

**Optimierung der Nutzung entomopathogener
Nematoden in einer integrierten Bekämpfungsstrategie
für *Frankliniella occidentalis***

Von der Naturwissenschaftlichen Fakultät
der Gottfried Wilhelm Leibniz Universität Hannover

zur Erlangung des akademischen Grades
Doktor der Gartenbauwissenschaften (Dr. rer. hort.)

genehmigte Dissertation

von

Dipl.-Ing. agr. Jürgen Meyer

Geboren am 26.07.1974 in Hannover

2017

Referent: Prof. Dr. Hans Michael Poehling

Korreferent: Prof Dr. Edgar Maiß

Tag der Promotion: 24.01.2017

Diese Arbeit ist meinem Vater Klaus Dieter Meyer gewidmet

(† 04.02.2015)

Zusammenfassung

Der Kalifornische Blüenthrips *Frankliniella occidentalis* Pergande (engl.: Western Flower Thrips, Thysanoptera: Thripidae) gehört zu den bedeutendsten Schadinsekten im Gemüse- und Zierpflanzenbau im geschützten Anbau, insbesondere aufgrund seines extrem breiten Wirtsspektrums im Bereich ökonomisch wichtiger Kulturen. Eine effiziente Kontrolle von *F. occidentalis* stellt sich als äußerst schwierig dar. Faktoren wie hohe Mobilität, versteckte ("kryptische") Aufenthaltsorte wie Blüten und Knospen auf der Pflanze, bodenbewohnende Entwicklungsstadien (Praepuppe, Puppe), kurze Generationsdauer und insbesondere zunehmende Resistenzen gegen synthetische, insektizide Wirkstoffe machen ihn schwer bekämpfbar.

Im Rahmen des biologischen Pflanzenschutzes haben entomopathogene Nematoden (EPN) als Gegenspieler einige viel versprechende Ansätze geliefert. Ziel dieser Dissertation ist die Optimierung der Effizienz dieser Nematoden und die Integration in ein zu entwickelndes Bausteinkonzept der biologischen Schädlingsbekämpfung. Hierbei soll die Bodenapplikation der EPN (*Heterorhabditis bacteriophora* und *Steinernema feltiae*) durch Additive optimiert werden. Augenmerk liegt auf dem Einsatz von 'Chitosan', einem Naturprodukt hergestellt aus dem nachwachsenden Rohstoff Chitin, dem bereits durch diverse Studien die Eigenschaft eines Elicitors (Molekül, das noch in sehr geringer Konzentration bei Erregerbefall eine Abwehrreaktion in der Pflanze auslöst) gegen pflanzenpathogene Organismen nachgewiesen wurde.

Versuche mit Chitosan (Chitosan als Pflanzenstärkungsmittel)

Zunächst sollte nun in Mikrokosmos-Versuchen an Bohnenpflanzen (Buschbohne *Phaseolus vulgaris* var. 'Speedy') geklärt werden, ob eine alleinige Applikation von Chitosan (ohne Nematoden) einen Effekt auf den Befall bzw. die Vermehrung von Thripsen hat. Zunächst zeigten sich leichte Effekte auf den Entwicklungszyklus (bzw. den Übergang zum bodenbürtigen Entwicklungsstadium) und die Anzahl an Thripsen. Diese Ergebnisse konnten jedoch in einem weiteren Versuch (mit optimiertem Versuchsdesign) nicht bestätigt werden. Ein Einfluss einer alleinigen Behandlung mit Chitosan ohne Nematoden auf den Thripsbefall wurde ausgeschlossen.

Versuche mit Chitosan und entomopathogenen Nematoden (Chitosan zur Effizienzsteigerung der Nematoden)

Weiterführende Versuche sollten nun zeigen, ob Chitosan in der Lage ist, die Effizienz der entomopathogenen Nematoden zu erhöhen. Nach Zusatz von Chitosan zeigte sich eine signifikante Effizienzsteigerung der entomopathogenen Nematoden (*H. bacteriophora* und *S. feltiae*) bei der Bekämpfung von *F. occidentalis* im Mikrokosmos-System. Diese äußerte sich durch eine niedrigere Anzahl an Thripsen der nachfolgenden Generation.

Versuche zum Wirkungsmechanismus

Um zunächst einen direkten Effekt von Chitosan auf Thripse auszuschließen, wurde eine Reihe von verschiedenen Experimenten durchgeführt. Da eine Wirkung als Kontaktgift in Form von erhöhter Thripsmortalität bereits von anderen Studien ausgeschlossen wurde, sollte zunächst ein Feeding Test direkte Toxizität nach oraler Aufnahme untersuchen. Jedoch zeigte sich bei *F. occidentalis* keine erhöhte Mortalität nach oraler Aufnahme einer Chitosan-Lösung (selbst bei 10-facher Konzentration der praxisüblichen Anwendungsmenge). Desweiteren wurden mögliche Auswirkungen einer Pflanzenbehandlung mit Chitosan auf das Verhalten der Thripse untersucht. Ein Choice-Test zeigte hier, dass eine Chitosan-Behandlung von Bohnenpflanzen keine Auswirkungen auf die Wirtswahl oder die Eiablage von *F. occidentalis* hat.

Um nun zu klären, ob Chitosan einen direkten Einfluss auf die Parasitierungsleistung entomopathogener Nematoden hat, wurde zunächst ein Virulenz-Test mit dem Modellorganismus *Tenebrio Molitor* durchgeführt. Hierbei wurde nur ein geringer Einfluss auf den Parasitierungsverlauf beobachtet. Die kumulative Überlebensrate von *T. molitor* unterschied sich nur in der *S. feltiae*-Variante mit Chitosan-Behandlung signifikant zu allen *H. bacteriophora*-Varianten. Schließlich sollte ein Agilitätstest zeigen, ob Chitosan die Mobilität der Nematoden beeinflusst. Die Ergebnisse deuteten darauf hin, dass eine Chitosan-Behandlung keine Auswirkung auf die Agilität von *S. feltiae* hat. Jedoch verursachte Chitosan eine deutliche Verlangsamung der Migration von *H. bacteriophora*.

Schlagwörter: Entomopathogene Nematoden, Chitosan, Kalifornischer Blütenthrips

Summary

The Western Flower Thrips; *Frankliniella occidentalis* Pergande (Thysanoptera: Thripidae), is one of the most important insect pests in protected cultivation of vegetable and ornamental crops. The latter is caused by its extremely wide host range within economically important crops. An efficient control of *F. occidentalis* proves extremely difficult to implement. Factors such as high mobility, hidden ("cryptic") habitats like flowers and buds on plants, soil-dwelling developmental stages (prepupae, pupae) and a short generation time make it difficult to control. Aggravating this situation, *F. occidentalis* has developed resistance to several synthetic, insecticidal active ingredients.

In the context of biological control, approaches employing entomopathogenic nematodes (EPN) as natural enemies have shown some promising results. Aim of this thesis was to optimize the efficiency of the use of EPN as well as its integration in a modular biological pest control concept. Here, the soil application of EPN (*Heterorhabditis bacteriophora* or *Steinernema feltiae*) was optimized by additives. In this sense, the research focused on the use of 'Chitosan', a natural product made from renewable raw material chitin. This substance has already demonstrated properties of an elicitor (a molecule which induces a defense reaction within plants after pathogen attack even at very low concentrations) against plant pathogenic organisms.

Experiments with chitosan (chitosan as plant strengthener)

Introductory microcosm experiments on bean plants (*Phaseolus vulgaris* bush bean var. 'Speedy') were conducted to clarify whether an exclusive application of chitosan (without nematodes) has an effect on thrips infection onset but also on their reproduction. Initially, slight effects on the life cycle (or the transition to soil-borne stages of development, resp.) and the number of thrips were observed. However, these results could not be confirmed in a second experiment (with optimized experimental design). In conclusion, an effect of an exclusive treatment with chitosan (without nematodes) on thrips infestation was excluded.

Experiments with chitosan and entomopathogenic nematodes (chitosan for increasement of nematode efficacy)

Current experiments were set up in order to demonstrate whether chitosan is able to increase the efficacy of entomopathogenic nematodes. After adding chitosan in microcosm systems, a significant increase of the nematode efficacy (*H. bacteriophora* or *S. feltiae*) for the control treatment of *F. occidentalis* was observed. This resulted in lower number of thrips of the next generation on the plants.

Experiments concerning mode of action

To rule out direct effects of chitosan on thrips, a set of different experiments had to be conducted. Since a mortality effect of chitosan on thrips as contact pesticide was excluded by other studies, initially, a supplementary feeding test was performed. The objective was to investigate direct toxicity after oral uptake. After the evaluation, no mortality of *F. occidentalis* was observed (even at 10-fold concentration of the recommended application rate). Additionally, in order to investigate possible effects of plant treatments with chitosan on behavior of thrips, a choice test was carried out. The results point out no effect on host selection or oviposition of *F. occidentalis* after a chitosan treatment of bean plants.

In order to elucidate possible effects of chitosan on nematodes, further experiments were performed. At first, to clarify if chitosan has a direct effect on the parasitism capability of entomopathogenic nematodes, a virulence test with the model organism *Tenebrio molitor* was conducted. As main result, only a slight influence on the parasitism process was observed. The cumulative survival rate of *T. molitor* differed significantly only in the *S. feltiae*-variant plus chitosan treatment to all *H. bacteriophora*-variants. Finally, in an agility test it was investigated whether the addition of chitosan to the nematode solution affects their mobility. The results suggest no effect of a chitosan treatment on the mobility of *S. feltiae*. In contrast, a chitosan treatment caused a significant slowdown of the migration of *H. bacteriophora*.

Key words: Entomopathogenic nematodes, chitosan, Western flower thrips

Abkürzungen

CaCV	Capsicum Chlorose Virus
EPN	Entomopathogene Nematoden
H.b.	<i>Heterorhabditis bacteriophora</i>
IJ	Infective Juvenile
IRAC	Insecticide Resistance Action Committee
L ₁ , L ₂ , L ₃	Larvenstadium 1, 2, 3
L:D	Light:Dark
LD ₅₀	Mittlere Letale Dosis
LSD	Least Significant Difference
NPK	Pflanzendünger mit Stickstoff (N), Phosphat (P) und Kalium (K)
PAL	Phenylalanin-Ammonium-Lyase
PCR	Polymerase Chain Reaction
PR	Pathogen-Related
RH	Relative Humidity
SAR	Systemic Aquired Resistance
S.f.	<i>Steinernema feltiae</i>
SF	Standard Fehler
TSWV	Tomato Spotted Wilt Virus
UV	Ultraviolett
var.	Varietät

Inhaltsverzeichnis

Abkürzungen	VI
1 Einleitung	1
1.1 Biologie des Kalifornischen Blüenthrrips	1
1.2 Phytomedizinische Bedeutung und Probleme bei der Bekämpfung.....	2
1.3 Chemische Bekämpfung	5
1.4 Alternative Bekämpfungsmöglichkeiten	7
1.5 Biologische Bekämpfung.....	10
1.5.1 Prädatoren.....	10
1.5.2 Parasitoide	12
1.5.3 Entomopathogene Pilze.....	12
1.5.4 Kombination von Nützlingen	13
1.5.5 Allgemeine Probleme der biologischen Thrips-Bekämpfung mit Nützlingen.....	14
1.5.6 Entomopathogene Nematoden (allg.)	16
1.5.7 Entomopathogene Nematoden zur Bekämpfung des Western Flower Thrips	17
1.5.8 Pflanzenstärkungsmittel und das Prinzip der induzierten Resistenz	17
1.5.9 Entomopathogene Nematoden kombiniert mit Chitosan	21
1.6 Arbeitshypothese	22
2 Material und Methoden	24
2.1 Versuchsmaterial	24
2.1.1 Anzucht von <i>F. occidentalis</i>	24
2.1.2 Nematoden.....	25
2.1.3 Pflanzenmaterial	26
2.1.4 Chitosan.....	27
2.2 Versuche mit Chitosan.....	28
2.2.1 Mikrokosmos-Experiment (Bodenabwanderung, mit Klebefallen)	28
2.2.2 Mikrokosmos-Experiment (Lebenszyklus, ohne Klebefallen, mit Eklektoren).....	30
2.2.3 Mikrokosmos-Experiment (Lebenszyklus, ohne Klebefallen, mit Lebendfang-Eklektoren)	31
2.3 Versuche mit Entomopathogenen Nematoden.....	35
Mikrokosmos-Experiment zur Bestimmung der Applikationsmenge	35
2.4 Versuche mit entomopathogenen Nematoden in Kombination mit Chitosan	37
Mikrokosmos-Experiment (Lebenszyklus, ohne Klebefallen, mit Lebendfang-Eklektoren)	37
2.5 Versuche zum Wirkungsmechanismus.....	39
2.5.1 Feeding Test	39
2.5.2 Choice Test.....	41
2.5.3 Virulenz Test	42
2.5.4 Agilitätstest.....	45
2.6 Statistische Analyse	48
3 Ergebnisse	50
3.1 Versuche mit Chitosan.....	50
3.1.1 Mikrokosmos-Experiment (Bodenabwanderung, mit Klebefallen)	50
3.1.2 Mikrokosmos-Experiment (Lebenszyklus, ohne Klebefallen, mit Eklektoren).....	53
3.1.3 Mikrokosmos-Experiment (Lebenszyklus, ohne Klebefallen, mit Lebendfang-Eklektoren)	54
3.2 Versuche mit Entomopathogenen Nematoden.....	61
Mikrokosmos-Experiment zur Bestimmung der Applikationsmenge	61
3.3 Versuche mit entomopathogenen Nematoden in Kombination mit Chitosan	68
Mikrokosmos-Experiment (Lebenszyklus, ohne Klebefallen, mit Lebendfang-Eklektoren)	68

3.4	Versuche zum Wirkungsmechanismus.....	77
3.4.1	Feeding Test	77
3.4.2	Choice Test.....	78
3.4.3	Virulenz Test	79
3.4.4	Agilitätstest.....	98
4	Diskussion.....	104
4.1	Chitosan-Effekt auf <i>F. occidentalis</i>	104
4.2	Chitosan-Effekt auf entomopathogene Nematoden	108
4.3	Produktqualität	115
5	Fazit & Schlussfolgerung	120
6	Anhang	127
7	Abbildungsverzeichnis	131
8	Tabellenverzeichnis	136
9	Literatur	139
10	Curriculum vitae.....	158

1 Einleitung

1.1 Biologie des Kalifornischen Blüenthrips

Der Kalifornische Blüenthrips gehört zur Ordnung der Thysanoptera. Mit einer Dominanz tropischer Spezies treten diese weltweit auf (Morse & Hoddle, 2006), wobei die Ordnung *Frankliniella*, zu der auch *F. occidentalis* gehört, weltweit die verbreitetste Art darstellt.

Als adultes Tier erreicht *F. occidentalis* von der Spitze der Antennen bis zum Ende des Abdomens eine Länge von 0,9–1,4 mm (Tommasini & Maini, 1995). Der Lebenszyklus umfasst das Ei-Stadium, zwei Larven-Stadien mit Nahrungsaufnahme (L₁ und L₂), zwei Puppen-Stadien ohne Nahrungsaufnahme (Präpuppe und Puppe) und schließlich das adulte Tier (Gaum et al., 1994). Das adulte Weibchen positioniert seine Eier mit Hilfe eines Ovipositors im Parenchym-Gewebe von Blättern, Blüten und Früchten. Die frisch geschlüpfte L₁-Larve beginnt sofort mit der Nahrungsaufnahme. Die L₂-Larve ist gegenüber dem L₁-Stadium deutlich bewegungsaktiver und hat eine bis zu dreimal höhere Saugtätigkeit (Tommasini & Maini, 1995). Zum Ende der Larvalphase bewegt sich die späte L₂-Larve gesteuert durch positive Geotaxis und negative Phototaxis von der Pflanze weg hin zum Boden, wo sie zur Präpuppe reift (Arzone et al., 1989). *Frankliniella* ist jedoch auch befähigt, sich direkt auf der Wirtspflanze in geschützten Bereichen (Blattachsen, Blütenknospen) zu verpuppen (Kirk, 1997a). Die Präpuppe sowie auch die Puppe nehmen keine Nahrung auf und sind außer bei Störung bewegungslos (Lewis, 1973). Erst nach der letzten Häutung zum adulten Tier verlässt der Thrips den Boden. Positive Phototaxis und negative Geotaxis führen in Beständen zur direkten Besiedlung der Wirtspflanzen oder zum Dispersionsflug. Je nach klimatischen Bedingungen produziert *F. occidentalis* im Gewächshaus bis zu 15 Generationen pro Jahr (Zegula et al., 2003).

1.2 Phytomedizinische Bedeutung und Probleme bei der Bekämpfung

Frankliniella occidentalis ist zu einem weltweit bedeutenden Schaderreger im Gemüse- und Zierpflanzenbau geworden (Kirk, 2001). Die Art *Frankliniella* ist mit über 160 Spezies die zweitgrößte in der Familie der Thripidae. Nahezu alle haben ihren Ursprung in Amerika (Nakahara, 1997). Seit seinem ersten Auftauchen in niederländischen Gewächshäusern 1983 hat sich *F. occidentalis* sehr schnell über den gesamten europäischen Kontinent ausgebreitet (Tommasini & Maini, 1995). Die Verbreitungsgeschwindigkeit erreichte dabei bis zu 250 km / Jahr (Moritz, 2006). Diese Geschwindigkeit ist mit natürlicher Verbreitung unvereinbar und so gilt es als sicher, dass sich *F. occidentalis* hauptsächlich passiv durch Transport von Pflanzenmaterial verbreitet hat (Kirk & Terry, 2003). Aufgrund einer äußerst effizienten Kombination von aktiver und passiver Mobilität sind jedoch in höheren Lagen bedingt durch Luftturbulenzen und starkem Wind Verbreitungen über hunderte bis tausende Kilometer möglich (Moritz, 2006). In den gemäßigten winterkalten Klimaregionen wie Mitteleuropa ist *F. occidentalis* nur in Gewächshäusern dauerhaft verbreitet, in wärmeren Klimaten ist die Art auch in der Lage im Freien zu überwintern (Tommasini & Maini, 1995). *Frankliniella occidentalis* ist ein polyphages Insekt und ernährt sich durch Saugtätigkeit an Blättern, Blüten und Früchten von Gemüse, Zierpflanzen und anderen Gartenbau-Kulturen, ebenso an Obstbäumen sowohl im Gewächshaus als auch im Freiland (Kirk, 1997b; Tommasini & Maini, 1995). Im Gegensatz zu Blattläusen oder Weißen Fliegen, die mittels langer Stechborsten aus Phloemelementen Nahrung passiv und aktiv aufnehmen, saugen Thripse nur aktiv den Inhalt angestochener peripherer Zellen aus (Lewis, 1973). Thripse wechseln auch nicht wie Blattläuse zwischen interzellulärer und intrazellulärer Penetration. Sie stoßen durch die obere Epidermis in die nächstgelegene Schicht des Parenchymgewebes (Palisaden-Parenchym). Der Inhalt dieser subepidermalen Zellen wird teilweise oder vollständig aufgesaugt (Harrewijn et al., 1996). Thripse haben einzigartige, asymmetrische Mundwerkzeuge bestehend aus einer einzelnen linken Mandibel und einem Paar Maxillen (Chisholm & Lewis, 1984). Die rechte Mandibel ist bis auf einzelnes Mandibelbasissklerit stark

reduziert (Moritz, 2006). Mit der linken Mandibel wird eine Initialöffnung im Pflanzengewebe geschaffen (Chisholm & Lewis, 1984). Die Laciniae (Stechborsten) der Maxillen werden neben der Mandibeleinstichstelle eingestochen. Dadurch entsteht die typische 8-förmige Verletzung. Durch Pumpbewegung des Cibariums wird der Nahrungssaft aufgenommen. Die durch den Einstich der Mandibel entstandene Initialöffnung entlässt dabei den Unterdruck der Pflanzenzelle (Moritz, 2006). Beim einem Adulten *Limothrips cerealium* wurde z. B. eine Pflanzensaftaufnahme von $8,5 \cdot 10^{-5} \mu\text{l} / \text{min}$ pro Saugakt gemessen, was einer Nahrungsaufnahme äquivalent zu ca. 12,5 % des Körpergewichts pro Stunde entspricht (Chisholm & Lewis, 1984). Der dabei entstehende Schaden reicht von Silberglanz auf Blättern (entsteht durch Lufteinschlüsse in ausgesaugten Zellen), Narben auf Früchten und Blättern, über Deformationen und Wachstumsinderung einzelner Pflanzenteile bis hin zum vollständigen Ernteverlust (Fung et al., 2001; Hunter & Ullman, 1989; Tommasini & Maini, 1995; Vandijken et al., 1994). Außerdem führen durch Thripse verursachte Narben und Kottropfen zu kosmetischen Schäden, welche Blätter, Früchte und Blüten bzw. ganze Pflanzen im Marktwert mindern oder sie sogar unverkäuflich machen (Loomans & van Lenteren, 1995; Rosenheim et al., 1990). Zusätzlich zu diesen direkten Schäden verursacht *F. occidentalis* indirekten Schaden durch die mechanische Übertragung einer Reihe mikrobieller Pathogene. So können Thripse Pilzsporen und Bakterien an den mikromorphologischen Strukturen ihrer Chitinoberfläche transportieren (Moritz, 2006), die dann in die Pflanze durch die Einstichlöcher der Thripse eindringen können (Tommasini & Maini, 1995). Als Beispiel für pilzliche Pathogene wäre der Zusammenhang zwischen Fusarium-Erkrankung an Mais und einem *Frankliniella*-Befall zu nennen (Farrar & Davis, 1991). Aber auch Bakterien wie *Erwinia amylovora* können durch Thripse im Allgemeinen übertragen werden (Bournier, 1983) und wurden auch auf *F. occidentalis* nachgewiesen (Moritz, 2006). Von größerer Bedeutung ist aber die Funktion als Vektor von pflanzlichen Viren. So überträgt er u.a. Viren von mindestens vier Gattungen: Ilarviren, Sobemoviren, Carmoviren und Tospoviren (Whitfield et al., 2005). Der ökonomisch bedeutendste Vertreter ist das zu den Tospoviren gehörende Tomaten-Welke-Virus (**Tomato Spotted Wilt Virus**) (German et al., 1992; Goldbach & Peters, 1994). Das Genus *Tospovirus* beinhaltet 14 bekannte

Spezies, welche primär auf der Basis ihrer serologischen Eigenschaften und Aminosäure-Sequenzen der viralen Strukturproteine unterschieden werden (Whitfield et al., 2005). Sie verursachen eine persistente, nicht letale aber lebenslange Infektion ihres Wirtes (German et al., 1992). Adulte Thripse können das Tomaten-Welke-Virus nur übertragen, wenn sie es während des Larven-Stadiums aufgenommen haben. Selbst wenn sie als Adulte an infizierten Pflanzen saugen, können sie das Virus nicht weitergeben (German et al., 1992). Moritz et al. (2004) zeigten, dass nur vom ersten bis zum frühen zweiten Larvenstadium die primäre Speicheldrüse, Mitteldarm und viszerale Muskeln dicht im Thorax zusammengepresst liegen. Durch diesen direkten Kontakt können Virus-Partikel über Membranen des Mitteldarms durch die Hämolymphe in die Speicheldrüsen gelangen, von wo sie bei Saugtätigkeit in eine Pflanze übertragen werden (German et al., 1992; Whitfield et al., 2005). Wenn das Insekt wächst, wandern Gehirn und Speicheldrüse vorwärts, während die erste Mitteldarmschleife in den Metathorax zurückgezogen wird. Daraus resultiert eine räumliche Trennung der Organe und das Virus kann nicht mehr durch die Gewebe wandern (Moritz et al., 2004).

Die Bekämpfung jeglicher Art erweist sich aufgrund mehrerer Punkte als sehr problematisch: Thripse sind sehr klein und schnell zu übersehen; ein Drittel ihres Lebenszyklus verbringen sie im Boden; sie besitzen generell eine versteckte Lebensweise; sie weisen ein äußerst breites Wirtsspektrum auf; Thripse haben eine hohe Reproduktionsrate; sie zeigen Resistenz gegen fast alle gängigen Insektizide (Brodsgaard, 1994; Gao et al., 2012; Helyer & Brobyn, 1992; Jensen, 2000a). In der Arthropod-Pesticide-Resistance-Database (APRD) der Michigan State University sind 153 dokumentierte Fälle von Insektizidresistenz bei *F. occidentalis* gelistet, die 23 aktive Substanzen umfassen (IRAC, 2014). Im Folgenden werden Bekämpfungsmöglichkeiten und deren Grenzen aufgezeigt. Diese Auflistung umfasst die chemische Bekämpfung, alternative Bekämpfungsmöglichkeiten und schließlich die biologische Bekämpfung, zu welcher der Gegenstand dieser Arbeit gehört.

1.3 Chemische Bekämpfung

Zu den Hauptproblemen des Insektizideinsatzes gehören die versteckte Lebensweise, auftretende Resistenz und Nebenwirkungen auf Nützlinge.

Sämtliche Entwicklungsstadien zeichnen sich durch ihr verborgenes Verhalten aus. Die Eier werden in das Pflanzengewebe - und damit für Kontaklinsektizide unerreichbar - gelegt. Die Larven und Adulten saugen in geschützten Bereichen wie dem Inneren von Blüten und die Puppen ziehen sich für ihre weitere Entwicklung in den Boden zurück (Jensen, 2000a).

Seit den 70er Jahren wird der Insektizid-Markt von drei chemischen Gruppen dominiert: Den Organophosphaten, den Carbamaten und den Pyrethroiden. In den letzten Jahren sind einige neue Insektizide hinzugekommen. Besonders die Neonicotinoide haben sich aufgrund ihrer chemischen und biologischen Eigenschaften etabliert (Maienfisch et al., 2001). Immer häufiger tauchen jedoch in Gewächshäusern weltweit resistente Thrips-Populationen auf. Der unbedachte Einsatz von Insektiziden, die kurze Generationszeit von *F. occidentalis*, seine hohe Reproduktionsrate mit kurzer Generationsdauer und sein haplodiploides Reproduktionssystem haben zu Resistenzen gegen eine Anzahl von Insektizidklassen geführt (Bielza, 2008). Die Resistenz erstreckt sich über die oben genannten Organophosphate wie Malathion (Herron & James, 2005; 2007), die Carbamate wie z.B. Methiocarb oder Formetanat (Espinosa et al., 2002; Jensen, 1998; Jensen, 2000b), Pyrethroide wie Deltamethrin (Broadbent & Pree, 1997; Foster et al., 2010) aber auch die Neonicotinoide, zu denen Mittel wie Imidacloprid (Wang et al., 2011; Zhao et al., 1995) gehören. Bei *F. occidentalis* wurde selbst Resistenz gegen natürliche Insektizide beobachtet. Durch einseitige und übermäßige Anwendung (bis zu 19 Anwendungen pro Kulturzeitraum!) kommt es in Gewächshäusern Süd-Spaniens vermehrt zu Spinosad-Resistenz bei *F. occidentalis* (Bielza, 2008; Bielza et al., 2007). Spinosad ist ein „biologisches“ Insektizid, gewonnen aus bakteriellen Fermentationsprozessen des Actinomyceten *Saccharopolyspora spinosa*. Im Laufe der letzten Dekade wurden mit diesem Mittel beachtliche Bekämpfungserfolge erzielt (Jones et al., 2005; Reitz et al., 2003). Bei der Spinosad-Resistenz handelt es sich nicht um eine metabolische Resistenz wie z.B. der erhöhten Detoxifizierung durch

verstärkte Monooxygenase-Aktivität bei der Methiocarb-Resistenz (Jensen, 2000b). Vielmehr liegt der Verdacht nahe, dass es sich um eine Target-Site- oder Wirkort-Resistenz handelt (Bielza et al., 2007; Zhang et al., 2008).

Bei möglichen Nebenwirkungen auf Nützlinge bzw. Nicht-Ziel-Organismen gibt es außer den lethalen auch sublethale Effekte. Hier können die Physiologie (z.B. Neurophysiologie, Entwicklung, Lebensdauer, Fortpflanzungsfähigkeit und Sexualproportion) und das Verhalten (z.B. Beweglichkeit, Orientierung, Frassaktivität, Wirtsfindung, Eiablage and Paarung) von natürlichen Gegenspielern beeinträchtigt werden (Biondi et al., 2012). Derartige Effekte wurden bereits häufig beobachtet: Effekte von Lambda-cyhalothrin, Chlorpyrifos, Pirimicarb und Triazamaten bei der Schlupfwespe *Aphidius ervi* (Desneux et al., 2004a; Desneux et al., 2004b); Effekte von Chlorpyrifos-methyl, Buprofezin, Pyriproxifen, Spinosad und Mineralölen bei der Schlupfwespen *Aphytis melinus* und *Leptomastix dactylopii* (Suma et al., 2009); Effekte von Azadirachtin, Spinosad und Indoxacarb auf die Raubwanzen *Macrolophus pygmaeus* und *Nesidiocoris tenuis* (Arnó & Gabarra, 2011); Effekte von Imidacloprid und Fenpyroximat auf die Schlupfwespe *Trichogramma cacoeciae* (Saber, 2011); Effekte von Methoxyfenozid, Indoxacarb, Pyridaben, Acetamiprid, Azadirachtin A, Spinosad und Propargit auf die Schlupfwespe *Aphidius colemani*, die räuberische Gallmücke *Aphidoletes aphidimyza* und die Raubmilbe *Neoseiulus cucumeris* (Stara et al., 2011). Die Probleme, die hierdurch für den integrierten Pflanzenschutz entstehen können, zeigten Broughton et al. (2014) eindrucksvoll am Beispiel der Raubwanze *Orius armatus*, einem wichtigen Gegenspieler von *F. occidentalis* in australischen Gewächshäusern. In ihrer Studie zeigte sich, dass selbst neuere Insektizide, die als risikoarm für Nützlinge und damit als kompatibel mit dem integrierten Pflanzenschutz galten, eine Etablierung der Raubwanze in Gewächshäusern verhinderte. Zu ähnlichen Ergebnissen kamen auch Rahman et al. (2011) bei Versuchen mit den Raubmilben *Typhlodromips montdorensis*, *Neoseiulus cucumeris* und *Hypoaspis miles* in Kombination mit Spinosad zur Bekämpfung von *F. occidentalis*.

1.4 Alternative Bekämpfungsmöglichkeiten

Als Alternative zum Einsatz chemischer Maßnahmen dient u.a. der Einsatz resistenter bzw. toleranter Pflanzen. So ist bekannt, dass Reproduktion, Mortalität und Wirtspräferenz von *F. occidentalis* z.B. durch resistente Paprika-Kulturen beeinflusst werden (Maris et al., 2004). Ähnliche Effekte wurden bei Chrysanthemen beobachtet (Ohta, 2002). Im Fall von *Thrips palmi* wurden bei Bohnen Genotypen mit bedingter Resistenz beobachtet (Cardona et al., 2002). Maharijaya et al. (2012) fanden heraus, dass bei resistenten Pfeffer- und Paprikapflanzen die Eiablage gesenkt und Mortalität von Larven erhöht ist. Die Ursache dieser Resistenzen wird sekundären Pflanzeninhaltsstoffen zugeschrieben. Diese können Wachstum, Entwicklung, Reproduktion und Überlebensrate von Thripsen beeinflussen (Maharijaya et al., 2012). Spezifische Cystein-Protease-Inhibitoren in Kartoffeln können beispielsweise die Wirtswahl von *F. occidentalis* beeinflussen. Als Ursache hierfür wird eine deterrente aber auch antimetabolische Wirkung der Proteine vermutet (Outchkourov et al., 2004). Desweiteren wurde von Abe et al. (2008) die negative Wirkung von Jasmonat auf die Saugtätigkeit von *F. occidentalis* diskutiert. Auf den Effekt von Jasmonat wird noch im weiteren Verlauf eingegangen (u.a. in 1.5.8-Pflanzenstärkungsmittel und das Prinzip der induzierten Resistenz). Die bereits für ihre frasshemmende Wirkung bei Herbivoren bekannte Chlorogensäure zeigte bei *F. occidentalis* verringerte Saugaktivität (in vivo), reduziertes Larvenwachstum, erhöhte Larvenmortalität und einen Einfluss auf die Wirtswahl (in vitro) (Leiss et al., 2009). Bei der Diskussion über Resistenz muss jedoch zwischen Antixenosis, Antibiose und Toleranz unterschieden werden. Auch wenn Toleranz als besondere Form der Resistenz angesehen wird, verhindert sie nicht den Befall sondern begrenzt die negativen Auswirkungen. Da jedoch bei Thripsbefall im Allgemeinen und im Fall von Zierpflanzen im Besonderen die Schadschwelle vor allem wegen der Virusübertragung sehr niedrig ist, kann Resistenz bzw. Toleranz nur als Baustein in einem Bekämpfungskonzept fungieren. In diesem Zusammenhang ist die Möglichkeit der Pflanzenstärkung bzw. Resistenz-induktion zu erwähnen, auf die später noch eingegangen werden soll.

Ein weiteres Konzept stellt der Einsatz von UV-absorbierender Gewächshausfolie dar. Experimente mit der Weißen Fliege *Bemisia argentifolii* und *F. occidentalis* zeigten einen signifikanten Einfluss auf deren Flugverhalten. In Choice-Experimenten wählten 85 bis 94 % der Weißen Fliegen und 90 bis 98 % der Thripse nach Freilassung in einer zentralen verdunkelten und nur zu den Tunnelseiten offenen Startbox ("Black Box") den Tunnel mit UV-durchlässiger Folie. Auf Grund dessen wird eine Einflussnahme von UV-absorbierender Gewächshausfolie auf die Immigration in Gewächshäuser vermutet (Costa & Robb, 1999). Nachfolgende Gewächshausversuche bestätigten zwar tendenziell diese Ergebnisse, zeigten jedoch, dass der Einsatz dieser Folien ebenfalls nur ein Bestandteil einer Bekämpfungsstrategie darstellen kann (Costa et al., 2002). Diaz et al. (2006) berichten, dass in einer zweijährigen Studie der Einsatz von UV-absorbierender Folie eine Reduzierung der Populationsdichte von *F. occidentalis* und damit verbunden der Verbreitung des Tomaten-Welke-Virus bewirkte. Ähnliche Ergebnisse erzielten (Kigathi & Poehling, 2012). Auch hier favorisierte *F. occidentalis* in einem Choice-Experiment Tunnel mit UV-durchlässiger Folie. In einem Gewächshaus-Versuch zeigte sich hier aber auch ein signifikanter Einfluss auf den Dispersionsflug. *Frankliniella occidentalis* verteilte sich auf der Versuchsfläche signifikant weniger unter UV-strahlungsreduzierten Bedingungen. Ebensolche Resultate wurden mit dem tropischen Thrips *Ceratopthripoides claratris* erzielt. Auch hier wurden in Choice-Experimenten UV-strahlungsreduzierte Areale gemieden. Durch den Einsatz von UV-absorbierenden Materialien konnte sogar die Einwanderung der Thripse in Gewächshäuser aus der direkten Umgebung um bis zu 77 % reduziert werden (Nguyen et al., 2009). Diese Ergebnisse unterstützen die Hypothese, dass UV-Licht bei *F. occidentalis* den Startvorgang auf der Pflanze und die Einleitung des Dispersionsfluges fördert. Kumar und Poehling (2006) bewiesen, dass durch den Einsatz UV-absorbierender Materialien durch die geringere Einwanderung von Thripsen die Virus-Infektion an Tomaten reduziert und verzögert werden kann. In ihren Experimenten konnte jedoch nicht verhindert werden, dass der Großteil der Pflanzen letztlich mit dem Tospovirus **Capsicum Chlorose Virus (CaCV)** infiziert wurde.

Freiland-Studien zeigten eine reduzierte Anzahl an Thripsen (*F. occidentalis*, *Frankliniella tritici* & *Frankliniella bispinosa*) und einen verminderten TSWV-Befall durch den Einsatz von UV-reflektierendem Mulch (Stavisky et al., 2002). Bereits Terry (1997) wies auf die Bedeutung von Farben bei der Wirtsfindung von *F. occidentalis* hin. So ist der relative Reflexionsgrad von UV-Wellenlängen essentiell für die Entscheidung ob *F. occidentalis* auf einem Wirt landet. Die reflektierenden Mulche stören hier die Besiedlung der Pflanze (Reitz et al., 2003; Riley & Pappu, 2004; Stavisky et al., 2002).

Das Vorhandensein von UV-Strahlung scheint von essentieller Bedeutung bei der Besiedlung von Pflanzen zu sein (Costa & Robb, 1999).

Seit einiger Zeit gibt es auch Untersuchungen zu sogenannten Push and Pull-Strategien bzw. Stimulus-Deterrent-Ablenkungs-Strategie. Dabei werden Schädlinge von der zu schützenden Kultur mittels repellent wirkender Stoffe (Repellents, Antifeedant oder Oviposition Repellents) ferngehalten oder gar vertrieben. Gleichzeitig werden eben diese Schädlinge von Lockstoffen (aggregative Semio-Chemikalien) zu Fang-Pflanzen oder Fallen gelockt, wo dann auch direkt ein selektives Bekämpfungsmittel die Population reduzieren kann (Pickett et al., 1997). Mit dieser Methode erzielten beispielsweise van Tol et al. (2007) beachtenswerte Erfolge. Sie zeigten in einem Modellversuch, dass diese Methode beim Zwiebelthrips *Thrips tabaci* mit Majoran-Öl als Deterrent und Ethyl Iso-Nicotinat als Lockstoff effizient funktioniert. Tyler-Julian et al. (2014) arbeiteten bei der Bekämpfung von *Frankliniella bispinosa* mit UV-reflektierendem Mulch und Kaolin-Applikation als Push-Komponente. Kaolin wird als ein Aluminium-Silikat-Partikel-Film direkt auf die Pflanze appliziert. Es stört Saugtätigkeit und Eiablage, erhöht die Mortalität, maskiert die Wirtspflanze optisch und chemisch und verlängert die Entwicklungszeit der Thripse (Barker et al., 2006; Lapointe, 2000; Peng et al., 2011). Als Pull-Element diente die Sonnenblume als Begleit- bzw. Fangpflanze (zusammen mit den auf ihr lebenden *Orius insidiosus* und *O. pumilio*). Hier funktionierte die Strategie allerdings nicht. Weder der UV-reflektierende Mulch noch das Kaolin wirkten synergistisch mit der Sonnenblume als Fangpflanze. Die Kaolin-Applikation wirkte sich sogar negativ auf die *O. insidiosus*- und *O. pumilio*-Populationen aus.

1.5 Biologische Bekämpfung

Aufgrund der bereits erwähnten versteckten Lebensweise von *F. occidentalis*, möglicher Nebenwirkungen und insbesondere häufiger auftretender Resistenz gewinnt die biologische Bekämpfung immer mehr an Bedeutung. Außer den in dieser Studie vorgesehenen entomopathogenen Nematoden gibt es zahlreiche Möglichkeiten des biologischen Pflanzenschutzes. Folglich werden diverse Nützlinge als Antagonisten gegen *F. occidentalis* eingesetzt.

1.5.1 Prädatoren

Eine Möglichkeit der Nutzung von Antagonisten bietet der Einsatz von Prädatoren, die ihre Beute in der Regel zum Verzehr sofort töten. So wurden die Raubmilben *Amblyseius cucumeris*, *Amblyseius barkeri*, *Amblyseius degenerans*, *Amblyseius swirskii*, *Hypoaspis aculeifer* und *Hypoaspis miles* und die Raubwanzen *Orius insidiosus*, *Orius laevigatus* und *Orius majusculus* erfolgreich bei der Bekämpfung von *F. occidentalis* verwendet (Berndt et al., 2004a; Berndt et al., 2004b; Messelink et al., 2006; Shipp & Wang, 2003; Van Driesche et al., 2006; Wiethoff et al., 2004; Wittmann & Leather, 1997). Berichte über den Einsatz von Raubmilben gehen in ihren Bewertungen jedoch weit auseinander, was das Beispiel der Raubmilbe *Amblyseius cucumeris* verdeutlicht: So setzten Van Driesche et al. (2006) u.a. die Raubmilbe *Neoseiulus* (= *Amblyseius*) *cucumeris* gegen *F. occidentalis* auf Beetpflanzen in Gewächshaus-Versuchen ein, erzielten jedoch keine zufriedenstellenden Resultate. Ähnlich negative Ergebnisse erzielte bereits Higgins (1992) mit derselben Raubmilbe an Paprika und Gurke. Andererseits erreichten (Shipp & Wang, 2003) durch den Einsatz von *Amblyseius cucumeris* eine effektive Thrips-Kontrolle an Gewächshaus-Tomaten. Jacobson et al. (2001) berichten von einer nahezu vollständigen Thrips-Kontrolle an Gurken bei einer präventiven Ausbringung von *A. cucumeris*.

Die Bekämpfungserfolge beim Einsatz von Raubwanzen sind ebenfalls schwankend. *Orius laevigatus* erzielte bei alleiniger Ausbringung und in Kombination mit *Amblyseius swirskii* gute Resultate an Paprika (Weintraub et al.,

2011). Der Raubwanze *Orius tristicolor* wurde ebenfalls Bekämpfungseffizienz nachgewiesen (Tavella et al., 1996). Funderburk et al. (2000) schließen aufgrund ihrer Studie auf eine hohe Bekämpfungseffizienz von *O. insidiosus* bei Paprika unter Freilandbedingungen. Dagegen zeigten Shipp und Wang (2003) eine mangelnde Effizienz der Raubwanze *O. insidiosus* beim Gewächshaus-einsatz an Tomaten. Die Raubmilben waren hier nicht in der Lage, eine Population zu etablieren bzw. die Thripspopulation auf ein ökonomisch akzeptables Niveau zu reduzieren.

Zegula et al. (2003) untersuchten in ihrer Studie die Eignung von Raubthripsen zur biologischen Bekämpfung von *F. occidentalis*. Sowohl unter Labor- als auch unter Gewächshausbedingungen zeigte der Raubthrips *Franklinothrips vespiformis* hohe Fraßaktivität und Fruchtbarkeit mit *F. occidentalis* als Beute. In einer *Euphorbia milii*-Kultur führte der Einsatz des Raubthripses zu einer Reduktion der *F. occidentalis*-Larven. Die schwierige Handhabung und Züchtung von *F. vespiformis* und sein hoher Preis bei den Nützlingsfirmen limitieren jedoch seine Eignung als Antagonist. Ein wesentliches Problem stellt die Haltbarkeit dar. Aufgrund der pantropischen Herkunft und der mangelnden Kältetoleranz ist die Möglichkeit der Lagerung bei niedrigen Temperaturen nicht gegeben und ohne dies ist längere Lagerung (> 4 Wochen) nicht möglich (Larentzaki et al., 2007a). Lagerung spielt eine wichtige Rolle bei der Massenzucht, da sie es dem Züchter erlaubt das ganze Jahr natürliche Gegenspieler zu produzieren, die nur für einen begrenzten Zeitraum benötigt werden. Niedrige Temperaturen werden häufig in Insektenmassenzuchten verwendet, um den Verwendungs-Zeitraum der Nützlinge zu verlängern und somit den Nutzen und die Wirtschaftlichkeit der Herstellung eines wirksamen Gegenspielers zu erhöhen (Bellows & Fisher, 1999). Hoddle (2000) und Hoddle et al. (2002) erkannten bereits den Adulten und Larven (u.a.) der *Franklinothrips*-Arten aufgrund ihrer biologischen Eigenschaften eine Regulationsfähigkeit in der biologischen Schädlingsbekämpfung ab, da sie sich nur bei 25 °C und unbegrenzten Ressourcen gut entwickeln würden. Eine Etablierung im Freiland ist beim pantropischen *F. vespiformis* aufgrund der niedrigen Kältetoleranz nahezu ausgeschlossen. Larentzaki et al. (2007b) stellten in ihren Studien fest, dass sich der Raubthrips nur begrenzt von niedrigen Wintertemperaturen erholt und eine reduzierte Anzahl

eierlegender Weibchen, erhöhte Larven-Mortalität und verlängerte Entwicklungsdauer die Folge sind.

1.5.2 Parasitoide

Hymenoptere Parasitoide von Thripsen gehören ausnahmslos der Überfamilie Chalcidoidea an. Sie sind größtenteils solitäre Endoparasiten der Thripslarven (Familie: Eulophidae) oder der Eier (Familie: Trichogrammatidae, Mymarida) (Loomans & van Lenteren, 1995). Unter diesen Parasitoiden wurden die Erzwespen *Ceranisus menes* und *Ceranisus americensis* für die Blütenthrips-Bekämpfung untersucht. Zwar verbreiteten sich die Parasitoide rasch und etablierten sich innerhalb des Bestandes, doch erreichten sie nie eine Parasitierungsrate von mehr als 10 % (Loomans et al., 2006).

1.5.3 Entomopathogene Pilze

Ebenfalls zur Thripsbekämpfung geeignet sind entomopathogene Pilze. So stellten z.B. bereits (Vestergaard et al., 1995) die Anfälligkeit von *F. occidentalis* gegenüber den Hyphomyceten *Verticillium lecanii* und *Metarhizium anisopliae* fest. Jedoch zeigten Azaizeh et al. (2002), dass *Metarhizium anisopliae* lediglich zu mäßigem Erfolg gegen *F. occidentalis* an Gurken führte. Eine Behandlung war nur bei leichtem bis mittlerem Befall effizient. *Beauveria bassiana* wurde ebenfalls erfolgreich gegen *Frankliniella* eingesetzt, wobei sich jedoch gleichzeitig Nebeneffekte gegen Nützlinge wie *Orius insidiosus*, *Aphidius colemani* und *Dacnusa sibirica* zeigten (Shipp et al., 2003). Dieser niedrige Bekämpfungserfolg wurde indirekt durch Ugine et al. (2007a) bestätigt, in deren Versuchen lediglich eine Reduzierung der Population von 30 – 40 % erzielt wurde.

Ein Vorteil der entomopathogenen Pilze gegenüber anderen Agenzien ist z.B., dass ihre Aktivität nicht von der Tageslänge beeinflusst wird wie im Fall von *Orius*-Raubwanzen (van den Meiracker, 1994). Wenngleich es auch Ansätze zur zeitgleichen Bekämpfung der pflanzen- und bodenbürtigen Stadien von

F. occidentalis gibt (Ebssa et al., 2006; Thoeming & Poehling, 2006; Wiethoff et al., 2004), so beschränken sich doch viele Strategien auf die Bekämpfung des oberirdischen Stadiums (Bosco et al., 2008; Funderburk et al., 2000; Loomans et al., 2006; van Houten et al., 1995; Wittmann & Leather, 1997). Hier ist ein weiterer Vorteil der entomopathogenen Pilze, dass sie (wie auch die entomopathogenen Nematoden) das Bodenstadium erreichen. So zeigten Skinner et al. (2012) in ihren Versuchen mit experimentellen Isolaten von *Beauveria bassiana* und *Metarhizium anisopliae*, dass diese Pilze (auf Hirse kultiviert) in den Boden eingebracht *F. occidentalis* effektiv bekämpfen können. Der Erfolg war jedoch stark abhängig vom verwendeten Pilz-Isolat. So erzielte eine zusätzliche Versuchsreihe mit einem kommerziell vertriebenen *Beauveria bassiana*-Isolat überhaupt keinen Effekt. Der Erfolg einer Behandlung mit entomopathogenen Pilzen hängt auch von diversen weiteren Faktoren wie Pilzstamm, Verteidigungsmechanismen des Wirts, kutikulare und epikutikulare Mikroorganismen und Umweltbedingungen wie der Luftfeuchte ab (Goettel & Inglis, 1997). Aber auch Faktoren wie das Häutungs-Stadium der Thripse (Ugine et al., 2005) und die Art der Wirtspflanze (Inyang et al., 1998; Ugine et al., 2007b) beeinflussen den Bekämpfungserfolg. Außerdem wirken Mycoinsektizide im Gegensatz zu chemischen Mitteln langsamer und erfordern häufigere Applikationen (Copping & Menn, 2000).

1.5.4 Kombination von Nützlingen

Frühere Ansätze der biologischen Schädlingsbekämpfung stützten sich auf einen einzelnen natürlichen Gegenspieler je Schaderreger (siehe oben → 'Prädatoren'). Dem entsprechend beschränkt sich die Mehrzahl bisheriger Untersuchungen auf die Anwendung einzelner Nützlinge.

Eine Möglichkeit zur Effizienz-Steigerung stellt die Kombination von zwei oder mehreren Nützlingen dar. Eine biologische Bekämpfung kann effizienter sein, wenn Antagonisten additiv oder gar synergistisch wirken. Selbst eine nicht additive Wirkung kann eine Einzelwirkung übertreffen und besonders bei Kulturen mit niedriger Schadschwelle Sinn machen. Im Fall von Prädatoren kann

ein synergistischer Effekt eintreten, wenn 1.) die Prädatoren gleichzeitig auftreten, 2.) ein Prädator Fluchtverhalten der Beute induziert, was sie für den anderen Prädator erreichbar macht und 3.) die Prädatoren nicht bzw. nur minimal negativ interagieren (Losey & Denno, 1999). Darin liegt jedoch ein wesentliches Problem der Kombination von Nützlingen. So besteht auch die Möglichkeit, dass diese sich negativ beeinflussen. Diese Intraguild-Effekte führen dann zur Verschlechterung der Einzel-Effekte. Hemmend kann hierbei sowohl Konkurrenz um Beute als auch gegenseitig verursachte Mortalität sein. So weisen Brodsgaard und Enkegaard (1995) darauf hin, dass sich bei einem kombinierten Einsatz der Raubmilbe *Phytoseiulus persimilis* und der Raubwanze *Orius majusculus* die Kontrolle der Spinnmilbe *Tetranychus urticae* verschlechtert. Wittmann und Leather (1997) bewiesen, dass *Orius majusculus* sowohl *F. occidentalis* als auch den Antagonisten *A. cucumeris* frisst. Die Raubwanze *O. tristocolor* erbeutet ebenfalls nicht nur Thripse sondern auch Raubmilben wie *A. cucumeris* (Gillespie & Quiring, 1992). Berndt et al. (2003) zeigten, dass es zwischen *H. aculeifer* und *H. miles* zu Kannibalismus kommen kann. Sie zeigten jedoch ebenfalls, dass diese intraspezifische Konkurrenz bei alternativer Beute ausbleibt und somit die Eignung zur biologischen Schädlingsbekämpfung nicht mindert. Wiethoff et al. (2004) testeten die Kombinations-Effekte von Antagonisten gegen pflanzenbewohnende (Antagonist war hier *A. cucumeris*) und bodenbürtige Thrips-Stadien (Antagonist war hier *H. aculeifer*). Zwar zeigten sich hier keine Intraguild-Effekte, jedoch war die Wirkung einer Kombination auch nicht größer als nach Applikation einzelner Raubmilben-Spezies. So zeigen die beschriebenen Studien Möglichkeiten und Grenzen von Nützlings-Kombinationen.

1.5.5 Allgemeine Probleme der biologischen Thrips-Bekämpfung mit Nützlingen

Eine wesentliche Schwierigkeit bei der biologischen Thrips-Bekämpfung ist die Tatsache, dass einzeln betrachtete Nützlinge nicht alle Entwicklungsstadien erfassen. Die gängigen Konzepte beschränken sich in der Regel auf die Erfassung eines Teils des Entwicklungszyklus von Thripsen. So werden beim

Einsatz von Raubmilben wie *A. cucumeris* und *A. degenerans* Thrips-Eier und das erste Larven-Stadium auf der Pflanze anvisiert (Bakker & Sabelis, 1989; Wittmann & Leather, 1997). Raubwanzen der Gattung *Orius* spp. ernähren sich von oberirdisch lebenden Adulten und Larven (Riudavets, 1995). Der Einsatz entomopathogener Nematoden mittels Bodenapplikation hingegen beschränkt sich auf das bodenbürtige späte L₂-, Präpuppen- und Puppen-Stadium (Ebssa et al., 2001; Premachandra et al., 2003a). Aufgrund der niedrigen Schadensschwelle (insbesondere bei Zierpflanzen) scheinen einzelne Bekämpfungsstrategien keine ausreichende Kontrolle von Thrips-Populationen zu gewährleisten.

Der Wirkungsgrad und die Wirkungssicherheit beim Einsatz einzelner biologischer Agenzien stellen weitere Probleme dar. Shipp und Wang (2003) zeigten in ihrer Studie auf, dass der Einsatz von *O. insidiosus* im Gewächshaus den Befall von *F. occidentalis* an Tomaten nicht unter die ökonomische Schadensschwelle reduzieren konnte. Coll und Ridgway (1995) sahen in ihren Experimenten die Behaarung von Blättern und Stämmen der Tomate als Ursache hierfür. Shipp und Whitfield (1991) registrierten auf Paprika-Pflanzen eine signifikant höhere Prädationsleistung von *A. cucumeris* mit *F. occidentalis* als Beute im Vergleich zu Gurken als Wirtspflanze. Interessant erscheinen in diesem Zusammenhang auch die Zuchtbedingungen von Nützlingen wie Raubmilben. Drukker et al. (1997) zeigten in ihrer Studie folgendes: wenn Prädatoren (hier die Raubmilbe *P. persimilis*) auf Bohnen-Pflanzen gezüchtet werden und auf Tomaten-Pflanzen ausgesetzt werden, so zeigt sich eine niedrigere Eiablage-Rate und erhöhte Mortalität bei Nachkommen der Folgegeneration. Erst nach mindestens vier Generationen verschwindet dieser Effekt. Dies macht deutlich, dass Wirkungsgrad und die Wirkungssicherheit bei verschiedenen Wirtspflanzen und Zuchtbedingungen stark variieren können.

Ein weiteres Problem kann in der Qualität von versendeten Nützlingen liegen. So kann eine reduzierte Lebensfähigkeit bedingt durch Transport oder Lagerung die Ausbringung und Effizienz eines Nützlings massiv beeinflussen (Shipp & VanHouten, 1997). Dieses Problem beeinflusste auch einige Experimente dieser Studie (siehe hierzu auch 4.3 Produktqualität).

Diese aufgelisteten Beispiele zeigen Möglichkeiten und Grenzen der biologischen Bekämpfung von Thripsen. So wird ihre Eignung deutlich, aber es zeigt sich auch die Notwendigkeit und das Potenzial der Verbesserung, wie z.B. bei den Zuchtbedingungen, dem Transport oder der Abstimmung bei Bausteinkonzepten.

1.5.6 Entomopathogene Nematoden (allg.)

Entomopathogene Nematoden (EPN) (Rhabditidae: Heterorhabditidae und Steinernematidae) stellen ein wichtiges biologisches Bekämpfungsmittel zahlreicher Schadinsekten dar (Poinar, 1986). Eine Gemeinsamkeit aller Nematoden der Ordnung Rhabditida ist die Bedeutung und Funktion des dritten Entwicklungsstadiums, die sogenannte 'Dauerlarve' oder auch 'Infective juvenile' (Ehlers, 2001). Dauerlarven von *H. bacteriophora* enthalten im gesamten Darmtrakt bakterielle Symbionten (Steinernematidae-Arten enthalten diese in speziellen Vesikeln). Die Nematoden gewährleisten den Bakterien Schutz und Transport, während diese den Insektenwirt töten, geeignete Bedingungen für die Vermehrung der Nematoden etablieren und aufrecht erhalten, sie mit Nährstoffen versorgen und durch antimikrobielle Substanzen das Wachstum anderer Mikroorganismen unterdrücken (Forst & Clarke, 2002). Die Dauerlarven dringen in die Leibeshöhle des Wirtes ein und entlassen die symbiontischen Bakterien, welche den Wirt innerhalb der ersten drei Tage nach Infektion töten (Lewis, 2002). Dabei lässt sich nicht eindeutig sagen, ob der Tod des Insektes durch eine Septikämie verursacht wird. Dies ist abhängig von der Bakterien-Insekt-Kombination (Dowds & Peters, 2002). Das getötete Insekt verfärbt sich rot, violett, orange oder manchmal auch grün. Solange sich die Bakterien im Wirt befinden, luminesziert dieser in der Dunkelheit (Kaya & Stock, 1997).

Das breite Wirtsspektrum, die Fähigkeit den Wirt binnen 48 Stunden zu töten, die Fähigkeit in künstlichem Medium zu wachsen, ein lagerfähiges dauerhaft infektiöses Stadium, Fehlen von Resistenzbildung beim Wirt und die Umweltfreundlichkeit haben den Nematoden zur Eignung als kommerzielles Produkt für die Schädlingsbekämpfung verholfen (Poinar, 1986). Des Weiteren

sind sie zugänglich für genetische Modifikation (Burnell, 2002; Hashmi et al., 1998) und kompatibel zu anderen biologischen und chemischen Bekämpfungsmitteln (z.B. (Koppenhofer & Kaya, 1997; Premachandra et al., 2003a; Premachandra et al., 2003b; Rovesti & Deseo, 1991).

1.5.7 Entomopathogene Nematoden zur Bekämpfung des Western Flower Thrips

Entomopathogene Nematoden haben ihr Potenzial als biologisches Bekämpfungsmittel bereits unter Beweis gestellt. Sie stellen eine interessante Alternative bzw. Ergänzung zu Prädatoren dar, da sie zumindest theoretisch sowohl gegen auf der Pflanze befindliche als auch gegen bodenbürtige Stadien von *F. occidentalis* eingesetzt werden können. Die Kombinations-Möglichkeit mit anderen Antagonisten wurde bereits untersucht und erwies sich als Erfolg versprechend (Ebssa et al., 2006). Weitere Studien haben aber auch bereits Möglichkeiten eines alleinigen Einsatzes gegen bodenbürtige Stadien aufgezeigt (Belay et al., 2005; Chyzik et al., 1996; Ebssa et al., 2001; Premachandra et al., 2003b), jedoch auch Notwendigkeiten zur Optimierung der Anwendungsbedingungen.

1.5.8 Pflanzenstärkungsmittel und das Prinzip der induzierten Resistenz

Neben dem Einsatz von Nützlingen als Prädatoren oder Parasitoide bietet auch die Induktion pflanzlicher Abwehrmechanismen Potential für einen nachhaltigen Pflanzenschutz. Besonders gut ist dieses Prinzip für pflanzenpathogene Mikroorganismen untersucht.

Man spricht hier auch von systemisch erworbener Resistenz (SAR - **S**ystemic **A**cquired **R**esistance). Grundsätzliches Prinzip ist die Induktion von Signaltransduktionsmechanismen. Diese spielen eine wichtige Rolle bei der Fähigkeit von Pflanzen sich gegen Pathogene zu verteidigen (Ryals et al., 1996). Angriffe von Pathogenen werden durch pathogen-gebildete Verbindungen oder pflanzliche Moleküle von der Pflanze erkannt und lösen Verteidigungsmechanismen aus

(Garcia-Brugger et al., 2006). Induzierte Abwehrprozesse sind aber auch bei Herbivorenbefall bekannt. Pflanzen haben hier komplexe Reaktionsmuster auf den Befall. Die Art der dabei aktivierten Gene korreliert stark mit der Art des Schadfraßes und des dabei entstehenden Gewebeschadens (Walling, 2000). Die Produktion von Signalmolekülen (wie Salicylsäure, Jasmonat und Ethylen), die durch sie gesteuerte Modulation der betreffenden Signalpfade, die daraus resultierende Genexpression und letztendliche Verteidigungsreaktionen sind abhängig von der jeweiligen Wirt-Parasit-Kombination und variieren stark (Kawazu et al., 2012). Studien der Signalwege bei Pflanzen haben ergeben, dass der Salicylsäure-Weg vor allem durch Krankheitserreger aktiviert wird, während die Jasmonsäure-Weg auf einen Befall mit Herbivoren anspricht (Hatcher et al., 2004; Kessler & Baldwin, 2002; Thomma et al., 2001; Walling, 2000). Diese strikte Zweiteilung ist jedoch nicht immer der Fall. Beide Signalwege können gleichzeitig erfolgen oder interagieren (Arimura et al., 2009; Maleck & Dietrich, 1999; Stout et al., 2006; Thaler et al., 2001).

Es stellt sich auch die Frage, welche tritrophischen Interaktionen diese Signaltransduktionsmechanismen und die daraus resultierenden Verteidigungsreaktionen hervorrufen. Auftretende Wechselwirkungen zwischen Wirtspflanzen-Resistenz und biologischer Schädlingsbekämpfung mit Nützlingen können vorteilhaft sein. In Laborversuchen von Braman et al. (2003) erzielte der polyphage Räuber *Geocoris uliginosus* die höchste Prädationsleistung bei *Spodoptera frugiperda*-Larven auf *Zoysiagrass Zoysia japonica*, welches resistent gegen den „Armyworm“ ist. Da die *S. frugiperda*-Larven auf einer resistenten Wirtspflanze deutlich kleiner waren als Larven auf einer nicht resistenten Sorte (7-fach), liegt laut Braman et al. die Ursache für die höhere Prädationsleistung von *G. uliginosus* in der Tatsache, dass die Beute sich länger in einer Größe befand, in der die Wanze sie erbeuten konnte. Bereits in vorangegangenen Studien zeigte sich, dass auf resistenten Gras-Sorten nicht nur die Larven-Mortalität höher war. Ausserdem war die Entwicklungsdauer der überlebenden Larven bis zu dreimal länger als die von Larven auf nicht resistenten Sorten. Dadurch befanden sie sich für einen verlängerten Zeitraum im zweiten und dritten Larvenstadium und waren dadurch länger als Beute für natürliche Feinde geeignet (Braman et al., 2000; Braman et al., 2002). Die Ergebnisse der Laborversuche von Braman et al. (2003) konnten jedoch nicht durch

Feldversuche bestätigt werden. Das lag u.a. daran, dass dort eine vielfältige räuberische Arthropoden-Gemeinschaft präsent war, die in der Zusammensetzung je nach Grassorte stark variierte.

Bereits 1989 zeigten Isenhour et al. eine verbesserte Prädation von *O. insidiosus* mit *S. frugiperda* als Beute auf resistentem Mais (*Zea mays* L.). Auch hier galt die verlängerte Entwicklungsdauer und das damit verbundene längere L₂- und L₃-Stadium der Beute als Ursache.

In dem Zusammenhang soll in dieser Studie die Wirkung entomopathogener Nematoden mittels Induzierung von Abwehrreaktionen der Pflanze erhöht werden. Feldversuche in Spanien lieferten vielversprechende Resultate durch den Einsatz von „BIOREND®“ (siehe auch Kapitel 1.5.9). Dieses Präparat, das hier in Verbindung mit *Steinernema spp.* verwendet wurde („BIOREND R®“), ist besser bekannt als Chitosan. Das Biopolysaccharid Chitosan ist ein deacetyliertes Derivat von Chitin, dem Hauptbestandteil des Exoskeletts von Insekten und Bestandteil bzw. Abbauprodukt pilzlicher Zellwände (Bartnick.S, 1968; Campbell, 1929). Es wird aber auch von einigen Schadorganismen wie z.B. Gallmilben beim Saugen ausgeschieden (Bronner et al., 1989). Chitosan kann die Konformation von Nukleinsäuren (von Hippel & McGhee, 1972) und Membranen von Pflanzenzellen (Young et al., 1982) beeinflussen. Es wird vermutet, dass Chitosan hier eine Rolle bei der Milben-Pflanzen-Interaktion spielt. So wird angenommen, dass Chitosan die Teilung der den angestochenen Zellen benachbarten Zellen anregt und damit die Gallbildung fördert. Desweiteren wird vermutet, dass Chitosan Wundreaktionen induziert und damit den Tod der angestochenen Zellen verhindert (Raman, 2012).

Chitosan induziert verschiedene Wund- und/oder Verteidigungs-Signalfade, die letztendlich in die Aktivierung von „Wound-Response“-Genen münden können. Diverse Studien haben bereits durch Chitosan hervorgerufene Effekte nachgewiesen:

So stimuliert Chitosan als Elicitor in Pflanzen eine erhöhte Lipoxygenase-Aktivität (Bohland et al., 1997). Dies ist ein Schlüsselenzym für Reaktionswege, die zur Synthese von Vorläufern des Jasmonats führen. Dies ist bekanntermaßen der zentrale Signalstoff für die Steuerung von Genaktivitäten, die Resistenz

insbesondere gegen beißend-kauend agierende Herbivore bedingen (Bohland et al., 1997; Hamberg & Gardner, 1992; Sembdner & Parthier, 1993). An dieser Stelle sollte erwähnt werden, dass *F. occidentalis* auch den Jasmonat-abhängigen Signalpfad induziert, obwohl er mit Mandibel und Stechborsten weniger Zellschaden als beißend-kauende Insekten verursacht (Li et al., 2002). Desweiteren bewirkt Chitosan erhöhte Phenylalanin-Ammonium-Lyase-Aktivität (PAL). Dies ist ein Schlüsselenzym bei der Synthese von sekundären Metaboliten, besonders bei der Produktion von Phytoalexinen und Salicylsäure (Bohland et al., 1997; Kim et al., 2005; Trotel-Aziz et al., 2006; Vander et al., 1998). Durch Chitosan kommt es zu erhöhter Chitinase-Aktivität. Chitinasen gehören zu einer Gruppe von PR-(Pathogenesis-Related-)-Proteinen, deren Synthese in Pflanzengewebe nach Infektion erfolgt und denen direkte Aktivität vor allem gegen pilzliche Pathogene bereits nachgewiesen wurde (Derckel et al., 1999). Desweiteren kann es zu erhöhter Terpenoid-Konzentration in Pflanzen kommen, wie z.B. in Basilikum (Kim et al., 2005) und/oder lokaler und systemweiter Bildung von volatilen Exsudaten, wodurch z.B. die Wirtspflanzenwahl von *F. occidentalis* beeinflusst wird (Yurchenko et al., 2004). Chitosan bewirkt auch physiologische Veränderungen der Pflanze, z.B. erhöhte Lignin-Deposition in der Zellwand von Weizen (Barber et al., 1989; Vander et al., 1998). Diese Lignifikation und die damit verbundene Gewebehärte spielt eine entscheidende Rolle bei der Wirtseignung für pilzliche Pathogene aber auch für stechend-saugende Insekten (Kryvynets & Zebitz, 2009).

Außer den Eigenschaften als Elicitor stimuliert Chitosan auch das Pflanzenwachstum (Ait Barka et al., 2004; Kim et al., 2005; No et al., 2003). Außerdem hat es direkte insektizide (Badawy et al., 2005; Rabea et al., 2005; Zhang & Tan, 2003) und fungizide Wirkung (Ait Barka et al., 2004; Badawy et al., 2005; Kurosaki et al., 1988; Rabea et al., 2005).

1.5.9 Entomopathogene Nematoden kombiniert mit Chitosan

Chitosan kann z.B. mittels einer Tröpfchen-Bewässerung zusammen mit entomopathogenen Nematoden eingesetzt werden. Versuche mit Chitosan und *S. feltiae* („BIOREND R[®]“) haben bereits positive Ergebnisse bei der Bekämpfung der Fruchtfliege *Ceratitis capitata* erzielt (Laborda et al., 2003). Feldversuche mit „BIOREND R[®]“ ergaben auch eine effiziente Kontrolle des Wurzelbohrers *Capnodis tenebrionis* sowohl nach konventionellem Angießen, Injektion oder Tröpfchen-Bewässerung (Martinez de Altube et al., 2007). Halbfreiland-Versuche von (Llacer et al., 2009) ergaben eine effiziente Kontrolle des Palmrüsselkäfers *Rhynchophorus ferrugineus* mit korrigierter Mortalität bis zu 80 % bei kurativer und 98 % bei präventiver Behandlung. Ausserdem zeigten Feldversuche von Dembilio et al. (2010), dass mit „BIOREND R[®]“ bei der Bekämpfung eben dieses Palmrüsselkäfers gleich hohe Bekämpfungserfolge erzielt werden können wie mit Confidor[®] 240 OD. Leider wurde in allen Studien weder die Blankformulierung noch eine „Nematoden-ohne-Chitosan-Variante“ getestet. Dementsprechend können keine Aussagen über eine Effizienzsteigerung durch Chitosan gemacht werden. Es wurden seitens der Autoren auch keine Hypothesen über Wirkungsmechanismen vorgenommen.

1.6 Arbeitshypothese

Innerhalb dieser Studie sollte nun untersucht werden, ob die Kombination von Chitosan und entomopathogenen Nematoden Potenzial für ein Bekämpfungskonzept gegen Thripse bietet. So sollte die Frage geklärt werden, ob Chitosan eine Resistenz gegen Schaderreger (hier Thripse) induziert und die Effizienz der Nematoden steigern kann. Zunächst sollte der direkte Einfluss von Chitosan auf Thripse und damit die Möglichkeiten eines Gewächshauseinsatzes von Chitosan untersucht werden. Dabei wurde sowohl der direkte kurative Einsatz als auch eine Wirkung via Resistenz-Induktion überprüft. Anschliessend wurde die Wirkung einer Kombination von Chitosan und entomopathogenen Nematoden untersucht. Hierbei geht es primär um den Einsatz mittels Bodenapplikation. Die Blattapplikation von entomopathogenen Nematoden lieferte bei einigen größeren Schadorganismen wie z.B. der Kohlmotte *Plutella xylostella* vielversprechende Ergebnisse (Schroer & Ehlers, 2005). Jedoch ist ein erfolgreicher Einsatz stark davon abhängig, dass die Ökologie des Zielorganismus zu der Aktivität der Nematoden passt. So zeigen Arthurs et al. (2004) in Ihrer Analyse bisher durchgeführter Studien die Möglichkeiten und Grenzen der Blattapplikation. Die Effizienz von Nematoden wurde in einer Reihe von Lebensräumen getestet, wie z.B. Bohrlöchern und Fraßgängen in Stämmen oder Holz, Blattminen, krausen Blättern, und Reproduktionsstrukturen (z.B. Blüten, Knospen) sowie im Extremfall der Blattoberfläche. Abgesehen von der Blattoberfläche sind diese Lebensräume kryptisch, und damit kann den infektiösen Dauerstadien der Nematoden etwas Schutz vor ungünstigen Umweltbedingungen gewährleistet werden. Jedoch wurden viele Schädlinge in kryptischen Lebensräumen nicht ausreichend mit Nematoden kontrolliert. Zwar gab es auch einige vielversprechende Resultate, aber Arthurs et al. (2004) schränken ein, dass Arten von holzbohrenden Lepidoptera aufgrund des geschützten Habitats im Bohrloch als aussichtsreichste Ziele für die oberirdische Anwendungen erscheinen. Auch die Bekämpfung von einigen Wicklerarten, Miniermotten und Stängelbohrern erscheint vielversprechend. Thripse sind im Vergleich dazu aber sehr kleine, sehr bewegungsaktive Insekten und eine erfolgreiche Infektion durch topikal applizierte Nematoden erscheint fraglich. Es gab zwar hier ebenfalls Ansätze, jedoch zeigten z.B. Buitenhuis und Shipp (2005), dass die oberirdischen Stadien

von *F. occidentalis* (Larven und Adulte) - die ja die Ziele der Blattapplikation sind - wenig oder gar keine Anfälligkeit gegenüber *S. feltiae* aufweisen. So wurde beim L₁- und L₂-Larvenstadium nur bei einer Aufwandmenge von 20.000 und 40.000 IJ/ml ein signifikanter Effekt beobachtet. Diese Menge entspricht aber dem 13- bzw. 26-fachen der empfohlenen Aufwandmenge (der in dieser Studie verwendeten Produkte). Adulten wurden überhaupt nicht beeinflusst. Der exponierte, häufig trockenende, oberirdische Lebensraum dürfte hier entscheidend sein beim Vergleich der Effizienz zur Bodenapplikation von Nematoden. Arthurs et al. (2004) fanden bei ihrer Auswertung von 136 Studien mit *S. carpocapsae* eine enge Korrelation zwischen Nematoden-Effizienz und dem Grad der 'Habitat-Verborgtheit'. So war die Effizienz der Nematoden beim Einsatz gegen bohrende Insekten 65 % höher als im Vergleich zum Einsatz gegen Schädlinge, die sich exponiert an der Oberfläche aufhalten. Davon abgesehen sind die Eier von *F. occidentalis* extrem klein und durch die Ablage in das Blattgewebe größtenteils geschützt. Das erste Larvenstadium ist für eine Besiedlung durch die im Vergleich verhältnismäßig großen Nematoden zu klein. Das L₂-Stadium und die Adulten sind sehr mobil und daher kaum zu attackieren. Es bleiben folglich nur die großen, wenig beweglichen Präpuppen und Puppen als Ziel.

Daher beschränkt sich diese Studie auf die Bodenapplikation und ihre Möglichkeiten.

Zusätzliche Laborversuche sollten abschließend den zugrunde liegenden Wirkungsmechanismus einer möglichen Effizienzsteigerung der Nematoden durch den Einsatz von Chitosan klären.

2 Material und Methoden

2.1 Versuchsmaterial

2.1.1 Anzucht von *F. occidentalis*

Basis für die Anzucht der Versuchstiere war eine Stammzucht, in der Thripse in Zuchtkäfigen (Länge x Breite x Höhe: 75 x 55 x 55 cm) gehalten wurden. Als Wirtspflanze diente (wie auch in den folgenden Experimenten) die Buschbohne (*Phaseolus vulgaris* L. var. 'Speedy'). Diese Thripszucht wird in einer Klimakammer geführt und besteht im Institut für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz seit 1995. Um eine genetische Variabilität zu gewährleisten wurden zwischen 2008 und 2010 sowohl freilebende Thripse (Ursprung: Insel Reichenau, Landkreis Konstanz, Baden-Württemberg; zur Verfügung gestellt vom Beratungsdienst Reichenau e.V.) als auch Zuchttiere der firmeneigenen Zucht der Bayer AG eingekreuzt. Zuvor wurde jedoch mittels PCR-Analyse sichergestellt, dass es sich bei den Thripsen um *F. occidentalis* handelte. Im Monatsmittel herrschte in der Klimakammer eine durchschnittliche Temperatur von $25,0 \pm 0,00$ °C und eine relative Luftfeuchte von $48,2 \pm 0,05$ %.

Innerhalb der Stammzucht befanden sich systembedingt Thripse aller Entwicklungsstadien und Altersgruppen. Um die dadurch in Experimenten entstehende Varianz von Verhaltens- und Reproduktionsfaktoren zu minimieren wurde zusätzlich eine synchronisierte Zucht in einem Klimaschrank unterhalten. Hierzu setzte man adulte Thripse (Verhältnis ♀/♂ \approx 5:1) in eine Reihe von drei Einkochgläsern (Leifheit, Nassau) auf Bohnenhülsen. Zwei Tage wurden als ausreichender Zeitraum für die Eiablage angesehen. Die Adulten wurden wieder entfernt, in eine weitere Reihe von Einmachgläsern mit neuen Bohnenhülsen überführt und ihnen wurden wiederum zwei Tage für die Paarung und Eiablage gegeben. In der „Ursprungsreihe“ begann derweil nach weiteren zwei Tagen der Schlupf der L₁-Larven. Im weiteren Entwicklungsverlauf wurden die Larven regelmässig mit frischen Bohnenhülsen versorgt. Ab dem späten L₂-Stadium wurde eine kleine, mit Sand gefüllte Petrischale (\varnothing = 30 mm, Greiner Bio-One GmbH, Frickenhausen) platziert. Der Sand wurde regelmässig mit destilliertem

Wasser befeuchtet. Dadurch wurde eine ausreichende Luftfeuchte gewährleistet und gleichzeitig ein Refugium für die Präpuppen und Puppen gestellt. Durch dieses Verfahren erhielt man letztlich Reihen von Thripsen ungefähr gleichen Alters. Zum Versuchszeitpunkt wurden aus den passenden Linien (jeweils drei Gläser pro Altersgruppe, die dreimal wöchentlich angesetzt wurden) Thripse entnommen. Für die Versuche wurde adulte Thripse im Alter von fünf bis acht Tagen verwendet. Im Monatsmittel herrschte in dem Klimaschrank eine durchschnittliche Temperatur von $22,2 \pm 0,00$ °C und eine relative Luftfeuchte von $58,2 \pm 0,14$ %.

2.1.2 Nematoden

Um möglichst praxisorientierte Ergebnisse zu erhalten, wurden ausschließlich Nematoden aus kommerziell vertriebenen Produkten der Firma e-nema (Gesellschaft für Biotechnologie und biologischen Pflanzenschutz mbH, Schwentimental) verwendet. Im Fall von *H. bacteriophora* handelte es sich dabei um das Produkt „Nematop“. Nematoden der Art *S. feltiae* wurden aus dem Produkt „Nemastar“ gewonnen. Bei beiden Produkten dient ein Sand/Lehm-Präparat als Trägersubstanz für jeweils ca. 50 Mio. Infective Juveniles je Verpackungseinheit. Das Präparat wurde allerdings nicht -wie praxisüblich- einfach in Wasser aufgelöst. Um eine hochkonzentrierte Lösung frei von Sand und Lehm zu erhalten, wurden die Nematoden mit einer leicht modifizierten Version der White Trap-Methode (White, 1927) aufgefangen (siehe Abb. 1). Nach 8 – 10 Stunden wurden die extrahierten Nematoden in Gewebekultur-flaschen (Greiner Bio-One GmbH, Frickenhausen) überführt und bis zur weiteren Verwendung im Kühlschrank bei 8°C gelagert. Für sämtliche Experimente wurden ausschließlich Nematoden verwendet, deren Extraktion nicht länger als 48 Stunden zurücklag und deren Ausgangsprodukt nicht älter als ca. zwei Wochen (mindestens zwei Wochen vor Ende des Haltbarkeitsdatums) waren.



Abb. 1: Modifiziertes White Trap-Verfahren zum Extrahieren der Nematoden aus dem Präparat.

Die für die Mikrokosmos-Experimente benötigten Nematodenmengen wurden aus den zuvor beschriebenen Basislösungen mittels Verdünnung hergestellt. Zunächst wurde die Anzahl an Nematoden pro Milliliter Basislösung bestimmt. Hierfür wurden 250 μ l der Lösung entnommen und mit 40 ml H₂O verdünnt. Aus der entstehenden Verdünnung wurden Proben entnommen, in einer Zählkammer ausgezählt und auf die Stammlösung hochgerechnet. Anschließend konnten die benötigten Mengen Nematodenkonzentrationen mittels Verdünnung hergestellt werden.

2.1.3 Pflanzenmaterial

Als Wirtspflanze für die im Folgenden beschriebenen Experimente diente die Buschbohne *Phaseolus vulgaris* var. 'Speedy'. Samen dieser Sorte wurden ca. 5 Tage lang zum Keimen gebracht, bevor sie in Pflanzschalen mit kommerziellem Substrat (Fruhstorfer Einheitserde Type P, Archut GmbH, Lauterbach-Wallenrod) gesetzt wurden. Nach dem Erreichen des Zwei-Blatt-Stadiums wurden sie in die für die Versuche verwendeten 16er Töpfe gepflanzt. Zwei Tage verblieben sie in der Anzucht um Zeit für die Regeneration vom

Topfvorgang zu erhalten. Anschließend wurden Pflanzen mit Beschädigungen oder Fehlbildungen aussortiert. Dies erschien hinsichtlich der möglichen induzierten Resistenz bzw. Pflanzenstärkung durch Chitosan notwendig. Eine 'Wound-Response' bei bereits im Vorfeld beschädigten Pflanzen hätte Effekte verfälschen bzw. bei Beschädigung der Kontrollpflanzen die Effekte bei behandelten Pflanzen maskieren können.

Diese Behandlung erfolgte für alle Mikrokosmos- und Choice-Experimente.

2.1.4 Chitosan

Das Chitosan wurde -ebenso wie die Nematoden- von der Firma e-nema zur Verfügung gestellt. Es handelt sich dabei um das kommerziell vertriebene Produkt „Biorend“ der chilenischen Biotechnologie-Firma Bioagro. Es bekam 1998 vom US Patent and Trademark Office das Patent „Formulation and procedure to increase resistance of plants to pathogenic agents and environmental stress“ erteilt. In Deutschland war es bis 2011 als Pflanzenstärkungsmittel im Zierpflanzenbau und Gemüsebau gelistet. Es ist ausserhalb Deutschlands als Kombinationsprodukt „Biorend R“ erhältlich. Dabei handelt es sich um eine Kombination aus Chitosan und den entomopathogenen Nematoden *S. feltiae*. Um Chitosan auch unabhängig von den Nematoden -also als Blankformulierung- testen zu können und ausserdem eine Kombination mit einer weiteren Nematodenart (bereits erwähnte *H. bacteriophora*) zu untersuchen, wurde jedoch nur „Biorend“ verwendet. Im Fall des kombinierten Einsatzes mit der jeweiligen Nematodenart wurde die Lösung zwei Stunden vor dem jeweiligen Experiment frisch angesetzt. Bei den im Folgenden angegebenen Prozentangaben der Lösungen handelt es sich um die Konzentration von Biorend (nicht um die Konzentration des aktiven Wirkstoffs Chitosan). Die hier verwendete Menge an Biorend basiert auf Konzentrationen und Applikationschemata, die von der Firma e-nema zur Verfügung gestellt wurden.

2.2 Versuche mit Chitosan

2.2.1 Mikrokosmos-Experiment (Bodenabwanderung, mit Klebefallen)

Zunächst sollte untersucht werden, ob Chitosan Veränderungen in Bohnenpflanzen induziert, die einen Einfluss auf das Abwanderungsverhalten der späten L₂-Larven haben könnten. Die für den Versuch ausgewählten Pflanzen wurden zunächst behandelt (siehe Schema in Abb. 6, Seite 32). Zuerst wurde eine Blattapplikation mit einer 0,5 %igen Chitosan-Spritzlösung (H₂O dest. in der Kontrolle) mittels eines handelsüblichen Handpumpensprayers durchgeführt. Gesprüht wurde bis zum einsetzenden Abtropfen des Spritzbelages (entspricht 10-facher Pumpbewegung am Sprayer, fünffach auf Blattoberseite und fünffach auf Blattunterseite). Am Folgetag erfolgte eine Bodenbehandlung mit einer 0,155 %igen Chitosan-Gießwasser-Lösung (H₂O dest. in der Kontrolle) mittels einer 10 ml-Messpipette. Diese Gießwasserbehandlung wurde wöchentlich bis zum Versuchsende wiederholt ($\hat{=}$ insg. drei Behandlungen). Danach wurden die Pflanzen mithilfe von Acrylzyklindern (Basismaterial von AK Kunststoff Technik GmbH, Isernhagen) eingekäfigt. Diese Zylinder haben einen Durchmesser von 14 cm und eine Höhe von 40 cm. Drei Löcher im unteren Drittel der Zylinder und die offene Oberseite der Zylinder sind mit Gaze (Maschenweite 63 μ m, im weiteren Verlauf der Einfachheit halber als 'Thripsgaze' bezeichnet) abgedichtet. Dadurch soll eine Belüftung des Innenraums gewährleistet werden. Ein weiteres Loch im oberen Drittel ist mit einem Papierquadrat (4 x 4 cm) und transparentem Packband wieder-verschließbar. Durch diese Öffnung können Applikationen durchgeführt werden. In jedem Mikrokosmos befand sich lediglich eine Pflanze. Da diese in den verwendeten 16er Töpfen relativ viel Substrat und bewurzelbaren Raum zur Verfügung hatte, wurde in diesem Fall und bei allen weiteren Varianten des Mikrokosmos-Experimentes lediglich einmal zur Versuchsmitte (9 Tage nach Einsetzen der Thripse, 15 Tage nach Versuchsbeginn) mit einer 0,09 %igen NPK-Lösung (NPK = 14:5:7; Wuxal[®] Top N, Aglukon Spezialdünger, Düsseldorf) gedüngt.

Die Oberfläche des Substrates wurde bis um den Stiel der Pflanze mit einer Klebefalle abgedeckt, um ins Erdreich abwandernde Thrips-Larven abzufangen (siehe Abb. 2 & 3). Diese Falle bestand aus einer Scheibe (Material: mattschwarze Pappe), die mit Insektenleim bestrichen wurde. In der Mitte befand sich ein Loch (für den Stiel) und von diesem ausgehend ein Schlitz bis zum Scheibenrand. Dadurch wurde ein 'Umlegen' der Scheibe um den Stiel ermöglicht. Nach dem Umlegen wurde der Schlitz mit einem separaten, beidseitig mit Insektenleim bestrichenen Streifen Pappe abgedeckt. Der Bereich um den Stiel wurde mit Modelliermasse abgedichtet. Die Scheibe lag auf dem inneren Rand der Gießkante des Topfes auf. Der äußere Rand der Scheibe wurde mit einer dickeren Schicht Insektenleim versehen, da hier später der Zylinder auflag. Synchronisierte Thrips-Adulte (zehn ♀, zwei ♂) wurden eingesetzt. Die Thripse wurden zuvor mit CO₂ betäubt und in Eppendorf-Gefäße überführt. Diese Gefäße wurden nun an ihrem Deckel an einer Blattachse aufgehängt und der Zylinder wurde aufgesetzt. Täglich wurden nun die Klebefallen durch vorsichtiges Anheben der Zylinder für die Auswertung entfernt und durch neue Klebefallen ersetzt. Nach 26 Tagen (19 Tage nach Einsetzen der Thripse) endete der Versuch. Jede Variante wurde achtmal wiederholt. Der Versuch wurde in einer Gewächshauskabine durchgeführt.



Abb. 2 & 3: links: Klebefallen mit Insektenleim; rechts: Montierter Zylinder mit Klebefalle.

2.2.2 Mikrokosmos-Experiment (Lebenszyklus, ohne Klebefallen, mit Eklektoren)

Die Versuchsarenen dieses Experimentes wurden im Vergleich zum Vorherigen leicht modifiziert. Wiederum wurden zwei Wochen alte Bohnen-Jungpflanzen behandelt. Entsprechend dem unter 2.2.1 beschriebenen Versuch wurden Blatt- und Bodenbehandlungen durchgeführt und die Pflanzen mithilfe von Acrylzylindern eingekäfigt.

Jedoch wurden in dieser Versuchsvariante keine Klebefallen platziert, da das Abwanderungsverhalten der Thripse nicht Gegenstand dieses Experimentes war. Stattdessen lag der Fokus auf einen möglichen Einfluss der Chitosan-Behandlung auf die Überlebensrate der L₂ Larven bzw. den Verpuppungs/Schlupferfolg von *F. occidentalis*. Die späten L₂-Larven wurden nicht abgefangen, konnten in den Boden abwandern und die Thripse ihren Entwicklungszyklus vollenden. Nach 26 Tagen (19 Tage nach Einsetzen der Thripse) endete der Versuch. Die Pflanzen wurden gekappt und die darauf verbliebenen Thripse gezählt. Hierfür wurden die Acrylzylinder vorsichtig entfernt, die oberirdischen Pflanzenteile abgeschnitten und in Kunststoffbeutel überführt. Zusätzlich wurde Ethanol (70 %ig) beigegeben, um die Larven und Adulten von den Pflanzenteilen zu waschen (in späteren Versuchen wurde diese Methode weiter modifiziert, siehe 2.2.3, 2.3.1 und 2.4.1). Die entstehende Lösung wurde anschließend gefiltert und die Larven unter dem Binokular ausgezählt (siehe Abb. 4). Die Töpfe wurden mit Photoektoren abgedeckt. Diese bestanden aus einem umgedrehten 17er Topf, dessen Boden entfernt wurde. Die so entstandene Öffnung wurde mit einer mit Insektenleim bestrichenen Petrischale ($\varnothing = 145$ mm) abgedeckt, um die aufsteigenden, geschlüpften Thripse abzufangen. Seitlich wurden zur Belüftung in gleichmäßigem Abstand Löcher gestanzt ($\varnothing = 2,5$ cm) und mit Thripsgaze abgedichtet. Die Petrischalen wurden nach weiteren acht Tagen ausgewertet, indem die daran klebenden, geschlüpften Adulten der nächsten Generation ausgezählt wurden (siehe Abb. 5). Jede Variante wurde achtmal wiederholt. Der Versuch wurde in einer Gewächshauskabine durchgeführt.



Abb. 4 & Abb. 5: links: Gekappte Pflanze bereits zum Waschen mit Ethanol; rechts: Eklektor inklusive mit Insektenleim bestrichener Petrischale

2.2.3 Mikrokosmos-Experiment (Lebenszyklus, ohne Klebefallen, mit Lebendfang-Eklektoren)

Im Gegensatz zu den vorangegangenen Experimenten wurden wiederum einige Modifikationen an den Versuchsarenen vorgenommen, welche technische Verbesserungen aber auch Änderungen im Versuchsablauf beinhalteten.

Die für den Versuch ausgewählten Bohnenpflanzen wurden wieder mit Chitosan behandelt (siehe Schema in Abb. 6, Seite 32). Im Gegensatz zum vorherigen Versuch unter 2.2.1 und 2.2.2 gab es zwei Chitosan-Varianten (Chitosan A & Chitosan B). Die Variante Chitosan A entsprach dem Behandlungsschema der vorangegangenen Versuche. Zunächst wurde eine Blattapplikation mit einer 0,5 %igen Chitosan-Spritzlösung (H_2O dest. in der Kontrolle) mit einem handelsüblichen Handpumpsprayer durchgeführt. Gesprüht wurde solange bis der Spritzbelag begann abzutropfen. Am Folgetag erfolgte eine Bodenbehandlung mit einer 0,155 %igen Chitosan-Gießwasser-Lösung (H_2O dest. in der Kontrolle). Diese Gießwasser-Behandlung wurde wöchentlich bis zum Versuchsende wiederholt ($\hat{=}$ insg. drei Behandlungen). In Variante B wurde ebenfalls die Blattbehandlung durchgeführt, jedoch ohne anschließende Bodenbehandlung und deren wöchentliche Wiederholung. Ziel war es zu untersuchen, ob das 'Boosten' durch die Bodenbehandlung einen Effekt bewirkt bzw. verstärkt oder die einmalige Blattbehandlung zu Versuchsbeginn ausreicht.

Bei dem unter 2.2.1 durchgeführten Experiment aber auch bei diversen anderen Vorversuchen zeigte sich ein auffälliges Belüftungsproblem der Acrylzylinder. Die in den Zylindern befindlichen Löcher waren nicht ausreichend um einen Luftaustausch zu gewährleisten. Grund hierfür war die sehr geringe Maschenweite der Thripsgaze. Daher wurde ein aktives Belüftungssystem entworfen (siehe Abb. 7 & 6, siehe auch Anhang, Abb. 56 & 58).

Ein weiterer Unterschied bestand in der Verbindung zwischen Zylinder und Topf. Es wurde in jeden Topf ein Plexiglasring (Durchmesser wie Zylinder) eingeklebt und seitlich mit jeweils drei Führungsplättchen versehen. Dadurch konnte der Zylinder passgenau aufgesetzt, mit Tesafilm fixiert und abgedichtet werden. Ohne Modelliermasse war nun ein sauberes und einfaches Schließen und Öffnen möglich.

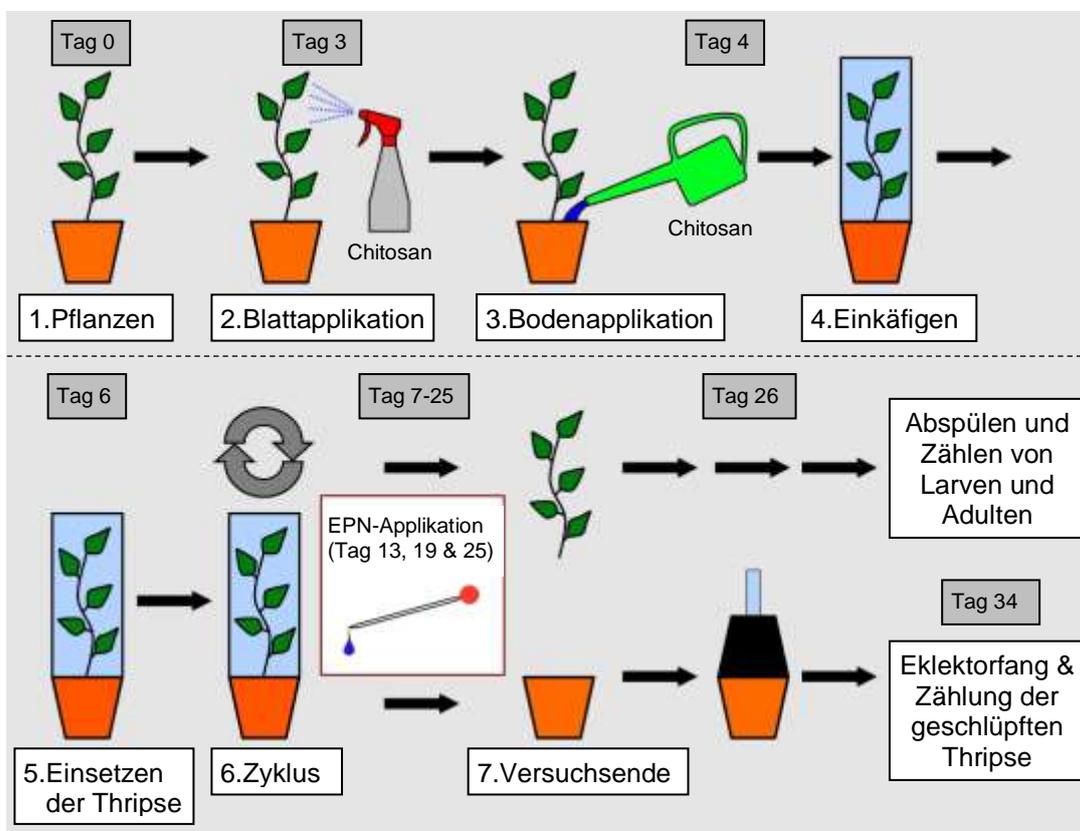


Abb. 6: Schema der Mikrokosmos-Experimente (Versuche zur Bestimmung der nötigen Applikationsmengen ohne Schritt zwei und drei).

Wie unter 2.2.2 wurden die Zylinder ohne Klebefallen -also mit freiem Zugang zum Boden- montiert. Dadurch konnten die Thripslarven in den Boden

abwandern und dort ihren Entwicklungszyklus vollenden. Lediglich die Zylinder der Variante Chitosan B wurden im Laufe des Experiments für die zwei zusätzlichen Bodenapplikationen geöffnet. Dies geschah über das wieder-verschließbare Loch im oberen Drittel der Zylinder.



Abb. 7 & Abb. 8: Laufendes Mikrokosmos-Experiment / Zylinder mit aktivem Belüftungssystem in einer Gewächshauskabine (siehe Anhang).

Die Erfassungsmethode der Thripse am Ende des Experiments wurde ebenfalls modifiziert um für spätere Mikrokosmos-Experimente einen zeitsparenden aber effizienten Standard zu entwickeln: Zuerst wurde das aktive Belüftungssystem demontiert. Danach wurden die Zylinder lediglich leicht angehoben, die Pflanze wurden gekappt und samt Zylinder in ein mit zwei Liter Ethanol (70 %ig) befülltes 5-Liter-Becherglas gestellt. Danach wurden die Pflanzen von oben, durch die Gaze mittels eines handelsüblichen Handpumpsprayers mit destilliertem Wasser abgesprüht, um auf der Pflanze befindliche Thripse in die Ethanol-Lösung zu schwämmen. Nun wurde der Zylinder vorsichtig entfernt, wobei durch mehrfaches, leicht versetztes Auf- und Abbewegen die im Inneren befindliche Pflanze in die Lösung gedrückt wurde. Zuletzt wurde dann erneut das Innere des Zylinders -wiederum von oben durch die Gaze- abgesprüht, um ein vollständiges Entfernen der Thripse zu gewährleisten. Anschließend konnte der Zylinder entfernt werden. Die Pflanze wurde stückweise mit dem Handpumpsprayer (mit Ethanol) abgesprüht, die entstehende Lösung anschließend gefiltert und die Larven und Adulten ausgezählt. Das Ethanol im Becherglas wurde mehrfach wiederverwendet. Aufgrund der Verdünnung mit destilliertem Wasser durch das Absprühen der Zylinder bei jedem Sprühvorgang wurde es jedoch nach fünf bis

sechs Wiederholungen gegen neues Ethanol ausgetauscht. Die Töpfe der Mikrokosmen wurden (bereits direkt nach dem Kappen der Pflanzen) mit einem Photoelektrolyt abgedeckt, wobei es sich jedoch erneut um ein modifiziertes System handelte (siehe Abb. 9, 8 & 9). Das Oberteil war nicht komplett geöffnet und nicht mit einer mit Insektenleim bestrichenen Petrischale bedeckt. Ziel des neuen Systems war es, die Thripse lebend zu fangen. Hierfür befand sich in dieser Variante auf der Oberseite des Elektrolyt lediglich ein ca. 1,2 cm großes Loch, auf das der Deckel eines Schnappdeckelglases aufgeklebt wurde. In diesem Deckel befindet sich ebenfalls ein Loch in das die Spitze einer 10 ml Pipette eingeklebt wurde. Auf den Deckel ließ sich ein nun ein Schnappdeckelglas aufsetzen. Aus dem unteren Teil des Elektrolyt konnten sich die geschlüpften Thripse durch die Pipettenspitze in das Glas bewegen. Die Pipettenspitze sollte das Zurückwandern der Thripse in den Elektrolyt verhindern.

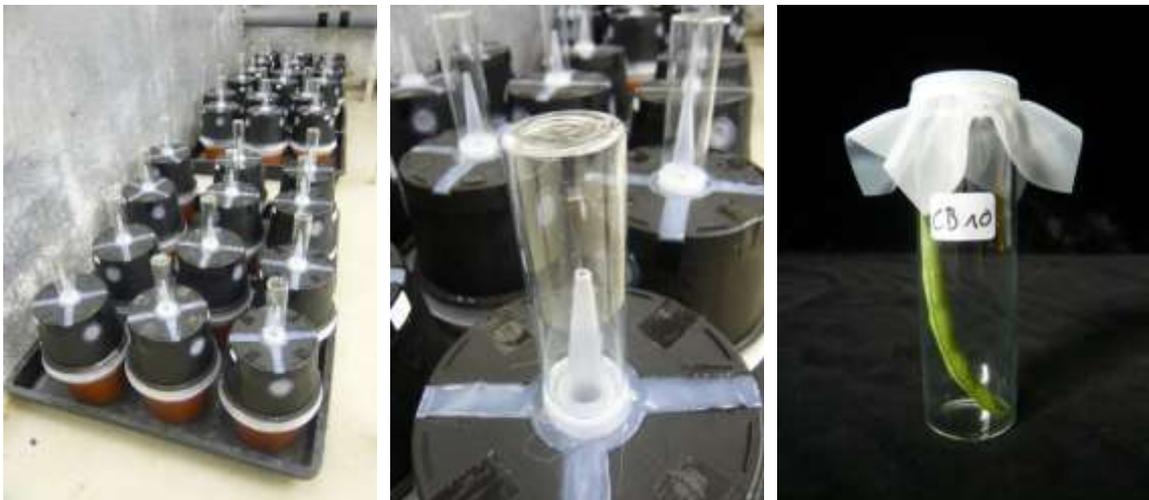


Abb. 9, 10 & 11: Photoelektrolytoren zum Lebendfang (Links und Mitte); Schnappdeckelglas mit Bohne zur Ermittlung von Langzeiteffekten auf die Reproduktion.

Die Anzahl der so gefangenen, geschlüpften Thripse wurde für die Dauer von acht Tagen täglich erfasst und die Schnappdeckelgläser ausgetauscht. Zusätzlich wurde der Fang des ersten Tages verwendet, um einen Einfluss der Chitosan-Behandlung auf das Reproduktionspotential der Folgegeneration zu untersuchen. Hierfür wurden jeweils zehn weibliche Thripse von jeder Wiederholung und Variante in Schnappdeckelgläser überführt. In dem Glas befand sich eine frische, im Vorfeld mit Natriumhyperchlorid desinfizierte Bohne,

in deren Epidermis die Thripse ihre Eier legen konnten. Im Deckel der Gläser befand sich ein mit Thripsgaze abgedichtetes Loch, um eine ausreichende Sauerstoffzufuhr zu gewährleisten. Nach zwei Tagen wurden die Thripse aus den Gläsern entfernt und nach weiteren zwei Tagen die Anzahl der geschlüpften Larven auf den Bohnen gezählt. Jede Variante wurde zehnmal wiederholt. Der Versuch wurde in einer Gewächshauskabine durchgeführt.

2.3 Versuche mit Entomopathogenen Nematoden

Mikrokosmos-Experiment zur Bestimmung der Applikationsmenge

Bevor im weiteren Verlauf die Kombination entomopathogener Nematoden mit Chitosan getestet werden konnte, musste zunächst die Applikationsmenge an entomopathogenen Nematoden für die weiteren Mikrokosmosversuche bestimmt werden. Daher wurden mehrere Experimente sowohl mit *H. bacteriophora* als auch mit *S. feltiae* durchgeführt.

Die für den Versuch ausgewählten Bohnen-Pflanzen wurden wieder mithilfe von Acrylzylindern eingekäfigt (Beschreibung siehe Kapitel 2.2.1). Das in Kapitel 2.2.2 beschriebene Lüftungssystem wurde auf die Zylinder aufgesetzt und mit Tesafilm fixiert bzw. abgedichtet, an das Stromnetz angeschlossen und aktiviert.

Synchronisierte Thrips-Adulte (10 ♀, 2 ♂) wurden eingesetzt (Methode siehe Kap. 2.2.1). Sieben, dreizehn und neunzehn Tage nach Einsetzen der Thripse wurden Nematodenapplikationen durchgeführt. Durch das Loch im oberen Drittel der Zylinder wurden mittels einer 10 ml Glaspipette die Nematoden gleichmäßig auf die Substratoberfläche appliziert. Nach fünfzehn Minuten wurden mit einer weiteren Glaspipette 20 ml destilliertes H₂O auf die Substratoberfläche appliziert um die Nematoden in das Substrat zu spülen. Es wurde darauf geachtet im Vorfeld der Nematodenapplikationen nur sparsam zu bewässern um die Wasserkapazität des Bodens mit der Applikation nicht zu überschreiten und so ein Durchsickern der Nematoden zu riskieren. Im weiteren Versuchsverlauf wurden die Pflanzen nach Bedarf mittels Staubewässerung über die Untersetzer

bewässert. Überschüssiges Wasser wurde anschließend aus den Untersetzern entfernt. Das Bewässern musste jedoch unter Berücksichtigung des Belüftungssystems geschehen. Durch den kontinuierlichen Luftaustausch wurde konstant ein deutlicher Gradient der Luftfeuchtigkeit aufrechterhalten und die Evaporation der Pflanzen stimuliert, so dass vergleichsweise mehr Wasser aus dem Wurzelraum nachgesaugt wurde als in einem normalen Pflanzenbestand ohne Luftaustausch.

Sechszwanzig Tage nach Versuchsbeginn (19 Tage nach Einsetzen der Thripse) wurden (wie unter 2.2.2) die Pflanzen gekappt, die Larven und adulten Thripse von den oberirdischen Pflanzenteilen gewaschen und gezählt. Die Töpfe wurden (ebenfalls wie unter 2.2.2) mit Eklektoren versehen. Die bereits beschriebenen Schnappdeckelgläser der Eklektoren wurden für die Dauer von acht Tagen täglich ausgetauscht und die Anzahl geschlüpfter Thripse erfasst. Dieses Experiment wurde dreimal mit unterschiedlichen Varianten (Aufwandmengen von Nematoden) wiederholt:

1. August / September 2010
 - a. *H. bacteriophora* bzw. *S. feltiae* **200 IJs / cm²**
 - b. *H. bacteriophora* bzw. *S. feltiae* **400 IJs / cm²**
2. September / Oktober 2010
 - a. *H. bacteriophora* bzw. *S. feltiae* **400 IJs / cm²**
 - b. *H. bacteriophora* bzw. *S. feltiae* **600 IJs / cm²**
3. Oktober / November 2010
 - a. *H. bacteriophora* bzw. *S. feltiae* **200 IJs / cm²**
 - b. *H. bacteriophora* bzw. *S. feltiae* **400 IJs / cm²**

Jede Variante wurde sechsmal wiederholt. Die Versuche wurden wiederum in einer Gewächshauskabine durchgeführt.

2.4 Versuche mit entomopathogenen Nematoden in Kombination mit Chitosan

Mikrokosmos-Experiment (Lebenszyklus, ohne Klebefallen, mit Lebendfang-Eklektoren)

Basierend auf dem vorangegangenen Experiment zur Bestimmung der Applikationsmenge wurden Versuche mit der gleichzeitigen Applikation von entomopathogenen Nematoden und Chitosan durchgeführt. Die Behandlung stellte eine Kombination der Behandlungen aus 2.2.2 und 2.3.1 dar:

Zunächst bekamen die Pflanzen wie in den Versuchen in 2.2.1 und 2.2.2 eine Chitosan-Behandlung. Zwei Wochen alte Bohnen-Jungpflanzen wurden in 16er Töpfe gepflanzt und zwei Tage später behandelt. Auch in diesem Versuch wurde eine Blattapplikation mit einer 0,5 %igen Chitosan-Spritzlösung (H₂O dest. in der Kontrolle und EPN-Varianten ohne Chitosan) mit einem handelsüblichen Handpumpsprayer durchgeführt. Am Folgetag erfolgte die Bodenbehandlung mit der 0,155 %igen Gießwasser-Lösung (H₂O dest. in der Kontrolle und EPN-Varianten ohne Chitosan). Danach wurden die Pflanzen wiederum mithilfe von Acrylzylindern eingekäfigt. Die Gießwasserbehandlung wurde auch hier (wie in den vorherigen Mikrokosmos-Experimenten mit Chitosan) wöchentlich bis zum Versuchsende wiederholt, diesmal jedoch in Kombination mit den entomopathogenen Nematoden ($\hat{=}$ insg. drei Behandlungen, Versuchstag 13, 19 & 25 bzw. 7, 13 und 19 Tage nach Einsetzen der Thripse, siehe auch Schema in Abb. 6 auf Seite 32).

Varianten:

1. Kontrolle
2. *H. bacteriophora* 400 IJs / cm²
3. *H. bacteriophora* 400 IJs / cm² + **Chitosan**
4. *S. feltiae* 400 IJs / cm²
5. *S. feltiae* 400 IJs / cm² + **Chitosan**

Auch hier wurden 26 Tage nach Versuchsbeginn (19 Tage nach Einsetzen der Thripse) wie unter 2.2.2 und 2.3.1 die Pflanzen gekappt, die Larven und adulten Thripse von den oberirdischen Pflanzenteilen gewaschen und gezählt. Die Töpfe wurden (ebenfalls wie unter 2.2.2 und 2.3.1) mit Eklektoren versehen. Die Schnapdeckelgläser der Eklektoren wurden für die Dauer von acht Tagen täglich ausgetauscht und die Anzahl geschlüpfter Thripse erfasst. Jede Variante wurde fünfmal wiederholt. Um die extremen Schwankungen der Klimabedingungen in den vorangegangenen Versuchen zu verhindern, wurde dieser Versuch in einer Gewächshauskabine durchgeführt (siehe Abb. 12).



Abb. 12: Laufendes Mikrokosmos-Experiment (Zylinder mit aktiven Belüftungssystem in einer Klimakammer).

2.5 Versuche zum Wirkungsmechanismus

Um die Mechanismen hinter einem Effekt von Chitosan zu untersuchen, wurde eine Reihe von Laborversuchen durchgeführt.

2.5.1 Feeding Test

Bevor ein indirekter Effekt über eine Effizienzsteigerung der entomopathogenen Nematoden untersucht wurde, galt es eine direkte Toxizität von Chitosan gegenüber *F. occidentalis* auszuschließen. Im Rahmen einer BSc-Arbeit im Institut für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz (Gras, 2008) konnte eine Kontaktwirkung auf den Blütenthrips bereits ausgeschlossen werden. Daher wurde an dieser Stelle ergänzend ein Feeding Test durchgeführt, um einen Effekt über die Nahrungsaufnahme zu untersuchen.

(Murai & Ishii, 1982) entwickelten eine einfache Zuchtmethode für Blütenthripse. Die Thripse wurden durch eine dünne Membran mit Honiglösung ernährt. Basierend darauf wurde Versuchsarenen entwickelt, um Tests mit Chitosan durchführen zu können (siehe Abb. 13, 14 & 15). Hierfür wurde ein Plexiglaszylinder (Höhe 10 cm, $\varnothing = 11$ cm) an der Unterseite mit Thripsgaze versehen. Die Oberseite wurde hingegen mit einer doppelten Lage Parafilm verschlossen. Seitlich am Plexiglaszylinder befand sich eine kleine, wiederverschließbare Öffnung zum Einsetzen der Thripse ($\varnothing = 15$ mm). Zwanzig weibliche Thripse wurden hierfür wie bereits unter 2.2.1 mit CO² betäubt und in Eppendorf-Gefäße überführt, welche wiederum im Zylinder platziert wurden. Mit einer Injektionsspritze wurden nun 2 ml einer 10 %igen Honiglösung vorsichtig durch die obere Parafilm-Membran (zwischen die Parafilmagen) injiziert und das durch den Einstich entstandene Loch sofort mit Tesafilm verschlossen. Darüber wurde eine Petrischale mit grüner Folie auf der Innenseite platziert. Dadurch sollte die Farbe eines Blattes simuliert werden. Die Honiglösung repräsentierte die Kontrollvariante. Weitere Varianten waren:

- Honiglösung (10 %ig) + Chitosan (0,155 % \triangleq Konzentration der Bodenapplikation aus den vorangegangenen Versuchen)
- Honiglösung (10 %ig) + Chitosan (0,5 % \triangleq Konzentration der Blattapplikation aus den vorangegangenen Versuchen)
- Honiglösung (10 %ig) + Chitosan (5 % \triangleq 'Worst case'-Szenario)

In einem Vorversuch wurde die künstliche Diät ohne Honiglösung angeboten, um die Lebenserwartung der Thripse ohne Nahrungsaufnahme zu bestimmen. Damit sollte die Mindestdauer für den eigentlichen Feeding Test festgesetzt werden. Gesucht wurde also der Zeitraum nach dem sichergestellt ist, dass die Thripse die Nährlösung aufgenommen haben bzw. ob sie die Lösung überhaupt durch die Membran aufnehmen können. Bereits nach 36 Stunden waren alle Thripse tot. Auf dieser Erkenntnis aufbauend wurde der Versuch über einen Zeitraum von einer Woche in einem Klimaschrank (Klimabedingungen: Temperatur: $\approx 25\text{ }^{\circ}\text{C}$; rel. Luftfeuchte: $\approx 60\text{ }%$; L:D: 16:8) durchgeführt. Danach wurde die Mortalität erfasst.

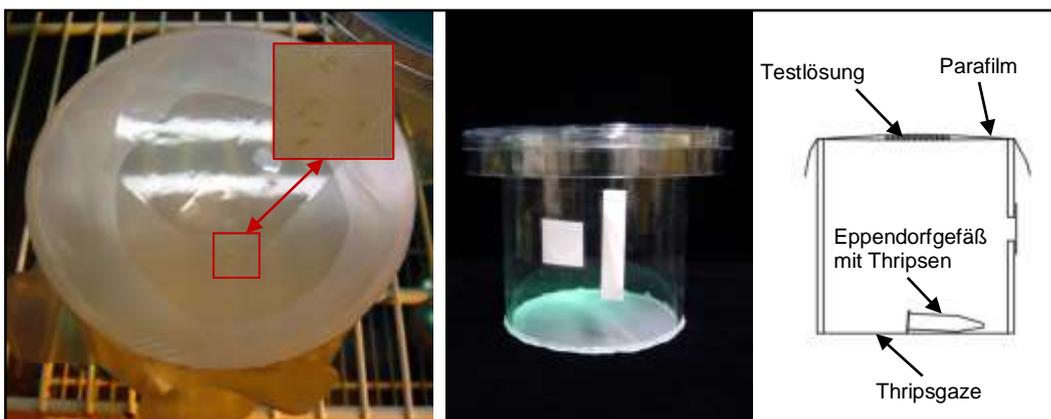


Abb. 13, 14 & 15: Laufender Versuch mit Thripsen (rote Markierung, links), Feeding-Arena (Mitte), Schema der Feeding-Arenen (rechts).

2.5.2 Choice Test

Dieser Test sollte aufzeigen, ob eine zuvor durchgeführte Behandlung von Bohnenpflanzen mit Chitosan einen Einfluss auf Wirtspflanzenwahl und anschließende Eiablage hat. Der Versuch wurde in eigens dafür angefertigten Arenen durchgeführt. Sie bestanden aus drei miteinander verbundenen Petrischalen (≈ 145 mm), zwei Wahlkammern und einer Blackbox (siehe Abb. 16 & 17). Die Deckel der Wahlkammern haben mit Thripsgaze bedeckte Lüftungslöcher und sind für die ausgesetzten Thripse durch jeweils einen Eingang zugänglich. Der Versuch bestand aus jeweils 10 Wiederholungen (Wahlversuch, Positiv- und Negativkontrolle). Positivkontrolle bedeutet hier der Einsatz zweier mit Chitosan vorbehandelter Pflanzen, Negativkontrolle dementsprechend zweier unbehandelter Pflanzen. Die Behandlung wurde drei Tage vor Aussetzen der Thripse durchgeführt. Wie auch in den vorangegangenen Mikrokosmos-Experimenten bestand die Behandlung aus einer Blatt- und einer Bodenbehandlung, welche auch nach demselben Schema durchgeführt wurden (siehe 2.2.1). Jeweils ein Blatt (das Mittlere des Drei-Blatt-Stadiums) der zwei Wochen alten Pflanzen wurde in eine Wahlkammer eingekäfigt. Anschließend wurden 20 Thripse (in einem Eppendorfgefäß) in die Blackbox gesetzt. Die abgedichteten Arenen wurden im Gewächshaus randomisiert aufgestellt (Klimabedingungen: T: ≈ 25 °C; RH: ≈ 60 %; L:D: 16:8). Nach 24 Stunden wurde der Versuch ausgewertet, indem die Thripse sowohl in den Wahlkammern als auch in der Blackbox gezählt wurden.



Abb. 16 & 17: Choice-Arena mit Wahlkammern und Blackbox (inkl. Eppendorfgefäß zum Einsetzen der Thripse (links); laufender Choice-Test im Gewächshaus.

2.5.3 Virulenz Test

Bestimmung des LD₅₀-Wertes für den Virulenztest

Bei der Applikation der Nematoden stellte sich das Problem, dass die beiden verschiedenen Nematodenarten unterschiedliche Parasitierungseffizienzen beim Modellorganismus aufwiesen. Bereits (Dunphy & Webster, 1986) beschreiben, dass Steinernematiden *Tenebrio-molitor*-Larven schneller töten als Heterorhabditiden.

Daher musste im Vorfeld die passende Konzentration an Nematoden bestimmt werden. Um einen möglichen Effekt von Chitosan auch erkennen zu können, durfte die reine Parasitierung (also Nematoden ohne Chitosan) nicht zu hoch sein. Es wurde also im Prinzip eine Art LD₅₀-Wert ermittelt (siehe Abb. 18 & 19).

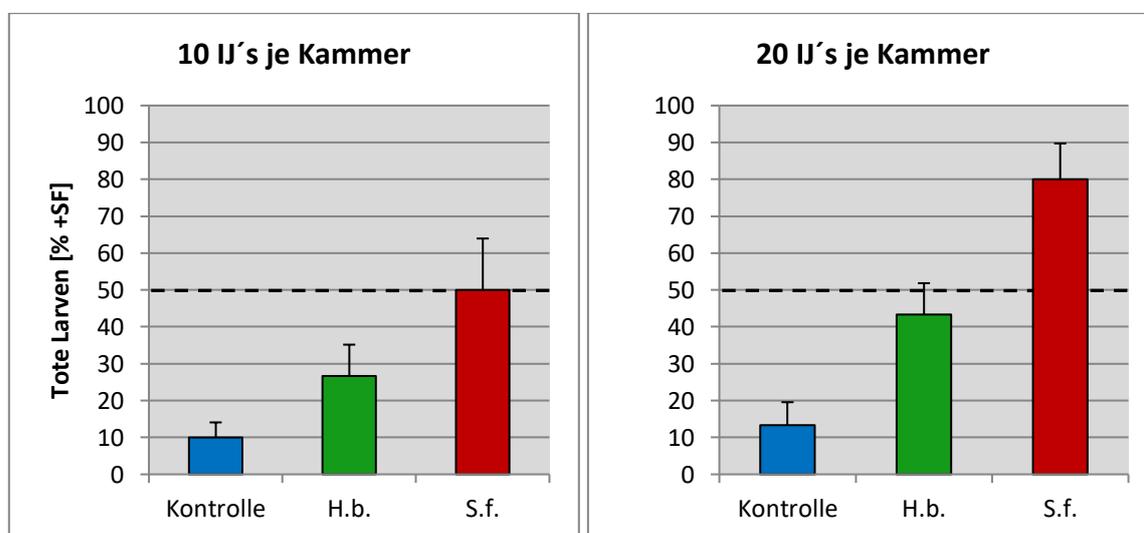


Abb. 18 & 19: Unterschiedliche Parasitierungsraten von Mehlwürmern durch unterschiedliche Konzentrationen an Nematoden (10 bzw. 20 Infective Juveniles je Multiwell-Platten-Kammer).

Bei der Betrachtung der Grafik wird die unterschiedliche Parasitierungseffizienz der Nematodenarten deutlich. Bei *S. feltiae* reichen 10 Infective Juveniles pro Multiwell-Platten-Kammer aus um $50,0 \pm 13,94$ % der Mehlwürmer zu töten. Bei *H. bacteriophora* hingegen benötigt man 20 Infective Juveniles um $43,3 \pm 8,50$ % der Mehlwürmer zu töten. Bei dieser Anzahl an Steinernematiden liegt die Prozentzahl toter Mehlwürmer bereits bei $80,0 \pm 9,72$ %. Für einen Test betreffend Leistungssteigerung ist dieser Wert schon als bedenklich hoch

anzusehen. Im eigentlichen Virulenztest wurde daher mit der niedrigeren Konzentration (10 IJ's je Kammer) gearbeitet.

Um einen Effekt verschiedener Chitosan-Applikationen auf die Parasitierungsleistung der entomopathogenen Nematoden - also auf ihre Virulenz - zu untersuchen, wurden Virulenztests mit dem sensitiven Modellorganismus *T. molitor* durchgeführt. Als Arenen wurden Zellkultur- Multiplatten mit sechs Kammern (Greiner Bio-One GmbH, Frickenhausen) verwendet. In jede Kammer wurden 10 g sterilisierter Quarzsand gefüllt (entsprach drei vollständig gefüllten 2 ml-Eppendorf-Gefäßen). Je nach Variante wurde anschließend destilliertes Wasser oder Chitosan-Lösung hinzugefügt. Anschließend wurden in den EPN-Varianten mithilfe einer 50 µl Mikropipette die Nematoden in die jeweiligen Kammern pipettiert. Um eine einheitliche Bodenfeuchte einzustellen, wurde in die EPN-Varianten vorher weniger Wasser bzw. Chitosanlösung pipettiert, da durch das Einpipettieren der Nematoden zusätzliche Flüssigkeit in die Kammern gelangte. Um die jeweiligen Chitosan-Varianten nicht zusätzlich zu verdünnen, wurden die Nematoden aus der Stammlösung in einer der Variante jeweils entsprechenden Chitosan-Lösung verdünnt. Um einen Einfluss der Verweildauer auf einen möglichen Chitosaneffekt zu untersuchen wurden sämtliche Varianten in einer zweiten Reihe für 24 Stunden unter Raumtemperatur in einen Schüttler gestellt. Die folgende Auflistung veranschaulicht alle Varianten:

Variante 1:	Kontrolle (Sand + 1,6 ml destilliertes H ₂ O)
Variante 2:	Chitosan Boden (Sand + 1,6 ml Chitosan (Bodenkonzentration))
Variante 3:	Chitosan Blatt (Sand + 1,6 ml Chitosan (Blattkonzentration))
Variante 4:	<i>H. bacteriophora</i> (Sand + 1,5 ml destilliertes H ₂ O + 0,1 ml EPN-Lösung)
Variante 5:	<i>S. feltiae</i> (Sand + 1,55 ml destilliertes H ₂ O + 0,05 ml EPN-Lösung)
Variante 6:	<i>H. bacteriophora</i> + Chitosan Boden (Sand + 1,5 ml Chitosan (Bodenkonzentration) + 0,1 ml EPN+Chitosan-Lösung)
Variante 7:	<i>S. feltiae</i> + Chitosan Boden (Sand + 1,55 ml Chitosan (Bodenkonzentration) + 0,05 ml EPN+Chitosan-Lösung)
Variante 8:	<i>H. bacteriophora</i> + Chitosan Blatt (Sand + 1,5 ml Chitosan (Blattkonzentration) + 0,1 ml EPN+Chitosan-Lösung)
Variante 9:	<i>S. feltiae</i> + Chitosan Blatt (Sand + 1,55 ml Chitosan (Blattkonzentration) + 0,05 ml EPN+Chitosan-Lösung)
Variante 10-18	wie 1-9, aber vor Versuchsbeginn für 24 Stunden im Schüttler

Der Unterschied zwischen *H. bacteriophora* und *S. feltiae* betreffend der Menge der EPN-Lösung liegt in der unterschiedlichen Applikationsmenge / Anzahl an Nematoden begründet. Vorversuche zeigten unterschiedliche Parasitierungseffizienzen. Es wurde für die jeweilige Nematodenart ein LD₅₀-Wert ermittelt. Das ist die Menge an Nematoden, die benötigt wird um $\approx 50\%$ der Wirte zu töten. Bei einer sehr hohen Parasitierungsrate bereits in der Kontrolle wäre eine signifikante Steigerung möglicherweise nicht zu erkennen gewesen. Für *H. bacteriophora* ergab sich ein LD₅₀-Wert von 20 IJs pro Kammer und für *S. feltiae* von 5 IJs pro Kammer. Methodenbedingt konnten pro Pipettiervorgang maximal 10 IJs innerhalb von 0,05 ml pipettiert werden. Dies bedeutete, dass im Fall von *H. bacteriophora* je Kammer zweimal pipettiert werden musste, was eine EPN-Lösung von 0,1 ml ergab (siehe obige Liste). Im Fall von *S. feltiae* konnten die fünf IJs in einem Pipettiervorgang aufgenommen werden, was die EPN-Lösungsmenge von 0,05 ml ergab.

Im Anschluss wurden die Wirtsorganismen hinzugefügt. Als Modellorganismus diente die Larve des Mehlkäfers *T. molitor*. Jeweils eine Larve wurde je Kammer platziert. Abschließend wurden die Multiplatten verschlossen und bei $\approx 23\text{ °C}$ und $\approx 60\%$ relativer Luftfeuchte in einem Klimaschrank gelagert. Je Variante wurden fünf Wiederholungen durchgeführt. Täglich wurde die Mortalität der Mehlwürmer erfasst. Hierfür wurden die Multiplatten geöffnet und die Larven mit einem Feinpinsel leicht angestoßen. In den ersten zwei Tagen wurde Bewegungslosigkeit mit Tod gleichgesetzt. Im weiteren Versuchsverlauf wurden die parasitierten Larven weich und verfärbten sich bräunlich-rot (siehe Abb. **20** & **21**), was eine eindeutige Zuordnung ermöglichte. Nach 14 Tagen endete der Versuch.

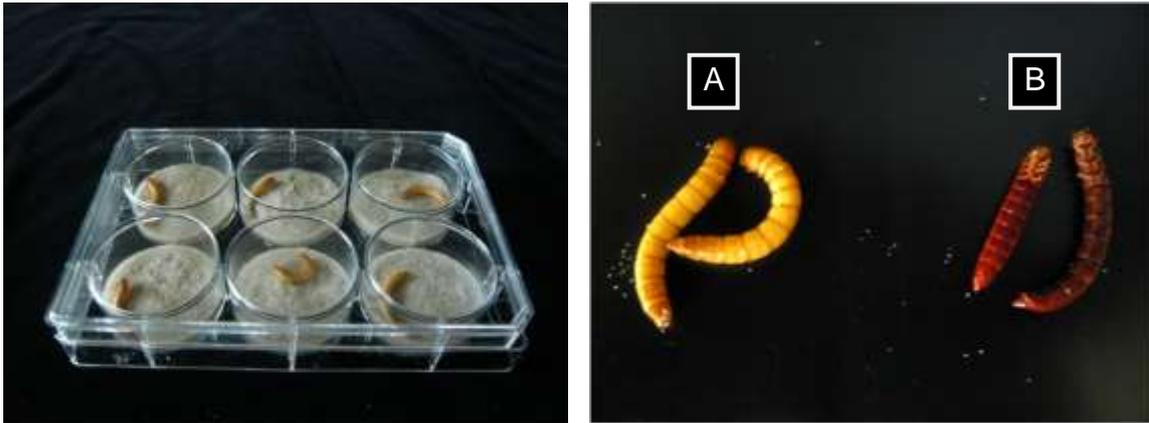


Abb. 20 & 21: links: Sandgefüllte Multiplatten mit Mehlwürmern; rechts: Unterschied zwischen nicht-parasitierten (A) und parasitierten Mehlwürmern (B) (rechts).

2.5.4 Agilitätstest

Bei der Herstellung der EPN-Chitosan-Lösungen in den vorangegangenen Versuchen fiel auf, dass sich die Nematoden (sowohl *H. bacteriophora* als auch *S. feltiae*) in den Chitosanlösungen agiler verhielten als in der Kontrollvariante mit destilliertem Wasser. Es wurde daher nach einer geeigneten Methode gesucht, um die Agilität der Nematoden quantitativ zu erfassen. Letztlich wurde eine Methode nach (Strauch et al., 2004) gewählt (siehe Abb. 22 & 23). Hierbei wurden 250 IJs in 75 μ l auf ein doppellagiges, rechteckiges Stück Filterpapier (Länge x Breite: 18 x 18 mm) mittig pipettiert. Dieses Filterpapier wurde nun auf einer gleich großen Plattform (Länge x Breite x Höhe: 18 x 18 x 4 mm) aus Plexiglas in einer mit 2 ml destilliertem Wasser gefüllten Petrischale ($\varnothing = 30$ mm, Greiner Bio-One GmbH, Frickenhausen) platziert. Hierbei war jedoch darauf zu achten, dass das Wasser die Plattform aber nicht das darauf liegende Filterpapier berührte. In dem Fall wäre das Filterpapier aufgeschwemmt und die Bewegung der Nematoden durch das Wasser auf dem Filterpapier erschwert worden bzw. Nematoden hätten bei der geringsten Erschütterung von der Plattform gespült werden können. Generell waren aufgrund der graziilen Konstruktion Erschütterungen zu vermeiden. Eine ausreichende Feuchtigkeit des Filterpapiers (für die Abwanderung der Nematoden) wurde dadurch gewährleistet, dass sich die einzelnen Arenen verschlossen in einer großen, ebenfalls verschlossenen Petrischale befanden. In jeder großen Petrischale befanden sich fünf Arenen und eine offene, mit Wasser gefüllte Petrischale zur

Erhaltung der Luftfeuchte. Die Nematoden wanderten nun über Filterpapier, von der Plattform in das Wasser, wo sie stündlich gezählt wurden. Hierfür wurde vorsichtig die Plattform entfernt, das Wasser mit den abgewanderten Nematoden zum Zählen entnommen, die Petrischalen erneut mit 2 ml destilliertem Wasser gefüllt und die Plattformen wieder eingesetzt. Nach 16 Stunden waren alle Nematoden abgewandert. In Vorversuchen zeigte sich bereits, dass nach Versuchsende (wenn keine Nematoden mehr in der Petrischale zu finden waren) keine lebenden Nematoden auf dem Filterpapier verblieben. Stichprobenartig wurden dennoch die Filterpapiere mit Wasser abgespült und die entstehende Lösung auf verbleibende Nematoden hin überprüft. Die Behandlung der Nematoden vor Versuchsbeginn entsprach im Wesentlichen dem Applikationsverfahren der Mikrokosmos-Experimente. Sowohl *H. bacteriophora* als auch *S. feltiae* wurden zwei Stunden vor Versuchsbeginn für zwei Stunden in Chitosan-Lösungen gegeben. Dabei gab es zwei Chitosan-Varianten. Wie auch schon im Virulenztest wurden die Konzentration der Bodenapplikationsmenge (0,155 % Biorend) und die der Blattapplikationsmenge (0,5 % Biorend) als Varianten verwendet. Je Variante wurden fünf Wiederholungen durchgeführt.

Da innerhalb der ersten Stunde nur eine Probeentnahme stattfand, hier aber bereits ein Großteil der Nematoden abwanderte, war das Bild des Abwanderungsprozesses stark gestaucht. Daher wurde in einem zweiten Versuch der Versuchsaufbau geringfügig modifiziert. Die Höhe der Plattform betrug nun 8 mm anstatt 4 mm und die einzelnen Petrischalen wurden mit 3 ml anstatt 2 ml destilliertem Wasser gefüllt. Damit sollte der Abwanderungsprozess entzerrt werden. Zusätzlich wurden die Auswertungsintervalle zu Beginn des Versuchsverlaufes verkürzt. In den ersten zwei Stunden wurde alle 30 Minuten ausgewertet, danach stündlich. Basierend auf den Erfahrungen einiger Vorversuche mit dem modifizierten Aufbau wurde die stündliche Auswertung nach 10 Stunden beendet und zwei weitere Male nach 24 und 48 Stunden gezählt. Auch hier wurden fünf Wiederholungen je Variante durchgeführt. Der Versuch lief ebenfalls im Labor unter Raumbedingungen (Temperatur: $\approx 18\text{ }^{\circ}\text{C}$, rel. Luftfeuchte $\approx 70\%$).

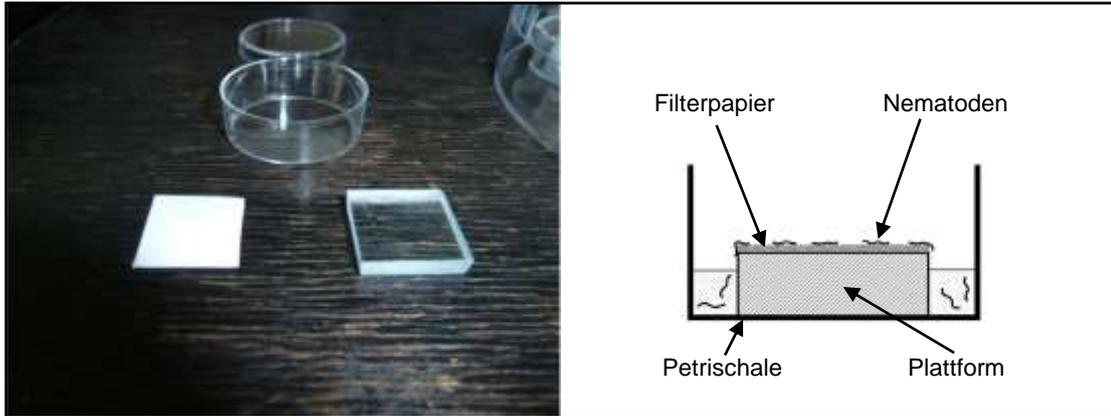


Abb. 22 & 23: Versuchsaufbau des Agilitätstests; links: Versuchsaarena in Einzelteilen; rechts: Schema des Versuchsablaufs.

2.6 Statistische Analyse

Für die statistische Analyse wurde STATISTICA 6.0 der Firma StatSoft Inc. für Windows XP verwendet. Die Versuchsdaten wurden mittels des Levene's Test auf Varianz-Homogenität überprüft. War dies wie im Falle des Virulenztests oder des Choice-Tests nicht gegeben, so wurde mittels nicht-parametrischer Tests analysiert (siehe Übersicht). Desweiteren wurden die Versuchsdaten vor einer Auswertung normalisiert. Handelte es sich um Prozentangaben, wurden diese in arcsin-Werte transformiert. Bei den übrigen Daten wurde mit Quadratwurzel-Werten gearbeitet. Die Präsentation der Ergebnisse erfolgte jedoch mit untransformierten Mittelwerten. Für die Varianz-Angabe wurde der Standardfehler (SF) verwendet.

Für Ermittlung von Behandlungseffekten im Rahmen der Mikrokosmos-Experimente mit Chitosan, entomopathogenen Nematoden und der Kombination von Beiden (sowohl auf Bodenabwanderung und Schlupfverlauf von Thripsen, Gesamtzahl geschlüpfter Thripse), des Feeding-Tests und des Agilitätstest wurde eine zweifaktorielle Varianz-Analyse durchgeführt (ANOVA). Im Falle von signifikanten Effekten wurden multiple Mittelwertvergleiche nach Fisher mit einem Signifikanz-Level von $p \leq 0.05$ durchgeführt. Sollte ein Effekt unter Berücksichtigung des Zeitfaktors untersucht werden, so wurde eine Varianz-Analyse mit Messwiederholung (Repeated-measures ANOVA) durchgeführt. Der Wahlversuch (Choice-Test) mit Thripsen wurde mithilfe des Wilcoxon-Matched-Paired-Test ausgewertet. Da beim Virulenztest (unter Berücksichtigung des Zeitfaktors) ebenfalls keine Varianz-Homogenität vorlag (diese lag nur bei den Daten der finalen Parasitierung vor), wurde der Kaplan-Meier-Test durchgeführt. Hierbei wurden ein Logranktest (Mantel Cox) der kumulativen Überlebensrate aller Behandlungen und ein anschließender paarweiser Vergleich durchgeführt. Zum besseren Verständnis folgt eine Übersicht der verwendeten Tests:

Kapitel	Parameter	Test
3.1.1 Mikrokosmos-Experiment (Bodenabwanderung, mit Klebefallen)	Einfluss auf das Abwanderungsverhalten	ANOVA (zweifaktoriell) mit repeated measures für den Einfluss auf gesamten Schlupfverlauf ANOVA (one-way, univariate) und LSD-Test für einzelne Testtage (Tag 6)
	Einfluss auf Gesamtzahl abgewanderter Thripse	ANOVA (one-way, univariate) und LSD-Test
3.1.2 Mikrokosmos-Experiment (Lebenszyklus, ohne Klebefallen, mit Eklektoren)	Einfluss auf Gesamtzahl	ANOVA (one-way, univariate) und LSD-Test
3.1.3 Mikrokosmos-Experiment (Lebenszyklus, ohne Klebefallen, mit Lebendfang-Eklektoren)	Einfluss auf Gesamtzahl	ANOVA (one-way, univariate) und LSD-Test
	Einfluss auf Schlupfverlauf	ANOVA (zweifaktoriell) mit repeated measures für den Einfluss auf gesamten Schlupfverlauf ANOVA (one-way, univariate) und LSD-Test
	Einfluss auf Folgegeneration	ANOVA (one-way, univariate) und LSD-Test
3.2.1 Mikrokosmos-Experiment zur Bestimmung der Applikationsmenge	Einfluss Gesamtzahl Thripse (einzelne Nematodenarten)	ANOVA (one-way, univariate) und LSD-Test
	Einfluss Gesamtzahl Thripse (Nematodenarten insgesamt)	ANOVA (one-way, univariate) und LSD-Test
	Einfluss Gesamtzahl Thripse (Nematodenarten insgesamt, Monate gepoolt)	ANOVA (one-way, univariate) und LSD-Test
3.3.1 Mikrokosmos-Experiment (Lebenszyklus, ohne Klebefallen, mit Lebendfang-Eklektoren)	Einfluss Gesamtzahl Thripse (einzelne Nematodenarten)	ANOVA (one-way, univariate) und LSD-Test
	Einfluss auf Schlupfverlauf	ANOVA (zweifaktoriell) mit repeated measures für den Einfluss auf gesamten Schlupfverlauf ANOVA (one-way, univariate) und LSD-Test
3.4.1 Feeding Test	Mortalität nach Feeding	ANOVA (one-way, univariate) und LSD-Test
3.4.2 Choice Test	Einfluss auf Wahlverhalten	Wilcoxon Matched Paires Test (non-parametric)
	Einfluss auf Eiablage	Wilcoxon Matched Paires Test (non-parametric)
3.4.3 Virulenz Test	Einfluss auf Virulenz (Verlauf)	Kaplan Meier Test → Logranktest (Mantel Cox) der kumulativen Überlebensraten aller Behandlungen und anschließender paarweiser Vergleich (ebenfalls Logranktest (Mantel Cox))
	Einfluss auf Virulenz (finale Parasitierung)	ANOVA (dreifaktoriell) und LSD-Test für einzelne Testtage
3.4.4 Agilitätstest	Einfluss auf das Abwanderungsverhalten	ANOVA (zweifaktoriell) mit repeated measures für den Einfluss auf das Abwanderungsverhalten

Tab. 1: Übersicht der verwendeten statistischen Tests

Die graphische und tabellarische Darstellung erfolgte mithilfe von Excel 2007. Die Darstellung des Kaplan-Meier-Tests (Virulenztest) erfolgte mit STATISTICA 6.

3 Ergebnisse

3.1 Versuche mit Chitosan

3.1.1 Mikrokosmos-Experiment (Bodenabwanderung, mit Klebefallen)

In diesem Experiment wurde das Abwanderungsverhalten der L₂-Larven beobachtet. Hierfür wurden täglich die abwandernden Larven gezählt. Nach neunzehn Tagen ergab sich folgendes Bild:

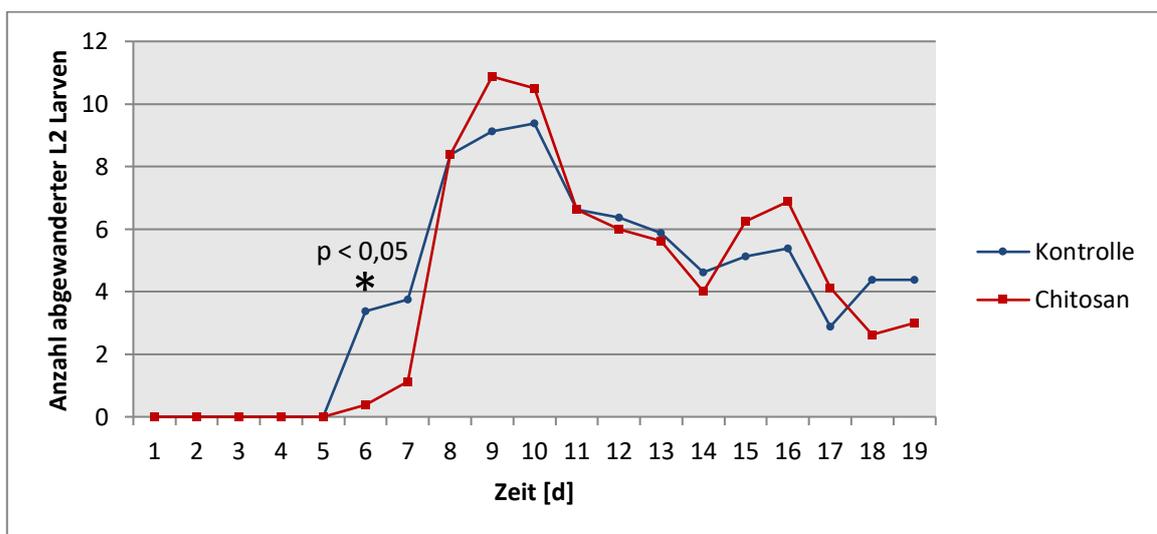


Abb. 24: Abwanderung von L₂-Larven in den Boden nach Behandlung von Bohnenpflanzen mit Chitosan (* signifikanter Unterschied $p < 0,05$).

Das Experiment betreffend Bodenabwanderung der späten L₂-Larven ergab zwar einen signifikanten Effekt am sechsten Tag des laufenden Versuchs ($F_{1, 14} = 11,97$; $p = 0,0038$). Dort war die Anzahl der abgewanderten Larven in der Chitosan-Variante signifikant niedriger (siehe Abb. 24). Es konnte jedoch insgesamt kein Effekt der Behandlung auf den Abwanderungsprozess als solches nachgewiesen werden ($F_{1, 14} = 0,07$; $p = 0,7897$). Erwartungsgemäß gab es einen Effekt der Zeit ($F_{13, 182} = 7,16$; $p < 0,0001$) aber keine Interaktion zwischen Zeit und Behandlung ($F_{13, 182} = 1,06$; $p = 0,3941$).

Zeit [d]	Kontrolle	Chitosan
6	3,4 ± 1,08 d A	0,4 ± 0,26 e B
7	3,8 ± 1,05 cd A	1,1 ± 0,30 de A
8	8,4 ± 2,31 abc A	8,4 ± 2,42 ab A
9	9,1 ± 3,11 ab A	10,9 ± 3,23 a A
10	9,4 ± 4,61 a A	10,5 ± 6,26 a A
11	6,6 ± 3,80 abcd A	6,6 ± 3,88 abc A
12	6,3 ± 3,45 abcd A	6,0 ± 4,08 abcd A
13	5,9 ± 2,88 abcd A	5,6 ± 3,26 abcde A
14	4,6 ± 2,91 bcd A	4,0 ± 2,67 bcde A
15	5,1 ± 2,71 abcd A	6,3 ± 3,31 abcd A
16	5,4 ± 2,94 abcd A	6,9 ± 4,30 abc A
17	2,9 ± 2,46 d A	4,1 ± 4,12 bcde A
18	4,4 ± 3,28 cd A	2,6 ± 2,49 cde A
19	4,4 ± 2,66 cd A	3,0 ± 3,00 bcde A

Tab. 2: Tägliche Abwanderung von L₂-Larven in den Boden nach Behandlung von Bohnenpflanzen mit Chitosan (Mittelwert ± SF, Mittelwerte einer Zeile gefolgt vom selben Großbuchstaben und Mittelwerte einer Spalte gefolgt vom selben Kleinbuchstaben unterscheiden sich nicht signifikant (LSD-Test)).

Bei der Betrachtung der einzelnen Werte der unterschiedlichen Behandlungen wurde deutlich, dass sich der Verlauf von Kontrolle und Behandlung insgesamt stark ähnelte. Die höheren Werte bei der Kontrolle zu Beginn der Abwanderung (inklusive dem signifikant höheren Wert an Tag 6) wurden durch niedrigere Werte an den beiden Peaks in der Chitosan-Variante (Tag 9/10 und Tag 15/16) wieder ausgeglichen (siehe Abb. 24 und Tab. 2). Betrachtet man nun die kumulativen Werte der Abwanderung der L₂-Larven, lässt sich dieselbe Tendenz mit jedoch statistisch stärkerer Ausprägung erkennen:

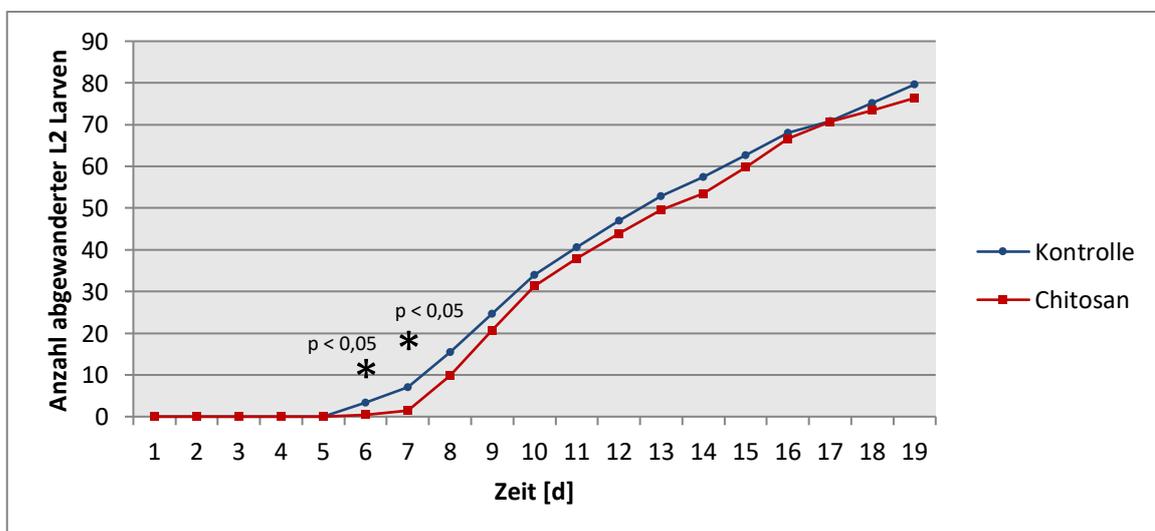


Abb. 25: Abwanderung von L₂-Larven (kumulativ) in den Boden nach Behandlung von Bohnenpflanzen mit Chitosan (* signifikanter Unterschied p < 0,05).

Zusätzlich zum signifikanten Effekt am sechsten Tag ($F_{1, 14} = 12,36$; $p = 0,0034$) gab es hier auch am siebten Tag einen signifikanten Unterschied ($F_{1, 14} = 9,65$; $p = 0,0077$). An beiden Tagen war die Anzahl der abgewanderten Larven in der Chitosan-Variante signifikant niedriger als in der Kontrolle (siehe Abb. 25 und Tab. 3). Auch hier konnte aber wie zuvor kein signifikanter Effekt der Behandlung auf den Abwanderungsprozess als solches beobachtet werden ($F_{1, 14} = 0,27$; $p = 0,6146$). Erwartungsgemäß gab es auch bei der Betrachtung der kumulativen Daten einen signifikanten Effekt der Zeit ($F_{13, 182} = 62,74$; $p < 0,0001$). Im Gegensatz zu den vorher dargestellten reinen Zählwerten pro Tag gab es jedoch hier auch eine Interaktion zwischen Zeit und Behandlung ($F_{13, 182} = 2,52$; $p = 0,0033$).

Zeit [d]	Kontrolle	Chitosan
6	3,4 ± 1,08 e A	0,4 ± 0,26 f B
7	7,1 ± 1,94 d A	1,5 ± 0,50 e B
8	15,5 ± 3,31 c A	9,9 ± 2,75 d A
9	24,6 ± 5,46 bc A	20,8 ± 5,45 c A
10	34,0 ± 9,43 ab A	31,3 ± 11,15 bc A
11	40,6 ± 13,02 ab A	37,9 ± 14,99 abc A
12	47,0 ± 16,35 ab A	43,9 ± 19,04 ab A
13	52,9 ± 19,57 ab A	49,5 ± 22,87 ab A
14	57,5 ± 22,38 ab A	53,5 ± 25,50 ab A
15	62,6 ± 25,62 a A	59,8 ± 29,60 ab A
16	68,0 ± 28,53 a A	66,6 ± 33,75 ab A
17	70,9 ± 30,73 a A	70,8 ± 37,53 a A
18	75,3 ± 33,84 a A	73,4 ± 39,89 a A
19	79,6 ± 36,11 a A	76,4 ± 42,70 a A

Tab. 3: Tägliche Abwanderung von L₂-Larven (kumulativ) in den Boden nach Behandlung von Bohnenpflanzen mit Chitosan (Mittelwert ± SF, Mittelwerte einer Zeile gefolgt vom selben Großbuchstaben und Mittelwerte einer Spalte gefolgt vom selben Kleinbuchstaben unterscheiden sich nicht signifikant (LSD-Test)).

Bei der Betrachtung der einzelnen Werte der unterschiedlichen Behandlungen wurde auch bei den kumulativen Daten deutlich, dass sich der Verlauf von Kontrolle und Behandlung insgesamt wieder sehr ähnelte. Die Startphase der Abwanderung war in der Kontrollvariante jedoch stärker ausgeprägt als in der Chitosan-Variante. Zwar war der reine Startpunkt bei beiden Varianten der sechste Tag des Experimentes, aber in den ersten zwei Tagen verließen in der Kontrolle deutlich mehr L₂-Larven die Pflanze (siehe Tab. 3). Ab dem achten Tag verliefen die Kurven jedoch wieder synchron.

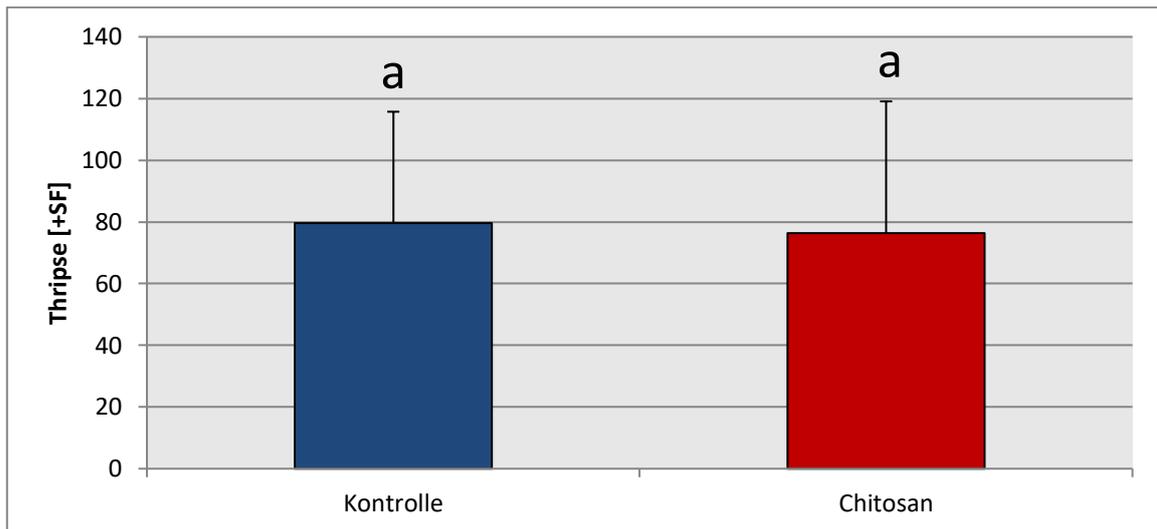


Abb. 26: Einfluss einer Behandlung mit Chitosan auf die mittlere Gesamtzahl in den Boden abwandernder L₂-Larven (Mittelwert ± SF, Mittelwerte / Balken mit demselben Kleinbuchstaben unterscheiden sich nicht signifikant (LSD-Test)).

Obwohl es zuvor einen signifikanten Einfluss auf den Verlauf der Larven-Abwanderung gab, so zeigte sich jedoch kein Effekt der Behandlung auf die Gesamtzahl an abgewanderten Larven ($F_{1, 14} = 0,0076$; $p = 0,9319$; siehe Abb. 26).

3.1.2 Mikrokosmos-Experiment (Lebenszyklus, ohne Klebefallen, mit Eklektoren)

Nach der Erfassung des Abwanderungsverhaltens sollte nun der Einfluss einer Chitosan-Behandlung auf den Verpuppungserfolg der Larven untersucht werden. Nach Eiablage, Schlupf und Abwanderung in den Boden wurde nach acht Tagen die Anzahl geschlüpfter Thripse erfasst:

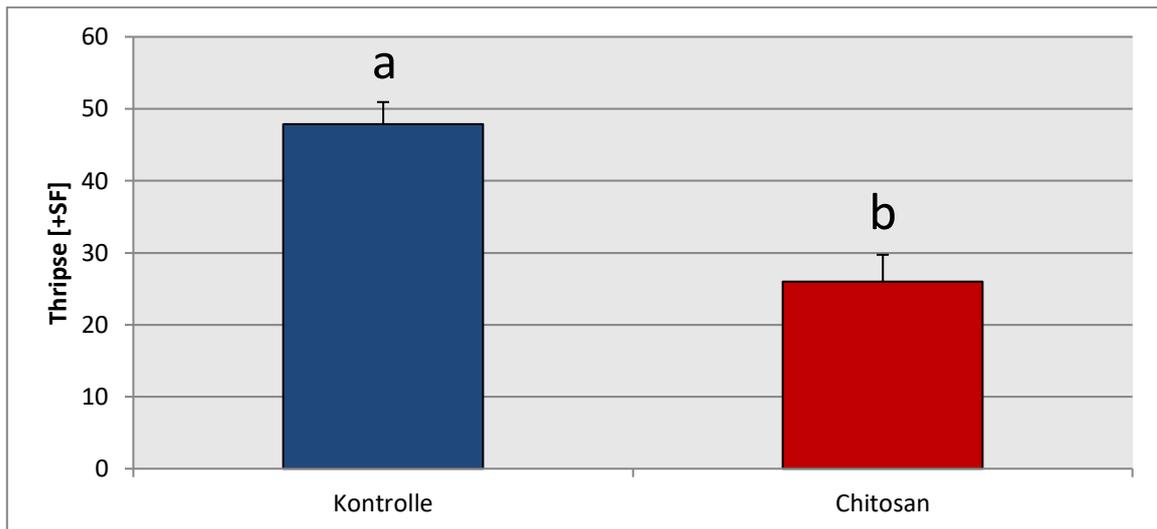


Abb. 27: Gesamtzahl an Thripsen (Pflanzenfang + Eklektorfang) nach Behandlung von Bohnenpflanzen mit Chitosan (Mittelwert \pm SF, Mittelwerte / Balken mit demselben Kleinbuchstaben unterscheiden sich nicht signifikant (LSD-Test)).

Es zeigte sich, dass die Chitosan-Behandlung der Bohnenpflanzen einen signifikanten Einfluss auf den Verpuppungserfolg / auf die Reproduktion der Thripse hatte ($F_{1, 14} = 12,38$; $p = 0,0034$). Die Zahl der gefangenen Thripse (Gesamtfang = Pflanzenfang + Eklektorfang) war in der Chitosan-Variante signifikant niedriger (siehe Abb. 27).

3.1.3 Mikrokosmos-Experiment (Lebenszyklus, ohne Klebefallen, mit Lebendfang-Eklektoren)

Wie bereits unter Material und Methoden beschrieben, wurde das Setup für diesen Versuch modifiziert. Eine Erweiterung um eine zweite Chitosan-Variante und der Einsatz von Lebendfang-Eklektoren ergaben folgende Ergebnisse (siehe Abb. 28):

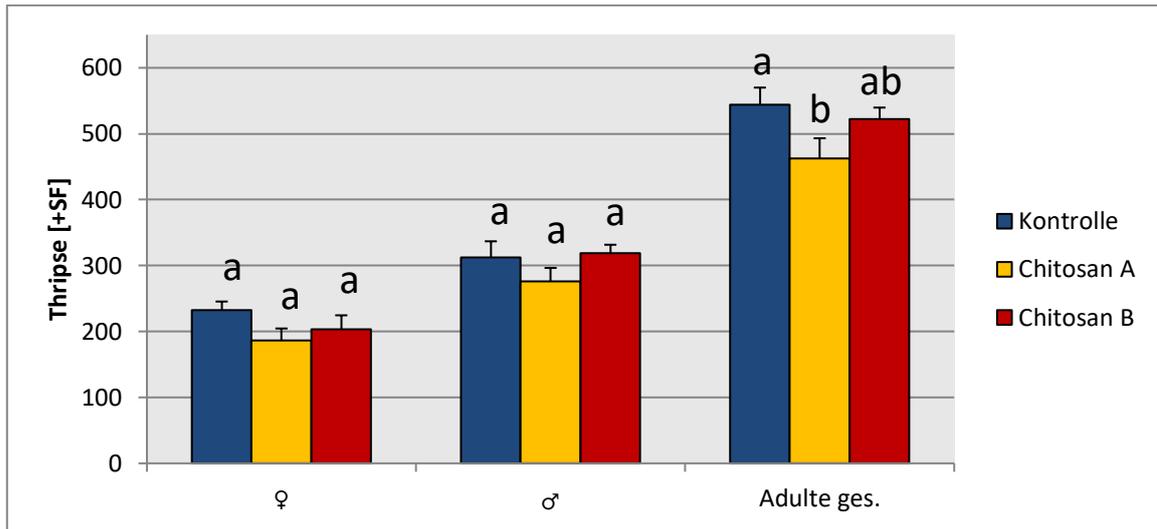


Abb. 28: Anzahl weiblicher Thripse, männlicher Thripse und Gesamtzahl (Pflanzenfang + Eklektorfang) nach Behandlung von Bohnenpflanzen mit Chitosan (Mittelwert \pm SF, Mittelwerte / Balken mit demselben Kleinbuchstaben unterscheiden sich nicht signifikant (LSD-Test)).

Die Wiederholung des zuvor durchgeführten Experiments zur Evaluierung eines möglichen Einflusses auf die Reproduktion von *F. occidentalis* ergab keine Bestätigung der zuvor noch erzielten Ergebnisse (vergleiche hierzu 3.2.1). Es gab keinen signifikanten Effekt der Chitosan-Behandlung (in keiner der beiden verwendeten Konzentrationen) auf die Zahl der insgesamt gefangenen Adulten, weder bei den Weibchen ($F_{2, 27} = 1,79$; $p = 0,1870$), noch bei den Männchen ($F_{2, 27} = 1,43$; $p = 0,2558$) oder der Thripse insgesamt ($F_{2, 27} = 2,92$; $p = 0,0710$). Beim Effekt auf die Gesamtzahl der Thripse fällt zwar der niedrige p-Wert auf und eine Analyse mittels LSD-Test zeigt, dass die Gesamtzahl der Thripse in der Variante 'Chitosan A' signifikant niedriger war als in der Kontrolle. Die Variante 'Chitosan B' unterscheidet sich aber nicht signifikant von der Kontrolle. Ebenso unterscheiden sich die Chitosan-Varianten nicht untereinander.

Der Einsatz der modifizierten Eklektoren ermöglichte die Untersuchung eines Einflusses auf den Schlupfverlauf der Thripse. So wurden für einen Zeitraum von acht Tagen weibliche und männliche Thripse gezählt. Die Ergebnisse sind in den folgenden Grafiken und Tabellen wiedergegeben (siehe Abb. 29 auf der folgenden Seite):

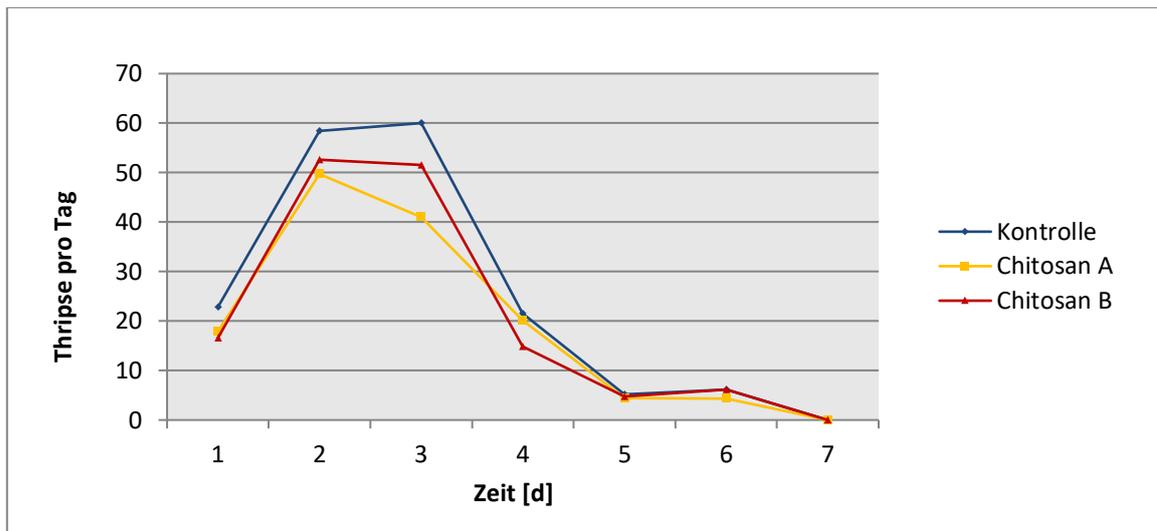
Weibliche Thripse

Abb. 29: Schlupfverlauf weiblicher Thripse nach einer Behandlung von Bohnenpflanzen mit Chitosan (* signifikanter Unterschied $p < 0,05$).

Die Auswertung der Eklektordaten ergab keinen Effekt der Behandlung auf den Schlupfverlauf der weiblichen Thripse ($F_{2, 27} = 1,39$; $p = 0,2676$). Zwar scheint die Verlaufskurve der Chitosan A-Variante am dritten Auswertungstag deutlich gegenüber den anderen beiden Kurven einzuknicken, es ergab sich jedoch kein signifikanter Unterschied. Erwartungsgemäß trat ein Effekt der Zeit auf ($F_{5, 135} = 90,83$; $p < 0,0001$). Es gab jedoch keine Interaktion zwischen Zeit und Behandlung ($F_{10, 135} = 0,54$; $p = 0,8625$).

Zeit	Kontrolle	Chitosan A	Chitosan B
1	22,8 ± 2,23 b A	17,9 ± 3,79 b A	16,6 ± 3,94 b A
2	58,4 ± 5,28 a A	49,7 ± 6,89 a A	52,6 ± 6,96 a A
3	60,0 ± 6,64 a A	41,0 ± 5,80 a A	51,5 ± 6,87 a A
4	21,5 ± 4,76 b A	20,1 ± 3,22 b A	14,9 ± 2,04 b A
5	5,2 ± 1,38 c A	4,4 ± 1,13 c A	4,8 ± 1,04 c A
6	6,2 ± 1,11 c A	4,3 ± 0,47 c A	6,1 ± 1,11 c A
7	0,0 ± 0,00 d A	0,0 ± 0,00 d A	0,0 ± 0,00 d A

Tab. 4: Schlupfverlauf weiblicher Thripse nach einer Behandlung von Bohnenpflanzen mit Chitosan (Mittelwert ± SF, Mittelwerte einer Zeile gefolgt vom selben Großbuchstaben und Mittelwerte einer Spalte gefolgt vom selben Kleinbuchstaben unterscheiden sich nicht signifikant (LSD-Test)).

Die Verlaufskurven der einzelnen Varianten fielen sehr ähnlich aus. So hatten die Verlaufskurven sowohl der Kontrolle als auch die der beiden Chitosan-Varianten

ihren Höhepunkt am zweiten bzw. dritten Tag. Zwar sank die Kurve in der Chitosan-Variante A schneller als die der Kontrolle und der Chitosan-Variante B, es gab innerhalb der Tages-Werte jedoch keinen signifikanten Unterschied (siehe Abb. 29 und Tab. 4).

Männliche Thripse

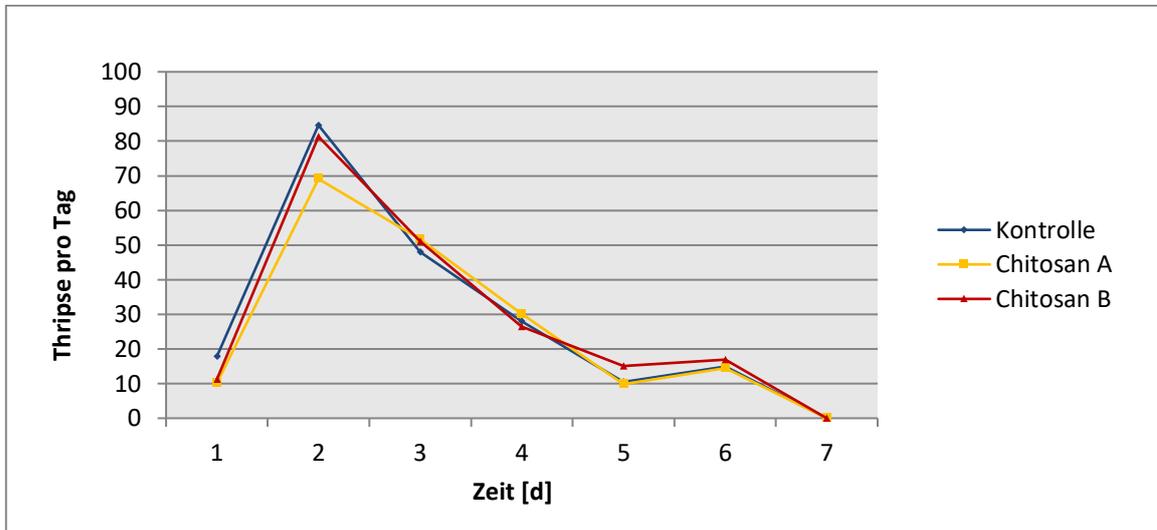


Abb. 30: Schlupfverlauf männlicher Thripse nach einer Behandlung von Bohnenpflanzen mit Chitosan (* signifikanter Unterscheid $p < 0,05$).

Bei den männlichen Thripsen ergab die Auswertung der Eklektordaten ebenfalls keinen Effekt der Behandlung auf den Schlupfverlauf ($F_{2, 27} = 0,34$; $p = 0,7145$). Erwartungsgemäß trat auch hier ein Effekt der Zeit auf ($F_{5, 135} = 95,39$; $p < 0,0001$). Im Gegensatz zum Verlauf der Weibchen gab es jedoch eine Interaktion zwischen Zeit und Behandlung ($F_{10, 135} = 1,92$; $p = 0,0472$).

Zeit [d]	Kontrolle	Chitosan A	Chitosan B
1	17,9 ± 3,03 d A	10,2 ± 1,42 cd A	11,3 ± 2,84 e A
2	84,6 ± 9,38 a A	69,1 ± 8,25 a A	81,3 ± 4,49 a A
3	47,9 ± 6,21 b A	51,6 ± 6,14 a A	51 ± 2,84 b A
4	28,0 ± 5,38 c A	30,2 ± 5,03 b A	26,5 ± 4,57 c A
5	10,5 ± 2,61 e A	9,9 ± 1,77 d A	15,1 ± 1,39 d A
6	15,0 ± 1,40 d A	14,5 ± 2,23 c A	17,0 ± 2,64 cd A
7	0,0 ± 0,00 f A	0,0 ± 0,00 e A	0,0 ± 0,00 f A

Tab. 5: Schlupfverlauf männlicher Thripse nach einer Behandlung von Bohnenpflanzen mit Chitosan (Mittelwert ± SF, Mittelwerte einer Zeile gefolgt vom selben Großbuchstaben und Mittelwerte einer Spalte gefolgt vom selben Kleinbuchstaben unterscheiden sich nicht signifikant (LSD-Test)).

Die Verlaufskurven der einzelnen Varianten fielen auch bei den männlichen Thripsen wieder sehr ähnlich aus. So hatten die Verlaufskurven sowohl der Kontrolle als auch der beiden Chitosan-Varianten ihren Höhepunkt am zweiten Tag. In der Chitosan-Variante A fiel dieser Peak zwar niedriger aus, es gab jedoch keinen signifikanten Unterschied zu den Werten der Kontrolle und der Chitosan-Variante B (siehe Abb. 30 und Tab. 5).

Thripse gesamt



Abb. 31: Schlupfverlauf von Thripsen allgemein (weibliche + männliche Thripse) nach einer Behandlung von Bohnenpflanzen mit Chitosan (* signifikanter Unterschied $p < 0,05$).

Wurden die Werte der weiblichen und männlichen Thripse addiert, gab es ebenfalls keinen Effekt der Behandlung auf Schlupf der Thripse ($F_{2, 27} = 1,18$; $p = 0,3242$). Auch hier gab es den zu erwartenden Effekt der Zeit ($F_{5, 135} = 96,21$; $p < 0,0001$), aber keine Interaktion zwischen Zeit und Behandlung ($F_{10, 135} = 1,40$; $p = 0,1874$). Am zweiten Tag jedoch ließ sich ein signifikanter Unterschied erkennen. Der Peak der Verlaufskurve in der Chitosan A-Variante war signifikant niedriger.

Zeit	Kontrolle	Chitosan A	Chitosan B
1	40,7 ± 4,48 b A	28,1 ± 4,47 c A	27,9 ± 5,28 c A
2	143,0 ± 7,96 a A	118,8 ± 11,43 a B	133,9 ± 6,57 a AB
3	107,9 ± 9,01 a A	92,6 ± 9,82 a A	102,5 ± 6,40 a A
4	49,5 ± 8,76 b A	50,3 ± 7,15 b A	41,4 ± 4,58 b A
5	15,7 ± 3,78 d A	14,3 ± 2,60 d A	19,9 ± 1,28 c A
6	21,2 ± 2,04 c A	18,8 ± 2,22 cd A	23,1 ± 2,62 c A
7	0,0 ± 0,00 e A	0,0 ± 0,00 e A	0,0 ± 0,00 d A

Tab. 6: Schlupfverlauf von Thripsen allgemein (weibliche + männliche Thripse) nach einer Behandlung von Bohnenpflanzen mit Chitosan (Mittelwert ± SF, Mittelwerte einer Zeile gefolgt vom selben Großbuchstaben und Mittelwerte einer Spalte gefolgt vom selben Kleinbuchstaben unterscheiden sich nicht signifikant (LSD-Test)).

Generell betrachtet fielen die Verlaufskurven der einzelnen Varianten auch bei der Gesamtbetrachtung der Thripse (Männchen + Weibchen) wieder sehr ähnlich aus. So hatten die Verlaufskurven sowohl der Kontrolle als auch der beiden Chitosan-Varianten ihren Höhepunkt am zweiten und dritten Tag. In der Chitosan-Variante A fiel dieser Peak wie auch schon bei den Männchen alleine betrachtet niedriger aus. Diesmal war dieser Unterschied jedoch zumindest im Vergleich zum Wert der Kontrolle signifikant. Der signifikante Unterschied beschränkte sich aber auf diese beiden Varianten. So war der Wert der Chitosan-Variante A nicht signifikant höher als der der Chitosan-Variante B. An den weiteren Tag traten keine signifikanten Unterschiede mehr auf und die Kurven verliefen synchron (siehe Abb. 31 und Tab. 6).

Die modifizierten Eklektoren ermöglichten es ebenfalls, einen Einfluss auf die Folgegeneration zu bestimmen. So wurden von den gefangenen weiblichen Thripsen pro Variante jeweils 10 Individuen isoliert und ihnen die Möglichkeit zur Eiablage auf Bohnenhülsen gegeben. Nach zwei Tagen wurde die Anzahl geschlüpfter Larven gezählt (siehe Abb. 32).

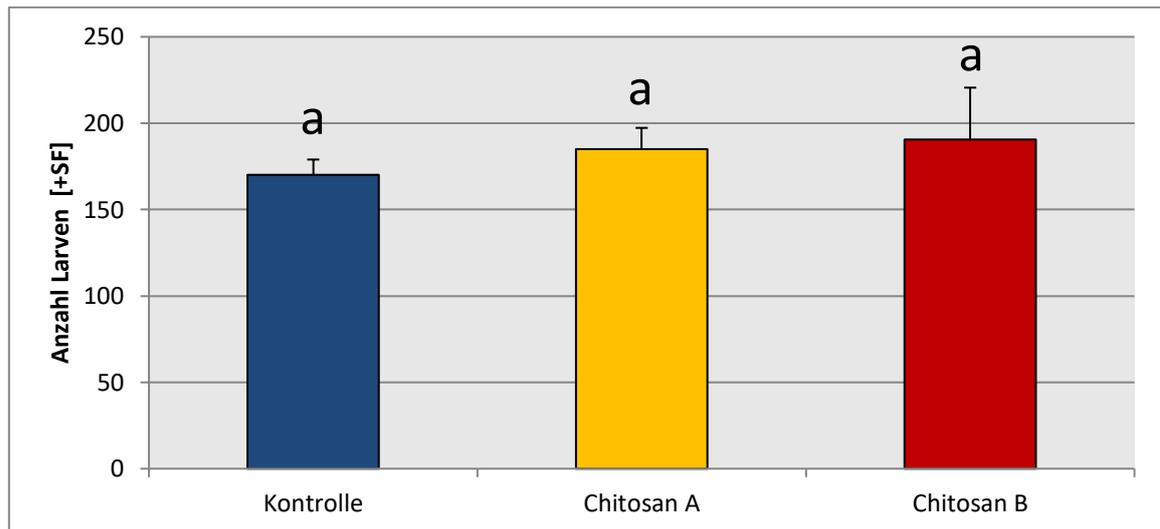


Abb. 32: Reproduktion der Folgegeneration von Thripsen nach einer Behandlung von Bohnenpflanzen mit Chitosan (Mittelwert \pm SF, Mittelwerte / Balken mit demselben Kleinbuchstaben unterscheiden sich nicht signifikant (LSD-Test)).

Es zeigte sich kein signifikanter Effekt einer Chitosan-Behandlung auf das Reproduktionspotential der Folgegeneration. Die Anzahl geschlüpfter Larven unterschied sich in den einzelnen Varianten nicht ($F_{2, 27} = 0,41$; $p = 0,6661$). Tendenziell erschien die Anzahl an Larven in den Chitosan-Varianten sogar eher höher als in der Kontrollvariante, was sich aber durch hohe Standardfehler relativiert.

3.2 Versuche mit Entomopathogenen Nematoden

Mikrokosmos-Experiment zur Bestimmung der Applikationsmenge

Vor dem eigentlichen Chitosan-Nematoden-Versuch wurde zunächst die zu verwendende Applikationsmenge an Nematoden bestimmt. Dazu wurde die Effizienz der Nematodenarten *H. bacteriophora* bzw. *S. feltiae* bei unterschiedlichen Applikationsmengen miteinander verglichen.

Test 1: Applikationsmenge 200 bzw. 400 IJs/cm²

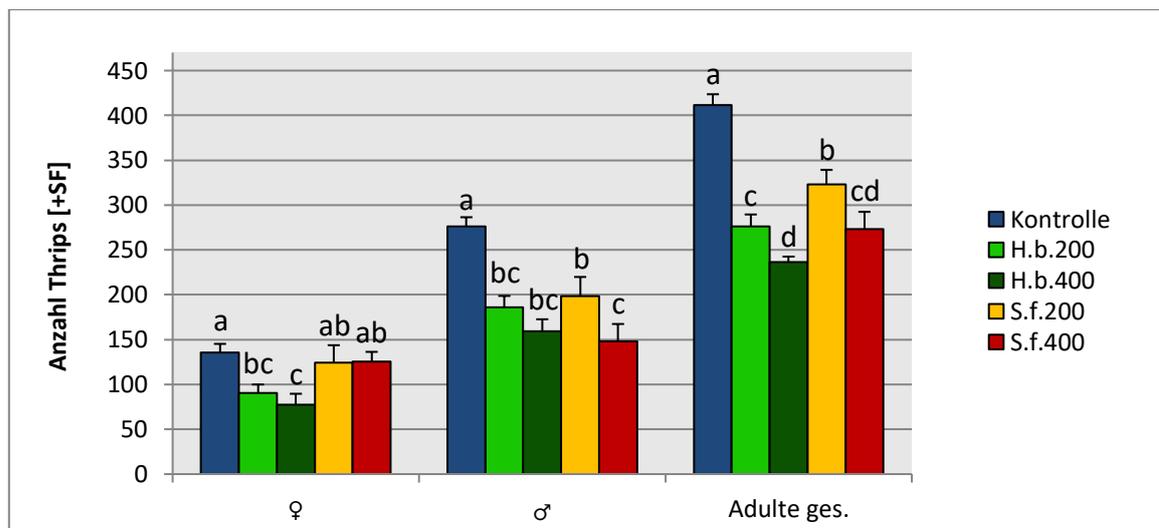


Abb. 33: Gesamtzahl gefangener Thripse nach einer Bodenbehandlung mit 200 bzw. 400 IJ's von *H. bacteriophora* bzw. *S. feltiae* (Test 1 im August / September 2010; H.b. = *Heterorhabditis bacteriophora*, S.f. = *Steinernema feltiae*, 200/400 = IJ's / cm²; Mittelwert \pm SF, Mittelwerte / Balken mit demselben Kleinbuchstaben unterscheiden sich nicht signifikant (LSD-Test)).

Eine Behandlung mit *H. bacteriophora* hatte im Vergleich zur Kontrolle einen signifikanten Effekt auf die Zahl der gefangenen weiblichen Thripse ($F_{2, 15} = 5,84$; $p = 0,0133$), wobei es keinen Unterschied zwischen den beiden verwendeten Applikationsmengen gab. Ebenfalls war ein Effekt auf die Anzahl der männlichen Thripse zu beobachten ($F_{2, 15} = 18,82$; $p > 0,0001$). Jedoch zeigte sich auch hier kein Unterschied zwischen den Applikationsmengen. Ebenfalls bei der Gesamtzahl der Thripse war ein signifikanter Einfluss beider Aufwandmengen im Vergleich zur Kontrolle zu beobachten ($F_{2, 15} = 63,07$; $p > 0,0001$). Im Gegensatz

zu der Einzelbetrachtung der Geschlechter war bei der Gesamtzahl auch der Unterschied zwischen den Applikationsmengen signifikant ($p > 0,05$, siehe Abb. 33). Die höhere Menge an applizierten Nematoden resultierte in einer niedrigeren Anzahl gefangener Thripse.

Eine Behandlung mit *S. feltiae* hatte keinen signifikanten Effekt auf die Zahl der gefangenen weiblichen Thripse ($F_{2, 15} = 0,38$; $p = 0,7194$) und es gab dem entsprechend keinen Unterschied zwischen den Applikationsmengen. Andererseits war ein Effekt auf die Anzahl der männlichen Thripse zu beobachten ($F_{2, 15} = 12,49$; $p = 0,0006$). Auch die Applikationsmengen unterschieden sich signifikant. Die höhere Menge an applizierten Nematoden resultierte in einer niedrigeren Anzahl gefangener Thripse. Letztlich hatte die Behandlung mit Nematoden auch bei der Gesamtzahl der Thripse einen signifikanten Einfluss ($F_{2, 15} = 15,68$; $p = 0,0002$). Wie auch bei den männlichen Thripsen zeigte sich bei der Gesamtzahl ein signifikanter Unterschied zwischen den Applikationsmengen. Auch hier resultierte die höhere Menge an applizierten Nematoden in einer niedrigeren Anzahl gefangener Thripse (siehe Abb. 33, Seite 61).

Nach der Errechnung der korrigierten Mortalität nach Abbott (Abbott, 1925) wurden die Unterschiede zwischen den Nematoden-Konzentrationen der einzelnen Nematoden erneut betrachtet (graphisch nicht dargestellt). Bei *H. bacteriophora* gab es keinen signifikanten Unterschied zwischen der 200 IJs/cm²- und der 400 IJs/cm²-Variante ($F_{1, 10} = 4,94$; $p = 0,0505$). Der p-Wert liegt hier allerdings nur sehr knapp über dem gesetzten Signifikanz-Grenzwert. Bei *S. feltiae* wurde ebenfalls kein signifikanter Unterschied verzeichnet ($F_{1, 10} = 3,23$; $p = 0,1025$), was hier wohl durch die hohe Standardabweichung der Werte der korrigierten Mortalität zu erklären ist.

Test 2: Applikationsmenge 400 bzw. 600 IJs/cm²

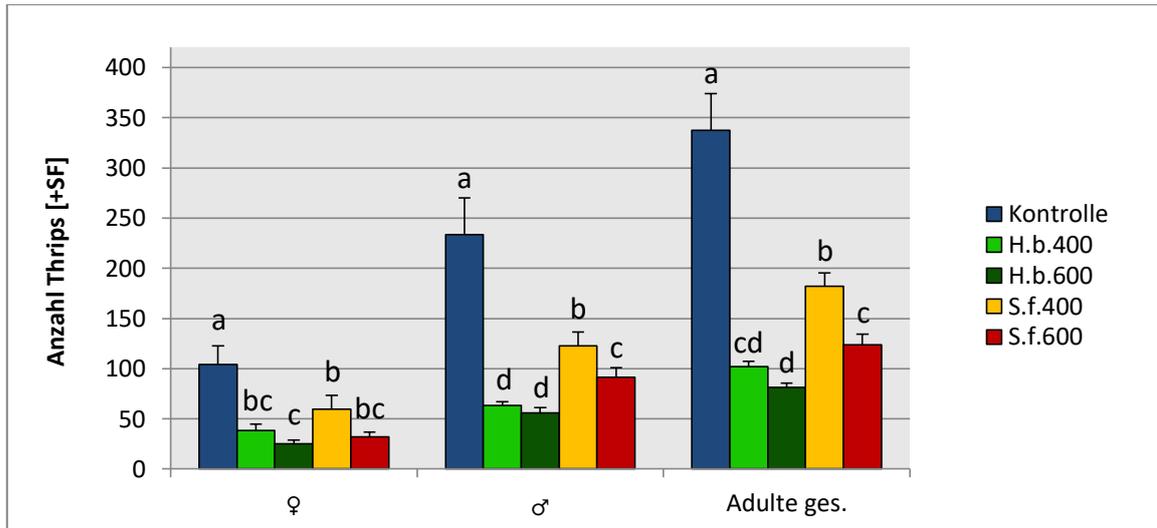


Abb. 34: Gesamtzahl gefangener Thripse nach einer Bodenbehandlung mit 400 bzw. 600 IJ's von *H. bacteriophora* bzw. *S. feltiae* (Test 2 im September / Oktober 2010; H.b. = *Heterorhabditis bacteriophora*, S.f. = *Steinernema feltiae*, 200/400/600 = IJ's / cm²; Mittelwert ± SF, Mittelwerte / Balken mit demselben Kleinbuchstaben unterscheiden sich nicht signifikant (LSD-Test)).

Auch hier hatte eine Behandlung mit *H. bacteriophora* als solches einen signifikanten Effekt auf die Zahl der gefangenen weiblichen Thripse ($F_{2, 15} = 15,57$; $p = 0,0002$), wobei kein Unterschied zwischen den Applikationsmengen zu verzeichnen war. Ebenfalls war ein Effekt auf die Anzahl der männlichen Thripse zu beobachten ($F_{2, 15} = 55,41$; $p > 0,0001$). Es gab hier wiederum keinen Unterschied zwischen den Applikationsmengen. Letztlich zeigte sich auch bei der Gesamtzahl der Thripse ein signifikanter Einfluss der Behandlung mit Nematoden ($F_{2, 15} = 80,14$; $p > 0,0001$). Wie auch bei der Einzelbetrachtung der Geschlechter gab es bei der Gesamtzahl keinen Unterschied zwischen den Applikationsmengen (siehe Abb. 34, Seite 63).

Eine Behandlung mit *S. feltiae* hatte einen signifikanten Effekt auf die Zahl der gefangenen weiblichen Thripse ($F_{2, 15} = 6,81$; $p = 0,0079$), wobei ebenso wie bei *H. bacteriophora* kein Unterschied zwischen den Applikationsmengen auftrat. Ebenfalls war ein Effekt auf die Anzahl der männlichen Thripse zu beobachten ($F_{2, 15} = 13,19$; $p = 0,0005$). Es gab hier jedoch einen Unterschied zwischen den Applikationsmengen. Die höhere Menge an applizierten Nematoden resultierte in einer niedrigeren Anzahl gefangener männlicher Thripse. Letztlich bewirkte die

Behandlung mit Nematoden auch bei der Gesamtzahl der Thripse einen signifikanten Einfluss ($F_{2, 15} = 27,98$; $p > 0,0001$). Im Gegensatz zu *H. bacteriophora* gab es hier einen signifikanten Unterschied zwischen den Applikationsmengen. Die höhere Menge an applizierten Nematoden resultierte in einer niedrigeren Anzahl gefangener Thripse. ($p > 0,05$, siehe Abb. 34, Seite 63).

Nach der Errechnung der korrigierten Mortalität nach Abbott (Abbott, 1925) wurden wiederum Unterschiede zwischen den Nematoden-Konzentrationen der einzelnen Nematoden betrachtet (auch hier graphisch nicht dargestellt). Bei *H. bacteriophora* gab es keinen signifikanten Unterschied zwischen der 400 IJs/cm² und der 600 IJs/cm²-Variante ($F_{1, 10} = 1,59$; $p = 0,2354$). Bei *S. feltiae* wurde ebenfalls kein signifikanter Unterschied verzeichnet ($F_{1, 10} = 2,78$; $p = 0,1262$), was wiederum durch die hohe Standardabweichung bei den Werten der korrigierten Mortalität zu erklären ist.

Test 3: Applikationsmenge 200 bzw. 400 IJs/cm²

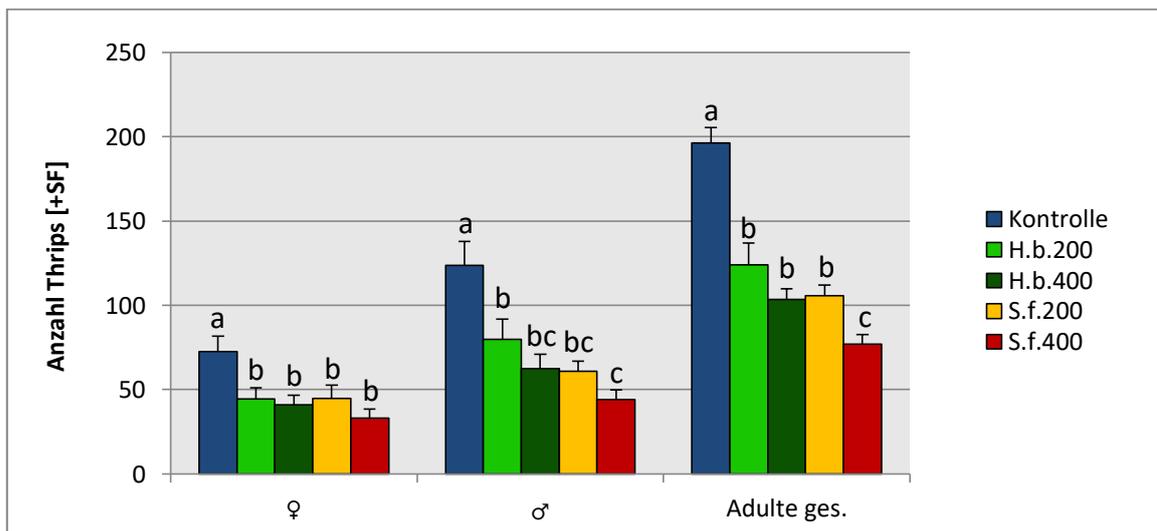


Abb. 35: Gesamtzahl gefangener Thripse nach einer Bodenbehandlung mit 200 bzw. 400 IJ's von *H. bacteriophora* bzw. *S. feltiae* (Test 3 im Oktober / November 2010) (H.b. = *Heterorhabditis bacteriophora*, S.f. = *Steinernema feltiae*, 200/400 = IJ's / cm²; Mittelwert \pm SF, Mittelwerte / Balken mit demselben Kleinbuchstaben unterscheiden sich nicht signifikant (LSD-Test)).

Bei der Wiederholung der zuerst gezeigten Konzentrations-Kombinationen hatte eine Behandlung mit *H. bacteriophora* wie zu erwarten einen signifikanten Effekt auf die Zahl der gefangenen weiblichen Thripse ($F_{2, 15} = 4,75$; $p = 0,0283$), wobei kein Unterschied zwischen den Applikationsmengen auftrat. Ebenfalls war ein

Effekt auf die Anzahl der männlichen Thripse zu beobachten ($F_{2, 15} = 6,53$; $p = 0,0091$). Auch hier gab es jedoch keinen Unterschied zwischen den Applikationsmengen. Letztlich hatte die Behandlung mit Nematoden auch bei der Gesamtzahl der Thripse einen signifikanten Einfluss ($F_{2, 15} = 20,10$; $p > 0,0001$). Wie auch bei der Einzelbetrachtung der Geschlechter gab es bei der Gesamtzahl keinen Unterschied zwischen den Applikationsmengen (siehe Abb. 35, Seite 64).

Eine Behandlung mit *S. feltiae* hatte einen signifikanten Effekt auf die Zahl der gefangenen weiblichen Thripse ($F_{2, 15} = 4,78$; $p = 0,0247$), wobei es keinen Unterschied zwischen den Applikationsmengen gab. Ebenfalls war ein Effekt auf die Anzahl der männlichen Thripse zu beobachten ($F_{2, 15} = 19,59$; $p > 0,0001$). Auch hier gab es jedoch keinen Unterschied zwischen den Applikationsmengen. Letztlich hatte die Behandlung mit Nematoden auch auf die Gesamtzahl der Thripse einen signifikanten Einfluss ($F_{2, 15} = 57,12$; $p > 0,0001$). Im Gegensatz zu der Einzelbetrachtung der Geschlechter gab es bei der Gesamtzahl einen signifikanten Unterschied zwischen den Applikationsmengen. Die höhere Menge an applizierten Nematoden resultierte in einer niedrigeren Anzahl gefangener Thripse ($p > 0,05$, siehe Abb. 35, Seite 64).

Nach der Errechnung der korrigierten Mortalität nach Abbott (Abbott, 1925) wurden Unterschiede zwischen den Nematoden-Konzentrationen der einzelnen Nematoden untersucht (wiederum graphisch nicht dargestellt). Bei *H. bacteriophora* gab es keinen signifikanten Unterschied zwischen der 200 IJs/cm²- 400 IJs/cm²-Variante ($F_{1, 10} = 2,04$; $p = 0,1837$). Bei *S. feltiae* wurde diesmal jedoch ein signifikanter Unterschied verzeichnet ($F_{1, 10} = 9,23$; $p = 0,0125$).

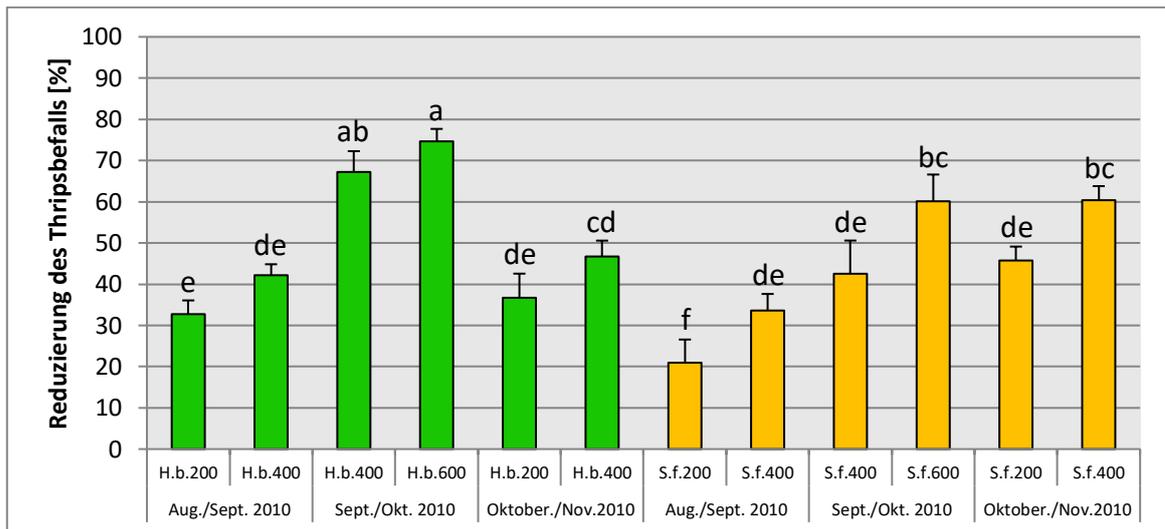


Abb. 36: Vergleich der durchschnittlichen Befallsreduzierung nach Behandlung mit unterschiedlichen Applikationsmengen von Nematoden (H.b. = *Heterorhabditis bacteriophora*, S.f. = *Steinernema feltiae*, 200/400 = IJ's / cm²; Mittelwert ± SF, Mittelwerte / Balken mit demselben Kleinbuchstaben unterscheiden sich nicht signifikant (LSD-Test)).

Beim Vergleich aller Behandlungen zeigte sich, dass bei der Art *H. bacteriophora* die höchste korrigierte Mortalität in der Variante mit 600 IJ's/cm² im September/Oktober erreicht wurde. Sie unterschied sich jedoch nicht signifikant von der Variante mit 400 IJ's/cm² desselben Zeitraums. Zwar unterschieden sich die Varianten mit 200 und 400 IJ's/cm² in den Zeiträumen August/September und Oktober/November nicht voneinander, jedoch war die Variante mit 400 IJ's/cm² der Art *H. bacteriophora* im Zeitraum September/Oktober signifikant höher als die beiden Varianten mit 200 IJ's/cm² (in den Zeiträumen August/September und Oktober/November) (siehe Abb. 36, Seite 66 und Tab. 7, Seite 67). Damit erschien die Variante mit 400 IJ's/cm² für die Art *H. bacteriophora* als die am besten geeignete Applikationsmenge.

Beim Vergleich aller Behandlungen zeigte sich, dass bei der Art *S. feltiae* die höchste korrigierte Mortalität wie zuvor bei *H. bacteriophora* in der Variante mit 600 IJ's/cm² im September/Oktober erreicht wurde. Sie war hier aber signifikant höher als die Variante mit 400 IJ's/cm² desselben Zeitraums. Andererseits war sie jedoch nicht signifikant höher als die Variante mit 400 IJ's/cm² im Zeitraum Oktober/November. Sowohl im Zeitraum August/September als auch im Zeitraum Oktober/November war die korrigierte Mortalität bei der Variante mit 200 IJ's/cm² signifikant niedriger als in der Variante mit 400 IJ's/cm². Demzufolge erschien

auch bei *S. feltiae* die Variante mit 400 IJ's/cm² als die am besten geeignete Applikationsmenge (siehe **Abb. 36**, Seite 66 und **Tab. 7**).

Zeit [d]	Behandlung	korr. Mortalität [% ± SE]
Sep.2010	<i>H. bacteriophora</i> 200	32,7 ± 3,33 e
	<i>H. bacteriophora</i> 400	42,2 ± 2,66 de
	<i>S. feltiae</i> 200	21,0 ± 5,62 f
	<i>S. feltiae</i> 400	33,6 ± 4,02 de
Okt.2010	<i>H. bacteriophora</i> 400	67,2 ± 5,05 ab
	<i>H. bacteriophora</i> 600	74,6 ± 3,02 a
	<i>S. feltiae</i> 400	42,5 ± 8,06 de
	<i>S. feltiae</i> 600	60,1 ± 6,49 bc
Nov.2010	<i>H. bacteriophora</i> 200	36,7 ± 5,85 de
	<i>H. bacteriophora</i> 400	46,7 ± 3,85 cd
	<i>S. feltiae</i> 200	45,7 ± 3,38 de
	<i>S. feltiae</i> 400	60,4 ± 3,41 bc

Tab. 7: Vergleich der durchschnittlichen Befallsreduzierung nach Behandlung mit unterschiedlichen Applikationsmengen von Nematoden (200 bzw. 400 = IJ's / cm²; Mittelwert ± SF, Mittelwerte einer Spalte gefolgt vom selben Kleinbuchstaben unterscheiden sich nicht signifikant (LSD-Test)).

3.3 Versuche mit entomopathogenen Nematoden in Kombination mit Chitosan

Mikrokosmos-Experiment (Lebenszyklus, ohne Klebefallen, mit Lebendfang-Elektoren)

In einem Mikrokosmos-Experiment wurde mit gleichem Versuchsaufbau wie im vorherigen Versuch (3.1.2.) der Einfluss von Chitosan auf die Effizienz entomopathogener Nematoden untersucht. Da zuvor ausgeschlossen werden konnte, dass Chitosan die Reproduktion von *F. occidentalis* veränderte, wurde auf eine reine Chitosan-Kontrolle zugunsten einer höheren Wiederholungszahl verzichtet.

Im Gegensatz zu den vorherigen Mikrokosmos-Experimenten fand dieser Versuch unter kontrollierten Bedingungen in einer Klimakammer statt. Die durchschnittliche Temperatur lag bei $25,9 \pm 0,01$ °C und die durchschnittliche Luftfeuchte bei $46,9 \pm 0,05$ % RH. Es ergab sich folgendes Bild (siehe Abb. 37):

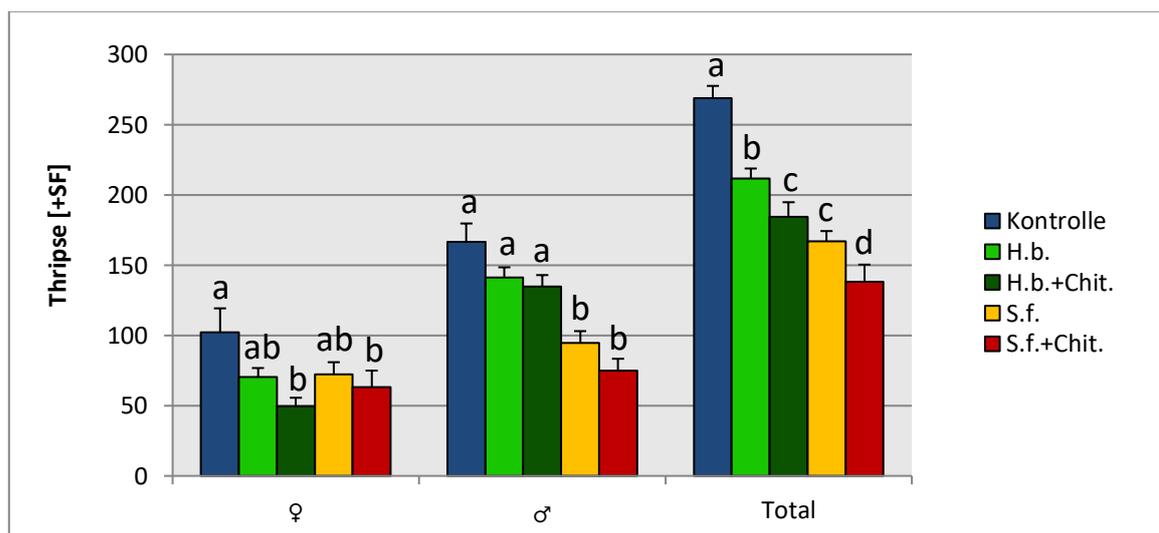


Abb. 37: Gesamtzahl an Thripsen nach einer Bodenbehandlung mit Nematoden bzw. einer Behandlung von Bohnenpflanzen und Nematoden mit Chitosan (Pflanzenfang + Elektorfang; H.b. = *Heterorhabditis bacteriophora*, S.f. = *Steinernema feltiae*, H.b.+Chit. = *Heterorhabditis bacteriophora* + Chitosan, S.f.+Chit. = *Steinernema feltiae* + Chitosan; Mittelwert \pm SF, Mittelwerte / Balken mit demselben Kleinbuchstaben unterscheiden sich nicht signifikant (LSD-Test)).

H. bacteriophora

Nur in der chitosanbehandelten *H. bacteriophora*-Variante war die Zahl der Weibchen signifikant niedriger als in der Kontrolle ($p = 0,0020$), sie unterschied sich nicht signifikant von der *H. bacteriophora*-Variante ohne Chitosan ($p = 0,0638$). Bei der Zahl der Männchen trat kein signifikanter Effekt auf. Bei der Gesamtzahl an Adulten war die Zahl der Thripse in der chitosanbehandelten *H. bacteriophora*-Variante ($p > 0,0001$) und in der *H. bacteriophora*-Variante ohne Chitosan ($p = 0,0012$) signifikant niedriger als in der Kontrolle. Zum ersten Mal trat hier auch ein signifikanter Unterschied innerhalb der *H. bacteriophora*-Varianten auf. Die Zahl der Thripse insgesamt war in der chitosanbehandelten Variante signifikant niedriger ($p = 0,0313$).

S. feltiae

In der chitosanbehandelten *S. feltiae*-Variante unterschied sich die Zahl der Weibchen signifikant von der Kontrolle ($p = 0,0367$), in der unbehandelten Nematoden-Variante jedoch nicht ($p = 0,1642$). Untereinander unterschieden sich die *S. feltiae*-Varianten bei den weiblichen Thripsen ebenfalls nicht ($p = 0,4195$). Bei beiden *S. feltiae*-Varianten war die Zahl der männlichen Thripse signifikant niedriger als in der Kontrolle (*S.f.*: $p = 0,0009$; *S.f.+Chit.*: $p > 0,0001$). Allerdings gab es keinen Unterschied zwischen den Nematoden-Varianten ($p = 0,0972$). Entsprechend den Ergebnissen der getrenntgeschlechtlichen Betrachtung war auch ein signifikanter Effekt der *S. feltiae*-Behandlung auf die Gesamtzahl der Adulten zu beobachten. Hier war die Zahl der Thripse in der chitosanbehandelten *S. feltiae*-Variante ($p > 0,0001$) und in der *S. feltiae*-Variante ohne Chitosan ($p > 0,0001$) signifikant niedriger als in der Kontrolle. Wie auch bei *H. bacteriophora* trat hier ein signifikanter Unterschied innerhalb der Nematoden-Varianten auf. Die Zahl der gefangenen Thripse insgesamt war in der chitosanbehandelten Variante von *S. feltiae* signifikant niedriger ($p = 0,0307$).

Korrigierte Mortalität / Chitosan-Effekt auf Nematoden

Anschliessend wurden die Varianten der Nematoden-Behandlung je Art untereinander erneut verglichen. Hierfür wurde die korrigierte Mortalität nach Abbott (Abbott, 1925) errechnet und erneut auf einen Effekt der Chitosan-Behandlung der Nematoden auf die Gesamtzahl der Thripse hin untersucht (graphisch nicht dargestellt). Es zeigte sich diesmal aber weder bei *H. bacteriophora* ($F_{1, 10} = 3,39$; $p = 0,0955$) noch bei *S. feltiae* ($F_{1, 10} = 3,39$; $p = 0,0730$) ein signifikanter Effekt. Zwar sind die p-Werte relativ niedrig, reichen jedoch nicht zu einer statistischen Signifikanz. Dies ist durch die hohe Standardabweichung der Mittelwerte zu erklären.

Auch in diesem Experiment kamen wieder die modifizierten Eklektoren zum Einsatz. So war es wiederum möglich den Schlupfverlauf der Thripse zu betrachten (siehe Abb. 38, Abb. 39 & Abb. 40). Da jedoch bei den Werten der einzelnen Auswertungstage sehr hohe Varianzen auftraten, war bei der Interaktion zwischen Zeit und Behandlung kein signifikanter Effekt zu verzeichnen. Zwar liegen die p-Werte nahe am Grenzwert, aber signifikante Unterschiede waren nur an einzelnen Auswertungstagen zu beobachten. Im Folgenden wird dies beschrieben.

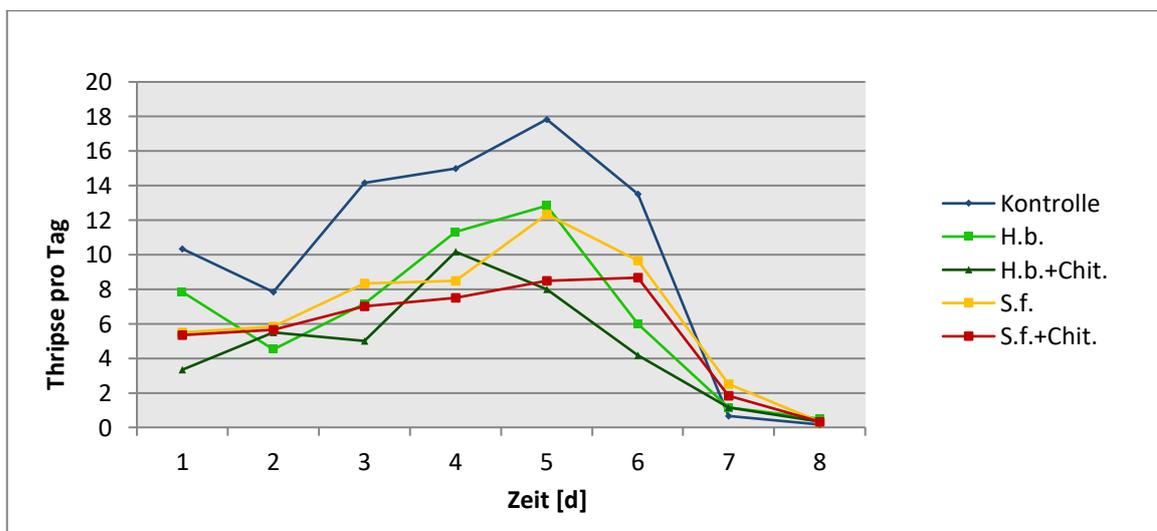


Abb. 38: Schlupfverlauf weiblicher Thripse nach einer Bodenbehandlung mit Nematoden bzw. einer Behandlung von Bohnenpflanzen und Nematoden mit Chitosan (H.b. = *Heterorhabditis bacteriophora*, S.f. = *Steinernema feltiae*, H.b.+Chit. = *Heterorhabditis bacteriophora* + Chitosan, S.f.+Chit. = *Steinernema feltiae* + Chitosan).

Es gab keinen Effekt der Behandlung mit *H. bacteriophora* auf den Schlupf der weiblichen Thripse ($F_{2, 15} = 3,54$; $p = 0,0554$), einen Effekt der Zeit ($F_{7, 105} = 47,23$; $p < 0,0001$), jedoch keine Interaktion zwischen Zeit und Behandlung ($F_{14, 105} = 0,81$; $p = 0,0610$). Die p-Werte liegen beim Effekt der Behandlung und der Interaktion zwischen Zeit und Behandlung nahe am Grenzwert aber aufgrund der hohen Varianz in den Daten ist der Unterschied zur Kontrolle letztlich nicht signifikant. Führt man eine Analyse mit untransformierten Daten durch, liegt auch bei der Behandlung ($F_{2, 15} = 3,96$; $p = 0,0417$) und der Beziehung zwischen Behandlung und Zeit eine Signifikanz vor ($F_{14, 105} = 2,07$; $p = 0,0189$).

Entgegen den Erwartungen gab es bei *S. feltiae* keinen Effekt der Behandlung mit Nematoden auf den Schlupf der weiblichen Thripse ($F_{2, 15} = 1,40$; $p = 0,2781$). Der Unterschied zu *H. bacteriophora* ist vermutlich mit dem starken Abfall der Verlaufsfolgen nach Tag 5 zu erklären, der bei *S. feltiae* ausblieb. Es ist jedoch ersichtlich, dass die Verlaufskurve in der *S. feltiae* + Chitosan-Variante deutlich unter der der *S. feltiae*-Variante ohne Chitosan liegt. Erwartungsgemäß trat ein Effekt der Zeit auf ($F_{7, 105} = 51,83$; $p < 0,0001$) aber keine Interaktion zwischen Zeit und Behandlung ($F_{14, 105} = 1,39$; $p = 0,1716$). Führt man hier ebenfalls eine Analyse mit untransformierten Daten durch, liegt auch bei der Behandlung ($F_{2, 15} = 3,96$; $p = 0,0418$) und der Beziehung zwischen Behandlung und Zeit eine Signifikanz vor ($F_{14, 105} = 2,07$; $p = 0,0383$).

Zeit [d]	Kontrolle	H.b.	H.b.+Chit.	S.f.	S.f.+Chit.
1	10,3 ± 2,04 ab A	7,8 ± 1,08 ab A	3,3 ± 1,23 cd B	5,5 ± 1,41 c B	5,3 ± 1,15 a B
2	7,8 ± 2,18 b A	4,5 ± 1,73 c A	5,5 ± 2,14 bc A	5,8 ± 1,76 bc A	5,7 ± 1,82 a A
3	14,2 ± 3,50 a A	7,2 ± 0,70 ab AB	5,0 ± 1,98 bc B	8,3 ± 1,23 abc AB	7,0 ± 3,06 a B
4	15,0 ± 2,86 a A	11,3 ± 2,63 ab A	10,2 ± 1,89 a A	8,5 ± 1,78 abc A	7,5 ± 1,02 a A
5	17,8 ± 4,84 a A	12,8 ± 2,14 a A	8,0 ± 1,44 ab A	12,3 ± 2,46 a A	8,5 ± 1,84 a A
6	13,5 ± 3,06 a A	6,0 ± 0,73 bc BC	4,2 ± 0,83 bc C	9,7 ± 0,95 ab AB	8,7 ± 2,09 a ABC
7	0,7 ± 0,33 c A	1,2 ± 0,60 d A	1,2 ± 0,60 de A	2,5 ± 1,52 d A	1,8 ± 0,70 b A
8	0,2 ± 0,17 c A	0,5 ± 0,34 d A	0,3 ± 0,21 e A	0,3 ± 0,33 e A	0,3 ± 0,21 c A

Tab. 8: Schlupfverlauf weiblicher Thripse nach einer Bodenbehandlung mit Nematoden bzw. einer Behandlung von Bohnenpflanzen und Nematoden mit Chitosan (H.b. = *Heterorhabditis bacteriophora*, S.f. = *Steinernema feltiae*, H.b.+Chit. = *Heterorhabditis bacteriophora* + Chitosan, S.f.+Chit. = *Steinernema feltiae* + Chitosan; Mittelwert ± SF, Mittelwerte einer Zeile gefolgt vom selben Großbuchstaben und Mittelwerte einer Spalte gefolgt vom selben Kleinbuchstaben unterscheiden sich nicht signifikant (LSD-Test)).

Die Verläufe der einzelnen Varianten fallen sehr ähnlich aus (siehe **Tab. 8**). Die Form der Verlaufskurve des Thrips-Schlupfes nach Applikation von *H. bacteriophora* entspricht dem der Kontrollvariante ohne Nematoden. Zwar sind die Tageswerte nach Behandlung mit dieser Nematodenart unter denen der Kontrollvariante, jedoch ist dieser Unterschied nur am sechsten Tag signifikant. Wurde *H. bacteriophora* mit Chitosan kombiniert, steigt die Anzahl geschlüpfter Thripse nur am vierten Tag und fällt dann sofort wieder. Am ersten, dritten und sechsten Tag liegen die Schlupfwerte signifikant unter denen der Kontrolle.

Die Form der Verlaufskurve nach Behandlung mit *S. feltiae* entspricht wie bei *H. bacteriophora* der der Kontrollvariante. Auch hier liegen die Werte im Vergleich zur Kontrolle niedriger, jedoch ist der Unterschied nur am ersten Tag signifikant. Wurde *S. feltiae* mit Chitosan kombiniert steigt die Kurve nur schwach und fällt wie alle anderen Kurven nach dem sechsten Tag. Die Schlupfwerte sind bei *S. feltiae* in Kombination mit Chitosan am ersten und dritten Tag signifikant niedriger als in der Kontrollvariante. Bis auf den ersten Tag im Fall von *S. feltiae* und *H. bacteriophora* ohne Chitosan-Zusatz unterscheiden sich die Verlaufskurven zwischen den Nematodenarten nicht.

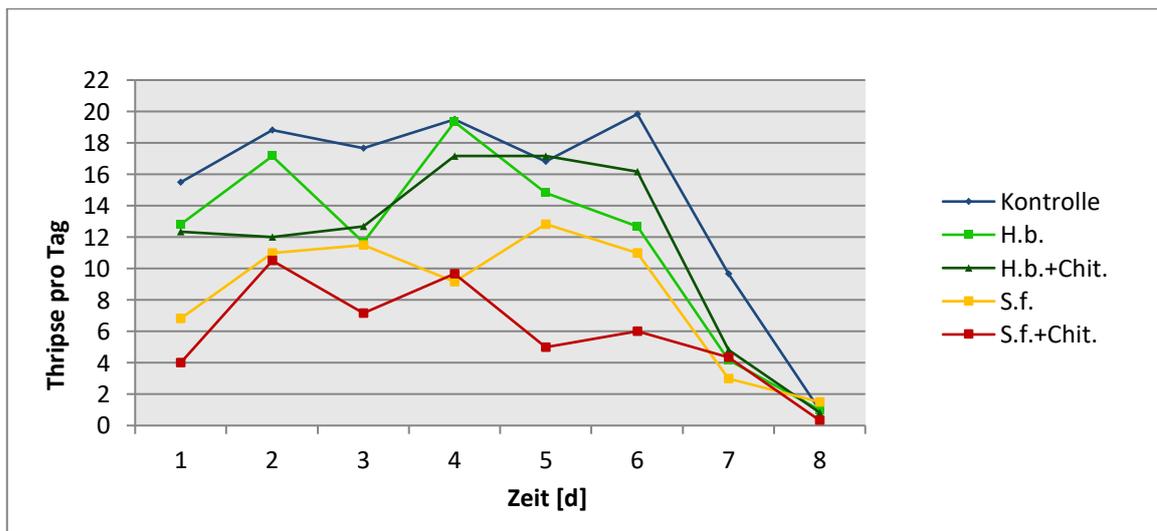


Abb. 39: Schlupfverlauf männlicher Thripse nach einer Bodenbehandlung mit Nematoden bzw. einer Behandlung von Bohnenpflanzen und Nematoden mit Chitosan (H.b. = *Heterorhabditis bacteriophora*, S.f. = *Steinernema feltiae*, H.b.+Chit. = *Heterorhabditis bacteriophora* + Chitosan, S.f.+Chit. = *Steinernema feltiae* + Chitosan).

Bei der Zahl der geschlüpften männlichen Thripse trat ein Effekt der Behandlung mit *H. bacteriophora* auf den Schlupf der Thripse ($F_{2, 15} = 4,78$; $p = 0,0248$), erwartungsgemäß ein Effekt der Zeit ($F_{7, 105} = 57,87$; $p < 0,0001$) aber keine Interaktion zwischen Zeit und Behandlung auf ($F_{14, 105} = 0,81$; $p = 0,6598$). Führt man hier wie zuvor bei den Daten Weibchen eine Analyse mit untransformierten Daten durch, liegt weder bei der Behandlung ($F_{2, 15} = 3,96$; $p = 0,0791$) noch der Beziehung zwischen Behandlung und Zeit eine Signifikanz vor ($F_{14, 105} = 2,07$; $p = 0,8582$).

Es zeigte sich hier einen Effekt der Behandlung mit *S. feltiae* auf Schlupf der männlichen Thripse ($F_{2, 15} = 10,77$; $p = 0,0013$), erwartungsgemäß ein Effekt der Zeit ($F_{7, 105} = 29,86$; $p < 0,0001$) aber keine Interaktion zwischen Zeit und Behandlung ($F_{14, 105} = 1,35$; $p = 0,1929$). Führt man hier wie zuvor bei den Weibchen eine Analyse mit untransformierten Daten durch, liegt ebenfalls bei der Behandlung ($F_{2, 15} = 3,96$; $p = 0,0005$) jedoch nachwievor nicht bei der Beziehung zwischen Behandlung und Zeit eine Signifikanz vor ($F_{14, 105} = 2,07$; $p = 0,0837$).

Zeit [d]	Kontrolle	H.b.	H.b.+Chit.	S.f.	S.f.+Chit.
1	15,5 ± 2,49 ab A	12,8 ± 1,85 a A	12,3 ± 1,56 a A	6,8 ± 2,09 ab B	4,0 ± 1,13 c B
2	18,8 ± 4,34 a A	17,2 ± 2,65 a A	12,0 ± 2,83 a A	11,0 ± 2,49 a A	10,5 ± 2,81 a A
3	17,7 ± 2,14 a A	11,7 ± 2,35 a AB	12,7 ± 2,75 a AB	11,5 ± 1,88 a AB	7,2 ± 1,47 ab B
4	19,5 ± 3,97 a A	19,3 ± 5,00 a A	17,2 ± 2,12 a A	9,2 ± 1,78 a B	9,7 ± 1,48 a B
5	16,8 ± 1,92 a A	14,8 ± 1,30 a A	17,2 ± 2,04 a A	12,8 ± 2,77 a AB	5,0 ± 1,63 bc B
6	19,8 ± 4,09 a A	12,7 ± 0,99 a AB	16,2 ± 1,58 a AB	11,0 ± 2,34 a B	6,0 ± 1,00 abc C
7	9,7 ± 2,47 b A	4,2 ± 1,01 b B	4,8 ± 0,87 b AB	3,0 ± 0,86 bc B	4,3 ± 1,15 bc B
8	1,0 ± 0,63 c A	1,00 ± 0,45 c A	0,8 ± 0,31 c A	1,5 ± 0,76 c A	0,3 ± 0,21 d A

Tab. 9: Schlupfverlauf männlicher Thripse nach einer Bodenbehandlung mit Nematoden bzw. einer Behandlung von Bohnenpflanzen und Nematoden mit Chitosan (H.b. = *Heterorhabditis bacteriophora*, S.f. = *Steinernema feltiae*, H.b.+Chit. = *Heterorhabditis bacteriophora* + Chitosan, S.f.+Chit. = *Steinernema feltiae* + Chitosan; Mittelwert ± SF, Mittelwerte einer Zeile gefolgt vom selben Großbuchstaben und Mittelwerte einer Spalte gefolgt vom selben Kleinbuchstaben unterscheiden sich nicht signifikant (LSD-Test)).

Die Verlaufskurven der einzelnen Varianten fallen im Gegensatz zu den weiblichen Thripsen unterschiedlich aus (siehe **Tab. 9**). Eine Behandlung mit *H. bacteriophora* (mit und ohne Chitosan) hat nur einen geringen Einfluss auf den Verlauf des Schlupfes. So gibt es bei der *H. bacteriophora*-Variante ohne Chitosan einen Einbruch am dritten Tag (jedoch nicht signifikant) und am sechsten Tag gibt es im Gegensatz zu der Kontrollvariante keinen Anstieg mehr.

Danach fällt wie bei allen anderen Varianten die Verlaufskurve steil ab. Der Wert am siebten Tag liegt aber signifikant unter dem der Kontrolle. Werden *H. bacteriophora* mit Chitosan kombiniert, steigt die Verlaufskurve im Gegensatz zu allen anderen Varianten nicht am zweiten Tag, sondern erst am vierten Tag und fällt dann nach dem sechsten Tag wie bei allen übrigen Varianten. Im Fall der *S. feltiae*-Variante ähnelt die Verlaufskurve sowohl der Kontrolle als auch der *H. bacteriophora*-Variante ohne Chitosanzusatz. Einen Abfall hat diese Verlaufskurve aber erst am vierten Tag, um dann wieder anzusteigen und dann nach dem sechsten Tag wie alle übrigen wieder abzufallen. Wird *S. feltiae* mit Chitosan kombiniert, ähnelt die Verlaufskurve nur zu Beginn denen der anderen Varianten. Während dort nämlich die Kurven erst am sechsten Tag abfallen, sinkt die Kurve bei *S. feltiae* in Kombination mit Chitosan bereits am vierten Tag und hat ihren Höhepunkt am zweiten Tag. Bis auf den zweiten und achten Tag sind die Werte immer niedriger als in der Kontrolle. Am sechsten Tag ist er signifikant niedriger als bei allen übrigen Varianten. Insgesamt sind die Verlaufskurven (Schlupfraten über die Zeit) bei den *S. feltiae*-Varianten deutlich schwächer (niedriger) ausgeprägt als bei *H. bacteriophora*. Dieser Effekt wird durch die Kombination mit Chitosan noch verstärkt (siehe Abb. 39, Seite 72 und Tab. 9, Seite 73).

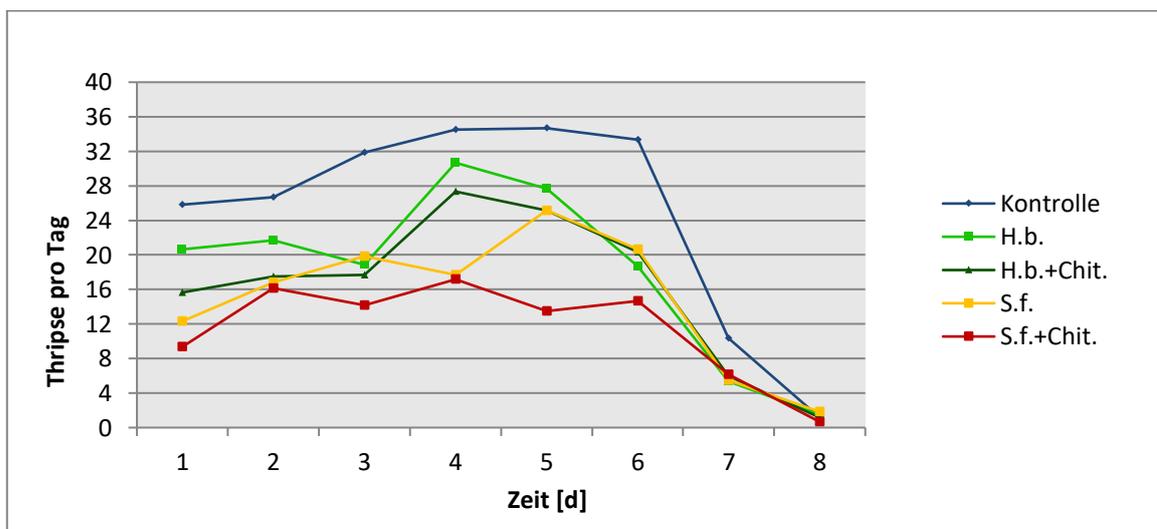


Abb. 40: Schlupfverlauf von Thripsen allgemein (weibliche + männliche Thripse) nach einer Bodenbehandlung mit Nematoden bzw. einer Behandlung von Bohnenpflanzen und Nematoden mit Chitosan (H.b. = *Heterorhabditis bacteriophora*, S.f. = *Steinernema feltiae*, H.b.+Chit. = *Heterorhabditis bacteriophora* + Chitosan, S.f.+Chit. = *Steinernema feltiae* + Chitosan).

Werden weibliche und männliche Thripse in Addition betrachtet, gibt es einen Effekt der Behandlung mit *H. bacteriophora* ($F_{2, 15} = 19,70$; $p > 0,0001$). Erwartungsgemäß tritt auch hier ein Effekt der Zeit auf ($F_{7, 105} = 106,68$; $p < 0,0001$), jedoch keine Interaktion zwischen Zeit und Behandlung ($F_{14, 105} = 0,83$; $p = 0,6353$). Führt man wie bei den Weibchen eine Analyse mit untransformierten Daten durch, liegt ebenfalls bei der Behandlung ($F_{2, 15} = 3,96$; $p = 0,0003$) aber nicht bei der Beziehung zwischen Behandlung und Zeit eine Signifikanz vor ($F_{14, 105} = 2,07$; $p = 0,4154$).

Bei *S. feltiae* gibt es ebenfalls den Behandlungseffekt auf den Schlupf der Thripse ($F_{2, 15} = 27,41$; $p > 0,0001$). Auch hier wurde erwartungsgemäß der Effekt der Zeit beobachtet ($F_{7, 105} = 72,48$; $p < 0,0001$) und auch hier blieb eine Interaktion zwischen Zeit und Behandlung aus ($F_{14, 105} = 1,16$; $p = 0,2388$). Führt man hier wie bei den vorherigen Ergebnissen eine Analyse mit untransformierten Daten durch, liegt ebenfalls bei der Behandlung ($F_{2, 15} = 3,96$; $p > 0,0001$) aber auch bei der Beziehung zwischen Behandlung und Zeit eine Signifikanz vor ($F_{14, 105} = 2,07$; $p = 0,0057$).

Zeit [d]	Kontrolle	H.b.	H.b.+Chit.	S.f.	S.f.+Chit.
1	25,8 ± 2,94 a A	20,7 ± 1,76 a AB	15,7 ± 2,14 c BC	12,3 ± 1,63 b CD	9,3 ± 1,38 bc D
2	26,7 ± 3,74 a A	21,7 ± 3,86 a AB	17,5 ± 1,18 bc B	16,8 ± 2,87 ab B	16,2 ± 3,63 a B
3	31,8 ± 4,57 a A	18,8 ± 2,37 a B	17,7 ± 3,56 c B	19,8 ± 2,36 ab AB	14,2 ± 3,16 ab B
4	34,5 ± 4,44 a A	30,7 ± 6,12 a A	27,3 ± 1,93 a A	17,7 ± 2,26 ab B	17,2 ± 2,09 a B
5	34,7 ± 3,46 a A	27,7 ± 2,72 a A	25,2 ± 1,87 ab A	25,2 ± 3,09 a A	13,5 ± 2,17 ab B
6	33,3 ± 4,39 a A	18,7 ± 1,15 a BC	20,3 ± 1,80 abc B	20,7 ± 2,09 ab B	14,7 ± 2,35 ab C
7	10,3 ± 2,59 b A	5,3 ± 0,99 b A	6,0 ± 1,10 d A	5,5 ± 1,67 c A	6,2 ± 1,35 c A
8	1,2 ± 0,65 c A	1,5 ± 0,56 c A	1,2 ± 0,40 e A	1,8 ± 1,08 d A	0,7 ± 0,21 d A

Tab. 10: Schlupfverlauf von Thripsen allgemein (weibliche + männliche Thripse) nach einer Bodenbehandlung mit Nematoden bzw. einer Behandlung von Bohnenpflanzen und Nematoden mit Chitosan (H.b. = *Heterorhabditis bacteriophora*, S.f. = *Steinernema feltiae*, H.b.+Chit. = *Heterorhabditis bacteriophora* + Chitosan, S.f.+Chit. = *Steinernema feltiae* + Chitosan; Mittelwert ± SF, Mittelwerte einer Zeile gefolgt vom selben Großbuchstaben und Mittelwerte einer Spalte gefolgt vom selben Kleinbuchstaben unterscheiden sich nicht signifikant (LSD-Test)).

Die Form der Verlaufskurven der einzelnen Varianten fällt innerhalb der Nematodenarten ähnlich, im Vergleich zwischen den Nematodenarten unterschiedlich aus (siehe Abb. 40, Seite 74 und Tab. 10). Während in der Kontrollvariante ein stetiger Anstieg der Verlaufskurve zu beobachten ist, zeigt sich bei *H. bacteriophora* nach stagnierender Anfangsphase sowohl ohne als

auch mit Chitosanzugabe ein sprunghafter Anstieg nach dem dritten Tag. Im direkten Anschluss fällt die Verlaufskurve stark ab, während in der Kontrollvariante der Schlupf erst am sechsten Tag einbricht. Bei *H. bacteriophora* ohne Chitosanzugabe ist der Unterschied zur Kontrollvariante nur am dritten und sechsten Tag signifikant. Wurden *H. bacteriophora* mit Chitosan kombiniert, unterscheiden sich die Anzahl geschlüpfter Thripse am ersten, zweiten, dritten und sechsten Tag von der der Kontrollvariante (siehe Tab. 10, 49).

Die Form der Verlaufskurve der *S. feltiae*-Variante ohne Chitosan ähnelt bis auf den Einbruch am vierten Tag denen von *H. bacteriophora* (mit und ohne Chitosan). Während die *H. bacteriophora*-Varianten am vierten Tag stark ansteigen, sinkt die *S. feltiae*-Variante ohne Chitosan am vierten Tag und steigt erst am fünften Tag an. Die Verlaufskurve von *S. feltiae* in Kombination mit Chitosan unterscheidet sich von allen anderen Verlaufskurven. Sie steigt am zweiten Tag leicht an und verläuft dann relativ gleichbleibend bis sie nach dem sechsten Tag wie die der anderen Varianten abfällt. Bei *S. feltiae* ohne Chitosanzugabe unterscheidet sich die Anzahl geschlüpfter Thripse am ersten, zweiten, vierten und sechsten Tag von der der Kontrollvariante. In Kombination mit Chitosan unterscheiden sich die Werte von denen der Kontrollvariante bis auf die letzten beiden Tage (Tag 7 & 8) im gesamten erfassten Zeitraum.

3.4 Versuche zum Wirkungsmechanismus

3.4.1 Feeding Test

Der Versuch fand unter kontrollierten Bedingungen in einer Klimakammer statt. Die durchschnittliche Temperatur lag bei $21,8 \pm 0,01$ °C und die durchschnittliche Luftfeuchte bei $64,0 \pm 0,13$ % RH. Folgendes wurde beobachtet (siehe Abb. 41):

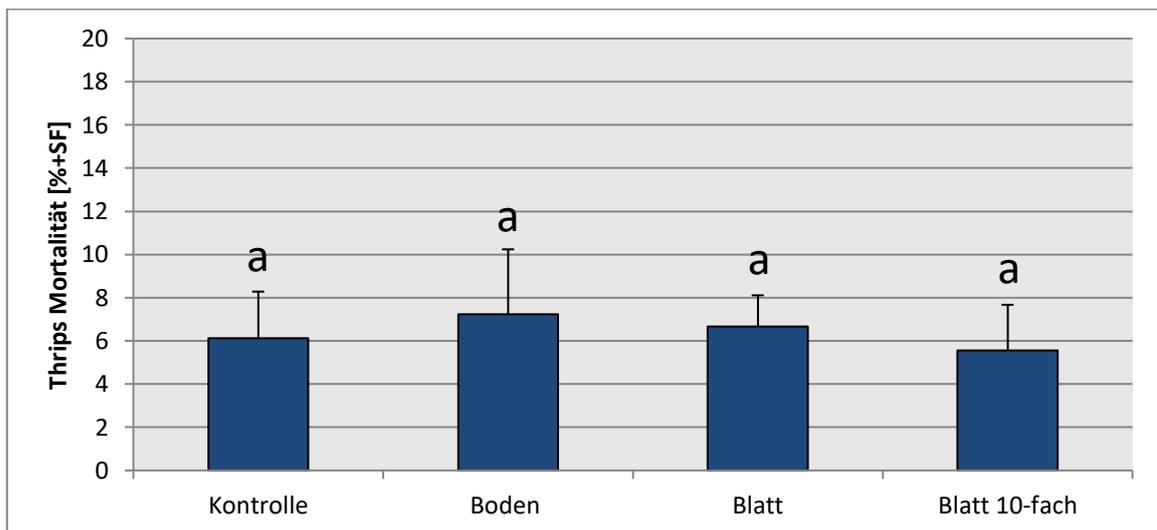


Abb. 41: Mortalität von Thripsen nach oraler Aufnahme von Chitosan in verschiedenen Konzentrationen (Konzentration der Boden- und Blattbehandlung und 10-fach-Blattkonzentration; Mittelwert \pm SF, Mittelwerte / Balken mit demselben Kleinbuchstaben unterscheiden sich nicht signifikant (LSD-Test)).

Obwohl mit bis zu 10-facher Konzentration der praxisüblichen Anwendungsmenge gearbeitet wurde, gab es keinen signifikanten Effekt der Behandlung auf die Mortalität der Thripse nach oraler Aufnahme ($F_{3, 32} = 0,22$; $p = 0,8785$).

3.4.2 Choice Test

Der Versuch fand unter nicht kontrollierten Bedingungen in einer Gewächshauskabine statt. Die durchschnittliche Temperatur lag bei $24,1 \pm 0,12^\circ\text{C}$ und die durchschnittliche Luftfeuchte bei $33,9 \pm 0,49\%$ RH.

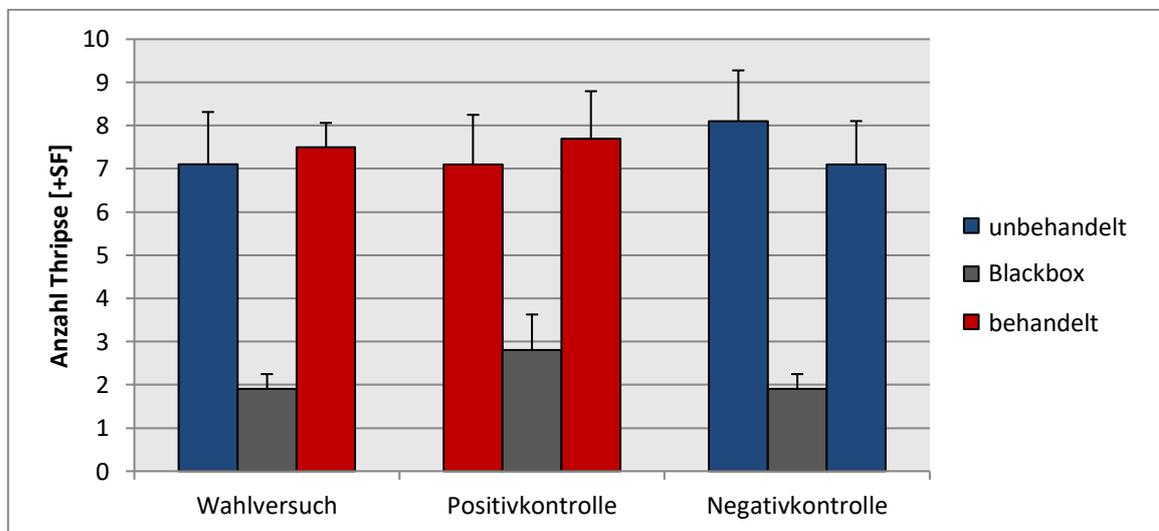


Abb. 42: Einfluss einer Behandlung von Bohnenpflanzen mit Chitosan auf das Wahlverhalten von Thripsen (Mittelwert \pm SF).

Ein Wilcoxon Matched Pairs Test zeigte keinen signifikanten Effekt einer Chitosan-Behandlung der Pflanzen auf die Wirtswahl der Thripse (siehe Abb. 42), weder bei der Positivkontrolle ($z = 0,36$; $p = 0,7213$) noch bei der Negativkontrolle ($z = 0,41$; $p = 0,6784$) oder beim eigentlichen Wahlversuch ($z = 0,66$; $p = 0,5076$).

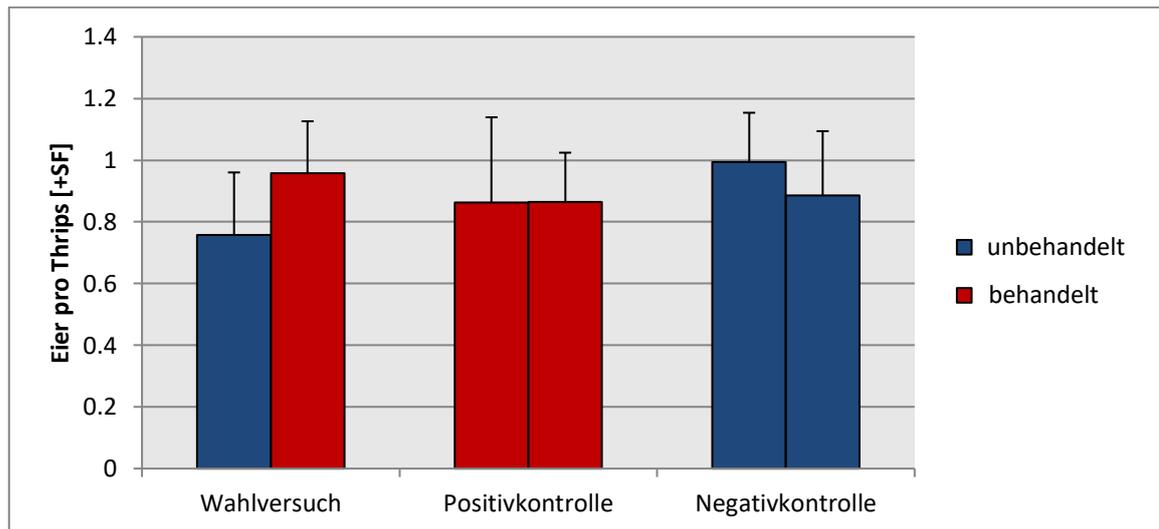


Abb. 43: Einfluss einer Behandlung von Bohnenpflanzen mit Chitosan auf die Eiablage von Thripsen (Mittelwert \pm SF).

Die Eiablage wurde ebenfalls mithilfe des Wilcoxon Matched Pairs Tests untersucht. Auch hier zeigte sich kein signifikanter Effekt einer Chitosan-Behandlung der Pflanzen auf die Eiablage der Thripse (siehe Abb. 43), weder bei der Positivkontrolle ($z = 0,76$; $p = 0,4446$) noch bei der Negativkontrolle ($z = 0,25$; $p = 0,7989$) oder beim eigentlichen Wahlversuch ($z = 0,76$; $p = 0,4446$).

3.4.3 Virulenz Test

Der Versuch fand unter kontrollierten Bedingungen in einem Klimaschrank statt. Die durchschnittliche Temperatur lag bei $22,2 \pm 0,00$ °C, die durchschnittliche relative Luftfeuchte bei $63,9 \pm 0,14$ %.

Um den Einfluss einer Chitosan-Behandlung auf den Verlauf der Parasitierung durch die entomopathogenen Nematoden zu bestimmen, wurde ein Kaplan-Meier-Test durchgeführt. Sowohl bei der ersten als auch der zweiten Versuchsreihe (Chitosan-Behandlung zwei bzw. 24 Stunden vor Versuchsansatz, siehe 2.5.3. auf Seite 42) wurde zuerst ein genereller Behandlungseinfluss bewertet (alle Varianten gepoolt), anschließend die Nematoden getrennt bewertet und abschließend ein paarweiser Test der Varianten durchgeführt.

3.4.3.1 Überlebensrate von Mehlwürmern: A: nach Chitosan-Behandlung der Nematoden zwei Stunden vor Versuchsansatz

Der Kaplan-Meier-Test ergab hier folgende Überlebenskurven (siehe Abb. 44) mit der Überlebenswahrscheinlichkeit von Mehlwürmern nach einer Behandlung mit *H. bacteriophora* oder *S. feltiae*:

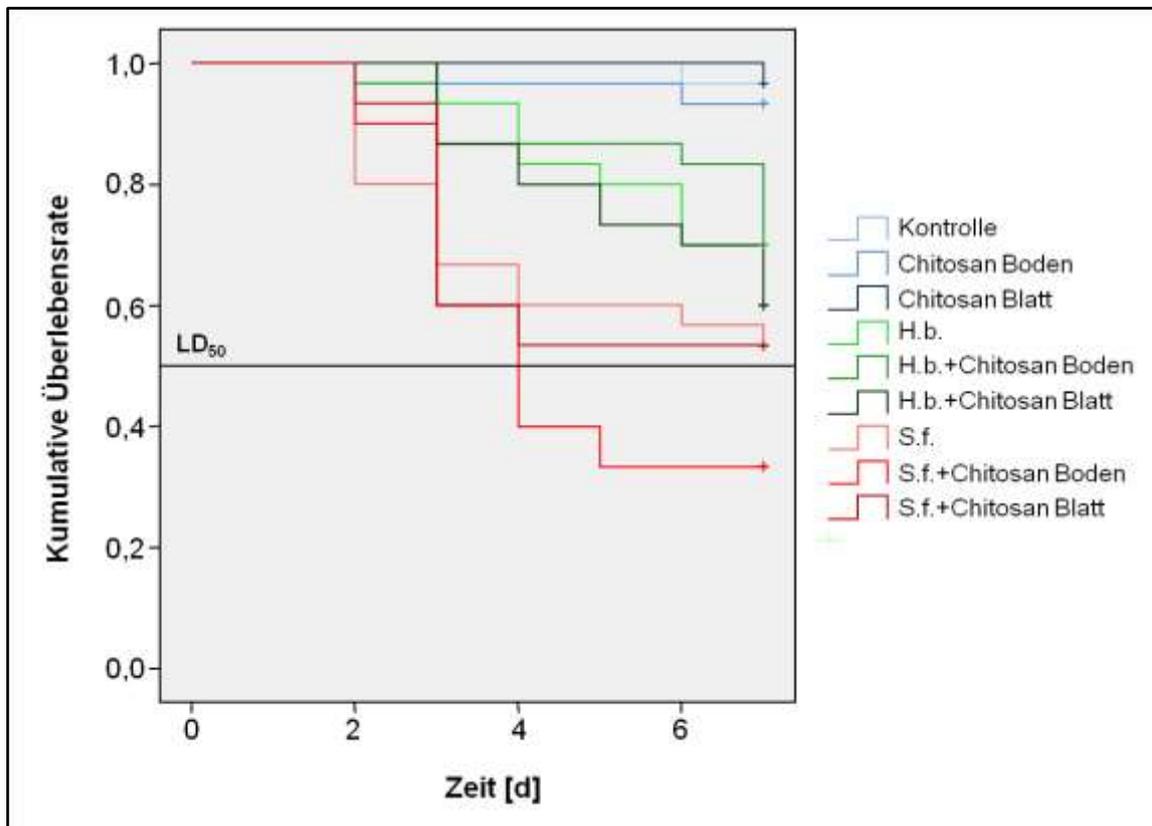


Abb. 44: Kaplan-Meier Überlebenskurve mit der Überlebenswahrscheinlichkeit von Mehlwürmern nach einer Behandlung mit *H. bacteriophora* oder *S. feltiae* (mit und ohne Chitosan Behandlung zwei Stunden vor Versuchsansatz, H.b. = *Heterorhabditis bacteriophora*, S.f. = *Steinernema feltiae*).

Gesamtbetrachtung

Ein Logranktest (Mantel Cox) der kumulativen Überlebensraten aller Behandlungen ergab einen signifikanten Einfluss der Behandlungen ($\chi^2 = 63,61$, $df = 8$, $p < 0,0001$). Ein anschließender paarweiser Vergleich (ebenfalls Logranktest (Mantel Cox)) zeigte, dass sich alle Nematoden-Varianten signifikant von der Kontrolle unterschieden. Innerhalb der jeweiligen Nematoden-Arten gab es keine signifikanten Unterschiede. Die Chitosan-Behandlung hatte keinen

Effekt auf den Parasitierungsverlauf von *H. bacteriophora* oder *S. feltiae* als solches. Zwischen den Nematodenarten gab es jedoch einen signifikanten Unterschied. Die kumulative Überlebensrate der Mehlwürmer unterschied sich in der *S. feltiae*-Variante mit einer Chitosan-Behandlung in der Konzentration für die Bodenbehandlung signifikant von allen *H. bacteriophora*-Varianten (siehe Tab. 11, Seite 85) und unterschritt als einzige Variante die LD₅₀-Grenze. Die Chitosan-Kontrollen (Mehlwürmer + Chitosan ohne Nematoden) zeigten hingegen keinen signifikanten Effekt. Alle Ergebnisse sind in Tab. 11 auf Seite 85 gelistet.

Einzelbetrachtung *H. bacteriophora*

Ein Logranktest (Mantel Cox) der kumulativen Überlebensraten aller Behandlungen ergab einen signifikanten Einfluss der Behandlungen ($\chi^2 = 26,55$, $df = 5$, $p < 0,0001$). Ein anschließender paarweiser Vergleich (ebenfalls Logranktest (Mantel Cox)) ergab, dass sich alle *H. bacteriophora*-Varianten signifikant von der Kontrolle unterschieden. Zwischen den *H. bacteriophora*-Varianten gab es keinen Unterschied. Desweiteren zeigten die Chitosan-Kontrollen (Mehlwürmer + Chitosan ohne Nematoden) keinen signifikanten Effekt.

Einzelbetrachtung *S. feltiae*

Ein Logranktest (Mantel Cox) der kumulativen Überlebensraten aller Behandlungen ergab einen signifikanten Einfluss der Behandlungen ($\chi^2 = 59,10$, $df = 5$, $p < 0,0001$). Ein anschließender paarweiser Vergleich (ebenfalls Logranktest (Mantel Cox)) ergab, dass sich alle *S. feltiae*-Varianten signifikant von der Kontrolle unterschieden. Zwischen den *S. feltiae*-Varianten gab es keinen Unterschied obwohl die *S. feltiae*-Chitosan-Bodenkonzentration-Variante als einzige die LD₅₀-Grenze überschritt. Desweiteren zeigten die Chitosan-Kontrollen (Mehlwürmer + Chitosan ohne Nematoden) keinen signifikanten Effekt.

3.4.3.2 Überlebensrate von Mehlwürmern: B: nach Chitosan-Behandlung der Nematoden 24 Stunden vor Versuchsansatz

Der Kaplan-Meier-Test ergab hier folgende Überlebenskurve (siehe Abb. 45) mit der Überlebenswahrscheinlichkeit von Mehlwürmern nach einer Behandlung mit *H. bacteriophora* oder *S. feltiae*:

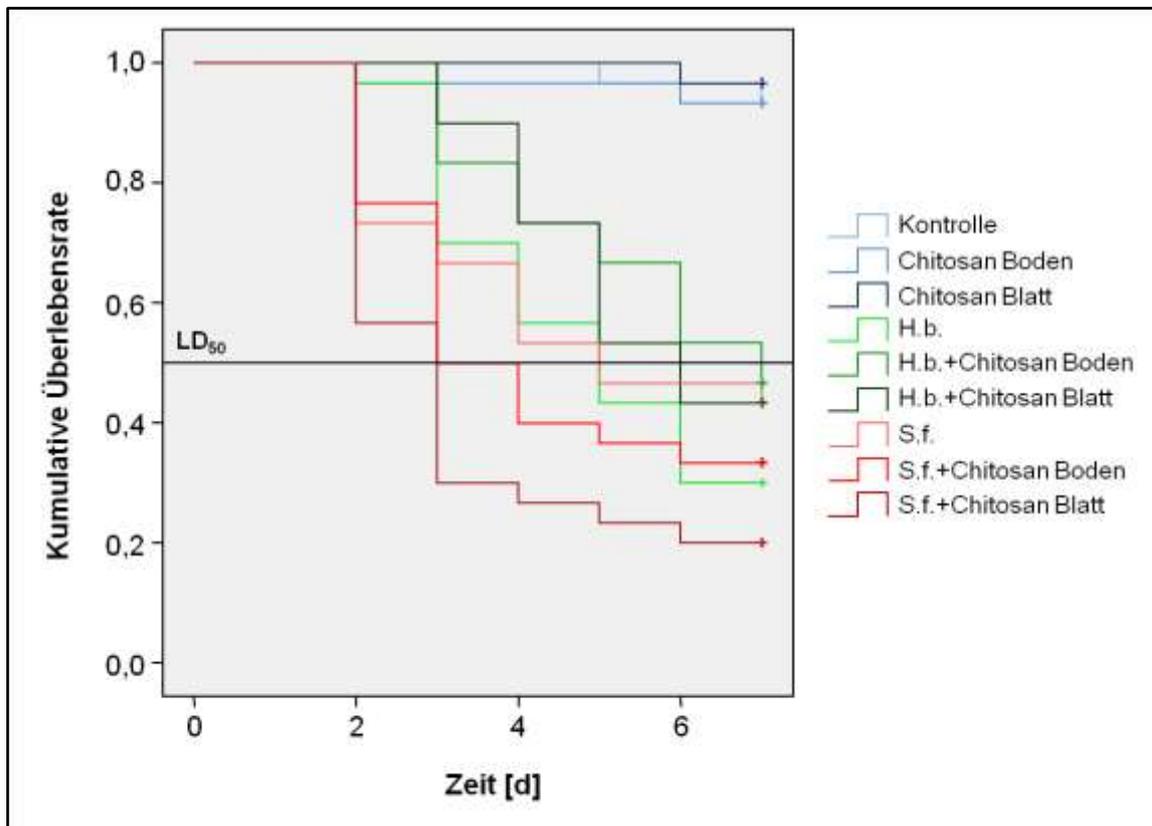


Abb. 45: Kaplan-Meier Überlebenskurve mit der Überlebenswahrscheinlichkeit von Mehlwürmern nach einer Behandlung mit *H. bacteriophora* oder *S. feltiae* (mit und ohne Chitosan Behandlung 24 Stunden vor Versuchsansatz, H.b. = *Heterorhabditis bacteriophora*, S.f. = *Steinernema feltiae*).

Gesamtbetrachtung

Ein Logranktest (Mantel Cox) der kumulativen Überlebensraten aller Behandlungen ergab einen signifikanten Einfluss der Behandlungen ($\chi^2 = 102,90$, $df = 8$, $p < 0,0001$). Ein anschließender paarweiser Vergleich (ebenfalls Logranktest (Mantel Cox)) ergab, dass sich alle Nematoden-Varianten signifikant von der Kontrolle unterschieden. Innerhalb der jeweiligen Nematoden-Arten gab es keine signifikanten Unterschiede, jedoch war stetig ein unterschiedlicher

Verlauf der Kurven innerhalb der Nematodenarten zu beobachten. So lagen zumindest im Fall von *S. feltiae* die Kurven im Fall der Variante mit Chitosan-behandelten Nematoden immer unter der nicht behandelten Variante. Folglich war hier eine schnellere Parasitierung zu beobachten, die sich jedoch nicht in einer Signifikanz äusserte. Dieser Effekt erschien in der Variante mit Chitosan-Behandlung in der Boden-Konzentration am stärksten ausgeprägt.

Die Chitosan-Behandlung hatte keinen Effekt auf den Parasitierungsverlauf von *H. bacteriophora* oder *S. feltiae* als solche. Zwischen den Nematodenarten gab es jedoch einen signifikanten Unterschied, Die kumulative Überlebensrate der Mehlwürmer unterschied sich in der *S. feltiae*-Variante mit einer Chitosan-Behandlung in der Konzentration für die Blattbehandlung signifikant von allen *H. bacteriophora*-Varianten und der *S. feltiae*-Variante ohne Vorbehandlung (siehe Tab. 12, Seite 85). Der zuvor noch aufgetretene signifikante Effekt der Chitosan-Behandlung in der Konzentration der Bodenbehandlung bei *S. feltiae* war nun (zumindest bei einem p-Level von 0,05) nicht mehr signifikant. Die Chitosan-Kontrollen (Mehlwürmer + Chitosan ohne Nematoden) zeigten keinen signifikanten Effekt. Alle Ergebnisse sind in der Tab. 12 auf Seite 85 gelistet.

Einzelbetrachtung *H. bacteriophora*

Ein Logranktest (Mantel Cox) der kumulativen Überlebensraten aller Behandlungen ergab einen signifikanten Einfluss der Behandlungen ($\chi^2 = 68,61$, $df = 5$, $p < 0,0001$). Ein anschließender paarweiser Vergleich (ebenfalls Logranktest (Mantel Cox)) ergab, dass sich alle *H. bacteriophora*-Varianten signifikant von der Kontrolle unterschieden. Zwischen den *H. bacteriophora*-Varianten gab es keinen Unterschied. Desweiteren zeigten die Chitosan-Kontrollen (Mehlwürmer + Chitosan ohne Nematoden) keinen signifikanten Effekt.

Einzelbetrachtung *S. feltiae*

Ein Logranktest (Mantel Cox) der kumulativen Überlebensraten aller Behandlungen ergab einen signifikanten Einfluss der Behandlungen ($\chi^2 = 90,62$, $df = 5$, $p < 0,0001$). Ein anschließender paarweiser Vergleich (ebenfalls Logranktest (Mantel Cox)) ergab, dass sich alle *S. feltiae*-Varianten signifikant von der Kontrolle unterschieden. Im Gegensatz zu den Ergebnissen unter „3.4.3.1 Chitosan-Behandlung von Nematoden zwei Stunden vor Versuchsansatz“ zeigte sich hier auch ein Effekt innerhalb einer Nematoden-Variante. Wurden *S. feltiae* 24 Stunden vor Versuchsansatz mit Chitosan in der Konzentration der Blattbehandlung kombiniert, so unterschied sich die kumulative Überlebensrate der Mehlwürmer signifikant von der der *S. feltiae*-Kontrolle (*S. feltiae* + Wasser, ($\chi^2 = 4,86$, $df = 1$, $p < 0,028$)) jedoch nicht von der *S. feltiae*-Variante mit der Chitosan-Behandlung in der Konzentration der Bodenbehandlung. Die Chitosan-Kontrollen (Mehlwürmer + Chitosan ohne Nematoden) zeigten keinen signifikanten Effekt.

Behandl.	K		C Bo		C BI		H.b.		H.b. C Bo		H.b. C BI		S.f.		S.f. C Bo		S.f. C BI	
	χ^2	Sig.	χ^2	Sig.	χ^2	Sig.	χ^2	Sig.	χ^2	Sig.	χ^2	Sig.	χ^2	Sig.	χ^2	Sig.	χ^2	Sig.
K			0,361	0,548	0,000	0,990	7,793	0,005	7,507	0,006	11,904	0,001	15,384	0,000	27,764	0,000	15,260	0,000
C Bo	0,361	0,548			0,396	0,544	5,353	0,021	5,217	0,022	9,098	0,003	12,615	0,000	24,141	0,000	12,512	0,000
C BI	0,000	0,990	0,369	0,544			7,835	0,005	7,758	0,005	12,143	0,000	15,498	0,000	27,764	0,000	15,260	0,000
H.b.	7,793	0,005	5,353	0,021	7,835	0,005			0,006	0,936	0,598	0,439	2,577	0,108	10,529	0,001	2,725	0,099
H.b. C Bo	7,507	0,006	5,217	0,022	7,758	0,005	0,006	0,936			0,729	0,393	2,544	0,111	9,912	0,002	2,312	0,128
H.b. C BI	11,904	0,001	9,098	0,003	12,143	0,000	0,598	0,439	0,729	0,393			0,793	0,373	6,383	0,012	0,792	0,373
S.f.	15,384	0,000	12,615	0,000	15,498	0,000	2,577	0,108	2,544	0,111	0,793	0,373			1,568	0,211	0,026	0,873
S.f. C Bo	27,764	0,000	24,141	0,000	27,764	0,000	10,529	0,001	9,912	0,002	6,383	0,012	1,568	0,211			1,717	0,190
S.f. C BI	15,260	0,000	12,512	0,000	15,260	0,000	2,725	0,099	2,312	0,128	0,792	0,373	0,026	0,373	1,717	0,190		

Tab. 11: Einfluss einer Chitosan-Behandlung von Nematoden (zwei Stunden vor Versuchsansatz) auf den Parasitierungsverlauf von Mehlwürmern, paarweiser Vergleich der Varianten (K = Kontrolle, CBo = Chitosan Boden, CBI = Chitosan Blatt, H.b. = *Heterorhabditis bacteriophora*, S.f. = *Steinernema feltiae*, ← Chitosan Boden = Chitosankonzentration entsprechend der Bodenapplikation, Chitosan Blatt = Chitosankonzentration entsprechend der Blattapplikation).

Behandl.	K		C Bo		C BI		H.b.		H.b. C Bo		H.b. C BI		S.f.		S.f. C Bo		S.f. C BI	
	χ^2	Sig.	χ^2	Sig.	χ^2	Sig.	χ^2	Sig.	χ^2	Sig.	χ^2	Sig.	χ^2	Sig.	χ^2	Sig.	χ^2	Sig.
K			0,000	0,986	0,345	0,557	27,382	0,000	16,087	0,000	18,155	0,000	18,592	0,000	25,412	0,000	37,269	0,000
C Bo	0,000	0,986			0,361	0,548	25,538	0,000	15,106	0,000	16,974	0,000	17,662	0,000	23,871	0,000	35,156	0,000
C BI	0,345	0,557	0,361	0,548			30,213	0,000	18,824	0,000	20,908	0,000	21,107	0,000	27,931	0,000	39,624	0,000
H.b.	27,382	0,000	25,538	0,000	30,213	0,000			2,598	0,107	1,761	0,184	0,214	0,644	0,338	0,561	4,909	0,027
H.b. C Bo	16,087	0,000	15,106	0,000	18,824	0,000	2,598	0,107			0,099	0,752	0,667	0,414	3,412	0,065	11,413	0,001
H.b. C BI	18,155	0,000	16,974	0,000	20,908	0,000	1,761	0,184	0,099	0,752			0,432	0,511	3,057	0,080	10,856	0,001
S.f.	18,592	0,000	17,662	0,000	21,107	0,000	0,214	0,644	0,667	0,414	0,432	0,511			0,679	0,410	4,856	0,028
S.f. C Bo	25,412	0,000	23,871	0,000	27,931	0,000	0,338	0,561	3,412	0,065	3,057	0,080	0,679	0,410			2,262	0,133
S.f. C BI	37,269	0,000	35,156	0,000	39,624	0,000	4,909	0,027	11,413	0,001	10,856	0,001	4,856	0,028	2,262	0,133		

Tab. 12: Einfluss einer Chitosan-Behandlung von Nematoden (24 Stunden vor Versuchsansatz) auf den Parasitierungsverlauf von Mehlwürmern, paarweiser Vergleich der Varianten (K = Kontrolle, CBo = Chitosan Boden, CBI = Chitosan Blatt, H.b. = *Heterorhabditis bacteriophora*, S.f. = *Steinernema feltiae*, ← Chitosan Boden = Chitosankonzentration entsprechend der Bodenapplikation, Chitosan Blatt = Chitosankonzentration entsprechend der Blattapplikation).

0,001	Hoch signifikant
0,055	Nicht signifikant, aber niedriges p-Level

3.4.3.3 Vergleich der Vorbehandlungszeitpunkte

Da ein Einfluss des Zeitpunktes der Vorbehandlung auftrat, wurde im Anschluss ein Kaplan-Meier-Test durchgeführt, bei dem die Effekte der unterschiedlichen Vorbehandlungszeitpunkte innerhalb der Nematodenarten verglichen. Zuerst wurde ein genereller Behandlungseinfluss bewertet (alle Varianten innerhalb der Nematodenarten gepoolt) und anschließend ein paarweiser Test der jeweiligen Varianten innerhalb der Nematodenarten durchgeführt.

Heterorhabditis bacteriophora

Der Kaplan-Meier-Test ergab hier folgende Überlebenskurve (siehe Abb. 46) mit der Überlebenswahrscheinlichkeit von Mehlwürmern nach einer Behandlung mit *H. bacteriophora*:

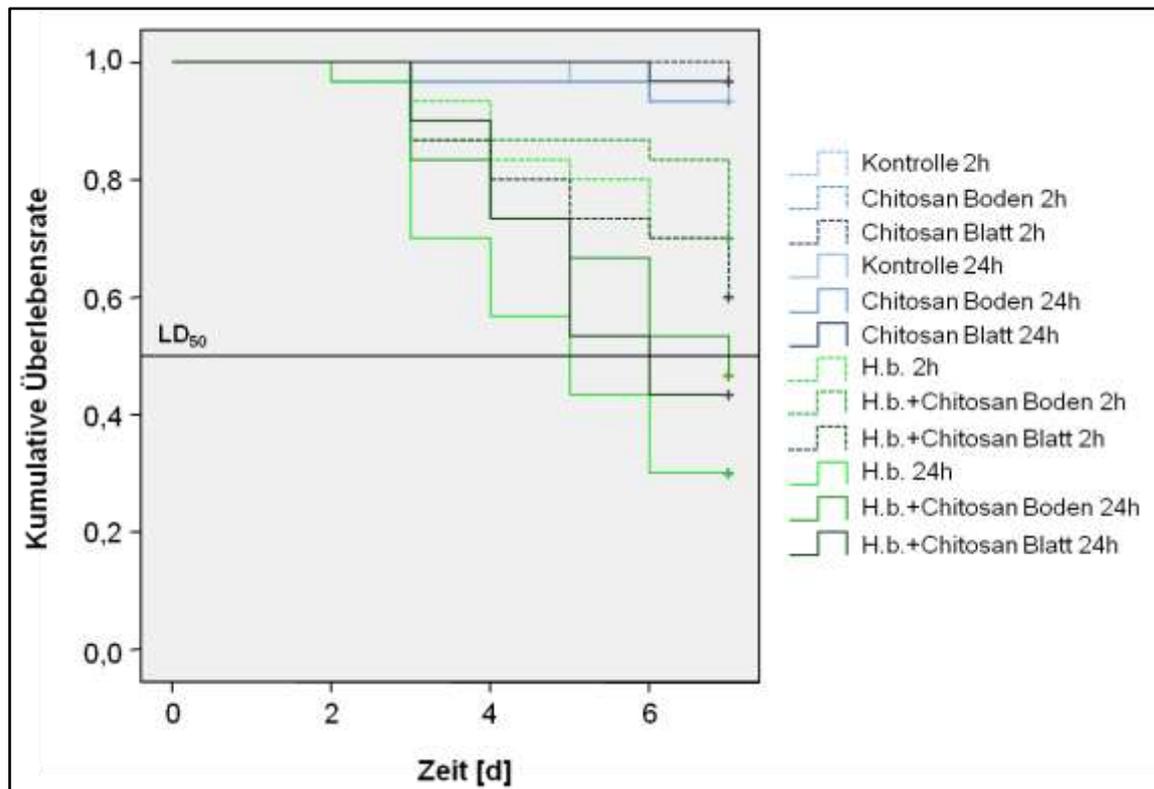


Abb. 46: Kaplan-Meier Überlebenskurve mit der Überlebenswahrscheinlichkeit von Mehlwürmern nach einer Behandlung mit *H. bacteriophora* (Vergleich der Vorbehandlungszeitpunkte vor Versuchsansatz, H.b. = *Heterorhabditis bacteriophora*).

Ein Logranktest (Mantel Cox) der kumulativen Überlebensraten aller Behandlungen ergab einen signifikanten Einfluss der Behandlungen ($\chi^2 = 119,06$, $df = 11$, $p < 0,0001$). Ein anschließender paarweiser Vergleich (ebenfalls Logranktest (Mantel Cox)) ergab, dass sich alle *H. bacteriophora*-Varianten signifikant von der Wasser-Kontrolle und den Chitosan-Kontrollen unterschieden. Beim Vergleich der Vorbehandlungszeitpunkte zeigte sich, dass bei der *H. bacteriophora*-Variante ohne Chitosan sich die kumulativen Überlebensraten signifikant unterschieden. Befanden sich die Nematoden 24 anstatt zwei Stunden im Schüttler, war die Überlebensrate der Mehlwürmer deutlich niedriger ($\chi^2 = 10,46$, $df = 1$, $p = 0,001$). Bei der Variante mit einer Vorbehandlung mit Chitosan in der Konzentration der Bodenapplikation ist ein Unterschied zu sehen, der jedoch bei gesetzten p-Level von 0,05 nicht signifikant ausfällt ($\chi^2 = 3,675$, $df = 1$, $p < 0,055$). Bei der Chitosan-Variante in der Konzentration der Blattapplikation zeigte sich keine Wirkung auf *H. bacteriophora*. Die Ergebnisse sind in der Tab. 13 auf Seite 89 zusammengefasst.

Steinernema feltiae

Der Kaplan-Meier-Test ergab hier folgende Überlebenskurve (siehe Abb. 47 auf Seite 88) mit der Überlebenswahrscheinlichkeit von Mehlwürmern nach einer Behandlung mit *S. feltiae*:

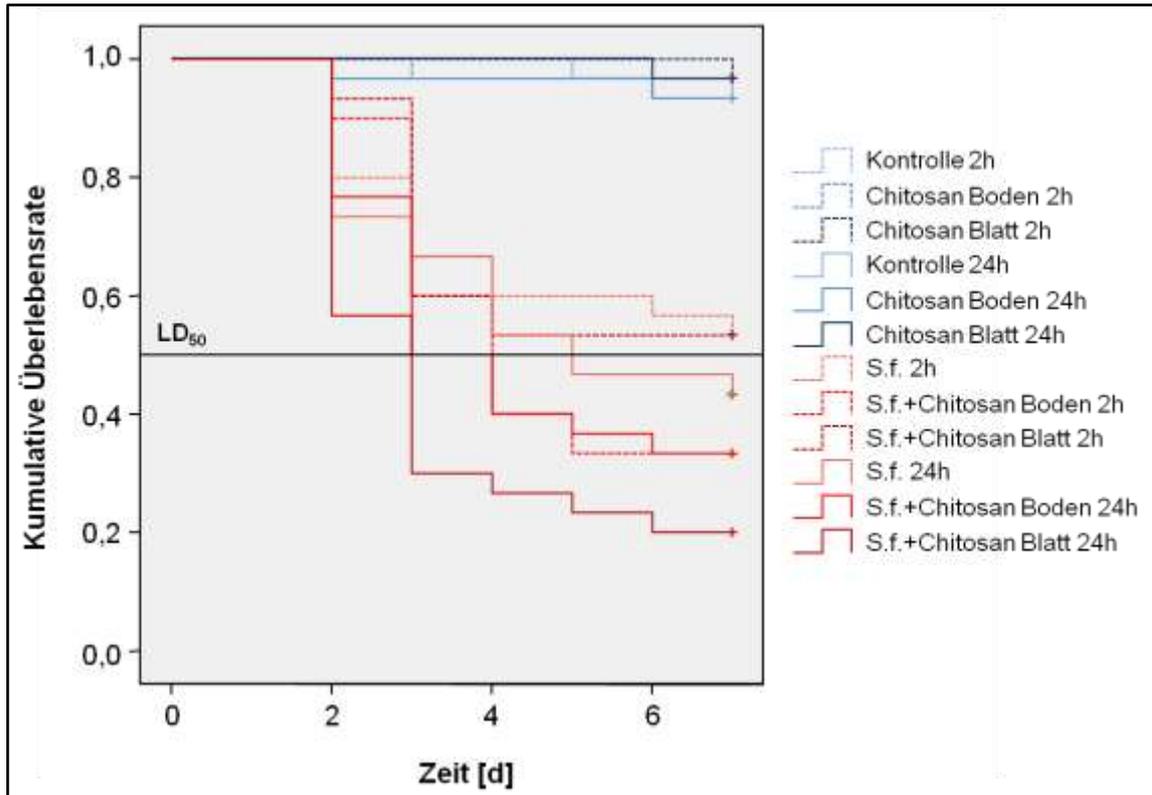


Abb. 47: Kaplan-Meier Überlebenskurve mit der Überlebenswahrscheinlichkeit von Mehlwürmern nach einer Behandlung mit *S. feltiae* (Vergleich der Vorbehandlungszeitpunkte vor Versuchsansatz, S.f. = *Steinernema feltiae*).

Ein Logranktest (Mantel Cox) der kumulativen Überlebensraten aller Behandlungen ergab einen signifikanten Einfluss der Behandlungen ($\chi^2 = 119,06$, $df = 11$, $p < 0,0001$). Ein anschließender paarweiser Vergleich (ebenfalls Logranktest (Mantel Cox)) ergab, dass sich alle *S. feltiae*-Varianten signifikant von der Wasser-Kontrolle und den Chitosan-Kontrollen unterschieden. Beim Vergleich der Vorbehandlungszeitpunkte zeigte sich, dass bei der *S. feltiae*-Variante mit einer Chitosan-Vorbehandlung in der Konzentration der Blattapplikation die Überlebensraten signifikant unterscheiden. Befanden sich die Nematoden 24 anstatt zwei Stunden im Schüttler in der Chitosan-Lösung, war die Überlebensrate der Mehlwürmer signifikant niedriger ($\chi^2 = 9,991$, $df = 1$, $p = 0,002$). Bei der *S. feltiae*-Variante in Wasser und der in der Chitosan-Konzentration der Bodenapplikation zeigte sich kein Effekt. Alle Ergebnisse sind in der Tab. 14 auf Seite 90 zusammengefasst.

Behandl.	K 2h		C Bo 2h		C BI 2h		K 24h		C Bo 24h		C BI 24h		H.b. 2h		H.b. C Bo 2h		H.b. C BI 2h		H.b. 24h		H.b. C Bo 24h		H.b. C BI 24h	
	χ^2	Sig.	χ^2	Sig.	χ^2	Sig.	χ^2	Sig.	χ^2	Sig.	χ^2	Sig.												
K 2h			0,361	0,548	0,000	0,990	0,345	0,557	0,361	0,548	0,000	1,000	7,793	0,005	7,507	0,006	11,904	0,001	30,213	0,000	18,824	0,000	20,908	0,000
C Bo 2h	0,361	0,548			0,369	0,544	0,000	0,986	0,000	0,993	0,361	0,548	5,353	0,021	5,217	0,022	9,098	0,003	26,182	0,000	15,418	0,000	17,174	0,000
C BI 2h	0,000	0,990	0,369	0,544			0,361	0,548	0,369	0,544	0,000	0,990	7,835	0,005	7,758	0,005	12,143	0,000	30,532	0,000	19,114	0,000	21,040	0,000
K 24h	0,345	0,557	0,000	0,986	0,361	0,548			0,000	0,986	0,345	0,557	5,615	0,018	5,433	0,020	9,564	0,002	27,382	0,000	16,087	0,000	18,155	0,000
C Bo 24h	0,361	0,548	0,000	0,993	0,369	0,544	0,000	0,986			0,361	0,548	5,271	0,022	5,088	0,024	8,899	0,003	25,538	0,000	15,106	0,000	16,974	0,000
C BI 24h	0,000	1,000	0,361	0,548	0,000	0,990	0,345	0,557	0,361	0,548			7,793	0,005	7,507	0,006	11,904	0,001	30,213	0,000	18,824	0,000	20,908	0,000
H.b. 2h	7,793	0,005	5,353	0,021	7,835	0,005	5,615	0,018	5,271	0,022	7,793	0,005			0,006	0,936	0,598	0,439	10,455	0,001	3,174	0,075	4,223	0,040
H.b. C Bo 2h	7,507	0,006	5,217	0,022	7,758	0,005	5,433	0,020	5,088	0,024	7,507	0,006	0,006	0,936			0,729	0,393	11,264	0,001	3,675	0,055	4,765	0,029
H.b. C BI 2h	11,904	0,001	9,098	0,003	12,143	0,000	9,564	0,002	8,899	0,003	11,904	0,001	0,598	0,439	0,729	0,393			6,466	0,011	1,077	0,299	1,686	0,194
H.b. 24h	30,213	0,000	26,182	0,000	30,532	0,000	27,382	0,000	25,538	0,000	30,213	0,000	10,455	0,001	11,264	0,001	6,466	0,011			2,598	0,107	1,761	0,184
H.b. C Bo 24h	18,824	0,000	15,418	0,000	19,114	0,000	16,087	0,000	15,106	0,000	18,824	0,000	3,174	0,075	3,675	0,055	1,077	0,299	2,598	0,107			0,099	0,752
H.b. C BI 24h	20,908	0,000	17,174	0,000	21,040	0,000	18,155	0,000	16,974	0,000	20,908	0,000	4,223	0,040	4,765	0,029	1,686	0,194	1,761	0,184	0,099	0,752		

Tab. 13: Einfluss einer Chitosan-Behandlung von *H. bacteriophora* auf den Parasitierungsverlauf von Mehlwürmern, paarweiser Vergleich der Varianten (K = Kontrolle, CBo = Chitosan Boden, CBI = Chitosan Blatt, H.b. = *Heterorhabditis bacteriophora* ← Chitosan Boden = Chitosankonzentration entsprechend der Bodenapplikation, Chitosan Blatt = Chitosankonzentration entsprechend der Blattapplikation).

0,001	Hoch signifikant
0,055	Nicht signifikant, aber niedriges p-Level

Behandl.	K 2h		C Bo 2h		C BI 2h		K 24h		C Bo 24h		C BI 24h		S.f. 2h		S.f. C Bo 2h		S.f. C BI 2h		S.f. 24h		S.f. C Bo 24h		S.f. C BI 24h	
	χ^2	Sig.	χ^2	Sig.	χ^2	Sig.	χ^2	Sig.	χ^2	Sig.	χ^2	Sig.												
K 2h			0,361	0,548	0,000	0,990	0,345	0,557	0,361	0,548	0,000	1,000	15,384	0,000	27,764	0,000	15,260	0,000	21,107	0,000	27,931	0,000	39,624	0,000
C Bo 2h	0,361	0,548			0,369	0,544	0,000	0,986	0,000	0,993	0,361	0,548	12,615	0,000	24,141	0,000	12,512	0,000	17,875	0,000	24,591	0,000	36,216	0,000
C BI 2h	0,000	0,990	0,369	0,544			0,361	0,548	0,369	0,544	0,000	0,990	15,498	0,000	27,764	0,000	15,260	0,000	21,208	0,000	28,016	0,000	39,803	0,000
K 24h	0,345	0,557	0,000	0,986	0,361	0,548			0,000	0,986	0,345	0,557	12,957	0,000	25,276	0,000	12,865	0,000	18,592	0,000	25,412	0,000	37,269	0,000
C Bo 24h	0,361	0,548	0,000	0,993	0,369	0,544	0,000	0,986			0,361	0,548	12,315	0,000	23,415	0,000	11,900	0,001	17,662	0,000	23,871	0,000	35,156	0,000
C BI 24h	0,000	1,000	0,361	0,548	0,000	0,990	0,345	0,557	0,361	0,548			15,384	0,000	27,764	0,000	15,260	0,000	21,107	0,000	27,931	0,000	39,624	0,000
S.f. 2h	15,384	0,000	12,615	0,000	15,498	0,000	12,957	0,000	12,315	0,000	15,38	0,000			1,568	0,211	0,026	0,871	0,520	0,471	2,275	0,131	8,193	0,004
S.f. C Bo 2h	27,764	0,000	24,141	0,000	27,764	0,000	25,276	0,000	23,415	0,000	27,764	0,000	1,568	0,211			1,717	0,190	0,332	0,565	0,150	0,699	3,963	0,047
S.f. C BI 2h	15,260	0,000	12,512	0,000	15,260	0,000	12,865	0,000	11,900	0,001	15,260	0,000	0,026	0,871	1,717	0,190			0,682	0,409	2,828	0,093	9,991	0,002
S.f. 24h	21,107	0,000	17,875	0,000	21,208	0,000	18,592	0,000	17,662	0,000	21,107	0,000	0,520	0,471	0,332	0,565	0,682	0,409			0,679	0,410	4,856	0,028
S.f. C Bo 24h	27,931	0,000	24,591	0,000	28,016	0,000	25,412	0,000	23,871	0,000	27,931	0,000	2,275	0,131	0,150	0,699	2,828	0,093	0,679	0,410			2,262	0,133
S.f. C BI 24h	39,624	0,000	36,216	0,000	39,803	0,000	37,269	0,000	35,156	0,000	39,624	0,000	8,193	0,004	3,963	0,047	9,991	0,002	4,856	0,028	2,262	0,133		

Tab. 14: Einfluss einer Chitosan-Behandlung von *S. feltiae* auf den Parasitierungsverlauf von Mehlwürmern, paarweiser Vergleich der Varianten (K = Kontrolle, CBo = Chitosan Boden, CBI = Chitosan Blatt, S.f. = *Steinernema feltiae* ← Chitosan Boden = Chitosankonzentration entsprechend der Bodenapplikation, Chitosan Blatt = Chitosankonzentration entsprechend der Blattapplikation)

0,002 Hoch signifikant

Nachdem der Verlauf der Parasitierung untersucht wurde, fand anschließend eine Analyse der finalen Parasitierungswerte statt. Auch hierbei wurden zunächst die beiden verschiedenen Vorbehandlungszeitpunkte getrennt betrachtet und anschließend miteinander verglichen. Dabei ergab sich beim Einfluss einer Chitosan-Behandlung von Nematoden zwei Stunden vor Versuchsansatz folgendes Bild (siehe Abb. 48):

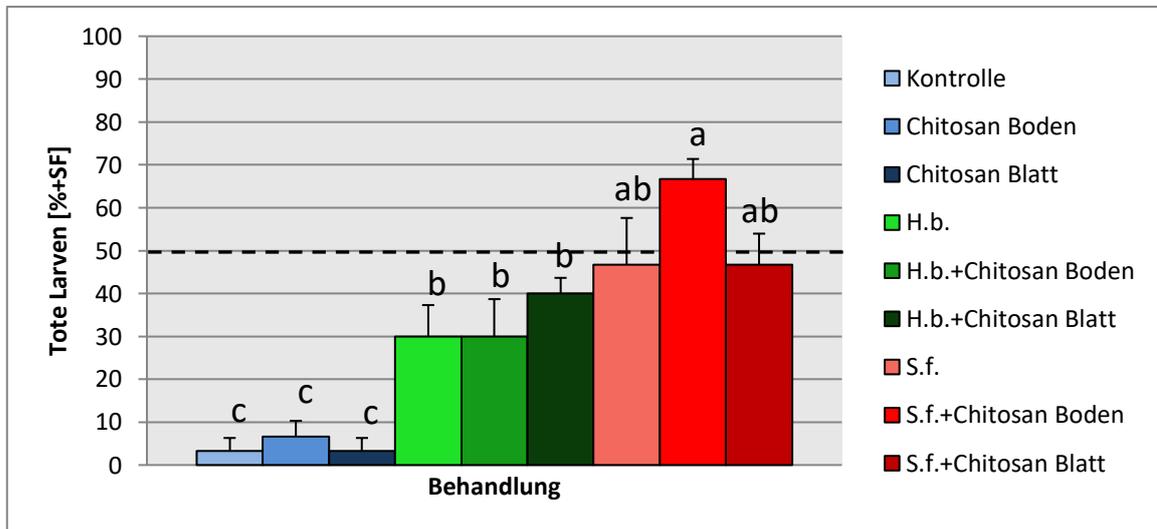


Abb. 48: Einfluss einer Chitosan-Behandlung von Nematoden (zwei Stunden vor Versuchsansatz) auf die Parasitierung von Mehlwürmern (H.b. = *Heterorhabditis bacteriophora*, S.f. = *Steinernema feltiae*, Chitosan Boden = Chitosankonzentration entsprechend der Bodenapplikation, Chitosan Blatt = Chitosankonzentration entsprechend der Blattapplikation; Mittelwert \pm SF, Mittelwerte / Balken mit demselben Kleinbuchstaben unterscheiden sich nicht signifikant (LSD-Test)).

Erwartungsgemäß gab es einen signifikanten Effekt einer Behandlung mit *H. bacteriophora* auf die Mortalität der Mehlwurm-Larven ($F_{1, 24} = 36,77$; $p < 0,0001$), jedoch keinen Effekt einer Vorbehandlung mit Chitosan zwei Stunden vor Versuchsansatz auf die Mortalität ($F_{2, 24} = 0,19$; $p = 0,8282$). Desweiteren gab es auch keine Interaktion zwischen der Behandlung der Nematoden und der Vorbehandlung mit Chitosan ($F_{2, 24} = 0,81$; $p = 0,4556$).

Ebenfalls wie zu erwarten gab es einen signifikanten Effekt einer Behandlung mit *S. feltiae* auf die Mortalität der Mehlwurm-Larven ($F_{1, 24} = 86,35$; $p < 0,0001$), jedoch keinen Effekt einer Vorbehandlung mit Chitosan zwei Stunden vor Versuchsansatz auf die Mortalität ($F_{2, 24} = 1,64$; $p = 0,2152$). Desweiteren gab es

auch keine Interaktion zwischen der Behandlung der Nematoden und der Vorbehandlung mit Chitosan ($F_{2, 24} = 0,30$; $p = 0,7455$).

Beim Einfluss einer Chitosan-Behandlung von Nematoden 24 Stunden vor Versuchsansatz ergab sich folgendes Bild (siehe Abb. 49):

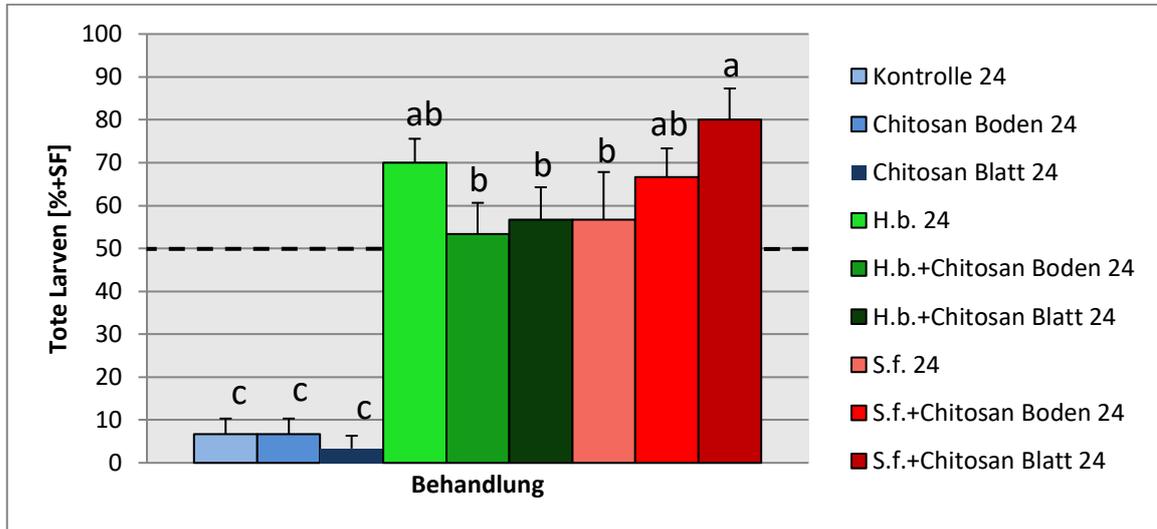


Abb. 49: Einfluss einer Chitosan-Behandlung von Nematoden (24 Stunden vor Versuchsansatz) auf die Parasitierung von Mehlwürmern (H.b. = *Heterorhabditis bacteriophora*, S.f. = *Steinernema feltiae*, Chitosan Boden = Chitosankonzentration entsprechend der Bodenapplikation, Chitosan Blatt = Chitosankonzentration entsprechend der Blattapplikation; Mittelwert \pm SF, Mittelwerte / Balken mit demselben Kleinbuchstaben unterscheiden sich nicht signifikant (LSD-Test)).

Erwartungsgemäß gab es einen signifikanten Effekt einer Behandlung mit *H. bacteriophora* auf die Mortalität der Mehlwurm-Larven ($F_{1, 24} = 104,40$; $p < 0,0001$), jedoch keinen Effekt einer Vorbehandlung mit Chitosan zwei Stunden vor Versuchsansatz auf die Mortalität ($F_{2, 24} = 0,85$; $p = 0,4379$). Desweiteren gab es auch keine Interaktion zwischen der Behandlung der Nematoden und der Vorbehandlung mit Chitosan ($F_{2, 24} = 0,49$; $p = 0,6200$).

Ebenfalls wie zu erwarten gab es einen signifikanten Effekt einer Behandlung mit *S. feltiae* auf die Mortalität der Mehlwurm-Larven ($F_{1, 24} = 88,89$; $p < 0,0001$), jedoch keinen Effekt einer Vorbehandlung mit Chitosan zwei Stunden vor Versuchsansatz auf die Mortalität ($F_{2, 24} = 0,67$; $p = 0,5230$). Desweiteren gab es

auch keine Interaktion zwischen der Behandlung der Nematoden und der Vorbehandlung mit Chitosan ($F_{2,24} = 1,94$; $p = 0,1652$).

Bei der Betrachtung des möglichen Effektes eines früheren Ansatzes der Nematodenlösung auf die finale Parasitierung ergab dasselbe Bild, dass bereits der Kaplan-Meier-Test beim Einfluss auf den Parasitierungsverlauf aufwies (vergleiche Tab. 13, S. 89 und Tab. 14, S. 90 mit Abb. 50 und Tab. 16, S. 97).

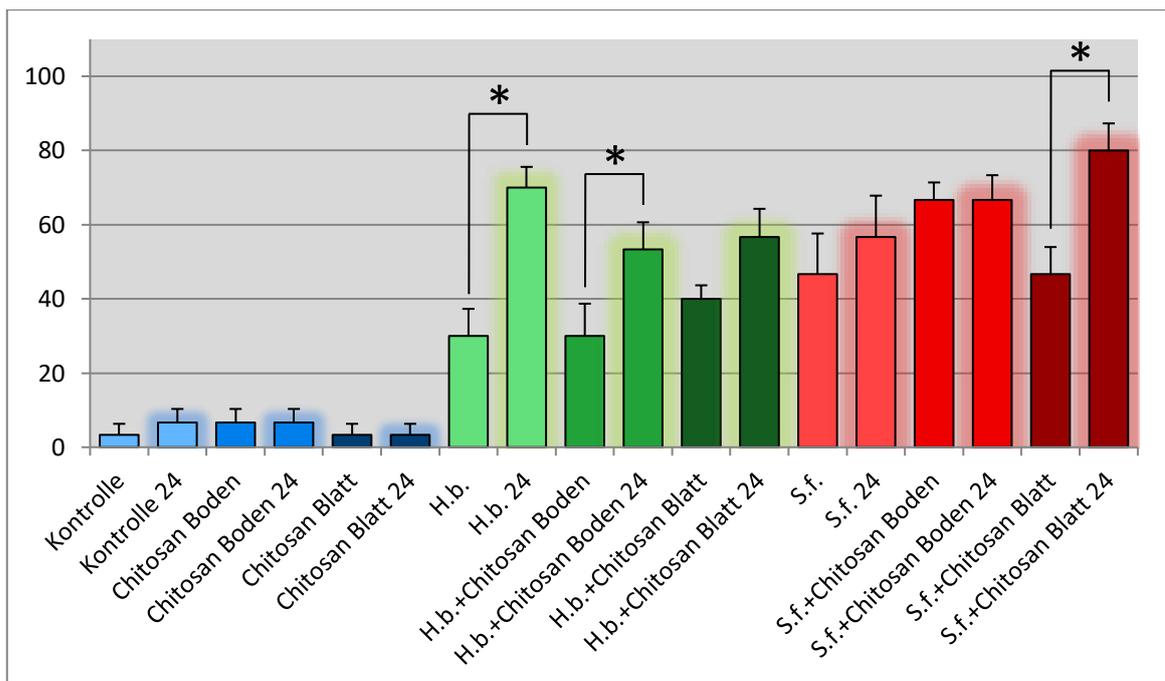


Abb. 50: Wirkungsunterschiede in Abhängigkeit der Vorbehandlung der Nematoden (Nematoden- bzw. Nematoden / Chitosan-Ansatz 2h oder 24h vor Versuchsbeginn) (H.b. = *Heterorhabditis bacteriophora*, S.f. = *Steinernema feltiae*, Chitosan Boden = Chitosankonzentration entsprechend der Bodenapplikation, Chitosan Blatt = Chitosankonzentration entsprechend der Blattapplikation; Mittelwert \pm SF, * signifikanter Unterschied $p < 0,05$).

Beim Vergleich der Vorbehandlungszeiträume zeigte sich, dass bei der *H. bacteriophora*-Variante ohne Chitosan sich die kumulativen Überlebensraten signifikant unterschieden. Befanden sich die Nematoden 24 anstatt zwei Stunden im Schüttler, war die Überlebensrate der Mehlwürmer deutlich niedriger. Bei der Variante mit einer Vorbehandlung mit Chitosan in der Konzentration der Bodenapplikation ist ebenfalls ein Unterschied zu sehen. War er beim Einfluss

auf den Parasitierungsverlauf noch nicht signifikant, so ist der Unterschied bei der finalen Parasitierungsrate statistisch belegbar. Bei der Variante mit einer Vorbehandlung mit Chitosan in der Konzentration der Blattapplikation ist ebenfalls ein Unterschied zu sehen, jedoch ist dieser nicht signifikant. Und auch bei der *S. feltiae*-Variante mit einer Chitosan-Vorbehandlung in der Konzentration der Blattapplikation ist wie beim Parasitierungsverlauf ein signifikanter Unterschied zu verzeichnen. Befanden sich die Nematoden für 24 anstatt zwei Stunden im Schüttler in der Chitosan-Lösung, war die Überlebensrate der Mehlwürmer deutlich niedriger. Bei den übrigen *S. feltiae*-Varianten zeigt sich kein Einfluss der Vorbehandlungszeiträume (siehe Tab. 16, S. 97).

Die höchste Parasitierungsrate wurde mit *S. feltiae* nach einer Chitosan-Vorbehandlung von 24 Stunden in der Konzentration der Blattapplikation erzielt. Nur diese Variante unterschied sich signifikant von den anderen *S. feltiae*-Varianten. Befanden sich *H. bacteriophora* für 24 Stunden im Schüttler (ohne Chitosan), war die Parasitierungsrate höher als bei allen anderen *H. bacteriophora*-Varianten (und auf dem Niveau der beschriebenen effizientesten *S. feltiae*-Variante). Jedoch waren nur die Unterschiede zu den Varianten mit 2 Stunden Vorbehandlung auch signifikant. Die Chitosan-Kontrolle zeigte, dass die Anwesenheit von Chitosan als solches keinen Einfluss auf die Mortalität der *T. molitor* Larven hat (siehe Tab. 15, S. 95).

Behandlung	Mortalität nach 7 Tagen	
Kontrolle	3,3 ± 2,98	f
Kontrolle 24	6,6 ± 3,65	f
Chitosan Boden	6,6 ± 3,65	f
Chitosan Boden 24	6,6 ± 3,65	f
Chitosan Blatt	3,3 ± 2,98	f
Chitosan Blatt 24	3,3 ± 2,98	f
Heterorhabditis bacteriophora	30,0 ± 7,30	de
Heterorhabditis bacteriophora 24	70,0 ± 5,58	ab
Heterorhabditis bacteriophora + Chitosan Boden	30,0 ± 8,69	e
Heterorhabditis bacteriophora + Chitosan Boden 24	53,3 ± 7,30	bcd
Heterorhabditis bacteriophora + Chitosan Blatt	40,0 ± 3,65	cde
Heterorhabditis bacteriophora + Chitosan Blatt 24	56,6 ± 7,60	bc
Steinernema feltiae	46,7 ± 10,96	bcde
Steinernema feltiae 24	56,7 ± 11,16	bc
Steinernema feltiae + Chitosan Boden	66,7 ± 4,71	abc
Steinernema feltiae + Chitosan Boden 24	66,7 ± 6,67	abc
Steinernema feltiae + Chitosan Blatt	46,7 ± 7,30	bcde
Steinernema feltiae + Chitosan Blatt 24	80,0 ± 7,30	a

Tab. 15: Wirkungsunterschiede in Abhängigkeit der Vorbehandlung der Nematoden (Nematoden- bzw. Nematoden / Chitosan-Ansatz 2h oder 24h vor Versuchsbeginn) (H.b. = *Heterorhabditis bacteriophora*, S.f. = *Steinernema feltiae*, H.b.+Chit. = *Heterorhabditis bacteriophora* + Chitosan, S.f.+Chit. = *Steinernema feltiae*, Chitosan Boden = Chitosankonzentration entsprechend der Bodenapplikation, Chitosan Blatt = Chitosankonzentration entsprechend der Blattapplikation; Mittelwert ± SF, Mittelwerte einer Spalte gefolgt vom selben Kleinbuchstaben unterscheiden sich nicht signifikant (LSD-Test)).

Gesamtbetrachtung → Es gab einen signifikanten Effekt des Ansatz-Zeitpunktes der Nematodenlösung ($F_{1, 72} = 13,42$; $p = 0,0005$). Erwartungsgemäß gab es einen signifikanten Effekt der Behandlung mit Nematoden auf die Mortalität der Mehlwurm-Larven ($F_{2, 36} = 102,75$; $p < 0,0001$), jedoch keinen Effekt einer Vorbehandlung der Nematoden mit Chitosan auf die Mortalität ($F_{2, 72} = 0,25$; $p = 0,7787$). Desweiteren gab es auch keine Interaktion zwischen dem Ansatz-Zeitpunkt der Nematodenlösung und der Behandlung der selbigen ($F_{2, 72} = 2,86$; $p = 0,0638$), keine Interaktion zwischen dem Ansatz-Zeitpunktes der Nematodenlösung und der Chitosan-Vorbehandlung ($F_{2, 72} = 0,55$; $p = 0,5769$), keine Interaktion zwischen der Behandlung mit Nematoden und deren Vorbehandlung mit Chitosan ($F_{4, 72} = 1,32$; $p = 0,2708$) und letztendlich auch keine Interaktion zwischen dem Ansatz-Zeitpunktes der Nematodenlösung, der Behandlung und der Vorbehandlung ($F_{4, 72} = 1,55$; $p = 0,1969$).

Einzelbetrachtung → ***H. bacteriophora***: Es gab einen signifikanten Effekt des Ansatz-Zeitpunktes der Nematodenlösung ($F_{1, 48} = 9,43$; $p = 0,0035$). Erwartungsgemäß gab es einen signifikanten Effekt der Behandlung mit Nematoden auf die Mortalität der Mehlwurm-Larven ($F_{1, 48} = 130,15$; $p < 0,0001$), jedoch keinen Effekt einer Vorbehandlung der Nematoden mit Chitosan der Nematoden auf die Mortalität ($F_{2, 48} = 0,15$; $p = 0,8634$). Desweiteren gab es hier jedoch auch eine Interaktion zwischen dem Ansatz-Zeitpunkt der Nematodenlösung und der Behandlung mit derselben ($F_{1, 48} = 6,51$; $p = 0,0140$), aber auch wie zuvor bei der Gesamtbetrachtung keine Interaktion zwischen dem Ansatz-Zeitpunkt der Nematodenlösung und der Chitosan-Vorbehandlung ($F_{2, 48} = 0,85$; $p = 0,4324$), keine Interaktion zwischen der Behandlung mit Nematoden und deren Vorbehandlung mit Chitosan ($F_{2, 48} = 1,09$; $p = 0,3444$) und letztendlich auch keine Interaktion zwischen dem Ansatz-Zeitpunkt der Nematodenlösung, der Behandlung und der Vorbehandlung ($F_{2, 48} = 0,23$; $p = 0,7939$).

Einzelbetrachtung → ***S. feltiae***: Es gab hier keinen signifikanten Effekt des Ansatz-Zeitpunktes der Nematodenlösung ($F_{1, 48} = 3,24$; $p = 0,0780$). Erwartungsgemäß gab es einen signifikanten Effekt der Behandlung mit Nematoden auf die Mortalität der Mehlwurm-Larven ($F_{1, 48} = 173,93$; $p < 0,0001$), jedoch keinen Effekt einer Vorbehandlung der Nematoden mit Chitosan auf die Mortalität ($F_{2, 48} = 0,96$; $p = 0,3904$). Desweiteren gab es keine Interaktion zwischen dem Ansatz-Zeitpunkt der Nematodenlösung und der Behandlung mit derselbigen ($F_{1, 48} = 1,77$; $p = 0,1890$), aber auch wie zuvor bei der Gesamtbetrachtung keine Interaktion zwischen dem Ansatz-Zeitpunkt der Nematodenlösung und der Chitosan-Vorbehandlung ($F_{2, 48} = 1,16$; $p < 0,3207$), keine Interaktion zwischen der Behandlung mit Nematoden und deren Vorbehandlung mit Chitosan ($F_{2, 48} = 1,07$; $p = 0,3523$) und letztendlich auch keine Interaktion zwischen dem Ansatz-Zeitpunkt der Nematodenlösung, der Behandlung und der Vorbehandlung ($F_{2, 48} = 1,48$; $p = 0,2378$).

Behandl.	H.b. 2h	H.b. C Bo 2h	H.b. C Bl 2h	S.f. 2h	S.f. C Bo 2h	S.f. C Bl 2h	H.b. 24h	H.b. C Bo 24h	H.b. C Bl 24h	S.f. 24h	S.f. C Bo 24h	S.f. C Bl 24h
H.b. 2h		0,7510	0,4117	0,1959	0,0069	0,1959	0,0032	0,0728	0,0430	0,0430	0,0063	> 0,001
H.b. C Bo 2h	0,7510		0,2564	0,1088	0,0028	0,1088	0,0012	0,0358	0,0200	0,0200	0,0025	> 0,001
H.b. C Bl 2h	0,4117	0,2564		0,6329	0,0545	0,6329	0,0289	0,3231	0,2209	0,2209	0,0504	> 0,001
S.f. 2h	0,1959	0,1088	0,6329		0,1447	1,0000	0,0844	0,6081	0,4527	0,4527	0,1354	0,0022
S.f. C Bo 2h	0,0069	0,0028	0,0545	0,1447		0,1447	0,7839	0,3405	0,4741	0,4741	0,9719	0,0930
S.f. C Bl 2h	0,1959	0,1088	0,6329	1,0000	0,1447		0,0844	0,6081	0,4527	0,4527	0,1354	0,0022
H.b. 24h	0,0032	0,0012	0,0289	0,0844	0,7839	0,0844		0,2209	0,3231	0,3231	0,8111	0,1578
H.b. C Bo 24h	0,0728	0,0358	0,3231	0,6081	0,3405	0,6081	0,2209		0,8111	0,8111	0,3231	0,0096
H.b. C Bl 24h	0,0430	0,0200	0,2209	0,4527	0,4741	0,4527	0,3231	0,8111		1,0000	0,4527	0,0180
S.f. 24h	0,0430	0,0200	0,2209	0,4527	0,4741	0,4527	0,3231	0,8111	1,0000		0,4527	0,0180
S.f. C Bo 24h	0,0063	0,0025	0,0509	0,1354	0,9719	0,1354	0,8111	0,3231	0,4527	0,4527		0,0998
S.f. C Bl 24h	> 0,001	> 0,001	> 0,001	0,0022	0,0930	0,0022	0,1578	0,0096	0,0180	0,0179	0,0998	

Tab. 16: Wirkungsunterschiede in Abhängigkeit der Vorbehandlung der Nematoden (Nematoden- bzw. Nematoden / Chitosan-Ansatz 2h oder 24h vor Versuchsbeginn) (H.b. = *Heterorhabditis bacteriophora*, S.f. = *Steinernema feltiae*, H.b.+Chit. = *Heterorhabditis bacteriophora* + Chitosan, S.f.+Chit. = *Steinernema feltiae*, Chitosan Boden = Chitosankonzentration entsprechend der Bodenapplikation, Chitosan Blatt = Chitosankonzentration entsprechend der Blattapplikation).

0,1234	<i>Heterorhabditis bacteriophora</i>
0,1234	<i>Heterorhabditis bacteriophora</i> + Chitosan Boden
0,1234	<i>Heterorhabditis bacteriophora</i> + Chitosan Blatt
0,1234	<i>Steinernema feltiae</i>
0,1234	<i>Steinernema feltiae</i> + Chitosan Boden
0,1234	<i>Steinernema feltiae</i> + Chitosan Blatt

3.4.4 Agilitätstest

Wie unter 2.5.4 beschrieben, wurde die Methode nach (Strauch et al., 2004) zunächst unverändert übernommen und in einem zweiten Versuch modifiziert. Beide Versuche fanden unter nicht kontrollierten Bedingungen statt (Zimmertemperatur (ca. 18 °C, ca. 60 % RH). Zunächst folgen die Ergebnisse des ersten Ansatzes.

Aufgrund mangelnder Varianz-Homogenität bei den Daten konnte in dieser ersten Variante des Agilitätstest keine ANOVA (mit Messwiederholung) durchgeführt werden. Generell ist aber deutlich der Einfluss einer Vorbehandlung von *H. bacteriophora* mit der hohen Chitosan-Konzentration der Blattbehandlung zu erkennen (wie auch im zweiten Ansatz des Agilitätstests; vergleiche 3.4.4 auf Seite 98). Im Gegensatz zum ersten Ansatz ist jedoch auch ein leichter Einfluss auf *H. bacteriophora* nach einer Behandlung mit der niedrigeren Chitosan-Konzentration (in den ersten drei Stunden) und auf *S. feltiae* in der höheren Chitosan-Konzentration (in den ersten zwei Stunden) zu erkennen (siehe Abb. 51 und Tab. 17 auf Seite 100).

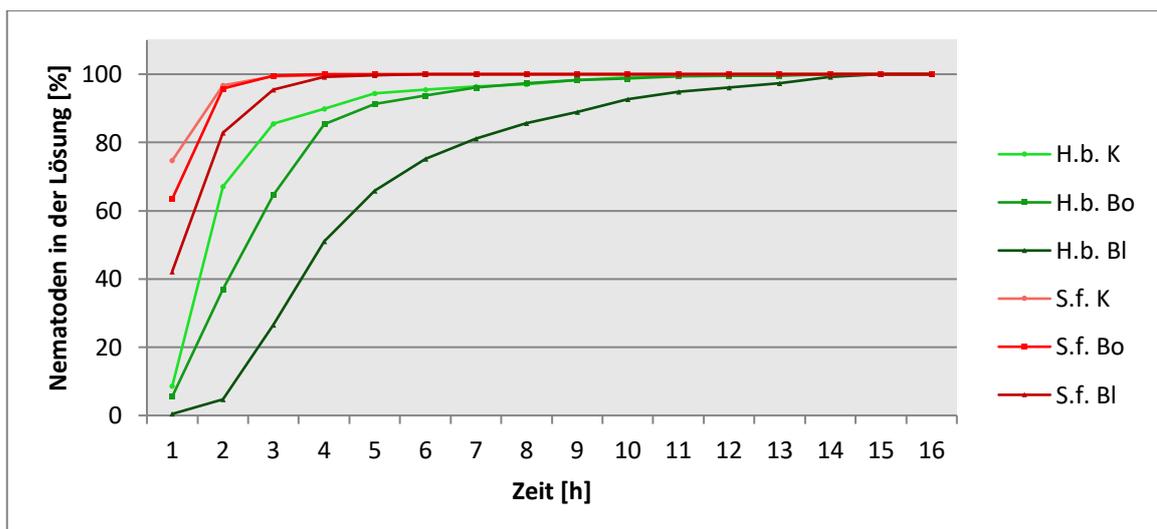


Abb. 51: Einfluss einer Chitosan-Behandlung in verschiedenen Konzentrationen auf die Agilität / Mobilität von Nematoden (H.b. K = *Heterorhabditis bacteriophora* + Wasser, H.b. Bo = *Heterorhabditis bacteriophora* + Chitosan Boden, H.b. Bl = *Heterorhabditis bacteriophora* + Chitosan Blatt, S.f. K = *Steinernema feltiae* + Wasser, S.f. Bo = *Steinernema feltiae* + Chitosan Boden, S.f. Bl = *Steinernema feltiae* + Chitosan Blatt ← Chitosan Boden = Chitosankonzentration entsprechend der Bodenapplikation, Chitosan Blatt = Chitosankonzentration entsprechend der Blattapplikation).

Zwar liegen die Werte von *H. bacteriophora* allgemein unter denen von *S. feltiae*, jedoch unterscheidet sich die Kurve von *H. bacteriophora* in Kombination mit der hohen Chitosan-Konzentration der Blattapplikation auch hier im ersten Ansatz des Agilitätstests deutlich von allen anderen. So ist die Abwanderung der Nematoden hier ebenfalls deutlich verlangsamt. Bei den *S. feltiae*-Varianten waren 50 % der Nematoden bereits nach einer Stunde abgewandert. Da innerhalb der ersten Stunde nur eine Probeentnahme stattfand, ist das Bild stark gestaucht. Dies war auch der Grund des modifizierten Versuchsaufbaus im zweiten Ansatz dieses Experimentes. Bei *H. bacteriophora* in Wasser (ohne Chitosan) waren 50 % der Nematoden nach weniger als 2 Stunden abgewandert. Bei der *H. bacteriophora*-Variante in der niedrigen Chitosan-Konzentration der Bodenapplikation dauerte es ungefähr zweieinhalb Stunden bis die Hälfte der Nematoden vom Plateau abgewandert waren. Bei der hohen Chitosan-Konzentration dauerte es sogar vier Stunden bis die Hälfte der Nematoden abgewandert war.

Zeit [h]	H.b. K	H.b. Bo	H.b. BI	S.f. K	S.f. Bo	S.f. BI
1	8,6 ± 4,59 j C	5,5 ± 0,98 i C	0,5 ± 0,36 m D	74,7 ± 8,76 c A	63,5 ± 6,22 d A	42,2 ± 4,69 f B
2	67,1 ± 2,99 i C	37,1 ± 8,61 h D	4,7 ± 1,96 l E	96,7 ± 0,76 b A	95,8 ± 1,31 c A	82,9 ± 3,13 e B
3	85,5 ± 1,67 h B	64,6 ± 11,47 g C	26,5 ± 3,48 k D	99,4 ± 0,32 a A	99,5 ± 0,17 b A	95,4 ± 0,96 d A
4	89,9 ± 1,42 g B	85,4 ± 3,04 f B	51,1 ± 3,37 j C	99,6 ± 0,28 a A	100,0 ± 0,00 a A	99,2 ± 0,29 c A
5	94,4 ± 0,99 f B	91,2 ± 1,77 ef B	65,8 ± 2,59 i C	99,8 ± 0,14 a A	100,0 ± 0,00 a A	99,7 ± 0,10 bc A
6	95,4 ± 0,71 ef B	93,8 ± 1,43 de B	75,2 ± 2,24 h C	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A	99,9 ± 0,06 ab A
7	96,4 ± 0,82 def B	96,2 ± 0,95 cde B	81,1 ± 1,93 g C	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A
8	97,0 ± 0,58 de B	97,3 ± 0,84 bcd B	85,7 ± 1,63 f C	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A
9	98,3 ± 0,39 cd B	98,4 ± 0,49 bc B	88,9 ± 1,36 f C	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A
10	99,0 ± 0,15 bc B	98,7 ± 0,35 bc B	92,6 ± 0,86 e C	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A
11	99,6 ± 0,12 ab B	99,3 ± 0,18 ab B	94,9 ± 0,73 de C	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A
12	100,0 ± 0,00 a A	99,5 ± 0,09 ab B	96,2 ± 0,23 cd C	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A
13	100,0 ± 0,00 a A	99,5 ± 0,09 ab B	97,4 ± 0,44 c C	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A
14	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A	99,2 ± 0,16 b B	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A
15	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A
16	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A

Tab. 17: Einfluss einer Chitosan-Behandlung (Ansatz 1) in verschiedenen Konzentrationen auf die Agilität / Mobilität von Nematoden (H.b. K = *Heterorhabditis bacteriophora* + Wasser, H.b. Bo = *Heterorhabditis bacteriophora* + Chitosan Boden, H.b. BI = *Heterorhabditis bacteriophora* + Chitosan Blatt, S.f. K = *Steinernema feltiae* + Wasser, S.f. Bo = *Steinernema feltiae* + Chitosan Boden, S.f. BI = *Steinernema feltiae* + Chitosan Blatt ← Chitosan Boden = Chitosan-Konzentration entsprechend der Bodenapplikation, Chitosan Blatt = Chitosankonzentration entsprechend der Blattapplikation) (Mittelwert ± SF, Mittelwerte einer Zeile gefolgt vom selben Großbuchstaben und Mittelwerte einer Spalte gefolgt vom selben Kleinbuchstaben unterscheiden sich nicht signifikant (LSD-Test)).

Nach einer Modifizierung des Versuchsaufbaus ergab sich folgendes Bild:

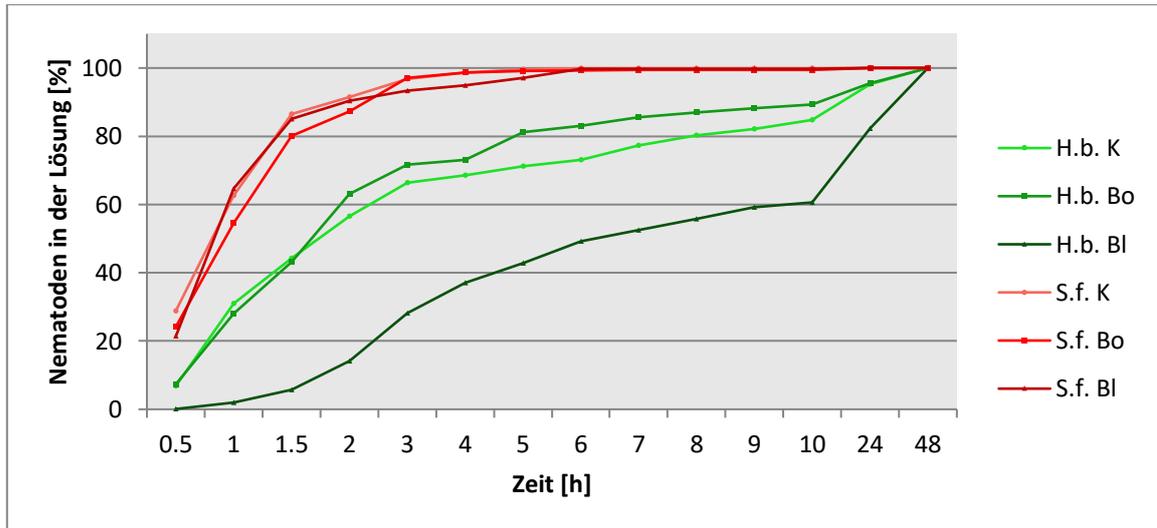


Abb. 52: Einfluss einer Chitosan-Behandlung in verschiedenen Konzentrationen auf die Agilität / Mobilität von Nematoden (H.b. K = *Heterorhabditis bacteriophora* + Wasser, H.b. Bo = *Heterorhabditis bacteriophora* + Chitosan Boden, H.b. Bl = *Heterorhabditis bacteriophora* + Chitosan Blatt, S.f. K = *Steinernema feltiae* + Wasser, S.f. Bo = *Steinernema feltiae* + Chitosan Boden, S.f. Bl = *Steinernema feltiae* + Chitosan Blatt ← Chitosan Boden = Chitosankonzentration entsprechend der Bodenapplikation, Chitosan Blatt = Chitosankonzentration entsprechend der Blattapplikation).

Bei der Betrachtung der Nematodenarten im Einzelnen fällt auf, dass es keinen Effekt einer Chitosan-Behandlung auf die Agilität von *S. feltiae* gab ($F_{2, 12} = 0,36$; $p = 0,7056$) und auch keine Interaktion zwischen der Zeit und der Behandlung ($F_{22, 132} = 0,71$; $p = 0,8184$). Bei *H. bacteriophora* hingegen erkennt man einen signifikanten Effekt der Chitosan-Behandlung ($F_{2, 12} = 26,96$; $p < 0,0001$). Zwar liegen die Werte von *H. bacteriophora* allgemein unter denen von *S. feltiae*, jedoch unterscheidet sich die Kurve von *H. bacteriophora* in Kombination mit der hohen Chitosan-Konzentration der Blattapplikation deutlich von allen anderen. So ist die Abwanderung der Nematoden hier deutlich verlangsamt (siehe auch Tab. 18, S. 103). Bei den *S. feltiae*-Varianten waren 50 % der Nematoden bereits nach weniger als einer Stunde abgewandert. Bei *H. bacteriophora* in Wasser und in der Chitosan-Konzentration der Bodenapplikation waren 50 % der Nematoden nach weniger als 2 Stunden abgewandert. Bei der *H. bacteriophora*-Variante in der hohen Chitosan-Konzentration der Blattapplikation hingegen dauerte es annähernd sieben Stunden bis die Hälfte der Nematoden vom Plateau

abgewandert waren. Außer dem generellen Effekt der Behandlung gab es auch eine signifikante Interaktion zwischen der Zeit und der Behandlung ($F_{24, 48} = 1,48$; $p < 0,0001$).

Zeit [h]	H.b. K	H.b. Bo	H.b. BI	S.f. K	S.f. Bo	S.f. BI
0,5	6,8 ± 1,72 k B	7,3 ± 2,62 j B	0,1 ± 0,10 k C	28,9 ± 1,10 g A	24,2 ± 7,82 d A	21,4 ± 4,55 h A
1	31,0 ± 4,88 j B	28,0 ± 2,83 i B	1,9 ± 0,88 j C	62,6 ± 3,72 f A	54,5 ± 9,58 c A	64,7 ± 4,60 g A
1,5	44,2 ± 4,42 i B	43,1 ± 2,40 h B	5,8 ± 1,26 i C	86,5 ± 3,11 e A	80,1 ± 4,90 b A	85,1 ± 3,38 f A
2	56,5 ± 4,93 h B	63,0 ± 3,09 g B	14,1 ± 2,50 h C	91,5 ± 2,27 d A	87,3 ± 4,31 b A	90,3 ± 3,40 e A
3	66,4 ± 4,58 g B	71,7 ± 3,18 f B	28,2 ± 3,21 g C	96,9 ± 0,49 c A	97,0 ± 1,38 a A	93,4 ± 3,05 de A
4	68,6 ± 4,51 fg B	73,2 ± 3,30 f B	37,1 ± 4,52 f C	98,6 ± 0,75 b A	98,7 ± 0,55 a A	94,9 ± 3,03 cd A
5	71,2 ± 4,42 efg B	81,2 ± 3,23 e B	42,9 ± 6,31 ef C	99,6 ± 0,29 ab A	99,2 ± 0,46 a A	97,0 ± 2,72 bc A
6	73,0 ± 4,40 ef B	83,1 ± 3,33 de B	49,3 ± 6,67 de C	99,9 ± 0,12 a A	99,3 ± 0,45 a A	99,7 ± 0,17 ab A
7	77,3 ± 4,38 de B	85,5 ± 2,69 cde B	52,6 ± 6,79 cd C	99,9 ± 0,12 a A	99,5 ± 0,49 a A	99,7 ± 0,17 ab A
8	80,2 ± 4,08 cd B	86,9 ± 2,63 cde B	55,9 ± 6,73 cd C	99,9 ± 0,12 a A	99,5 ± 0,49 a A	99,7 ± 0,17 ab A
9	82,2 ± 4,29 cd B	88,3 ± 2,00 cd B	59,2 ± 6,37 c C	99,9 ± 0,12 a A	99,5 ± 0,49 a A	99,7 ± 0,17 ab A
10	84,7 ± 4,19 c B	89,3 ± 1,91 c B	60,6 ± 6,11 c C	99,9 ± 0,12 a A	99,5 ± 0,49 a A	99,7 ± 0,17 ab A
24	95,1 ± 1,52 b B	95,5 ± 0,72 b B	82,4 ± 5,15 b C	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A
48	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A	100,0 ± 0,00 a A

Tab. 18: Einfluss einer Chitosan-Behandlung (Ansatz 2) in verschiedenen Konzentrationen auf die Agilität von Nematoden (H.b. K = *Heterorhabditis bacteriophora* + Wasser, H.b. Bo = *Heterorhabditis bacteriophora* + Chitosan Boden, H.b. BI = *Heterorhabditis bacteriophora* + Chitosan Blatt, S.f. K = *Steinernema feltiae* + Wasser, S.f. Bo = *Steinernema feltiae* + Chitosan Boden, S.f. BI = *Steinernema feltiae* + Chitosan Blatt ← Chitosan Boden = Chitosankonzentration entsprechend der Bodenapplikation, Chitosan Blatt = Chitosankonzentration entsprechend der Blattapplikation; Mittelwert ± SF, Mittelwerte einer Zeile gefolgt vom selben Großbuchstaben und Mittelwerte einer Spalte gefolgt vom selben Kleinbuchstaben unterscheiden sich nicht signifikant (LSD-Test)).

4 Diskussion

Die ersten Experimente dieser Studie befassten sich mit der alleinigen Wirkung von Chitosan auf *F. occidentalis* (ohne die Kombination mit entomopathogenen Nematoden). Daher soll hier ebenfalls zuerst dieser Effekt diskutiert werden. Danach wird auf die Wirkung von Chitosan auf die Nematoden eingegangen. Im Fazit wird abschließend die Kombinationswirkung diskutiert.

4.1 Chitosan-Effekt auf *F. occidentalis*

Feeding Test

Die Ergebnisse der künstlichen Fütterung an Membranen zeigten keine Wirkung von Chitosan selbst nach oraler Aufnahme der 10-fachen Menge der vom Hersteller empfohlenen Applikationsmenge. Die orale Aufnahme von Chitosan durch die Thripse konnte zwar nicht direkt durch Analyse im Nahrungskanal belegt werden, die 100 %ige Mortalität in einer Kontrollgruppe im Versuchsansatz ohne jegliche Nahrungbereitstellung belegt jedoch indirekt die Diätaufnahme der Thripse an den Membranen.

In einer vorangegangenen Studie im Rahmen einer BSc-Arbeit (Gras, 2008) wurde bereits in Dipping-Experimenten mit externer Kontaminierung gezeigt, dass Chitosan keine erhöhte Mortalität bei L₂-Larven bzw. keinen verringerten Verpuppungserfolg bei *F. occidentalis* verursacht. Eine Wirkung als Kontaktgift konnte hier ausgeschlossen werden. Die Versuche wurden nicht an adulten Tieren sondern Larven durchgeführt, um ein voraussichtlich besonders sensibles Stadium zu testen. Nach Erfahrungen anderer Studien sind typischerweise die ersten Entwicklungsstadien von Insekten besonders anfällig für Schadstoffe wie z.B. Pestizide (Harris et al., 2000; Hyder et al., 2004; Medina et al., 2002; Moser, 1999; Wolfe & Kendall, 1998). Die Ergebnisse decken sich nur partiell mit Resultaten aus anderen Studien, die aber auch schon hohe Variabilitäten der Wirkung selbst bei unterschiedlichen Arten derselben Ordnungen zeigen.

Zhang und Tan (2003) untersuchten u.a. die insektizide Wirkung von Chitosan auf *Helicoverpa armigera*, *Plutella xylostella*, *Rhopalosiphum padi*, *Sitobion avenae*, *Metopolophium dirhodum*, *Myzus persicae*, *Hyalopterus pruni*, und *Aphis gossypii*. Ihre Resultate zeigten eine insektizide Wirkung auf die Lepidopteren und Homopteren. Bei den Lepidopteren erwies sich *P. xylostella* im Vergleich zu *H. armigera* als anfälliger. Eine ebenfalls hohe insektizide Wirkung zeigte sich bei den Blattläusen *R. padi*, *M. dirhodum*, *H. pruni* und *A. gossypii*. Bei *S. avenae* und *M. persicae* hingegen waren die Reaktionen nur gering. Aufgrund des experimentellen Designs dieser Versuche kann hier jedoch nicht - insbesondere bei den Lepidopteren - zwischen einem Effekt als Kontakt- oder als Fraßgift unterschieden werden. Die Lepidopteren-Larven wurden auf Blätter platziert und anschließend wurde das Chitosan appliziert; Blätter mit Blattläusen wurden in Chitosan-Lösungen gedippt. In einer anderen Studie zeigten Rabea et al. (2005) hingegen, dass Chitosan bei L₃-Larven von *Spodoptera littoralis* kaum erhöhte Mortalität nach oraler Aufnahme verursacht. Den Larven wurde das Chitosan mittels einer Sojabohnen/Weizenkeim-Futtermischung verabreicht. Wurde das Chitosan jedoch modifiziert (Herstellung von Derivaten durch Anhängen einer Alkyl- bzw. Benzylgruppe an das Chitosanmolekül), erhöhte sich die Toxizität. Diese Ergebnisse wurden von Badawy et al. (2005) bestätigt. Auch hier zeigte das unveränderte Chitosan nur geringe Wirkung. Jedoch lag die Mortalität nach oraler Aufnahme des unveränderten Chitosans bei beiden Studien mit ca. 10 % leicht aber signifikant über der Kontrollmortalität (0 %). Da die Zusammensetzung des in dieser Studie verwendeten „BIOREND®“ nicht bekannt ist (also auch unbekannt ist ob das Chitosan modifiziert wurde), wird ein Vergleich erschwert.

Choice Test

Wie bereits in der Einleitung beschrieben, soll der Chitosan-Einsatz der Pflanzenstärkung durch Resistenz-Induktion dienen. Chitosan induziert verschiedene Wund- und/oder Verteidigungs-Signalfade, die letztendlich in die Aktivierung von „Wound-Response“-Genen münden können (siehe auch 1.5.8 Pflanzenstärkungsmittel und das Prinzip der induzierten Resistenz). Werden

diese Verteidigungsreaktionen z.B. von Herbivoren induziert, verändern sie die Qualität der Wirtspflanze und haben damit Einfluss auf Verhalten und Entwicklung von nachfolgenden Herbivoren (De Moraes et al., 2001; Wise & Weinberg, 2002). So zeigten Delphia et al. (2007), dass *F. occidentalis* in Choice Tests durchweg die nicht induzierten Kontrollpflanzen allen Behandlungsvarianten (nach Schadfraß durch Larven der Tabakknospeneule *Heliothis virescens*, Larvenspeichel oder mechanische Verwundung) vorzogen. Die Wirtsfindung und Akzeptanz einer Wirtspflanze wird von diversen Faktoren beeinflusst (Moritz, 2006). Die Orientierung zu und das Landen auf potentiellen Wirten wird gesteuert durch visuelle (primär), olfaktorische oder kontaktbedingte Chemorezeption (Koschier et al., 2007). Nach diesem Schritt der Attraktion folgt ein Testen des Wirtes, um die Eignung als Nahrungsquelle und Ort zur Eiablage zu bestimmen (Akzeptanz) (Terry, 1997). Dabei dienen verschiedene mechanische und chemische Rezeptoren der Diskriminierung geeigneter Wirtsorganismen im Nahbereich (Moritz, 2006). Da eine Chitosan-Behandlung bei Pflanzen sowohl in die Veränderung von Pflanzeninhaltsstoffen als auch in die Produktion von volatilen Exsudaten münden kann (siehe auch 1.5.8 Pflanzenstärkungsmittel und das Prinzip der induzierten Resistenz), wurde ein Einfluss einer Chitosan-Behandlung auch in dieser Studie auf das Wirtswahlverhalten von *F. occidentalis* vermutet. Zu Grunde lagen Ergebnisse in einem vorangegangenen Experiment (Gras, 2008). Dort bevorzugte *F. occidentalis* unbehandelte Pflanzen gegenüber Pflanzen, die mit einer Blatt- und Bodenapplikation von Chitosan vorbehandelt waren. Ob diese Reaktion auf einer Veränderung der Nahrungsqualität, der induzierten Exkretion von volatilen Stoffen oder einer direkten repellenten Wirkung des Chitosans beruhte, blieb dabei ungeklärt. Die Verfügbarkeit von Nährstoffen, wie Kohlenstoff und Stickstoff (Brodbeck et al., 2001; Scott Brown et al., 2002) beeinflusst anscheinend die Wirtswahl von polyphagen Thripsen ebenso wie sekundäre Pflanzeninhaltsstoffe (Kim et al., 1998; Koschier et al., 2002; Mollema & Cole, 1996). Methyl Salicylsäure z.B. – ein volatiles Metabolit der Salicylsäure – hat sich als direkt repellent gegenüber *F. occidentalis* erwiesen (Chermenskaya et al., 2001; Shamshev et al., 2003). Wie bereits beschrieben kann Chitosan aber auch lokale und systemweite Bildung von volatilen Exsudaten induzieren,

wodurch z.B. die Wirtspflanzenwahl von *F. occidentalis* beeinflusst werden kann (Yurchenko et al., 2004). In unserer Studie konnten jedoch die Ergebnisse von Gras (2008) nicht reproduziert werden, obwohl die Versuchsbedingungen abgesehen von einer leichten Modifizierung der Versuchs-Arenen nahezu identisch waren. Die Modifikation beschränkte sich auf die Verschlussstechnik um die Dichtigkeit der Arenen zu erhöhen (so konnte die Wiederfindungsrate von $80,5 \pm 1,85$ % auf $91,3 \pm 2,25$ % erhöht werden). Nimmt man eine direkte repellente Wirkung an, könnte der Zeitpunkt der Chitosan-Ausbringung als kritisch angesehen werden. (Koschier et al., 2007) zeigten den Einfluss des Applikationszeitpunktes bei der Methyl Salicylsäure. So wirkte diese nur bis zu fünf Stunden nach der Applikation repellent während nach 24 Stunden weder ein Einfluss auf Fraßschäden noch auf Eiablage zu erkennen war. Sowohl in dieser Studie als auch in der von Gras (2008) fand die Blattapplikation drei und die Bodenapplikation zwei Tage vor dem eigentlichen Versuchsbeginn - also dem Aussetzen der Thripse - statt. Daher kann eine direkte repellente Wirkung wahrscheinlich ausgeschlossen werden. Das erklärt jedoch nicht warum das Ergebnis nicht reproduziert werden konnte. Es bleibt bei den Versuchen von Koschier et al. (2007) auch kritisch anzumerken, dass sich die zu wählenden Blätter in einer einräumigen Arena befanden. Da selbst ohne Luftzirkulation schon alleine durch Diffusion ein Mischen der Luft in der Arena stattfindet, ist es nicht verwunderlich, dass nach 24 Stunden kein repellenter Effekt mehr zu beobachten war. Daher wurde in unserer Studie ebenso wie in der von Gras (2008) ein Mehrkammersystem mit Blackbox verwendet. Als Beobachtungs-Evaluierungszeitpunkt wurden 48 Stunden nach Aussetzen der Thripse gewählt. In künftigen Experimenten wäre es angebracht, eine sofortige Reaktion zu untersuchen bzw. die Reaktion der Thripse innerhalb der ersten Stunden nach dem Aussetzen zu erfassen. Da dies mit dem von uns gewählten Setup nicht möglich ist, müsste man kleinere Arenen wählen und Video-Überwachung nutzen.

4.2 Chitosan-Effekt auf entomopathogene Nematoden

Um eine eventuelle Wirkung eines Additivs wie Chitosan zu bewerten, muss man zuerst den Parasitierungsprozess betrachten:

Eine Gemeinsamkeit aller Nematoden der Ordnung Rhabditida ist das dritte Entwicklungsstadium, die sogenannte 'Dauerlarve' oder auch 'Infective juvenile' (Ehlers, 2001). „Dieses keine Nahrung aufnehmende, sich nicht entwickelnde und reproduzierende Stadium bildet die Brücke zwischen verbrauchtem alten und neuen Wirt“ (Campbell et al., 2003). Nur diese 'Infective juveniles' sind freilebend und suchen während dieses Entwicklungsstadiums nach potentiellen Wirten (Hui & Webster, 2000). Dieser Prozess lässt sich in mehrere Schritte unterteilen:

1. Habitatsuche (Lewis et al., 2006)
2. Wirtssuche & Wirtserkennung (Lewis et al., 2006)
3. Penetration (Dowds & Peters, 2002)
4. Etablierung im Wirt und eigentliche Parasitierung (Dowds & Peters, 2002)

In dem in dieser Studie verwendeten Versuchsdesign findet keine Habitatsuche statt, da sowohl Nematoden als auch Wirtsorganismen sich bereits in demselben Areal befinden. Ein Einfluss von Chitosan auf diesen Schritt kann also ausgeschlossen werden.

Entomopathogene Nematoden werden bezüglich der Wirtssuche grundsätzlich in drei Gruppen eingeteilt. Auf der einen Seite stehen die sogenannten „Ambusher“, welche mehr oder weniger stationär an einem Ort verbleiben und dort auf einen Wirt warten. Auf der anderen Seite hingegen stehen die sogenannten „Cruiser“, welche aktiv nach einem Wirt suchen (Campbell & Gaugler, 1993). (Campbell & Gaugler, 1997) beschreiben zudem noch eine 'Intermediate foraging strategy', also Nematoden die die Eigenschaften der „Ambushers“ und „Cruisers“ vereinen. Die in unserer Studie untersuchten Nematoden waren *H. bacteriophora*, ein Vertreter der Gruppe der „Cruiser“ und *S. feltiae*, die die Eigenschaften der „Ambusher“ und „Cruiser“ zeigen Grewal et al. (1994) und damit zu den „Intermediates“ gehören (Campbell & Gaugler, 1997). Auf der Suche nach

potentiellen Wirten reagieren „Cruiser“ auf volatile Stoffe, die sich im Boden oder im Bodenwasser gelöst befinden und vom Wirt oder seiner näheren Umgebung stammen. Dies gilt als Teil der Wirtshabitatsuche und Lokalisierung des Wirtes in seinem Habitat (Lewis et al., 2006). Die Nematoden reagieren dabei auf Stoffe die von durch Insektenfraß verletzten Wurzeln abgesondert werden (Lei et al., 1992; van Tol et al., 2001), auf vom Wirt verursachte Vibrationen (Torr et al., 2004), auf Kot (Grewal et al., 1993b) oder Darminhalt von Wirtsorganismen (Grewal et al., 1993a), orientieren sich an CO₂-Gradienten (Grewal et al., 1994; Lewis, 2002; Lewis et al., 1993), Temperatur-Gradienten (Byers & Poinar, 1982) und an elektrischen Stromflüssen (Shapiro-Ilan et al., 2012). Haben die Nematoden einen "Signalstoff" entdeckt, folgen sie dem Gradienten bis sie Kontakt zu dem potentiellen Wirt haben. Nun kommt es zur Wirtserkennung anhand von Kontaktstoffen. Bei dieser Wirtserkennung reagieren Nematoden auf chemische Stimuli oder die physikalischen Strukturen der Insektenkutikula, wobei diese Stimuli direkt vom Wirt oder von Abfallprodukten wie Kot oder volatilen Nebenprodukten seines Metabolismus stammen (Lewis et al., 2006). Das hier verwendete Chitosan ist ein deacetyliertes Derivat von Chitin, dem Hauptbestandteil des Exoskeletts von Insekten und Bestandteil pilzlicher Zellwände (Bartnick.S, 1968; Campbell, 1929). Man findet es als Auf- bzw. Abbauprodukt und strukturelles Element in pilzlichen Zellwänden besonders bei Zygomyceten aber auch in der Kutikula von Arthropoden (Cohen, 1993). Lewis et al. (1992) fanden heraus, dass *Steinernema glaseri* nach direktem Kontakt mit Kot und Kutikula eines geeigneten Wirtes ihr Suchverhalten von weiträumiger auf lokale Suche ändern. Es wäre denkbar, dass die Nematoden das applizierte Chitosan als Kutikula-Bestandteil wahrnehmen, es als Präsenz eines potentiellen Wirtes in der direkten Umgebung interpretieren und die Suchintensität erhöhen. Der Effekt von Chitosan beschränkte sich in unseren Virulenztests auf *S. feltiae*. Allerdings zeigte sich nur dann eine signifikante Leistungssteigerung (also ein signifikanter Unterschied zwischen den *Steinernema*-Varianten) wenn die Nematoden sich vor Versuchsansatz für 24 Stunden in der Chitosan-Lösung mit der Konzentration der Blattapplikation befanden. Zwar unterschieden sich die Reaktionen innerhalb der *Heterorhabditis*-Varianten untereinander nicht, jedoch war die *Steinernema*-Chitosan-Blattkonzentrations-Variante nur im Vergleich zu

den *Heterorhabditis*-Chitosan-Varianten effektiver, jedoch nicht im Vergleich zu der *Heterorhabditis*-Wasser-Variante. Das Chitosan hatte hier also tendenziell eher einen negativen Effekt auf *H. bacteriophora*, was zu der verlangsamten Abwanderung von *H. bacteriophora* im Agilitätstest passt. Befanden sich die Nematoden dagegen nur für zwei Stunden in der Chitosan-Lösung, unterschieden sich die *Steinernema*-Varianten untereinander nicht. Jedoch unterschied sich in diesem Fall nur die *Steinernema*-Variante in der Konzentration der Bodenapplikation signifikant von den *Heterorhabditis*-Varianten. Es ist unklar warum die niedrigere Chitosan-Konzentration nur einen Effekt bei zweistündigem und die höhere bei 24-stündigem Verbleib der Nematoden in der Lösung zeigte. Stünde die Wirkung von Chitosan auf die Nematoden in Abhängigkeit mit der Verweildauer in der Lösung, so erwartete man doch eher ein Bild umgekehrt zu den beobachteten Ergebnissen. Die Nematoden müssten also bei einer niedrigeren Konzentration länger in der Lösung verbleiben. Die Tatsache, dass die Effizienz in Verbindung mit Chitosan nur bei *S. feltiae* steigt (bei *H. bacteriophora* hingegen nicht), lässt sich vermutlich mit den bereits beschriebenen unterschiedlichen Wirtsfindungsstrategien erklären. Koppenhofer et al. (1996) zeigten, dass in geringerer Tiefe 'Ambusher' ihren Wirt effizienter parasitieren als 'Cruiser'. Da *S. feltiae* die Eigenschaften beider Strategien vereint, *H. bacteriophora* zu den reinen 'Cruisern' gehört (Grewal et al., 1994) und in dem hier verwendeten Versuchsdesign die Wirte (also die *Galleria*-Larven) sich fast ausschließlich an der Substratoberfläche aufhielten, wären *S. feltiae* im Vorteil. Auch Susurluk (2009) berichtet von größerer vertikaler Bewegung bei *H. bacteriophora* im Vergleich zu *S. feltiae*. Dieselbe Erklärung würde auch die Ergebnisse des Mikrokosmos-Experiments erklären (siehe 4.3.1). Unter Laborbedingungen verpuppt sich *F. occidentalis* in einer Tiefe von 1,5 - 2 cm Bodentiefe (Arzone et al., 1989). Deligeorgidis und Ipsilandis (2004) beschreiben, dass sich auch unter Gewächshausbedingungen mit der Gurke *Cucumis sativus* und Tomate *Lycopersicon esculentum* als Wirtspflanze 46 % der *F. occidentalis* Population in den ersten zwei Zentimetern des Bodens verpuppen. Mit steigender Bodentiefe sinkt die Anzahl an Puppen und in Tiefen von mehr als acht Zentimetern wurden keine Tiere mehr gefunden. Auf der anderen Seite gibt es auch einen

Erklärungsansatz, der die Ursache nicht in einer verbesserten Lokalisierung des Wirtes sucht, sondern in einer erhöhten Anpassung an das Mikroklima im Boden. Mureithi (2013) erzielte eine gesteigerte Effizienz entomopathogener Nematoden zur Kontrolle von *F. occidentalis* in einer Chitosan-Formulierung. Vermutet wurde hier, dass das Chitosan mit seiner hohen Bindungsaffinität zu negativ geladenen Substanzen (Li et al., 1992) sich mit der proteinreichen Kutikula der Nematoden verbindet. So würde eine Art Film auf der Oberfläche der Nematoden entstehen, welcher ihnen die Fortbewegung zwischen bzw. an den Bodenpartikeln erleichtert. Dem entgegen steht allerdings die sehr niedrige Konzentration an Chitosan in der Lösung. Das Chitosan soll hier eigentlich als Elicitor fungieren, wofür einzelne Moleküle ausreichen. Die niedrige, verwendete Konzentration (0,155 % Chitosan in der Lösung für die Bodenbehandlung) würde kaum ausreichen um die hohe Anzahl an Nematoden ($400 \text{ IJs} / \text{cm}^2 \cong 60.000 \text{ IJs}$ pro Mikrokosmos) mit einer derartigen Filmschicht zu versorgen. Hinzu kommt, dass die verwendete Nematodenart *S. carpocapsae* zu den 'Ambusher' gehört und nur wenig bis gar keine aktive Wirtssuche durchführt (Campbell & Gaugler, 1993).

Die Penetration des Wirtes geschieht durch ein Eindringen über die natürlichen Öffnungen (Mund, Anus, Tracheen) oder direkt durch die Kutikula und hier besonders die Intersegmentalhäute, also die biegsame Kutikula zwischen stärker sklerotisierten Platten zweier Segmente (Bedding & Molyneux, 1982; Peters & Ehlers, 1994). Nach dem Eindringen über Tracheen und Anus müssen die Nematoden noch mechanische Barrieren durchdringen, die den Wirt vor einer Penetration schützen. Bei einem Eindringen über die Tracheen gehören dazu bei vielen bodenbürtigen Larven die Siebplatten in den Tracheen und die Wände der Tracheolen (die dünnsten Verzweigungen der Tracheen) und beim Eindringen über den Anus die Darmwand (Dowds & Peters, 2002). Ein Einfluss von Chitosan auf diesen Prozess erscheint als unwahrscheinlich.

Nach dem Eindringen in den Wirt folgt mit der Etablierung die eigentliche Parasitierung. Nach Eintritt in das Hämocoel entlassen die Nematoden die bakteriellen Symbionten in die Hämolymphe. Zusammen töten die Nematoden und Bakterien schnell das Insekt, obwohl in den meisten Fällen allein die

Bakterien bereits hochvirulent sind (Akhurst & Dunphy, 1993). Innerhalb des Hämocoel wachsen die Bakterien bis zur stationären Phase, während die Nematoden sich entwickeln und sexuell fortpflanzen. Während der Endphase der Entwicklung nehmen die Nematoden die Bakterienmasse auf und entwickeln sich zu den 'Infective juveniles'. Diese tragen die aufgenommenen Bakterien in ihrem Darmtrakt und verlassen den Insektenkadaver auf der Suche nach neuen Wirten (Forst et al., 1997). Auch bei diesem Schritt erscheint ein Einfluss von Chitosan als unwahrscheinlich. Aufnahmen von Steinernematiden mit einem Elektronenmikroskop zeigen, dass Mund und Anus geschlossen sind (Mracek et al., 1981). Die 'Infective juveniles' nehmen keine Nahrung auf (Wright & Perry, 2002). Da dieses infektiöse Stadium nach außen hin von zwei Schichten externer Membranen, der Kutikula des dritten Stadiums und der Haut des zweiten Stadiums (das zum zusätzlichen Schutz verbleibt und nicht abgestriffen wird) geschützt wird (Campbell & Gaugler, 1991a; b), ist eine Aufnahme des Chitosans hierüber folglich nahezu ausgeschlossen. Die Möglichkeit eines Chitosan-Einflusses wäre die Reaktion auf eine sensorische Wahrnehmung wie im Vorfeld beschrieben. Es erscheint jedoch fraglich inwieweit dies die Etablierung im Wirt außer durch gesteigerte Agilität verbessern soll, die in unserem Agilitätstest jedoch nicht nachgewiesen werden konnte. Wenngleich die Chitosan-Konzentration im Sand innerhalb der Arenen äußerst gering war, kann ein Effekt auf den Wirt (also die Mehlwürmer) dennoch nicht vollständig ausgeschlossen werden. Eine höhere Sensivität (durch geschwächte Immunreaktion) der Mehlwürmer erscheint jedoch als sehr unwahrscheinlich, da in der Chitosan-Kontrolle (nur Mehlwürmer + Chitosan ohne Nematoden) keinerlei negative Effekte zu beobachten waren. Als Einfluss auf die eigentliche Parasitierung wäre also nur eine gesteigerte Aktivität der Nematoden nach sensorischer Erfassung denkbar, konnte in unserer Studie jedoch nicht nachgewiesen werden.

Der Virulenztest wurde – wie beschrieben– mit zwei unterschiedlichen Versuchsansätzen durchgeführt. Dabei zeigte sich ein signifikanter Einfluss der Verweildauer der Nematoden innerhalb der Lösung (respektive dem Schüttler). Die Art des Effekts unterschied sich aber zwischen den Nematodenarten. Dennoch kann nicht mit Bestimmtheit gesagt werden, dass dieser Effekt nur

durch das Chitosan und nicht auch durch den längeren Aufenthalt in Lösung allgemein begünstigt wurde. Die höhere Effizienz nach längerer Verweildauer hatte bei *H. bacteriophora* vermutlich weniger das Chitosan als Ursache sondern eher den längeren Aufenthalt im Schüttler bzw. in einer sauerstoffreichen Lösung im Allgemeinen. Verwendet wurden – wie bereits beschrieben – Erlenmeyerkolben mit Schikane. Dadurch wurde ein besseres Mischergebnis aber im Endeffekt auch eine bessere Sauerstoffversorgung erzielt. Die Nematoden wurden – wie ebenfalls bereits beschrieben – in einem Sand-/Lehm-Präparat geliefert. Es ist anzunehmen, dass sie sich dort in einer Art Dormanz-Phase befinden. Man verbessert die Haltbarkeit von Nematoden-Präparaten indem man die Wasser-Aktivität des Trägermaterials durch Absorptionsmittel verringert, die Nematoden geringfügig austrocknet und dadurch in teilweise Anhydrobiose (Trockenstarre) versetzt. Dadurch wird die Aktivität der Nematoden reduziert und sie verbrauchen weniger ihrer Energiereserven (Grewal, 1998; 2000). Zwar wurden die Nematoden für die hier beschriebenen Experimente bereits am Vortag des Experiments aus diesem Präparat extrahiert und in eine Wasserlösung überführt, aber es ist möglich, dass besonders *H. bacteriophora* eine längere Zeit benötigt um wieder die volle Aktivität zu erlangen. Gerade die Heterorhabditiden haben in der Vergangenheit Probleme bei der Haltbarkeit gezeigt (Grewal, 1998). Da alle Lösungen sich in einem Schüttler befanden und kein Vergleich mit einer ruhig gelagerten Lösung vorliegt, ist es ebenfalls möglich, dass lediglich der längere Verbleib in Lösung für den gesteigerten Effekt verantwortlich war und nicht explizit die Bewegung und die Sauerstoffversorgung der Suspension im Schüttler. Zwar ist bekannt, dass die Sauerstoffversorgung essentiell für das Wachstum der bakteriellen Symbionten ist (Strauch & Ehlers, 2000), jedoch ist dies für die bereits vollständig entwickelten 'Infective juveniles' nicht von Bedeutung, da sie bereits mit Bakterien 'beladen' sind. Kung et al. (1990a) beschreiben, dass bei *S. glaseri* und *S. carpocapsae* sowohl Überlebensrate als auch Pathogenität mit sinkendem Sauerstoffgehalt im Boden sinken. Allerdings betrifft das – auf diese Studie bezogen – die Testbedingungen im Versuchsssetup, welche ja bei beiden Nematodenarten gleich waren. Über einen Effekt von längerer Sauerstoffzufuhr vor der Parasitierung eines Wirtes

bzw. vor der Nutzung von entomopathogenen Nematoden liegen keine Berichte vor.

Will man nun hier abschließend Zusammenhänge zwischen Virulenztest, Agilitätstest und den Mikrokosmosversuchen suchen, so ist zu bedenken, dass gänzlich unterschiedliche Voraussetzungen galten. Zum einen wurde in den Virulenztests mit Modellorganismen gearbeitet. Die hier verwendeten Larven des Mehlkäfers *Tenebrio molitor* sind wesentlich grösser und weniger agil als Thrips-Larven. Auf der anderen Seite sind die Thrips-Präpuppen und -puppen lokomotorisch inaktiv und bewegen sich nur nach Störung (Lewis, 1973). Die höhere und schnellere Parasitierung der *T. molitor*-Larven durch *S. feltiae*, die in unseren Experimenten beobachtet wurde, spiegelt Berichte der Literatur wieder. So berichten (Dunphy & Webster, 1986), dass Steinernematiden *Tenebrio molitor* Larven schneller töten als Heterorhabditiden.

Ein weiterer relevanter Faktor ist der Einfluss der Bodenart auf entomopathogene Nematoden. Im Virulenztest wurde Sand mit geringer Korngrösse verwendet (Korngrösse ~ 0,2 mm), im Agilitätstest gar vollkommen ohne Substrat und im Mikrokosmosexperiment Einheitserde mit Anteil an organischem Material. Kung et al. (1990b) zeigten, dass der Bodentyp die Lebensdauer von Steinernematiden beeinflusst. Ihre Erklärung dafür war der Einfluss der Bodentextur auf die Bewegung der Nematoden und damit der Verbrauch der Energiereserven der Dauerlarven. Außerdem beeinflusst die Porengrösse den Sauerstoffgehalt der Bodenluft. Nematoden in sauerstoffärmerer Umgebung verbrauchen ihre Kohlenhydratreserven ineffektiver und haben dadurch eine kürzere Lebensspanne (Croll & Matthews, 1977). Viel interessanter ist jedoch der Einfluss des Bodentyps auf die Parasitierung bzw. die Wirtssuche. Wie bereits mehrfach beschrieben, werden entomopathogene Nematoden bereits seit Jahren gemäß ihrer Art der Wirtssuche in die Gruppen „Ambusher“, „Cruiser“, oder ‚Intermediates‘ eingeteilt (Campbell & Gaugler, 1997). Diese Einteilung galt als allgemein gültig. Doch Wilson et al. (2012) stellen diese Einteilung in Frage und weisen dem Bodentyp eine besondere Bedeutung zu. Demnach bestimmt das Habitat bzw. die Adaption an dieses das Suchverhalten. In ihrer Studie zeigten sie, dass sich *Steinernema carpocapsae*, die zu der Gruppe der ‚Ambusher‘

gezählt werden, je nach Bodentyp auch horizontal und vertikal bewegen. 'Ambusher' werden gewöhnlich zur Kontrolle von hoch mobilen, Oberflächenaktiven Schädlingen eingesetzt. Diverse Studien haben aber gezeigt, dass *S. carpocapsae* gegen immobile und in tieferen Bodenschichten versteckt lebende Schädlinge bessere Resultate erzielten als die normalerweise dafür vorhergesehen 'Cruiser' *H. bacteriophora*. Wenn die Bedingungen passen, „cruist“ also auch dieser 'Ambusher'. Demnach wären 'Cruiser' folglich Spezialisten für sandige Böden mit geringem organischem Anteil, der Bewegung begünstigt. 'Ambusher' sind Spezialisten für Böden mit hohem Anteil an organischem Material, die ungünstig für Bewegung sind. Die Tatsache, dass die hier verwendeten *S. feltiae* als 'Intermediates' gelten, wird damit erklärt, dass sie Habitat-Generalisten sind.

Letztendlich ist es betreffend Wirkungsmechanismus also problematisch anhand der Resultate von Laborversuchen mit Modellorganismen und standardisiertem Habitat auf die Wirkungen in Mikrokosmosexperimenten zu schließen. Wie im Vorfeld beschrieben, ist der Weg von der Wirtssuche bis hin zur erfolgreichen Parasitierung ein äußerst komplexer Prozess, in dem zahlreiche Faktoren eine Rolle spielen, die sich gegenseitig beeinflussen.

4.3 Produktqualität

Ein immer wiederkehrendes Problem stellte die Produktqualität der gelieferten Nematoden dar. Speziell bei *H. bacteriophora* trat wiederholt stark erhöhte Mortalität innerhalb des Sand-/Lehmpräparats auf. Desweiteren gab es starke Schwankungen bei der Agilität der Nematoden. Dies äußerte sich insbesondere durch ein länger dauerndes Extraktionsverfahren. Mehrfach mussten deshalb Experimente abgebrochen bzw. wiederholt werden. Besonders beim Virulenztest zeigten sich extreme Schwankungen bei den Ergebnissen, die von niedriger Parasierungsrate bis hin zum völligen Verlust der Virulenz reichten. Wie bereits unter '2. Material und Methoden' beschrieben, wurden die Nematoden mit einer

leicht modifizierten Version der White Trap-Methode (White, 1927) aufgefangen (siehe **Abb. 53**).



Abb. 53: Modifiziertes White Trap-Verfahren zum Extrahieren der Nematoden aus dem Präparat.

Unter idealen Bedingungen befand sich die aus der Verpackung entnommene Menge an Nematoden-Präparat ca. 8-10 Stunden in diesem Set-Up. Dabei schwankte die Zahl der extrahierten Nematoden (bei ungefähr gleicher Menge Präparat) bei *H. bacteriophora* zwischen ~ 2.000 und ~ 18.000 IJs/ml. Bei *S. feltiae* hingegen lag die Zahl der extrahierten Nematoden relativ gleichmäßig bei ~ 12.000 – 15.000 IJs/ml. Problematisch war hierbei auch nicht nur die teilweise geringe Ausbeute bei *H. bacteriophora*, sondern auch die geringe Aktivität der extrahierten Nematoden. Unter dem Binokular betrachtet fiel hierbei die gekringelte Körperhaltung der Nematoden auf. Erst nach Berührung begannen die Nematoden die typische schlängelnde Bewegung. Hierbei könnte es sich um eine durch die Lagerung in dem Sand- / Lehmpräparat hervorgerufene Ruhestellung handeln. Nematoden haben im Laufe der Evolution Mechanismen entwickelt um widrigen Umweltbedingungen zu begegnen. Nematoden können diese in einem dormanten Zustand überleben, der ihre Lebensspanne verlängert und es ihnen ermöglicht den Extremen von wechselnden Bedingungen zu begegnen (Barrett, 1991). Dormanz lässt sich

hierbei in Diapause und Quieszenz unterteilen (Glazer, 2002). Im Fall von Wassermangel nennt sich die Form der Quieszenz 'Anhydrobiose' (Barrett, 1991). Anhydrobiose ist die Fähigkeit unter nahezu vollständiger Austrocknung zu überdauern und nach Wiederzufuhr von Wasser die ursprünglichen Lebensfunktionen wiederaufzunehmen. Echte Anhydrobioten können einen Wasserverlust von bis zu 95 – 98 % überstehen (Barrett, 1991). Entomopathogene Nematoden können jedoch nur ein niedriges Level dieser anhydrobiotischen Quieszenz überdauern (Womersley, 1990). Dabei reagieren Nematoden mit Aggregation (Verklumpung) und mit Einkringeln um die Oberfläche und damit die Geschwindigkeit der Austrocknung zu verlangsamen (O'Leary et al., 2001). Dieses 'Einkringeln' und das Aggregieren in größere Klumpen wurden auch in dieser Studie beobachtet. Entgegen den Erfahrungen von O'Leary et al. (2001), die das 'Einkringeln' bei *Heterorhabditis megidis* und *Heterorhabditis indica* nicht beobachteten, zeigte es sich hier nur bei *H. bacteriophora* und nicht bei *S. feltiae*. Das Aggregieren trat bei beiden Nematodenarten auf, sobald die Lösung längere Zeit (fünf Minuten und mehr) stillstand. Es ist denkbar, dass *H. bacteriophora* längere Zeit als *S. feltiae* benötigt, um nach dem Lösen des Präparats aktiv zu werden. Dies würde auch mit den Ergebnissen des Virulenztests korrelieren, bei dem sich ein längerer Verbleib von *H. bacteriophora* in der Lösung / im Schüttler positiv auf die Parasitierungseffizienz auswirkte. Auffällig war auch die unterschiedliche Konsistenz des Präparats verschiedener Lieferungen (siehe Abb. 54, Seite 118). Vermutlich handelte es sich um verschiedene Chargen. Gerade bei *H. bacteriophora* ist das Entwässern des Sand- / Lehmpräparats kompliziert und erfordert manchmal den Zusatz wasserentziehender Additive (Peters, A., e-nema, persönliche Mitteilung).



Abb. 54: Unterschiede in der Konsistenz zweier unterschiedlicher Chargen des Produkts 'Nematop' mit den entomopathogenen Nematoden *H. bacteriophora*.

Bereits Gaugler (1997) postulierte die essentielle Bedeutung der Produktqualität für den Erfolg der Schädlingsbekämpfung. Die Qualität von entomopathogenen Nematoden ist oft bestimmt durch die Lebensfähigkeit oder den Prozentsatz lebender, aktiver Dauerlarven (IJs) in einer Nematodenlösung (Grewal & Peters, 2005). Die Schwankungen in der Qualität in dieser Studie sind kein Einzelfall. So berichten Gaugler et al. (2000) oder auch Caamano et al. (2008) von Schwankungen der Anzahl an Nematoden in verschickten Verpackungen gegenüber der Angabe des Herstellers, aber auch bei der Anzahl lebender, aktiver Nematoden. Die Anzahl der Nematoden stellt dabei seltener ein Problem dar, da laut Gaugler et al. (2000) die Hersteller eher dazu tendieren, zu 'überpacken' um Variation und Mortalität beim Transport zu kompensieren. Caamano et al. (2008) betont jedoch, dass der erfolgreiche Einsatz von entomopathogenen Nematoden von der Stabilität bei Versand und Lagerung abhängt. Bereits van Lenteren et al. (1980) stellen kritisch fest, dass beim Postversand schlechte Versandbedingungen dazu führen können, dass tote oder verletzte Nematoden geliefert werden. Und so berichten Caamano et al. (2008) von Lieferungen von *S. feltiae*, die hohe Nematoden-Mortalität verzeichneten und durch einen faulen Geruch auffielen. In diesem Fall wurde eine Unterbrechung der Kühlkette als Ursache festgestellt. Exakt dieser Fall (tote Nematoden, fauliger

Geruch) trat auch bei mehreren Lieferungen innerhalb dieser Studie auf. Der Lieferant (Katz Biotech) sorgte jedoch jedes Mal umgehend für eine Ersatzlieferung. Dennoch ist die Produktqualität mit als Grund für schwankende Versuchsergebnisse zu nennen.

5 Fazit & Schlussfolgerung

Chitosan-Effekt im EPN-Chitosan-System

Das hier untersuchte System beinhaltet sehr komplexe Wechselwirkungen zwischen Pflanzenschädlingen, Pflanzen und natürlichen Gegenspielern der Pflanzenschädlinge. Wie die oben diskutierten Ergebnisse zeigen, beschränkt sich die Wirkung des Pflanzenstärkungsmittels Chitosan nicht auf einen Faktor im System. Es ist schwierig und nicht eindeutig möglich, die kausalen Ursachen des letztlich erzielten Effekts der Effizienz-Steigerung zu identifizieren. Sowohl Effekte auf den Schädling als auch auf den Nützlichling wurden (wenn auch nicht immer reproduzierbar) erzielt. Es ist am Ende der Ereigniskette nicht möglich die Bedeutung der Einzel-Effekte an der letztendlichen Wirkung zu quantifizieren. Einzelne Faktoren können additiv, synergistisch oder antagonistisch wirken. Dennoch soll hier ein Erklärungsansatz für die Effizienz-Steigerung der Nematoden vorgenommen werden. Wie könnte also das Chitosan in dem System gewirkt haben?

1. Direkte Wirkung auf *F. occidentalis*: Die Ergebnisse der ersten Mikrokosmos-Experimente deuteten an, dass Thripslarven (L₂-Stadium) im Falle von Chitosan-behandelten Pflanzen vorzeitig zur Verpuppung in den Boden abwandern. Eine Behandlung mit Chitosan kann die bereits unter „1.5.8 Pflanzenstärkungsmittel und das Prinzip der induzierten Resistenz“ besprochenen Veränderungen in Pflanzen hervorrufen. Da eine Veränderung der Inhaltsstoffe der hier als Wirtspflanze verwendeten Buschbohne *P. vulgaris* nicht untersucht wurden, kann über die Art und Weise eines möglichen Einflusses auf die Thripslarven nur spekuliert werden. Eine Veränderung der für die Ernährung der Thripse essentiellen Pflanzeninhaltsstoffe erscheint eher unwahrscheinlich, da es sich bei Chitosan um ein Pflanzenstärkungsmittel handelt. Für die Thripse und ihre Entwicklung wichtigen Stoffe wie Stickstoff (Baez et al., 2011; Chau et al., 2005; Trichilo & Leigh, 1988) oder lösliche Proteine (Brown et al., 2002) sind nach einer Chitosan-Behandlung wohl eher in grösseren als geringeren Mengen zu erwarten. Wahrscheinlicher erscheint eine

Veränderung der sekundären Inhaltsstoffe als Ursache. Erhöhte Terpenoid-Konzentrationen, wie sie nach Chitosan-Behandlung von Basilikum beobachtet wurden (Kim et al., 2005) könnten auch an unserem Modell mit der Bohne als Wirtspflanze für Thripse einen volatilen Effekt hervorgerufen haben. Lokale und systemweite Bildung von volatilen Exsudaten nach einer Chitosan-Behandlung von Gurken wurde bereits als Ursache für eine Beeinflussung der Wirtspflanzenwahl von *F. occidentalis* identifiziert (Yurchenko et al., 2004). Es wäre denkbar, dass aufgrund eines deterrenten Effekts eine Art Notverpuppung eingeleitet wird, wie sie z.B. vom Buchsbaumzünsler *Glyphodes perspectalis* bekannt ist. Bei Insekten kommt es bei Nahrungsmangel oft zu einer Verkürzung des Larvalstadiums (Notverpuppung) mit kleineren Imagines, deren Nachkommenzahl verringert ist.

2. Indirekte Wirkung auf die entomopathogenen Nematoden durch die behandelte Pflanze: Basierend auf den vorliegenden Studien (siehe Kapitel 1.5.8 Pflanzenstärkungsmittel und das Prinzip der induzierten Resistenz) ist es anzunehmen, dass eine Pflanze nach einer Chitosan-Behandlung wie eine Pflanze reagiert, die von Herbivoren attackiert wurde. Wie bereits erwähnt stimuliert Chitosan als Elicitor in Pflanzen eine erhöhte Lipoxygenase-Aktivität (Bohland et al., 1997). Dies ist ein Schlüsselenzym für Reaktionswege, die zur Synthese von Vorläufern des Jasmonats führen. Dies ist bekanntermaßen der zentrale Signalstoff für die Steuerung von Genaktivitäten, die Resistenz, insbesondere gegen beißend-kauend agierende Herbivore bedingen (Bohland et al., 1997; Hamberg & Gardner, 1992; Sembdner & Parthier, 1993). Obwohl *F. occidentalis* mit Mandibel und Stechborsten weniger Zellschaden verursachen, induziert der entstandene Zellschaden auch hier den Jasmonat-abhängigen Signalpfad ((Li et al., 2002). Wie oben beschrieben reagieren Nematoden bei der Wirts- bzw. Habitatsuche auf chemische Stimuli. Die Rolle der Pflanzenfresser-induzierten flüchtigen Stoffe ist in oberirdischen tritrophischen Beziehungen (Pflanze – Herbivore – natürliche Feinde) wohl bekannt (Dicke et al., 1998; Takabayashi & Dicke, 1996; Tamo et al., 2006; Tumlinson et al., 1993). Neuere Studien geben

aber auch Hinweise aus mehreren Schädling-Pflanzen-Systemen (Erdbeeren, Mais und Zitrusfrüchte), dass sich Pflanzen durch induzierte, von Wurzeln abgegebene flüchtige Stoffe durch die Anlockung von insektenpathogenen Nematoden schützen können (Boff et al., 2001; Rasmann & Agrawal, 2008; Rasmann et al., 2005; van Tol et al., 2001; van Tol et al., 2007). Werden z.B. Mais-Pflanzen vom Westlichen Maiswurzelbohrer *Diabrotica virgifera* attackiert, emittieren einige Mais-Sorten ein Volatil ((E)- β -Caryophyllen), das entomopathogene Nematoden anlockt (Rasmann et al., 2005). Degenhardt et al. (2009) konnten diesen Effekt mithilfe transgener Techniken sogar auf Mais-Sorten übertragen, die diese Fähigkeit nicht besaßen. Das Verfahren, das Polynucleotide verwendet, um Proteine mit Caryophyllene-Synthase-Aktivität zu kodieren, ist mittlerweile patentiert (Crocchi et al.).

3. Direkte Wirkung auf die entomopathogenen Nematoden: Die durchgeführten Experimente zeigten die bereits diskutierten Effekte auf die entomopathogenen Nematoden (siehe Chitosan-Effekt auf Nematoden). So wurde eine leicht gesteigerte Effizienz beobachtet. Die Mehrheit von verfügbaren Studien verwendet Additive bei der Blatt-Applikation von Nematoden als Hilfsmittel um die Eigenschaften des Sprays zu verbessern, so z.B. durch die Veränderung der Oberflächenspannung um den Verdunstungsprozess zu verlangsamen (z.B. (Schroer et al., 2005; Somvanshi et al., 2006)). Bei der Bodenapplikation besteht die Formulierung in der Regel nur aus einem passenden Trägermaterial für die Lagerung. Bis dato liegen keine Studien vor, die sich mit Hilfsmitteln zur Steigerung der Aktivität der Nematoden beschäftigen. In unserer Studie zeigte sich ein Effekt auf das Verhalten und letztlich auch die Effizienz der Nematoden. Die von Mureithi (2013) vermutete Wirkung von Chitosan als Teil einer Filmschicht für bessere Fortbewegung erscheint aufgrund der zu geringen Konzentration eher als unwahrscheinlich. Ein Effekt auf die Lokalisierung des Wirtes ist hier näherliegend, konnte jedoch durch die Versuche zum Wirkungsmechanismus nicht eindeutig nachgewiesen werden.

4. Wirkung über Effekte auf die Mikroumgebung: In einer vorangegangenen Studie untersuchte Mureithi (2013) u.a. die Effizienz entomopathogener Nematoden in unterschiedlichen Formulierungen zur Kontrolle von *F. occidentalis*. Chitosan erzielte hier eine Steigerung der Effizienz besonders bei niedriger Bodenfeuchte. Grundsätzlich ist eine zu geringe Bodenfeuchte ungünstig für entomopathogene Nematoden, was sich durch erhöhte Mortalität und verringerte Mobilität äussert (Ebssa et al., 2004). Nematoden benötigen für ihre Fortbewegung einen feinen Film „freien Wassers“ um ihren Körper (Glazer, 2002). Als Erklärung wird also ein positiver Effekt von Chitosan auf die Bodenstruktur und damit verbundene Bodenfeuchte und Wasserspeicherfähigkeit vermutet, welcher auch schon in früheren Studien über Chitosan beschrieben wurde (Hirano et al., 1980). Wie bereits betreffend die direkte Wirkung auf die entomopathogenen Nematoden erscheint diese Erklärung aufgrund der in unserer Studie verwendeten, sehr niedrigen Chitosan-Konzentration eher als unwahrscheinlich.

Das Ausmaß der erzielten Effizienzsteigerung der entomopathogenen Nematoden in unserer Studie bewegt sich in sehr begrenzten Dimensionen und muss auch erst der Übertragung vom Mikrokosmos-Versuch zum Feldversuch (bzw.- Gewächshausversuch) standhalten. Dennoch liefert es einen interessanten Ansatz, da sich gezeigt hat, dass das Verhalten (Virulenz) der Nematoden manipuliert werden kann. Neue Ansätze bei den Versuchen zum Wirkungsmechanismus könnten hier vielleicht Möglichkeiten aufzeigen, um z.B. die Wirtsfindung der Nematoden noch weiter zu verbessern oder die Aktivität der Nematoden länger auf hohem Niveau zu halten. In einem Bausteinkonzept bei der Bekämpfung eines Schaderregers mit hohem Schadpotential könnte bereits eine geringe Effizienzsteigerung bei der Bekämpfung von ökonomischem Wert sein. Es sollte aber angemerkt werden, dass die Mehrheit der Studien betreffend Wirtsfindung und Habitatsuche von Nematoden in experimentellen Versuchsarenen ohne Bodenmaterial durchgeführt wurden und nur auf eine Variable zielten. Daher reflektieren diese Studien unter sehr kontrollierten Bedingungen nicht das Verhalten der Nematoden in der Natur, wo sie einer

Vielzahl von Faktoren ausgesetzt sind. Dies gilt entsprechend auch für den Virulenz- und Agilitätstest dieser Studie. Die erzielten Effizienzsteigerungen von Nematoden durch Chitosan in anderen Studien (Dembilio et al., 2011; Dembilio et al., 2010; Llacer et al., 2009; Martinez de Altube et al., 2007) befassen sich leider nicht näher mit dem Wirkungsmechanismus. Desweiteren sind auch die Systeme nur schwer miteinander zu vergleichen, da es sich bei den getesteten Schädlingen um Stengel- bzw.- Stammbohrer handelt, die kein bodenbürtiges Entwicklungsstadium besitzen. Zu klären wäre auch, ob das Chitosan einen negativen Effekt hätte, wenn die Nematoden-Chitosan-Mixtur in größerer Entfernung zum Schädling appliziert wird und dann wohlmöglich die Wirtsfindung behindert, weil den Nematoden eine Orientierung an Gradienten erschwert wird (hier das Chitosan als Ab- und Aufbauprodukt der Zellwände von Insekten). Bereits Hui und Webster (2000) vermuteten in Ihrer Studie über die Bedeutung der Chemorezeption bei der Wirtsfindung von *S. feltiae*, dass die Effizienz von Nematoden höher ist, wenn sie direkt in die Befallsareale appliziert werden. Dies gilt wohlmöglich erst recht, wenn sie in Verbindung mit einem Stoff wie Chitosan appliziert werden, der ein Ab- und Aufbauprodukt der Zellwände von Insekten ist und somit essentiell für die Wirtsfindung sein kann. Dies Problem wäre am ehesten durch den Einsatz einer Tröpfchenbewässerung zu umgehen, bei der die Nematodenlösung in Stammnähe appliziert wird. Eigene Beobachtungen (nicht quantifizierte Ergebnisse) ließen zumindest an der Modell-Wirtspflanze Buschbohne darauf schliessen, dass ein Großteil der Thrips-Larven sich nicht einfach fallen lässt, sondern über Stamm bzw. Stengel in den Boden abwandert. Anhand der beschriebenen Komplexizität wird jedoch deutlich, dass Chitosan sowohl positiv als auch negativ bei der Wirtsfindung wirken könnte.

Ein weiteres Problem stellt auch die Konzentration des Chitosans in der Lösung dar. Das Wirkungsfenster beim Einfluss auf die Enzymaktivität ist hier eher gering. Kim et al. (2005) stellten einen positiven Effekt einer Chitosan-Behandlung auf Größe, Gewicht und Enzymaktivität bei Basilikum fest. Besonderes Augenmerk wurde auf die Phenylalanin-Ammoniak-Lyase-Aktivität (PAL) gerichtet, ein Schlüsselenzym bei der Synthese von sekundären Metaboliten, besonders bei der Produktion von Phytoalexinen und Salicylsäure

(Bohland et al., 1997; Kim et al., 2005; Trotel-Aziz et al., 2006; Vander et al., 1998). Die Salicylsäure wiederum leitet den Salicylsäure-abhängigen Signalpfad ein, der in die Aktivierung von „Wound-Response“-Genen inklusive PR- (Pathogenesis-Related-) Genen mündet (Walling, 2000). Bei einer Konzentration von 0,5 % wurde der stärkste Effekt beobachtet. Dort war die PAL-Aktivität 32 mal höher als bei einer Konzentration in der Kontrolle. Bei der niedrigsten verwendeten Konzentration von 0.01 % war jedoch kaum eine erhöhte PAL-Aktivität zu beobachten (siehe Abb. 55).

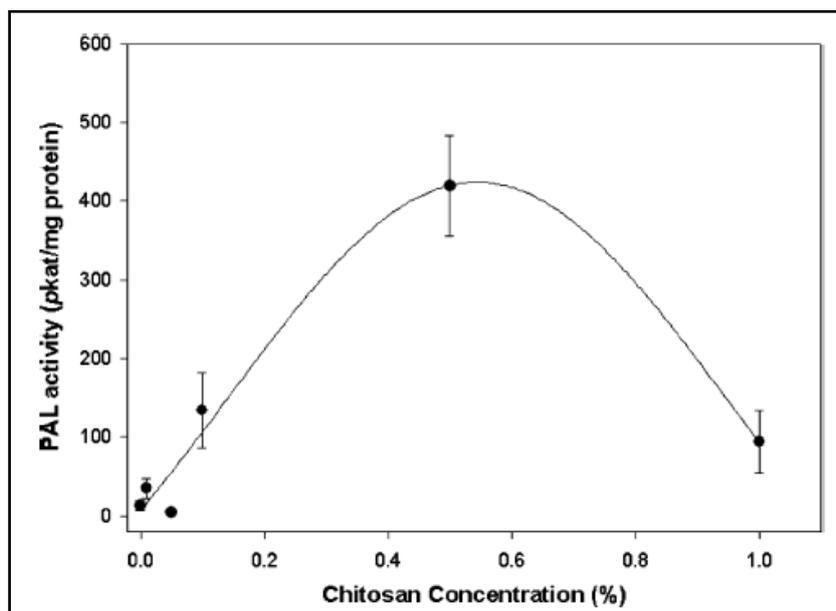


Abb. 55: Einfluss der Chitosan-Konzentration auf die Enzymaktivität (Quelle: Source: H.-J. KIM et al.: Effect of chitosan on the biological properties of sweet basil (*Ocimum basilicum* L.). *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 53, pp. 3696-3701).

Die Konzentration der Blattapplikation in unserer Studie lag zwar bei 0.5 % des Produktes, jedoch ist die genau Zusammensetzung des verwendeten Produkts „BIOREND®“ nicht bekannt. Die Aktivität von Chitosan hängt vom Molekulargewicht und dem Acetylierungsgrad ab (Kauss et al., 1989; Vander et al., 1998). Da weder der Acetylierungsgrad noch die Kettenlänge oder das Gewicht der Chitosan-Moleküle im Produkt „BIOREND®“ bekannt ist, lässt sich nicht sagen, ob unsere verwendeten 0.5 % denen aus der Studie von

Kim et al. (2005) entsprechen. Es wäre also denkbar dass eine niderigere oder eine höhere Anwendungsmenge die von uns erzielten Effekte verstärkt.

Als Schlusskommentar lässt sich sagen, dass Chitosan sein Potenzial sowohl als Pflanzenstärkungsmittel als auch auch Additiv zur Effizienzsteigerung von Nematoden angedeutet hat. Wird noch mehr über den Wirkungsmechanismus in diesem Zusammenhang bekannt, lässt sich der Effekt eventuell noch verstärken und Chitosan könnte einen Platz im Baustein-Konzept zur integrierten Bekämpfung von *Frankliniella occidentalis* und womöglich auch anderen Schaderregern finden.

6 Anhang

- Zusätzliche Methodeninformationen -

Aktives Lüftungssystem

Bei dem unter 2.2.1 durchgeführten Experiment und diversen anderen Vorversuchen zeigte sich ein auffälliges Belüftungsproblem der Acrylzylinder. Die in den Zylindern befindlichen Löcher waren nicht ausreichend um einen Luftaustausch zu gewährleisten. Grund hierfür war die sehr geringe Maschenweite der Thripsgaze. Aufgrund verstärkter Transpiration der Pflanzen (besonders bei hohen Temperaturen) kam es infolgedessen zu Kondenswasserbildung an der Innenwand der Zylinder (siehe Abb. 56 & 57, Seite 128). Das verwendete Pflanzenstärkungsmittel Chitosan erzielt seinen Effekt durch die Simulation eines Pathogen-Befalls. In diesem Zusammenhang können Einflüsse wie z.B. sehr hohe Temperatur und Luftfeuchte diesen Effekt überlagern. Beim Arbeiten mit induzierter Resistenz gilt es folglich derartige externe Faktoren auszuschließen oder zumindest zu minimieren. Um also einen Luftaustausch zu gewährleisten, wurde ein aktives Lüftungssystem entwickelt, das aus einem Aufsatz mit einem PC-Netzteil-Lüfter bestand (siehe Abb. 58, Seite 129). Dieser Lüfter wurde so montiert, dass er Luft aus dem Zylinder saugte. Er wurde in einem 3 cm hohen Plexiglasring mit dem gleichen Durchmesser wie der der Zylinder befestigt. Auf der Oberseite befand sich eine Plexiglasplatte mit einer Öffnung ($\approx 8 \times 8$ cm) an deren Unterseite ein Ventilator montiert wurde (PC-Netzteil-Lüfter LogiLink Fan101). Dieses Lüftungssystem wurde auf die Zylinder aufgesetzt und mit Tesafilm fixiert bzw. abgedichtet. Die Lüfter wurden per Parallelschaltung von einem PC-Netzteil mit Elektrizität versorgt.



Abb. 56 & 57: links: Acrylglaszylinder ohne (links) und mit Belüftungssystem (rechts), rechts: Zylinder ohne Belüftungssystem in der Vergrößerung: Kondenswasser durch hohe Luftfeuchte deutlich sichtbar.

Diese Art von Netzteil Lüfter arbeitet normalerweise mit einer Betriebsspannung von 12 V und einer Stromaufnahme von 16 mA. Dabei erzielt er einen Volumenstrom von 1,42 m³/min. Um einen zu starken Luftsog - und damit einen Einfluss auf die Thripse - zu vermeiden, wurden die Lüfter lediglich mit 5 V und 6,5 mA betrieben. Sie erzielten hierbei einen Volumenstrom von 0,6 m³/min. Das entspricht einer mittleren Strömungsgeschwindigkeit im Zylinder von 1,53 m/s.

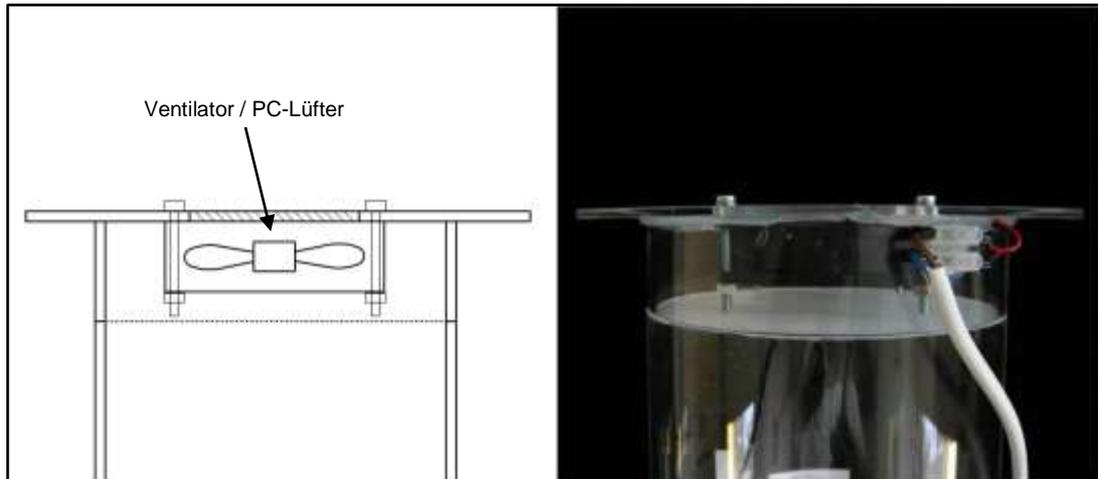


Abb. 58: links: Schema-Skizze des Belüftungssystems, rechts: Belüftung auf dem Zylinder montiert.

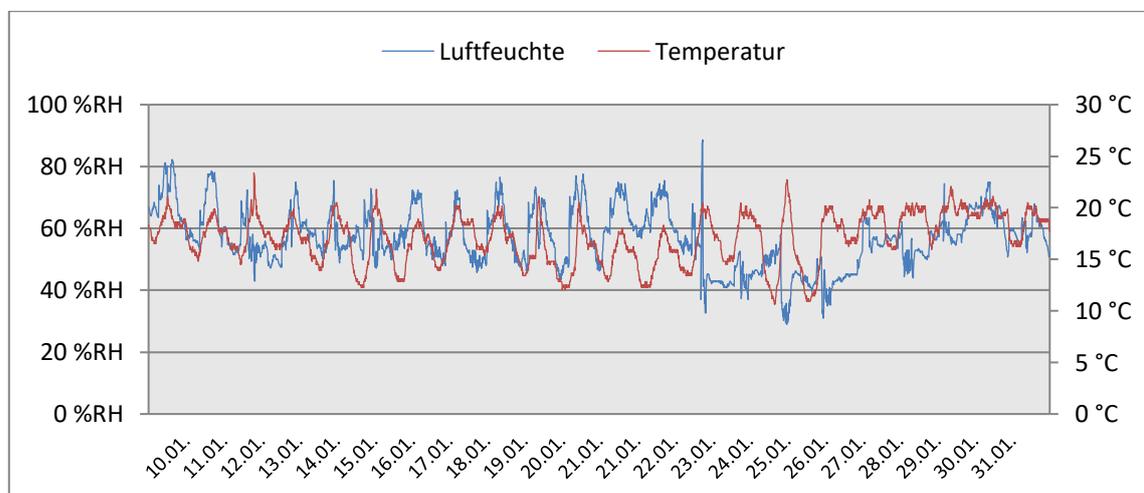
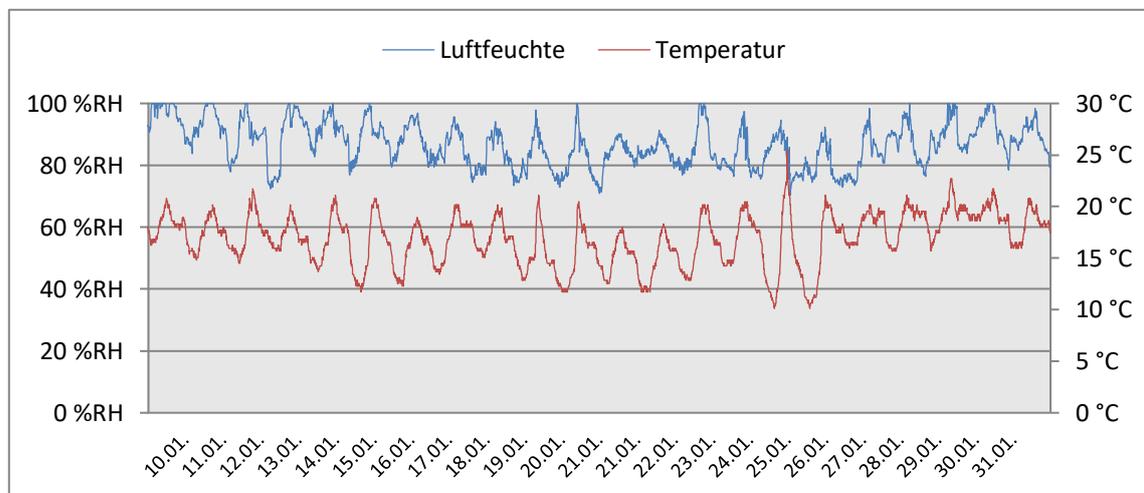


Abb. 59 & 60: Luftfeuchte und Temperatur innerhalb des Mikrokosmos ohne (oben) und mit (unten) aktivem Belüftungssystem.

Bei der Betrachtung der Abbildungen Abb. 59 und 60 wird der Effekt des Belüftungssystems deutlich. Im Mikrokosmos ohne aktive Belüftung liegt die relative Luftfeuchte im Schnitt bei $86,8 \pm 0,13$ % im Gegensatz zu $56,9 \pm 0,17$ % im Mikrokosmos mit aktivem Belüftungssystem. Da die Daten hier im Winter erfasst wurden macht sich der Effekt bei der Temperatur nicht bemerkbar. Der Schnitt liegt hier bei $16,8 \pm 0,04$ °C in der Variante ohne und bei $17,1 \pm 0,04$ °C mit aktivem Belüftungssystem.

Der unter 3.3.1 beschriebene Versuch mit entomopathogenen Nematoden in Kombination mit Chitosan fand unter kontrollierten Bedingungen in einer Klimakammer statt. Niedrigere Einstrahlung und geregelte Temperatur / Luftfeuchte verringerten das Problem der hohen Temperatur / Luftfeuchte in den Zylindern. Das Lüftungssystem wurde dennoch verwendet um einen Luftaustausch und damit ein besseres Mikroklima zu gewährleisten.

7 Abbildungsverzeichnis

ABB. 1: MODIFIZIERTES WHITE TRAP-VERFAHREN ZUM EXTRAHIEREN DER NEMATODEN AUS DEM PRÄPARAT. .	26
ABB. 2 & 3: LINKS: KLEBEFALLEN MIT INSEKTENLEIM; RECHTS: MONTIERTER ZYLINDER MIT KLEBEFALLE.	29
ABB. 4 & ABB. 5: LINKS: GEKAPPTES PFLANZE BEREITS ZUM WASCHEN MIT ETHANOL; RECHTS: EKLEKTOR INKLUSIVE MIT INSEKTENLEIM BESTRICHENER PETRISCHALE	31
ABB. 6: SCHEMA DER MIKROKOSMOS-EXPERIMENTE (VERSUCHE ZUR BESTIMMUNG DER NÖTIGEN APPLIKATIONSMENGEN OHNE SCHRITT ZWEI UND DREI).....	32
ABB. 7 & ABB. 8: LAUFENDES MIKROKOSMOS-EXPERIMENT / ZYLINDER MIT AKTIVEM BELÜFTUNGSSYSTEM IN EINER GEWÄCHSHAUSKABINE (SIEHE ANHANG).....	33
ABB. 9, 10 & 11: PHOTOEKLEKTOREN ZUM LEBENDFANG (LINKS UND MITTE); SCHNAPPDECKELGLAS MIT BOHNE ZUR ERMITTLUNG VON LANGZEITEFFEKTEN AUF DIE REPRODUKTION.	34
ABB. 12: LAUFENDES MIKROKOSMOS-EXPERIMENT (ZYLINDER MIT AKTIVEM BELÜFTUNGSSYSTEM IN EINER KLIMAKAMMER).	38
ABB. 13, 14 & 15: LAUFENDER VERSUCH MIT THRIPSEN (ROTE MARKIERUNG, LINKS), FEEDING-ARENA (MITTE), SCHEMA DER FEEDING-ARENEN (RECHTS).	40
ABB. 16 & 17: CHOICE-ARENA MIT WAHLKAMMERN UND BLACKBOX (INKL. EPPENDORFGEFÄß ZUM EINSETZEN DER THRIPE (LINKS); LAUFENDER CHOICE-TEST IM GEWÄCHSHAUS.	41
ABB. 18 & 19: UNTERSCHIEDLICHE PARASITIERUNGSRATEN VON MEHLWÜRMERN DURCH UNTERSCHIEDLICHE KONZENTRATIONEN AN NEMATODEN (10 BZW. 20 INFECTIVE JUVENILES JE MULTIWELL-PLATTEN- KAMMER).	42
ABB. 20 & 21: LINKS: SANDGEFÜLLTE MULTIPLATTEN MIT MEHLWÜRMERN; RECHTS: UNTERSCHIED ZWISCHEN NICHT-PARASITIERTEN (A) UND PARASITIERTEN MEHLWÜRMERN (B) (RECHTS).	45
ABB. 22 & 23: VERSUCHSAUFBAU DES AGILITÄTSTESTS; LINKS: VERSUCHSARENA IN EINZELTEILEN; RECHTS: SCHEMA DES VERSUCHSABLAUFS.....	47
ABB. 24: ABWANDERUNG VON L ₂ -LARVEN IN DEN BODEN NACH BEHANDLUNG VON BOHNENPFLANZEN MIT CHITOSAN (* SIGNIFIKANTER UNTERSCHIED P < 0,05).....	50
ABB. 25: ABWANDERUNG VON L ₂ -LARVEN (KUMULATIV) IN DEN BODEN NACH BEHANDLUNG VON BOHNENPFLANZEN MIT CHITOSAN (* SIGNIFIKANTER UNTERSCHIED P < 0,05).....	51

- ABB. 26:** EINFLUSS EINER BEHANDLUNG MIT CHITOSAN AUF DIE MITTLERE GESAMTZAHL IN DEN BODEN ABWANDERNDER L₂-LARVEN (MITTELWERT ± SF, MITTELWERTE / BALKEN MIT DEMSELBEN KLEINBUCHSTABEN UNTERSCHIEDEN SICH NICHT SIGNIFIKANT (LSD-TEST)). 53
- ABB. 27:** GESAMTZAHL AN THRIPSEN (PFLANZENFANG + EKLEKTORFANG) NACH BEHANDLUNG VON BOHNENPFLANZEN MIT CHITOSAN (MITTELWERT ± SF, MITTELWERTE / BALKEN MIT DEMSELBEN KLEINBUCHSTABEN UNTERSCHIEDEN SICH NICHT SIGNIFIKANT (LSD-TEST)). 54
- ABB. 28:** ANZAHL WEIBLICHER THRIPSE, MÄNNLICHER THRIPSE UND GESAMTZAHL (PFLANZENFANG + EKLEKTORFANG) NACH BEHANDLUNG VON BOHNENPFLANZEN MIT CHITOSAN (MITTELWERT ± SF, MITTELWERTE / BALKEN MIT DEMSELBEN KLEINBUCHSTABEN UNTERSCHIEDEN SICH NICHT SIGNIFIKANT (LSD-TEST)). 55
- ABB. 29:** SCHLUPFVERLAUF WEIBLICHER THRIPSE NACH EINER BEHANDLUNG VON BOHNENPFLANZEN MIT CHITOSAN (* SIGNIFIKANTER UNTERSCHIED $P < 0,05$). 56
- ABB. 30:** SCHLUPFVERLAUF MÄNNLICHER THRIPSE NACH EINER BEHANDLUNG VON BOHNENPFLANZEN MIT CHITOSAN (* SIGNIFIKANTER UNTERSCHIED $P < 0,05$). 57
- ABB. 31:** SCHLUPFVERLAUF VON THRIPSEN ALLGEMEIN (WEIBLICHE + MÄNNLICHE THRIPSE) NACH EINER BEHANDLUNG VON BOHNENPFLANZEN MIT CHITOSAN (* SIGNIFIKANTER UNTERSCHIED $P < 0,05$). 58
- ABB. 32:** REPRODUKTION DER FOLGEGENERATION VON THRIPSEN NACH EINER BEHANDLUNG VON BOHNENPFLANZEN MIT CHITOSAN (MITTELWERT ± SF, MITTELWERTE / BALKEN MIT DEMSELBEN KLEINBUCHSTABEN UNTERSCHIEDEN SICH NICHT SIGNIFIKANT (LSD-TEST)). 60
- ABB. 33:** GESAMTZAHL GEFANGENER THRIPSE NACH EINER BODENBEHANDLUNG MIT 200 BZW. 400 IJ'S VON *H. BACTERIOPHORA* BZW. *S. FELTIAE* (TEST 1 IM AUGUST / SEPTEMBER 2010; H.B. = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA*, S.F. = *STEINERNEMA FELTIAE*, 200/400 = IJ'S / CM²; MITTELWERT ± SF, MITTELWERTE / BALKEN MIT DEMSELBEN KLEINBUCHSTABEN UNTERSCHIEDEN SICH NICHT SIGNIFIKANT (LSD-TEST)). 61
- ABB. 34:** GESAMTZAHL GEFANGENER THRIPSE NACH EINER BODENBEHANDLUNG MIT 400 BZW. 600 IJ'S VON *H. BACTERIOPHORA* BZW. *S. FELTIAE* (TEST 2 IM SEPTEMBER / OKTOBER 2010; H.B. = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA*, S.F. = *STEINERNEMA FELTIAE*, 200/400/600 = IJ'S / CM²; MITTELWERT ± SF, MITTELWERTE / BALKEN MIT DEMSELBEN KLEINBUCHSTABEN UNTERSCHIEDEN SICH NICHT SIGNIFIKANT (LSD-TEST))... 63
- ABB. 35:** GESAMTZAHL GEFANGENER THRIPSE NACH EINER BODENBEHANDLUNG MIT 200 BZW. 400 IJ'S VON *H. BACTERIOPHORA* BZW. *S. FELTIAE* (TEST 3 IM OKTOBER / NOVEMBER 2010) (H.B. = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA*, S.F. = *STEINERNEMA FELTIAE*, 200/400 = IJ'S / CM²; MITTELWERT ± SF, MITTELWERTE / BALKEN MIT DEMSELBEN KLEINBUCHSTABEN UNTERSCHIEDEN SICH NICHT SIGNIFIKANT (LSD-TEST)). 64

- ABB. 36:** VERGLEICH DER DURCHSCHNITTlichen BEFALLSREDUZIERUNG NACH BEHANDLUNG MIT UNTERSCHIEDLICHEN APPLIKATIONSMENGEN VON NEMATODEN (H.B. = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA*, S.F. = *STEINERNEMA FELTIAE*, 200/400 = IJ'S / CM²; MITTELWERT ± SF, MITTELWERTE / BALKEN MIT DEMSELBEN KLEINBUCHSTABEN UNTERSCHIEDEN SICH NICHT SIGNIFIKANT (LSD-TEST)). 66
- ABB. 37:** GESAMTZAHL AN THRIPISEN NACH EINER BODENBEHANDLUNG MIT NEMATODEN BZW. EINER BEHANDLUNG VON BOHNENPFLANZEN UND NEMATODEN MIT CHITOSAN (PFLANZENFANG + EKLEKTORFANG; H.B. = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA*, S.F. = *STEINERNEMA FELTIAE*, H.B.+CHIT. = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA* + CHITOSAN, S.F.+CHIT. = *STEINERNEMA FELTIAE* + CHITOSAN; MITTELWERT ± SF, MITTELWERTE / BALKEN MIT DEMSELBEN KLEINBUCHSTABEN UNTERSCHIEDEN SICH NICHT SIGNIFIKANT (LSD-TEST)). 68
- ABB. 38:** SCHLUPFVERLAUF WEIBLICHER THRIPISE NACH EINER BODENBEHANDLUNG MIT NEMATODEN BZW. EINER BEHANDLUNG VON BOHNENPFLANZEN UND NEMATODEN MIT CHITOSAN (H.B. = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA*, S.F. = *STEINERNEMA FELTIAE*, H.B.+CHIT. = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA* + CHITOSAN, S.F.+CHIT. = *STEINERNEMA FELTIAE* + CHITOSAN). 70
- ABB. 39:** SCHLUPFVERLAUF MÄNNLICHER THRIPISE NACH EINER BODENBEHANDLUNG MIT NEMATODEN BZW. EINER BEHANDLUNG VON BOHNENPFLANZEN UND NEMATODEN MIT CHITOSAN (H.B. = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA*, S.F. = *STEINERNEMA FELTIAE*, H.B.+CHIT. = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA* + CHITOSAN, S.F.+CHIT. = *STEINERNEMA FELTIAE* + CHITOSAN). 72
- ABB. 40:** SCHLUPFVERLAUF VON THRIPISEN ALLGEMEIN (WEIBLICHE + MÄNNLICHE THRIPISE) NACH EINER BODENBEHANDLUNG MIT NEMATODEN BZW. EINER BEHANDLUNG VON BOHNENPFLANZEN UND NEMATODEN MIT CHITOSAN (H.B. = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA*, S.F. = *STEINERNEMA FELTIAE*, H.B.+CHIT. = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA* + CHITOSAN, S.F.+CHIT. = *STEINERNEMA FELTIAE* + CHITOSAN). 74
- ABB. 41:** MORTALITÄT VON THRIPISEN NACH ORALER AUFNAHME VON CHITOSAN IN VERSCHIEDENEN KONZENTRATIONEN (KONZENTRATION DER BODEN- UND BLATTBEHANDLUNG UND 10-FACH-BLATTKONZENTRATION; MITTELWERT ± SF, MITTELWERTE / BALKEN MIT DEMSELBEN KLEINBUCHSTABEN UNTERSCHIEDEN SICH NICHT SIGNIFIKANT (LSD-TEST))..... 77
- ABB. 42:** EINFLUSS EINER BEHANDLUNG VON BOHNENPFLANZEN MIT CHITOSAN AUF DAS WAHLVERHALTEN VON THRIPISEN (MITTELWERT ± SF). 78
- ABB. 43:** EINFLUSS EINER BEHANDLUNG VON BOHNENPFLANZEN MIT CHITOSAN AUF DIE EIABLAGE VON THRIPISEN (MITTELWERT ± SF). 79
- ABB. 44:** KAPLAN-MEIER ÜBERLEBENSKURVE MIT DER ÜBERLEBENSWAHRSCHEINLICHKEIT VON MEHLWÜRMERN NACH EINER BEHANDLUNG MIT *H. BACTERIOPHORA* ODER *S. FELTIAE* (MIT UND OHNE CHITOSAN BEHANDLUNG ZWEI STUNDEN VOR VERSUCHSANSATZ). 80

- ABB. 45:** KAPLAN-MEIER ÜBERLEBENSKURVE MIT DER ÜBERLEBENSWAHRSCHEINLICHKEIT VON MEHLWÜRMERN NACH EINER BEHANDLUNG MIT *H. BACTERIOPHORA* ODER *S. FELTIAE* (MIT UND OHNE CHITOSAN BEHANDLUNG 24 STUNDEN VOR VERSUCHSANSATZ)..... 82
- ABB. 46:** KAPLAN-MEIER ÜBERLEBENSKURVE MIT DER ÜBERLEBENSWAHRSCHEINLICHKEIT VON MEHLWÜRMERN NACH EINER BEHANDLUNG MIT *H. BACTERIOPHORA* (VERGLEICH DER VORBEHANDLUNGSZEITPUNKTE VOR VERSUCHSANSATZ)..... 86
- ABB. 47:** KAPLAN-MEIER ÜBERLEBENSKURVE MIT DER ÜBERLEBENSWAHRSCHEINLICHKEIT VON MEHLWÜRMERN NACH EINER BEHANDLUNG MIT *S. FELTIAE* (VERGLEICH DER VORBEHANDLUNGSZEITPUNKTE VOR VERSUCHSANSATZ)..... 88
- ABB. 48:** EINFLUSS EINER CHITOSAN-BEHANDLUNG VON NEMATODEN (ZWEI STUNDEN VOR VERSUCHSANSATZ) AUF DIE PARASITIERUNG VON MEHLWÜRMERN (H.B. = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA*, S.F. = *STEINERNEMA FELTIAE*, H.B.+CHIT. = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA* + CHITOSAN, S.F.+CHIT. = *STEINERNEMA FELTIAE* + CHITOSAN, CHITOSAN BODEN = CHITOSANKONZENTRATION ENTSPRECHEND DER BODENAPPLIKATION, CHITOSAN BLATT = CHITOSANKONZENTRATION ENTSPRECHEND DER BLATTAPPLIKATION; MITTELWERT ± SF, MITTELWERTE / BALKEN MIT DEMSELBEN KLEINBUCHSTABEN UNTERSCHIEDEN SICH NICHT SIGNIFIKANT (LSD-TEST))..... 91
- ABB. 49:** EINFLUSS EINER CHITOSAN-BEHANDLUNG VON NEMATODEN (24 STUNDEN VOR VERSUCHSANSATZ) AUF DIE PARASITIERUNG VON MEHLWÜRMERN (H.B. = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA*, S.F. = *STEINERNEMA FELTIAE*, H.B.+CHIT. = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA* + CHITOSAN, S.F.+CHIT. = *STEINERNEMA FELTIAE* + CHITOSAN, CHITOSAN BODEN = CHITOSANKONZENTRATION ENTSPRECHEND DER BODENAPPLIKATION, CHITOSAN BLATT = CHITOSANKONZENTRATION ENTSPRECHEND DER BLATTAPPLIKATION; MITTELWERT ± SF, MITTELWERTE / BALKEN MIT DEMSELBEN KLEINBUCHSTABEN UNTERSCHIEDEN SICH NICHT SIGNIFIKANT (LSD-TEST))..... 92
- ABB. 50:** WIRKUNGSUNTERSCHIEDE IN ABHÄNGIGKEIT DER VORBEHANDLUNG DER NEMATODEN (NEMATODEN- BZW. NEMATODEN / CHITOSAN-ANSATZ 2H ODER 24H VOR VERSUCHSBEGINN) (H.B. = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA*, S.F. = *STEINERNEMA FELTIAE*, H.B.+CHIT. = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA* + CHITOSAN, S.F.+CHIT. = *STEINERNEMA FELTIAE* + CHITOSAN, CHITOSAN BODEN = CHITOSANKONZENTRATION ENTSPRECHEND DER BODENAPPLIKATION, CHITOSAN BLATT = CHITOSANKONZENTRATION ENTSPRECHEND DER BLATTAPPLIKATION; MITTELWERT ± SF, * SIGNIFIKANTER UNTERSCHIED $P < 0,05$)..... 93
- ABB. 51:** EINFLUSS EINER CHITOSAN-BEHANDLUNG IN VERSCHIEDENEN KONZENTRATIONEN AUF DIE AGILITÄT / MOBILITÄT VON NEMATODEN (H.B. K = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA* + WASSER, H.B. CBO = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA* + CHITOSAN BODEN, H.B. CBL = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA* + CHITOSAN BLATT, S.F. K = *STEINERNEMA FELTIAE* + WASSER, S.F. CBO = *STEINERNEMA FELTIAE* + CHITOSAN BODEN, S.F. CBL = *STEINERNEMA FELTIAE* + CHITOSAN BLATT ← CHITOSAN BODEN =

CHITOSANKONZENTRATION ENTSPRECHEND DER BODENAPPLIKATION, CHITOSAN BLATT =
 CHITOSANKONZENTRATION ENTSPRECHEND DER BLATTAPPLIKATION). 98

ABB. 52: EINFLUSS EINER CHITOSAN-BEHANDLUNG IN VERSCHIEDENEN KONZENTRATIONEN AUF DIE AGILITÄT /
 MOBILITÄT VON NEMATODEN (H.B. K = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA* + WASSER, H.B. CBo =
HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA + CHITOSAN BODEN, H.B. CBl = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA* +
 CHITOSAN BLATT, S.F. K = *STEINERNEMA FELTIAE* + WASSER, S.F. CBo = *STEINERNEMA FELTIAE* + CHITOSAN
 BODEN, S.F. CBl = *STEINERNEMA FELTIAE* + CHITOSAN BLATT ← CHITOSAN BODEN =
 CHITOSANKONZENTRATION ENTSPRECHEND DER BODENAPPLIKATION, CHITOSAN BLATT =
 CHITOSANKONZENTRATION ENTSPRECHEND DER BLATTAPPLIKATION). 101

ABB. 53: MODIFIZIERTES WHITE TRAP-VERFAHREN ZUM EXTRAHIEREN DER NEMATODEN AUS DEM PRÄPARAT.
 116

ABB. 54: UNTERSCHIEDE IN DER KONSISTENZ ZWEIER UNTERSCHIEDLICHER CHARGEN DES PRODUKTS 'NEMATOP'
 MIT DEN ENTOMOPATHOGENEN NEMATODEN *H. BACTERIOPHORA*. 118

ABB. 55: EINFLUSS DER CHITOSAN-KONZENTRATION AUF DIE ENZYMAKTIVITÄT (QUELLE: SOURCE: H.-J. KIM ET
 AL.: EFFECT OF CHITOSAN ON THE BIOLOGICAL PROPERTIES OF SWEET BASIL (*OCIMUM BASILICUM* L.).
 JOURNAL OF AGRICULTURAL AND FOOD CHEMISTRY 53, PP. 3696-3701). 125

ABB. 56 & 57: LINKS: ACRYLGLASZYLINDER OHNE (LINKS) UND MIT BELÜFTUNGSSYSTEM (RECHTS), RECHTS:
 ZYLINDER OHNE BELÜFTUNGSSYSTEM IN DER VERGRÖßERUNG: KONDENSWASSER DURCH HOHE
 LUFTFEUCHTE DEUTLICH SICHTBAR. 128

ABB. 58: LINKS: SCHEMA-SKIZZE DES BELÜFTUNGSSYSTEMS, RECHTS: BELÜFTUNG AUF DEM ZYLINDER
 MONTIERT. 129

ABB. 59 & 60: LUFTFEUCHTE UND TEMPERATUR INNERHALB DES MIKROKOSMOS OHNE (OBEN) UND MIT (UNTEN)
 AKTIVEM BELÜFTUNGSSYSTEM..... 129

8 Tabellenverzeichnis

TAB. 1: ÜBERSICHT DER VERWENDETEN STATISTISCHEN TESTS.....	49
TAB. 2: TÄGLICHE ABWANDERUNG VON L ₂ -LARVEN IN DEN BODEN NACH BEHANDLUNG VON BOHNENPFLANZEN MIT CHITOSAN (MITTELWERT ± SF, MITTELWERTE EINER ZEILE GEFOLGT VOM SELBEN GROßBUCHSTABEN UND MITTELWERTE EINER SPALTE GEFOLGT VOM SELBEN KLEINBUCHSTABEN UNTERSCHIEDEN SICH NICHT SIGNIFIKANT (LSD-TEST)).....	51
TAB. 3: TÄGLICHE ABWANDERUNG VON L ₂ -LARVEN (KUMULATIV) IN DEN BODEN NACH BEHANDLUNG VON BOHNENPFLANZEN MIT CHITOSAN (MITTELWERT ± SF, MITTELWERTE EINER ZEILE GEFOLGT VOM SELBEN GROßBUCHSTABEN UND MITTELWERTE EINER SPALTE GEFOLGT VOM SELBEN KLEINBUCHSTABEN UNTERSCHIEDEN SICH NICHT SIGNIFIKANT (LSD-TEST)).....	52
TAB. 4: SCHLUPFVERLAUF WEIBLICHER THRIPISE NACH EINER BEHANDLUNG VON BOHNENPFLANZEN MIT CHITOSAN (MITTELWERT ± SF, MITTELWERTE EINER ZEILE GEFOLGT VOM SELBEN GROßBUCHSTABEN UND MITTELWERTE EINER SPALTE GEFOLGT VOM SELBEN KLEINBUCHSTABEN UNTERSCHIEDEN SICH NICHT SIGNIFIKANT (LSD-TEST)).....	56
TAB. 5: SCHLUPFVERLAUF MÄNNLICHER THRIPISE NACH EINER BEHANDLUNG VON BOHNENPFLANZEN MIT CHITOSAN (MITTELWERT ± SF, MITTELWERTE EINER ZEILE GEFOLGT VOM SELBEN GROßBUCHSTABEN UND MITTELWERTE EINER SPALTE GEFOLGT VOM SELBEN KLEINBUCHSTABEN UNTERSCHIEDEN SICH NICHT SIGNIFIKANT (LSD-TEST)).....	57
TAB. 6: SCHLUPFVERLAUF VON THRIPISEN ALLGEMEIN (WEIBLICHE + MÄNNLICHE THRIPISE) NACH EINER BEHANDLUNG VON BOHNENPFLANZEN MIT CHITOSAN (MITTELWERT ± SF, MITTELWERTE EINER ZEILE GEFOLGT VOM SELBEN GROßBUCHSTABEN UND MITTELWERTE EINER SPALTE GEFOLGT VOM SELBEN KLEINBUCHSTABEN UNTERSCHIEDEN SICH NICHT SIGNIFIKANT (LSD-TEST)).	59
TAB. 7: VERGLEICH DER DURCHSCHNITTLICHEN BEFALLSREDUZIERUNG NACH BEHANDLUNG MIT UNTERSCHIEDLICHEN APPLIKATIONSMENGEN VON NEMATODEN (200 BZW. 400 = IJ's / CM ² ; MITTELWERT ± SF, MITTELWERTE EINER SPALTE GEFOLGT VOM SELBEN KLEINBUCHSTABEN UNTERSCHIEDEN SICH NICHT SIGNIFIKANT (LSD-TEST)).....	67
TAB. 8: SCHLUPFVERLAUF WEIBLICHER THRIPISE NACH EINER BODENBEHANDLUNG MIT NEMATODEN BZW. EINER BEHANDLUNG VON BOHNENPFLANZEN UND NEMATODEN MIT CHITOSAN (H.B. = <i>HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA</i> , S.F. = <i>STEINERNEMA FELTIAE</i> , H.B.+CHIT. = <i>HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA</i> + CHITOSAN, S.F.+CHIT. = <i>STEINERNEMA FELTIAE</i> + CHITOSAN; MITTELWERT ± SF, MITTELWERTE EINER ZEILE GEFOLGT VOM SELBEN GROßBUCHSTABEN UND MITTELWERTE EINER SPALTE GEFOLGT VOM SELBEN KLEINBUCHSTABEN UNTERSCHIEDEN SICH NICHT SIGNIFIKANT (LSD-TEST)).	71

- TAB. 9:** SCHLUPFVERLAUF MÄNNLICHER THRIPISE NACH EINER BODENBEHANDLUNG MIT NEMATODEN BZW. EINER BEHANDLUNG VON BOHNENPFLANZEN UND NEMATODEN MIT CHITOSAN (H.B. = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA*, S.F. = *STEINERNEMA FELTIAE*, H.B.+CHIT. = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA* + CHITOSAN, S.F.+CHIT. = *STEINERNEMA FELTIAE* + CHITOSAN; MITTELWERT \pm SF, MITTELWERTE EINER ZEILE GEFOLGT VOM SELBEN GROßBUCHSTABEN UND MITTELWERTE EINER SPALTE GEFOLGT VOM SELBEN KLEINBUCHSTABEN UNTERSCHIEDEN SICH NICHT SIGNIFIKANT (LSD-TEST)). 73
- TAB. 10:** SCHLUPFVERLAUF VON THRIPISEN ALLGEMEIN (WEIBLICHE + MÄNNLICHE THRIPISE) NACH EINER BODENBEHANDLUNG MIT NEMATODEN BZW. EINER BEHANDLUNG VON BOHNENPFLANZEN UND NEMATODEN MIT CHITOSAN (H.B. = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA*, S.F. = *STEINERNEMA FELTIAE*, H.B.+CHIT. = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA* + CHITOSAN, S.F.+CHIT. = *STEINERNEMA FELTIAE* + CHITOSAN; MITTELWERT \pm SF, MITTELWERTE EINER ZEILE GEFOLGT VOM SELBEN GROßBUCHSTABEN UND MITTELWERTE EINER SPALTE GEFOLGT VOM SELBEN KLEINBUCHSTABEN UNTERSCHIEDEN SICH NICHT SIGNIFIKANT (LSD-TEST))..... 75
- TAB. 11:** EINFLUSS EINER CHITOSAN-BEHANDLUNG VON NEMATODEN (ZWEI STUNDEN VOR VERSUCHSANSATZ) AUF DEN PARASITIERUNGSVERLAUF VON MEHLWÜRMERN, PAARWEISER VERGLEICH DER VARIANTEN (K = KONTROLLE, CBo = CHITOSAN BODEN, CBl = CHITOSAN BLATT, H.B. = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA*, S.F. = *STEINERNEMA FELTIAE*, \leftarrow CHITOSAN BODEN = CHITOSANKONZENTRATION ENTSPRECHEND DER BODENAPPLIKATION, CHITOSAN BLATT = CHITOSANKONZENTRATION ENTSPRECHEND DER BLATTAPPLIKATION). 85
- TAB. 12:** EINFLUSS EINER CHITOSAN-BEHANDLUNG VON NEMATODEN (24 STUNDEN VOR VERSUCHSANSATZ) AUF DEN PARASITIERUNGSVERLAUF VON MEHLWÜRMERN, PAARWEISER VERGLEICH DER VARIANTEN (K = KONTROLLE, CBo = CHITOSAN BODEN, CBl = CHITOSAN BLATT, H.B. = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA*, S.F. = *STEINERNEMA FELTIAE*, \leftarrow CHITOSAN BODEN = CHITOSANKONZENTRATION ENTSPRECHEND DER BODENAPPLIKATION, CHITOSAN BLATT = CHITOSANKONZENTRATION ENTSPRECHEND DER BLATTAPPLIKATION). 85
- TAB. 13:** EINFLUSS EINER CHITOSAN-BEHANDLUNG VON *H. BACTERIOPHORA* AUF DEN PARASITIERUNGSVERLAUF VON MEHLWÜRMERN, PAARWEISER VERGLEICH DER VARIANTEN (K = KONTROLLE, CBo = CHITOSAN BODEN, CBl = CHITOSAN BLATT, H.B. = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA* \leftarrow CHITOSAN BODEN = CHITOSANKONZENTRATION ENTSPRECHEND DER BODENAPPLIKATION, CHITOSAN BLATT = CHITOSANKONZENTRATION ENTSPRECHEND DER BLATTAPPLIKATION). 89
- TAB. 14:** EINFLUSS EINER CHITOSAN-BEHANDLUNG VON *S. FELTIAE* AUF DEN PARASITIERUNGSVERLAUF VON MEHLWÜRMERN, PAARWEISER VERGLEICH DER VARIANTEN (K = KONTROLLE, CBo = CHITOSAN BODEN, CBl = CHITOSAN BLATT, S.F. = *STEINERNEMA FELTIAE* \leftarrow CHITOSAN BODEN = CHITOSANKONZENTRATION ENTSPRECHEND DER BODENAPPLIKATION, CHITOSAN BLATT = CHITOSANKONZENTRATION ENTSPRECHEND DER BLATTAPPLIKATION) 90

TAB. 15: WIRKUNGSUNTERSCHIEDE IN ABHÄNGIGKEIT DER VORBEHANDLUNG DER NEMATODEN (NEMATODEN-
 BZW. NEMATODEN / CHITOSAN-ANSATZ 2H ODER 24H VOR VERSUCHSBEGINN) (H.B. = *HETERORHABDITIS*
BACTERIOPHORA, S.F. = *STEINERNEMA FELTIAE*, H.B.+CHIT. = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA* +
 CHITOSAN, S.F.+CHIT. = *STEINERNEMA FELTIAE*, CHITOSAN BODEN = CHITOSANKONZENTRATION
 ENTSPRECHEND DER BODENAPPLIKATION, CHITOSAN BLATT = CHITOSANKONZENTRATION ENTSPRECHEND
 DER BLATTAPPLIKATION; MITTELWERT ± SF, MITTELWERTE EINER SPALTE GEFOLGT VOM SELBEN
 KLEINBUCHSTABEN UNTERSCHIEDEN SICH NICHT SIGNIFIKANT (LSD-TEST)). 95

TAB. 16: WIRKUNGSUNTERSCHIEDE IN ABHÄNGIGKEIT DER VORBEHANDLUNG DER NEMATODEN (NEMATODEN-
 BZW. NEMATODEN / CHITOSAN-ANSATZ 2H ODER 24H VOR VERSUCHSBEGINN) (H.B. = *HETERORHABDITIS*
BACTERIOPHORA, S.F. = *STEINERNEMA FELTIAE*, H.B.+CHIT. = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA* +
 CHITOSAN, S.F.+CHIT. = *STEINERNEMA FELTIAE*, CHITOSAN BODEN = CHITOSANKONZENTRATION
 ENTSPRECHEND DER BODENAPPLIKATION, CHITOSAN BLATT = CHITOSANKONZENTRATION ENTSPRECHEND
 DER BLATTAPPLIKATION). 97

TAB. 17: EINFLUSS EINER CHITOSAN-BEHANDLUNG (ANSATZ 1) IN VERSCHIEDENEN KONZENTRATIONEN AUF DIE
 AGILITÄT / MOBILITÄT VON NEMATODEN (H.B. K = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA* + WASSER, H.B.
 CBO = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA* + CHITOSAN BODEN, H.B. CBL = *HETERORHABDITIS*
BACTERIOPHORA + CHITOSAN BLATT, S.F. K = *STEINERNEMA FELTIAE* + WASSER, S.F. CBO = *STEINERNEMA*
FELTIAE + CHITOSAN BODEN, S.F. CBL = *STEINERNEMA FELTIAE* + CHITOSAN BLATT ← CHITOSAN BODEN =
 CHITOSAN-KONZENTRATION ENTSPRECHEND DER BODENAPPLIKATION, CHITOSAN BLATT =
 CHITOSANKONZENTRATION ENTSPRECHEND DER BLATTAPPLIKATION) (MITTELWERT ± SF, MITTELWERTE
 EINER ZEILE GEFOLGT VOM SELBEN GROBBUCHSTABEN UND MITTELWERTE EINER SPALTE GEFOLGT VOM
 SELBEN KLEINBUCHSTABEN UNTERSCHIEDEN SICH NICHT SIGNIFIKANT (LSD-TEST)). 100

TAB. 18: EINFLUSS EINER CHITOSAN-BEHANDLUNG (ANSATZ 2) IN VERSCHIEDENEN KONZENTRATIONEN AUF DIE
 AGILITÄT VON NEMATODEN (H.B. K = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA* + WASSER, H.B. CBO =
HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA + CHITOSAN BODEN, H.B. CBL = *HETERORHABDITIS BACTERIOPHORA* +
 CHITOSAN BLATT, S.F. K = *STEINERNEMA FELTIAE* + WASSER, S.F. CBO = *STEINERNEMA FELTIAE* + CHITOSAN
 BODEN, S.F. CBL = *STEINERNEMA FELTIAE* + CHITOSAN BLATT ← CHITOSAN BODEN =
 CHITOSANKONZENTRATION ENTSPRECHEND DER BODENAPPLIKATION, CHITOSAN BLATT =
 CHITOSANKONZENTRATION ENTSPRECHEND DER BLATTAPPLIKATION; MITTELWERT ± SF, MITTELWERTE
 EINER ZEILE GEFOLGT VOM SELBEN GROBBUCHSTABEN UND MITTELWERTE EINER SPALTE GEFOLGT VOM
 SELBEN KLEINBUCHSTABEN UNTERSCHIEDEN SICH NICHT SIGNIFIKANT (LSD-TEST)). 103

9 Literatur

- Abbott WS (1925) A method of computing the effectiveness of an insecticide. *Journal of Economic Entomology* 18: 265-267.
- Abe H, Ohnishi J, Narusaka M, Seo S, Narusaka Y, Tsuda S & Kobayashi M (2008) Function of Jasmonate in Response and Tolerance of Arabidopsis to Thrip Feeding. *Plant and Cell Physiology* 49: 68-80. doi:10.1093/pcp/pcm168.
- Ait Barka E, Eullaffroy P, Clement C & Vernet G (2004) Chitosan improves development, and protects *Vitis vinifera* L. against *Botrytis cinerea*. *Plant Cell Rep* 22: 608-614.
- Akhurst RJ & Dunphy GB (1993) Tripartite interactions between symbiotically associated entomopathogenic bacteria, nematodes, and their insects hosts. Academic Press, Inc., 1250 Sixth Ave., San Diego, California 92101, USA 14 Belgrave Square, 24-28 Oval Road, London NW1 70X, England, UK.
- Arimura G-i, Matsui K & Takabayashi J (2009) Chemical and Molecular Ecology of Herbivore-Induced Plant Volatiles: Proximate Factors and Their Ultimate Functions. *Plant and Cell Physiology* 50: 911-923.
- Arnó J & Gabarra R (2011) Side effects of selected insecticides on the *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae) predators *Macrolophus pygmaeus* and *Nesidiocoris tenuis* (Hemiptera: Miridae). *Journal of Pest Science* 84: 513-520.
- Arthurs S, Heinz KM & Prasifka JR (2004) An analysis of using entomopathogenic nematodes against above-ground pests. *Bulletin of Entomological Research* 94: 297-306.
- Arzone A, Alma A & Rapetti S (1989) *Frankliniella occidentalis* (Perg.) (Thysanoptera Thripidae) nuovo fitomizo delle serre in Italia. *IF (Informatore Fitopatologico)* 39: 43-52.
- Azaizeh H, Gindin G, Said O & Barash L (2002) Biological control of the western flower thrips *Frankliniella occidentalis* in cucumber using the entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae*. *Phytoparasitica* 30: 18-24.
- Badawy MEI, Rabea EI, Rogge TM, Stevens CV, Steurbaut W, Höfte M & Smagghe G (2005) Fungicidal and Insecticidal Activity of O-Acyl Chitosan Derivatives. *Polymer Bulletin* 54: 279-289.
- Baez I, Reitz SR, Funderburk JE & Olson SM (2011) Variation within and between *Frankliniella* thrips species in host plant utilization. *Journal of Insect Science* 11.
- Bakker FM & Sabelis MW (1989) How larvae of Thrips *Tabaci* reduce the attack success of phytoseiid predators. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 50: 47-51.
- Barber MS, Bertram RE & Ride JP (1989) Chitin oligosaccharides elicit lignification in wounded wheat leaves. *Physiological and Molecular Plant Pathology* 34: 3-12.

- Barker JE, Fulton A, Evans KA & Powell G (2006) The effects of kaolin particle film on *Plutella xylostella* behaviour and development. *Pest Management Science* 62: 498-504.
- Barrett J (1991) Anhydrobiotic nematodes. *Agricultural Zoology Reviews* 4: 161-176.
- Bartnick.S (1968) Cell wall chemistry morphogenesis and taxonomy of fungi. *Annual Review of Microbiology* 22: 87-108.
- Bedding RA & Molyneux AS (1982) Penetration of insect cuticle by infective juveniles of *Heterorhabditis* spp. (*Heterorhabditidae*: Nematoda). *Nematologica* 28: 354-359.
- Belay D, Ebssa L & Borgemeister C (2005) Time and frequency of applications of entomopathogenic nematodes and their persistence for control of western flower thrips *Frankliniella occidentalis*. *Nematology* 7: 611-622.
- Bellows TS & Fisher TW (1999) *Handbook of biological control: principles and applications of biological control*.
- Berndt O, Meyhöfer R & Poehling H-M (2004a) The edaphic phase in the ontogenesis of *Frankliniella occidentalis* and comparison of *Hypoaspis miles* and *Hypoaspis aculeifer* as predators of soil-dwelling thrips stages. *Biological Control* 30: 17-24.
- Berndt O, Meyhofer R & Poehling HM (2003) Propensity towards cannibalism among *Hypoaspis aculeifer* and *H-miles*, two soil-dwelling predatory mite species. *Experimental and Applied Acarology* 31: 1-14.
- Berndt O, Poehling HM & Meyhofer R (2004b) Predation capacity of two predatory laelapid mites on soil-dwelling thrips stages. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 112: 107-115.
- Bielza P (2008) Insecticide resistance management strategies against the western flower thrips, *Frankliniella occidentalis*. *Pest Manag Sci* 64: 1131-1138.
- Bielza P, Quinto V, Contreras J, Torne M, Martin A & Espinosa PJ (2007) Resistance to spinosad in the western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Pergande), in greenhouses of south-eastern Spain. *Pest Manag Sci* 63: 682-687.
- Biondi A, Desneux N, Siscaro G & Zappalà L (2012) Using organic-certified rather than synthetic pesticides may not be safer for biological control agents: Selectivity and side effects of 14 pesticides on the predator *Orius laevigatus*. *Chemosphere* 87: 803-812.
- Boff MIC, Zoon FC & Smits PH (2001) Orientation of *Heterorhabditis megidis* to insect hosts and plant roots in a Y-tube sand olfactometer. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 98: 329-337.
- Bohland C, Balkenhohl T, Loers G, Feussner I & Grambow HJ (1997) Differential induction of lipoxygenase isoforms in wheat upon treatment with rust fungus elicitor, chitin oligosaccharides, chitosan, and methyl jasmonate. *Plant Physiology* 114: 679-685.
- Bosco L, Giacometto E & Tavella L (2008) Colonization and predation of thrips (*Thysanoptera* : *Thripidae*) by *Orius* spp. (*Heteroptera* : *Anthocoridae*) in sweet pepper greenhouses in Northwest Italy. *Biological Control* 44: 331-340.

- Bournier A (1983) Les thrips: biologie, importance agronomique. Institut national de la recherche agronomique.
- Braman SK, Duncan RR & Engelke MC (2000) Evaluation of turfgrass selections for resistance to fall armyworms (Lepidoptera : Noctuidae). *Hortscience* 35: 1268-1270.
- Braman SK, Duncan RR, Engelke MC, Hanna WW, Hignight K & Rush D (2002) Grass Species and Endophyte Effects on Survival and Development of Fall Armyworm (Lepidoptera: Noctuidae). *Journal of Economic Entomology* 95: 487-492.
- Braman SK, Duncan RR, Hanna WW & Engelke MC (2003) Arthropod Predator Occurrence and Performance of *Geocoris uliginosus* (Say) on Pest-Resistant and Susceptible Turfgrasses. *Environmental Entomology* 32: 907-914.
- Broadbent AB & Pree DJ (1997) Resistance to insecticides in populations of *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera : Thripidae) from greenhouses in the Niagara region of Ontario. *Canadian Entomologist* 129: 907-913.
- Brodbeck BV, Stavisky J, Funderburk JE, Andersen PC & Olson SM (2001) Flower nitrogen status and populations of *Frankliniella occidentalis* feeding on *Lycopersicon esculentum*. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 99: 165-172.
- Brodsgaard HF (1994) Insecticide Resistance In European And African Strains Of Western Flower Thrips (Thysanoptera, Thripidae) Tested In A New Residue-On-Glass Test. *Journal of Economic Entomology* 87: 1141-1146.
- Brodsgaard HF & Enkegaard A (1995) Interactions among polyphagous anthocorid bugs used for thrips control and other beneficials in multi-species biological pest management systems. *Mededelingen Faculteit Landbouwkundige en Toegepaste Biologische Wetenschappen Universiteit Gent* 60: 893-900.
- Bronner R, Westphal E & Dreger F (1989) Chitosan, a component of the compatible interaction between *Solanum dulcamara* L. and the gall mite *Eriophyes cladophthirus* Nal. *Physiological and Molecular Plant Pathology* 34: 117-130.
- Broughton S, Harrison J & Rahman T (2014) Effect of new and old pesticides on *Orius armatus* (Gross)—an Australian predator of western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Pergande). *Pest Management Science* 70: 389-397.
- Brown ASS, Simmonds MSJ & Blaney WM (2002) Relationship between nutritional composition of plant species and infestation levels of thrips. *Journal of Chemical Ecology* 28: 2399-2409.
- Buitenhuis R & Shipp JL (2005) Efficacy of Entomopathogenic nematode *Steinernema feltiae* (Rhabditida : Steinernematidae) as influenced by *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera : Thripidae) developmental stage and host plant stage. *Journal of Economic Entomology* 98: 1480-1485.
- Burnell A (2002) Genetics and genetic improvement.
- Byers JA & Poinar GO (1982) Location of insect hosts by the nematode, *Neoplectana carpocapsae*, in response to temperature. *Behaviour* 79: 1-10.

- Caamano EX, Cloyd RA, Solter LF & Fallon DJ (2008) Quality assessment of two commercially available species of entomopathogenic nematodes: *Steinernema feltiae* and *Heterorhabditis indica*. *Horttechnology* 18: 84-89.
- Campbell FL (1929) The detection and estimation of insect chitin; and the irrelation of "chitinization" to hardness and pigmentation of the cuticula of the American cockroach, *Periplaneta americana* L. *Annals of the Entomological Society of America* 22: 401-426.
- Campbell JF & Gaugler R (1993) Nictation behavior and its ecological implications in the host search strategies of entomopathogenic nematodes (*Heterorhabditidae* and *Steinernematidae*). *Behaviour* 126: 155-169.
- Campbell JF & Gaugler RR (1997) Inter-specific variation in entomopathogenic nematode foraging strategy: Dichotomy or variation along a continuum? *Fundamental and Applied Nematology* 20: 393-398.
- Campbell JF, Lewis EE, Stock SP, Nadler S & Kaya HK (2003) Evolution of host search strategies in entomopathogenic nematodes. *Journal of Nematology* 35: 142-145.
- Campbell LR & Gaugler R (1991a) Mechanisms for exsheathment of entomopathogenic nematodes. *Int J Parasitol* 21: 219-224.
- Campbell LR & Gaugler R (1991b) Role of the sheath in desiccation tolerance of 2 entomopathogenic nematodes. *Nematologica* 37: 324-332.
- Cardona C, Frei A, Bueno JM, Diaz J, Gu HN & Dorn S (2002) Resistance to Thrips palmi (*Thysanoptera* : *Thripidae*) in beans. *Journal of Economic Entomology* 95: 1066-1073.
- Chau A, Heinz KM & Davies FT, Jr. (2005) Influences of fertilization on population abundance, distribution, and control of *Frankliniella occidentalis* on chrysanthemum. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 117: 27-39.
- Chermenskaya TD, Burov VN, Maniar SP, Pow EM, Roditakis N, Selytskaya OG, Shamshev IV, Wadhams LJ & Woodcock CM (2001) Behavioural responses of western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Pergande), to volatiles from three aromatic plants. *Insect Science and its Application* 21: 67-72.
- Chisholm IF & Lewis T (1984) A new look at thrips (*Thysanoptera*) mouthparts, their action and effects of feeding on plant tissue. *Bulletin of Entomological Research* 74: 663-675.
- Chyzik R, Glazer O & Klein M (1996) Virulence and efficacy of different entomopathogenic nematode species against western flower thrips (*Frankliniella occidentalis*). *Phytoparasitica* 24: 103-110.
- Cohen E (1993) Chitin synthesis and degradation as targets for pesticide action. *Archives of Insect Biochemistry and Physiology* 22: 245-261.
- Coll M & Ridgway RL (1995) Functional and numerical responses of *Orius insidiosus* (*Heteroptera*: *Anthracoridae*) to its prey in different vegetable crops. *Annals of the Entomological Society of America* 88: 732-738.
- Copping LG & Menn JJ (2000) Biopesticides: a review of their action, applications and efficacy. *Pest Manag Sci* 56: 651-676.

- Costa HS & Robb KL (1999) Effects of ultraviolet-absorbing greenhouse plastic films on flight behavior of *Bemisia argentifolii* (Homoptera : Aleyrodidae) and *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera : Thripidae). *Journal of Economic Entomology* 92: 557-562.
- Costa HS, Robb KL & Wilen CA (2002) Field trials measuring the effects of ultraviolet-absorbing greenhouse plastic films on insect populations. *Journal of Economic Entomology* 95: 113-120.
- Crocoll C, Degenhardt J, Gershenzon J, Hiltbold I, Koellner T & Turlings T New polynucleotide comprising specific nucleotide sequence encoding protein having caryophyllene synthase activity, useful for establishing or enhancing resistance against herbivore in plants e.g. resistance against rootworm in maize plant: Max Planck Ges Foerderung Wissenschaften; Univ Neuchatel; Max-Planck Ges Foerderung Wissenschaften.
- Croll NA & Matthews BE (1977) *Biology of nematodes*.
- De Moraes CM, Mescher MC & Tumlinson JH (2001) Caterpillar-induced nocturnal plant volatiles repel conspecific females. *Nature* 410: 577-580.
- Degenhardt J, Hiltbold I, Kollner TG, Frey M, Gierl A, Gershenzon J, Hibbard BE, Eilersieck MR & Turlings TCJ (2009) Restoring a maize root signal that attracts insect-killing nematodes to control a major pest. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 106: 13213-13218.
- Deligeorgidis PN & Ipsilandis CG (2004) Determination of soil depth inhabited by *Frankliniella occidentalis* (Pergande) and *Thrips tabaci* Lindeman (Thysan., Thripidae) under greenhouse cultivation. *Journal of Applied Entomology* 128: 108-111.
- Delphia CM, Mescher MC & De Moraes CM (2007) Induction of plant volatiles by herbivores with different feeding habits and the effects of induced defenses on host-plant selection by thrips. *Journal of Chemical Ecology* 33: 997-1012.
- Dembilio O, Karamaouna F, Kontodimas DC, Nomikou M & Jacas JA (2011) Short communication. Susceptibility of *Phoenix theophrasti* (Palmae: Coryphoideae) to *Rhynchophorus ferrugineus* (Coleoptera: Curculionidae) and its control using *Steinernema carpocapsae* in a chitosan formulation. *Spanish Journal of Agricultural Research* 9: 623-626.
- Dembilio O, Llacer E, Martinez de Altube Mdel M & Jacas JA (2010) Field efficacy of imidacloprid and *Steinernema carpocapsae* in a chitosan formulation against the red palm weevil *Rhynchophorus ferrugineus* (Coleoptera: Curculionidae) in *Phoenix canariensis*. *Pest Manag Sci* 66: 365-370.
- Derckel JP, Baillieux F, Manteau S, Audran JC, Haye B, Lambert B & Legendre L (1999) Differential induction of grapevine defenses by two strains of *Botrytis cinerea*. *Phytopathology* 89: 197-203.
- Desneux N, Pham-Delègue M-H & Kaiser L (2004a) Effects of sub-lethal and lethal doses of lambda-cyhalothrin on oviposition experience and host-searching behaviour of a parasitic wasp, *Aphidius ervi*. *Pest Management Science* 60: 381-389.

- Desneux N, Rafalimanana H & Kaiser L (2004b) Dose–response relationship in lethal and behavioural effects of different insecticides on the parasitic wasp *Aphidius ervi*. *Chemosphere* 54: 619-627.
- Diaz BM, Biurrun R, Moreno A, Nebreda M & Fereres A (2006) Impact of ultraviolet-blocking plastic films on insect vectors of virus diseases infesting crisp lettuce. *Hortscience* 41: 711-716.
- Dicke M, Takabayashi J, Posthumus MA, Schutte C & Krips OE (1998) Plant-phytoseiid interactions mediated by herbivore-induced plant volatiles: variation in production of cues and in responses of predatory mites. *Exp Appl Acarol* 22: 311-333.
- Dowds BCA & Peters A (2002) Virulence mechanisms: Entomopathogenic nematology. (ed. by R Gaugler), pp. 79-98.
- Drukker B, Janssen A, Ravensberg W & Sabelis MW (1997) Improved control capacity of the mite predator *Phytoseiulus persimilis* (Acari: Phytoseiidae) on tomato. *Exp Appl Acarol* 21: 507-518.
- Dunphy GB & Webster JM (1986) Temperature effects on the growth and virulence of *Steinernema feltiae* strains and *Heterorhabditis heliothidis*. *Journal of Nematology* 18: 270-272.
- Ebssa L, Borgemeister C, Berndt O & Poehling HM (2001) Efficacy of entomopathogenic nematodes against soil-dwelling life stages of western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae). *J Invertebr Pathol* 78: 119-127.
- Ebssa L, Borgemeister C & Poehling H-M (2006) Simultaneous application of entomopathogenic nematodes and predatory mites to control western flower thrips *Frankliniella occidentalis*. *Biological Control* 39: 66-74.
- Ebssa L, Borgemeister C & Poehling HM (2004) Effects of post-application irrigation and substrate moisture on the efficacy of entomopathogenic nematodes against western flower thrips, *Frankliniella occidentalis*. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 112: 65-72.
- Ehlers RU (2001) Mass production of entomopathogenic nematodes for plant protection. *Applied Microbiology and Biotechnology* 56: 623-633.
- Espinosa PJ, Bielza P, Contreras J & Lacasa A (2002) Insecticide resistance in field populations of *Frankliniella occidentalis* (Pergande) in Murcia (south-east Spain). *Pest Manag Sci* 58: 967-971.
- Farrar JJ & Davis RM (1991) Relationships Among Ear Morphology, Western Flower Thrips, And Fusarium Ear Rot Of Corn. *Phytopathology* 81: 661-666.
- Forst S & Clarke D (2002) Bacteria-Nematode Symbiosis: Entomopathogenic Nematology (ed. by R Gaugler) CAB International, Wallingford, UK, p. 400.
- Forst S, Dowds B, Boemare N & Stackebrandt E (1997) *Xenorhabdus* and *Photorhabdus* spp.: Bugs that kill bugs. *Annual Review of Microbiology* 51: 47-72.

- Foster SP, Gorman K & Denholm I (2010) English field samples of *Thrips tabaci* show strong and ubiquitous resistance to deltamethrin. *Pest Manag Sci* 66: 861-864.
- Funderburk J, Stavisky J & Olson S (2000) Predation of *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera : Thripidae) in field peppers by *Orius insidiosus* (Hemiptera : Anthocoridae). *Environmental Entomology* 29: 376-382.
- Fung SY, Kuiper I, van Dijke-Hermans CM & van der Meijden E (2001) Growth damage and silvery damage in chrysanthemum caused by *Frankliniella occidentalis* is related to leaf food quality: 7th International Symposium on Thysanoptera (ed. by R Marullo & L Mound), Calabria, Italy, pp. 191-196.
- Gao Y, Lei Z & Reitz SR (2012) Western flower thrips resistance to insecticides: detection, mechanisms and management strategies. *Pest Manag Sci* 68: 1111-1121.
- Garcia-Brugger A, Lamotte O, Vandelle E, Bourque S, Lecourieux D, Poinssot B, Wendehenne D & Pugin A (2006) Early signaling events induced by elicitors of plant Defenses. *Molecular Plant-Microbe Interactions* 19: 711-724.
- Gaugler R (1997) Alternative paradigms for commercializing biopesticides. *Phytoparasitica* 25: 179-182.
- Gaugler R, Grewal P, Kaya HK & Smith-Fiola D (2000) Quality assessment of commercially produced entomopathogenic nematodes. *Biological Control* 17: 100-109.
- Gaum WG, Giliomee JH & Pringle KL (1994) Life-History And Life-Tables Of Western Flower Thrips, *Frankliniella-Occidentalis* (Thysanoptera, Thripidae), On English Cucumbers. *Bulletin of Entomological Research* 84: 219-224.
- German TL, Ullman DE & Moyer JW (1992) *Tospoviruses - Diagnosis, Molecular-Biology, Phylogeny, And Vector Relationships*. *Annu Rev Phytopathol* 30: 315-348.
- Gillespie DR & Quiring DJM (1992) Competition between *Orius tristicolor* (White) (Hemiptera: anthocoridae) and *Amblyseius cucumeris* (Oudemans) (Acari: Phytoseiidae) feeding on *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae). *Canadian Entomologist* 124: 1123-1128.
- Glazer I (2002) *Survival biology: Entomopathogenic nematology*. (ed. by R Gaugler), pp. 169-187.
- Goettel MS & Inglis GD (1997) *Fungi: Hyphomycetes*.
- Goldbach R & Peters D (1994) Possible Causes Of The Emergence Of Tospovirus Diseases. *Seminars in Virology* 5: 113-120.
- Gras P (2008) Zum Einfluss von Chitosan auf die Attraktivität und Wirtsqualität der Bohne *Phaseolus vulgaris* für den Thrips *Frankliniella occidentalis*, Vol. BSc: Institut für Pflanzenschutz und Pflanzenkrankheiten (ed. Leibniz Universität Hannover, p. 69.
- Grewal PS (1998) Formulations of Entomopathogenic Nematodes for Storage and Application. *Nematological Research (Formerly Japanese Journal of Nematology)* 28: 68-74.

- Grewal PS (2000) Enhanced ambient storage stability of an entomopathogenic nematode through anhydrobiosis. *Pest Manag Sci* 56: 401-406.
- Grewal PS, Gaugler R & Lewis EE (1993a) Host recognition behavior by entomopathogenic nematodes during contact with insect gut contents. *Journal of Parasitology* 79: 495-503.
- Grewal PS, Gaugler R & Selvan S (1993b) Host recognition by entomopathogenic nematodes - behavioral-response to contact with host feces. *Journal of Chemical Ecology* 19: 1219-1231.
- Grewal PS, Lewis EE, Gaugler R & Campbell JF (1994) Host finding behavior as a predictor of foraging strategy in entomopathogenic nematodes. *Parasitology* 108: 207-215.
- Grewal PS & Peters A (2005) Formulation and Quality: Nematodes as Biocontrol Agents (ed. by PS Grewal, RU Ehlers & DI Shapirollan), pp. 79-90.
- Hamberg M & Gardner HW (1992) Oxylin pathway to jasmonates: biochemistry and biological significance. *Biochimica et Biophysica Acta (BBA) - Lipids and Lipid Metabolism* 1165: 1-18.
- Harrewijn P, Tjallingii WF & Mollema C (1996) Electrical recording of plant penetration by western flower thrips. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 79: 345-353.
- Harris ML, Chora L, Bishop CA & Bogart JP (2000) Species- and age-related differences in susceptibility to pesticide exposure for two amphibians, *Rana pipiens*, and *Bufo americanus*. *Bulletin of Environmental Contamination & Toxicology* 64: 263-270.
- Hashmi S, Hashmi G, Glazer I & Gaugler R (1998) Thermal response of *Heterorhabditis bacteriophora* transformed with the *Caenorhabditis elegans* hsp70 encoding gene. *Journal of Experimental Zoology* 281: 164-170.
- Hatcher PE, Moore J, Taylor JE, Tinney GW & Paul ND (2004) Phytohormones and plant-herbivore-pathogen interactions: integrating the molecular with the ecological. *Ecology* 85: 59-69.
- Helyer NL & Brobyn PJ (1992) Chemical control of Western Flower Thrips (*Frankliniella occidentalis* Pergande). *Annals of Applied Biology* 121: 219-231.
- Herron GA & James TM (2005) Monitoring insecticide resistance in Australian *Frankliniella occidentalis* Pergande (Thysanoptera : Thripidae) detects fipronil and spinosad resistance. *Australian Journal of Entomology* 44: 299-303.
- Herron GA & James TM (2007) Insecticide Resistance In Australian Populations Of Western Flower Thrips, *Frankliniella Occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae). *General and Applied Entomology* 36: 1-5.
- Higgins CJ (1992) Western Flower Thrips (Thysanoptera, Thripidae) In Greenhouses - Population-Dynamics, Distribution On Plants, And Associations With Predators. *Journal of Economic Entomology* 85: 1891-1903.
- Hirano S, Tobetto K, Hasegawa M & Matsuda N (1980) Permeability properties of gels and membranes derived from chitosan. *Journal of Biomedical Materials Research* 14: 477-486.

- Hoddle M (2000) Developmental and Reproductive Biology of a Predatory Frankliniella n. sp. (Thysanoptera: Aeolothripidae). *Biological Control* 18: 27-38.
- Hoddle MS, Nakahara S & Phillips PA (2002) Foreign exploration for *Scirtothrips perseae* Nakahara (Thysanoptera : Thripidae) and associated natural enemies on avocado (*Persea americana* Miller). *Biological Control* 24: 251-265.
- Hui E & Webster JM (2000) Influence of insect larvae and seedling roots on the host-finding ability of *Steinernema feltiae* (Nematoda: Steinernematidae). *J Invertebr Pathol* 75: 152-162.
- Hunter WB & Ullman DE (1989) Analysis Of Mouthpart Movements During Feeding Of *Frankliniella-occidentalis* (Pergande) And *Frankliniella-Schultzei* Trybom (Thysanoptera, Thripidae). *International Journal of Insect Morphology & Embryology* 18: 161-171.
- Hyder AH, Overmyer JP & Noblet R (2004) Influence of developmental stage on susceptibilities and sensitivities of *Simulium vittatum* IS-7 and *simulium* III-L-1 (Diptera: Simuliidae) to chlorpyrifos. *Environmental Toxicology & Chemistry* 23: 2856-2862.
- Inyang EN, Butt TM, Ibrahim L, Clark SJ, Pye BT, Beckett A & Archer S (1998) The effect of plant growth and topography on the acquisition of conidia of the insect pathogen *Metarhizium anisopliae* by larvae of *Phaedon cochleariae*. *Mycological Research* 102: 1365-1374.
- IRAC (2014) *Frankliniella occidentalis* - Shown Resistance to Active Ingredient(s), Vol. 2014: Michigan State University.
- Ishenhour DJ, Wiseman BR & Layton RC (1989) Enhanced predation by *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthracoridae) on larvae of *Heliothis zea* and *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) caused by prey feeding on resistant corn genotypes. *Environmental Entomology* 18: 418-422.
- Jacobson RJ, Croft P & Fenlon J (2001) Suppressing establishment of *Frankliniella occidentalis* Pergande (Thysanoptera : Thripidae) in cucumber crops by prophylactic release of *Amblyseius cucumeris* Oudemans (Acarina : Phytoseiidae). *Biocontrol Science and Technology* 11: 27-34.
- Jensen SE (1998) Acetylcholinesterase activity associated with methiocarb resistance in a strain of western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Pergande). *Pesticide Biochemistry and Physiology* 61: 191-200.
- Jensen SE (2000a) Insecticide resistance in the western flower thrips, *Frankliniella occidentalis*. *Integrated Pest Management Reviews* 5: 131-146.
- Jensen SE (2000b) Mechanisms associated with methiocarb resistance in *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera : Thripidae). *Journal of Economic Entomology* 93: 464-471.
- Jones T, Scott-Dupree C, Harris R, Shipp L & Harris B (2005) The efficacy of spinosad against the western flower thrips, *Frankliniella occidentalis*, and its impact on associated biological control agents on greenhouse cucumbers in southern Ontario. *Pest Manag Sci* 61: 179-185.

- Kauss H, Jeblick W & Domard A (1989) The degrees of polymerization and N-acetylation of chitosan determine its ability to elicit callose formation in suspension cells and protoplasts of *Catharanthus roseus*. *Planta* 178: 385-392.
- Kawazu K, Mochizuki A, Sato Y, Sugeno W, Murata M, Seo S & Mitsuhashi I (2012) Different expression profiles of jasmonic acid and salicylic acid inducible genes in the tomato plant against herbivores with various feeding modes. *Arthropod-Plant Interactions* 6: 221-230.
- Kaya HK & Stock SP (1997) *Techniques in insect nematology*.
- Kessler A & Baldwin IT (2002) Plant responses to insect herbivory: the emerging molecular analysis. *Annual Review of Plant Biology* 53: 299-328.
- Kigathi R & Poehling HM (2012) UV-absorbing films and nets affect the dispersal of western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae). *Journal of Applied Entomology* 136: 761-771.
- Kim CS, Hara T, Datta PK, Itoh E & Horiike M (1998) Insecticidal component in thunberg *Spiraea*, *Spiraea thunbergii*, against *Thrips palmi*. *Bioscience Biotechnology and Biochemistry* 62: 1546-1549.
- Kim HJ, Chen F, Wang X & Rajapakse NC (2005) Effect of chitosan on the biological properties of sweet basil (*Ocimum basilicum* L.). *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 53: 3696-3701.
- Kirk WDJ (1997a) Distribution, abundance and population dynamics: Thrips as crop pests (ed. by T Lewis), p. 736.
- Kirk WDJ (1997b) Feeding: Thrips as crop pests (ed. by T Lewis), p. 736.
- Kirk WDJ (2001) The pest and vector from the West: *Frankliniella occidentalis*: 7th International Symposium on Thysanoptera (ed., Calabria, Italy, pp. 33-42.
- Kirk WDJ & Terry LI (2003) The spread of the western flower thrips *Frankliniella occidentalis* (Pergande). *Agricultural and Forest Entomology* 5: 301-310.
- Koppenhofer AM, Baur ME & Kaya HK (1996) Competition between two steinernematid nematode species for an insect host at different soil depths. *Journal of Parasitology* 82: 34-40.
- Koppenhofer AM & Kaya HK (1997) Additive and synergistic interaction between entomopathogenic nematodes and *Bacillus thuringiensis* for scarab grub control. *Biological Control* 8: 131-137. doi:10.1006/bcon.1996.0498.
- Koschier EH, Hoffmann D & Riefler J (2007) Influence of salicylaldehyde and methyl salicylate on post-landing behaviour of *Frankliniella occidentalis* Pergande. *Journal of Applied Entomology* 131: 362-367.
- Koschier EH, Sedy KA & Novak J (2002) Influence of plant volatiles on feeding damage caused by the onion thrips *Thrips tabaci*. *Crop Protection* 21: 419-425.
- Kryvynets O & Zebitz CPW (2009) Study of leaf tissue hardness of *Humulus lupulus* L, Vol. 17: *Communications of the German Society of General and Applied Entomology* (ed. by J Handel) *Deutschen Gesell Allgemeine & Angewandte*

- Entomologie, C/O Prof D Mossakowski, Univ Bremen, Postfach 330 440, W-2800 Bremen 33, Germany, pp. 121-124.
- Kumar P & Poehling HM (2006) UV-blocking plastic films and nets influence vectors and virus transmission on greenhouse tomatoes in the humid tropics. *Environmental Entomology* 35: 1069-1082.
- Kung SP, Gaugler R & Kaya HK (1990a) Influence of soil-ph and oxygen on persistence of *Steinernema* spp. *Journal of Nematology* 22: 440-445.
- Kung SP, Gaugler R & Kaya HK (1990b) Soil type and entomopathogenic nematode persistence. *J Invertebr Pathol* 55: 401-406.
- Kurosaki F, Tashiro N & Nishi A (1988) Role of chitinase and chitin oligosaccharides in lignification response of cultured carrot cells treated with mycelial walls. *Plant and Cell Physiology* 29: 527-531.
- Laborda R, Bargues L, Navarro C, Barajas O, Arroyo M, García EM, Montoro E, Mopis E, Martínez A & Sayagués JM (2003) Susceptibility of Mediterranean fruit fly (*Ceratitidis capitata* W.) to entomopathogenic nematode *Steinernema* spp. (Biorend C's product). *IOBC/wprs Bulletin* 26: 95-98.
- Lapointe SL (2000) Particle Film Deters Oviposition by *Diaprepes abbreviatus* (Coleoptera: Curculionidae). *Journal of Economic Entomology* 93: 1459-1463.
- Larentzaki E, Powell G & Copland MJW (2007a) Effect of cold storage on survival, reproduction and development of adults and eggs of *Franklinothrips vespiformis* (Crawford). *Biological Control* 43: 265-270.
- Larentzaki E, Powell G & Copland MJW (2007b) Effect of temperature on development, overwintering and establishment potential of *Franklinothrips vespiformis* in the UK. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 124: 143-151.
- Lei Z, Rutherford TA & Webster JM (1992) Heterorhabditid behavior in the presence of the cabbage maggot, *Delia radicum*, and its host plants. *Journal of Nematology* 24: 9-15.
- Leiss KA, Maltese F, Choi Y, Verpoorte R & Klinkhamer PGL (2009) Identification of chlorogenic acid as a resistance factor for thrips in chrysanthemum. *Plant Physiology* 150: 1567-1575.
- Lewis EE (2002) Behavioural ecology: Entomopathogenic nematology. (ed. by R Gaugler), pp. 205-223.
- Lewis EE, Campbell J, Griffin C, Kaya H & Peters A (2006) Behavioral ecology of entomopathogenic nematodes. *Biological Control* 38: 66-79.
- Lewis EE, Gaugler R & Harrison R (1992) Entomopathogenic nematode host finding - response to host contact cues by cruise and ambush foragers. *Parasitology* 105: 309-315.
- Lewis EE, Gaugler R & Harrison R (1993) Response of cruiser and ambusher entomopathogenic nematodes (*Steinernematidae*) to host volatile cues. *Canadian Journal of Zoology-Revue Canadienne De Zoologie* 71: 765-769.
- Lewis T (1973) Thrips, their biology, ecology and economic importance. London, Academic Press, UK.

- Li C, Williams MM, Loh Y-T, Lee GI & Howe GA (2002) Resistance of Cultivated Tomato to Cell Content-Feeding Herbivores Is Regulated by the Octadecanoid-Signaling Pathway. *Plant Physiology* 130: 494-503.
- Li Q, Dunn ET, Grandmaison EW & Goosen MFA (1992) Applications and Properties of Chitosan. *Journal of Bioactive and Compatible Polymers* 7: 370-397.
- Llacer E, Martinez de Altube MM & Jacas JA (2009) Evaluation of the efficacy of *Steinernema carpocapsae* in a chitosan formulation against the red palm weevil, *Rhynchophorus ferrugineus*, in *Phoenix canariensis*. *BioControl* 54: 559-565.
- Loomans AJM, Tolsma J, Fransen JJ & van Lenteren JC (2006) Releases of parasitoids (*Ceranisus* spp.) as biological control agents of western flower thrips (*Frankliniella occidentalis*) in experimental glasshouses. *Bulletin of Insectology* 59: 85-97.
- Loomans AJM & van Lenteren JC (1995) Biological control of thrips pests: a review on thrips parasitoids. *Wageningen Agricultural University Papers* 95: 89-201.
- Losey JE & Denno RF (1999) Factors facilitating synergistic predation: The central role of synchrony. *Ecological Applications* 9: 378-386.
- Maharijaya A, Vosman B, Verstappen F, Steenhuis-Broers G, Mumm R, Purwito A, Visser RGF & Voorrips RE (2012) Resistance factors in pepper inhibit larval development of thrips (*Frankliniella occidentalis*). *Entomologia Experimentalis et Applicata* 145: 62-71.
- Maienfish P, Angst M, Brandl F, Fischer W, Hofer D, Kayser H, Kobel W, Rindlisbacher A, Senn R, Steinemann A & Widmer H (2001) Chemistry and biology of thiamethoxam: A second generation neonicotinoid. *Pest Manag Sci* 57: 906-913.
- Maleck K & Dietrich RA (1999) Defense on multiple fronts: how do plants cope with diverse enemies? *Trends in Plant Science* 4: 215-219.
- Maris PC, Joosten NN, Goldbach RW & Peters D (2004) Decreased preference and reproduction, and increased mortality of *Frankliniella occidentalis* on thrips-resistant pepper plants. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 113: 149-155.
- Martinez de Altube MdM, Strauch O, Fernandez De Castro G & Martinez Peña A (2007) Control of the flat-headed root borer *Capnodis tenebrionis* (Linné) (Coleoptera: Buprestidae) with the entomopathogenic nematode *Steinernema carpocapsae* (Weiser) (Nematoda: Steinernematidae) in a chitosan formulation in apricot orchards. *BioControl* 53: 531-539.
- Medina M, Barata C, Telfer T & Baird DJ (2002) Age- and sex-related variation in sensitivity to the pyrethroid cypermethrin in the marine copepod *Acartia tonsa* Dana. *Archives of Environmental Contamination & Toxicology* 42: 17-22.
- Messelink GJ, Van Steenpaal SEF & Ramakers PMJ (2006) Evaluation of phytoseiid predators for control of western flower thrips on greenhouse cucumber. *BioControl* 51: 753-768.

- Mollema C & Cole RA (1996) Low aromatic amino acid concentrations in leaf proteins determine resistance to *Frankliniella occidentalis* in four vegetable crops. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 78: 325-333.
- Moritz G (2006) *Thripse* [Fransenflügler, Thysanoptera] 1edn. Westarp Wissenschaften, Hohenwarsleben, Germany.
- Moritz G, Kumm S & Mound L (2004) Tospovirus transmission depends on thrips ontogeny. *Virus Research* 100: 143-149.
- Morse JG & Hoddle MS (2006) Invasion biology of thrips, Vol. 51: *Annual Review of Entomology* (ed.), pp. 67-89.
- Moser VC (1999) Comparison of aldicarb and methamidophos neurotoxicity at different ages in the rat: Behavioral and biochemical parameters. *Toxicology & Applied Pharmacology* 157: 94-106.
- Mracek Z, Weiser J & Gerdin S (1981) Head and cuticular structures of some species in the family Steinernematidae (Nematoda). *Nematologica* 27: 443-448.
- Murai T & Ishii T (1982) Simple rearing method for flower thrips (Thysanoptera, Thripidae) on pollens. *Japanese Journal of Applied Entomology and Zoology* 26: 149-154.
- Mureithi DM (2013) Efficacy of entomopathogenic nematodes and Neem in different formulations to control the soil stages of Western Flower Thrips (WFT), *Frankliniella occidentalis*, Vol. MSc: Institut für Gartenbauliche Produktionssysteme Abt. Phytomedizin (ehem. Institut für Pflanzenschutz und Pflanzenkrankheiten) (ed. Leibniz Universität Hannover, p. 58.
- Nakahara S (1997) Annotated list of the *Frankliniella* species of the world (Thysanoptera: Thripidae). *Contributions on Entomology International* 2: 355-386.
- Nguyen THN, Borgemeister C, Max J & Poehling HM (2009) Manipulation of Ultraviolet Light Affects Immigration Behavior of *Ceratothripoides claratrix* (Thysanoptera: Thripidae). *Journal of Economic Entomology* 102: 1559-1566.
- No HK, Lee KS, Kim ID, Park MJ, Kim SD & Meyers SP (2003) Chitosan treatment affects yield, ascorbic acid content, and hardness of soybean sprouts. *Journal of Food Science* 68: 680-685.
- O'Leary SA, Power AP, Stack CM & Burnell AM (2001) Behavioural and physiological responses of infective juveniles of the entomopathogenic nematode *Heterorhabditis* to desiccation. *BioControl* 46: 345-362.
- Ohta I (2002) Host plant resistance in Japanese chrysanthemums against *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera : Thripidae) during the non-flowering stage. *Applied Entomology and Zoology* 37: 271-277.
- Outchkourov NS, De Kogel WJ, Schuurman-de Bruin A, Abrahamson M & Jongsma MA (2004) Specific cysteine protease inhibitors act as deterrents of western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Pergande), in transgenic potato. *Plant Biotechnology Journal* 2: 439-448.
- Peng L, Trumble JT, Munyaneza JE & Liu T-X (2011) Repellency of a kaolin particle film to potato psyllid, *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Psyllidae), on tomato

- under laboratory and field conditions. *Pest Management Science* 67: 815-824. doi:10.1002/ps.2118.
- Peters A & Ehlers RU (1994) Susceptibility of leatherjackets (*Tipula-paludosa* and *Tipula-oleracea*, Tipulidae: Nematocera) to the entomopathogenic nematode *Steinernema feltiae*. *J Invertebr Pathol* 63: 163-171.
- Pickett JA, Wadhams LJ & Woodcock CM (1997) Developing sustainable pest control from chemical ecology. *Agriculture Ecosystems & Environment* 64: 149-156.
- Poinar GOJ (1986) Entomophagous nematodes: Biological plant and health protection (ed. by JM Franz), pp. 95-122.
- Premachandra D, Borgemeister C, Berndt O, Ehlers RU & Poehling HM (2003a) Laboratory bioassays of virulence of entomopathogenic nematodes against soil-inhabiting stages of *Frankliniella occidentalis* Pergande (Thysanoptera : Thripidae). *Nematology* 5: 539-547.
- Premachandra W, Borgemeister C, Berndt O, Ehlers RU & Poehling HM (2003b) Combined releases of entomopathogenic nematodes and the predatory mite *Hypoaspis aculeifer* to control soil-dwelling stages of western flower thrips *Frankliniella occidentalis*. *BioControl* 48: 529-541.
- Rabea EI, El Badawy M, Rogge TM, Stevens CV, Hofte M, Steurbaut W & Smagghe G (2005) Insecticidal and fungicidal activity of new synthesized chitosan derivatives. *Pest Manag Sci* 61: 951-960. doi:10.1002/ps.1085.
- Rahman T, Spafford H & Broughton S (2011) Compatibility of spinosad with predaceous mites (Acari) used to control *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae). *Pest Management Science* 67: 993-1003.
- Raman A (2012) Gall induction by hemipteroid insects. *Journal of Plant Interactions* 7: 29-44.
- Rasmann S & Agrawal AA (2008) In defense of roots: A research agenda for studying plant resistance to belowground herbivory. *Plant Physiology (Rockville)* 146: 875-880.
- Rasmann S, Koellner TG, Degenhardt J, Hiltbold I, Toepfer S, Kuhlmann U, Gershenzon J & Turlings TCJ (2005) Recruitment of entomopathogenic nematodes by insect-damaged maize roots. *Nature (London)* 434: 732-737,724.
- Reitz SR, Yearby EL, Funderburk JE, Stavisky J, Momol MT & Olson SM (2003) Integrated management tactics for *Frankliniella* thrips (Thysanoptera: Thripidae) in field-grown pepper. *Journal of Economic Entomology* 96: 1201-1214.
- Riley DG & Pappu HR (2004) Tactics for Management of Thrips (Thysanoptera: Thripidae) and Tomato Spotted Wilt Virus in Tomato. *Journal of Economic Entomology* 97: 1648-1658.
- Riudavets J (1995) Predators of *Frankliniella occidentalis* (Perg.) and Thrips *tabaci* Lind.: a review. Wageningen Agricultural University Papers 95: 43-87.

- Rosenheim JA, Welter SC, Johnson MW, Mau RFL & Gusukumaminuto LR (1990) Direct Feeding Damage On Cucumber By Mixed-Species Infestations Of Thrips-Palmi And Frankliniella-Occidentalis (Thysanoptera, Thripidae). *Journal of Economic Entomology* 83: 1519-1525.
- Rovesti L & Deseo KV (1991) Compatibility of pesticides with the entomopathogenic nematode, *Heterorhabditis heliothidis*. *Nematologica* 37: 113-116.
- Ryals JA, Neuenschwander UH, Willits MG, Molina A, Steiner HY & Hunt MD (1996) Systemic acquired resistance. *Plant Cell* 8: 1809-1819.
- Saber M (2011) Acute and population level toxicity of imidacloprid and fenpyroximate on an important egg parasitoid, *Trichogramma cacoeciae* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). *Ecotoxicology* 20: 1476-1484.
- Schroer S & Ehlers RU (2005) Foliar application of the entomopathogenic nematode *Steinernema carpocapsae* for biological control of diamondback moth larvae (*Plutella xylostella*). *Biological Control* 33: 81-86.
- Schroer S, Ziermann D & Ehlers RU (2005) Mode of action of a surfactant-polymer formulation to support performance of the entomopathogenic nematode *Steinernema carpocapsae* for control of diamondback moth larvae (*Plutella xylostella*). *Biocontrol Science and Technology* 15: 601-613.
- Scott Brown AS, Simmonds MSJ & Blaney WM (2002) Relationship between nutritional composition of plant species and infestation levels of thrips. *Journal of Chemical Ecology* 28: 2399-2409.
- Sembdner G & Parthier B (1993) The Biochemistry and the Physiological and Molecular Actions of Jasmonates. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology* 44: 569-589.
- Shamshev IV, Selytskaya OG, Chermenskaya TD, Burov VN & Reditakis N (2003) Behavioural responses of western flower thrips (*Frankliniella occidentalis* (Pergande)) to extract from meadow-sweet (*Filipendula ulmaria* Maxim.): laboratory and field bioassays. *Archives of Phytopathology and Plant Protection* 36: 111-118.
- Shapiro-Ilan DI, Lewis EE, Campbell JF & Kim-Shapiro DB (2012) Directional movement of entomopathogenic nematodes in response to electrical field: effects of species, magnitude of voltage, and infective juvenile age. *J Invertebr Pathol* 109: 34-40.
- Shipp JL & VanHouten YM (1997) Influence of temperature and vapor pressure deficit on survival of the predatory mite *Amblyseius cucumeris* (Acari: Phytoseiidae). *Environmental Entomology* 26: 106-113.
- Shipp JL & Wang K (2003) Evaluation of *Amblyseius cucumeris* (Acari: Phytoseiidae) and *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthracoridae) for control of *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) on greenhouse tomatoes. *Biological Control* 28: 271-281.
- Shipp JL & Whitfield GH (1991) Functional-response of the predatory mite, *Amblyseius-Cucumeris* (Acari, Phytoseiidae), on Western Flower Thrips, *Frankliniella Occidentalis* (Thysanoptera, Thripidae). *Environmental Entomology* 20: 694-699.

- Shipp JL, Zhang Y, Hunt DWA & Ferguson G (2003) Influence of humidity and greenhouse microclimate on the efficacy of *Beauveria bassiana* (Balsamo) for control of greenhouse arthropod pests. *Environmental Entomology* 32: 1154-1163.
- Skinner M, Gouli S, Frank CE, Parker BL & Kim JS (2012) Management of *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) with granular formulations of entomopathogenic fungi. *Biological Control* 63: 246-252.
- Somvanshi VS, Ganguly S & Paul AVN (2006) Field efficacy of the entomopathogenic nematode *Steinernema thermophilum* Ganguly and Singh (Rhabditida: Steinernematidae) against diamondback moth (*Plutella xylostella* L.) infesting cabbage. *Biological Control* 37: 9-15.
- Stara J, Ourednickova J & Kocourek F (2011) Laboratory evaluation of the side effects of insecticides on *Aphidius colemani* (Hymenoptera: Aphidiidae), *Aphidoletes aphidimyza* (Diptera: Cecidomyiidae), and *Neoseiulus cucumeris* (Acari: Phytoseiidae). *Journal of Pest Science* 84: 25-31.
- Stavisky J, Funderburk J, Brodbeck BV, Olson SM & Andersen PC (2002) Population dynamics of *Frankliniella* spp. and tomato spotted wilt incidence as influenced by cultural management tactics in tomato. *Journal of Economic Entomology* 95: 1216-1221.
- Stout MJ, Thaler JS & Thomma BPHJ (2006) Plant-mediated interactions between pathogenic microorganisms and herbivorous arthropods. *Annual Review of Entomology* 51: 663-689.
- Strauch O & Ehlers RU (2000) Influence of the aeration rate on the yields of the biocontrol nematode *Heterorhabditis megidis* in monoxenic liquid cultures. *Applied Microbiology and Biotechnology* 54: 9-13.
- Strauch O, Oestergaard J, Hollmer S & Ehlers RU (2004) Genetic improvement of the desiccation tolerance of the entomopathogenic nematode *Heterorhabditis bacteriophora* through selective breeding. *Biological Control* 31: 218-226.
- Suma P, Zappalà L, Mazzeo G & Siscaro G (2009) Lethal and sub-lethal effects of insecticides on natural enemies of citrus scale pests. *BioControl* 54: 651-661.
- Susurluk IA (2009) Seasonal and vertical distribution of the entomopathogenic nematodes *Heterorhabditis bacteriophora* (TUR-H2) and *Steinernema feltiae* (TUR-S3) in turf and fallow areas. *Nematology* 11: 321-327.
- Takabayashi J & Dicke M (1996) Plant - carnivore mutualism through herbivore-induced carnivore attractants. *Trends in Plant Science* 1: 109-113.
- Tamo C, Ricard I, Held M, Davison AC & Turlings TCJ (2006) A comparison of naive and conditioned responses of three generalist endoparasitoids of lepidopteran larvae to host-induced plant odours. *Animal Biology* 56: 205-220.
- Tavella L, Alma A, Conti A & Arzone A (1996) Evaluation of the Effectiveness of *Orius* spp. in controlling *Frankliniella occidentalis*: International Symposium on Tospoviruses and Thrips of Floral and Vegetable Crops (ed. by CG Kuo), pp. 499-506.
- Terry LI (1997) Host selection, communication and reproductive behaviour.

- Thaler JS, Stout MJ, Karban R & Duffey SS (2001) Jasmonate-mediated induced plant resistance affects a community of herbivores. *Ecological Entomology* 26: 312-324.
- Thoeming G & Poehling HM (2006) Integrating soil-applied azadirachtin with *Amblyseius cucumeris* (Acari : Phytoseiidae) and *Hypoaspis aculeifer* (Acari : Laelapidae) for the management of *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera : Thripidae). *Environmental Entomology* 35: 746-756.
- Thomma BPHJ, Penninckx IAMA, Cammue BPA & Broekaert WF (2001) The complexity of disease signaling in *Arabidopsis*. *Current Opinion in Immunology* 13: 63-68.
- Tommasini MG & Maini S (1995) *Frankliniella occidentalis* and other thrips harmful to vegetable and ornamental crops in Europe, Vol. 95: Wageningen Agricultural University Papers; Biological control of thrips pests (ed.), pp. VII-IX, 1-42.
- Torr P, Heritage S & Wilson MJ (2004) Vibrations as a novel signal for host location by parasitic nematodes. *Int J Parasitol* 34: 997-999.
- Trichilo PJ & Leigh TF (1988) Influence of Resource Quality on the Reproductive Fitness of Flower Thrips Thysanoptera Thripidae. *Annals of the Entomological Society of America* 81: 64-70.
- Trotel-Aziz P, Couderchet M, Vernet G & Aziz A (2006) Chitosan Stimulates Defense Reactions in Grapevine Leaves and Inhibits Development of *Botrytis Cinerea*. *European Journal of Plant Pathology* 114: 405-413.
- Tumlinson JH, Turlings TCJ & Lewis WJ (1993) Semiochemically mediated foraging behavior in beneficial parasitic insects. *Archives of Insect Biochemistry and Physiology* 22: 385-391.
- Tyler-Julian K, Funderburk J, Frantz G & Mellinger C (2014) Evaluation of a Push-Pull Strategy for the Management of *Frankliniella bispinosa* (Thysanoptera: Thripidae) in Bell Peppers. *Environmental Entomology* 43: 1364-1378.
- Ugine TA, Wraight SP, Brownbridge M & Sanderson JP (2005) Development of a novel bioassay for estimation of median lethal concentrations (LC50) and doses (LD50) of the entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana*, against western flower thrips, *Frankliniella occidentalis*. *J Invertebr Pathol* 89: 210-218.
- Ugine TA, Wraight SP & Sanderson JP (2007a) Effects of manipulating spray-application parameters on efficacy of the entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana* against western flower thrips, *Frankliniella occidentalis*, infesting greenhouse impatiens crops. *Biocontrol Science and Technology* 17: 193-219.
- Ugine TA, Wraight SP & Sanderson JP (2007b) A tritrophic effect of host plant on susceptibility of western flower thrips to the entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana*. *J Invertebr Pathol* 96: 162-172.
- van den Meiracker RAF (1994) Induction and termination of diapause in *Orius* predatory bugs. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 73: 127-137.

- Van Driesche RG, Lyon S, Stanek EJ, Xu B & Nunn C (2006) Evaluation of efficacy of *Neoseiulus cucumeris* for control of western flower thrips in spring bedding crops. *Biological Control* 36: 203-215.
- van Houten YM, Vanriijn PCJ, Tanigoshi LK, Vanstratum P & Bruin J (1995) Preselection of predatory mites to improve year-round biological-control of Western Flower Thrips in greenhouse crops. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 74: 225-234.
- van Lenteren JC, Ramakers PMJ & Woets J (1980) World situation of biological control in greenhouses, with special attention to factors limiting application. *Mededelingen van de Faculteit Landbouwwetenschappen Rijksuniversiteit Gent* 45: 537-544.
- van Tol R, van der Sommen ATC, Boff MIC, van Bezooijen J, Sabelis MW & Smits PH (2001) Plants protect their roots by alerting the enemies of grubs. *Ecol Lett* 4: 292-294.
- van Tol RWHM, James DE, de Kogel WJ & Teulon DAJ (2007) Plant odours with potential for a push-pull strategy to control the onion thrips, *Thrips tabaci*. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 122: 69-76.
- Vander P, Varum KM, Domard A, El Gueddari NE & Moerschbacher BM (1998) Comparison of the ability of partially N-acetylated chitosans and chitooligosaccharides to elicit resistance reactions in wheat leaves. *Plant Physiology* 118: 1353-1359.
- Vandijken FR, Dik MTA, Gebala B, Dejong J & Mollema C (1994) Western Flower Thrips (Thysanoptera, Thripidae) Effects On Chrysanthemum Cultivars - Plant-Growth And Leaf Scarring In Nonflowering Plants. *Journal of Economic Entomology* 87: 1312-1317.
- Vestergaard S, Gillespie AT, Butt TM, Schreiter G & Eilenberg J (1995) Pathogenicity Of The Hyphomycete Fungi *Verticillium-Lecanii* And *Metarhizium-Anisopliae* To The Western Flower Thrips, *Frankliniella-Occidentalis*. *Biocontrol Science and Technology* 5: 185-192.
- von Hippel PH & McGhee JD (1972) DNA-protein interactions. *Annual Review of Biochemistry* 41: 231-300.
- Walling LL (2000) The myriad plant responses to herbivores. *Journal of Plant Growth Regulation* 19: 195-216.
- Wang S-Y, Liu Y-J, Zhou X-H, Zhang A-S, Li L-L, Men X-Y, Zhang S-C & Yu Y (2011) Mechanisms of imidacloprid resistance in *Frankliniella occidentalis*. *Chinese Journal of Applied Entomology* 48: 559-565.
- Weintraub PG, Pivonia S & Steinberg S (2011) How many *Orius laevigatus* are needed for effective western flower thrips, *Frankliniella occidentalis*, management in sweet pepper? *Crop Protection* 30: 1443-1448.
- White GF (1927) A method for obtaining infective nematode larvae from cultures. *Science* 66: 302-303.
- Whitfield AE, Ullman DE & German TL (2005) Tospovirus-thrips interactions. *Annu Rev Phytopathol* 43: 459-489.

- Wiethoff J, Poehling HM & Meyhofer R (2004) Combining plant- and soil-dwelling predatory mites to optimise biological control of thrips. *Experimental and Applied Acarology* 34: 239-261.
- Wilson MJ, Ehlers R-U & Glazer I (2012) Entomopathogenic nematode foraging strategies - is *Steinernema carpocapsae* really an ambush forager? *Nematology* 14: 389-394.
- Wise MJ & Weinberg AM (2002) Prior flea beetle herbivory affects oviposition preference and larval performance of a potato beetle on their shared host plant. *Ecological Entomology* 27: 115-122.
- Wittmann EJ & Leather SR (1997) Compatibility of *Orius laevigatus* Fieber (Hemiptera: Anthocoridae) with *Neoseiulus* (Amblyseius) *cucumeris* Oudemans (Acari: Phytoseiidae) and *Iphiseius* (Amblyseius) *degenerans* Berlese (Acari, Phytoseiidae) in the biocontrol of *Frankliniella occidentalis* Pergande (Thysanoptera: Thripidae). *Exp Appl Acarol* 21: 523-538.
- Wolfe MF & Kendall RJ (1998) Age-dependent toxicity of diazinon and terbufos in European starlings (*Sturnus vulgaris*) and red-winged blackbirds (*Agelaius phoeniceus*). *Environmental Toxicology & Chemistry* 17: 1300-1312.
- Womersley CZ (1990) Dehydration survival and anhydrobiotic potential.
- Wright DJ & Perry RN (2002) Physiology and biochemistry: Entomopathogenic nematology. (ed. by R Gaugler), pp. 145-168.
- Young DH, Kohle H & Kauss H (1982) Effect of chitosan on membrane-permeability of suspension-cultured *Glycine max* and *Phaseolus vulgaris* cells. *Plant Physiology* 70: 1449-1454.
- Yurchenko OS, Selitskaya OG, Burov VN & Tyuterev SL (2004) Effects of cucumber treatments by chitosan-containing elicitors on the olfactory response of the western flower thrips *Frankliniella occidentalis* Pergande (Thysanoptera, Thripidae) and a predatory bug, *Orius laevigatus* (Fieber) (Heteroptera, Anthocoridae). *Entomologicheskoe Obozrenie* 83: 808-815.
- Zegula T, Sengonca C & Blaeser P (2003) Entwicklung, Reproduktion und Prädationsleistung von zwei Raubthrips-Arten *Aeolothrips intermedius* Bagnall und *Franklinothrips vespiformis* Crawford (Thysanoptera: Aeolothripidae) mit Ernährung zweier natürlicher Beutearten. *Gesunde Pflanzen* 55: 169-174.
- Zhang M & Tan TW (2003) Insecticidal and fungicidal activities of chitosan and oligo-chitosan. *Journal of Bioactive and Compatible Polymers* 18: 391-400.
- Zhang S-Y, Kono S, Murai T & Miyata T (2008) Mechanisms of resistance to spinosad in the western flower thrip, *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera : Thripidae). *Insect Science* 15: 125-132.
- Zhao GY, Liu W, Brown JM & Knowles CO (1995) Insecticide Resistance In-Field And Laboratory Strains Of Western Flower Thrips (Thysanoptera, Thripidae). *Journal of Economic Entomology* 88: 1164-1170.

10 Curriculum vitae

Berufserfahrung

- 04/2013 – heute Wissenschaftlicher Mitarbeiter, DHD-Consulting GmbH, Hildesheim
- 01/2012 – 07/2015 Anfertigung einer Dissertation, Verfassen einer Publikation
- 01/2007 – 12/2011 Wissenschaftliche Hilfskraft am Institut für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz der Universität Hannover

Tätigkeiten:

- Durchführung einer wissenschaftlichen Arbeit mit dem Ziel der Promotion mit dem Arbeitsthema: „*Steigerung der Effizienz entomopathogener Nematoden zur Kontrolle von Frankliniella occidentalis*“
Abschluss: Dr. rer. hort. (voraussichtlich Februar 2013);
- Anleitung und Führung von Studenten und technischen Assistenten, Praktikumsbetreuung.

- 10/2004 – 10/2006 Wissenschaftliche Hilfskraft am Institut für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz der Universität Hannover

Tätigkeiten:

- Untersuchung der Wirkung von FORCE 1.5 G (Tefluthrin) auf die boden-bürtigen Entwicklungsstadien des Maikäfers *Melolontha melolontha* und des Schnellkäfers der Gattung *Agriotes spp.* (Auftraggeber SYNGENTA);
- Mitarbeit am Projekt „Untersuchungen zur Nutzung von biotechnischen Verfahren zur Bekämpfung der Rosskastanien-Miniermotte im öffentlichen Grün“ (Auftraggeber Biologische Bundesanstalt Braunschweig / jetziges Julius Kühn Institut Braunschweig);

- Betreuung von Insektenzuchten;
- Unterstützung der technischen Assistenten.

Ausbildung

03/2008 – 07/2015 Promotionsstudent am Institut für Pflanzenkrankheiten
Pflanzenschutz der Leibniz Universität Hannover
Titel der Dissertation: siehe oben

06/2004 Abschluss als **Diplom-Agraringenieur** (Note 1,9)

- Schwerpunkt Phytomedizin
- Spezialisierung auf biologischen Pflanzenschutz

Titel der Diplomarbeit:

„Einfluss von Neem auf phytopathogene und entomo-pathogene
Nematoden“ (Note 1,3)

06/2004 – 09/2004 Studentische Hilfskraft am Institut für Pflanzenkrankheiten
und Pflanzenschutz der Universität Hannover

08/2000 – 10/2000 Gärtnerisches Praktikum in der Firma Holicki Gartenbau
KG (Zierpflanzen)

07/1999 – 09/1999 Gärtnerisches Praktikum an der Lehr- und
Versuchsanstalt für Gartenbau in Hannover (Abteilung
Gemüsebau)

08/1995 – 08/1996 Ausbildung zum Chemisch Technischen Assistent, kein
Abschluss

05/1995 **Abitur**
Georg-Büchner-Gymnasium Seelze

Tagungsbeiträge

- 2005 2005 COST 850 Biocontrol Symbiosis Workshop
„Biological control of thrips, with special emphasis on the
use of entomopathogenic nematodes“, Hannover
Vortrag: „Interactions of Neem and EPNs“
- 2006 55. Deutsche Pflanzenschutztagung , Göttingen
Posterbeitrag: „Einfluss von Neem auf Überleben,
Infektionsrate und Reproduktion des pflanzen-parasitären
Nematoden *Meloidogyne incognita*“
- 2008 2008 27. Tagung des Arbeitskreises „Nutzarthropoden
und Entomopathogene Nematoden“ , Braunschweig
Vortrag: „Einfluss von Chitosan auf Wahlverhalten,
Mortalität und Entwicklung von *Frankliniella occidentalis*
(Vorstudie zum Projekt: Steigerung der Effizienz
entomopathogener Nematoden zur Kontrolle von
Frankliniella occidentalis)“
- 2012 2012 31. Tagung des Arbeitskreises „Nutzarthropoden
und Entomopathogene Nematoden“ , Erfurt
Vortrag: „Optimierung der Nutzung entomo-pathogener
Nematoden in einer integrierten Bekämpfungsstrategie für
Frankliniella occidentalis“

Veröffentlichungen

- 2012 „Effects of NeemAzal-U on survival, host infestation and
reproduction of entomopathogenic and plant-parasitic
nematodes: *Heterorhabditis bacteriophora* and
Meloidogyne incognita“ *Journal of Plant Diseases and
Protection*, 119 (4), 142–151

Fremdsprachenkenntnisse

Englisch (Sprache und Schrift verhandlungssicher),

Spanisch (Grundkenntnisse),

Latein (Großes Latinum)