

Die Wirkung von 4-Allylanisol auf
***Frankliniella occidentalis* Pergande**
(Thysanoptera: Thripidae)

MASTERARBEIT

eingereicht von
Mag.phil. **Monika Oberhuber**, Bakk.techn.

Studienrichtung Phytomedizin

Betreuerin

Ao.Univ.Prof.Dipl.-Ing. Dr. nat.techn. **Elisabeth Helene Koschier**

Universität für Bodenkultur Wien
Departement für Nutzpflanzenwissenschaften
Abteilung Pflanzenschutz

Wien, Dezember 2013

Dank

Mein Dank gilt Ao. Univ. Prof. Dr. Elisabeth Koschier für ihre ausgezeichnete Betreuung, die sich durch großes Engagement und hervorragende Unterstützung ausgezeichnet hat.

Meinen Eltern danke ich dafür, dass sie mir meine Studien ermöglicht und mich immer unterstützt haben. Besonderer Dank gilt meiner Mutter für die Korrektur dieser Arbeit.

Kurzfassung

Frankliniella occidentalis Pergande (Thysanoptera: Thripidae), ursprünglich aus dem Westen der USA stammend, ist heute ein weltweit gefürchteter Schaderreger in Gemüse- und Zierpflanzenkulturen unter Glas. *F. occidentalis* verursacht Schäden durch seine Saugtätigkeit und überträgt Pflanzenviren. Durch seine geringe Körpergröße, die polyphage Ernährungsweise, eine versteckte Lebensweise und eine kurze Generationsdauer ist *F. occidentalis* schwer zu bekämpfen und entwickelt schnell Resistenzen gegen chemisch-synthetische Insektizide. Ätherische Öle können daher eine sinnvolle Alternative zu Insektiziden bei der Bekämpfung von Thripsen darstellen. Im Rahmen dieser Arbeit wurde die Hauptkomponente des Estragonöls – 4-Allylanisol (auch Estragol oder Methylchavicol) – in seiner Wirkung auf *F. occidentalis* untersucht.

Olfaktometerversuche zeigten, dass der Duft von 4-Allylanisol (in den Konzentrationen 1% und 10%) weder geruchlich attraktiv noch repellent für *F.occidentalis* ist. In Versuchen zu Erstkontaktreaktionen wurde *F.occidentalis* in direkten Kontakt mit 4-Allylanisol (0,94% und 0,17%) gebracht. Die hier gezeigten Verhaltensmuster unterschieden sich nicht von jenen der Kontrolle. Ebenso zeigten sich keine erhöhten Tendenzen, der Testsubstanz durch Abflug zu entkommen. Die Versuchsergebnisse bestätigen, dass 4-Allylanisol in den getesteten Konzentrationen nicht repellent auf *F.occidentalis* wirkt. Mit Blattscheibchentests wurde die Saug- und Ovipositionsaktivität von *F.occidentalis* ermittelt. In diesen Versuchen ohne Wahlmöglichkeit unterschieden sich Saug- und Ovipositionsaktivität (bei 0,94% und 0,17% 4-Allylanisol) nicht von jener der Kontrollgruppen. Wahlversuche mit Blattscheibchen zeigten jedoch eine deutliche Deterrenz von 4-Allylanisol in der Konzentration 0,94%. Weiterhin wurde eruiert, ob sich *F.occidentalis* an 4-Allylanisol gewöhnen kann. Nach 2x24h und 4x24h Exposition mit 4-Allylanisol in den Konzentrationen 0,94% und 0,17% konnten keine Gewöhnungseffekte festgestellt werden.

4-Allylanisol kann daher als deterrente, jedoch nicht repellente Komponente beschrieben werden, die keine Gewöhnungseffekte bei *F.occidentalis* erkennen lässt. 4-Allylanisol könnte für eine Anwendung in der Praxis geeignet sein.

Schlagwörter: *Frankliniella occidentalis*, Thysanoptera, Thripidae, 4-Allylanisol, Methylchavicol, Estragol, Repellenz, Deterrenz, Gewöhnungseffekte

Abstract

Frankliniella occidentalis Pergande (Thysanoptera: Thripidae), originally located in the western USA, is a worldwide feared pest organism of glasshouse crops and ornamentals today. *F.occidentalis* causes feeding damage and transmits plant viruses. Because of its minute size, its polyphagous lifestyle, its cryptic behavior and its short generation time, *F.occidentalis* is difficult to control and easily develops insecticide resistances. Therefore, essential oils could be a useful alternative to chemical insecticides.

The present study examines the effects of the main component of Estragon oil – 4-Allylanisole (also known as Estragole or Methylchavicol) – on *F. occidentalis*.

In tests with a Y-tube olfactometer, the odour of 4-Allylanisole (with tested concentrations being 1% and 10%) showed neither olfactory attractiveness nor repellency to *F.occidentalis*. Furthermore, the initial response upon direct contact with 4-Allylanisole (0.94% and 0.17%) was tested. Here, the evaluated behavioural patterns showed no significant difference to the control group. Also, compared to the control group, the thrips showed no higher tendency to avoid the component by taking off. This result adds evidence that 4-Allylanisole has no repellent effects on *F. occidentalis*. In addition, the feeding and oviposition activities were tested in no-choice leaf disk assays. Both parameters did not show any significant differences between the test substances (0.94% and 0.17% 4-Allylanisole) and the control substances. In contrast, bioassays that offer a choice between two leaf disks (one treated and one with control substances), showed a deterrent effect of 0.94% 4-Allylanisole. At last, possible habituation effects to 4-Allylanisole were tested. After repeated exposition to 0.94% and 0.17% 4-Allylanisole for 2x24h and 4x24h, no habituation effects could be found.

Therefore, 4-Allylanisole can be pictured as deterrent, but not repellent component that does not seem to lead to habituation effects on *F.occidentalis*. 4-Allylanisole could possibly be used in practice.

Key words: *Frankliniella occidentalis*, Thysanoptera, Thripidae, 4-Allylanisole, Methylchavicol, Estragole, repellent, deterrent, habituation effects

Inhaltsverzeichnis

1. Einleitung	6
2. Forschungsfragen	9
3. Material und Methoden	10
3.1. Der Kalifornische Blüenthrips <i>Frankliniella occidentalis</i> Pergande	10
3.1.1. Systematik	10
3.1.2. Ein kurzer Überblick über Thripse	10
3.1.3. <i>Frankliniella occidentalis</i>	11
3.1.3.1. Herkunft und Verbreitung	11
3.1.3.2. Morphologie und Biologie	12
3.1.3.3. Ernährung, Schaden und Bekämpfungsmaßnahmen	14
3.1.4. Zucht	17
3.1.5. Manipulation von <i>Frankliniella occidentalis</i>	19
3.2. Die Testsubstanz 4-Allylanisol	20
3.3. Pflanzenmaterial	22
3.4. Biotests	23
3.4.1. Olfaktometerversuche	23
3.4.2. Erstkontaktreaktionen	25
3.4.3. No-Choice Blattscheibchentests	26
3.4.4. Blattscheibchen-Wahlversuche	29
3.5. Statistische Auswertung	31
3.5.1. Auswertung der Olfaktometerversuche	31
3.5.2. Auswertung der Erstkontaktreaktionen	31
3.5.3. Auswertung der No-Choice Blattscheibchenversuche	32
3.5.4. Auswertung der Blattscheibchen-Wahlversuche	32
4. Ergebnisse	34
4.1. Ergebnisse der Olfaktometerversuche	34
4.2. Ergebnisse der Versuche zu Erstkontaktreaktionen	35
4.3. Ergebnisse der No-Choice Blattscheibchentests	41
4.4. Ergebnisse der Blattscheibchen-Wahlversuche	43
5. Diskussion	52
6. Conclusio	57

7. Bibliographie	58
8. Abbildungsverzeichnis	62
9. Anhang mit Originaldaten	65
9.1. Daten zu Olfaktometerversuchen	65
9.2. Daten zu Erstkontaktreaktionsversuchen	67
9.3. Daten zu No-Choice Blattscheibchentests	70
9.4. Daten zu Blattscheibchen-Wahlversuchen	74

1. Einleitung

Der Kalifornische Blüenthrips *Frankliniella occidentalis* Pergande (Thysanoptera: Thripidae) ist ein bedeutender Schädling in Glashauskulturen und in der Zierpflanzenproduktion. Ursprünglich aus dem Westen der USA stammend, wurde er in den 1980er Jahren in den Niederlanden eingeschleppt und hat sich daraufhin in ganz Europa verbreitet. Durch den internationalen Handel mit Glashauskulturen ist *F. occidentalis* heutzutage ein weltweit gefürchteter Schädling (Kirk 1996; 2002).

F. occidentalis ist extrem polyphag und saugt an Blättern, Blütenblättern und Pollen von Zierpflanzen sowie Obst- und Gemüsekulturen verschiedenster Familien. Neben dem Saugschaden, der in eine verminderte Photosyntheseleistung der Pflanze sowie in Flecken, Nekrosen und Missbildungen münden kann, entstehen große Schäden durch die Übertragung von Pflanzenviren wie dem Tomato Spotted Wilt Virus (TSWV) (van Rijn et al. 1995; Childers 1997; Ullman et al. 1997; Demirozer et al. 2012). *F. occidentalis* ist sehr klein (1-2 mm, Hallmann et al. 2009; 0,9-1,4 mm, Tommasini und Maini 1995), lebt versteckt und hat eine kurze Generationsdauer, wodurch er schwer zu bekämpfen ist und leicht Resistenzen gegen chemisch-synthetische Pflanzenschutzmittel ausbildet (Jensen 2000b; Demirozer et al. 2012). Aus diesem Grund wird ein integrierter Ansatz bei der Kontrolle von *F. occidentalis* empfohlen (Demirozer et al. 2012). Als Alternative zu chemisch-synthetischen Wirkstoffen bieten Biopestizide oder Biological Control Agents (BCAs) interessante Möglichkeiten (Regnault-Roger 2012b). Zu BCAs werden eine Reihe von Techniken und Wirkstoffen gezählt, darunter der Gebrauch von Nützlingen und Mikroorganismen, aber auch jener von pflanzlichen Wirkstoffen (Regnault-Roger et al. 2012). Pflanzliche Wirkstoffe können unter anderem repellent, antinutritiv, fraßhemmend oder neurotoxisch wirken. Ihr Einsatz bietet eine Reihe von Vorteilen: Sie entstanden co-evolutiv mit den betreffenden Schädlingen und beeinträchtigen daher spezifisch den Zielorganismus. Gleichzeitig üben sie geringe Wirkung auf Nützlinge und Nicht-Zielorganismen aus. Auch aus ökologischer Sicht weisen sie gute Eigenschaften auf. Als biosynthetisierte Stoffe sind sie enzymatisch abbaubar. Sie haben eine kurze Halbwertszeit und sind daher nicht persistent (Regnault-Roger 2012a). Neben Nikotin und Alkaloiden, Rotenon und Rotenoiden oder Pyrethrum und Pyrethrinen werden auch ätherische Öle zu den Botanicals gezählt (Regnault-Roger 2012a, 2012b). Ätherische Öle werden mittels Destillation aus Pflanzen gewonnen,

wobei Hydrodestillation, Dampfdestillation, Trockendestillation oder mechanisches Kaltpressen der Pflanzen zum Einsatz kommen kann. Meist werden ätherische Öle mittels Dampfdestillation hergestellt. Sie können auf eine Reihe von Insekten repellent, insektizid und wachstumshemmend wirken und weisen gleichzeitig eine geringe Toxizität gegenüber Säugetieren sowie eine geringe Umweltpersistenz auf. Sie werden hauptsächlich aus Pflanzen der Familien Myrtaceae, Lauraceae, Lamiaceae und Asteraceae gewonnen und bestehen aus einer ganzen Reihe von Einzelkomponenten. Ein ätherisches Öl enthält 20 - 80 chemische Komponenten (Regnault-Roger et al. 2012). Ihre Zusammensetzung kann sich unter einzelnen Pflanzenarten stark unterscheiden, jedoch weisen die verschiedenen Komponenten ähnliche chemische Charakteristika auf. So haben Komponenten ätherischer Öle ein niedriges Molekulargewicht und sind volatil. Sie bestehen in erster Linie aus Terpenoiden (Monoterpenen und Sesquiterpenen) und in geringerem Ausmaß - wie 4-Allylanisol - aus Phenylpropanoiden (Sticher 2010; Regnault-Roger et al. 2012). Die Zusammensetzung eines ätherischen Öls kann sehr variabel sein. So beeinflussen Standortfaktoren die Inhaltsstoffe der Pflanze ebenso wie die Art der Destillation die Bestandteile des Öls. Diese hohe Variabilität ist ein Nachteil in der kommerziellen Vermarktung (Regnault-Roger et al. 2012).

Auch bei der Bekämpfung von *F. occidentalis* könnten ätherische Öle interessante Möglichkeiten bieten. Daher werden verschiedene Öle und deren Einzelkomponenten auf ihre Wirkungsweise hin untersucht. *F. occidentalis* wird von einer Reihe von Duftstoffen angezogen, allerdings sind bis jetzt wenige Komponenten bekannt, die repellent oder deterrent wirken (Koschier 2008; Picard et al. 2012). Dies könnte an der polyphagen Ernährungsweise von *F. occidentalis* liegen (Picard et al. 2012).

Repellent auf *F. occidentalis* wirkt das im Echten Mädesüß (*Filipendula ulmaria* Maxim.) und im ätherischen Öl von Wintergrün (*Gaultheria procumbens* L.) enthaltene Methylsalicylat. Auch Salicylaldehyd, das im Duftbouquet verschiedener Blüten vorkommt, hat eine repellente Wirkung (Koschier et al. 2007; Koschier 2008). Picard et al. (2012) untersuchten eine Reihe von ätherischen Ölen auf eine potentielle repellente Wirkung gegenüber *F. occidentalis*. Hierbei wurden vor allem mit den Ölen des Winter-Bohnenkrauts (*Satureja montana* L.) sowie des wilden Thymian (*Thymus serpyllum* L.) gute Ergebnisse erzielt.

4-Allylanisol (auch Methylchavicol oder Estragol) ist ein Bestandteil der ätherischen Öle von Estragon (*Artemisia dracunculus* L.), Anis (*Pimpinella anisum* L.), bitterem Fenchel (*Foeniculum vulgare* Miller ssp. *vulgare* var. *vulgare*) und Kiefer (*Pinus* sp. L.) (Budavari 1996; Sticher 2010). Es hat eine deterrente Wirkung auf die Fraß- und Ovipositionsleistung von *F. occidentalis* (Egger - persönliche Mitteilung). Die vorliegende Arbeit soll verschiedene Aspekte der Wirkung von 4-Allylanisol auf *F.occidentalis* abklären. Zum einen soll die olfaktorische Wirkung von 4-Allylanisol auf *F. occidentalis* festgestellt werden, weiters das unmittelbare Verhalten von *F. occidentalis* bei Kontakt mit 4-Allylanisol erfasst werden. Die Ergebnisse dieser beiden Versuche können eine mögliche repellente Wirkung der Testsubstanz aufzeigen.

Sie deterrenten Eigenschaften von 4-Allylanisol sollen im Weiteren genauer untersucht werden. Blattscheibchentests sollen den Einfluss von 4-Allylanisol auf Saug- und Ovipositionsaktivität zeigen. Außerdem soll eine mögliche Gewöhnung von *F. occidentalis* an 4-Allylanisol nach 2 bzw. 4 Tagen Exposition auf behandeltem Pflanzenmaterial eruiert werden. Die Arbeit soll einen Überblick über die Wirkung von 4-Allylanisol auf *F. occidentalis* vermitteln und Anhaltspunkte für weitere Forschung bieten.

2. Forschungsfragen

Folgende Forschungsfragen sollen mit dieser Arbeit beantwortet werden:

1. Wie ist die olfaktorische Wirkung von 4-Allylanisol auf *F. occidentalis*? Hat 4-Allylanisol eine anziehende, repellente oder eine neutrale Wirkung?
2. Wie verhält sich *F. occidentalis* unmittelbar nachdem er mit einem mit 4-Allylanisol behandelten Blattscheibchen in Kontakt gekommen ist? Unterscheidet sich das Verhalten von jenem auf mit Kontrollflüssigkeit behandelten Blattscheibchen? Versucht *F. occidentalis*, dem Sekundärstoff auszuweichen?
3. Unterscheiden sich die Saugaktivität und die Ovipositionsleistung von *F. occidentalis* auf Blättern, die mit 4-Allylanisol behandelt wurden von jener auf unbehandelten Blättern, wenn das behandelte Blatt die einzig verfügbare Wahl darstellt?
4. Kann sich *F. occidentalis* an 4-Allylanisol gewöhnen, wenn er 2 bzw. 4 Tage mit mit 4-Allylanisol behandelten Blattscheibchen in Kontakt gekommen ist? Beeinflusst diese mögliche Gewöhnung das Verhalten, wenn er die Wahl zwischen einem behandelten und einem unbehandeltem Blatt hat?

3. Material und Methoden

3.1. Der Kalifornische Blütenthrips *Frankliniella occidentalis* Pergande

3.1.1. Systematik

Klasse: Insecta - Insekten

Ordnung: Thysanoptera - Fransenflügler, Blasenfüße, Thripse

Unterordnung: Terebrantia

Familie: Thripidae

Gattung: *Frankliniella*

Art: *Frankliniella occidentalis* (Pergande) - Kalifornischer Blütenthrips

3.1.2. Ein kurzer Überblick über Thripse

Thripse (Ordnung Thysanoptera) sind kleine Insekten mit stechend-saugenden Mundwerkzeugen, deren deutsche Bezeichnungen als Fransenflügler oder Blasenfüße auf zwei morphologischen Besonderheiten beruhen: Den fransigen Flügeln der Adulten und der blasenartigen Struktur (Arolium) an den Tarsen aller Stadien. Diese Haftblase kann mit Flüssigkeit gefüllt werden und bildet dann ein Haftpolster, das es den Tieren erlaubt, sich auf glatten und vertikalen Flächen ungehindert fortzubewegen (Kirk 1996; Börner et al. 2009; Hallmann et al. 2009).

Thripse sind winzig: Adulte Tiere der meisten Arten sind kleiner als 3 mm. Nur eine tropische Art wird bis zu 14 mm groß. Die Ordnung Thysanoptera teilt sich in zwei Unterordnungen, Terebrantia und Tubulifera, die sich leicht anhand des Hinterleibs unterscheiden lassen. Terebrantia haben ein kegelförmiges oder abgewinkeltes, Tubulifera ein röhrenartiges Hinterleibsende. Zur Unterordnung Terebrantia werden 7 Familien gezählt, darunter die Familie Thripidae mit 1700 Arten weltweit, zu der auch *F. occidentalis* gehört. Nur eine Familie wird zur Unterordnung Tubulifera gerechnet: sie ist dafür mit 3000 beschriebenen Arten die größte Thripsfamilie weltweit. Thripse

sind weltweit verbreitet, die größte Artenvielfalt findet man jedoch in den Tropen und Subtropen. Thripse haben sich an unterschiedliche ökologische Nischen angepasst. Manche Arten ernähren sich von Pilzen, andere von Pflanzenzellen. Es gibt blütenbewohnende Thripse, wie *F. occidentalis*, die sich unter anderem von Pollen ernähren, und räuberische Arten (Kirk 1996).

Typisch für Thripse ist ihr thigmotaktisches Verhalten: Sie halten sich bevorzugt an engen, versteckten Plätzen auf. Dadurch sind sie schwer zu entdecken und zu bekämpfen (Jensen 2000a; Demirozer et al. 2012).

3.1.3. *Frankliniella occidentalis*

3.1.3.1. Herkunft und Verbreitung

Der Kalifornische Blüenthrrips stammt ursprünglich aus dem Westen der USA. Erstmals wurde er von Pergande im Jahr 1895 unter dem Namen *Euthrips occidentalis* beschrieben (Pergande 1895; Kirk 2002). Bis in die 1960er Jahre reichte die Verbreitung von *F. occidentalis* von Mexico bis nach Alaska. *F. occidentalis* ist dort auf Höhenlagen vom Meeresspiegel bis in den subalpinen Bereich zu finden. Während *F. occidentalis* im Westen der USA anzutreffen war, wurde der Osten von *Frankliniella tritici* Fitch dominiert. In den 1980er Jahren begann jedoch der „Siegeszug“ des Kalifornischen Blüenthrrips. Durch die Intensivierung der Landwirtschaft und des Handels mit landwirtschaftlichen Produkten – vor allem mit Glashauskulturen – breitete er sich bis in die 1990er Jahre nach und nach in den ganzen USA aus (Kirk 2002; Kirk und Terry 2003).

Im Jahr 1983 tauchte *F. occidentalis* zum ersten Mal in den Niederlanden auf Usambaraveilchen im Glashaus auf. Von da an verbreitete er sich in ganz Europa. Inzwischen kommt der Kalifornische Blüenthrrips auf allen Kontinenten vor (Tommasini und Maini 1995; Kirk 2002; Kirk und Terry 2003).

Durch seine polyphage Lebensweise, seine hohe Vermehrungsrate, die Neigung sich zu verstecken und die Fähigkeit, Pflanzenviren zu übertragen, hat sich *F. occidentalis* zu einem wichtigen Schadorganismus entwickelt (Jensen 2000a; Kirk und Terry 2003).

3.1.3.2. Morphologie und Biologie

Thripse sind klein, und auch der Kalifornische Blüenthrips erreicht nur eine maximale Größe von 0,9-1,1 mm (Männchen) bzw. 1,3-1,4 mm (Weibchen) (Tommasini und Maini 1995). *F. occidentalis* besitzt eine oval-längliche Körperform und im adulten Stadium schmale, fransige Flügel, deren hinteres Paar vom vorderen bedeckt wird. Im Ruhestadium liegen die Fransen dicht beieinander. Um fliegen zu können, werden sie ausgebreitet. Der Thrips tut dies, indem er den Hinterleib durchbiegt, sodass sich die Flügel auffächern. Nach dem Flug werden die Flügelfransen mit den Beinen wieder zusammengestrichen (Kirk 1996).

Thripse allgemein – und auch *F. occidentalis* – haben stechend-saugende Mundwerkzeuge. Diese bilden eine typische, kegelförmige Struktur. Mit der ausfahrbaren, nadelartigen Mandibel sticht der Thrips die Nahrungsquelle – z.B. eine Pflanzenzelle – an. Anschließend wird sie mit den beiden Maxillen, die gemeinsam eine Saugröhre bilden, ausgesaugt (Kirk 1997). Während die Maxillen paarförmig vorhanden sind, haben Thripse nur mehr die linke Mandibel, während die rechte im Laufe der Evolution verloren ging. Daher sind, wie Kirk (1996) anmerkt, alle Thripse „Linkshänder“.

Auch *F. occidentalis* besitzt die für Thripse typischen und namensgebenden Blasenfüße. Das Arolium, eine Blase, die nach Bedarf mit Flüssigkeit gefüllt werden kann, sorgt für bessere Haftung (Kirk 1996; Börner et al. 2009).

F. occidentalis tritt in drei Farbvariationen auf: Das Aussehen der adulten Weibchen reicht von fast weiß über gelblich/orange bis hin zu braun/fast schwarz (Tommasini und Maini 1995; Kirk und Terry 2003).

Die Entwicklung von der Larve zum adulten Tier dauert bei 25°C etwa 12 Tage, die Ei-zu-Ei -Periode 14 Tage (van Rijn et al. 1995; siehe Abbildung 1 und Abbildung 2). Die Eier werden von den Weibchen mit dem Legebohrer im Gewebe von Blättern, Blüten und Früchten versenkt (Tommasini und Maini 1995). Nach etwa 2,5 Tagen schlüpft das erste Larvenstadium, das sich nach weiteren 2 Tagen zum zweiten Larvenstadium häutet. Das zweite Larvenstadium dauert 3-4 Tage (van Rijn et al.

1995). Im Anschluss durchläuft der Thrips zwei Puppenstadien, wobei es sich nicht um eine Verpuppung im Sinne einer holometabolen Entwicklung handelt. In denen als Praepupae und Pseudopupae bezeichneten Stadien befindet sich der Thrips in einer Ruhephase, in der er keine Nahrung aufnimmt und sich kaum bewegt. Obwohl die Thripse im Laufe ihrer Entwicklung ihr Aussehen grundlegend beibehalten, geht die morphologische Umstrukturierung über den Grad des typischen Nymphenstadiums hinaus, weshalb sich die Bezeichnung Pseudopupa etabliert hat (Kirk 1996). Die Propupa kann man gut an ihren kurzen Flügelansätzen und ihren aufgestellten Antennen von den Pseudopupae unterscheiden, welche lange Flügelansätze und nach hinten angelegte Antennen haben (Tommasini und Maini 1995). Das Propupa-Stadium dauert etwa einen Tag, das Pseudopupa-Stadium 2,5 Tage. Die Weibchen beginnen zwei Tage nach der Häutung zum adulten Insekt mit der Ovipositionsperiode. *F. occidentalis* ist arrhenotok: Aus unbefruchteten Eiern entstehen haploide Männchen, aus befruchteten Eiern diploide Tiere beiderlei Geschlechts. Allerdings entstehen aus den befruchteten Eiern doppelt so viele Weibchen wie Männchen (van Rijn et al. 1995).

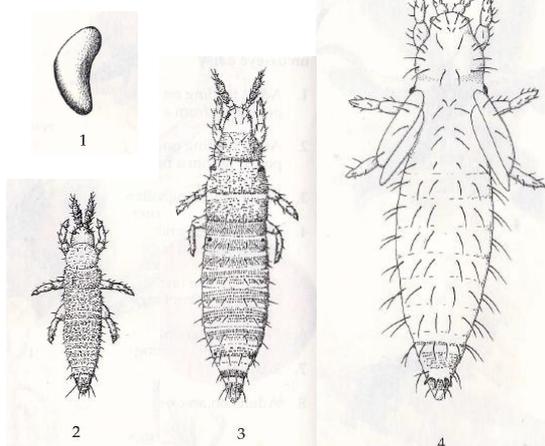


Abbildung 2: *Frankliniella occidentalis* in verschiedenen Stadien. 1 - Ei, 2 - erstes Larvenstadium, 3 - zweites Larvenstadium, 4 - Praepupa. Entnommen aus Kirk (1996)

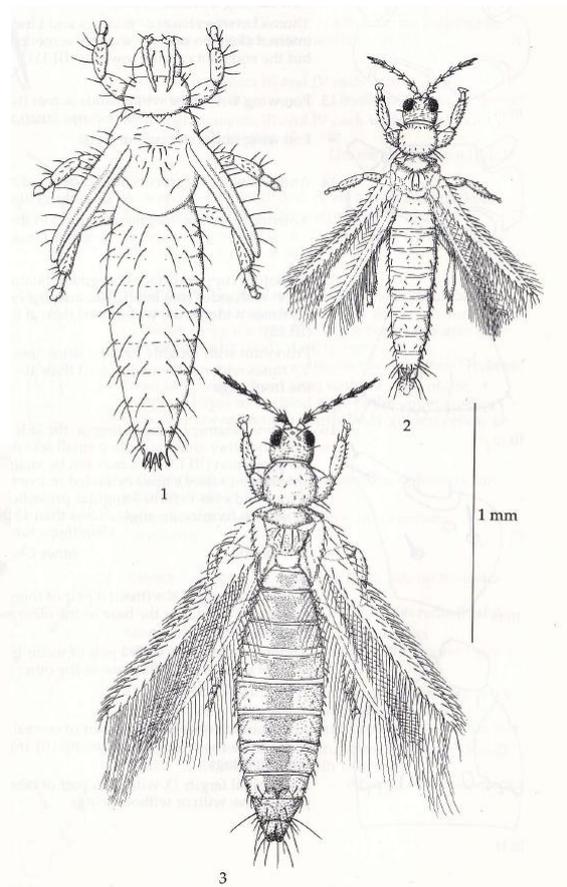


Abbildung 1: *Frankliniella occidentalis* in verschiedenen Stadien. 1 - Pseudopupa, 2 - adultes Männchen, 3 - adultes Weibchen. Entnommen aus Kirk (1996)

3.1.3.3. Ernährung, Schaden und Bekämpfungsmaßnahmen

F. occidentalis ist extrem polyphag und kann sich von fast allen unverholzten Pflanzenteilen ernähren: auf Blättern von Blattzellen, in der Blüte von Zellen der Blütenblätter, der Staubgefäße und des Griffels. Des Weiteren gehören Pollenkörner zum Nahrungsspektrum, aber es werden auch Zellen von Samen und Früchten besaugt. Auch freiliegender Nektar, Wasser und Insektenausscheidungen können aufgenommen werden. *F. occidentalis* ist jedoch nicht ausschließlich phytophag: Er ist ein natürlicher Gegenspieler von Milben (zum Beispiel auf Baumwolle in den USA) und hat auch kannibalistische Tendenzen. Zusätzlich übernimmt der Kalifornische Blütenthrips Funktionen als Bestäuber (Tommasini und Maini 1995; Kirk 1997).

Die Bezeichnung Blütenthrips ist insofern irreführend, als dass *F. occidentalis* sich zwar von Pollen ernährt und die Eier in Blüten ablegt, diese jedoch für die Entwicklung nicht zwingend benötigt. Er kann sich ebenso auf Blättern und Blattknospen vermehren und ohne Pollen überleben (Kirk 1997).

F. occidentalis schädigt eine ganze Reihe von Kulturpflanzen, u.a. Cassava, Baumwolle, Zwiebel, Bohne, verschiedene Zierpflanzen wie Rosen, Chrysanthemen, Geranien, Stiefmütterchen, Dotterblumen, Gerbera oder Nelken, Glashauskulturen wie Gurken, Tomaten, Paprika oder Melanzani, Früchte wie Pfirsiche, Nektarinen, Äpfel, Trauben oder Erdbeeren (Childers 1997).

Die auftretenden Schäden unterscheiden sich je nach befallener Kulturpflanze. Das Besaugen der Blätter führt zur Deformation junger Blätter, zu Welkeerscheinungen, Narbenbildung und Abfall der Blattknospen. Ein typisches Schadbild ist der sogenannte Silberglanz: Die besaugten Zellen kollabieren und erscheinen silbrig glänzend, die Photosyntheseleistung wird beeinträchtigt. An den Saugstellen sind weiters dunkle Kotflecken zu erkennen (Childers 1997; Hallmann et al. 2009).

Beim Besaugen der Blüten kommt es zu Missbildungen oder zum Abfallen der Blüte. Weiters kann eine Schädigung in Folge zur Deformierung der Früchte oder zur Fleckenbildung auf der Schale führen. Bei Zierpflanzen verursacht das Besaugen der Blüten Streifen, Verbräunungen und Verformungen auf Blättern und/oder Blütenblättern. Werden Früchte besaugt, kann das Missbildungen der Früchte, Verkümmierungen, Schalenflecken, Silberglanz, ein Aufbrechen oder Entzweibrechen der Frucht oder das Abfallen der Frucht zur Folge haben. Zusätzlich können Ovipositionsschäden entstehen, da die Eier in das Gewebe versenkt werden. Dies

kann bei Äpfeln zu Schalenflecken, sogenannten „Pansy Spots“ („Stiefmütterchenflecken“), führen: Es entsteht ein Rostfleck mit weißem Hof (Childers 1997). Auch auf Tomaten und Bohnen können durch Eiablagestellen Flecken entstehen, die den Verkaufswert mindern (Childers 1997; Demirozer et al. 2012). Auf Tomaten, Paprika und Melanzane können Larven Flecken verursachen. Thripse rufen nicht nur durch ihre Saugtätigkeit Schäden hervor, sondern auch durch Virusübertragung. So sind derzeit 19 Arten von Tospoviren bekannt, die alle ausschließlich durch Thripse übertragen werden (Demirozer et al. 2012). *F. occidentalis* ist Überträger von Pflanzenviren der drei Gattungen Ilarvirus, Carmovirus und Tospovirus. Tospoviren werden von Blatt zu Blatt übertragen, es besteht eine komplexe Beziehung zum Thripsvektor. Ilarviren und Carmoviren befinden sich im Pollen, die Beziehung zum Vektor ist weniger komplex und es kommt selten zu einer Blatt-zu-Blatt-Übertragung. Die von *F. occidentalis* übertragenen Ilarviren TSV (Tobacco Streak Virus), PDV (Prune Dwarf Virus), PNRSV (Prunus Necrotic Ringspot Virus) und der Carmovirus Pelargonium Flower Break sind pollenbürtig. Der genaue Übertragungsweg ist noch nicht bekannt. Den Tospoviren Tomato Spotted Wilt Virus (TSWV), Impatiens Necrotic Spot Tospovirus (INSV), Groundnut Ringspot Tospovirus (GRSV) und Tomato Chlorotic Spot Tospovirus (TCSV) dient *F. occidentalis* ebenfalls als Vektor (Ullman et al. 1997). Das TSWV ist sicher die bedeutendste von *F. occidentalis* übertragene Viruserkrankung. Man kennt bisher 900 Arten von Kultur- und Wildpflanzen, die von TSWV befallen werden. Die Symptome einer Erkrankung reichen von nekrotischen Flecken, Streifen oder Ringen auf Blättern oder Früchten über nekrotische Läsionen bis zum Tod der Pflanze (Demirozer et al. 2012). TSWV ist das einzige bekannte Virus, das persistent von Thripsen übertragen wird. Das Virus wird in einem der beiden Larvenstadien aufgenommen und hauptsächlich von adulten Tieren übertragen, obwohl eine Übertragung bereits als Larve möglich ist (Cho et al. 1989). TSWV und *F. occidentalis* haben sich aneinander angepasst: Infizierte Larven haben eine höhere Überlebensrate und entwickeln sich schneller auf infizierten Pflanzen. Infizierte Pflanzen wirken attraktiver und werden gegenüber nicht-infizierten Pflanzen bevorzugt besaugt und für die Oviposition verwendet (Ullman et al. 1997; Demirozer et al. 2012). Adulte Weibchen, die das Virus in sich tragen, verursachen eine primäre Infektion in einem bisher uninfizierten Feld. Die Larven, die auf infizierten Pflanzen heranwachsen, übertragen als Erwachsene den Erreger sekundär auf benachbarte,

gesunde Pflanzen. Aufgrund der rasanten Verbreitung des Vektors *F. occidentalis* führte die Übertragung von Tospoviren zu einer weltweiten Destabilisierung der integrierten Schädlingskontrolle (Demirozer et al. 2012).

Aufgrund seiner besonderen Eigenschaften ist *F.occidentalis* mit chemisch-synthetischen Wirkstoffen schwer zu bekämpfen: *F.occidentalis* reproduziert sich auf vielen verschiedenen Pflanzenarten aus verschiedenen Familien, hat eine hohe Fekundität, eine kurze Generationszeit und hohes Verbreitungspotential (Jensen 2000a; Demirozer et al. 2012). Aufgrund der versteckten Habitate – Adulte und Larven saugen in Blüten und Knospen, Eier liegen im Blattgewebe versenkt, Puppenstadien befinden sich im Boden oder im Streu – sind sie mit chemischen Mitteln schwer zu erreichen (Jensen 2000b). Weiters bietet die arrhenotoke Fortpflanzung Vorteile bei der Resistenzbildung: Auf den haploiden Männchen lastet ein direkter Selektionsdruck nach einer Insektizidbehandlung (Jensen 2000a). Die Behandlung mit chemischen Wirkstoffen hat zu großen Problemen mit Resistenzbildungen geführt. Demirozer et al. (2012) beschreiben dies als „3-R“-Situation: *“Resistance to numerous insecticides; resurgence of the western flower thrips populations as a result of natural predators and native competitors being eliminated; replacement by various other pests”*.

Gao et al. (2012) nennen als wichtigsten Resistenzmechanismus bei *F.occidentalis* die metabolische Detoxifizierung durch P450-Monooxygenasen. Sie führt zu Resistenzen gegen Carbamate, Organochlorine, Organophosphate, Neonikotinoide, Avermectine und Pyrethroide. Jensen (2000a; b) führt allgemein folgende mögliche Mechanismen der Resistenzbildung bei *F.occidentalis* an: Vermindertes Eindringen des Wirkstoffs, Detoxifizierung durch P450-Monooxygenasen, Esterasen und Glutathion S-transferasen, erhöhte Acetylcholinesteraseaktivität bzw. unempfindliche Acetylcholinesterase sowie Resistenz am Wirkort von Pyrethroiden. Resistenz kann so auf verschiedenen Wirkungswegen entstehen, die sich gegenseitig ergänzen können. Außerdem bleibt sie ohne Fitnessseinbußen lange erhalten (Demirozer et al. 2012; Gao et al. 2012).

Um *F. occidentalis* zu bekämpfen wird von Demirozer et al. (2012) ein integrierter Ansatz empfohlen. Die Bekämpfung sollte vom Erreichen einer Schadschwelle abhängig gemacht werden. Neben vorbeugenden Bekämpfungsmaßnahmen wie angepasster Düngung (moderate N-Düngung), Sortenwahl (TSWV-resistente

Sorten), Schaffung eines passenden Habitats für natürliche Gegenspieler sowie abwehrende Maßnahmen (ultraviolett reflektierender Mulch) spielen natürliche Gegenspieler eine wichtige Rolle.

Wichtigste natürliche Gegenspieler von *F.occidentalis* sind die Raubwanzen der Gattung *Orius* (Fam. Anthocoridae). Hier werden vor allem *Orius insidiosus* Say und *Orius pumilio* Champion genannt. Weitere Antagonisten sind Raubwanzen der Gattung *Geocoris* (Fam. Lygaeidae), Sichelwanzen (Fam. Nabidae), Florfliegen (Fam. Chrysopidae), räuberische Thripse (Fam. Aelothripidae) und räuberische Milben (Fam. Phytoseiidae) (Demirozer et al. 2012). Aber auch entomopathogene Nematoden (*Steinernema feltiae* oder *Thripinema* spp.) können gegen *F.occidentalis* wirken (Bennison et al. 2005; Funderburk 2005).

Beim Einsatz chemischer Insektizide erweisen sich momentan Spinosyne am effektivsten, jedoch treten auch hier Resistenzen auf (Demirozer et al. 2012).

3.1.4. Zucht

Die Stammzucht und Massenzucht erfolgte im Agrarentomologie-Labor der Abteilung für Pflanzenschutz an der Universität für Bodenkultur Wien. Die Zucht orientierte sich an dem als „bean-pod method“ bekannten Modell von Loomans und Murai (1997).

Die Tiere befanden sich im Klimaschrank bei 25°C unter Langtagbedingungen (16:8). Die Luftfeuchtigkeit betrug 50-55 (± 5)%. Für die Stammzucht wurden Thripse in 1l Glasgefäßen gehalten. Um eine bessere Ventilation zu ermöglichen, war der Schraubverschluss des Glases kreisförmig durchbrochen und wurde durch ein feinmaschiges Netz ersetzt. Am Boden der Gläser wurden einige Lagen aus Zellulosetüchern ausgelegt, die als Versteck für die Puppenstadien dienten. Im Glas befanden sich Fisolen (= grüne Bohnen, *Phaseolus vulgaris* L.) und Pollen als Futter. Der Pollen wurde in ein Eppendorf-Röhrchen gefüllt, das mit einem Loch versehen war, sodass die Thripse hineingelangen konnten.

Die Massenzucht erfolgte in einem 14-tägigen Rhythmus. Dafür wurden große Plastikpetrischalen (\varnothing 13,7 cm) mit etwa 70 ml Wasseragar (1%; Fluka Analytical) ausgegossen und mit einem Bohnenblatt (*P. vulgaris*, var. „Borlotto“) belegt. Das Blatt sollte mit der Blattoberseite am Agar aufliegen. Dadurch klebte das Blatt besser am Agar, der vorher etwas befeuchtet worden war, und die Thripse konnten sich

nicht unter dem Blatt verstecken. Der Agar sollte außerdem ein Austrocknen des Blattes verhindern. Die Schale wurde – nachdem sie mit Thripsen besetzt worden war – mit einem Deckel verschlossen, welcher mittig ein kreisförmiges Loch (etwa 5 - 7cm Durchmesser) aufwies, in das ein feinmaschiges Netz geklebt war. Dieses sollte die Bildung von Kondenswasser verhindern. Damit die Thripse nicht entkommen konnten, wurden die Schalen seitlich mit Parafilm (Parafilm „M“, Bemis) abgedichtet. In eine Petrischale kamen etwa 50 adulte Tiere beiderlei Geschlechts, die dort zwei bis drei Tage zur Eiablage der Weibchen verblieben. Anschließend wurden die Adulten in die Stammzucht überführt. Nach dem Schlupf der Eier durchliefen die Thripse alle Entwicklungsstadien bis hin zum adulten Tier, die wiederum auf eine neue Petrischale zur Eiablage umgesetzt wurden, bevor sie in die Stammzucht gelangten. In der Stammzucht und Massenzucht befanden sich sowohl Männchen als auch Weibchen. Die Tiere wurden mittels Aspirator entnommen, der an eine Pumpe angeschlossen war.

Für einige Versuche war die exakte Altersbestimmung der Weibchen notwendig. Dafür wurde eine kleinere Plastikpetrischale (Ø 8,7 cm) zu etwa einem Drittel mit Wasseragar befüllt. Darauf wurden Teile von Bohnenblättern platziert, sodass eine große Fläche des Agars bedeckt war. Wie zuvor beschrieben wurden die Blätter mit der Blattoberseite auf den befeuchteten Agar aufgebracht. Dann wurden weibliche Pseudopupae aus den Zuchtschalen entnommen und in die kleinere Petrischale gesetzt. Das Geschlecht und das Stadium der ausgewählten Tiere wurde zuvor unter dem Stereo-Mikroskop überprüft. Die Entnahme aus der Zuchtschale und die Platzierung in die neue Petrischale erfolgte mit einem feinen Marderhaarpinsel. Dabei galt es, die Tiere möglichst sanft aufzunehmen und wieder abzusetzen, um Verletzungen zu vermeiden, die spätere Versuchsergebnisse beeinflussen könnten. Die Schale wurde mit einem Deckel abgedeckt und mit Parafilm abgedichtet. Genau wie bei den Zuchtschalen waren auch diese Deckel in der Mitte kreisförmig durchbrochen und mit einem dichtmaschigen Netz versehen. Die Schale wurde nun im Klimaschrank aufbewahrt.

Innerhalb der folgenden zwei Tage häuteten sich alle ausgewählten Weibchen zu Adulten. Weitere zwei Tage darauf, also nach der Prä-Ovipositionsphase (van Rijn et al. 1995), befanden sich alle Weibchen in der Ovipositionsphase.

3.1.5. Manipulation von *Frankliniella occidentalis*

Für die Versuche wurden die Tiere mit einem feinen Aquarellpinsel aus Marderhaar (Größe 00) auf die Blattscheibchen gesetzt. Auch die Selektion der weiblichen Praepupae erfolgte mit dem Pinsel.

In der Stammzucht und bei Olfaktometerversuchen wurde ein Aspirator verwendet (Loomans und Murai 1997). Dieser konnte entweder mit dem Mund oder mit einer Pumpe bedient werden. Die Abbildung 3 zeigt den Aspirator mit dem Mundstück.

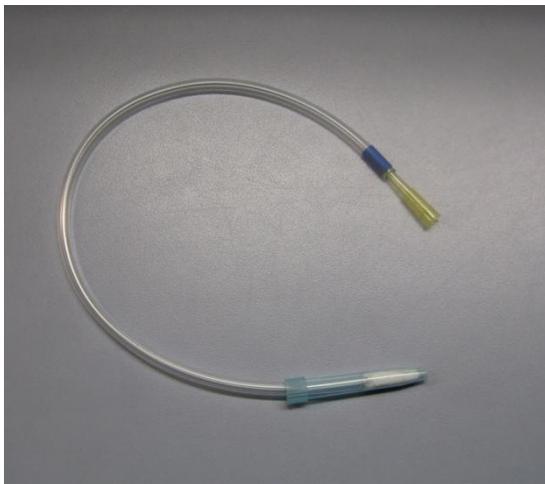


Abbildung 3: Aspirator mit gelbem Mundstück

3.2. Die Testsubstanz 4-Allylanisol

4-Allylanisol (*1-Methoxy-4-(2-propenyl)benzene*) ist ein Phenylpropan mit der Summenformel $C_{10}H_{12}O$ (siehe Abbildung 4). Es ist mit 60-75% der Hauptbestandteil des Estragonöls (gewonnen aus Estragon – *A. dracuncululus* L.). 4-Allylanisol ist weiters eine Komponente des Anisöls (0,5-5%) und Sternanisöls (0,2 – 2,5%), welches aus den Früchten (Anisis fructus) von *P. anisum* L. (Fam. Apiaceae) gewonnen wird. Auch im Fenchelöl kommt 4-Allylanisol vor. Hier ist es ein Bestandteil des Fenchons, welches zu 60% im Öl der Früchte (*Foeniculi amari fructus*) des bitteren Fenchels *Foeniculum vulgare* Miller ssp. *vulgare* var. *vulgare* (Fam. Apiaceae) vorkommt (Budavari 1996; Sticher 2010). In verschiedenen Kiefernarten (*Pinus* sp. L.) ist 4-Allylanisol zu 1-11% Bestandteil der Oleoresine des Harzes (Hayes et al. 1994, Hayes und Strom 1994; Budavari 1996). 4-Allylanisol ist auch als Estragol oder Methylchavicol bekannt (Budavari 1996; Sticher 2010).

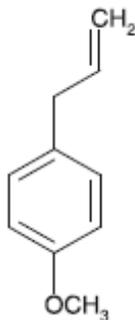


Abbildung 4: 4-Allylanisol.
Entnommen aus Sticher (2010)

Die für diese Arbeit verwendete Reinsubstanz zur Synthese stammt von der Firma Merck. In den Olfaktometerversuchen wurden Konzentrationen von 10% und 1% in Lösung mit Paraffinöl (Merck) getestet. Als Kontrollsubstanz wurde reines Paraffinöl verwendet.

Für die Blattscheibchentests wurden eine 0,94% (entspricht der Feeding Deterrence Concentration $(FDC)_{50}$) und eine 0,17% (entspricht FDC_{15}) Lösung in Wasser und Ethanol mit Triton-X 100 (Merck) als Benetzungsmittel getestet. Als Kontrollflüssigkeit diente Wasser und Ethanol mit Triton (0,05%).

Genauere Mischungsverhältnisse:

Olfaktometer:

4-Allylanisol 10%:

90 µl Paraffinöl und 10 µl 4-Allylanisol

4-Allylanisol 1%:

99 µl Paraffinöl und 1 µl 4-Allylanisol

Blattscheibchentests:

4-Allylanisol 0,94% (DC₅₀):

94 µl 4-Allylanisol

940 µl Ethanol

8966 µl Wasser mit Triton-X 100 (0,05%)

4-Allylanisol 0,17% (DC₁₅):

17 µl 4-Allylanisol

170 µl Ethanol

9813 µl Wasser mit Triton-X 100 (0,05%)

Kontrollflüssigkeit:

1000 µl Ethanol

9000 µl Wasser mit Triton-X 100 (0,05%)

3.3. Pflanzenmaterial

Als Testpflanze dienten Bohnenblätter (*P. vulgaris*, var. „Borlotto“). Diese wurden auch für die Massenzucht verwendet. Die Pflanzen befanden sich in einem Klimaraum mit einer Temperatur von 25°C und Langtagbedingungen (16:8). Als Substrat diente Torfkultursubstrat (Einheitserde) mit Blähton (1-4 mm, Lias, Liaporfit). Das Torf -Ton Verhältnis betrug 2:1.

Für die Biotests wurden die etwa 10-14 Tage alten, herzförmigen Kotyledonen verwendet. Die Blätter wurden mit dem Korkbohrer (s. Abbildung 5) auf einer Kartonunterlage zu kreisrunden Blattscheibchen ausgestochen. In den No-Choice-Tests und den Wahlversuchen wurden jeweils Blattscheibchen mit einer Fläche von 1 cm² verwendet (Ø 11 mm). Um die Gewöhnung von *F. occidentalis* an die Substanz zu überprüfen, wurden die Tiere vor dem eigentlichen Versuch mit Allylanisol in Kontakt gebracht. Dafür wurden kreisrunde Blattscheibchen mit 22 mm Durchmesser verwendet. Für die Versuche zu Erstkontaktreaktionen wurden Scheibchen mit 16 mm Durchmesser (entspricht 2 cm²) ausgestochen.



Abbildung 5: Korkbohrer zum Ausstechen der Blattscheibchen

3.4. Biotests

3.4.1. Olfaktometerversuche

In Vorversuchen von Egger (2013 – persönliche Mitteilung) wurde bereits eine deterrente Wirkung von 4-Allylanisol auf das Saugverhalten und die Ovipositionsaktivität von *F. occidentalis* festgestellt. Daher sollte in weiteren Versuchen eine mögliche repellente Wirkung der Substanz untersucht werden. Olfaktometertests sollten die Wirkung des Dufts auf *F.occidentalis* aufzeigen. Die Methode wurde von Koschier et al. (2000) übernommen.

Am Vorabend des Versuchs wurden adulte Weibchen unterschiedlichen Alters mit einem Aspirator aus der Stammzucht eingesammelt und in ein rundes, durchsichtiges Plastikgefäß gesetzt. Das Gefäß wurde mit zwei Schichten Parafilm abgedeckt, wobei sich zwischen den zwei Lagen ein Tropfen destilliertes Wasser befand. Die Weibchen wurden nun über Nacht ausgehungert, waren jedoch durch den Wassertropfen mit Flüssigkeit versorgt. Am Versuchstag sollten die hungrigen Weibchen entscheiden, ob gereinigte Luft mit oder ohne dem Duft von 4-Allylanisol für sie attraktiver ist. Dies geschah mittels Olfaktometer, einer gläsernen, Y-förmigen Glasröhre (\varnothing 0,5 cm). An den beiden Enden des Ypsilon befand sich je eine Glasphiole, die mittels gläsernem Wheaton Micro Kit Adapter mit dem entsprechenden Ende des Ypsilon verbunden war. In der Phiole befand sich ein Filterpapier (1cm²), welches mit 1 μ l Flüssigkeit der zu untersuchenden Substanz bzw. der Kontrollflüssigkeit beträufelt wurde. Nun wurde mit einer Pumpe ein Luftstrom (10m/s) erzeugt, der von den beiden oberen Enden des Ypsilon zum unteren Ende führte (siehe Abbildung 6). An den oberen Enden wurde die Luft zuerst durch Aktivkohle in Gaswaschflaschen gereinigt und drang anschließend durch eine Röhre im Wheaton Micro Kit Adapter in die Glasphiole mit der Testsubstanz. Von dort bewegte sich die Luft weiter in den Adapter und in das Glaspsilon bis zum unteren Ende des Ypsilon. Dem Thrips, der sich am unteren Ende des Ypsilon befand, strömte somit ein Luftstrom mit einer Duftkomponente sowie ein neutraler Luftstrom entgegen. Lief er dem Strom entgegen, musste er sich an der Gabelung entscheiden, ob er den Duft oder den neutralen Geruch bevorzugte.

Um äußere Einflüsse zu minimieren, befand sich das Olfaktometer in einem mit schwarzem Stoff ausgekleideten, nach vorne offenen Kasten mit den Maßen

26x38x57 cm. Die einzige Lichtquelle stammte von einer Halogenlampe direkt über dem Glasypylon, welche mit ca. 160 Lux strahlte. Das Glasypylon lag in einem 45° - Winkel zum Boden auf einer schwarzen Rampe auf.

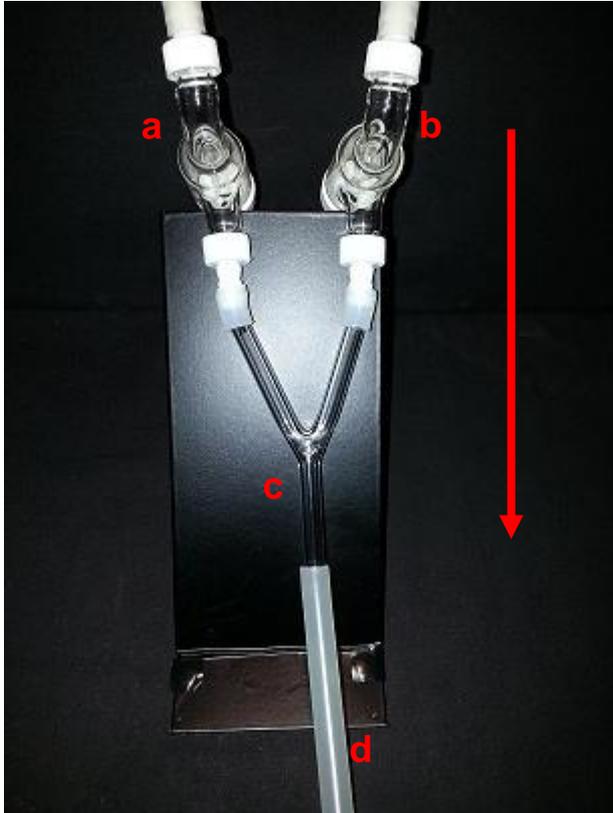


Abbildung 6: Olfaktometer. Der Pfeil zeigt die Richtung des Luftstroms an. a und b: Wheaton Micro Kit Adapter, im Hintergrund befinden sich die Phiolen mit den Testsubstanzen. c: Glasypylon. d: Pumpenschlauch.

Getestet wurden die Konzentrationen 4-Allylanisol 10% und 1%, gelöst in Paraffinöl. Als Kontrollsubstanz diente reines Paraffinöl. Paraffinöl hat auf *F.occidentalis* eine neutrale Wirkung (Koschier et al. 2000). Die Olfaktometerapparatur wurde wie oben beschrieben aufgebaut. Vor dem Start des Versuches wurde die Pumpe etwa 20 Minuten betrieben, um einen konstanten Luftstrom und eine gleichmäßige Abgabe des Duftstoffes zu garantieren.

Für den Versuch wurde ein einzelnes Weibchen mit dem Aspirator aus dem Behälter entnommen. Der Verbindungsschlauch der Pumpe wurde kurz vom unteren Ende des Ypsilon gelöst, und der Thrips darin abgesetzt. Sobald der Thrips begann, sich nach oben zu bewegen, wurde der Pumpenschlauch wieder angesteckt, um einen fortwährenden Luftstrom zu garantieren. Der Thrips konnte sich nun zwischen dem

Duftstoff oder der reinen Luft entscheiden. Kam es innerhalb von drei Minuten zu keiner Entscheidung, wurde der Versuch nicht gewertet. Gewertet wurden nur eindeutige Entscheidungen, d.h. ein Thrips musste mindestens zwei Drittel des Weges bis zum oberen Ende des Y-Armes zurückgelegt haben. Pro Serie wurden 20 Tiere mit einer Konzentration getestet. Um Positionseffekte zu vermeiden, wurde nach jeweils 5 Tieren der gesamte Aufbau (Glasypsilon, die Adapter und die Phiolen mit den Substanzen) um 180° gedreht. Am Ende jedes Versuchs wurden alle Teile mit Aceton gereinigt.

3.4.2. Erstkontaktreaktionen

Versuche zu Erstkontaktreaktionen dienten der Erfassung typischer Reaktionsmuster von *F. occidentalis* direkt nach dem Kontakt mit einer Substanz. Es wurden die Reaktionen gegenüber 4-Allylanisol in den Konzentrationen 0,94% (FDC₅₀), 0,17% (FDC₁₅) und gegenüber einer Kontrollflüssigkeit (Wasser mit Ethanol und Triton-X100 (0.05%)) getestet. Der Versuch wurde nach Riefler (2009) gestaltet.

Dafür wurden Bohnenblattscheibchen mit dem Korkbohrer (Ø 1,6 mm, entspricht 2cm² Fläche) ausgestochen und mittels eines Präzisionssprühgeräts, dem Potter Spray Tower (Burkard Manufacturing Co Ltd), in der gewünschten Konzentration benetzt. Der Potter Spray Tower ist ein von Potter (1952) entwickeltes Präzisionssprühgerät. Er ermöglicht es, eine Substanz gleichmäßig und mit gleichbleibender Tröpfchengröße auf den Blattscheibchen zu verteilen. Dabei werden 2500 µl der Substanz mit 4,5 lb/in² (= pound-force per square-inch / Pfund pro Quadratzoll) versprüht. Hierbei gelangen pro cm² 1µl Lösung auf die Blattfläche (Dittenberger 2012).

Beginnend mit der Kontrollflüssigkeit wurden nacheinander alle Blattscheibchen mit aufsteigender Konzentration behandelt. Dadurch war keine Reinigung zwischen den einzelnen Arbeitsschritten nötig. Im Anschluss wurde der Potter Spray Tower gereinigt: Dafür wurde zweimal mit Aceton und anschließend einmal mit Wasser gesprüht.

Daraufhin wurde eine Glaspetrischale (Ø 9 cm) mit etwa 3 ml Wasser befüllt, sodass ein gleichmäßiger Film den Boden bedeckte. Das gewünschte Blattscheibchen wurde nun mittig auf diesem Wasserfilm platziert. Um zusätzliche Einflüsse möglichst auszuschalten, fanden die Versuche in der schwarz ausgekleideten Box des

Olfaktometers statt (siehe 3.4.1.). Als Lichtquelle diente die an der Decke der Box angebrachte Lampe.

Mit einem feinen Marderhaarpinsel wurde nun ein Thrips auf das Blattscheibchen gesetzt. Innerhalb von drei Minuten wurden die auftretenden Bewegungsmuster protokolliert. Dabei wurde zwischen folgenden Verhaltensweisen unterschieden:

- Bewegung: „Bewegung“ wurde definiert als Nicht-Verweilen an einem Ort
- Ruhe: Verweilen an einem Ort, länger als 5 Sekunden.
- Kante: Aufenthalt an der äußersten Blattkante, in Bewegung oder Ruhe
- Hüpfen
- Abflug: Verlassen des Blattes mit genauer Zeitangabe in Minuten.

Die 3-Minuten-Periode wurde in drei einminütige Phasen unterteilt. In jedem Minutenblock wurden jene Bewegungsmuster notiert, die innerhalb der Zeit auftraten. Die Dauer, der zeitliche Ablauf und die Häufigkeit des Auftretens innerhalb dieser Minute wurden nicht vermerkt. Wenn das Versuchstier das Blatt verlassen hatte, wurde die Zeit in Minuten protokolliert und der Versuch somit beendet. Wenn sich das Versuchstier nach drei Minuten immer noch auf dem Blatt befand, wurden drei Minuten als Abflugzeit vermerkt und der Versuch abgebrochen.

Pro Blattscheibchen wurden 5 Tiere getestet. Anschließend wurde ein neues Blattscheibchen mit einer anderen Konzentration verwendet. Die Tests fanden an drei aufeinander folgenden Tagen statt. Die verwendeten Tiere wurden alle am selben Tag im Pseudopupae-Stadium isoliert und am 1. bis 3. Tag der Ovipositionsperiode getestet. Pro Tag wurden 30 Thripse getestet, wobei pro Konzentration 10 Tiere geprüft wurden.

3.4.3. No-Choice Blattscheibchentests

In No-Choice Blattscheibchentests wurde die Saug- und Ovipositionsaktivität adulter Weibchen getestet. Folgende Konzentrationen wurden untersucht: 4-Allylanisol 0,94% (entspricht FDC_{50}) und 4-Allylanisol 0,17% (entspricht FDC_{15}). Zur Kontrolle wurden sowohl die mit Kontrollsubstanz (Wasser mit Ethanol und Triton-X100 (0.05%)) benetzten, als auch völlig unbehandelte Blattscheibchen eingesetzt.

Die im Versuch verwendeten Blattscheibchen wurden mit einem Korkbohrer aus Bohnenblättern ausgestochen (siehe 3.3). Die ausgestochenen Scheibchen wurden in einer Glaspetrischale (Ø 9cm) platziert, die mit etwa 3ml Wasser gefüllt war, sodass ein dünner Wasserfilm den kompletten Boden der Schale bedeckte. Die Scheibchen lagen auf dem Wasserfilm auf, was sie bis zu ihrem Einsatz vor dem Austrocknen bewahrte.

Für jede getestete Konzentration wurde eine eigene Glaspetrischale verwendet. Sobald alle benötigten Blattscheibchen ausgestochen waren, wurden die Scheibchen möglichst mittig gleichmäßig in der Schale verteilt und das überschüssige Wasser mit etwas Küchenrolle abgesaugt. Die Scheibchen in den Petrischalen wurden anschließend im Potter Spray Tower mit der gewünschten Konzentration besprüht (siehe 3.4.2.)

Für den Biotest wurden kleine Glaspetrischalen (Ø 6 cm) mit 2 ml 1%igen Wasseragars (Fluka Analytical) gefüllt. Nachdem der Agar ausgekühlt war, wurde in jede Schale mittig ein Blattscheibchen platziert. Mit dem Pinsel wurde auf jedes Blattscheibchen ein *F. occidentalis*-Weibchen gesetzt. Die Weibchen waren zuvor als Pseudopuae isoliert worden. Die Versuche wurden zwei Tage nach Erreichen des adulten Stadiums, also zu Beginn der Ovipositionsphase, angesetzt. Die Glasschälchen mit den Blattscheibchen und den Thrips-Weibchen wurden mit Klarsichtfolie (Cling-Film, Roth) abgedeckt. Die Folie wurde fest über die Petrischale und die Ränder gespannt. Um ein Entweichen der Thripse zu verhindern, musste die Folie faltenfrei aufliegen. Überstehende Folie wurde abgetrennt, um zusätzliche Kondenswasserbildung zu verhindern. Zur Ventilation wurden in jede Folie kleine Löcher gestoßen. Dies geschah mittels Insektennadeln (Ø 0,4 mm), die auf einem Styroporwürfel aufgebracht waren. Dabei war darauf zu achten, dass die Löcher groß genug waren, um ein Entweichen der Feuchtigkeit zu ermöglichen. Allerdings durften sie nicht so groß sein, dass Thripse durch sie entkommen konnten.

Die Glaspetrischalen wurden auf einem Tablett angeordnet (siehe Abbildung 7), das mit den betreffenden Informationen (Name, Datum, Versuchstier, Versuchspflanze, aufgebrachte Substanz und Konzentration) beschriftet wurde. Auf diesen Tablett – für jede untersuchte Konzentration eines – wurden die Glasschalen 24h im Klimaschrank aufbewahrt.

Nach Ablauf der 24h wurde der Versuch beendet. Die Klarsichtfolie wurde abgenommen und das Thrips-Weibchen entfernt. Anschließend wurde der Versuch ausgewertet.

Um die Ovipositionsaktivität festzustellen, wurden die Glaspetrischalen direkt unter dem Stereomikroskop (Nikon SMZ800) untersucht. Dabei wurde das Blattscheibchen abgesucht und die Anzahl der Eier notiert.

Die Saugaktivität wurde mit einer Netzrasterplatte (Borident GmbH) ausgewertet. Mit einer Federpinzette wurde das Blattscheibchen auf ein Deckblatt aufgebracht und mit der Rasterplatte abgedeckt. Die einzelnen Kästchen des Rasters haben eine Fläche von 0,25 mm². Unter dem Binokular wurden alle Kästchen gezählt, die Saugschäden aufwiesen. Die Genauigkeit der Zählung betrug ½ Kästchen, also 0,125 mm². Im Endergebnis wurden jedoch einzelne halbe Kästchen abgerundet. Anschließend wurde der Saugschaden in mm² umgerechnet.

Pro Konzentration wurden innerhalb von 3 Serien 19-23 WH durchgeführt.

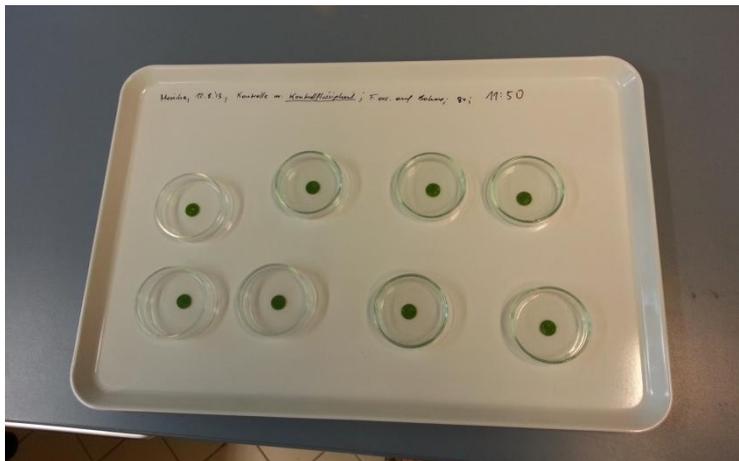


Abbildung 7: Tablett mit No-Choice Blattscheibchenversuch

3.4.4. Blattscheibchen-Wahlversuche

Der Wahlversuch nach Koschier et al. (2007) und Egger (2013 – persönliche Mitteilung) sollte Aufschluss darüber geben, ob *F. occidentalis*-Weibchen sich an 4-Allylanisol gewöhnen, wenn sie zuvor 2x24h bzw. 4x24h mit behandelten Blattscheibchen trainiert wurden.

Dafür wurden Weibchen im Pseudopupa-Stadium auf einer Petrischale isoliert (siehe 3.1.4). Nach 2 Tagen – alle Tiere waren inzwischen Adulte – wurde mit dem Training begonnen. Dafür wurden kreisrunde Blattscheibchen mit dem Korkbohrer (Ø 22 mm) ausgestochen und in einer Glaspetrischale auf einem Wasserfilm platziert. Nachdem sie in der gewünschten Konzentration mit dem Potter Spray Tower behandelt worden waren, wurden sie mittels Federpinzette auf eine mit Wasseragar gefüllte Plastikpetrischale (Ø 9 cm) übertragen. Die gewünschte Anzahl an Weibchen wurde mit dem Aspirator aufgenommen und in die Petrischale überführt. Anschließend wurde die Petrischale mit dem Deckel verschlossen und mit Parafilm abgedeckt. Um Kondenswasserbildung zu vermeiden, hatte der Deckel mittig ein etwa 3 cm großes Loch, das mit einem engmaschigen, ausbruchsicheren Netz versehen war.

Die Schalen wurden in den Klimaschrank gebracht und blieben dort für 24h. Nach Ablauf der Zeit wurden die Thripse auf eine neue Petrischale mit frisch besprühten Blattscheibchen umgesetzt. Dies sollte verhindern, dass der mögliche Gewöhnungseffekt durch Verdunsten der Testsubstanz überdeckt wird.

Diese Prozedur wurde bei 2x24h Trainingszeit zweimal, bei 4x24h Trainingszeit viermal wiederholt, bevor der eigentliche Versuch gestartet werden konnte. Im gleichen Zeitraum wurden Thripse aus der Kontrollgruppe in einem vom Aufbau her identen Setting gehalten, mit dem Unterschied, dass die Blattscheibchen hier mit Kontrollflüssigkeit behandelt worden waren. Die Gruppen der „trainierten“ und der „naiven“ Thripse stammten aus derselben Altersgruppe der Massenzucht und wurden immer zeitgleich trainiert.

Der Versuchsaufbau gestaltete sich ähnlich wie bei den No-Choice-Versuchen (siehe 3.4.3.), mit dem Unterschied, dass hier in jede Glaspetrischale zwei Blattscheibchen platziert wurden, um den Versuchstieren die Wahl zwischen dem Scheibchen mit Allylanisol und demjenigen mit der Kontrollsubstanz zu lassen (siehe Abbildung 8).

Auch hier wurden wieder kreisrunde Blattscheibchen mit einer Fläche von 1cm² mit dem Korkbohrer ausgestochen und auf einer Glaspetrischale mit einem Wasserfilm platziert. Anschließend wurden die Scheibchen in den Schalen mit dem Potter Spray Tower mit der Kontrollflüssigkeit bzw. mit der entsprechenden Konzentration 4-Allylanisol besprüht (siehe 3.4.3).

Die Scheibchen wurden in kleinen Glaspetrischalen auf einem Agarfilm platziert. Das Scheibchen mit der Testsubstanz wurde dabei oben rechts platziert, das Scheibchen mit der Kontrollsubstanz unten links. Um die spätere Unterscheidung zu garantieren, wurde die Unterseite der Glasschale mit einem „T“ markiert. Das T befand sich in 12-Uhr-Position und stand für „treatment“. Das Blattscheibchen direkt rechts davon enthielt die Testsubstanz.

Wie oben beschrieben wurde in jede Schale ein Thripsweibchen gesetzt, die Schalen mit Folie verschlossen und diese mit Insektennadeln durchstochen. Pro Serie wurde jeweils dieselbe Anzahl an trainierten und untrainierten *F. occidentalis*-Weibchen getestet. Nach 24h im Klimaschrank wurde der Versuch beendet, indem die Thripse entfernt wurden. Anschließend wurde an beiden Blattscheibchen die Saugaktivität und die Ovipositionsaktivität bestimmt. Dabei wurde wie beim No-Choice Versuch (3.4.3) vorgegangen. Getestet wurde die Gewöhnung an 0,94% 4-Allylanisol (=FDC₅₀) und an 0,17% 4-Allylanisol (=FDC₁₅), jeweils nach 2x24h und 4x24h Training. In jeweils zwei Serien pro Konzentration und Trainingsdauer wurden zwischen 20 und 27 Wiederholungen durchgeführt.



Abbildung 8: Schale mit Blattscheibchen-Wahlversuch. Zu erkennen ist der Saugschaden auf der Kontrollblattscheibe links unten.

3.5. Statistische Auswertung

Die statistische Auswertung der Testdaten erfolgte mit IBM SPSS Statistics 20 auf Windows 7.

3.5.1. Auswertung der Olfaktometerversuche

Die Daten der Olfaktometerversuche wurden mittels Binominal-Test überprüft. Dieser zeigt, ob bei dichotomen Variablen (= liegen in höchstens zwei Ausprägungen vor, die sich gegenseitig ausschließen) ein signifikanter Unterschied in der Häufigkeit der Merkmalsausprägung besteht (Bühl 2012; Lohninger 2012).

3.5.2. Auswertung der Erstkontaktreaktionen

Um die Wahrscheinlichkeit des Abflugs vom Blatt bei unterschiedlichen Testkonzentrationen zu vergleichen, wurde die Kaplan-Meyer Methode verwendet (Kaplan Meyer und Log in (Mantel-Cox)).

Die Unterschiede in der mittleren Abflugszeit zwischen den Behandlungen wurde mittels Kruskal-Wallis-Test untersucht, da laut Kolmogorov-Smirnov-Test keine Normalverteilung vorlag.

Weiters wurden die Verhaltensmuster „Ruhe“, „Bewegung“, „Kante“ und „Hüpfen“ in ihrer Häufigkeit in Abhängigkeit von der Behandlung untersucht. Hier wurde zuerst mittels Kolmogorov-Smirnov-Test auf Normalverteilung geprüft. Diese lag in allen untersuchten Bewegungsmustern vor. Anschließend wurde ein Levene-Test auf Homogenität der Varianzen und eine einfaktorielle ANOVA mit Post-hoc Mehrfachvergleich nach Bonferroni durchgeführt. Waren die Varianzen nicht homogen, wurde stattdessen ein Kruskal-Wallis-Test verwendet. Anschließend wurden die Gruppen einzeln mittels U-Test nach Mann-Whitney miteinander verglichen.

Zusätzlich wurden die Verhaltensmuster in ihrer Häufigkeit in Abhängigkeit der Zeitintervalle (Minute 1, 2 und 3) unabhängig von der Behandlungsform untersucht. Hier wurde ebenfalls auf Normalverteilung getestet (Kolmogorov-Smirnov-Test) und

anschließend ein Levene-Test sowie eine einfaktorielle ANOVA mit Post-Hoc Mehrfachvergleichen nach Bonferroni durchgeführt. Lag keine Homogenität der Varianzen vor, wurde stattdessen auf den Kruskal-Wallis Test sowie auf den Mann-Whitney-U-Test für die Einzelvergleiche zurückgegriffen.

Es wurde weiters überprüft, ob das Verhaltensmuster „Abflug“ (= Verlassen des Blattscheibchens vor Ablauf der drei Minuten) sich in seiner Häufigkeit je nach Behandlungsform unterscheidet. Hier wurde ebenso verfahren wie bei den oben genannten Verhaltensmustern. Da eine Normalverteilung und homogene Varianzen vorlagen, konnte eine einfaktorielle ANOVA mit Post-hoc Bonferroni-Mehrfachvergleichen durchgeführt werden. Nach demselben Schema wurde das Verhalten „Abflug“ in seinem Auftreten in Abhängigkeit der Zeitintervalle getestet.

3.5.3. Auswertung der No-Choice Blattscheibchenversuche

Die Daten wurden zuerst mittels Kolmogorov-Smirnov-Test auf ihre Normalverteilung geprüft. Anschließend wurde die Homogenität der Varianzen mittels Levene-Test ermittelt. Schließlich wurden die Daten mittels einfaktorieller ANOVA analysiert. Post-hoc wurde ein Bonferroni-Test durchgeführt, um die verschiedenen Konzentrationen einzeln miteinander zu vergleichen.

3.5.4. Auswertung der Blattscheibchen-Wahlversuche

Damit der Einfluss potentieller Gewöhnungseffekte auf das Wahlverhalten von *F. occidentalis*-Weibchen untersucht werden konnte, wurde für die Daten zu Saugschaden und Oviposition jeweils der Feeding Deterrence Index (FDI) bzw. der Oviposition Deterrence Index (ODI) berechnet. Dieser Wert ergibt sich jeweils aus den Daten für das behandelte und für das Kontrollblattscheibchen und wurde nach folgender Formel (nach Isman et al. 1990) berechnet (DI= Deterrenzindex, K= Kontrollflüssigkeit, B= Behandlung):

$$DI = 100 * \frac{K - B}{K + B}$$

Der DI kann jeden Wert zwischen +100 und -100 annehmen. Der maximale Deterrenzwert von +100 signalisiert, dass die Testsubstanz vollkommen gemieden wurde. Tritt der Minimalwert von -100 auf, zeigt er eine ausschließliche Akzeptanz der Testsubstanz und damit eine Meidung der Kontrollsubstanz an.

Für die statistische Untersuchung der Gewöhnungseffekte wurden nun jeweils die ermittelten FDI- und ODI-Werte als Datengrundlage herangezogen. Zu Beginn wurden diese errechneten Werte auf Normalverteilung geprüft. Dies geschah mittels Kolmogorov-Smirnov-Test zur Überprüfung der Verteilungsform. Lag eine Normalverteilung vor, wurden ein Levene-Test auf Homogenität der Varianzen und anschließend eine einfaktorielle ANOVA durchgeführt. Lag keine Normalverteilung vor, wurden die Daten nichtparametrisch mittels U-Test nach Mann und Whitney getestet.

Weiters wurde überprüft, ob sich die *F.occidentalis*-Weibchen – unabhängig von ihrem vorherigen Training – eher für die Blattscheibchen mit Kontrollflüssigkeit oder für die behandelten Blattscheibchen entschieden. Dafür wurden die Versuchsergebnisse für 2x24h Training und jene für 4x24h Training getrennt ausgewertet. Die Daten der Entscheidungsmöglichkeiten Kontrolle vs. 0,94% 4-Allylanisol und Kontrolle vs. 0,17% 4-Allylanisol wurden zuerst auf Normalverteilung geprüft. In keiner der Varianten lag diese vor. Daher wurde anschließend jeweils mit Mann-Whitney-U-Test geprüft. Dabei wurde sowohl die Präferenz für die Saugtätigkeit als auch für die Eiablage untersucht.

4. Ergebnisse

4.1. Ergebnisse der Olfaktometerversuche

Die Olfaktometerversuche sollten die Forschungsfrage klären, ob der Geruch von 4-Allylanisol eine Wirkung auf *F. occidentalis* ausübt. Diese Wirkung könnte sowohl ein anziehender als auch einem abstoßender Effekt sein.

Überprüft wurden die beiden Konzentrationen 10% und 1%. Für keine dieser beiden Konzentrationen konnte jedoch ein signifikanter Unterschied in der Merkmalsausprägung im Vergleich zur Kontrolle ermittelt werden (siehe Abbildung 9). So ergab der Test auf Binominalverteilung bei der 10%-Konzentration eine 2-seitige Signifikanz von $p = 0,519$ und bei der 1%-Konzentration von $p = 0,699$.

Man kann 4-Allylanisol also weder eine geruchlich anziehende, noch eine abstoßende (=repellente) Wirkung zuschreiben.

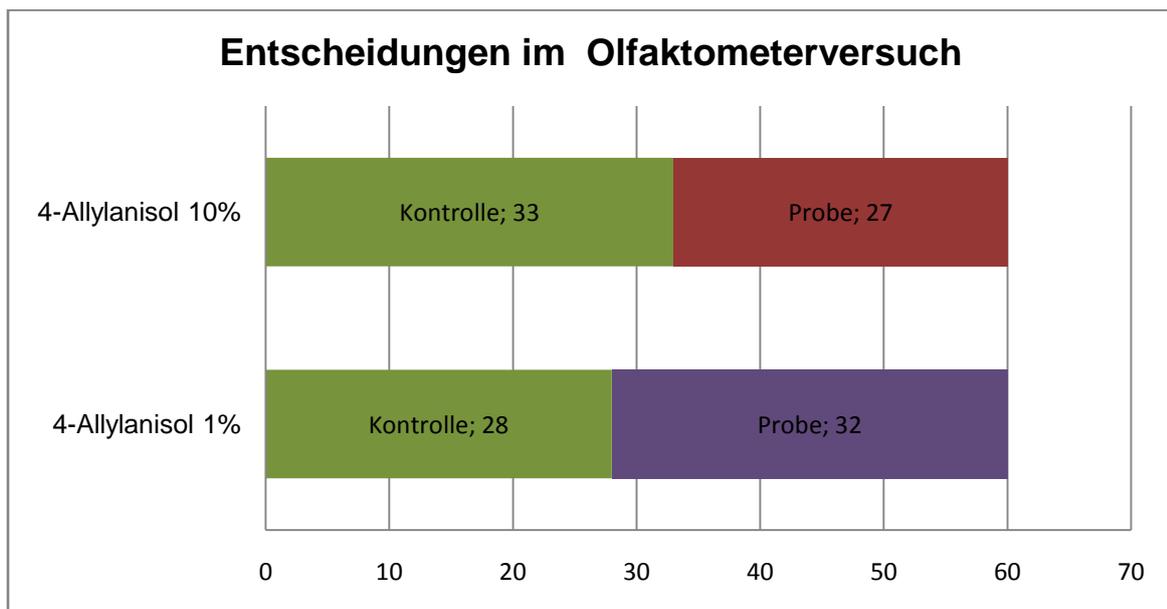


Abbildung 9: Entscheidungen von adulten *F. occidentalis*- Weibchen im Olfaktometerversuch zwischen 4-Allylanisol (1% bzw. 10%) und der Probe (Paraffinöl). N.s. im Test auf Binominalverteilung.

Weiters wurden die durchschnittlichen Abflugzeitpunkte verglichen (siehe Abbildung 11). Der durchschnittliche Abflugzeitpunkt lag bei Blattscheibchen, die mit 0,94% 4-Allylanisol behandelt wurden zwar niedriger (89 sec.) als bei jenen mit 0,17% 4-Allylanisol behandelten (124 sec.) und der Kontrollbehandlung (107 sec.), jedoch sind diese Unterschiede statistisch nicht signifikant (Kruskal-Wallis Test, $p=0,407$).

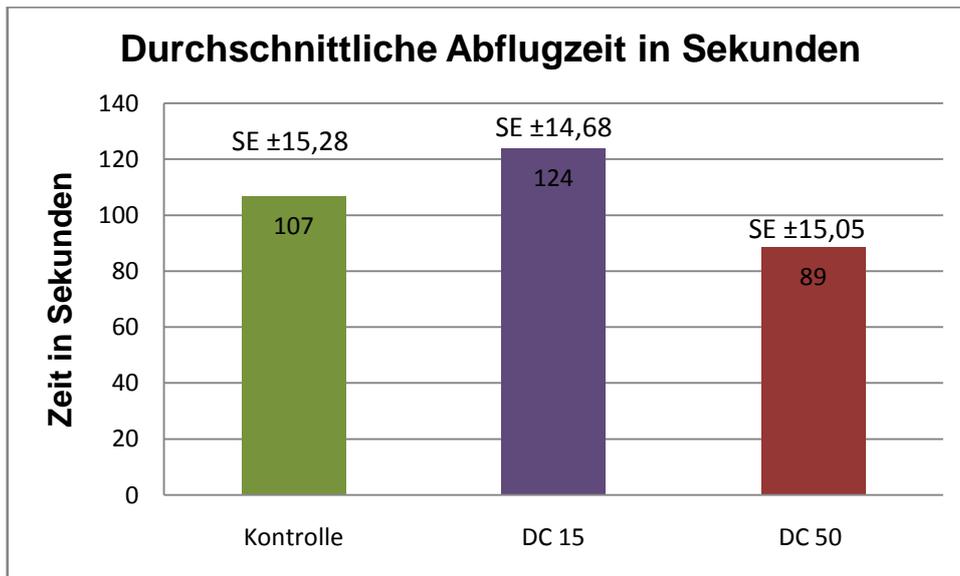


Abbildung 11: Die durchschnittlichen Abflugzeitpunkte (in Sekunden) von *F.occidentalis* auf unterschiedlich behandelten Blattscheibchen. Kontrolle= Kontrollflüssigkeit, DC_{15} = 0,17% 4-Allylanisol, DC_{50} = 0,94% 4-Allylanisol; SE =Standardfehler. N.s. im Kruskal-Wallis-Test.

Des Weiteren wurden die Verhaltensmuster „Bewegung“, „Ruhe“, „Kante“ und „Hüpfen“ in ihrer Häufigkeit in Abhängigkeit der Behandlung der Blattscheibchen untersucht. Hier konnten jedoch ebenfalls keine signifikanten Unterschiede festgestellt werden. Auch der Vergleich des Verhaltens „Abflug“ – definiert als das Verlassen des Blatts vor Ablauf der drei Minuten – zwischen den Behandlungen Kontrolle, 0,17% 4-Allylanisol und 0,94% 4-Allylanisol brachte keine signifikanten Ergebnisse (siehe Abbildung 12).

Die *F. occidentalis*-Weibchen zeigten demnach statistisch gesehen dieselben Verhaltensweisen, unabhängig von der Behandlung des Blattes.

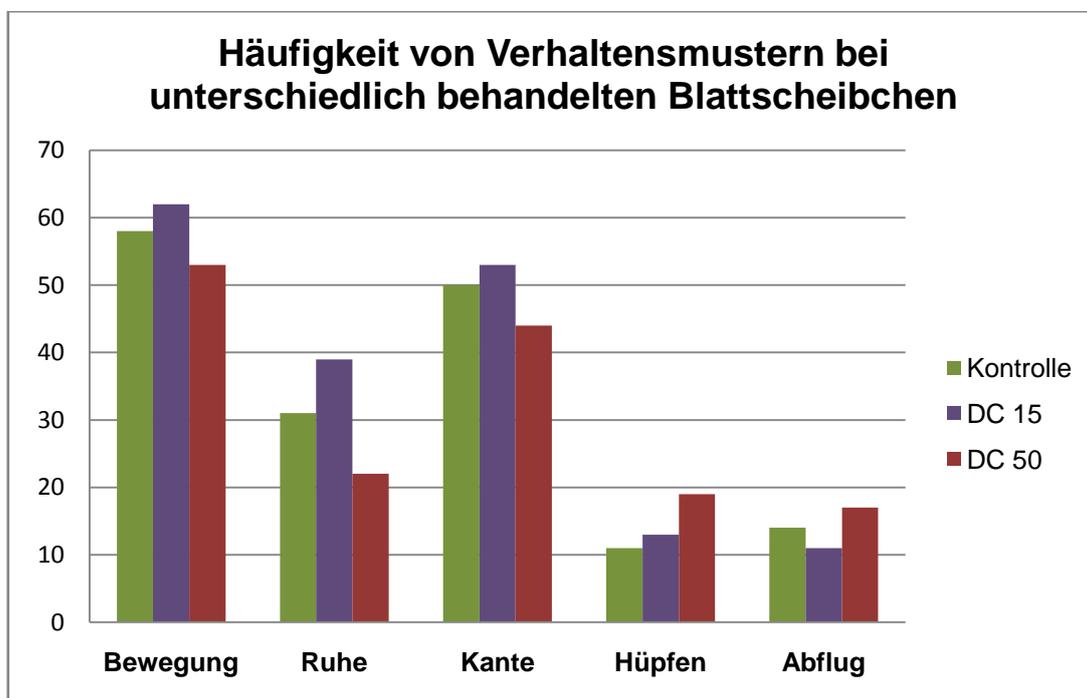


Abbildung 12: Absolute Häufigkeit der Verhaltensmuster „Bewegung“, „Ruhe“, „Kante“, „Hüpfen“ und „Abflug“ bei unterschiedlich behandelten Blattscheibchen. Kontrolle = Kontrollflüssigkeit; DC₁₅= 0,17% 4-Allylanisol; DC₅₀= 0,94% 4-Allylanisol. N.s. nach einfaktorieller ANOVA und Post-hoc Bonferroni-Test.

Betrachtete man die Verhaltensweisen innerhalb der einzelnen Minuten (siehe Abbildung 13, Abbildung 14 und Abbildung 15), so trat das Verhalten „Hüpfen“ in Minute 1 bei mit 0,94% 4-Allylanisol behandelten Blattscheibchen häufiger auf als in den anderen beiden Gruppen. Es fanden in dieser Gruppe auch etwas mehr Abflüge statt und das Verhalten „Ruhe“ wurde etwas seltener gezeigt. Allerdings glichen sich diese Unterschiede wieder aus, sobald man den kompletten Zeitraum von drei Minuten betrachtete.

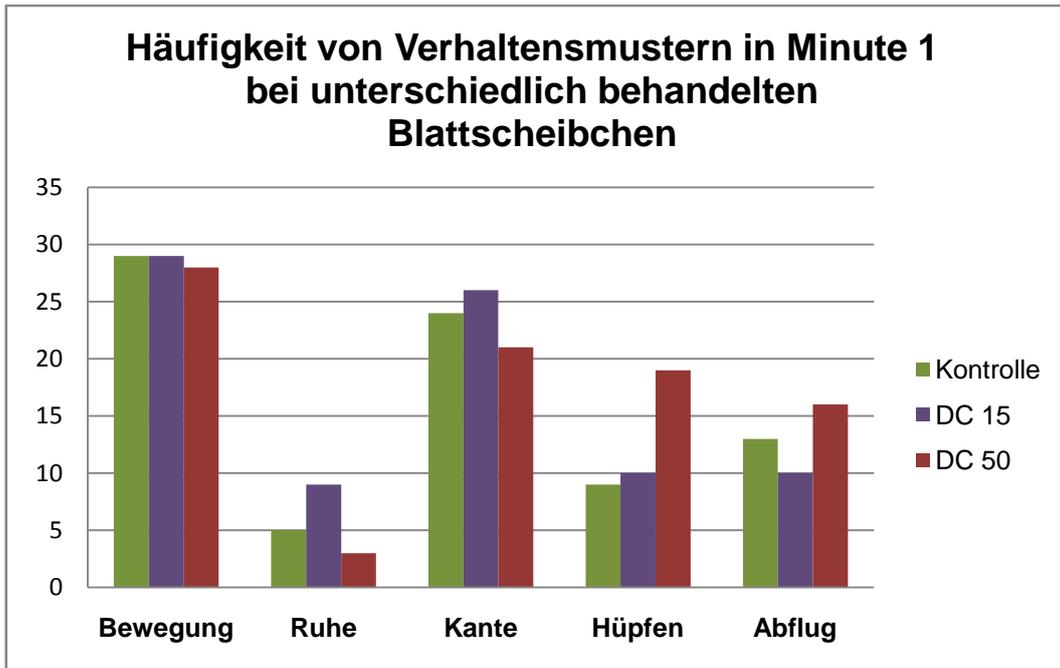


Abbildung 13: Absolute Häufigkeit der Verhaltensmuster „Bewegung“, „Ruhe“, „Kante“, „Hüpfen“ und „Abflug“ bei unterschiedlich behandelten Blattscheibchen in Minute 1. Kontrolle = Kontrollflüssigkeit; DC₁₅ = 0,17% 4-Allylanisol; DC₅₀ = 0,94% 4-Allylanisol.

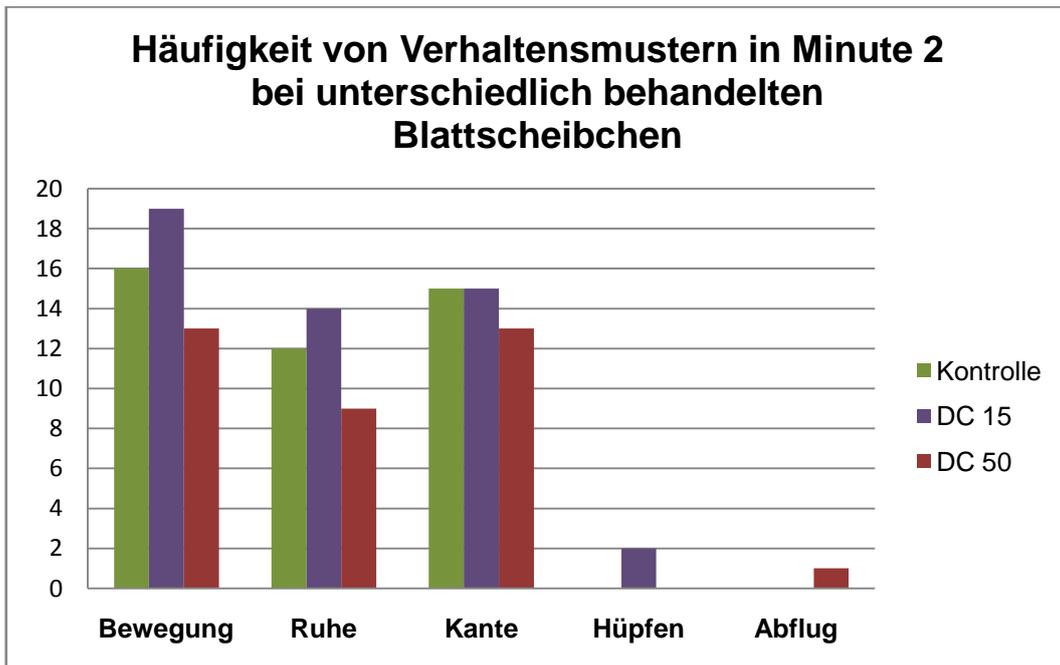


Abbildung 14: Absolute Häufigkeit der Verhaltensmuster „Bewegung“, „Ruhe“, „Kante“, „Hüpfen“ und „Abflug“ bei unterschiedlich behandelten Blattscheibchen in Minute 2. Kontrolle = Kontrollflüssigkeit; DC₁₅ = 0,17% 4-Allylanisol; DC₅₀ = 0,94% 4-Allylanisol.

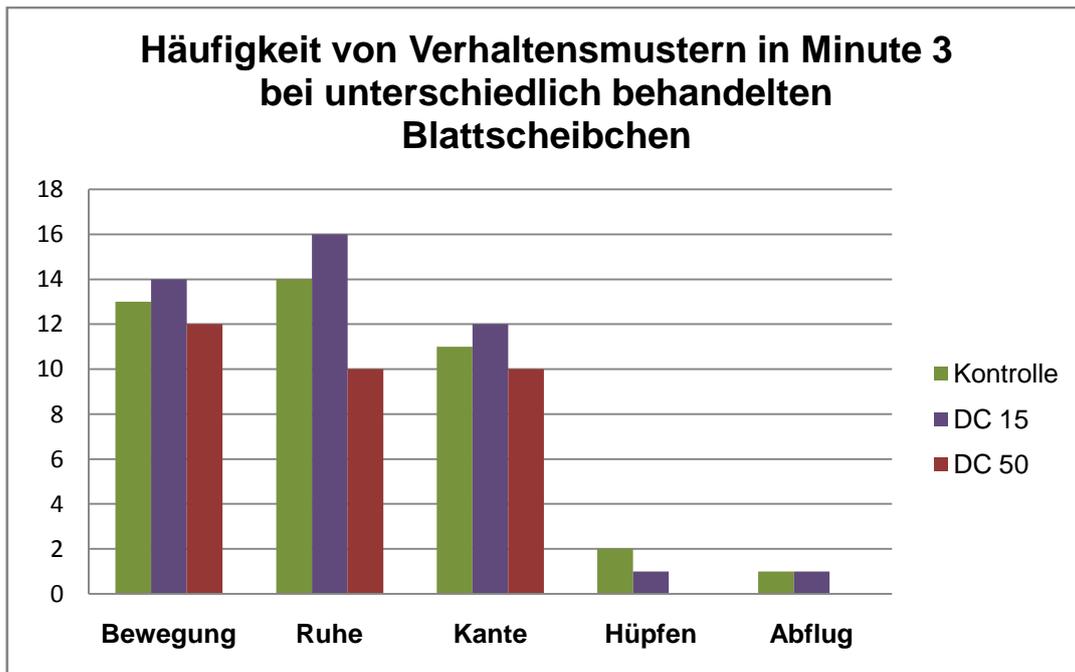


Abbildung 15: Absolute Häufigkeit der Verhaltensmuster „Bewegung“, „Ruhe“, „Kante“, „Hüpfen“ und „Abflug“ bei unterschiedlich behandelten Blattscheibchen in Minute 3. Kontrolle = Kontrollflüssigkeit; DC₁₅ = 0,17% 4-Allylanisol; DC₅₀ = 0,94% 4-Allylanisol.

Es konnten demgegenüber Unterschiede im Verhalten in Abhängigkeit der Zeit gefunden werden. Diese Unterschiede waren jedoch unabhängig von der Behandlung der Blattscheibchen. So unterschied sich die Häufigkeit des Verhaltens „Bewegung“ in der Minute 1 höchst signifikant von Minute 2 und Minute 3 (jeweils $p=0,000$ - einfaktorielle ANOVA und Post-hoc Bonferroni-Test). Minute 2 unterschied sich nicht signifikant von Minute 3 ($p=0,285$ - einfaktorielle ANOVA und Post-hoc Bonferroni-Test). Im Laufe der Zeit nahm die Häufigkeit des Musters „Bewegung“ ab. Im Gegensatz dazu nahm „Ruhe“ im Laufe der Zeit zu, das Ergebnis ist jedoch knapp nicht signifikant (Minute 1 zu Minute 3: $p=0,052$ - einfaktorielle ANOVA und Post-hoc Bonferroni-Test). Das Zeigen des Verhaltens „Kante“ ging im Laufe der drei Minuten ebenfalls höchst signifikant zurück (Minute 1 zu Minute 2: $p=0,001$; Minute 1 zu Minute 3: $p=0,000$ - einfaktorielle ANOVA und Post-hoc Bonferroni-Test). Es trat am stärksten in der ersten Minute auf und sank dann in Minute 2 und 3 ab (Minute 2 zu Minute 3: $p=0,363$). In Minute 1 trat zudem das Verhalten „Hüpfen“ knapp signifikant häufiger auf als in Minute 2 ($p=0,046$ - Mann-Whitney-U-Test) und in Minute 3 ($p=0,050$ - Mann-Whitney-U-Test). Minute 2 und 3 unterschieden sich nicht signifikant. Wenn ein Abflug vom Blatt stattfand, dann hauptsächlich in Minute 1 ($p=0,000$; jeweils im Vergleich zu Minute 2 und 3 - einfaktorielle ANOVA und Post-hoc

Bonferroni-Test). In Minute 2 und 3 wurde das Blatt nur selten verlassen (Minute 2 zu Minute 3: $p = 0,100$ - einfaktorielle ANOVA und Post-hoc Bonferroni-Test).

4.3. Ergebnisse der No-Choice Blattscheibchentests

Anhand der No-Choice Blattscheibchentests sollte geklärt werden, ob sich die Saug- und Ovipositionsaktivität auf behandelten Blattscheibchen (0,94% und 0,17% 4-Allylanisol) von jener auf unbehandelten Blattscheibchen unterscheidet, wenn keine Alternativen vorhanden sind.

Die einfaktorielle ANOVA ergab keinen signifikanten Unterschied zwischen den Gruppen sowohl bei der Ovipositionsrate als auch beim Saugschaden. Im anschließenden Bonferroni-Test wurden die Gruppen einzeln miteinander verglichen. Auch hier konnte nirgends ein signifikanter Unterschied festgestellt werden.

Die Werte der Blattscheibchen, die mit Kontrollflüssigkeit behandelt wurden, und jener, die gänzlich unbehandelt blieben, ähnelten sich stark: So lag der Mittelwert der gelegten Eier in der unbehandelten Gruppe bei 8,3 (SE \pm 0,5), in der Gruppe mit Kontrollflüssigkeit bei 8,2 (SE \pm 0,5). Der Saugschaden lag im Mittel bei 11,9 mm² (SE \pm 1,0 mm²) bei den unbehandelten Blattscheibchen. Die Blattscheibchen mit Kontrollflüssigkeit waren durchschnittlich zu 10,4 mm² (SE \pm 1,2 mm²) besaugt. Da die Daten für diese beiden Gruppen ähnlich ausfielen und sich auch nach statistischer Prüfung nicht signifikant voneinander unterschieden, wurde in weiteren Tests (siehe 3.4.2 und 3.4.4) ausschließlich die Kontrollflüssigkeit zur Kontrolle eingesetzt.

Die Mittelwerte der Konzentrationen 4-Allylanisol FDC₅₀ und 4-Allylanisol FDC₁₅ lagen sowohl bei der Eiablage als auch beim Saugschaden niedriger als in den Kontrollbehandlungen (siehe Abbildung 16 und Abbildung 17). Die Differenzen waren jedoch zu gering, um eine statistische Signifikanz darzustellen.

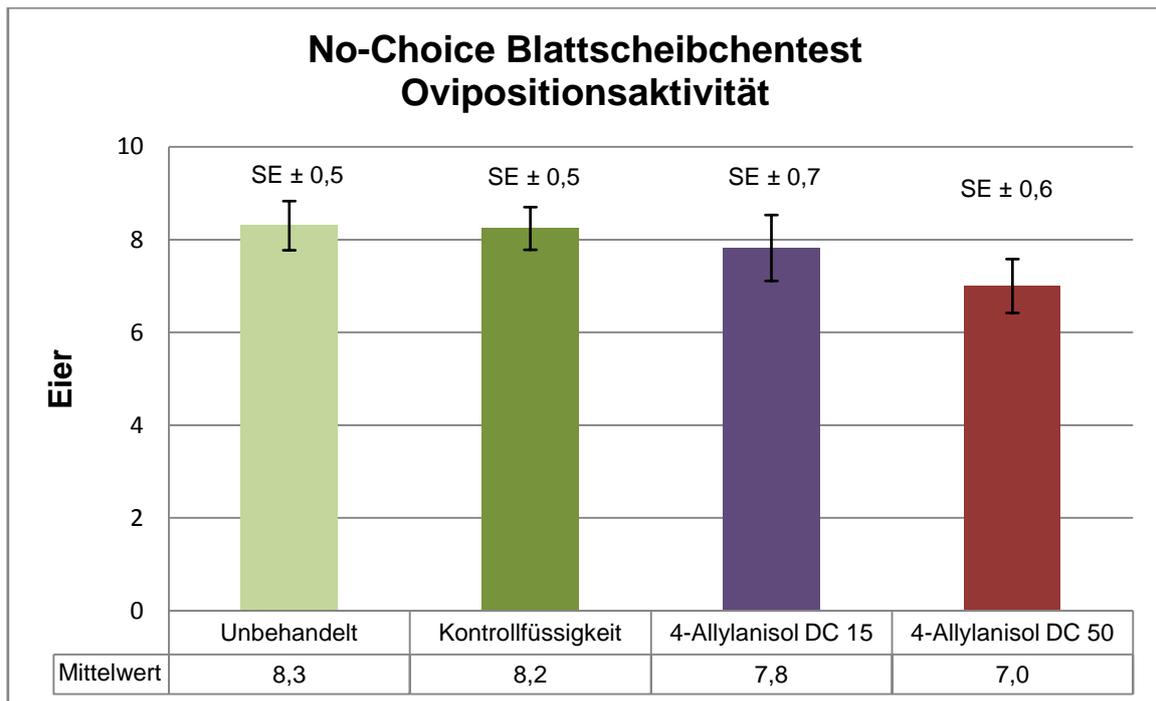


Abbildung 16: Mittelwert und Standardfehler der Ovipositionsaktivität adulter *F. occidentalis* - Weibchen auf unterschiedlich behandelten Blattscheibchen. 4-Allylanisol DC₁₅= 0,17%, 4-Allylanisol DC₅₀= 0,94%, SE= Standardfehler. N.s. nach einfaktorieller ANOVA und Post-hoc Bonferroni-Test.

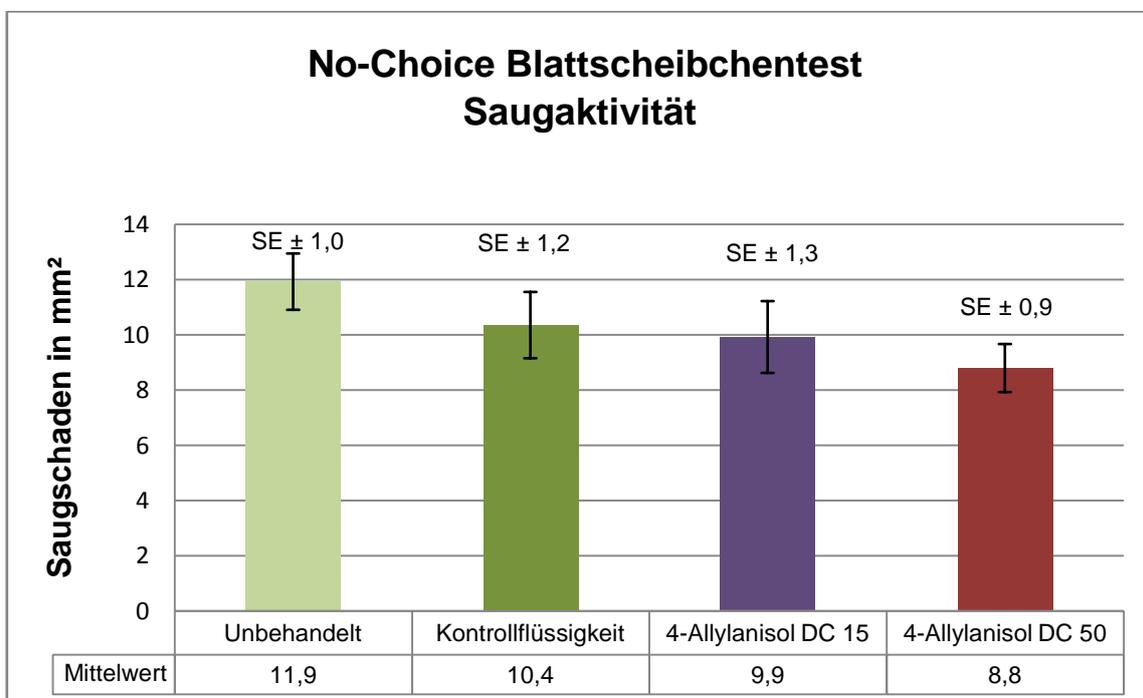


Abbildung 17: Mittelwert und Standardfehler der Saugaktivität (in mm²) adulter *F. occidentalis* - Weibchen auf unterschiedlich behandelten Blattscheibchen. 4-Allylanisol DC₁₅ = 0,17%, 4-Allylanisol DC₅₀ = 0,94%, SE= Standardfehler. N.s. nach einfaktorieller ANOVA und Post-hoc Bonferroni-Test.

4.4. Ergebnisse der Blattscheibchen-Wahlversuche

Anhand der Wahlversuche mit unterschiedlich behandelten Blattscheibchen sollten potentielle Gewöhnungseffekte von 4-Allylanisol ermittelt werden. Untersucht wurde die Gewöhnung an die Konzentrationen 0,94% (FDC₅₀) sowie 0,17% (FDC₁₅) bei mehrtägiger Exposition von 2x24h sowie 4x24h.

Um die naiven mit den trainierten Thripsen vergleichen zu können, wurde für jede Wahlentscheidung der entsprechende Deterrenzwert (FDI = Feeding Deterrence Index bzw. ODI= Oviposition Deterrence Index) errechnet. Die FDI-/ODI-Werte können jeden Wert zwischen +100 und -100 annehmen. Dabei ergibt sich ein maximaler FDI-/ODI-Wert von +100, wenn ausschließlich am Kontrollscheibchen Saugschäden bzw. Eier gefunden wurden, und ein minimaler Wert von -100, wenn ausschließlich das Blattscheibchen mit der Testsubstanz akzeptiert wurde. Verglichen wurden dann die Mittelwerte der errechneten FDI/ODI-Werte für die entsprechende Konzentration.

In keiner der getesteten Konstellationen konnte ein Gewöhnungseffekt festgestellt werden. Die Varianzanalyse der FDI- und ODI- Werte ergab keine signifikanten Unterschiede zwischen naiven und trainierten *F.occidentalis*-Weibchen. Dies galt für die Konzentrationen 0,94% und 0,17% jeweils sowohl nach 2x24h als auch nach 4x24h Training (siehe Abbildung 18, Abbildung 19, Abbildung 20 und Abbildung 21). Allerdings wurde das Kontrollblattscheibchen mit der Konzentration 0,17% nach 4x24h Training von trainierten Weibchen tendentiell stärker besaugt als von naiven. Generell entschieden sich die Weibchen in vielen Fällen für ausschließlich eines der beiden Blattscheibchen. Sie besaugten demnach nur das Kontrollblattscheibchen oder nur das Testblattscheibchen. In manchen Fällen wurden beide Blattscheibchen besaugt, wobei meist eines viel stärker besaugt wurde als das andere. Die Eiablage folgte demselben Muster wie der Saugschaden. Nach 2x24h Training mit 0,17% 4-Allylanisol zeigten sich keine Unterschiede im Saugverhalten zwischen naiven und trainierten Thripsen. Nach 4x24h Training traten jedoch Unterschiede am Kontrollblattscheibchen auf (siehe Abbildung 22). Vergleich man jene Saugschäden, die ausschließlich am Kontrollblattscheibchen verursacht wurden, dann zeigte sich, dass trainierte Weibchen eine signifikant größere Fläche besaugt hatten als naive Weibchen ($p=0,043$; einfaktorielle ANOVA). Keine Unterschiede waren hingegen in der besaugten Fläche festzustellen, wenn ausschließlich die behandelten

Blattscheibchen verglichen wurden ($p=0,411$; einfaktorielle ANOVA). In jenen Fällen, wo an beiden Blattscheibchen Saugschaden auftrat, besaugte die trainierte Gruppe ebenfalls eine tendentiell größere Fläche ($p=0,051$; einfaktorielle ANOVA). Betrachtete man hier die beiden besaugten Blattscheibchen einzeln, so ließen sich beim behandelten Blattscheibchen keine Unterschiede zwischen trainierten und naiven Weibchen feststellen ($p=0,640$; einfaktorielle ANOVA). Beim Kontrollscheibchen hingegen zeigte sich wieder die Tendenz, dass trainierte Weibchen mehr saugen als naive ($p=0,064$; einfaktorielle ANOVA). In der Eiablage wurden keine Unterschiede zwischen trainierten und naiven Weibchen gefunden.

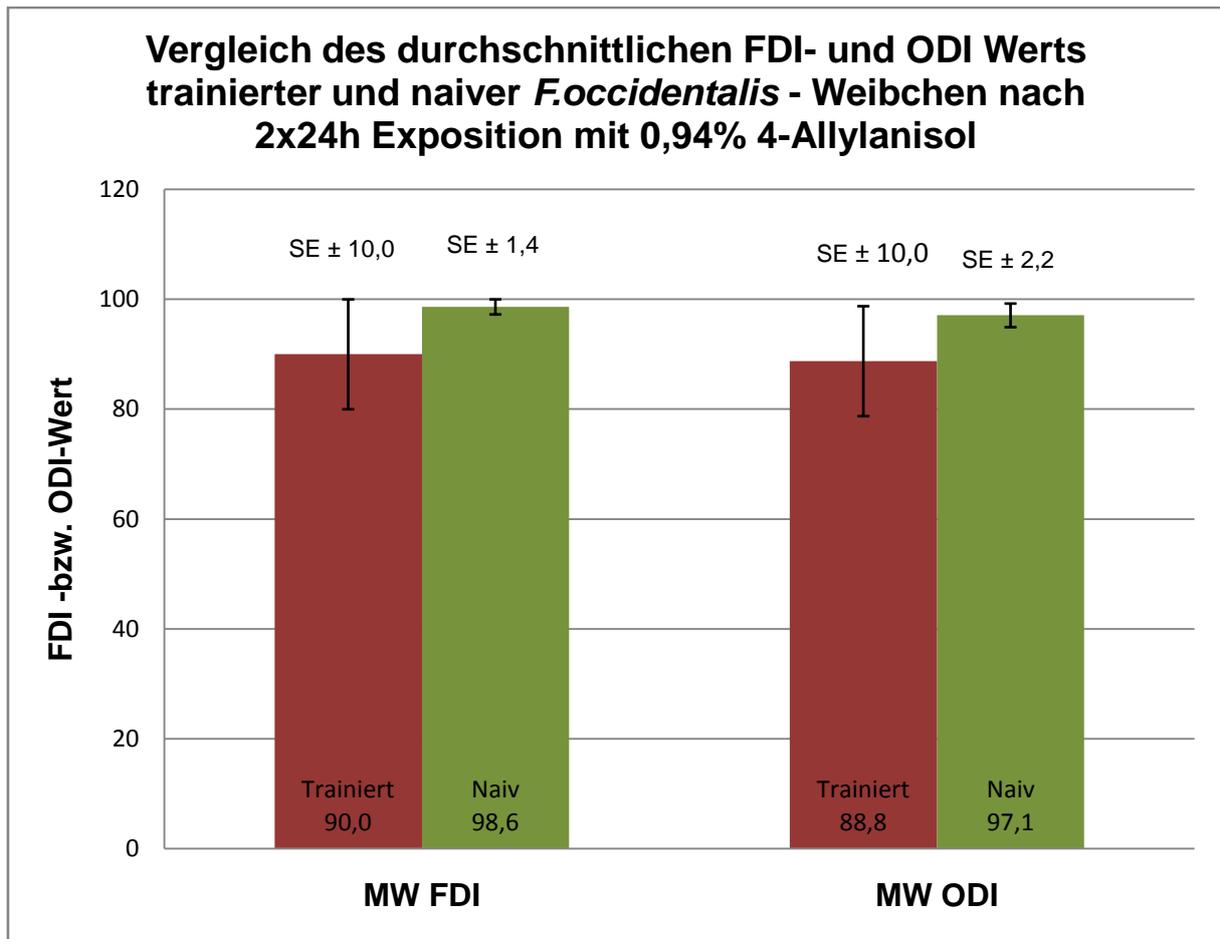


Abbildung 18: Vergleich des durchschnittlichen FDI- und ODI Werts trainierter und naiver *F.occidentalis* - Weibchen nach 2x24h Exposition mit 0,94% 4-Allylanisol (entspricht DC_{50}). MW= Mittelwert, SE = Standardfehler, FDI= Feeding Deterrence Index, OVI= Oviposition Deterrence Index. N.s. nach Mann-Whitney-U-Test.

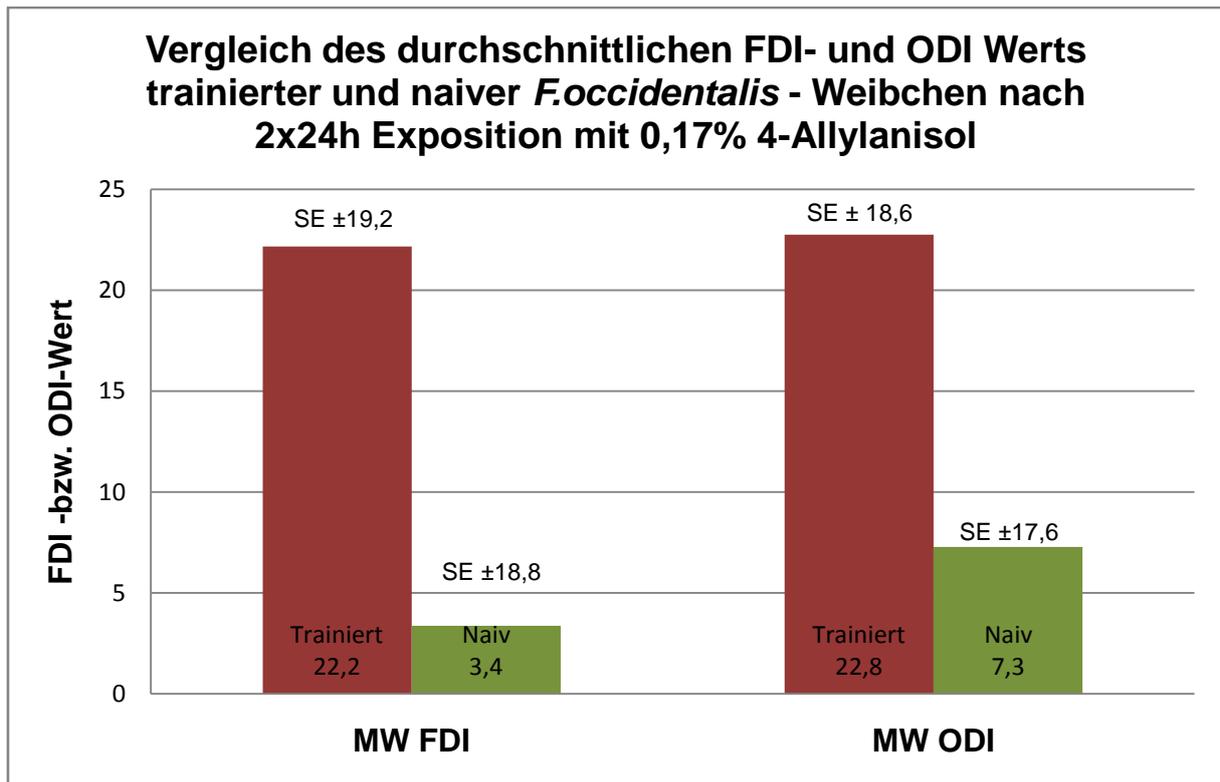


Abbildung 19: Vergleich des durchschnittlichen FDI- und ODI Werts trainierter und naiver *F.occidentalis* - Weibchen nach 2x24h Exposition mit 0,17% 4-Allylanisol (entspricht DC₁₅). MW= Mittelwert, SE= Standardfehler, FDI= Feeding Deterrence Index, OVI= Oviposition Deterrence Index. Aufgrund der hohen Werte der Standardfehler werden diese nicht im Diagramm dargestellt. N.s. nach Mann-Whitney-U-Test.

Vergleich des durchschnittlichen FDI- und ODI Werts trainierter und naiver *F.occidentalis* - Weibchen nach 4x24h Exposition mit 0,94% 4-Allylanisol

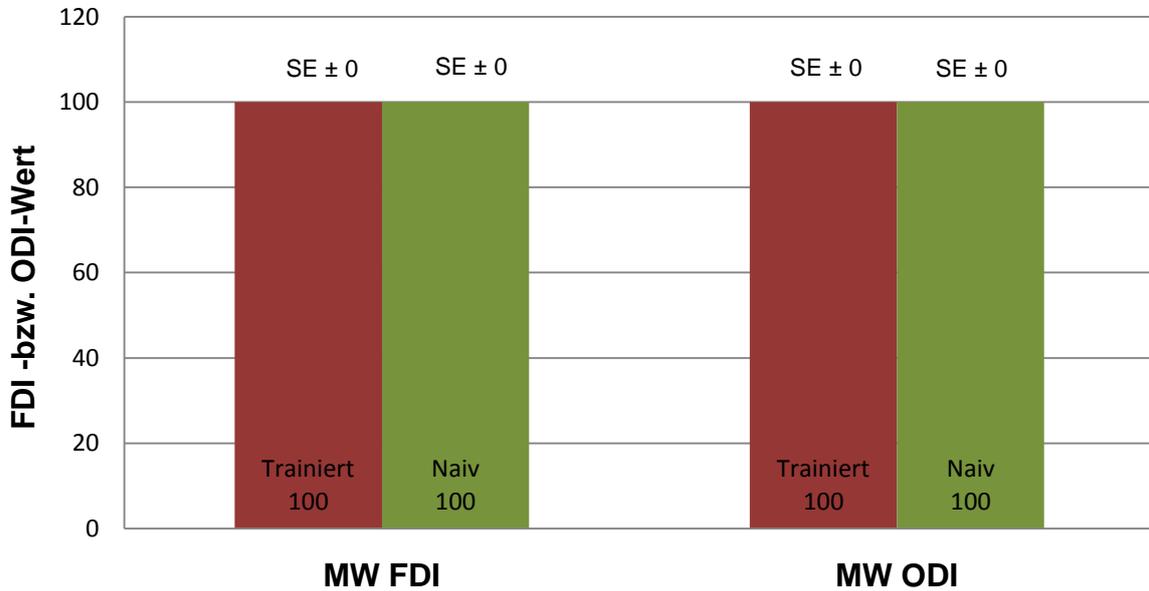


Abbildung 20: Vergleich des durchschnittlichen FDI- und ODI Werts trainierter und naiver *F.occidentalis* - Weibchen nach 4x24h Exposition mit 0,94% 4-Allylanisol (entspricht DC_{50}). MW= Mittelwert, SE= Standardfehler, FDI= Feeding Deterrence Index, OVI= Oviposition Deterrence Index. N.s. nach Mann-Whitney-U-Test.

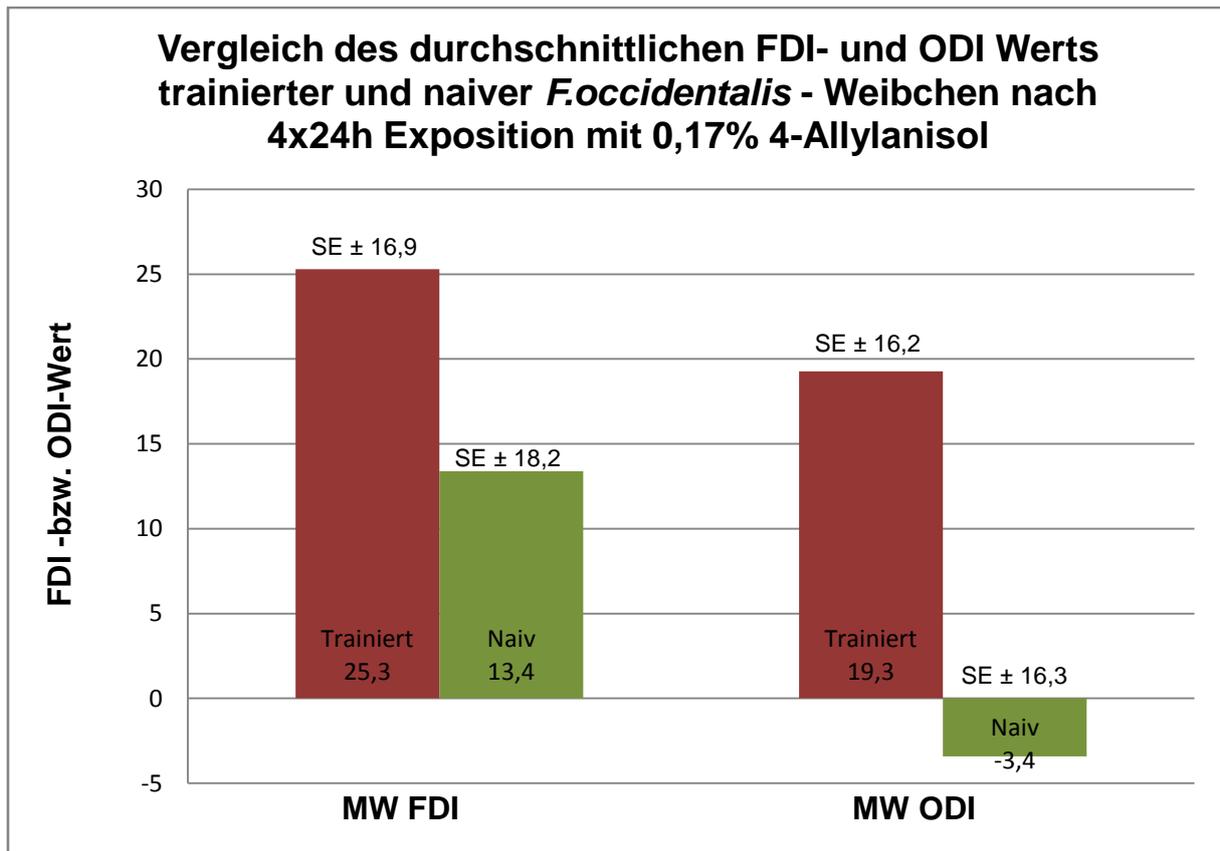


Abbildung 21: Vergleich des durchschnittlichen FDI- und ODI Werts trainierter und naiver *F.occidentalis* - Weibchen nach 4x24h Exposition mit 0,17% 4-Allylanisol (entspricht DC_{15}). MW= Mittelwert, SE= Standardfehler, FDI= Feeding Deterrence Index, OVI= Oviposition Deterrence Index. Aufgrund der hohen Werte der Standardfehler werden diese nicht im Diagramm dargestellt. N.s. nach einfaktorieller ANOVA.

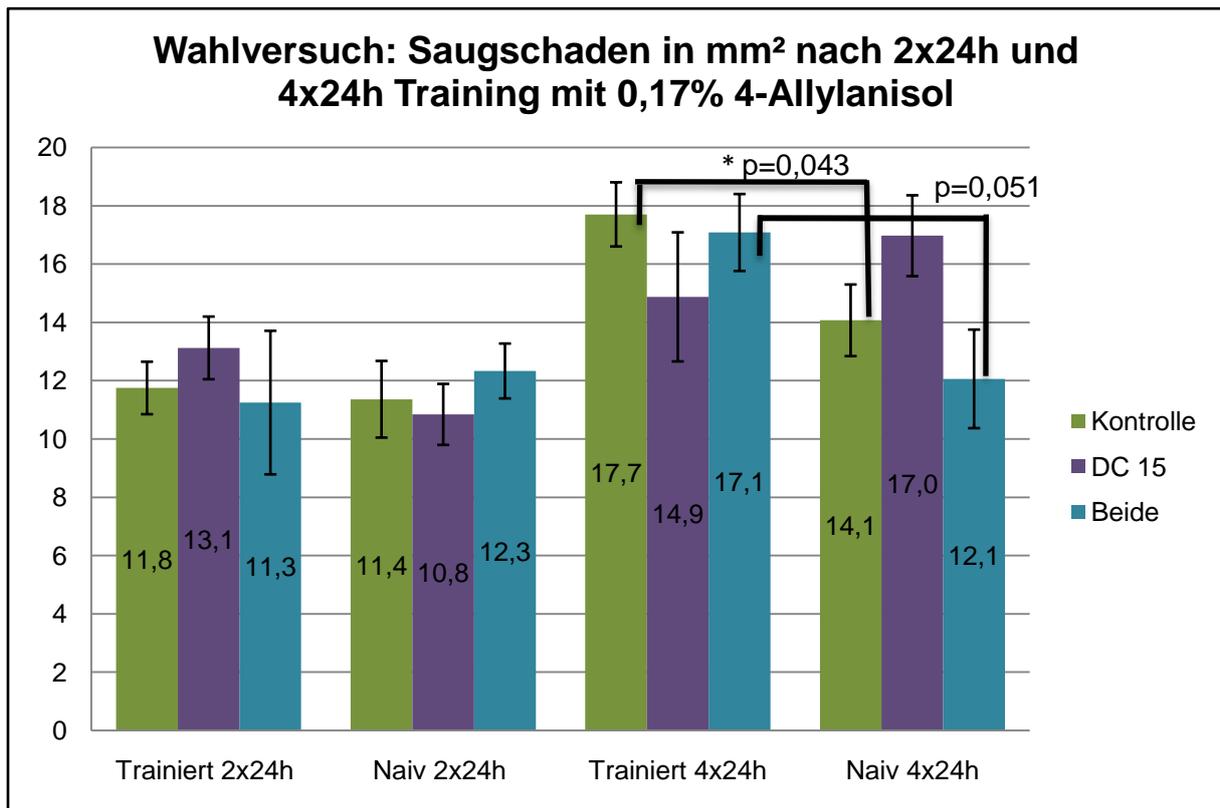


Abbildung 22: Vergleich des durchschnittlichen Saugschadens in mm² trainierter und naiver *F.occidentalis*-Weibchen nach 2x24h und 4x24h Training mit 0,17% 4-Allylanisol im Wahlversuch. Kontrolle = ausschließlich das Kontrollblattscheibchen wurde besaugt. DC₁₅= ausschließlich das mit 0,17% 4-Allylanisol behandelte Blattscheibchen wurde besaugt. Beide = sowohl das Blattscheibchen mit 4-Allylanisol als auch das Kontrollblattscheibchen wurden besaugt. Standardfehler: Trainiert 2x24h: Kontrolle: SE = ±0,9 DC₁₅: SE = ±1,1, Beide: SE = ±2,5. Naiv 2x24h: Kontrolle: SE = ±1,3, DC₁₅: SE = ±1,0, Beide: SE = ±0,9. Trainiert 4x24h: Kontrolle: SE = ±1,1, DC₁₅: SE = ±2,2, Beide: SE = ±1,3. Naiv 4x24h: Kontrolle: SE = ±1,2, DC₁₅: SE = ±1,4, Beide: SE = ±1,7. *Vergleich Kontrolle Trainiert 4x24h mit Kontrolle Naiv 4x24h: signifikant (p=0,043; einfaktorielle ANOVA); Vergleich Beide Trainiert 4x24h mit Beide Naiv 4x24h knapp nicht signifikant (P=0,051; einfaktorielle ANOVA).

Die Akzeptanz der Blattscheibchen unterschied sich je nach Behandlungsform (Abbildung 23 und Abbildung 24). So entschieden sich die *F.occidentalis*-Weibchen höchst signifikant häufiger für das Kontrollblattscheibchen, wenn sie die Wahl zwischen einem mit 0,94% 4-Allylanisol und einem mit Kontrollflüssigkeit behandelten Blattscheibchen hatten. Dies galt für alle Weibchen, die 2x24h oder 4x24h nach Beginn der Ovipositionsperiode getestet wurden, unabhängig von der vorherigen Exposition (= trainierte und naive Weibchen). Die Unterschiede konnten sowohl bei der Eiablage (Mann-Whitney-U-Test; jeweils $p= 0,000$), als auch beim Saugschaden (Mann-Whitney-U-Test; jeweils $p= 0,000$) festgestellt werden.

Bei der Behandlung mit 0,17% 4-Allylanisol waren die Ergebnisse weniger eindeutig. In der Gruppe, welche 2x24h nach Beginn der Ovipositionsperiode getestet wurde, konnte kein signifikanter Unterschied im Saugschaden (Mann-Whitney-U-Test; $p= 0,196$) und ein knapp nicht signifikanter Unterschied in der Eiablage (Mann-Whitney-U-Test; $p= 0,055$) gefunden werden. Nach 4x24h verhielt es sich umgekehrt: Hier waren die Unterschiede beim Saugschaden signifikant (Mann-Whitney-U-Test; $p= 0,035$), nicht jedoch bei der Oviposition (Mann-Whitney-U-Test; $p= 0,252$).

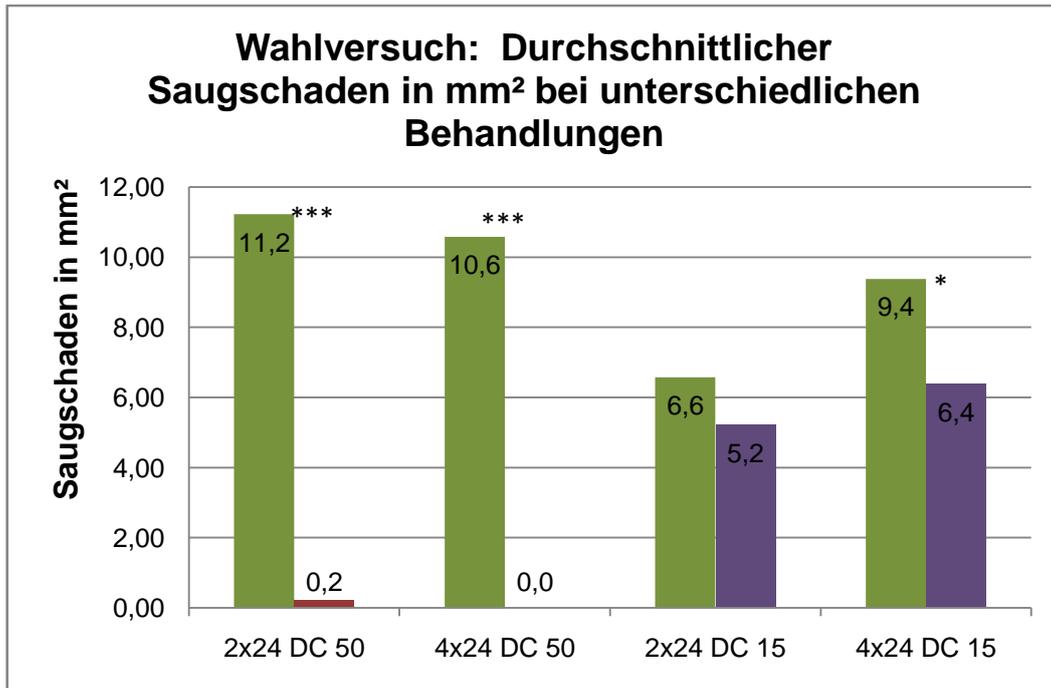


Abbildung 23: Durchschnittlicher Saugschaden in mm² im Wahlversuch zu unterschiedlichen Zeitpunkten (2x24h bzw. 4x24h) nach Ovipositionsbeginn. Die dem Versuch vorangegangene Exposition wurde bei der Auswertung nicht berücksichtigt. Grün=Kontrollflüssigkeit; Violett = DC₁₅= 0,17% 4-Allylanisol; Rot= DC₅₀= 0,94% 4-Allylanisol. Standardfehler: 2x24h: DC₅₀ SE ± 0,2, Kontrolle SE ± 0,7; 4x24h: DC₅₀ SE ± 0,0, Kontrolle SE ± 0,7; 2x24h: DC₁₅ SE ± 0,8, Kontrolle SE ± 0,9; 4x24h DC₁₅ SE ± 1,1, Kontrolle SE ± 1,1. *** p≤0,001 - Mann-Whitney-Test; * p≤0,05 - Mann-Whitney-Test.

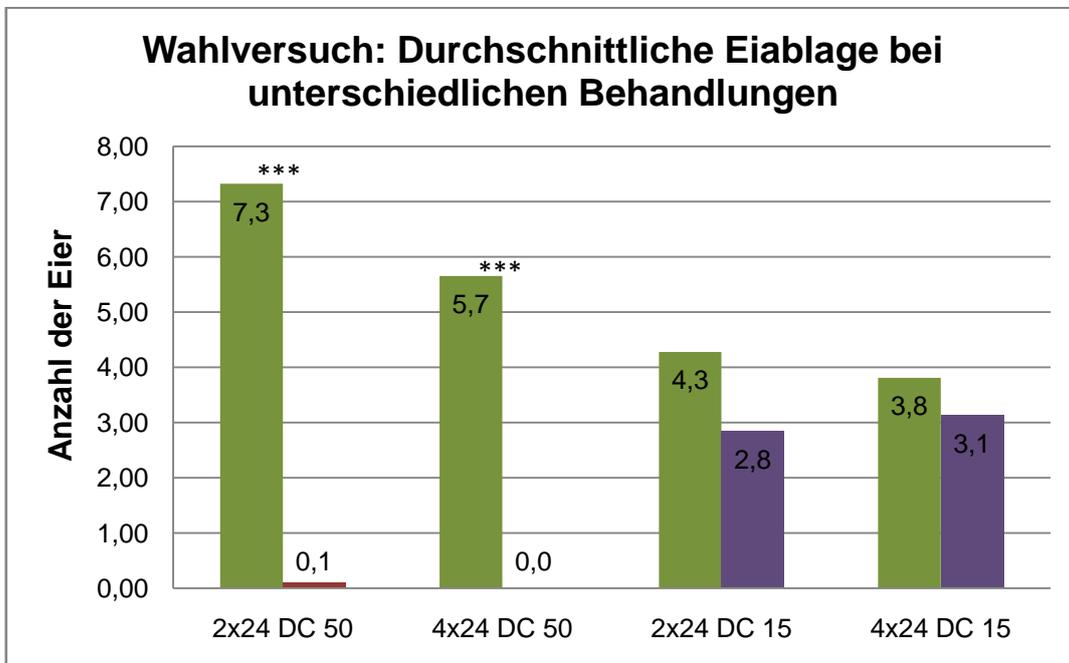


Abbildung 24: Durchschnittliche Eiablage im Wahlversuch zu unterschiedlichen Zeitpunkten (2x24h bzw. 4x24h) nach Ovipositionsbeginn. Die dem Versuch vorangegangene Exposition wurde bei der Auswertung nicht berücksichtigt. Grün=Kontrollflüssigkeit; Violett= DC₁₅= 0,17% 4-Allylanisol; Rot= DC₅₀= 0,94% 4-Allylanisol. Standardfehler: 2x24h: DC₅₀ SE ± 0,1, Kontrolle SE ± 0,5; 4x24h: DC₅₀ SE ± 0,0, Kontrolle SE ± 0,2; 2x24h: DC₁₅ SE ± 0,5, Kontrolle SE ± 0,6; 4x24h: DC₁₅ SE ± 0,4, Kontrolle SE ± 0,4. *** p ≤ 0,001 Mann-Whitney-Test.

5. Diskussion

Als Semiochemikalien werden Komponenten bezeichnet, die von einem Organismus abgegeben werden und eine Verhaltensänderung oder eine physiologische Reaktion in derselben oder einer anderen Spezies bewirken. Auch synthetische Analoga dieser Komponenten werden zu den Semiochemikalien gerechnet, bei denen man Pheromone und Allelochemikalien unterscheiden kann. Während Pheromone intraspezifisch wirken, üben Allelochemikalien ihre Wirkung auf Angehörige einer anderen Art (d.h. interspezifisch) aus. Allelochemikalien werden je nach ihrem Effekt auf Sender und Empfänger in Kairomone, Allomone und Synomone unterteilt. Während Kairomone eine positive Wirkung auf den Empfänger, jedoch eine negative Wirkung auf den Sender ausüben, verhält es sich bei Allomonen genau umgekehrt: Sie sind dem Sender von Vorteil. Synomone haben für Empfänger und Sender einen positiven Effekt (Regnault-Roger 2012b).

Pflanzen bilden ein ganzes Arsenal an Allomonen, die co-evolutiv entstanden sind und der Verteidigung gegen Fraßfeinde dienen. Dazu gehören auch ätherische Öle und ihre Einzelkomponenten. Allomone können auf verschiedenste Weise wirken: antinutritiv durch die Störung des Verdauungssystems, fraßhemmend durch abweisenden Geschmack, neurotoxisch durch Störung des Nervensystems oder durch negativen Einfluss auf das biotische Potential von potentiellen Parasiten und Schädlingen. Allomone können in ihrer Wirkung gegen Insekten, Nematoden, Pilze, Bakterien und andere Pflanzenarten gerichtet sein (Regnault-Roger 2012a, 2012b). Derzeit sind 17500 Pflanzenarten bekannt, die ätherische Öle produzieren, wobei die Akkumulation der Öle in den unterschiedlichsten Pflanzenorganen stattfinden kann. So wird Anisöl in den Früchten von Anis (*P. anisum*) gebildet (Regnault-Roger et al. 2012). Die Bestandteile der ätherischen Öle sind meist volatil, weil sie ein geringes Molekulargewicht haben. Daher können die Duftsignale mit dem Wind weit verbreitet werden (Regnault-Roger 2012b).

Allomone können in ihrer Wirkung repellent oder deterrent sein. Repellenz verursacht ein Vermeidungsverhalten: Insekten werden davon abgehalten, mit der betreffenden Pflanze in Kontakt zu treten. Bei einer deterrenten Wirkung hingegen findet zwar Kontakt zur Pflanze statt, jedoch kommt es zu einer verminderten Fraß- und Ovipositionsleistung (Dethier et al. 1960).

Die Einzelkomponente 4-Allylanisol und ihre potentielle repellente oder deterrenter Wirkung stand im Zentrum dieser Arbeit. Die Auswirkung von 4-Allylanisol auf Thripse wurde bisher noch nicht untersucht. Dittenberger (2012) beschäftigte sich jedoch mit der Wirkung des Anisöls auf *F. occidentalis*. Hauptbestandteil des Anisöls ist *trans*-Anethol (87-94%), 4-Allylanisol ist die zweithäufigste Komponente (0,5-5%). Weitere Anteile des Anisöls sind Linalool, 1,8-Cineol, Limonen und α -Phellandren, die in der untersuchten Probe jeweils zu unter 1% enthalten waren (Sticher 2010; Dittenberger 2012). In dieser Arbeit wurde jedoch keine repellente oder deterrenter Wirkung des Anisöls auf *F.occidentalis* festgestellt.

Eine toxische Wirkung von 4-Allylanisol konnte an Fruchtfliegen demonstriert werden: Die drei Arten *Ceratitis capitata* Wiedemann, *Bactrocera dorsalis* Hendel und *Bactrocera cucurbitae* Coquillett überlebten einen Kontakt (LT_{90} = Zeit, nach der 90% der Tiere tot bzw. regungslos waren) mit 10% 4-Allylanisol nur 8 Minuten (*B. dorsalis*) bzw. 15 Minuten (*C. capitata*, *B.cucurbitae*). Dauerte der Kontakt länger als 4 Stunden, verstarben alle Tiere. Bei einem Kontakt unter 2h erholten sich einige jener Tiere wieder, die nur regungslos gewesen waren (Chang et al. 2009). Ziel der Arbeit von Chang et al. war es, Einzelkomponenten für einen potentiellen Einsatz des „attract and kill“-Verfahrens zu testen. Daher wurde 4-Allylanisol auch auf seine Wirkung in Kombination mit Methyleugenol untersucht, welches als Lockstoff der männlichen *B. dorsalis* fungiert. Die toxische Wirkung von 4-Allylanisol war in dieser Kombination jedoch reduziert. Dies erklären sich Chang et al. durch eine mögliche antagonistische Wirkung, da beide Komponenten am selben Zielort agieren. Chang et al. dosieren in ihrer Arbeit 4-Allylanisol jedoch viel höher (10%), als es in der vorliegenden Arbeit geschehen ist, wo die höchste Konzentration unter 1% betrug. Ob 4-Allylanisol auch auf Thripse in dieser Konzentration toxisch wirkt, müsste noch getestet werden.

Hayes et al. (1994) und Hayes und Strom (1994) stellen eine repellente Wirkung von 4-Allylanisol auf verschiedene Borkenkäferarten (*Dendroctonus frontalis* Zimmermann, *D. brevicornis* LeConte, *D. ponderosae* Hopkins, *D. rufipennis* Kirby und *Ips pini* Say) fest. Im Vergleich mit dem natürlichen Anti-Aggregationspheromon Verbenon betrug die Repellenz von 4-Allylanisol in Laborversuchen jeweils über 80% (Hayes et al. 1994). Auch in Feldtests konnte die Wirkung von 4-Allylanisol bei Borkenkäfern nachgewiesen werden. Dabei wurde die Inhibition der Aggregation im Vergleich zu Verbenon untersucht. In aufgestellten Fallen mit 4-Allylanisol wurden

77% weniger *D. ponderosae* gefangen als in unbehandelten Fallen. Verbenon erzielte im Vergleich dazu eine Reduktion von 91%, jedoch sind beide Werte signifikant niedriger als die üblichen Fangzahlen. *I. pini* wurde in Fallen ausgezählt, die mit einem Lockstoff versehen waren. Dabei reduzierte sich die Fangzahl um 43%, wenn der Lockstoff mit 4-Allylanisol kombiniert wurde (Hayes und Strom 1994). Auch *D. frontalis* reagierte auf die Testsubstanz: So wurden in Fallen, die mit Verbenon oder mit 4-Allylanisol behandelt wurden, deutlich weniger Tiere gefangen. Im Unterschied zu Verbenon, das vor allem auf die Weibchen wirkt, konnten bei 4-Allylanisol keine Geschlechtsunterschiede in der Wirkung gefunden werden (Hayes et al. 1994).

Die Ergebnisse der vorliegenden Arbeit zeigen, dass 4-Allylanisol auf *F. occidentalis* nicht repellent, jedoch in ausreichender Konzentration deterrent wirkt. *F. occidentalis* zeigte in Olfaktometerversuchen eine neutrale Reaktion auf die getestete Substanz 4-Allylanisol (1% und 10%). Die Wahrscheinlichkeit, dass *F.occidentalis* das Blatt verlässt, wenn es mit 4-Allylanisol (0,94% und 0,17%) in Kontakt kommt, unterschied sich nicht von jener der Kontrollgruppe. Auch der Zeitpunkt, zu dem das Blatt verlassen wurde sowie die gezeigten Verhaltensmuster auf dem Blatt waren sowohl bei der Behandlung als auch bei der Kontrolle ähnlich. Diese Ergebnisse lassen den Schluss zu, dass 4-Allylanisol keine repellente Wirkung auf *F.occidentalis* hat.

Die Saug- und Ovipositionsaktivität von *F.occidentalis* lag im No-Choice-Versuch auf Blättern, die mit 0,94% oder 0,17% 4-Allylanisol behandelt wurden, etwas niedriger als auf unbehandelten bzw. mit Kontrollflüssigkeit behandelten Blättern. Jedoch sind diese Unterschiede statistisch nicht signifikant. Hierbei gilt allerdings zu berücksichtigen, dass den Thripsen aufgrund des Versuchsaufbaus als einzige Nahrungsquelle/ als einziges Ovipositionsmaterial das behandelte Blattscheibchen zur Verfügung stand. Sie hatten demnach die Wahl, entweder gar nicht zu saugen und gar keine Eier zu legen, oder mit dem behandelten Blattscheibchen vorliebzunehmen. Im Wahlversuch zeigte sich eindeutig, dass *F.occidentalis* das Blattmaterial, das mit 0,94% 4-Allylanisol behandelt wurde, als Nahrungsquelle und zur Oviposition meidet, wenn eine Wahlmöglichkeit besteht. Die geringere Konzentration – 0,17% – ließ zwar eine ähnliche Tendenz erkennen, das Ergebnis war jedoch nur in einem Fall statistisch signifikant und daher nicht eindeutig genug um von einer Wirkung zu sprechen.

4-Allylanisol wirkt deterrent auf *F.occidentalis*, wie die eindeutigen Ergebnisse im Wahlversuch mit der Konzentration 0,97% zeigten. Diese deterrenten Wirkung ist jedoch abhängig von der Konzentration und vom Versuchsaufbau.

Die Blattscheibchen-Wahlversuche mit trainierten und naiven *F.occidentalis*-Weibchen führten außerdem zu dem Ergebnis, dass sich *F.occidentalis* nicht an 4-Allylanisol gewöhnt. Dies gilt sowohl für Thripse, die 2x24h mit 4-Allylanisol trainiert wurden, als auch für jene, die 4x24h mit der Komponente in Kontakt kamen. Nicht nur in der hohen Konzentration 0,94%, sondern auch in der geringeren Konzentration 0,17% konnten keine Gewöhnungseffekte festgestellt werden. Interessant war dabei die Tatsache, dass *F.occidentalis* nach 4x24h Training mit 0,17% 4-Allylanisol die Substanz sogar stärker zu meiden schien als die naive Kontrollgruppe. Hier besaugten trainierte Weibchen eine signifikant größere Fläche am Kontrollblattscheibchen als naive Weibchen. Am Testblattscheibchen unterschieden sich die besaugten Flächen von trainierten und naiven Tieren nicht. Dieses Phänomen trat nur nach der längeren Trainingsperiode auf, nicht jedoch nach 2x24h, und bezog sich ausschließlich auf den Saugschaden. In der Eiablage konnten keine Unterschiede zur naiven Gruppe gefunden werden. Eine mögliche Erklärung dafür könnte ein Kompensationsverhalten sein: Nachdem die Thripse 4x24h einer sublethalen Konzentration 4-Allylanisol ausgesetzt worden waren, wurden die negativen Effekte auf die Fitness durch ein verstärktes Saugen an den unbehandelten Blattscheibchen wieder ausgeglichen. Diese Hypothese müsste jedoch in weiteren Arbeiten überprüft werden.

4-Allylanisol könnte aufgrund seiner deterrenten Wirkung und aufgrund fehlender Gewöhnungseffekte für einen Einsatz in der Praxis in Betracht gezogen werden. Ätherische Öle und ihre Einzelkomponenten eignen sich besonders für den Einsatz in „Push/Pull“- Verfahren. Die deterrenten oder repellente Komponente vertreibt als „Push“- Faktor die Thripse aus jener Kultur, welche geschützt werden soll. Gleichzeitig dient ein attraktiver Stoff als „Pull“-Faktor, welcher die Thripse in Kulturen lockt, die als Fangpflanzen verwendet werden. Dort werden sie abgetötet, bevorzugt mit biologischen Kontrollmethoden (Koschier 2008).

Um eine konkrete Eignung von 4-Allylanisol für diesen Ansatz feststellen zu können, müssten jedoch eine Reihe von Vorversuchen durchgeführt werden. Hier gilt es einerseits, die geeignetste Konzentration zu finden. Picard et al. (2012) haben eine Reihe von ätherischen Ölen für den Einsatz in der Praxis getestet. Ziel ihrer Arbeit

war es, ein ätherisches Öl zu finden, das als repellentes Spray gegen *F.occidentalis* in Zierpflanzen eingesetzt werden könnte. Dabei beobachteten sie, dass die Repellenz der meisten Komponenten zwischen 0,125% und 0,5% zunimmt. Weiters wäre eine passende Formulierung des Wirkstoffs von Bedeutung. Da ätherische Öle volatil sind, hält ihre Wirkung nach Applikation nur kurz an (Picard et al. 2012; Regnault-Roger 2012b). Picard et al. (2012) konnten die Wirkdauer durch den Einsatz von Alginat-Polymeren und Methylcellulose-Polymeren stark verlängern. Die Polymere schlossen die ätherischen Komponenten ein und gaben sie kontrolliert wieder ab. So konnte eine repellente Wirkdauer der ätherischen Öle von *S. montana* L. (Berg-Bohnenkraut) und *T. serpyllum* L. (Wilder Thymian) von 3-4 Tagen erreicht werden. Da das Alginat-Polymer eine eigenständige repellente Wirkung auf *F.occidentalis* hat, wurde der abstossende Effekt in dieser Formulierung noch zusätzlich verstärkt.

Ebenfalls müsste die Formulierung so gewählt werden, dass mögliche phytotoxische Effekte verhindert werden können. Nach der Behandlung mit 0,94% 4-Allylanisol wurde in vorliegender Arbeit teilweise Phytotoxizität beobachtet. Allerdings traten diese Probleme in Vorversuchen nur in sehr geringem Ausmaß auf (Koschier - persönliche Mitteilung). Um für einen Push/Pull-Ansatz geeignet zu sein, sollte 4-Allylanisol außerdem keine negativen Effekte auf Nützlinge haben.

Interessant wäre es auch, die Wirkung jener ätherischen Öle auf *F.occidentalis* zu untersuchen, die 4-Allylanisol enthalten. Hier wäre vor allem das Estragonöl bedeutsam, da es 4-Allylanisol zu einem hohen Prozentsatz enthält (Sticher 2010).

6. Conclusio

Die vorliegende Arbeit führt zu dem Ergebnis, dass 4-Allylanisol keine repellente Wirkung auf *F.occidentalis* hat. In höherer Konzentration (0,94%) wirkt 4-Allylanisol deterrent im Wahlversuch. In niedrigerer Konzentration (0,17%) konnte keine signifikant deterrente Wirkung festgestellt werden. Dies galt auch für beide Konzentrationen im No-Choice-Versuch. Nach 2x24h sowie nach 4x24h Exposition konnten keine Gewöhnungseffekte an 4-Allylanisol gefunden werden. Dies galt für beide getesteten Konzentrationen. Aufgrund der deterrenten Eigenschaften und fehlender Gewöhnungseffekte bei *F.occidentalis* könnte 4-Allylanisol für einen Einsatz in der Praxis geeignet sein.

7. Bibliographie

Bennison J et al. (2007) Use of entomopathogenic nematodes for the management of western flower thrips and tospoviruses. In: Ullman D, Moyer J, Goldbach R, Moritz G. VIII International symposium on thysanoptera and tospoviruses September 11-15, 2005. Asilomar, Pacific Grove, California. 49pp J Insect Sci. 7:28

Börner H, Schlüter K, Aumann J (2009) Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz. Springer, Dordrecht Heidelberg London New York

Budavari S (1996) The Merck index. An encyclopedia of chemicals, drugs and biologicals. Merck, Whitehouse Station, NJ

Bühl A (2012) SPSS 20. Einführung in die moderne Datenanalyse. Pearson, München

Chang C, Cho I, Li Q (2009) Insecticidal Activity of Basil Oil, *trans*- Anethole, Estragole, and Linalool to Adult Fruit flies of *Ceratitis capitata*, *Bactrocera dorsalis*, and *Bactrocera cucurbitae*. J Econ Entomol 102: 203-209

Childers C (1997) Feeding and oviposition injuries to plants. In: Lewis T (ed) Thrips as crop pests, 1st edn. Cab International, Oxon, pp 505-538

Cho J, Mau R, German T, Hartmann R, Yudin L, Gonsalves D, Providenti R (1989) A Multidisciplinary Approach to Management of Tomato Spotted Wilt Virus in Hawaii. Plant Dis 73: 375-383.

Demirozer O, Tyler-Julian K, Funderburk J, Leppla N, Reitz S (2012) *Frankliniella occidentalis* (Pergande) integrated pest management programs for fruiting vegetables in Florida. Pest Manag Sci 68: 1537-1545

Dethier V, Barton Browne L, Smith C (1960) The Designation of Chemicals in Terms of the Response They Elicit from Insects. J Econ Entomol 53: 134-136

Dittenberger M (2012) Die Wirkung von Anisöl und *trans*-anethol auf das Verhalten von *Frankliniella occidentalis* Pergande. Diplomarbeit, Universität für Bodenkultur Wien

Funderburk J (2007) Management of thrips using natural enemies. In: Ullman D, Moyer J, Goldbach R, Moritz G. VIII International symposium on thysanoptera and tospoviruses September 11-15, 2005. Asilomar, Pacific Grove, California. 49pp J Insect Sci. 7:28

Gao Y, Lei Z, Reitz S (2012) Western flower thrips resistance to insecticides: detection, mechanisms and management strategies. Pest Manag Sci 68: 1111-1121

Hallmann J, Quadt-Hallmann A, von Tiedemann A (2009) Phytomedizin. Grundwissen Bachelor. Ulmer, Stuttgart

Hayes J, Strom B, Roton L, Ingram L (1994) Repellent Properties of the Host compound 4-Allylanisole to the Southern Pine Beetle. J Chem Ecol 20: 1595-1615

Hayes J, Strom B (1994) 4-Allylanisole as an Inhibitor of Bark Beetle (Coleoptera: Scolytidae) Aggregation. J Econ Entomol 87: 1586-1594

Isman M, Koul O, Luczynski A, Kaminskis J (1990) Insecticidal and Antifeedant Bioactivities of Neem Oils and Their Relationship to Azadirachtin Content. J Agric Food Chem 38: 1406-1411

Jensen S (2000a) Insecticide resistance in the western flower thrips, *Frankliniella occidentalis*. Integrated Pest Manag Rev 5: 131-146

Jensen S (2000b) Mechanisms associated with methiocarb resistance in *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera:Thripidae). J Econ Entomol 93: 464-471

Kirk W (2002) The pest and vector from the west: *Frankliniella occidentalis*.

<http://www.ento.csiro.au/thysanoptera/Symposium/Section1/3-Kirk.pdf>.

Accessed October 2013

Kirk W, Terry I (2003) The spread of the western flower thrips *Frankliniella occidentalis* (Pergande). *Agric Forest Entomol* 5: 301-310

Kirk W (1997) Feeding. In: Lewis T (ed) *Thrips as crop pests*, 1st edn. Cab International, Oxon, pp 119-174

Kirk W (1996) *Thrips*. The Richmond Publishing, Slough, UK

Koschier E (2008) Essential Oil Compounds for Thrips Control – A Review. *Nat Prod Commun* 3: 1171-1182

Koschier E, Hoffmann D, Riefler J (2007) Influence of salicylaldehyde and methyl salicylate on post-landing behaviour of *Frankliniella occidentalis* Pergande. *J Appl Entomol* 131:362-367

Koschier E, De Kogel W, Visser H (2000) Assessing the attractiveness of volatile plant compounds to western flower thrips *Frankliniella occidentalis*. *J Chem Ecol* 26: 2643-2655

Lohninger H (2012) *Grundlagen der Statistik*.
http://www.statistics4u.info/fundstat_germ/index.html.
Accessed October 25, 2013

Loomans A, Murai T (1997) Culturing thrips and parasitoids. In: Lewis T (ed) *Thrips as crop pests*, 1st edn. Cab International, Oxon, pp 477-504

Picard I, Hollingsworth R, Salmieri S, Lacroix M (2012) Repellency of Essential Oils to *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) as Affected by Type of Oil and Polymer Release. *J Econ Entomol* 105:1238-1247

Potter C (1952) An improved laboratory apparatus for applying direct sprays and surface films, with data on the electrostatic charge on atomised spray fluids. *An Appl Biol* 39:1-28

Pergande T (1895) Observations on certain Thripidae. *Insect Life* 7:390-395

Regnault-Roger C, Vincent C, Arnason J (2012) Essential Oils in Insect Control: Low-Risk Products in a High-Stakes World. *Annu Rev Entomol* 57:405-424

Regnault-Roger C (2012a) Botanicals in Pest Management. In: Abrol D, Shankar U (eds) *Integrated Pest Management. Principles and Practice*, CABI, Wallingford, UK.

Regnault-Roger C (2012b) Trends for Commercialization of Biocontrol Agent (Biopesticide) Products. In: Mérillon J, Ramawat K (eds) *Plant Defence: Biological Control*, Springer, Dordrecht Heidelberg London New York

Riefler J (2009) Wirkung ätherischer Öle auf das Verhalten von Thripsen. *F. occidentalis* und *Thrips tabaci* (Thysanoptera: Thripidae). Südwestdeutscher Verlag für Hochschulschriften, Saarbrücken

Sticher O (2010) Ätherische Öle und Drogen, die ätherische Öle enthalten. In: Hänsel R, Sticher O (eds) *Pharmakognosie- Phytopharmazie*, Springer-Verlag, Berlin Heidelberg

Tommasini M, Maini S (1995) *Frankliniella occidentalis* and other thrips harmful to vegetable and ornamental crops in Europe. In: Loomans A, van Lenteren J, Tommasini M, Maini S, Riudavets J (eds.) *Biological control of thrips pests*, Wageningen Agric Univ Papers, Wageningen, pp 1-42

Ullman D, Sherwood J, German T (1997) Thrips as vectors of plant pathogens. In: Lewis T (ed) *Thrips as crop pests*, 1st edn. Cab International, Oxon, pp 539-566

van Rijn P, Mollema C, Steenhuis-Broers G (1995) Comparative life history studies of *Frankliniella occidentalis* and *Thrips tabaci* (Thysanoptera: Thripidae) on cucumber. *Bull Entomol Res* 85: 285-197

8. Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: <i>Frankliniella occidentalis</i> in verschiedenen Stadien. 1 – Pseudopupa, 2 –adultes Männchen, 3 – adultes Weibchen. Entnommen aus Kirk (1996)	13
Abbildung 2: <i>Frankliniella occidentalis</i> in verschiedenen Stadien. 1 – Ei, 2 – erstes Larvenstadium, 3 – zweites Larvenstadium, 4 – Praepupa. Entnommen aus Kirk (1996)	13
Abbildung 3: Aspirator mit gelbem Mundstück	19
Abbildung 4: 4-Allylanisol. Entnommen aus Sticher (2010)	20
Abbildung 5: Korkbohrer zum Ausstechen der Blattscheibchen	22
Abbildung 6: Olfaktometer. Der Pfeil zeigt die Richtung des Luftstroms an. a und b: Wheaton Micro Kit Adapter, im Hintergrund befinden sich die Phiolen mit den Testsubstanzen. c: Glasypsilon. d: Pumpenschlauch.	24
Abbildung 7: Tablett mit No-Choice Blattscheibchenversuch	28
Abbildung 8: Schale mit Blattscheibchen-Wahlversuch. Zu erkennen ist der Saugschaden auf der Kontrollblattscheibe links unten.	30
Abbildung 9: Entscheidungen von adulten <i>F. occidentalis</i> - Weibchen im Olfaktometerversuch zwischen 4-Allylanisol (1% bzw. 10%) und der Probe (Paraffinöl). N.s. im Test auf Binominalverteilung.	34
Abbildung 10: Kumulierte Wahrscheinlichkeit, mit der ein Versuchstier das Blatt vor Ablauf der 180 Sekunden verlässt. Die Unterschiede zwischen den Behandlungen sind nicht signifikant nach Kaplan-Meyer und Log-In (Mantel Cox).	35
Abbildung 11: Die durchschnittlichen Abflugzeitpunkte (in Sekunden) von <i>F.occidentalis</i> auf unterschiedlich behandelten Blattscheibchen. Kontrolle= Kontrollflüssigkeit, DC15= 0,17% 4-Allylanisol, DC50 = 0,94% 4-Allylanisol; SE =Standardfehler. N.s. im Kruskal-Wallis-Test.	36
Abbildung 12: Absolute Häufigkeit der Verhaltensmuster „Bewegung“, „Ruhe“, „Kante“, „Hüpfen“ und „Abflug“ bei unterschiedlich behandelten Blattscheibchen. Kontrolle = Kontrollflüssigkeit; DC15= 0,17% 4-Allylanisol; DC50= 0,94% 4-Allylanisol. N.s. nach einfaktorieller ANOVA und Post-hoc Bonferroni-Test.	37
Abbildung 13: Absolute Häufigkeit der Verhaltensmuster „Bewegung“, „Ruhe“, „Kante“, „Hüpfen“ und „Abflug“ bei unterschiedlich behandelten Blattscheibchen in Minute 1. Kontrolle = Kontrollflüssigkeit; DC15= 0,17% 4-Allylanisol; DC50= 0,94% 4-Allylanisol.	38
Abbildung 14: Absolute Häufigkeit der Verhaltensmuster „Bewegung“, „Ruhe“, „Kante“, „Hüpfen“ und „Abflug“ bei unterschiedlich behandelten Blattscheibchen in Minute 2. Kontrolle = Kontrollflüssigkeit; DC15 = 0,17% 4-Allylanisol; DC50= 0,94% 4-Allylanisol.	38
Abbildung 15: Absolute Häufigkeit der Verhaltensmuster „Bewegung“, „Ruhe“, „Kante“, „Hüpfen“ und „Abflug“ bei unterschiedlich behandelten Blattscheibchen in Minute 3. Kontrolle = Kontrollflüssigkeit; DC15 = 0,17% 4-Allylanisol; DC50= 0,94% 4-Allylanisol.	39
Abbildung 16: Mittelwert und Standardfehler der Ovipositionsaktivität adulter <i>F. occidentalis</i> - Weibchen auf unterschiedlich behandelten Blattscheibchen. 4-Allylanisol DC15= 0,17%,	

4-Allylanisol DC50= 0,94%, SE= Standardfehler. N.s. nach einfaktorieller ANOVA und Post-hoc Bonferroni-Test. -----42

Abbildung 17: Mittelwert und Standardfehler der Saugaktivität (in mm²) adulter *F. occidentalis* - Weibchen auf unterschiedlich behandelten Blattscheibchen. 4-Allylanisol DC15 = 0,17%, 4-Allylanisol DC50 = 0,94%, SE= Standardfehler. N.s. nach einfaktorieller ANOVA und Post-hoc Bonferroni-Test. -----42

Abbildung 18: Vergleich des durchschnittlichen FDI- und ODI Werts trainierter und naiver *F.occidentalis* - Weibchen nach 2x24h Exposition mit 0,94% 4-Allylanisol (entspricht DC50). MW= Mittelwert, SE = Standardfehler, FDI= Feeding Deterrence Index, OVI= Oviposition Deterrence Index. N.s. nach Mann-Whitney-U-Test.-----45

Abbildung 19: Vergleich des durchschnittlichen FDI- und ODI Werts trainierter und naiver *F.occidentalis* - Weibchen nach 2x24h Exposition mit 0,17% 4-Allylanisol (entspricht DC15). MW= Mittelwert, SE= Standardfehler, FDI= Feeding Deterrence Index, OVI= Oviposition Deterrence Index. Aufgrund der hohen Werte der Standardfehler werden diese nicht im Diagramm dargestellt. N.s. nach Mann-Whitney-U-Test.-----46

Abbildung 20: Vergleich des durchschnittlichen FDI- und ODI Werts trainierter und naiver *F.occidentalis* - Weibchen nach 4x24h Exposition mit 0,94% 4-Allylanisol (entspricht DC50). MW= Mittelwert, SE= Standardfehler, FDI= Feeding Deterrence Index, OVI= Oviposition Deterrence Index. N.s. nach Mann-Whitney-U-Test.-----47

Abbildung 21:Vergleich des durchschnittlichen FDI- und ODI Werts trainierter und naiver *F.occidentalis* - Weibchen nach 4x24h Exposition mit 0,17% 4-Allylanisol (entspricht DC15). MW= Mittelwert, SE= Standardfehler, FDI= Feeding Deterrence Index, OVI= Oviposition Deterrence Index. Aufgrund der hohen Werte der Standardfehler werden diese nicht im Diagramm dargestellt. N.s. nach einfaktorieller ANOVA.-----48

Abbildung 22: Vergleich des durchschnittlichen Saugschadens in mm² trainierter und naiver *F.occidentalis*-Weibchen nach 2x24h und 4x24h Training mit 0,17% 4-Allylanisol im Wahlversuch. Kontrolle = ausschließlich das Kontrollblattscheibchen wurde besaugt. DC15= ausschließlich das mit 0,17% 4-Allylanisol behandelte Blattscheibchen wurde besaugt. Beide = sowohl das Blattscheibchen mit 4-Allylanisol als auch das Kontrollblattscheibchen wurden besaugt. Standardfehler: Trainiert 2x24h: Kontrolle: SE = ±0,9 DC15: SE = ±1,1, Beide: SE = ±2,5. Naiv 2x24h: Kontrolle: SE = ±1,3, DC15: SE = ±1,0, Beide: SE = ±0,9. Trainiert 4x24h: Kontrolle: SE = ±1,1, DC15: SE = ±2,2, Beide: SE = ±1,3. Naiv 4x24h: Kontrolle: SE = ±1,2, DC15: SE = ±1,4, Beide: SE = ±1,7. *Vergleich Kontrolle Trainiert 4x24h mit Kontrolle Naiv 4x24h: signifikant (p=0,043; einfaktorielle ANOVA); Vergleich Beide Trainiert 4x24h mit Beide Naiv 4x24h knapp nicht signifikant (P=0,051; einfaktorielle ANOVA). -----49

Abbildung 23: Durchschnittlicher Saugschaden in mm² im Wahlversuch zu unterschiedlichen Zeitpunkten (2x24h bzw. 4x24h) nach Ovipositionsbeginn. Die dem Versuch vorangegangene Exposition wurde bei der Auswertung nicht berücksichtigt. Grün=Kontrollflüssigkeit; Violett = DC15= 0,17% 4-Allylanisol; Rot= DC50= 0,94% 4-

*Allylanisol. Standardfehler: 2x24h: DC50 SE ± 0,2, Kontrolle SE ± 0,7; 4x24h: DC50 SE ± 0,0, Kontrolle SE ± 0,7; 2x24h: DC15 SE ± 0,8, Kontrolle SE ± 0,9; 4x24h DC15 SE ± 1,1, Kontrolle SE ± 1,1. *** p≤0,001 - Mann-Whitney-Test; * p≤0,05 - Mann-Whitney-Test. -51*

*Abbildung 24: Durchschnittliche Eiablage im Wahlversuch zu unterschiedlichen Zeitpunkten (2x24h bzw. 4x24h) nach Ovipositionsbeginn. Die dem Versuch vorangegangene Exposition wurde bei der Auswertung nicht berücksichtigt. Grün=Kontrollflüssigkeit; Violett= DC15= 0,17% 4-Allylanisol; Rot= DC50= 0,94% 4-Allylanisol. Standardfehler: 2x24h: DC50 SE ± 0,1, Kontrolle SE ± 0,5; 4x24h: DC50 SE ± 0,0, Kontrolle SE ± 0,2; 2x24h: DC15 SE ± 0,5, Kontrolle SE ± 0,6; 4x24h: DC15 SE ± 0,4, Kontrolle SE ± 0,4. *** p ≤ 0,001 Mann-Whitney-Test. -----51*

9. Anhang mit Originaldaten

9.1. Daten zu Olfaktometerversuchen

Olfaktometer-Testprotokoll

Thripsart: *Frankliniella occidentalis*

Probe: 4-Allylanisol

Konzentration: 1%

Menge: 1µl

Kontrolle: Paraffinöl

	25.07.2013		26.07.2013		30.07.2013	
WH.:	1		2		3	
Nr.	Probe	Kontrolle	Probe	Kontrolle	Probe	Kontrolle
1	x		x			x
2	x			x		x
3	x		x			x
4		x		x		x
5		x	x			x
6		x		x	x	
7	x		x		x	
8	x			x		x
9	x		x			x
10	x		x		x	
11		x	x		x	
12	x			x		x
13		x		x		x
14	x		x		x	
15		x	x			x
16	x			x	x	
17	x			x		x
18	x		x		x	
19	x			x		x
20	x		x			x
Summe:	14	6	11	9	7	13
Prozent:	70	30	55	45	35	65
	Gesamt:				Probe:	Kontrolle:
					32	28

Olfaktometer-Testprotokoll

Thripsart: *Frankliniella occidentalis*

Probe: 4-Allylanisol

Konzentration: 10%

Menge: 1µl

Kontrolle: Paraffinöl

	25.07.2013		26.07.2013		30.07.2013	
WH.:	1		2		3	
Nr.	Probe	Kontrolle	Probe	Kontrolle	Probe	Kontrolle
1		x		x	x	
2		x		x	x	
3		x		x	x	
4	x			x	x	
5	x			x		x
6	x		x		x	
7		x		x		x
8	x			x		x
9		x	x			x
10		x		x	x	
11	x			x	x	
12	x			x		x
13		x		x	x	
14		x	x			x
15		x		x	x	
16	x		x		x	
17	x		x			x
18	x		x			x
19		x		x		x
20		x	x		x	
Summe:	9	11	7	13	11	9
Prozent:	45	55	35	65	55	45
	Gesamt:				Probe:	Kontrolle:
					27	33

9.2. Daten zu Erstkontaktreaktionsversuchen

B= Bewegung (Nicht-Verweilen auf einem Ort)

R= Ruhe (Verweilen auf einem Ort, länger als 5 Sec.)

K= Kante (Bewegung oder Ruhe an der äußersten Blattkante)

H= Hüpfen

WH	Serie	Behandlung	Min 1				Min 2				Min 3				take off
			B	R	K	H	B	R	K	H	B	R	K	H	
1	1	Kontrolle	x			x									00:02
2	1	Kontrolle	x	x	x	x	x	x				x			03:00
3	1	Kontrolle	x		x		x		x			x		x	03:00
4	1	Kontrolle	x		x		x	x	x			x	x	x	03:00
5	1	Kontrolle	x		x		x		x			x		x	03:00
6	2	Kontrolle	x		x	x									00:20
7	2	Kontrolle	x	x	x		x	x	x			x	x	x	03:00
8	2	Kontrolle	x		x		x		x			x	x	x	03:00
9	2	Kontrolle	x		x		x	x	x			x			03:00
10	2	Kontrolle	x		x		x		x			x	x	x	03:00
11	3	Kontrolle	x		x	x									00:26
12	3	Kontrolle	x												00:05
13	3	Kontrolle	x												00:02
14	3	Kontrolle	x												00:01
15	3	Kontrolle	x		x	x									00:12
16	4	Kontrolle	x		x			x	x			x	x	x	03:00
17	4	Kontrolle	x	x	x		x	x	x				x		03:00
18	4	Kontrolle	x		x		x	x				x	x		03:00
19	4	Kontrolle	x												00:02
20	4	Kontrolle	x		x										00:30
21	5	Kontrolle	x		x	x									00:50
22	5	Kontrolle				x									00:02
23	5	Kontrolle	x		x		x	x	x			x	x	x	03:00
24	5	Kontrolle	x		x		x	x	x			x	x	x	03:00
25	5	Kontrolle	x		x		x		x			x	x	x	03:00
26	6	Kontrolle	x		x	x									00:10
27	6	Kontrolle	x	x	x		x	x	x				x		03:00
28	6	Kontrolle	x		x		x	x	x			x		x	02:25
29	6	Kontrolle	x	x	x		x	x	x			x	x		03:00
30	6	Kontrolle	x		x	x									00:13
		Häufigkeit in %	29 97%	5 17%	24 80%	9 30%	16 53%	12 40%	15 50%	0 0%	13 43%	14 47%	11 37%	2 7%	MW 01:46

WH	Serie	Behandlung	Min 1				Min 2				Min 3				take off
			B	R	K	H	B	R	K	H	B	R	K	H	
1	1	4-Allylanisol DC 15	x	x	x		x	x	x			x			03:00
2	1	4-Allylanisol DC 15	x		x		x		x		x	x	x		03:00
3	1	4-Allylanisol DC 15	x	x	x		x	x				x			03:00
4	1	4-Allylanisol DC 15	x	x	x		x		x		x	x	x		03:00
5	1	4-Allylanisol DC 15	x		x		x	x	x	x	x	x	x		03:00
6	2	4-Allylanisol DC 15	x	x		x	x			x		x	x	x	02:50
7	2	4-Allylanisol DC 15	x		x		x		x		x		x		03:00
8	2	4-Allylanisol DC 15	x	x	x		x	x	x		x	x	x		03:00
9	2	4-Allylanisol DC 15	x		x		x	x	x			x			03:00
10	2	4-Allylanisol DC 15	x	x	x	x		x				x			03:00
11	3	4-Allylanisol DC 15	x		x										00:05
12	3	4-Allylanisol DC 15	x		x	x									00:20
13	3	4-Allylanisol DC 15	x		x										00:13
14	3	4-Allylanisol DC 15	x	x	x	x	x	x			x	x			03:00
15	3	4-Allylanisol DC 15	x		x	x									00:24
16	4	4-Allylanisol DC 15	x												00:02
17	4	4-Allylanisol DC 15	x	x	x		x	x	x		x	x	x		03:00
18	4	4-Allylanisol DC 15	x		x										00:10
19	4	4-Allylanisol DC 15	x		x		x	x	x		x	x			03:00
20	4	4-Allylanisol DC 15	x		x	x									00:03
21	5	4-Allylanisol DC 15	x		x	x									00:30
22	5	4-Allylanisol DC 15				x									00:03
23	5	4-Allylanisol DC 15	x		x		x	x	x		x	x	x		03:00
24	5	4-Allylanisol DC 15	x		x		x		x		x		x		03:00
25	5	4-Allylanisol DC 15	x		x		x	x	x		x	x			03:00
26	6	4-Allylanisol DC 15	x			x									00:12
27	6	4-Allylanisol DC 15	x		x		x		x		x		x		03:00
28	6	4-Allylanisol DC 15	x		x		x	x	x		x	x	x		03:00
29	6	4-Allylanisol DC 15	x		x		x		x		x		x		03:00
30	6	4-Allylanisol DC 15	x	x	x	x	x	x				x			03:00
Häufigkeit in %			29 97%	9 30%	26 87%	10 33%	19 63%	14 47%	15 50%	2 7%	14 47%	16 53%	12 40%	1 3%	MW 02:03

WH	Serie	Behandlung	Min 1				Min 2				Min 3				take off
			B	R	K	H	B	R	K	H	B	R	K	H	
1	1	4-Allylanisol DC 50	x			x									00:05
2	1	4-Allylanisol DC 50	x		x	x	x	x		x	x	x			03:00
3	1	4-Allylanisol DC 50	x		x	x									00:25
4	1	4-Allylanisol DC 50	x	x	x					x			x		03:00
5	1	4-Allylanisol DC 50	x			x									00:03
6	2	4-Allylanisol DC 50	x		x	x									00:40
7	2	4-Allylanisol DC 50	x		x	x									00:35
8	2	4-Allylanisol DC 50	x		x					x			x		03:00
9	2	4-Allylanisol DC 50	x			x									00:02
10	2	4-Allylanisol DC 50	x		x	x				x	x	x			03:00
11	3	4-Allylanisol DC 50	x	x	x	x				x					01:05
12	3	4-Allylanisol DC 50				x									00:05
13	3	4-Allylanisol DC 50	x												00:02
14	3	4-Allylanisol DC 50	x		x	x									00:25
15	3	4-Allylanisol DC 50	x		x	x									00:15
16	4	4-Allylanisol DC 50	x			x									00:27
17	4	4-Allylanisol DC 50	x		x					x	x	x			03:00
18	4	4-Allylanisol DC 50	x		x					x	x	x			03:00
19	4	4-Allylanisol DC 50	x		x					x		x		x	03:00
20	4	4-Allylanisol DC 50	x		x	x				x		x			03:00
21	5	4-Allylanisol DC 50	x		x	x									00:17
22	5	4-Allylanisol DC 50				x									00:05
23	5	4-Allylanisol DC 50	x		x					x	x	x			03:00
24	5	4-Allylanisol DC 50	x			x									00:04
25	5	4-Allylanisol DC 50	x			x									00:06
26	6	4-Allylanisol DC 50	x		x					x	x	x			03:00
27	6	4-Allylanisol DC 50	x		x					x	x	x			03:00
28	6	4-Allylanisol DC 50	x		x					x		x			03:00
29	6	4-Allylanisol DC 50	x	x	x					x	x	x			03:00
30	6	4-Allylanisol DC 50	x		x	x									00:35
Häufigkeit			28	3	21	19	13	9	13	0	12	10	10	0	MW
in %			93%	10%	70%	63%	43%	30%	43%	0%	40%	33%	33%	0%	01:28

9.3. Daten zu No-Choice Blattscheibchentests

WH	Serie	Behandlung	Eier	Saugschaden mm ²
1	1	Unbehandelt	9	5
2	1	Unbehandelt	12	9,5
3	1	Unbehandelt	9	8,5
4	1	Unbehandelt	13	7,75
5	1	Unbehandelt	9	6
6	1	Unbehandelt	8	4,5
7	1	Unbehandelt	9	9,75
8	1	Unbehandelt	9	7,75
9	1	Unbehandelt	11	9,75
10	2	Unbehandelt	9	12
11	2	Unbehandelt	9	23
12	2	Unbehandelt	8	15,75
13	2	Unbehandelt	6	18,25
14	2	Unbehandelt	11	14,75
15	2	Unbehandelt	10	18,5
16	2	Unbehandelt	7	19
17	3	Unbehandelt	3	10,5
18	3	Unbehandelt	9	18
19	3	Unbehandelt	6	11,75
20	3	Unbehandelt	5	11,25
21	3	Unbehandelt	10	12,25
22	3	Unbehandelt	5	9
23	3	Unbehandelt	4	12

MW Ei	MW Saug	SE Ei	SE Saug	SD Ei	SD Saug
8,30	11,93	0,53	1,02	2,53	4,89

WH	Serie	Behandlung	Eier	Saugschaden mm ²
	1	1 Kontrollflüssigkeit	6	3,5
	2	1 Kontrollflüssigkeit	7	6
	3	1 Kontrollflüssigkeit	10	3,5
	4	1 Kontrollflüssigkeit	8	9,25
	5	1 Kontrollflüssigkeit	5	4,5
	6	1 Kontrollflüssigkeit	11	5,5
	7	1 Kontrollflüssigkeit	6	4,25
	8	1 Kontrollflüssigkeit	11	9,25
	9	2 Kontrollflüssigkeit	8	22,25
	10	2 Kontrollflüssigkeit	11	13,25
	11	2 Kontrollflüssigkeit	10	18,5
	12	2 Kontrollflüssigkeit	9	18
	13	2 Kontrollflüssigkeit	11	14,75
	14	2 Kontrollflüssigkeit	7	9,5
	15	2 Kontrollflüssigkeit	6	6
	16	2 Kontrollflüssigkeit	7	10,25
	17	3 Kontrollflüssigkeit	4	6,75
	18	3 Kontrollflüssigkeit	9	14
	19	3 Kontrollflüssigkeit	10	12,75
	20	3 Kontrollflüssigkeit	8	17,25
	21	3 Kontrollflüssigkeit	9	8,5

MW Ei	MW Saug	SE Ei	SE Saug	SD Ei	SD Saug
8,24	10,36	0,46	1,20	2,12	5,51

WH	Serie	Behandlung	Eier	Saugschaden mm ²
1	1	4-Allylanisol FDC15	1	0,75
2	1	4-Allylanisol FDC15	10	0,75
3	1	4-Allylanisol FDC15	11	12
4	1	4-Allylanisol FDC15	4	3,75
5	1	4-Allylanisol FDC15	8	3,5
6	1	4-Allylanisol FDC15	12	10,75
7	1	4-Allylanisol FDC15	12	12,75
8	1	4-Allylanisol FDC15	11	9,5
9	1	4-Allylanisol FDC15	11	5
10	2	4-Allylanisol FDC15	8	22,75
11	2	4-Allylanisol FDC15	4	3,75
12	2	4-Allylanisol FDC15	7	11,25
13	2	4-Allylanisol FDC15	7	16,75
14	2	4-Allylanisol FDC15	9	12,5
15	2	4-Allylanisol FDC15	9	16,25
16	2	4-Allylanisol FDC15	12	20
17	3	4-Allylanisol FDC15	6	9,5
18	3	4-Allylanisol FDC15	11	14,5
19	3	4-Allylanisol FDC15	3	3,5
20	3	4-Allylanisol FDC15	4	9,75
21	3	4-Allylanisol FDC15	8	13,75
22	3	4-Allylanisol FDC15	4	5,25

MW Ei	MW Saug	SE Ei	SE Saug	SD Ei	SD Saug
7,82	9,92	0,71	1,30	3,33	6,11

WH	Serie	Behandlung	Eier	Saugschaden mm ²
1	1	4-Allylanisol FDC50	10	8,5
2	1	4-Allylanisol FDC50	6	6,25
3	1	4-Allylanisol FDC50	9	5
4	1	4-Allylanisol FDC50	10	9,25
5	1	4-Allylanisol FDC50	8	7,25
6	1	4-Allylanisol FDC50	8	7,5
7	1	4-Allylanisol FDC50	7	5,25
8	2	4-Allylanisol FDC50	8	13
9	2	4-Allylanisol FDC50	10	13,25
10	2	4-Allylanisol FDC50	5	8,25
11	2	4-Allylanisol FDC50	8	12
12	2	4-Allylanisol FDC50	10	17,25
13	2	4-Allylanisol FDC50	7	12,5
14	3	4-Allylanisol FDC50	5	8,5
15	3	4-Allylanisol FDC50	2	5,25
16	3	4-Allylanisol FDC50	1	0,75
17	3	4-Allylanisol FDC50	7	11,5
18	3	4-Allylanisol FDC50	6	7,25
19	3	4-Allylanisol FDC50	6	8,75

MW Ei	MW Saug	SE Ei	SE Saug	SD Ei	SD Saug
7,00	8,80	0,58	0,87	2,54	3,79

9.4. Daten zu Blattscheibchen-Wahlversuchen

Nr	experience	treatment	leaf damage after 24h		Eggs 24h	
			Control	Treatment	Control	Treatment
1	2x24h	4AA50	9,75	0	8	0
2	2x24h	4AA50	17,25	0	13	0
3	2x24h	4AA50	14,75	0	8	0
4	2x24h	4AA50	12,5	0	7	1
5	2x24h	4AA50	11,75	0	11	0
6	2x24h	4AA50	15,25	0	11	0
7	2x24h	4AA50	14	0	14	0
8	2x24h	4AA50	18,25	0	11	0
9	2x24h	4AA50	14,25	0	9	0
10	2x24h	4AA50	9,25	0	4	0
11	2x24h	4AA50	5,5	0	6	0
12	2x24h	4AA50	14,75	0	7	0
13	2x24h	4AA50	13	0	7	0
14	2x24h	4AA50	2,25	0	5	0
15	2x24h	4AA50	9,25	0	9	0
16	2x24h	4AA50	8	0	6	0
17	2x24h	4AA50	6,5	0	5	0
18	2x24h	4AA50	6,25	0	5	0
19	2x24h	4AA50	6,75	0	3	0
20	2x24h	4AA50	0	6,25	0	1
1	Naive	4AA50	13,5	0	8	0
2	Naive	4AA50	10,75	0	7	0
3	Naive	4AA50	12	0	6	0
4	Naive	4AA50	1,25	0	2	0
5	Naive	4AA50	11,75	0	10	0
6	Naive	4AA50	13,75	0	8	0
7	Naive	4AA50	15,25	0	10	0
8	Naive	4AA50	15,5	0	10	1
9	Naive	4AA50	14,5	0	10	0
10	Naive	4AA50	12,25	0	7	0
11	Naive	4AA50	7,25	0	6	0
12	Naive	4AA50	13	0	9	0
13	Naive	4AA50	11	1,75	5	0
14	Naive	4AA50	10	0	5	0
15	Naive	4AA50	18,5	0	8	0
16	Naive	4AA50	11	0	3	0
17	Naive	4AA50	9,5	0	4	1
18	Naive	4AA50	10,5	0	8	0
19	Naive	4AA50	15,75	0	9	0
20	Naive	4AA50	12,75	0	9	0
		MW	11,23	0,20	7,33	0,10
		SD	4,28	1,01	2,91	0,30

Nr	experience	treatment	leaf damage after 24h		Eggs 24h	
			Control	Treatment	Control	Treatment
1	2x24h 4AA15	4AA15	0	10,75	0	3
2	2x24h 4AA15	4AA15	15,25	0	10	0
3	2x24h 4AA15	4AA15	13,75	0	9	0
4	2x24h 4AA15	4AA15	16,5	0	13	0
5	2x24h 4AA15	4AA15	0	14,25	0	11
6	2x24h 4AA15	4AA15	7,75	0	7	0
7	2x24h 4AA15	4AA15	0	18,25	0	7
8	2x24h 4AA15	4AA15	3,5	11,25	6	7
9	2x24h 4AA15	4AA15	0	15,75	0	5
10	2x24h 4AA15	4AA15	16,5	0	9	0
11	2x24h 4AA15	4AA15	13,5	0	10	0
12	2x24h 4AA15	4AA15	0	11,75	0	8
13	2x24h 4AA15	4AA15	12,25	0	10	0
14	2x24h 4AA15	4AA15	8,5	0	4	0
15	2x24h 4AA15	4AA15	1	5,5	2	6
16	2x24h 4AA15	4AA15	9,5	0	4	0
17	2x24h 4AA15	4AA15	10,5	0	5	1
18	2x24h 4AA15	4AA15	12,25	0	8	0
19	2x24h 4AA15	4AA15	0	14,25	0	7
20	2x24h 4AA15	4AA15	0	9	0	6
21	2x24h 4AA15	4AA15	8	0	4	1
22	2x24h 4AA15	4AA15	14	0	8	0
23	2x24h 4AA15	4AA15	11	1,5	4	0
24	2x24h 4AA15	4AA15	6,25	0	4	0
25	2x24h 4AA15	4AA15	0	11	0	6
1	Naive	4AA15	10,25	0	8	0
2	Naive	4AA15	6,75	8,5	7	4
3	Naive	4AA15	0,75	11,25	2	4
4	Naive	4AA15	16	0	10	0
5	Naive	4AA15	20	0	12	1
6	Naive	4AA15	0	8,25	0	7
7	Naive	4AA15	10	0	6	0
8	Naive	4AA15	9	0	6	0
9	Naive	4AA15	8,5	0	7	0
10	Naive	4AA15	15,25	0	9	0
11	Naive	4AA15	0	11,75	0	7
12	Naive	4AA15	0	16,25	0	12
13	Naive	4AA15	11,5	0	6	0
14	Naive	4AA15	0	9,5	2	3
15	Naive	4AA15	4,75	0	3	1
16	Naive	4AA15	0	6,5	0	3
17	Naive	4AA15	12,5	0	6	0
18	Naive	4AA15	0,25	9,75	0	3
19	Naive	4AA15	7,25	0	6	0

20	Naive	4AA15	2,25	12,5	1	5
21	Naive	4AA15	0	10,5	1	4
22	Naive	4AA15	0	12,75	0	6
23	Naive	4AA15	0	11,25	0	9
24	Naive	4AA15	7	5,25	1	4
25	Naive	4AA15	6,5	3,25	4	1
		MW	6,57	5,21	4,28	2,84
		SD	6,02	5,89	3,85	3,32

Nr	experience	treatment	leaf damage after 24h		Eggs 24h	
			Control	Treatment	Control	Treatment
1	4x24h 4AA50	4AA50	4,25	0	5	0
2	4x24h 4AA50	4AA50	8,25	0	5	0
3	4x24h 4AA50	4AA50	8,25	0	8	0
4	4x24h 4AA50	4AA50	11,25	0	5	0
5	4x24h 4AA50	4AA50	6	0	8	0
6	4x24h 4AA50	4AA50	2,75	0	3	0
7	4x24h 4AA50	4AA50	11	0	8	0
8	4x24h 4AA50	4AA50	8,75	0	6	0
9	4x24h 4AA50	4AA50	10,75	0	6	0
10	4x24h 4AA50	4AA50	6,75	0	6	0
11	4x24h 4AA50	4AA50	11,75	0	6	0
12	4x24h 4AA50	4AA50	10	0	6	0
13	4x24h 4AA50	4AA50	3,25	0	3	0
14	4x24h 4AA50	4AA50	16,5	0	6	0
15	4x24h 4AA50	4AA50	17,5	0	5	0
16	4x24h 4AA50	4AA50	16	0	7	0
17	4x24h 4AA50	4AA50	8,75	0	6	0
18	4x24h 4AA50	4AA50	15,25	0	8	0
19	4x24h 4AA50	4AA50	17,25	0	6	0
20	4x24h 4AA50	4AA50	10	0	3	0
21	4x24h 4AA50	4AA50	4	0	5	0
22	4x24h 4AA50	4AA50	9,5	0	3	0
23	4x24h 4AA50	4AA50	10,75	0	4	0
24	4x24h 4AA50	4AA50	10	0	6	0
25	4x24h 4AA50	4AA50	17,5	0	7	0
1	Naive	4AA50	4,25	0	5	0
2	Naive	4AA50	6,25	0	4	0
3	Naive	4AA50	8,5	0	8	0
4	Naive	4AA50	12	0	5	0
5	Naive	4AA50	12	0	6	0
6	Naive	4AA50	12,5	0	8	0
7	Naive	4AA50	8,25	0	5	0
8	Naive	4AA50	10	0	5	0
9	Naive	4AA50	10,25	0	6	0

10	Naive	4AA50	5,75	0	2	0
11	Naive	4AA50	7,25	0	5	0
12	Naive	4AA50	8,75	0	4	0
13	Naive	4AA50	6,25	0	7	0
14	Naive	4AA50	10,5	0	7	0
15	Naive	4AA50	14,5	0	6	0
16	Naive	4AA50	17,75	0	5	0
17	Naive	4AA50	5,5	0	5	0
18	Naive	4AA50	12	0	6	0
19	Naive	4AA50	12,25	0	4	0
20	Naive	4AA50	11,25	0	5	0
21	Naive	4AA50	15,25	0	8	0
22	Naive	4AA50	12	0	4	0
23	Naive	4AA50	17,75	0	8	0
24	Naive	4AA50	21,5	0	8	0
		MW	10,58	0,00	5,65	0,00
		SD	4,30	0,00	1,56	0,00

Nr	experience	treatment	leaf damage after 24h		Eggs 24h	
			Control	Treatment	Control	Treatment
1	4x24h 4AA15	4AA15	13,25	3	4	3
2	4x24h 4AA15	4AA15	19,25	0	7	0
3	4x24h 4AA15	4AA15	14,25	0	6	0
4	4x24h 4AA15	4AA15	8	7,25	4	2
5	4x24h 4AA15	4AA15	2,5	15,25	0	9
6	4x24h 4AA15	4AA15	17,5	0	10	0
7	4x24h 4AA15	4AA15	20,5	0	9	0
8	4x24h 4AA15	4AA15	10,5	6,75	4	4
9	4x24h 4AA15	4AA15	25,5	0	7	0
10	4x24h 4AA15	4AA15	6	12,75	4	4
11	4x24h 4AA15	4AA15	21,25	5,25	6	2
12	4x24h 4AA15	4AA15	20,5	0	9	1
13	4x24h 4AA15	4AA15	0	22,5	0	8
14	4x24h 4AA15	4AA15	18,5	0	6	0
15	4x24h 4AA15	4AA15	14,75	0	7	0
16	4x24h 4AA15	4AA15	13,75	1	4	0
17	4x24h 4AA15	4AA15	0	14,5	0	4
18	4x24h 4AA15	4AA15	0	11	1	5
19	4x24h 4AA15	4AA15	3	10,75	1	4
20	4x24h 4AA15	4AA15	12,5	1	6	2
21	4x24h 4AA15	4AA15	13	0	2	2
22	4x24h 4AA15	4AA15	0	9,5	0	2
23	4x24h 4AA15	4AA15	0	11,25	0	6
24	4x24h 4AA15	4AA15	14,75	0	6	0

25	4x24h 4AA15	4AA15	16,25	0	9	0
26	4x24h 4AA15	4AA15	0	20,5	0	7
1	Naive	4AA15	14,75	0	3	3
2	Naive	4AA15	0	16,5	0	9
3	Naive	4AA15	22,25	0	8	0
4	Naive	4AA15	13	0	1	3
5	Naive	4AA15	12,25	0	7	0
6	Naive	4AA15	21,75	0	6	0
7	Naive	4AA15	0	18,5	1	7
8	Naive	4AA15	0	18,75	0	7
9	Naive	4AA15	0	17,25	0	4
10	Naive	4AA15	0	26,25	1	5
11	Naive	4AA15	18,5	0	7	0
12	Naive	4AA15	3,25	3,75	0	5
13	Naive	4AA15	11,75	0	7	1
14	Naive	4AA15	4,5	0	3	0
15	Naive	4AA15	6,5	7	5	2
16	Naive	4AA15	16	0	8	0
17	Naive	4AA15	0	13	0	7
18	Naive	4AA15	0	13,75	0	11
19	Naive	4AA15	12,5	0	5	4
20	Naive	4AA15	3,25	10,5	2	5
21	Naive	4AA15	14,5	0	6	2
22	Naive	4AA15	10,75	0	5	0
23	Naive	4AA15	13,5	0	7	2
24	Naive	4AA15	1,75	12,25	0	9
25	Naive	4AA15	11	0	6	1
26	Naive	4AA15	0	12,5	0	5
27	Naive	4AA15	0	16,25	2	9
		MW	9,38	6,39	3,81	3,13
		SD	7,80	7,54	3,14	3,08