

Aus dem Institut für Parasitologie
der Veterinärmedizinischen Fakultät
der Universität Leipzig

**Untersuchungen zur Wirksamkeit von
Präparaten aus dem Niembaum (*Azadirachta
indica*) und der Bitterwurzel (*Quassia amara*)
auf das Entwicklungspotential der Larven
der großen Stubenfliege (*Musca domestica*)
und der Güllefliege (*Hydrotaea aenescens*)**

Inaugural-Dissertation
zur Erlangung des Grades eines
Doctor medicinae veterinariae (Dr. med. vet.)
durch die Veterinärmedizinische Fakultät
der Universität Leipzig

eingereicht von
Ilka Walther
aus Schleiz

Leipzig, 2012

Mit Genehmigung der Veterinärmedizinischen Fakultät der Universität Leipzig

Dekan: Prof. Dr. Uwe Truyen

Betreuer: Prof. Dr. Arwid Dauschies

Gutachter: Prof. Dr. Arwid Dauschies, Institut für Parasitologie der
Veterinärmedizinischen Fakultät, Universität Leipzig
Prof. Dr. Günter A. Schaub, Fakultät für Biologie und
Biotechnologie, Ruhr-Universität Bochum

Tag der Verteidigung: 13. März 2012

INHALTSVERZEICHNIS

1	EINLEITUNG	1
2	LITERATURÜBERSICHT	3
2.1	Niembaum (<i>Azadirachta indica</i>)	3
2.1.1	Botanik, Geographie, Ökologie	3
2.1.2	Historie, traditionelle Medizin	4
2.1.3	Inhaltsstoffe und deren Wirkungsweise	7
2.1.4	Wirkungsweise von Azadirachtin auf Insekten	9
2.1.5	Kommerziell erhältliche Niemprodukte	12
2.1.6	Einsatz gegen Arthropoden	14
2.1.6.1	Einsatz gegen Insekten im Bereich Pflanzen- und Vorratsschutz	14
2.1.6.2	Einsatz gegen Insekten im veterinärmedizinischen und medizinischen Bereich	16
2.2	Bitterwurzel (<i>Quassia amara</i>)	18
2.2.1	Botanik, Geographie, Ökologie	18
2.2.2	Historie, traditionelle Medizin	18
2.2.3	Inhaltsstoffe und deren Wirkungsweise	19
2.2.4	Kommerziell erhältliche <i>Quassia</i> -Produkte	21
2.2.5	Einsatz gegen Arthropoden	21
2.2.5.1	Einsatz gegen Insekten im Bereich Pflanzen- und Vorratsschutz	21
2.2.5.2	Einsatz gegen Insekten im veterinärmedizinischen und medizinischen Bereich	22
2.3	Verwendete Fliegenarten	23
2.3.1	Systematik von <i>Musca domestica</i> und <i>Hydrotaea aenescens</i>	23
2.3.2	Die große Stubenfliege <i>Musca domestica</i> (Linnaeus, 1758)	23
2.3.3	Die Güllefliege <i>Hydrotaea aenescens</i> (Wiedemann, 1830)	24

II

3	MATERIAL, METHODEN UND TIERE	27
3.1	Erhaltungszucht der verwendeten Fliegenarten	27
3.2	Versuchsdurchführung	28
3.2.1	Anzahl und Alter der im Versuch verwendeten Fliegenlarven	28
3.2.2	Eingesetzte Präparate	28
3.2.3	Ablauf der Versuche	29
3.2.3.1	Applikation von NeemAzal MD5 bzw. TRF 002 MD in das Brutsubstrat	29
3.2.3.2	Topische Applikation von NeemAzal MD5 und TRF 002 MD	31
3.2.3.3	Versuche zur Wirksamkeitsbeständigkeit von NeemAzal MD5 im Brutsubstrat	32
3.2.3.4	Parameter zur Kontrolle des Entwicklungspotentials der Fliegenlarven in den verschiedenen Versuchsdurchführungen	33
3.3	Biostatistische Auswertung	36
4	ERGEBNISSE	37
4.1	Wirkung von NeemAzal MD5 auf <i>Musca domestica</i> -Larven	37
4.1.1	Einmischung von NeemAzal MD5 in das Brutsubstrat	37
4.1.1.1	Entwicklung von Puppen und Fliegen nach Einmischung in das Brutsubstrat für Larven 1	37
4.1.1.2	Entwicklung von Puppen und Fliegen nach Einmischung in das Brutsubstrat für Larven 3	40
4.1.1.3	Länge und Asymmetrie der Flügelader (Mediateilstück)	43
4.1.2	Topische Applikation von NeemAzal MD5	44
4.1.2.1	Entwicklung von Puppen und Fliegen nach topischer Applikation auf <i>Musca domestica</i> -Larven 3	44
4.1.2.2	Länge und Asymmetrie der Flügelader (Mediateilstück)	46
4.2	Wirkung von NeemAzal MD5 auf <i>Hydrotaea aenescens</i> -Larven	47
4.2.1.	Einmischung von NeemAzal MD5 in das Brutsubstrat	47
4.2.1.1	Entwicklung von Puppen und Fliegen nach Einmischung in das Brutsubstrat für Larven 1	47

III

4.2.1.2 Entwicklung von Puppen und Fliegen nach Einmischung in das Brutsubstrat für Larven 3	50
4.2.1.3 Länge und Asymmetrie der Flügelader (Mediateilstück)	53
4.2.2 Topische Applikation von NeemAzal MD5	55
4.2.2.1 Entwicklung von Puppen und Fliegen nach topischer Applikation auf <i>Hydrotaea aenescens</i> -Larven 3	55
4.2.2.2 Länge und Asymmetrie der Flügelader (Mediateilstück)	57
4.3 Wirkung von TRF 002 MD (<i>Quassia amara</i> -Extrakt) auf <i>Musca domestica</i> -Larven	57
4.3.1 Einmischung von TRF 002 MD (<i>Quassia amara</i> -Extrakt) in das Brutmedium	58
4.3.1.1 Entwicklung von Puppen und Fliegen nach Einmischung in das Brutsubstrat für Larven1	58
4.3.1.2 Entwicklung von Puppen und Fliegen nach Einmischung in das Brutsubstrat für Larven 3	60
4.3.1.3 Länge und Asymmetrie der Flügelader (Mediateilstück)	61
4.3.2 Topische Applikation von TRF 002 MD (<i>Quassia amara</i> -Extrakt)	62
4.3.2.1 Entwicklung von Puppen und Fliegen nach topischer Applikation auf <i>Musca domestica</i> -Larven 3	62
4.3.2.2 Länge und Asymmetrie der Flügelader (Mediateilstück)	64
4.4 Wirkung von TRF 002 MD (<i>Quassia amara</i> -Extrakt) auf <i>Hydrotaea aenescens</i> -Larven	65
4.4.1 Einmischung von TRF 002 MD (<i>Quassia amara</i> -Extrakt) in das Brutmedium	65
4.4.1.1 Entwicklung von Puppen und Fliegen nach Einmischung in das Brutsubstrat für Larven 1	65
4.4.1.2 Entwicklung von Puppen und Fliegen nach Einmischung in das Brutsubstrat für Larven 3	67
4.4.1.3 Länge und Asymmetrie der Flügelader (Mediateilstück)	69
4.4.2 Topische Applikation von TRF 002 MD (<i>Quassia amara</i> -Extrakt)	70
4.4.2.1 Entwicklung von Puppen und Fliegen nach topischer Applikation auf <i>Hydrotaea aenescens</i> -Larven 3	70
4.4.2.2 Länge und Asymmetrie der Flügelader (Mediateilstück)	72

4.5	Wirksamkeitsbeständigkeit einer 10 % NeemAzal MD5-Lösung im Brutsubstrat von <i>Musca domestica</i>	73
4.5.1	Vergleich der Entwicklung von Puppen und Fliegen aus Larven 1, eingesetzt ins Brutsubstrat nach 0 Stunden, 24 Stunden und 48 Stunden	73
4.5.2	Vergleich der Entwicklung von Puppen und Fliegen aus Larven 3, eingesetzt ins Brutsubstrat nach 0 Stunden, 24 Stunden und 48 Stunden	76
5	DISKUSSION	79
5.1	Wirkung von NeemAzal MD5 auf <i>Musca domestica</i> - und <i>Hydrotaea aenescens</i> -Larven	81
5.1.1	Einmischung in das Brutsubstrat	81
5.1.2	Topische Applikation	86
5.1.3	Wirksamkeitsbeständigkeit von NeemAzal MD5 im Brutsubstrat von <i>Musca domestica</i>	88
5.2	Wirkung von TRF 002 MD (<i>Quassia amara</i> -Extrakt) auf <i>Musca domestica</i> - und <i>Hydrotaea aenescens</i> -Larven	91
5.2.1	Einmischung in das Brutsubstrat	91
5.2.2	Topische Applikation	94
6	ZUSAMMENFASSUNG	96
7	SUMMARY	98
8	LITERATURVERZEICHNIS	100
9	ANHANG	114

ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS

bzw.	beziehungsweise
°C	Grad Celsius
ca.	circa
cm	Zentimeter
g	Gramm
h	Stunde
ha	Hektar
kg	Kilogramm
m	Meter
ml	Milliliter
mm	Millimeter
NSAID	nonsteroidal antiinflammatory drugs (englisch) nichtsteroidale Antiphlogistika
pH-Wert	Potenz und Maß für Wasserstoffionenkonzentration
ppm	parts per million (englisch)
%	Prozent
µm	mikrometer
10 ⁻⁶ M	mikromolar (µM)

1 EINLEITUNG

Das Auftreten von Fliegenplagen ist sowohl in der intensiven als auch der ökologischen Tierhaltung ein ernstzunehmendes Problem. Besonders bei der Stallhaltung von Rindern und Schweinen kann es dabei zu einer immensen Belästigung der Tiere und des Stallpersonals kommen. Das Vorhandensein idealer Brutstätten und Nahrung im Überfluss wie Futter- und Milchresten, Mist und Gülle in Verbindung mit ganzjährig relativ hohen Temperaturen ermöglichen in Stallanlagen zu jeder Jahreszeit das Auftreten von Fliegenplagen. Dabei handelt es sich bei der dominierenden Fliegenart um die große Stubenfliege (*Musca domestica*). Unter optimalen Bedingungen kann sie sich innerhalb von sieben Tagen vom Ei zur adulten Fliege entwickeln. Weibliche Tiere sind dann in der Lage, bis zu 2000 Eier zu legen, was ein explosionsartiges Ansteigen der Populationsdichte der Fliegen auslösen kann.

Durch Herumlaufen der Fliegen auf der Körperoberfläche und das Eindringen in natürliche Körperöffnungen steigt die Belästigung und damit die Unruhe und der Stress für die Nutztiere deutlich an. Das führt zu einer verminderten Futteraufnahme, die Leistung sinkt und wirtschaftliche Einbußen in beträchtlicher Höhe folgen. Außerdem spielen Fliegen als Überträger von Krankheitserregern, zum Beispiel bei Mastitiden, Keratitiden und Hautpilzkrankungen, eine wichtige Rolle.

Die Bekämpfung einer bestehenden Fliegenplage ist unerlässlich, um Wohlbefinden und Gesundheit von Mensch und Tier als Hauptvoraussetzung einer modernen, leistungsfähigen und artgerechten Tierproduktion zu erhalten. Die bisher gegen Fliegen angewandten Strategien umfassen neben hygienischen und biotechnischen Maßnahmen vor allem den Einsatz chemischer Präparate. Dabei werden häufig Insektizide auf der Basis von Organophosphaten, Carbamaten oder Pyrethroiden mit Insekten-Wachstumsregulatoren kombiniert.

In den Populationen von *Musca domestica* sind Insektizidresistenzen inzwischen weit verbreitet, was die Effektivität der Wirkstoffe einschränkt. Außerdem kann es zu einer Anreicherung von Insektiziden in der Umwelt und den Lebensmitteln tierischer Herkunft kommen. In Zeiten eines steigenden Umweltbewusstseins großer Teile der Bevölkerung der Industrieländer und der verstärkten Nachfrage nach ökologisch erzeugten Lebensmitteln wird der Einsatz synthetischer Insektizide zunehmend kritisch hinterfragt. Die wachsende Gruppe

der biologisch produzierenden Landwirtschaftsbetriebe muss strenge Regeln beim Einsatz von Insektenbekämpfungsmitteln beachten. Auf der Suche nach umweltverträglichen Parasitenbekämpfungsmitteln richtet sich das Interesse der Forschung weltweit auch auf Extrakte aus den verschiedensten Pflanzen. Diese wurden meist schon über Jahrhunderte gegen Schadinsekten eingesetzt, bevor sie durch die Entwicklung synthetischer Produkte in Vergessenheit gerieten. Häufig wird in diesem Zusammenhang über die gute Wirksamkeit der Extrakte des Niembaumes (*Azadirachta indica*) berichtet. So beschreiben SIRIWATTANARUNGSEE et al. (2008) Effekte auf verschiedene Entwicklungsparameter zweier Fliegenarten bei Verfütterung eines kommerziell verfügbaren Neemextraktes. Das überwiegende Einsatzgebiet seines Hauptwirkstoffes Azadirachtin ist bis jetzt jedoch die Schädlingsbekämpfung im Pflanzenbau. Ein weiterer pflanzlicher Wirkstoff, dem Einflüsse auf die Entwicklung von Insekten nachgesagt werden, wird aus dem Bitterholz (*Quassia amara*) gewonnen.

Das Ziel dieser Arbeit ist es, die Wirksamkeit der beiden Präparate NeemAzal MD5 (Niemextrakt) und TRF 002 MD (*Quassia amara*-Extrakt) auf das Entwicklungspotential der Larven der großen Stubenfliege (*Musca domestica*) und der Güllefliege (*Hydrotaea aenescens*) zu untersuchen. Dafür wurden Versuche mit verschiedenen Entwicklungsstadien der Larven und unterschiedlichen Applikationsarten durchgeführt.

2 LITERATURÜBERSICHT

2.1 Niembaum (*Azadirachta indica*)

Die botanische Bezeichnung des Niembaumes lautet *Azadirachta indica*, was im Persischen „freier Baum aus Indien“ bedeutet. Er ist seit über 2000 Jahren bekannt und wird auch mit den Synonymen *Melia azadirachta*, *Melia indica*, *Antelea azadirachta* bezeichnet.

Die erste Beschreibung erfolgt durch DE JUSSIEU (1830) als *Azadirachta indica*, zugehörig zur Familie Meliaceae, der Mahagonigewächse.

2.1.1 Botanik, Geographie, Ökologie

Der Niembaum ist ein schnell wachsender, immergrüner Baum, der eine durchschnittliche Höhe von 15-20 m erreicht. Unter günstigen Bedingungen kann er allerdings bis zu 40 m hoch werden und der Stamm einen Umfang von 2,5 m aufweisen. Die dichte Krone in runder oder ovaler Form mit einem Durchmesser von 15-20 m wird durch weit ausladende Äste gebildet (SCHMUTTERER, 1995). Die weißen, relativ kleinen Blüten hängen in Rispen von zirka 25 cm Länge herab. Sie verströmen einen süßen Geruch. Ihre Blütezeit ist zwischen Februar und April, in Westafrika gibt es aber auch Bäume, die im Juli / August eine zweite Blüte zeigen. Die Befruchtung erfolgt durch stachellose Bienen der Gattung *Trigona*. Die Früchte des Niembaumes sind zirka drei Monate später reif. Sie sehen olivenähnlich aus, sind 1,5 cm groß und grün-gelb gefärbt mit einer runden bis ovalen Form. Ihr Fruchtfleisch ist bitter-süß und sie besitzen einen, selten zwei, ölhaltige Kerne (GRUBER, 1991). Der Baum trägt erstmals mit einem Alter von drei bis fünf Jahren Früchte, der volle Ertrag wird ab ungefähr 10 Jahren erreicht. Hierbei handelt es sich um 30-50 kg Fruchtmasse pro Baum und Jahr (KETKAR, 1976), sehr große, einzeln stehende Bäume können allerdings bis über 100 kg hervorbringen (RADWANSKY, 1977). Die Blätter sind unpaarig gefiedert, 20-40 cm lang mit einzelnen gezahnten Seitenblättchen. Das Wurzelsystem besteht aus einer bis zu 18 m langen Hauptwurzel (BENGE, 1989) und gut entwickelten Seitenwurzeln.

Das genaue Ursprungsland von *Azadirachta indica* ist unbekannt, es wird in Südindien, Burma oder dem Iran vermutet (TROUP, 1921; VARTAK und GHATE, 1990). Heute ist der

Niembaum weltweit in tropischen und subtropischen Regionen verbreitet (BENGE, 1989). Er wird in über 30 Ländern in Asien, Afrika, Amerika, Australien und auf den südpazifischen Inseln angetroffen (ANONYMUS, neem foundation, 2006 (zitiert vom 25.10.2006), <<http://www.neemfoundation.org/neem-articles/growing-neem.html>). Auch der Plantagenanbau nimmt immer weiter zu, denn damit wird eine effizientere Ernte möglich (LEWIS und ELWIN-LEWIS, 1983).

Aufgrund seiner Genügsamkeit eignet sich der Niembaum hervorragend zur Rekultivierung erodierter Landschaften. Er ist anpassungsfähig an eine große klimatische Breite, braucht wenig Wasser und viel Sonne. Allerdings kommt diese Pflanze nicht in einer Höhe über 1500 m vor (SCHMUTTERER, 1995). Er kann große Trockenheit vertragen, die optimale Niederschlagsmenge liegt zwischen 400-1200 mm jährlich. Er wächst aber auch in Gebieten mit 200-250 mm Regen pro Jahr in Abhängigkeit vom vorhandenen Grundwasser (SCHMUTTERER, 1995). Bei längerer Dürre kommt es zum Blattabwurf. Andererseits mag der Niembaum keine Staunässe im Wurzelbereich, in Wasserüberflutungsgebieten kann er deshalb nicht existieren.

Temperaturen bis 50 °C im Schatten werden toleriert, aber kein Frost oder längere Kälteperioden unter 4 °C, hier sind vor allem die Jungpflanzen sehr empfindlich (SCHMUTTERER, 1995). Die natürliche Verbreitung erfolgt durch Vögel und Fledermäuse. Sie fressen die Früchte und scheiden die Kerne an anderer Stelle wieder aus. *Azadirachta indica* kann auf fast allen Böden wachsen, ideal ist dunkle, lockere Erde mit Grundwasser und einem pH-Wert zwischen 6,2-7 (SCHMUTTERER, 1995). Er kommt aber auch auf tonhaltigen, salzigen, alkalischen bis pH 10 oder steinigen Böden vor (RICE, 1993). Der Niembaum verbessert durch seine hohe Biomasseproduktion die Bodenfruchtbarkeit und Wasserbindungskapazität.

2.1.2 Historie, traditionelle Medizin

Sanskrit-Quellen belegen, dass in der traditionellen medizinischen Heilkunst Indiens seit Jahrhunderten die Früchte, Blätter, Rinde und Wurzeln des Niembaumes Verwendung finden (CHAMPAGNE et al., 1992). Schon auf 5000 Jahre alten Zeichnungen ist er dargestellt. Bis zum heutigen Tag werden verschiedene Teile der Pflanze in Ayurveda, der ursprünglichen

Medizin der Hindu, und in Unani, die vor allem von der muslimischen Bevölkerung Südasiens praktiziert wird, genutzt (RAHMAN und JAIRAJPURI, 1993). Die pflanzliche Medizin ist die älteste Therapieform der Menschheit. Auch heute noch besitzt der Niembaum in der traditionellen Medizin, besonders in Indien, ein weites Einsatzgebiet. Seit Jahrtausenden werden seine Zweige zur Zahnpflege eingesetzt, denn durch das darauf Kauen kommt es zur Freisetzung von antiseptischen Inhaltsstoffen, die vor Karies und Parodontose schützen. Heute nutzen täglich über 500 Millionen Inder entweder direkt die frischen Zweige oder niemehaltige Zahnpasta (SCHMUTTERER, 1995). Dass diese Zubereitung sehr erfolgreich bei Gingivitis und Parodontitis eingesetzt werden kann, deren Ursache verschiedene Bakterien sind, beschreibt RATHJE (1971).

Ebenfalls seit Alters her ist vor allem in der Landbevölkerung die Verwendung als Kontrazeptivum verbreitet. Dabei wird die spermizide Wirkung des Niemextraktes genutzt, der einfach zu gewinnen und damit billig ist und von beiden Geschlechtern eingesetzt werden kann. Eine früher durchgeführte Methode der Schwangerschaftsverhütung war, vor dem Geschlechtsverkehr mit Niemöl getränkte Baumwollstreifen für 15 Minuten in die Vagina einzuführen, was zu einer sicheren Abtötung der Spermien führt (ANONYMUS, neem foundation, 2006 (zitiert vom 28.10.2006), <<http://www.neemfoundation.org/neem-articles/neem-in-health.html>>). Durch LAL et al. (1986b) konnte diese spermizide Wirkung bei weiblichen Ratten und durch SINHA et al. (1984a) bei Frauen bestätigt werden. In Gambia und Ghana wird ein Tee, zubereitet aus Niemblättern, zur Aborteinleitung in den ersten zwei bis drei Monaten einer Schwangerschaft eingesetzt (SCHMUTTERER, 1995). Versuche mit männlichen Ratten (PUROHIT und DIXIT, 1991) und Mäusen (DESHPANDE et al., 1980, 1981) haben gezeigt, dass Niemextrakt oral eingesetzt zu einer reversiblen Infertilität führt.

Da man Niemextrakten antivirale, antifungale und antibakterielle Wirkungsweisen zuschreibt, ist das Einsatzgebiet bei Hauterkrankungen und Wunden sehr groß (SINGH et al., 1979). Niempaste wird bei Pocken, Warzen, Haut- und Fußpilzen direkt aufgetragen. Niemöl wirkt gut bei Schuppenflechte (Psoriasis), verschiedenen Ekzemen und Akne, da es die Haut rehydriert, die Abheilung der Läsionen fördert und Irritationen vermindert (ANONYMUS, neem foundation, 2006 (zitiert vom 28.10.2006), <<http://www.neemfoundation.org/neem-articles/neem-in-health.html>>). Bei der Behandlung infizierter, schlecht heilender Wunden oder Verbrennungen führt der Einsatz von niemöhlhaltigen Salben zu einer deutlich schnelleren Genesung (RAO et al., 1986). Schon im Epos „Mahabharata“ aus dem Jahre 300 vor Christus

über die gleichnamige Schlacht wird von der erfolgreichen Anwendung von Niem zur Behandlung verwundeter Elefanten und Pferde berichtet. FIORELLA CARNEVALI (Wetzlar, 16.11.2004) hat Versuche an Tieren mit verschiedensten Hautwunden, vor allem Pferden, durchgeführt. Neben einer schnellen Heilung bewirkte das Niempräparat auch, dass es zu keiner Myiasis der Verletzungen kam, und es unterdrückte eine überschießende Keloidbildung. Auch bei parasitär bedingten Hauterkrankungen, wie zum Beispiel Scabies, wird seit Generationen eine Niempaste mit Erfolg eingesetzt. Versuche von KNUST (1998) und CHARLES und CHARLES (1992) bestätigen die Wirksamkeit. Die gute Anwendbarkeit bei Lepra, verursacht durch *Mycobacterium leprae*, ist in Indien seit langem bekannt. Gestützt wird dieses Wissen durch Untersuchungen von SUBRAMANIAN und LAKSHMANAU (1993).

Eine lange Tradition besitzt *Azadirachta indica* in der Behandlung von Arthritiden (VARMA, 1976). Inhaltsstoffe vor allem aus der Rinde der Pflanze wirken durch Beeinflussung der Prostaglandinsynthese antiphlogistisch, ähnlich NSAIDS (PILLAI und SANTHAKUMARI, 1981). Es kommt zu einer Reduktion der akuten Entzündung und dadurch zu einem Nachlassen von Schmerz und Schwellung bei den betroffenen Gelenken.

Niem wird auch bei an Diabetes erkrankten Menschen eingesetzt und führt zu einer Blutzuckersenkung, so dass die benötigte Insulinmenge um 30-50 % gesenkt werden kann (ANONYMUS, neem foundation, 2006 (zitiert vom 28.10.2006), <<http://www.neemfoundation.org/neem-articles/neem-in-health.html>). Verantwortlich dafür wird der Inhaltsstoff Quercetin gemacht (CHAKRABORTTY et al., 1989; SCHMUTTERER, 1995).

Im Südosten von Asien werden Niemzubereitungen seit Jahrhunderten von Kräuterkundigen zur Reduktion von Tumoren eingesetzt. Vereinzelt Berichte über gute Erfolge einer Niemcreme bei Hautkrebs oder über Injektionen von Niemöl um solitäre Tumoren herum (KANUNGO, 1993), die zu deren Rückbildung führten, existieren, wissenschaftliche Untersuchungen stehen hier aber noch aus.

Die traditionelle indische Medizin kennt die Anwendung des Niembaumes seit Jahrhunderten gegen die Erreger der Malaria (Gattung *Plasmodium*). Hierbei werden Extrakte von *Azadirachta indica* einerseits als Repellent zum Schutz vor den Vektoren der Erkrankung, den

Mosquitos, eingesetzt. Dazu erfolgt die Aufhängung von mit Niemextrakten getränkten Netzen vor den Fenstern oder über den Betten, das Verbrennen von Rinde oder die direkte Benutzung von Sprühlösungen in Räumen oder auf der Haut (SCHMUTTERER, 1995). Andererseits kommen Bestandteile der Pflanze auch nach stattgefundenen Infektion als Therapeutika zum Einsatz. ROCHANAKIJ et al. (1985) stellten fest, dass Nimbolide in vitro die Vermehrung von *Plasmodium berghei* verhindern, KHALID et al. (1989) beschreiben eine verminderte Aktivität von *Plasmodium falciparum* durch Gedunin. Beides sind Inhaltsstoffe der Niempflanze. OBIH und MAKINDE (1985) weisen in einem 4-Tage-Suppressionstest nach, dass in der frühen Phase einer Malariainfektion die subkutane Injektion eines wässrigen Niemextraktes eine vergleichbare Wirksamkeit zu Chloroquin aufweist, eine Verabreichung zu einem späterem Zeitpunkt (72 Stunden nach Infektion) allerdings keinen Effekt mehr besitzt.

In der ayurvedischen Medizin sind Magenulzera und Gastritis ein weiteres Anwendungsgebiet. Nimbidin führt laut SCHMUTTERER (1995) oral eingenommen zu einer signifikanten Reduktion der Magensäurefreisetzung und wirkt damit als Schutz vor Schleimhautgeschwüren. PILLAI und SANTHAKUMARI (1984) bewiesen diesen antiulzerativen Effekt an Ratten und Meerschweinchen, bei denen experimentell mit Acetylsalicylsäure Schleimhautläsionen erzeugt worden waren. Heilungsfördernd kommen die antibakteriellen und entzündungshemmenden Eigenschaften der Niemextrakte hinzu, denen auch die Unterstützung einer gesunden Darmflora sowie die Bindung und Elimination von Toxinen aus dem Verdauungstrakt zugeschrieben werden.

2.1.3 Inhaltsstoffe und deren Wirkungsweise

Die Erforschung der Wirkstoffe des Niembraumes beginnt mit der Isolation der drei aktiven Bestandteile Nimbin, Nimbidin und Nimbinen durch SIDDIQUIS (1942). Nachdem die abschreckende Wirkung der Niemkerne auf Heuschreckenschwärme beobachtet wurde, startet um 1960 die intensive Untersuchung der Inhaltsstoffe. Heute zählt der Niembaum mit zurzeit über 100 isolierten und identifizierten Inhaltsstoffen (SCHMUTTERER, 1995) zu den pharmakologisch meist erforschten Bäumen der Welt. Viele dieser Verbindungen gehören zur Stoffklasse der Terpenoide, was typisch für tropische Pflanzen ist. Neben den Diterpenoiden, die vor allem in der Stamm- und Wurzelrinde vorkommen und nur eine geringe Wirksamkeit

gegen Mikroorganismen wie Klebsiellen und Staphylokokken-Subspezies aufweisen (ARA et al., 1989), gehört die Hauptzahl der biologisch aktiven Bestandteile zur Gruppe der Triterpenoide, zumeist zu den Tetranortriterpenoiden (THIELE, 1991). Daneben konnten bis jetzt noch Protolimonioide, Penta- und Hexanortriterpenoide nachgewiesen werden.

Die Tetranortriterpenoide gehören als Bitterstoffe zur Klasse der Limonoide. Sie lassen sich alle vom Meliacangrundgerüst ableiten und unterscheiden sich hinsichtlich ihres Oxidationsgrades.

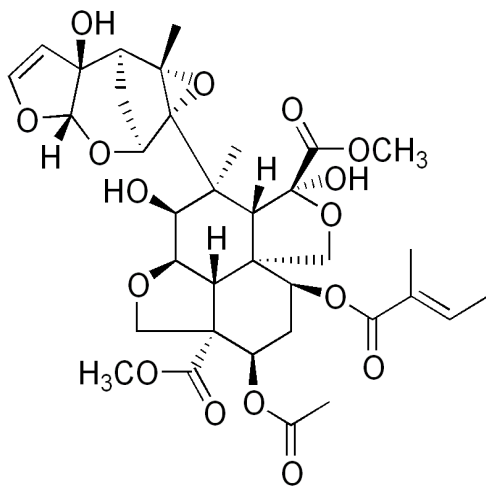


Abbildung 1:

Strukturformel Azadirachtin, Summenformel: $C_{35}H_{44}O_{16}$

Als „insect feedant deterrents“ oder „antifeedants“ halten sie Pflanzen verzehrende Insekten vom Fressen ab, indem sie an deren Antennen oder Mundwerkzeugen ein unangenehmes Geschmackserlebnis hervorrufen. Als eine der aktivsten und heute bekannteste Substanz dieser Gruppe wurde von BUTTERWORTH und MORGAN (1968) das Azadirachtin A aus den Früchten des Niembaumes isoliert. Es wirkt in höheren Konzentrationen fraßhemmend auf Insekten, was bis jetzt für über 200 Spezies nachgewiesen werden konnte, und in niedrigen Dosen entwicklungshemmend, indem es die Metamorphose verhindert (JACOBSON, 1989; REMBOLD, 1989; CHAMPAGNE et al., 1992). Seine Struktur wurde von KRAUS et al. (1985) endgültig aufgeklärt. LEY et al. (2007) von der Universität Cambridge gelang nach 22 Jahren gezielter Forschung erstmals die Synthese von Azadirachtin im Labor.

Besondere Bedeutung neben Azadirachtin besitzen noch Melantriol und Salannin als starke Fraßinhibitoren und Repellenzien (SCHWINGER, 1985) ebenso wie Nimbin und Nimbidin, denen zusätzlich aber noch eine antibakterielle Wirksamkeit zugesprochen wird (ROJANAPO et al., 1985). Die Terpenoide sind in allen lebenden Teilen der Pflanze vorhanden, ihre Synthese erfolgt in spezifischen Zellen, die in besonders hoher Zahl in den Samen vor-

kommen. Allerdings ist der Gehalt von Azadirachtin A stark abhängig vom Standort des Baumes und den herrschenden klimatischen Bedingungen (SINGH, 1987). Genetische Faktoren spielen eine geringere Rolle, so dass die Züchtung auf einen hohen Gehalt an erwünschten Inhaltsstoffen erst am Anfang steht (RICE, 1993).

Eine weitere wichtige Verbindung in den Blättern ist neben den Terpenoiden das Quercetin, ein polyphenolisches Flavonoid, das senkende Wirkungen auf den Blutzuckerspiegel besitzt (CHAKRABORTTY et al., 1989). Außerdem kommen schwefelhaltige Komponenten vor, die antifungale Aktivität gegen *Trichophyton mentagrophytes* aufweisen (PANT et al., 1986). Vor allem in der Niemborke sind zusätzlich noch aus Glucose, Arabinose und Fruktose bestehende Polysaccharide von Bedeutung, die antiinflammatorische und antitumorale Aktivität besitzen sollen (FUJIWARA et al., 1982, 1984; SHIMIZU et al., 1985). Weiterhin beinhaltet Niemöl ein Gemisch verschiedener Fettsäuren, die beim Einsatz gegen Spinnmilben (*Tetranychus urticae*) eine gute Wirksamkeit aufweisen (SANGUANPONG, 1992).

Niemkuchen, das Hauptnebenprodukt bei der Ölgewinnung aus den Samen, enthält neben vielen Triterpenoiden wichtige Aminosäuren, Kohlenhydrate und Mineralstoffe. Der Einsatz als Futtermittel ist wegen des bitteren Geschmackes nur begrenzt möglich (BHANDARI und JOSHI, 1974; ARORA et al., 1975; VIJIAN et al., 1982), aber es handelt sich hierbei um einen wertvollen organischen Dünger (KETKAR, 1976), der gleichzeitig auch Wirkung als Repellenz gegen Erdnematoden und Insekten aufweist (SAXENA et al., 1984).

2.1.4 Wirkungsweise von Azadirachtin auf Insekten

Wie zuvor beschrieben, wird der Hauptanteil der insektiziden Wirkung des Niembraumes dem Azadirachtin zugerechnet, so dass auf diese Substanz noch einmal gesondert eingegangen werden soll. Mit ungefähr 5 g Azadirachtin pro Kilogramm getrockneter Kerne ist der Gehalt in diesen Pflanzenteilen am höchsten. Azadirachtin A bis K kommen vor, wobei Azadirachtin A den Hauptteil ausmacht, Azadirachtin B zirka 20 % der Gesamtmenge beträgt und Azadirachtin C bis K nur in geringen Spuren nachweisbar sind (LEY et al., 1993).

Die pflanzenfressenden Insekten suchen ihre Wirtspflanzen mit den Geschmacks- und Geruchssinnesorganen. Ihre Geschmacksneuronen besitzen bei den Larven in den Maxillar-

palpen und bei den Adulten am Tarsus Rezeptoren, die auf Azadirachtin empfindlich reagieren (SCHOONHOVEN, 1982; BLANEY und SIMMONDS, 1988). Dieses negative Gefühl führt bei entsprechendem Kontakt zur Fraßabschreckung. Die Fraßhemmung durch Azadirachtin variiert zwischen den einzelnen Insektenspezies. Sehr empfindlich sind Schmetterlinge, die das Fressen bereits bei Konzentrationen von 0,001-50 ppm Azadirachtin einstellen, weniger sensibel sind die Ordnungen Coleoptera (Käfer), Hemiptera (Wanzen) und Hymenoptera (Hautflügler), die bei 100-500 ppm ansprechen (BERNAUER-JACOB, 1999).

Als sekundärer fraßhemmender Effekt wurde nachgewiesen, dass Azadirachtin auch einen Einfluss auf die Darmmuskulatur der Insekten ausübt. Es führt zu verminderten Darmkontraktionen, daraus folgend kommt es zu einer reduzierten Verdauung und Assimilation der Nahrungsbestandteile (MORDUE et al., 1985).

Die Wachstums- und Entwicklungshemmung tritt schon bei viel niedrigeren Dosen als die Fraßhemmung auf. Im Bioassay von REMBOLD (1987) wird für den mexikanischen Bohnenkäfer (*Epilachna varivestis*) in Konzentrationen von 1,25 ppm eine Verhinderung der Entwicklung von den Larven zu Puppen und in Dosen von 0,25 ppm eine Hemmung der Weiterentwicklung von den Puppen zu adulten Tieren nachgewiesen. Entstehende Puppen und Adulte zeigen im Vergleich zu denen der Kontrollgruppe häufiger Missbildungen, zum Beispiel geschrumpfte Flügel (REMBOLD, 1987).

Die hormonelle Kontrolle von Wachstum und Entwicklung erfolgt bei den Insekten über Neuropeptide aus dem zentralen Nervensystem, die die Synthese von Steroidhormonen und Sesquiterpenoidhormonen in den peripheren Drüsen steuern. Die wichtigsten Hormone für die notwendigen Häutungen der Tiere während ihrer Entwicklung sind das Ecdyson sowie das Juvenilhormon. Im adulten Insekt erfahren beide Hormone einen Funktionswandel, sie steuern dann die sexuelle Reifung und die Fortpflanzung (gonadotrope Wirkung).

Bei der Metamorphose produzieren neurosekretorische Zellen im Gehirn das prothoracotrope Hormon (PTTH), welches durch axonalen Transport zu den *Corpora allata* gelangt und von dort in die Hämolymphe freigesetzt wird. Das PTTH veranlasst als Releasinghormon in den Prothoraxdrüsen die Synthese und Freisetzung des Ecdysons. Die Steuerung erfolgt über einen Feed-back-Mechanismus.

Das Juvenilhormon wird in den *Corpora allata* gebildet, das sind paarige Hormondrüsen ectodermaler Herkunft, die im Kopfbereich hinter dem Gehirn dem Oesophagus aufliegen. Das Ecdyson als Häutungshormon löst die Larvenhäutung aus, sein Gegenspieler ist das Juvenilhormon, das die Häutung zwar zulässt, den Übergang zur Puppe aber hemmt. Im späten Larvenstadium wird vermehrt Ecdyson und weniger Juvenilhormon synthetisiert, was zur Puppenbildung führt. Im Zielgewebe wirkt Ecdyson über Bindung an einen Rezeptor, der zugleich auch als Transkriptionsfaktor dient, das heißt direkt die Genexpression an- oder abstellen kann. So wird zum Beispiel in der Epidermis die Bildung einer neuen Außenhaut bei jedem Häutungsvorgang veranlasst.

In diese Mechanismen greift Azadirachtin schon in relativ niedrigen Dosen ein. Durch radioaktive Markierung des Azadirachtin wurden als wichtigste Zielorgane im Insekt das *Corpus cardiacum* und das äußere Neurolemma des Gehirns nachgewiesen (REMBOLD et al., 1989; SUBRAHMANYAM und REMBOLD, 1989). Dort wird die Freisetzung der Neuropeptide durch Bindung an spezialisierte Rezeptoren unterbunden, indem Azadirachtin die Informationsübertragung zwischen Hämolymphe und neurosekretorischen Zellen behindert. Das Terpenoid beeinflusst dabei jede tubulinabhängige Zellfunktion, so auch den axoplasmatischen Transport und die Exozytose aller Hormone. Azadirachtin verhindert in den Insektenzellen durch eine Bindung an den α - und β - Untereinheiten des Tubulin eine Polymerisation derselben, sodass die Ausbildung der Mikrotubuli gestört wird (SALEHZADEH et al., 2003). In den Zellen besitzen Mikrotubuli aber vielfältige Aufgaben. Sie sind die Grundbausteine für das Zentriol, das bei der Mitose die Spindelfasern koordiniert. Kommt es dabei zu einer Störung, unterbleibt die Zellteilung. Außerdem sind sie an der Ausbildung der Zellgestalt beteiligt und dienen als Leitschienen für den Transport von Organellen wie zum Beispiel Mitochondrien oder sekretorischen Vesikeln. Der antimitotische Effekt des Azadirachtin ist vergleichbar mit dem des Colchicin und Vinblastin, die Wirkung ist aber schwächer (SALEHZADEH, 2003). Mit 5×10^{-6} M Azadirachtin behandelte Zellen treten nicht in die Anaphase ein. Bei niedrigeren Konzentrationen dauert es länger, bis Effekte sichtbar werden, die Replikation wird über mehrere Zellzyklen behindert (SALEHZADEH et al., 2003).

Ebenso wie in die Mitose greift Azadirachtin auch in die Meiose der Insektenzellen ein und erklärt so die Entstehung von sterilen männlichen und weiblichen Adulten bei vielen Arten, ein schon frühzeitig beobachteter Effekt. Veränderungen an den Ovarien treten dabei deutlich schneller und schon bei niedrigeren Konzentrationen von Azadirachtin auf im Vergleich zu

Störungen an den Fortpflanzungsorganen der männlichen Insekten (SCHULZ und SCHLÜTER, 1984). Die Spermatogenese wird in der Metaphase unterbrochen, wie SAXENA und BARRION (1987) und LINTON et al. (1997) in Versuchen mit Grashüpfern und Wüstenheuschrecken nachweisen konnten.

Schlussfolgernd kann man feststellen, dass vor allem die Zellen der Insekten von Azadirachtin angegriffen werden, die während der Behandlung Mitosezyklen durchlaufen, also die Keimzellen, die Zellen des Fettkörpers als wichtiges Stoffwechselorgan, das endokrine System mit der Produktion von Hormonen, die Epidermis mit der Ausbildung der Kutikula bei jedem Häutungsvorgang und die Intestinalzellen. Direkter Zelltod in voll ausdifferenzierten Geweben wird nicht beobachtet (SCHLÜTER, 1995).

2.1.5 Kommerziell erhältliche Niemprodukte

Heute sind viele Produkte erhältlich, die Bestandteile des Niembaumes als alleinigen Wirkstoff oder in Verbindung mit Extrakten anderer Pflanzen enthalten. Das zunehmende Umweltbewusstsein, vor allem unter der Bevölkerung der Industrieländer, führt zu einem rasant wachsenden Markt für Präparate auf biologischer Grundlage. Ständig werden neue Patente auf Niemprodukte erteilt, vor allem in Japan, den USA, Indien und Europa. Zur Zeit gibt es die meisten im Pflanzenschutz (63 %), dann kommt der medizinische Einsatz (13 %) und der Kosmetikbereich (6 %), die Industrie und der Veterinäreinsetz (5 %) sowie Patente aus verschiedenen anderen Bereichen (ANONYMUS, neem foundation, 2006 (zitiert vom 05.11.2006), <http://www.neemfoundation.org/neem-articles/patents-on-neem.html>). Allein in Indien sind mehr als 30 kommerzielle Niemprodukte erhältlich (PARMAR und KETKAR, 1993).

Im Pflanzenschutz war das erste kommerzielle niemhaltige Insektizid Margosan-O® (Certis usa, Columbia, USA), das 1985 in den USA patentiert wurde und dort von 1990-2004 auf dem Markt war. Es bestand aus einem ethanolischen Extrakt aus Niemsamen plus 20-25 % Niemöl und wurde im Sprühverfahren zur Kontrolle verschiedener Schädlinge bei Zierpflanzen eingesetzt (LARSON, 1985).

Durch die Zunahme ökologischer Anbauverfahren werden ständig neue Präparate entwickelt, die auch für den Einsatz bei lebensmittelliefernden Pflanzen zugelassen sind, wie zum Beispiel Align[®] TM (AgriDyne Technologies Inc., Salt Lake City, Utah, USA) in den USA oder NiemAzal[®] T/S (Trifolio-M GmbH, Lahnau, Deutschland) in der Europäischen Union. Die meisten dieser Produkte werden als Sprühlösung verdünnt mit Wasser eingesetzt, seltener erfolgt die Anwendung als Tauchbad für die Pflanzen (SCHMUTTERER, 1995).

Niem wird, vor allem in seinem ursprünglichen Verbreitungsgebiet, auch als Bodenverbesserer eingesetzt. Hierbei werden einerseits die Nebenprodukte aus der Niemölherstellung als organischer Dünger dem Boden zugesetzt (KETKAR, 1976) und andererseits Harnstoffdünger mit Niemextrakt überzogen oder durchmischt (MÄRZ, 1989). Der Niemgehalt führt zu einer Reduktion der denitrifizierenden Bakterien im Boden (KANNAIYAN et al., 1983), die sonst einen beachtlichen Teil des Ammoniaks zu Stickstoff und Stickstoffoxydyl abbauen, welche in die Atmosphäre abgegeben werden, dort die Ozonschicht schädigen und für die Pflanzen nicht nutzbar sind. Durch den Niemüberzug wird der Harnstoff langsam freigesetzt und damit ein Auslaugen in tiefere Bodenschichten und das Grundwasser vermindert und die Aufnahmemöglichkeiten für die Pflanzen verbessert (BAINS et al., 1971). Dadurch kommt es zu einer Steigerung der Ernteerträge (AMIN und PATEL, 1983). In Indien ist Nimin[®] (Godrej Soaps Ltd., Mumbai, Indien) als Harnstoffdünger mit Niemextraktüberzug im Handel. AKHTAR und MAHMOOD (1993) beweisen in Versuchen mit Tomatenpflanzen die zusätzliche Schutzwirkung des Düngers vor an den Wurzeln parasitierenden Erdnematoden (*Meloidogyne incognita*).

Arzneimittel für Mensch und Tier mit Niem als wirksamen Inhaltsstoff gibt es zurzeit vor allem in Indien, wo durch Jahrhunderte langen traditionellen Einsatz ein breites Wissen in der Bevölkerung über die Anwendungsmöglichkeiten dieser Pflanze vorhanden ist. Mit Sensal[®] (Excelsior Enterprises Ltd., Kanpur, Indien) ist in Indien ein Kontrazeptivum auf der Basis von Niemöl erhältlich. Karmin[®] (Unijules Life Sciences Ltd., Indien), Nimbola[®] (Kee Pharma, New Delhi, Indien) und JK 22[®] (Charak Pharmaceuticals, Bombay, Indien) sind Präparate zur Behandlung von Diabetes (SCHMUTTERER, 1995).

Ein häufiges veterinärmedizinisches Problem in Indien und anderen Ländern mit subtropischem Klima ist Myiasis nach Verletzungen der Tiere. Dagegen wird Dressol[®] (Cattle Remedies India Ltd., Gurgaon, Indien) eingesetzt, eine Salbe, die Extrakte von *Azadirachtin indica*, *Nerium indicum*, *Tagetes erecta* und *Curcuma longa* enthält.

In Deutschland ist zur Zeit kein Arzneimittel auf Niembasis zugelassen, dem gegenüber steht aber eine große Anzahl von Kosmetika und Hygieneprodukten, Pflegepräparaten für Tiere und Insektenbekämpfungsmitteln für Garten und Haushalt. Da diese Produkte frei verkäuflich sind, werden sie vor allem über den Garten- und Zoofachhandel sowie das Internet vertrieben. Es gibt niemhaltige Zahncremes, Präparate zur äußerlichen Anwendung bei gereizter Haut als Salben, Shampoos, Badesalze, Duschgels, Lotionen, Seifen und vieles mehr. Für Tiere sind Sprays, Shampoos oder Spot on Applikationen zur Prophylaxe eines Floh- und Zeckenbefalls bei Kleintieren und gegen das bei Pferden auftretende Sommerexzem erhältlich.

2.1.6 Einsatz gegen Arthropoden

2.1.6.1 Einsatz gegen Insekten im Bereich Pflanzen- und Vorratsschutz

Im ursprünglichen Verbreitungsgebiet des Niembaumes setzen ihn die Bauern traditionell im Pflanzen- und Vorratsschutz ein. In diesen tropischen Ländern gehen noch immer 10 %-20 % der gelagerten Ernte durch Schadinsekten verloren (LAL, 1988; NYAMBO, 1993), von denen es ungefähr 1000 verschiedene Spezies, vor allem Käfer und Motten, gibt (KHAN und MANNAN, 1991). Je primitiver und länger die Aufbewahrung der Erträge, desto größer ist der Verlust für die einfache Landbevölkerung. Um dem vorzubeugen, nutzt man verschiedene Anwendungen des Niembaumes. Trockene Niemblätter und zermahlene Kerne werden unter die Ernte gemischt, um Rüssel- und Mehlkäfer sowie Motten abzuwehren (PRUTHI und SINGH, 1944; JILANI und AMIR, 1987). Extrakte aus den Kernen und Blättern oder Niemölspray sind geeignet zur Imprägnierung von Säcken oder für das Aussprühen von Lagerräumen. Dabei wird über eine gute Wirksamkeit gegen Insekten von bis zu sechs Monaten berichtet (MALIK et al., 1976). Eine weitere Anwendung ist das direkte Besprühen von gelagerten Leguminosen mit Niemsamenöl (KETKAR, 1976; ALI et al., 1983, PEREIRA, 1983), allerdings sollte so behandeltes Gut vor einer Weiternutzung als Nahrungsmittel gewaschen werden, um den bitteren Geschmack des Öls wieder zu entfernen. Die Keimfähigkeit von gelagertem Saatgut wird nach GUPTA et al. (1989) durch die Anwendung von Niemextrakt nicht beeinträchtigt. Für Entwicklungsländer, in denen Niem weit verbreitet ist, stellt es eine preiswerte Alternative gegenüber synthetischen Pestiziden dar. Der Repellenzeffekt von Niemextrakten auf verschiedene Lagerschädlinge wird durch Untersuchungen von XINGWEI HOU (2004) bestätigt.

Eingehende Forschung erfolgt zum Einsatz im Pflanzenschutz, um Alternativen zu synthetischen Insektenbekämpfungsmitteln zu entwickeln. Die einfache Landbevölkerung der Entwicklungs- und Schwellenländer schützt traditionell ihre Anbauflächen von Reis und Getreide vor Schadinsekten wie Grashüpfern, Blattfliegen oder Heuschrecken, indem sie Niemkuchen, aber auch grüne Zweige oder Blätter des Baumes zwischen den Jungpflanzen ausbringt (ANONYMUS, neem foundation, 2006 (zitiert vom 25.10.2006) <http://www.neemfoundation.org/neem-articles/neem-in-organic-farming.html>). Daneben kommen in der intensiv geführten Land- und Forstwirtschaft kommerziell hergestellte Niempräparate zum Einsatz. Feldversuche in Schottland (WENDY BRYAN, Wetzlar, 16.11.2004) zeigen die Wirksamkeit von Niemkernextrakt gegen den großen Kiefferrüsselkäfer (*Hylobius abietis*), den wichtigsten Schädling im intensiven Forstanbau in ganz Europa. Seine Larven entwickeln sich in den Wurzelstümpfen gefälltter Bäume und befallen als Adulte die neugepflanzten Setzlinge. Der Versuch konnte eine deutliche Reduktion der Fraßschäden bei Verwendung von Formulierungen mit 10 % Niemkernextrakt beziehungsweise mit dem Einsatz von Niemazal-T® und Niemazal-T/S® (Trifolio-M GmbH, Lahnau) zeigen. In Laborversuchen von MAREK DOBROWOLSKI (Wetzlar, 16.11.2004) in Polen wurde eine gute Wirksamkeit von Niemazal-T/S® gegen verschiedene Forstschädlinge (*Lymatria monarcha*, *Lymatria dispar*, *Dendrolimus pini*, *Panolis flammea*, *Neodipnon sertifer*) bestätigt. Eine sehr gute Wirkung besitzt Niem als Sprühanwendung, seltener wird es als Dip oder Drench verwendet, vor allem in Gewächshäusern, die zum biologischen Gemüse- oder Zierpflanzenanbau genutzt werden. Es sind heute circa 400-500 Insektenspezies bekannt, die auf Azadirachtin empfindlich reagieren, die Potenz variiert aber zwischen den verschiedenen Spezies (SCHMUTTERER und SINGH, 1995). Zu den Schadinsekten, gegen die ein Einsatz erfolgreich ist, zählen zum Beispiel verschiedene Blattminierer und die weiße Fliege (LINDQUIST und CASEY, 1990 a und b, EL SHAFIE et al., 2004), verschiedene Rüsselkäferarten im Maisanbau, Heuschrecken und Grashüpfer (TADESSE, 2004). Neben den Arthropoden können auch an den Wurzeln parasitierende Nematoden erfolgreich in ihrer Ausbreitung gehemmt werden (VIJAYALAKSHMI et al., 1985).

2.1.6.2 Einsatz gegen Insekten im veterinärmedizinischen und medizinischen Bereich

Neben den schon früher erwähnten traditionellen Einsatzgebieten und der Verwendung als Pflegeprodukt wird auch der medizinische Nutzen von Niemprodukten weiter erforscht. Ein medizinisches und veterinärmedizinisches Indikationsgebiet ist die Verwendung gegen Ektoparasiten. Bewiesen ist die Wirksamkeit als Shampoo gegen Kopfläuse des Menschen (ABDEL-GHAFFAR und SEMMLER, 2007) und Niemöl als Repellent auf die Haut aufgetragen zum Schutz vor Stechinsekten, die in den tropischen Gebieten der Erde eine wichtige Rolle als Vektoren für die Erreger vieler Krankheiten spielen. Zum Beispiel besteht eine gute Abwehrwirkung gegen Sandfliegen (Phlebotomen), die Überträger der Leishmaniose (SRINIVASAN und KALYANASUNDARAM, 2001), gegen Raubwanzen (*Rodnius prolixus*), die Überträger von *Trypanosoma cruzi* und gegen verschiedene *Anopheles*-Arten, die Vektoren der Malaria (SCHMUTTERER, 1995).

Empfindliche Insekten, die als Ektoparasiten in der Veterinärmedizin eine Rolle spielen, sind verschiedene Floharten (BERNAUER-JACOB, 1999), Läuse und Dipteren. In Australien, wo jährlich große Verluste wegen Myiasis bei Schafen auftreten, kann eine Applikation von Niemextrakt in das Flies den Befall deutlich senken (RICE et al., 1985). Auch zur Kontrolle der Taubenlausfliege (*Pseudolynchia canariensis*) in Taubenbeständen ist die Wirksamkeit bestätigt (GEORGE et al., 1998).

Ein weiteres Einsatzgebiet ist die Wundheilung bei Menschen und Tieren. Die Anwendung von niemhaltigen Salben verhindert einen Befall mit Fliegenlarven beziehungsweise tötet diese ab. Myiasis stellt eine häufige Komplikation der Wundheilung in den Ländern mit heißem Klima dar (PANDA und PATTANAIK, 2003; CARNEVALI und VAN DER ESCH, 2004; GREEN et al., 2004). Die hautpflegenden und antibiotischen Wirkungen von Niem beschleunigen zusätzlich die Heilung dieser oftmals infizierten Wunden, verhindern eine Keloidbildung und machen häufig den Einsatz weiterer Medikamente wie Antibiotika und Entzündungshemmer unnötig (FIORELLA CARNEVALI, Wetzlar, 16.11.2004).

Weiterhin wird die Pflanze zur Kontrolle der Entwicklung verschiedener Stechmückenarten eingesetzt. Da diese stehende Gewässer für die Eiablage benötigen, sind vor allem die Reisanbaugebiete und Siedlungsanlagen in den Tropen betroffen. Niemkuchenpulver oder Niemextrakte, aufgebracht auf die Reisfelder beziehungsweise zerstoßene Niemkerne in Schwimmbädern und Teichen eingestreut, reduzieren drastisch das Entwicklungspotenzial der Moskitos

(ABD-ALLAH, 2003). Die Puppenzahl wird stark vermindert und damit die Vektoren für viele Erkrankungen kontrolliert. Für *Culex tritaeniorhynchus* (RAO et al., 1992), *Aedes aegypti* (AWARD und Shimaila, 2003; MOHARAJ und DHANAKKODI, 2005) und verschiedene *Anopheles*-Arten (ABD-ALLAH, 2003) ist die Wirksamkeit bewiesen.

Die Verfütterung von Niemextrakten an Rinder reduziert nach MILLER und CHAMBERLAIN (1989) nachweislich die Entwicklung von Fliegenlarven (*Stomoxys calcitrans*, *Haematobia irritans*) im Dung, auch für *Musca domestica* wurde durch GILL (1972) dieser Effekt nachgewiesen.

2.2 Bitterwurzel (*Quassia amara*)

Die botanische Bezeichnung der Bitterwurzel lautet *Quassia amara* L., sie gehört zur Familie Bittereschengewächse (Simaroubaceae). Weitere gebräuchliche Synonyme sind Bitterholz oder Fliegenholz.

2.2.1 Botanik, Geographie, Ökologie

Quassia amara wächst strauchartig oder als kleiner immergrüner Baum von zwei bis fünf Metern Höhe. Seine Blätter sind unpaarig gefiedert, etwa 15 cm lang und lanzettförmig. Die glänzend roten, schlauchförmigen, ungefähr drei cm langen Blüten sind in einer Traubenform angeordnet und werden von Oktober bis Februar ausgebildet. Nach der Blüte entwickeln sich Steinfrüchte mit schwarzen Samen, die anfangs grün und nach der Ausreifung schwarz gefärbt sind (ANONYMUS, Bitterholzbaum (*Quassia amara*) 2009, (zitiert vom 22.07.2009) <http://www.giftpflanzen.com>). Das ursprüngliche Verbreitungsgebiet ist Mittelamerika, das nördliche Brasilien und Guyana (JACOBSON und CROSBY, 1971). Heute kommt *Quassia amara* aber auch in Westafrika vor. Die besten Wachstumsbedingungen findet er bis zu einer Höhe von 450 m über dem Meeresspiegel, bei mindestens 2500 mm jährlichem Niederschlag und einer hohen Sonneneinstrahlung. In neotropischen Gebieten mit jährlichen Niederschlägen unter 2500 mm oder über 5500 mm und mit sehr dichtem Bewuchs, der das Lichtangebot einschränkt, ist das Bitterholz nur noch vereinzelt anzutreffen (VILLALOBOS, 1995).

2.2.2 Historie, traditionelle Medizin

Die Bevölkerung Brasiliens kennt den Extrakt aus dem bitter schmeckenden Holz und der Rinde des *Quassia*-Baumes seit langer Zeit als Heilmittel bei Appetitlosigkeit, Magen-Darm-Beschwerden und Leberproblemen. Die erste bekannte Erwähnung erfolgt durch den französischen Geistlichen Labat, der 1696 von einem auf Martinique wachsenden Bitterholz berichtete (ANONYMUS, *Quassia amara* 2007 (zitiert vom 30.06.2007):1-5, <http://212.185.118.226/publlehrbuch/xml/22592263.xml>). Um 1730 soll das *Quassia*-Holz auch in Europa eingeführt worden sein, die Wurzelrinde fand als Fiebersmittel jedoch erst von

1742 an größere Verbreitung. Nach MC INDOO und SIEVERS (1917) erwähnte BRANDE (1825) erstmals die insektiziden Eigenschaften von *Quassia amara*. Linne klassifizierte die Pflanze und trug viel zu ihrem Bekanntwerden bei (ANONYMUS, *Quassia amara* 2007 (zitiert vom 30.06.2007):1-5, <http://212.185.118.226/publlehrbuch/xml/22592263>). Neben der Anwendung als Kräftigungsmittel, Digestivum und Fiebermittel kannte die Volksmedizin den Extrakt des Holzes auch als Wurmmittel bei Askaridenbefall. Nach Untersuchungen von WEGER (1929) steigert *Quassia* die Herztätigkeit, so dass die appetitanregende und kräftigende Wirkung möglicherweise durch eine bessere Durchblutung der Abdominalorgane zustande kommt. RADEMACHER (1825) beschreibt eine gute Wirksamkeit von Quassia-wasser bei chronischen Lebererkrankungen mit Aszites.

Heute ist der Einsatz des Extraktes in der Medizin nur noch gering, in Französisch-Guayana wird traditionell ein Tee gegen die Malaria eingesetzt. Eine gute Wirksamkeit gegen *Plasmodium falciparum* konnte in vivo und in vitro mit einem Tee von jungen frischen Blättern durch BERTANI et al. (2007) nachgewiesen werden. Außerdem wird *Quassia amara* in verschiedenen Potenzen in der Homöopathie eingesetzt.

Bevor es zur Entwicklung und dem Einsatz synthetischer Insektizide kam, war Bitterholz eines der am weitesten verbreiteten botanischen Insektenbekämpfungsmittel (METCALF et al., 1951), was ihm auch den Namen „Fliegenholz“ einbrachte.

2.2.3 Inhaltsstoffe und deren Wirkungsweise

Die bitter schmeckenden Quassinoide des *Quassia amara* sind für seine insektiziden Eigenschaften verantwortlich. CLARK (1937a, 1937b) identifiziert die Wirkstoffe Quassin und Neoquassin. Sie sind bis zu 50mal bitterer als Chinin, das bekannte Malariamittel aus der Rinde des Chinarindenbaumes (*Cinchona officinalis*). Die Quassinoide finden sich vor allem im Holz der Pflanze, wobei Quassin mit durchschnittlich 0,12 % der Trockenmasse (0,10-0,14 %) den Hauptwirkstoff ausmacht (EVANS und RAJ, 1991). Es wirkt als Fraß- und Kontaktgift auf Insekten. Der Gehalt an insektiziden Inhaltsstoffen steigt mit zunehmendem Stamm- und Astdurchmesser an. Je dicker und bodennäher das gewonnene Holz ist, desto höher ist ihr Anteil. In den Wurzeln, Blättern, Blüten und der Rinde des Baumes sind die Bitterstoffe auch vorhanden, aber in geringerer Konzentration. Außerdem schwankt der Ge-

halt an wirksamen Inhaltsstoffen je nach Standort der Pflanze (VILLALOBOS, 1995). Da bis vor kurzem der Extrakt immer direkt aus frischem Holz gewonnen wurde, traten Unterschiede in der Wirkstoffmenge auf, was ein Vergleichen verschiedener früherer Versuchsreihen zu *Quassia amara* schwierig macht. Durch die Firma Trifolio-M GmbH Lahnau erfolgte die Entwicklung eines standardisierten Extraktes in Pulverform. Neben den schon genannten Inhaltsstoffen kommen in geringen Mengen auch noch verschiedene Wirkstoffe vom Typ der Seco-Triterpene (0,05-0,2 % der Frischmasse) und Carbolin-Alkaloide (BARBETTI et al., 1987) vor.

Zusätzlich zu den insektiziden Eigenschaften bewirken die Bitterstoffe eine Fraßhemmung der Insektenlarven. Es kommt zur Unterversorgung beziehungsweise zum Verhungern der Entwicklungsstadien und damit unterbleibt deren Verpuppung. Sie beeinflussen aber nicht direkt das Ecdyson-Hormon wie Azadirachtin A (LIDERT und WING, 1987).

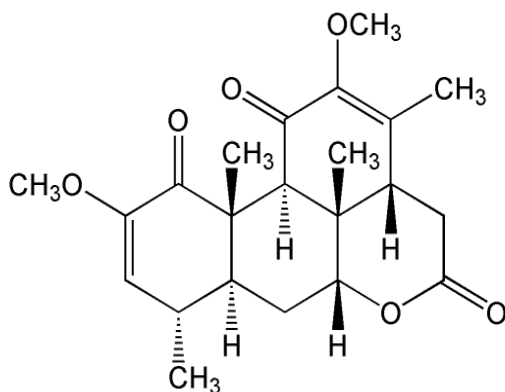


Abbildung 2:

Strukturformel Quassin, Summenformel: $C_{22}H_{28}O_6$

Ein weiterer wichtiger Inhaltsstoff des Bitterholzes ist das Simalikalacton D, dem in der Hauptsache die Antimalaria- und Antitumorwirkung des *Quassia*-Extraktes zugerechnet wird (BERTANI et al., 2006). Über dieses Einsatzgebiet liegen erst wenige wissenschaftliche Untersuchungen vor.

2.2.4 Kommerziell erhältliche *Quassia*-Produkte

Es gibt in Deutschland bis zum heutigen Tag noch keine Zulassung für ein Pflanzenschutzmittel auf der Basis von *Quassia amara*, seine Bedeutung als Insektizid verlor der Baum mit der Entwicklung synthetischer Wirkstoffe. In der Schweiz ist das Produkt Quassan® (Andermatt Biocontrol AG, Grossdietwil, Schweiz) mit 30 % *Quassia*-Extrakt erhältlich, welches im Kernobst- und Pflaumenanbau gegen Sägewespen und Blattläuse eingesetzt wird (ANONYMUS, Bundesamt für Landwirtschaft Pflanzenschutzmittelverzeichnis, 2009 (zitiert vom 29.07.2009):1-2, <http://www.psa.blw.admin.ch/index.html>). In Deutschland ist *Quassia amara* in homöopathischen Zubereitungen als Einzel- und Kombinationsmittel zum Einsatz bei Leber- und Verdauungsstörungen erhältlich. Außerdem wird der Extrakt häufig als Amarum Magenbitterschnäpsen zugesetzt (ANONYMUS, Hausmittel und Selbstmedikation-*Quassia*, 2007 (zitiert vom 30.06.2007): 1-2, <http://www.gesundheitsratgeber24.de/hausmittel/heilkraeuter/quassia/>).

2.2.5 Einsatz gegen Arthropoden

2.2.5.1 Einsatz gegen Insekten im Bereich Pflanzen- und Vorratsschutz

Im Bereich des Pflanzenschutzes liegen einige Untersuchungen zur Wirksamkeit des *Quassia-amara*-Extraktes gegen Schadinsekten vor. Gerade für den biologischen Anbau ist das Mittel von Interesse. Verwendet wird eine Spritzbrühe, die auf die Pflanzen und den Erdboden aufgebracht wird. Die Herstellung erfolgt entweder mittels Heißwasserauszügen direkt aus dem Holz, eine Anleitung dafür gibt STOLL (1987), oder mithilfe der wenigen in Deutschland zurzeit nicht frei erhältlichen Extrakte. Beim Einsatz im Obstbau wirkt *Quassia amara* als Fraß- und Kontaktgift gegen verschiedene Blattläuse (*Dysaphis plantaginea*, *Aphis pomi*) und Apfel- und Pflaumensägewespen (EGGLER und GROSS, 1996; HÖHN et al., 1996). Gegen Sägewespen werden die besten Effekte bei der Anwendung direkt auf die frisch geschlüpften Larven sofort nach dem Abblühen erzielt. Hier ist die Wirksamkeit vergleichbar mit Diazinon, einem synthetischen Insektizid (HÖHN et al., 1996). Durch Versuche im Biohopfenanbau mit 24 g Quassin/ha (TRF-002, Firma Trifolio-M) werden die guten Ergebnisse gegen Blattläuse (*P. humuli*) bestätigt. Es erfolgten zwei Applikationen im vollen Wachstum des Hopfens, wobei festgestellt wurde, dass die Pflanzen den mit den Wurzeln aufgenom-

menen Wirkstoff bis in die Spitzen in sieben Metern Höhe transportieren (ANONYMUS, Bayerische Landesanstalt für Landwirtschaft, Schriftenreihe 2007). Gute Wirksamkeit gegen verschiedene Getreideblattläuse (*Sitobion avenae*, *Metopolophium dirhodum*, *Rhopalosiphum padi*) (HOLASCHKE et al., 2006) und die Kohlmotte (*Plutella xylostella*) (DAIDO et al., 1993) sind ebenfalls beschrieben. Durch Laborversuche von POLONSKY et al. (1989) mit verschiedenen Quassinoiden wird festgestellt, dass Quassin bei einer guten fraßhemmenden Wirksamkeit gegen die grüne Pfirsichblattlaus (*Myzus persicae*) keine phytotoxischen Effekte zeigt, eine wichtige Eigenschaft für den Einsatz im Pflanzenbau. Die Forschung über *Quassia amara* wird weltweit betrieben. MANCEBO et al. (2000) zeigen die Empfindlichkeit von *Hypsipyla grandella*-Larven, dem Mahagonistammborner, dessen Entwicklungsstadien durch den Befall der jungen Mahagoni- und Zedernschösslinge große Holzschäden hervorrufen. Wichtig für den Einsatz des *Quassia*-Extraktes ist seine ökologische Unbedenklichkeit. Bei der erfolgreichen Anwendung gegen die Blutlaus (*Eriosoma lanigerum*) im Apfelanbau können in gewöhnlichen Dosen keine Effekte auf Nützlinge wie die Blutlauszehrwespe (*Aphelinus mali*), den Ohrwurm (*Forficula auricularia*) oder den Marienkäfer (*Coccinellidae*, verschiedene Arten) festgestellt werden (KIENZLE et al., 2004). Die Bienenungefährlichkeit wird durch EGGLER et al. (1992) nachgewiesen.

Im Vorratsschutz erfolgt kein Einsatz von *Quassia amara*, da sein Anwendungsgebiet die Entwicklungsstadien der Schadinsekten betrifft, die an den noch wachsenden Pflanzen oder deren Blüten durch den Verzehr von Pflanzensubstanz oder -saft die Verluste hervorrufen.

2.2.5.2 Einsatz gegen Insekten im veterinärmedizinischen und medizinischen Bereich

In der Medizin und Tiermedizin erfolgt zurzeit kein Einsatz von *Quassia amara* gegen Insekten.

2.3 Verwendete Fliegenarten

2.3.1 Systematik von *Musca domestica* und *Hydrotaea aenescens*

Die in den Untersuchungen verwendeten Fliegenarten werden nach HIEPE (1982) in die folgende Systematik eingeordnet:

Stamm:	Arthropoda (Gliederfüßer)
Klasse:	Insecta (Kerbtiere)
Unterklasse:	Pterygota (geflügelte Insekten)
Ordnung:	Diptera (Zweiflügler)
Unterordnung:	Brachycera (Fliegen im weiteren Sinne)
Familie:	Muscidae (Fliegen im engeren Sinne)
1. Unterfamilie:	Muscinae
Gattung:	<i>Musca</i>
Art:	<i>Musca domestica</i> (Große Stubenfliege)
2. Unterfamilie:	Phaoniinae
Gattung:	<i>Hydrotaea</i>
Art:	<i>Hydrotaea aenescens</i> (Güllefliege)

Hydrotaea aenescens wurde bis vor kurzem als *Ophyra aenescens* der Gattung *Ophyra* zugeordnet, neuerdings erst zählt man sie zur Gattung *Hydrotaea* (VIKHREV, 2008).

2.3.2 Die große Stubenfliege *Musca domestica* (Linnaeus, 1758)

Die große Stubenfliege ist ein 7-9 mm langes, grau-schwarzes Insekt mit schwarzgestreiftem Thorax, schwarzwürfeltem Abdomen und graubraunen Flügeln. Sie zeigt eine synanthrope und synungulate Lebensweise (HIEPE, 1982). Der Rüssel ist zum Leckorgan umgebildet, wobei die Labellen wie Kissen über die Nahrungspartikel ausgebreitet werden, was eine gleichmäßige Verteilung des Speichelsekretes gewährleistet. Die erwachsenen Fliegen bevorzugen zuckerhaltige Stoffe als Nahrung, die mit dem Speichel aufgelöst werden und dann im Kropf, als temporärem Nahrungsreservoir, Aufnahme finden, bevor sie in den Magen gelangen. Dabei kommt es zum Erbrechen des Kropfinhaltes, was eine Gefahr der Keimverschleppung auf

verschiedene Oberflächen darstellt. Dass dabei die Übertragung verschiedener Enteritis-erreger, wie zum Beispiel die Auslöser von Cholera (*Vibrio cholerae*) und Typhus (*Salmonella typhi*), und von Pilzsporen und Wurmeiern möglich ist, wird in der Literatur vielfältig beschrieben (SCHUMANN, 1989; SACHS und KOPP, 1996).

Musca domestica ist ovipar, die Eier sind zirka 1 mm lang und werden in Gelegen von 50-150 Stück oberflächlich im Dung verschiedener Tierarten und in anderen organischen Substanzen wie zum Beispiel Fleisch abgelegt. Ein weiteres bevorzugtes Brutsubstrat ist die feste Phase der Rinder- und Schweinegülle, was zu Fliegenplagen in den Stallanlagen führen kann (SCHUMANN, 1989). Die embryonale Entwicklung dauert 10-24 Stunden, danach entstehen drei Larvenstadien. Unter optimalen Voraussetzungen dauert die Larvenphase drei bis sieben Tage und es schließt sich nach der Verpuppung eine 3-26 -tägige, im Durchschnitt 10 -tägige Puppenruhe an (HIEPE, 1982). Die geschlüpften Imagines sind wiederum nach 1-18 Tagen geschlechtsreif, drei bis fünf Tage nach der Paarung beginnt die Eiablage (HIEPE, 1982). Die Gesamtentwicklung beträgt in unserer Klimazone während der warmen Jahreszeit also zirka zwei bis drei Wochen, unter optimalen Bedingungen sieben Tage (MARTINI, 1952). Die Überwinterung erfolgt im Larven- oder Puppenstadium (HIEPE, 1982). In der Schweineproduktion mit ihren relativ hohen Temperaturen im Stallraum, dem reichen Futterangebot und dem von der Gülle gebildeten optimalen Brutmedium kann es zu einer kontinuierlichen Entwicklung von Fliegengenerationen, ohne merkliche Unterbrechung im Winterhalbjahr, kommen (SCHUMANN, 1989).

2.3.3 Die Güllefliege *Hydrotaea aenescens* (Wiedemann, 1830)

Die Deponie- oder Güllefliege *Hydrotaea aenescens* wurde wahrscheinlich im Gefolge des zweiten Weltkrieges aus Amerika nach Europa eingeschleppt. Der erste sichere Nachweis gelingt 1964 in Gebieten Mittelitaliens (SACCA, 1964). Seitdem sind in verschiedenen europäischen Ländern immer wieder Güllefliegen aufgefunden worden, vor allem auf Mülldeponien sowie in menschlichen Wohnungen und Tierstallungen, weil dort auch im Winter ständig Temperaturen über 0 °C herrschen. Hier hat *Hydrotaea aenescens* eine ökologische Nische besiedelt und sich schnell verbreitet (KÜHLHORN, 1977).

Die Imagines sind 6-8 mm groß und ihr Körper ist glänzend schwarz gefärbt. Die Palpen von *Hydrotaea aenescens* sind auffallend gelb bis rötlichgelb gefärbt (BETKE et al., 1989). Die

weiblichen Tiere benötigen nach dem Schlupf einen sogenannten Reifungsfraß, erst nach dieser Aufnahme proteinreicher Nahrung sind sie zur Ausbildung befruchtungsfähiger Eier in der Lage. Die Männchen sind nach dem Schlupf sofort kopulationsbereit (HIEPE, 1982).

Die Eier werden in Gelegen von 80-130 Stück etwa 0,5-1 cm tief ins Brutsubstrat abgelegt, wofür verschiedene tierische und pflanzliche Stoffe wie sich zersetzende organische Substanzen, Kadaver und Dünger geeignet sind. Die Dauer der Embryonalentwicklung ist stark von der Temperatur abhängig, sie beträgt zwischen 22-26 °C etwa 12-24 Stunden (SCHUMANN, 1989). Eine relative Luftfeuchtigkeit von 90 % gilt als optimal, während bei Temperaturen unter 10 °C oder über 40 °C und sehr niedriger Luftfeuchtigkeit das Schlüpfen unterbleibt und die Eier nach einer gewissen Zeit absterben (STEIN et al., 1977). Auch die Junglarven sind sehr kälteempfindlich. Sie benötigen bei optimalen Bedingungen für die ersten beiden Entwicklungsstadien jeweils etwa 24 Stunden. Das dritte Larvenstadium dauert bei günstigen Gegebenheiten zirka sechs Tage, beim Einwirken nachteiliger Umwelteinflüsse aber bis zu mehrere Wochen. Die dritten Larven erreichen eine Länge von 15 mm, ihr gelblich gefärbter Körper ist sehr schlank, zum Vorderende sehr spitz zulaufend und von außerordentlicher Festigkeit. Sie zeigen typische Merkmale sowohl karnivorer wie auch saprophager Dipterenlarven (SCHUMANN, 1982). In diesem Entwicklungsstadium sind sie sehr aktiv und wanderlustig. Als Nahrung dienen die verschiedensten Substanzen, gut geeignet ist die nährstoffreiche Schwimmschicht der Schweinegülle oder Kälbermist (SCHUMANN, 1989). Außerdem leben sie vor allem in der ersten Zeit des dritten Larvenstadiums räuberisch und greifen die zweiten Larven von *Musca domestica* an, die sich im gleichen Substrat entwickeln. Sie bohren sich mit ihren spitzen Mundhaken in die Kutikula ein und saugen das Körpergewebe der Beutetiere auf. Dabei kann eine *Hydrotaea-aenescens*-Larve in Abhängigkeit von der Populationsdichte der Beute 2-20 *Musca*-Larven vernichten (BETKE et al., 1992). Beim Zusammentreffen im Brutsubstrat kommt es in der Folge zu einer meist sehr starken Reduktion der Stubenfliegenlarven, was durch Versuche in Schweinemastanlagen bestätigt wird (SCHUMANN, 1989). Aufgrund der omnivoren Ernährung kann sich die Güllefliege aber auch beim Fehlen anderer Larven im Brutsubstrat ganz normal entwickeln. Wenn es zu einer zu starken Vermehrung von *Hydrotaea aenescens* und damit Nahrungsknappeit kommt, tritt auch Kannibalismus auf (BETKE et al., 1992). Unter günstigen Bedingungen kommt es nach vier Tagen Puppenruhe zum Schlupf der Imagines, ihre Lebensdauer beträgt durchschnittlich 44 Tage (STEIN et al., 1977). Die Fliegen sind träge, entfernen sich nur selten von ihren Entwicklungsstätten in Stallungen oder auf Müllhalden und fliegen

kaum Tiere oder Menschen an (SACCA, 1964; SICK, 1971). Sie bevorzugen dunkle Stallabschnitte, besonders den Raum zwischen Spaltenboden und Gülleschicht. Aufgrund ihrer Thermophilie und der Entwicklungsdauer liegt das Häufigkeitsmaximum für *Hydrotaea aenescens* im September bis Oktober.

3 MATERIAL, METHODEN UND TIERE

3.1 Erhaltungszucht der verwendeten Fliegenarten

Bei den in der Untersuchung verwendeten Fliegenlarven handelte es sich um Tiere der Arten *Musca domestica* und *Hydrotaea aenescens*. Von beiden Arten wird seit vielen Jahren im Institut für Parasitologie der Universität Leipzig eine Erhaltungszucht geführt, aus der die Larven für diese Versuche bezogen wurden.

Die Erhaltungszucht erfolgte für beide Arten getrennt in zwei Brutschränken mit jeweils definierten klimatischen Bedingungen: Lufttemperatur 30 °C, Luftfeuchtigkeit 80 % und ein 12-stündiger Tag-Nacht-Rhythmus. Von jeder Fliegenart wurden mindestens zwei Gruppen geführt, die sich in zirka 30 cm x 60 cm x 30 cm großen, mit einer feinmaschigen Schlauchbinde vollständig umhüllten, vorne zu öffnenden Drahtkäfigen befanden. Die Käfige standen auf Metallgerüsten nebeneinander oder in zwei Reihen übereinander. Die Fütterung erfolgte dreimal wöchentlich, immer am Montag, Mittwoch und Freitag, mit handelsüblichem Magerquark und Würfelzuckerstückchen. Das Futter stand auf flachen Glasschälchen ad libitum zur Verfügung. Ebenfalls befanden sich in den Käfigen mit Wasser durchdrängte Wattebäusche, die an Vogeltränken als Wasserreservoir angebunden waren. In jedem Käfig stand ein zirka 200 ml fassendes Glas, gefüllt mit Brutsubstrat, zur Eiablage zur Verfügung. Das Brutsubstrat wurde dreimal wöchentlich gewechselt und dafür jedes Mal neu angemischt. Es beinhaltete 250 g grobe, zuvor bei 80 °C vier Stunden sterilisierte Weizenkleie, 250 g Magerquark und 110 ml Wasser. Alle Bestandteile wurden mittels eines Mixers gründlich vermischt und die Gläser dann mit diesem Substrat bis zur Hälfte gefüllt.

Das aus den Käfigen entnommene, durch die Fliegen benutzte Kleie-Quark-Gemisch wurde je nach Bedarf weiter für die Erhaltungszucht verwendet oder vernichtet. Bei der Weiternutzung erfolgte eine Umfüllung des Substrates mitsamt allen darin enthaltenen Fliegeneiern und Larvenstadien 1 in ein größeres Plastikgefäß. Dieser zirka 1000 ml fassende Becher wurde zusätzlich noch mit 300 g neuem Brutsubstrat gefüllt und die Öffnung mit einem Stück Schlauchbinde luftdurchlässig verschlossen. Die Becher befanden sich wie die Fliegenkäfige ständig im Brutschrank und als Futter erhielten die sich darin entwickelnden Larven jeweils zusätzlich montags, mittwochs und freitags einen gehäuften Teelöffel Magerquark. Sobald in

einem Becher die ersten geschlüpften Fliegen sichtbar waren, wurde dieser in einen Fliegenkäfig verbracht, geöffnet und wie oben beschrieben die Tiere mit Futter und neuem Brutsubstrat versorgt. Die Käfige blieben so lange im Brutschrank stehen, wie lebende Fliegen darin vorhanden waren. Tote Tiere wurden während dieser Zeit nicht entfernt, sondern erst bei Reinigung des Käfigs nach dessen Entnahme aus dem Inkubator.

3.2 Versuchsdurchführung

3.2.1 Anzahl und Alter der im Versuch verwendeten Fliegenlarven

Pro Versuchsreihe wurden drei Versuchs- und drei Kontrollgefäße mit jeweils 100 Larven verwendet, zu einem späteren Zeitpunkt erfolgte noch eine Wiederholung jedes Versuchsansatzes in gleicher Art und Weise zur Ergebnisüberprüfung. Zu Beginn der jeweiligen Versuchsreihe hatten die Larven 1 ein Alter von ein bis zwei Tagen und die Larven 3 von sieben bis 10 Tagen.

3.2.2 Eingesetzte Präparate

Die Firma Trifolio-M GmbH in Lahnu stellt für die Versuche die folgenden Formulierungen zur Verfügung:

* Das puderförmige Präparat NeemAzal MD5 enthält 5 % Azadirachtin A. Azadirachtin A ist mit 31-35 % der Hauptbestandteil des natürlichen Extraktes aus den Kernen des Niembaumes. Der Kernextrakt wird als Neem Azal bezeichnet und macht etwa 15 % des Produktes NeemAzal MD5 aus. Neben Azadirachtin A kommen in dem Pflanzenextrakt noch ungefähr 6 % Azadirachtin B, 3 % Salanin, 0,9 % Nimbin und rund 22 % einer Vielzahl anderer Limonoide vor (BERNAUER-JACOB, 1999; SIVARAM PILLAI, Wetzlar, 16.11.2004).

* Außerdem wurden Versuche mit dem Puder TRF 002 MD durchgeführt, das 0,61 % Quassin enthält, den Hauptbestandteil des Pflanzenextraktes der Bitterwurzel (*Quassia amara*).

Außer den genannten Pflanzenextrakten befinden sich in beiden Präparaten die gleichen Formulierungshilfsstoffe auf Basis nachwachsender Rohstoffe, über die die Firma keine weiteren Angaben machte.

3.2.3 Ablauf der Versuche

Die Larvenstadien 1 und 3 der Stubenfliege und der Güllefliege wurden NeemAzal MD5 beziehungsweise TRF 002 MD in verschiedenen Konzentrationen ausgesetzt. Die Applikation der Präparate erfolgte dabei in einer Versuchsreihe durch Einmischung in das Brutsubstrat. Hier nahmen die Larven während der gesamten Versuchsdauer den jeweiligen Wirkstoff oral auf. In einer weiteren Versuchsreihe wurden Larven 3 für drei Sekunden in einem Tauchbad mit den Präparaten behandelt.

3.2.3.1 Applikation von NeemAzal MD5 bzw. TRF 002 MD in das Brutsubstrat

Die Ausgangsstoffe für das Brutsubstrat waren wie in der Erhaltungszucht der Fliegen 250 g grobe Weizenkleie, die zuvor bei 80 °C vier Stunden sterilisiert wurde, 250 g Magerquark und 110 ml Wasser. In das Wasser wurde für die Versuchsgruppen vor der Vermischung mit den übrigen Bestandteilen die entsprechende Menge NeemAzal MD5- bzw. TRF 002 MD-Pulver zugemischt. Bei dem Brutsubstrat der Kontrollgruppen wurde 110 ml reines Wasser zugesetzt.

Anschließend erfolgte die Vermengung der Ausgangsstoffe mit Hilfe eines Mixers. Die Herstellung des Substrates fand immer direkt vor dem Einbringen der Larven statt. Von den fertig hergestellten Versuchs- und Kontrollsubstraten wurden jeweils dreimal 100 g abgewogen und in drei Plastikbecher gefüllt. Diese Becher hatten eine viereckige Form, ein Fassungsvermögen von zirka 500 ml und einen abnehmbaren Deckel mit einer im mittleren Teil verschließbaren Öffnung. Dieser offene Bereich wurde durch ein aufgeklebtes Stück stabile Mullbinde verschlossen, so dass ein ständiger Luftaustausch stattfand, die Larven das Gefäß aber nicht verlassen konnten.

Pro Becher erfolgte eine Einbringung von 100 Larven. Dafür wurden die Tiere zufällig aus den entsprechenden 1. oder 3. Larven der Erhaltungszucht der jeweiligen Fliegenart ausgewählt. Die Entnahme aus der Erhaltungszucht und die Verteilung auf die Versuchs- oder Kontrollbecher erfolgte bei den Larven 1 mittels einer Pipette und 20-30 ml 0,9 % Kochsalzlösung. Die in der Kochsalzlösung schwimmenden Larven wurden einzeln in die Pipette aufgesogen und in die Becher übertragen. Bei den Larven 3 erfolgte die Übertragung von der Erhaltungszucht in die Versuchsreihe mit einer Federstahlpinzette. Nach dem Einbringen der Tiere wurden die Becher verschlossen und in die Brutschränke gestellt, die feste klimatische Bedingungen von 30 °C, 80 % Luftfeuchte und einen 12-stündigen Tag-Nacht-Rhythmus aufwiesen. Die Kontrolle der Gefäße erfolgte dreimal wöchentlich montags, mittwochs und freitags nach den in Abschnitt 3.2.3.4 festgelegten Parametern.

Die Konzentrationen von NeemAzal MD5 in den verwendeten Lösungen betragen 0,1 %, 1 %, 5 % und 10 %. Dafür wurden den 110 ml Wasser entsprechend 0,11 g, 1,1 g, 5,5 g oder 11 g der Testsubstanz zugefügt. Jede Konzentrationsstufe wurde mit 1. und 3. Larven von *Musca domestica* und *Hydrotaea aenescens* je zweimal untersucht. Für das Präparat TRF 002 MD erfolgten die Versuche mit 5 % und 10 % Lösungen, also 5,5 g oder 11 g der Substanz in 110 ml Wasser gelöst, wiederum mit den Larven 1 und 3 beider Fliegenarten. Auch hier wurde jeder Versuchsansatz einmal wiederholt.

Tabelle 1: Versuchsreihen mit Applikation von NeemAzal MD5 und TRF 002 MD in das Brutsubstrat von *Musca domestica* und *Hydrotaea aenescens*

Versuch	Präparat	Fliegenart	Larvenstadium	Eingesetzte Konzentration
1	NeemAzal MD5	<i>Musca domestica</i>	1	0,1 %
2	NeemAzal MD5	<i>Musca domestica</i>	1	1 %
3	NeemAzal MD5	<i>Musca domestica</i>	1	5 %
4	NeemAzal MD5	<i>Musca domestica</i>	1	10 %
5	NeemAzal MD5	<i>Musca domestica</i>	3	0,1 %
6	NeemAzal MD5	<i>Musca domestica</i>	3	1 %
7	NeemAzal MD5	<i>Musca domestica</i>	3	5 %
8	NeemAzal MD5	<i>Musca domestica</i>	3	10 %
9	NeemAzal MD5	<i>Hydrotaea aenescens</i>	1	0,1 %
10	NeemAzal MD5	<i>Hydrotaea aenescens</i>	1	1 %
11	NeemAzal MD5	<i>Hydrotaea aenescens</i>	1	5 %
12	NeemAzal MD5	<i>Hydrotaea aenescens</i>	1	10 %
13	NeemAzal MD5	<i>Hydrotaea aenescens</i>	3	0,1 %
14	NeemAzal MD5	<i>Hydrotaea aenescens</i>	3	1 %
15	NeemAzal MD5	<i>Hydrotaea aenescens</i>	3	5 %
16	NeemAzal MD5	<i>Hydrotaea aenescens</i>	3	10 %
17	TRF 002 MD	<i>Musca domestica</i>	1	5 %
18	TRF 002 MD	<i>Musca domestica</i>	1	10 %
19	TRF 002 MD	<i>Musca domestica</i>	3	5 %
20	TRF 002 MD	<i>Musca domestica</i>	3	10 %
21	TRF 002 MD	<i>Hydrotaea aenescens</i>	1	5 %
22	TRF 002 MD	<i>Hydrotaea aenescens</i>	1	10 %
23	TRF 002 MD	<i>Hydrotaea aenescens</i>	3	5 %
24	TRF 002 MD	<i>Hydrotaea aenescens</i>	3	10 %

3.2.3.2 Topische Applikation von NeemAzal MD5 und TRF 002 MD

Die Untersuchungen zur Wirksamkeit einer topischen Applikation der Präparate erfolgte nur mit den 3. Larven der beiden Fliegenarten, da die Versuche mit 1. Larven wegen ihrer geringen Größe praktisch nicht durchführbar waren. Das Brutsubstrat wurde für die Versuchs- und Kontrollgruppen identisch aus den schon genannten Bestandteilen hergestellt und wieder je drei Plastikbecher mit 100 g dieser Mischung gefüllt.

Die Testsubstanzen wurden direkt vor Versuchsbeginn in 50 ml Wasser gelöst, so dass mit 2,5 g des jeweiligen Präparates die 5 % und mit 5 g die 10 % Lösung angesetzt wurde. In Petrischalen umgefüllt ergaben diese Flüssigkeiten dann das Tauchbad für die Fliegenlarven.

Die Entnahme der 3. Larven aus der Erhaltungszucht erfolgte mit einer Federstahlpinzette. Jedes Tier wurde einzeln in ein Teesieb aus Plastik gelegt und dieses dann für drei Sekunden in die Petrischale eingehängt, so dass die Larve für diese Zeit frei in der Lösung schwamm. Nach dem Tauchbad kamen die Tiere sofort in das zuvor hergestellte Brutsubstrat, jeweils 100 pro Becher.

In jeder Konzentrationsstufe wurden drei Becher als Versuchsgruppen und drei als Kontrollgruppen für jede Fliegenart untersucht und jeder Versuchsansatz wurde einmal wiederholt. Die Larven für die Kontrollgefäße wurden für drei Sekunden mit dem Teesieb in reines Wasser getaucht und dann in ihre Becher verbracht. Nach dem Verschluss der Plastikgefäße befanden sich diese bis zum Ende der jeweiligen Versuche im Inkubator und wurden dreimal wöchentlich kontrolliert.

Tabelle 2: Versuchsreihen mit topischer Applikation von NeemAzal MD5 und TRF 002 MD auf Fliegenlarven von *Musca domestica* und *Hydrotaea aenescens*

Versuch	Präparat	Fliegenart	Larvenstadium	Eingesetzte Konzentration
25	NeemAzal MD5	<i>Musca domestica</i>	3	5 %
26	NeemAzal MD5	<i>Musca domestica</i>	3	10 %
27	NeemAzal MD5	<i>Hydrotaea aenescens</i>	3	5 %
28	NeemAzal MD5	<i>Hydrotaea aenescens</i>	3	10 %
29	TRF 002 MD	<i>Musca domestica</i>	3	5 %
30	TRF 002 MD	<i>Musca domestica</i>	3	10 %
31	TRF 002 MD	<i>Hydrotaea aenescens</i>	3	5 %
32	TRF 002 MD	<i>Hydrotaea aenescens</i>	3	10 %

3.2.3.3 Versuche zur Wirksamkeitsbeständigkeit von NeemAzal MD5 im Brutsubstrat

Es wurde untersucht, ob NeemAzal MD5, appliziert in das Brutsubstrat der Fliegenlarven, in Abhängigkeit von der Zeit eine Wirksamkeitsbeständigkeit auf das Entwicklungspotential von Fliegenlarven aufweist. Die Einmischung von NeemAzal MD5 erfolgte dabei analog den früheren Versuchen zur Applikation in das Brutsubstrat (Kapitel 3.2.3.1). Es wurde ausschließlich mit der höchsten Konzentration (10 %) und in den Kontrollgruppen mit einem gleichen Volumen reinen Wassers gearbeitet. Mit dem fertig hergestellten Versuchs- und Kontrollsubstrat wurden für jede untersuchte Zeitspanne jeweils drei Becher für die Versuchsgruppen

und drei für die Kontrollgruppen mit 100 g befüllt. Die Gefäße wurden bei einer Raumtemperatur von 20 °C für 24, 48, 72 oder 96 Stunden gelagert, danach erfolgte das Einbringen der 1. bzw. 3. Larven von *Musca domestica*. Im Anschluss daran wurden die Becher verschlossen, im Brutschrank aufgestellt und regelmäßig dreimal wöchentlich kontrolliert (siehe 3.2.3.1). Jeder Versuchsansatz wurde einmal wiederholt.

Tabelle 3: Versuchsreihen zur Wirksamkeitsbeständigkeit von NeemAzal MD5 auf Fliegenlarven von *Musca domestica*

Versuch	Präparat	Fliegenart	Larvenstadium	Zeit
33	NeemAzal MD5	<i>Musca domestica</i>	1	24 h
34	NeemAzal MD5	<i>Musca domestica</i>	1	48 h
35	NeemAzal MD5	<i>Musca domestica</i>	1	72 h
36	NeemAzal MD5	<i>Musca domestica</i>	1	96 h
37	NeemAzal MD5	<i>Musca domestica</i>	3	24 h
38	NeemAzal MD5	<i>Musca domestica</i>	3	48 h
39	NeemAzal MD5	<i>Musca domestica</i>	3	72 h
40	NeemAzal MD5	<i>Musca domestica</i>	3	96 h

3.2.3.4 Parameter zur Kontrolle des Entwicklungspotentials der Fliegenlarven in den verschiedenen Versuchsdurchführungen

Nach dem Einbringen der 1. oder 3. Larven in die jeweiligen Versuchs- und Kontrollgefäße erfolgte das weitere Vorgehen bei jedem Versuchsansatz auf die gleiche Weise. Die Becher befanden sich während der gesamten Versuchsdauer auf Metallregalen im Brutschrank und wurden montags, mittwochs und freitags auf das Vorhandensein lebender Larven, eventuell Puppen und eine mögliche Schimmelbildung kontrolliert. Außerdem erfolgte dabei immer eine Auflockerung des Substrates mit einem Metalllöffel und, falls nötig, eine Anfeuchtung mit Wasser aus einem Pflanzensprüher.

Zur Einschätzung der Wirksamkeit der beiden getesteten Präparate auf das Entwicklungspotential der verschiedenen Fliegenlarven wurden die Versuchs- und Kontrollbecher zu den Kontrollzeiten nach folgenden Parametern verglichen:

- minimale Verpuppungszeit

In welchem Substratbecher trat die erste Puppe auf?

Gezählt wurden die Tage zwischen dem Legen der Fliegeneier und dem Auftreten der ersten Puppe. Beim Vorhandensein von Puppen erfolgte deren Entnahme mittels einer Federstahlpinzette und ihre Überführung in gesonderte, leere Gläser, die dann ebenfalls zur weiteren Beobachtung im Brutschrank stehen blieben und mit luftdurchlässiger Gaze abgedeckt wurden.

- Verpuppungsrate

Wie viele der 100 eingesetzten Larven pro Becher entwickelten sich zu Puppen?

- minimale Schlupfdauer

In welchem der mit Puppen belegten Gläser kam es zum ersten Schlupf und nach wie vielen Tagen?

Gezählt wurden die Tage zwischen dem Legen der Fliegeneier und dem Schlupf der ersten Fliege. Geschlüpfte Fliegen verblieben bis zum Tod des letzten Tieres in dem Gefäß, dann erfolgte die Auszählung.

- Schlupfrate

Wie viele Fliegen entwickelten sich aus den 100 anfangs in jeden Becher eingebrachten Larven?

- Fliegengröße

Zum Vergleich der Größe wurde eine bestimmte Flügelader, ein Teilstück der Media, bei beiden Flügeln der Tiere ausgemessen. Dafür wurde eine Stichprobe von 30 Fliegen aus allen geschlüpfen Tieren eines jeden Substratbechers zufällig ausgewählt. Beim Vorhandensein von weniger als 30 voll entwickelten Exemplaren erfolgte die Ausmessung bei jedem Tier. Für den Messvorgang wurden die Flügel vom Körper getrennt und mit einer Pinzette auf einen Objektträger gelegt. Unter dem Mikroskop bei 51,2-facher Vergrößerung fand mit einem Messokular das Messen des festgelegten Flügeladerteilstückes statt (Abb. 3). Die festgestellte Länge wurde zwischen den Versuchs- und Kontrolltieren verglichen.

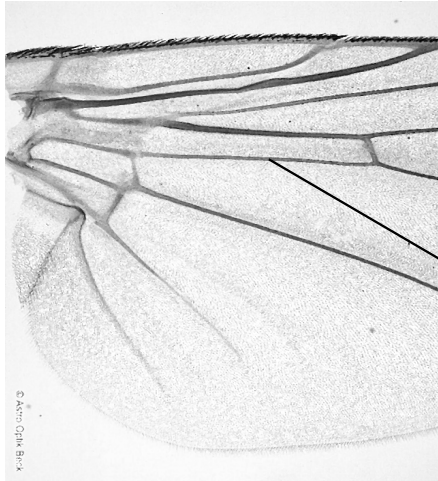


Abbildung 3: Flügel von *Musca domestica*

- Asymmetrie

Kommt es durch den Einsatz der beiden Präparate in den verschiedenen Applikationsarten zu einer Zunahme von Asymmetrie im Körperbau der Tiere?

Verstärkt auftretende Asymmetrie kann ein Anzeichen für schlechtere Lebensbedingungen sein. Zur Überprüfung wurde daher immer die Länge des Flügeladerteilstückes bei beiden Flügeln der ausgemessenen Fliegen mit dem Messokular bestimmt. Es wurden die Tiere gezählt, bei denen Differenzen in der Anzahl der Messstriche (Abstand jeweils 51,2 μm) zwischen den Flügeln beider Seiten auftraten, was als Asymmetrie gewertet wurde.

3.3 Biostatistische Auswertung

Für die statistischen Berechnungen wurde das Statistikprogramm SPSS 15.0 (Software GmbH München) benutzt. Die Prüfung auf Normalverteilung erfolgte für die Versuche zur Untersuchung der Wirksamkeit der beiden Präparate auf die Verpuppungsrate, die Schlupfrate und der Wirksamkeitsbeständigkeit von NeemAzal MD5 mit dem Shapiro-Wilk-Test für kleinere Stichprobenumfänge. Da häufig keine Normalverteilung vorlag, wurden hier zur Prüfung der Signifikanz die nonparametrischen Testverfahren H-Test nach Kruskal-Wallis und U-Test nach Mann und Whitney verwendet. Bei Mehrfachvergleichen erfolgte dann eine Anpassung der p-Werte nach Bonferroni-Holm.

Für den Vergleich der Fliegengröße wurde die Prüfung auf Normalverteilung mit dem Kolmogorov-Smirnov-Test (große Stichprobenumfänge) durchgeführt. Da diese vorlag, erfolgten hier die Signifikanzprüfungen mit der Varianzanalyse, dem Levene-Test in Verbindung mit multiplen Mittelwertsvergleichen nach Bonferroni und dem Levene-Test mit dem t-Test für unabhängige Stichproben.

Für die deskriptive Statistik wurden der arithmetische Mittelwert (\bar{x}) und die Standardabweichung ($\pm s$), der Median und das 1. und 3. Quartil berechnet. Zusätzlich wurden Minimum (Min.) und Maximum (Max.) dargestellt. Die Überprüfung der Häufigkeit des Auftretens einer Asymmetrie zwischen den Flügeln einer Fliege erfolgte mit dem Chi²-Test nach Pearson.

4 ERGEBNISSE

4.1 Wirkung von NeemAzal MD5 auf *Musca domestica*-Larven

Ziel der Untersuchungen war es, anhand definierter Parameter festzustellen, ob und bei welcher Konzentration die 1. und 3. Larven von *Musca domestica* empfindlich gegenüber dem Präparat NeemAzal MD5 reagieren. Je Ansatz wurden 3 x 100 Larven als Versuchsgruppen NeemAzal MD5 ausgesetzt und zeitgleich entwickelten sich 3 x 100 Larven im unbehandelten Kontrollsubstrat. Jeder Versuchsansatz wurde einmal wiederholt.

4.1.1 Einmischung von NeemAzal MD5 in das Brutssubstrat

4.1.1.1 Entwicklung von Puppen und Fliegen nach Einmischung in das Brutssubstrat für Larven 1

Verpuppungsrate (siehe Tabelle 4):

In den Versuchsgruppen, die der 1 %, 5 % oder 10 % Lösung ausgesetzt waren, entwickelten sich keine Puppen. In den entsprechenden Kontrollgruppen betrug die mittlere Verpuppungsrate dagegen 88,0 %, 70,0 % und 70,3 %. Unter Einwirkung der 0,1 % NeemAzal MD5-Lösung lag die durchschnittliche Verpuppungsrate bei 45,3 %. Die Verpuppungsrate schwankte dabei sehr stark zwischen 7 bis 81 Puppen pro 100 eingesetzten Larven 1. In der zugehörigen Kontrollgruppe betrug sie durchschnittlich 88,3 %. Die Unterschiede in der Verpuppungsrate zwischen Versuchs- und Kontrollgruppen waren bei allen geprüften Konzentrationen signifikant ($p < 0,05$), ebenso zwischen der Versuchsgruppe mit dem niedrigsten NeemAzal MD5-Zusatz (0,1 %) und allen anderen Versuchsgruppen mit höherem NeemAzal MD5-Zusatz (1 %, 5 %, 10 %).

Tabelle 4: Wirkung von NeemAzal MD5 auf *Musca domestica*-Larven 1 bei Einmischung in das Brutsubstrat (Verpuppungsrate)

Konzentration (Versuch)	Deskriptive Statistik	Anzahl Puppen Kontrollgefäß n=6	Anzahl Puppen Versuchsgefäß n=6	Signifikanzprüfung (U-Test) innerhalb des Versuches
0,1 % (1)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	88,3±9,9 91,5 78,3-97,0 73-97	45,3±35,7 45,0 13,0-79,5 7-81	p=0,015
1 % (2)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	88,0±11,5 90,0 82,5-97,0 66-97	0 0 0 0	p=0,002
5 % (3)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	70,0±15,6 64,0 57,3-88,8 55-91	0 0 0 0	p=0,002
10 % (4)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	70,3±15,0 67,5 57,3-83,5 55-91	0 0 0 0	p=0,002
Signifikanzprüfung (U-Test) zwischen den Versuchen, korrigiert nach Bonferroni-Holm		1:2 p=1,000 1:3 p=0,246 1:4 p=0,205 2:3 p=0,164 2:4 p=0,195 3:4 p=0,937	1:2 p=0,012 1:3 p=0,010 1:4 p=0,008 2:3 p=1,000 2:4 p=1,000 3:4 p=1,000	

Minimale Verpuppungszeit:

Die kürzeste Verpuppungszeit betrug bei den Kontrollgruppen 7 Tage, bei der Versuchsgruppe aus Versuch 1 (0,1 %) 9 Tage, während bei Konzentrationen ab 1 % keine Verpuppung stattfand. Anhang 1

Schlupfrate (siehe Tabelle 5):

In den Versuchsgruppen 1, die mit 0,1 % NeemAzal-Lösung im Brutsubstrat in Kontakt waren, betrug die mittlere Schlupfrate 33,5 %, dabei reichte die Spanne von 2-66 Fliegen pro 100 eingesetzten Larven. In den Kontrollgruppen lag die mittlere Schlupfrate bei 77,2 % (Versuch 1), 77,5 % (Versuch 2), 59,7 % (Versuch 3) und 59,3 % (Versuch 4). Der Unterschied in der durchschnittlichen Schlupfrate zwischen Kontroll- und Versuchsgruppen war in allen Konzentrationen signifikant ($p < 0,05$). Auch der Vergleich der mittleren Schlupfrate der Versuchsgruppen aus Versuch 1 (0,1 %) mit denen der Versuche 2-4 ergab signifikante Unterschiede ($p < 0,05$).

Tabelle 5: Wirkung von NeemAzal MD5 auf *Musca domestica*-Larven 1 bei Einmischung in das Brutsubstrat (Schlupfrate)

Konzentration (Versuch)	Deskriptive Statistik	Anzahl Fliegen Kontrollgefäß n=6	Anzahl Fliegen Versuchsgefäß n=6	Signifikanzprüfung (U-Test) innerhalb des Versuches
0,1 % (1)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	77,2±11,6 76,5 68,8-88,8 59-91	33,5±32,7 33,0 3,5-63,8 2-66	p=0,015
1 % (2)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	77,5±12,7 78,0 70,0-88,8 55-91	0 0 0 0	p=0,002
5 % (3)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	59,7±14,8 54,5 48,3-77,5 43-79	0 0 0 0	p=0,002
10 % (4)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	59,3±13,4 56,5 48,3-73,5 43-78	0 0 0 0	p=0,002
Signifikanzprüfung (U-Test) zwischen den Versuchen, korrigiert nach Bonferroni-Holm		1:2 p=1,000 1:3 p=0,279 1:4 p=0,246 2:3 p=0,260 2:4 p=0,205 3:4 p=0,937	1:2 p=0,012 1:3 p=0,010 1:4 p=0,008 2:3 p=1,000 2:4 p=1,000 3:4 p=1,000	

Minimale Schlupfdauer (siehe Anhang 1):

Sowohl in den Versuchs- als auch in den Kontrollgruppen betrug die kürzeste Schlupfdauer 11 Tage in der zweiten Durchführung von Versuch 1. In der 1. Durchführung von Versuch 1 lag sie mit 13 Tagen gleichermaßen für Versuch und Kontrolle höher.

4.1.1.2 Entwicklung von Puppen und Fliegen nach Einmischung in das Brutsubstrat für Larven 3

Verpuppungsrate (siehe Tabelle 6):

In den Versuchsgruppen des Versuches 5, die der 0,1 % NeemAzal MD5-Lösung ausgesetzt waren, lag die durchschnittliche Verpuppungsrate bei 65,0 %, in denen der 1 % Lösung (Versuch 6) bei 52,8 %. Im Vergleich dazu betrug dieser Wert in den Kontrollgruppen 70,2 % beziehungsweise 70,3 %. Der Unterschied in der mittleren Verpuppungsrate zwischen Versuchs- und Kontrollgruppen war in diesen beiden Konzentrationsstufen nicht signifikant ($p > 0,05$). Unter Einwirkung der 5 % Testlösung lag die mittlere Verpuppungsrate bei 28,5 %, während sie beim 10 % Versuchsansatz nur noch 5,5 % betrug. Die durchschnittliche Verpuppungsrate der Kontrollgruppen lag für beide Versuchsansätze bei 73,8 %, die Unterschiede zwischen Versuchs- und Kontrollansätzen waren in beiden Fällen signifikant ($p < 0,01$). Beim Vergleich der Verpuppungsraten der verschiedenen Versuchsgruppen untereinander ergab sich für 0,1 % (Versuch 5) und 1 % (Versuch 6) ein nicht signifikanter Unterschied, während alle anderen Konzentrationsvergleiche signifikante Differenzen ($p < 0,05$) aufwiesen.

Die Versuche 7 (5 %) und 8 (10 %) wurden zeitgleich durchgeführt und damit konnten für beide Konzentrationen dieselben Kontrollgruppen genutzt werden. Das führte zu den identischen Ergebnissen dieser Kontrollgruppen.

Tabelle 6: Wirkung von NeemAzal MD5 auf *Musca domestica*-Larven 3 bei Einmischung in das Brutsubstrat (Verpuppungsrate)

Konzentration (Versuch)	Deskriptive Statistik	Anzahl Puppen Kontrollgefäß n=6	Anzahl Puppen Versuchsgefäß n=6	Signifikanzprüfung (U-Test) innerhalb des Versuches
0,1 % (5)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	70,2±18,2 70,0 54,5-84,3 47-97	65,0±20,6 62,0 46,5-85,5 45-90	p=0,589
1 % (6)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	70,3±17,3 72,0 54,5-86,0 47-89	52,8±9,1 53,0 43,8-61,5 43-63	p=0,093
5 % (7)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	73,8±12,8 73,0 61,8-86,0 61-89	28,5±8,6 30,5 24,0-34,5 12-36	p=0,002
10 % (8)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	73,8±12,8 73,0 61,8-86,0 61-89	5,5±2,2 5,0 3,8-7,5 3-9	p=0,002
Signifikanzprüfung (U-Test) zwischen den Versuchen, korrigiert nach Bonferroni-Holm		5:6 p=1,000 5:7 p=1,000 5:8 p=1,000 6:7 p=1,000 6:8 p=1,000 7:8 p=1,000	5:6 p=0,240 5:7 p=0,012 5:8 p=0,010 6:7 p=0,008 6:8 p=0,006 7:8 p=0,004	

Minimale Verpuppungszeit:

In den Versuchs- und Kontrollgruppen lag die minimale Verpuppungszeit jeweils bei 9 Tagen (Versuch 5, 0,1 %). Differenzen in der Zeit bis zum Auftreten der ersten Puppen gab es in der ersten Durchführung von Versuch 6 (1 %), hier betrug die kürzeste Verpuppungszeit der Versuchsgruppen 14 Tage und der Kontrollgruppen 11 Tage (siehe Anhang 2).

Schlupfrate (siehe Tabelle 7):

In den Versuchsgruppen, die mit der 0,1 % NeemAzal MD5-Lösung behandelt wurden, lag die durchschnittliche Schlupfrate bei 47,2 %, in den dazugehörigen Kontrollgruppen bei 49,2 %. Der Unterschied ist nicht signifikant ($p > 0,05$). Auch bei Einwirkung der 1 % Testlösung kam es noch zum Schlupf von Fliegen, im Mittel betrug die Schlupfrate 14,7 %, während sie in den Kontrollgruppen 51,7 % aufwies. Bei Einmischung der 5 % und 10 % NeemAzal MD5-Lösung entwickelten sich keine Fliegen, in den entsprechenden Kontrollgruppen lag die durchschnittliche Schlupfrate bei 54,0 %. Der Unterschied in der Schlupfrate

zwischen Versuchs- und Kontrollgruppen war in allen drei Konzentrationsstufen (Versuche 6, 7, 8) signifikant ($p < 0,01$). Mit Ausnahme von Versuch 7 und 8 ergaben sich beim Vergleich der Behandlungsstufen miteinander immer signifikante Unterschiede ($p < 0,05$).

Tabelle 7: Wirkung von NeemAzal MD5 auf *Musca domestica*-Larven 3 bei Einmischung in das Brutsubstrat (Schlupfrate)

Konzentration (Versuch)	Deskriptive Statistik	Anzahl Fliegen Kontrollgefäß n=6	Anzahl Fliegen Versuchsgefäß n=6	Signifikanzprüfung (U-Test) innerhalb des Versuches
0,1 % (5)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	49,2±7,8 47,0 42,5-57,8 41-60	47,2±9,7 45,0 39,3-55,5 37-63	p=0,589
1 % (6)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	51,7±9,6 52,5 42,5-60,3 41-61	14,7±4,2 14,0 11,3-19,3 9-20	p=0,002
5 % (7)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	54,0±7,2 55,5 46,5-60,3 45-61	0 0 0 0	p=0,002
10 % (8)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	54,0±7,2 55,5 46,5-60,3 45-61	0 0 0 0	p=0,002
Signifikanzprüfung (U-Test) zwischen den Versuchen, korrigiert nach Bonferroni-Holm		5:6 p=1,000 5:7 p=1,000 5:8 p=0,900 6:7 p=1,000 6:8 p=1,000 7:8 p=1,000	5:6 p=0,012 5:7 p=0,010 5:8 p=0,008 6:7 p=0,006 6:8 p=0,004 7:8 p=1,000	

Minimale Schlupfdauer (siehe Anhang 2):

Die minimale Schlupfdauer betrug in den Versuchsgruppen 11 Tage, in den Kontrollansätzen 13 Tage, aufgetreten in Versuch 5. Am längsten dauerte es in den Versuchsgruppen der ersten Durchführung von Versuch 6 (1 %) bis zum Vorkommen der ersten Fliegen mit 18 Tagen, in den entsprechenden Kontrollgruppen 16 Tage. In allen anderen Versuchen, bei denen es zum Schlupf von Fliegen kam, war die Zeitspanne bei Versuchs- und Kontrollgruppen gleich.

4.1.1.3 Länge und Asymmetrie der Flügelader (Mediateilstück)

Die zur Beurteilung der Fliegengröße gemessene Flügelader hatte in den Kontrollgruppen eine durchschnittliche Länge von 2130,0 μm , in den Versuchsgruppen von 1969,1 μm . Die Differenz war signifikant mit $p < 0,01$ (siehe Tabelle 8).

Längenunterschiede von mindestens 51,2 μm zwischen der gemessenen Flügelader des rechten und linken Flügels traten in der Kontrollgruppe bei 24,2 % der untersuchten Tiere auf, in der Versuchsgruppe bei 22,1 %. Der Unterschied war nicht signifikant, $p > 0,05$ (siehe Tabelle 9).

Tabelle 8: Vergleich der Länge der gemessenen Flügeladern von *Musca domestica* aus den Versuchs- und Kontrollgruppen in den verschiedenen Versuchsdurchführungen

<i>Musca domestica</i>	Deskriptive Statistik	Länge der Flügelader in der Kontrollgruppe in μm	Länge der Flügelader in der Versuchsgruppe in μm	Signifikanzprüfung zwischen Versuchs- und Kontrollgruppe (t-Test)
Einmischung von NeemAzal MD5 in das Brutsubstrat	n $\bar{x} \pm s$ Median 1.-3. Quartil Min.-Max.	720 2130,0 \pm 236,6 2150,4 1996,8-2304,0 1484,4-2662,4	367 1969,1 \pm 208,7 1996,8 1843,2-2099,2 1280,0-2483,2	p=0,0001
Topische Applikation von NeemAzal MD5	n $\bar{x} \pm s$ Median 1.-3. Quartil Min.-Max.	180 2148,7 \pm 162,7 2150,4 2048,0-2252,8 1638,4-2611,2	359 2156,5 \pm 184,8 2150,4 2048,0-2278,4 1536,0-2662,4	p=0,632
Einmischung von TRF 002 MD in das Brutsubstrat	n $\bar{x} \pm s$ Median 1.-3. Quartil Min.-Max.	360 2218,2 \pm 222,7 2252,8 2099,2-2355,2 1459,2-2713,6	706 2218,4 \pm 210,5 2252,8 2099,2-2361,6 1433,6-2739,2	p=0,989
Topische Applikation von TRF 002 MD	n $\bar{x} \pm s$ Median 1.-3. Quartil Min.-Max.	180 2200,8 \pm 158,9 2227,2 2048,0-2304,0 1740,8-2611,2	360 2138,5 \pm 150,9 2124,8 2048,0-2252,8 1689,6-2560,0	p=0,0001

Tabelle 9: Asymmetrie bei *Musca domestica*-Fliegen nach Einmischung von NeemAzal MD5 ins Brutsubstrat

	Asymmetrie	Keine Asymmetrie	Gesamt
Kontrolle	174 (24,2 %)	546 (75,8 %)	720 (100 %)
Versuch	81 (22,1 %)	286 (77,9 %)	367 (100 %)
Gesamt	255 (23,5 %)	832 (76,5 %)	1087 (100 %)

Chi-Quadrat-Wert: 0,595

p= 0,441

4.1.2 Topische Applikation von NeemAzal MD5

4.1.2.1 Entwicklung von Puppen und Fliegen nach topischer Applikation auf *Musca domestica*-Larven 3

Verpuppungsrate (siehe Tabelle 10):

Nach dem Tauchbad in einer 5 % NeemAzal MD5-Lösung (Versuch 25) betrug die durchschnittliche Verpuppungsrate 88,8 %. Im Vergleich zur Kontrollgruppe mit 93,8 % bestand ein signifikanter Unterschied ($p < 0,05$). In den Versuchsgruppen, die die topische Applikation einer 10 % Testlösung erhielten (Versuch 26), lag die mittlere Verpuppungsrate bei 83,2 %. Auch hier bestand ein signifikanter Unterschied ($p < 0,01$) zu der Kontrollgruppe (93,8 %).

Die Differenz zwischen der mittleren Verpuppungsrate beim 5 % und 10 % Versuchsansatz betrug 5,6 %, so dass sich diese Anwendungen nicht signifikant ($p > 0,05$) unterschieden. Da die Versuche 25 und 26 immer zeitgleich durchgeführt wurden, war es möglich, für beide Behandlungen die gleichen Kontrollansätze zu verwenden. So erklären sich die identischen Ergebnisse der Kontrollgruppen in beiden Konzentrationsstufen.

Tabelle 10: Wirkung von NeemAzal MD5 auf *Musca domestica*-Larven 3 bei topischer Applikation (Verpuppungsrate)

Konzentration (Versuch)	Deskriptive Statistik	Anzahl Puppen Kontrollgefäß n=6	Anzahl Puppen Versuchsgefäß n=6	Signifikanzprüfung (U-Test) innerhalb des Versuches
5 % (25)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	93,8±1,6 94,0 92,0-95,3 92-96	88,8±5,7 91,5 84,8-92,3 78-93	p=0,026
10 % (26)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	93,8±1,6 94,0 92,0-95,3 92-96	83,2±6,0 83,0 78,8-87,0 75-93	p=0,009
Signifikanzprüfung (U-Test) zwischen den Versuchen		p=1,000	p=0,180	

Minimale Verpuppungszeit:

Die minimale Verpuppungszeit lag sowohl in den Versuchs- als auch in den Kontrollgruppen beider Konzentrationsstufen bei 9 Tagen in der Wiederholungsdurchführung (siehe Anhang 3). In der ersten Durchführung von Versuch 25 und 26 dauerte es in den Versuchs- und Kontrollgruppen mit 11 Tagen ebenfalls gleich lang bis zur Entwicklung der ersten Puppen.

Schlupfrate (siehe Tabelle 11):

Nach der topischen Einwirkung der 5 % NeemAzal MD5-Lösung (Versuch 25) auf *Musca domestica*-Larven 3 betrug die mittlere Schlupfrate 60,5 %, nach Einwirkung der 10 % Lösung (Versuch 26) 44,0 %. In den Kontrollgruppen für beide Versuchsreihen lag die durchschnittliche Schlupfrate bei 85,0 %. Der Unterschied zwischen Versuchs- und Kontrollgruppen war jeweils signifikant ($p < 0,01$). Die mittlere Schlupfrate nach Anwendung von 5 % NeemAzal MD5-Lösung war um 16,5 % signifikant höher als bei Benutzung der höheren Dosis ($p < 0,05$).

Tabelle 11: Wirkung von NeemAzal MD5 auf *Musca domestica*-Larven 3 bei topischer Applikation (Schlupfrate)

Konzentration (Versuch)	Deskriptive Statistik	Anzahl Fliegen Kontrollgefäß n=6	Anzahl Fliegen Versuchsgefäß n=6	Signifikanzprüfung (U-Test) innerhalb des Versuches
5 % (25)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	85,0±3,4 84,0 82,5-88,5 81-90	60,5±12,4 63,5 46,8-72,3 43-73	p=0,002
10 % (26)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	85,0±3,4 84,0 82,5-88,5 81-90	44,0±9,6 43,5 38,8-50,0 29-59	p=0,002
Signifikanzprüfung (U-Test) zwischen den Versuchen		p=1,000	p=0,026	

Minimale Schlupfdauer:

Unterschiede zwischen Versuch und Kontrolle in der minimalen Schlupfdauer traten nur in der Wiederholungsdurchführung von Versuch 26 auf, hier entwickelten sich die ersten Fliegen in den Versuchsgruppen nach 11 Tagen und in den Kontrollgruppen nach 13 Tagen. Bei der ersten Durchführung des Versuches mit der 10 % Lösung (minimale Schlupfdauer 14 Tage) und beiden mit der 5 % Applikation (minimale Schlupfdauer 14 beziehungsweise 13 Tage) gab es keine Unterschiede zwischen Versuchs- und Kontrollgruppen (Anhang 3).

4.1.2.2 Länge und Asymmetrie der Flügelader (Mediateilstück)

Die Länge der gemessenen Flügeladern der adulten Fliegen betrug in den behandelten Versuchsgruppen durchschnittlich 2156,5 μm , in den Kontrollgruppen 2148,7 μm (Tabelle 8, Seite 43) und war damit in etwa gleich ($p > 0,05$).

Während in den Versuchsgruppen bei 26,5 % der beurteilten Fliegen Längenunterschiede zwischen rechtem und linkem Flügel vorlagen, zeigten in den Kontrollgruppen 28,9 % der Fliegen eine Asymmetrie ($p > 0,05$, Tabelle 12).

Tabelle 12: Asymmetrie zwischen rechter und linker Flügelader

	Asymmetrie	Keine Asymmetrie	Gesamt
Kontrolle	52 (28,9 %)	128 (71,1 %)	180 (100 %)
Versuch	95 (26,5 %)	264 (73,5 %)	359 (100 %)
Gesamt	147 (27,3 %)	392 (72,7 %)	539 (100 %)

Chi-Quadrat-Wert: 0,356

p= 0,551

4.2 Wirkung von NeemAzal MD5 auf *Hydrotaea aenescens*-Larven

Analog den Untersuchungen zur Wirksamkeit des Präparates NeemAzal MD5 auf *Musca domestica*-Larven wurden die gleichen Versuche mit *Hydrotaea aenescens*-Larven 1 und 3 durchgeführt. Dabei wurden wieder je Ansatz 3 x 100 Larven als Versuchsgruppen NeemAzal MD5 ausgesetzt und 3 x 100 Larven als Kontrollgruppen untersucht. Jeder Ansatz wurde zweimal durchgeführt.

4.2.1 Einmischung von NeemAzal MD5 in das Brutsubstrat

4.2.1.1 Entwicklung von Puppen und Fliegen nach Einmischung in das Brutsubstrat für Larven 1

Verpuppungsrate (siehe Tabelle 13):

In den mit 1 %, 5 % und 10 % NeemAzal MD5-Lösung behandelten Gruppen entwickelten sich keine Puppen. In den entsprechenden Kontrollgruppen betrug die mittlere Verpuppungsrate 84,8 %, 85,8 % und 85,8 %. Unter Einwirkung der 0,1 % NeemAzal MD5-Lösung kam es zur Entstehung von insgesamt 3 Puppen, die mittlere Verpuppungsrate lag somit bei 0,5 %, während sie in der zugehörigen Kontrollgruppe 84,8 % erreichte. Die Unterschiede in der

Verpuppungsrate zwischen Versuchs- und Kontrollgruppen waren in allen geprüften Konzentrationen signifikant ($p < 0,01$).

Der Vergleich der Verpuppungsraten der 0,1 % NeemAzal MD5-Versuchsgruppe mit denen der höher konzentrierten Versuchsgruppen ergab keine signifikanten Unterschiede ($p > 0,05$).

Da beide Durchführungen der Versuche 9 und 10 und eine der Versuche 11 und 12 parallel abliefen, wurden für die 0,1 % und 1 % Versuche beide Male und für die 5 % und 10 % Versuche einmal die gleichen Kontrollgruppen genutzt. Das bedingte die identischen (Versuch 9 und 10) beziehungsweise fast gleichen (Versuch 11 und 12) Ergebnisse für die Kontrollen in den Tabellen 13 und 14.

Tabelle 13: Wirkung von NeemAzal MD5 auf *Hydrotaea aenescens*-Larven 1 bei Einmischung in das Brutsubstrat (Verpuppungsrate)

Konzentration (Versuch)	Deskriptive Statistik	Anzahl Puppen Kontrollgefäß n=6	Anzahl Puppen Versuchsgefäß n=6	Signifikanzprüfung (U-Test) innerhalb des Versuches
0,1 % (9)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	84,8±12,2 86,5 73,5-95,5 69-97	0,5±0,5 0,5 0-1 0-1	p=0,002
1 % (10)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	84,8±12,2 86,5 73,5-95,5 69-97	0 0 0 0	p=0,002
5 % (11)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	85,8±9,5 84,0 77,3-96,5 75-98	0 0 0 0	p=0,002
10 % (12)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	85,8±7,5 85,5 79,8-91,3 76-98	0 0 0 0	p=0,002
Signifikanzprüfung (U-Test) zwischen den Versuchen, korrigiert nach Bonferroni-Holm		9:10 p=1,000 9:11 p=1,000 9:12 p=1,000 10:11 p=1,000 10:12 p=1,000 11:12 p=1,000	9:10 p=1,000 9:11 p=0,900 9:12 p=0,720 10:11 p=1,000 10:12 p=1,000 11:12 p=1,000	

Minimale Verpuppungszeit:

Die minimale Verpuppungszeit betrug in den Kontrollgruppen 7 Tage (2. Durchführung von Versuch 9 und 10), hier lag sie für die Versuchsgruppen im Versuch 9 bei 17 Tagen. In der

ersten Durchführung von Versuch 9 (0,1 % NeemAzal MD5-Lösung) betrug die minimale Verpuppungszeit für die Versuchs- und Kontrollgruppen identisch 9 Tage. In den höheren Konzentrationen traten keine Puppen mehr auf (Anhang 4).

Schlupfrate (siehe Tabelle 14):

In den Versuchsgruppen kam es bei keiner der geprüften Konzentrationen zur Entwicklung einer Fliege; Schlupfrate 0 %. In den Kontrollgruppen lag die durchschnittliche Schlupfrate bei 60,3 % (Versuch 9 und 10), 41,8 % (Versuch 11) und 34,3 % (Versuch 12). Der Unterschied in der durchschnittlichen Schlupfrate zwischen Kontroll- und Versuchsgruppen war in allen Konzentrationen signifikant ($p < 0,01$).

In dieser Untersuchung traten zum Teil auch beim Vergleich der Schlupfraten der Kontrollgruppen miteinander signifikante Unterschiede auf (Vergleiche Kontrolle 9 mit 12 beziehungsweise 10 mit 12).

Tabelle 14: Wirkung von NeemAzal MD5 auf *Hydrotaea aenescens*-Larven 1 bei Einmischung in das Brutsubstrat (Schlupfrate)

Konzentration (Versuch)	Deskriptive Statistik	Anzahl Fliegen Kontrollgefäß n=6	Anzahl Fliegen Versuchsgefäß n=6	Signifikanzprüfung (U-Test) innerhalb des Versuches
0,1 % (9)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	60,3±10,9 61,0 49,8-70,8 46-73	0 0 0 0	p=0,002
1 % (10)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	60,3±10,9 61,0 49,8-70,8 46-73	0 0 0 0	p=0,002
5 % (11)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	41,8±24,1 39,5 25,0-68,0 4-68	0 0 0 0	p=0,002
10 % (12)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	34,3±15,7 40,0 25,0-45,0 4-45	0 0 0 0	p=0,002
Signifikanzprüfung (U-Test) zwischen den Versuchen, korrigiert nach Bonferroni-Holm		9:10 p=1,000 9:11 p=0,528 9:12 p=0,012 10:11 p=0,396 10:12 p=0,010 11:12 p=1,000	9:10 p=1,000 9:11 p=1,000 9:12 p=1,000 10:11 p=1,000 10:12 p=1,000 11:12 p=1,000	

Minimale Schlupfdauer:

Nur in den Kontrollgruppen entwickelten sich Fliegen, hier betrug die kürzeste Schlupfdauer 14 Tage (Anhang 4).

4.2.1.2 Entwicklung von Puppen und Fliegen nach Einmischung in das Brutsubstrat für Larven 3

Verpuppungsrate (siehe Tabelle 15):

In den mit 0,1 % NeemAzal MD5 behandelten Versuchsgruppen (Versuch 13) betrug die mittlere Verpuppungsrate 71,3 %, in den 1 % Versuchsgruppen (Versuch 14) 54,7 %. Im Vergleich dazu lag dieser Wert in den Kontrollgruppen bei 90,7 %. Auch hier wurden für beide Konzentrationsstufen dieselben Kontrollgruppen genutzt. Unter Einwirkung der 5 % Testlösung lag die mittlere Verpuppungsrate bei 44,8 %, während sie beim 10 % Versuchsansatz nur noch 14,5 % betrug. Die durchschnittliche Verpuppungsrate der zugehörigen Kontrollgruppen lag bei 97,0 % (Versuch 15) beziehungsweise 93,3 % (Versuch 16). Die Differenzen in der mittleren Verpuppungsrate zwischen Versuchs- und Kontrollgruppen waren in allen Konzentrationen signifikant ($p < 0,05$).

Beim Vergleich der Verpuppungsraten der mit verschiedenen Konzentrationen behandelten Gruppen miteinander ergaben sich für 0,1 % mit 10 % (Versuch 13 mit 16) und 1% mit 10 % (Versuch 14 mit 16) signifikante Differenzen $p < 0,05$, während alle anderen Konzentrationsvergleiche keine signifikanten Unterschiede aufwiesen ($p > 0,05$).

Tabelle 15: Wirkung von NeemAzal MD5 auf *Hydrotaea aenescens*-Larven 3 bei Einmischung in das Brutsubstrat (Verpuppungsrate)

Konzentration (Versuch)	Deskriptive Statistik	Anzahl Puppen Kontrollgefäß n=6	Anzahl Puppen Versuchsgefäß n=6	Signifikanzprüfung (U-Test) innerhalb des Versuches
0,1 % (13)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	90,7±5,4 92,5 86,3-95,0 81-95	71,3±13,2 74,0 60,5-82,0 50-85	p=0,004
1 % (14)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	90,7±5,4 92,5 86,3-95,0 81-95	54,7±9,0 55,0 49,8-59,8 40-68	p=0,002
5 % (15)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	97,0±2,8 97,5 95,0-99,3 92-100	44,8±21,3 44,5 26,0-63,5 20-71	p=0,002
10 % (16)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	93,3±5,1 93,0 90,3-97,8 85-100	14,5±10,1 14,5 5,5-23,5 4-25	p=0,002
Signifikanzprüfung (U-Test) zwischen den Versuchen, korrigiert nach Bonferroni-Holm		13:14 p=1,000 13:15 p=0,090 13:16 p=1,000 14:15 p=0,075 14:16 p=1,000 15:16 p=0,960	13:14 p=0,130 13:15 p=0,123 13:16 p=0,012 14:15 p=0,818 14:16 p=0,001 15:16 p=0,060	

Minimale Verpuppungszeit:

Die ersten Puppen traten in den Versuchsgruppen nach 12 Tagen auf (Versuch 15), in den Kontrollgruppen nach 11 Tagen (2. Durchführung von Versuch 13 und 14). Unterschiede zwischen Versuchs- und Kontrollgruppen, bezogen auf das erste Vorkommen von Puppen, gab es in den Versuchen 13, 14 und 16. Hier verpuppten sich die ersten Tiere aus dem Versuchsansatz jeweils zwei bis drei Tage später als die aus dem zugehörigen Kontrollansatz (Anhang 5).

Schlupfrate (siehe Tabelle 16):

In den Versuchsgruppen, die mit 0,1 % NeemAzal MD5-Lösung behandelt wurden, lag die durchschnittliche Schlupfrate bei 28,5 %, in den zugehörigen Kontrollgruppen bei 58,8 %. Auch unter Einwirkung der 1 % Testlösung kam es noch zum Schlupf von Fliegen mit einer geringen Schlupfrate von 1 %, während in den Kontrollgruppen 58,8 % der Puppen schlüpften. Nach Einmischen der 5 % und 10 % NeemAzal MD5-Lösung entwickelten sich keine

Fliegen, in den entsprechenden Kontrollgruppen betrug die durchschnittliche Schlupfrate hingegen 57,8 % (Versuch 15) bzw. 42,3 % (Versuch 16). Die Unterschiede in der mittleren Schlupfrate zwischen Versuchs- und Kontrollgruppen waren in allen Konzentrationen signifikant ($p < 0,01$).

Die Ergebnisse in den Versuchsansätzen, in denen 5 % bzw. 10 % NeemAzal MD5-Lösung verwendet wurden, waren identisch und der Unterschied zum 1 % Versuchsansatz nicht signifikant ($p > 0,05$). Beim Vergleich der durchschnittlichen Schlupfrate in Gegenwart der niedrigsten Konzentration NeemAzal MD5 (0,1 %) mit der aller anderen Konzentrationsstufen (1 %, 5 %, 10 %) ergaben sich signifikante Differenzen ($p < 0,05$).

Tabelle 16: Wirkung von NeemAzal MD5 auf *Hydrotaea aenescens*-Larven 3 bei Einmischung in das Brutsubstrat (Schlupfrate)

Konzentration (Versuch)	Deskriptive Statistik	Anzahl Fliegen Kontrollgefäß n=6	Anzahl Fliegen Versuchsgefäß n=6	Signifikanzprüfung (U-Test) innerhalb des Versuches
0,1 % (13)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	58,8±10,8 54,0 50,5-71,8 49-74	28,5±7,8 29,0 22,3-35,0 17-38	p=0,002
1 % (14)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	58,8±10,8 54,0 50,5-71,8 49-74	1,0±1,3 0,5 0-2,3 0-3	p=0,002
5 % (15)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	57,8±22,2 58,0 36,8-77,0 33-86	0 0 0 0	p=0,002
10 % (16)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	42,3±8,5 41,0 35,3-49,3 33-56	0 0 0 0	p=0,002
Signifikanzprüfung (U-Test) zwischen den Versuchen, korrigiert nach Bonferroni-Holm		13:14 p=1,000 13:15 p=1,000 13:16 p=0,156 14:15 p=1,000 14:16 p=0,130 15:16 p=1,000	13:14 p=0,012 13:15 p=0,010 13:16 p=0,008 14:15 p=0,540 14:16 p=0,360 15:16 p=1,000	

Minimale Schlupfdauer:

Die kürzeste Schlupfdauer betrug in den Kontrollgruppen 16 Tage, in den Versuchsansätzen der Wiederholung des Versuches 14 (1 % NeemAzal MD5-Lösung) 18 Tage. Die Zeit bis zum Schlupf der ersten Fliegen schwankte stark, zwischen 18 und 30 Tagen bei den Tieren aus dem Testsubstrat und 16-28 Tagen bei den Kontrolltieren (siehe Anhang 5).

4.2.1.3 Länge und Asymmetrie der Flügelader (Mediateilstück)

Die zur Beurteilung der Fliegengröße gemessene Flügelader hatte bei den Tieren der Kontrollgruppen eine durchschnittliche Länge von 2021,7 μm , bei den Fliegen aus den Versuchsgruppen von 1767,0 μm . Diese Differenz war hoch signifikant $p < 0,001$ (siehe Tabelle 17). Längenunterschiede der gemessenen Flügelader zwischen rechtem und linkem Flügel traten in den Versuchsgruppen, die 0,1 % und 1 % NeemAzal MD5-Lösung ausgesetzt wurden, bei 27,8 % der untersuchten Tiere auf, in der Kontrollgruppe bei 23,1 %. Der Unterschied war nicht signifikant $p > 0,05$ (siehe Tabelle 18).

Tabelle 17: Vergleich der Länge der gemessenen Flügeladern von *Hydrotaea aenescens* aus den Versuchs- und Kontrollgruppen in den verschiedenen Versuchsdurchführungen

<i>Hydrotaea aenescens</i>	Deskriptive Statistik	Länge der Flügelader in der Kontrollgruppe in μm	Länge der Flügelader in der Versuchsgruppe in μm	Signifikanzprüfung zwischen Versuchs- und Kontrollgruppe (t-Test)
Einmischung von NeemAzal MD5 in das Brutsubstrat	n $\bar{x} \pm s$ Median 1.-3. Quartil Min.-Max.	873 2021,7 \pm 116,1 2048,0 1945,6-2099,2 1536,0-2304,0	162 1767,0 \pm 107,1 1766,4 1689,6-1843,2 1484,8-2073,6	p=0,0001
Topische Applikation von NeemAzal MD5	n $\bar{x} \pm s$ Median 1.-3. Quartil Min.-Max.	270 2018,0 \pm 86,5 2022,4 1945,6-2073,6 1740,8-2304,0	360 1981,4 \pm 90,6 1996,8 1945,6-2048,0 1638,4-2201,6	p=0,0001
Einmischung von TRF 002 MD in das Brutsubstrat	n $\bar{x} \pm s$ Median 1.-3. Quartil Min.-Max.	630 2047,8 \pm 82,0 2048,0 1996,8-2099,2 1536,0-2304,0	708 1945,6 \pm 101,5 1945,6 1894,4-2022,4 1536,0-2201,6	p=0,0001
Topische Applikation von TRF 002 MD	n $\bar{x} \pm s$ Median 1.-3. Quartil Min.-Max.	180 2051,1 \pm 96,7 2048,0 1996,8-2099,2 1740,8-2252,8	360 2026,4 \pm 102,0 2048,0 1945,6-2073,6 1689,6-2508,8	p=0,006

Tabelle 18: Asymmetrie bei *Hydrotaea aenescens*-Fliegen nach Einmischung von NeemAzal MD5 in das Brutsubstrat

	Asymmetrie	Keine Asymmetrie	Gesamt
Kontrolle	202 (23,1 %)	671 (76,9 %)	873 (100 %)
Versuch	45 (27,8 %)	117 (72,2 %)	162 (100 %)
Gesamt	247 (23,9 %)	788 (76,1 %)	1035 (100 %)

Chi-Quadrat-Wert: 1,619

p= 0,203

4.2.2 Topische Applikation von NeemAzal MD5

4.2.2.1 Entwicklung von Puppen und Fliegen nach topischer Applikation auf *Hydrotaea aenescens*-Larven 3

Verpuppungsrate (siehe Tabelle 19):

Nach der topischen Einwirkung einer 5 % NeemAzal MD5-Lösung betrug die mittlere Verpuppungsrate 96,5 %. Im Vergleich zur Kontrollgruppe (97,5 %) bestand kein signifikanter Unterschied ($p > 0,05$). Der Versuchsansatz mit der topischen Anwendung der 10 % Testlösung ergab eine durchschnittliche Verpuppungsrate von 89,2 %, während sie in der zugehörigen Kontrollgruppe 96,0 % betrug. Auch hier war die Differenz statistisch nicht signifikant, ebenso wie beim Vergleich der beiden untersuchten Konzentrationsstufen miteinander ($p > 0,05$).

Tabelle 19: Wirkung von NeemAzal MD5 auf *Hydrotaea aenescens*-Larven 3 bei topischer Applikation (Verpuppungsrate)

Konzentration (Versuch)	Deskriptive Statistik	Anzahl Puppen Kontrollgefäß n=6	Anzahl Puppen Versuchsgefäß n=6	Signifikanzprüfung (U-Test) innerhalb des Versuches
5 % (27)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	97,5±1,4 97,5 96,0-99,0 96-99	96,5±3,1 97,0 93,5-99,3 92-100	p=0,699
10 % (28)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	96,0±3,8 97,0 93,5-99,0 89-99	89,2±6,6 86,5 83,8-97,3 83-98	p=0,065
Signifikanzprüfung (U-Test) zwischen den Versuchen		p=0,589	p=0,065	

Minimale Verpuppungszeit:

Die kürzeste Zeit bis zum Auftreten der ersten Puppen erreichten sowohl die Versuchs- als auch die Kontrolltiere bei den Wiederholungen der Versuche 27 und 28 mit jeweils 12 Tagen (siehe Anhang 6). Ebenso war bei der ersten Durchführung der Versuche die minimale Verpuppungszeit bei den Versuchs- und Kontrolltieren gleich, sie betrug für den 5 % Versuch 14 Tage und für den 10 % Versuch 16 Tage.

Schlupfrate (siehe Tabelle 20):

In der Versuchsreihe mit Anwendung der 5 % NeemAzal MD5-Lösung betrug die mittlere Schlupfrate in den Versuchsgruppen 67,8 %, während sie unter Einwirkung der 10 % Testlösung mit 57,8 % niedriger lag. Die durchschnittliche Schlupfrate der Kontrollgruppen betrug 66,7 % (Versuch 27) und 73,5 % (Versuch 28). Der Unterschied zwischen Versuchs- und Kontrollgruppen war in beiden Fällen nicht signifikant ($p > 0,05$). Auch beim Vergleich der beiden Konzentrationsstufen miteinander verlief die Signifikanzprüfung negativ ($p > 0,05$).

Tabelle 20: Wirkung von NeemAzal MD5 auf *Hydrotaea aenescens*-Larven 3 bei topischer Applikation (Schlupfrate)

Konzentration (Versuch)	Deskriptive Statistik	Anzahl Fliegen Kontrollgefäß n=6	Anzahl Fliegen Versuchsgefäß n=6	Signifikanzprüfung (U-Test) innerhalb des Versuches
5 % (27)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	66,7±16,6 66,5 52,3-81,0 47-87	67,8±14,9 69,0 54,5-81,8 47-84	p=0,818
10 % (28)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	73,5±10,1 74,0 66,3-81,0 58-87	57,8±16,8 56,0 42,0-71,8 42-83	p=0,093
Signifikante Differenzen (U-Test) zwischen den Versuchen		p=0,485	p=0,310	

Minimale Schlupfdauer:

Die kürzeste Schlupfdauer aller Versuchstiere stammt aus der ersten Durchführung von Versuch 27 (5 % NeemAzal MD5-Lösung topisch) mit 18 Tagen, die Kontrolltiere benötigten hierbei 21 Tage. Bei den anderen Tests (2. Durchführung Versuch 27 und beide Versuche 28) schlüpfen bei den nur mit Wasser behandelten Kontrolltieren die ersten Fliegen nach jeweils 19 Tagen, ebenso bei den getauchten Versuchstieren mit Ausnahme von Versuch 28, erste Durchführung (21 Tage, siehe Anhang 6).

4.2.2.2 Länge und Asymmetrie der Flügelader (Mediateilstück)

Bei den für die Messung ausgewählten Fliegen aus den Versuchsgruppen war die Flügelader durchschnittlich 1981,4 µm lang, bei den Tieren aus den Kontrollgruppen 2018,0 µm. Der Unterschied war signifikant $p < 0,001$ (siehe Tabelle 17, Seite 54).

Während in den behandelten Versuchsgruppen bei 25,0 % der beurteilten Fliegen Längenunterschiede zwischen rechtem und linkem Flügel auftraten, lag die Asymmetrie in den Kontrollgruppen bei 22,2 %. Der Unterschied war gering und nicht signifikant $p > 0,05$ (siehe Tabelle 21).

Tabelle 21: Asymmetrie bei *Hydrotaea aenescens*-Fliegen nach topischer Applikation von NeemAzal MD5

	Asymmetrie	Keine Asymmetrie	Gesamt
Kontrolle	60 (22,2 %)	210 (77,8 %)	270 (100 %)
Versuch	90 (25,0 %)	270 (75 %)	360 (100 %)
Gesamt	150 (23,8 %)	480 (76,2 %)	630 (100 %)

Chi-Quadrat-Wert: 0,656

$p = 0,418$

4.3 Wirkung von TRF 002 MD (*Quassia amara*-Extrakt) auf *Musca domestica*-Larven

Mit diesen Untersuchungen erfolgte die Prüfung, ob und in welcher Konzentration die Larvenstadien 1 und 3 von *Musca domestica* auf den *Quassia amara*-Extrakt empfindlich reagieren. Es wurden wie bei den Versuchen mit NeemAzal MD5 je Ansatz 3x100 Larven als Versuchsgruppen dem Wirkstoff ausgesetzt. Jeder Versuchsansatz wurde einmal wiederholt, die geprüften Parameter entsprachen denen der vorigen Versuche (siehe 3.2.3.4).

4.3.1 Einmischung von TRF 002 MD (*Quassia amara*-Extrakt) in das Brutmedium

4.3.1.1 Entwicklung von Puppen und Fliegen nach Einmischung in das Brutssubstrat für Larven 1

Verpuppungsrate (siehe Tabelle 22):

Unter Einwirkung der 5 % *Quassia amara*-Lösung lag die mittlere Verpuppungsrate bei 71,0 %, beim Einsatz der 10 % Testlösung betrug sie noch 52,3 %. Die durchschnittliche Verpuppungsrate der Kontrollgruppen lag bei 75,7 %. Sie war für die Versuche 17 (5 % TRF 002 MD) und 18 (10 % TRF 002 MD) identisch, da beide Versuche in der ersten und zweiten Durchführung zeitgleich stattfanden und deshalb nur eine Kontrollgruppe pro Durchführung für beide Konzentrationen angesetzt wurde. Der Vergleich der Verpuppungsraten zwischen Versuchs- und Kontrollgruppen ergab für die beiden geprüften Konzentrationen keine signifikanten Unterschiede ($p > 0,05$). Auch der Vergleich der beiden Konzentrationen miteinander ergab keine signifikanten Unterschiede ($p > 0,05$).

Tabelle 22: Wirkung von TRF 002 MD (*Quassia amara*-Extrakt) auf *Musca domestica*-Larven 1 bei Einmischung in das Brutssubstrat (Verpuppungsrate)

Konzentration (Versuch)	Deskriptive Statistik	Anzahl Puppen Kontrollgefäß n=6	Anzahl Puppen Versuchsgefäß n=6	Signifikanzprüfung (U-Test) innerhalb des Versuches
5 % (17)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	75,7±3,2 75,0 72,8-79,3 72-80	71,0±14,9 70,0 61,0-82,0 49-94	p=0,240
10 % (18)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	75,7±3,2 75,0 72,8-79,3 72-80	52,3±24,4 52,0 30,5-75,5 23-80	p=0,093
Signifikanzprüfung (U-Test) zwischen den Versuchen		p=1,000	p=0,310	

Minimale Verpuppungszeit:

Die kürzeste Verpuppungszeit betrug in der ersten Versuchsdurchführung für die Kontrollgruppen und ebenso die Versuchsgruppen aus Versuch 17 sieben Tage, während die Versuchsgruppen des Versuches 18 neun Tage bis zur Entstehung der ersten Puppen benötigten. In der zweiten Versuchsdurchführung lag die minimale Verpuppungsdauer in den Versuchs- und Kontrollgruppen identisch bei neun Tagen (Anhang 7).

Schlupfrate (siehe Tabelle 23):

Beim Ansatz mit der 5 % Testlösung lag die durchschnittliche Schlupfrate in den Versuchsgruppen bei 55,7 %, der Unterschied zur Schlupfrate der Kontrollgruppen (60,5 %) war nicht signifikant ($p > 0,05$). Unter Einwirkung der 10 % TRF 002 MD-Lösung betrug die mittlere Schlupfrate 38,8 % und lag im Vergleich zur Kontrollgruppe mit 60,5 % signifikant niedriger ($p < 0,05$). Der Vergleich der Schlupfraten der beiden Konzentrationsstufen miteinander ergab keine signifikante Differenz ($p > 0,05$).

Tabelle 23: Wirkung von TRF 002 MD (*Quassia amara*-Extrakt) auf *Musca domestica*-Larven 1 bei Einmischung in das Brutsubstrat (Schlupfrate)

Konzentration (Versuch)	Deskriptive Statistik	Anzahl Fliegen Kontrollgefäß n=6	Anzahl Fliegen Versuchsgefäß n=6	Signifikanzprüfung (U-Test) innerhalb des Versuches
5 % (17)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	60,5±7,0 60,0 54,8-67,5 51-69	55,7±7,2 54,0 50,0-63,5 47-65	p=0,310
10 % (18)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	60,5±7,0 60,0 54,8-67,5 51-69	38,8±15,3 39,5 24,0-52,5 21-57	p=0,015
Signifikanzprüfung (U-Test) zwischen den Versuchen		p=1,000	p=0,065	

Minimale Schlupfdauer:

In den Kontrollgruppen der ersten Versuchsreihe schlüpften die ersten Tiere nach 11 Tagen. Die Kontrollgruppen der zweiten Versuchsdurchführung und alle Versuchsgruppen der Versuche 17 und 18 benötigten 14 Tage bis zum Auftreten der ersten Fliegen (Anhang 7).

4.3.1.2 Entwicklung von Puppen und Fliegen nach Einmischung in das Brutsubstrat für Larven 3

Verpuppungsrate (siehe Tabelle 24):

In den Versuchsgruppen mit 5 % TRF 002 MD-Lösung betrug die mittlere Verpuppungsrate 85,5 %, beim 10 % Ansatz 78,0 %. Die durchschnittliche Verpuppungsrate der Kontrollgruppen war in beiden Fällen identisch 83,2 %, da wiederum in beiden Versuchsdurchführungen für beide Konzentrationen dieselbe Kontrolle genutzt wurde. Die Unterschiede in der Verpuppungsrate zwischen Versuchs- und Kontrollgruppen waren bei beiden Konzentrationen (Versuch 19: 5 % Lösung, Versuch 20: 10 % Lösung) nicht signifikant ($p > 0,05$). Ebenfalls keine Signifikanz traf zu für die Differenz zwischen den beiden Versuchsansätzen mit $p = 0,394$.

Tabelle 24: Wirkung von TRF 002 MD (*Quassia amara*-Extrakt) auf *Musca domestica*-Larven 3 bei Einmischung in das Brutsubstrat (Verpuppungsrate)

Konzentration (Versuch)	Deskriptive Statistik	Anzahl Puppen Kontrollgefäß n=6	Anzahl Puppen Versuchsgefäß n=6	Signifikanzprüfung (U-Test) innerhalb des Versuches
5 % (19)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	83,2±9,3 83,5 74,8-92,3 71-93	85,5±11,5 86,0 75,0-96,3 69-100	p=0,699
10 % (20)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	83,2±9,3 83,5 74,8-92,3 71-93	78,0±17,7 79,5 61,0-94,25 58-95	p=0,937
Signifikanzprüfung (U-Test) zwischen den Versuchen		p=1,000	p=0,394	

Minimale Verpuppungszeit:

Die kürzeste Verpuppungszeit betrug in den Versuchs- und Kontrollgruppen beider Konzentrationen und in beiden Durchführungen gleichermaßen 11 Tage (siehe Anhang 8).

Schlupfrate (siehe Tabelle 25):

Bei Anwendung der 5 % *Quassia amara*-Lösung betrug die mittlere Schlupfrate 60,0 %, bei der 10 % Testlösung 57,3 %. Im Vergleich dazu lag die durchschnittliche Schlupfrate in den Kontrollgruppen für beide Konzentrationsstufen bei 70,7 %. Die Unterschiede zwischen den Schlupfraten der Versuchs- und Kontrollgruppen (Versuch 19 und 20) und zwischen denen der beiden verschiedenen Konzentrationen (5 % und 10 %) miteinander waren in keinem Fall signifikant ($p > 0,05$).

Tabelle 25: Wirkung von TRF 002 MD (*Quassia amara*-Extrakt) auf *Musca domestica*-Larven 3 bei Einmischung in das Brutsubstrat (Schlupfrate)

Konzentration (Versuch)	Deskriptive Statistik	Anzahl Fliegen Kontrollgefäß n=6	Anzahl Fliegen Versuchsgefäß n=6	Signifikanzprüfung (U-Test) innerhalb des Versuches
5 % (19)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	70,7±11,6 69,5 59,8-80,0 59-89	60,0±5,8 60,5 56,0-65,25 50-66	p=0,180
10 % (20)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	70,7±11,6 69,5 59,8-80,0 59-89	57,3±11,1 57,0 46,5-68,0 45-71	p=0,132
Signifikanzprüfung (U-Test) zwischen den Versuchen		p=1,000	p=0,937	

Minimale Schlupfdauer:

Die ersten Fliegen schlüpften in den Versuchs- und Kontrollgruppen der Versuche 19 und 20 in beiden Versuchsdurchführungen nach 14 Tagen (siehe Anhang 8).

4.3.1.3 Länge und Asymmetrie der Flügelader (Mediateilstück)

Die durchschnittliche Länge der gemessenen Flügeladern war in den Versuchs- und Kontrollgruppen fast identisch. Sie lag in den Versuchsgruppen im Mittel bei 2218,4 μm , in den Kontrollgruppen bei 2218,2 μm . Der Unterschied war mit $p = 0,989$ nicht signifikant (siehe Tabelle 8, Seite 43)

Bei den Fliegen, die nach der Einmischung des *Quassia amara*-Extraktes (5 %- und 10 %-Lösung) geschlüpft waren, lag bei 27,8 % eine Asymmetrie zwischen rechter und linker aus-

gemessener Flügelader vor. In den Kontrollgruppen betrug der Anteil der Tiere, die asymmetrische Flügel aufwiesen, 29,4 %. Der Unterschied war nicht signifikant ($p > 0,05$, siehe Tabelle 26).

Tabelle 26: Asymmetrie bei *Musca domestica*-Fliegen nach Einmischung von TRF 002 MD-Lösung (5 %, 10 %) in das Brutssubstrat

	Asymmetrie	Keine Asymmetrie	Gesamt
Kontrolle	106 (29,4 %)	254 (70,6 %)	360 (100 %)
Versuch	196 (27,8 %)	510 (72,2 %)	706 (100 %)
Gesamt	302 (28,3 %)	764 (71,7 %)	1066 (100 %)

Chi-Quadrat-Wert: 0,332

$p=0,564$

4.3.2 Topische Applikation von TRF 002 MD (*Quassia amara*-Extrakt)

4.3.2.1 Entwicklung von Puppen und Fliegen nach topischer Applikation auf *Musca domestica*-Larven 3

Verpuppungsrate (siehe Tabelle 27):

Nach dem Tauchbad der Larven 3 in einer 5 % TRF 002 MD-Lösung (Versuch 29) betrug die durchschnittliche Verpuppungsrate 89,8 %, bei Anwendung der 10 % Lösung (Versuch 30) lag sie bei 87,7 %. Im Vergleich mit den Kontrollgruppen (ein Kontrollansatz für beide Konzentrationen pro zeitgleicher Versuchsdurchführung) mit der mittleren Verpuppungsrate von 92,0 % lag kein signifikanter Unterschied vor ($p > 0,05$). Auch der Vergleich der mittleren Verpuppungsraten der beiden Versuchsansätze miteinander ergab keine signifikante Differenz ($p > 0,05$).

Tabelle 27: Wirkung von TRF 002 MD (*Quassia amara*-Extrakt) auf *Musca domestica*-Larven 3 bei topischer Applikation (Verpuppungsrate)

Konzentration (Versuch)	Deskriptive Statistik	Anzahl Puppen Kontrollgefäß n=6	Anzahl Puppen Versuchsgefäß n=6	Signifikanzprüfung (U-Test) innerhalb des Versuches
5 % (29)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	92,0±4,6 91,5 88,8-97,0 85-97	89,8±4,3 90,5 86,0-94,0 83-94	p=0,485
10 % (30)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	92,0±4,6 91,5 88,8-97,0 85-97	87,7±6,6 88,5 80,0-94,3 80-95	p=0,240
Signifikanzprüfung (U-Test) zwischen den Versuchen		p=1,000	p=0,699	

Minimale Verpuppungszeit:

In der ersten Versuchsdurchführung traten Puppen frühestens nach neun Tagen auf, sowohl bei den Versuchsgruppen (Versuch 29 und 30) als auch bei ihrer gemeinsamen Kontrollgruppe. Im zweiten Versuchsablauf betrug die minimale Verpuppungszeit 11 Tage, wiederum identisch bei den Test- und Kontrolltieren (siehe Anhang 9).

Schlupfrate (siehe Tabelle 28):

Nach der topischen Einwirkung der 5 % *Quassia amara*-Lösung auf *Musca domestica*-Larven 3 betrug die mittlere Schlupfrate 75,5 %, nach Anwendung der 10 % Lösung 74,5 %. In den Kontrollgruppen für beide Versuchsreihen lag die durchschnittliche Schlupfrate bei 79,3 %. Der Unterschied zwischen Versuchs- und Kontrollgruppen und zwischen den beiden Versuchsgruppen war in keinem Fall signifikant ($p > 0,05$).

Tabelle 28: Wirkung von TRF 002 MD (*Quassia amara*-Extrakt) auf *Musca domestica*-Larven 3 bei topischer Applikation (Schlupfrate)

Konzentration (Versuch)	Deskriptive Statistik	Anzahl Fliegen Kontrollgefäß n=6	Anzahl Fliegen Versuchsgefäß n=6	Signifikanzprüfung (U-Test) innerhalb des Versuches
5 % (29)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	79,3±5,5 78,5 74,5-84,8 73-87	75,5±5,2 74,0 72,3-79,0 70-85	p=0,240
10 % (30)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	79,3±5,5 78,5 74,5-84,8 73-87	74,5±3,6 74,5 72,0-77,0 69-80	p=0,132
Signifikanzprüfung (U-Test) zwischen den Versuchen		p=1,000	p=0,937	

Minimale Schlupfdauer:

Es gab keine Unterschiede in der Dauer bis zum Schlupf der ersten Fliegen zwischen den Tieren der beiden Versuche 29 und 30 und den Tieren ihrer Kontrollgruppen. Allerdings betrug die minimale Schlupfdauer in der ersten Versuchsdurchführung 13 Tage und in der zweiten 14 Tage (siehe Anhang 9).

4.3.2.2 Länge und Asymmetrie der Flügelader (Mediateilstück)

Bei den Fliegen der Versuchsgruppen besaß die ausgemessene Flügelader eine durchschnittliche Länge von 2138,5 µm, bei den Tieren aus den Kontrollgruppen von 2200,8 µm. Der Unterschied war signifikant mit $p < 0,001$ (siehe Tabelle 8, Seite 43).

Während in den Versuchsgruppen der Versuche 29 und 30 25,3 % der beurteilten Fliegen Längenunterschiede zwischen dem rechten und linken Flügel aufwiesen, betraf das Vorkommen von Asymmetrien in der Länge der Flügeladern bei den untersuchten Kontrolltieren 18,3 %, der Unterschied war mit $p = 0,07$ aber nicht signifikant (siehe Tabelle 29).

Tabelle 29: Asymmetrie bei *Musca domestica*-Fliegen nach topischer Applikation von TRF 002 MD-Lösung (5 % und 10 %)

	Asymmetrie	Keine Asymmetrie	Gesamt
Kontrolle	33 (18,3 %)	147 (81,7 %)	180 (100 %)
Versuch	91 (25,3 %)	269 (74,7 %)	360 (100 %)
Gesamt	124 (23,0 %)	416 (77,0 %)	540 (100 %)

Chi-Quadrat-Wert: 3,271

p= 0,070

4.4 Wirkung von TRF 002 MD (*Quassia amara*-Extrakt) auf *Hydrotaea aenescens*-Larven

Analog den Untersuchungen zu Auswirkungen des Präparates TRF 002 MD auf *Musca domestica*-Larven (siehe 4.3) erfolgten Tests mit *Hydrotaea aenescens*-Larven 1 und 3.

4.4.1 Einmischung von TRF 002 MD (*Quassia amara*-Extrakt) in das Brutmedium

4.4.1.1 Entwicklung von Puppen und Fliegen nach Einmischung in das Bruts substrat für Larven 1

Verpuppungsrate (siehe Tabelle 30):

Unter Einwirkung der 5 % TRF 002 MD-Lösung (Versuch 21) betrug die mittlere Verpuppungsrate 74,8 %, beim Einsatz der 10 % Testlösung (Versuch 22) lag sie noch bei 50,0 %. Die Untersuchungen ergaben einen signifikanten Unterschied ($p < 0,01$) zur durchschnittlichen Verpuppungsrate der Kontrollgruppen (93,0 % bzw. 88,5 %). Auch der Unterschied zwischen den beiden Konzentrationsstufen war signifikant ($p < 0,01$).

Tabelle 30: Wirkung von TRF 002 MD (*Quassia amara*-Extrakt) auf *Hydrotaea aenescens*-Larven 1 bei Einmischung in das Brutsubstrat (Verpuppungsrate)

Konzentration (Versuch)	Deskriptive Statistik	Anzahl Puppen Kontrollgefäß n=6	Anzahl Puppen Versuchsgefäß n=6	Signifikanzprüfung (U-Test) innerhalb des Versuches
5 % (21)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	93,0±7,7 96,0 88,5-98,0 78-98	74,8±5,5 75,5 70,0-78,5 67-83	p=0,004
10 % (22)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	88,5±9,5 90,5 77,8-97,2 77-98	50,0±12,9 51,5 37,8-62,5 31-64	p=0,002
Signifikanzprüfung (U-Test) zwischen den Versuchen		p=0,394	p=0,002	

Minimale Verpuppungszeit:

Für die Kontrollgruppen der Versuche 21 (beide Durchführungen) und 22 (zweite Durchführung) betrug die minimale Verpuppungszeit jeweils neun Tage, nur im ersten Ansatz von Versuch 22 brauchten die Kontrolltiere 11 Tage bis zum Auftreten der frühesten Puppen. Die Tiere aus dem mit TRF 002 MD-Lösung behandelten Substrat benötigten außer in der ersten Durchführung des 5 % Versuches (neun Tage) immer länger als ihre Kontrollgruppen bis zur Entstehung der ersten Puppen (Versuch 22: 13 und 11 Tage, Versuch 21 zweite Durchführung: 12 Tage). Siehe Anhang 10.

Schlupfrate (siehe Tabelle 31):

Die durchschnittliche Schlupfrate im 5 % Ansatz des *Quassia amara*-Tests betrug 57,0 %, in der Kontrolle lag sie bei 63,0 %. Der Unterschied war nicht signifikant ($p > 0,05$). Im Versuch 22 mit Einwirkung der 10 % TRF 002 MD-Lösung kam es im Mittel zum Schlupf von 35,0 % der eingezählten Larven, im Gegensatz dazu entwickelten sich 68,5 % der Kontrolltiere zu Fliegen. Hier war die Differenz signifikant, genauso wie zwischen den beiden geprüften Konzentrationsstufen ($p < 0,01$).

Tabelle 31: Wirkung von TRF 002 MD (*Quassia amara*-Extrakt) auf *Hydrotaea aenescens*-Larven 1 bei Einmischung in das Brutsubstrat (Schlupfrate)

Konzentration (Versuch)	Deskriptive Statistik	Anzahl Fliegen Kontrollgefäß n=6	Anzahl Fliegen Versuchsgefäß n=6	Signifikanzprüfung (U-Test) innerhalb des Versuches
5 % (21)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	63,0±10,6 61,0 53,8-75,3 50-76	57,0±8,2 54,5 52,3-61,0 50-73	p=0,240
10 % (22)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	68,5±9,2 71,0 58,8-76,0 55-79	35,0±8,8 39,0 25,0-42,0 22-42	p=0,002
Signifikanzprüfung (U-Test) zwischen den Versuchen		p=0,485	p=0,002	

Minimale Schlupfdauer

Die Zeit bis zum Schlupf der ersten Fliegen betrug in den Versuchs- und Kontrollgruppen bei der Konzentrationsstufen in beiden Durchführungen jeweils 16 Tage. Nur die Tiere aus dem behandelten Testsubstrat der ersten Durchführung von Versuch 22 (10 % TRF 002 MD-Lösung) benötigten 18 Tage (siehe Anhang 10).

4.4.1.2 Entwicklung von Puppen und Fliegen nach Einmischung in das Brutsubstrat für Larven 3

Verpuppungsrate (siehe Tabelle 32):

In den Versuchsgruppen mit 5 % TRF 002 MD-Lösung (Versuch 23) betrug die mittlere Verpuppungsrate 79,5 %, beim 10 % Ansatz (Versuch 24) 88,2 %. Die durchschnittliche Verpuppungsrate der Kontrollgruppen lag bei 94,8 % (Versuch 23) bzw. 97,0 % (Versuch 24). Die Unterschiede in der Verpuppungsrate zwischen Versuchs- und Kontrollgruppen waren in beiden Konzentrationen signifikant ($p < 0,01$), genauso wie die Differenz zwischen den beiden Versuchsansätzen ($p < 0,05$).

Tabelle 32: Wirkung von TRF 002 MD (*Quassia amara*-Extrakt) auf *Hydrotaea aenescens*-Larven 3 bei Einmischung in das Brutsubstrat (Verpuppungsrate)

Konzentration (Versuch)	Deskriptive Statistik	Anzahl Puppen Kontrollgefäß n=6	Anzahl Puppen Versuchsgefäß n=6	Signifikanzprüfung (U-Test) innerhalb des Versuches
5 % (23)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	94,8±4,7 96,0 90,8-98,5 87-100	79,5±4,6 79,5 76,5-83,5 72-85	p=0,002
10 % (24)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	97,0±3,2 98,0 94,8-99,3 91-100	88,2±6,8 91,0 84,0-92,3 75-93	p=0,015
Signifikanzprüfung (U-Test) zwischen den Versuchen		p=0,394	p=0,041	

Minimale Verpuppungszeit:

Die kürzeste Verpuppungszeit dieser Versuchsreihen erreichten die Larven der Kontrollgruppe der zweiten Durchführung des Versuches 23 mit 11 Tagen, die zugehörigen Versuchstiere benötigten 2 Tage länger. Die ersten Puppen von Larven aus mit TRF 002 MD-Lösung behandeltem Brutsubstrat fanden sich nach 12 Tagen bei beiden Durchführungen des 10 % Ansatzes (Versuch 24). Ebenso lang benötigten die Tiere der zugehörigen Kontrollgruppen bis zum Auftreten der ersten Puppen (siehe Anhang 11).

Schlupfrate (siehe Tabelle 33):

Bei Anwendung der 5 % *Quassia amara*-Testlösung im Brutsubstrat betrug die mittlere Schlupfrate 56,2 %, die der zugehörigen Kontrollgruppen 71,0 %. Der Unterschied war signifikant mit $p < 0,01$. Die Versuchsgruppen des 10 % Ansatzes wiesen eine durchschnittliche Schlupfrate von 66,5 % auf, während die der Kontrollgruppen 78,2 % betrug. Hier war die Differenz nicht signifikant, ebenso wie beim Vergleich der beiden Konzentrationsstufen miteinander ($p > 0,05$).

Tabelle 33: Wirkung von TRF 002 MD (*Quassia amara*-Extrakt) auf *Hydrotaea aenescens*-Larven 3 bei Einmischung in das Brutsubstrat (Schlupfrate)

Konzentration (Versuch)	Deskriptive Statistik	Anzahl Fliegen Kontrollgefäß n=6	Anzahl Fliegen Versuchsgefäß n=6	Signifikanzprüfung (U-Test) innerhalb des Versuches
5 % (23)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	71,0±6,2 72,5 64,5-74,8 63-80	56,2±8,0 55,5 48,8-62,3 48-69	p=0,009
10 % (24)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	78,2±9,9 74,0 70,5-89,3 69-93	66,5±12,8 69,5 52,8-76,8 49-82	p=0,240
Signifikanzprüfung (U-Test) zwischen den Versuchen		p=0,240	p=0,132	

Minimale Schlupfdauer:

Die minimale Schlupfdauer betrug in den Versuchs- und Kontrollgruppen aller hier durchgeführten Ansätze gleichermaßen 18 Tage, nur in der zweiten Durchführung des Versuches 24 (10 % TRF 002 MD-Lösung) benötigten sowohl die Test- als auch die Kontrolltiere 19 Tage bis zum Auftreten der ersten Fliegen (siehe Anhang 11).

4.4.1.3 Länge und Asymmetrie der Flügelader (Mediateilstück)

Die Länge der gemessenen Flügelader betrug bei den Fliegen der Versuchsgruppen der Versuche 23 und 24 im Mittel 1945,6 μm . Bei den Tieren der dazugehörigen Kontrollgruppen wies die Flügelader eine durchschnittliche Länge von 2047,8 μm auf. Der Unterschied war mit $p < 0,001$ signifikant (siehe Tabelle 17, Seite 54).

Während in den Kontrollgruppen 26,5 % der Tiere Asymmetrien in der Länge der gemessenen Flügelader zwischen beiden Flügeln aufwiesen, betraf es in den Versuchsgruppen 24,9 % der Fliegen. Der Unterschied war mit $p > 0,05$ nicht signifikant (siehe Tabelle 34).

Tabelle 34: Asymmetrie bei *Hydrotaea aenescens*-Fliegen nach Einmischung von TRF 002 MD in das Brutsubstrat

	Asymmetrie	Keine Asymmetrie	Gesamt
Kontrolle	167 (26,5 %)	463 (73,5 %)	630 (100 %)
Versuch	176 (24,9 %)	532 (75,1 %)	708 (100 %)
Gesamt	343 (25,6 %)	995 (74,4 %)	1338 (100 %)

Chi-Quadrat-Wert: 0,476

p= 0,490

4.4.2 Topische Applikation von TRF 002 MD (*Quassia amara*-Extrakt)

4.4.2.1 Entwicklung von Puppen und Fliegen nach topischer Applikation auf *Hydrotaea aenescens*-Larven 3

Verpuppungsrate (siehe Tabelle 35):

Nach Behandlung der *Hydrotaea aenescens*-Larven 3 im TRF 002 MD-Bad lag die mittlere Verpuppungsrate beim 5 % Ansatz bei 92,0 %, beim 10 % Versuch betrug sie 95,2 %. Da für beide Konzentrationsstufen in beiden Durchführungen jeweils nur eine gemeinsame Kontrollgruppe untersucht wurde, galt deren durchschnittliche Verpuppungsrate von 94,7 % für die Versuche 31 und 32. Zwischen Versuchs- und Kontrollgruppen ergab sich in beiden Ansätzen kein signifikanter Unterschied. Das Gleiche galt für den Vergleich der beiden Konzentrationsstufen miteinander ($p > 0,05$).

Tabelle 35: Wirkung von TRF 002 MD (*Quassia amara*-Extrakt) auf *Hydrotaea aenescens*-Larven 3 bei topischer Applikation (Verpuppungsrate)

Konzentration (Versuch)	Deskriptive Statistik	Anzahl Puppen Kontrollgefäß n=6	Anzahl Puppen Versuchsgefäß n=6	Signifikanzprüfung (U-Test) innerhalb des Versuches
5 % (31)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	94,7±4,5 96,0 90,8-98,3 87-99	92,0±5,2 93,0 89,5-96,0 82-96	p=0,310
10 % (32)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	94,7±4,5 96,0 90,8-98,3 87-99	95,2±2,2 96,0 92,8-97,0 92-97	p=0,818
Signifikanzprüfung (U-Test) zwischen den Versuchen		p=1,000	p=0,180	

Minimale Verpuppungsdauer:

Die kürzeste Verpuppungszeit betrug sowohl in den Versuchs- (Versuch 31, 1. Durchführung) als auch in den Kontrollgruppen (1. Durchführung beider Versuche) 11 Tage. Bei allen anderen Versuchsgruppen und der Kontrollgruppe der zweiten Durchführung traten die ersten Puppen nach jeweils 14 Tagen auf (siehe Anhang 12).

Schlupfrate (siehe Tabelle 36):

In den Kontrollgruppen betrug die durchschnittliche Schlupfrate 82,5 %, während sie im 5 % Versuch bei 83,0 % und im 10 % Ansatz bei 86,7 % lag. Signifikante Differenzen zwischen Versuchs- und Kontrollgruppen traten beide Male nicht auf ($p > 0,05$). Beim Vergleich der mittleren Schlupfraten von Versuch 31 und 32 miteinander lag ebenfalls kein signifikanter Unterschied vor ($p > 0,05$).

Tabelle 36: Wirkung von TRF 002 MD (*Quassia amara-Extrakt*) auf *Hydrotaea aenescens*-Larven 3 bei topischer Applikation (Schlupfrate)

Konzentration (Versuch)	Deskriptive Statistik	Anzahl Fliegen Kontrollgefäß n=6	Anzahl Fliegen Versuchsgefäß n=6	Signifikanzprüfung (U-Test) innerhalb des Versuches
5 % (31)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	82,5±8,8 85,5 76,5-88,0 66-91	83,0±6,0 83,5 77,3-88,0 75-91	p=0,937
10 % (32)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	82,5±8,8 85,5 76,5-88,0 66-91	86,7±7,0 89,5 78,5-92,3 77-93	p=0,310
Signifikanzprüfung (U-Test) zwischen den Versuchen		p=1,000	p=0,240	

Minimale Schlupfdauer

In der ersten Durchführung der Versuche 31 und 32 schlüpften die frühesten Fliegen sowohl in den Versuchs- als auch in der Kontrollgruppe nach 18 Tagen, während in der zweiten Durchführung immer 19 Tage bis zum ersten Schlupf benötigt wurden (siehe Anhang 12).

4.4.2.2 Länge und Asymmetrie der Flügelader (Mediateilstück)

Die Länge der gemessenen Flügelader betrug bei den ausgewählten Fliegen der Versuchsgruppen 31 und 32 durchschnittlich 2026,4 μm , während sie bei den Tieren aus der Kontrolle im Mittel 2051,1 μm lang war. Der Unterschied war mit $p < 0,01$ signifikant (siehe Tabelle 17, Seite 54).

In den Kontrollgruppen wiesen 28,9 % der untersuchten Tiere Asymmetrien in der Länge der ausgemessenen Flügelader zwischen beiden Flügeln auf. In den Versuchsgruppen, deren 3. Larven topisch mit TRF 002 MD behandelt wurden, betraf es 24,2 % der vermessenen Fliegen. Der Unterschied war nicht signifikant, $p > 0,05$ (siehe Tabelle 37).

Tabelle 37: Asymmetrie bei *Hydrotaea aenescens*-Fliegen nach topischer Applikation von TRF 002 MD

	Asymmetrie	Keine Asymmetrie	Gesamt
Kontrolle	52 (28,9 %)	128 (71,1 %)	180 (100 %)
Versuch	87 (24,2 %)	273 (75,8 %)	360 (100 %)
Gesamt	139 (25,7 %)	401 (74,3 %)	540 (100 %)

Chi-Quadrat-Wert: 1,400

p= 0,237

4.5 Wirksamkeitsbeständigkeit einer 10 % NeemAzal MD5-Lösung im Brutsubstrat von *Musca domestica*

Ziel der folgenden Untersuchungen war, festzustellen, ob die Testsubstanz auch nach einer bestimmten Zeit im Brutsubstrat noch Einfluss auf das Entwicklungspotential von Fliegenlarven nimmt. Das fertig hergestellte Versuchssubstrat mit der 10 % NeemAzal MD5-Lösung und das wirkstofflose Kontrollsubstrat blieben dafür bei Raumtemperatur 24 Stunden oder 48 Stunden stehen, bevor die Larvenstadien 1 und 3 von *Musca domestica* eingebracht wurden. Auch hier wurde jeder Versuchsansatz einmal wiederholt. Tests, in denen die Fliegenlarven erst nach 72 und 96 Stunden eingesetzt werden sollten, mussten abgebrochen werden, weil eine starke Schimmelbildung sowohl im Versuchs- als auch Kontrollsubstrat eine weitere Durchführung unmöglich machte.

4.5.1 Vergleich der Entwicklung von Puppen und Fliegen aus Larven 1, eingesetzt in das Brutsubstrat nach 0 Stunden, 24 Stunden und 48 Stunden

Verpuppungsrate (siehe Tabelle 38):

Enthielt das Brutsubstrat die 10 % NeemAzal MD5-Lösung, kam es zu keiner Entstehung von Puppen, unabhängig davon, ob die Einzählung der *Musca domestica*-Larven 1 sofort (Versuch

4), 24 Stunden (Versuch 33) oder 48 Stunden (Versuch 34) nach der Herstellung erfolgte. Die Verpuppungsrate der Versuchsgruppen war in allen drei Fällen 0 %, während sie in den Kontrollgruppen 70,3 % beim sofortigen Zusatz der Larven, 94,7 % beim Einsatz nach 24 Stunden und 95,7 % beim Einsatz nach 48 Stunden betrug. Der Unterschied zwischen Versuch und Kontrolle war in jeder Testdurchführung signifikant ($p < 0,01$). Beim Vergleich der durchschnittlichen Verpuppungsraten der Kontrollgruppen untereinander ergaben sich zwischen dem sofortigen Einbringen der Larven und dem nach 24 Stunden beziehungsweise 48 Stunden signifikante Unterschiede ($p < 0,05$). Die Zugabe nach 24 Stunden oder 48 Stunden erbrachte ein fast gleiches Ergebnis ($p = 0,937$).

Tabelle 38: Wirksamkeitsbeständigkeit einer 10 % NeemAzal MD5-Lösung im Brutsubstrat, Verpuppungsrate von *Musca domestica*-Larven 1, eingebracht nach 0 h, 24 h und 48 h

Zeit (Versuch)	Deskriptive Statistik	Anzahl Puppen Kontrollgefäß n=6	Anzahl Puppen Versuchsgefäß n=6	Signifikanzprüfung (U-Test) innerhalb des Versuches
0 h (4)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	70,3±15,0 67,5 57,3-83,5 55-94	0 0 0 0	p=0,002
24 h (33)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	94,7±5,0 96,5 88,8-98,5 88-100	0 0 0 0	p=0,002
48 h (34)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	95,7±3,4 96,0 93,0-99,0 90-99	0 0 0 0	p=0,002
Signifikanzprüfung (U-Test) zwischen den Versuchen korrigiert nach Bonferroni-Holm		4:33 p=0,018 4:34 p=0,012 33:34 p=0,937	4:33 p=1,000 4:34 p=1,000 33:34 p=1,000	

Minimale Verpuppungsdauer:

Die ersten Puppen traten in den Kontrollgruppen (Versuch 33, erste Durchführung, Versuch 34 beide Durchführungen) nach 7 Tagen auf. In den Versuchsgruppen entwickelten sich keine Puppen (siehe Anhang 13).

Schlupfrate (siehe Tabelle 39):

In den Kontrollen betrug die mittlere Schlupfrate beim sofortigen Zusatz der Larven zum Brutsubstrat 59,3 %, beim Einsatz nach 24 Stunden 90,5 % und nach 48 Stunden 85,7 %. Der Unterschied zu den Versuchsgruppen, bei denen kein Schlupf auftrat, war in jedem Fall signifikant ($p < 0,01$). Die durchschnittliche Schlupfrate der Kontrollgruppen erbrachte beim Vergleich des sofortigen Zusatzes der Larven zum unbehandelten Kontrollsubstrat mit dem eines späteren Einbringens (nach 24 bzw. 48 Stunden) signifikante Differenzen ($p < 0,05$).

Tabelle 39: Wirksamkeitsbeständigkeit einer 10 % NeemAzal MD5-Lösung im Brutsubstrat, Schlupfrate von *Musca domestica*-Larven 1, eingebracht nach 0 h, 24 h und 48 h

Zeit (Versuch)	Deskriptive Statistik	Anzahl Fliegen Kontrollgefäß n=6	Anzahl Fliegen Versuchsgefäß n=6	Signifikanzprüfung (U-Test) innerhalb des Versuches
0 h (4)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	59,3±13,4 56,5 48,3-73,5 43-78	0 0 0 0	p=0,002
24 h (33)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	90,5±5,5 91,0 84,8-95,0 84-98	0 0 0 0	p=0,002
48 h (34)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	85,7±9,6 89,0 78,5-92,5 68-94	0 0 0 0	p=0,002
Signifikanzprüfung (U-Test) zwischen den Versuchen, korrigiert nach Bonferroni-Holm		4:33 p=0,006 4:34 p=0,012 33:34 p=0,394	4:33 p=1,000 4:34 p=1,000 33:34 p=1,000	

Minimale Schlupfdauer:

Zum frühesten Schlupf von Fliegen kam es in der Kontrollgruppe von Versuch 34, erste Durchführung, mit einer minimalen Schlupfdauer von 11 Tagen (siehe Anhang 13).

4.5.2 Vergleich der Entwicklung von Puppen und Fliegen aus Larven 3, eingesetzt in das Brutsubstrat nach 0 Stunden, 24 Stunden und 48 Stunden

Verpuppungsrate (siehe Tabelle 40):

Wurden die Larven 3 von *Musca domestica* dem Brutsubstrat sofort nach der Herstellung zugesetzt, betrug die durchschnittliche Verpuppungsrate in den Versuchsgruppen 5,5 %, in den Kontrollgruppen 73,8 %. Erfolgte die Einzählung der Larven 24 Stunden nach Bereitung des Substrates, lag die mittlere Verpuppungsrate in den Gruppen im Testsubstrat bei 74,5 %, in der Kontrolle bei 94,3 %. Blieben Versuchs- und Kontrollmedium 48 Stunden bei Raumtemperatur stehen, bevor die Larven 3 zugesetzt wurden, betrug die durchschnittliche Verpuppungsrate 70,8 % in den Versuchsgruppen und 98,0 % in den Kontrollgruppen. Die Unterschiede in der mittleren Verpuppungsrate zwischen Versuch und Kontrolle waren bei jedem durchgeführten Versuchsansatz (0 h, 24 h, 48 h) signifikant ($p < 0,01$). Auch die Unterschiede in der Verpuppungsrate der Versuchs- und der Kontrollgruppen zwischen dem sofortigen Zusetzen der Larven 3 und dem Einbringen nach 24 Stunden bzw. 48 Stunden waren signifikant ($p < 0,01$), während die Differenz zwischen dem 24-Stunden- und 48-Stundenversuch dies nicht war ($p > 0,05$).

Tabelle 40: Wirksamkeitsbeständigkeit einer 10 % NeemAzal MD5-Lösung im Brutsubstrat, Verpuppungsrate von *Musca domestica*-Larven 3, eingebracht nach 0 h, 24 h und 48 h

Zeit (Versuch)	Deskriptive Statistik	Anzahl Puppen Kontrollgefäß n=6	Anzahl Puppen Versuchsgefäß n=6	Signifikanzprüfung (U-Test) innerhalb des Versuches
0 h (8)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	73,8±12,8 73,0 61,8-86,0 61-89	5,5±2,2 5,0 3,8-7,5 3-9	p=0,002
24 h (37)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	94,3±4,2 95,5 90,8-98,0 87-98	74,5±7,6 74,5 69,5-81,5 62-83	p=0,002
48 h (38)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	98,0±0,9 98,0 97,0-99,0 97-99	70,8±11,4 73,0 61,0-81,3 52-82	p=0,002
Signifikanzprüfung (U-Test) zwischen den Versuchen, korrigiert nach Bonferroni-Holm		8:37 p=0,008 8:38 p=0,006 37:38 p=0,065	8:37 p=0,006 8:38 p=0,004 37:38 p=0,589	

Minimale Verpuppungszeit:

Die kürzeste Verpuppungszeit erreichten die Tiere der Versuchs- und der Kontrollgruppen des Versuches 38 in dessen erster Durchführung mit 10 Tagen. Unterschiede zwischen Versuch und Kontrolle in der Anzahl der Tage bis zum Auftreten der ersten Puppen ergaben sich nur in der ersten Durchführung von Versuch 37, hier betrug die minimale Verpuppungsdauer der Testtiere 14 Tage, die der Kontrolltiere 11 Tage (siehe Anhang 14).

Schlupfrate (siehe Tabelle 41):

Es entwickelten sich in keinem der mit der 10 % NeemAzal MD5-Lösung im Brutsubstrat durchgeführten Versuche Fliegen, unabhängig davon, ob die Larven 3 sofort, nach 24 Stunden oder 48 Stunden zugegeben wurden. In den Kontrollgruppen betrug die durchschnittliche Schlupfrate 54,0 % (0 h), 84,5 % (24 h) und 90,2 % (48 h). Der Unterschied in der mittleren Schlupfrate zwischen Versuchs- und Kontrollansätzen war in allen drei geprüften Zeitspannen signifikant ($p < 0,01$). Auch der Vergleich der mittleren Schlupfraten der Kontrollgruppen bei dem sofortigen Zusetzen der Larven 3 zum Brutmedium mit einem späteren Einbringen (24 Stunden bzw. 48 Stunden) ergab signifikante Unterschiede ($p < 0,01$).

Tabelle 41: Wirksamkeitsbeständigkeit einer 10 % NeemAzal MD5-Lösung im Brutsubstrat, Schlupfrate von *Musca domestica*-Larven 3, eingebracht nach 0 h, 24 h und 48 h

Zeit (Versuch)	Deskriptive Statistik	Anzahl Fliegen Kontrollgefäß n=6	Anzahl Fliegen Versuchsgefäß n=6	Signifikanzprüfung (U-Test) innerhalb des Versuches
0 h (8)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	54,0±7,2 55,5 46,5-60,25 45-61	0 0 0 0	p=0,002
24 h (37)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	84,5±5,4 83,5 79,0-90,5 79-92	0 0 0 0	p=0,002
48 h (38)	$\bar{x} \pm s$ Median 1.-3.Quartil Min.-Max.	90,2±4,9 90,0 86,0-95,3 83-96	0 0 0 0	p=0,002
Signifikanzprüfung (U-Test) zwischen den Versuchen, korrigiert nach Bonferroni-Holm		8:37 p=0,006 8:38 p=0,004 37:38 p=0,132	8:37 p=1,000 8:38 p=1,000 37:38 p=1,000	

Minimale Schlupfdauer:

Die kürzeste Schlupfdauer betrug in den Kontrollgruppen 14 Tage, erreicht von den Larven 3 aus Versuch 38 (erste Durchführung) und aus Versuch 8 (zweite Durchführung). In allen anderen Kontrollgruppen traten die ersten Fliegen nach 16 Tagen auf. In den Versuchsgruppen kam es in keinem Fall zum Schlupf (siehe Anhang 14).

5 DISKUSSION

Ziel der vorliegenden Arbeit war es, die Wirksamkeit der beiden Pflanzenextrakte NeemAzal MD5 und TRF 002 MD auf Larven von *Musca domestica* und *Hydrotaea aenescens* zu testen.

Für den biologischen Wirkstoff NeemAzal aus dem subtropischen Niembaum gibt es einige wissenschaftliche Untersuchungen, die seine gute insektizide Wirksamkeit im Pflanzen- und Vorratsschutz bestätigen (MALIK et al., 1976; LINDQUIST und CASEY, 1990 a+b; WENDY BRYAN, Wetzlar, 16.11.2004; EL SHAFIE et al., 2004; MAREK DOBROWOLSKI, Wetzlar, 16.11.2004, XINGWEI et al., 2004). Ein weiteres Gebiet der Forschung ist zur Zeit der Einsatz gegen Ektoparasiten bei Menschen und Tieren. Hier liegen wissenschaftliche Arbeiten zur Wirksamkeit gegen Kopfläuse des Menschen (ABDEL-GHAFFAR und SEMMLER, 2007), verschiedene Floharten bei Hunden (BERNAUER-JACOB, 1999) und Milbenarten bei Menschen und Tieren (JOSHI et al., 2000; HILL et al., 2001; BARIYAR und PRASAD, 2005) vor. Außerdem existieren viele Untersuchungen zu der guten Repellenzwirkung von NeemAzal auf Stechinsekten, den Vektoren vieler tropischer Erkrankungen (SCHMUTTERER, 1995; SRINIVASAN und KALYANASUNDARAM, 2001). Für den Einsatz gegen Fliegen gibt es dagegen nur wenige gesicherte Erkenntnisse. Gute Erfolge werden beschrieben bei der Behandlung der Myiasis bei Schafen (RICE et al., 1985) und schlecht heilender Wunden bei verschiedenen Tieren (PANDA und PATTANAIK, 2003; CARNEVALI, 2004; GREEN et al., 2004). GILL (1972) berichtet, dass die Verfütterung von Niemextrakten an Rinder zu einer deutlich reduzierten Entwicklung von *Musca domestica*-Larven im Dung dieser Tiere führt.

Für den *Quassia amara*-Extrakt liegen wenige Untersuchungen aus dem Bereich des Pflanzenschutzes zur Wirksamkeit gegen Schadinsekten vor (DAIDO et al., 1993; HÖHN et al., 1996; EGGLER und GROß, 1996; HOLASCHKE, 2006). Der althergebrachte Name „Fliegenholz“ und der Gehalt der Pflanze an Bitterstoffen mit insektiziden Eigenschaften lassen eine Wirksamkeit auf Dipteren vermuten.

Da die Nachfrage nach biologischen Möglichkeiten der Bekämpfung von Fliegenplagen in Stallungen und Wohnräumen immer mehr zunimmt, wurde mit dieser Arbeit die Empfindlichkeit verschieden alter Larven von *Musca domestica* und *Hydrotaea aenescens* gegenüber NeemAzal und *Quassia amara*-Extrakt unter Laborbedingungen geprüft.

Dazu wurden folgende Fragestellungen untersucht:

- Kommt es durch den Einsatz von NeemAzal MD5 bzw. TRF 002 MD zur Reduktion der Puppen- und/oder Fliegenanzahl?
- Bis zu welcher Dosis besteht diese Wirksamkeit?
- Gibt es Unterschiede in der Wirksamkeit der Präparate beim Einsatz gegen verschiedene Larvenstadien?
- Weisen Larven unterschiedlicher Fliegenarten eine verschieden starke Empfindlichkeit auf?
- Gibt es Unterschiede bei oraler oder topischer Aufnahme des Wirkstoffes durch die Larven?
- Kommt es zu einer Entwicklungsverzögerung (Verpuppungsdauer und Schlupfdauer) durch den Einsatz der Präparate?
- Werden morphologische Veränderungen bei den adulten Fliegen induziert (Größe und Asymmetrie der Flügeladern)?
- Besitzt NeemAzal MD5 im Brutsubstrat der Larven eine Wirksamkeitsbeständigkeit über einen bestimmten Zeitraum?

5.1 Wirkung von NeemAzal MD5 auf *Musca domestica*- und *Hydrotaea aenescens*-Larven

5.1.1 Einmischung in das Brutsubstrat

Verpuppungsrate und Schlupfrate der 1. und 3. Larven von *Musca domestica* und *Hydrotaea aenescens*

Beim Einmischen der 1 %, 5 % und 10 % NeemAzal MD5-Lösung ins Brutmedium der **1. Larven** von *Musca domestica* und *Hydrotaea aenescens* kam es bereits innerhalb von drei bis vier Tagen zum Absterben aller Larven, es erfolgte daher keine Weiterentwicklung zu späteren Larvenstadien oder gar Puppen. Bei Benutzung der 0,1 % Lösung entwickelten sich Puppen. Bei *Musca domestica* betrug die mittlere Verpuppungsrate 45,3 %, bei *Hydrotaea aenescens* nur 0,5 %. Hier wie in allen anderen geprüften Konzentrationen war der Unterschied zur Kontrollgruppe signifikant. Anhand dieser Ergebnisse wird deutlich, dass bei Verwendung einer mindestens 0,1 % NeemAzal MD5-Lösung im Brutsubstrat es zu einer statistisch gesicherten Beeinflussung der Verpuppungsfähigkeit der 1. Larven beider Fliegenarten kommt. Um eine Weiterentwicklung der 1. Larven vollständig zu verhindern, ist die Anwendung einer mindestens 1 % Lösung im Brutsubstrat notwendig.

Während es in den Versuchsreihen mit den *Hydrotaea aenescens*-Larven 1 in keiner der benutzten Konzentrationen zur Entwicklung von adulten Fliegen kam, betrug die mittlere Schlupfrate von *Musca domestica* bei Kontakt zu einer 0,1 % NeemAzal MD5-Lösung im Testmedium 33,5 %. Die Zahl der geschlüpften adulten Fliegen aus 100 ursprünglich eingezählten 1. Larven schwankte dabei sehr stark zwischen zwei und 66. Der Unterschied zur mittleren Schlupfrate der Kontrollgruppen war bei beiden Fliegenarten in allen geprüften Konzentrationen signifikant, der Einfluss des Pflanzenextraktes auf die Entwicklungsfähigkeit der jüngsten Larven damit bewiesen. Im Brutsubstrat der 1. Larven von *Hydrotaea aenescens* ist die Verwendung einer 0,1 % NeemAzal MD5-Lösung ausreichend, ein Entstehen von Fliegen vollständig zu unterbinden. Um den gleichen Effekt bei den 1. Larven von *Musca domestica* zu erreichen, wird dagegen eine 1 % Lösung benötigt.

Wurden die gleichen Versuche mit den **3. Larven** der Stubenfliege oder der Gullefliege durchgeführt, entwickelten sich deutlich mehr Puppen. In jeder Konzentrationsstufe kam es zur Ausbildung von Puppen, ihre Zahl sank mit steigender Konzentration des Wirkstoffes. Die mittlere Verpuppungsrate der Versuchsgruppen war in jedem Versuchsansatz geringer als die der Kontrollgruppen, allerdings war der Effekt bei Anwendung von 0,1 % und 1 % NeemAzal MD5-Lösung im Brutsubstrat der *Musca domestica*-Larven 3 nicht signifikant. Bei beiden Fliegenarten kam es ab dem Einsatz der 5 % Testlösung zu keiner Entwicklung von adulten Fliegen. Diese Konzentration ist also die minimal benötigte, um bei beiden Fliegenarten einen Schlupf sicher zu verhindern, unabhängig davon, in welchem Alter der Larven es zur Aufnahme des Wirkstoffes kommt.

Beim Einsatz geringerer NeemAzal MD5-Konzentrationen (0,1 %, 1 %) im Brutsubstrat der Larven 3 kam es dagegen zur Entstehung adulter Fliegen, ihre Anzahl lag dabei generell unter der in den Kontrollgruppen. Der Unterschied in der mittleren Schlupfrate zwischen Versuchs- und Kontrollgruppen war in allen geprüften Konzentrationen signifikant, einzige Ausnahme war die Anwendung der niedrigsten Lösung des Wirkstoffes bei *Musca domestica*. Hier war der Unterschied in der mittleren Schlupfrate zwischen Versuch und Kontrolle nur sehr gering (2 %). In den 0,1 % und 1 % Konzentrationen ist das Präparat zwar in der Lage, die Entwicklung der Larven zu Fliegen zu reduzieren, kann einen Schlupf aber nicht vollständig verhindern.

Die Empfindlichkeit der Larven von *Musca domestica* und *Hydrotaea aenescens* gegenüber dem Extrakt des Niembaumes ist damit offensichtlich, allerdings wird deutlich, dass die Entwicklungsstadien der Gullefliege sensibler reagieren als die der Stubenfliege. Beide Fliegenarten weisen bei den jüngeren Larven eine höhere Wirksamkeit des NeemAzal MD5 auf das Entwicklungspotential auf als beim Einsatz erst im 3. Larvenstadium. Dieser Effekt erklärt sich aus der Wirkung des Azadirachtin A auf die Insektenzellen. Es unterbindet die Freisetzung der Wachstumshormone Ecdyson und Juvenilhormon und blockiert bei Zellen, die sich gerade in der Teilung befinden, die Mitose (SALEHAZADEH, 2003). Die in den jungen Larvenstadien normalerweise ständig in hoher Zahl stattfindenden Zellteilungen werden damit verhindert und so ihre Weiterentwicklung unterbunden. Eine Fraßhemmung der Larven durch Azadirachtin A ist ebenfalls vorhanden (SCHMUTTERER, 1995), so dass es neben der Wachstums- und Entwicklungsbeeinflussung auch zu einer Unterversorgung mit Nährstoffen und damit zum Verhungern kommt.

Wie im Bioassay von REMBOLD (1987) für den mexikanischen Bohnenkäfer (*Epilachna varivestis*) beschrieben, wird auch in dieser Untersuchung mit den Larven von *Musca domestica* und *Hydrotaea aenescens* bestätigt, dass für die Verhinderung der Entwicklung von den Puppen zu adulten Tieren geringere Konzentrationen des Niemextraktes ausreichen als zur Hemmung der Entwicklung von den Larven zu Puppen.

Verpuppungs- und Schlupfdauer

In den Versuchen an **Larvenstadien 1** der Stubenfliege und Güllefliege mit NeemAzal MD5 im Brutsubstrat kam es nur bei Benutzung der 0,1 % Wirkstofflösung (Versuche 1 und 9) überhaupt zur Ausbildung von Puppen, wobei die ersten 9 Tage nach dem Legen der Eier auftraten. Die minimale Verpuppungsdauer der Kontrollgruppen betrug 7 Tage, die Entwicklungsdauer der Versuchslarven war also um 2 Tage verlängert (siehe Anhang 1, 4). Da es nur bei den *Musca domestica*-Larven 1 nach Anwendung der 0,1 % NeemAzal MD5-Lösung zur Entwicklung von adulten Fliegen kam, kann nur hier die minimale Schlupfdauer bewertet werden. Sie war mit 11 Tagen genauso lang wie die der Kontrollgruppen. Die unter Einwirkung von NeemAzal MD5 verlängerte Entwicklungszeit der 1. Larven bis zum Puppenstadium wurde in diesen Versuchsansätzen also durch eine kürzere Puppenruhe wieder ausgeglichen.

Die ersten Puppen der **Larven 3**, die in behandelte Brutmedien eingebracht wurden, traten bei *Musca domestica* nach 9 Tagen (Versuch 5) auf, bei *Hydrotaea aenescens* nach 12 Tagen (Versuch 15). In den Kontrollgruppen war die minimale Verpuppungsdauer genauso lang wie die der zugehörigen Versuchsgruppen, einzige Ausnahme war die erste Durchführung von Versuch 6 (Testgruppe 14 Tage, Kontrollgruppe 11 Tage). Bei der minimalen Schlupfdauer ergaben sich aber Unterschiede. Während sich die ersten Adulten von *Musca domestica* aus den Larven des Versuchsmediums innerhalb von 11 Tagen entwickelten (Versuch 5: 0,1 % NeemAzal MD5-Lösung), brauchten die frühesten Tiere der entsprechenden Kontrollgruppen 2 Tage länger bis zum Schlupf (siehe Anhang 2). Bei *Hydrotaea aenescens* waren die Verhältnisse genau umgekehrt. In den Versuchsgruppen benötigten die ersten Fliegen 18 Tage (Versuch 14) bzw. 20 Tage (Versuch 13) bis zum Schlupf, in den entsprechenden Kontrollgruppen entwickelten sie sich innerhalb von 16 Tagen (siehe Anhang 4).

Diese unterschiedlichen Ergebnisse machen die Einschätzung schwierig, ob die Einmischung von NeemAzal MD5 in den geprüften Konzentrationen ins Brutsubstrat Auswirkungen auf die Entwicklungsdauer der Fliegenlarven hatte. Einerseits entwickelten sich in den Versuchsan-sätzen insgesamt sehr wenige Fliegen, andererseits wäre zur genaueren Beurteilung der Ent-wicklungsdauer eine mindestens einmal tägliche Kontrolle der Brutbehälter notwendig gewe-sen. Für diese Arbeit erfolgte die Kontrolle alle zwei bis drei Tage. Dadurch wird die Bestim-mung der Verpuppungs- und Schlupfdauer für eine abschließende Beantwortung der Frage nach Veränderungen unter NeemAzal-Einfluß zu ungenau.

In der Literatur wird die Entwicklungszeit für *Musca domestica* unter optimalen Bedingungen mit sieben Tagen (MARTINI, 1952), im Durchschnitt mit 14-21 Tagen (HIEPE, 1982) ange-gaben. In dieser Untersuchung lag die durchschnittliche minimale Entwicklungsdauer für *Musca domestica*-Larven in den Versuchsgruppen, in denen es zu einem Schlupf kam, bei 13,8 Tagen. In den Kontrollgruppen war sie mit 13,6 Tagen nur unwesentlich kürzer. Beide Werte entsprechen somit der Literaturangabe, ein Einfluss von NeemAzal MD5 auf die Ent-wicklungszeit von *Musca domestica* ist in dieser Versuchsdurchführung nicht nachweisbar. *Hydrotaea aenescens* benötigt laut STEIN (1977) unter besten Bedingungen mindestens 13 Tage für die Entwicklung vom Ei zur adulten Fliege, die durchschnittliche Dauer beträgt nach HIEPE (1982) 25 Tage. In den durchgeführten Versuchen lag die minimale Entwicklungszeit für die wenigen geschlüpften Fliegen aus den behandelten Substraten bei durchschnittlich 23,3 Tagen, während sie in den Kontrollgruppen im Mittel 17,8 Tage betrug. Das Präparat scheint damit zu einer verlängerten Entwicklungsdauer bei überlebenden Larven der Gülle-fliege zu führen. Weitere Forschung in diesem Bereich wäre sinnvoll, da für Insektenlarven, die mit Azadirachtin A behandelt wurden, verlangsamtes Wachstum und verspätete Häutung in der Literatur beschrieben wurden (SCHMUTTERER, 1995).

Fliegengröße und Vorkommen von Asymmetrie

Es gibt zahlreiche Untersuchungen darüber, dass ungünstige Lebensbedingungen zur Entste-hung kleinerer Insekten führen. Nachgewiesen wurde die Abnahme der Körpergröße für Flie-gen, denen als Larven nicht genügend Nahrung zur Verfügung stand oder die einem erhöhten Stress durch Überbesatz des Brutmediums ausgesetzt waren (LOMONACO und GER-MANOS, 2001). Auch eine ungünstige Umgebungstemperatur während der Larvenentwick-lung führt zum Schlupf kleinerer Individuen (CHAPMAN und GOULSON, 2000).

In der vorliegenden Arbeit wurde geprüft, ob der Einsatz der Testsubstanzen ebenfalls zu einer reduzierten Fliegengröße führt. Dafür erfolgte bei den Fliegen aus den Versuchs- und Kontrollgruppen die Messung einer festgelegten Flügelader, die Berechnung von deren durchschnittlichen Längen und der Vergleich dieser Werte. Dabei ergaben sich sowohl bei den Fliegen von *Musca domestica* als auch von *Hydrotaea aenescens* signifikante Unterschiede zwischen den Tieren aus den Versuchsansätzen und den Kontrollgruppen. Bei Stubenfliegen, die aus den Larven des Testmediums geschlüpft waren, betrug die durchschnittliche Länge des gemessenen Mediateilstückes 1969,1 μm , damit 160,9 μm weniger als bei den Kontrolltieren (2130,0 μm). Noch größer war die Differenz der Flügeladerlänge bei *Hydrotaea aenescens* mit 253,7 μm Unterschied zwischen den Fliegen der Versuchsgruppen (1767,0 μm) und der Kontrollgruppen (2021,7 μm).

Somit führte NeemAzal MD5, auch wenn es in niedrigen Konzentrationen im Brutsubstrat der Larven deren Weiterentwicklung zu Fliegen nicht vollständig verhindern konnte, zu reduziertem Wachstum und damit deutlich kleineren Adulten. Auch hier war der Effekt bei *Hydrotaea aenescens* ausgeprägter als bei *Musca domestica*, ein weiterer Hinweis auf eine höhere Empfindsamkeit dieser Fliegenart gegenüber der Testsubstanz. Eine geringere Körpergröße und damit ein vermindertes Gewicht der geschlüpften Fliegen kann ein Hinweis auf eine reduzierte Lebenserwartung und Fortpflanzungsfähigkeit sein. Dies wurde aber im Rahmen dieser Arbeit nicht überprüft und sollte Gegenstand weiterer Studien sein.

Es wird kontrovers diskutiert, ob es unter Einwirkung ungünstiger Umwelteinflüsse auf die Larven zum gehäuftem Auftreten von Asymmetrien kommt und ob dies einen Rückschluss auf die Fruchtbarkeit, Langlebigkeit, Entwicklungsfähigkeit der Nachkommen und ihre Morphologie erlaubt. CHAPMAN und GOULSON (1999) stellten für *Musca domestica* fest, dass Larven, die sich in optimaler Umgebungstemperatur von 25 °C entwickeln, als Fliegen seltener Asymmetrien in der Flügellänge aufweisen als solche, die sich unter ungünstigeren Temperaturen (15 °C, 35 °C) entwickeln müssen. Negative Effekte auf die Paarungshäufigkeit der asymmetrischen Fliegen und die Lebensfähigkeit ihrer Nachkommen konnten durch ihre Untersuchungen aber nicht beobachtet werden. Demgegenüber berichtet MÖLLER (1996) von einem Zusammenhang zwischen Asymmetrie und Fitness bei der Stubenfliege. In seinen Untersuchungen korreliert die Häufigkeit von Asymmetrie in der Flügellänge negativ mit dem Fortpflanzungserfolg beider Geschlechter und mit der Resistenz gegenüber Krankheiten. Dass es unter Einwirkung verschiedener Toxine zum vermehrten Auftreten von Asym-

metrien kommt, beschrieben GRAHAM (1993) für die schwarzbäuchige Taufliege (*Drosophila melanogaster*) unter Blei- und Benzoleinfluss und CLARKE und RIDSDILL-SMITH (1990) für die australische Buschfliege (*Musca vetustissima*) unter Avermectinwirkung. Andererseits gibt es ebenso Untersuchungen, bei denen ungünstige Lebensumstände nicht zu einem vermehrten Auftreten von Asymmetrien geführt haben. Das berichteten LOMONACO und GERMANOS (2001) für *Musca domestica* unter Nahrungsknappheit der Larven, MARTIN und HOSKEN (2009) für *Sepsis cynipsea*, die mit der Milbe *Pediculoides mesembrinae* belastet waren und FLOATE und FOX (2000) für *Musca domestica* unter Einwirkung von Ivermectin auf deren Entwicklungsstadien.

In den eigenen Untersuchungen konnte kein signifikanter Unterschied im Auftreten von Asymmetrien der Flügel bei Fliegen aus den Versuchs- und Kontrollgruppen festgestellt werden. Während NeemAzal MD5 im Brutmedium der sich entwickelnden Larven von *Musca domestica* zu einem selteneren Vorkommen von Längenunterschieden der Flügelader zwischen linkem und rechtem Flügel führte (Versuchsgruppe: Asymmetrie bei 22,1 %, Kontrollgruppe: bei 24,2 % der Fliegen), waren bei *Hydrotaea aenescens* 27,8 % der Fliegen aus den Versuchsgruppen und 23,1 % der Tiere aus den Kontrollgruppen davon betroffen. Das Auftreten von Asymmetrien erscheint aufgrund dieser Ergebnisse nicht geeignet, als Indikator für schlechtere Lebensbedingungen der Larven durch die Einwirkung von NeemAzal MD5-Lösung im Brutsubstrat zu dienen.

5.1.2 Topische Applikation

Verpuppungsrate und Schlupfrate der 3. Larven von *Musca domestica* und *Hydrotaea aenescens*

Die Versuche zur Wirksamkeit der beiden Testsubstanzen nach äußerlicher Exposition erfolgten nur mit dem 3. Larvenstadium, da 1. und 2. Larven sich als zu klein für die praktische Durchführbarkeit des Testmodells erwiesen. Als zu prüfende Konzentrationen wurden die 10 % und 5 % Wirkstofflösung gewählt. Niedrigere Verdünnungen wurden nicht untersucht, da bei diesen nach den Ergebnissen der vorhergegangenen Versuche kein Unterschied zwischen Versuchs- und Kontrollgruppen erwartet werden konnte.

Musca domestica- und *Hydrotaea aenescens*-Larven 3 wiesen eine Empfindlichkeit gegenüber der topischen Applikation des Präparates NeemAzal MD5 auf, diese ist aber deutlich geringer als bei der Einmischung des Wirkstoffes in das Brutmedium. Während bei *Musca domestica*-Larven signifikante Unterschiede sowohl im 5 % als auch im 10 % Tauchversuch in der mittleren Verpuppungsrate (88,8 % und 83,2 %) und der durchschnittlichen Schlupfrate (60,5 % und 44,0 %) gegenüber den Werten der Kontrollgruppen auftraten (Verpuppungsrate: 93,8 %, Schlupfrate: 85,0 %), war die Wirksamkeit bei *Hydrotaea aenescens*-Larven nicht so deutlich ausgeprägt. Bei dieser Fliegenart blieb die mittlere Verpuppungsrate im 5 % Tauchbad praktisch unbeeinflusst und auch die durchschnittliche Schlupfrate war der in den Kontrollgruppen annähernd gleich. NeemAzal MD5 hatte also in der 5 % Lösung bei topischer Applikation keinen feststellbaren Effekt auf die Verpuppungs- und Schlupfrate der Güllefliege. Die Anwendung der 10 % Testlösung führte zwar zu einer gewissen Reduktion der durchschnittlichen Verpuppungs- (89,2 %) und Schlupfrate (57,8 %) gegenüber den Kontrollgruppen (96,0 % bzw. 73,5 %), die Unterschiede waren allerdings nicht signifikant.

Festzustellen bleibt, dass die topische Applikation des Präparates NeemAzal MD5 auch in der höchsten untersuchten Konzentration von 10 % nicht ausreichte, um einen Schlupf von adulten Fliegen zu verhindern. Es kam zwar zu einer Reduktion der Fliegenanzahl, es entwickelten sich aber teilweise noch über die Hälfte der eingebrachten Larven zu adulten Tieren. Um einen Fliegenschlupf vollständig zu unterdrücken, muss der Wirkstoff den Larven also zur oralen Aufnahme im Brutsubstrat zur Verfügung stehen.

Verpuppungs- und Schlupfdauer

Die äußerlich mit NeemAzal MD5 behandelten Larven von *Musca domestica* und *Hydrotaea aenescens* wiesen eine genauso lange Entwicklungszeit bis zum Auftreten der ersten Puppen auf wie die unbehandelten Kontrolltiere, nämlich 9 Tage für die Stubenfliege und 12 Tage für die Güllefliege. Die Zeit bis zum Schlupf der ersten Fliegen war mit 11 Tagen für *Musca domestica* (Versuch 26, 10 % Testlösung) und 18 Tagen für *Hydrotaea aenescens* (Versuch 27, 5 % Testlösung) bei den Versuchstieren sogar kürzer als bei den Kontrolltieren (13 Tage bzw. 19 Tage). Die durchschnittliche minimal benötigte Entwicklungsdauer bis zur adulten Fliege war mit 13 Tagen für *Musca domestica* und 19,3 Tagen für *Hydrotaea aenescens* bei den behandelten Tieren geringgradig kürzer als bei den Kontrolltieren (13,5 Tage und 19,5 Tage).

Auch hier scheint, wie bei der Auswertung von NeemAzal MD5 im Brutsubstrat schon festgestellt wurde, der Extrakt des Niembaumes eher zu einer Verkürzung der Puppenruhe gegenüber den unbehandelten Kontrolltieren zu führen. Ob dieser Effekt Auswirkungen auf zum Beispiel die Lebenserwartung der entstehenden Fliegen hat, wurde im Rahmen dieser Arbeit nicht untersucht.

Fliegengröße und Vorkommen von Asymmetrie

Auch der Einfluss auf die Fliegengröße war bei topischer Applikation der NeemAzal MD5-Lösung gar nicht nachweisbar bzw. viel schwächer ausgeprägt als bei oraler Aufnahme der Substanz durch die Larven. Die gemessene Flügelader war bei den Fliegen aus den Versuchsgruppen von *Musca domestica* im Durchschnitt etwas länger als die der Kontrollen, die Differenz von 7,8 µm aber vernachlässigbar klein. Bei den *Hydrotaea aenescens*-Fliegen aus den Versuchsansätzen betrug die Länge der Flügelader durchschnittlich 1981,4 µm und war damit um 36,6 µm kürzer als die der Kontrolltiere (2018,0 µm). Der Längenunterschied wies zwar eine Signifikanz auf, ist verglichen mit dem aus den Versuchen zur oralen Wirksamkeit (253,7 µm Differenz) aber sehr klein. Auch mit diesem untersuchten Parameter bestätigte sich, dass die topische Einwirkung von NeemAzal MD5 auf die Fliegenlarven in den getesteten Konzentrationen nicht ausreichte, um die Entwicklung erheblich zu beeinflussen.

Das Auftreten von Asymmetrien in der Länge des gemessenen Flügeladerteilstückes betraf in den Versuchs- und Kontrollgruppen ähnlich viele Fliegen, es kam zu keinen signifikanten Effekten.

5.1.3 Wirksamkeitsbeständigkeit von NeemAzal MD5 im Brutsubstrat der Larven von *Musca domestica*

NeemAzal- Pulver sollte kühl, trocken, luftdicht und lichtgeschützt gelagert werden. Dann kann von einer Lagerstabilität von 2 Jahren ausgegangen werden (KLEEBERG, 1997). Demgegenüber zerfällt Azadirachtin in Wasser und an der Luft relativ schnell, Untersuchungen von MARTINEAU (1994) gehen von 100 Stunden aus. Das grenzt seine Wirkungsdauer stark ein.

In dieser Arbeit sollte die Wirksamkeitsbeständigkeit von NeemAzal MD5, gelöst in Wasser und eingemischt ins Brutsubstrat, überprüft werden. Dafür wurde bei der Herstellung des Brutmediums die 10 % Testlösung appliziert und das so behandelte Substrat bei Zimmertemperatur 24 Stunden oder 48 Stunden stehen gelassen, bevor die Einbringung der Larven erfolgte. Die erzielten Ergebnisse wurden mit den 0-Stunden-Werten, also denen aus der sofortigen Benutzung des Brutmediums, verglichen. Das Kontrollmedium wurde in gleicher Art und Weise hergestellt, nur ohne den NeemAzal MD5-Zusatz im Wasser. Ursprünglich sollten auch Versuche mit einer Zeitspanne von 72 Stunden und 96 Stunden zwischen Substratbereitung und Larveneintrag durchgeführt werden, wegen massiver Schimmelbildung sowohl im Versuchs- als auch im Kontrollsubstrat wurde aber dann auf ein Einbringen der Larven verzichtet und die Tests wurden nicht durchgeführt. Ob Schimmel einen Einfluss auf die Wirksamkeit der Testsubstanz oder direkt auf die Entwicklungsfähigkeit der Larven gehabt hätte, wäre durch Vergleiche mit den Ergebnissen der kürzeren Zeitspannen möglich gewesen, aus Gründen einer eventuellen gesundheitlichen Belastung des Personals wurde darauf aber verzichtet. Falls auch bei den 24 Stunden und 48 Stunden stehen gelassenen Substraten schon makroskopisch nicht sichtbare Schimmelpilze vorhanden waren, hatten sie keine nachteiligen Effekte auf die untersuchten Parameter, wie Vergleiche mit den 0-Stunden-Versuchen ergaben.

Verpuppungsrate und Schlupfrate von *Musca domestica* nach 0 Stunden, 24 Stunden und 48 Stunden Zeitspanne zwischen Substratbereitung und Larveneinsatz

Die 10 % NeemAzal MD5-Lösung führte, eingemischt ins Brutsubstrat der **1. Larven** von *Musca domestica*, zu einer vollständigen Verhinderung der Weiterentwicklung, unabhängig davon, ob die Larven ins frisch hergestellte Brutmedium eingezählt wurden oder erst nach 24 Stunden oder 48 Stunden. Es kam bei keinem der drei Versuchsansätze zur Entstehung von Puppen, denn die Larven starben innerhalb weniger Tage ab. Demgegenüber entwickelten sich die Kontrolllarven ungestört.

Bei *Musca domestica*-**Larven 3** reichte die Wirkung der 10 % NeemAzal MD5-Lösung auch nach 24 Stunden und 48 Stunden Zeit zwischen Herstellung des Substrates und Larveneintrag noch aus, um einen Fliegenschlupf vollständig zu verhindern. Die mittlere Verpuppungsrate stieg dagegen mit zunehmender Zeitdauer deutlich an. Während sie beim sofortigen Einsetzen der Larven ins Versuchsmedium nur 5,5 % betrug, lag sie bei der Einbringung der Larven 3

nach 24 Stunden schon bei 74,5 %. Der Unterschied zwischen diesen beiden Versuchen war signifikant, während die durchschnittliche Verpuppungsrate beim 24-Stunden-Versuch und 48-Stunden-Versuch fast den gleichen Wert erreichte (74,5 % und 70,8 %).

Kritisch muss festgestellt werden, dass auch beim Vergleich der durchschnittlichen Verpuppungs- und Schlupfraten der Kontrollgruppen der Versuche 4 (0 Stunden) mit 33 (24 Stunden) bzw. 4 (0 Stunden) mit 34 (48 Stunden) der Larven 1 und 8 (0 Stunden) mit 37 (24 Stunden) bzw. 8 (0 Stunden) mit 38 (48 Stunden) der Larven 3 signifikante Unterschiede auftraten. Da die Versuche unter standardisierten Laborbedingungen durchgeführt wurden, lag die Ursache mit hoher Wahrscheinlichkeit in einer unterschiedlichen Vitalität der verschiedenen Larvengenerationen. Die 0-Stunden-Versuche wurden zeitlich vor den Versuchen mit einem späteren Einsetzen der Larven ins Brutsubstrat durchgeführt, während die Versuche 33 und 34 bzw. 37 und 38 parallel stattfanden mit Larven, die zur gleichen Zeit aus der Erhaltungszucht entnommen worden waren. Möglicherweise hatten hierbei das Alter der Elterntiere zum Zeitpunkt der Eiablage und/oder ihre Besatzdichte mit daraus resultierendem Stress, aber auch genetischer Varianz, einen Einfluss auf die Vitalität der Larven. Insofern können die Unterschiede in den Kontrollgruppen unberücksichtigt bleiben und Vergleiche der Versuchsgruppen miteinander sind möglich.

Der Unterschied in der mittleren Verpuppungsrate zwischen Versuchs- und Kontrollgruppen war in jedem Versuch signifikant, es konnte aber festgestellt werden, dass ab 24 Stunden Zeitspanne zwischen Bereitung des Substrates und Einsetzen der Larven ein gewisser Wirksamkeitsverlust der NeemAzal MD5-Lösung auftrat, der sich in den Ergebnissen der Versuche mit den Larven 3 widerspiegelte. Da sie eine geringere Empfindlichkeit gegenüber dem Wirkstoff besitzen als die jüngeren Larvenstadien (Vergleich 5.1.1), entwickelten sich mehr Larven zu Puppen wenn schon Abbauprozesse der Testsubstanz einsetzten. KLEEBERG, RUCH und HUMMEL (NeemAzal-T/S – Rückstandssituation und Anwendungsperspektiven, 2010 (Zitat vom 27.12.2010): 1-2, <http://www.neemazal.de/deu/Files/Rueckstand.pdf>) untersuchten die Abhängigkeit der Halbwertszeit von Azadirachtin A von der Temperatur und dem pH-Wert des Wassers. Dabei stellten sie bei einem Anstieg des pH-Wertes von 4 auf 8 bei 20°C Wassertemperatur eine Abnahme der Halbwertszeit der Wirksubstanz von 50 auf 4,5 Tage und bei einer Zunahme der Wassertemperatur von 20°C auf 40°C bei pH 4 von 50 auf 1,2 Tage fest.

Die vorliegenden Versuche wurden bei einer Temperatur von 30°C und Wasser mit pH 7,8 durchgeführt. Werden die oben genannten Versuche zu Halbwertszeit von Azadirachtin A berücksichtigt, erklärt sich die schon nach relativ kurzer Zeit (24 Stunden) einsetzende Verminderung der Wirksamkeit. Die Beständigkeit der Wirkung ist aber gerade für den Einsatz unter Feldbedingungen wichtig, es wäre daher günstig, die Stabilität des Präparates zu erhöhen.

Verpuppungsdauer

Nur die Larven 3 von *Musca domestica* entwickelten sich unter Einwirkung der 10 % NeemAzal MD5-Lösung zu Puppen. Sie benötigten dafür genau wie die Tiere der Kontrollgruppen im besten Fall 10 Tage (siehe Anhang 14). Die Testlösung und die abgewartete Zeitdauer beeinflussten in diesen Versuchen die Entwicklungsgeschwindigkeit bis zur Verpuppung also nicht. Das bestätigt die Ergebnisse zur minimalen Verpuppungsdauer bei den Versuchen mit sofortiger Einmischung von NeemAzal MD5-Lösung ins Brutsubstrat von *Musca domestica*-Larven, wo ebenfalls keine deutlichen Effekte feststellbar waren (5.1.1).

5.2 Wirkung von TRF 002 MD (*Quassia amara*-Extrakt) auf die Larven von *Musca domestica* und *Hydrotaea aenescens*

5.2.1 Einmischung in das Brutsubstrat

Verpuppungsrate und Schlupfrate der 1. und 3. Larven von *Musca domestica* und *Hydrotaea aenescens*

Die Empfindlichkeit der Fliegenlarven gegenüber dem Präparat TRF 002 MD wurde mit einer 5 % und 10 % Lösung im Brutsubstrat geprüft. Dabei wiesen beide Fliegenarten nur eine geringe Sensitivität auf.

Während bei den **1. Larven** von *Musca domestica* bei Verwendung der niedrigeren Konzentration (5 %) die mittlere Verpuppungs- und Schlupfrate bei den Versuchs- und Kontrollgruppen fast keinen Unterschied aufwies, war zumindest beim Einsatz der 10 % Testlösung eine deutliche Reduktion der Puppen- und Fliegenanzahl erkennbar. Der Effekt auf die durch-

schnittliche Schlupfrate in dem Versuch mit der 10 % Lösung ist hierbei der einzig signifikante, es entwickelten sich aber auch hier noch über ein Drittel der eingebrachten Larven zu Fliegen (Schlupfrate Versuch: 38,8 %, Kontrolle: 60,5 %). Ähnlich wie bei dem Einsatz von NeemAzal MD5 reagierten die Larven von *Hydrotaea aenescens* etwas empfindlicher als die der Stubenfliege auf die Testsubstanz. Die Differenzen zwischen Versuch und Kontrolle waren bei dieser Fliegenart etwas größer und mit Ausnahme der Schlupfrate beim 5 % Versuch waren die Unterschiede auch signifikant.

Die **3. Larvenstadien** beider Fliegenarten wiesen, wie bei den vorherigen Untersuchungen mit NeemAzal, eine geringere Empfindlichkeit gegenüber dem *Quassia amara*-Extrakt auf als die jüngeren Entwicklungsstadien. Damit der fraßhemmende Effekt des Quassin voll genutzt werden kann, müssen die Insekten also möglichst zeitig nach dem Verlassen der Eier mit ihm im Brutmedium in Berührung kommen. Diese Bedingung wurde auch von KIENZLE et al. (2004) bei Untersuchungen mit Apfelsägewespen beschrieben. In den eigenen Versuchen wurde für die 3. Larven von *Musca domestica* unter Einwirkung des Quassins kein signifikanter Unterschied in der durchschnittlichen Verpuppungsrate zwischen Behandlung und Kontrolle festgestellt. Die Ergebnisse waren sowohl nach Einsatz der 5 % als auch der 10 % Lösung fast identisch mit denen in den Kontrollgruppen. In der mittleren Schlupfrate wirkte sich der Einsatz von TRF 002 MD zwar tendenziell reduzierend aus, es entwickelten sich aber noch über die Hälfte der eingebrachten Larven zu Fliegen und es bestand kein signifikanter Unterschied zu den Kontrollgruppen. Ähnlich waren die Ergebnisse für die 3. Larven von *Hydrotaea aenescens*. Auch hier kam es im Mittel zu einer Verminderung der Zahl geschlüpfter Fliegen (10 % Testsubstanz: 66,5 %, Kontrolle: 78,2 %), ohne dass der Unterschied signifikant gewesen wäre.

Damit konnte festgestellt werden, dass das Präparat TRF 002 MD in den beiden verwendeten Konzentrationen nur zu einer Reduktion der Fliegenanzahl führte, aber nicht geeignet war, den Fliegenschlupf hinreichend zu verhindern. Auf Versuche mit niedrigeren Konzentrationen (1 %, 0,1 %) wurde aufgrund dieser Ergebnisse verzichtet.

Verpuppungs- und Schlupfdauer

In den vorliegenden Untersuchungen kam es in der überwiegenden Anzahl der Versuche zu keiner Beeinflussung der Entwicklungsdauer der Fliegenlarven durch den Einsatz des *Quassia amara*-Extraktes. Während die minimale Verpuppungszeit der Larven 1 von *Hydrotaea aenescens* in den behandelten Gruppen zum Teil über der der Kontrollgruppen lag, betrug die Zeit bis zum Schlupf der ersten Fliegen immer die gleiche Anzahl Tage (Anhang 10). Nur bei den 1. Larven der Stubenfliege verlängerte sich in der ersten Versuchsdurchführung die Zeit bis zum Schlupf gegenüber der in den Kontrollgruppen (Anhang 7, 5 % und 10 % Versuch). Ein entwicklungsverzögernder Effekt durch die TRF 002 MD-Benutzung war hierbei nicht auszuschließen, es könnte sich aber auch um natürliche Schwankungen handeln.

Fliegengröße und Vorkommen von Asymmetrie

Die Larven von *Musca domestica* wiesen in den Versuchs- und Kontrollgruppen eine fast identische durchschnittliche Länge des gemessenen Flügeladerteilstückes auf (2218,4 μm und 2218,2 μm). Hier war kein Einfluss von TRF 002 MD zu verzeichnen. Im Gegensatz dazu war der Effekt auf die Flügeladerlänge bei den Larven von *Hydrotaea aenescens* signifikant. Das gemessene Teilstück war bei den Fliegen aus den Versuchsgruppen durchschnittlich 102,2 μm kürzer als bei den Vergleichstieren. Die verminderte Fliegengröße gilt als ein weiterer Hinweis auf eine höhere Empfindlichkeit der Güllefliege gegenüber dem Präparat. Durch die fraßhemmende Wirkung kam es zu einer verminderten Nährstoffaufnahme und damit zum Entstehen kleinerer Fliegen.

Ein vermehrtes Auftreten von Asymmetrien war durch den Einsatz des *Quassia amara*-Extraktes nicht nachweisbar. Bei beiden Fliegenarten lag der Anteil asymmetrische Tiere in den Versuchsgruppen sogar unter dem der Kontrollgruppen.

5.2.2 Topische Applikation

Verpuppungsrate und Schlupfrate der 3. Larven von *Musca domestica* und *Hydrotaea aenescens*

War die Beeinflussung der untersuchten Parameter schon bei oraler Aufnahme des Wirkstoffes nur gering, so konnte bei topischer Applikation keine Veränderung der mittleren Verpuppungs- und Schlupfrate festgestellt werden. Es kam weder beim Vergleich von Behandlung und Kontrolle noch zwischen den beiden eingesetzten Konzentrationen zu signifikanten Unterschieden. TRF 002 MD hatte in den untersuchten Konzentrationen bei topischer Applikation also keinen Einfluss auf die durchschnittliche Verpuppungs- und Schlupfrate von *Musca domestica* und *Hydrotaea aenescens*.

Verpuppungs- und Schlupfdauer

Die kürzeste Entwicklungsdauer bis zum Puppenstadium bzw. dem Schlupf der ersten Fliegen war bei beiden Fliegenarten in den Versuchs- und Kontrollgruppen identisch (Anhang 9 und 12). Der Einsatz des Präparates hatte keine verzögerte Entwicklung zur Folge.

Fliegengröße und Vorkommen von Asymmetrie

Die Fliegengröße war der einzige der untersuchten Parameter, bei welchem die topische Anwendung des *Quassia amara*-Extraktes signifikante Veränderungen hervorgerufen hatte. Das ausgemessene Flügeladerteilstück war bei *Hydrotaea aenescens* im Durchschnitt in den Versuchsgruppen 24,7 µm kürzer als bei den Kontrolltieren. Bei *Musca domestica* betrug der Unterschied sogar 62,3 µm. Der topische Einsatz von TRF 002 MD war zwar nicht geeignet, die Anzahl der sich entwickelnden Fliegen zu reduzieren, er führte aber zur Entstehung etwas kleinerer Tiere. Ob die kleineren Individuen eine kürzere Lebenserwartung oder eine geringere Fortpflanzungsfähigkeit als die Kontrolltiere aufweisen, wurde im Rahmen dieser Arbeit nicht weiter untersucht, ein entsprechender Zusammenhang ist in der Literatur aber beschrieben (ELLING et al., 2002).

Deutliche Unterschiede in der Häufigkeit von asymmetrischen Tieren konnten in dieser Testreihe ähnlich den vorangegangenen Untersuchungen nicht festgestellt werden.

Obwohl *Quassia amara* früher auch den Namen „Fliegenholz“ trug, konnte in den durchgeführten Versuchen nur eine geringe Wirkung auf die Entwicklungsstadien von *Musca domestica* und *Hydrotaea aenescens* festgestellt werden. Der in verschiedenen Veröffentlichungen beschriebene fraßhemmende Effekt von Quassin und Neoquassin auf Insektenlarven erklärt die verminderte Entwicklungsfähigkeit der Fliegenlarven. Um eine Fliegenbelastung entscheidend zu senken, ist das Präparat TRF 002 MD nach den vorliegenden Resultaten aber nicht geeignet. Weitere Versuche mit anderen Dosierungen und / oder Formulierungen des Pflanzenextraktes wären für eine abschließende Bewertung der Wirksamkeit sicher sinnvoll.

Zusammenfassend kann gesagt werden, dass für das Präparat NeemAzal MD5 aus dem Extrakt des Niembaumes durch die vorliegenden Versuche eine entwicklungshemmende Wirkung auf Fliegenlarven gezeigt wurde. Durch die Beeinflussung des Hormonstoffwechsels der Insektenzellen wird die Häutung der Larvenstadien und / oder der Schlupf von Fliegen aus den Puppen verhindert. Außerdem besitzt der Wirkstoff noch fraßhemmende Eigenschaften. Durch die hohe spezifische Wirkung von Azadirachtin A auf Insektenzellen besteht bei sachgemäßem Umgang mit dem Pflanzenextrakt kein Gefährdungspotential für die Gesundheit von Menschen und anderen warmblütigen Lebewesen (BOEKE et al., 2004). Die geringe Stabilität des Wirkstoffes in Wasser und an der Luft verhindert eine Anreicherung in der Umwelt. Diese günstigen toxikologischen Eigenschaften sind ein großer Vorteil gegenüber synthetischen Insektiziden, da dadurch auch ein Einsatz im unmittelbaren Umfeld des Menschen und in der ökologischen Landwirtschaft möglich wird. Andererseits bedingt die kurze Halbwertszeit der Wirksubstanzen des Pflanzenextraktes unter Freilandbedingungen, dass die Präparate wiederholt eingesetzt werden müssen, um ihre gewünschten Effekte aufrecht zu erhalten. Resistenzentwicklungen bei Insekten gegenüber NeemAzal sind bis jetzt noch nicht beschrieben, günstig wirkt sich hierbei die hohe Zahl biologisch aktiver Inhaltsstoffe in dem Pflanzenextrakt aus. Sicher wird in naher Zukunft die Nachfrage nach biologischen Insektenbekämpfungsmitteln auf Niembasis noch steigen, wenn der Bekanntheitsgrad des Baumes und seiner Wirkstoffe weiter zunimmt.

6 ZUSAMMENFASSUNG

Ilka Walther

Untersuchungen zur Wirksamkeit von Präparaten aus dem Niembaum (*Azadirachta indica*) und der Bitterwurzel (*Quassia amara*) auf das Entwicklungspotential der Larven der großen Stubenfliege (*Musca domestica*) und der Güllefliege (*Hydrotaea aenescens*)

Institut für Parasitologie
Veterinärmedizinische Fakultät
Universität Leipzig

Eingereicht im November 2011

100 Seiten, 3 Abbildungen, 41 Tabellen, 156 Literaturquellen, 14 Anhänge

Schlüsselworte: *Azadirachta indica*, *Quassia amara*, insektizide Wirkung, *Musca domestica*,
Hydrotaea aenescens

Das Ziel der vorliegenden Arbeit war es, die Wirksamkeit der beiden biologischen Präparate NeemAzal MD5 und TRF 002 MD auf das Entwicklungspotential der Larven der großen Stubenfliege (*Musca domestica*) und der Güllefliege (*Hydrotaea aenescens*) zu untersuchen. Bei den Präparaten handelte es sich um den Extrakt aus den Samen des tropischen Niembaumes (*Azadirachta indica*) mit dem Hauptwirkbestandteil Azadirachtin A in einer Konzentration von 5 % und um den Extrakt aus dem Bitterholz (*Quassia amara*) mit dem Hauptwirkstoff Quassin in einer Konzentration von 0,61 %.

Die Larvenstadien 1 und 3 jeder Fliegenart wurden dem jeweiligen Präparat, das in verschiedenen Konzentrationen entweder eingemischt im Brutsubstrat (orale Aufnahme) oder in einem Tauchbad (topische Applikation) getestet wurde, ausgesetzt. Der Einfluss der Wirkstoffe auf die Parameter Verpuppungsrate, Schlupfrate, Entwicklungsdauer, Fliegengröße und Vorkommen von Asymmetrien wurde dabei ermittelt.

NeemAzal MD5 in 5 % Lösung verhinderte, eingemischt ins Brutsubstrat, vollständig den Schlupf der Fliegen unabhängig vom Alter der verwendeten Larven. Das jüngste Larvensta-

dium wies dabei noch eine deutlich höhere Empfindlichkeit gegenüber dem Wirkstoff auf. Hier reichte bereits eine 1 % Lösung aus, um die Entwicklung von Fliegen zu unterdrücken. Unterschiede in der Wirksamkeit auf die beiden verwendeten Fliegenarten waren gering. *Hydrotaea aenescens* erwies sich hierbei als etwas empfindlicher gegenüber NeemAzal MD5 als die Larven von *Musca domestica*. Die topische Applikation des Präparates auf das Larvenstadium 3 führte in den verwendeten hohen Konzentrationen (5 %, 10 %) nur zu einer Reduktion der Fliegenanzahl.

Für eine vollständige Verhinderung der Fliegenentwicklung ist eine möglichst frühzeitige orale Aufnahme des Wirkstoffes durch die Larven notwendig. Es kommt dabei neben der Fraßhemmung zu einer Beeinflussung der Wachstums- und Häutungshormone, was die Metamorphose der Insekten unterdrückt. Die unter Laborbedingungen bewiesene insektizide Wirksamkeit von NeemAzal MD5 und seine Umweltverträglichkeit prädisponieren das Präparat für Feldversuche gegen Fliegenplagen in der ökologischen Tierhaltung.

TRF 002 MD bewirkte auch in der höchsten verwendeten Konzentration (10 %), eingemischt in das Brutsubstrat der Larvenstadien 1 und 3 der beiden Fliegenarten, nur eine Reduktion der Schlupfrate um bis zu 30 % gegenüber den Kontrollgruppen. Die topische Anwendung dieser Substanz erwies sich in den durchgeführten Versuchen als nahezu wirkungslos auf die untersuchten Parameter. Damit war das Präparat nicht geeignet, das Schlüpfen von Fliegen vollständig zu verhindern.

7 SUMMARY

Ilka Walther

Studies on the efficacy of preparations from the Neem (*Azadirachta indica*) and the Bitterwood (*Quassia amara*) on the developmental potential of the larvae of the large housefly, *Musca domestica*, and the dump fly, *Hydrotaea aenescens*.

Institute of Parasitology
Faculty of Veterinary Medicine
University of Leipzig

Submitted in November 2011

100 pages, 3 pictures, 41 tables, 156 references, 14 appendixes

Key words: *Azadirachta indica*, *Quassia amara*, Insecticidal Activity, *Musca domestica*,
Hydrotaea aenescens

The goal of this study was to examine the effectiveness of the two biological preparations, NeemAzal MD5 and TRF 002 MD, on the developmental potential of the larvae of the large housefly, *Musca domestica*, and the dump fly, *Hydrotaea aenescens*. Among the preparations were the extracts from the seeds of the tropical Neem, *Azadirachta indica*, with the main active ingredient Azadirachtin A in a concentration of 5 % as well as those from the Bitterwood, *Quassia amara*, with the main active ingredient Quassin at concentrations of 0.61%.

Samples of larvae stages 1 and 3 of each species were exposed to solutions of both products in different concentrations. Two methods were used for the investigation, either the solution was mixed into the sample's substratum, oral application, or the solutions were applied as an immersion bath, topical application. The influence of the drugs on the parameters of pupation rate, hatching rate, development time, fly size and occurrence of asymmetries were identified and compared with a control group.

NeemAzal MD5 in a 5 % solution prevented the hatching of the flies completely, irrespective of the larval stage, when it was mixed into the substratum. The youngest larval stage showed

a much higher sensitivity to the drug. Here was already a 1 % solution sufficient to suppress the development of the flies. Differences in efficacy between the two fly species used were minimal. The larvae of *Hydrotaea aenescens* showed themselves to be slightly more susceptible to NeemAzal MD5 when compared to the developmental stages of *Musca domestica*. The topical application of the preparation on the larvae samples in stage 3 led even in the high concentrations used (5 %, 10 %) only to a reduction in fly numbers.

That makes an oral uptake of the drug by the larvae as early as possible necessary for a complete prevention of the development to mature flies. This affects the digestion, as well as the growth and molting hormones, which suppress the metamorphosis of insects. The proved insecticidal efficacy of NeemAzal MD5 under laboratory conditions and its environmental friendliness predispose that preparation for field trials against fly plagues in organic farming.

TRF 002 MD showed, even in the highest concentration used, 10 %, mixed into the substratum of larvae samples of the two fly species, only a reduction in the hatching rate by up to 30 % compared to the control groups. The topical application of this substance had, in the experiments, virtually no effect on the parameters studied. Thus, this product is not likely to prevent the hatching of flies completely.

8 LITERATURVERZEICHNIS

- Abd-Allah SM. Comparative efficacy studies using alternative pesticides (biopesticides, insect growth regulator and ivermectin) on anopheline-malaria mosquitoes in Egypt. Operational research in tropical diseases, final report summaries 1992-2000. 2003, Kairo, p. 72-3.
- Abdel-Ghaffar F, Semmler M. Efficacy of neem seed extract shampoo on head lice of naturally infected humans in Egypt. Parasitol Res. 2007; 100: 329-32.
- Akhtar M, Mahmood I. Control of plant-parasitic nematodes with 'Nimin' and some plant oils by bare-root dip treatment. Nematol medit. 1993; 21: 89-92.
- Ali SI, Singh OP, Misra US. Effectiveness of plant oils against pulse beetle, *Callosobruchus chinensis* Linn.. Indian J Entomol. 1983; 45: 6-9.
- Amin BH, Patel KP. Farm trails with neem cake coated urea. National Seminar on Neem in Agriculture 1983, New Delhi, India
- Ara I, Siddiqui BS, Faizi S, Siddiqui S. Structurally novel diterpenoid constituents from the stem bark of *Azadirachta indica* (Meliaceae). J Chem Soc. 1989; 1: 343-5.
- Arora SP, Singhal KK, Ludri, RS. Nutritive value of neem seed cake (*Melia indica*). Indian Vet J. 1975; 52: 867-70.
- Awad OM, Shimaila A. Operational use of neem oil as an alternative anopheline larvicide. Part A: laboratory and field efficacy. E M H J. 2003; 9: 637-45.
- Bains SS, Prasad R, Bhatia PC. Use of indigenous materials to enhance the efficiency of fertilizer nitrogen for rice. Fert News. 1971; 16: 30-2.
- Bhandari DS, Joshi MS. The effect of feeding deoiled neem cake on the health of sheep. Indian Vet J. 1974; 51: 659-60.
- Barbetti P, Grandolini G, Fardella G, Chiappini I. Indole alkaloids from *Quassia amara*. Planta Med. 1987; 53: 289-290.

- Bariyar S, Prasad KD. Sustainable control of mange in pigs.
J Res. 2005; 17: 105-8.
- Bayrische Landesanstalt für Landwirtschaft LfL. Entwicklung von Pflanzenschutzstrategien im ökologischen Hopfenanbau.
Schriftenreihe 2007
ISSN: 1611-4159
- Benge MD. Cultivation and propagation of the neem tree. In: Jacobson M, editor. Focus on Phytochemical Pesticides. Vol. I, The Neem Tree. Boca Raton: CRC Press; 1989. p.1-18.
- Bernauer-Jacob V. Orientierende Untersuchungen zur Wirksamkeit von NeemAzal auf den Katzenfloh *Ctenocephalides felis felis* (Bouché) und den tropischen Rattenfloh *Xenopsylla cheopis* (Rothschild) [Dissertation med. vet].
Berlin: Freie Universität Berlin; 1999.
- Bertani S, Houël E, Bourdy G, Stein D, Jullian V, Landau I, Deharo E. *Quassia amara* L. (Simaroubaceae) leaf tea: Effect of the growing stage and desiccation status on the antimalarial activity of a traditional preparation.
J Ethnopharmacol 2007; 111: 40-2.
- Betke P, Hiepe Th, Müller P, Ribbeck R, Schultka H, Schumann, H. Biologische Bekämpfung von *Musca domestica* mittels *Ophyra aenescens* in Schweineproduktionsanlagen.
Mh Vet.-Med. 1989; 44: 842-4.
- Betke P, Schmäschke R, Ribbeck R. Biologische Fliegenbekämpfung in Stallungen mittels des Antagonisten *Ophyra aenescens*.
Mitt dtsh Ges allg angew Ent. 1992; 8: 295-7.
- Blaney WM, Simmonds MSJ. Food selection in adults and larvae of three species of Lepidoptera: a behavioural and electrophysiological study.
Entomol Exp Appl. 1988; 49: 111-21.
- Boeke SJ, Boersma MG, Alink GM, van Loon JJA, van Huis A, Dicke M, Rietjens IMCM. Safety evaluation of neem (*Azadirachta indica*) derived pesticides.
J Ethnopharmacol. 2004; 94: 25-41.
- Butterworth JH, Morgan, ED. Isolation of a substance that suppresses feeding in locusts.
J Chem Soc. 1968, Chem Commun: 23-4.
- Chakraborty T, Uerotta L, Poddar G. Evaluation of *Azadirachta indica* leaf extract for hypoglycemic activity in rats.
Phytother Res. 1989; 3: 30-2.

- Champagne DE, Koul O, Isman MB, Scudder GGE, Towers CHN. Biological activities of limonoids from the Rutales. *Phytochemistry*. 1992; 31: 377-94.
- Chapman JW, Goulson D. Environmental versus genetic influences on fluctuating asymmetry in the house fly, *Musca domestica*. *Biol J Linn Soc*. 2000; 70: 403-13.
- Charles V, Charles SX. The use and efficacy of *Azadirachta indica* ADR (‘Neem’) and *Curcuma longa* (‘Turmeric’) in scabies. A pilot study. *Trop Geogr Med*. 1992; 44: 178-81.
- Clark EP. Quassin. I. The preparation and purification of quassin and neoquassin, with information concerning their molecular formulas. *J Am Chem Soc*. 1937; 59: 927-31.
- Clark EP. Quassin II. Neoquassin. *J Am Chem Soc*. 1937; 59: 2511-4.
- Clarke GM, Ridsdill-Smith TJ. The effect of avermectin B₁ on developmental stability in the bush fly, *Musca vetustissima*, as measured by fluctuating asymmetry. *Entomol Exp Appl*. 1990; 54: 265-9.
- Daido M, Fukamiya N, Okano M, Tagahara K, Hatakoshi M, Yamazaki H. Antifeedant and insecticidal activity of Quassinoids against Diamondback Moth (*Plutella xylostella*). *Biosci Biotech Biochem*. 1993; 57: 244-6.
- Deshpande VY, Mandulkar KN, Sadri NL. Male antifertility activity of *Azadirachta indica* in mice: A preliminary report. *Postgrad Med*. 1980; 26: 167-70.
- Deshpande VY, Mandulkar KN, Sadri NL. Male antifertility activity of *Azadirachta indica* in mice: Further study. 4th. Asian Symp on Medicinal Plants and Spices 1981; Bangkok, Thailand.
- Eggler BD, Groß A. Quassia-Extrakt; neue Erkenntnisse bei der Regulierung von Schaderregern im Obstbau. *Mitt Biol Bundesanst*. 1996; 321: 425.

- Eggler BD, Groß A, Trautmann M. Biologisch aktive Pflanzenauszüge; eine natürliche Alternative bei der Behandlung von Schaderregern im Obstbau.
5. Internationaler Erfahrungsaustausch über Forschungsergebnisse zum Ökologischen Obstbau, 19.-20.11.1992
Hrsg. Fördergemeinschaft Ökologischer Obstbau, Baden-Württemberg, Ministerium für ländlichen Raum, Landwirtschaft und Forsten
1992; 28.
- Elling von K, Borgemeister C, Setamou M, Poehling H-M. The effect of NeemAzal-T/S, a commercial neem product, on different development stages of the common greenhouse whitefly *Trialeurodes vaporariorum* Westwood (Hom., Aleyrodidae).
J Appl Entomol. 2002; 126: 40-5.
- Evans DA, Raj RK. Larvicidal efficacy of quassin against *Culex quinquefasciatus*.
Indian J Med Res. 1991; 93: 324-7.
- Floate FD, Fox AS. Flies under stress: a test of fluctuating asymmetry as a biomonitor of environmental quality.
Ecol Appl. 2000; 10: 1541-50.
- Fujiwara T, Takeda T, Okihara Y, Shimizu M, Nomura T, Tomita Y. Studies on the structure of polysaccharides from the bark of *Melia azadirachta*.
Chem Pharm Bull. 1982; 30: 4025-30.
- Fujiwara T, Takeda T, Okihara Y, Shimizu M, Nomura T, Tomita Y. Further studies on the structure of polysaccharides from the bark of *Melia azadirachta*.
Chem Pharm Bull. 1984; 32: 1385-91.
- George JBD, Ootobo S, Abdu PA. Control of the pigeon fly (*Pseudolynchia canariensis*) using extracts from kernels of the neem tree (*Azadirachta indica*) in Nigeria.
Bull Anim Hlth Prod Afri. 1998; 46: 47-9.
- Gill JS. Studies on insect feeding deterrents with special reference to the fruit extracts of the neem tree, *Azadirachta indica* A. Juss. [Ph. D thesis].
London. University of London; 1972, p.260.
- Graham JH, Roe KE, West TB. Effects of lead on the developmental stability of *Drosophila melanogaster*.
Ecotoxicology. 1993; 2: 185-95.

- Green PWC, Simmonds MSJ, Blaney WM, Khambay BPS. Effects of plant-derived compounds on larvae of a blowfly species that causes secondary myiases: laboratory studies.
Phytother Res. 2004; 18: 538-41.
- Gruber AK. Wachstum, Fruchtertrag und Azadirachtin Gehalt der Samen von *Azadirachta indica* A. Juss. auf verschiedenen Standorten in Nicaragua.
[Dissertation]. Technische Universität Berlin, 1991.
- Gupta HC, Verma JP, Bareth SS, Mathur BN. Evaluation of some nonedible oils as grain protectants in wheat and their subsequent effect on germination.
Indian J Entomol. 1989; 50: 147-50.
- Hiepe Th. Lehrbuch der Parasitologie.
Band 4, Jena, Gustav Fischer Verlag 1982, p. 19-24, p. 316-9.
- Hill N, Cameron M, Samah, M. An evaluation of neem oil, tea tree oil and conventional insecticides to control house dust mites, the major indoor trigger of atopic allergies.
In: Cole M, Strang R, editors. The science & application of neem.
Meeting proceedings, Glasgow, UK, April 2001, p. 47-9
- Höhn H, Höpli HU, Graf B. Quassia und Neem: exotische Insektizide im Obstbau. Schweiz Z Obst-Weinbau. 1996; 3: 62-3.
- Holaschke M, Hua L, Basedow T, Kliche-Spory Ch. Untersuchungen zur Wirkung eines standardisierten Extraktes aus dem Holz von *Quassia amara* L. Ex Blom auf Getreideblattläuse und deren Antagonisten.
Mitt Dtsch Ges allg angew Entomol. 2006; 15: 269-72.
- Jacobson M. Focus on Phytochemical Pesticides. Vol.I. The Neem Tree.
Boca Raton: CRC Press. 1989: p.19-45.
- Jacobson M, Crosby DG. Naturally occurring insecticides.
Marcel Dekker, Inc., New York, 1971; p.177-239.
- Jilani G, Amir P. Economics of neem in reducing wheat storage losses: policy implications.
Tech Bull. 1987; 2: 15.
- Joshi SS, Dakshinkar NP, Sapre VA, Sarode DB. Evaluation of herbal medicaments in psoroptic mange of rabbits.
Indian Vet J. 2000; 77: 706-8.
- Jussieu, AHL De. Mémoire sur le groupe des Meliacées.
Mem. Mus. Hist. Nat. Paris. 1830; 19: 220.

- Kahn AR, Mannan A. Stored products entomology in the tropics.
Agric Zool Rev. 1991; 4: 67-95.
- Kannaiyan S, Thangaraju M, Oblisami G. Effect of neem cake on *Azolla* growth and nitrogen fixation.
Int Rice Newsl. 1983, 8; p.2.
- Kanungo D. Pharmacology and toxicology. In: Randhama NS, Parmar BS, editors.
Neem Research and Development.
Publication Nr. 3; 1993. p. 250-62.
- Ketkar CM. Utilisation of Neem (*Azadirachta indica* Juss.) & its by-products.
Khadi & Village Industries Commission, Bombay, India, 1976.
- Khalid SA, Duddeck H, Gonzalez-Sierra M. Isolation and characterisation of an antimalarial agent of the neem tree *Azadirachta indica*.
J Nat Prod. 1989; 52: 922-7.
- Kienzle J, Zimmer J, Klopp K, Maxin P, Yamada K, Bathon H, Zebitz CPW, Ternes P, Vogt H. Untersuchungen zur Regulierung von Apfelsägewespe und Blutlaus im ökologischen Obstbau, 2004
Vortragsveranstaltung 23.-24.11.2004 in Bonn, Deutschland
Geschäftsstelle Bundesprogramm Ökologischer Landbau in der Bundesanstalt für Landwirtschaft und Ernährung (BLE)
- Kleeberg H. Gewinnung von Neem-Azal-M, Trifolio GmbH.
Neem-Info 1997, Universität Hohenheim, p. 14-5.
- Knust FJ. Neem-Therapie der Pediculosis capitis und der Scabies im Kindesalter.
Arzt und Umwelt. 1998; 4: 319-21
- Kraus W, Bokel M, Klenk A, Pöhn H. The structure of azadirachtin and 22,23-dihydro-23 β -methoxyazadirachtin.
Tetrahedron Lett. 1985; 26: 6435-8.
- Kühlhorn F. Weitere Nachweise von *Ophyra aenescens* (Wiedemann) (Diptera: Muscidae) aus Deutschland.
Z angew Zool. 1977; 64: 129-32.
- Lal R, Sankaranarayana A, Mathur, VS, Sharma PL. Antifertility effect of neem oil in female albino rats by the intravaginal and oral routes.
Indian J Med Res. 1986B; 83: 90-2.

Lal S. Saving grain after harvest.

In: Kasturi G, editor. The Hindu Survey of Indian Agriculture – 1988.

Madras: National Press; 1988. p. 246-8.

Larson RO. Stable anti-pest neem seed extract. U.S. patent no. 4, 556,562

Official Gazette of US Patents and Trademarks 1985, 1061; 265.

Ley SV, Denholm AA, Wood A. The chemistry of azadirachtin.

Nat Products Reports. 1993; p. 109-57.

Ley SV, Veitch GE, Beckmann E, Burke BJ, Boyer A, Maslen SL. Synthesis of azadirachtin: a long but successful journey.

Angew Chem Int Ed. 2007; 46: 7629-32.

Lewis WH, Elwin-Lewis, MPF. Neem (*Azadirachta indica*) cultivated in Haiti.

Econ Bot. 1983; 37: 69-70.

Lidert Z, Wing K. Insect antifeedant and growth inhibitory activity of forty-six quassinoids on two species of agricultural pests.

J Nat Prod. 1987; 50: 442-8.

Lindquist RK, Casey ML. Evaluation of oils, soaps and natural product derivatives for leafminer, foxglove aphid, western flowerthrips and greenhouse whitefly control.

Ohio Florists` Assoc Bull. 1990A; 727: 3-5.

Lindquist RK, Casey ML. Margosan-O – a new botanical insecticide.

Ohio Florists` Assoc Bull. 1990B; 728: 1-3.

Linton YM, Nisbet AJ, Mordue AJ. The effects of azadirachtin on the testes of the desert locust, *Schistocerca gregaria* (Forsk.)

J Insect Physiol. 1997; 43: 1077-84.

Lomonaco C, Germanos E. Phenotypic variation of *Musca domestica* L. (Diptera: Muscidae) as a response to larval competition for food.

Neotrop Entomol. 2001; 30: 223-31.

März U. The economics of neem production and its use in pest control.

In: Deutsche Bücherei (Germany), Börsenverein der Deutschen Buchhändler zu Leipzig (Germany), editor. Farming Systems and Resource Economics in the Tropics. Vol. 5, Kiel: Wissenschaftsverlag Vauk, 1989, p.153.

Malik MM, Shafique M, Naqvi SHM. Commercial trials of neem seed extracts as wheat protectant from insects during storage.

Proc. Wheat Production Seminar; 1976; Lahore, Pakistan, p. 209-12.

- Mancebo F, Hilje L, Mora GA, Salazar R. Antifeedant activity of *Quassia amara* (Simaroubaceae) extracts on *Hypsipyla grandella* (Lepidoptera: Pyralidae) larvae. Crop Protection. 2000; 19: 301-5.
- Martin OY, Hosken DJ. Longevity and developmental stability in the dung fly *Sepsis cynipsea*, as affected by the ectoparasitic mite, *Pediculoides mesembrinae*. J Insect Sci. 2009; 9: Art. 66: 1-9.
- Martini, E. Lehrbuch der medizinischen Entomologie. 4. Aufl. Jena: Fischer; 1952
- Martineau J. MSDS für Azatin-EC. Biological Insecticide Agri Dyne Technologies, Inc. 1994
- Mc Indoo NE, Sievers AF. *Quassia* extract as a contact insecticide. J agr Res. 1917; 10: 497-531.
- Metcalf CL, Flint WP, Metcalf RL. Destructive and useful insects. 3. Aufl. New York: McGraw-Hill; 1951.
- Miller JA, Chamberlain WF. Azadirachtin as a larvicide against the horn fly, stable fly and house fly (Diptera: Muscidae). J Econ Entomol. 1989; 82: 1375-8.
- Möller AP. Sexual selection, viability selection, and developmental stability in the domestic fly *Musca domestica*. Evolution. 1996; 50: 746-52.
- Mohanraj RS, Dhanakkodi B. Ovicidal effects of Neem products on mosquito eggs. J Ecotoxicol Environ Monit. 2005; 15: 73-7.
- Mordue AJ, Cottee PK, Evans KA. Azadirachtin: its effect on gut motility, growth and moulting in *Locusta*. Physiol Entomol. 1985; 10: 431-7.
- Nyambo BT. Postharvest maize and sorghum grain losses in traditional and improved stores in South Nyanza district, Kenya. Int J Pest Manage. 1993; 39: 181-7.
- Obih PO, Makinde JM. Effect of *Azadirachta indica* on *Plasmodium berghei berghei* in mice. Afr J Med Sci. 1985; 14: 51-4.
- Panda DN, Pattanaik TK. Efficacy of Maggacite lotion and Dressol ointment and lotion in the treatment of maggoted and surgical wounds. Indian Vet J. 2003; 80: 441-2.

- Pant N, Garg HS, Madhusudanan KP, Bhakundi DS. Sulfurous compounds from *Azadirachta indica* leaves.
Fitoterapia. 1986; 57: 302-4.
- Parmar BS, Ketkar CM. Commercialization. In: Randhawa NS, Parmar BS, Hrsg. *Neem Research and Development*.
New Delhi: Society of Pesticide Science; p. 270-83.
- Pereira J. The effectiveness of six vegetable oils as protectants of cowpeas and bambara groundnut against infestation by *Callosobruchus maculatus* (F.).
J Stored Prod Res. 1983; 19: 57-62.
- Pillai NR, Santhakumari G. Effects of Nimbidin on acute and chronic gastroduodenal ulcer models in experimental animals.
Planta Medica. 1984; 50: 143-6.
- Pillai NR, Santhakumari G. Anti-arthritic and anti-inflammatory action of Nimbidin.
Planta Medica. 1981; 43: 59-63.
- Polonsky J, Bhatnagar SC, Griffiths DC, Pickett JA, Woodcock ChM. Activity of quassinoids as antifeedants against aphids.
J Chem Ecol. 1989; 15: 993-8.
- Pruthi HS, Singh M. Stored grain pests and their control.
Imperial Council Agric. Res 1944; Bull. No. 57.
- Purohit A, Dixit VP. Antispermatogenic efficacy of neem (*Azadirachta indica* A. Juss) materials in rats.
Neem Newsl. 1991; 8: 13-4.
- Rademacher J. Gottfried Wilhelm Rademacher's Universal and Organ Remedies. (Erfahrungsheillehre)
1825; p. 25-26; BiblioLife 2008
ISBN:978-0-559-15589-5
- Radwansky SA. Neem tree 3. Further uses and potential uses.
World Crops Livest. 1977; 29.
- Rahman SZ, Jairajpuri MS. Unani medicine. In: Randhawa NS, Parmar BS, Hrsg. *Neem, research and development*. New Delhi: Society of pesticide science; 1993.
p. 208-19.

- Rao DR, Reuben R, Venugopal MS, Nagasampagi BA, Schmutterer H. Evaluation of neem, *Azadirachta indica*, with and without water management, for the control of culicine mosquito larvae in rice-fields.
Med Vet Entomol. 1992; 6: 318-24.
- Rao DVK, Singh J, Chopra P, Chabra PC, Ramanujala G. In vitro antibacterial activity of neem-oil.
Indian J Med Res. 1986; 84: 314-6.
- Rathje R. Der Einfluß von Niem-Extrakt auf entzündliche Veränderungen der Gingiva.
Die Quintessenz, Monatsz. praktizierenden Zahnarzt. 1971; 22: 1-2.
- Rembold H. The azadirachtins-potent insect growth inhibitors.
Intern. Symp. On Insects, Mem. Inst. Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Brasil, 1987; Vol. 82, Suppl. III: 61-6.
- Rembold H. Azadirachtins, their structure and mode of action.
Insecticides of Plant Origin ACS Symp. Ser.387, American Chemical Society, Washington DC, 1989, p. 150-163.
- Rembold H, Müller Th, Subrahmanyam B. Corpus cardiacum – a target for azadirachtin.
Experientia. 1989; 45: 361-3.
- Rice MJ, Sexton S, Esmail AM. Antifeedant phytochemical blocks oviposition by sheep blowfly.
Austr J Entomol. 1985; 24: 16.
- Rice M. Development of neem research and industry in Australia.
World Neem Conf; Bangalore, India. 1993.
- Rochanakij S, Thebtaranonth Y, Yenjai C, Yuthavong Y. Nimblide, a constituent of *Azadirachta indica*, inhibits *Plasmodium falciparum* in culture.
Southeast Asian J Trop Med Public Health. 1985; 16: 66-72.
- Rojanapo W, Suwanno S, Somjaree R, Glinsukon T, Thebtaranonth Y. Mutagenic and antibacterial activity testing in nimbolide and nimbic acid.
J Sci Soc Thailand. 1985; 11: 177-81.
- Sacca G. Nota sulla presenza in Europa di *Ophyra aenescens* Wied. (Diptera, Muscidae).
Riv di Parassitol. 1964; 25: 295-6.
- Sachs Ch, Kopp J. Ungebetene Hausgäste. Ungeziefer vorbeugen und umweltgerecht bekämpfen.
2. Aufl. Roßdorf bei Darmstadt: Sachs Verlag; 1996.

- Salehzadeh A, Akhkha A, Cushley W, Adams RLP, Kusel JR, Strang RHC. The antimutagenic effect of the neem terpenoid azadirachtin on cultured insect cells. *Insect Biochemistry Molecular Biol.* 2003; 33: 681-9.
- Sanguanpong U. Zur Wirkung ölhaltiger Niem- und Marrangosamenprodukte auf die Gemeine Spinnmilbe *Tetranychus urticae* Koch sowie Nebenwirkungen auf ihren natürlichen Gegenspieler *Phytoseiulus persimilis* Athias-Henriot. [Dissertation agr.] Giessen: Universität Gießen; 1992.
- Saxena RC, Justo HD, Epino PB. Evaluation and utilization of neem cake against the rice brown planthopper. *J Econ Entomol.* 1984; 77: 502-7.
- Saxena RC, Barrion AA. Cytogenic effects of neem seed kernel extracts (NSKE) on brown planthopper (BPH) *Nilaparvata lugens* spermatocytes. *Int Rice Res Newsletter.* 1987; 12: 25-6.
- Schlüter U. Histopathology. In: Schmutterer H, Hrsg. The Neem Tree *Azadirachta indica* (A. Juss.) and other Meliaceae Plants. Source of Unique Natural Products for Integrated Pest Management, Medicine, Industry and Other Purposes. Weinheim: VCH Verlagsgesellschaft mbH; 1995. p. 210-22.
- Schmutterer H. The Neem Tree *Azadirachta indica* (A. Juss.) and other Meliaceae Plants. Sources of Unique Natural Products for Integrated Pest Management, Medicine, Industry and Other Purposes. Weinheim: VCH Verlagsgesellschaft mbH; 1995.
- Schmutterer H, Singh RP. List of insect pests susceptible to neem products. In: Schmutterer H, Hrsg.. The Neem Tree *Azadirachta indica* (A. Juss.) and other Meliaceae Plants. Sources of Unique Natural Products for Integrated Pest Management, Medicine, Industry and Other Purposes. Weinheim: VCH Verlagsgesellschaft mbH; 1995, p. 326-65.
- Schoonhoven LM. Biological aspects of antifeedants. *Entomol Exp Appl.* 1982; 31: 57-69.
- Schulz WD, Schlüter U. Structural damages caused by neem in *Epilachna varivestis*. A summary of histological and ultrastructural data. II. Tissues affected in adults. In: Schmutterer H, Ascher KRS, Hrsg. Natural Pesticides from the Neem Tree and Other Tropical Plants. 1984
Proc. 2 nd. Int. Neem Conf. 1983; Rauschholzhausen, Deutschland, p.237-51.

- Schumann H. Biologische Bekämpfung am Beispiel des Stubenfliegen-Antagonisten *Ophyra aenescens*.
Wiss. Humboldt-Universität Berlin. 1989; 38: 415-9.
- Schumann H. Familie Muscidae. In: Günther, Hannemann, Hieke, Königsmann, Schumann, Hrsg. Urania Tierreich – Insekten. Leipzig, Jena, Berlin: Urania Verlag; 1989. p. 590-4.
- Schwinger M. Über die fraßabschreckende Wirkung von Meliaceen-Inhaltsstoffen auf *Epilachna varivestis* (Muls.) und andere Insekten: Methoden-Versuchstechniken-Ergebnisse.
[Dissertation]. University of Hohenheim, Germany, 1985.
- Shimizu M, Sudo T, Nomura T. China tree bark extracts with antineoplastic action.
Chem Abstr. 1985; 103: p.18355.
- Sick F. *Ophyra aenescens* (Wied.) (Diptera: Muscidae) neu für Norddeutschland.
Faun.-Ökol. Mitt. 1971; 4: 21-2.
- Siddiquis S. A note on the isolation of three new bitter principles from the neem oil.
Curr Sci. 1942; 11: 278-9.
- Singh N, Misra N, Singh SP, Kohli RP. *Melia azadirachta* in some common skin disorders (a clinical evaluation).
Antiseptic. 1979; 76: 677-9.
- Singh RP. Comparison of antifeedant efficacy and extract yields from different parts and ecotypes of neem (*Azadirachta indica* A. Juss) trees.
Proc. 3rd Int. Neem Conf.; 1987, Nairobi, Kenya. p. 185-94.
- Sinha KC, Riar SS, Bardhan J, Thomas P, Kain AK, Jain RK. Antiimplantation effect of neem oil.
Indian J Med Res. 1984A; 80: 708-10.
- Siriwattananarungsee S, Sukontason KL, Olson JK, Chailapakul O, Sukontason K. Efficacy of neem extract against the blowfly and housefly.
Parasitol Res. 2008; 3: 535-544
- Srinivasan R, Kalyanasundaram M. Relative efficacy of DEPA and neem oil for repellent activity against *Phlebotomus papatasi*, the vector of leishmaniasis.
J Commun Dis. 2001; 33: 180-4.
- Stein W, Gal A, Gerneth H. Zum Auftreten von *Ophyra aenescens* (Wiedemann) (Dipt., Muscidae) in Deutschland. II. Vorkommen – Die praeimaginalen Stadien.
Angew Zool. 1977; 64: 217-30.

- Stein W, Gal A, Gerneth H. Zum Auftreten von *Ophyra aenescens* (Wiedemann) (Dipt., Muscidae) in Deutschland. III. Biologie, Ökologie und Verhalten der Imagines. *Angew Zool.* 1977; 64: 311-24.
- Stoll G. Naturgemäßer Pflanzenschutz mit hofeigenen Ressourcen in den Tropen und Subtropen.
Aichtal: Verlag J. Margraf; 1987.
- Subramanian MS, Lakshmanan KK. *Aradirachta indica* Juss. Stem bark as an anti-leprosy source.
World Neem Conference 1993, Bangalore, India; Abstr. p. 83.
- Subrahmanyam B, Rembold H. Effect of azadirachtin A on neuroendocrine activity in *Locusta migratoria*.
Cell Tissue Res. 1989; 256: 513-7.
- Thiele S. Isolierung und Strukturaufklärung neuer Tetranortriterpenoide aus *Azadirachta indica* A. Juss (neem tree, Meliaceae) und Untersuchung der nematiziden Wirkung von Neem-Extrakten [Habilschr. rer.nat].
Hohenheim: Universität Hohenheim; 1991.
- Troup RS. The Silviculture of Indian Forest Trees. Vol. 1, Oxford: Clarendon Press; 1921.
- Varma GS. Miracles of the Neem Tree.
Rasayan Pharmacy 1976, 3 Darya Ganj, New Delhi, India.
- Vartak VD, Ghate V. Ethnobotany of neem.
Biol. Ind. 1990; 1: 55-9.
- Vijjan VK, Tripathi HC, Parihar NS. A note on the toxicity of neem seed cake in sheep.
J Environ Biol. 1982; 3: 47-52.
- Vijjalakshmi K, Gaur HS, Goswami BK. Neem for the control of plant parasitic nematodes.
Neem Newsl. 1985; 2: 35-42.
- Vikhrev N. New data on the distribution and biology of the invasive species *Hydrotaea aenescens* (Wiedemann, 1830) (Diptera, Muscidae).
ZooKeys. 2008; 4: 47-53.
- Villalobos R. Distribución de *Quassia amara* L. ex BLOM en Costa Rica, y su relación con los contenidos de cuasina y neocuasina (insecticidas naturales) en sus tejidos.
M Sc Thesis CATIE 1995, Turrialba, Costa Rica.

Weger P. Über phasische Wirkungen von Bittermitteln auf das Herz.

Naunyn-Schmiedeberg`s Archives of Pharmacology

Heidelberg. 1929; 144: 261-276.

Xingwei Hou, Fields P, Taylor W. The effect of repellents on penetration into packaging by stored-product insects.

J Stored Products Res. 2004; 40: 47-54.

Anonymus, Bitterholzbaum (*Quassia amara*), 2009 (zitiert vom 22.07.2009)

<<http://www.giftpflanzen.com>

Anonymus, Hausmittel und Selbstmedikation-*Quassia*, 2007 (zitiert vom 30.06.2007): 1-2

<<http://www.gesundheitsratgeber24.de/hausmittel/heilkraeuter/quassia.html>

Anonymus, neem foundation, growing neem, 2006 (zitiert vom 25.10.2006)

<<http://www.neemfoundation.org/neem-articles/growing-neem.html>

Anonymus, neem foundation, neem and health, 2006 (zitiert vom 28.10.2006)

<<http://www.neemfoundation.org/neem-articles/neem-in-health.html>

Anonymus, neem foundation, patent on neem, 2006 (zitiert vom 05.11.2006)

<<http://www.neemfoundation.org/neem-articles/patents-on-neem.html>

Anonymus, neem foundation, 2006 (zitiert vom 25.10.2006)

<<http://www.neemfoundation.org/neem-articles/neem-in-organic-farming.html>

Anonymus, Pflanzenschutzmittelverzeichnis (Stand: 28.05.2009)

Bundesamt für Landwirtschaft BLW, Bern, Schweiz

(zitiert vom 29.07.2009)

<http://www.psa.blw.admin.ch/index_de_3_3_5028.html

Anonymus, quassia amara, Publlehrbuch, 2007 (zitiert vom 30.06.2007): 1-5

<<http://212.185.118.226/publlehrbuch/xml/22592263.xml>

Kleeberg H, Ruch B, Hummel E. NeemAzal-T/S – Rückstandssituation und

Anwendungsperspektiven, 2010 (zitiert vom 27.12.2010): 1-2

<<http://www.neemazal.de/deu/Files/Rueckstand.pdf>

9 ANHANG

Anhang 1

Minimale Verpuppungs- und Schlupfdauer von *Musca domestica*-Larven 1 bei Einmischung von NeemAzal MD5-Lösung in das Brutsubstrat

Versuchsnummer (Konzentration des Wirkstoffes)	Minimale Verpuppungsdauer in Tagen		Minimale Schlupfdauer in Tagen	
	Versuch	Kontrolle	Versuch	Kontrolle
1 (0,1 %) : 1. Durchführung 2. Durchführung	9	9	13	13
	9	7	11	11
2 (1 %) : 1. Durchführung 2. Durchführung	-	9	-	13
	-	7	-	11
3 (5 %) : 1. Durchführung 2. Durchführung	-	9	-	13
	-	9	-	13
4 (10 %) : 1. Durchführung 2. Durchführung	-	9	-	13
	-	9	-	13

Anhang 2

Minimale Verpuppungs- und Schlupfdauer von *Musca domestica*-Larven 3 bei Einmischung von NeemAzal MD5-Lösung in das Brutsubstrat

Versuchsnummer (Konzentration des Wirkstoffes)	Minimale Verpuppungsdauer in Tagen		Minimale Schlupfdauer in Tagen	
	Versuch	Kontrolle	Versuch	Kontrolle
5 (0,1 %) : 1. Durchführung 2. Durchführung	11	11	16	16
	9	9	11	13
6 (1 %) : 1. Durchführung 2. Durchführung	14	11	18	16
	11	11	14	14
7 (5 %) : 1. Durchführung 2. Durchführung	14	14	-	16
	11	11	-	14
8 (10 %) : 1. Durchführung 2. Durchführung	14	14	-	16
	11	11	-	14

Anhang 3

Minimale Verpuppungs- und Schlupfdauer von *Musca domestica*-Larven 3 nach topischer Einwirkung der NeemAzal MD5-Lösung

Versuchsnummer (Konzentration des Wirkstoffes)	Minimale Verpuppungsdauer in Tagen		Minimale Schlupfdauer in Tagen	
	Versuch	Kontrolle	Versuch	Kontrolle
25 (5 %) : 1. Durchführung	11	11	14	14
	9	9	13	13
26 (10 %) : 1. Durchführung	11	11	14	14
	9	9	11	13

Anhang 4

Minimale Verpuppungs- und Schlupfdauer von *Hydrotaea aenescens*-Larven 1 bei Einmischung von NeemAzal MD5-Lösung in das Brutsubstrat

Versuchsnummer (Konzentration des Wirkstoffes)	Minimale Verpuppungsdauer in Tagen		Minimale Schlupfdauer in Tagen	
	Versuch	Kontrolle	Versuch	Kontrolle
9 (0,1 %) : 1. Durchführung	9	9	-	14
	17	7	-	14
10 (1 %) : 1. Durchführung	-	9	-	14
	-	7	-	14
11 (5 %) : 1. Durchführung	-	9	-	16
	-	9	-	16
12 (10 %) : 1. Durchführung	-	9	-	16
	-	9	-	16

Anhang 5

Minimale Verpuppungs- und Schlupfdauer von *Hydrotaea aenescens*-Larven 3 bei Einmischung von NeemAzal MD5-Lösung in das Brutssubstrat

Versuchsnummer (Konzentration des Wirkstoffes)	Minimale Verpuppungsdauer in Tagen		Minimale Schlupfdauer in Tagen	
	Versuch	Kontrolle	Versuch	Kontrolle
13 (0,1 %) : 1. Durchführung 2. Durchführung	16	16	25	23
	13	11	20	16
14 (1 %) : 1. Durchführung 2. Durchführung	16	16	30	23
	13	11	18	16
15 (5 %) : 1. Durchführung 2. Durchführung	12	12	-	16
	14	14	-	21
16 (10 %) : 1. Durchführung 2. Durchführung	26	23	-	28
	14	14	-	21

Anhang 6

Minimale Verpuppungs- und Schlupfdauer von *Hydrotaea aenescens*-Larven 3 nach topischer Einwirkung der NeemAzal MD5-Lösung

Versuchsnummer (Konzentration des Wirkstoffes)	Minimale Verpuppungsdauer in Tagen		Minimale Schlupfdauer in Tagen	
	Versuch	Kontrolle	Versuch	Kontrolle
27 (5 %) : 1. Durchführung 2. Durchführung	14	14	18	21
	12	12	19	19
28 (10 %) : 1. Durchführung 2. Durchführung	16	16	21	19
	12	12	19	19

Anhang 7

Minimale Verpuppungs- und Schlupfdauer von *Musca domestica*-Larven 1 bei Einmischung von TRF 002 MD-Lösung in das Brutsubstrat

Versuchsnummer (Konzentration des Wirkstoffes)	Minimale Verpuppungsdauer in Tagen		Minimale Schlupfdauer in Tagen	
	Versuch	Kontrolle	Versuch	Kontrolle
17 (5 %) : 1. Durchführung	7	7	14	11
	9	9	14	14
18 (10 %) : 1. Durchführung	9	7	14	11
	9	9	14	14

Anhang 8

Minimale Verpuppungs- und Schlupfdauer von *Musca domestica*-Larven 3 bei Einmischung von TRF 002 MD-Lösung in das Brutsubstrat

Versuchsnummer (Konzentration des Wirkstoffes)	Minimale Verpuppungsdauer in Tagen		Minimale Schlupfdauer in Tagen	
	Versuch	Kontrolle	Versuch	Kontrolle
19 (5 %) : 1. Durchführung	11	11	14	14
	11	11	14	14
20 (10 %) : 1. Durchführung	11	11	14	14
	11	11	14	14

Anhang 9

Minimale Verpuppungs- und Schlupfdauer von *Musca domestica*-Larven 3 nach topischer Einwirkung der TRF 002 MD-Lösung

Versuchsnummer (Konzentration des Wirkstoffes)	Minimale Verpuppungsdauer in Tagen		Minimale Schlupfdauer in Tagen	
	Versuch	Kontrolle	Versuch	Kontrolle
29 (5 %) : 1. Durchführung	9	9	13	13
	11	11	14	14
30 (10 %) : 1. Durchführung	9	9	13	13
	11	11	14	14

Anhang 10

Minimale Verpuppungs- und Schlupfdauer von *Hydrotaea aenescens*-Larven 1 bei Einmischung von TRF 002 MD-Lösung in das Brutsubstrat

Versuchsnummer (Konzentration des Wirkstoffes)	Minimale Verpuppungsdauer in Tagen		Minimale Schlupfdauer in Tagen	
	Versuch	Kontrolle	Versuch	Kontrolle
21 (5 %) : 1. Durchführung	9	9	18	16
	12	9	16	16
22 (10 %) : 1. Durchführung	13	11	16	16
	11	9	16	16

Anhang 11

Minimale Verpuppungs- und Schlupfdauer von *Hydrotaea aenescens*-Larven 3 bei Einmischung von TRF 002 MD-Lösung in das Brutsubstrat

Versuchsnummer (Konzentration des Wirkstoffes)	Minimale Verpuppungsdauer in Tagen		Minimale Schlupfdauer in Tagen	
	Versuch	Kontrolle	Versuch	Kontrolle
23 (5 %) : 1. Durchführung	14	14	18	18
	13	11	18	18
24 (10 %) : 1. Durchführung	12	12	18	18
	12	12	19	19

Anhang 12

Minimale Verpuppungs- und Schlupfdauer von *Hydrotaea aenescens*-Larven 3 nach topischer Einwirkung der TRF 002 MD-Lösung

Versuchsnummer (Konzentration des Wirkstoffes)	Minimale Verpuppungsdauer in Tagen		Minimale Schlupfdauer in Tagen	
	Versuch	Kontrolle	Versuch	Kontrolle
31 (5 %) : 1. Durchführung	11	11	18	18
	14	14	19	19
32 (10 %) : 1. Durchführung	14	11	18	18
	14	14	19	19

Anhang 13

Minimale Verpuppungs- und Schlupfdauer von *Musca domestica*-Larven 1 aus mit NeemAzal MD5-Lösung behandeltem Brutsubstrat und eingesetzt nach einer definierten Zeit

Versuchsnummer (Zeit)	Minimale Verpuppungsdauer in Tagen		Minimale Schlupfdauer in Tagen	
	Versuch	Kontrolle	Versuch	Kontrolle
4 (0 h) : 1. Durchführung 2. Durchführung	-	9	-	13
	-	9	-	13
33 (24 h) : 1. Durchführung 2. Durchführung	-	7	-	12
	-	9	-	14
34 (48 h) : 1. Durchführung 2. Durchführung	-	7	-	11
	-	7	-	14

Anhang 14

Minimale Verpuppungs- und Schlupfdauer von *Musca domestica*-Larven 3 aus mit NeemAzal MD5-Lösung behandeltem Brutsubstrat und eingesetzt nach einer definierten Zeit

Versuchsnummer (Zeit)	Minimale Verpuppungsdauer in Tagen		Minimale Schlupfdauer in Tagen	
	Versuch	Kontrolle	Versuch	Kontrolle
8 (0 h) : 1. Durchführung 2. Durchführung	14	14	-	16
	11	11	-	14
37 (24 h) : 1. Durchführung 2. Durchführung	14	11	-	16
	12	12	-	16
38 (48 h) : 1. Durchführung 2. Durchführung	10	10	-	14
	11	11	-	16

DANKSAGUNG

Ich möchte mich bei allen bedanken, die mir bei der Erstellung dieser Arbeit geholfen haben.

Insbesondere gilt mein Dank Herrn Prof. Dr. A. Dauschies für die Überlassung des Themas, seine jederzeit gewährte Unterstützung bei der Durchführung der Versuche und die vielen guten Hinweise zur Anfertigung dieser Arbeit.

Herrn Dr. R. Schmäschke aus dem Institut für Parasitologie möchte ich ganz besonders danken. Er hat mein Interesse für die Thematik des Niembaumes geweckt, mich in die Laborzucht der Fliegen eingeführt und stand mir bei jedem auftretenden Problem hilfreich zur Seite.

Der Firma Trifolio-M danke ich für die Bereitstellung der beiden Pflanzenextrakte und insbesondere ihrer Mitarbeiterin Frau D. Schwarze-Fiedler für ihre vielen guten Ratschläge.

Herrn Andreas Richter danke ich für seine jederzeit freundliche und geduldige Hilfe bei der statistischen Auswertung der Ergebnisse.

Mein ganz besonderer Dank gilt meinen Eltern, meiner Oma und meinem Freund Wolfgang für ihre riesige Geduld, das Mut machen und Anspornen, ihre Unterstützung in allen Bereichen und ihren Rat. Ohne diese Hilfe wäre die Dissertation nie gelungen.