



LfL

Bayerische Landesanstalt für Landwirtschaft

**Maßnahmen zur Schadensminderung
von *Heterodera schachtii* im
Zuckerrübenbau
Ergebnisse aus einem Forschungsprojekt**



LfL-Information

Impressum

Herausgeber: Bayerische Landesanstalt für Landwirtschaft (LfL)
Vöttinger Straße 38, 85354 Freising-Weihenstephan
Internet: www.LfL.bayern.de

Redaktion: Institut für Pflanzenschutz
Lange Point 10, 85354 Freising-Weihenstephan
E-Mail: Pflanzenschutz@LfL.bayern.de
Telefon: 08161 71-5651

1. Auflage: Januar 2014

Druck: ES-Druck, 85356 Freising-Tüntenhausen

Schutzgebühr: 10,00 Euro

© LfL



Maßnahmen zur Schadensminderung von *Heterodera schachtii* im Zuckerrübenbau

**Ergebnisse aus einem Forschungsprojekt der LfL¹
in Kooperation mit dem Julius Kühn-Institut²
(JKI), der Arbeitsgemeinschaft für das Versuchs-
wesen im Zuckerrübenanbau Franken³ (ARGE
Franken) und der Südzucker AG⁴**

**D. Kaemmerer¹, A. Meinecke², A. Hermann¹,
M. Anselstetter³, E. Göbel³, K. Bürcky⁴,
K. Ziegler³ & A. Westphal²**

Inhaltsverzeichnis

	Seite
1	Allgemeine Einleitung11
2	Vergleich und Etablierung von Untersuchungsmethoden14
2.1	Einleitung14
2.2	Methoden.....14
2.2.1	Extraktion von Zysten (Dichtezentrifugation) mit Inhaltsbestimmung14
2.2.2	Bioassay15
2.2.3	Acetox-Verfahren mit PCR-Bestimmung16
2.3	Vergleichstest der drei Methoden und Ergebnisse17
2.4	Diskussion19
3	Vermehrung von <i>Heterodera schachtii</i> an Unkräutern21
3.1	Einleitung21
3.2	Material und Methoden21
3.2.1	Erfassung der Unkräuter.....21
3.2.2	Wurzeluntersuchungen an Pflanzen aus Feldbeständen.....22
3.2.3	Wetterdaten22
3.2.4	Versuche zur Wirtsfunktion von Unkräutern im Gewächshaus22
3.2.5	Versuche zur Wirtsfunktion von Unkräutern im Freiland (Mikroplots)23
3.3	Ergebnisse24
3.3.1	Wetterdaten24
3.3.2	Unkrauterhebung25
3.3.3	Nematodenentwicklung in Unkräutern28
3.3.4	Wirtseignung von Unkräutern30
3.4	Diskussion30
4	Tiefenverteilung von <i>H. schachtii</i> im Boden35
4.1	Einleitung35
4.2	Material und Methoden35
4.2.1	Versuchsanlage.....35
4.2.2	Bestimmung der Bodenart.....36
4.2.3	Bodenprobenahme.....38
4.2.4	Wetterdaten39
4.2.5	Statistische Auswertung39
4.3	Ergebnisse39
4.3.1	Wetterdaten39

4.3.2	Nematodenvorkommen	41
4.4	Diskussion	43
5	Nematodenvermehrung und Ertragsleistung verschiedener Zuckerrüben-Genotypen	44
5.1	Einleitung	44
5.2	Material und Methoden	45
5.2.1	Zu Versuchsanlage, Bestimmung der Bodenart, Bodenprobenahme, Wetterdaten und statistische Auswertung siehe Kapitel 4.2.1. bis 4.2.5.....	45
5.2.2	Rübenernte und Zuckerertragsbestimmung	45
5.3	Ergebnisse	45
5.3.1	Ausgangsbefall unter den Sorten.....	45
5.3.2	Nematodenvermehrung	46
5.3.3	Ertrag	48
5.4	Diskussion	52
5.4.1	Ausgangsbefall unter den Sorten.....	52
5.4.2	Nematodenvermehrung	52
5.4.3	Ertrag	53
6	Zusammenfassung in Kürze und Praxisempfehlungen	55
6.1	Vermehrung von <i>H. schachtii</i> an Unkräutern	55
6.2	Tiefenverteilung der Rübenzystennematoden auf Rübenanbauflächen	55
6.3	Nematodenvermehrung und Ertragsleistung verschiedener Zuckerrüben-Genotypen	56
7	Danksagung.....	57
8	Publikationsliste	57
9	Literaturverzeichnis.....	59

Abbildungsverzeichnis

	Seite
Abb. 1: Mit Rübenzystennematoden (<i>H. schachtii</i>) befallene Zuckerrüben in Unterfranken zeigen bei Trockenheit Welkeerscheinungen (Foto: ARGE Franken).	11
Abb. 2: Ein Mitarbeiter der ARGE Franken kontrolliert eine Rübe auf Befall mit <i>H. schachtii</i> (Foto: ARGE Franken).....	12
Abb. 3: Bei Befall sind an den Wurzeln die im frühen Stadium noch weißen Zysten zu sehen (Foto: ARGE Franken).	12
Abb. 4: Reife braune Zysten von <i>H. schachtii</i> (Foto: JKI)	15
Abb. 5: Bioassay: Radieschenkeimling in mit <i>H. schachtii</i> kontaminierter Erde (Foto: JKI)	16
Abb. 6: Bioassay: mit Fuchsin angefärbte in die Wurzel eingedrungene Nematodenlarven (Foto: JKI).....	16
Abb. 7: Nachweis von <i>H. schachtii</i> in dotierten Proben aus (■) Löss, (●) Sand und (▲) Feldboden; A = Bioassay; B = Dichtezentrifugation; C = Acetox-Verfahren (Original publiziert in <i>Nematology</i> , Brill, Niederlande)	18
Abb. 8: Vergleichende Darstellung der mit dem Bioassay und der Dichtezentrifugation ermittelten P_i im Frühjahr 2010 auf fränkischen Rübenanbauflächen in (■) 0-30 und (●) 30-60 cm Bodentiefe. $f(x) = 3.14 + 0.0069 x$, $R^2 = 0.75$, $P = <0.01$ (Original publiziert in <i>Nematology</i> , Brill, Niederlande).....	19
Abb. 9: Vergleichende Darstellung der mit dem Acetox-Verfahren und der Dichtezentrifugation ermittelten P_i im Frühjahr 2010 auf fränkischen Rübenanbauflächen in (■) 0-30 und (●) 30-60 cm Bodentiefe. $f(x) = 54.33 + 0.6625 x$, $R^2 = 0.77$, $P = <0.01$ (Original publiziert in <i>Nematology</i> , Brill, Niederlande).....	20
Abb. 10: Verunkrautung eines Getreideschlages (Foto: ARGE Franken)	22
Abb. 11: Unkrauterfassung nach Ernte des Getreides und Bodenbearbeitung (Foto: ARGE Franken).....	22
Abb. 12: Einzeln in Faltschachteln pikierete Unkräuter (Foto: JKI)	23
Abb. 13: Unkräuter in Faltschachteln kurz vor der Untersuchung (Foto: JKI).....	23
Abb. 14: Unkräuter im Mikroplotversuch (Foto: JKI)	24
Abb. 15: Mittelwerte der täglichen Durchschnittstemperatur des Bodens in 5 cm Tiefe (A) und der halbmonatlichen Niederschlagssumme (B) der Wetterstationen Albertshofen, Gerbrunn, Seligenstadt und Wadenbrunn vom 01.Juli bis zum 15.Oktober der Jahre 2009 bis 2012 (Daten: Agrarmeteorologisches Messnetz Bayern).....	25
Abb. 16: Häufigkeit der auf fränkischen Rübenanbauflächen auftretenden Unkräuter. Die Symbole markieren die untersuchten Flächen wie folgt:	28
Abb. 17: Anzahl pro Faltschachtel gebildeter Zysten der <i>H. schachtii</i> gering (A) und höher (B) vermehrenden Unkräuter sowie Zysteninhalt aller Unkräuter (C)	31
Abb. 18: Streifenversuch mit je 4 Reihen toleranter („Adrianna“), anfälliger („Beretta“) und resistenter Sorte („Paulina“). Die anfällige Sorte zeigt Welkeerscheinungen aufgrund von Trockenstress.....	36
Abb. 19: Versuchsanlage um den Markierungsmagneten für je ein Drittel der im jeweiligen Jahr untersuchten Standorte	37

Abb. 20: Bodenprobenahme im Frühjahr zwischen den Saatreihen (Foto: ARGE Franken)	39
Abb. 21: Entnahme der Bodenprobe aus dem Bohrstock getrennt nach Bodentiefen (Foto: ARGE Franken).....	39
Abb. 22: Mittelwerte der täglichen Durchschnittstemperatur im Boden in 5 cm Tiefe und der halbmonatlichen Niederschlagssummen der 4 Wetterstationen in Albertshofen, Gerbrunn, Seligenstadt und Wadenbrunn vom 15. März bis zum 15. September in den Jahren 2010-2012 (Daten: Agrarmeteorologisches Messnetz Bayern).....	40
Abb. 23: Ausgangsbefall (P_i) in 2 Bodentiefen (0-30 und 30-60 cm) und lineare Regressionen für die Jahre 2010 bis 2012.....	41
Abb. 24: Endbefall (P_f) in 2 Bodentiefen (0-30 und 30-60 cm) und lineare Regressionen für die Jahre 2010 bis 2012.....	42
Abb. 25: Mittelwerte von P_i für 0-30 cm und 30-60 cm unterschieden nach Bodeneinteilung der Standorte	43
Abb. 26: P_f/P_i -Werte in Abhängigkeit vom P_i über beide Bodentiefen für die drei Sorten (,Adrianna‘ = tolerant; ,Beretta‘ = anfällig; ,Paulina‘ = resistent).....	46
Abb. 27: Mittelwerte der P_i - und P_f -Werte in 0-30 cm und 30-60 cm Bodentiefe für die drei Sorten (,Adrianna‘ = tolerant; ,Beretta‘ = anfällig; ,Paulina‘ = resistent)	47
Abb. 28: Mediane der P_f/P_i -Werte in Abhängigkeit von geringen (< 500; n = 35 bis 37), mittleren (500–1500; n = 26 bis 31)) und hohen P_i (> 1500 Larven pro 100 ml Boden; n = 8 bis 11) für die drei Sorten (,Adrianna‘ = tolerant; ,Beretta‘ = anfällig; ,Paulina‘ = resistent).....	48
Abb. 29: P_f/P_i -Werte in Abhängigkeit vom P_i unterteilt in leichtere und schwerere Böden für die drei Sorten (,Adrianna‘ = tolerant; ,Beretta‘ = anfällig; ,Paulina‘ = resistent)	49
Abb. 30: Mediane der bereinigten Zuckererträge (BZE) für die drei Sorten (,Adrianna‘ = tolerant, ,Beretta‘ = anfällig, ,Paulina‘ = resistent) in jedem Versuchsjahr (n = 11 bis 14)	50
Abb. 31: Bereinigte Zuckererträge (BZE) der Sorten in Abhängigkeit vom P_i der Standorte in 0-30 cm (A) und 30-60 cm Tiefe (B) für die drei Sorten ,Adrianna‘ = tolerant; ,Beretta‘ = anfällig; ,Paulina‘ = resistent)	51
Abb. 32: Mediane der bereinigten Zuckererträge der drei Sorten (,Adrianna‘ = tolerant; ,Beretta‘ = anfällig; ,Paulina‘ = resistent) über alle Jahre für leichtere (n = 12) und schwerere Böden (n = 25).....	52

Tabellenverzeichnis

	Seite
Tab. 1: Vergleichende Darstellung der Vor- und Nachteile des Bioassays, des Acetox-Verfahrens und der Zystenextraktion mit Inhaltsbestimmung	20
Tab. 2: Standardbewertungsskala zur Ermittlung der Resistenznote (Bewertungszahl) von Kartoffelsorten mit Resistenz gegen <i>Globodera pallida</i> und <i>G. rostochiensis</i> basierend auf der relativen Anfälligkeit der Prüfsorte im Vergleich zur voll anfälligen Vergleichssorte ‚Désirée‘ (aus: Niere, 2006).....	24
Tab. 3: Artenanzahl an Unkräutern auf 111 fränkischen Rübenanbauflächen (* alle Flächen wurden kurz vor der Erhebung bearbeitet)	26
Tab. 4: Ermittelte Unkrautarten und Häufigkeit ihre Auftretens auf 111 fränkischen Rübenanbauflächen.....	26
Tab. 5: Wurzelpenetration mit <i>H. schachtii</i> an Unkräutern, die im September 2010 und 2011 auf fränkischen Rübenanbauflächen gesammelt wurden	29
Tab. 6: Relative Anfälligkeit (Berechnung s. Kapitel 3.2.4. und 3.2.5) von Ackerunkräutern für <i>H. schachtii</i> in Gewächshaus- und Freilandversuchen (Mikroplots) und die ermittelte Häufigkeit des Auftretens auf fränkischen Rübenanbauflächen (n.u.= nicht untersucht; * alle Knötericharten zusammen)	32

1 Allgemeine Einleitung

Der Rübenzystennematode, *Heterodera schachtii*, ist einer der wichtigsten tierischen Schaderreger in Zuckerrüben in vielen Anbaubereichen. Bundesweit sind schätzungsweise 25 Prozent der Zuckerrübenfläche von Rübenzystennematoden befallen. Neben einzelnen Vorkommen in Niederbayern tritt dieser Schädling in Bayern hauptsächlich in Franken auf (Abb. 1). Nach früheren Untersuchungen des Bodengesundheitsdienstes sind rund 10 Prozent der fränkischen Zuckerrübenanbaufläche von Rübenzystennematoden befallen. Die Rentabilität des Rübenanbaus kann je nach Stärke und flächiger Ausdehnung des Befalls innerhalb eines Schlags deutlich gemindert werden.



Abb. 1: Mit Rübenzystennematoden (*H. schachtii*) befallene Zuckerrüben in Unterfranken zeigen bei Trockenheit Welkeerscheinungen (Foto: ARGE Franken).

anregen (z.B. Acetox). Es schlüpfen nicht jedes Jahr alle Larven einer Zyste, aber die aktivierten Tiere wandern unter natürlichen Bedingungen zu wachsenden Wurzeln und dringen in das Pflanzengewebe ein. Sie setzen sich dort fest und entwickeln sich nach dreimaliger Häutung (J3-Larven) zu den adulten Männchen und Weibchen. Während die Männchen wurmförmig und beweglich sind, haben die Weibchen Zitronenform und sitzen an der Wurzel fest. Die Männchen suchen die Weibchen zur Begattung auf und sterben danach ab. Die Weibchen beginnen dann mit der Eiproduktion. Ein Weibchen produziert etwa 200–500 Eier, die im Körperinneren bleiben (MÜLLER & RUMPENHORST, 2000). Nach dem Absterben des Weibchens färbt sich dessen Außenhaut braun und verhärtet zur schon erwähnten Zyste. Die Entwicklungsgeschwindigkeit ist u.a. von der Bodentemperatur abhängig. Unter günstigen Bedingungen wird der gesamte Entwicklungszyklus in fünf bis sechs Wochen durchlaufen. In Deutschland ist an Zuckerrüben in einer Vegetationsperiode mit zwei bis drei Generationen von *H. schachtii* zu rechnen (MÜLLER, 1979).

Bisher sind von *H. schachtii* vier Pathotypen mit unterschiedlicher Virulenz beschrieben worden (MÜLLER, 1998). Allgemein verbreitet und zurzeit allein von wirtschaftlicher Bedeutung ist der Pathotyp Schach0, der anfällige Sorten von Ölrettich, Weißem Senf und

H. schachtii kann in seiner Dauerform, der Zyste, auch ohne Wirtspflanze jahrelang im Boden überleben. Reife Zysten sind mit Eiern gefüllt, die Larven enthalten, die sich bereits einmal gehäutet haben. Diese sog. Juvenile oder Larven verharren so lange in einem Ruhezustand, bis sie durch äußere Einflüsse zum Schlüpfen aktiviert werden. Geeignete Temperatur und Feuchtigkeit führen auch ohne das Vorhandensein von Wirtspflanzen in jedem Frühjahr zu einem sog. „Spontan“-Schlupf. Wurzelabscheidungen von Wirtspflanzen erhöhen den Schlupf wie auch einige anorganische oder organische Verbindungen, die im Labor in bestimmten Konzentrationsbereichen den Schlupf der Larven

Zuckerrüben befallen kann. Zuckerrübensorten mit dem Resistenzgen Hs^{pro1} aus *Beta procumbens* sind gegen diesen Pathotyp resistent, nicht aber gegen den Typ Schach1. Weiterhin werden die Pathotypen Schach2 und Schach1,2 differenziert, die das Resistenzgen $Hs2$ überwinden können. Obwohl der gerade beschriebene Schach1 wohl in der Natur vorhanden ist, so sind die letztgenannten vorerst noch ohne bekannte Bedeutung, da das Resistenzgen $Hs2$ noch nicht in Zuckerrübensorten eingekreuzt werden konnte (MÜLLER & RUMPENHORST, 2000).

Resistente Zuckerrübensorten weisen, wenn man den End- oder Finalbefall (P_f = Besatz nach dem Rübenanbau) zum Anfangs- oder Initialbefall (P_i = Ausgangsbesatz nach der Vorfrucht) mit *H. schachtii* ins Verhältnis setzt, eine Vermehrungsrate (P_f/P_i) von unter 1,0 auf. Dadurch führt der Anbau resistenter Zuckerrübensorten zu einer Verminderung des Nematodenbesatzes auf einer befallenen Fläche. Die heute verfügbaren resistenten Sorten weisen im Vergleich zu anfälligen Sorten ein eingeschränktes Ertragspotenzial auf. Die Reduktion der Nematodenpopulation auf einer Fläche ist demzufolge mit finanziellen Einbußen verbunden. Mit der Entwicklung sog. toleranter Sorten stehen nun Sorten zur Verfügung, die bei Befall höhere und ohne Befall nahezu identische Erträge wie die anfälligen Sorten erreichen. Die Toleranz bezieht sich also auf die Ertragsstabilität. Hinsichtlich der Vermehrungsrate (P_f/P_i) von *H. schachtii* liegen sie zwischen den resistenten und den anfälligen Sorten. Zwar ist die Nematodenreproduktion beim Anbau dieser Sorten geringer als beim Anbau anfälliger Sorten, aber im Vergleich zum Anbau resistenter Sorten wird der Nematodenbesatz erhöht.

Auch mit dieser neuen Möglichkeit, Nematoden mit der Wahl toleranter Sorten zu regulieren, muss jedoch der mittelfristige Anstieg des Nematodenbesatzes eines Feldes vermieden werden (Abb. 2 und 3). Das kann z.B. über den Einsatz von resistenten Zwischenfrüchten erfolgen. Resistente Zwischenfrüchte (Ölrettich, Senf) können in Abhängigkeit vom Besatz der Fläche mit Nematoden und den übrigen Anbaubedingungen durch einmaligen Anbau den Befall um 20 bis 80 % verringern. Unterbleibt der Einsatz von resistenten Zwischenfrüchten z.B. nach dem Anbau toleranter Sorten, wie es in Franken oft aufgrund



Abb. 2: Ein Mitarbeiter der ARGE Franken kontrolliert eine Rübe auf Befall mit *H. schachtii* (Foto: ARGE Franken).

Abb. 3: Bei Befall sind an den Wurzeln die im frühen Stadium noch weißen Zysten zu sehen (Foto: ARGE Franken).

von Wassermangel für den Anbau einer Zwischenfrucht der Fall ist, dann rücken andere Strategien der Bekämpfung in den Fokus. In diesem Zusammenhang ist die Bedeutung von Unkräutern vor und nach dem Anbau der Zuckerrübe für die Vermehrung von *H. schachtii* weitgehend ungeklärt. Es ist bekannt, dass unter den breitblättrigen Unkräutern viele eine Wirtsfunktion für Rübenzystennematoden haben, doch lohnt sich deren Bekämpfung im Hinblick auf Veränderungen der Besatzdichte einer Fläche?

Der Einfluss des Vorhandenseins von Unkräutern auf die Populationsdichte von *H. schachtii* muss angesichts des Trends zu geringerer Bodenbearbeitung und der aus agronomischer Sicht erhöhten Akzeptanz von Unkräutern dringend untersucht werden. Verschiedene Mulchsaatenverfahren und auch das neuere Streifensaatenverfahren bedingen prinzipiell höhere Dichten und längere Vegetationszeiten für Unkräuter. Die Wirtspflanzeeignung und das Vermehrungspotenzial an diesen Pflanzen müssen geklärt werden, wenn dem Ziel der langfristigen und nachhaltigen Unterdrückung von *H. schachtii* Rechnung getragen werden soll. Bei anderen Zystennematoden, wie z.B. dem Sojabohnenzystennematoden, hat man die Vermehrung an Unkräutern unter Praxisbedingungen nachweisen können (CREECH ET AL., 2005). In nachfolgenden Untersuchungen zur Biologie des Nematoden konnten die Rahmenbedingungen für das Schadenspotenzial aufgeklärt und dann in Produktionsempfehlungen umgesetzt werden (MOCK ET AL., 2007). Wenngleich der Einfluss auf die Nematodenpopulationsdichten eher gering war, so war es dennoch wichtig diese Information zu haben, um Unkrautmanagementstrategien optimieren zu können. Solche Untersuchungen an *H. schachtii* werden auch der Zuckerrübenproduktion sehr zugute kommen.

Das neue Bewusstsein der Bedeutung von *H. schachtii* für den Zuckerrübenanbau hat auch Fragen aufgeworfen, inwiefern das Vorkommen des Nematoden in tieferen Bodenschichten (unterhalb von 30 cm) ein Schadpotenzial darstellen könnte. Von anderen Nematoden weiß man, dass Populationen in großen Tiefen sehr wohl erhebliche Pflanzenschäden hervorrufen können (WESTPHAL ET AL., 2004). Die Populationsdichten werden dabei von agronomischen Verfahren beeinflusst. So kann etwa die Bodenbearbeitungsintensität Populationsdichten des reniformen Nematoden (*Rotylenchulus reniformis*) bis in 1,20 m Tiefe beeinflussen (WESTPHAL & SMART, 2003). Von besonderem Interesse ist, dass resistente Sorten von Wirtspflanzen Populationsdichten bis in größere Tiefen verringern können (WESTPHAL ET AL., 2004). Sortenwahl und Bearbeitungsintensität beeinflussen demzufolge stark die Besatzdichte und die Schadwirkung von pflanzenschädlichen Nematoden. Es ist weitgehend unbekannt, welche Auswirkungen der Anbau von toleranteren Sorten auf tief im Boden vorhandene Populationsdichten von *H. schachtii* hat. Es ist daher dringend notwendig, die Populationsdichteentwicklung in 30-60 cm Tiefe besser zu kennen, um die Bedeutung dieser Nematoden in Bezug auf eine langfristige Verseuchung und einen potenziellen Pflanzenschaden bewerten zu können. Dazu müssen auch eventuell bestehende Zusammenhänge zwischen den Populationsdichten in 0-30 cm Tiefe und in größerer Tiefe (30-60 cm) untersucht werden.

Ziel des Projekts, welches in Kooperation der Bayerischen Landesanstalt für Landwirtschaft (LfL) mit dem Julius Kühn-Institut (JKI), der Arbeitsgemeinschaft für das Versuchswesen im Zuckerrübenanbau Franken (ARGE Franken) und der Südzucker AG durchgeführt wurde, war es, die Effekte von Zuckerrübensorten unterschiedlichen Genotyps, insbesondere toleranterer Sorten, auf das Vorkommen von Rübenzystennematoden unter Feldbedingungen zu klären. Es sollten Anbauempfehlungen für Produzenten erarbeitet werden, welche das Unkrautmanagement in Bezug auf die Entwicklung von Rübenzystennematoden einschließen. Untersuchungen zur Tiefenverteilung von *H. schachtii* sollten die

Häufigkeit des Auftretens dokumentieren und aufzeigen, inwiefern sie für Managemententscheidungen wichtig sind.

2 Vergleich und Etablierung von Untersuchungsmethoden

2.1 Einleitung

Im Projekt wurden 3 Methoden zur Bestimmung des Infektionspotenzials von *H. schachtii* im Boden angewandt: (1) die Extraktion von Zysten mit Inhaltsbestimmung, (2) ein Bioassay und (3) das Acetox-Verfahren mit PCR-Bestimmung. Die Extraktion von Zysten mit Inhaltsbestimmung (1) ist ein in Deutschland fest etabliertes und häufig angewandtes Verfahren. Doch das Verfahren beinhaltet die Unterscheidung zwischen infektiösem und nicht infektiösem Material per Auge, was eine Fehlerquelle bei der Abschätzung des tatsächlich infektiösen Materials in einer Probe darstellen kann. Außerdem können extrahierte Zysten von nah verwandten Arten wie *H. avenae* oder *H. filipjevi* nicht immer sicher von Zysten von *H. schachtii* unterschieden werden (MÜLLER, 1980). Auch das Acetox-Verfahren (3) ist für sich betrachtet nicht eindeutig spezifisch, da auch andere Nematodenarten als *H. schachtii* durch die Acetox-Lösung zum Schlupf angeregt werden bzw. frei vorliegende Juvenile anderer Arten auf den Extraktionstrichtern auswandern könnten (GROBE & MÜLLER, 1995; ARNDT ET AL., 2000). In Kombination mit nachgeschalteten PCR-Tests kann bei beiden Verfahren ((1) und (3)) die nötige Spezifität jedoch gewährleistet werden. Deshalb wurde an der LfL für die Untersuchungen im vorliegenden Projekt mit dem Acetox-Verfahren ein PCR-Verfahren zum Nachweis von *H. avenae* und *H. schachtii* etabliert (s. Kapitel 2.2.3.2.). Die nachgeschaltete PCR erhöht jedoch den Zeit- und Arbeitskräftebedarf für die Untersuchung. Grundsätzlich besteht also in Deutschland nach wie vor Bedarf an einem einfach durchzuführenden, hoch spezifischen und sensitiven Testverfahren, um das infektiöse Material von *H. schachtii* in Bodenproben nachzuweisen. Der Bioassay mit Radieschen (2) wurde bis zu diesem Projekt nur zur quantitativen Bestimmung von *H. schachtii* in einem Versuch eingesetzt und beschrieben, in dem es um die Suppression von *H. schachtii* in unterschiedlich behandelten Böden ging (WESTPHAL & BECKER, 2001). Im Rahmen dieses Projekts wurde der Bioassay nun einer intensiven Prüfung hinsichtlich seiner Spezifität und Sensitivität für *H. schachtii* unterzogen (s. Kapitel 2.2.2.2.). Die Ergebnisse wurden mit denen der beiden anderen Methoden verglichen (s. Kapitel 2.3.).

2.2 Methoden

2.2.1 Extraktion von Zysten (Dichtezentrifugation) mit Inhaltsbestimmung

Die Extraktion von Zysten mit der Zentrifuge wurde durchgeführt wie bei MÜLLER (1980) beschrieben. Die Bodenproben (je 100 g) wurden durch ein Sieb mit großer Maschenweite mit fließendem Leitungswasser in einen Eimer gewaschen, um Steine und organisches Material von der Probe abzutrennen. Der Boden des Eimers bestand aus einem Sieb mit einer Maschenweite von 250 µm, so dass die feinen Bodenpartikel durchgewaschen und die Zysten auf dem Sieb aufgefangen wurden. Die Zysten zusammen mit Bodenpartikeln ähnlicher Größe aus diesem Eimer wurden dann in Zentrifugenbecher mit 900 ml Fassungsvermögen überführt, mit einem Esslöffel Kaolin (Sigma-Aldrich, Steinheim, Deutschland) vermischt und für 5 min bei 1862 g zentrifugiert (Heraeus Cryofuge 6000i, Hanau, Deutschland). Der Überstand mit den leeren und daher leichten Zysten wurde auf

ein Sieb mit 50 µm-Maschenweite dekantiert ohne das Pellet aufzuwirbeln. Die Becher wurden anschließend bis zur halben Höhe mit Magnesiumsulfatlösung der Dichte 1,28 befüllt und der Inhalt mit einem Vibromixer (Laboratory set vibro mixer type 1, Graber und Pfenninger GmbH, Feldbach, Schweiz) homogenisiert. Anschließend wurden die Proben wieder für 5 min bei 1862 g zentrifugiert. Die im Überstand schwimmenden gefüllten Zysten wurden ebenfalls auf das Sieb mit 50 µm-Maschenweite dekantiert. Zysten und Probenrückstände, die nicht während der Zentrifugation abgetrennt wurden, wurden vom Sieb in einen Glasbecher überführt und auf Filterpapier (Macherey-Nagel, #615, 185 mm Durchmesser, Düren, Deutschland) gegeben. Die Zysten wurden unter einem Präpariermikroskop vom Filter abgesammelt und gezählt (Abb. 4). Zuletzt erfolgte eine Zertrümmerung der Zysten mit einem Homogenisator (RW20.n, IKA Labortechnik, Stauffen, Deutschland). Anschließend wurden die freigesetzten Eier unter dem Mikroskop bezüglich ihrer Lebensfähigkeit begutachtet und während des Zählens in gesunde (infektiöse) und kranke klassifiziert.

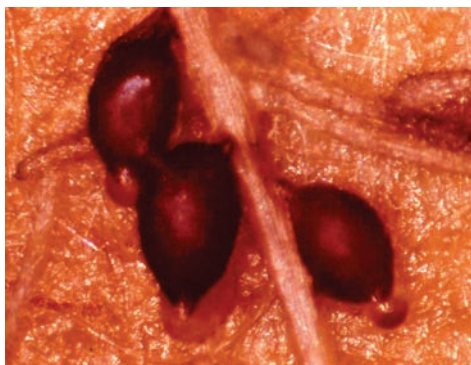


Abb. 4: Reife braune Zysten von *H. schachtii* (Foto: JKI)

Zysten und Probenrückstände, die nicht während der Zentrifugation abgetrennt wurden, wurden vom Sieb in einen Glasbecher überführt und auf Filterpapier (Macherey-Nagel, #615, 185 mm Durchmesser, Düren, Deutschland) gegeben. Die Zysten wurden unter einem Präpariermikroskop vom Filter abgesammelt und gezählt (Abb. 4). Zuletzt erfolgte eine Zertrümmerung der Zysten mit einem Homogenisator (RW20.n, IKA Labortechnik, Stauffen, Deutschland). Anschließend wurden die freigesetzten Eier

unter dem Mikroskop bezüglich ihrer Lebensfähigkeit begutachtet und während des Zählens in gesunde (infektiöse) und kranke klassifiziert.

2.2.2 Bioassay

2.2.2.1 Durchführung des Bioassays

Der Bioassay wurde ähnlich durchgeführt wie bei WESTPHAL & BECKER (2001 b) beschrieben. Der Trockensubstanzgehalt der Bodenproben wurde durch Trocknen einer Teilprobe bei 100°C im Ofen bestimmt. Äquivalente Bodenmengen von 50 g (TG) wurden in verschließbare Glasgefäße eingewogen und ein Radieschensamen (*Raphanus sativus*, 'SAXA 3') vorsichtig 0,4 cm tief in der Mitte des eingefüllten Bodens eingesät (Abb. 5). Danach wurden die Proben durch die Zugabe von Wasser auf einen Feuchtigkeitsgehalt von 10-20 Prozent eingestellt. Jede Probe wurde 3- bis 5-fach angesetzt. Die Gefäße wurden verschlossen, randomisiert in einer Pflanzenwuchskammer aufgestellt und für 4 Tage jeweils 16 h bei 600 Lux und 28°C (Tag) und 8 h in Dunkelheit bei 23°C (Nacht) inkubiert. Die Radieschenkeimlinge wurden anschließend geerntet und ihre Wurzeln nach BYRD ET AL. (1983) angefärbt. Dazu wurden die Wurzeln gewaschen, für 3 min in 0,9-prozentiger Natriumhypochloritlösung (Klorix, Colgate-Palmolive, Hamburg, Deutschland) gebleicht, unter fließendem Wasser abgespült und 15 min in frischem Wasser eingelegt. Danach wurden die Wurzeln in einer Mikrowelle für 20 sec in 42 ml saurer Fuchsinlösung (2,5 g Fuchsin auf 250 ml Essigsäure und 750 ml Wasser, davon 2 ml auf 40 ml destilliertes Wasser) gekocht. Anschließend wurde die Wurzellänge gemessen und die Wurzeln zwischen zwei Glasplatten gequetscht, um die in die Wurzel eingewanderten Nematoden unter dem Mikroskop (78-fache Vergrößerung) zählen zu können (Abb. 6). Es wurden dabei die Nematoden im gesamten Wurzelsystem eines Keimlings gezählt.

2.2.2.2 Untersuchungen zur Etablierung des Bioassays und Ergebnisse

Für die Untersuchungen zur Etablierung des Bioassays wurden verschiedene Inokulationsexperimente durchgeführt (MEINECKE ET AL., 2013). Diese wurden meistens mit einer wässrigen Suspension (1 ml) von *H. schachtii* Pathotyp Schach0 gemacht. In den Versu-

chen stellte sich heraus, dass ein im Test von 100 g auf 50 g (TG) verringertes Bodenvolumen zu höheren Einwanderungsraten pro Wurzelabschnitt führte, weshalb der Test nachfolgend immer mit 50 g Boden durchgeführt wurde (s. Kapitel 2.2.2.1.). Die Spezifität des Bioassays für *H. schachtii* in Anwesenheit anderer auf Rübenfeldern vorkommender Nematoden wurde sehr intensiv untersucht. Dazu wurden Inokulationsexperimente mit *Globodera pallida* Pathotyp Pa2, *G. rostochiensis* Pathotypen Ro1 und Ro5, *Heterodera avenae*, *H. filipjevi*, *H. schachtii* Pathotypen Schach0 und Schach1, *Pratylenchus penetrans*, *Meloidogyne hapla* und *M. incognita* gemacht. Es zeigte sich, dass nur bei *H. schachtii* und in geringerem Maße bei *M. incognita* mit einer Einwanderung in die Radieschenwurzel zu rechnen war. Die Durchdringung mit *H. avenae*, *H. filipjevi*, *Globodera* spp., *Meloidogyne hapla* und *Pratylenchus penetrans* war vernachlässigbar gering. Bei Inokulation mit Mischpopulationen aus *H. schachtii* und Getreidezystennematoden zeigten sich keine Veränderungen der Durchdringungswerte für *H. schachtii*. Damit war geklärt, dass der Befall mit *H. schachtii* keine Pforten für das Eindringen anderer Nematoden schafft und *H. schachtii* unter Konkurrenzbedingungen im selben Maße einwandert wie in der Abwesenheit anderer Nematoden. Auch in Versuchen mit 10 verschiedenen Bodenarten konnten die Einwanderungsraten in Abhängigkeit von der Inokulationsdichte immer in einen mathematisch beschreibbaren Zusammenhang hoher Absicherung gebracht werden.

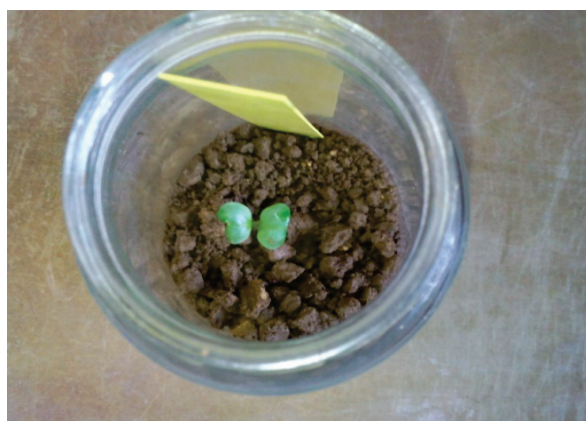


Abb. 5: Bioassay: Radieschenkeimling in mit *H. schachtii* kontaminierter Erde (Foto: JKI)

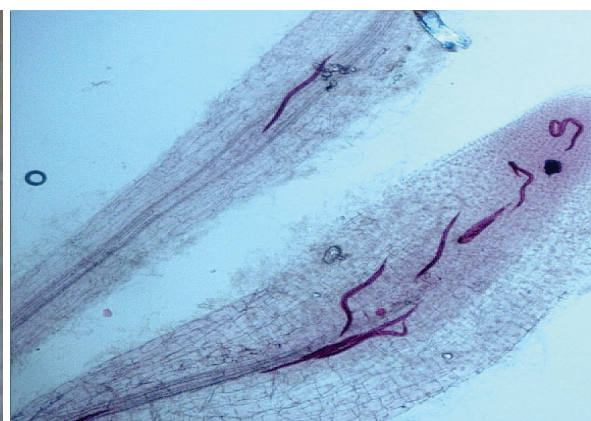


Abb. 6: Bioassay: mit Fuchsin angefärbte in die Wurzel eingedrungene Nematodenlarven (Foto: JKI)

2.2.3 Acetox-Verfahren mit PCR-Bestimmung

2.2.3.1 Acetox-Verfahren

Das Acetox-Verfahren wurde gemäß dem Protokoll von ARNDT ET AL. (2000) durchgeführt, das auf der Veröffentlichung von GROBE & MÜLLER (1995) beruht. 300 g Boden wurden mit einer 20-prozentigen Lösung von 1-Acetoxy-2-Ethylhexa-1,3-Dien in Ethanol (Acetox-Lösung) versetzt (1 ml pro 1 kg Boden) und in Plastiktüten für 3 Tage bei 25°C inkubiert. Von dem inkubierten Boden wurden 2 Proben mit je 100 ml Boden auf Siebe (10 cm Durchmesser) ausgebracht, welche mit Milchfiltern (Hygia rapid, Hartmann AG, Heidenheim, Deutschland) belegt waren. Die Siebe wurden auf modifizierte Baermann-Trichter gesetzt, welche mit Wasser gefüllt die unterste Bodenschicht anfeuchteten. Wäh-

rend der nächsten 3 Tage wurden die Larven (J2), welche durch den Filter ins Wasser wanderten, im Trichter gesammelt. Es wurde ein Aliquot von 4 ml aus der Trichterspitze entnommen, gemischt und die in 1 ml enthaltenen Larven unter dem Mikroskop gezählt. Das Ergebnis wurde anschließend mit dem Faktor 4 multipliziert. Um das gesamte in einer Bodenprobe vorhandene schlupffähige Material abzuschätzen, wurde die sich nach der Zählung ergebende Anzahl Larven pro 100 ml Boden (Mittelwert aus den 2 Teilproben) entsprechend dem Protokoll von ARNDT ET AL. (2000) mit dem Faktor 2 multipliziert, da davon ausgegangen wurde, dass die Acetox-Lösung nur 50 Prozent des möglichen Schlupfes bewirkte. Die restlichen 3 ml aus der Trichterspitze wurden bei 8°C für die PCR aufbewahrt.

2.2.3.2 PCR-Bestimmung

Für die PCR-Bestimmung wurden die nach Anwendung des Acetox-Verfahrens ausgewanderten Larven aller Proben eines Standorts vereinigt. Nachdem die Larven sich abgesetzt hatten, wurden 200 µl der abgesetzten Larven in ein Reaktionsgefäß (Polypropylen, 1,5 ml) überführt, mit 2 magnetischen Kugeln versetzt (Tungsten Carbide Beads, 3-mm, QIAGEN, Hilden, Deutschland) und in einer Schwingmühle (MM 300, Retsch GmbH, Deutschland) bei 30 Hz für zweimal 30 s zerkleinert. Vor der DNA-Isolierung wurden die Kugeln aus den Proben entfernt. Die DNA-Isolierung wurde nach dem Protokoll von SEIGNER (1997) zur Isolierung von DNA aus Bakterien durchgeführt und startete mit der Zugabe von Proteinase K. Die DNA wurde sowohl in eine PCR zum Nachweis von *H. schachtii* als auch in eine zum Nachweis von *H. avenae* eingesetzt, weil die PCR-Produkte (bei bis auf ein Basenpaar gleicher Größe) per Geldokumentation sonst nicht zu unterscheiden waren. Das PCR-Protokoll war jedoch für beide Erreger dasselbe: 5 min 94°C; 35 Zyklen mit 30 s 94°C, 20 s 60°C und 70 s 72°C; 5 min 72°C (Protokoll unveröffentlicht; persönliche Mitteilung von Holger Heuer, Julius Kühn-Institut, Braunschweig). Zum Nachweis von *H. schachtii* wurden Primer aus der Region der ribosomalen 18S rRNA-Gene von *H. schachtii* und *H. avenae* verwendet (Primer unveröffentlicht; persönliche Mitteilung von Holger Heuer, Julius Kühn-Institut, Braunschweig): für *H. schachtii* die Primer HschSSUf (5'-3' Sequenz: ccg tcc ggt gca cac ttt gt) und HschSSUr (5'-3' Sequenz: taa atc ggt tcc agt ctg cat acc), für *H. avenae* die Primer HaveSSUf (5'-3' Sequenz: gcc gtc cgg tgc act ctc tga) und HaveSSUfr (5'-3' Sequenz: taa atc ggt tcc agt ccg tgc gt). Die PCR wurde in einem Mastercycler pro (Eppendorf AG, Hamburg, Deutschland) durchgeführt. Der Reaktionsansatz (insgesamt 26 µl) enthielt Wasser, Polymerasepuffer (Endkonzentration 1-fach; Life technologies, Carlsbad, Kalifornien, USA), 0,1 % BSA (Sigma-Aldrich Chemie GmbH, Taufkirchen, Deutschland), 2,5 mM MgCl₂ (Life Technologies, Carlsbad, Kalifornien, USA), 200 µM dNTPs (Carl Roth-GmbH & Co. KG, Karlsruhe, Deutschland), 0,6 µM Primer (Eurogentec Deutschland GmbH, Köln, Deutschland), 1,25 U Taq Polymerase (Life Technologies, Carlsbad, Kalifornien, USA) und 1 µl DNA.

2.3 Vergleichstest der drei Methoden und Ergebnisse

Die 3 Untersuchungsmethoden wurden anhand von dotierten Bodenproben (0 bis 60 Zysten pro 100 g Boden) dreier verschiedener Bodenarten (Sand, Löß und nicht spezifizierter Feldboden) hinsichtlich ihrer Wiederfindungsraten verglichen. Alle Methoden zeigten für alle 3 Bodenarten hoch abgesicherte lineare Zusammenhänge zwischen der Inokulumdichte und der Wiederfindungsrate. Jedoch variierte die Steigung der linearen Geraden in Abhängigkeit von der Bodenart zum Teil erheblich (Abb. 7).

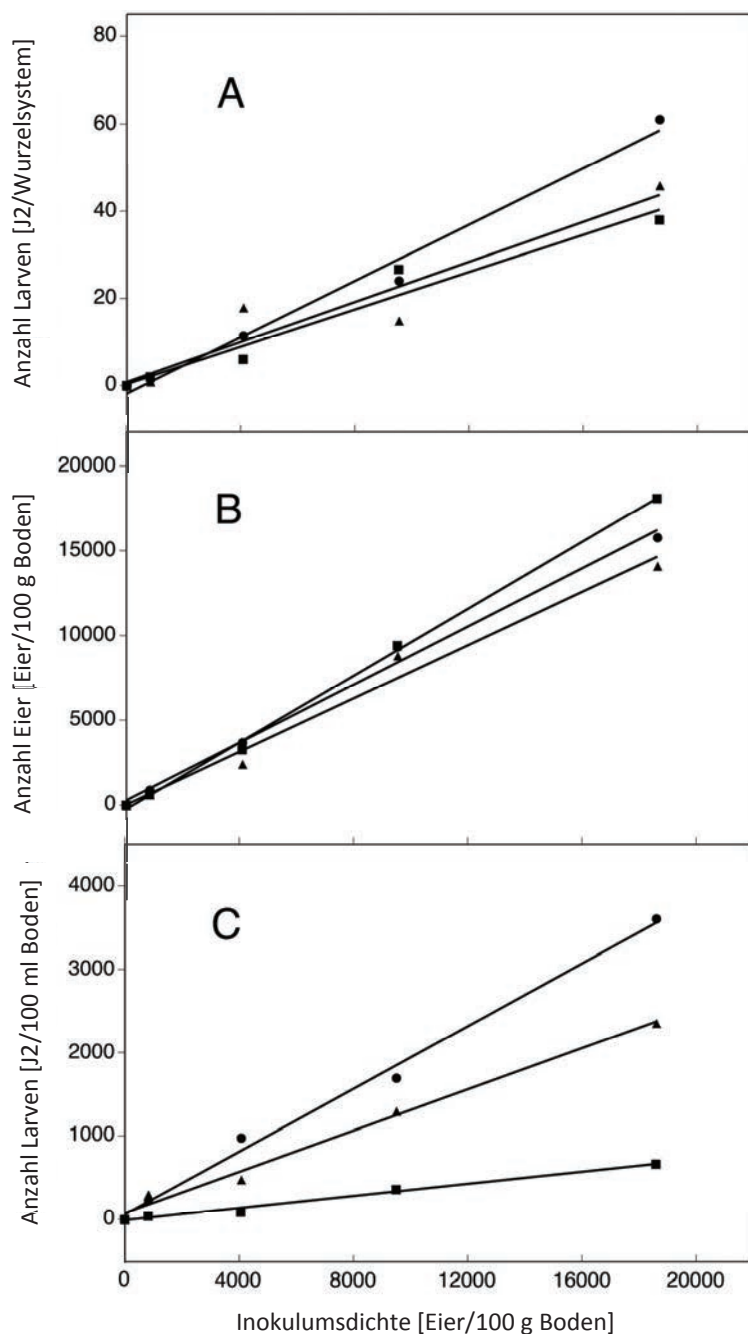


Abb. 7: Nachweis von *H. schachtii* in dotierten Proben aus (■) Löss, (●) Sand und (▲) Feldeboden; A = Bioassay; B = Dichtezentrifugation; C = Acetox-Verfahren (Original publiziert in *Nematology*, Brill, Niederlande)

Beim Bioassay (2) ergaben sich die höchsten Wiederfindungsraten für den Sand, welche sich signifikant von den geringsten Raten im Lössboden unterschieden. Bei der Zystenextraktion (1) wiederum wurden die meisten Zysten im Lössboden gefunden (95 %), in Sand und Feldeboden waren die Nachweise ähnlich (88 und 77 %). Die höchste Abhängigkeit vom Boden zeigte die Acetox-Methode (3).

Unter Feldbedingungen lieferten die drei Methoden hinsichtlich des Vergleichs von Einzelwerten oft stark streuende Werte. Es spricht viel dafür, dass die Streuung in den Mess-

werten nicht nur methodisch bedingt war, sondern die angestrebte Homogenisierung der Bodenproben vor der Aufteilung für die verschiedenen Untersuchungsverfahren (s. Kapitel 4.2.3.) nicht vollständig erreicht wurde. Fasste man nämlich für jede Methode die 6 Werte (Boden unter 3 Sorten mit zweifacher Wiederholung) pro Standort und Tiefe zusammen, dann ergaben sich gute Zusammenhänge zwischen den Ergebnissen des Bioassays und der Zystenextraktion sowie des Acetox-Verfahrens und der Zystenextraktion. Dies ist in *Abb. 8* und *9* beispielhaft für die Frühjahrsbeprobung 2010 an den untersuchten zwölf Standorten (s. Kapitel 4.2.1.) dargestellt. Die Spezifität des Acetox-Verfahrens war über alle drei Jahre gegeben, denn es konnte mit der PCR immer bestätigt werden, dass unter den geschlüpften Larven keine *H. avenae*-Larven waren.

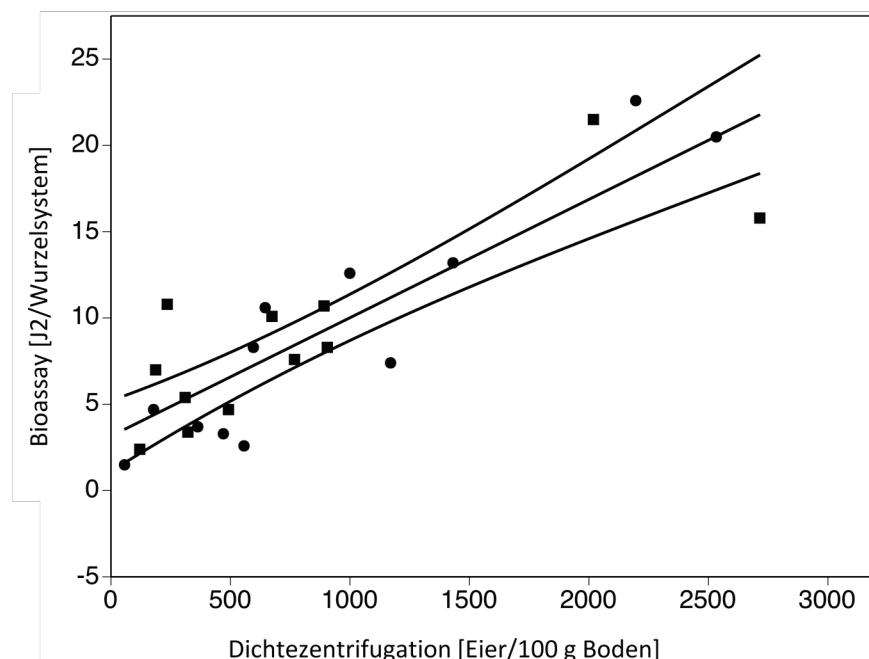


Abb. 8: Vergleichende Darstellung der mit dem Bioassay und der Dichtezentrifugation ermittelten P_i im Frühjahr 2010 auf fränkischen Rübenanbauflächen in (■) 0-30 und (●) 30-60 cm Bodentiefe. $f(x) = 3.14 + 0.0069 x$, $R^2 = 0.75$, $P = <0.01$ (Original publiziert in *Nematology*, Brill, Niederlande)

2.4 Diskussion

Der Bioassay hat sich als spezifische und sensitive Methode erwiesen. Die Methode wurde zwischenzeitlich in einer internationalen wissenschaftlichen Zeitschrift veröffentlicht (MEINECKE ET AL., 2013). In *Tab. 1* sind die Vor- und Nachteile der Methoden nochmal in einer Übersicht kurz dargestellt. Für welche Methode man sich entscheidet, hängt sowohl von der Fragestellung, die man bearbeiten möchte, als auch von den zur Verfügung stehenden diagnostischen Kenntnissen und Möglichkeiten des Durchführenden ab. Auch das Befallsniveau, die Häufigkeit des Vorkommens anderer Nematoden und die Bodenarten der zu untersuchenden Proben sollten bei der Entscheidungsfindung berücksichtigt werden. Da der Bioassay im Zuge dieses Projekts erst etabliert wurde, wurden für die Bearbeitung der Fragestellungen in den nachfolgenden Kapiteln die Bodenproben mit den bereits etablierten Verfahren, für die ein entsprechendes Maß an Erfahrung vorlag, untersucht: an der LfL mit dem Acetox-Verfahren in Kombination mit der PCR und am JKI mit dem Extraktionsverfahren mit Inhaltsbestimmung.

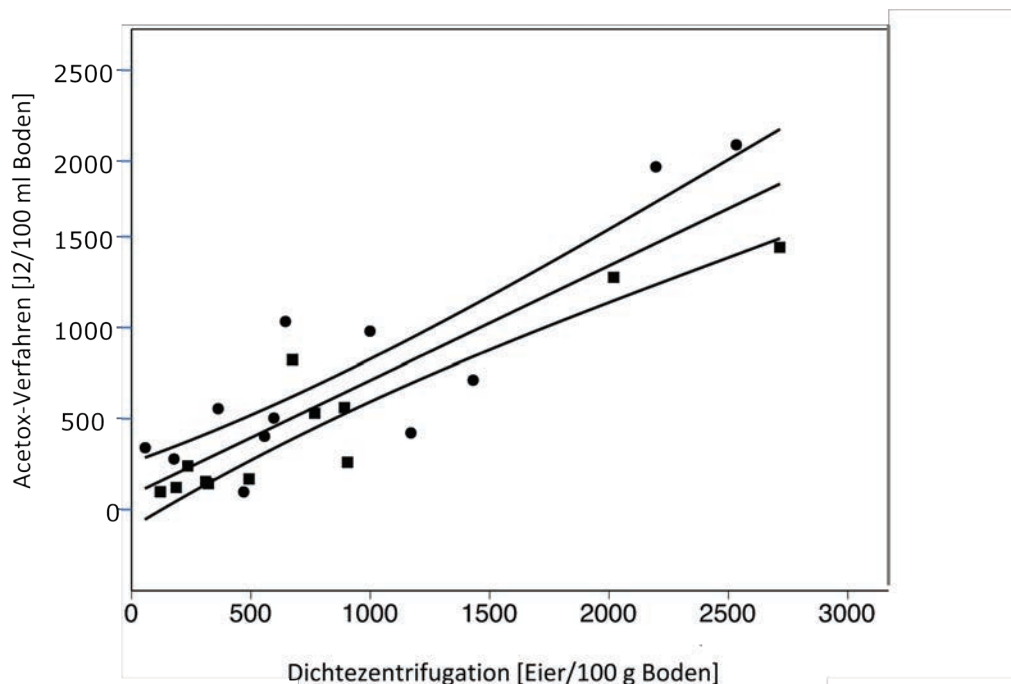


Abb. 9: Vergleichende Darstellung der mit dem Acetox-Verfahren und der Dichtezentrifugation ermittelten P_i im Frühjahr 2010 auf fränkischen Rübenanbauflächen in (■) 0-30 und (●) 30-60 cm Bodentiefe. $f(x) = 54.33 + 0.6625 x$, $R^2 = 0.77$, $P = < 0.01$ (Original publiziert in *Nematology*, Brill, Niederlande)

Tab. 1: Vergleichende Darstellung der Vor- und Nachteile des Bioassays, des Acetox-Verfahrens und der Zystenextraktion mit Inhaltsbestimmung

		Bioassay	Acetox-Verfahren	Zystenextraktion mit Inhaltsbestimmung
Spezifität für <i>H. schachtii</i>	ohne PCR	hoch	weniger hoch	weniger hoch
	mit PCR	-	hoch	hoch
Beurteilung des zum Zeitpunkt der Untersuchung unter natürlichen Bedingungen schlupffähigen Materials		sicher	ziemlich sicher	nicht sicher
Schätzung des in der Probe enthaltenen gesamten lebensfähigen Materials mit Hilfe von Umrechnungsfaktoren (enthält zu späteren Zeitpunkten schlupffähiges Material)		problematisch, weil hoher Faktor	relativ gut, weil kleiner Faktor	gut, weil ohne Faktor
Eignung für hoch befallene Böden		weniger gut	gut	gut
Abhängigkeit des Nachweises von der Bodenart allgemein		gegeben	stark gegeben	weniger gegeben
Bearbeitung von tonigen Böden		gut	schlecht	schlecht
Lagerungsmöglichkeit der Proben vor der Bearbeitung		bis zu 8 Wochen	bis zu 8 Wochen	über 8 Wochen
Anzahl der Probenansätze zur Untersuchung von 100 g Boden		2	1	1
Eignung für hohen Probendurchsatz aufgrund von Zeit- und Platzbedarf		gut	gut	weniger gut

3 Vermehrung von *Heterodera schachtii* an Unkräutern

3.1 Einleitung

Für eine integrierte Rübenzystennematodenbekämpfung wird eine mindestens 3-jährige Fruchtfolge empfohlen. Hinzu kommen die Verwendung resistenter oder toleranter Sorten, der Anbau von resistenten Zwischenfrüchten und die Bekämpfung von Unkräutern, welche als Wirtspflanzen für *H. schachtii* dienen (MÜLLER & STEUDEL, 1983; STEUDEL ET AL., 1989; KOCH & GRAY, 1997). Es ist bereits seit längerem bekannt, dass mehrere breitblättrige Unkräuter als Wirtspflanzen für *Heterodera schachtii* fungieren können (JONES, 1950; STEELE, 1965; GLEIBL & BACHTHALER, 1988). Die Wirtsfunktion von Unkräutern könnte dann zum Problem werden, wenn auf mit Nematoden belasteten Flächen in einer dreigliedrigen Fruchtfolge zwischen dem Anbau von Zuckerrüben ein zweimaliger Anbau von Getreide ohne den Anbau von Nematoden reduzierenden Zwischenfrüchten erfolgt (Abb. 10). Der Anbau resistenter Zwischenfrüchte ist eine gängige Methode zur Reduktion der Populationsdichte von *H. schachtii* vor dem Rübenanbau (STEUDEL ET AL., 1989; KOCH & GRAY, 1997). In der Zeit zwischen der Ernte des Getreides und der Hauptbodenbearbeitung im Herbst haben Unkräuter hinreichend Zeit sich zu entwickeln. Außerdem decken sie während ihrer Entwicklung den Zeitraum ab, in dem *H. schachtii* auf mit Zuckerrüben bestandenen Feldern die Bildung seiner dritten Generation abschließt (MÜLLER, 1979), eine Nematodenreproduktion also grundsätzlich möglich sein könnte. In den vorliegenden Untersuchungen sollte zuerst ermittelt werden, in welcher Anzahl welche Unkräuter auf fränkischen Rübenanbauflächen im Spätsommer und Herbst vor einem Rübenanbau im nächsten Frühjahr vorkommen. Diese sollten dann auf ihre Wirtseignung für *H. schachtii* geprüft werden. Zuletzt sollte ermittelt werden, ob die für *H. schachtii* geeigneten Wirte unter den vorkommenden Unkräutern die Nematoden dazu befähigen zwischen der Getreideernte und der Bodenbearbeitung im Herbst einen vollen Generationszyklus abzuschließen.

3.2 Material und Methoden

3.2.1 Erfassung der Unkräuter

Die Versuchsflächen befanden sich in einem ca. 100 km weiten Umkreis um Würzburg herum. Die Auswahl der Felder erfolgte zufällig bzw. auf der Grundlage der Monitoring-Daten von *H. schachtii* auf den Rübenanbauflächen Frankens der Jahre 2008 bis 2012, welche von der LfL in Zusammenarbeit mit der ARGE Franken erhoben wurden. Die Monitoringflächen waren gering bis zur Schadschwelle von 500 Larven pro 100 ml Boden mit Nematoden befallen. Jeweils im September der Jahre 2009 bis 2012 wurden auf insgesamt 111 Flächen die Unkräuter erhoben. Zum Zeitpunkt der Erhebung lagen die Stoppelfelder nach der Getreideernte meistens brach. Ausfallgetreide und Gräser traten nur selten auf und wurden nicht gezählt, weil unter ihnen kein Wirt für *H. schachtii* vermutet wurde. Die Auszählung der Unkräuter erfolgte in Anlehnung an THOMAS (1985): auf den durchschnittlich 3 ha großen Schlägen wurde ein repräsentativ bewachsenes Areal ausgesucht und in diesem in einem Abstand von 5 m entlang eines umgedrehten W (Weite ca. 50 m) in 40 Quadraten von 0,25 m² Größe mit Hilfe des Göttinger Schätzrahmens die Unkräuter erfasst und gezählt (Abb. 11).



Abb. 10: Verunkrautung eines Getreideschlages (Foto: ARGE Franken)

Abb. 11: Unkrauterfassung nach Ernte des Getreides und Bodenbearbeitung (Foto: ARGE Franken)

3.2.2 Wurzeluntersuchungen an Pflanzen aus Feldbeständen

In den Jahren 2010 und 2011 wurden während des Unkrautmonitorings je nach Verfügbarkeit 1 bis 5 Wurzelsysteme verschiedener Unkrautarten mit einer kleinen Schaufel so vollständig wie möglich ausgegraben. Das Wuchsstadium der Unkräuter wurde gemäß dem BBCH-Schlüssel erfasst (MEIER, 2001). Im Labor wurden die Wurzeln durch Waschen von Erde befreit und den von THIES ET AL. (2002) beschriebenen Färbeverfahren unterzogen. Die Wurzeln wurden dazu für 3 min in 0,9-prozentiger Natriumhypochloritlösung (Klorix, Colgate-Palmolive, Hamburg, Deutschland) gebleicht, unter fließendem Wasser abgespült und 15 min in frischem Wasser eingelegt. Danach wurden die Wurzeln in einer Mikrowelle für 20 s in roter Lebensmittelfarbe (E 120, Brauns-Heitmann GmbH & Co KG) gekocht. Die Wurzellänge wurde mit einem Lineal gemessen. Bis zur Auswertung unter dem Mikroskop (78-fache Vergrößerung) verblieben die gefärbten Wurzeln dann bei 8°C im Kühlschrank. Eingewanderte angefärbte Nematoden wurden gezählt und ihr Entwicklungsstadium, ähnlich wie bei DECKER (1969) beschrieben, bestimmt.

3.2.3 Wetterdaten

Die Bodentemperatur in 5 cm Tiefe und der tägliche Niederschlag in der Zeit vom 1. Juli bis zum 15. Oktober der Jahre 2009 bis 2012 wurden von den 4, den Versuchsflächen am nächsten gelegenen Wetterstationen in Albertshofen, Gerbrunn, Seligenstadt und Wadenbrunn des Agrarmeteorologischen Messnetzes Bayern bezogen (<http://www.lfl.bayern.de/agm>; Daten ausgelesen am 04.02.2013). Für jeden Standort wurden in Anlehnung an den Ausfallrapsmanager des Landwirtschaftlichen Informationsdienstes die Temperatursumme über 8°C für den entsprechenden Zeitraum bestimmt (www.liz-online.de/themen/pflanzenschutz/tierische-schaedlinge/nematoden/liz-ausfallraps-manager.html; Daten berechnet am 25.01.2013).

3.2.4 Versuche zur Wirtsfunktion von Unkräutern im Gewächshaus

Es wurden insgesamt 39 Unkrautarten aus 14 Pflanzenfamilien in zweifacher Wiederholung getestet. Viele davon gehörten zu den Brassicaceen, Amaranthaceen und Caryo-

phyllaceen. Die Auswahl erfolgte aufgrund der publizierten Wirtspflanzeignung (CORDER ET AL., 1936; STEELE, 1965; WHEATLEY & MCFARLANE, 1966; DOWE & DECKER, 1985; GLEIBL, 1987) und der Häufigkeit des Auftretens. Als Standards wurden die anfälligen Zuckerrübensorten ‚Monza‘ und ‚Beretta‘, die resistente Zuckerrübensorte ‚Sanetta‘ sowie die resistente Ölrettichsorte ‚Adagio‘ und die anfällige Ölrettichsorte ‚Siletta Nova‘ mitgeführt. In einem beheizten Gewächshaus wurden Sämlinge der Testpflanzen zunächst in Sand angezogen und nach zwei Wochen in sogenannte Faltschachteln (2 x 4 x 10 cm; L x B x H) aus Plastik pikiert, welche bis zum Rand mit Lößboden gefüllt waren (Abb. 12). Pro Unkrautart wurden 10 Faltschachteln angesetzt (Abb. 13). Nach weiteren zwei Wochen wurden die Unkräuter mit einer Suspension von Juvenilen (500 J2/Faltschachtel) des Pathotyps Schach0 inokuliert. Bei Erreichen der Temperatursumme von 360°C über 8°C (Dauer 6 Wochen) wurden die Zysten von Wurzeln und Boden in allen 3 Versuchen ausgewaschen, gezählt und der Inhalt der Zysten bestimmt.

Um die Vermehrungsraten zu klassifizieren, wurden sie in Anlehnung an das Protokoll zur Resistenzbestimmung von Kartoffelsorten gegenüber Kartoffelzystennematoden aufgrund der relativen Anfälligkeit weiter verrechnet und gemäß Tab. 2 eingestuft (MÜLLER & RUMPENHORST, 2000; NIERE, 2006). Die im Gewächshaus ermittelten Vermehrungsraten wurden dabei auf die Multiplikationsrate 25 standardisiert, nachdem MÜLLER & RUMPENHORST (2000) geschätzt haben, dass unter Gewächshausbedingungen die Reproduktionsrate 25-fach höher liegt als unter Feldbedingungen.



Abb. 12: Einzeln in Faltschachteln pikierte Unkräuter (Foto: JKI)

Abb. 13: Unkräuter in Faltschachteln kurz vor der Untersuchung (Foto: JKI)

3.2.5 Versuche zur Wirtsfunktion von Unkräutern im Freiland (Mikroplots)

Mit 22 der im Gewächshaus untersuchten 39 Unkrautarten wurde auch ein Versuch zur Vermehrung von *H. schachtii* im Freiland durchgeführt. Dazu wurden diese Unkrautarten in Eimern (20 Liter) mit sandigem Boden in einer Pflanzendichte von 60 Pflanzen/m² angepflanzt. Die nach unten offenen Eimer wurden bis zum oberen Rand in eine Ackerfläche eingesetzt (Abb. 14). Als Standards wurden die anfällige Zuckerrübensorte ‚Beretta‘, die resistente Zuckerrübensorte ‚Sanetta‘, die resistente Ölrettichsorte ‚Adagio‘ und die anfällige Ölrettichsorte ‚Siletta Nova‘ verwendet.

Tab. 2: Standardbewertungsskala zur Ermittlung der Resistenznote (Bewertungszahl) von Kartoffelsorten mit Resistenz gegen *Globodera pallida* und *G. rostochiensis* basierend auf der relativen Anfälligkeit der Prüfsorte im Vergleich zur voll anfälligen Vergleichssorte ‚*Désirée*‘ (aus: Niere, 2006).

Relative Anfälligkeit (%)	Note
<1	9
1,1 - 3	8
3,1 - 5	7
5,1 - 10	6
10,1 - 15	5
15,1 - 25	4
25,1 - 50	3
50,1 - 100	2
> 100	1



Abb. 14: Unkräuter im Mikroplotversuch
(Foto: JKI)

Die Versuchserden waren vor dem Befüllen der Mikroplots mit Zysten entsprechend 500 Eiern pro 100 g Boden inokuliert worden. Bei Erreichen der Temperatursumme von 400°C über 8°C (etwa 2 Monate), wurde der Versuch beendet, indem die Zysten von Wurzeln und Boden ausgewaschen, gezählt und der Inhalt der Zysten bestimmt wurden. Die Klassifizierung der Vermehrungsraten erfolgte wie bei den Versuchen im Gewächshaus (s. Kapitel 3.2.4.). Die im Freiland ermittelten Vermehrungsraten wurden dabei auf die Multiplikationsrate 10 standardisiert. In diesem Versuch wurden 9 Unkrautarten auch mit einer Pflanzendichte von ca. 180 Pflanzen/m² angesetzt.

3.3 Ergebnisse

3.3.1 Wetterdaten

Zur Darstellung der Wetterdaten in Abb. 15 wurden die tägliche Durchschnittstemperatur des Bodens in 5 cm Tiefe und die halbmonatliche Niederschlagssumme für den Zeitraum zwischen dem 1. Juli und dem 15. Oktober der Jahre 2009 bis 2012 berechnet. Die mittlere Tagesbodentemperatur in 5 cm Tiefe und die halbmonatlichen Niederschlagssummen unterschieden sich in den Versuchsjahren nicht signifikant.

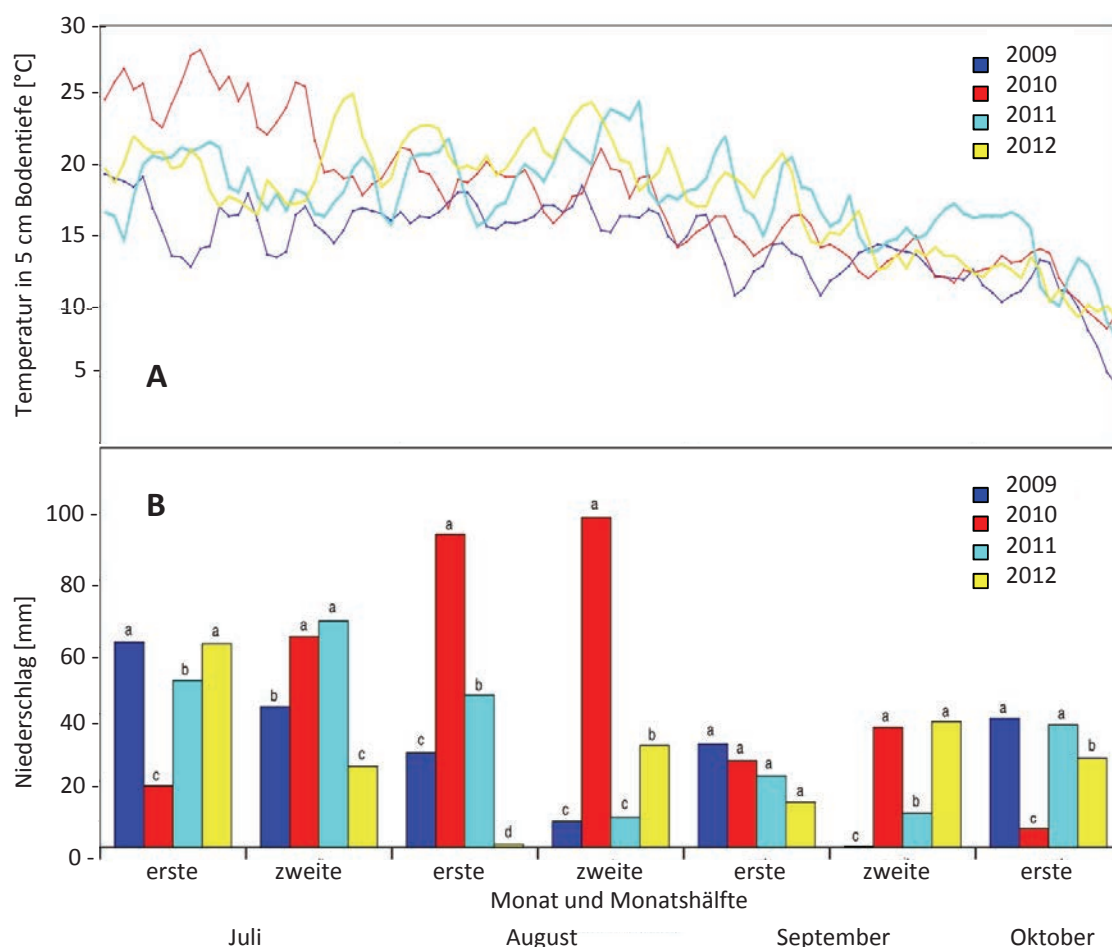


Abb. 15: Mittelwerte der täglichen Durchschnittstemperatur des Bodens in 5 cm Tiefe (A) und der halbmonatlichen Niederschlagssumme (B) der Wetterstationen Albertshofen, Gerbrunn, Seligenstadt und Wadenbrunn vom 01. Juli bis zum 15. Oktober der Jahre 2009 bis 2012 (Daten: Agrarmeteorologisches Messnetz Bayern)

3.3.2 Unkrauterhebung

80 % der Flächen wiesen zum Zeitpunkt der Unkrauterhebung keine oder nur 1 bis 6 Unkrautarten auf. Höhere Anzahlen an Arten traten über alle 4 Jahre nur auf vereinzelt Flächen auf (Tab. 3). Ungefähr $\frac{3}{4}$ der festgestellten Unkräuter waren nach der Ernte des Getreides oder der Ansaat der Zwischenfrucht aufgelaufen. Nur wenige Unkräuter waren offensichtlich früher aufgelaufen oder mehrjährig (z.B. *Cirsium* spp. Mill. (Kratzdistel), *Convolvulus arvensis* L. (Ackerwinde)). Wie in Tab. 4 aufgelistet, konnten insgesamt 40 Gattungen und Arten festgestellt werden.

Tab. 3: Artenanzahl an Unkräutern auf 111 fränkischen Rübenanbauflächen (* alle Flächen wurden kurz vor der Erhebung bearbeitet)

Anzahl der Arten	Anzahl Flächen				Total
	2009	2010	2011	2012	
0	1	6	5	1	13*
1-3	10	6	13	10	39
4-6	13	8	7	8	36
7-9	4	3	1	0	8
10-12	2	6	4	1	13
>12	0	1	1	0	2
Summe	30	30	31	20	111

Tab. 4: Ermittelte Unkrautarten und Häufigkeit ihre Auftretens auf 111 fränkischen Rübenanbauflächen

Deutscher Name	Lateinischer Name	Häufigkeit des Auftretens [%]
Hundspetersilie	<i>Aethusa cynapium</i> L.	2.7
Zurückgebogener Amarant	<i>Amaranthus retroflexus</i> L.	18.9
Acker-Gauchheil	<i>Anagallis arvensis</i> L.	1.8
Gewöhnlicher Beifuß	<i>Artemisia vulgaris</i> L.	2.7
Pfeilblättrige Melde	<i>Atriplex hastata</i> L.	0.9
Spreizende Melde	<i>Atriplex patula</i> L.	5.4
Melde unbestimmt	<i>Atriplex</i> sp. L.	0.9
Raps	<i>Brassica napus</i> L.	12.6
Hirtentäschel	<i>Capsella bursa-pastoris</i> (L.) Med.	0.9
Weißer Gänsefuß	<i>Chenopodium album</i> L.	68.5
Ackerkratzdistel	<i>Cirsium arvense</i> (L.) Scop	31.5
Kohldistel	<i>Cirsium oleraceum</i> (L.) Scop.	0.9

Fortsetzung Tab. 4: Ermittelte Unkrautarten und Häufigkeit ihre Auftretens auf 111 fränkischen Rübenanbauflächen

Deutscher Name	Lateinischer Name	Häufigkeit des Auftretens [%]
Ackerwinde	<i>Convolvulus arvensis</i> L.	30.6
Wilde Möhre	<i>Daucus carota</i> L.	2.7
Sonnwend-Wolfsmilch	<i>Euphorbia helioscopia</i> L.	4.5
Erdrauch	<i>Fumaria officinalis</i> L.	3.6
Kleinblütiges Knopfkraut	<i>Galinsoga parviflora</i> Cav.	2.7
Klettenlabkraut	<i>Galium aparine</i> L.	4.5
Kleiner Storchschnabel	<i>Geranium pusillum</i> L.	2.7
Purpurrote Taubnessel	<i>Lamium purpureum</i> L.	7.2
Gewöhnlicher Rainkohl	<i>Lapsana communis</i> L.	0.9
Weg-Malve	<i>Malva neglecta</i> Wallr.	5.4
Echte Kamille	<i>Matricaria recutita</i> L.	4.5
Einjähriges Bingelkraut	<i>Mercurialis annua</i> L.	28.8
Erbse	<i>Pisum sativum</i> L.	0.9
Spitzwegerich	<i>Plantago lanceolata</i> L.	3.6
Vogelknöterich unbestimmt	<i>Polygonum spp.</i> L.	28.8
Gewöhnliches Greiskraut	<i>Senecio vulgaris</i> L.	0.9
Weißer Lichtnelke	<i>Silene alba</i> (Mill.) E.H.L. Krause	0.9
Acker-Senf	<i>Sinapis arvensis</i> L.	4.5
Tomate	<i>Solanum lycopersicum</i> L.	0.9
Schwarzer Nachtschatten	<i>Solanum nigrum</i> L.	32.4
Gänse-disteln unbestimmt	<i>Sonchus spp.</i> L.	32.4
Gewöhnliche Vogelmiere	<i>Stellaria media</i> (L.) Vill./Cyr.	14.4
Löwenzahn	<i>Taraxacum officinale</i> Web.	23.4
Acker-Hellerkraut	<i>Thlapsi arvense</i> L.	12.6
Huflattich	<i>Tussilago farfara</i> L.	0.9
Kleine Brennnessel	<i>Urtica urens</i> L.	8.1
Efeu-Ehrenpreis	<i>Veronica hederifolia</i> L.	13.5
Acker-Stiefmütterchen	<i>Viola arvensis</i> Murr.	3.6

Auf mehr als 25 % der Flächen traten *Chenopodium album* L. (Weißer Gänsefuß), *Cirsium arvense* (L.) Scop. (Ackerkratzdistel), *Convolvulus arvensis* (Ackerwinde), *Mercurialis annua* L. (Einjähriges Bingelkraut), *Polygonum* spp. (Knöteriche), *Solanum nigrum* L. (Schwarzer Nachtschatten) und *Sonchus* spp. L. (Gänse-disteln) auf. Auf den ausgezählten 10 m² pro Fläche konnten zwischen 0 und 2539 Unkräuter festgestellt werden. Drei Viertel der Flächen wiesen unter 100 Unkräuter auf. Aus *Abb.16* wird ersichtlich, dass die untersuchten Flächen in allen Jahren gleichmäßig über die Rübenanbauflächen in Franken verteilt waren und es zwei regionale Schwerpunkte mit erhöhtem Unkrautvorkommen gab.

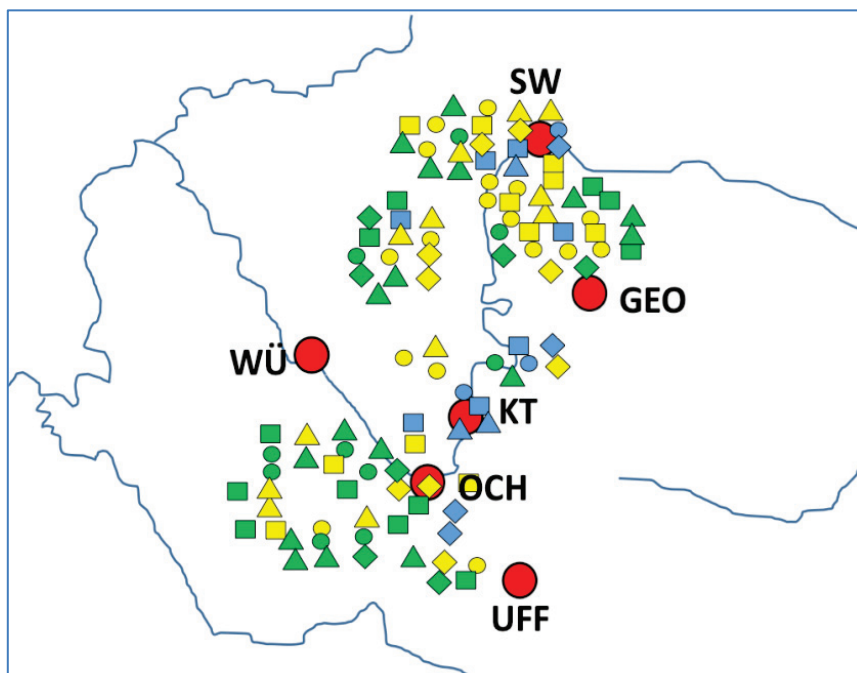


Abb. 16: Häufigkeit der auf fränkischen Rübenanbauflächen auftretenden Unkräuter. Die Symbole markieren die untersuchten Flächen wie folgt:

Jahr: ○ 2009 □ 2010 △ 2011 ◇ 2012

Unkrautdichte pro 10 Quadratmeter: ● < 10 ● 10 bis 100 ● >100

GEO = Gerolzhofen, KT = Kitzingen, OCH = Ochsenfurt, SW = Schweinfurt, UFF = Uffenheim,

WÜ = Würzburg

3.3.3 Nematodenentwicklung in Unkräutern

Die Bodentemperatursumme über 8°C lag im Mittel (+/- Standardabweichung) über alle Wetterstationen zwischen 1043 (+/- 61) und 1093 (+/- 65) und hätte damit in allen 4 Jahren zur Bildung von 2 Nematodengenerationen an den Unkräutern ausgereicht. Auch in Pflanzen, welche in ihrem Entwicklungsstadium schon weit fortgeschritten waren und bis zu 100 cm Wurzellänge aufwiesen, konnten in den Wurzeln nur juvenile Stadien (J2; z.T. J3) von *H. schachtii* gefunden werden. Weiter fortgeschrittene Entwicklungsstadien traten nicht auf. Die Wurzeln der meisten der als Wirte bekannten Unkräuter wiesen eingewan-

derte Nematoden auf. Allerdings waren die Penetrationsraten meistens sehr gering. Die höchste Anzahl eingewanderter Nematoden pro Wurzelsystem trat mit 127 Individuen bei der Purpurroten Taubnessel (*Lamium purpureum*) auf (Tab.5).

Tab. 5: Wurzelpenetration mit *H. schachtii* an Unkräutern, die im September 2010 und 2011 auf fränkischen Rübenanbauflächen gesammelt wurden

	BBCH- Stadium	Länge des Wurzelsystems (cm)	Anzahl Nematoden pro Wurzelsystem
<i>Aethusa cynapium</i>	59-61	25-60	--
<i>Amaranthus retroflexus</i>	14-51	5-30	1-15
<i>Atriplex patula</i>	59	180	7
<i>Brassica napus</i>	19-24	20-100	2-15
<i>Capsella bursa-pastoris</i>	63	150	4
<i>Chenopodium album</i>	19-59	5-50	1-47
<i>Cirsium arvense</i>	64	250	--
<i>Convolvulus arvensis</i>	39-65	3-30	1-5
<i>Euphorbia helioscopia</i>	22-51	15-20	--
<i>Galinsoga parviflora</i>	51	250	6
<i>Gallium aparine</i>	13-45	10-40	--
<i>Geranium pusillum</i>	12-39	10-30	--
<i>Lamium purpureum</i>	61-69	15-70	4-127
<i>Mericurialis annua</i>	12-59	5-50	1-3
<i>Polygonum amphibium</i>	41	60	--
<i>Polygonum aviculare</i>	36-39	20-40	5-14
<i>Polygonum convolvulus</i>	55	56	--
<i>Senecio vulgaris</i>	65	100	11
<i>Sinapis arvensis</i>	19	15	3
<i>Solanum nigrum</i>	15-61	15-50	1-11
<i>Stellaria media</i>	31-55	15-50	6-7
<i>Thlapsi arvense</i>	65	20-100	5
<i>Urtica urens</i>	13-37	15-60	8
<i>Veronica hederifolia</i>	19-65	20-70	2-9
<i>Viola arvensis</i>	65	70	--

3.3.4 Wirtseignung von Unkräutern

In *Abb. 17 a, b* und *c* sind die in den beiden Versuchen nach der Inokulation mit je 500 J2 Pathotyp Schach0 pro Faltschachtel von den Unkrautarten im Mittel gebildeten Zysten und deren lebensfähiger Inhalt (Eier und Larven pro Zyste) dargestellt. Auf die Abbildung der Standardabweichung wurde aus Gründen der Übersichtlichkeit verzichtet. In *Abb. 17 a* sind die pro Faltschachtel gebildeten Zysten der gering vermehrenden Unkräuter dargestellt, welche gemäß dem Protokoll zur Bestimmung von relativen Anfälligkeiten (wie für Kartoffelsorten beschrieben) Werte von unter 5 % aufwiesen. Die resistente Ölrettichsorte ‚Adagio‘ und die resistente Zuckerrübensorte ‚Sanetta‘ zeigten keine Zystenbildung. Die restlichen Unkrautarten dieser Gruppe wiesen im Mittel der Versuche 0,1 (Ampfer) bis 7,2 (Grasplatterbse und Ehrenpreis) Zysten pro Faltschachtel auf. In *Abb. 17 b* sind die Ergebnisse der höher vermehrenden Unkrautarten dargestellt. Sie wiesen eine relative Anfälligkeit von 5 % (Flohknöterich) bis über 100 % (Hellerkraut, Gartenkresse, Rauke und Feldkresse) auf. Die anfälligen Zuckerrübensorten ‚Monza‘ und ‚Beretta‘ ergaben eine relative Anfälligkeit von 105 und 100 %, die anfällige Ölrettichsorte ‚Siletta Nova‘ von 32 % (Ergebnisse nicht dargestellt). Die Anzahl der im Mittel über beide Versuche gebildeten Zysten pro Faltschachtel lag bei diesen Arten zwischen 10 und 138. *Abb. 17 c* zeigt für jede Art die Mittelwerte der pro Zyste enthaltenen Anzahl Eier und Larven. Man sieht, dass die Ergebnisse stärker schwankten als die Anzahl der gebildeten Zysten. Wenn man die Reihungen der Arten in *Abb. 17 c* mit der in *Abb. 17 a* und *b* vergleicht, so ergibt sich ein von wenigen Verschiebungen abgesehen gleichartiges Muster: Arten, die viele Zysten bildeten, hatten vollere Zysten als solche, die wenig Zysten produzierten, welche oft auch noch leer waren (z.B. Bingelkraut, Ampfer, Greiskraut, Rauhaarige Wicke, Echte Kamille, Schwarzer Nachtschatten).

In *Tab. 6* sind die relativen Anfälligkeiten, welche sich für die untersuchten Unkrautarten in den Versuchen im Gewächshaus und im Freiland ergeben haben, der Häufigkeit ihres Auftretens in der Erhebung auf fränkischen Zuckerrübenanbauflächen gegenübergestellt. Die drei am häufigsten auf den Anbauflächen erhobenen Unkrautarten (Weißer Gänsefuß, Schwarzer Nachtschatten, Ackerwinde) zeigten bezüglich ihrer relativen Anfälligkeit nur geringe Werte (hohe Noten). In den Freilandversuchen (Mikroplots) wiesen Weißer Gänsefuß und Schwarzer Nachtschatten eine etwas höhere relative Anfälligkeit auf als in den Gewächshausversuchen. Dennoch spielen sie aufgrund dieser Ergebnisse nur eine vernachlässigbare Rolle als Wirtspflanze. Lediglich das Ackerhellerkraut, welches auf 12,6 % der fränkischen Flächen auftrat, wies ein gewisses Potenzial als Wirtspflanze für *H. schachtii* auf. Sowohl im Gewächshaus als auch in hohen Dichten (180 Pflanzen/m²) im Freiland (Mikroplots) zeigte es sehr hohe relative Anfälligkeiten auf einem ähnlichen Niveau wie die anfällige Zuckerrübensorte ‚Beretta‘.

3.4 Diskussion

Die Untersuchung der Wirtsfunktion von Unkräutern für *H. schachtii* erfolgte im vorliegenden Projekt für die Unkräuter, welche sich auf Stoppelfeldern im Zeitraum zwischen der Getreidernte und der Grundbodenbearbeitung im Herbst vor dem nächsten Zuckerrübenanbau etabliert hatten. Insofern können auch nur für diesen Zeitraum Beratungsaussagen zur Notwendigkeit der Bekämpfung von Unkräutern mit Wirtsfunktion für *H. schachtii* gemacht werden.

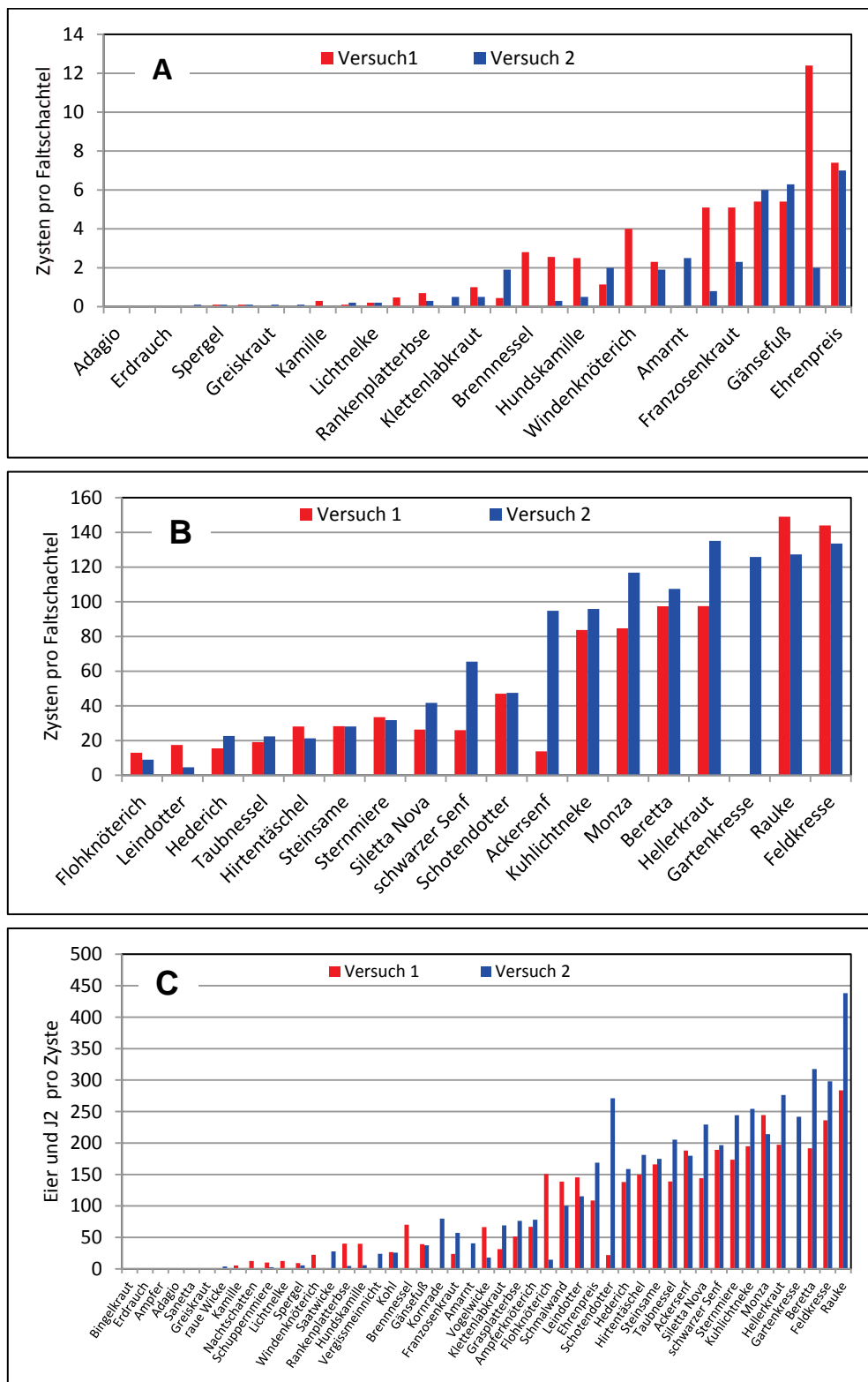


Abb. 17: Anzahl pro Faltschachtel gebildeter Zysten der *H. schachtii* gering (A) und höher (B) vermehrenden Unkräuter sowie Zysteninhalt aller Unkräuter (C)

Tab. 6: Relative Anfälligkeit (Berechnung s. Kapitel 3.2.4. und 3.2.5) von Ackerunkräutern für *H. schachtii* in Gewächshaus- und Freilandversuchen (Mikroplots) und die ermittelte Häufigkeit des Auftretens auf fränkischen Rübenanbauflächen (n.u. = nicht untersucht; * alle Knötericharten zusammen)

Art	Note			Häufigkeit des Auftretens in der Erhebung [%]
	Gewächshaus Schach0	Freiland 60 Pfl/m ²	Freiland 180 Pfl/m ²	
Weg-Rauke	1			0
Feldkresse	1			0
Ackerhellerkraut	1	3	1	12,6
Gartenkresse	1			0
„Monza“	1	2	n.u.	0
„Beretta“	2	2	2	0
Schotendotter	2	5	6	0
Schwarzer Senf	3			0
Rübsen	3			0
Kuh-Lichtnelke (<i>Vaccaria pyramidata</i>)	3			0
Siletta Nova	3	2	n.u.	0
Vogelmiere	3	6	6	14,4
Acker-Steinsame	4			0
Hirtentäschel	4	6	6	12,6
Purpurrote Taubnessel	4			7,2
Hederich	5			0
Leindotter	6			0
Floh-Knöterich	7			28,8*
Efeu-Ehrenpreis	7	7	5	13,5
Kleinblütiges Knopfkraut	7	6	n.u.	2,7
Gras-Platterbse	8			0
Vogelwicke	8			0
Ackerschmalwand	8			0
Ackerwinde	8			23,3
Weißer Gänsefuß	8	6	n.u.	68,5
Ampferknöterich	9			28,8*
Acker-Hundskamille	9	6	n.u.	0
Kleine Brennessel	9	7	6	8,1
Rote Schuppenmiere	9			0
Kornrade	9			0

Fortsetzung Tab. 6: Relative Anfälligkeit (Berechnung s. Kapitel 3.2.4. und 3.2.5) von Ackerunkräutern für *H. schachtii* in Gewächshaus- und Freilandversuchen (Mikroplots) und die ermittelte Häufigkeit des Auftretens auf fränkischen Rübenanbauflächen (n.u. = nicht untersucht; * alle Knötericharten zusammen)

Art	Note	Häufigkeit des Auftretens in der Erhebung [%]		
		Gewächshaus Schach0	Freiland 60 Pfl/m ²	Freiland 180 Pfl/m ²
Amarant	9	5	n.u.	18,9
Einjähriges Bingelkraut	9	5	n.u.	28,8
Windenknöterich	9	6	n.u.	28,8*
Rankenplatterbse	9			0
Weißer Ackerkohl	9			0
Schwarzer Nachtschatten	9	6	n.u.	32,4
Vergissmeinnicht	9	7	6	0
Echte Kamille	9			4,5
Acker-Spörgel	9	6	7	0
Acker-Lichtnelke	9	5	n.u.	0
Rauhaarige Wicke	9			0
Futterwicke	9	7	6	0
Gewöhnliches Greiskraut	9			0,9
„Sanetta“	9	6	n.u.	0
Erdrauch	9			3,6
Kleiner Sauerampfer	9			0
„Adagio“	9	7	n.u.	0

Das Unkrautauftreten auf den untersuchten Flächen war insgesamt betrachtet eher gering und geprägt vom häufigeren Auftreten weniger Arten. Beides deckt sich mit den Ergebnissen von GLEIBL (1987), der vor 25 Jahren entsprechende Erhebungen auf fränkischen Zuckerrübenanbauflächen gemacht hat. *Chenopodium album* L. (Weißer Gänsefuß), *Cirsium arvense* (L.) Scop. (Ackerkratzdistel), *Convolvulus arvensis* (Ackerwinde), *Polygonum* spp. (Vogelknöteriche) und *Sonchus* spp. L. (Gänse-disteln) traten auch damals mit am häufigsten auf. *Mercurialis annua* L. (Einjähriges Bingelkraut) und *Solanum nigrum* L. (Schwarzer Nachtschatten), die jetzt auf 25 % der Flächen vorkamen, wurden damals noch nicht erfasst. Unter den häufig auftretenden Arten waren solche aus Familien (Asteraceae, Chenopodiaceae, Polygonaceae, Solanaceae), deren Wirtseignung für *H. schachtii* bereits beschrieben wurde (CORDER ET AL., 1936; DECKER, 1969; STEELE, 1965; WHEATLEY & MCFARLANE, 1966) als auch solche (Convolvulaceae), die in entsprechenden Erhebungen nicht als Wirte fungierten (WHEATLEY UND MCFARLANE, 1966). Aus der am häufigsten beschriebenen Wirtsfamilie, den Cruciferae (CORDER ET AL., 1936; DOWE & DECKER, 1985; STEELE, 1965; WHEATLEY & MCFARLANE, 1966), traten *Capsella bursa-pastoris* (Hirtentäschel) und *Thlaspi arvense* (Acker-Hellerkraut) auf. Das Ackerhellerkraut erwies sich in den Gewächshausversuchen wie bei GLEIBL (1987), aber auch in den

Freilandversuchen mit hoher Pflanzendichte als potenter Wirt für *H. schachtii*. Die Vermehrungsraten (P_f/P_i) lagen dabei in beiden Untersuchungen auf dem Niveau der mitgeführten anfälligen Standards. Vogelmiere und Hirtentäschel, die zweit- und drittanfälligsten auf den Rübenanbauflächen bonitierten Arten, wiesen in den Gewächshausversuchen nur 26,5 bzw. 18,1 % rel. Anfälligkeit auf.

Um die in verschiedenen Versuchsumwelten (Gewächshaus, Freiland) produzierten Vermehrungsraten vergleichen zu können, mussten sämtliche Ergebnisse standardisiert werden. MÜLLER & RUMPENHORST (2000) schätzten, dass unter Gewächshausbedingungen die Reproduktionsrate 25-fach höher liegt als unter Feldbedingungen. Auch unter den Bedingungen des Mikropilotversuchs lag die Reproduktionsrate z.T. noch deutlich höher als allgemein im freien Feld, weshalb entsprechende Standardisierungen vorgenommen wurden. Die Bewertung der Anfälligkeit gemäß dem Protokoll zur Einstufung von Kartoffelsorten auf Resistenz gegenüber *Globodera* spp. (NIERE, 2006) vorzunehmen, stellte eine Vereinfachung dar. Diese bot sich aber an, um die Individuen einer Art hinsichtlich ihrer Resistenz gegenüber *H. schachtii* zusammenfassen zu können. Da man in keiner Sorte von einer vollständigen Transmission der Resistenz gegenüber *H. schachtii* ausgeht, ist in jeder resistenten Population ein geringer Anteil voll anfälliger und z.T. auch unterschiedliche Anteile unterschiedlich stark resistenter Individuen enthalten (MÜLLER & RUMPENHORST, 2000). Diese Tatsache erschwert die Angabe eines Resistenzgrades, welcher für eine gesamte Population gilt, zumal wenn wie im vorliegenden Projekt aufgrund beschränkter Untersuchungskapazitäten nur geringe Anzahlen an Individuen getestet werden können.

Dass trotz eingesetzter Korrekturfaktoren die Vergleichbarkeit von unter kontrollierten Bedingungen erzeugten Versuchsergebnissen mit unter Praxisbedingungen erhobenen Daten nicht immer einfach ist, zeigte die Tatsache, dass in keinem der auf den Praxis schlägen gewachsenen Unkräuter eine Vermehrung des Rübenzystennematoden festgestellt werden konnte. Es wurden nur frühe Stadien (L2; wenige L3) von *H. schachtii* in den Wurzeln nachgewiesen. Aufgrund der Erhebungsmethode konnte nicht mit letzter Sicherheit ausgeschlossen werden, dass adulte Stadien während der Probenahme eventuell verloren gegangen waren. Dies erscheint aber unwahrscheinlich. Auf alle Fälle hätte man weiter entwickelte Stadien in den Wurzeln erwartet, als tatsächlich vorgefunden wurden. Die Ergebnisse decken sich mit denen von KACZOROWSKI (1993), welcher unter Feldbedingungen auch nur die Einwanderung von Rübenzystennematoden in verschiedene Unkräuter feststellen konnte, aber keine Reproduktion. Die Bodentemperatursumme über 8°C hätte in allen 4 Untersuchungsjahren zur Bildung von 1-2 Nematodengenerationen an den Unkräutern ausgereicht. Im Ausfallrapsmanager des Landwirtschaftlichen Informationsdienstes Zuckerrübe (LIZ) wird sogar bereits ab einer Bodentemperatursumme von 250 zum Umbruch des Ausfallrapses geraten, um einer Vermehrung von *H. schachtii* an diesem vorzubeugen. An den Umweltbedingungen lag es demzufolge vermutlich nicht, dass in keinem der Unkräuter eine abgeschlossene Reproduktion von *H. schachtii* nachgewiesen werden konnte.

Die Ergebnisse lassen für den untersuchten Zeitraum den Schluss zu, dass der Unkrautbekämpfung hinsichtlich der Verhinderung der Vermehrung von *H. schachtii* eine vernachlässigbare Bedeutung zukommt. Das deckt sich mit den Ergebnissen von GLEIBL (1987), der auf verunkrauteten Befallsflächen in Franken keine höheren Vermehrungsraten als auf unkrautfreien (herbizidbehandelten) Befallsflächen feststellen konnte. Gleibl (1987) führte seine Untersuchungen über die gesamte Vegetationsperiode der Hauptkultur (Getreide oder Zuckerrüben) hinweg durch. Er deckte also einen größeren Zeitraum als im vorliegenden Projekt ab, in welchem sich aber ebenfalls keine Reproduktion ergab. Im Rahmen eines integrierten Bekämpfungsverfahrens von *H. schachtii*, bestehend aus Bodenuntersu-

chungen zur Befallsfeststellung, dem Einsatz resistenter oder toleranter Sorten und dem Anbau resistenter Zwischenfrüchte stellt die Unkrautbekämpfung das von der Wirkung her schwächste Glied in der Kette dar. Doch selbst, wenn im integrierten Bekämpfungsansatz der Einsatz eines wirkungsvolleren Glieds wie z.B. der Anbau von resistenten Zwischenfrüchten entfallen muss, was aufgrund von Wassermangel in Franken oft der Fall ist, ist aufgrund der vorliegenden Ergebnisse die befallsreduzierende Wirkung einer Unkrautbekämpfung immer noch stark in Frage gestellt.

4 Tiefenverteilung von *H. schachtii* im Boden

4.1 Einleitung

Zu Projektbeginn war bereits bekannt, dass es im Freiland in Baumwolle und Sojabohnen zu Ertragsschäden durch Populationen von *Rotylenchus reniformis* in tiefen Bodenschichten kommt (ROBINSON ET AL., 2005 a; ROBINSON ET AL., 2005 b; WESTPHAL ET AL., 2004). Außerdem gab es auch erste wissenschaftliche Anhaltspunkte dafür, dass das unter kontrollierten Bedingungen auch für *H. schachtii* bei Zuckerrüben der Fall war (NIERE, 2008 a). Demzufolge wurden vorab im Jahr 2009 Probeziehungen auf 4 ausgewählten Flächen durchgeführt, um zu prüfen, ob *H. schachtii* auf den Versuchsflächen in Franken in nennenswertem Maß im Unterboden vorkam und welche Anzahl an Einstichen im Unterboden (30–60 cm Tiefe) mindestens nötig war, um beim Auftreten von Nematoden in dieser Bodenschicht eine Korrelation mit den Ergebnissen des Oberbodens (0–30 cm) zu ermöglichen. Aufgrund der festgestellten hohen Abundanz von *H. schachtii* im Unterboden und der ermittelten mangelhaften Korrelation zwischen den Abundanzen im Ober- und im Unterboden (Ergebnisse nicht dargestellt) wurde beschlossen, den Unterboden in der gleichen Intensität zu beproben wie den Oberboden. Während die Proben für die Voruntersuchungen noch mit dem Bohrstock per Hand gezogen wurden, wurde die Probeziehung aufgrund des Beschlusses, eine vollständige Parallelbeprobung der beiden Bodenschichten über 3 Jahre durchzuführen, auf ein hydraulisches Bodenprobenahmegerät umgestellt. Damit erfolgte eine der ersten systematischen Untersuchungen von Praxisschlägen auf das Vorkommen von *H. schachtii* in tiefen Bodenschichten über 3 Jahre hinweg in Deutschland.

4.2 Material und Methoden

4.2.1 Versuchsanlage

Die Versuchsflächen befanden sich in einem ca. 100 km weiten Umkreis um Würzburg herum. Die Auswahl der Felder erfolgte auf der Grundlage der langjährigen Monitoring-Daten von *H. schachtii* auf den Rübenanbauflächen Frankens in Zusammenarbeit der LfL mit der ARGE Franken. Die ausgewählten Flächen waren im langjährigen Monitoring dauerhaft gering bis mittelstark mit Nematoden befallen. Zur besseren Wiederfindung der Befallsnester auf den Monitoringflächen war auf allen Flächen im Zentrum des Befallsnests ein Magnet versenkt worden. Angestrebt war, 12 auswertbare Versuchsstandorte pro Jahr zu haben. Letztendlich in die Auswertung integriert wurden 11 Standorte im Jahr 2010, 14 Standorte im Jahr 2011 und 12 Standorte im Jahr 2012. In Zusammenarbeit mit den beteiligten Landwirten wurden auf den 37 Standorten Streifenversuche angelegt, in denen 4-reihig drei Zuckerrübensorten mit zweifacher Wiederholung angesät wurden:

‚Beretta‘ (anfällig), ‚Adrianna‘ (tolerant) und ‚Paulina‘ (resistent). Die Versuchspartzen waren 10 m² groß und wurden in direkter Nachbarschaft zum Markierungsmagneten angelegt (Abb. 18). Damit nicht immer dieselbe Sorte von Randeffecten betroffen war, wurden die Sägeräte unterschiedlich befüllt, so dass die Sorten über alle Versuche gleich verteilt in der Mitte (über dem Magneten), am Rand der Versuchsanlage oder dazwischen angebaut wurden (Abb. 19).

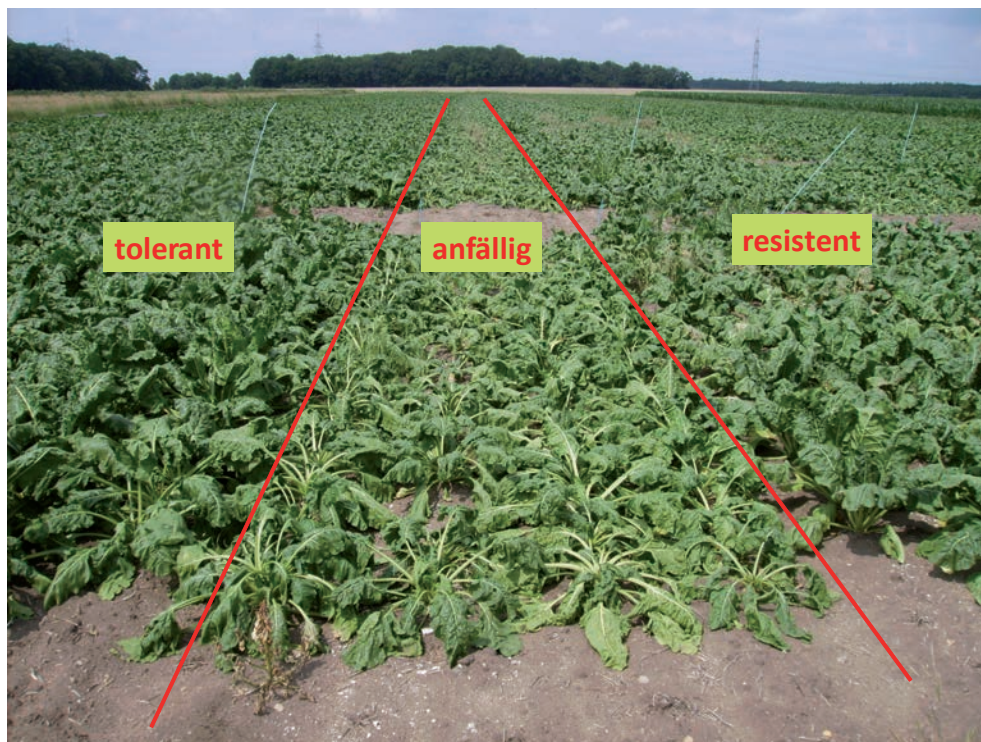


Abb. 18: Streifenversuch mit je 4 Reihen toleranter (‚Adrianna‘), anfälliger (‚Beretta‘) und resistenter Sorte (‚Paulina‘). Die anfällige Sorte zeigt Welkeerscheinungen aufgrund von Trockenstress.

4.2.2 Bestimmung der Bodenart

Die Bodenart der Versuchsstandorte war weitestgehend aus vorherigen Untersuchungen bekannt oder wurde anhand von 50 g Boden (TG) von der Abteilung für Qualitätsmanagement und Untersuchungswesen (AQU) der LfL bestimmt. In Tab. 7 sind die Bodenarten beschrieben und ist die für die Auswertung vorgenommene Einteilung in leichtere und schwerere Böden dargestellt. Im Jahr 2010 hatten 5 Standorte leichtere Böden, im Jahr 2011 nur 3 Standorte und im Jahr 2012 wieder 4 Standorte.

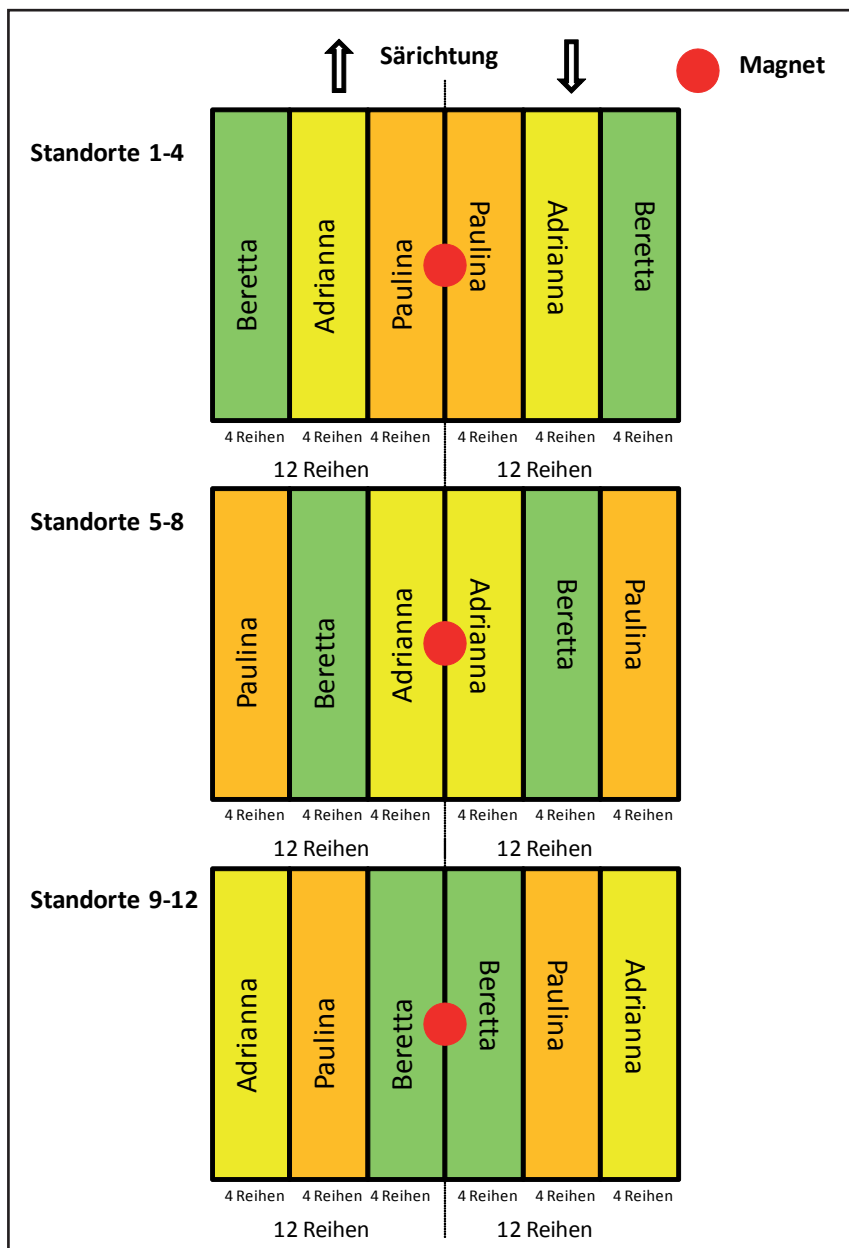


Abb. 19: Versuchsanlage um den Markierungsmagneten für je ein Drittel der im jeweiligen Jahr untersuchten Standorte

Tab. 7: Einteilung der Standorte in solche mit leichteren und schwereren Böden nach Bodenart

Bodenart	Beschreibung	Anzahl	Einteilung
Ls4	stark sandiger Lehm	1	leichter
Lts	sandig-toniger Lehm	4	leichter
Sl3	mittel lehmiger Sand	2	leichter
St2	schwach toniger Sand	1	leichter
St3	mittel toniger Sand	3	leichter
Ts2	schwach sandiger Ton	1	leichter
Tu2	schwach schluffiger Ton	2	schwerer
Tu3	mittel schluffiger Ton	7	schwerer
Tu4	stark schluffiger Ton	10	schwerer
Ut4	stark toniger Schluff	3	schwerer
Lu	schluffiger Lehm	2	schwerer
Ls2	schwach sandiger Lehm	1	schwerer

4.2.3 Bodenprobenahme

Die Bodenprobenahme im Frühjahr zur Bestimmung des P_i erfolgte vom 06.-08. April 2010, 29.-31. März 2011 und 27.-29. März 2012, innerhalb von 3-4 Wochen nach der Aussaat der Versuchspartzen. Die Probenahme im Herbst zur Bestimmung des P_f wurde vom 20.-22. September 2010, 12.-13. September 2011 und 19.-20. September 2012 durchgeführt, innerhalb von einer Woche nach der Ernte der Versuchspartzen. Die Bodenproben wurden mit einem hydraulischen Bodenprobenahmegerät gezogen, welches in einem PKW montiert war (Abb. 20). Ein kommerzieller Anbieter von N-min Untersuchungen konnte hierfür gewonnen werden. Zur Probenahme wurde ein Bohrstock mit 28 mm Durchmesser verwendet. Der PKW befuhr die Partzen im Frühjahr immer so, dass keine Saatreihen mit den Reifen überfahren wurden und der Bohrstock ca. 5 cm neben der Saatreihe einstach. In jeder Partze wurden 20-25 Einstiche bis in 60 cm Tiefe gemacht. Der Boden im Bohrstock wurde dann für die zwei Tiefen (0-30 cm und 30-60 cm) getrennt aus dem Bohrstock entnommen, was jeweils ca. 2 kg Boden pro Probe ergab (Abb. 21). Die Proben wurden in den Plastiktüten mit den Händen zerkleinert, gut durchmischt und anschließend für die Untersuchungen an der LfL (Acetox-Verfahren) und dem JKI (Zystenextraktion) geteilt.



Abb. 20: Bodenprobenahme im Frühjahr zwischen den Saatreihen (Foto: ARGE Franken)

Abb. 21: Entnahme der Bodenprobe aus dem Bohrstock getrennt nach Bodentiefen (Foto: ARGE Franken)

4.2.4 Wetterdaten

Die Lufttemperatur in 2 m Höhe, die Bodentemperatur in 5 cm und 20 cm Tiefe, die Globalstrahlung und der tägliche Niederschlag in der Zeit vom 15. März (Aussaat) bis zum 15. September (Ernte) der Jahre 2009 bis 2012 wurden von den 4 den Versuchsflächen am nächsten gelegenen Wetterstationen in Albertshofen, Gerbrunn, Seligenstadt und Wadenbrunn des Agrarmeteorologischen Messnetzes Bayern bezogen (<http://www.lfl.bayern.de/agm>; Daten ausgelesen am 15.06.2013).

4.2.5 Statistische Auswertung

Die statistische Auswertung der Daten erfolgte mit dem Statistikprogramm SAS 9.2. Die Prüfung der Daten auf Normalverteilung erfolgte mit PROC UNIVARIATE. Von normalverteilten Daten wurden die Mittelwerte und Standardabweichungen mit PROC MEANS berechnet. Normalverteilte Daten wurden mit PROC TTEST (paarweise) auf signifikante Unterschiede geprüft. Nicht normalverteilte Daten wurden mit einem nicht parametrischen Test (MOOD MEDIAN TEST) auf signifikante Unterschiede analysiert.

4.3 Ergebnisse

4.3.1 Wetterdaten

Zur Darstellung der Wetterdaten in *Abb. 22* wurden die Mittelwerte der ausgewählten 4 Stationen für die tägliche Durchschnittstemperatur des Bodens in 5 cm Tiefe und die halbmonatliche Niederschlagssumme im Zeitraum zwischen dem 15. März und dem 15. September der Jahre 2010 bis 2012 berechnet. Weder für diese beiden Parameter noch für die anderen 3 Wetterparameter (Lufttemperatur in 2 m Höhe, Bodentemperatur in 20 cm Tiefe und Globalstrahlung; nicht dargestellt) ergaben sich für die Versuchsjahre statistisch abgesicherte Unterschiede. Das wärmste Frühjahr trat im Jahr 2011 auf, der wärmste Sommer in 2010. Ansonsten waren die Temperaturverläufe in den 3 Versuchsjahren ähnlich. Der Hauptniederschlag erfolgte in den Jahren 2011 und 2012 im Juni/Juli, während im Jahr 2010 besonders der August recht nass war.

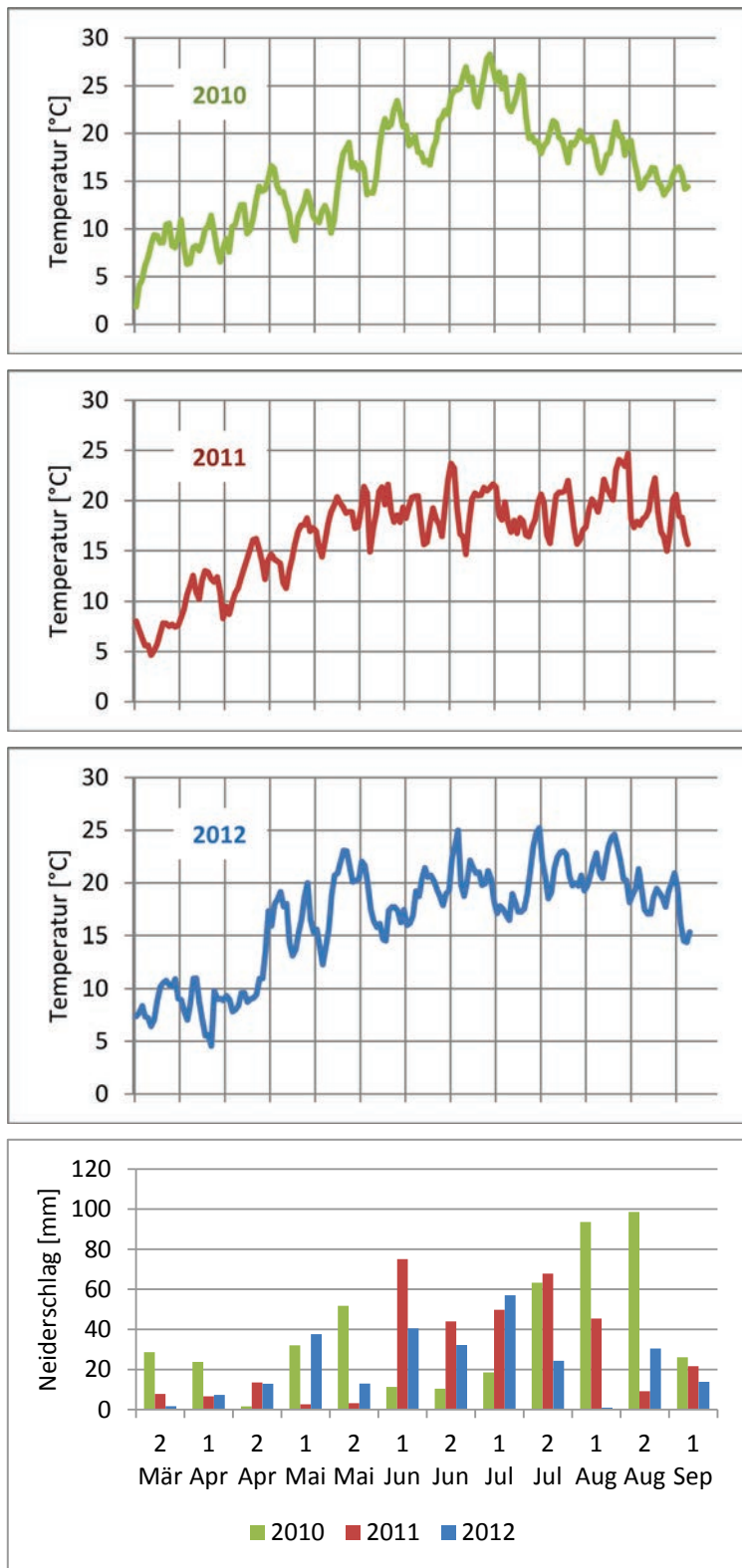


Abb. 22: Mittelwerte der täglichen Durchschnittstemperatur im Boden in 5 cm Tiefe und der halbmonatlichen Niederschlagssummen der 4 Wetterstationen in Albertshofen, Gerbrunn, Seligenstadt und Wadenbrunn vom 15. März bis zum 15. September in den Jahren 2010-2012 (Daten: Agrarmeteorologisches Messnetz Bayern)

4.3.2 Nematodenvorkommen

Abb. 23 zeigt die mit der Acetox-Methode erhobenen Ergebnisse der Frühjahrsbeprobung für die Ermittlung des Ausgangsbefalls vor dem Rübenanbau, und Abb. 24 zeigt die Ergebnisse der Herbstbeprobung für die Ermittlung des Endbefalls nach dem Rübenanbau. Die Anzahl der im Oberboden festgestellten Larven pro 100 ml Boden war in allen 3 Versuchsjahren immer deutlich geringer als die im Unterboden. Leider bestätigte sich auch die in den Vorversuchen 2009 bereits festgestellte mangelhafte Korrelation zwischen den Werten im Oberboden und im Unterboden in allen drei Versuchsjahren. Am ehesten ließen sich noch die P_i -Werte des Versuchsjahres 2010 durch eine lineare Funktion beschreiben, doch auch die wies nur ein Bestimmtheitsmaß von $R^2 = 0,66$ auf. Die P_f -Werte korrelierten noch schlechter als die P_i -Werte, obwohl sich die Besatzdichten in den beiden Bodenschichten in der Herbstbeprobung jeweils aneinander annäherten.

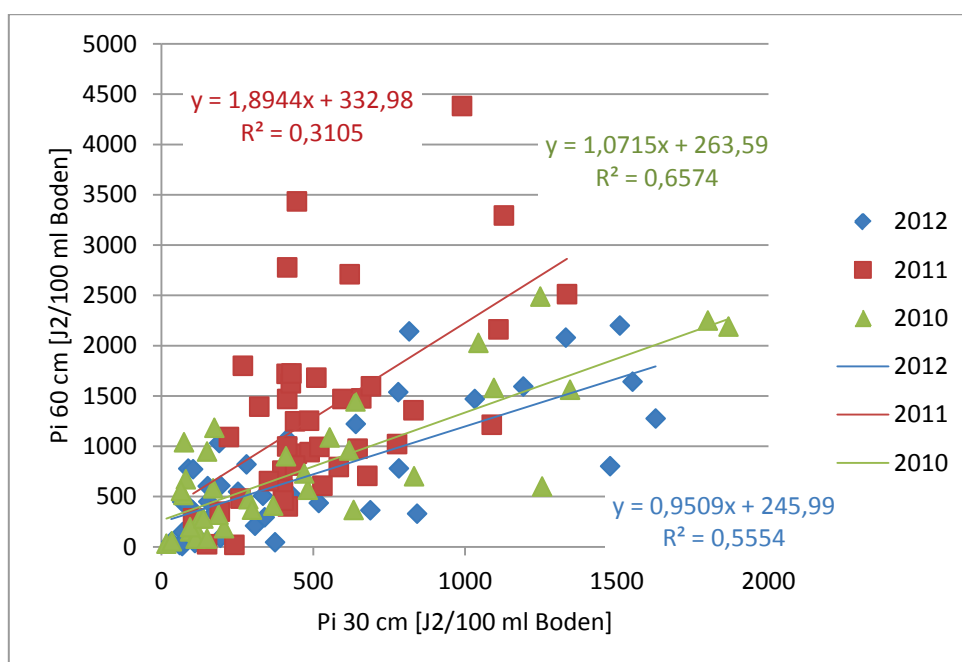


Abb. 23: Ausgangsbefall (P_i) in 2 Bodentiefen (0-30 und 30-60 cm) und lineare Regressionen für die Jahre 2010 bis 2012

Aus Tab. 8 ist ersichtlich, wie sich die Mediane der Vermehrungsraten (P_f/P_i) in Abhängigkeit vom P_i unterschieden. Dazu wurde für beide Bodentiefen eine Einteilung des Ausgangsbefalls in drei Klassen vorgenommen: $P_i < 500$, P_i zwischen 500 und 1500 und $P_i > 1500$ Larven pro 100 ml Boden. Je höher der P_i war, umso geringer waren in beiden Bodenschichten die Vermehrungsraten. Obwohl sich für den Unterboden für jede Klasse meist etwas geringere Werte ergaben als für den Oberboden, waren diese nicht statistisch abgesichert unterschiedlich. Zwischen den Klassen waren für beide Bodentiefen separat (0-30 cm und 30-60 cm) die Vermehrungsraten der Klasse des geringsten Befalls ($P_i < 500$ Larven pro 100 ml Boden) signifikant höher als die der beiden Klassen höheren Befalls ($P = < 0,05$). Über alle Werte (0-60 cm) waren die Vermehrungsraten aller Klassen signifikant voneinander verschieden.

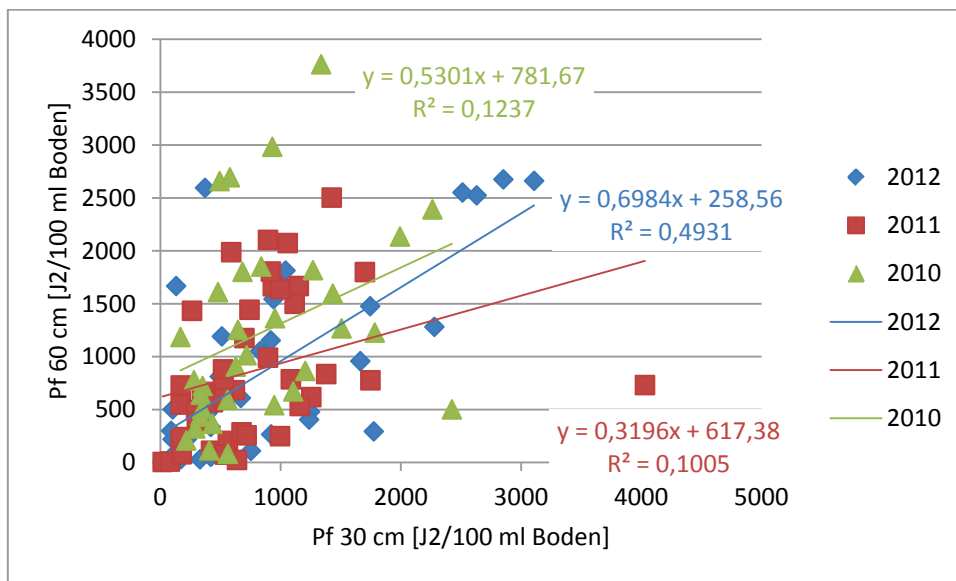


Abb. 24: Endbefall (P_f) in 2 Bodentiefen (0-30 und 30-60 cm) und lineare Regressionen für die Jahre 2010 bis 2012

Tab. 8: P_f/P_i -Werte in Abhängigkeit vom P_i (Anzahl Larven pro 100 ml Boden) für 0-30 cm, 30-60 cm und über beide Bodenschichten (0-60 cm)

P_i	0-30 cm			30-60 cm			0-60 cm		
	Median P_f/P_i	Min-Max	n	Median P_f/P_i	Min-Max	n	Median P_f/P_i	Min-Max	n
< 500	2,4 ^a	0,3-38,8	69	2,5 ^a	0,3-21,0	39	2,5 ^a	0,3-38,8	107
500-1500	1,3 ^b	0-3,9	39	0,9 ^b	0-4,3	49	1,07 ^b	0-4,3	87
> 1500	1,1 ^b	0,7-1,6	5	0,6 ^b	0-1,7	26	0,71 ^c	0-1,7	31

Ein weiteres interessantes Ergebnis war, dass die schwereren Böden in beiden Bodentiefen mehr Nematoden aufwiesen als die leichteren Böden (Abb. 25; zur Einteilung der Böden siehe Kapitel 4.2.2.). In der unteren Bodenschicht schwererer Böden traten im Mittel mehr als doppelt so viele Nematoden auf wie in der unteren Bodenschicht leichterer Böden ($P = <0.001$). Auch gemittelt über beide Böden ergaben sich signifikante Unterschiede zwischen dem P_i für 0-30 cm und dem für 30-60 cm ($P = <0.001$).

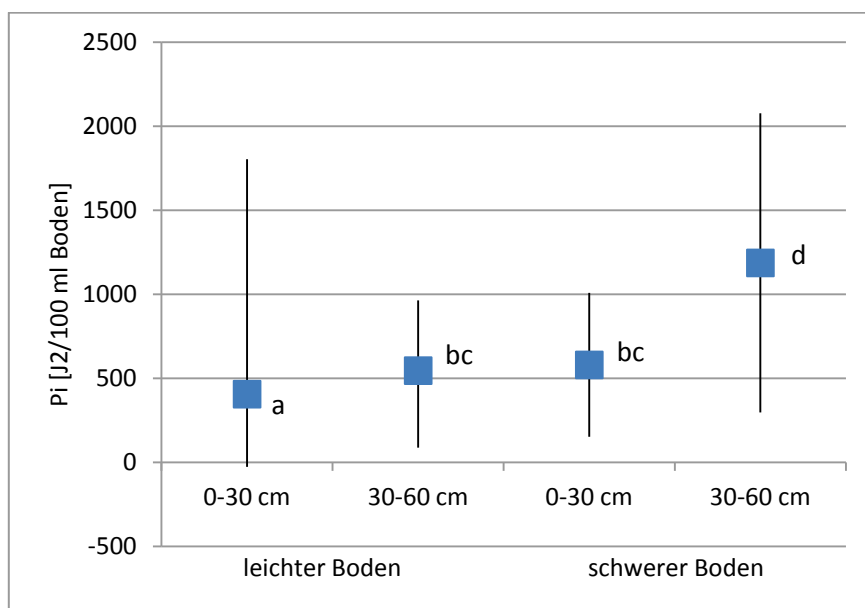


Abb. 25: Mittelwerte von P_i für 0-30 cm und 30-60 cm unterschieden nach Bodeneinteilung der Standorte

4.4 Diskussion

Es war zu Beginn des Projekts nicht zu erwarten, dass aus den Daten einer der ersten systematischen Erhebung der Abundanz von *H. schachtii* in verschiedenen Bodentiefen auf Praxisschlägen in Deutschland gleich die Schadrelevanz von in tiefen Bodenschichten vorkommenden Nematoden für den Rübenanbau abgeleitet werden könnte. Dass Rübensystemnematoden in tiefen Bodenschichten ertragsrelevant sind, wurde bis jetzt nur unter kontrollierten Bedingungen nachgewiesen (NIERE, 2010; WESTPHAL, 2013). Die im vorliegenden Projekt erzielten Ergebnisse geben einen ersten Eindruck davon, wie diffizil sich die Quantifizierung des Ertragsschadens, welcher durch *H. schachtii* in tiefen Bodenschichten verursacht wird, in zukünftig eventuell zu dieser Thematik angestellten Versuchen gestalten wird. Die mangelhafte Korrelation der Abundanz im Ober- und Unterboden ist höchstwahrscheinlich durch die kleinräumig stark streuende Verteilung der Rübensystemnematoden im Boden bedingt. Die aus der Zyste geschlüpften Larven können aktiv wandern und förderliche Bereiche hinsichtlich des Wassergehalts, der Durchwurzelung (Gehalt an Wirtswurzelexsudaten) oder der Porengröße aufsuchen (HBIRKOU, 2011; RÖSSNER, 1972). Dass die Bodenart hinsichtlich des Vorkommens von *H. schachtii* eine Rolle spielt, konnte bereits anhand der einfachen Einteilung der Versuchsstandorte in solche mit leichteren und schwereren Böden anhand der vorliegenden Versuchsergebnisse gezeigt werden.

Der herausragend hohe P_i im Unterboden der Standorte mit schwereren Böden ließ auf ein gutes Überdauerungsvermögen von *H. schachtii* in diesem Habitat schließen, während die Anbaufläche zwischen den Zuckerrüben mit Nichtwirtspflanzen bestellt war. Auch HEINRICHS (2013) schloss aufgrund der von ihm festgestellten, z.T. mehrfach höheren Abundanzen im Unterboden als im Oberboden auf einen deutlich langsameren Populationsabbau im Zuge der Fruchtfolge in diesem Bereich. Von ihm durchgeführte Erhebungen zum Inhalt der Zysten aus beiden Bodenschichten ergaben mehr Eier und Larven pro Zyste in den Zysten aus dem Unterboden. Dies war seiner Meinung nach ein Hinweis darauf,

dass das bessere Überdauerungsvermögen im Unterboden eventuell auf das Vorhandensein weniger Antagonisten in tieferen Bodenschichten zurückzuführen sein könnte. WESTPHAL & BECKER (2001 a und b) haben bereits über einen Boden mit suppressiver Wirkung gegenüber *H. schachtii* berichtet. Die mit steigender Nematodenzahl zunehmende wuchsmindernde Wirkung auf die Wirtspflanzen (Mangold) wurde durch den suppressiven Boden unterdrückt (WESTPHAL & BECKER, 2001 b).

Dass sich die Vermehrungsraten in den beiden Bodenschichten in Abhängigkeit vom P_i nicht signifikant unterscheiden, wies vielleicht, wie bereits auch die Ergebnisse von WESTPHAL (2013 a und b), darauf hin, dass die Rübenzystenlarven in unteren Bodenschichten (30-60 cm) nur mit relativ geringer Zeitverzögerung Kontakt zur Wirtspflanze bekommen. Ungeklärt ist bis jetzt auch noch, ob auf Praxisschlägen in zu beachtendem Maß eine Bewegung der Larven zwischen den oberen und unteren Bodenschichten stattfindet und dadurch die Erträge beeinflusst werden (DAUB, 2012).

5 Nematodenvermehrung und Ertragsleistung verschiedener Zuckerrüben-Genotypen

5.1 Einleitung

Seit 1998 stehen in Deutschland resistente Zuckerrübensorten zur Verfügung. Die Resistenz beruht auf dem dominant vererbten Resistenzgen $Hs1^{pro-1}$ aus *Beta procumbens*. Die Resistenz ist monogen bedingt. Wahrscheinlich ist die unvollständige Transmission des Gens die Ursache dafür, dass jede resistente Sorte zu einem kleinen und unterschiedlich hohen Anteil aus voll anfälligen Pflanzen besteht. Die Transmissionsrate wurde als Grundlage der Sortenbewertung genutzt und gibt an, welchen Einfluss man auf die Populationsdichte von *H. schachtii* bei Anbau dieser Sorte erwarten kann (MÜLLER & RUMPENHORST, 2000; NIERE, 2008 b). Meistens führt schon der einmalige, zumindest aber führt der mehrmalige Anbau resistenter Sorten auf einer Befallsfläche zu einer Reduktion der Nematodenpopulation. Gleichzeitig besteht durch den wiederholten Anbau von Sorten mit monogen bedingter Resistenz das Risiko der Selektion virulenter Nematodenpopulationen, wie unter experimentellen Bedingungen bereits nachgewiesen werden konnte (MÜLLER, 1992; MÜLLER & KLINKE, 1996; MÜLLER, 1998). Resistente Sorten haben, wie sich in einer Vielzahl von Praxisversuchen bestätigt hat, ein geringeres Ertragspotenzial als tolerante oder anfällige Sorten. Deshalb ergeben sich bei niedrigem oder fehlendem Befall mit Nematoden sowie bei Auftreten von Nematoden in nur wenigen Nestern Ertragseinbußen von bis zu 15 Prozent gegenüber den leistungsfähigeren Sorten ohne Resistenz (BÜRCKY, 2013 a; SCHLINKER, 2010; SCHLINKER, 2012).

Seit 2005 sind in Deutschland sogenannte tolerante Sorten zugelassen, die aus Kreuzungen von *Beta vulgaris* und *Beta maritima* entstanden sind, die weniger stark vom Rübenzystennematoden geschädigt werden. Toleranz gegenüber Nematoden bezeichnet die Eigenschaft weniger empfindlich mit Einbußen auf Nematodenbefall zu reagieren und ist quantitativ mit den Nematodenverseuchungsdichten verbunden (Westphal & Daub, 2010). Mit gewissen lokalen Variationen erreichen tolerante Sorten im Vergleich zu nicht toleranten Sorten bei Befall höhere und ohne Befall nahezu identische Erträge. Allerdings ist der Mechanismus für den Ertragsvorteil noch ungeklärt. Versuchsbeobachtungen deuten an, dass das verbesserte Wachstum eventuell eine Toleranz gegenüber einer ganzen Reihe von biotischen und abiotischen Umweltfaktoren sein könnte. Diese Vermutung beruht da-

rauf, dass z.B. unter Beregnungsanbau kaum ein Vorteil der neuen Sorten gefunden werden konnte, obwohl sich unter nicht beregneten Bedingungen schon klare Produktionsvorteile ergeben haben. So hatte man für eine Zeit hypothesiert, dass der Ertragsvorteil toleranter Sorten auf einer Toleranz gegenüber Trockenheit beruhen könnte. Die Fragestellung wird durch die Beobachtung kompliziert, dass sich die Toleranz unter kontrollierten Gewächshausbedingungen nicht demonstrieren ließ (NIERE, 2008 b). Die Nematodenvermehrung ist beim Anbau toleranter Sorten zwar geringer als beim Anbau anfälliger Sorten, aber im Vergleich zum Anbau resistenter Sorten wird der Nematodenbesatz erhöht.

Die Einführung der toleranten Sorten hat Fragen hinsichtlich der Auswirkungen ihres Einsatzes aufgeworfen. Erste Versuchsergebnisse ergaben für tolerante Sorten zum Teil sehr hohe Nematodenreproduktionsraten, welche im Bereich der anfälligen Sorten oder sogar darüber lagen (Krüssel & Warnecke, 2012; NELLES, 2013). So wurden bereits Befürchtungen laut, dass sich aufgrund der guten Leistungsfähigkeit der toleranten Sorten in Kombination mit fehlenden Bodenuntersuchungen unbemerkt so hohe Populationsdichten aufbauen könnten, dass ein nachfolgender Zuckerrübenanbau unmöglich wird (NIERE, 2008 b). Feldversuche unter dokumentierten Umweltbedingungen waren deshalb nötig, um das System besser zu verstehen. Im vorliegenden Projekt wurde untersucht, wie verschiedene Genotypen von Zuckerrüben (anfällig, tolerant, resistent) auf Standorten mit unterschiedlichem Nematodenbesatz hinsichtlich des Ertrags reagieren. Außerdem sollte geklärt werden, welchen Effekt der Genotyp auf die Nematodenvermehrung hat und wie sich Zuckerrübensorten zur nachhaltigen Nematodenbekämpfung unter Berücksichtigung der Ertragsverhältnisse einsetzen lassen.

5.2 Material und Methoden

5.2.1 Zu Versuchsanlage, Bestimmung der Bodenart, Bodenprobenahme, Wetterdaten und statistische Auswertung siehe Kapitel 4.2.1. bis 4.2.5.

5.2.2 Rübenernte und Zuckerertragsbestimmung

Im Herbst fand vom 13.-15. September 2010, 05.-07. September 2011 und 12.-14. September 2012 eine parzellenweise Ernte der Zuckerrüben per Hand statt. Die Pflanzen wurden auf Höhe des untersten Blattansatzes geköpft und die Rüben in die Versuchsaufbereitungsanlage gefahren. Dort wurden sie gewaschen, gewogen und zu Brei zersägt, welcher im Labor der Südzucker AG in Ochsenfurt analysiert wurde. Die Ertrags- und Qualitätsanalysen wurden mit den dort üblichen Techniken durchgeführt. Die Berechnung des Bereinigten Zuckerertrages (BZE) erfolgte aus Rübenertrag (RE), Zuckergehalt (ZG), Standard-Masseverlust (SMV) und Standard-Fabrikverlust = 0,6): $BZE = RE * (ZG - SMV - 0,6)$.

5.3 Ergebnisse

5.3.1 Ausgangsbefall unter den Sorten

Um die Sorten in ihrer Ertragsleistung und ihrem Nematodenvermehrungspotenzial beurteilen zu können, mussten für alle Sorten gleiche Testbedingungen angestrebt werden. Randeffekte wurden durch die Versuchsanlage ausgeschlossen (s. Kapitel 4.2.1.). Hinsichtlich des Ausgangsbefalls (P_i) des Bodens mit Rübensystemnematoden, ermittelt mit dem Acetox-Verfahren, ergaben sich ebenfalls vergleichbare Werte. Sowohl das Vor-

kommen in 0-30 cm ($P_{i\ 30\text{ cm}}$) als auch das in 30-60 cm Tiefe ($P_{i\ 60\text{ cm}}$) unterschied sich zwischen den einzelnen Versuchsjahren und über alle Versuchsjahre für die einzelnen Sorten nicht signifikant. Der minimale Besatz in beiden Tiefen lag über alle drei Versuchsjahre für alle Sorten bei < 100 Larven pro 100 ml Boden. Das Maximum von $P_{i\ 30\text{ cm}}$ betrug zwischen 1500 und 1900 Larven pro 100 ml Boden, das von $P_{i\ 60\text{ cm}}$ von 2800 bis 4400. Der Mittelwert von $P_{i\ 30\text{ cm}}$ lag an der Schadschwelle von ca. 500 Larven pro 100 ml Boden, ab welcher der Einsatz resistenter oder toleranter Sorten zur Verhinderung von Ertragsverlusten empfohlen wird; der von $P_{i\ 60\text{ cm}}$ bei ca. 1000.

5.3.2 Nematodenvermehrung

Da sich, wie in Kapitel 4.3.2. berichtet, die Vermehrungsraten in Abhängigkeit vom P_i für 0-30 cm und 30-60 cm nicht signifikant voneinander unterschieden, wurden in *Abb. 26* die Vermehrungsraten beider Tiefen für die drei Sorten zusammen gezeigt. Um die Werte im hauptsächlich untersuchten Bereich besser darstellen zu können, wurden 7 Werte, die außerhalb des dargestellten Bereichs lagen, zwar in die Berechnungen eingeschlossen, aber in der Grafik nicht dargestellt. Man kann den Zusammenhang zwischen Vermehrungsrate und Ausgangsbefall für jede Sorte mit Hilfe einer Potenzfunktion beschreiben. Allerdings ergaben sich aufgrund der starken Streuung der Daten hierfür keine hohen Bestimmtheitsmaße (R^2 zwischen 0,2 und 0,4). Die Trendlinien erleichtern jedoch den Vergleich der Daten. Während die tolerante Sorte ‚Adrianna‘ und die resistente Sorte ‚Paulina‘ hinsichtlich ihrer Vermehrungsraten auf dem gleichen Niveau lagen, zeigte die anfällige Sorte ‚Beretta‘ über den gesamten Bereich des untersuchten Ausgangsbefalls deutlich höhere Vermehrungsraten.

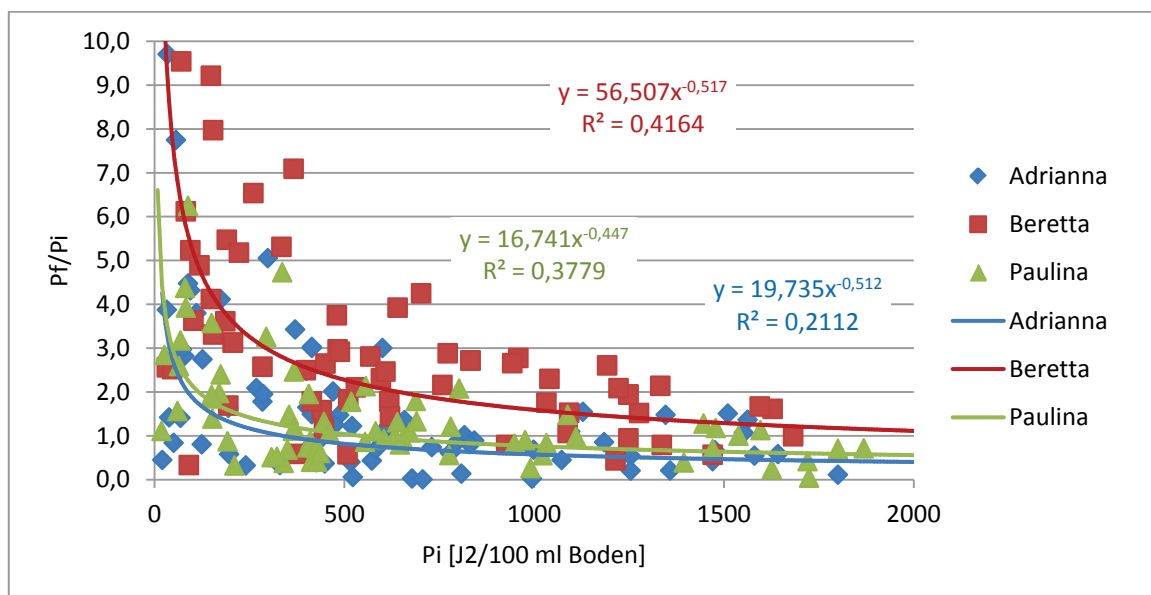


Abb. 26: P_f/P_i -Werte in Abhängigkeit vom P_i über beide Bodentiefen für die drei Sorten (‚Adrianna‘ = tolerant; ‚Beretta‘ = anfällig; ‚Paulina‘ = resistent)

Abb. 27 zeigt die Mittelwerte von P_i und P_f in beiden Bodentiefen für alle drei Sorten. Man sieht, dass der Anbau der anfälligen Sorte ‚Beretta‘ im Oberboden fast zu einer Verdreifachung der Larvenanzahl führte. Um zu testen, ob sich signifikante Unterschiede in den

Vermehrungsraten (P_f/P_i) für die einzelnen Sorten ergaben, wurde eine Einteilung in drei Klassen des Ausgangsbefalls vorgenommen: $P_i < 500$, P_i zwischen 500 und 1500 und $P_i > 1500$ Larven pro 100 ml Boden. Über alle (nicht nach Sorten unterschiedenen) Werte hatten sich für diese drei Klassen statistisch abgesicherte Unterschiede ergeben (s. Kapitel 4.3.2.). *Abb. 28* zeigt die Mediane der Vermehrungsraten P_f/P_i für die drei Sorten in jeder Klasse. Da nur die Werte für die Klasse $P_i < 500$ Larven pro 100 ml Boden nach der Aufteilung auf die Sorten noch einer normalverteilten Grundgesamtheit entsprachen, die Werte in den anderen beiden Klassen jedoch nicht, musste ein nicht-parametrischer Test angewandt werden. Dieser ergab für die anfällige Sorte ‚Beretta‘ signifikante Unterschiede der Vermehrungsraten in Abhängigkeit vom P_i . Für die Werte der Klasse $P_i < 500$ Larven pro 100 ml Boden ergab sich auch ein signifikanter Unterschied der anfälligen Sorte ‚Beretta‘ zu den beiden anderen Sorten, welche sich wiederum nicht voneinander unterschieden. Die anfällige Sorte vervierfachte demnach im Durchschnitt auf Flächen, welche unterhalb der Schadschwelle mit Rübenzystennematoden besetzt waren, die Nematodenlarvenanzahl pro Bodenvolumeneinheit. In der mittleren Befallsklasse (P_i zwischen 500 und 1500 Larven pro 100 ml Boden) ergaben sich statistisch abgesicherte Unterschiede für die Vermehrungsraten der drei Sorten. Erstaunlich war, dass die tolerante Sorte ‚Adrianna‘ dabei geringere Werte aufwies als die resistente Sorte ‚Paulina‘ ($P = < 0.05$). Sie reduzierte mit einem Durchschnittswert von $P_f/P_i = 0,68$ in diesem Bereich die Nematodenpopulation bereits, während die resistente Sorte ‚Paulina‘ sie lediglich nicht vermehrte ($P_f/P_i = 0,98$). Bei den hohen P_i ($P_i > 1500$ Larven pro 100 ml Boden) reduzierten sowohl die tolerante Sorte ‚Adrianna‘ als auch die resistente Sorte ‚Paulina‘ den Besatz. Die Reduktion erfolgte v.a. in der tieferen Bodenschicht (30-60 cm), wie man in *Abb. 27* sieht.

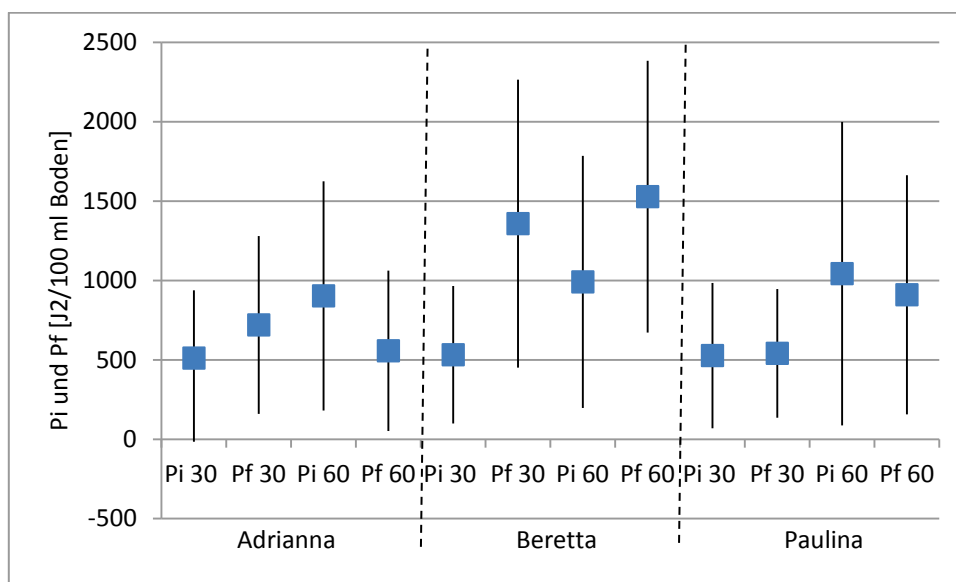


Abb. 27: Mittelwerte der P_i - und P_f -Werte in 0-30 cm und 30-60 cm Bodentiefe für die drei Sorten (‚Adrianna‘ = tolerant; ‚Beretta‘ = anfällig; ‚Paulina‘ = resistent)

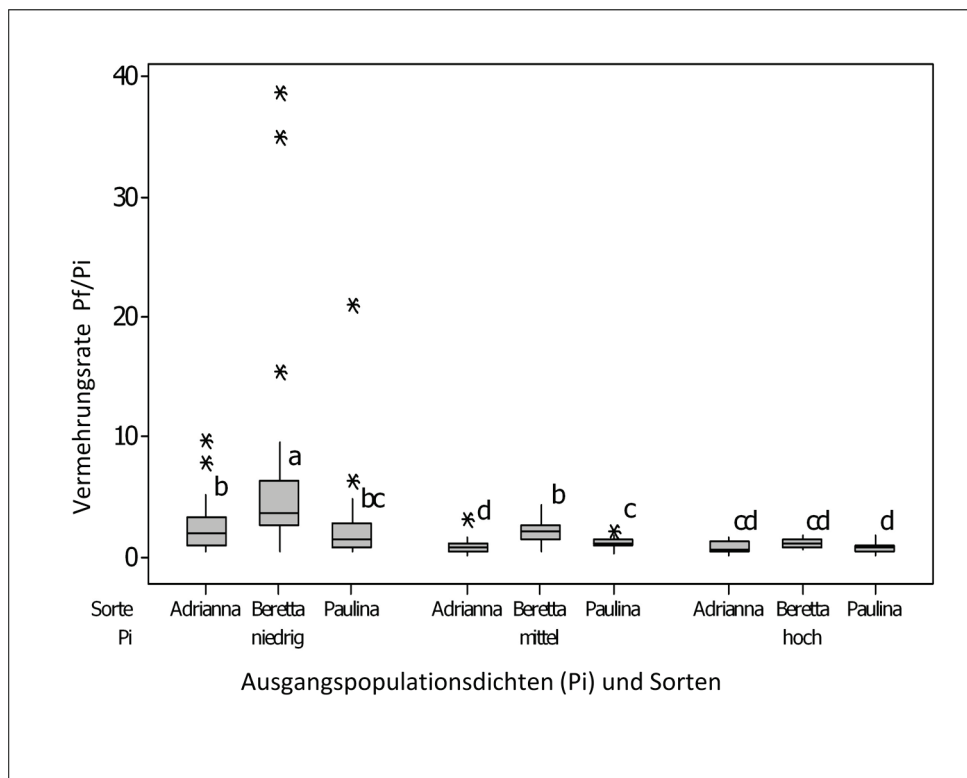


Abb. 28: Mediane der P_f/P_i -Werte in Abhängigkeit von geringen (< 500 ; $n = 35$ bis 37), mittleren ($500-1500$; $n = 26$ bis 31) und hohen P_i (> 1500 Larven pro 100 ml Boden; $n = 8$ bis 11) für die drei Sorten (,Adrianna' = tolerant; ,Beretta' = anfällig; ,Paulina' = resistent)

Wenn man anhand der festgestellten Bodenarten eine grobe Einteilung der Standorte in leichtere und schwerere Böden, wie in Kap. 4.2.2. beschrieben, vornahm und diesen beiden Klassen die Vermehrungsraten (P_f/P_i) für die Sorten gegenüberstellte, ergab sich das Bild, welches in Abb. 29 dargestellt ist. Man erkennt, dass alle Sorten auf den leichteren Böden die vorhandenen Rübenezystennematodenlarven um ca. eine halbe Einheit stärker vermehrten als auf den schwereren Böden. Die Unterschiede sind allerdings statistisch nicht abgesichert.

5.3.3 Ertrag

Zu den Ertragsdaten des Versuchs ist generell zu sagen, dass durch den vorgezogenen Erntezeitpunkt die Erträge geringer ausfielen als auf den Praxisschlägen in den jeweiligen Jahren. Abb. 30 zeigt die Mediane der ermittelten Ertragsdaten in Form des bereinigten Zuckerertrags (BZE) für die einzelnen Versuchsjahre und alle 3 Sorten. Die tolerante Sorte ,Adrianna' war den anderen beiden Sorten in allen drei Jahren tendenziell überlegen. Die geringeren Zuckererträge des Jahres 2010 im Vergleich zu denen der Jahre 2011 und 2012 waren nur für die tolerante Sorte ,Adrianna' signifikant unterschiedlich ($P = < 0.05$).

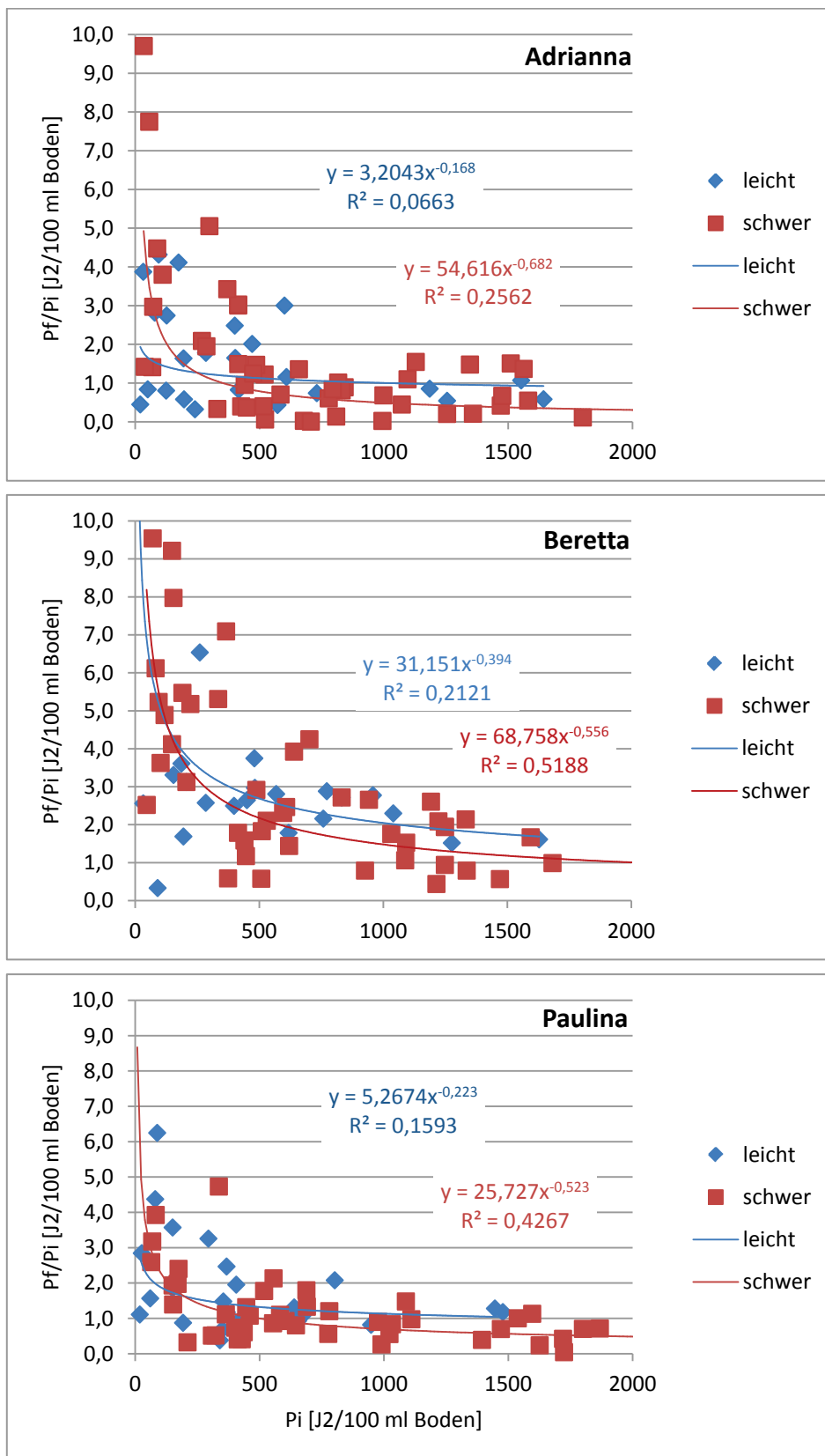


Abb. 29: P_f/P_i -Werte in Abhängigkeit vom P_i unterteilt in leichtere und schwerere Böden für die drei Sorten (,Adrianna‘ = tolerant; ,Beretta‘ = anfällig; ,Paulina‘ = resistent)

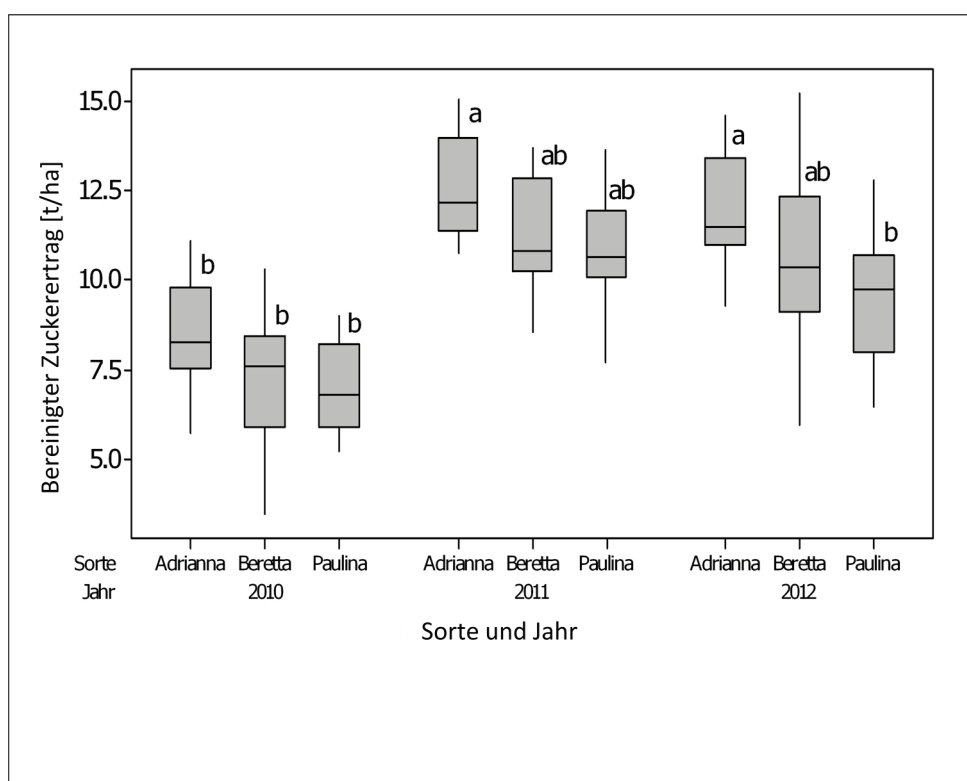


Abb. 30: Mediane der bereinigten Zuckererträge (BZE) für die drei Sorten (,Adrianna‘ = tolerant, ,Beretta‘ = anfällig, ,Paulina‘ = resistent) in jedem Versuchsjahr ($n = 11$ bis 14)

In Abb. 31 wurden der BZE sowohl gegenüber dem $P_{i\ 30\text{ cm}}$ als auch dem $P_{i\ 60\text{ cm}}$ aufgetragen. Die sich ergebenden Punktwolken waren durch keine Funktion sinnvoll zu beschreiben. Man kann zwar aus beiden heraus lesen, dass die anfällige Sorte mit ansteigenden P_i -Werten irgendwann im BZE hinter der resistenten Sorte zurückblieb und die tolerante Sorte über alle Versuche die beste Ertragsleistung zeigte, aber eine eindeutige Schwelle, ab der sich der Einsatz der resistenten Sorte im Vergleich zur anfälligen Sorte ertragstechnisch gelohnt hat, ist in Unkenntnis des Einflusses des P_i in tieferen Bodenschichten auf den Ertrag aus der Abb. 31 nicht abzuleiten.

Wenn man die bereinigten Zuckererträge, welche die einzelnen Sorten über alle Jahre erbracht haben, in die auf leichteren und schwereren Böden erzielten Erträge aufteilt, dann ergibt sich für die Mediane das Bild in Abb. 32. Es ist zu erkennen, dass die tolerante Sorte ,Adrianna‘ v.a. auf den Standorten mit leichteren Böden Ertragsvorteile gegenüber der anfälligen Sorte ,Beretta‘ erzielen konnte. Auf schwereren Böden lagen die Erträge deutlich höher, und war der Ertragsvorteil weniger stark ausgeprägt, dafür aber statistisch abgesichert ($P < 0.05$). Die resistente Sorte wies aufgrund des höheren Vorkommens von Nematoden in den schwereren Böden (s. Kapitel 4.3.2.) auf diesen geringere Ertragsdefizite auf als auf den leichteren Böden.

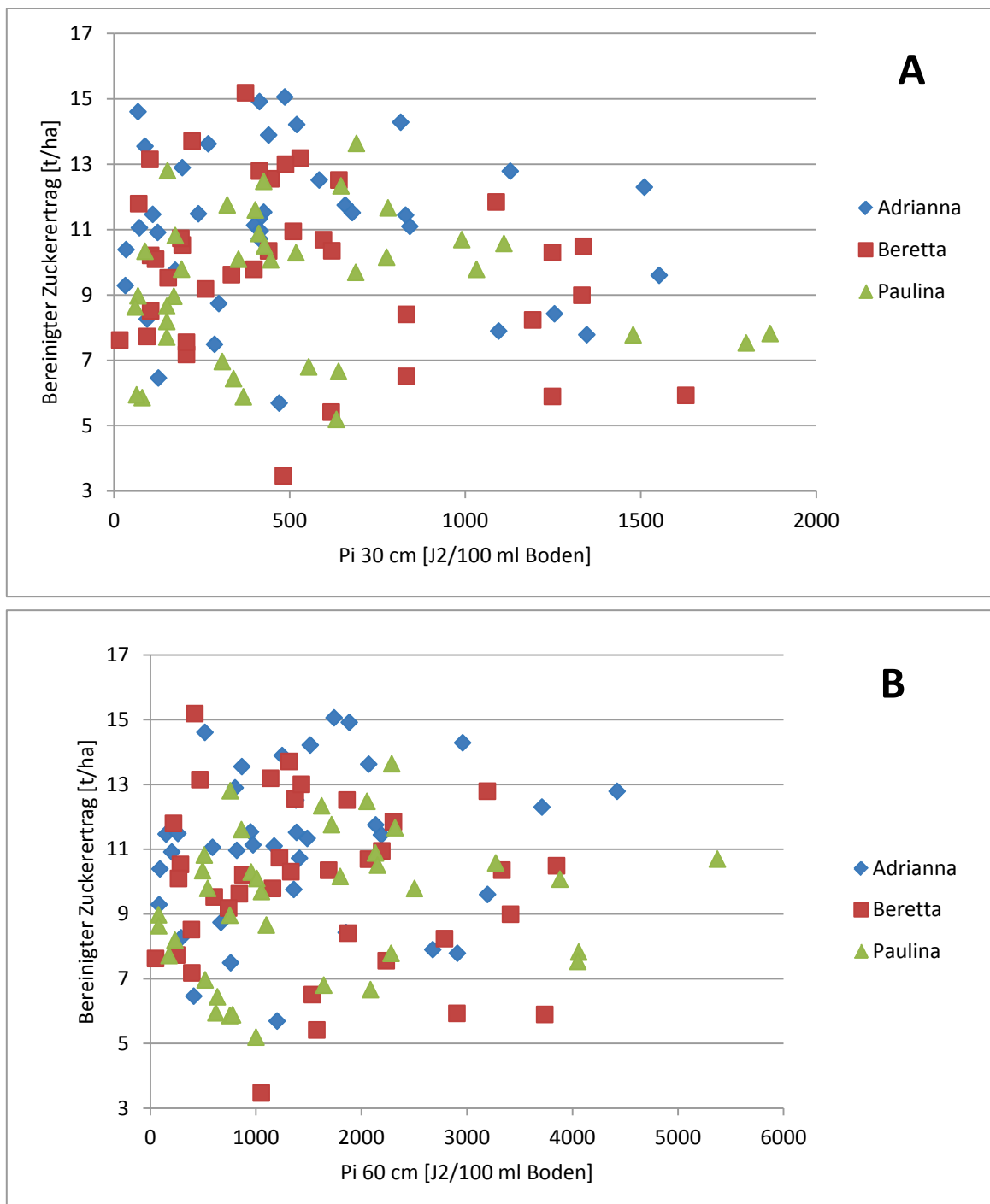


Abb. 31: Bereinigte Zuckererträge (BZE) der Sorten in Abhängigkeit vom P_i der Standorte in 0-30 cm (A) und 30-60 cm Tiefe (B) für die drei Sorten ‚Adrianna‘ = tolerant; ‚Beretta‘ = anfällig; ‚Paulina‘ = resistent)

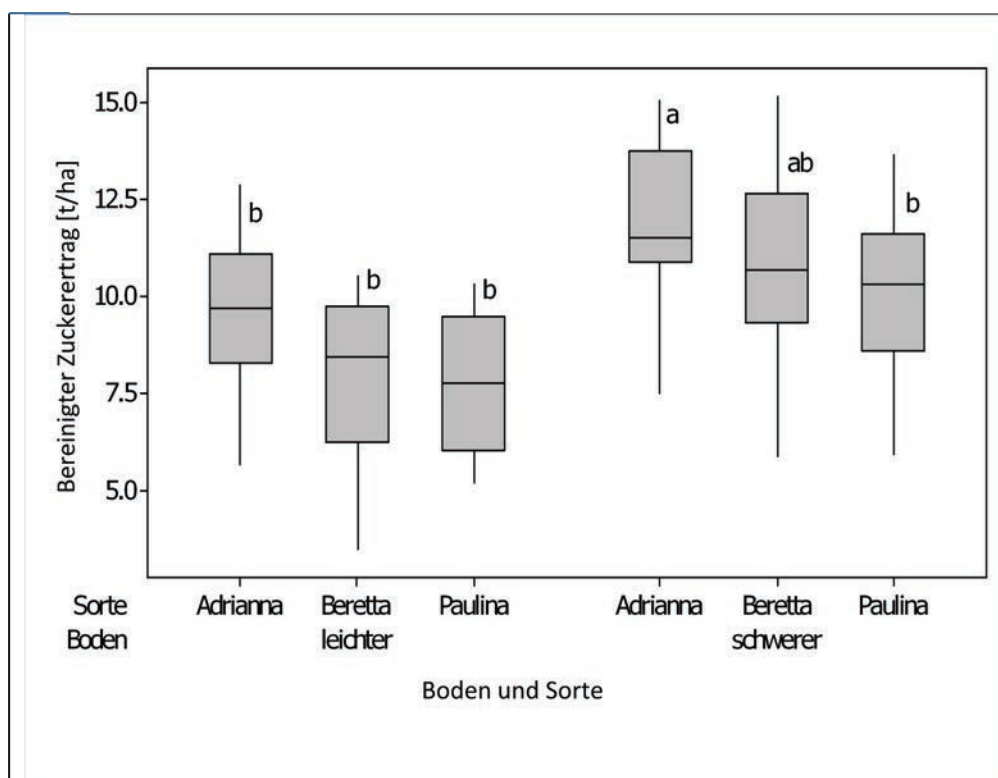


Abb. 32: Mediane der bereinigten Zuckererträge der drei Sorten (‘Adrianna‘ = tolerant; ‘Beretta‘ = anfällig; ‘Paulina‘ = resistent) über alle Jahre für leichtere ($n = 12$) und schwerere Böden ($n = 25$)

5.4 Diskussion

5.4.1 Ausgangsbefall unter den Sorten

Das Vorkommen von Rübenzystennematoden wird nicht nur auf den Rübenanbauflächen in Franken bereits seit Jahrzehnten verfolgt. Auch in Norddeutschland, Nordrhein-Westfalen und Rheinland-Pfalz wurden mehrjährige Erhebungen zum Auftreten von *H. schachtii* auf Praxisschlägen durchgeführt. All diese Monitoring-Daten haben ergeben, dass die meisten Flächen einen Befall von unter 500 Larven pro 100 ml Boden aufwiesen, oft sogar unter 300 (ANONYM, 2009; WINDT, 2009). Die für das Projekt in Franken ausgewählten Praxisschläge waren demzufolge mit ihrem geringen bis mittleren Befallsstatus repräsentativ für die meisten Rübenanbauflächen in Deutschland. Die kleinräumige Streuung des Befalls um die im Zentrum der Befallsnester versenkten Magneten konnte durch die angewandte Versuchsanlage so gut ausgeglichen werden, dass alle Sorten unter gleichem Ausgangsbefall sowohl im Oberboden als auch im Unterboden getestet werden konnten. Dies war insofern erstaunlich, als zwischen dem Befall des Oberbodens und des Unterbodens keine messbare Korrelation bestand. Die Vergleichbarkeit der Ergebnisse der Sorten war dadurch jedoch gewährleistet.

5.4.2 Nematodenvermehrung

Die anfängliche Euphorie, welche sich nach der Zulassung der ersten toleranten Sorten in Deutschland im Jahr 2005 hinsichtlich des Anbaus toleranter Sorten ergeben hatte, war zu

Projektbeginn im Jahr 2009 bereits einer teilweise kritischen Haltung gegenüber dem Einsatz toleranter Sorten gewichen. Ursache dafür war, dass die Behauptung im Umlauf war, dass tolerante Sorten ähnlich hohe Vermehrungsraten aufwiesen wie anfällige Sorten, vom Ertrag her auf gering befallenen Standorten aber hinter den anfälligen Sorten zurück blieben. Dies führte dazu, dass tolerante Sorten z.T. nur zögerlich von den Rübenanbauern eingesetzt wurden. Im Jahr 2009 wurden im Rheinland 40 %, im Bereich der Nordzucker 14 % und in Franken 3 % tolerante Sorten eingesetzt. Zwischenzeitlich werden im Rheinland fast 100 % tolerante Sorten angebaut, der Anteil in Franken liegt aber immer noch nur bei 10 %.

Die auf fränkischen Standorten erzeugten Ergebnisse des vorliegenden Forschungsvorhabens unterstützen die Argumentation für den vermehrten Einsatz von toleranten Sorten. Zumindest für die geprüfte Sorte 'Adrianna' lagen die Vermehrungsraten (P_f/P_i) der toleranten Sorte ähnlich wie bei der resistenten Sorte und deutlich unter denen der anfälligen Sorte. Mehrjährige Ergebnisse der Landwirtschaftskammer (LWK) Niedersachsen, welche über ein intensives Versuchswesen in diesem Bereich verfügt, weisen für die toleranten Sorten ($n = 6$; Sorte 'Adrianna' enthalten) im Mittel unterhalb von 2000 Larven pro 100 g Boden einen P_f/P_i über 1,0 und damit eine Zunahme von Nematoden durch den Anbau von Zuckerrüben aus (KRÜSSEL & WARNECKE, 2009). In den vorliegenden Versuchen wies die Sorte 'Adrianna' nur eine durchschnittliche Vermehrungsrate (Median) von $P_f/P_i = 0,7$ für den Bereich zwischen 500 und 1500 Larven pro 100 ml Boden auf. Die resistenten Sorten ($n = 2$; Sorte 'Paulina' enthalten) wiesen in den Versuchen der LWK Niedersachsen wesentlich geringere Vermehrungsraten auf als die Sorte 'Paulina' im vorliegenden Projekt, in dem es v.a. unterhalb der Schadschwelle von $P_i = 500$ Larven pro 100 ml Boden zu erheblichen Vermehrungsraten kam. Was die gezielte Steuerung der Abundanzdynamik von *H. schachtii* auf fränkischen Zuckerrübenanbauflächen anbelangt, war die tolerante Sorte der resistenten Sorte als ebenbürtig einzustufen.

5.4.3 Ertrag

Der Zuckergehalt in Rüben ist bekanntermaßen multifaktoriell bestimmt. Neben dem sortenspezifischen Zuckergehalt, spielen der Aussattermin sowie das Temperaturregime und die Niederschlagsverteilung über die Vegetationsperiode hinweg eine große Rolle für die Bildung des Zuckers. Der bereinigte Zuckerertrag schwankt mit dem Standard-Melasseverlust (SMV), und der bereinigte Zuckerertrag pro Flächeneinheit hängt stark vom Rübenenertrag pro Hektar ab. Letzterer wird vom Anbaumanagement, aber auch von den Bodenverhältnissen, den Wetterbedingungen und dem Besatz mit Nematoden auf der Anbaufläche beeinflusst.

Die Ergebnisse des vorliegenden Projekts erlaubten, wie oben beschrieben, eine recht gute Differenzierung der verwendeten Sorten hinsichtlich der Nematodenreproduktion. Hinsichtlich des Ertrags waren die Unterschiede zwischen den Sorten nicht so eindeutig. Aufgrund jahresspezifischer Schwankungen ergaben sich im Jahr 2010 deutlich niedrigere Zuckererträge als in den anderen beiden Versuchsjahren. Dieser Effekt war nicht auf die Versuchsergebnisse des vorliegenden Versuchs beschränkt, sondern ergab sich auch aus anderen Sortenversuchsergebnissen in Franken. Der Einfluss des Versuchsjahres dominierte damit alle anderen Einflüsse auf den Ertrag. Ein weiteres Problem bestand in der Interpretation der hohen Anzahl von Nematoden im Unterboden und der fehlenden Korrelation zur Abundanz im Oberboden. Veröffentlichte Untersuchungen zum P_i im Unterboden von Praxisschlägen liegen wahrscheinlich aufgrund der arbeitsaufwändigen Probenziehung bislang nur wenige vor, aber in diesen wurde ebenfalls schon von deutlich höheren Anzah-

len an Nematoden im Unter- als im Oberboden berichtet (DAUB, 2012; HEINRICHS, 2013; NELLES, 2013). Aufgrund der bis jetzt vorliegenden wenigen wissenschaftlichen Daten, welche unter kontrollierten Bedingungen erhoben wurden, ist davon auszugehen, dass der P_i im Oberboden ertragsrelevanter ist als der P_i im Unterboden.

Aufgrund der insgesamt geringen Ertragsunterschiede zwischen den Sorten und der großen Streuung der bereinigten Zuckererträge der Sorten auf Standorten gleichen Nematodenbesatzes ließ sich anhand der Versuchsergebnisse keine statistisch abgesicherte Schwelle definieren, ab der sich unter den gegebenen Versuchsbedingungen der Einsatz der resistenten Sorte im Gegensatz zur anfälligen Sorte ertragstechnisch rentiert hat. Dass sich die tolerante Sorte ‚Adrianna‘ zumindest tendenziell über den gesamten Befallsbereich hinsichtlich des BZE über die anderen beiden Sorten überlegen zeigte, erstaunte aufgrund der vorliegenden Ergebnisse aus Sortenversuchen unter Nematodenbefall in Franken nicht. Die tolerante Sorte ‚Adrianna‘ profitierte im Vergleich zur anfälligen Sorte ‚Beretta‘ aus einer Kombination von erhöhtem Rüben ertrag und erhöhtem Zuckergehalt. Selbst unter den im Projekt gegebenen nur mittelstarken Befallsbedingungen wurde der Vorteil im Vergleich zur anfälligen Sorte mit zunehmendem P_i im Oberboden immer offensichtlicher. Etwas erstaunlich war jedoch, dass die tolerante Sorte auch auf den am wenigsten befallenen Standorten bereits einen Ertragsvorteil gegenüber der anfälligen Sorte aufwies, als auch die Höhe an Ertragsvorteil, welche auf den leichteren Böden über alle untersuchten Abundanzen hinweg im Durchschnitt (Median) des bereinigten Zuckerertrags immerhin 14 % betrug. Der Anbau der toleranten Sorte hätte sich hinsichtlich des erzielten Zuckerertrags also auch bei unbekanntem Befallsstatus (Befall ja/nein) der Anbaufläche in jedem Fall gelohnt. Zwischenzeitlich stehen durch den Züchtungsfortschritt in den 4 Jahren seit Projektbeginn sogar schon tolerante Sorten zur Verfügung, die noch höhere Rüben erträge oder bereinigte Zuckergehalte aufweisen als die Sorte ‚Adrianna‘ (BÜRCKY, 2013 b).

Das deckte sich mit Ergebnissen von HEINRICHS (2013), welcher ebenfalls feststellte, dass tolerante Rübensorten selbst bei sehr geringen Befallszahlen weit unterhalb der Schadschwelle zu hohen Mehrerträgen fähig waren. Auch in seinen Untersuchungen im Rheinland konnte festgestellt werden, dass tolerante Sorten v.a. auf trockenen (leichteren) Standorten hohe Ertragsvorteile von im Mittel 10 bis 15 % erzielten. Während in den eigenen Versuchen der Ertragsvorteil auf den leichteren Böden eventuell der schon lange diskutierten besseren Trockentoleranz toleranter Sorten sowie dem generell niedrigeren Befall auf den leichten Böden zugeschrieben werden konnte, folgerte HEINRICHS (2013), dass die von ihm nur auf trockenen Standorten festgestellten höheren Abundanzen im Unterboden die Ertragstoleranz der toleranten Sorten bei Befall verstärkt zum Ausdruck brachten. Die z.T. gegensätzlichen Versuchsergebnisse der ersten systematischen Erhebungen des Vorkommens von *H. schachtii* im Unterboden zeigen, wie vorsichtig man zum jetzigen Zeitpunkt die Ergebnisse diskutieren sollte. Der Ertrag ist auf Flächen mit Nematodenbefall eine vielfältig beeinflusste Größe.

6 Zusammenfassung in Kürze und Praxisempfehlungen

6.1 Vermehrung von *H. schachtii* an Unkräutern

- ♦ Der Unkrautbesatz auf fränkischen Rübenanbauflächen war zum Zeitpunkt der Erhebung im Herbst vor dem Rübenanbau eher gering. Am häufigsten traten *Chenopodium album* L. (Weißer Gänsefuß), *Cirsium arvense* (L.) Scop. (Ackerkratzdistel), *Convolvulus arvensis* (Ackerwinde), *Mercurialis annua* L. (Einjähriges Binzelkraut), *Polygonum* spp. (Knöteriche), *Solanum nigrum* L. (Schwarzer Nachtschatten) und *Sonchus* spp. L. (Gänse Disteln) auf.
- ♦ Unter kontrollierten Bedingungen im Gewächshaus und im Freiland erfolgte an wenigen Unkräutern bei sehr hohen Unkrautdichten eine Vermehrung von *H. schachtii*, welche z.T. auf demselben hohen Niveau wie bei anfälligen Zuckerrüben lag. Obwohl die Temperatursummen für die Bildung von 1-2 Generationen an Rübenzystemnematoden ausreichend gewesen wären, konnte dennoch an den auf fränkischen Rübenanbauflächen gesammelten Unkräutern keine Weiterentwicklung der in die Unkräuter eingewanderten Nematodenlarven festgestellt werden.

Praxisempfehlung:

- ❖ Eine Unkrautbekämpfung zum Zweck der Reduktion von Rübenzystemnematoden erscheint auf fränkischen Rübenanbauflächen, welche nur durchschnittlich mit Unkraut besetzt sind, zurzeit nicht nötig. Alle anderen Maßnahmen, welche zu einem integrierten Bekämpfungsverfahren von *H. schachtii* beitragen, wie Bodenuntersuchungen zur Befallsfeststellung, der Einsatz resistenter oder toleranter Sorten, der Anbau resistenter Zwischenfrüchte und die Bekämpfung von Ausfallraps sind erfolgversprechender.

6.2 Tiefenverteilung der Rübenzystemnematoden auf Rübenanbauflächen

- ♦ Auf den untersuchten fränkischen Zuckerrübenanbauflächen, die im Oberboden (0-30 cm) einen Besatz mit Rübenzystemnematoden aufwiesen, waren, auch bei nur sehr geringem Besatz im Oberboden, in jedem Fall Nematoden in tieferen Bodenschichten (30-60 cm) vorhanden. Die durchschnittliche Anzahl der Rübenzystemnematoden in den unteren Bodenschichten war statistisch abgesichert höher (bis zu 14-fach) als in den oberen Bodenschichten.
- ♦ Die Abundanz von *H. schachtii* im Ober- und Unterboden korrelierte meist nur geringfügig. D.h. die Beprobung des Oberbodens ließ keine sicheren Rückschlüsse auf die Stärke des Befalls im Unterboden zu.
- ♦ Schwerere Böden wiesen in beiden Bodenschichten (0-30 cm und 30-60 cm) mehr Rübenzystemnematoden auf als leichtere Böden. Dies galt v.a. für die untere Bodenschicht, in welcher die schwereren Böden im Durchschnitt mehr als doppelt so viele Larven aufwiesen wie die leichteren Böden.
- ♦ Die Vermehrungsraten (P_f/P_i) in der unteren Bodenschicht waren nur geringfügig geringer (nicht signifikant verschieden) als im Oberboden.

Praxisempfehlungen:

- ❖ Der Befall mit Rübenzystemnematoden scheint im Unterboden der Rübenanbauflächen konserviert zu werden. Das bedeutet, dass zur Überprüfung des Sanierungserfolges von Befallsflächen auf alle Fälle eine Beprobung bis 60 cm Tiefe erfolgen sollte.
- ❖ Wenn das Verhalten der angebauten Sorte (anfällig, tolerant oder resistent) v.a. auf guten Standorten nicht den Erwartungen entspricht, welche der Anbauer aufgrund des Ergebnisses der Oberbodenuntersuchung an die Sorte hatte, dann sollte zur Klärung des Sachverhalts der Unterboden untersucht werden.
- ❖ Die hohen Abundanzen an Rübenzystemnematoden im Unterboden lassen in Verbindung mit den gleichwertigen Vermehrungsraten im Ober- und Unterboden über alle Jahre und Bodenarten auf eine Schadsrelevanz der in der unteren Bodenschicht befindlichen Nematoden hinsichtlich des Ertrags schließen. Eine Quantifizierung dieses Einflusses unter Praxisbedingungen war bis jetzt nicht möglich.

6.3 Nematodenvermehrung und Ertragsleistung verschiedener Zuckerrüben-Genotypen

- ♦ Die Ergebnisse des Projekts im Hinblick auf das Verhalten verschiedener Zuckerrüben-Genotypen (anfällig, tolerant, resistent) sind durch die Eigenschaften der jeweils einen, exemplarisch eingesetzten Sorte (,Beretta‘ = anfällig, ,Adrianna‘ = tolerant und ,Paulina‘ = resistent) geprägt.
- ♦ Die anfällige Sorte ,Beretta‘ wies unabhängig vom Ausgangsbefall (P_i) der Fläche immer höhere Vermehrungsraten (P_f/P_i) der Rübenzystemnematoden auf als die anderen beiden Sorten. Auf Flächen, welche unterhalb der Schadschwelle $P_i = 500$ Larven pro 100 ml Boden befallen waren, waren die Unterschiede besonders groß. Auf leichteren Böden vermehrten alle drei Sorten die Rübenzystemnematoden etwas mehr als auf schwereren Böden.
- ♦ Die tolerante Sorte ,Adrianna‘ wies teilweise geringere Vermehrungsraten bzw. höhere Reduktionsraten für *H. schachtii* auf, als die resistente Sorte ,Paulina‘. V.a. im Unterboden der schwereren Böden bewirkte die Sorte ,Adrianna‘ eine stärkere Reduktion der Nematoden als die Sorte ,Paulina‘.
- ♦ Die tolerante Sorte ,Adrianna‘ erbrachte im Durchschnitt über alle Jahre 10 % mehr bereinigten Zuckerertrag als die anderen beiden Sorten. Besonders hoch war der Ertragsvorteil auf den leichteren Böden, wo er im Mittel 14 % betrug. Selbst auf Standorten, welche unterhalb der Schadschwelle $P_i = 500$ Larven pro 100 ml Boden befallen waren, wies die tolerante Sorte ,Adrianna‘ höhere Erträge als die anfällige Sorte ,Beretta‘ auf.
- ♦ Die resistente Sorte verhielt sich hinsichtlich des bereinigten Zuckerertrags erwartungsgemäß und näherte sich v.a. auf den schwereren Böden, auf denen höherer Befall auftrat als auf den leichteren Böden, der anfälligen Sorte bis auf 96 % an.

Praxisempfehlungen:

- ❖ Der Einsatz der toleranten Sorte ,Adrianna‘ auf fränkischen Rübenanbauflächen mit geringem bis mittlerem Befall mit *H. schachtii* kann aufgrund der vorliegenden Versuchsergebnisse sowohl im Hinblick auf die Abundanzdynamik des Rübenzysteme-

matoden auf der Fläche als auch des bereinigten Zuckerertrags uneingeschränkt empfohlen werden.

- ❖ V.a. auf leichteren Standorten, auf welchen die Rüben öfter unter Trockenstress leiden, kann man durch den Anbau toleranter Sorten von der hohen Ertragstoleranz dieser Sorten bezüglich der Rübennematoden profitieren.
- ❖ Der Einsatz resistenter Sorten ist, wenn die Erträge so sehr differieren, wie die der Sorten ‚Adrianna‘ (tolerant) und ‚Paulina‘ (resistent) nur noch auf Standorten finanziell rentabel, auf denen der Besatz mit *H. schachtii* so hoch ist, dass die tolerante Sorte vom Ertrag her hinter die resistente Sorte zurückfällt. So hoher Befall tritt auf fränkischen Rübenanbauflächen in der Regel jedoch nicht auf.
- ❖ Da in den meisten anderen Erhebungen im Gegensatz zum vorliegenden Projekt resistente Sorten die Nematodenpopulation stärker reduzierten als tolerante Sorten bzw. letztere die Abundanz meistens sogar erhöhten, sollten zur Sanierung von hoch mit *H. schachtii* befallenen Standorten resistente Sorten eingesetzt werden, da diese den Befall am sichersten reduzieren.

7 Danksagung

Die LfL dankt dem Julius Kühn-Institut (JKI) und der Arbeitsgemeinschaft für das Versuchswesen im Zuckerrübenanbau Franken (ARGE Franken) für die gute Zusammenarbeit in diesem Projekt. Außerdem danken die LfL, das JKI und die ARGE Franken dem Bayerischen Staatsministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten sowie den deutschen Zuckerrübenzüchtern für die Finanzierung des Projekts. Besonderer Dank gilt Frau Annabell Meinecke (JKI) für ihren engagierten Einsatz bei der Bearbeitung des Projekts und der Veröffentlichung der Ergebnisse. Frau Sandra Schüchen (LfL), Frau Carolin Blümcke, Frau Petra Westphal und anderem Personal des JKI wird für die ausgezeichnete technische Assistenz gedankt sowie Herrn Holger Heuer (JKI) dafür, dass er Protokoll und Primer für den Nachweis von *H. schachtii* und *H. avenae* in der PCR freundlicherweise zur Verfügung gestellt hat. Herrn Dr. Andreas Westphal (JKI) gilt der Dank für die wissenschaftliche Gesamtbetreuung des Projekts, und allen nicht namentlich genannten Kollegen sei für ihre Bereitschaft zur Diskussion der Ergebnisse auf verschiedensten Veranstaltungen gedankt.

8 Publikationsliste

Folgende Publikationen wurden im Rahmen des vorgelegten Projektes angefertigt:

Peer-reviewed manuscripts

MEINECKE, A., HERMANN, A. & WESTPHAL, A. (2013). Using a selective fast turn-around bioassay for population density determination of *Heterodera schachtii*. Nematology, Online DOI: 10.1163/15685411-00002720.

Abstracts

- WESTPHAL, A. & DAUB, M. (2013). Schadpotential tief-liegender Populationen von *Heterodera schachtii* an Zuckerrüben. [Damage potential of deep-occurring populations of *Heterodera schachtii* on sugarbeet.] Presented at Workgroup Meeting 'Nematology' of the DPG at Bad Salzflen, March 12-13, 2013.
- MEINECKE A., ZIEGLER, K., BÜRCKY, K. & WESTPHAL, A. (2013). Risiko der Vermehrung von *Heterodera schachtii* an ausgewählten Unkräutern unter Feldbedingungen. [Risk for reproduction of *Heterodera schachtii* on selected weeds under field conditions.] Presented at Workgroup Meeting 'Nematology' of the DPG at Bad Salzflen, March 12-13, 2013.
- MEINECKE, A., HERMANN, A., ZIEGLER, K., BÜRCKY, K. & WESTPHAL, A. (2012). Besteht eine Beziehung zwischen Populationen von *Heterodera schachtii* in 0-30 und 30-60 cm Bodentiefe bei langjährigem Zuckerrübenanbau? Journal of Cultivated Plants 64: 395.
- MEINECKE, A., HERMANN, A., ZIEGLER, K., BÜRCKY, K. & WESTPHAL, A. (2012). Is there a relationship of shallow and deep occurring populations of *Heterodera schachtii* in long-term sugar beet soils? Presented at the 73rd IIRB Congress, Brussels, Belgium, February 14-15, 2012.
- MEINECKE, A., ZIEGLER, K., BÜRCKY, K. & WESTPHAL, A. (2012). Reproductive potential of *Heterodera schachtii* in cereal stubble fields before sugar beet culture. Presented at the 73rd IIRB Congress, Brussels, Belgium, February 14-15, 2012.
- MEINECKE, A., ZIEGLER, K., BÜRCKY, K. & WESTPHAL, A. (2011). Reproductive potential of *Heterodera schachtii* on various weeds in fallow periods before sugar beet cultivation. Presented at the Young Scientist Meeting, Julius Kühn-Institut, Quedlinburg, Germany, November 29 – December 1, 2011.
- MEINECKE, A., HERMANN, A. & WESTPHAL, A. (2011). Quantifying infective *Heterodera schachtii* with a quick and simple bioassay. Presented at the Annual Meeting of the Society of Nematologists, Corvallis, OR July 17-20, 2011.
- MEINECKE, A., BÜRCKY, K., ZIEGLER, K., ANSELSTETTER, M. & WESTPHAL, A. (2011). Verschiedene Unkrautarten als alternative Wirte für *Heterodera schachtii*. [Weed species as alternative hosts of *Heterodera schachtii*] Presented at Workgroup Meeting 'Nematology' of the DPG at Wageningen, NL March 15-16, 2011.
- MEINECKE, A., HERMANN, A. & WESTPHAL, A. (2011). Ein einfacher Bioassay zur Bestimmung von *Heterodera schachtii* Befall. [A simple bioassay for detecting infestations of *Heterodera schachtii*] Presented at Workgroup Meeting 'Nematology' of the DPG at Wageningen, NL March 15-16, 2011.
- KOETKE, A. & WESTPHAL, A. (2010). Potentieller Einfluss von Unkräutern auf Populationsdichten von *Heterodera schachtii* in Zuckerrübenfruchtfolgen [Potential effects of weeds on population densities of *Heterodera schachtii* in sugar beet rotations]. Journal of Cultivated Plants 62:354-355.

9 Literaturverzeichnis

- ANONYM (2009). KWS Nematodenmonitoring Rheinland. <http://www.kws.de/go/id/dsqp>
- ARNDT, M., GROßE, E. & MÜLLER, J. (2000). Ist der Schlupftest mit Acetox-Lösung zum quantitativen Nachweis von Rüben nematoden (*Heterodera schachtii*) als Routinetest geeignet? Gesunde Pflanzen 52 (7/8), 234-239.
- BÜRCKY, K. (2013 a). Aktuelle Sortenergebnisse und Empfehlungen. Deut. Zuckerrübenz. 49 (1), 14-19.
- BÜRCKY, K. (2013 b). Tolerante Sorten sichern Anbau. Deut. Zuckerrübenz. 48 (6), 36-37.
- BYRD, D.W., KIRKPATRICK, T. JUN. & BARKER, K.R. (1983). An improved technique for clearing and staining plant tissues for detection of nematodes. Journal of Nematology 15, 142-143.
- CORDER, M.N., BUHRER, E.M. & THORNE, G. (1936). A list of plants attacked by the sugar-beet nematode (*Heterodera schachtii*). Plant Dis. Reporter 20, 38-47.
- DAUB, M. (2012). Nematoden: Zukünftig auch in die Tiefe blicken. Zuckerrübe 61, 26-28.
- DECKER, H. (1969) Plant Nematodes and their Control (Phytonematology). VEB Deutscher Landwirtschaftsverlag. PP. 190-195.
- DOWE, A. & DECKER, H. (1985). Unkräuter als Wirte zystenbildender Nematoden. Nachrichtenbl. Pflanzenschutz 39, 139-141.
- CREECH, J.E., JOHNSON, W.G., FAGHIHI, J., FERRISS, V. & WESTPHAL, A. (2005). First report of soybean cyst nematode reproduction on purple deadnettle under field conditions. Crop Management, Online, doi:10.1094/CM-2005-0715-01-BR.
- GLEIBL, W. (1987). Untersuchungen über Wirt-Parasit-Beziehungen zwischen Ackerunkräutern und *Heterodera schachtii* Schmidt sowie den Einfluss der Unkrautflora auf die Populationsdynamik des Rüben nematoden in Zuckerrüben – Fruchtfolgen. Techn. Uni. München. Diss. 1987.
- GLEIBL, W. & BACHTHALER, G. (1988). Zur Bedeutung von Ackerunkräutern als Wirtspflanzen des Rüben nematoden *Heterodera schachtii* Schmidt bei der Unkrautbekämpfung nach Schadschwellen. Angewandte Botanik 62, 193-202.
- GOFFART, H., (1947). Das Auftreten von *Heterodera schachtii* an Kreuzblütlern, namentlich an Raps und Rüben. Landwirtschaftliche Jahrbücher 93, 792-809.
- GROßE, E. & MÜLLER, J. (1995). Untersuchungen zum quantitativen Nachweis von *Heterodera schachtii* durch Schlupfinduktion mit Acetox. Nachrichtenblatt des Deutschen Pflanzenschutzdienstes 47, 72-76.
- HBIRKOU, C., WELP, G., REHBEIN, K., HILLNHÜTTER, C., DAUB, M., OLIVER, M.A. & PÄTZOLD, S. (2011). The effect of soil heterogeneity on the spatial distribution of *Heterodera schachtii* within sugar beet fields, Applied Soil Ecology 52 (11), 25-34.
- HEINRICHS, C. (2013). Der Acker lebt auch in der Tiefe. Zuckerrübenjournal 02/2013, 14-15.
- JONES, F.G.W. (1950). Observation of the beet eelworm and other cyst-forming species of *Heterodera*. Annals of Applied Biology 37, 407-440.

- KACZOROWSKI, G. (1993). Influence of weeds on activity of the beet cyst nematode (*Heterodera schachtii* Schmidt) on fields of 3-year sugar beet rotations. *Hodowla roslin Aklimatyzacja Nasiennictwo* 37, 45-68.
- KOCH, D.W. & GRAY, F.A. (1997) Nematode-resistant oil radish for control of *Heterodera schachtii*. I. sugarbeet-barley rotations. *Journal of Sugar Beet Research* 234, 31-43.
- KRÜSSEL, S. & WARNECKE, H. (2009). Zystennematoden und Sortenwahl in Zuckerrüben. *Zuckerrübe* 58 (3), 120-124.
- KRÜSSEL, S. & WARNECKE, H. (2012). Populationsdynamik von *Heterodera schachtii* bei Anbau anfalliger, toleranter und resistenter Zuckerrübensorten. Tagungsband 58. Deutsche Pflanzenschutztagung, 231.
- MEIER, U. (2001). (Ed.) Growth stages of mono- and dicotyledonous plants. BBCH Monograph. Federal Biological Research Centre for Agriculture and Forestry.
- MEINECKE, A., HERMANN, A. & WESTPHAL, A. (2013). Using a selective fast turn-around bioassay for population density determination of *Heterodera schachtii*. *Nematology Online*: DOI 10.1163/15685411-00002720.
- MOCK, V.A., CREECH, J.E., JOHNSON, W.G., FAGHIHI, J., FERRIS, V.R., WESTPHAL A. & BRADLEY K. (2007). Winter annual weeds and soybean cyst nematode management – with a guide for identifying know weed hosts. *Purdue University Extension publication* WS-36.
- MÜLLER, J. (1979): Über die jährliche Generationszahl von *Heterodera schachtii* unter Feldbedingungen an Zuckerrüben. *Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd.* (Braunschweig) 31, 92-95.
- MÜLLER, J. (1980). Ein verbessertes Extraktionsverfahren für *Heterodera schachtii*. *Nachrichtenblatt des Deutschen Pflanzenschutzdienstes* 32, 21-24.
- MÜLLER, J. (1992). Detection of pathotypes by assessing the virulence of *Heterodera schachtii* populations. *Nematologica* 38, 50-64.
- MÜLLER, J. (1998). New pathotypes of the beet cyst nematode (*Heterodera schachtii*) differentiated on alien genes for resistance in beet (*Beta vulgaris*). *Fundamental and Applied Nematology*, 21, 519-526.
- MÜLLER, J. & KLINKE, A. (1996). Selektion virulenter Populationen von *Heterodera schachtii* und ihre Nutzung zur Charakterisierung von Resistenzgenen in Beta-Rüben. *Mitt. Biol. Bundesanst. Land-Forstwirtschaft. Berlin-Dahlem* 317, 102-116.
- MÜLLER, J. & 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 für Land- und Forstwirtschaft Berlin-Dahlem* 372, 23-28.
- MÜLLER, J. & STEUDEL, W. (1983) Der Einfluss der Kulturdauer verschiedener Zwischenfrüchte auf die Abundanzdynamik von *Heterodera schachtii* Schmidt. *Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd.* 35, 103-108.
- NELLES F. (2013). Was leistet Nematodenresistenz? *Zuckerrübenjournal* 02/2013, 16-17.

- NIERE, B. (2006). Aktuelle Beiträge zur Nematodenforschung- Zur Verabschiedung von Dir. und Prof. Dr. Joachim Müller Mitteilungen aus der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft Berlin-Dahlem 404, 23-28.
- NIERE, B. (2008 a). Untersuchungen zum Einfluss der Temperatur und der vertikalen Verteilung von Rübenzystennematoden auf die Schädigung von Zuckerrüben und die Entwicklung der Nematodenpopulation. Tagungsband 56. Deutsche Pflanzenschutztagung, 217.
- NIERE, B. (2008 b). Grundlagen einer nachhaltigen Bekämpfung von Rübenzystennematoden. Zuckerindustrie 133, Sonderheft der Zuckerrübentagung 2008, 53-60.
- NIERE, B. (2010). Einfluss der Tiefenverteilung von Rübenzystennematoden (*Heterodera schachtii*) auf die Schädigung von Zuckerrüben. Tagungsband 57. Deutsche Pflanzenschutztagung, 322.
- ROBINSON, A. F., AKRIDGE, R., BRADFORD, J. M., COOK, C. G., GAZAWAY, W. S., KIRKPATRICK, T. L., LAWRENCE, G. W., LEE, G., MCGAWLEY, E. C., OVERSTREET, C., PADGETT, B., RODRIGUEZ-KABANA, R., WESTPHAL, A. & YOUNG, L. D. (2005 a). Vertical distribution of *Rotylenchulus reniformis* in cotton fields. J. Nematol. 37, 265-271.
- ROBINSON, A. F., COOK, C. G., WESTPHAL, A. & BRADFORD, J. M. (2005 b). *Rotylenchulus reniformis* below plow depth suppresses cotton yield and root growth. J. Nematol. 37, 285-291.
- RÖSSNER, J. (1972). Vertikalverteilung wandernder Wurzelnematoden im Boden in Abhängigkeit von Wassergehalt und Durchwurzelung. Nematologica 18, 360-372.
- SEIGNER L. (1997). Der Nachweis von *Burkholderia (Pseudomonas) solanacearum* mit der Polymerase-Kettenreaktion (PCR) – Vergleich verschiedener DNA-Extraktionsmethoden. Ges Pflanzen 49, 37-42.
- SCHLINKER, G. (2010). Die Anzahl der nematodentoleranten Sorten wächst. Zuckerrübe 59 (6), 50-51.
- SCHLINKER, G. (2012). Zuckerrübensorten werden ständig besser. Zuckerrübe 61 (6), 38-41.
- STEELE, A.E. (1965). The host range of the sugar beet cyst nematode, *Heterodera schachtii* Schmidt. Journal American Society Sugar Beet Technologists 13, 573-603.
- STEUDEL, W., SCHLANG, J. & MÜLLER, J. (1989). Untersuchungen zum Einfluß einiger Zwischenfrüchte auf die Abundanzdynamik des Rüben- und Zuckerrüben-Nematoden (*Heterodera schachtii* Schm.) in einer Zuckerrüben-Getreide-Fruchtfolge. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. 41, 199-203.
- THIES, J.A., MERILL, S.B. & CORLEY, E.L. (2002). Red food stain: new, safer procedures for staining nematodes in roots and egg masses on root surfaces. Journal of Nematology 34, 179-181.
- THOMAS, A.G. (1985). Weed survey system used in Saskatchewan for cereal and oilseed crops. Weed Science 33, 34-43.
- WESTPHAL A. (2013 a). Vertical distribution of *Heterodera schachtii* under susceptible, resistant or tolerant sugar beet cultivars. Plant Dis. 97 (1), 101-106.
- WESTPHAL A. (2013 b). Den Zystennematoden auf der Spur. Land & Forst 18, 15-17.

-
- WESTPHAL, A., & BECKER, J. O. (2001 a). Components of soil suppressiveness against *Heterodera schachtii*. *Soil Biol. Biochem.* 33,9-16.
- WESTPHAL, A. & BECKER, J.O. (2001 b). Impact of suppressiveness on various population densities of *Heterodera schachtii*. *Annals of Applied Biology* 138, 371-376.
- WESTPHAL, A. & DAUB, M. (2010). Anbau von Zuckerrüben mit Anfälligkeit, Resistenz oder Toleranz gegenüber *Heterodera schachtii* in verschiedenen Verseuchungsszenarien. *Journal of Cultivated Plants* 63:353.
- WESTPHAL, A., ROBINSON, A.F., SCOTT, A. W. & SANTINI, J. B. jun. (2004). Depth distribution of *Rotylenchulus reniformis* under crops of different host status and after fumigation. *Nematology* 6, 97-107.
- WESTPHAL, A. & SMART, J. (2003) Depth distribution of *Rotylenchulus reniformis* under different tillage and crop sequence systems. *Phytopathology* 83, 1182-1189.
- WHEATLEY, G.W. & MCFARLANE, J.S. (1966). List of plants tested in the greenhouse to determine the host range of the sugar-beet nematode (*Heterodera schachtii*). *Spreckles Sugar Beet Bull.* 28, 37.
- WINDT, A. (2009). Ergebnisse des Nematodenmonitorings bei Nordzucker. *Zuckerrübe* 58 (1), 20-22.