird befallenes Pflanzenmaterial in 2 – 5 mm lange Stücke geschnitten und auf ein Sieb mit Wattefilter gebracht. Mittels des so modifizierten Baermann-Trichterverfahrens kann das Inokulum nach 24 Stunden als konzentrierte Nematodensuspension abgezapft werden.

Saatgut der Testsorten wird in Pikierschalen in gedämpfte Felderde mit ca. 5 cm Abstand ausgesät (100 Pflanzen je Testsorte). Nach dem Auflaufen der Sämlinge wird im frühen Keimblattstadium (vor Ausbildung des ersten Laubblattes) mit einer fein ausgezogenen Pipette ein Tropfen Nematodensuspension mit ca. 50 Nematoden zwischen die Keimblätter pipettiert. Eine stabile, gleichmäßig eingestellte Suspension kann mit dünnem Wasseragar oder mit dem Produkt Gelrite erreicht werden, wobei das Inokulum zusätzlich besser auf der Pflanze haftet als in reinem Wasser. Zur Sicherheit wird die Inokulation nach drei Tagen wiederholt. Die Pflanzen stehen bis dahin und anschließend für zwei weitere Tage in einer abgeschlossenen Kammer mit annähernd 100 % Luftfeuchtigkeit. Sie werden bei 15 – 17 °C kultiviert.

Die Auswertung wird nach sechs Wochen durchgeführt, wobei zunächst eine Bonitur der Einzelpflanzen auf Schadenssymptome erfolgt. Diese Daten gehen nicht in die Resistenzbewertung ein, sondern geben lediglich Hinweise auf eine eventuell vorhandene Toleranz der Sorte. Dann werden die Pflanzen zerschnitten und einzeln auf modifizierte Baermann-Trichter gelegt, aus denen die Nematoden 24 Stunden später abgezapft werden. Die Bewertung der Resistenz basiert auf der Zahl an Nematoden, die sich je Pflanze entwickelt haben, also wie bei allen anderen Prüfungen auf der Vermehrungsrate. Die Ergebnisse von zwei anfälligen Verrechnungssorten werden gleich 100 gesetzt und die Prüfsorten in Prozent davon ausgedrückt. Zusätzlich soll mindestens eine resistente Vergleichssorte mitgeprüft werden.

Die Prüfmethode wurde in Anlehnung an BINGEFORS & ERIKSSON (1968) sowie LÜTH (1987) gewählt und in einigen Punkten aufgrund eigener Erfahrungen ergänzt. Die Ergebnisse unterliegen sehr großen Streuungen. Zur Zeit ist nicht geklärt, ob dafür eine genetische Variabilität in den Pflanzen oder aber methodische Ursachen verantwortlich sind. Zukünftige Prüfungen erfordern weitere methodische Entwicklungsarbeit, was wahrscheinlich zu Modifikationen der dargestellten Technik führen wird.

5.5 Literatur

BINGEFORS, S. & ERIKSSON, K. B. (1968): Some problems connected with resistance breeding against stem nematodes in Sweden. *Z. Pflanzenzücht.* **59**, 359-375.

LÜTH, P. (1987): Zur Eignung einer Methode für die Resistenzprüfung von Rotklee gegenüber *Ditylenchus dipsaci*. 12. Vortragstagung zu aktuellen Problemen der Phytonematologie, Rostock, 73-78.

MÜLLER, J., KNUTH, P. & STURHAN, D. (1993): Anforderungen an die Bodenuntersuchung zur Erfassung des Stengelnematoden, *Ditylenchus dipsaci*. *Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. (Braunschweig)* **45**, 73-77.

SPANAKAKIS, A. (1973): Infektionsversuche mit der Rotkleerasse des Stengelälchens, *Ditylenchus dipsaci* (KÜHN 1957) *Fil. Bayer. Landw. Jahrb.* **50**, 880-896.

- STURHAN, D. (1969): Das Rassenproblem bei *Ditylenchus dipsaci*. Mitt. Biol. Bundesanst. Land-Forstwirtsch. Berlin-Dahlem **136**, 87-98.
- STURHAN, D. (1975): Untersuchungen von *Vicia faba*-Sorten auf Resistenz gegenüber Stengelälchen (*Ditylenchus dipsaci*). Med. Fac. Landbouww. Rijks. Univ. Gent **40**, 443-450.

- STURHAN, D. & BRZESKI, M. W. (1991): Stem and Bulb Nematodes, *Ditylenchus* spp. In: W.R. NICKLE (ed.): Manual of Agricultural Nematology. MARCEL DEKKER, Inc., New York, Basel, Hong Kong, 423-464.