

**Erfassung von Resistenz und Toleranz gegen den
Rübenzystennematoden (*Heterodera schachtii*)
in Feldversuchen mit Zuckerrüben und Einfluss einer
resistenten Sorte auf die Entwicklung des Nematoden
sowie auf seine pilzlichen Eiparasiten**

Dissertation

zur Erlangung des Doktorgrades
der Fakultät für Agrarwissenschaften
der Georg-August-Universität Göttingen

vorgelegt von

Tina Balke

geboren in Herne

Göttingen, im November 2001

D7

Referent: Prof. Dr. S. Vidal

1. Korreferent: Prof. Dr. B. Märländer

2. Korreferent: Prof. Dr. J. Müller

Tag der mündlichen Prüfung: 22. November 2001

Inhaltsverzeichnis

1.	Einleitung	1
2.	Material und Methoden	5
2.1	Material	5
2.2	Methoden	6
2.2.1	Resistenzprüfung	6
2.2.2	Standortauswahl	7
2.2.2.1	Voruntersuchungen	7
2.2.2.2	Biotest	8
2.2.3	Zwischenfruchtanbau	10
2.2.4	Zuckerrübenanbau und Probenahme im Feld	11
2.2.5	Bestimmung der Zystenzahl sowie der Eier- und Larvenzahl	12
2.2.6	Ernte, Aufbereitung und Qualitätsanalyse der Zuckerrüben	12
2.2.7	Einwanderung der Larven in die Wurzel	13
2.2.8	Männchenentwicklung des Nematoden	14
2.2.9	Körperlänge der Männchen	15
2.2.10	Nematodenantagonisten	16
2.2.11	Statistische Auswertung	18
3.	Ergebnisse	20
3.1	Resistenzprüfung im Gewächshaus	20
3.2	Resistenzprüfung im Feld	22
3.3	Toleranzprüfung im Gewächshaus	27
3.4	Toleranzprüfung im Feld	28
3.5	Berechnungen zum Untersuchungsaufwand im Feld	32
3.5.1	Zur Toleranz	32
3.5.2	Zur Resistenz	33
3.6	Resistenzmechanismen	42
3.6.1	Einfluss der Pflanzensorte auf die Anzahl eingewanderter Larven	42
3.6.2	Einfluss der Pflanzensorte auf die Anzahl Männchen	42
3.6.3	Einfluss der Pflanzensorte auf die Körperlänge der Männchen	45
3.7	Einfluss der Pflanzensorte auf pilzliche Nematodenantagonisten	45
3.7.1	Parasitierungsraten nach mehrmaligem Anbau einer Sorte	46

4.	Diskussion	49
4.1	Zu den Begriffen Resistenz und Toleranz	49
4.2	Bewertung der Sortenresistenz	50
4.3	Bewertung der Sortentoleranz	53
4.4	Untersuchungsaufwand im Feld	55
4.5	Resistenzmechanismen	57
4.5.1	Einwanderung der Larven in die Wurzel	57
4.5.2	Einfluss der Resistenz auf die Anzahl Männchen	59
4.5.3	Körperlänge der Männchen	63
4.6	Auswirkungen resistenter Zuckerrüben auf eiparasitäre Pilze	63
4.6.1	Parasitierungsraten nach mehrmaligem Anbau einer Sorte	65
4.7	Anbaustrategie zur Sicherung der Resistenz	66
5.	Zusammenfassung	71
6.	Literaturverzeichnis	73
7.	Anhang	86

1. Einleitung

Vor etwa 250 Jahren war in Europa der Rohrzucker aus Übersee ein Luxusgut, weshalb hier zu Lande aus zahlreichen Früchten, Gemüsen und Bäumen deren süßer Saft gewonnen wurde. 1747 gelang dem deutschen Apotheker und Chemiker Andreas Sigismund MARGGRAF aus den süßlich schmeckenden Runkelrüben die Extraktion von Zucker. Dieser Zucker hatte die gleiche Beschaffenheit wie der Rohrzucker, stellte aber nicht mehr als 1,6 Gewichtsprozent der Wurzel dar (SCHULZE & BOHLE 1976). Erst ein halbes Jahrhundert später wurde diese Entdeckung durch MARGGRAFs Schüler Franz Karl ACHARD (1753–1821) wieder aufgegriffen und wirtschaftlich genutzt. Es begann die züchterische Entwicklung der Zuckerrübe, wobei ACHARD durch gezielte Massenauslese aus einem heterogenen Formengemisch die Selektion von weißen Runkelrüben (Zuckerrüben) mit etwa 6 % Zuckergehalt gelang (LÜDECKE 1953; SCHULZE & BOHLE 1976). 1802 wurden diese in der weltweit ersten Zuckerfabrik in Schlesien verarbeitet (WINNER 1982; 1984). Das Luxusgut Zucker entwickelte sich im Laufe der Zeit zu einem Grundnahrungsmittel. Heute enthalten die Rüben einen Zuckergehalt von 16 - 18 % und die deutsche Industrie produziert, eingebunden in die Regelungen der europäischen Zuckermarktordnung, jährlich etwa vier Millionen Tonnen Zucker [1].

Der Rübenanbau erfolgte in fabriknahen Gebieten in meist eng gestellten Fruchtfolgen. Diese Intensivierung förderte schon Mitte des 19. Jahrhunderts einen ertragsreduzierenden Schädling. Der Botaniker SCHACHT berichtete 1859 erstmalig über kleine Fadenwürmer, die in den Wurzeln der Rüben parasitieren. Zwölf Jahre später ordnete SCHMIDT diesen Parasiten in die Systematik ein und benannte ihn zu Ehren seines Entdeckers *Heterodera schachtii*. Die Eier dieses Nematoden können jahrelang in den abgestorbenen Weibchen (Zysten) überdauern, weshalb sie auch Rübenzystenematoden genannt werden. Die durch *H. schachtii* verursachten Ertragseinbußen waren schon damals so hoch, dass nach Bekämpfungsmöglichkeiten geforscht wurde. Aus weit gestellten Fruchtfolgen resultierte zwar ein Rückgang der Populationsdichten, die Maßnahme war jedoch aus wirtschaftlichen Gründen für den Landwirt und die Zuckerfabriken nicht haltbar. Auch das 1880 von KÜHN beschriebene „Fangpflanzenverfahren“ setzte sich damals in der Praxis nicht durch (STEUDEL 1984). Später erfolgte eine aktive

Bekämpfung durch chemische Mittel, deren Einsatz allerdings Ende der achtziger Jahre aus ökotoxikologischen Bedenken in Deutschland verboten wurde. Noch heute ist *H. schachtii* der bedeutendste Schädling im intensiven Zuckerrübenanbau, da er unter mitteleuropäischen Bedingungen Ertragsverluste bis zu 25 % verursachen kann (SCHLANG 1991).

Der Rübenzystennematode kann insgesamt etwa 200 Pflanzenarten als Nahrungsquelle nutzen (STEELE 1965; SCHLANG 1991), neben der Zuckerrübe und anderen Chenopodiaceen stellen die Kruziferen eine weitere wichtige Wirtspflanzenfamilie dar. Die Züchtung von resistenten Ölrettichsorten Anfang der achtziger Jahre ermöglichte eine direkte biologische Nematodenbekämpfung. Dabei werden die im Boden ruhenden Larven von den Wirtspflanzen zum Schlupf aus den Zysten aktiviert und wandern in die Wurzeln ein (STEUDEL 1984). Durch den Resistenzmechanismus in der Pflanze wird die vollständige Entwicklung des Schädlings verhindert und somit die Populationsdichte reduziert. Diese Kruziferen können ganzjährig als Flächenstilllegung oder als Zwischenfrucht nach frühräumenden Kulturen wie Wintergerste angebaut werden. Eine gute Nematodenbekämpfung ist aber nur dann gewährleistet, wenn viele verschiedene Faktoren erfüllt sind (SCHLANG 1991). In den letzten Jahren wurde Wintergerste auf Grund sinkender Marktpreise durch den Anbau von späträumendem Winterweizen verdrängt, so dass die erforderliche frühe Aussaat der Zwischenfrüchte nicht zu erfüllen ist. Neuerdings stehen in Deutschland resistente Zuckerrüben für den Anbau zur Verfügung, wodurch die bisherigen biologischen Bekämpfungsmethoden ergänzt werden konnten.

Bis zur Erstellung marktfähiger, nematodenresistenter Zuckerrüben verging fast ein Jahrhundert. MOLZ (1917), PRICE (1965) und CURTIS (1970) versuchten durch Massenauslese schwach befallener Pflanzen resistente Zuckerrüben zu erzeugen. Die Versuche scheiterten, da die Kulturrübe (*Beta vulgaris* L. ssp. *vulgaris* var. *altissima* DOLL) vermutlich keine Gene mit deutlicher Resistenz gegenüber *H. schachtii* besitzt (MÜLLER et al. 1992). Eine vollständige Resistenz aus der Gattung *Beta* gegenüber *H. schachtii* ist nur in der Wildrübensektion Procumbentes für *B. procumbens*, *B. webbiana* und *B. patellaris* bekannt (JUNG & WRICKE 1987; LANGE et al. 1990). SAVITSKY gelang 1978 erstmalig die Züchtung einer diploiden Hybride, welche zusätzlich zum Kulturrübengenom den resistenztragenden Chromosomenabschnitt aus der Wildrübe *B.*

procumbens enthielt. Es folgte aber noch eine Vielzahl züchterischer Arbeiten, die LANGE et al. (1990) zusammenfassten, bis diese Kreuzungen die allgemeinen Qualitätsansprüche an Zuckerrüben erfüllten. Mittlerweile stehen marktfähige Zuckerrübensorten mit Resistenz gegen *H. schachtii* zur Verfügung. Auch in Deutschland wurde 1998 eine Sorte zugelassen, welche erstmals im Rahmen dieser dreijährigen Promotionsarbeit hinsichtlich verschiedener Fragestellungen untersucht werden konnte.

Die Zulassung neuer Zuckerrübensorten beim Bundessortenamt erfolgt, wenn der „landeskulturelle Wert“ (definiert im Saatgutverkehrsgesetz) gegeben ist: „Eine Sorte hat landeskulturellen Wert, wenn sie in der Gesamtheit ihrer wertbestimmenden Eigenschaften gegenüber den zugelassenen vergleichbaren Sorten eine deutliche Verbesserung für den Pflanzenbau, die Verwertung des Erntegutes oder die Verwertung aus dem Erntegut gewonnener Erzeugnisse erwarten lässt“. Um die Zulassungsvoraussetzungen festzustellen, bedarf es einer mehrjährigen Prüfung in zahlreichen Feldversuchen an verschiedenen Standorten (MÄRLÄNDER & LADEWIG 1997). Erste Feldversuche unterschiedlicher Versuchsansteller haben zum Teil widersprüchliche Ergebnisse gebracht, welche vermutlich durch Standorteinflüsse oder methodische Mängel verursacht waren. Seit 1999 finden in Sortenversuchen auch keine begleitenden Untersuchungen zum P_i -Wert in Feldeböden mehr statt, da die Ergebnisse wenig aussagekräftig waren. Für die Bewertung von Toleranz¹ in Zuckerrüben ist eine sichere Schätzung der Populationsdichte (P_i -Wert) von *H. schachtii* im Feld jedoch Voraussetzung.

Bisher gibt es keine ausreichenden Kenntnisse darüber, welcher Aufwand für die Ermittlung des Nematodenbefalls in den Versuchspartzen erforderlich ist. Deshalb wurden im Rahmen dieser Arbeit Intensivversuche mit einer nematodenresistenten Sorte in verschiedenen Regionen Deutschlands angelegt, um den Untersuchungsaufwand aufzuzeigen, welcher mindestens erforderlich ist, um zukünftige Sortenversuche aussagekräftig zu machen. Das Versuchskonzept basierte auf langjährigen Erfahrungen (STEUDEL et al. 1985, MÜLLER et al. 1990).

Für die Entwicklung resistenter Sorten werden Zuckerrübenlinien mit homozygoter Resistenz gegen *H. schachtii* verwendet. Eine Kreuzung zwischen resistenter Linie und

¹ Toleranz ist die Eigenschaft einer Zuckerrübe, auf Nematodenbefall nicht oder weniger empfindlich mit Krankheitssymptomen und/oder Ertragsminderung zu reagieren (MÜLLER 1989).

Kulturrübe (*B. vulgaris*) lässt theoretisch zu 100 % resistente Nachkommen erwarten. Leider trifft dies in der Praxis nicht zu, so dass ein gewisser Anteil der Pflanzen anfällig bleibt. Um die Resistenz² der Sorte zu bewerten, wurde die Transmissionsrate der Resistenz ermittelt und die Auswirkungen des Anbaus der Sorte auf die Abundanzdynamik des Nematoden im Feld untersucht. Darüber hinaus sollten Kenntnisse über die Wirkung des Resistenzmechanismus in Zuckerrüben sowie über den Einfluss der resistenten Sorte auf pilzliche Eiparasiten von *H. schachtii* erarbeitet werden. Zudem sollte eine Anbaustrategie entwickelt werden, die in geeigneten Fruchtfolgesystemen zu dauerhaft niedrigen Besatzdichten mit Rübenzystemnematoden führt.

² Resistenz wird für die Sortenbewertung als die Eigenschaft einer Zuckerrübe definiert, bei der die Vermehrungsrate des Nematoden unter standardisierten Bedingungen auf ein festgelegtes Niveau begrenzt wird (MÜLLER 1989).

2. Material und Methoden

2.1 Material

Die Nematoden für die Untersuchungen zur Resistenz und Toleranz der Zuckerrübensorten im Feld und zum Antagonistenpotenzial stammten aus natürlichen Felderden. Für die Untersuchungen zur Transmissionsrate der Resistenz, Larvenwanderung und Männchenentwicklung von *H. schachtii* wurde der Pathotyp Schach0, Herkunft Münster (HK MS), verwendet.

Die Populationsvermehrung von Schach0 geschah jährlich unter kontrollierten Bedingungen im Gewächshaus an Winterraps. Dabei wurden Rapsamen in Töpfe (\varnothing 14 cm) gesät, die mit reinem Untergrundlöss aufgefüllt waren. Dieses Anzuchtsubstrat stammte aus dem Rheinischen Braunkohlerevier „Garzweiler“ und ist aus dem Bereich unterhalb der durchwurzelten Zone entnommen worden. Zur Versuchsvorbereitung wurde das Bodenmaterial mit 2,5 g Osmocote plus (Zusammensetzung 11:11:13:2) je kg Löss als Dauernährstoff gedüngt. Nach etwa einer Woche Versuchsdauer wurde die Pflanzanzahl je Topf auf sechs Pflanzen reduziert. Etwa zwei Wochen nach der Saat (bis zu diesem Zeitpunkt hatten die Pflanzen vier Laubblätter entwickelt) erfolgte die Inokulation mit frisch geschlüpften *H. schachtii* L₂-Larven mit einer Inokulumsdichte von ca. 10 000 L₂ je Topf. Nach einer Kulturdauer von 7 – 10 Wochen wurden die Pflanzen entfernt und die abgetrocknete Vermehrungserde bei 4°C gelagert. Dadurch blieben die enzystierten Larven bis zu einem Jahr infektiös (MÜLLER & RUMPENHORST 2000).

Für die Larvengewinnung wurden die Zysten samt Erde durch einen scharfen Wasserstrahl von den Wurzeln der Vermehrungspflanzen getrennt. Zum Auffangen der Zysten diente ein 5 l – Eimer, dessen Boden durch ein Sieb mit 250 µm Maschenweite ersetzt war. Auf Grund seiner Korngrößenverteilung konnte der Löss das Sieb gut passieren und nahezu vollständig durch mechanisches Spülen von den Zysten abgetrennt werden. Die gewonnenen Zysten wurden zum Schlupf der Larven in 10 millimolarer ZnCl₂-Lösung auf einen Baermann-Trichter gebracht. Die nach einem Tag in den Trichtern abgesetzte Suspension wurde verworfen, da sie zusätzlich zu den ersten geschlüpften *H. schachtii*-Larven auch saprophytische Nematoden enthalten konnte. Danach erfolgte täglich ein Abzapfen der Larvensuspension und die Trichter wurden mit ZnCl₂-Lösung aufgefüllt. Die anschließende Verdünnung der gewonnenen Suspension mit Leitungswasser im

Verhältnis 1:9 geschah, um die Aktivität der Nematoden durch das $ZnCl_2$ nicht zu beeinträchtigen. Bei einer Temperatur von 4°C konnten die Larven in diesem Zustand einige Wochen gelagert werden ohne ihre Infektionsfähigkeit zu verlieren. Damit nur vitale Larven für die Vermehrung an Zuckerrüben verwendet wurden, mussten die Nematoden vor der Inokulation erneut einen Wattefilter passieren. Vor der Inokulation wurde die Nematodensuspension mit Leitungswasser auf eine Dichte von 800 bzw. 1000 Larven/ml eingestellt.

Das untersuchte Pflanzenmaterial stammte von der in Bad Salzuflen ansässigen Firma Hillehör (Syngenta). Dabei handelte es sich um pilliertes Monogermsaatgut, das mit den Fungiziden Thiram und Hymexazol sowie dem Insektizid Imidacloprid (Gaucho) behandelt war. Als Versuchssorte diente die gegenüber *H. schachtii* resistente Zuckerrübensorte 'Nematop' und als Kontrolle die nematodenanfällige Vergleichssorte 'Penta'. Im weiteren Verlauf der Arbeit werden die synonymen Bezeichnungen »resistente Sorte« und »anfällige Sorte« verwendet.

Für den Zwischenfruchtanbau im Feld wurden die Örettichsorten 'Toro' (Firma Freudenberger), 'Siletta Nova' und 'Colonel' (Firma Petersen) verwendet.

2.2 Methoden

2.2.1 Resistenzprüfung

Zur Bestimmung der Transmissionsrate der Resistenz wurden die Versuchspflanzen im Gewächshaus nach der von MÜLLER (1997) beschriebenen Methode kultiviert. Dazu erfolgte die Anzucht von 360 Pflanzen der resistenten Sorte und 120 Pflanzen der anfälligen Sorte in PVC-Gefäßen (2 cm x 4 cm x 12 cm). Um Staunässe zu verhindern, wurde bei den Faltschachteln, die in einer Holzkiste (umfasst 120 Gefäße) mit Drahtboden auf wasserdurchlässigem Vlies standen, der Boden entfernt. Der in die Gefäße eingesiebte Löss war mit 150 ml Steiner-Lösung/kg gedüngt (Zusammensetzung siehe Anhang II). Je Gefäß wurde ein Korn Rübensaatgut ca. 1 cm tief ausgelegt. Am 18. Tag nach der Aussaat konnten 800 L_2 von *H. schachtii* in 1 ml wässriger Suspension in ein ca. 1,5 cm tiefes Loch (\varnothing 7 mm) neben dem inzwischen 2 cm großen Rübensämling

inokuliert werden. Um einer Verschlämmung des Bodens entgegen zu wirken, musste die Wasserversorgung der Pflanzen auf das nötige Maß beschränkt werden. Direkt nach der Aussaat wurden die Gefäße mit Wasser leicht angegossen und die anschließenden fünf Wochen bei Trockenheit des Lösses mit 0,5%iger Wuxallösung (Zusammensetzung 8:8:6) aus einer feinen Brause besprüht.

Die Auswertung erfolgte sechs Wochen nach der Inokulation der Larven. Dazu wurde der Pflanzenspross abgetrennt und die Einzelgewichte mit einer Genauigkeit von 0,1 g bestimmt. Anschließend wurden die Gefäße über einem Küchensieb (Maschenweite ca. 1 mm) unter einen scharfen Wasserstrahl gehalten, wodurch eine Trennung der Weibchen bzw. Zysten von den Pflanzenwurzeln stattfand. Danach konnten die Zysten auf ein Sieb mit 250 µm Maschenweite gespült werden. Dieses Sieb kann der Löss fast vollständig passieren, während alle Weibchen und Zysten von *H. schachtii* sicher aufgefangen werden. Zusammen mit wenigen groben, karbonathaltigen Partikeln wurden sie in ein kleines Sieb (Ø 5 cm, 100 µm) überführt, darin für fünf Minuten in 20%ige Essigsäure gestellt (um die karbonathaltigen Partikel aufzulösen) und dann mit Wasser auf einen Papierfilter gespült. Darauf waren Weibchen und Zysten zwischen einigen Wurzelresten und Quarzkörnern sicher zu erkennen und bei zehnfacher Vergrößerung problemlos auszählbar (MÜLLER 1997). Bei der Auswertung wurde die Zystenanzahl pro Pflanze bestimmt und als Häufigkeitsverteilung dargestellt, wobei die Klassenbreiten so gewählt wurden, dass eine Abgrenzung zwischen resistenter Sorte (keine bis wenige Zysten) und anfälliger Sorte (hohe Zystenanzahl) möglich war.

2.2.2 Standortauswahl

2.2.2.1 Voruntersuchung

Nach BEHRINGER (1969) kommt es in Bayern auf vielen Zuckerrübenfeldern zu Mischverseuchungen mit *H. schachtii* und *H. avenae*. Der Getreidezystennematode (*H. avenae*) befällt die Zuckerrüben zwar nicht, kann jedoch die Ergebnisse zur Populationsdichte verfälschen, da beide Arten in Routineuntersuchungen kaum zu unterscheiden sind. Daher erfolgte auf mehreren potentiellen Versuchsstandorten im Vorfeld eine Bodenuntersuchung. Nur Flächen auf denen ausschließlich Rübenzystennematoden vorkommen,

sind für die Versuche geeignet. Durch morphologische Bestimmungen von Zysten bzw. Larven sowie im Biotest (Abschnitt 2.2.2.2) wurden die Arten bestimmt. Als morphologische Merkmale zur Erkennung der Arten dienten Querschnitte durch die Vulva der Zysten sowie die Messung der Körperlänge der Larven des zweiten Stadiums. Die Morphologie von Mundstachel und hyalinen Schwanzenden der Larven kann eine Zuordnung zu den Arten unterstützen. Ausgewertet wurden mindestens 200 Larven je Standortprobe. Nur Flächen ohne Besatz mit *H. avenae*, die außerdem nach Aussagen der örtlichen Berater frei von *Rizomania* waren, wurden als Versuchsstandorte ausgewählt.

2.2.2.2 Biotest

Auf den potentiellen Versuchsfeldern wurden zwischen September und Oktober (1½ Jahre vor dem Anbau der Versuchszuckerrüben) mit einem Probenahmebohrer 30 Einstiche über die gesamte Fläche verteilt gezogen, so dass am Ende eine Bodenmenge von ca. 6 kg zur Verfügung stand. Die Erde wurde gründlich über ein Sieb gemischt und mindestens zwei Monate bei 4°C im Kühlraum gelagert, um den Anspruch des Getreidezystennematoden an eine Diapause zu erfüllen. Nach dieser Kühlphase wurden mit den Felderden eines jeden Standortes insgesamt 24 PVC-Gefäße (2 cm x 4 cm x 12 cm) gefüllt. In die erste Hälfte der Schachteln wurden je drei Korn Hafer der Sorte ‘Lorenz’, in die anderen 12 Schachteln je zwei Korn Sommerraps ‘Jumbo’ ausgesät. Die an beiden Enden offenen Gefäße wurden in einer Holzkiste mit einem Fassungsvermögen von 120 Gefäßen aufgestellt. Die Kiste besaß einen Drahtboden, der mit wasserdurchlässigem Vlies abgedeckt war. Unter Licht (HQI – Lampen) wurden die Kisten in einer Klimakammer bei 16 h Licht/Tag und folgenden Temperaturen aufgestellt (Tab. 1):

Tab. 1: Belichtungs- und Temperaturbedingungen für Hafer und Raps im Biotest

Zeitspanne	16 h / Tag Temperatur [°C]	8 h / Nacht Temperatur [°C]
1. Woche	10	6
2. Woche	14	10
3. Woche	18	14
4. - 6. Woche	20	18

Nach sechs Wochen erfolgte die qualitative Auswertung des Biotests nach dem Kriterium „Zystenbildung an Haferwurzeln bzw. Rapswurzeln: ja oder nein“. Diese qualitative Bestimmung der Zysten erfasste lediglich die von außen an den Gefäßwänden sichtbaren Weibchen, welche nach MÜLLER (1987b) durchschnittlich 20 % des Gesamtbesatzes ausmachen. Der gesamte Zystenbesatz in den Gefäßen war bei der Standortauswahl unbedeutend, so dass auf eine quantitative Auswertung verzichtet wurde.

Anhand der Ergebnisse wurde jeweils ein Standort im Raum Köln, Hildesheim, Göttingen und Braunschweig für die geplanten Untersuchungen ausgewählt (Tabelle 2). Bei den Bodenarten handelte es sich nach Aussagen der örtlichen Berater um Löss/Parabraunerde (Köln), Parabraunerde (Hildesheim), tonigen Schluff (Göttingen) und Schwarzerde (Braunschweig). Alle Flächen wurden nach praxisüblicher Fruchtfolge (1. Jahr: Winterweizen oder Kartoffeln, 2. Jahr: Winterweizen oder Wintergerste, 3. Jahr: Zuckerrüben) bewirtschaftet. Zudem erfolgte auf einigen Flächen unmittelbar nach Gerste der Anbau von Zwischenfrüchten (Tab. 2, Abschnitt 2.2.3). Weitere Daten zur Standortbeschreibung befinden sich im Anhang VI.

Tab. 2: Standorte der Versuchsjahre 1998 bis 2000

Versuchsjahr	Standort bei Köln	Standort bei Hildesheim	Standort bei Göttingen	Standort bei Braunschweig
1998	Titz-Spiel ⁰	Ottbergen 1 ⁰	Sieboldshausen 1 ⁰	Schöppenstedt 1 ⁰
1999	Frechen 1*	Drispenstedt ⁰	Sieboldshausen 2*	Bansleben*
2000	Frechen 2*	Ottbergen 2 ⁰	Sieboldshausen 3*	Schöppenstedt 2*

* mit Zwischenfruchtanbau und Pflugfurche

⁰ ohne Zwischenfruchtanbau

2.2.3 Zwischenfruchtanbau

Zur Schaffung verschiedener Besatzdichten von *H. schachtii* wurden im Vorjahr Zwischenfrüchte mit unterschiedlicher Wirtseignung angebaut. Aus technischen Gründen erfolgte dieser Anbau nicht an allen Standorten (Tabelle 2). Ohne vorherigen Zwischenfruchtanbau wurden die Versuchspartzellen zufällig auf der Fläche verteilt. Die Wirtseignung der verwendeten Ölrettichsorten ‘Toro’ und ‘Colonel’ sowie ein Gemisch aus ‘Siletta Nova’ und ‘Toro’ wurde unter kontrollierten Bedingungen nach MÜLLER & RUMPENHORST (2000) getestet. Dabei wurden folgende Vermehrungsraten ermittelt:

Variante	Vermehrungsrate (P_f/P_i)
‘Colonel’	0,2
‘Toro’	1,3
Gemisch aus ‘Siletta Nova’ und ‘Toro’	3,6

Es wurden insgesamt 36 Parzellen (Größe: 27 m²) pro Standort angelegt. Die Aussaat (3 g/m²) des Saatguts erfolgte per Hand nach dem in Abbildung 1 dargestellten Plan. Auf dieser Versuchsfläche wurden die Parzellen für die folgenden Untersuchungen (Abschnitt 2.2.4) mit einer Parzellengröße von je 21,6 m² angelegt.

2	3	1	2	3	1
3	2	3	3	2	3
2	1	1	2	1	1
1	3	2	1	3	2
2	3	3	2	3	3
1	2	1	1	2	1

Fläche je Parzelle = 5,4 m x 5 m

Parzelle 1 = Ölrettich ‘Colonel’

Parzelle 2 = Toro

Parzelle 3 = Ölrettichgemisch ‘Siletta Nova’ und ‘Toro’

Abb. 1: Aussaatplan für drei Zwischenfruchtvarianten

2.2.4 Zuckerrübenanbau und Probenahme im Feld

Auf den Versuchsfeldern wurden ca. 10 m breite Streifen der resistenten und der anfälligen Zuckerrübensorte im Wechsel ausgedrillt und unter den jeweiligen praxisüblichen Bedingungen bewirtschaftet. Pro Feld wurden zwei Versuchsglieder (resistente und anfällige Sorte) als Blockversuch mit drei Blöcken à sechs Wiederholungen angelegt. Die Größe einer Parzelle betrug 10,8 m² (2,7 m x 4 m). Bei einem Reihenabstand von 0,45 m und einem Drillabstand von 0,18 m wuchsen ca. 106 Zuckerrüben in einer Parzelle (unter der Annahme der gesetzlich vorgeschriebenen Mindestkeimfähigkeit von 80 %).

Kurz nach der Aussaat der Zuckerrüben wurden die Bodenproben für die Ermittlung der Ausgangsbesatzdichte von *H. schachtii* (P_{initial} -Wert) genommen. Dazu wurde mit einem Handbohrer (Edelman-Bohrer: Länge 17 cm, Ø 3 cm), an dem ein Stiel angebracht war, bis in eine Tiefe von ca. 25 cm etwa 200 g Boden pro Einstich gezogen. Die 40 Einstiche aus der Parzellenfläche beider Versuchsglieder (21,6 m²) ergaben etwa 8 kg Boden (Abb. 2a). Im Herbst, kurz vor der Ernte der Zuckerrüben, wurden die Proben für die Bestimmung der Endbesatzdichten von *H. schachtii* (P_{final} -Wert) gesammelt. Das Probenahmeraster verengte sich auf 40 Einstiche je Parzelle (10,8 m²) (Abb. 2b).

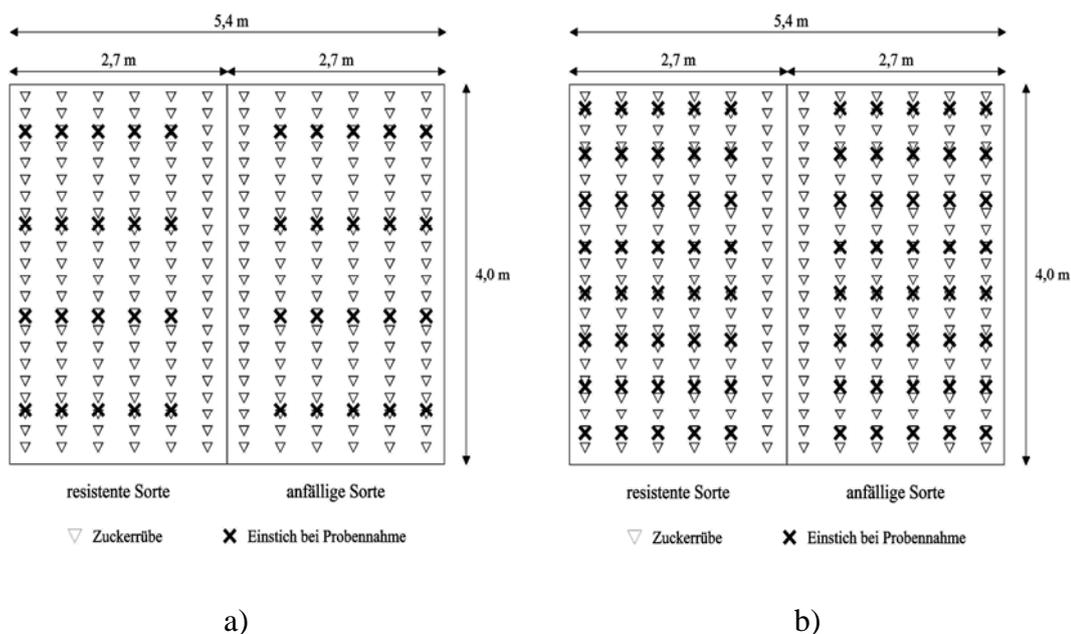


Abb. 2: Probenahmeraster a) zur Aussaat und b) zur Ernte der Zuckerrüben

Bis zur Auswertung lagerten die Bodenproben im Kühlraum bei Temperaturen von 4°C, um den Schlupf der Larven aus den Zysten zu verhindern. Von jeder Bodenprobe wurde nach gründlichem Mischen durch ein Sieb 6 x 300 g Boden abgewogen. Anschließend erfolgte die Untersuchung auf den Besatz mit Zysten und deren Inhalt an Eiern und Larven (Abschnitt 2.2.5), sowie die Bestimmung der Parasitierungsraten mit Eiparasiten. Die Resterde lagerte für anschließende Untersuchungen zum Einfluss resistenter Zuckerrüben auf die Parasitierung durch pilzliche Eiparasiten bei 4°C im Kühlraum (Abschnitt 2.2.10).

2.2.5 Bestimmung der Zystenanzahl sowie der Eier- und Larvenanzahl

Die Extraktion der Zysten aus dem Boden erfolgte nach dem Zentrifugationsverfahren (MÜLLER 1980). Allerdings war die Zuckerlösung durch eine MgSO₄ – Lösung ersetzt und die Maschenweite der Siebe von 50 µm auf 100 µm geändert, da dies für die Isolierung von Zysten ausreichend war. Das gewonnene Gemisch aus Zysten und Bodenresten wurde auf Filterpapier gespült und bis zur weiteren Auswertung im Kühlschrank aufbewahrt. Die Zysten konnten unter dem Stereomikroskop bei zehnfacher Vergrößerung mit einer Pinzette herausgesucht, gezählt und in einem mit Leitungswasser gefüllten Lymphbecken gesammelt werden. Sie wurden dann in Leitungswasser in einem Plastikröhrchen mit einer rotierenden Walze zerquetscht, so dass die Eier und Larven in Suspension vorlagen (GOFFART 1958). Von dieser Suspension kam ein Aliquot von 1 ml in einer Zählkammer zur Auswertung. Je Probe wurden mindestens 50 Eier und Larven ausgezählt; war der Besatz zu gering, um diese Zahl zu erreichen, so wurde die Suspension komplett ausgezählt. Anschließend wurde die Gesamtzahl der Zysten und der Eier und Larven je 100 g Boden berechnet.

2.2.6 Ernte, Aufbereitung und Qualitätsanalyse der Zuckerrüben

Nach der Bodenprobenahme erfolgte die Ernte der Rüben aus den mittleren vier Reihen einer Parzelle von Hand. Auf Höhe der untersten Blattnarbe wurden die Pflanzen geköpft und somit in Rübe und Blatt (Spreite, Stiel, Kopf) getrennt. Das Blattmaterial verblieb auf dem Feld und die Verarbeitung der Rüben fand in den jeweiligen Zuckerfabriken vor Ort

statt. Die Ertrags- und Qualitätsanalysen wurden mit den dort üblichen Techniken durchgeführt. Die Berechnung des Standard-Melasseverlustes (SMV) und Bereinigten Zuckerertrages (BZE) erfolgte nach BUCHHOLZ et al. (1995) und WINNER (1981), (Gleichungen 1 und 2).

$$\text{SMV} = 0,12 (\text{K}^1 + \text{Na}^1) + 0,24 \text{AmN}^1 + 0,48 \quad \text{Gl. (1)}$$

Standard-Melasseverlust (SMV) an Zucker [% auf Rübe]
zur Bewertung der technischen Qualität von Zuckerrüben

Nach BUCHHOLZ et al. (1995); ¹⁾ Stoffmengengehalt der Rüben in mmol · 100g⁻¹

$$\text{BZE} = \text{RE} \cdot (\text{ZG} - \text{SMV} - 0,6) \quad \text{Gl. (2)}$$

Berechnung des Bereinigten Zuckerertrages (BZE) aus Rübenertrag (RE),
Zuckergehalt (ZG), Standard-Melasseverlust (SMV) und Standard-
Fabrikverlust (0,6).

Nach WINNER (1981) und BUCHHOLZ et al. (1995); Angabe des ZG und SMV in [% Zucker auf Rübe], RE und BZE in [t · ha⁻¹]

2.2.7 Einwanderung der Larven in die Wurzeln

Die Versuche zur Larveneinwanderung in die Zuckerrübenwurzeln wurden im Gewächshaus durchgeführt. Die Aussaat der Zuckerrüben erfolgte direkt in mit Quarzsand (Korngröße 0,1 - 0,5 mm) gefüllte Töpfe (PVC, Ø 14 cm). Diese waren am Boden mit einem wasserdurchlässigen Vlies ausgelegt, um das Auslaufen des Kultursubstrats zu verhindern. Der Sand wurde mit 50 ml/kg einer Steiner-Nährlösung angefeuchtet. Je Topf wurden 20 Pflanzen ausgesät und im Gewächshaus bei Temperaturen von 17°C tagsüber unter HQI - Lampen (7 – 21 Uhr) und 15°C nachts aufgestellt. Die Zahl der angezogenen resistenten wie anfälligen Pflanzen betrug jeweils 400 Pflanzen (20 Töpfe à 20 Pflanzen). Zwei Wochen nach der Aussaat der Pflanzen erfolgte die Inokulation der Larven. In einer wässrigen Suspension wurden pro Pflanze 1000 Larven in ein ca. 1,5 cm tiefes Loch etwa 1 cm von dem Sämling entfernt inokuliert. Die Auswertung erfolgte sieben Tage nach Zugabe der Larvensuspension. Dazu wurden die Wurzeln vorsichtig abgespült und die Wurzellänge bis zum deutlich sichtbaren Hypokotyl

gemessen. Anschließend wurden die 20 Wurzeln aus einem Topf mit einer rotierenden Walze zerquetscht und die frei gewordenen Larven unter dem Mikroskop ausgezählt.

2.2.8 Männchenentwicklung des Nematoden

Die Versuchspflanzen wurden im Gewächshaus in PVC-Gefäßen (2 cm x 4 cm x 12 cm) kultiviert und standen in Holzkisten (120 Gefäße je Kiste) mit einem Gitterboden auf wasserdurchlässigem Vlies. In die Gefäße wurde mit Steiner-Nährlösung angefeuchteter Quarzsand eingefüllt und jeweils ein Korn Zuckerrübensaatgut in ein ca. 1 cm tiefes Loch ausgelegt. Es erfolgte die Anzucht von jeweils 120 Pflanzen der resistenten Versuchssorte und anfälligen Kontrollsorte. Nach zwei Wochen wurden je 800 Larven in wässriger Suspension ca. 1 cm neben der Pflanze in ein ca. 1,5 cm tiefes Loch inokuliert. Da nach einer weiteren Woche die meisten Larven in die Pflanzenwurzeln eingewandert waren (KLINKE 1995), konnten die Pflanzen vorsichtig mit Wasser gesäubert und jeweils fünf Pflanzen auf ein kleines Sieb gelegt werden. Dabei lagen die Wurzeln auf dem gesamten Siebboden verteilt und der Spross erhielt am Rand des Siebes eine aufrechte Position. Es wurden jeweils 20 Siebe für die resistente Sorte und für die anfällige Sorte angelegt. Diese Siebe bestanden aus einem Stück PVC-Rohr (Höhe 2 cm, \varnothing 7 cm) und waren an einer Seite mit einer PE-Gaze (Maschenweite 100 μ m) beklebt. An derselben Seite waren drei Drahtstifte aus Edelstahl (Länge 2 cm) angebracht, auf denen die Siebe in einer mit Wasser gefüllten Glaspetrischale standen. Dabei war darauf zu achten, dass ein Kontakt zwischen den Pflanzenwurzeln auf der Gaze und der Wasseroberfläche in der Schale bestand. Die inzwischen entwickelten *H. schachtii*- Männchen wanderten aus den Wurzeln durch die Gaze und sanken auf den Boden der Petrischale ab.

Der Versuch wurde im Gewächshaus durchgeführt, wo die Schalen mit einem feinen Wassernebel besprüht wurden. Die feine Dosierung der Sprühanlage (Regulierung über eine Tauwaage, die in der gärtnerischen Praxis für die Stecklingsanzucht verwendet wird) ermöglichte eine regelmäßige Wasserzufuhr zu den Pflanzenwurzeln, ohne dass Nematoden aus der Schale herausgespült wurden. Die Entnahme der Suspension aus der Petrischale zur weiteren Untersuchung erfolgte an den in Tabelle 3 aufgeführten Terminen. Danach wurden die Petrischalen sofort wieder mit Wasser aufgefüllt, um die angesprochenen Versuchsbedingungen beizubehalten.

Tab. 3: Entnahmetag der Suspensionen zur Auszählung ausgewanderter
H. schachtii- Männchen

Entnahmetag	Erster Versuch [Tag nach der Inokulation]	Zweiter Versuch [Tag nach der Inokulation]
1.	10.	14.
2.	15.	28.
3.	20.	31.
4.	25.	34.
5.	--	41.
6.	--	48.

2.2.9 Körperlänge der Männchen

In der Vergangenheit war die Messung der Körperlängen von Nematoden nur durch aufwendige Methoden möglich. Neuerdings sind solche Messungen und andere mikroskopische Auswertungen (z.B. Zählungen von Larven in Suspensionen) durch die Hilfe von Bildverarbeitungs- und Analysesystemen erleichtert worden. Das auf der Benutzeroberfläche von Microsoft Windows basierende Computerprogramm 'QWin' der Firma LEICA ist speziell für diesen Bedarf konzipiert worden. Damit können mittels einer Kamera am Mikroskop die Objekte am PC-Bildschirm sichtbar gemacht werden. Die anschließende Auswertung der mikroskopischen Bilder erfolgt mit Hilfe spezieller Funktionen aus 'QWin'.

So war auch die Messung der Körperlänge von *H. schachtii*-Männchen durchführbar. Dazu wurde die in Abschnitt 2.2.8 erhaltene Männchensuspension so stark mit Leitungswasser verdünnt, bis die Nematoden in der Beobachtungskammer einzeln erkennbar vorlagen. Zur Auszählung wurde die Suspension in eine Plexiglaskammer gefüllt und bei 2,5-facher Vergrößerung unter das Mikroskop gelegt. Dabei stellte sich heraus, dass beim automatischen Ablauf des Computerprogramms durch die Existenz von Fremdpartikeln in der Suspension Fehlmessungen auftreten können. Um diese zu

vermeiden, war im Programm die Eingabe der Messbereiche für die zu erwartenden Körperlängen oder eine manuelle Zuweisung der Messobjekte erforderlich.

2.2.10 Nematodenantagonisten

Die Parasitierung von *H. schachtii* durch eiparasitäre Pilze in natürlicher Felderde wurde nach mehrjährigem Anbau einer resistenten und einer anfälligen Zuckerrübensorte (Anbau einmal im Feld und dreimal im Gewächshaus) untersucht. Zur Durchführung dieser Versuche standen 28 verschiedene Bodenproben aus unterschiedlichen Feldern (Abschnitt 2.2.2 und 2.2.4) zur Verfügung. In folgender Übersicht sind die Zeitpunkte für die Entnahme der Proben zur Ermittlung der Parasitierung dargestellt (Tab. 4):

Tab. 4: Zeitpunkt der Probenentnahme zur Bestimmung der Parasitierung und Standort der Versuche

Zeitpunkt 1:	vor dem Anbau von Zuckerrüben	im Feld
Zeitpunkt 2:	nach dem ersten Anbau von Zuckerrüben	im Feld
Zeitpunkt 3:	nach dem zweiten Anbau von Zuckerrüben	im Gewächshaus
Zeitpunkt 4:	nach dem dritten Anbau von Zuckerrüben	im Gewächshaus
Zeitpunkt 5:	nach dem vierten Anbau von Zuckerrüben	im Gewächshaus

Der zweite bis vierte Anbau der resistenten bzw. anfälligen Sorte in den Felderden wurde im Gewächshaus nach zwei verschiedenen Ansätzen durchgeführt.

1. Ansatz: Anbau von Zuckerrüben in Töpfen mit einer Kulturdauer von vier Monaten

Dazu erfolgte die Aussaat von jeweils 80 Pflanzen der resistenten Versuchssorte und der anfälligen Kontrollsorte in Quarzsand. Nach etwa zwei Wochen wurden die Felderden (Abschnitt 2.2.5.3) in PVC -Töpfe (Ø 14 cm) gefüllt und pro Topf ein Zuckerrübenpflänzchen pikiert. Die Pflanzen wurden im Gewächshaus vier Monate bei tagsüber ca. 22°C und nachts ca. 19°C kultiviert. Bei einer Anzucht der Zuckerrüben in der Zeit von

Oktober bis März mussten die Pflanzen mit HQI- Lampen (tagsüber von 7 – 21 Uhr) beleuchtet werden. Die erste Düngung mit 0,3%iger Wuxallösung wurde ca. zwei Wochen nach dem Pikieren gegeben, da die Pflanzen bis zu diesem Zeitpunkt den Topf durchwurzelt hatten.

In regelmäßigen Abständen erfolgte eine Bonitur der Wurzelerdballen auf lebende (weiße) Weibchen und abgestorbene Weibchen (braune Zysten). Während der Versuchsdauer sollten sich drei Generationen an der Pflanze entwickeln. Bei der Zählung der Generationen musste die zeitlich versetzte Entwicklung der Weibchen berücksichtigt werden, da sich zwischen den lebenden Weibchen eine Vielzahl abgestorbener Weibchen befand. Eine Zuordnung der Weibchen zu einer Generation war möglich, da über einen längeren Zeitraum keine Weibchen an den Wurzelballen sichtbar waren.

Nach ca. vier Monaten wurde die Probe aus den Töpfen für eine Wiederholung gründlich gemischt, mindestens dreimal gesiebt und davon 300 g Boden abgewogen. Diese so gewonnenen Bodenproben dienten als Grundlage für weitere Untersuchungen. Die Resterde wurde in PE-Tüten im Kühlraum bei 4°C für mindestens einen Monat gelagert und konnte danach für weitere Untersuchungen verwendet werden.

2. Ansatz: Anzucht in Faltschachtelgefäßen mit einer Kulturdauer von zwei Monaten

Im Gewächshaus erfolgte die Aussaat von je 320 Pflanzen der resistenten Versuchssorte und der anfälligen Kontrollsorte in Keimschalen. Nach etwa zwei Wochen wurden die PVC-Gefäße (2 cm x 4 cm x 12 cm) mit der Versuchserde gefüllt und pro Faltschachtel ein Keimling pikiert. Die Gefäße waren wegen der Staunässegefahr unten offen und standen in einer Holzkiste (je 120 Gefäße) mit Drahtboden auf wasserdurchlässigem Vlies. Die Beleuchtung der Pflanzen und Temperaturregulation im Gewächshaus sowie die Düngergabe entsprach der Handhabung beim ersten Ansatz. Die Auswertung erfolgte nach der Entwicklung der ersten Nematodengeneration. Zur Bestimmung des Termins musste eine regelmäßige Bonitur der Pflanzenwurzeln auf lebende Weibchen an den Außenwänden der durchsichtigen PVC-Schachteln erfolgen. Aus den Proben je Versuchspartelle wurden nach gründlichem Mischen und Sieben der Erde 300 g Boden für die Bestimmung der Zystenanzahl, der Eier und Larven sowie der pilzlichen Eiparasiten verwendet. Die restliche Erde wurde bei 4°C für weitere Versuchszwecke mindestens einen Monat kühl gelagert.

Um den Anteil parasitierter Nematodeneier zu ermitteln wurden mindestens 100 Eier und Larven in eine Petrischale mit Wasseragar (5 g Agar + 150 mg Streptomycinsulfat auf 500 ml Aqua dest.) pipettiert und bei Zimmertemperatur für 48 Stunden im Dunkeln aufbewahrt. Aus den parasitierten Eiern und Larven wuchsen nach diesem Zeitraum gut zu erkennende Hyphen heraus. Die von Pilzen befallenen Nematoden waren direkt in den Schalen auszählbar und deren prozentualer Anteil, bezogen auf die Gesamtzahl der Eier und Larven, stellte die Parasitierungsrate dar. Für eine Artenbestimmung der Pilze wurden einzelne Eier und Larven auf Wasseragar übertragen und bei Zimmertemperatur und Tageslicht kultiviert bis eine Zuordnung anhand der Vermehrungsorgane möglich war (DOMSCH & GAMS 1970; ARX 1974).

2.2.11 Statistische Auswertung

Da die Daten für Eier und Larven aus einer Mischprobe nicht normalverteilt waren, wurden sie logarithmisch transformiert ($x' = \log x + 1$). Die Mittelwerte und Vertrauensgrenzen wurden aus transformierten Werten berechnet, die Variationskoeffizienten dagegen aus den Originalzahlen. Die Vertrauensgrenzen wurden aus der Standardabweichung des Einzelwertes mit einer für die Größenordnung ausreichenden Irrtumswahrscheinlichkeit von $p = 0,2$ nach den Formeln

$$VG_{\text{unten}} = \bar{x} - t \cdot s_n$$

$$VG_{\text{oben}} = \bar{x} + t \cdot s_n$$

berechnet (KÖHLER et al. 1996; COCHRAN 1972),

wobei

\bar{x} = Mittelwert

s_n = für eine bestimmte Zahl von Extraktionen berechnete Standardabweichung

$$s_n = s_1 \div \sqrt{n} \quad (\text{BURBA \& HAUFE 1972})$$

t = Wert für t bei $p = 0,2$ aus der t - Tabelle

n = Stichprobenumfang (Zahl der Extraktionen).

Die Versuchsergebnisse zur Larveneinwanderung, Anzahl entwickelter Männchen und Körperlänge der Männchen wurden als Absolutwerte verrechnet. Mit dem Shapiro-Wilk-Test erfolgte die Überprüfung auf Normalverteilung der Daten und anschließend mit dem modifizierten Levene-Test die Überprüfung der Varianzhomogenität. Bei Erfüllung der Voraussetzungen wurden die Daten mit dem t-Test (zweiseitige Fragestellung) zum Vergleich unabhängiger Stichproben für eine Irrtumswahrscheinlichkeit von 5 % verrechnet.

Die Daten aus den Untersuchungen zur Parasitierungsrate wurden mit dem Welch-Test (zweiseitige Fragestellung, bei einer Irrtumswahrscheinlichkeit von 5 %) verrechnet. Die Durchführung der Berechnungen erfolgte mit dem Statistikprogramm SAS. Die Regressionsanalysen erfolgten mit dem Statistik- und Grafikprogramm Excel und SAS.

3. Ergebnisse

3.1 Resistenzprüfung im Gewächshaus

Die Resistenz einer Sorte wird an der Transmissionsrate der Resistenz bewertet. Eine Trennung zwischen resistenten und anfälligen Pflanzen in einer Sorte erfolgt anhand der Weibchen- bzw. Zystenentwicklung von *H. schachtii*. In den Abbildungen 3 bis 5 sind die Häufigkeitsverteilungen der Zystenzahlen pro Pflanze aus der resistenten und anfälligen Sorte für das Saatgut aus den Versuchsjahren 1998, 1999 und 2000 dargestellt.

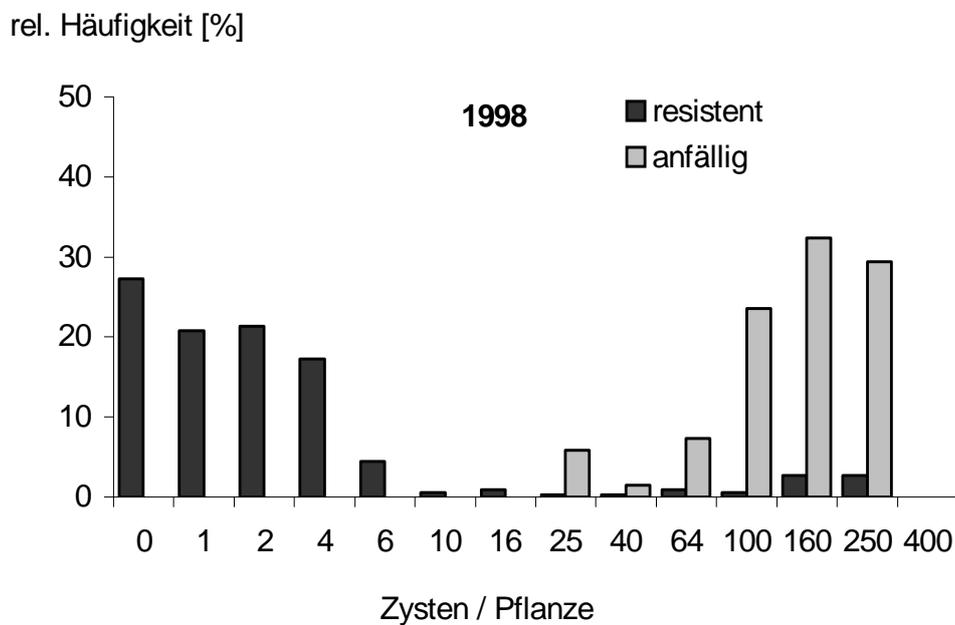


Abb. 3: Häufigkeitsverteilungen der Zysten pro Pflanze an der resistenten und anfälligen Sorte (1998)

Aus der Häufigkeitsverteilung der Zystenzahlen für die anfällige Sorte im Jahr 1998 geht hervor, dass der überwiegende Anteil (85 %) der untersuchten Pflanzen in die Klassen 100 bis 250 Zysten pro Pflanze fallen (Abbildung 3). Die entscheidende Größe zur Trennung von resistenten und anfälligen Pflanzen ist der Minimalwert der Häufigkeits-

verteilung der Zystenanzahl pro Pflanze bei der anfälligen Sorte. Dieser Wert liegt bei 25 bis 40 Zysten pro Pflanze und zeigt an, dass die Pflanzen der resistenten Sorte ab einer Anzahl von 25 Zysten den anfälligen Pflanzen zuzuordnen sind. Der Anteil resistenter Pflanzen in einer Sorte bezogen auf die Gesamtzahl getesteter Pflanzen ist die Transmissionsrate der Resistenz. An 7 % der Pflanzen der resistenten Sorte konnten sich mehr als 25 Zysten entwickeln, somit waren diese Pflanzen anfällig gegen *H. schachtii*. Dagegen verteilten sich 334 der untersuchten Pflanzen auf die Klassen von 0 bis 25 Zysten/Pflanze. Diese Pflanzen werden als resistent bezeichnet, da die Zystenanzahlen außerhalb der Häufigkeitsverteilung der Zysten an anfälligen Pflanzen liegen. Auf diese Pflanzen wurde der resistenztragende Chromosomenabschnitt übertragen; die Transmissionsrate der Resistenz aus der Versuchssorte im Jahr 1998 beträgt 93 %. Für das Versuchssaatgut 1999 berechnete sich eine Transmissionsrate der Resistenz von 92 % (Abbildung 4) und im Jahr 2000 lag der Wert bei 95 % (Abbildung 5).

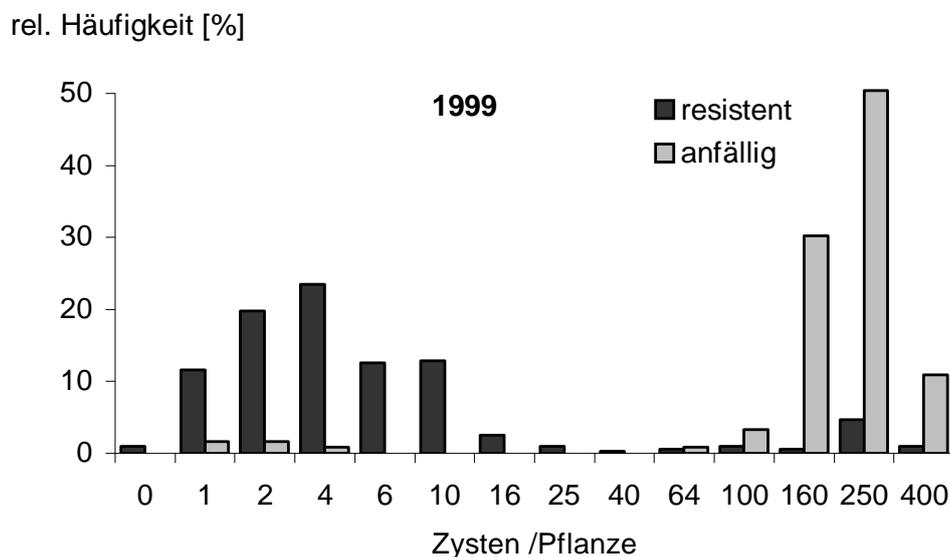


Abb. 4: Häufigkeitsverteilungen der Zysten pro Pflanze an der resistenten und anfälligen Sorte (1999)

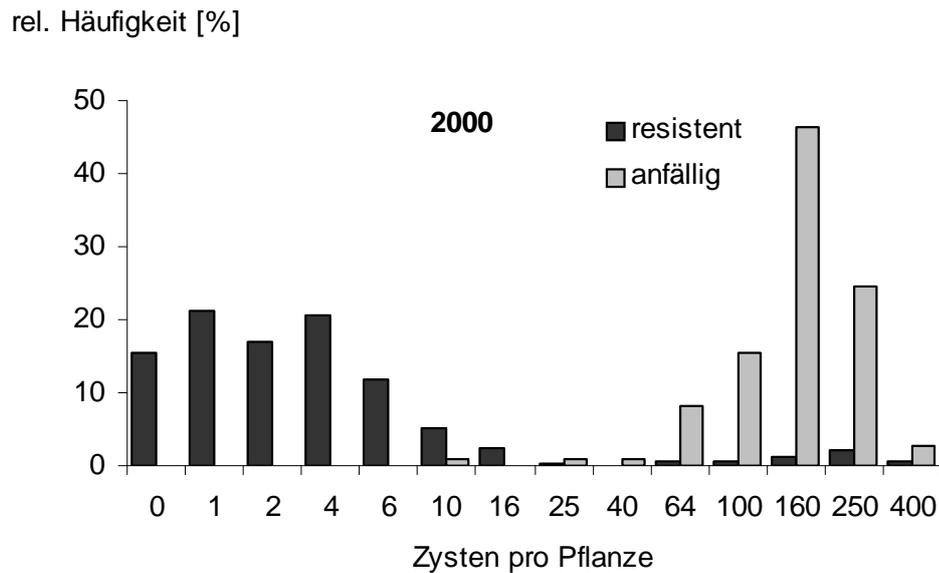


Abb. 5: Häufigkeitsverteilungen der Zysten pro Pflanze an der resistenten und anfälligen Sorte (2000)

3.2 Resistenzprüfung im Feld

Um die Auswirkungen eines Anbaus der Versuchssorte auf die Abundanzdynamik von *H. schachtii* im Feld zu untersuchen, wurde die Vermehrungsrate des Nematoden bestimmt. Die Vermehrungsrate hängt im Wesentlichen von der Wirtspflanze, der Anfangspopulationsdichte (P_i -Wert) und dem Anbaujahr ab (SCHLANG 1991a) und lässt sich als Quotient von End- und Anfangspopulationsdichte (P_f / P_i -Wert) berechnen. Weiterhin sollte überprüft werden, ob der Standort einen Einfluss auf die Resistenz der Sorte hatte. Dazu erfolgte der Zuckerrübenanbau an vier Standorten in den Regionen Köln, Hildesheim, Göttingen und Braunschweig. Im Anhang III sind die ermittelten Anfangs- und Endpopulationsdichten zu finden. In Abbildung 6 bis 8 sind Anfangspopulationsdichten (P_i -Werte) und die dazugehörigen Vermehrungsraten von *H. schachtii* an der resistenten und der anfälligen Sorte in den Jahren 1998-2000 aufgeführt. Regressionsberechnungen aus insgesamt 36 Wertepaaren je Standort ergaben sortenspezifische Kurven, deren Verlauf durch eine Potenzfunktion beschrieben ist. Die beiden Sortenkurven eines Standortes unterscheiden sich vor allem durch ihre Lage voneinander, zeigen jedoch

einen gleichsinnigen Verlauf. So berechnete sich auf Feldern mit breit gestreuten Anfangspopulationsdichten ein Zusammenhang zwischen dem P_i -Wert und der Vermehrungsrate von *H. schachtii*. Demnach ist die zu erwartende Vermehrungsrate umso höher, je niedriger der Befall im Frühjahr ist. Auch an den Pflanzen der resistenten Sorte fand bei niedrigen P_i -Werten eine Nematodenvermehrung statt. Dagegen ist selbst unter der anfälligen Sorte bei sehr hohen P_i -Werten (z. B. 5500 Eier und Larven/100 g Boden am Standort Köln 1999) eine Reduktion der Populationsdichte eingetreten. Der P_i -Wert, bei dem sich eine Vermehrungsrate von 1 einstellt, wird als wirtsspezifische Verseuchungsdichte bezeichnet. Sie zeigt an, bis zu welchem P_i -Wert eine Sorte die Populationsdichte anhebt (Vermehrungsrate >1) oder umgekehrt, ab welchem P_i -Wert die Sorte die Nematodendichte reduziert (Vermehrungsrate <1). Die wirtsspezifische Verseuchungsdichte der resistenten Sorte variierte je nach Standort und Anbaujahr in einem Bereich zwischen ca. 500 und 1000 Eiern und Larven pro 100 g Boden.

3.3 Toleranzprüfung im Gewächshaus

Um Toleranz in Zuckerrüben frühzeitig zu erkennen, sollte ein möglicher Zusammenhang zwischen der Zystenanzahl pro Pflanze und dem Sprossgewicht untersucht werden. Dazu wurde das Versuchssaatgut aus dem Jahr 1998 verwendet. In Abbildung 9 sind die Sprossgewichte von 360 Pflanzen der resistenten Sorte und die Anzahl der sich daran entwickelten Zysten dargestellt. Von diesen Pflanzen wurden 25 Pflanzen als anfällig eingestuft, da sich an ihnen mehr als 25 Zysten bilden konnten (Abschnitt 3.1). Die Punktwolke, die sich aus den 360 Wertepaaren ergibt, lässt keinen Zusammenhang zwischen der Anzahl der Zysten und dem Sprossgewicht erkennen. Die Gewichte für anfällige Pflanzen in der resistenten Sorte liegen in dem Bereich der Sprossgewichte für resistente Pflanzen. Die Interpretation dieser Ergebnisse ist auf Grund der wenigen anfälligen Pflanzen in der resistenten Sorte mit Vorsicht zu geschehen. Sie deuten jedoch darauf hin, dass ein Toleranznachweis in Zuckerrüben zu diesem Zeitpunkt (sechs Wochen nach der Larveninokulation) und unter den hier vorhandenen Versuchsbedingungen nicht möglich ist.

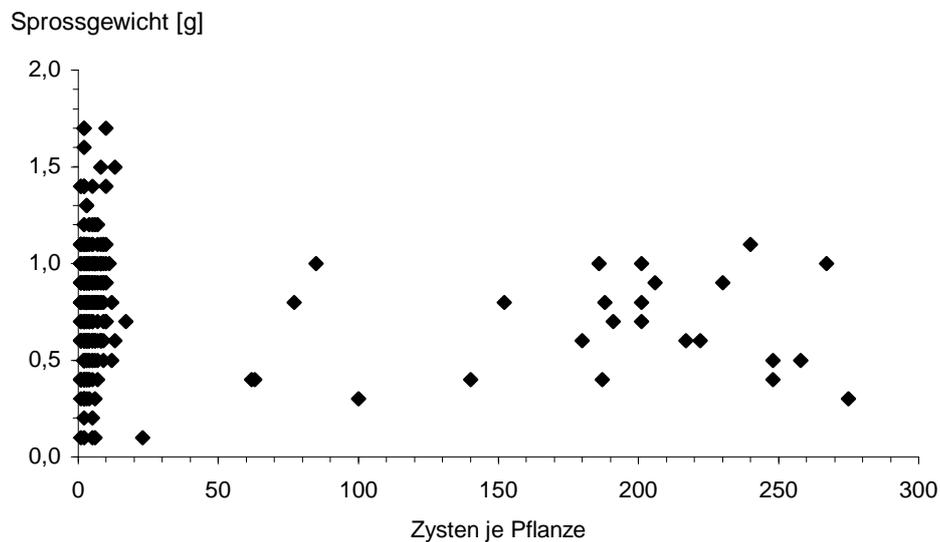


Abb. 9: Zusammenhang zwischen Zystenanzahl pro Pflanze und Sprossgewicht für resistente und anfällige Pflanzen aus einer resistenten Sorte

3.4 Toleranzprüfung im Feld

Toleranz in Zuckerrüben wurde durch Bestimmung der Ertragsleistung der Versuchssorte bei unterschiedlichen Anfangspopulationsdichten (P_i -Wert) im Feld beurteilt. In Abbildung 10 bis 12 sind die Rübenenerträge [dt/ha] der resistenten und anfälligen Sorte für die Versuchsserien 1998, 1999 und 2000 an je vier Standorten dargestellt. Die Parzellenerträge (18 Werte pro Sorte) wurden dem jeweiligen P_i -Wert zugeordnet und Regressionsberechnungen unterzogen. Dabei gelang die beste Anpassung der Wertepaare an den Kurvenverlauf einer Potenzfunktion. Die Sortenkurven für den Bereinigten Zuckerertrag zeigten einen ähnlichen Verlauf wie die der Rübenenerträge, so dass auf eine gesonderte Darstellung verzichtet wurde. Insgesamt lagen die Ertragsleistungen für beide Sorten auf einem für Feldversuche dieser Art normalen Niveau (Anhang IV). In einigen Fällen (bei P_i -Werten unter 100 Eiern und Larven pro 100 g Boden) war die Leistung der anfälligen Sorte der von resistenten Zuckerrüben überlegen. Ansonsten zeigte die resistente Sorte auch bei einem Nematodenbefall unterhalb der Schadensschwelle (500-1000 Eiern und Larven pro 100 g Boden) ähnlich hohe Ertragsleistungen wie die anfällige Sorte.

Die resistente Sorte reagierte auf eine hohe Anfangspopulationsdichte (P_i -Wert) nicht mit einem wesentlichen Rückgang der Ertragsleistung, dies drückt sich in einer kaum vorhandenen Korrelation aus. Im Vergleich dazu zeigten die Kurven für die Leistung der anfälligen Sorte, bis auf wenige Ausnahmen, bei hohem P_i -Wert einen abfallenden Verlauf. Somit wies die Versuchssorte bei den vorgefundenen Nematodenbefallsdichten ein toleranteres Verhalten als die Kontrollsorte auf; die resistente Sorte besaß demnach Toleranz. Allgemeingültige Aussagen für alle Standorte müssen mit Vorsicht geschehen, da die teilweise nur gering korrelierten Erträge keine sichere Aussage erlauben.

3.5 Berechnungen zum Untersuchungsaufwand im Feld

3.5.1 Zur Toleranz

Es sollte festgestellt werden, welcher Untersuchungsaufwand bei Sortenversuchen dieser Art mindestens erforderlich ist, um abgesicherte Aussagen über Resistenz und Toleranz in Zuckerrüben zu erhalten. Der Versuch wurde auf allen Standorten nach einem standardisierten Muster durchgeführt (Abschnitt 2.2.4 bis 2.2.6).

Anzahl der Parzellen pro Standort

Ausgehend von den 18 Parzellen pro Sorte und Standort wird im Folgenden beispielhaft für den Standort Köln aus dem Jahr 1999 aufgezeigt, welche Aussagesicherheit zur Toleranz bei einer Reduktion der Parzellenanzahl zu erwarten ist. Dazu wurden die 18 Wertepaare in zwei Datenblöcke (à neun Paare) aufgeteilt und jeweils Regressionsberechnungen unterzogen. Die in Abbildung 13a und 13b dargestellten Kurven zeigen für die resistente und anfällige Sorte einen unterschiedlichen Verlauf. In 13a ist die Sorte als tolerant zu bezeichnen, da zwischen dem Rübenenertrag und dem P_i -Wert keine Korrelation ($R^2 = 0,11$) besteht. Dagegen ergab die Verrechnung des zweiten Datenblocks (Abbildung 13b) einen Zusammenhang zwischen dem P_i -Wert und dem Rübenenertrag ($R^2 = 0,64$). Auf Grund der Streuung der Ertragsdaten ist bei Sortenversuchen dieser Art (Parzellengröße ca. 11 m²) eine Unterschreitung der Anzahl von 18 Parzellen nicht zu empfehlen.

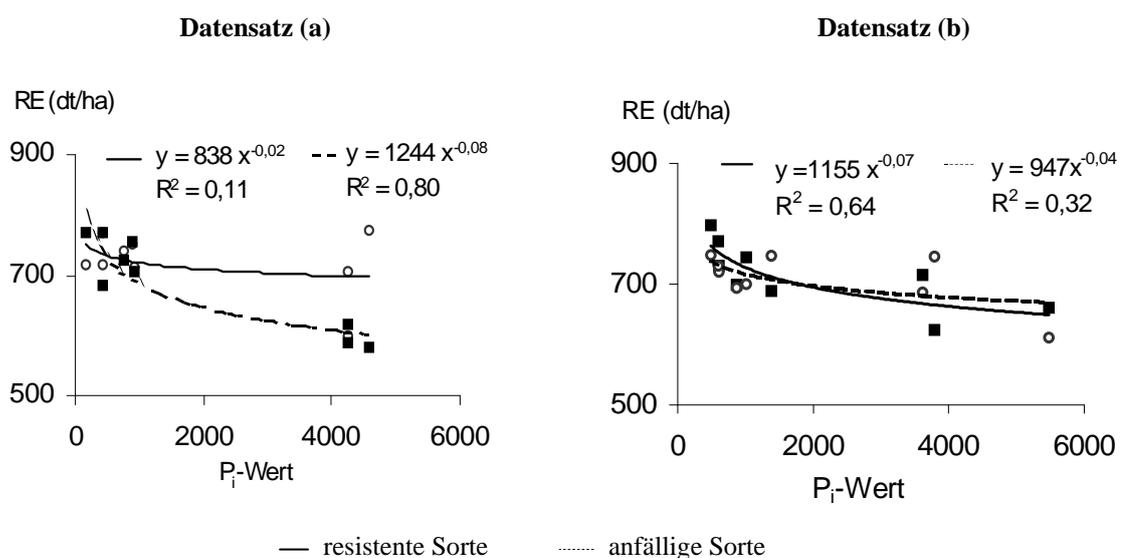


Abb. 13: Beziehung zwischen P_i -Wert und Rübenenertrag (RE) für eine resistente und eine anfällige Sorte, berechnet für zwei verschiedene Datensätze (a) und (b)

3.5.2 Zur Resistenz

Probenahme in einer Parzelle

Es wurde ermittelt, welche Streuungen für Nematodenbesatzdichten auftreten können, wenn die Einstiche an verschiedenen Stellen in der Parzelle vorgenommen werden. Nach dem in Abbildung 2b dargestellten Schema wurden grundsätzlich bei den Versuchen dieser Arbeit mit 40 Einstichen ca. 8 kg Boden aus einer Parzelle gesammelt. Von diesem Boden wurden nach gründlicher Durchmischung (= Mischprobe) Teilproben von jeweils 300 g Boden entnommen und auf den Eier- und Larvenbesatz untersucht. Die Anzahl der Teilproben betrug zu Beginn der Untersuchungen sechs x 300 g Boden und wurde auf Grund der in Abbildung 18 dargestellten Ergebnisse auf drei x 300 g Boden reduziert (Anhang V). Der Mittelwert daraus repräsentierte die Populationsdichte in einer Mischprobe. Der gesamte Vorgang erfolgte für diese spezielle Untersuchung zehn Mal für eine Parzelle (Abbildung 14), wobei das Einstichraster jedes Mal versetzt angelegt wurde. Die ermittelten Populationsdichten für zehn Mischproben sind unterschiedlich hoch, der zugehörige Variationskoeffizient (= VK_{Einstich}) lässt sich berechnen (Tabelle 6). Insgesamt wurden vier Parzellen an den Standorten bei Köln und Hildesheim im Jahr 1999 nach diesem Muster untersucht, die Variationskoeffizienten den jeweiligen Populationsdichten zugeordnet und Regressionsberechnungen unterzogen. Die beste Anpassung der vier Wertereihen ergab sich an eine Potenzfunktion. Aus deren Kurvenverlauf wird ersichtlich, dass VK_{Einstich} mit zunehmendem Nematodenbesatz abnimmt (Abbildung 16).

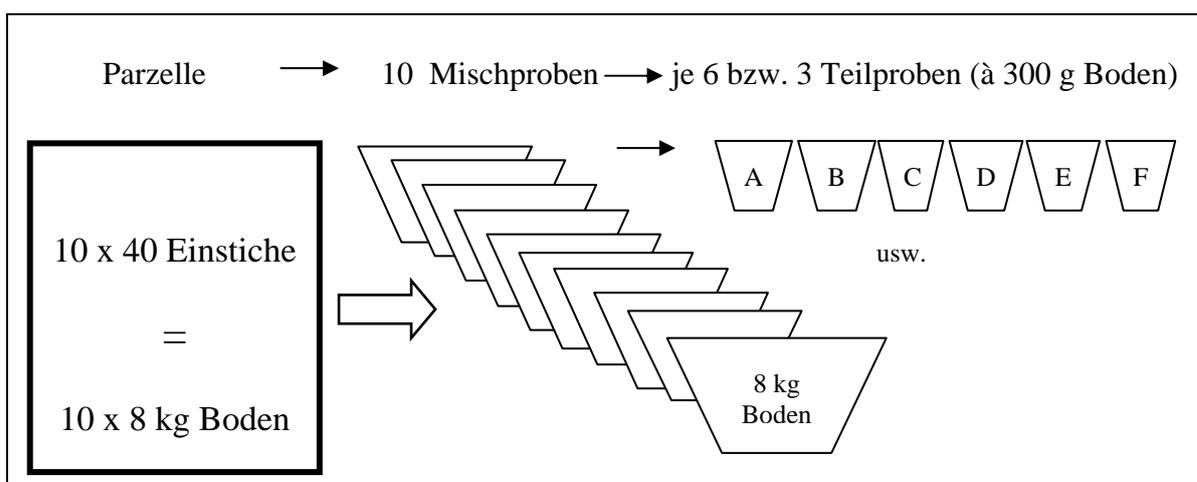


Abb.: 14: Schema zum Untersuchungsaufwand zur Ermittlung des Variationskoeffizienten VK_{Einstich}

Entnahme von Teilproben aus einer Mischprobe

Die aus der Mischprobe (ca. 8 kg Boden) auf den Zysten bzw. Eier- und Larvenbesatz untersuchten 1,8 kg Boden waren bei dem hier angewandten Versuchskonzept der maximal mögliche Arbeitsaufwand. Labortechnische Gründe erforderten eine Aufteilung dieser 1,8 kg Boden in sechs Teilproben zu je 300 g Boden.

Nach gründlicher Durchmischung der ca. 8 kg umfassenden Bodenprobe, sollten die Zysten darin gleichmäßig verteilt sein. Alle daraus entnommenen Teilproben würden die gleiche Chance haben eine bestimmte Zystenanzahl zu enthalten, da die Verteilung dann einer Poissonverteilung folgt (KÖHLER et al. 1996). Beispielhaft für vier Mischproben aus unterschiedlichen Parzellen der Versuchsserie 1999 wurden die tatsächlich vorliegenden Fehler für Zystenzahlen aus jeweils sechs Teilproben ermittelt ($VK_{\text{experimentell}}$) und mit denen nach Poisson zu erwartenden Werten (VK_{Poisson}) verglichen (Tab.5). Die aus den experimentell ermittelten Daten berechneten Fehler lagen ungefähr in der Größenordnung der theoretischen Werte. Die Ergebnisse sind jedoch unter Vorbehalt zu sehen, da zu erwarten war, dass der experimentelle Fehler mindestens so groß wie der nach Poisson ist.

Tab. 5: Anzahl der Zysten [100 g Boden] aus sechs Teilproben à 300 g Boden für vier Mischproben mit unterschiedlicher Populationsdichten

Teilprobe	Mischprobe 907	Mischprobe 1311	Mischprobe 2221	Mischprobe 6049
A	91	106	134	210
B	86	90	108	231
C	81	94	131	239
D	78	89	123	222
E	84	99	154	212
F	83	93	116	232
\bar{x}	84	85	123	224
s	5	6	10	12
$VK_{\text{experimentell}}$	5,9	7,1	8,1	5,4
VK_{Poisson}	10,9	10,3	9,2	6,7

Der Inhalt der Zysten, die Eier und Larven, unterlagen einer natürlich bedingten Schwankung, so dass aus den sechs Teilproben unterschiedlich hohe Populationsdichten (E+L/100 g Boden) ermittelt wurden. Welche prozentualen Streuungen (= $VK_{\text{Teilprobe}}$) der sechs Teilprobenwerte für Eier und Larven aus einer Mischprobe für bestimmte Wahrscheinlichkeiten zu erwarten sind, wurde berechnet. Der grundsätzliche Zusammenhang zwischen der Populationsdichte und dem $VK_{\text{Teilprobe}}$ ist in Abbildung 15 dargestellt. Die Regressionsberechnungen für die Werte aus 216 verschiedenen Mischproben der Versuchsserie 1998 ergaben den dargestellten abfallenden Kurvenverlauf einer Potenzfunktion. Vor diesem Hintergrund, den möglichen Variationskoeffizienten bei sechs untersuchten Teilproben aus einer Mischprobe, müssen die in Abbildung 18 dargestellten Ergebnisse für Vertrauensgrenzen gesehen werden.

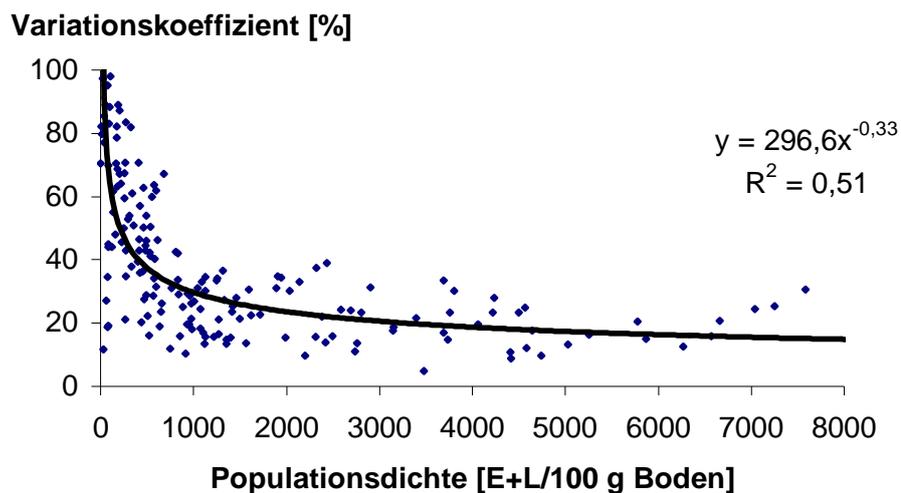


Abb.15: Zusammenhang zwischen der Populationsdichte und dem Variationskoeffizienten für jeweils sechs Teilproben aus einer Mischprobe

Um einen Vergleich zwischen $VK_{\text{Teilprobe}}$ mit VK_{Einstich} zu ermöglichen, wurden auch für die vier oben genannten Parzellen $VK_{\text{Teilprobe}}$ bei unterschiedlichen Populationsdichten berechnet (Tabelle 6). Regressionsberechnungen zwischen der Populationsdichte und $VK_{\text{Teilprobe}}$ ergaben die in Abbildung 16 dargestellte Kurve einer Potenzfunktion. Aus deren Verlauf ist ein negativer Zusammenhang zwischen beiden Merkmalen abzulesen, ähnlich wie er für VK_{Einstich} vorgefunden wurde: Je mehr Zysten pro Einstich erfasst

werden, um so einheitlicher ist der Besatz in den Proben und um so geringer sind die Variationskoeffizienten. Der Fehler, welcher durch die Entnahme von Teilproben aus einer Mischprobe entsteht, ist unter den hier gewählten Voraussetzungen größer als VK_{Einstich} .

Der Gesamtkoeffizient (= VK_{Gesamt}), welcher sich für VK_{Einstich} und $VK_{\text{Teilprobe}}$ ergibt, kann auf zwei unterschiedlichen Wegen berechnet werden. Zum einen durch die Addition der prozentualen Streuungen von VK_{Einstich} und $VK_{\text{Teilprobe}}$. Um dabei eine Überbewertung der Einzelkoeffizienten zu vermeiden, müssen diese nach dem Gauss'schen Fehlerfortpflanzungsgesetz verrechnet werden:

$$VK_{\text{Gesamt}} [\%] = (VK_{\text{Einstich}}^2 + VK_{\text{Teilprobe}}^2)^{1/2}.$$

So ergibt sich beispielsweise bei einer Populationsdichte von 907 Eiern und Larven/100 g Boden aus $VK_{\text{Einstich}} = 28 \%$ und $VK_{\text{Teilprobe}} = 30 \%$ ein VK_{Gesamt} von 41 % (Tabelle 6). Zum anderen lässt sich der Gesamtkoeffizient aus allen Teilprobenwerten für eine Populationsdichte ermitteln, die Einzelwerte dafür sind im Anhang V aufgeführt.

Tab.6: Variationskoeffizienten (VK_{Gesamt} , VK_{Einstich} und $VK_{\text{Teilprobe}}$) aus verschiedenen Mischproben mit unterschiedlicher Populationsdichte

Populationsdichte [E+L/100g Boden]	VK_{Einstich} [%]	$VK_{\text{Teilprobe}}$ [%]	VK_{Gesamt} [%]
907	28	30	41
1311	31	32	45
2221	16	30	34
6049	12	14	18

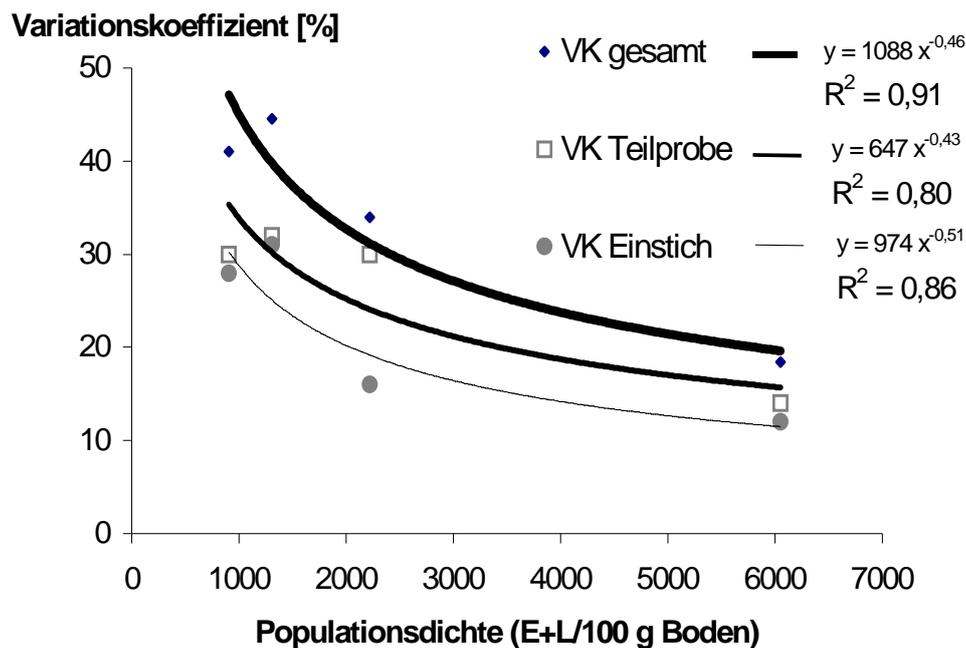


Abb. 16: Zusammenhang zwischen Populationsdichte und den Variationskoeffizienten

VK_{Gesamt}, VK_{Einstich} und VK_{Teilprobe}

Reduzierung der Anzahl an Teilproben

Im Versuchsjahr 1998 wurden aus allen Mischproben einer Parzelle jeweils sechs Teilproben (à 300 g Boden) auf den Eier- und Larvenbesatz untersucht. Es war zu berechnen, ob dieser intensive Arbeitsaufwand reduzierbar ist und damit trotzdem eine sichere Schätzung des Nematodenbefalls möglich ist. Die folgenden Berechnungen beruhen auf den 216 verschiedenen Parzellenproben dieser Serie.

Theoretischer Ansatz:

Aus den transformierten sechs Teilprobenwerten (Abschnitt 2.2.11) für Eier und Larven wurde das arithmetische Mittel berechnet. Unter der Annahme, dass dieser Wert die wahre Höhe der Nematodenpopulationsdichte für eine Mischprobe repräsentiert, blieb zu klären, wie gut die Populationsdichte bei Untersuchung einer geringeren Bodenmenge geschätzt wird. Ausgehend von 300 g Boden je Teilprobe ist eine Verringerung der insgesamt untersuchten Bodenmenge von 1,8 kg Boden in folgenden Abstufungen

möglich: 1800 g Boden (sechs Teilproben), 1500 g Boden (fünf Teilproben), 1200 g Boden (vier Teilproben), 900 g Boden (drei Teilproben), 600 g Boden (zwei Teilproben) und 300 g Boden (eine Teilprobe). Für sechs Teilproben kann keine Streuung berechnet werden, für eine Teilprobe ist sie bereits bekannt. Für die weiteren Überlegungen wurden die sechs Teilproben mit den Buchstaben A, B, C, D, E, F bezeichnet (Abbildung 14), dabei war die Reihenfolge der miteinander kombinierten Bodenproben zufällig. Die wird an folgendem Beispiel für zwei untersuchte Teilproben verdeutlicht: Es besteht die Möglichkeit den Boden A und B für die Extraktion zu verwenden, ebenso auch A und C oder A und D usw. Insgesamt sind für zwei von sechs untersuchten Teilproben 15 verschiedene Kombinationen möglich (Tabelle 7) und die daraus erhaltenen Mittelwerte für Eier und Larven sind jeweils unterschiedlich hoch. Aus den 15 Einzelmittelwerten wurde der Gesamtmittelwert berechnet, dieser entsprach nun dem Mittelwert aus sechs untersuchten Teilproben und war dadurch erst für die weiteren Berechnungen verwendbar. Es wurde die Standardabweichung (s_n) der 15 verschiedenen Einzelwerte um deren Gesamtmittelwert bei Untersuchung von nur zwei Teilproben ($n = 2$) und daraus die obere und untere Vertrauensgrenze für eine Irrtumswahrscheinlichkeit von 20 % berechnet (Abschnitt 2.2.11). Nach diesem Ansatz wurden für die 216 verschiedene Parzellenproben jeweils die oberen und unteren Vertrauensgrenzen (= VG) für zwei untersuchte Teilproben bestimmt. Die Werte (VG_{oben} und VG_{unten}) wurden getrennt voneinander Regressionsberechnungen unterzogen, deren Trendlinien sind in Abbildung 17 dargestellt. Beide Linien grenzen den Bereich ein, in dem mit einer 80%igen Wahrscheinlichkeit die wahre Populationsdichte liegt, wenn zwei Teilproben aus einer Mischprobe untersucht werden.

Tab. 7: Kombinationsmöglichkeiten für zwei bis sechs Einzelproben
aus einer Mischprobe

2 Proben 600 g n = 15	3 Proben 900 g n = 20	4 Proben 1 200 g n = 15	5 Proben 1 500 g n = 6	6 Proben 1 800 g n = 1
A, B	A, B, C	A, B, C, D	A, B, C, D, E	A, B, C, D, E, F
A, C	A, B, D	A, B, C, E	A, B, C, D, F	
A, D	A, B, E	A, B, C, F	A, B, C, E, F	
A, E	A, B, F	A, B, D, E	A, B, D, E, F	
A, F	A, C, D	A, B, D, F	A, C, D, E, F	
B, C	A, C, E	A, B, E, F	B, C, D, E, F	
B, D	A, C, F	A, C, D, E		
B, E	A, D, E	A, C, D, F		
B, F	A, D, F	A, C, E, F		
C, D	A, E, F	A, D, E, F		
C, E	B, C, D	B, C, D, E		
C, F	B, C, E	B, C, D, F		
D, E	B, C, F	B, C, E, F		
D, F	B, D, E	B, D, E, F		
E, F	B, D, F	C, D, E, F		
	B, E, F			
	C, D, E			
	C, D, F			
	C, E, F			
	D, E, F			
\bar{X}_2	= \bar{X}_3	= \bar{X}_4	= \bar{X}_5	= \bar{X}_6
S_2	> S_3	> S_4	> S_5	> S_6

VG (E+L/100 g Boden)

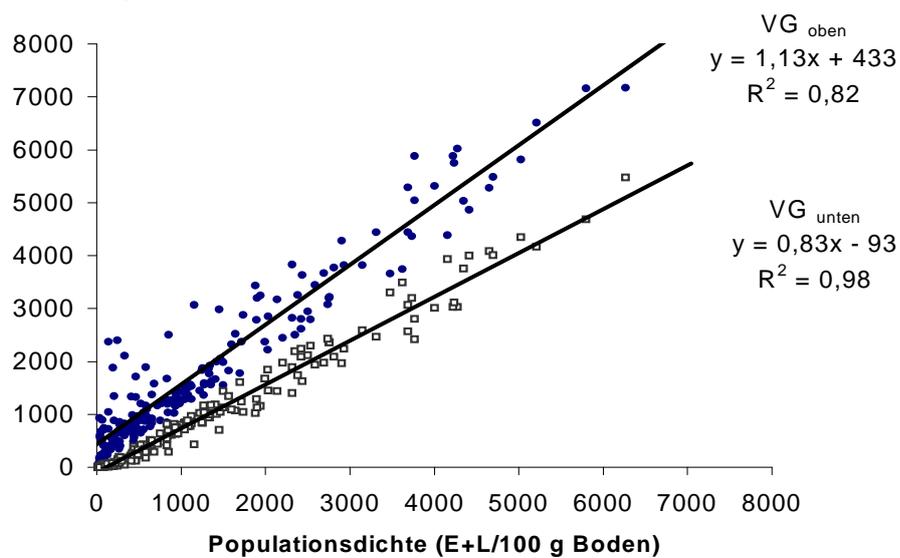


Abb. 17: Vertrauensgrenzen (VG) für Mittelwerte aus zwei untersuchten Teilproben
für eine Irrtumswahrscheinlichkeit von $p = 0,2$

Nach dem gleichen Verfahren wurden die Vertrauensgrenzen für drei, vier und fünf untersuchte Teilproben berechnet, die in Abbildung 18 dargestellt sind. Aus der Grafik ist abzulesen, dass mit zunehmender untersuchter Teilprobenanzahl die Vertrauensgrenzen erheblich enger werden. Beispielhaft für eine Populationsdichte von 3000 Eiern und Larven/100 g Boden werden die oberen und unteren Vertrauensgrenzen für zwei bis sechs Proben in Tabelle 8 aufgeführt. Für zwei Extraktionen wird die geringe Aussagekraft der Ergebnisse deutlich, da die wahre Populationsdichte in der Mischprobe mit einer 80%igen Wahrscheinlichkeit in dem sehr weiten Bereich zwischen 2100 und 4600 Eiern und Larven/100 g Boden liegt. Sobald jedoch eine dritte Teilprobe untersucht wird, erhöht sich die Aussagesicherheit. Eine wesentliche Verbesserung der Aussagekraft wird durch die Extraktion einer vierten und fünften Teilprobe nicht erreicht. Auf Grund dieser Berechnungen beruhen die Ergebnisse für den Eier- und Larvenbesatz in einer Mischprobe für die Serie 1999 (P_i -Werte) und 2000 (P_i - und P_f -Werte) auf drei untersuchten Teilproben (à 300 g Boden). Es ist jedoch zu bedenken, dass die tatsächlichen Variationskoeffizienten für sechs untersuchte Teilproben (Abb.15) ziemlich hoch liegen.

Tab. 8: Vertrauensgrenzen (VG) beispielhaft für einen Mittelwert von 3000 Eiern und Larven/100 g Boden für eine Irrtumswahrscheinlichkeit von $p = 0,2$

Anzahl Teilproben	VG_{unten}	VG_{oben}
zwei	2100	4600
drei	2600	3500
vier	2800	3200
fünf	2900	3100
sechs	3000	3000

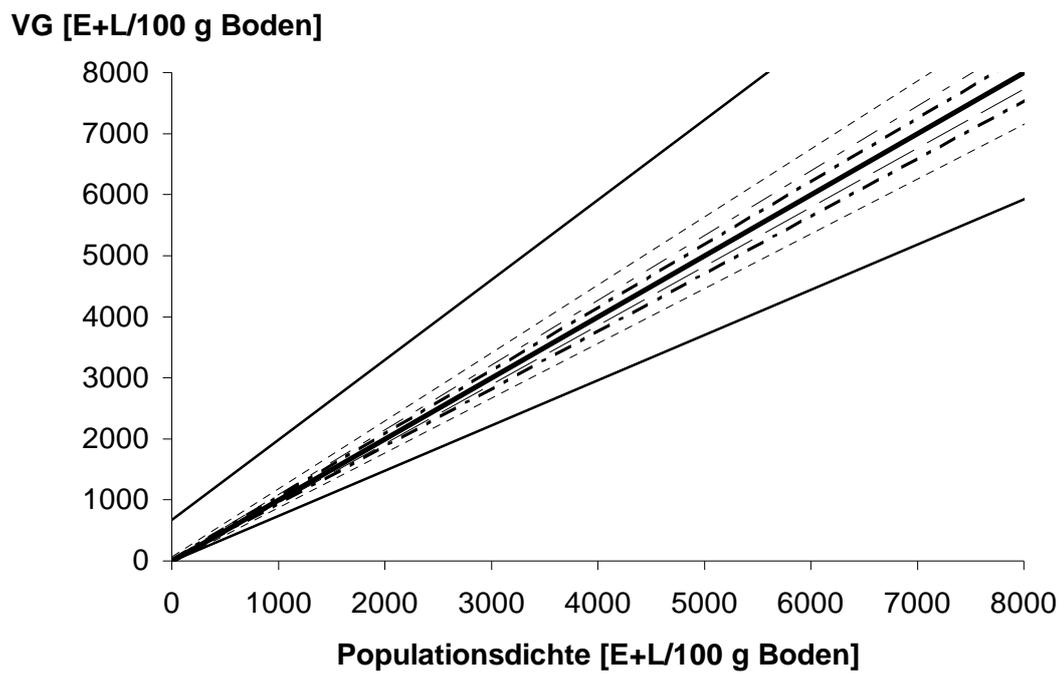


Abb. 18: Vertrauensgrenzen (VG) für Mittelwerte aus zwei bis fünf Teilproben für eine Irrtumswahrscheinlichkeit von $p = 0,2$

3.6 Resistenzmechanismen

3.6.1 Einfluss der Pflanzensorte auf die Anzahl eingewanderter Larven

Das Resistenzgen in der Pflanze beeinflusst die Vermehrungsrate des Nematoden (Abschnitt 3.2), wobei die Einwanderung der Larven in die Wurzel eine Rolle spielen könnte. Um zu überprüfen, ob unterschiedlich viele Larven in die Wurzeln von resistenten und anfälligen Zuckerrüben eindringen, wurde die Anzahl der bis zum siebten Tag nach Inokulation eingewanderten Tiere ermittelt. Im Folgenden ist die mittlere Anzahl der Larven (aus je 20 Wiederholungen à 20 Pflanzen) und deren Standardabweichung aufgeführt: In die Pflanzenwurzeln der resistenten Sorte wanderten 403 (± 92) Larven ein und in die Wurzeln der anfälligen Sorte 381 (± 73) Larven. Die Verrechnung der Daten mit dem zweiseitigen t-Test ergab keine signifikanten Sortenunterschiede ($t_{\text{versuch}} = 0,32$; $t_{32; 0,05} = 2,037$). Offenbar wurde die Einwanderung von *H. schachtii* in die Wurzeln der resistenten Pflanze durch das Resistenzgen nicht beeinflusst.

Bis zu diesem Zeitpunkt unterschieden sich die Sorten hinsichtlich des Wurzellängenwachstums nicht. Die Messung der Wurzeln von 100 Pflanzen je Sorte zum Auswertungstermin ergab für beide Pflanzensorten eine durchschnittliche Länge von 8 cm.

3.6.2 Einfluss der Pflanzensorte auf die Anzahl Männchen

Es sollte untersucht werden, ob das Resistenzgen in der Zuckerrübenpflanze einen Einfluss auf die Anzahl der sich zu Männchen entwickelnden Larven ausübt. Bei dem in Abschnitt 2.2.8 beschriebenen Versuchsaufbau gelangen die Männchen aus den Pflanzenwurzeln im Wasserfilm durch die Gaze in die Suspension. Eine mögliche Verlustquelle von Männchen auf diesem Wege wurde überprüft. Dazu wurde ein Sieb, auf dem sich 310 ausdifferenzierte Männchen von *H. schachtii* befanden, zwei Tage unter die Sprühanlage gestellt. Nach diesem Zeitraum befanden sich 300 Männchen in der Suspension der Petrischale, so dass durch den Versuchsaufbau nur mit einem geringen Verlust an Tieren zu rechnen war.

Erster Versuch:

Zuerst wurde die Entwicklungsdauer von *H. schachtii* unter Gewächshausbedingungen bis zum ausdifferenzierten Männchen ermittelt. Bis einschließlich des 20. Tages nach der Larveninokulation (dritter Untersuchungstermin) befanden sich in den Suspensionen unter resistenten und anfälligen Pflanzen keine Männchen. Erst am 25. Tag nach Inokulation der Larven (vierter Untersuchungstermin) wurden Männchen in der Suspension gezählt. In jeweils einer der Probensuspensionen waren für beide Sorten ausdifferenzierte Männchen vorzufinden. In der Suspension „resistente Zuckerrübe“ wurden 244 Männchen gezählt, im Vergleich dazu lagen in der Probe „anfällige Zuckerrübe“ 436 Männchen vor. Unter den hier gewählten Gewächshausbedingungen (bei Lufttemperaturen um 25°C) waren frühestens ab dem 25. Tag nach Inokulation der Larven ausdifferenzierte Männchen zu erwarten.

Einige Larven des zweiten Entwicklungsstadiums wanderten aus den Wurzeln beider Zuckerrübensorten aus (Tab.9). Ein Großteil der insgesamt gefundenen Larven konnte am ersten Untersuchungstermin (10. Tag nach der Larveninokulation) gezählt werden, wobei im Vergleich zur resistenten Pflanze im Mittel doppelt so viele Larven aus den Wurzeln der anfälligen Pflanzen heraus wanderten. Bis zu diesem Zeitpunkt befanden sich die Pflanzen den dritten Tag auf der Sprühanlage. Die Ergebnisse berechneten sich aus 20 Wiederholungen (à fünf Pflanzen). Allerdings war der Anteil dieser Larven gemessen an der Gesamtzahl inokulierter Larven (4 000 L₂-Larven je Wiederholung) mit 0,6 % bei den resistenten und 1,3 % bei den anfälligen Pflanzen sehr gering und zudem nicht signifikant verschieden.

Tab. 9: Anzahl der aus den Wurzeln ausgewanderten Larven für die anfällige und die resistente Sorte an vier verschiedenen Untersuchungsterminen

Tag nach Larveninokulation	<u>resistente Sorte</u> $\bar{x} \pm s$	<u>anfällige Sorte</u> $\bar{x} \pm s$
10	25 ± 11	53 ± 32
15	7 ± 3	12 ± 7
20	3 ± 3	6 ± 5
25	1 ± 2	2 ± 4

Zweiter Versuch:

Die Auswertungen begannen am 14. Tag nach Inokulation der Larven. Bis zu diesem Tag war nur ein geringer Anteil der Nematoden aus Pflanzenwurzeln der resistenten Sorte (im Mittel 14 Larven) und aus denen der anfälligen Sorte (im Mittel 17 Larven) ausgewandert. In beiden Varianten lagen bis dahin keine Männchen in der Suspension vor. Erst am 28. Tag nach der Larveninokulation wurden ausdifferenzierte Männchen in den Suspensionen ausgezählt. Dieser Untersuchungstermin wies mit einer mittleren Anzahl von 134 Männchen bei resistenten Pflanzen und 293 Männchen bei anfälligen Pflanzen die höchste Anzahl der insgesamt in diesem Versuch gefundenen Männchen auf (Abb.19). An den weiteren Untersuchungstagen reduzierte sich die Zahl der Männchen deutlich, so dass diese Werte bei der statistischen Verrechnung nicht berücksichtigt wurden.

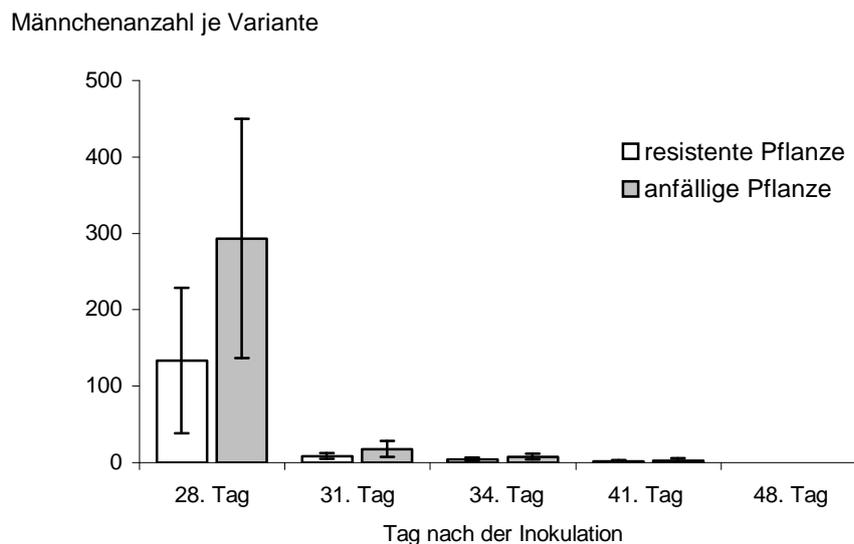


Abb. 19: Anzahl der Männchen an Pflanzen einer resistenten und einer anfälligen Zuckerrübensorte an vier Untersuchungsterminen

Zum Versuchende (41. Tag nach Larveninokulation) waren an den anfälligen Pflanzenwurzeln ausdifferenzierte Weibchen sichtbar und erste Larven der neuen Generation befanden sich in der Suspension. Demzufolge konnte der Rübenzystemnematode bei der hier verwendeten Versuchsanlage seinen Entwicklungszyklus an den Pflanzen durchlaufen.

Zusammenfassend ist zu vermerken, dass unter den anfälligen Zuckerrüben doppelt so viele Männchen vorgefunden wurden wie unter den resistenten Pflanzen. Allerdings ergab die Verrechnung der Daten mit dem t-Test bei einer zweiseitigen Fragestellung keinen signifikanten Sortenunterschied ($t_{\text{versuch}} = 0,0009$; $t_{31;0,05} = 2,039$). Somit konnte bei dem hier verwendeten Versuchsaufbau kein Einfluss der Pflanzensorte auf die Anzahl entwickelter Männchen nachgewiesen werden.

3.6.3 Einfluss der Pflanzensorte auf die Körperlänge der Männchen

Es erfolgte die Überprüfung eines möglichen Einflusses der Pflanzensorte auf die Körperlängenentwicklung der *H. schachtii*-Männchen. Dazu wurde der in Abschnitt 3.5 beschriebene Versuch weiter geführt und jeweils 100 geschlüpfte Männchen pro Variante gemessen. Die mittlere Körperlänge der Männchen von resistenten Pflanzen betrug 1196 (± 193) μm , solche von anfälligen Pflanzen waren im Mittel 1305 (± 164) μm lang. Die statistische Verrechnung der Daten mit dem zweiseitigen t-Test ergab keine signifikanten Unterschiede ($t_{\text{versuch}} = 0,0005$; $t_{193; 0,05} = 1,972$); die Pflanzensorte beeinflusste die Körperlänge der *H. schachtii*-Männchen nicht.

3.7 Einfluss der Pflanzensorte auf pilzliche Eiparasiten des Nematoden

Es wurde der Einfluss eines mehrmaligen Anbaus der resistenten Sorte auf pilzliche Eiparasiten untersucht. Dazu erfolgte der erste Anbau der Zuckerrüben im Feld und der zweite und dritte Anbau in Töpfen und Faltschachtelgefäßen im Gewächshaus (Abschnitt 2.2.10). Für die Auswertung wurden ausschließlich die Ergebnisse aus den Feld- und Topfversuchen berücksichtigt, da die Untersuchungen in den Schachtelgefäßen teilweise widersprüchliche Ergebnisse lieferten. Ursachen dafür könnten in den ungünstigeren Versuchsbedingungen (z.B. Entwicklung nur einer Nematodengeneration, keine gleichmäßige Durchwurzelung der Gefäße) begründet sein.

Aus den befallenen Eiern und Larven wurde hauptsächlich *Verticillium chlamydosporium* und vereinzelt *Acremonium strictum* isoliert.

3.7.1 Parasitierungsraten nach mehrmaligem Anbau einer Sorte

Vor dem ersten Anbau der Zuckerrüben wurden die Parasitierungsraten als Mittelwert aus fünf verschiedenen Bodenproben je Standort ermittelt. Bei Köln betrug diese Rate 2,5 %, bei Hildesheim 1,1 %, bei Göttingen 9,0 % und bei Braunschweig 4,6 %. Nach wiederholtem Anbau einer resistenten oder anfälligen Sorte, veränderte sich der prozentuale Anteil parasitierter Eier und Larven auf unterschiedliche Weise. In Abbildung 20 sind die Parasitierungsraten (Mittelwert und Standardabweichungen) nach dreimaligem Anbau der resistenten Sorte (Anbaufolge R) und der anfälligen Sorte (Anbaufolge A) dargestellt. Während die prozentualen Anteile parasitierter Eier und Larven für die Anbaufolgen A deutlich angestiegen sind, haben sich die Raten für die Anbaufolge R verringert. Die statistische Verrechnung der Daten ergab an allen Standorten signifikante Unterschiede zwischen beiden Anbaufolgen.

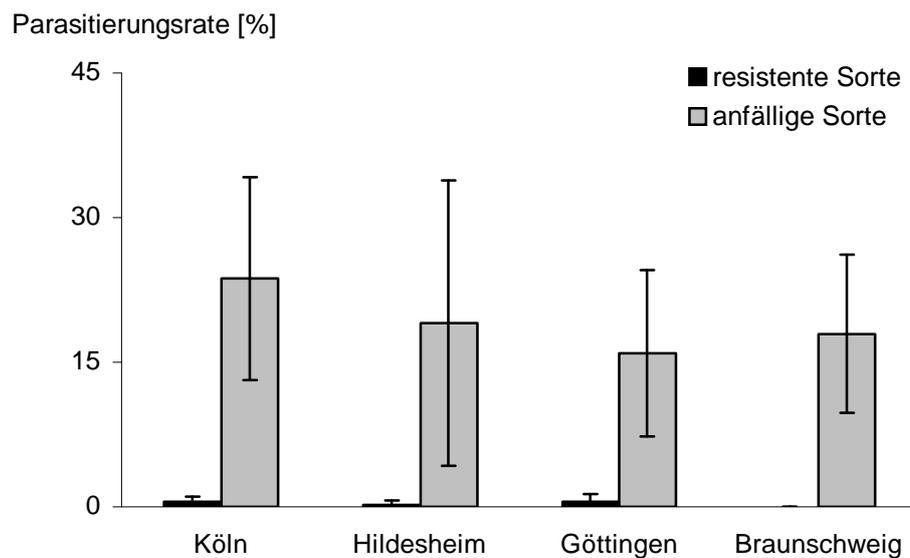


Abb. 20: Parasitierungsraten nach dreimaligem Anbau einer resistenten (Anbaufolge R) und einer anfälligen Sorte (Anbaufolge A) auf Boden derselben Herkunft

	t-Wert	
	experimentell	Tabelle
Köln	$t_{\text{Versuch}} = 5,07$	$t_{4; 0,05} = 2,78$
Hildesheim	$t_{\text{Versuch}} = 2,85$	$t_{4; 0,05} = 2,78$
Göttingen	$t_{\text{Versuch}} = 3,53$	$t_{4; 0,05} = 2,78$
Braunschweig	$t_{\text{Versuch}} = 4,32$	$t_{4; 0,05} = 2,78$

Darüber hinaus wurde überprüft, ob pilzliche Eiparasiten durch die Anbaufolge R dauerhaft beeinflusst oder auf Grund der unterschiedlich hohen Nematodenpopulationsdichten beeinträchtigt waren. Dazu erfolgte auf allen Testböden ein erneuter Anbau anfälliger Zuckerrüben. Danach wurden für die Anbaufolge R hohe Vermehrungsraten des Nematoden (P_f/P_i -Wert = 31) ermittelt. Die Parasitierungsraten (Mittelwert und Standardabweichung) sind für beide Anbaufolgen und vier Standorte in Abbildung 21 dargestellt. Es zeigte sich, dass der prozentuale Anteil parasitierter Eier und Larven in Anbaufolge R im Vergleich zu den in Abbildung 20 dargestellten Ergebnissen ansteigt. Trotzdem unterscheiden sich die Parasitierungsraten der Anbaufolge R signifikant von denen der Anbaufolge A.

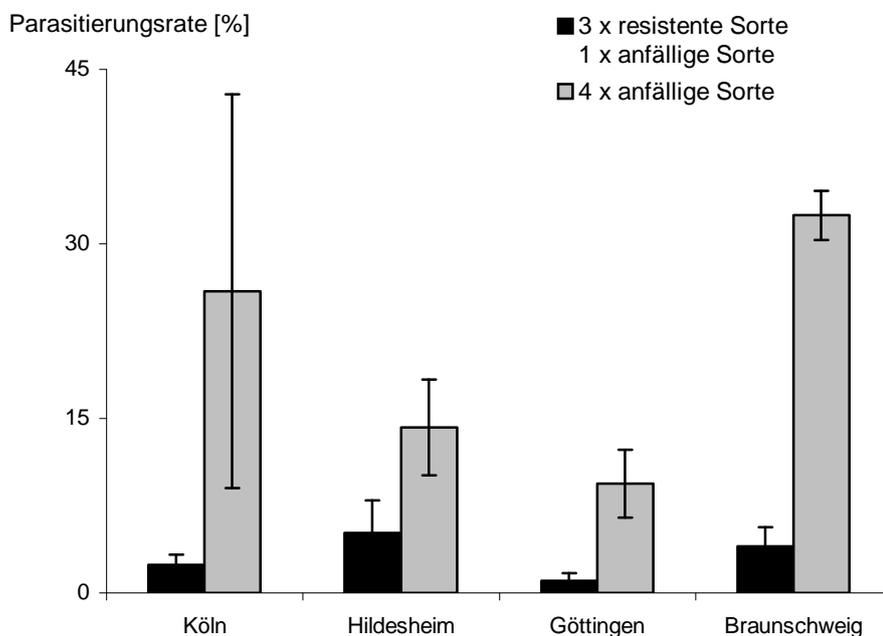


Abb. 21: Parasitierungsraten nach dreimaligem Anbau der resistenten Sorte und darauf folgend einmaligem Anbau der anfälligen Sorte sowie nach viermaligem Anbau der anfälligen Sorte auf Boden derselben Herkunft

	t-Wert	
	experimentell	Tabelle
Köln	$t_{\text{Versuch}} = 3,08$	$t_{4; 0,05} = 2,78$
Hildesheim	$t_{\text{Versuch}} = 3,86$	$t_{4; 0,05} = 2,78$
Göttingen	$t_{\text{Versuch}} = 6,07$	$t_{4; 0,05} = 2,78$
Braunschweig	$t_{\text{Versuch}} = 20,82$	$t_{4; 0,05} = 2,78$

Um die Beziehung zwischen der Populationsdichte des Nematoden und dem Anteil parasitierter Eier und Larven aufzuzeigen, wurden die Populationsdichten (aus Anbau-
folge R und A) und die jeweiligen Parasitierungswerte in absoluten Zahlen verrechnet (Abbildung 22). Die Trendlinie, die aus den 115 Wertepaaren resultiert, zeigt einen
positiven Zusammenhang ($R^2 = 0,5$) zwischen der Eier- und Larvenanzahl in der Probe
und den Parasitierungswerten.

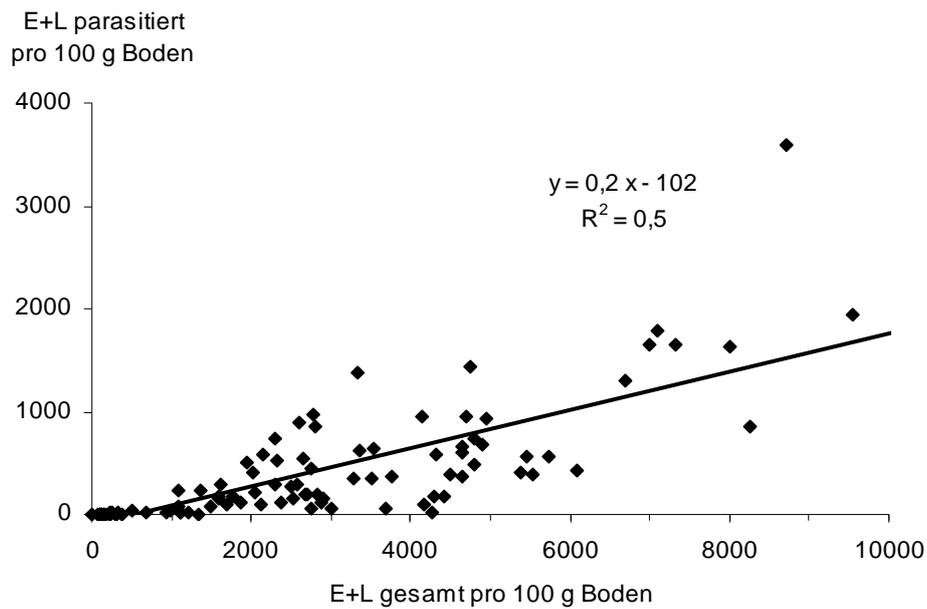


Abb. 22: Beziehung zwischen der Gesamtanzahl Eier und Larven und den parasitierten
Eiern und Larven [E+L pro 100 g Boden]

4. Diskussion

4.1 Zu den Begriffen Resistenz und Toleranz

In verschiedenen Fachgebieten der Phytomedizin werden die Begriffe Resistenz und Toleranz oft überlappend verwendet, für die Nematologie ist jedoch eine exakte Abgrenzung beider Termini notwendig. So können Kartoffelpflanzen resistent gegen *Globodera* spp. sein, aber nicht in jedem Fall tolerant (JONES et al. 1967; TRUDGILL & COTES 1983; WHITEHEAD et al. 1984; DE SCURRAH & FRANCO 1985; EVANS & HAYDOCK 1990). Im Gegensatz dazu kann eine Pflanze tolerant auf den Nematodenbefall reagieren, jedoch keine Resistenz besitzen (MÜLLER 1997). Offenbar sind Toleranz und Resistenz in Kartoffelpflanzen genetisch unterschiedlich lokalisiert und darum auch getrennt voneinander zu betrachten (HUIJSMAN 1974; FOX & SPASOFF 1976; EVANS & FRANCO 1979; DE SCURRAH & FRANCO 1985; EVANS & HAYDOCK 1990; LAUENSTEIN 1997). Eine getrennte Vererbung beider Eigenschaften ist auch bei Zuckerrüben denkbar, weshalb Resistenz und Toleranz bei der Sortenbewertung unabhängig voneinander beurteilt werden müssen.

Es gibt eine Anzahl von Möglichkeiten, den Resistenzbegriff gegenüber tierischen Schädlingen zu definieren (FRITZSCHE et al. 1988). In der Phytonematologie werden nach MÜLLER (1989) folgende Definitionen verwendet: Unter Resistenz wird die Eigenschaft einer Pflanzenart oder -sorte verstanden, die Fortpflanzung einer bestimmten Nematodenart zu begrenzen. Bei der Sortenbewertung wird die Resistenz enger gefasst und stellt die Eigenschaft einer Pflanzensorte dar, die Vermehrungsrate einer bestimmten Nematodenart unter standardisierten Bedingungen auf ein festgelegtes Niveau zu begrenzen (Gegenteil = Anfälligkeit). Die Vermehrungsrate ist der Quotient aus End- zu Anfangspopulationsdichte (P_f/P_i). Unterhalb des Schwellenwertes von 1 wird eine getestete Wirtspflanze im Prinzip als resistent bezeichnet, für die Sortenankennung können auch strengere Grenzen gesetzt werden.

Toleranz ist die Eigenschaft einer Pflanzenart oder -sorte, auf Nematodenbefall nicht oder weniger empfindlich mit Krankheitssymptomen und/oder Ertragsminderung zu reagieren (Gegenteil = Empfindlichkeit).

4.2 Bewertung der Sortenresistenz

Die Basis zur Erstellung nematodenresistenter Zuckerrübensorten legte SAVITSKY (1978) mit der Einkreuzung des resistenztragenden Chromosomenabschnittes aus der Wildrübe *Beta procumbens* (Sektion Procumbentes) in die Kulturrübe *Beta vulgaris*. Die Resistenz gegen *H. schachtii* wird in dieser Sektion dominant vererbt (SAVITSKY & PRICE 1965), wobei die Resistenz von Chromosom 1 (Hs1) aus *B. procumbens* vermutlich monogen bedingt ist (SAVITSKY 1975). Am Ende des Züchtungsweges für resistente Zuckerrüben steht eine Translokationslinie, in der die Resistenz homozygot vorliegt. Diese Linie kann in einer Kreuzung mit *B. vulgaris* als Bestäuber verwendet werden und auf Grund der Dominanz des Resistenzgens sollten die Nachkommen zu 100 % resistent sein. In der Praxis hat sich jedoch gezeigt, dass ein gewisser Anteil der Hybriden voll anfällig gegen *H. schachtii* ist (BRANDES et al. 1987).

Bisher war nicht endgültig geklärt, ob der Resistenzverlust auf Abstoßung des resistenztragenden Chromosomenstücks oder auf andere Ursachen zurückgeht. In neueren Untersuchungen gelang MÜLLER (2000) der Nachweis, dass der durch genetische Instabilität bedingte Resistenzverlust von sehr geringer Bedeutung ist und unerwünschte Fremdbestäubung eine wesentlich wichtigere Rolle spielt. Die Züchter vermehren ihre Zuckerrübensorten für die Saatgutproduktion in den südlichen Ländern Europas, im wesentlichen in Südfrankreich und Norditalien. Die einzelnen Vermehrungsfelder werden weit auseinander gelegt bzw. durch hochwüchsige, dicht wachsende Pflanzen (z.B. Hanf) voneinander abgeschirmt. Unerwünschte Kreuzungen mit Pollen anfälliger Wildarten und anfälliger Bestäuber anderer Sorten aus angrenzenden Gebieten sind jedoch nicht auszuschließen. Zudem weist MÜLLER (2000) in seinen Untersuchungen auf die Möglichkeit einer nicht homozygoten Resistenz in der Bestäuberlinie hin. Ein neues, noch zu entwickelndes Testverfahren könnte hier ansetzen, um zukünftig auch einen geringen Anteil heterozygot resistenter Bestäuberpflanzen nachzuweisen. Solange diese Möglichkeit jedoch fehlt, werden Sorten mit einem gewissen Anteil anfälliger Pflanzen akzeptiert werden müssen.

Die Bewertung der Resistenz von Zuckerrübensorten wird durch die Bestimmung der Transmissionsrate der Resistenz anhand der Zystenählerhebung im Gewächshaus (MÜLLER 1997) durchgeführt. Sechs Wochen nach Inokulation der Larven wird die

Anzahl der Zysten pro Pflanze ermittelt, und aus deren Häufigkeitsverteilung ist eine genaue Abgrenzung zwischen resistenten und anfälligen Pflanzen möglich. Eine fixe Zystenanzahl als starre Grenze zur Trennung der resistenten von den anfälligen Pflanzen ist wegen der natürlichen Virulenz der Nematodenpopulationen nicht sinnvoll (MÜLLER 1990a; 1992; KLINKE 1995). Virulenz ist die Fähigkeit eines bestimmten Genotyps innerhalb einer Nematodenart, sich an bestimmten Pflanzensorten zu vermehren (MÜLLER 1989). Neben der resistenten Versuchssorte muss deshalb eine anfällige Kontrollsorte mitgeprüft werden, an der die Qualität der Testbedingungen abgeschätzt und eine individuelle Resistenzgrenze festgelegt werden kann. Pflanzen aus der Versuchssorte sind auch dann noch als resistent einzustufen, wenn sich an ihnen einige Zysten entwickelt haben. Diese Zysten enthalten meistens nur wenige Eier und Larven, so dass im Vergleich zu Pflanzen aus der anfälligen Sorte hier keine wesentliche Vermehrung von *H. schachtii* zu erwarten ist (MÜLLER 1998a).

Das Versuchssaatgut aus den Jahren 1998, 1999 und 2000 wies hohe Transmissionsraten auf (Abbildung 3-5). Für die jeweils 360 untersuchten Pflanzen pro Serie lagen die Transmissionsraten bei 93 %, 92 % und 95 %, was 25, 29 und 18 anfälligen Pflanzen aus der resistenten Sorte entsprach. Die im Biotest bestimmte Höhe der Transmissionsrate ist jedoch mit einem Fehler behaftet, der durch die Entnahme einer Stichprobe bedingt ist. Bei Annahme einer gut durchmischten Saatgutpartie liegen die anfälligen Körner darin zufällig verteilt vor, so dass sich der Fehler (= Variationskoeffizient) für eine bestimmte Individuenzahl laut Poissonverteilung ($y = 100 * x^{-0,5}$) berechnen lässt. Bei den oben genannten Pflanzenanzahlen ist ein Fehler von 20 %, 19 % und 24 % zu erwarten, so dass eine bestimmte Schwankung des für die Transmissionsrate ermittelten Wertes unvermeidbar bleibt. Die Sicherheit der Ergebnisse kann durch die Vertrauensgrenzen (Abschnitt 2.2.11) beschrieben werden, in deren Bereich mit einer 80 %igen Wahrscheinlichkeit die wahre Transmissionsrate für die Saatgutpartie liegt (Tabelle 10). Sind die Voraussetzungen für eine Poissonverteilung nicht erfüllt, kann die Transmissionsrate auch größeren Varianzen unterliegen.

Tab. 10: Ergebnisse der Saatgutuntersuchung aus drei Versuchsjahren

Versuchsjahr	Anzahl anfälliger Pflanzen	Fehler nach Poisson [%]	Transmissionsrate [%]	Vertrauensgrenze oben	Vertrauensgrenze unten
1998	25	20	93	98	88
1999	29	19	92	97	87
2000	18	24	95	100	87

Mit der von MÜLLER et al. (1995) ermittelten Geradengleichung ($y [\%] = 6,9 + 2,2 x [\%]$) lässt sich die Wirkung eines bestimmten Anteils anfälliger Pflanzen in der resistenten Sorte auf die Abundanzdynamik von *H. schachtii* im Feld berechnen. Für die Variable (x) wird der im Biotest ermittelte prozentuale Anteil anfälliger Pflanzen aus der resistenten Sorte eingesetzt. Dieser Wert lag für das Saatgut aus dem Jahr 1998 bei 7 %, so dass laut Formel ein maximaler Anstieg der Nematodenbesatzdichten (P_f -Werte) auf 22 % der anfälligen Vergleichsorte zu erwarten ist. Für das Saatgut in den folgenden Jahren berechneten sich Werte von 24 % (1999) und 18 % (2000). Die in den eigenen Feldversuchen ermittelten P_f -Werte lagen zwischen 16-38 % (1998), 22-36 % (1999) und 19-39 % (2000) und entsprachen damit den im Biotest unter kontrollierten Bedingungen ermittelten Transmissionsraten nur teilweise. Dies kann verschiedene Ursachen haben: Die Bestimmung der Transmissionsrate der Resistenz unterliegt wegen des unvermeidbaren Stichprobenfehlers einer bestimmten Schwankung (Tabelle 10). Der gleiche Stichprobenfehler gilt für das in der Parzelle ausgesäte Saatgut; hier liegt er allerdings höher, da nicht 360 Pflanzen wie im Biotest, sondern nur ca. 90 Rüben in dem Beprobungsraum der Parzelle standen. Ebenso ist zu vermuten, dass bei der Bodensammlung, nach dem in Abbildung 2b dargestellten Einstichschema, unterschiedlich viele anfällige Pflanzen in der resistenten Versuchsvariante beprobt wurden, hier liegt also ein weiterer Stichprobenfehler vor. Darüber hinaus basiert die von MÜLLER et al. (1995) ermittelte Gleichung auf einer begrenzten Zahl von Felddaten, so auch diese Funktion nur in Annäherung die wahren Gegebenheiten beschreibt.

Virulente Nematoden können noch keine wesentliche Rolle spielen, da sich die Versuchssorte zum ersten Mal im Feldanbau befand. Die verschiedenen Pathotypen von *H. schachtii* haben in diesem Zusammenhang noch keine Bedeutung; es sei jedoch auf deren Existenz hingewiesen: Es wurden vier Pathotypen beschrieben, von denen bisher nur der Typ Schach0 erheblichen Schaden verursacht, da die drei anderen auf Feldern der Praxis noch nicht vorkommen (MÜLLER 1992). Die Versuchssorte mit dem Resistenzgen Hs1 aus *B. procumbens* ist gegen diesen Pathotyp resistent. Dagegen kann ein anderer Typ (Schach1) diese Resistenz überwinden und eine Vermehrung dieses Pathotyps von *H. schachtii* wäre an den Versuchspflanzen im Prinzip möglich. Die als Schach2 und Schach1,2 beschriebenen Typen können im Moment außer Acht gelassen werden, da sie virulent gegen das bisher noch nicht in Zuckerrübensorten eingekreuzte Resistenzgen Hs2 sind (MÜLLER 1998b).

4.3 Bewertung der Sortentoleranz

Auf dem translozierten Stück des Wildrübenchromosoms befinden sich zusätzlich zur Resistenz vermutlich auch Gene für Toleranz gegen *H. schachtii*. Zu dieser Überlegung kommen MÜLLER und SCHLANG (1996), da resistente Zuckerrübenhybriden eine relativ gute Ertragsleistung auf Flächen mit hohem Nematodenbesatz zeigten. Im Vergleich dazu erbrachten anfällige Sorten lediglich bei fehlendem oder geringem Nematodenbefall eine bessere Leistung. Für den Landwirt ist die Ertragsleistung der Zuckerrüben eine ökonomisch wichtige Größe und deshalb stellt auch die Toleranz für die Bewertung der Sorte ein wichtiges Kriterium dar. Aussagen über die Ertragsleistung der Sorte bei unterschiedlich hohem Nematodenbefall sind nur nach Ablauf der Vegetationszeit möglich, da sich erst dann Unterschiede im Ertragspotenzial erkennen lassen. Dieser vegetationsabhängige und somit zeitaufwendige Toleranznachweis setzt die sehr arbeitsintensive Bestimmung des Nematodenbesatzes im Feld (Probenahme im Feld, Isolierung der Zysten, Zählung der Eier und Larven in den Zysten) voraus. Für abgesicherte Aussagen ist eine ausreichend genaue Erfassung der Höhe des Nematodenbesatzes jedoch unumgänglich (MÜLLER 1988, 1990b).

Auf der Suche nach Methoden zum frühzeitigen Toleranznachweis gegen Nematodenbefall werden verschiedene Ansätze diskutiert. Beispielsweise die Messung der stomatären Leitfähigkeit, der Photosyntheserate, des Chlorophyll- und Calciumgehalts der Pflanze (SWAIN & PRASAD 1988; EVANS et al. 1975; POSKUTA et al. 1986). Für Zuckerrüben liegen bisher keine Untersuchungen dieser Art vor. Deshalb werden zurzeit in einem Forschungsvorhaben grundlegende morphologische und physiologische Untersuchungen zur Toleranz in Zuckerrübenpflanzen durchgeführt (GIERTH & SCHLANG 2000 mündl. Mitt.). Erste orientierende Untersuchungen zeigten einen Zusammenhang zwischen der an jungen Rübenpflanzen entwickelten Zystenanzahl und dem Sprossgewicht (SCHLANG 2000 mündl. Mitt.). In den eigenen Untersuchungen konnte eine Korrelation zwischen Resistenz und Toleranz nicht gefunden werden. Ein frühzeitiger Nachweis (sechs Wochen nach Larveninokulation) von Toleranz in den Pflanzen war bei der hier untersuchten Rübenanzahl (25 anfällige Pflanzen aus 360 untersuchten Pflanzen) für die Versuchssorte nicht möglich. Die Ergebnisse der oben zitierten Untersuchungen von GIERTH & SCHLANG müssen abgewartet werden. Bis dahin ist die Toleranz weiterhin anhand der Ertragsleistung der Sorte bei unterschiedlich hohem Nematodenbesatz im Feld zu bestimmen.

Bei den eigenen Untersuchungen sollte anhand der Erträge überprüft werden, ob die Versuchssorte zusätzlich zur Resistenz auch Toleranz enthält. Dazu wurden die Sortenkurven, die aus der Ertragsleistung der resistenten Zuckerrüben bei unterschiedlichen Anfangspopulationsdichten (P_1 -Wert) berechnet wurden, mit denen einer anfälligen Sorte verglichen. Die resistente Versuchssorte reagierte auch unter Nematodenbefall überwiegend mit einer konstanten Ertragsleistung, war also weniger empfindlich als die Vergleichssorte. Die Aussagekraft einiger Standortbefunde ist wegen der teilweise stark streuenden Werte gering. Da jedoch alle Sortenkurven einen ähnlich Verlauf bei Nematodenbefall zeigen, ist anzunehmen, dass Toleranz in der Versuchssorte vorlag. Ob die Sortenkurven generell anwendbar oder an bestimmte Standortbedingungen anzupassen sind, kann nicht abschließend beantwortet werden, denn nicht alle Kurven gründen sich auf ähnlich hohe Populationsdichten.

Wie Toleranz gegen *H. schachtii* in die hier untersuchte Zuckerrübensorte eingekreuzt wurde, ist nicht bekannt. Eine gezielte Züchtung von tolerantanten Sorten sollte in Zukunft

angestrebt werden, um hohe Ertragsleistungen auch bei Nematodenbefall zu sichern. Im Gegensatz zur Resistenz bleibt Toleranz in Zuckerrüben vermutlich dauerhaft nutzbar, da kein Selektionsdruck auf den Nematoden ausgeübt wird. Es ist anzunehmen, dass Toleranzzüchtung mit Hilfe der molekularen Genomforschung an Zuckerrüben (JUNG 2000) zügiger erreichbar sein wird, als die Züchtung marktfähiger, resistenter Sorten. Gelingt die Erstellung weiterer toleranter Sorten, so wird ein Vergleich durch die Einteilung in verschiedene Toleranzstufen, ähnlich wie LAUENSTEIN (1991) es für Kartoffelsorten vorschlägt, auch für Zuckerrüben sinnvoll sein.

4.4 Untersuchungsaufwand im Feld

Rübenzystemnematoden treten in Feldern nesterweise auf, so dass sehr unterschiedliche Besatzdichten auf einer Fläche anzutreffen sind. STELTER & RAEUBER (1962) und SEINHORST (1982) beschreiben diese Verhältnisse bei Zystemnematoden als negative Binomialverteilung. Da Toleranz in Zuckerrüben auf Grund der Ertragsleistung bei unterschiedlichen Populationsdichten (P_1 -Wert) bewertet wird, stellt die heterogene Nematodenverteilung im Feld theoretisch optimale Bedingungen dar. Allerdings liegen in der Praxis kaum Kenntnisse über die Lage unterschiedlich hoher Besatzdichten auf einer Fläche vor. So waren auch bei den eigenen Versuchen nicht in jedem Fall breit gestreute Befallsdichten vorzufinden (Abschnitt 3.4). Die Populationsdichten können aber gezielt durch den Anbau von Zwischenfrüchten mit unterschiedlicher Resistenz bzw. Anfälligkeit gegen *H. schachtii* beeinflusst werden. Dies setzt jedoch optimale Anbaubedingungen für Zwischenfrüchte voraus (SCHLANG 1991b), welche in der Praxis oft nicht einzuhalten sind, so dass Abweichungen von Erwartungswerten auftreten. Die Ergebnisse der eigenen Versuche bestätigten die Problematik im Feld, da selbst bei einer hohen Parzellenanzahl (18 Parzellen pro Sorte und Standort) nicht an jedem Standort die gewünschten P_1 -Werte zu erzielen waren. Aussagen zur Toleranz anhand von Sortenkurven (Abschnitt 3.4) sind nur dann sinnvoll, wenn die Populationsdichten weit auseinander liegen. Vor diesem Hintergrund bleibt weiterhin nur die Möglichkeit, durch die Anlage vieler Parzellen in Kombination mit gezieltem Zwischenfruchtanbau die Wahrscheinlichkeit zu erhöhen, unterschiedliche Befallsdichten von *H. schachtii* vorzufinden.

Die Parzellengröße von ca. 11 m² (2,7 m x 4 m) entspricht den Anforderungen für Sortenversuche, in denen die Ertragsleistung von Zuckerrüben an einer ausreichenden Pflanzenanzahl zu ermitteln ist. Bei einer Kernbeerntung der mittleren vier Reihen einer Parzelle lagen etwa 90 Rüben vor, so dass die aus statistischer Sicht bei Sortenversuchen mit Zuckerrüben empfohlene Individuenzahl erreicht wurde (BEISS & v. MÜLLER 1974; BURBA & SCHULZE 1981).

Die Ertragsleistung muss in Bezug zum Nematodenbefall (P_i -Wert) gesetzt werden, um die Sortentoleranz zu bewerten. Repräsentative Aussagen über den P_i -Wert in einer Versuchsparzelle sind dann zu erhalten, wenn zum einen eine gleichmäßig verteilte und ausreichend dichte Probenahme in der Versuchsparzelle erfolgt. Deshalb wurden 40 Einstiche (ca. 8 kg Boden) nach dem in Abbildung 2a bzw. 2b dargestellten Raster gezogen. Zum anderen muss der Boden danach gründlich durchmischt werden, damit die Voraussetzungen für eine Poissonverteilung erfüllt sind. Bei der Entnahme von Teilproben (sechs x 300 g Boden) aus einer Mischprobe sollten die Zysten dann annähernd zufällig verteilt sein. Um einer künstlichen Beeinflussung des Fehlers durch den Bearbeiter zu vermeiden (MÜLLER 1983), erfolgte die Untersuchung aller Teilproben aus verschiedenen Mischproben eines Standortes in zufälliger Reihenfolge. Dadurch sollte eine Orientierung des Bearbeiters an der Zystenanzahl vorheriger Teilproben aus einer Mischprobe vermieden werden. Die tatsächlich ermittelten Fehler lagen niedriger als nach Poisson zu erwarten, demnach waren die Forderungen einer gründlichen Bodenmischung erfüllt. Allerdings war zu erwarten, dass die tatsächlichen Ergebnisse mindestens den theoretischen Werten entsprechen, offenbar ist eine Beeinflussung der Ergebnisse durch die subjektive Entscheidung des Bearbeiters nicht auszuschließen. Der Teilprobenfehler für Zystenanzahlen darf jedoch nicht überbewertet werden, da er im Vergleich zu der natürlich bedingten Schwankung der Zysteninhalte (Abb. 15) wesentlich geringere Werte aufweist. Die entscheidende Fehlergröße war somit die zahlenmäßig stark variierende Eier- und Larvenzahl in den Zysten aus sechs Teilproben. Diese ist dadurch bedingt, dass Zysten in Feldböden unterschiedlich lang den biologischen Einflüssen ausgesetzt sind (MÜLLER 1983). Um $VK_{\text{Teilprobe}}$ gering zu halten, muss eine möglichst große Bodenmenge aus der Mischprobe auf den Eier- und Larvenbesatz untersucht werden. Der Arbeitsaufwand unterliegt aber selbst bei grundlegenden Feldversuchen dieser Art Grenzen, so dass als Obergrenze des tragbaren

Untersuchungsaufwandes die 1,8 kg untersuchter Boden aus einer 8 kg Boden umfassenden Mischprobe angenommen wurden. Eine Verringerung dieser mindestens zu untersuchenden Bodenmenge ist jedoch nicht ratsam, da der durch eine versetzte Anlage der Einstiche bedingte Probenahmefehler (VK_{Einstich}) den Stichprobenfehler ($VK_{\text{Teilprobe}}$) für die Mischprobe unterschreitet (Abb. 16). Allenfalls aus ökonomischen Gründen erscheint eine Reduzierung der arbeitsintensiven Laboruntersuchungen für den Eier- und Larvenbesatz in Böden sinnvoll. Unter den gewählten Versuchsbedingungen (Mischprobe aus 40 Einstichen bei einer Größe der Parzelle von ca. 11 m²) ist noch eine Reduzierung der im Labor auf den Eier- bzw. Larvenbesatz untersuchten Bodenmenge von 1,8 kg auf 0,9 kg Boden vertretbar. Die geringere Aussagesicherheit der Ergebnisse muss dann jedoch berücksichtigt werden (Abbildung 18).

4.5 Resistenzmechanismen

Die Versuchssorte enthält ein Resistenzgen aus *B. procumbens* gegen den Rübenzysten-nematoden. Möglicherweise wirkt die eingekreuzte Resistenz wie bei resistenten Kruziferen auf die geschlechtliche Entwicklung der Nematodenlarven ein. Es sind aber auch andere Resistenzmechanismen denkbar, welche über den Schlupfreiz, die Anlockung der Larven zu den Wurzeln, die Eindringung oder Eiproduktion von *H. schachtii* wirken können. Im Rahmen der hier durchgeführten Versuche wurde der Einfluss der Resistenz auf die Einwanderung von Larven in die Wurzel, die Anzahl entwickelter Männchen und deren Körperlänge untersucht.

4.5.1 Einwanderung der Larven in die Wurzel

Bevor der Nematode in die Wurzel eindringt, tastet er mit seinen Lippen das Gewebe ab, um dann mit seinem Mundstachel die Zellwand zu durchstoßen. Dieser von MÜLLER & WYSS (1980) bei *H. schachtii* beobachtete Vorgang läuft ähnlich wie bei anderen pflanzenparasitären Nematoden ab (DONCASTER & SEYMORE 1973; WYSS 1977). Anschließend dringt die Larve in die Pflanzenzelle ein und beginnt sofort mit der Perforation der nächsten Zellwand, bis sie den Zentralzylinder erreicht und sich dort

festsetzt (MÜLLER & WYSS 1980). Ein Resistenzmechanismus gegen Nematoden könnte schon früh in den Ablauf der Wirt–Parasit-Beziehung eingreifen, indem die Larveninvasion auf Grund geringerer Attraktivität oder entsprechender Barrieren verhindert wird.

So scheinen beispielsweise resistente Pflanzen für *Meloidogyne*-Arten weniger attraktiv zu sein, da weniger Larven in resistente als in anfällige Wurzeln einwandern (LIAO & DUNLAP 1950; SASSER & TAYLOR 1952; DROPKIN & WEBB 1967; SIDDIQUI 1971). Dagegen zeigten die Wurzeln anfälliger Hafer-, Weizen- und Gerstpflanzen gegenüber *H. avenae* keine höhere Attraktivität als resistente Pflanzen (O'BRIEN & FISHER 1977; HARTMUTH 1978; MOLTMANN 1984). Es werden sogar höhere Einwanderungsraten in resistente als in anfällige Haferwurzeln beobachtet (LUNG 1984). Auch für *H. schachtii* scheinen anfällige Wirtspflanzen keine erhöhte Attraktivität zu besitzen (KÄMPFE 1960).

Die Anzahl der in resistente und anfällige Senf- und Ölrettichpflanzen eingewanderten Larven unterscheidet sich bei den Untersuchungen von MÜLLER (1985) und WESTPHAL (1985) nicht. Im Gegensatz dazu war in Untersuchungen von GRUNDLER (1989) die durchschnittliche Eindringungsrate bei der resistenten Ölrettichsorte geringfügig niedriger. Diesen Unterschied führte er auf ein etwas geringeres Wurzelwachstum zurück, welches bei der resistenten Sorte in Sterilkulturen immer wieder zu beobachten war. Dagegen berichteten SHEPHERD (1959a) und JOHNSON & VILGLIERCHIO (1969) bei verschiedenen Wildrübenarten von Eindringungsbarrieren, die zu einer verminderten Penetration von Larven führten.

Bei den eigenen Untersuchungen erfolgte die Inokulation der Larven eine Woche nach dem Pikieren der Pflanzen, die Auswertung nach weiteren sieben Tagen. Bis zu diesem Zeitpunkt sind nach KLINKE (1995) die meisten *H. schachtii*-Larven in die Pflanzenwurzel eingewandert. Aus den eigenen Ergebnissen geht hervor, dass die Larven keine der beiden Sorten zur Einwanderung in die Wurzel bevorzugen. Offenbar üben resistente und anfällige Zuckerrübenpflanzen auf den Nematoden die gleiche Attraktivität aus. Es ist also kein Resistenzmechanismus in der resistenten Zuckerrübensorte enthalten, der die Larveneinwanderung durch entsprechende Barrieren verhindert.

Neben der Zahl der eingewanderten Larven könnte eine verstärkte Auswanderung aus resistenten Pflanzenwurzeln einen Hinweis auf das Wirken der Resistenz geben. So berichteten REYNOLDS et al. (1970) von einer gesteigerten Auswanderung von *Meloidogyne incognita* aus resistenten Luzernewurzeln. Als Grund dafür wird ein schon vorhandenes oder auf den Larvenbefall hin gebildetes Repellent angenommen. Diese Überlegung wird auch von den CHANG & RHODE (1969) unterstützt, die eine erhöhte Auswanderung von *Pratylenchus penetrans* aus nekrotisiertem Gewebe nachwiesen. Ein derartiger Resistenzmechanismus bestätigte sich jedoch nicht bei *H. avenae* an Hafer (HARTMUTH 1978; LUNG 1984) sowie an Weizen und Gerste (O'BRIEN & FISHER 1978; MOLTMANN 1984). Auch MÜLLER (1985) kommt in seinen Untersuchungen mit *H. schachtii* an resistenten und anfälligen Zwischenfrüchten zu ähnlichen Ergebnissen.

Bei den eigenen Untersuchungen wanderten Larven des zweiten Entwicklungsstadiums aus den Wurzeln resistenter und anfälliger Zuckerrübenpflanzen heraus. Allerdings war der Anteil dieser Larven sehr gering und zeigte keine signifikanten Sortenunterschiede. Demnach hatte die Resistenz in der Zuckerrübe keinen Einfluss auf die Auswanderung der *H. schachtii* -Larven. Eine später eventuell unterschiedliche Männchenanzahl an den Sorten kann nicht darauf zurückgeführt werden, dass potentielle männliche Larven das resistente Gewebe wieder verlassen haben.

4.5.2 Einfluss der Resistenz auf die Anzahl entwickelter Männchen

Die Larve wandert innerhalb weniger Minuten bis hin zu mehreren Stunden vollständig in das Wurzelgewebe ein, dabei nimmt sie wahrscheinlich keine Nahrung auf (MÜLLER & WYSS 1980). Am Zentralzylinder der Zuckerrübe angelangt, induziert sie die Bildung eines stoffwechselaktiven Nährzellensystems, ein sogenanntes Syncytium (ENDO 1964; DROPKIN 1969). Mit der Nahrungsaufnahme aus diesen Zellen beginnt nun das eigentliche Wirt-Parasit-Verhältnis und als sedentärer Parasit ist der Nematode von der einmal befallenen Pflanze abhängig. Noch während des zweiten Larvenstadiums wird die Entscheidung über das zukünftige Geschlecht gefällt (GRUNDLER 1989). Vor der Häutung zum dritten Larvenstadium ist die geschlechtliche Differenzierung am Geschlechtsprimordium der Larven nachzuweisen (RASKI 1950; GÜNTHER 1971).

Dann erfolgt die Häutung zum vierten Larvenstadium, in dem nun der Geschlechtsdimorphismus deutlich erkennbar wird (GRUNDLER 1989).

Über die Geschlechtsdetermination von *H. schachtii* bestand lange Zeit Unklarheit. Schon früh wurde eine Abhängigkeit des Geschlechterverhältnisses von *H. schachtii* zur Wirtspflanze nachgewiesen. SENGBUSCH (1927) interpretierte die Ursache eines zu Gunsten der Männchen verschobenen Geschlechterverhältnisses als selektives Absterben weiblicher Larven. Er sah darin den Nachweis für eine genotypische Geschlechtsdetermination. Darunter wird generell die Bestimmung des Geschlechts verstanden, welche "durch die Verteilung der Gene in der Reifung, Reduktion und Befruchtung" erzielt wird (STARCK 1965). Dagegen begründete MOLZ (1920; 1927) seine Ergebnisse mit einer phänotypischen Geschlechtsdetermination. In diesem Fall sind äußere Faktoren für die Geschlechtsbestimmung des Nematoden ausschlaggebend, wobei die bestimmenden Faktoren verschiedenster Natur sein können und zu unterschiedlichen Zeitpunkten des Individualzyklus eingreifen (STARCK 1965). Auch von anderen Nematoden ist diese umweltbedingte (phänotypische) Geschlechtsdetermination bzw. eine verstärkte Männchenentwicklung unter ungünstigen Bedingungen bekannt (ELLENBY 1954; TRUDGILL 1967; MUGNIERY & FAYET 1981; SEINHORST 1986; JANSSEN et al. 1990). Der Nachweis einer phänotypischen Geschlechtsdetermination bei Rübenzystennematoden gelang schließlich MÜLLER (1985) und GRUNDLER (1989).

Von der Pflanzenreaktion auf den Nematodenbefall berichteten STEELE & SAVITSKY (1974) bei *H. schachtii* und ENDO (1965) bei *H. glycines*. Sie beobachteten die Bildung eines Syncytiums in der Wirtspflanze, welches dann zu einem späteren Zeitpunkt in den resistenten Pflanzen kollabiert. TRUDGILL (1967) und TRUDGILL & PARROTT (1969) vermuteten auf Grund ihrer Untersuchungen mit Kartoffelzystennematoden einen Zusammenhang zwischen der Syncytiengröße und dem zukünftigen Geschlecht des Nematoden. In ihren Untersuchungen berichteten WYSS et al. (1984) und STENDER (1987) detailliert über den Ablauf der Nährzellenbildung im Gewebe von Ölrettichpflanzen. Dort bildeten sich nach dem Befall mit *H. schachtii* sowohl in anfälligen als auch in resistenten Ölrettichsorten Syncytien. Drei Tage nach der Larveninvasion entwickelten sich diese Nährzellen unterschiedlich. Während sie in der resistenten Pflanze degenerierten und im weiteren Verlauf den Nematoden damit nicht

mehr als Nahrungsquelle zur Verfügung standen, blieben die Syncytien in den anfälligen Pflanzen bestehen. MÜLLER (1985) berichtete, dass durch den Resistenzmechanismus in Kruziferen die Larvendifferenzierung zum weiblichen Geschlecht verhindert wird, so dass fast ausschließlich *H. schachtii*- Männchen entstehen. Da Männchen einen geringeren quantitativen Nahrungsbedarf haben (MÜLLER et al. 1981), wäre es also durchaus möglich, dass sich nur noch sie in der ungünstigen Umwelt, also an degenerierenden oder degenerierten Syncytien, entwickeln können. Auch an resistenten Wildrüben wurden bislang nur vereinzelte *H. schachtii*-Weibchen- bzw. Zysten beobachtet (SHEPHERD 1959a; 1959b; STEELE & SAVITSKY 1962; YU 1984; MÜLLER 1992; LANGE et al. 1993), wohingegen sich Männchen zu adulten Tieren entwickelten (SHEPHERD 1957; GOLDEN 1958).

Für die Reproduktion von *H. schachtii* konnten RASKI & JOHNSON (1959) einen günstigen Temperaturbereich von 21-27°C ermitteln, wobei das Temperaturoptimum etwa bei 27°C lag (THOMASON & FIFE 1962). In den Untersuchungen von MÜLLER & WYSS (1980) dauerte die Entwicklung von *H. schachtii* zum Weibchen oder Männchen unter optimalen Laborbedingungen (Wirtspflanzen in Petrischalen auf Wasseragar kultiviert, bei Temperaturen um 25°C) etwa elf bis vierzehn Tage. Im Freiland kann sie bei ungünstigeren Bedingungen wesentlich langsamer verlaufen (SCHLANG 1991). Bei den eigenen Untersuchungen im Gewächshaus und Lufttemperaturen um 25°C konnten frühestens ab dem 25. Tag nach Inokulation der Larven (bzw. 18 Tage nach Einwanderung der Larven in die Wurzel) ausdifferenzierte *H. schachtii*- Männchen sowohl an resistenten als auch an anfälligen Pflanzen gefunden werden. Die Entwicklungsdauer von der Larve bis zum Männchen wurde offenbar nicht von der Pflanzensorte beeinflusst. Allerdings dauerte die Entwicklung des Nematoden unter den gewählten Versuchsbedingungen im Vergleich zu den zitierten 11-14 Tagen länger, was sich möglicherweise durch den hier verwendeten Versuchsaufbau begründen lässt. Wahrscheinlich führten eine lokale Abkühlung der unmittelbaren Pflanzenumgebung, bedingt durch die Wasserbesprühung, und die ständige Wasserverdunstung zu einer Temperatur an den Wurzeln, die unterhalb der Lufttemperatur lag.

Die Anzahl der unter resistenten und anfälligen Zuckerrübenpflanzen vorgefundenen

Männchen unterscheidet sich nicht signifikant voneinander. Es könnte daraus geschlossen werden, dass der Resistenzmechanismus in der Versuchssorte keinen Einfluss auf die Anzahl entwickelter Männchen hat und somit auch nicht auf die geschlechtliche Entwicklung des Nematoden. Wenn dies der Fall wäre, dann müsste die in Abbildung 19 dargestellte mittlere Männchenanzahl einen ähnlich hohen Wert aufweisen wie bei der anfälligen Sorte. Die Untersuchungen zur Transmissionsrate der Resistenz (Abschnitt 3.1) zeigten eine sehr geringe Weibchenanzahl an den resistenten Zuckerrübenpflanzen. Offenbar beeinflusste der Resistenzmechanismus doch die geschlechtliche Entwicklung des Nematoden. Die Ergebnisse könnten auch ein Hinweis für die Wirkung eines weiteren Mechanismus in der Zuckerrübenpflanze sein. Es ist denkbar, dass die Larvenentwicklung im Wurzelgewebe der resistenten Pflanze stagnierte und infolgedessen nur einem geringen Anteil Nematoden die Entwicklung zu Männchen bzw. Weibchen gelang. Mehrere Autoren berichten von einer zum Stillstand gekommenen oder gehemmten Larvenentwicklung. Dabei reagierten anfällige und resistente Wirtspflanzen mit Nekrotisierung der besogenen Zellen: für *H. schachtii* (STEELE & SAVITSKY 1974; TALATSCHIAN 1974; GIERTH 2000 mündl. Mitteilung), *H. avenae* (HARTMUTH 1978), *Globodera rostochiensis* (DONCASTER 1953; KÜHN 1958; SEMBDNER 1963) und *Meloidogyne*-Arten (PEACOCK 1959; GOPLEN & STANFORD 1959; DROPKIN & WEBB 1967; DROPKIN 1969; DROPKIN et al. 1969; GRIFFIN & ELGIN 1977). Ebenso berichten MÜLLER (1985) und GRUNDLER (1989) von einer Wachstumsstagnation der *H. schachtii*-Larven im Wurzelgewebe von Zwischenfrüchten, deren Anteil in anfälligen und resistenten Wurzeln allerdings gleich hoch war. Auch WESTPHAL (1985) schrieb von Abwehrreaktionen resistenter Ölrettichpflanzen gegen den Eindringling, indem die *H. schachtii*-Larven von nekrotischem Gewebe eingeschlossen werden. Dies wurde jedoch bei anfälligen Pflanzen viel seltener beobachtet. Auch die in resistente Wildrübenwurzeln eingedrungenen *H. schachtii*-Larven können nur zum Teil zu adulten Männchen heranwachsen, da die Entwicklung vieler Nematoden bereits im zweiten bis vierten Larvenstadium unterbrochen wird. Als Ursache für diese Larvenstagnation im Gewebe wird eine hypersensitive Reaktion angegeben (YU 1982; HEIJBOEK et al. 1988), wobei der genaue Mechanismus der Inkompatibilität noch nicht bekannt ist. Auch die Versuchsmethodik (Aufbewahrung der Pflanzen auf der Siebkonstruktion) stellte eine potentielle

Stresssituation für die Pflanze dar. Resistente Pflanzen reagierten im Vergleich zur anfälligen Sorte eventuell stärker auf die Umweltbedingungen im Gewächshaus. Dies zeigte sich vor allem in kleiner ausgebildeten Blättern, welche vermutlich nicht auf besondere Eigenschaften dieser Sorte zurückzuführen sind, da in anderen Versuchen keine Wuchsunterschiede sichtbar wurden. Eine einmalige Stresssituation für die resistente Zuckerrübe (hervorgerufen durch Verkürzung der Wurzel) führt zu keiner Beeinträchtigung des Pflanzenwachstums (GIERTH 2000 mündl. Mitteilung). Dagegen könnte permanenter Stress (z. B. die Aufbewahrung der Pflanzen auf der Siebkonstruktion) Auswirkungen auf den Wuchs der resistenten Zuckerrübensorte haben. Außerdem begünstigten die Temperaturbedingungen (um 25°C) im Gewächshaus pilzliche Blattkrankheiten (Echter Mehltau). Die Blätter der resistenten Pflanzen wurden im Vergleich zu den anfälligen Pflanzen stärker befallen und damit war eine Verringerung der assimilierenden Blattfläche verbunden. Dies könnte möglicherweise auch eine erhöhte Larvenstagnation im Wurzelgewebe resistenter Pflanzen zur Folge haben. Ähnliches beobachtete KERSTAN (1969) an Winterrüben, dort stieg der Anteil in der Entwicklung stagnierender Larven mit zunehmender Verkleinerung der assimilierenden Fläche.

4.5.3 Körperlänge der Männchen

Über folgende Beobachtungen an Kruziferen berichten MÜLLER & WYSS (1980): Für die weiblichen Nematoden bildet das Syncytium die ausschließliche Nahrungsgrundlage, sie benötigen im Vergleich zu den Männchen die 60fache Nahrungsmenge. Dagegen ziehen die Männchen während der Häutung zum vierten Larvenstadium den Kopf von der Saugstelle zurück. Die Haut des dritten Larvenstadiums bleibt fest in der Wurzel verankert und umschließt das darin befindliche vierte Stadium völlig. Diese Larve streckt sich rasch und wird wieder wurmförmig und nach der folgenden Häutung ist das Männchen voll ausdifferenziert. Es bleibt aber noch drei bis vier Mal gewunden in der alten Haut seines dritten Larvenstadiums eingeschlossen. Die sich zu Männchen entwickelten Nematoden verlassen das Wurzelgewebe, indem sie mit Hilfe des Mundstachels die alte Larvenhaut durchstoßen und anschließend wieder in den freien

Erdraum zurück gelangen.

Möglicherweise ist die Nahrung im Gewebe der resistenten Zuckerrüben für Larven, die sich zu Männchen entwickeln, nicht ausreichend, um ihre normale Körperlänge auszubilden. Die Messung der Körperlängen von *H. schachtii*- Männchen zeigten jedoch keinen signifikanten Sorteneinfluss; die sich an resistenten und anfälligen Pflanzen entwickelten Nematodenmännchen waren gleich lang. Offenbar lieferten die Nährzellen der resistenten Zuckerrüben für die Männchenentwicklung ausreichend Nahrung.

4.6 Auswirkungen resistenter Zuckerrüben auf eiparasitäre Pilze

Seit Anfang der sechziger Jahre wurde immer wieder von einem Rückgang der Populationsdichte der Rübenzystennematoden (*H. schachtii*) und Getreidezystennematoden (*H. avenae*) trotz Daueranbau von Wirtspflanzen berichtet (COOLINGWOOD 1962; THIELEMANN & STEUDEL 1973; KERRY 1975 und MÜLLER 1979 a). Als Ursache kommen hier vor allem parasitäre und räuberische Pilze sowie tierische Feinde in Frage. Bereits 1951 vermuteten SCHAERFFENBERG & TENDL, dass Enchytraeidenlarven ein bedeutendes Gegengewicht zu einer Übervermehrung dieser Zystennematoden darstellen. ESSER & SOBERS (1964) und WEBSTER (1972) berichteten von Collembolen, Milben und Tardigraden, welche als Nematodenfeinde in Betracht kommen können. Was die zystenbildenden Nematoden anbelangt, haben die tierischen Antagonisten wahrscheinlich keine große Bedeutung (DOWE 1969), sondern in erster Linie die nematophagen Pilze. Als Antagonisten von Nematoden werden rund 150 Pilzarten in Betracht gezogen (DÜRSCHNER 1983). Davon leben einige Pilzarten räuberisch und fangen die frei beweglichen Larven von *H. schachtii* mit Hilfe von Schlingen, Fangnetzen oder besonderen Haftmechanismen. Die Abundanzdynamik von *H. schachtii* wird jedoch wirkungsvoller durch Pilze begrenzt, die die jungen Weibchen an der Wurzel bzw. die Eier und Larven in den Zysten parasitieren (KERRY 1975; STEUDEL et al. 1976; TRIBE 1977; 1980). Schon 1877 berichtete KÜHN von Pilzen, die Weibchen von *H. schachtii* parasitieren. Nach TRIBE (1977) kann man diese Pilze in die Gruppen der Weibchenparasiten und der Eiparasiten einteilen.

Bei den eigenen Untersuchungen wurden ausschließlich die Eiparasiten berücksichtigt.

Diese können durch die natürlichen Öffnungen eines Weibchens bzw. einer Zyste eindringen und die darin befindlichen Eier und Larven parasitieren. Als der wohl bedeutendste Eiparasit wird von mehreren Autoren der Deuteromycet *Verticillium chlamydosporium* GODDARD genannt (KERRY 1975; MÜLLER 1981; THOMAS 1982; HEIJBOEK 1983 und KNUTH 1986). Dieser Pilz kann nach KERRY & CRUMP (1977) viele Zystennematodenarten, einschließlich *Globodera rostochiensis*, befallen und wurde erstmals 1974 von BURSNALL & TRIBE sowie WILLCOX und TRIBE aus parasitierten *H. schachtii*-Eiern isoliert. Ein anderer Eiparasit ist der Deuteromycet *Cylindrocarpon destructans* SCHOLTEN, der jedoch von weitaus geringerer Bedeutung ist (KERRY & CRUMP 1977; HEIJBOEK 1983). Auch *Fusarium oxysporum* und *Acremonium strictum* werden von NIGH et al. (1980) als Eiparasiten beschrieben. Bei den eigenen Untersuchungen wurde überwiegend *Verticillium chlamydosporium* und vereinzelt *Acremonium strictum* aus den befallenen Eiern und Larven isoliert. *V. chlamydosporium* überwuchert die Zysten (KNUTH 1986) und allein schon das Verschließen der natürlichen Zystenöffnungen mit Mycel kann als ein Teil der Wirkung von *V. chlamydosporium* angesehen werden, da ein Larvenschlupf dadurch verhindert wird (HEIJBOEK 1983). Nach KERRY et al. (1978) penetriert *V. chlamydosporium* mit Hilfe von Infektionshyphen direkt die Kutikula der *H. schachtii*-Zysten und parasitiert in deren Inneren die Eier bzw. Larven.

Bei der hier angewandten Methode wurden die Eier und Larven vor der Ausplattierung auf Wasseragar nicht desinfiziert. Dagegen desinfizierten KERRY & CRUMP (1977) diese mit Streptomycinsulfat und Penicillin und beseitigten damit in erster Linie Bakterien. Nach Untersuchungen von KNUTH (1986) spielen Bakterien jedoch nach drei Tagen Inkubationszeit keine die Methode beeinträchtigende Rolle. KERRY (1975) schrieb von der Schwierigkeit, bei der Auswertung zwischen saprophytischen und parasitären Pilzen zu unterscheiden, da die Eier bzw. Larven in den Zysten teilweise abgestorben sind und erst nachträglich von saprophytischen Pilzen befallen werden können. BARRON & ONIONS (1966) und DOMSCH et al. (1980) vermuten eine weite Verbreitung von *V. chlamydosporium* im Boden. Nach TRIBE (1977) kann *V. chlamydosporium* sowohl lebende Eier parasitieren als auch saprophytisch im Boden leben. Auch KERRY et al. (1980) gehen von einer unspezifischen, saprophytischen

Lebensweise aus, da sie den Pilz aus Böden ohne Nematodenbefall isolierten. Es ist also durchaus möglich, dass in einer Zyste sowohl gesunde als auch bereits tote Eier von *V. chlamydosporium* befallen werden. Die genaue Wirkung dieses Parasiten als Gegenspieler von zystenbildenden Nematoden ist somit nicht präzise anzugeben. Dieser Aspekt muss bei der Auswertung berücksichtigt werden.

4.6.1 Parasitierungsraten nach mehrmaligem Anbau einer Sorte

Unter mitteleuropäischen Bedingungen können sich unter Zuckerrüben zwei (JONES 1950; DUGGAN 1959) bis drei (MÜLLER 1979b; NEJAD & DERN 1979) Generationen von *H. schachtii* bilden. Die Eier bzw. Larven überleben teilweise jahrelang in der Zyste im Boden auch ohne Wirtspflanzen (MÜLLER & WYSS 1980).

Aus den Zysten kann ein Großteil der Eier bzw. Larven geschlüpft sein und die darin verbliebenen sind überwiegend abgestorben und parasitiert. Auf den zur Parasitierung untersuchten Versuchsflächen lag der Zuckerrübenanbau drei Jahre zurück, so dass die dort gesammelten Bodenproben vermutlich ein Gemisch an Zysten unterschiedlichen Alters und darin parasitiertem Inhalt enthielten. Ein möglicher Einfluss durch den Anbau resistenter Zuckerrüben auf pilzliche Eiparasiten des Nematoden ist erst nach mehrmaligem Anbau der Sorte nachzuweisen. Die bei den eigenen Untersuchungen nach dreimaligem Anbau der resistenten Versuchssorte ermittelten Parasitierungsraten waren signifikant niedriger als die Werte für die anfällige Vergleichssorte (Abbildung 20). Somit hatte die positive Wirkung der Eiparasiten unter einer resistenten Sorte weniger Bedeutung als unter der anfälligen Sorte.

Ob pilzliche Eiparasiten auf Grund des dreimaligen Anbaus der resistenten Sorte auf demselben Boden nur vorübergehend oder dauerhaft beeinträchtigt wurden, konnte nach darauf folgendem Anbau der anfälligen Zuckerrübensorte beantwortet werden. Der erneute Anbau der anfälligen Zuckerrübensorte und die damit verbundene Vermehrung von *H. schachtii* führte zu einem erhöhten Nahrungsangebot für Eiparasiten. Die Parasitierungsraten stiegen für die resistente Variante leicht an, unterschieden sich aber signifikant von denen aus der anfälligen Anbaufolge (Abbildung 21). Es ist jedoch anzunehmen, dass die Parasitierungsraten nach weiterem Anbau anfälliger Wirtspflanzen

ansteigen. So berichtete THOMAS (1982), dass das nematophage Potenzial im Boden von einer Veränderung der Nematodenpopulationsdichte und damit der Häufigkeit des Wirtspflanzenanbaus abhängt. Zudem ermittelten STEUDEL et al. (1990) einen positiven Zusammenhang zwischen der Populationsdichte von *H. schachtii* und der Anzahl parasitierter Eier und Larven. Diese Beziehung zeigte sich auch bei der Verrechnung der absoluten Zahlen für die resistente Versuchssorte der eigenen Untersuchung (Abbildung 22). Demnach waren die niedrigen Parasitierungsraten nach Anbau der resistenten Sorte (Abbildung 20) auf die reduzierten Nematodenbesatzdichten und eine somit verringerte Nahrungsgrundlage zurückzuführen. Dagegen wurden pilzliche Eiparasiten durch ein erhöhtes Nahrungsangebot gefördert. Pilzliche Eiparasiten wurden durch den Anbau resistenter Zuckerrüben nur vorübergehend beeinträchtigt.

4.7 Anbaustrategie zur Sicherung der Resistenz

Der Anbau einer Kulturpflanze orientiert sich vordergründig an ökonomischen Rahmenbedingungen. So werden vor allem die Pflanzen eingesetzt, mit denen sich hohe Marktpreise erzielen lassen, wie z. B. Zuckerrüben. In intensiv genutzten Anbaugebieten kann der Rüben-

zystennematode *H. schachtii* jedoch ein Ertragsbegrenzender Faktor für empfindliche/anfällige Rübensorten sein. Neuerdings bietet sich mit einer toleranten/resistenten Zuckerrübensorte die Möglichkeit, auf befallenen Flächen sowohl eine hohe Ertragsleistung zu sichern (Abb. 10 - 12) als auch die Populationsdichten des Schädling deutlich zu reduzieren (Abb. 6 - 8). Es besteht jedoch die Gefahr, dass durch häufigen Einsatz dieser Sorte eine Selektion auf virulente Nematodenpopulationen stattfindet.

Virulenz gegenüber der Resistenz von Chromosom 1 aus der Wildrübe *B. procumbens* in *H. schachtii*-Populationen aus Deutschland bzw. Europa liegt in einem geringen Anteil vor (MÜLLER 1990a). Daraus konnten unter Gewächshausbedingungen und nach mehreren aufeinander folgenden Generationen an der resistenten Rübe resistenzbrechende Pathotypen selektiert werden (MÜLLER 1992, KLINKE 1995). Im Feld verläuft dieser Prozess vermutlich langsamer ab, da sich zum einen bei Wirtspflanzenanbau unter mitteleuropäischen Bedingungen nur ein bis drei Generationen während einer Vegetation vermehren (JONES 1950; DUGGAN 1959; MÜLLER 1979b; NEJAD & DERN 1979) und lediglich ein Teil der Larven aus den Zysten schlüpft. Zum anderen ist denkbar, dass durch die Vermischung des genetischen Potenzials aus unterschiedlich tiefen Bodenschichten (z.B. beim Pflügen) eine verzögerte Selektion auf resistente Typen eintritt. Auch durch den bestimmten Anteil anfälliger Pflanzen in der neuen Sorte (Abb. 3 - 5) wird vermutlich ein geringerer Selektionsdruck auf den Nematoden ausgeübt. Allerdings konnte schon nach viermaligem Anbau einer homozygot resistenten Versuchslinie in einer praxisüblichen Fruchtfolge eine Selektion auf resistenzbrechende Pathotypen im Feldanbau nachgewiesen werden (MÜLLER 2001).

Es ist noch nicht abzusehen, wann Sorten mit anderen Resistenzgenen als die mit Resistenz aus der Wildrübe *B. procumbens* zur Verfügung stehende Sorte auf den Markt kommen werden. Damit die jetzige Resistenzquelle möglichst lange nutzbar bleibt, sollte die tolerante/ resistente Sorte lediglich in größeren zeitlichen Abständen angebaut werden (Tab. 11).

Aus wirtschaftlichen Gesichtspunkten hat sich auf viehlosen Betrieben in der Vergangenheit überwiegend eine "Dreifelderwirtschaft", bestehend aus dem Anbau empfindlicher/ anfälliger Zuckerrüben (erstes Jahr), Winterweizen (zweites Jahr) und Wintergerste (drittes Jahr), durchgesetzt. In Tabelle 11 wird ausgehend von diesem

Bewirtschaftungssystem eine alternative Anbaufolge vorgeschlagen, in welcher hohe Ertragsleistung von Rüben, dauerhaft niedrige Populationsdichten des Nematoden sowie die Sicherung der Resistenz in Zuckerrüben erreicht werden können.

Tab. 11: Fruchtfolgesystem zur Sicherung der Resistenz

Anbaujahr	Kulturpflanze	Anbauziel (in Bezug auf <i>H. schachtii</i>)
1. Jahr	resistente Zuckerrübe	Sicherung der Ertragsleistung unter hohem Nematodenbefall (Toleranz); Reduktion der Populationsdichte (Resistenz)
2. Jahr	Wintergetreide	Natürlicher Rückgang der Populationsdichte
3. Jahr	Wintergetreide	Natürlicher Rückgang der Populationsdichte
4. Jahr	anfällige Zuckerrübe	Sicherung der Ertragsleistung, da niedrige Populationsdichte (P_i)
5. Jahr	Wintergetreide	Natürlicher Rückgang der Populationsdichte
6. Jahr	Wintergetreide + resistente Zwischenfrucht	Natürlicher Rückgang der Populationsdichte + Reduktion der Populationsdichte durch resistente Zwischenfrucht
7. Jahr	anfällige Zuckerrübe	Sicherung der Ertragsleistung, da niedrige Populationsdichte (P_i)
8. Jahr	Wintergetreide	Natürlicher Rückgang der Populationsdichte
9. Jahr	Wintergetreide	Natürlicher Rückgang der Populationsdichte
10. Jahr	resistente Zuckerrübe	Sicherung der Ertragsleistung unter hohem Nematodenbefall (Toleranz); Reduktion der Populationsdichte (Resistenz)

Der Einsatz der toleranten/resistenten Sorte ist aus ökonomischen und phytopathologischen Gründen erst oberhalb der Schadensschwelle sinnvoll, um eine hohe Ertragsleistung von Rüben zu sichern und gleichzeitig die Populationsdichte des Nematoden zu verringern. Dieser Schwellenwert variiert in Abhängigkeit von Standortbedingungen und Anbaujahr ungefähr in einem Bereich der Anfangspopulationsdichte von 500 - 1000 Eiern und Larven / 100 g Boden. Kenntnisse über die Nematodenverteilung im Feld und Bestimmung der Populationsdichte in den Befallsnestern sind beispielsweise durch die Kombination von Infrarotbildaufnahmen und Untersuchungen von Bodenproben im Labor zu gewinnen (MÜLLER 1990b; SCHLANG 1991a).

Weiterhin können die Befallsdichten des Nematoden auch unter Nichtwirtspflanzen (2. und 3. Anbaujahr in Tab. 11) reduziert werden. Dies ist vor allem durch den natürlichen Larvenschlupf bedingt, d.h., ein Teil der Larven schlüpft auch unter Nichtwirtspflanzen aus den Zysten, verendet jedoch, da keine geeignete Nahrung vorzufinden ist. Zudem kann die Populationsdichte des Nematoden durch verschiedene Antagonisten verringert werden. Bei niedrigen Befallsdichten (Werte unterhalb der Schadensschwelle) sind mit empfindlichen/anfälligen Zuckerrübensorten (4. Jahr) hohe Ertragsleistungen zu sichern. Da sich unter diesen Pflanzen die Populationsdichte wieder aufbauen konnte, ist vor dem nächsten Anbau dieser Zuckerrübensorten eine resistente Kruzifere (Ölrettich oder Senf) zur biologischen Nematodenbekämpfung zu empfehlen (6. Jahr). Deren Anbau kann als Zwischenfrucht oder im Rahmen einer einjährigen Flächenstilllegung erfolgen. Eine effektive Nematodenbekämpfung ist dann möglich, wenn u.a. die für einen intensiven Larvenschlupf notwendigen Bodentemperaturen von 20-22 °C (SCHLANG 1991b) erreicht werden. Diese Bedingungen sind dann erfüllt, wenn die Aussaat der Kruziferen nach relativ frühräumenden Kulturpflanzen wie der Wintergerste erfolgt. Außerdem lässt ein späterer Aussaattermin ein verringertes Wurzelwachstum der Kruziferen erwarten. Eine gleichmäßige und tiefe Durchwurzelung ist für den Erfolg der Bekämpfung von Nematoden jedoch erforderlich, da einerseits die Wanderung der Larven begrenzt ist und andererseits auch in unteren Bodenhorizonten Zysten vorzufinden sind.

Neben dem Hauptziel der Nematodenreduktion entstehen durch den Anbau der resistenten Kruziferen zahlreiche positive Begleiteffekte. Dazu gehört beispielsweise die Auflockerung verdichteter Pflugsohlen mit dem Pfahlwurzelsystem der Pflanzen. Mit dem Verbleib eines aktiven Anteils belebter, biologisch verbauter Reststoffe ist ein hohes Maß

nachhaltiger biologischer Aktivität sichergestellt. Nahrung für die Regenwürmer und Mikroorganismen, zum Aufbau von stabilen Bodenaggregaten, lässt sich durch die resistenten Kruziferen leicht erzeugen. Auch Rübenblätter und das Belassen von Getreidestroh auf dem Feld sind diesem Zwecke dienlich. Ebenso bietet der Kruziferenbestand einen Schutz vor Bodenerosion und durch Festlegung von Nährstoffen in der organischen Substanz einen Schutz vor Nährstoffaustrag mit dem Bodenwasser in das Grundwasser. Deshalb sollte auch aus diesen Gründen eine Fruchtfolge so gestaltet werden, dass resistente Kruziferen ihren Platz im Anbausystem behalten.

Allerdings ist der Anbau von frühräumender Wintergerste auf Grund sinkender Marktpreise rückläufig und wurde durch Winterweizen ersetzt, so dass lediglich Rüben und Weizen im Wechsel angebaut werden. Diese "Zweifelderwirtschaft" ermöglicht durch die spätere Ernte von Weizen keine sichere Nematodenbekämpfung mit resistenten Kruziferen. Auf einigen Betrieben wird durch den Anbau einer ebenfalls frühreifenden Winterweizensorte Abhilfe geschaffen, um höhere Weizenmarktpreise mit effektiver Nematodenbekämpfung zu kombinieren. Dabei muss der Ausnutzungsgrad von Arbeitszeit und Maschinen mit in die ökonomische Betriebsplanung einbezogen werden. Erst wenn hohe Populationsdichten vorliegen ist in dem folgenden Rübenanbaujahr (10. Jahr) der Anbau der toleranten/resistenten Zuckerrübensorte wieder zu empfehlen.

Mit einem solchen Anbausystem besteht die Möglichkeit zum einen den Forderungen an die Wirtschaftlichkeit nachzukommen und zum anderen eine Nematodenreduktion, verbunden mit einer Resistenzsicherung der Zuckerrüben, zu erzielen. So kann es gelingen, die in langer und arbeitsintensiver Züchtung entwickelten resistenten Sorten nicht innerhalb kurzer Zeit durch die Entstehung virulenter Pathotypen wirkungslos werden zu lassen.

5. Zusammenfassung

In die Zuckerrübe *Beta vulgaris* wurde Resistenz gegen den Rübenzystennematoden *Heterodera schachtii* aus der Wildrübe *Beta procumbens* eingekreuzt. Erste Feldversuche mit diesen Zuckerrüben haben teilweise widersprüchliche Ergebnisse gebracht. Um die Ursachen dafür aufzuklären, wurden in einem dreijährigen Versuchsprogramm an vier Standorten in unterschiedlichen Regionen Intensivversuche mit einer erstmals seit 1998 in Deutschland zugelassenen nematodenresistenten Zuckerrübensorte durchgeführt. Dabei sollte besonders der mindestens erforderliche Untersuchungsaufwand ermittelt werden, der für die Bewertung von Resistenz und Toleranz dieser Sorte erbracht werden muss. Außerdem sollten Kenntnisse über den Wirkungsmechanismus der Resistenz sowie den Einfluss des Anbaus der Sorte auf pilzliche Eiparasiten des Nematoden gewonnen werden.

Die Resistenz der Zuckerrübensorte wurde im Biotest anhand der Transmissionsrate beurteilt. Auf 92 - 95% der Pflanzen aus der Versuchssorte wurde das Resistenzgen übertragen, lediglich ein geringer Anteil von 5 – 8 % war anfällig. In den Feldversuchen wurden die unter kontrollierten Bedingungen ermittelten Übertragungsraten nur teilweise bestätigt; zufällig bedingte Varianzen waren möglicherweise die Ursache.

Unter Nematodenbefall reagierte die resistente Zuckerrübe mit einer relativ konstanten Ertragsleistung, war also tolerant.

Für die Bestimmung der Besatzdichten von *H. schachtii* wurde in den Feldversuchen aus Versuchspartzen von ca. 11 m² Größe mit je 40 Einstichen eine jeweils etwa 8 kg Boden umfassende Mischprobe entnommen, von der 1,8 kg Boden auf den Zysten sowie den Eier- und Larvenbesatz untersucht wurden. Die Verrechnung der Daten aus Versuchspartzen ergab, dass unter den gewählten Bedingungen der Fehler der Probenahme im Feld den Stichprobenfehler für die Mischprobe unterschreitet. Daher sollten aus der Mischprobe mindestens 1,8 kg Boden untersucht werden. Wenn dies aus ökonomischen Gründen nicht möglich ist, erscheint eine Reduzierung auf 900 g Boden noch vertretbar, führt allerdings zu verringerter Aussagesicherheit.

Die Resistenz hatte keinen Einfluss auf die Anzahl der in die Wurzeln ein- bzw. ausgewanderten Larven. An den resistenten Zuckerrüben entwickelten sich zwar Männchen aber kaum Weibchen. Der Resistenzmechanismus beeinflusst also die geschlechtliche Entwicklung des Nematoden. Allerdings war eine erhöhte Männchenanzahl an resistenten Zuckerrüben nicht nachweisbar. Der Resistenzmechanismus führt wahrscheinlich zu einer frühzeitigen Stagnation weiblicher Larven.

Der Einfluss des Anbaus der resistenten Sorte auf pilzliche Eiparasiten von *H. schachtii* wurde durch Ermittlung der prozentualen Anteile parasitierter Eier und Larven in einer Probe überprüft. Nach mehrmaligem Anbau der resistenten Sorte (einmal im Feld und zweimal im Gewächshaus) waren die Parasitierungsraten für Nematodeneier deutlich niedriger als nach anfälligen Zuckerrüben. Diese Beeinträchtigung pilzlicher Eiparasiten hat lediglich einen vorübergehenden Charakter, da die Raten nach erneutem Anbau anfälliger Pflanzen wieder ansteigen. Die absolute Anzahl parasitierter Eier und Larven war mit der Populationsdichte des Nematoden positiv korreliert; vermutlich werden pilzliche Eiparasiten durch ein erhöhtes Nahrungsangebot gefördert.

Auf der Basis eigener Versuchsergebnisse und in Verbindung mit Literaturdaten wird ein Fruchtfolgesystem vorgeschlagen, in welchem nematodenresistente Zuckerrübensorten möglichst langfristig genutzt werden können, ohne dass die Resistenz durch Selektion virulenter Pathotypen verloren geht.

6. Literaturverzeichnis

[1] aus: Zuckerrübe **49**. Jg. (5) 2000 S. 234 ff.

ARX, v. J.A. 1974: The genera of fungi sporulating in pure culture.
Ganter Verlag KG, Vaudz.

BARRON, G.L. & ONIONS, A.H.S. 1966: *Verticillium chlamydosporium* and its Relationship to *Dithereospora*, *Stemphyliopsis*, and *Paecilomyces*.
Canadian Journal of Botany **44**: 861-869.

BEHRINGER, P. 1969: Festlegung zystenbildender Nematoden mit dem Biotest im Vierkammergefäß. Mitteilung Biologische Bundesanstalt für Land-Forstwirtschaft. Berlin-Dahlem **136**: 5-7.

BEISS, U. & A. von MÜLLER 1974: Beiträge zur Methodik der Ertrags- und Qualitätsbestimmungen bei Zuckerrüben. I. Die Variabilität der Einzelpflanzen im Feldbestand. Zucker **27**: 173-178.

BRANDES, A., JUNG, C. & WRICKE, G. 1987: Nematode resistance derived from wild beet and its meiotic stability in sugar beet. Plant Breeding **99**: 56-64.

BUCHHOLZ, K., MÄRLÄNDER, B., PUKE, H., GLATTKOWSKI, H. & THIELECKE, K. 1995: Neubewertung des technischen Wertes von Zuckerrüben.
Zuckerindustrie **120**: 113-121.

BURBA, M. & HAUFE, W. 1972: Beiträge zur Ermittlung der optimalen Stichprobengröße bei Zuckerrüben. Zuckerindustrie **22**: 75-80.

BURBA, M. & SCHULZE, E. 1981: Zur Probenahme bei Zuckerrüben.
Zuckerindustrie **106**: 303-307.

BURSNALL, L.A. & TRIBE, H.T. 1974: Fungal Parasitism in cyst of *Heterodera*. II. Egg Parasites of *H. schachtii*. Trans. Br. Mycol. Soc. **62** (3): 595-601.

CHANG, L.M. & RHODE, R.A. 1969: The repellent effect of necrotic tissues on the nematode *Pratylenchus penetrans*. Phytopathology **59**: 398.

COCHRAN, W. 1972: Stichprobenverfahren. Walter de Gruyter, New York, Berlin

COOLINGWOOD, C. A. 1962: Continuous corn growing and cereal root eelworm in the South West. N.A.A.S. Quart. Rev. **14** Nr. 58.

COOK, R. & EVANS, K. 1987: Resistance and tolerance. In: Brown, R.H. & Kerry, B.R (Eds.) -Principles and practice of nematode control in crops- Sydney, Academic Press: 179-231.

- CURTIS, G.J. 1970: Resistance of sugar beet to the cyst-nematode *Heterodera schachtii* Schm.. Ann. appl. Biol. **66**: 169-177.
- DE SCURRAH, M. & FRANCO, J. 1985: Breeding for resistance to *Globodera pallida* at CIP. EPPO Bulletin **15**: 167-173.
- DOMSCH, K.H., GAMS, W. & ANDERSON, T.H. 1980: Compendium of Soil Fungi. Academic Press.
- DONCASTER, C.C. 1953: A study of host parasite relationships. The potato root eelworm (*Heterodera rostochiensis* Woll.) in black nightshade (*Solanum nigrum*) and tomato. J. Helminth. **27**: 1-8.
- DONCASTER, C.C., & SEYMORE, M.K. 1973: Exploration and selection of penetration site by *Tylenchida*. Nematologica **19**: 137-145.
- DOWE, A. 1969: Die Bedeutung natürlicher Feinde für die Bekämpfung von zystenbildenden Nematoden. Wiss. Z. d. Univ. Rostock, 18. Jahrg. Math. Nat. Reihe, Heft **3/4**: 397-402.
- DROPKIN, V.H. 1969: Cellular responses of plants to nematode infection. Ann. Rev. Phytopathol. **7**: 101-122.
- DROPKIN, V.H. & WEBB, R.E. 1967: Resistance of axenic tomato seedlings to *Meloidogyne incognita acrita* and *M. hapla*. Phytopathology **57**: 584-587.
- DROPKIN, V.H., HEGELSON, J.P. & UPPER, C.D. 1969: The hypersensitivity reaction of tomatoes resistant to *Meloidogyne incognita*: Reversal to cytokinins. J. Nematol. **1**: 55-61.
- DUGGAN, J.J. 1959: On the number of generations of beet eelworm *Heterodera schachtii* Schmidt produced in a year. Nematologica **4**: 241-244.
- DÜRSCHNER, U. 1983: Pilzliche Endoparasiten an beweglichen Nematodenstadien. Mitt. Biol. Bundesanstalt, Heft **217**: 83 S.
- ELLENBY, C. 1954: Environmental determination of the sex ratio of a plant parasitic nematode. Nature **174**: 1016.
- ENDO, B.Y. 1964: Penetration and development of *Heterodera glycines* in soybean roots and related anatomical changes. Phytopathology **54**: 79-88.
- ENDO, B.Y. 1965: Histological responses of resistant and susceptible soybean varieties and backcross progeny to entry and development of *Heterodera glycines*. Phytopathology **55**: 375-381.
- ESSERS, R.P. & SOBERS, E.K. 1964: Natural Enemies of Nematodes. Proc. Soil Crop Sci. Soc. Fl. **33**: 326 -353.

- EVANS, K., PARKINSON, K.J. & TRUDGILL, D.L. 1975: Effects of potato cyst-nematodes on potato plants. III. Effects on the water relations and growth of a resistant and susceptible variety. *Nematologica* **21**: 273-280.
- EVANS, K. & FRANCO, J. 1979: Tolerance to cyst-nematode attack in commercial potato cultivars and some possible mechanisms for its operation. *Nematologica* **23**: 153-162.
- EVANS, K. & P.P.J. HAYDOCK 1990: A review of tolerance by potato plants of cyst nematode attack, with consideration of what factors may confer tolerance and methods of assaying and improving it in crops. *Ann. Appl. Biol.* **117**: 703-740.
- FOX, J. & SPASOFF, L. 1976: Resistance and tolerance of tobacco to *Heterodera solanacearum*. *J. Nematol.* **8**: 284-285.
- FRITZSCHE, R., DECKER, H., LEHMANN, W. & GEIßLER, K. 1988: Resistenz von Kulturpflanzen gegen tierische Schaderreger. Berlin, Heidelberg, New York, London, Paris, Tokyo, Springer Verlag: 356.
- GIERTH, C. 2000. Dissertation am Institut für Pflanzenkrankheiten, Universität Bonn. Mündl. Mitt.
- GOFFART, H. 1958: Methoden zur Bodenuntersuchung auf zystenbildende Nematoden. *Nachrichtenbl. Deutsch. Pflanzenschutzd. (Braunschweig)* **10**: 50-53.
- GOLDEN, A.M. 1958: Interrelationships of certain *Beta* species and *Heterodera schachtii*, the sugar-beet nematode. *Plant Dis. Repr.* **42**: 1157-1162.
- GOPLEN, B.P. & STANFORD, E.H. 1959: Studies of the nature of resistance in alfalfa to two species of root-knot nematodes. *Agron. J.* **51**: 486-488.
- GRIFFIN, G.D. & ELGIN, J.H. 1977: Penetration and development of *Meloidogyne hapla* in resistant and susceptible alfalfa under differing temperatures. *J. Nematol.* **9**: 51-56.
- GRUNDLER, F. 1989: Untersuchungen zur Geschlechtsdetermination des Rübenzystennematoden *Heterodera schachtii* (Schmidt). Dissertation Universität Kiel.
- GÜNTHER, B. 1971: Die Entwicklung der männlichen und weiblichen Geschlechtsorgane bei *Heterodera schachtii* Schmidt. *Probleme der Phytonematologie*: 104-121.
- HARTMUTH, P. 1978: Untersuchungen zum Mechanismus der Resistenz von Hafer gegen das Getreidezystenälchen (*Heterodera avenae* Wollenweber, 1924). Dissertation Universität Hohenheim.

- HEIJBROEK, W. 1983: Some effects of fungal parasites on the population development of the beet cyst nematode (*Heterodera schachtii* Schm.) Med. Fac. Landbouww. Rijksduniv. Gent **48** (2): 433-439.
- HEIJBROEK, W., ROELANDS, A.J., DE JONG, J.H., VAN HULST, C., SCHOONE, A.H.L. & MUNNING, R.G. 1988: Sugar beets homozygous for resistance to beet cyst nematode (*Heterodera schachtii* Schm.), developed from monosomic additions of *Beta procumbens* to *B. vulgaris*. Euphytica **38**: 121-131.
- HOFFMANN, G. M., NIENHAUS, F., SCHÖNBECK, F., WELTZIEN, H. C. & WILBERT, (1985): Lehrbuch der Phytomedizin. 2. Auflage, Paul Parey, Berlin-Hamburg.
- HUIJSMAN, C. A. 1974: Host-plants of *Heterodera rostochiensis* Woll. and the breeding for resistance. EPPO Bulletin **4**: 501-509.
- JANSSEN, R., BAKKER, J. & GOMMERS, F.J. 1990: Assessing intra-specific variations in virulence in *Globodera rostochiensis* and *G. pallida*. Revue Nématol. **13**: 11-15.
- JOHNSON, R.W. & VIGLIERCHIO, D.R. 1969: Sugar beet nematode (*Heterodera schachtii*) reared on excised *Beta vulgaris* root explants. I. Selected environmental factors affecting penetration. Nematologica **15**: 129-143.
- JONES, F.G.W. 1950: Observations on the beet eelworm and other cyst-forming species of *Heterodera*. Ann. appl. Biol. **37**: 407-440.
- JONES, F.G.W., PARROT, D.M. & ROSS, G.J.S 1967: The population genetics of the potato cyst-nematode *Heterodera rostochiensis*: mathematical models to simulate the effects of growing eelworm-resistant potatoes bred from *Solanum tuberosum* ssp. *andigena*. Ann. appl. Biol. **60**: 157-171.
- JUNG, C. 2000: Molekulare Genomforschung an Zuckerrüben und wie die Pflanzenzüchtung davon profitieren kann. Zuckerindustrie **125** Nr. 9, 683-687.
- JUNG, C. & WRICKE, G. 1987: Selection of diploid nematode-resistant sugar beet from monosomic addition lines. Plant Breeding **98**: 205-214.
- KÄMPFE, L. 1960: Die räumliche Verteilung des Primärbefalls von *Heterodera schachtii* Schmidt in den Wirtswurzeln. Nematologica **5**: 18-26.
- KERRY, B R.. 1975: Fungi and the decrease of cereal cyst-nematode populations in cereal monocultures. EPPO Bulletin **5**: 353-361.
- KERRY, B R.. 1984: Nematophagus fungi and the regulation of nematode population in soil. Helminthol. Abstr. Series B, Plant Nematology **53**: 1-14.

- KERRY, B.R. & CRUMP, D.H. 1977: Observations on fungal parasites of females and eggs of the cereal cyst nematode, *Heterodera avenae* und other cyst nematodes. *Nematologica* **23**: 193-201.
- KERRY, B.R. & CRUMP, D.H.; MULLEN, L.A. & CLARK, S. A. 1978: Fungi and Rickettsial Parasites. Rothamsted Report for 1977, Part 1, 178.
- KERRY, B.R., CRUMP, D.H. & MULLEN, L.A. 1980: Parasitic Fungi Soil Moisture and Multiplication of the cereal cyst nematode, *Heterodera avenae*. *Nematologica* **26**: 57-68.
- KERSTAN, U. 1969: Die Beeinflussung des Geschlechterverhältnisses in der Gattung *Heterodera*. II. Minimallebensraum-selektive Absterberate der Geschlechter-Geschlechterverhältnis (*Heterodera schachtii*). *Nematologica* **15**: 210-228.
- KLINKE, A. 1995: Untersuchungen zur Resistenz gegen *Heterodera schachtii* in der Sektion Procumbentes der Gattung *Beta* sowie Virulenz des Nematoden. Dissertation Universität Hannover.
- KNUTH, P. 1986: Untersuchungen von Verbreitung und Populationsdynamischer Bedeutung pilzlicher Antagonisten von *Heterodera avenae* Wollenw. in Baden-Württemberg. Dissertation Universität Hohenheim.
- KÖHLER, W., SCHACHTEL, G. & VOLESKE, P. 1996: Biostatistik. 2. Auflage, Springer Berlin.
- KÜHN, H. 1958: Über die Abwehrnekrosen eines Kartoffelbastardes gegen den Kartoffelnematoden (*Heterodera rostochiensis*) Wr. in *Solanum tuberosum* subs. *andigena* (Juz. et Buk.) Hwk. X *Solanum tuberosum* L.). *Z. Pfl. Krankh. Pfl.Schutz* **65**: 465-472.
- KÜHN, J. 1877: Vorläufiger Bericht über die bisherigen Ergebnisse der seit dem Jahr 1875 im Auftrag des Vereins für Rübenzucker-Industrie ausgeführten Versuche zur Ermittlung der Ursachen der Rübenmüdigkeit des Bodens und zur Erforschung der Natur der Nematoden. *Z. des Vereins für Rübenzucker-Industrie des Deutschen Reiches* (ohne Band): 452-457.
- LANGE, W, JUNG, C. & HEIJBOEK, W. 1990: Transfer of beet cyst nematode resistance from *Beta* species of the section *Patellares* to cultivated beet. International Institut for Sugarbeet Research, 53rd Winter Congress, 89-103.
- LAUENSTEIN, G. 1991: Zur Entwicklung eines Systems der Integrierten Bekämpfung der zystenbildenden Kartoffelnematoden *Globodera rostochiensis* (Wollenweber, 1923) und *Globodera pallida* (Stone, 1973) am Beispiel des Anbaugesbietes für Stärkekartoffeln in Weser-Ems. Habilitationsschrift der Universität Giessen.

- LAUENSTEIN, G. 1997: Untersuchungen zur Resistenz und Toleranz ausgewählter Wirtschaftssorten von Kartoffeln (*Solanum tuberosum* L.) bei Befall mit Kartoffelnematoden (*Globodera pallida* (Stone, 1973) Behrens), Virulenzgruppe Pa 2/3. Z. Pflanzenkrankh. Pflanzenschutz **104**: 321-335
- LIOA, S.C. & DUNLAP, A.A. 1950: Arrested invasion of *Lysopersicon peruvianum* roots by the root-knot nematode. Phytopathology **40**: 216-218.
- LÜDECKE, H. 1953: Die Entwicklung des Zuckerrübenbaues, seine volks- und betriebswirtschaftliche Bedeutung. In: Zuckerrübenbau, Paul Parey, Berlin, Hamburg.
- LUNG, G. 1984: Untersuchungen zur physiologischen Basis der Resistenz von Hafer gegenüber dem Getreidezystenälchen (*Heterodera avenae* Woll., 1924). Dissertation Universität Hohenheim.
- MÄRLÄNDER, B. & LADEWIG, E. 1997: Entwicklung wertbestimmender Eigenschaften bei Zuckerrübensorten. Votr. Pflanzenzüchtung **39**: 126-140.
- MOLTMANN, E. 1984: Untersuchungen zum Ein- und Auswanderungsverhalten von Infektionslarven des Getreidezystenälchens (*Heterodera avenae* Wollenweber, 1924) in Weizen- und Gerstenwurzeln. Abhängigkeit von Wirtspflanzensorte und Populationsdichte. Diplomarbeit Universität Hohenheim
- MOLZ, E. 1917: Über die Züchtung widerstandsfähiger Sorten unserer Kulturpflanzen. Z. Pflanzenzüchtung **5**: 121-244.
- MOLZ, E. 1920: Versuche zur Ermittlung des Einflusses äusserer Faktoren auf das Geschlechterverhältnis des Rübenematoden *Heterodera schachtii* Schmidt. Landw. Jb. **54**: 769-771/787-791.
- MOLZ, E. 1927: Zur Frage des Geschlechterverhältnisses des Rübenematoden *Heterodera schachtii* Schmidt. Z. Pflanzenkrankh. **37**: 260-266
- MUGNIERY, D. & FAYET, G. 1981: Détermination du sexe chez *Globodera pallida* Stone. Revue Nématol. **4**: 41-45.
- MÜLLER, J. 1979a: Parasiten und Feinde pflanzenparasitärer Nematoden und ihr Einfluss auf die Populationsdynamik. BBA f. Land- und Forstw. in Berlin und Braunschweig. Jahresbericht.
- MÜLLER, J. 1979b: Über die jährliche Generationszahl von *Heterodera schachtii* unter Feldbedingungen an Zuckerrüben. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. **31** (6): 92-95.
- MÜLLER, J. 1980: Ein verbessertes Extraktionsverfahren von *Heterodera schachtii*. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. **32**: 21-24.

- MÜLLER, J. 1981: Parasiten und Feinde pflanzenparasitärer Nematoden und ihr Einfluss auf die Populationsdynamik. BBA f. Land- und Forstw. in Berlin und Braunschweig. Jahresbericht.
- MÜLLER, J. 1983: Zur Problematik der quantitativen Erfassung von *Heterodera schachtii* mit Hilfe von Bodenuntersuchungen. I Ermittlung des Nematodenbesatzes in Mischproben. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. **35**: 132-136.
- MÜLLER, J. 1985a: Versuche zur Bekämpfung von *Heterodera schachtii* mit resistentem Ölrettich (*Raphanus sativus* L.) als Zwischensaat in Zuckerrüben. Mitt. Biol. Bundesanst. Land-Forstwirtschaft. Berlin-Dahlem **226**: 94-103.
- MÜLLER, J. 1985b: Der Einfluss der Wirtspflanze auf die Geschlechtsdeterminierung bei *Heterodera schachtii*. Mitteilung Biologische Bundesanst. **226**, 46-63
- MÜLLER, J. 1987a: Grünbrache mit resistentem Ölrettich zur Bekämpfung des Rübenneematoden (*Heterodera schachtii*). Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. **39**: 150-151.
- MÜLLER, J. 1987b: Zur Wahl der geeigneten Methodik bei der Resistenzprüfung gegen *Heterodera schachtii*. Zeitschr. Pflanzenkrankh. Pflanzenschutz. **94**: 150-160.
- MÜLLER, J. 1988: Varianzquellen bei der Bodenuntersuchung auf *Heterodera schachtii* und deren Bedeutung für Probenahme und Extraktionstechnik. Nematologica **34**: 357-368.
- MÜLLER, J. 1989: Zur Definition von Resistenz und anderer Fachbegriffe in der Nematologie. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. **41**: 137-139.
- MÜLLER, J. 1990a: Virulenzunterschiede bei *Heterodera schachtii* gegenüber resistenten *Beta*-Rübenotypen. Mitteilungen aus der Biologischen Bundesanst. Heft **266**: 455.
- MÜLLER, J. 1990b: Anforderungen an die Bodenuntersuchung auf den Rübenzystennematoden (*Heterodera schachtii*) im Hinblick auf die Schadensschwelle bei Zuckerrüben. Zeitschr. für PflKrankh. und PflSchutz. **97**: 563-569.
- MÜLLER, J. 1992: Detection of pathotypes by assessing the virulence of *Heterodera schachtii*-populations. Nematologica **38**: 50-64.
- MÜLLER, J. 1997: Resistenzprüfung gegen *Heterodera schachtii* bei Zuckerrübensorten. Vortrag Pflanzentagung. **37**: 31-45
- MÜLLER, J. 1998a: Investigations on the contents of *Heterodera schachtii* cysts from susceptible and resistant sugar-beet plants. Nematologica **44**: 542.

- MÜLLER, J. 1998b: 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. 2000: Ursachen für den teilweisen Verlust der Resistenz gegen *Heterodera schachtii* in Zuckerrübensorten. Mitteilung aus der Biologischen Bundesanst. Heft **376**.
- MÜLLER, J. 2001: Erstes Auftreten resistenzbrechender Populationen von *Heterodera schachtii* an resistenten Zuckerrüben in praxisüblicher Fruchtfolge. 29. Tagung des AK Nematologie der DPG.
- MÜLLER, J. & WYSS, U. 1980: Entwicklung des Zystennematoden *Heterodera schachtii*. Film Nr. C 1387, Inst. f. d. wiss. Film Göttingen.
- MÜLLER, J., REHBOCK, K. & WYSS, U. 1981: Growth of *Heterodera schachtii* with remarks on amounts of food consumed. Rev. Nematol. **4**: 227-234.
- MÜLLER, J., STEUDEL, W. & SCHLANG, J. 1990: Vergleich von Extraktionsverfahren und Biotest zur Bestimmung von Populationsdichten des Rüben nematoden (*Heterodera schachtii*). Zeitschr. Pflanzenkrankh. Pflanzensch. **97**: 449-457.
- MÜLLER, J., DE BOCK, T.S.M & LANGE, W. 1992: Virulenz von *Heterodera schachtii* – Populationen gegenüber verschiedenen Resistenzgenen in der Gattung *Beta*. Mitteilungen aus der Biologischen Bundesanstalt, Heft **283**: 285.
- 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. & SCHLANG, J. 1996: Zuckerrüben mit Resistenz gegen *Heterodera schachtii*: Abundanzdynamik des Nematoden und Ertragsleistung im Feldversuch. Mitteilung Biologische Bundesanst. **317**, 129-140.
- MÜLLER, J. & RUMPENHORST, H. J. 2000: Die Prüfung von Pflanzen auf ihre Widerstandsfähigkeit gegen Schadorganismen in der Biologischen Bundesanstalt. Teil 1 Prüfung von Kulturpflanzen auf Resistenz gegen pflanzenparasitäre Nematoden. Mitteilungen aus der Biologischen Bundesanstalt, Heft **372**: 12-13.
- NEJAD, S. & DERN, R. 1979: Über die Populationsentwicklung von Rüben nematoden (*Heterodera schachtii*) nach Anbau von Zuckerrüben in Hessen-Nassau. Gesunde Pflanzen **3**: 73-75.
- NIGH, E.A., THOMASON, I.J. & VAN GUNDY, S.D. 1980: Identification and distribution of fungal parasites of *Heterodera schachtii* eggs in California. Phytopathology **70**: 884-889.

- O'BRIEN, P.C. & FISHER, J.M. 1977: Development of *Heterodera avenae* on resistant wheat and barley cultivars. *Nematologica* **23**: 390-397.
- O'BRIEN, P.C. & FISHER, J.M. 1978: Studies on the mechanism of resistance of wheat to *Heterodera avenae*. *Nematologica* **24**: 463-471.
- PEACOCK, F.C. 1959: The development of a technique for studying the host/parasite relationship of the root-knot nematode *Meloidogyne incognita* under controlled conditions. *Nematologica* **4**: 43-55.
- POSKUTA, J., DROPKIN, V.H. & NELSON, C.J. 1986: Photosynthesis, photo-respiration and respiration of soybean after infection with root nematode. *Photosynthetica* **20**: 405-410.
- PRICE, C. 1965: Breeding sugar beets for resistance to the cyst nematode *Heterodera schachtii*. *J. Amer. Soc. Sugar Beet Technologists*. **13**: 397-405.
- RASKI, D.J. 1950: The life history and morphology of the sugar-beet nematode, *Heterodera schachtii* Schmidt. *Phytopathology* **40**: 135-152.
- RASKI, D.J. & JOHNSON, R.T. 1959: Temperatur and activity of the sugar-beet nematode as related to sugar-beet production. *Nematologica* **4**: 136-141.
- REYNOLDS, H.W., CARTER, W.W. & O'BANNON J.H. 1970: Symptomless resistance of alfalfa to *Meloidogyne incognita acrita*. *J. Nematol.* **2**: 131-134.
- SASSER, J.N. & TAYLOR, A.L. 1952: Studies on the entry of larvae on the root-knot nematodes into roots of susceptible and resistant plants. *Phytopathology* **42**: 474.
- SAVITSKY, H. 1975: Hybridization between *Beta vulgaris* and *Beta procumbens* and transmission of nematode (*Heterodera schachtii*) resistance to sugar beet. *Can. J. Genet. Cytol.* **17**: 197-209.
- SAVITSKY, H. 1978: Nematode (*Heterodera schachtii*) resistance and meiosis in diploid plants from interspecific *Beta vulgaris* x *B. procumbens* hybrids. *Can. J. Genet. Cytol.* **20**: 177-186.
- SAVITSKY, H. & PRICE, C. 1965: Resistance to the sugar beet nematode (*Heterodera schachtii*) in F₁ tetraploid hybrids between *Beta vulgaris* and *Beta patellaris*. *J. Amer. Soc. Sugar Beet Technologists* **13**: 370-373.
- SCHAERFENBERG, B. & TENDL, H. 1951: Untersuchungen über das Verhalten der Enchytraeiden gegenüber dem Zuckerrübenmematoden *Heterodera schachtii* (Schm.). *Z. angewandte Entomologie* **32**: 476-488.
- SCHLANG, J. 1991a: Biologische Nematodenbekämpfung. Saaten-Union GmbH, Hannover.

- SCHLANG, J. 1991b: Anbau resistenter Zwischenfrüchte zur biologischen Bekämpfung des Rübenzystennematoden. *Zuckerrübe* **40**: 240-22.
- SCHLANG, J. 2000: Biologische Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft, Institut für Nematologie und Wirbeltierkunde, Außenstelle Elsdorf. mündl. Mitteilung.
- SCHULZE, E. & BOHLE, H. 1976: Geschichte der Zuckerrübenwirtschaft in Europa von der Antike bis zur Neuzeit. In: Zuckerrübenproduktion. Paul Parey, Berlin, Hamburg.
- SEINHORST, J. 1982: On the distribution of cysts of *Globodera rostochiensis* in small plots and resulting sampling errors. *Nematologica* **28**:285-297.
- SEINHORST, J.W. 1986: The development of individuals and populations of cyst nematodes on plants. In: Cyst Nematodes, eds. F. Lamberti and C.E. Taylor, Plenum press, New york and London: 101-117.
- SEMBDNER, G. 1963: Anatomische Untersuchungen über die Reaktion von *Solanum demissum* Lindl., *Solanum vernei* Bitt. et Wittm. und von *Solanum-andigenum*-Bastarden auf Befall durch den Kartoffelnematoden, *Heterodera rostochiensis* Woll. *Züchter* **33**: 97-109.
- SENGBUSCH, R. von 1927: Beitrag zur Biologie des Rübenematoden *Heterodera schachtii*. *Z. Pflanzenkrankh. Pflanzensch.* **37**: 86-102.
- SHEPHERD, A.M. 1957: Development of beet eelworm, *Heterodera schachtii* Schmidt, in the wild beet, *Beta pattellaris*. *Nature* **180**: 341.
- SHEPHERD, A.M. 1959a: Testing populations of beet eelworm *Heterodera schachtii* Schmidt, for resistance-breaking biotypes, using the wild beet (*Beta patellaris* Moq.) as indicator. *Nature* **183**: 1141-1142.
- SHEPHERD, A.M. 1959b: The invasion and development of some species of *Heterodera* in plants of different host status. *Nematologica* **4**: 253-267.
- SIDDIQUI, I.A. 1971: Comparative penetration and development of *Meloidogyne naasi* in wheat and oat roots. *Nematologica* **17**: 566-574.
- STARCK, D. 1965: Embryologie. Stuttgart, Georg Thieme Verlag, S. 69-89.
- STEELE, A.E. 1965: The host range of the sugar beet nematode, *Heterodera schachtii* Schmidt. *J. Amer. Soc. Sugar Beet Technologists* **13**:573-603.
- STEELE, A.E. & SAVITSKY, H. 1962: Susceptibility of several *Beta* species to sugar-beet nematode (*Heterodera schachtii* Schmidt). *Nematologica* **8**: 242-243.

- STEELE, A.E. & SAVITSKY, H. 1974: Quantitative and qualitative evaluation of resistance of interspecific hybrids *Beta vulgaris* x *Beta procumbens* to *Heterodera schachtii*. J. Nematol. **6**:153
- STELTER, H. & RAEUBER, A. 1962: Untersuchungen über Methoden der Bodenprobeentnahme zur Feststellung der Verseuchung mit dem Kartoffelnematoden *Heterodera rostochiensis* Wollenweber. Zeitschr. Pflanzenkrankh. Pflanzensch. **69**: 577-586.
- STENDER, C. 1987: Untersuchungen zur Feinstruktur der Nährzellensysteme von *Heterodera schachtii* in Wurzeln anfälliger und resistenter Pflanzen, sowie vergleichende Betrachtungen am Wurzelgallennematoden *Meloidogyne javanica*. Dissertation Universität Hannover.
- STEUDEL, W. 1984: Pflanzenschutz im Rübenbau einst und jetzt- ein wissenschaftshistorischer Rückblick. In: Geschichte der Zuckerrübe 200 Jahre Anbau und Züchtung, Hrsg. Institut für Zuckerrübenforschung, Göttingen, Verlag Dr. Albert Bartens, Berlin-Nikolassee.
- STEUDEL, W., THIELEMANN, R. & HAUFE, W. 1981: Untersuchungen zur Populationsdynamik des Rübenzystenälchens (*Heterodera schachtii* Schmidt) in der Köln-Aachener Bucht. Mitteilungen aus der Biologischen Bundesanst: **199**.
- STEUDEL, W., SCHLANG, J. & MÜLLER, J. 1985: Untersuchungen zum Einfluss einiger Zwischenfrüchte auf die Abundanzdynamik des Rübenematoden (*Heterodera schachtii* Schmidt) in verschiedenen Bodentiefen. Mitt. Biol. Bundesanst. Land- und Forstwirtsch. Berlin-Dahlem, **226**: 129-140.
- STEUDEL, W., MÜLLER, J. & SCHLANG, J. 1990: Untersuchungen über den Befall des Rübenzystennematoden (*Heterodera schachtii* Schmidt) durch pilzliche Eiparasiten in zwei Zuckerrüben-Getreide-Fruchtfolgen. J. Phytopathology **129**: 316-326.
- STEUDEL, W., THIELEMANN, R. & STURHAN, D. 1976: Parasiten und Feinde pflanzenparasitärer Nematoden und ihr Einfluss auf die Populationsdynamik. Jahresbericht der BBA.
- SWAIN, B. & PRASAD, J.S. 1988: Chlorophyll content in rice as influenced by the root-knot nematode, *Meloidogyne graminicola*, infection. Current Sci. **57**: 85-96.
- TALATSCHIAN, P. 1974: Wirtspflanzeignung verschiedener Stoppelfrüchte für phytoparasitäre Nematoden unter der besonderen Berücksichtigung von *Herodera schachtii*. Dissertation Universität Gießen.
- THIELEMANN, R. & STEUDEL, W. 1973. Neunjährige Erfahrungen mit Monokultur von Zuckerrüben auf mit *Heterodera schachtii* (Schmidt) verseuchtem Boden. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. **25**: 145-149.

- THOMAS, E. 1982: Über das Vorkommen parasitärer Pilze sowie anderer Pathogene und deren Einfluss auf die Populationsentwicklung des Rüben nematoden (*Heterodera schachtii*) im Landesteil Nordrhein. *Gesunde Pflanzen* **34**: 162-168.
- THOMASON, I.F. & FIFE, D. 1962: The effect of temperature on development and survival of *Heterodera schachtii* Schmidt. *Nematologica* **7**: 139-145.
- TRIBE, H.T. 1977: Pathology of cyst-nematodes. *Biol. Rev.* **52**: 477-507.
- TRIBE, H.T. 1980: Prospects for the biological control of plant parasitic nematodes. *Parasitology* **81**, 619 – 639.
- TRUDGILL, D.L., 1967: The effect of environment on sex determination in *Heterodera rostochiensis*. *Nematologica* **13**: 263-272.
- TRUDGILL, D.L. & PARROTT, D.M. 1969: The behaviour of nine populations of the potato cyst nematode *Heterodera rostochiensis* towards three resistant potato hybrids. *Nematologica* **15**: 381-388.
- TRUDGILL, D.L. & COTES, L.M. 1983: Tolerance of potato cyst nematodes (*Globodera rostochiensis* and *G. pallida*) in relation to the growth and efficiency to root systems. *Ann. appl. Biol.* **102**: 85-97.
- TRUDGILL, D.L., WEBSTER, J. & PARROTT, D.M. 1967: The effect of resistant solanaceous plants on the sex ratio of *Heterodera rostochiensis* and the use of the sex ratio to assess the frequency and genetic constitution of pathotypes. *Ann. Appl. Biol.* **60**: 421-428.
- WEBSTER, J.M. 1972: *Economic Nematology*. Academic Press, London, New York.
- WESTPHAL, H. 1985: Untersuchungen zum Ein- und Auswanderungsverhalten von *Heterodera schachtii* Schmidt an Öklettich. Diplomarbeit Universität Hohenheim.
- WHITEHEAD, A.G., TITE, D.J., FRASER, J.E. & NICHOLS, A.J.F. 1984: Differential control of potato cyst-nematodes, *Globodera rostochiensis* and *G. pallida* by oxamyl and the yields of resistant and susceptible potatoes in treated and untreated soils. *Ann. appl. Biol.* **105**: 231-244.
- WILLCOX, T.D. & TRIBE, H.T. 1974: Fungal parasitism in cysts of *Heterodera*. I. Preliminary investigations. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* **62**: 585-594.
- WINNER, C. 1981: *Zuckerrübenbau*. DLG-Verlag, Frankfurt /Main.
- WINNER, C. 1984: Franz Carl Achard als Wegbereiter der experimentellen Pflanzenbauwissenschaften und der Zuckerfabrikation aus Rüben. In: *Geschichte der Zuckerrübe 200 Jahre Anbau und Züchtung*, Hrsg. Institut für Zuckerrübenforschung, Göttingen, Verlag Dr. Albert Bartens, Berlin-Nikolassee.

- WYSS, U. 1977: Feeding phases of *Xiphinema index* and associated processes in the feeding apparatus. *Nematologica* **23**: 463-470.
- WYSS, U., STENDER, C. & LEHMANN, H. 1984: Ultrastructure of feeding sites of the cyst nematode *Heterodera schachtii* in roots of susceptible and resistant *Raphanus sativus* var. *oiliformis* cultivars. *Physiol. Plant Pathol.* **25**: 21-37.
- YU, M.H. 1982: Interpretation of mechanism for nematode resistance in sugarbeet. *J. Am. Soc. Sugar Beet Techn.* **21**: 351-361.
- YU, M.H. 1984: Transmission of nematode resistance in the pedigree of homozygous resistant sugarbeet. *Crop science* **24**: 88-91.

7. Anhang

Anhang I: Verzeichnis der verwendeten Abkürzungen

α	Signifikanzniveau, Wahrscheinlichkeit für einen Fehler 1. Art
Abb.	Abbildung
AmN	α -Amino-Stickstoff
BZE	Bereinigter Zuckerertrag
$^{\circ}\text{C}$	Grad Celsius
cm	Zentimeter
dt	Dezitonne
g	Gramm
h	Stunden
ha	Hektar
L ₂	Larve des 2. Entwicklungsstadiums
μm	Mikrometer; 10^{-6} m
ml	Milliliter; 10^{-3} l
P_f/P_i	Vermehrungsindex; Verhältnis der finalen zur initialen Populationsgröße
RE	Rübenertrag
Tab.	Tabelle
VG	Vertrauensgrenze
VK	Variationskoeffizient
ZG	Zuckergehalt

Anhang II: Zusammensetzung der Nährlösung nach Steiner

Stammlösung A:

Ca (NO ₃) ₂ · 4 H ₂ O	882 g
KNO ₃	444 g

in 10 l Aqua demin. lösen

Stammlösung B:

KH ₂ PO ₄	134 g
K ₂ SO ₄	154 g
MgSO ₄ · 7 H ₂ O	473 g
H ₂ SO ₄ (0,1 n)	125 ml

in 10 l Aqua demin. lösen

Stammlösung C:

NaFe EDTA	32,85 g/l H ₂ O
-----------	----------------------------

Stammlösung D:

MnSO ₄ · 1 H ₂ O	2000 mg/100 ml H ₂ O
H ₃ BO ₄	2690 mg/100 ml heißes H ₂ O
ZnSO ₄ · 7 H ₂ O	560 mg/100 ml H ₂ O
CuSO ₄ · 5 H ₂ O	78 mg/100 ml H ₂ O
Na ₂ MoO ₄ · 2 H ₂ O	126 mg/100 ml H ₂ O

zusammen auf 1 l auffüllen, CuSO₄ erst am Schluß zugeben

Mengen für 1 l gebrauchsfertige Nährlösung:

Stammlösung A:	10 ml
Stammlösung B:	10 ml
Stammlösung C:	1 ml
Stammlösung D:	1 ml

Anhang III: Eier- bzw. Larvenbesatz pro 100 g Boden für den Anfangsbesatz (P_i -Wert) und Endbesatz (P_f -Wert) für je vier Standorte aus den Versuchsserien 1998, 1999 und 2000

Köln 1998

Parzelle	P_i - Wert	P_f - Wert	
		Sorte	
		resistent	anfällig
1	224	962	1713
2	203	220	2314
3	311	453	4220
4	184	404	6571
5	327	1041	4231
6	420	1272	5777
7	138	253	1894
8	575	579	1877
9	464	355	1942
10	439	275	1902
11	537	162	1597
12	527	123	2809
13	98	184	1494
14	266	830	2318
15	271	296	2905
16	421	490	2693
17	269	407	4566
18	209	488	2382

Hildesheim 1998

Parzelle	P_i - Wert	P_f - Wert	
		Sorte	
		resistent	anfällig
1	57	982	2138
2	12	1124	2588
3	9	42	2431
4	3	84	1494
5	40	61	4157
6	38	76	2757
7	624	1735	1566
8	256	838	1355
9	242	1264	1991
10	1072	1253	1695
11	577	1091	2346
12	1155	1402	2033
13	219	1121	1220
14	137	193	3146
15	51	135	2497
16	32	595	2023
17	78	203	2418
18	58	167	1271

Göttingen 1998

Parzelle	P_i - Wert	P_f - Wert	
		Sorte	
		resistent	anfällig
1	749	611	2873
2	598	954	7251
3	885	934	3758
4	1356	974	4406
5	83	1316	8004
6	93	481	21632
7	762	1002	3395
8	656	1125	4744
9	1105	537	4496
10	1418	1615	5255
11	570	334	3801
12	84	3154	23985
13	1124	506	4580
14	42	1411	5870
15	39	852	4639
16	141	1101	6661
17	67	811	4063
18	51	645	11068

Braunschweig 1998

Parzelle	P_i - Wert	P_f - Wert	
		Sorte	
		resistent	anfällig
1	170	177	1077
2	256	28	2535
3	268	77	3686
4	464	975	3477
5	486	830	2418
6	468	1247	5028
7	492	635	4415
8	415	1451	7584
9	203	433	3689
10	568	1462	7043
11	521	1329	5547
12	337	554	2734
13	418	917	3736
14	80	25	932
15	44	32	681
16	30	109	2202
17	331	650	3619
18	833	946	6267

Köln 1999

Parzelle	P _i - Wert	P _f - Wert	
		Sorte	
		resistent	anfällig
1	162	1027	2756
2	4246	1505	3445
3	3611	1617	4907
4	936	1553	5947
5	486	1547	4688
6	1018	2292	4620
7	4238	1692	4706
8	887	1302	4944
9	417	1272	4900
10	444	1496	7154
11	5475	1228	5560
12	610	2304	4204
13	4586	2001	11216
14	1388	1755	4156
15	3792	1505	4053
16	756	1350	4440
17	869	867	5242
18	601	1812	6244

Hildesheim 1999

Parzelle	P _i - Wert	P _f - Wert	
		Sorte	
		resistent	anfällig
1	1149	1073	2677
2	1386	1730	4422
3	1476	1240	4561
4	1978	1419	7320
5	1529	1896	4203
6	1284	1309	5091
7	1954	2066	4549
8	1113	1859	4880
9	1416	1027	4120
10	1414	2306	4040
11	1018	1554	3571
12	1270	1600	5000
13	1893	2001	5458
14	2062	1892	4370
15	1614	2389	6126
16	1513	1324	4952
17	1606	1892	4582
18	944	759	3267

Göttingen 1999

Parzelle	P _i - Wert	P _f - Wert	
		Sorte	
		resistent	anfällig
1	423	1019	1989
2	322	117	1881
3	1014	299	1446
4	353	419	1527
5	435	101	2711
6	497	369	2432
7	1257	259	1126
8	872	279	776
9	1354	404	913
10	426	72	1609
11	556	441	741
12	678	179	1590
13	565	138	2344
14	380	239	3441
15	853	213	1997
16	567	303	3086
17	875	382	1493
18	440	484	1633

Braunschweig 1999

Parzelle	P _i - Wert	P _f - Wert	
		Sorte	
		resistent	anfällig
1	1468	1528	3612
2	1266	533	3810
3	1395	371	3620
4	1924	1430	3351
5	2522	1686	5720
6	2166	1873	6533
7	1293	493	3284
8	1260	913	3333
9	1387	653	4158
10	1340	600	1813
11	958	570	1430
12	1371	758	2927
13	1126	766	2422
14	1216	480	2356
15	1133	1239	3450
16	1197	1172	2466
17	1645	1073	2920
18	1424	1085	2627

Köln 2000

Parzelle	P _i - Wert	P _f - Wert	
		Sorte	
		resistent	anfällig
1	2138	788	2308
2	1730	527	2523
3	2270	1327	6350
4	3568	938	2834
5	4122	1063	5847
6	2158	1102	6472
7	3911	627	4952
8	2188	597	3793
9	2156	936	3178
10	3936	1520	7044
11	2029	1486	5333
12	1603	1105	6444
13	2261	720	5139
14	2717	1872	5649
15	2267	835	4421
16	1920	753	3300
17	1741	756	6439
18	2399	1402	6139

Hildesheim 2000

Parzelle	P _i - Wert	P _f - Wert	
		Sorte	
		resistent	anfällig
1	871	783	1279
2	1385	628	2376
3	1587	672	2141
4	1169	704	2704
5	1217	698	2000
6	1093	748	2408
7	1651	496	1151
8	1061	491	2099
9	1067	423	1060
10	1719	799	1381
11	1053	542	1367
12	1121	633	833
13	1059	547	1603
14	917	481	1107
15	800	454	1391
16	1350	488	1183
17	860	613	898
18	1002	573	800

Göttingen 2000

Parzelle	P _i - Wert	P _f - Wert	
		Sorte	
		resistent	anfällig
1	957	819	3896
2	2408	487	2604
3	1131	288	2274
4	1448	175	1269
5	719	190	1969
6	316	219	1952
7	1572	357	1815
8	567	341	2144
9	630	437	1778
10	527	223	1091
11	1131	427	1436
12	498	287	1780
13	894	301	2330
14	902	547	2317
15	1557	335	991
16	447	388	1651
17	731	191	2364
18	1614	404	1593

Braunschweig 2000

Parzelle	P _i - Wert	P _f - Wert	
		Sorte	
		resistent	anfällig
1	1889	1413	1940
2	2453	1308	2195
3	1440	1602	2213
4	1112	714	2006
5	1001	505	2086
6	2004	366	4179
7	2271	463	2708
8	2145	408	2027
9	1120	495	2120
10	1100	769	2115
11	2088	586	1619
12	1342	471	2321
13	1346	566	2198
14	2240	509	2796
15	2677	422	2148
16	2412	639	2242
17	2443	731	2043
18	2618	659	1804

Anhang IV: Ertragsleistung (RübenErtrag, ZuckerGehalt und Bereinigter ZuckerErtrag einer resistenten und anfälligen Sorte für je vier Standorte aus den Versuchsserien 1998, 1999 und 2000

Köln 1998

Parzelle	P _i - Wert	RE [dt/ha]		ZG [%]		BZE [dt/ha]	
		Sorte		Sorte		Sorte	
		resistent	anfällig	resistent	anfällig	resistent	anfällig
1	224	731	685	15,2	15,1	94	88
2	203	720	654	15,3	15,1	94	84
3	311	717	660	15,0	15,4	89	86
4	184	689	710	15,2	15,3	87	92
5	327	700	642	15,3	15,1	90	82
6	420	654	575	14,9	15,3	81	75
7	138	718	624	16,1	16,3	101	90
8	575	671	670	16,0	16,8	93	100
9	464	728	726	16,0	16,2	101	103
10	439	715	619	16,5	16,8	103	92
11	537	672	590	16,3	16,5	95	86
12	527	692	642	16,3	17,0	98	97
13	98	693	780	15,2	16,0	89	107
14	266	687	728	15,1	16,0	88	101
15	271	709	727	15,3	15,8	92	100
16	421	718	735	15,5	15,6	95	99
17	269	731	740	15,1	16,1	93	103
18	209	733	730	15,3	16,0	96	102

Hildesheim 1998

Parzelle	P _i - Wert	RE [dt/ha]		ZG [%]		BZE [dt/ha]	
		Sorte		Sorte		Sorte	
		resistent	anfällig	resistent	anfällig	resistent	anfällig
1	57	751	699	15,9	16,5	104	102
2	12	630	890	15,8	16,9	86	134
3	9	846	813	15,8	17,0	116	123
4	3	679	947	15,7	16,9	92	142
5	40	719	741	15,9	16,8	100	111
6	38	748	765	16,4	17,1	108	117
7	624	663	713	16,3	16,6	95	105
8	256	777	760	16,5	17,2	114	117
9	242	657	699	16,4	17,0	95	107
10	1072	632	613	16,2	16,8	90	92
11	577	727	701	16,5	16,7	107	105
12	1155	622	637	16,4	17,0	90	97
13	219	747	749	16,5	17,1	109	113
14	137	721	735	16,4	17,2	103	113
15	51	700	689	16,2	17,1	98	105
16	32	705	743	16,3	17,2	101	113
17	78	757	728	16,4	17,5	109	114
18	58	670	820	16,7	17,1	100	125

Göttingen 1998

Parzelle	P _i - Wert	RE [dt/ha]		ZG [%]		BZE [dt/ha]	
		Sorte		Sorte		Sorte	
		resistent	anfällig	resistent	anfällig	resistent	anfällig
1	749	641	464	16,2	16,9	70	92
2	598	655	518	16,0	16,6	77	92
3	885	607	556	16,1	16,4	81	86
4	1356	698	566	16,1	16,4	83	98
5	83	758	759	16,4	17,4	118	109
6	93	705	648	16,4	17,2	100	102
7	762	683	449	16,7	17,2	69	101
8	656	576	482	16,6	17,1	74	85
9	1105	628	491	16,4	16,7	74	91
10	1418	670	555	16,5	17,1	85	97
11	570	765	737	16,8	17,7	117	113
12	84	697	642	16,7	17,7	103	103
13	1124	605	475	16,4	16,9	72	88
14	42	584	470	16,1	16,8	71	83
15	39	652	516	16,0	16,5	76	92
16	141	691	550	16,2	16,6	81	98
17	67	706	675	16,6	17,6	106	103
18	51	670	648	16,8	17,6	102	100

Braunschweig 1998

Parzelle	P _i - Wert	RE [dt/ha]		ZG [%]		BZE [dt/ha]	
		Sorte		Sorte		Sorte	
		resistent	anfällig	resistent	anfällig	resistent	anfällig
1	170	--	--	--	--	--	--
2	256	694	605	16,6	17,7	101	96
3	268	666	591	16,9	17,7	100	94
4	464	682	614	16,5	17,0	98	94
5	486	599	572	17,1	17,3	91	89
6	468	664	597	17,4	17,3	103	93
7	492	661	571	16,7	16,9	97	86
8	415	748	750	16,6	17,4	109	117
9	203	667	711	16,6	17,4	97	111
10	568	624	585	16,4	16,9	89	88
11	521	568	570	16,8	16,7	84	85
12	337	663	677	16,3	16,7	95	101
13	418	660	702	17,0	17,6	99	111
14	80	681	847	17,1	17,8	103	134
15	44	720	712	17,3	18,3	110	116
16	30	672	705	17,3	18,1	103	114
17	331	651	563	16,5	17,5	95	89
18	833	660	589	16,6	16,9	96	89

-- Wert nicht vorhanden

Köln 1999

Parzelle	P _i - Wert	RE [dt/ha]		ZG [%]		BZE [dt/ha]	
		Sorte		Sorte		Sorte	
		resistent	anfällig	resistent	anfällig	resistent	anfällig
1	162	718	771	17,7	17,8	112	122
2	4246	599	619	17,0	17,1	89	94
3	3611	715	686	17,2	17,2	107	104
4	936	713	704	17,7	17,6	110	110
5	486	797	749	17,3	17,4	119	116
6	1018	744	700	16,8	16,8	108	103
7	4238	706	588	17,0	17,3	104	89
8	887	753	757	16,5	17,1	106	114
9	417	771	771	16,8	16,9	112	114
10	444	717	685	17,1	16,6	106	100
11	5475	661	611	16,8	16,8	95	90
12	610	731	721	16,8	17,2	107	109
13	4586	775	579	16,3	16,7	107	85
14	1388	689	747	17,0	17,2	102	113
15	3792	624	746	16,3	16,1	87	103
16	756	742	726	16,4	16,6	105	106
17	869	699	693	16,7	16,9	101	103
18	601	771	731	16,7	16,4	111	105

Hildesheim 1999

Parzelle	P _i - Wert	RE [dt/ha]		ZG [%]		BZE [dt/ha]	
		Sorte		Sorte		Sorte	
		resistent	anfällig	resistent	anfällig	resistent	anfällig
1	1149	485	394	18,2	18,1	79	64
2	1386	435	446	17,9	18,7	70	76
3	1476	460	493	19,5	18,0	81	80
4	1978	550	446	18,0	18,4	87	75
5	1529	547	486	18,9	17,8	93	78
6	1284	599	449	17,9	17,9	96	73
7	1954	498	391	18,7	18,0	84	64
8	1113	500	512	18,1	18,1	81	84
9	1416	483	410	18,3	17,8	80	66
10	1414	541	432	17,6	18,4	85	72
11	1018	486	443	18,5	18,2	81	73
12	1270	504	508	17,9	17,8	82	82
13	1893	523	467	18,1	17,8	85	75
14	2062	467	493	18,0	18,0	76	80
15	1614	522	461	17,9	17,7	84	74
16	1513	559	446	17,7	17,6	89	71
17	1606	598	511	17,2	18,2	92	85
18	944	594	526	17,9	18,1	96	86

Göttingen 1999

Parzelle	P _i - Wert	RE [dt/ha]		ZG [%]		BZE [dt/ha]	
		Sorte		Sorte		Sorte	
		resistent	anfällig	resistent	anfällig	resistent	anfällig
1	423	876	833	17,4	17,8	136	134
2	322	883	854	17,8	18,4	140	142
3	1014	811	841	17,8	18,2	129	138
4	353	861	852	17,5	18,0	135	139
5	435	786	813	17,8	18,2	125	134
6	497	850	881	17,6	18,0	134	144
7	1257	825	851	17,5	17,8	128	137
8	872	833	863	17,4	17,8	129	139
9	1354	849	828	17,1	17,9	129	134
10	426	867	848	17,4	18,0	134	138
11	556	910	950	17,7	18,3	144	157
12	678	885	848	17,6	18,0	139	138
13	565	878	846	17,7	17,9	139	137
14	380	846	825	17,5	18,1	132	134
15	853	751	868	17,9	18,1	121	142
16	567	847	807	17,6	18,0	133	131
17	875	845	894	17,6	17,9	133	145
18	440	804	821	17,7	17,8	128	132

Braunschweig 1999

Parzelle	P _i - Wert	RE [dt/ha]		ZG [%]		BZE [dt/ha]	
		Sorte		Sorte		Sorte	
		resistent	anfällig	resistent	anfällig	resistent	anfällig
1	1468	633	589	17,9	18,1	102	97
2	1266	657	701	18,3	17,6	108	111
3	1395	677	759	18,4	17,0	112	116
4	1921	688	625	18,3	17,8	114	100
5	2522	669	613	17,8	18,3	108	101
6	2166	702	620	18,0	18,0	114	101
7	1293	622	686	18,3	18,7	103	116
8	1443	705	599	18,7	18,7	119	102
9	1387	711	610	18,9	17,7	121	98
10	1340	640	716	18,6	18,4	108	119
11	962	692	688	18,8	18,6	117	117
12	1371	616	639	18,8	18,6	104	109
13	1126	645	599	18,0	18,0	104	97
14	1216	641	804	18,4	18,0	107	131
15	1133	626	698	17,5	18,4	99	116
16	1197	818	715	17,2	17,0	124	103
17	1645	731	679	17,4	16,3	113	99
18	1424	702	680	17,2	16,7	107	102

Köln 2000

Parzelle	P _i - Wert	RE [dt/ha]		ZG [%]		BZE [dt/ha]	
		Sorte		Sorte		Sorte	
		resistent	anfällig	resistent	Anfällig	resistent	anfällig
1	2138	519	529	15,4	15,4	69	72
2	1730	505	415	15,3	15,1	68	56
3	2270	610	408	14,9	15,5	78	56
4	3568	545	442	15,6	15,8	75	62
5	4122	516	407	15,2	15,9	68	58
6	2158	529	448	15,4	15,2	71	61
7	3911	517	395	15,7	15,3	70	54
8	2188	544	460	15,1	15,4	71	63
9	2156	573	560	15,5	15,6	78	78
10	3936	417	431	15,5	15,7	56	60
11	2029	473	489	15,2	15,4	62	67
12	1603	572	503	15,8	15,5	80	69
13	2261	538	609	15,1	16,0	71	87
14	2717	624	493	14,7	15,6	80	68
15	2267	628	407	15,0	15,8	81	57
16	1920	565	431	15,2	15,7	75	60
17	1741	556	501	15,0	15,6	80	69
18	2399	474	563	15,2	15,2	63	75

Hildesheim 2000

Parzelle	P _i - Wert	RE [dt/ha]		ZG [%]		BZE [dt/ha]	
		Sorte		Sorte		Sorte	
		resistent	anfällig	resistent	Anfällig	resistent	anfällig
1	871	768	709	17,8	16,9	123	108
2	1385	606	681	16,9	17,4	92	107
3	1587	692	636	16,8	17,0	104	97
4	1169	621	627	16,8	17,4	92	98
5	1217	675	626	18,0	16,2	110	90
6	1093	639	677	16,9	16,4	97	100
7	1651	654	691	17,2	17,2	101	107
8	1061	703	628	16,8	16,9	106	96
9	1067	622	683	16,9	17,1	95	105
10	1719	564	667	17,6	17,4	89	104
11	1053	662	676	17,5	17,8	104	109
12	1121	744	693	17,1	16,7	113	103
13	1059	731	696	17,2	17,5	112	109
14	917	724	594	17,6	17,3	115	92
15	800	616	670	17,8	16,9	98	101
16	1350	737	647	17,6	17,2	117	100
17	860	770	663	17,1	18,2	118	110
18	1002	679	659	17,6	18,0	108	108

Göttingen 2000

Parzelle	P _i - Wert	RE [dt/ha]		ZG [%]		BZE [dt/ha]	
		Sorte		Sorte		Sorte	
		resistent	anfällig	resistent	anfällig	resistent	anfällig
1	957	723	677	17,6	17,9	114	110
2	2408	786	686	17,6	18,4	124	115
3	1131	806	734	17,5	18,0	125	119
4	1448	771	706	17,8	18,5	123	119
5	719	798	799	17,6	18,2	125	131
6	316	766	714	17,8	18,3	122	119
7	1572	779	669	17,3	18,2	120	111
8	567	808	722	17,3	17,7	124	116
9	630	784	753	17,5	18,2	122	125
10	527	831	741	17,3	17,8	128	119
11	1131	810	--	17,4	--	124	--
12	498	692	760	17,8	18,4	110	127
13	894	--	630	--	18,1	--	103
14	902	717	715	17,5	17,8	112	116
15	1557	692	697	17,5	18,4	109	117
16	447	746	719	17,4	18,2	116	119
17	731	781	752	17,2	18,1	119	124
18	1614	716	675	17,4	18,5	111	113

-- Wert nicht vorhanden

Braunschweig 2000

Parzelle	P _i - Wert	RE [dt/ha]		ZG [%]		BZE [dt/ha]	
		Sorte		Sorte		Sorte	
		resistent	anfällig	resistent	anfällig	resistent	anfällig
1	1889	656	606	17,2	17,2	100	93
2	2453	621	632	17,8	17,4	99	99
3	1440	733	599	16,9	17,3	111	93
4	1112	649	766	17,7	17,2	102	118
5	1001	472	598	16,5	16,9	69	90
6	2004	706	681	17,5	17,8	111	109
7	2271	798	723	17,1	16,9	121	108
8	2145	688	647	16,9	17,5	105	101
9	1120	699	611	16,6	16,2	104	89
10	1100	619	671	17,0	17,2	94	103
11	2088	610	548	17,4	17,0	95	84
12	1342	579	621	17,1	16,8	89	94
13	1346	570	569	17,6	16,7	90	85
14	2240	750	618	16,7	16,7	112	92
15	2677	512	674	16,4	17,5	74	105
16	2412	796	605	17,3	17,1	124	93
17	2443	568	673	17,1	17,4	87	105
18	2618	675	763	17,2	17,4	103	118

Anhang V: Einzelwerte für Eier und Larven je 100 g Boden aus Teilproben einer Mischprobe für vier Parzellen aus der Serie 1999 (arithmetisches Mittel, Standardabweichung und Variationskoeffizient [%])

Parzelle I

Teilprobe	Mischprobe									
	Nr. 1	Nr. 2	Nr. 3	Nr. 4	Nr. 5	Nr. 6	Nr. 7	Nr. 8	Nr. 9	Nr. 10
A	4463	6773	5503	6930	6067	7063	7237	5070	6543	5880
B	6933	8470	6500	6160	3683	5113	7193	5070	6673	5973
C	6768	6717	5200	6370	4507	6327	5807	5937	5417	6813
D	3567	-	-	-	-	-	-	-	-	-
E	4500	-	-	-	-	-	-	-	-	-
F	6733	-	-	-	-	-	-	-	-	-
\bar{X}	5494	7320	5734	6487	4752	6168	6746	5359	6211	6222
S	1483	996,3	680,1	398,0	1211	984,7	813,4	500,4	691,1	514,0
VK	27,0	13,6	11,9	6,1	25,5	16,0	12,1	9,3	11,1	8,3

Parzelle II

Teilprobe	Mischprobe									
	Nr. 1	Nr. 2	Nr. 3	Nr. 4	Nr. 5	Nr. 6	Nr. 7	Nr. 8	Nr. 9	Nr. 10
A	2213	4000	2053	4053	2827	2027	2987	2613	2907	2613
B	1467	2773	2575	2507	2250	1680	2613	2275	2240	1890
C	2240	1333	1207	1643	2080	2053	1600	2240	1227	1000
D	1167	-	-	-	-	-	-	-	-	-
E	2020	-	-	-	-	-	-	-	-	-
F	1620	-	-	-	-	-	-	-	-	-
\bar{X}	1788	2702	1945	2734	2386	1920	2400	2376	2124	1834
S	437,4	1334,8	690,4	1221,2	391,4	208,3	717,5	206,2	845,9	808,1
VK	24,5	49,4	35,5	44,7	16,4	10,8	29,9	8,7	39,8	44,1

Parzelle III

Teilprobe	Mischprobe									
	Nr. 1	Nr. 2	Nr. 3	Nr. 4	Nr. 5	Nr. 6	Nr. 7	Nr. 8	Nr. 9	Nr. 10
A	1000	1300	780	950	1333	1267	1045	767	1133	2167
B	1050	660	640	973	853	520	707	747	705	1567
C	667	733	800	770	854	456	1100	590	350	933
D	820	-	-	-	-	-	-	-	-	-
E	667	-	-	-	-	-	-	-	-	-
F	833	-	-	-	-	-	-	-	-	-
\bar{X}	839	898	740	898	1014	748	951	701	729	1556
S	161,4	350,3	87,2	111,3	276,9	450,7	213,0	96,7	392,2	616,7
VK	19,2	39,0	11,8	12,4	27,3	60,3	22,4	13,8	53,8	39,6

Parzelle IV

Teilprobe	Mischprobe									
	Nr. 1	Nr. 2	Nr. 3	Nr. 4	Nr. 5	Nr. 6	Nr. 7	Nr. 8	Nr. 9	Nr. 10
A	1067	987	1173	1210	1440	1540	605	1757	903	1008
B	2200	1548	2373	1863	1115	947	1547	693	2400	2106
C	1400	2252	825	624	997	825	1028	1246	1637	897
D	1133	-	-	-	-	-	-	-	-	-
E	947	-	-	-	-	-	-	-	-	-
F	825	-	-	-	-	-	-	-	-	-
\bar{X}	1262	1596	1457	1232	1184	1104	1060	1232	1647	1337
S	498,8	633,8	812,1	619,8	229,4	382,5	471,8	532,0	748,5	668,3
VK	39,5	39,7	55,7	50,3	19,4	34,6	44,5	43,2	45,5	50,0

Anhang VI: Niederschläge und mittlere Tagestemperaturen

Standort Köln

Jahr	Jahresniederschlag (mm)	Ø-Temperatur (°C)
1998	760	9,7
1999	650	10,0
2000	767	11,4

2000

Monat	Niederschlag (mm)	Ø-Temperatur (°C)
Januar	28	3,8
Februar	75	5,8
März	65	7,1
April	44	11,4
Mai	36	15,4
Juni	48	17,9
Juli	182	15,8
August	76	19,0
September	58	16,2
Oktober	88	11,6
November	31	7,7
Dezember	36	5,3
Summe / Mittel	767	11,4

Standort Hildesheim**1998**

Monat	Niederschlag (mm)		Ø-Tagestemperaturen (°C)	
	aktuell	langjährig, 51 J.	aktuell	langjährig, 30 J.
Januar	32,1	45,4	4,9	1,3
Februar	6,6	32,8	6,9	1,5
März	47,3	40,5	7,2	4,5
April	92,7	44,2	10,4	8,1
Mai	22,2	56,4	15,6	13,0
Juni	89,5	70,0	17,6	16,0
Juli	53,4	67,3	17,3	18,1
August	54,3	65,0	18,0	17,8
September	52,2	47,9	14,9	13,9
Oktober	131,6	43,3	9,8	9,8
November	61,4	47,6	3,1	5,2
Dezember	35,1	49,2	2,8	2,6
Summe / Mittel	678,4	609,5	10,7	9,3

1999

Monat	Niederschlag (mm)		Ø-Tagestemperaturen (°C)	
	aktuell	langjährig, 52 J.	aktuell	langjährig, 31 J.
Januar	32,9	45,2	4,9	1,4
Februar	47,8	33,1	2,6	1,5
März	35,9	40,4	7,0	4,6
April	50,3	44,3	10,9	8,2
Mai	40,4	56,1	15,1	13,1
Juni	40,9	69,4	17,0	16,0
Juli	21,1	66,4	21,1	18,2
August	74,9	65,2	18,6	17,9
September	35,3	47,6	19,4	14,1
Oktober	36,2	43,2	10,9	9,8
November	17,7	47,0	5,8	5,3
Dezember	55,3	49,3	4,6	2,7
Summe / Mittel	488,7	607,2	11,5	9,4

2000

Monat	Niederschlag (mm)		Ø-Tagestemperaturen (°C)	
	aktuell	langjährig, 53 J.	aktuell	langjährig, 32 J.
Januar	31,3	44,9	3,5	1,5
Februar	33,9	33,1	5,8	1,7
März	76,6	41,1	6,8	4,6
April	37,3	44,2	11,5	8,3
Mai	30,4	55,6	16,3	13,2
Juni	37,2	68,8	18,0	16,1
Juli	51,6	66,2	16,8	18,1
August	55,2	65,0	19,1	17,9
September	61,1	47,9	15,8	14,1
Oktober	26,3	42,8	12,3	9,9
November	28,4	46,7	8,0	5,3
Dezember	19,0	48,7	5,0	2,8
Summe / Mittel:	488,3	605,0	11,6	9,5

Standort Göttingen**1999**

Monat	Niederschlag (mm)		Ø-Temperatur (°C)	
	N 100	N 100 LM	T 200	T 200 LM
Januar	52,7	42	3,6	0,5
Februar	77,9	34	0,9	1,2
März	47,5	43	5,9	4,3
April	43,2	40	9,1	8,2
Mai	42,5	53	13,7	12,7
Juni	37,3	70	14,9	15,6
Juli	59,6	67	18,1	17,1
August	109,0	60	16,1	16,8
September	39,0	51	16,4	13,5
Oktober	42,5	44	8,3	9,4
November	41,4	46	2,2	4,6
Dezember	55,7	52	1,5	1,8
Summe / Mittel:	648,3	602	9,2	8,8

2000

Monat	Niederschlag (mm)		Ø-Temperatur (°C)	
	N 100	N 100 LM	T 200	T 200 LM
Januar	27,5	42	0,8	0,5
Februar	52,9	34	4,2	1,2
März	84,0	43	6,0	4,3
April	20,5	40	10,3	8,2
Mai	41,6	53	14,4	12,7
Juni	20,9	70	15,9	15,6
Juli	80,4	67	14,7	17,1
August	66,9	60	17,0	16,8
September	37,4	51	13,9	13,5
Oktober	32,4	44	10,5	9,4
November	35,4	46	6,7	4,6
Dezember	37,1	52	3,4	1,8
Summe / Mittel:	537	602	9,8	8,8

N 100 Summe Niederschlag 1 m Höhe (mm)
 N 100 LM Summe Niederschlag 1 m Höhe, langjähriges Mittel (mm)
 T 200 Durchschnittliche Temperatur in 2 m Höhe (° C)
 T 200 LM Durchschnittliche Temperatur in 2 m Höhe, langjähriges Mittel (° C)

Danksagung

Herrn Prof. Dr. S. Vidal und Herrn Prof. Dr. B. Märländer danke ich herzlich für die Übernahme des Referates bzw. Korreferates, die Überlassung des Themas sowie deren Diskussions- und Einsatzbereitschaft.

Herrn Dr. J. Müller gilt mein ganz besonderer Dank für die Übernahme des zweiten Korreferates. Seine engagierte Unterstützung, die konstruktiven Diskussionen und Ratschläge und ständige Gesprächsbereitschaft haben wesentlich zum Gelingen der Arbeit beigetragen.

Der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft danke ich für die Bereitstellung eines Arbeitsplatzes am Institut für Nematologie und Wirbeltierkunde in Münster. Ein Dankeschön geht an Herrn Dr. J. Schlang (Außenstelle Elsdorf) und an alle Mitarbeiter der Institute in Münster und Elsdorf für ihre Hilfsbereitschaft bei der Durchführung der Arbeit. Frau H. Frödrich und Herrn H. Hanses gilt mein besonderer Dank für die tatkräftige und engagierte Unterstützung bei der Durchführung der Feld- und Laborarbeiten und für das angenehme Arbeitsklima.

Ebenso danke ich Herrn Dr. E. Moll und Herrn Dr. A. Büchse für die Beratung in Statistikfragen.

Für die gute Zusammenarbeit und Unterstützung bei den Feldversuchen möchte ich mich bei den Mitarbeitern des Instituts für Zuckerrübenforschung in Göttingen, den Versuchsanstellern der Arbeitsgemeinschaften vor Ort und den Landwirten herzlich bedanken.

Für die finanzielle Unterstützung der Arbeit bedanke ich mich bei der Firma Syngenta (Hilleshög) und dem Wohlfahrtsverband der Deutschen Zuckerindustrie.