

DISSERTATION / DOCTORAL THESIS

Titel der Dissertation / Title of the Doctoral Thesis

„Neue Ansätze zur Bekämpfung der Schabenpopulation im
Regenwaldhaus des Tiergarten Schönbrunn unter
Berücksichtigung des vorhandenen Ökosystems und seiner
tierischen Bewohner“

verfasst von / submitted by

Mag.rer.nat. Gerlinde Hillebrand

angestrebter akademischer Grad / in partial fulfilment of the requirements for the degree of
Doktorin der Naturwissenschaften (Dr.rer.nat.)

Wien, 2017 / Vienna 2017

Studienkennzahl lt. Studienblatt /
degree programme code as it appears on the
student record sheet:

A 091 439

Dissertationsgebiet lt. Studienblatt /
field of study as it appears on the student record
sheet:

Dr.-Studium der
Naturwissenschaften Zoologie

Betreut von / Supervisor:

Univ.-Prof. Dr. Christine Fellner

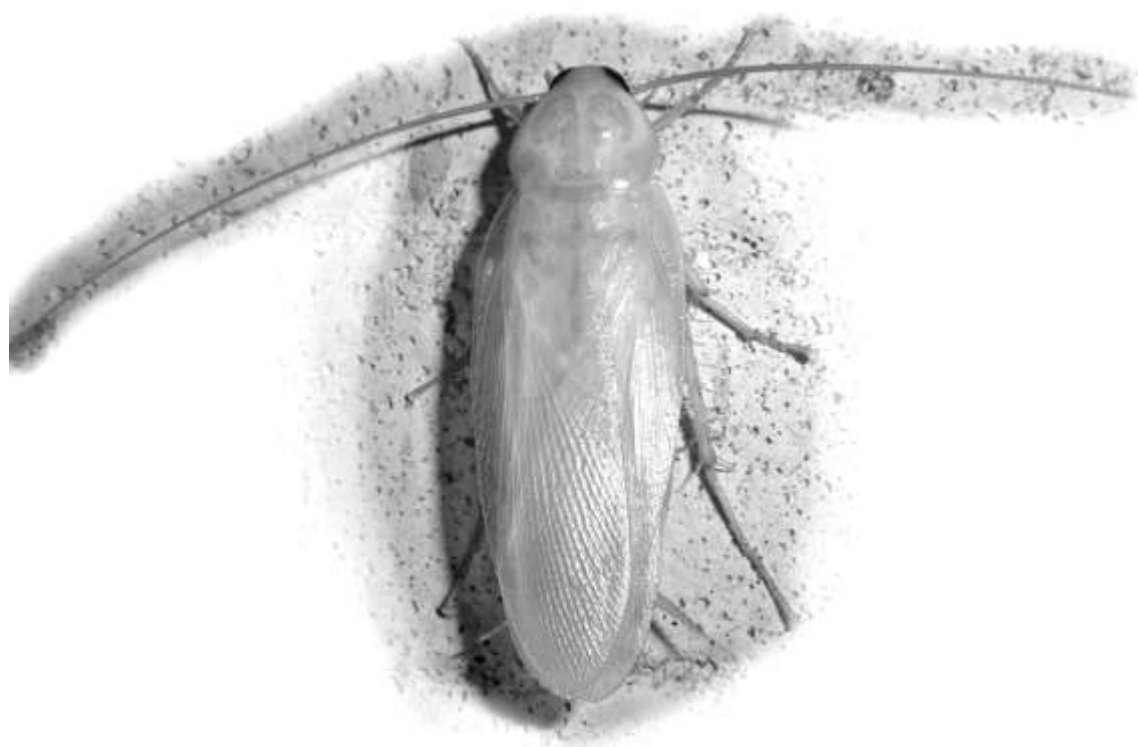
Für meine Familie

Inhaltsverzeichnis

SUMMARY	I
ZUSAMMENFASSUNG	V
VORWORT	1
1. EINLEITUNG	3
1.1. Schaben als „Schädlinge“	3
1.2. Schaben – Biologie und Verhalten	4
1.3. Schaben – Systematik	10
1.3.1. Überfamilie Blaberoidea	10
1.3.1.1. Familie Blaberidae	11
1.3.1.1.1. Gewächshausschabe – <i>Pycnoscelus surinamensis</i> (Linnaeus 1758)	11
1.3.1.2. Familie Ectobiidae	11
1.3.1.2.1. Deutsche Schabe – <i>Blattella germanica</i> (Linnaeus 1767)	12
1.3.2. Überfamilie Blattoidea	13
1.3.2.1. Familie Blattidae	13
1.3.2.1.1. Amerikan. Großschabe – <i>Periplaneta americana</i> (Linnaeus 1758)	13
1.3.2.1.2. Austral. Großschabe – <i>Periplaneta australasiae</i> (Fabricius 1775)	16
1.4. Beziehung zwischen Mensch und Schabe	17
1.5. Schädlingsbekämpfung	20
1.5.1. Chemische Schädlingsbekämpfung durch Insektizide	22
1.5.2. Natürliche Schädlingsbekämpfung	24
1.5.2.1. Pflanzenextrakte	25
1.5.2.2. Pheromonpräparate	27
1.5.2.3. Diatomeenerde	28
1.5.2.4. Parasiten und Parasitoide	28
1.5.2.4.1. Hymenoptera – <i>Aprostocetus hagenowii</i>	28
1.5.2.4.2. Hymenoptera – <i>Ampulex compressa</i>	30
1.5.2.4.3. Entomopathogene Nematoden	31
1.5.2.5. Räuberische Arthropoden	34
1.5.2.6. Mikrobiologische Bekämpfungsmaßnahmen	35
1.5.2.6.1. Insektenpathogene Pilze	35
1.5.2.6.2. Bakterien	40
1.5.2.6.3. Viren	43

1.5.3.	Schädlingsbekämpfung in zoologischen Einrichtungen	45
1.6.	Studienziele	48
1.7.	Begriffsdefinitionen	50
2.	MATERIAL UND METHODEN	53
2.1.	Das Regenwaldhaus im Tiergarten Schönbrunn	53
2.2.	Schaben-Bestands-Evaluierung	57
2.2.1.	Auswahl geeigneter Monitoring-Fallen für Schaben	57
2.2.2.	Populationserhebung	59
2.2.3.	Fang und Haltung der Versuchstiere	60
2.3.	Schaben-Bekämpfung	61
2.3.1.	Mechanische Bekämpfung	61
2.3.2.	Kieselgur	63
2.3.3.	Natürliche Prädatoren	63
2.3.4.	Insektenpathogene Pilze und Nematoden	65
2.3.4.1.	Erste Testreihe/Vorversuche	65
2.3.4.2.	Zweite Testreihe	67
2.3.4.3.	Dritte Testreihe	72
2.3.4.4.	Auslegen von verpilzten Schaben im Regenwaldhaus	72
2.4.	Herstellung eines eigenen Pilz-Isolats	73
2.5.	Mikrobiologische Untersuchungen	73
2.6.	Aufnahmen mit dem Elektronenmikroskop	74
2.7.	Datenanalyse	76
2.7.1.	Allgemeine Datenanalyse	76
2.7.2.	Statistische Analyse	77
3.	ERGEBNISSE	79
3.1.	Schaben-Bestandsevaluierung	79
3.2.	Bekämpfungsmaßnahmen	85
3.2.1.	Mechanische Bekämpfung	85
3.2.2.	Wirksamkeit der Prädatoren	86
3.2.3.	Insektenpathogene	89
3.2.3.1.	Pilze	90

3.2.3.1.1.	Testreihen	90
3.2.3.1.2.	Makroskopische Verifizierung im Lichtmikroskop	98
3.2.3.1.3.	Zucht eines Schaben-Stammes	102
3.2.3.2.	Nematoden	102
3.2.3.2.1.	Verifizierung des Nematodenbefalls im Lichtmikroskop	108
3.2.3.3.	Vergleich Wirksamkeit von <i>M. anisopliae</i> vs. <i>S. carpocapsae</i>	111
3.3.	Elektronenmikroskop	113
3.4.	Bakteriologische Untersuchung	117
3.5.	Ein Alien im Regenwaldhaus	119
4.	DISKUSSION	125
4.1.	Bestands-Evaluierung	125
4.2.	Bekämpfungsmaßnahmen	126
4.2.1.	Mechanische Bekämpfung	126
4.2.2.	Prädatoren	128
4.2.3.	Insektenpathogene	129
4.2.3.1.	Pilzpräparate	129
4.2.3.2.	Nematodenpräparate	133
4.2.4.	Chitinsynthesehemmer	141
4.3.	Medizinischer Aspekt	144
4.4.	Ein Alien – Nachweis einer in Österreich neuen Art	149
4.5.	Resümee und Ausblick	153
ANHANG A		155
ANHANG B		158
ANHANG C		159
DANKSAGUNG		161
LITERATURVERZEICHNIS		163
ABBILDUNGSVERZEICHNIS		181
TABELLENVERZEICHNIS		186
ABSTRACT DEUTSCH		187
ABSTRACT ENGLISCH		188



Summary

Introduction

There is no uniform classification of pest insects but rather a subjective one based on their potential damage. The negative impact on humans includes the potential damage they cause to food or other materials, their negative influence on our health or their tendency to carry pathogenic organisms and parasites. Pest insects usually live in close vicinity to humans and have therefore not only influence on our general well being adversely but often evoke revulsion and phobia in humans (e.g. entomophobia).

Apart from ants, cockroaches are the most common pest insects in botanical gardens, tropical rainforest houses and other zoological institutions. Since ants are much smaller they often remain undetected by visitors. Cockroaches, in contrast, are more conspicuous due to their size, grubby appearance and characteristic quick flight behavior. In zoos cockroaches often leave a negative impression of poor cleanliness and are a pest. In addition cockroaches can have a direct influence on the animals in the zoo as they often disturb diurnal animals during their night's rest. Their feeding and foraging behavior also bring them into direct contact with a wide range of organic materials and provide the potential of spreading pathogenic organisms (Robinson, 2005). In addition cockroaches can damage plants, decorations and all kinds of organic materials and do not even stop at feeding on juvenile or small animals.

Cockroaches are an ancient group of hemimetabolic insects that can fly and date back to at least the carboniferous period. In the species-rich order of the Blattodea (~4500) only a few species (~10) live in close vicinity to humans. Therefore less than one percent of the known species are categorized as pest species. The most prevalent of these are the German Cockroach (*Blattella germanica*), the American Cockroach (*Periplaneta americana*), the Southern Cockroach (*Periplaneta australasiae*) the Oriental Cockroach (*Blatta orientalis*) and the Brown-banded Cockroach (*Supella longipalpa*).

Numerous cockroach species show a prominent sex dimorphism, as females tend to have reduced wings and are often heavier. Males and females can additionally differ in size and colour. Cockroaches primarily live in tropical or subtropical climates, but when close to humans, they are capable of colonising new habitats.

Cockroaches at Zoo Vienna not only created a negative impression amongst visitors but also caused veterinarian issues. As early as two years after the opening of the rainforest house in 2002 animal keepers observed a significant increase of several cockroach species in the animal and planting areas. If cockroaches occur in significant numbers in animal or green houses they are always classified as pest insects. The presented study aimed at developing a selection of new methods in biological pest control in zoos. The main focus was to develop a systemic approach by targeting multiple vulnerabilities. On the one hand the cockroaches were deprived of their natural habitats, their breeding facilities and their food sources. On the other hand existing natural enemies, such as frogs and toads were supported and new predator species were introduced to decrease their numbers and biological impact.

On a different level, experiments were conducted to analyse the effect of entomopathogenic fungi and nematodes on the cockroaches in order to decimate the cockroach population.

Ultimately the goal of this study was to develop an integrated method of reducing cockroaches to acceptable numbers without using insecticides and trying to minimise the negative ecological impact on the sensitive fauna of the rainforest house.

Methods

As a first step a preliminary study was conducted in order to determine the composition and the density of the cockroach population of the rainforest house at Zoo Vienna. As a next step the cockroaches' preferred habitats were either removed, thoroughly cleaned or treated with non-toxic dust of diatomaceous earth. At the same time new natural predators were introduced into the artificial rainforest ecosystem. During the years 2010 and 2015 roughly one thousand amphibians (black-spectacled toads, two species of shrub tree frogs, banded bullfrog, two species of Malayan flying frogs and foot-flagging frogs) were released from the zoos own breeding program. Additionally microhabitats were created to support these natural enemies.

In a parallel process, the effectiveness of several commercially available biological insecticide products with entomopathogenic fungi (*Metarhizium anisopliae*) and nematodes (*Steinernema carpocapsae*) were tested on cockroaches which had been captured in the rainforest house. Subsequently an evaluation of the horizontal transmission of pathogenic fungi of the species *M. anisopliae* from infested to healthy

cockroaches was conducted. As a last step we tried to isolate and cultivate a specific cockroach-strain of the entomopathogenic fungi.

For a clear diagnostic analysis of a successful microbiologic infestation light- and transmissions electron microscopy was used. As cockroaches are known to be chronic carriers of several microbes and various pathogenic organisms, 85 cockroaches were analysed in a special medical laboratory.

Results

The various different pest control measures were all proven to be successful. All of the predators, which were introduced, were observed to feed on cockroaches. The analysis of stomach contents of some toads, which were accidentally killed by visitors, automatic sliding doors or the small-clawed otters, clearly proved that these amphibians were feeding on cockroaches. The results of the experiments using one fungi infection (*M. anisopliae*) and one species of entomopathogenic nematodes (*S. carpocapsae*) were equally effective. Even under favourable conditions, where cockroaches would normally have reproduced and spread, we were able to infect and kill more than 50% of the tested *Periplaneta*-species with the fungi and more than 60 % with the entomopathogenic nematodes. The test with the third cockroach species *Pycnoscelus surinamensis* was even more successful.

The results of the bacterial analysis clearly proved the bacteria load on the cockroaches' bodies. More than 45 different species of pathogen bacteria were found. Finally we were able to confirm a new "alien" cockroach species, which has been detected in some European greenhouses, but until now, not in Austria. This small, rare cockroach species called "*Margattea nimbata*" could be mistaken for the German cockroach, but instead of the characteristic black stripes on the pronotum this cockroach possesses a translucent pronotum with arabesque patterns.

Discussion

Globalization has resulted in a massive worldwide spreading of species, which establish themselves in new habitats due their adaptability. Some of these so called "alien species" can cause significant health problems and massive economic damage. With increasingly milder winters and more humid summers we can find more and more species from subtropical regions in temperate climate zones.

Their natural ability to occupy new habitats, to adapt to the widest possible range of food sources and to survive under unfavourable conditions has made them highly efficient pest insects. All these properties make effective pest control very difficult. Traditionally cockroach pest control was limited to the use of insecticides that accumulate and have a highly negative impact on the environment. Some cockroach species (e.g. *B. germanica* or *P. americana*) even have developed a high resistance to many insecticides.

Biological regulation in artificial ecosystems most often takes longer than the use of chemical insecticides, which show a rapid and clear knock-down-effect. The aim of this study was to find a way to support natural enemies, biological opponents and the self-regulation-effects.

The results of the bio-tests with entomopathogenic fungi and nematodes are comparable to several other studies already carried out. However, most of them used cockroaches, which were continuously reared under laboratory conditions. Due to this fact, the test results do not carry as much weight as the results of this study, in which the tested environment was very similar to a natural field-population.

In this day and age of ecological sensitivity and sustainability I am proud to present this study based entirely on biological methods of pest control. Although Zoo Vienna is the oldest zoo of the world, it focuses not only on conservation, tradition and education but also on modern technologies.

Zusammenfassung

Einleitung

Als „Schädling“ bezeichnen wir Menschen meist ganz unterschiedliche Tiere, deren Lebensräume sich mit unseren überschneiden und die das Leben der Menschen negativ beeinflussen können. Die verursachten Schäden reichen dabei von direkter Beeinträchtigung unseres Lebens oder unserer Gesundheit über negative Auswirkungen auf Nutzpflanzen und -tiere bis hin zur Vernichtung oder Kontamination von Vorräten oder Materialien (Voigt, 1999).

Ameisen und Schaben zählen in Botanischen Gärten, Tropenhäusern und zoologischen Einrichtungen zu den häufigsten Schädlingen. Während die Ameisen von den Zoobesuchern meist unbemerkt bleiben, fallen Schaben allein schon wegen ihrer Größe und ihres charakteristischen Fluchtverhaltens auf. Schaben hinterlassen meist einen negativen Gesamteindruck, der mit mangelnden hygienischen Verhältnissen verbunden wird. In der Realität steckt allerdings viel mehr dahinter. Tatsächlich hat ein starker Schabenbefall einen direkten negativen Einfluss auf die Zootiere. So stören auf der einen Seite die meist nachtaktiven Schaben die Nachtruhe der meist tagaktiven Zootiere und führen besonders bei Vögeln und kleinen Säugetieren zu Unruhe. Auf der anderen Seite verunreinigen sie durch ihre omnivoren Fressgewohnheiten auch das angebotene Futter durch Kot und hochgewürzte Kropfinhalte. Darüber hinaus verursachen sie Fraßschäden an Futtermitteln, Dekoration und Pflanzenmaterial, machen auch vor Kleintieren und diversen Jungtieren nicht halt und können zudem verschiedene Parasiten und andere Krankheitserreger übertragen.

Diese Studie setzte ihren Schwerpunkt auf die Schaben des Schönbrunner Regenwaldhauses und verschiedene schonende Eindämmungsmöglichkeiten. Das erarbeitete Gesamtkonzept sollte in weiterer Folge auch für andere Tierhäuser im Tiergarten mit Schabenbefall (z.B. Aquarien- und Terrarienhaus, Singvogel-, Affen- und Flusspferdhaus) adaptiert werden und auch anderen Institutionen als Leitfaden zur Verfügung stehen.

Schaben (Blattodea) zählen entwicklungsbiologisch zu einer sehr alten und ursprünglichen Ordnung beflügelter Insekten, die sich seit dem Karbon morphologisch kaum verändert hat (Robinson, 2005). Darüber hinaus gelten Schaben mit mehr als

4500 bekannten Arten als sehr artenreich. Uns Menschen sind allerdings meist nur eine Handvoll Arten bekannt, nämlich jene, die uns in unserem Leben unmittelbar begegnen und uns negativ beeinflussen. Zu den bekanntesten Schädlings-Schaben zählen die Deutsche Schabe (*Blattella germanica*), die Amerikanische Schabe (*Periplaneta americana*), die Südliche oder Australische Schabe (*Periplaneta australasiae*), die Orientalische Schabe (*Blatta orientalis*) sowie die Braunbandschabe (*Supella longipalpa*).

Schaben sind hemimetabole Insekten (Insekten, die ohne Puppenstadium direkt zu ihrem Imaginalzustand gelangen), wodurch Larven und Imagines ein sehr ähnliches Erscheinungsbild haben. Sie unterscheiden sich im Wesentlichen durch das Fehlen der Sexualorgane bzw. den im Larvenstadium noch nicht ausgeprägten Flügel. Einige Schabenarten haben einen ausgeprägten Sexualdimorphismus – Männchen und Weibchen unterscheiden sich stark im äußeren Erscheinungsbild, z.B. durch den Besitz bzw. das Fehlen von Flügeln, durch ihre Größe, Farbe und durch den Bau ihrer Fortpflanzungsorgane.

Schaben sind primär in tropischen und subtropischen Zonen beheimatet, überleben aber bei adäquaten Temperaturverhältnissen in beinahe jeder Klimazone der Erde und gelten als klassische Kulturfolger (Robinson, 2005). In der kühl-gemäßigten Zone trifft man sie vorrangig in Großküchen, Bäckereien und Lebensmittelbetrieben, Krankenhäuser oder auch Heimen an (Voigt, 1999).

Schaben zählen vor allem aber auch im Zoobereich zu den häufigsten Schädlingen in Tropen-, Aquarien-, Vogel- und Affenhäusern.

Schaben sind auch im Tiergarten Schönbrunn nichts Neues. Immer wieder kommt es zu Massenvermehrungen bestimmter Arten in einzelnen Tierhäusern. So auch in dem im Jahr 2002 neu eröffneten Regenwaldhaus, in dem bereits zwei Jahre nach der Eröffnung das Tierpflegerpersonal ein verstärktes Auftreten von Großschaben im Tierbereich feststellen musste.

Aufgrund ihrer Fressgewohnheiten, ihrer bevorzugten Aufenthaltsorte und ihrer biologischen Aktivität tragen Schaben maßgeblich zur Verbreitung human- und veterinärmedizinisch bedeutender Krankheitskeime bei. Eine Eindämmung bzw. regelmäßige Schädlingskontrolle ist daher unbedingt notwendig. Nachdem aber gerade in Zoos und Aquarienhäusern der Einsatz chemischer Insektizide kaum möglich ist,

liegt der Schwerpunkt dieser Studie in der Auffindung und Beurteilung der biologischen Kontrolle von Schaben.

Das Ziel dieser Studie war es somit, die Schabenpopulation im Regenwaldhaus einzudämmen und ein ganzheitliches Konzept im Sinne einer integrierten Schädlingsbekämpfung zu erarbeiten und dabei den sensiblen Tierbestand möglichst zu schonen.

Das Ziel sollte letztendlich ein ganzheitlicher Ansatz zur Schabenbekämpfung auf unterschiedlichen Niveaus und die Erarbeitung eines Gesamtkonzepts vor allem für das Regenwaldhaus, aber auch ähnlichen Tierhäuser sein. Dabei stand eine Minimierung von negativen Aspekten auf das bestehende Ökosystem und die weitgehende Vermeidung von Insektizideinsatz im Vordergrund.

Methode

Die gesamte Studie wurde im Regenwaldhaus des Tiergarten Schönbrunn durchgeführt, das mittlerweile seit 15 Jahren besteht und im Juli 2002 im Bereich der ehemaligen Bärenanlage eröffnet wurde.

Eine systematische Vorgehensweise erforderte als ersten Schritt ein Erkennen, Erfassen und Lokalisieren des Problems des Befalls, eine genaue Bestandsaufnahme der Schabenpopulation, ihrer Aufenthaltsorte, Fortpflanzungs- bzw. Brutmöglichkeiten sowie ihrer Nahrungsressourcen. Zur Bestandserhebung der Schabenpopulation und für deren weitere Überwachung wurden zahlreiche handelsübliche Fallensysteme getestet, die jedoch unterschiedlich gut für verschiedene Standorte und Schabenarten geeignet waren. Letztendlich erwiesen sich die Barberfallen im klassischen Sinn (große Glasgefäße, aus denen das Entkommen verhindert wurde), nur mit Lockstoff ohne Konservierungslösung, für diese Untersuchungen am geeignetsten. Die damit gefangenen Schaben wurden nach Zählung und Dokumentation entweder direkt durch Einfrieren getötet, oder aber es wurden geeignete Tiere für die weiterführenden Biotests in die Haltungsboxen überführt und bestmöglich gehalten. Die bevorzugten Aufenthalts- und Fressplätze sowie die insgesamt zwölf Fallenstandorte wurden in einem eigens für diesen Zweck angefertigten Hausplan eingetragen.

In einem Intervall von etwa zwölf bis 14 Tagen wurden an drei aufeinander folgenden Tagen Barberfallen an den ausgewählten Standorten aufgestellt. Dieses gezielte „Attract-and-kill-Verfahren“ diente nicht nur der Reduktion der Schabenpopulation,

sondern auch dem Monitoring. Im Zuge einer erfolgreichen Schabenbekämpfung fanden regelmäßige Reinigungsmaßnahmen und nächtliche Begehungen statt. Wurden Schabenverstecke und Befallsorte ausgemacht, folgte eine gezielte Maßnahme. Je nach Situation kam entweder der Nass-Trocken-Sauger zum Entfernen von fliehenden Schaben, deren Häutungsresten, Ootheken, Kot- und Futterrückständen zum Einsatz, oder es erfolgte ein sogenannter „Habitatentzug“ durch Beseitigen von Brutmaterial, Verstecken und Rückzugsmöglichkeiten im Tier- und auch im Pflegerbereich. An stark befallenen Stellen wurde zusätzlich zur unmittelbaren Bekämpfung Kieselgur-Staub (Diatomeenerde) ausgebracht.

Da das Hauptanliegen dieser Arbeit in der natürlichen Schabenbekämpfung lag, erschien es als die erste und einfachste biologische Möglichkeit, den Besatz an natürlichen Fressfeinden im Haus zu erhöhen bzw. zu erweitern, um dadurch den Fressdruck auf die Schaben zu verstärken. Im nächsten Schritt wurden somit natürliche Feinde genauer untersucht und Möglichkeiten abgewogen, ebendiese zu fördern bzw. ihr Einsatzgebiet zu erweitern. Während der Jahre 2010 bis 2015 wurden insgesamt etwa 1000 Froschlurche (davon etwa 500 Winkerfrösche) aus eigener Nachzucht im Haus freigelassen.

Ein weiteres Hauptaugenmerk lag darauf, im Bereich der Mikrobiologie mögliche Schabenkontrahenten zu evaluieren und einzusetzen.

Dazu wurde auf mikrobiologischer Ebene nach Gegenspielern gesucht und mehrere Arten von entomopathogenen Pilzen und parasitischen Nematoden als alternative Bekämpfungsmöglichkeit gegen Schaben untersucht. Für diese Biotests mit insektenpathogenen Nematoden und Pilzen wurden drei Schabenarten (*Periplaneta americana*, *P. australasiae* und *Pycnoscelus surinamensis*) verwendet, die im Regenwaldhaus in größeren Mengen zur Verfügung standen.

Es wurden insgesamt drei Testreihen durchgeführt. Die erste Reihe diente dazu, aus den ausgewählten, im Handel leicht erhältlichen Präparaten die geeignetsten auszuwählen bzw. ungeeignete auszuschließen. In der zweiten Testreihe wurden zwei erfolgreich getestete Präparate (die Pilzgerste mit *Metarhizium anisopliae* und das Nematodenpräparat *Steinernema carpocapsae*) mit unterschiedlichen Schabenarten in Kontakt gebracht und deren Erfolg analysiert. Für die dritte Testreihe wurden Versuche zur horizontalen Übertragung des Pilzes *M. anisopliae* von infizierten zu gesunden

Schaben durchgeführt. Zu diesem Zwecke wurde zunächst unter Laborbedingungen jeweils eine tote, bereits erfolgreich infizierte Schabe mit lebenden Tieren in Kontakt gebracht. Anschließend wurden direkt im Regenwaldhaus an hochfrequentierten Schabenstandorten verpilzte Kadaver ausgelegt.

Im letzten Schritt wurde in Zusammenarbeit mit der Universität für Bodenkultur versucht, ein eigenes Pilz-Isolat von den verpilzten Schabenkadavern auf speziellem Nährboden (Sabouraud-Agar) herzustellen, um so die Virulenz des Pilzes nach erfolgter Wirtspassage zu steigern. Dieses Unterfangen scheiterte vermutlich daran, dass trotz Zugabe eines Antibiotikums fremde Pilz- und Bakterienrassen wesentlich schneller wuchsen als der geimpfte Schabenpilz.

Für eine bessere Darstellung der Pilze und ihrer Konidiosporen auf den befallenen Schabenkadavern stellte das University Service Center für Transmissionselektronenmikroskopie der TU Wien ihr Gerät zur Verfügung.

Um eine genaue human- und veterinärmedizinische Einschätzung zu ermöglichen, inwieweit Schaben als Vektoren fungieren, wurden insgesamt 85 *Periplaneta sp.* aus verschiedenen Bereichen des Regenwaldhauses bakteriologisch beprobt und durch ein Speziallabor analysiert.

Ergebnisse

Die mechanische Bekämpfung, der Einsatz des nichttoxischen Bioinsektizides Kieselgur sowie die Freilassung einer großen Anzahl an Amphibien konnte die Anzahl an Schädlingsschaben im Regenwaldhaus bereits in den ersten beiden Untersuchungsjahren auf ein Drittel der ursprünglich gefangenen Schaben in den Barberfallen reduzieren. Die Ergebnisse aus den Biotests mit *M. ansioptiae* und *S. carpocapsae* zeigten in Hinblick auf weitere Bekämpfungsschritte eindeutige Erfolge. In den Testreihen starben knapp 50 % der *P. americana* an einer Pilzinfektion und etwa 60 % an den insektenpathogenen Nematoden, bei *P. australasiae* waren es über 55 %, die infolge einer Pilzinfektion, und über 65 %, die an einer Nematodeninfektion starben. Für die zahlenmäßig deutlich seltenere, eher als Pflanzenschädling einzustufende *Pycnoscelus surinamensis* konnte eine Mortalitätsrate von ca. 70 % für den insektenpathogenen Pilz und etwa 80 % für die Nematoden festgestellt werden. Diese Art zeigte bei Behandlung mit den Nematoden zusätzlich artuntypische Verhaltensweisen. Schon zwei Tage nach Kontakt mit den Pathogenen versuchten die

Tiere, aus dem Substrat zu flüchten, und hielten sich bevorzugt an höher exponierten Stellen (an den eingebrachten Eichenblättern) auf.

Der Nachweis, dass die Schaben mit dem applizierten Insektenpathogen verstarben und nicht an einer anderen Todesursache, konnte bei Betrachtung im Lichtmikroskop durch die Darstellung lebender Nematoden in verschiedenen Entwicklungsstadien bzw. der arttypisch geformten Konidiosporen des Pilzes deutlich erbracht werden.

Durch die intensive Auseinandersetzung mit der Insektenfauna des Regenwaldhauses konnte eine für Österreich neue Schabenart nachgewiesen werden. Die zart gebaute Schabe *Margattea nimbata* gab lange Zeit Rätsel auf, und die genaue Art wurde erst nach Konsultation mehrerer Schabenexperten eindeutig verifiziert. Insgesamt gibt es nur wenige Literaturhinweise und bekannte Nachweise aus Europa, Dr. H. Bohn von der Zoologischen Staatssammlung München gab jedoch an, dass er schon einmal einige Belegexemplare aus England erhalten hatte.

Einen sicheren Nachweis dieser unscheinbaren Art findet man davon abgesehen noch aus einem botanischen Garten in Toyama, Japan, wo *M. nimbata* gemeinsam mit sechs anderen Schabenarten gefangen wurde (Yamauchi & Kato, 2009). Ein weiterer Hinweis auf *M. nimbata* findet sich auch aus dem Orchid Garden in der Nähe von Nabawan, Kalimantan (Roth, 1999).

Der Nachweis dieser neuen „Alienart“ aus dem Schönbrunner Regenwaldhaus fügt sich damit allerdings in eine Reihe von „Neuentdeckungen“, da aus diesem Haus bereits mehrere neobiotische Ameisen, Springschwänze und Schnecken belegt worden waren und 2008 ebendort sogar eine völlig neue, sehr kleine Schneckenart namens *Schwammeria rumbangensis* entdeckt wurde.

Diskussion

Die Regulation von Schädlingen mittels biologischer Kontrahenten dauert in größeren Systemen meist länger als ein Einsatz von chemischen Insektiziden, bei dem ein deutlicher Knock-down-Effekt meist sehr rasch erzielt wird und messbar ist.

Das Ziel dieser Studie war es jedoch, die Selbstregulierung dieses künstlich geschaffenen Ökosystems zuzulassen und auf den Einsatz von chemischen Mitteln in Rücksicht auf die sensiblen tierischen Bewohner zu verzichten. Die längerfristig angesetzte Auseinandersetzung mit der Schabenproblematik des Regenwaldhauses hatte als Ziel, ein Konzept zur natürlichen Schabenbekämpfung zu entwerfen, das

durch den Verzicht auf chemische Insektizide auch für andere Tierhäuser und ähnliche Institutionen Anwendbarkeit finden sollte.

Augenscheinlich war der Rückgang der in den Fallen gefangenen Schaben während der gesamten Studie von anfangs 16.066 Tieren im Jahr 2009 auf nur mehr 3943 Tiere mit Ende des Jahres 2014. Dies entspricht etwa einem Viertel der ursprünglich mit den Barberfallen erfassten Schabenpopulation.

Die Fressleistung der Prädatoren ließ sich in dieser Studie quantitativ kaum messen. Aus der Untersuchung der Mageninhalte wurde jedoch deutlich erkennbar, dass die natürlichen Schabenfeinde im Regenwaldhaus einen wesentlichen Beitrag zur Reduktion leisten.

Die Ergebnisse aus den Biotests dieser Studie sind mit ähnlichen, in der Literatur angegebenen Untersuchungen vergleichbar. Berücksichtigt muss dabei jedoch werden, dass die meisten Versuche mit Laborschaben mit bekannter Vorgeschichte durchgeführt wurden, die Testschaben im Regenwaldhaus jedoch eher mit einer „Feldpopulation“ zu vergleichen sind, deren genaues Alter, Ernährungszustand und biologische Fitness nicht bekannt sind. Durch eine zeitlich anberaumte Begrenzung und auch zahlenmäßige Einschränkung auf einigen Schabengruppen bleiben manche Aspekte in dieser Studie noch nicht vollständig beantwortet und bieten Raum für Folgestudien. Ebenso begrüßenswert wären weitere Untersuchungen in Bezug auf die Zucht eines eigenen Pilz-Isolats aus den verpilzten Schabenkadavern sowie Analysen bezüglich einer großflächigen Anwendung der Entomopathogene.



Kapitel 1

Vorwort

Schaben – Ein verifizierter Albtraum oder doch die Delikatesse der Zukunft!?

„Kakerlaken“ – viele Menschen durchfährt allein bei dem Wort schon ein Anflug des Grauens, und es ist durchaus verständlich, dass ein Massenaufreten von lichtscheuen, schnell flüchtenden, schmierig-glänzenden Insekten die Betroffenen verunsichert. Wer hat schon gerne ein Schädlingsproblem bei sich zu Hause? Tatsächlich verursachen Schaben, wie man sie zoologisch richtig bezeichnet, weltweit nicht nur enorme Schäden an Nahrungsmitteln, sie gelten auch als potenzielle Träger von Krankheitserregern und Auslöser von Allergien (Pospischil, 2010a). Während ein Ekelgefühl eine natürliche und nachvollziehbare Antwort auf menschliche Erfahrung mit unangenehmen Situationen ist, stellt Entomophobie oder Ungezieferwahn eine ernst zu nehmende psychische Erkrankung dar. Betroffene Personen leiden an irrationalen Angstgefühlen vor Insekten oder auch Spinnen in offenbar harmlosen Situationen (Robinson, 2005).

Allerdings findet man in der sehr artenreichen Ordnung der Schaben nur wenige Vertreter, die wir als „Schädlinge“ im klassischen Sinne bezeichnen. Unter ihnen die Deutsche Schabe (*Blattella germanica*) und die Orientalische Schabe (*Blatta orientalis*).

Im volkstümlichen Sprachgebrauch werden Schaben im Sinne eines Ethnophaulismus abwertend als „Preußen“, „Schwaben“, „Franzosen“ oder „Russen“ bezeichnet, was wohl mit dem Verlauf der Geschichte und den damit verbundenen Unstimmigkeiten mit mehr oder weniger beliebten benachbarten Volksgruppen zu tun haben mag (Voigt, 1999). Rein biologisch betrachtet, gelten Schaben jedoch in vielerlei Hinsicht als klassisches „Erfolgsmodell“. Seit ihrer Entstehung im Oberkarbon vor mehr als 360 Millionen Jahren haben sie sich morphologisch nur wenig verändert (Robinson, 2005).

Einen klassischen Gegenpart zu den oben genannten gefürchteten „Kakerlaken“ bilden jene Schabenarten, die gern als proteinreiche Futtertiere für Aquarien- und Terrarientiere gezüchtet werden. Zu ihnen gehören Arten mit sehr „schmackhaften“ Namen, etwa die Bananenschabe (*Panchlora nivea*) oder die Schokoladenschaben (*Shelfordella* sp.). Andere Arten werden wiederum aufgrund ihres besonderen Aussehens, ihrer Größe oder ihres Verhaltens sogar als Schau- oder Heimtiere gehalten. Unter ihnen die

Fauchschaben aus Madagaskar (*Gromphadorhina sp.*) oder die große Rhinoceros-Schabe (*Macropanesthia rhinoceros*). Neuerdings treten diese und andere Insekten sogar als potenzielle Eiweißquelle im Nahrungsmittelsektor in den Fokus von Wirtschaft und Medien – neben Grillen, Heuschrecken, Käferlarven gelten auch frisch gehäutete und wenig cuticularisierte Schabenarten in Asien, Afrika und Südamerika schon lange als wichtige proteinreiche Nahrungsquelle. Analysen von mehrere Tausend Jahre alten menschlichen Koprolithen aus China belegen eindeutig, dass sich bereits alte Kulturen auf den Verzehr von Bienen und Seidenraupenpuppen verstanden (Mitsuhashi, 2008).

„Entomophagie“ – der Verzehr von Insekten – beschäftigt allerdings mittlerweile sogar die EU. Auch in Österreich werden mittlerweile immer öfter Insekten als kulinarische Kuriosität oder hochwertige Alternative zu konventionellen Lebensmitteln angeboten. Den großen Vorteil von Insekten als Nahrungsmittel sieht die „Entomophagie-Lobby“ im geringeren Platz-, Energie- und Futterbedarf gegenüber anderen tierischen Eiweißproduktionen und im geringeren Ausstoß von Treibhausgasen als Beitrag zur Nachhaltigkeit. Derzeit kann jedoch zumindest in Europa und den USA der Insektenverzehr eher als kulinarischer Gag verstanden werden, da die angebotenen frittierten, gerösteten oder als Suppe zubereiteten Insekten vergleichsweise teuer sind. In vielen asiatischen Ländern (z.B. Thailand, Kambodscha und China) werden Schaben jedoch regelrecht „an jeder Ecke“ getrocknet, frittiert oder gesalzen wie Knabbergebäck angeboten und auch gern gegessen (Abb. 0.1).



Abb. 0.1: Frittierte Schabe als Nahrungsmittel

(Bildquelle: <http://www.telegraph.co.uk/foodanddrink/foodanddrinkpicturegalleries/8791970/Edible-insect-ideas.html?image=11>)

1. Einleitung

1.1. Schaben als „Schädlinge“

Als Schädling bezeichnen wir Menschen allgemein andere Lebewesen – häufig Tiere, deren Lebensräume sich mit unseren überschneiden und die uns zum Beispiel durch ihre Verhaltensweisen beeinträchtigen. Die angerichteten Schäden reichen dabei von direkter Beeinträchtigung unseres Lebens oder unserer Gesundheit über negative Auswirkungen auf Nutzpflanzen und -tiere bis hin zur Vernichtung oder Kontamination von Vorräten oder Materialien (Voigt, 1999).

Die Entscheidung zur Schädlingskontrolle ist fast immer emotional belastet – Arthropoden beispielsweise sind in Wohnräumen generell nicht willkommen, egal ob in geringer oder größerer Anzahl. Die typischen Haushalts- und Vorratsschädlinge haben heute aufgrund des internationalen Handels und Transports nahezu weltweite Verbreitung. Globale Erhebungen zeigen, dass heutzutage weltweit ca. 2300 Insekten und andere Gliedertiere Schädlingsstatus haben (Robinson, 2005).

Der Schaden durch Schädlinge in der Landwirtschaft ist meist direkt messbar durch Ertragsverringerung oder Zerstörung von pflanzlichen oder tierischen Produkten. Auch im urbanen Umfeld ist dieser Maßstab anwendbar auf direkte Beschädigung (z.B. von Holz durch Holzameisen oder Termiten), Personenschaden oder psychische Beeinflussung und die damit verbundenen volkswirtschaftlichen Kosten (Robinson, 2005).

Ameisen und Schaben zählen in Botanischen Gärten, Tropenhäusern und zoologischen Einrichtungen zu den häufigsten Schädlingen. Während die Ameisen von den Zoobesuchern eher unentdeckt bleiben, fallen Schaben allein schon wegen ihrer Größe und ihres charakteristischen Fluchtverhaltens auf. Schaben hinterlassen meist ein negativ behaftetes Gesamtbild, das mit mangelnden hygienischen Verhältnissen verbunden wird. In der Realität steckt allerdings viel mehr dahinter. Starker Schabenbefall bringt für die Zootiere auf der einen Seite auch (nächtliche) Belästigung mit sich und führt besonders bei Vögeln und kleinen Säugetieren zu einer Beunruhigung. Auf der anderen Seite verunreinigen sie durch ihre omnivoren Fressgewohnheiten das angebotene Futter durch Kot und hochgewürgte Kropfinhalte. Sie verursachen Fraßschäden an Futtermitteln, Dekoration und Pflanzenmaterial,

machen auch vor Kleintieren und diversen Jungtieren nicht halt und können zudem verschiedene Parasiten und andere Krankheitserreger übertragen.

Aus diesem Grund lenkt diese Studie ihr Hauptaugenmerk auf die Schaben des Schönbrunner Regenwaldhauses und schonende Eindämmungsmöglichkeiten in Bezug auf die Schaben. Das erarbeitete Gesamtkonzept sollte in weiterer Folge für andere Tierhäuser im Tiergarten mit Schabenbefall (z.B. Aquarien- und Terrarienhaus, Singvogel-, Affen- und Flusspferdhaus) adaptiert werden und auch anderen Institutionen als Leitfaden zur Verfügung stehen.

Innerhalb der artenreichen Ordnung der **Blattodea** (Schaben) findet man zwar unter den etwa 4500 bekannten Arten weniger als ein Prozent Schädlinge, doch machen gerade diese wenigen Arten meist massive Probleme, sofern ein Befall nicht unmittelbar nach der Einschleppung bemerkt wird.

Die bekanntesten Vertreter sind die Deutsche Schabe (*Blattella germanica*), die Amerikanische Schabe (*Periplaneta americana*), die Südliche oder Australische Schabe (*Periplaneta australasiae*), die Orientalische Schabe (*Blatta orientalis*) sowie die Braunbandschabe (*Supella longipalpa*) oder auch die Surinam-Schabe (*Pycnoscelus surinamensis*).

Schaben sind primär in tropischen und subtropischen Zonen beheimatet, überleben aber bei adäquaten Temperaturverhältnissen in beinahe jeder Klimazone der Erde und gelten als klassische Kulturfolger (Robinson, 2005). In der kühl-gemäßigten Zone trifft man sie vorrangig in Großküchen, Bäckereien und Lebensmittelbetrieben, Krankenhäusern und Heimen (Voigt, 1999). Schaben zählen vor allem im Zoobereich neben Ameisen zu den häufigsten Schädlingen in Gewächs- und Tropenhäusern, Aquarien-, Vogel- und Affenhäusern.

1.2. Schaben – Biologie und Verhalten

Schaben zählen entwicklungsbiologisch zu einer sehr alten Insektenordnung. Sie sind eine sehr ursprüngliche Ordnung beflügelter Insekten, die sich seit dem Karbon morphologisch kaum verändert hat (Robinson, 2005).

Schaben gibt es von recht unterschiedlicher Größe, kleine Vertreter, wie *Colapteroblatta surinamensis*, sind knapp 2 mm groß, und große Arten, wie *Megaloblatta blaberoides*, können bis 100 mm groß werden.

Das gesamte Erscheinungsbild von Schaben prägt ihr abgeflachter, ovaler, häufig rötlich brauner bis schwarzer, manchmal auch grünlicher Körper. Die derbe Cuticula hat eine weiche Wachsschicht, sodass die Tiere schmierig-glänzend erscheinen (Dettner & Peters, 2003). Aufgrund ihres flachen Körpers können sich Schaben in engste Spalten und unter niedrige Gegenstände zwängen und so ihre verletzbare Unterseite gut vor Angreifern (z.B. Ameisen) und Fressfeinden schützen. Ihr hypognathen Kopf trägt kauende, orthopteroide Mundwerkzeuge und ist artspezifisch ganz oder teilweise unter dem großen Halsschild (Pronotum) verborgen (Dettner & Peters, 2003). Schaben tragen im Grundbauplan (Abb. 1.1) in beiden Geschlechtern zwei Paar Flügel, wobei die Vorderflügel stark chitinisiert sind und in zusammengefalteter Position überlappen. Ihre Hinterflügel dagegen sind dünnhäutig und wirken ausgebreitet eher fächerartig (Bell, Roth & Nalepa, 2007). Besitz von Flügeln wird innerhalb der Ordnung als „ursprüngliches“ Merkmal angesehen. „Moderne“ Arten zeigen eher eine Tendenz zur Flügelreduktion, oder sie sind gänzlich flügellos. Ihre vielgliedrigen Antennen sind lang, die Beine meist zu kräftigen Laufbeinen ausgebildet, mit denen sie schnell flüchten können. Ihr Fuß bzw. ihr letzter Beinabschnitt (Tarsus) besitzt zwei Klauen. Dazwischen liegt ein polsterähnlicher Lappen, das Arolium. Diese besondere Bauweise des letzten der fünf Tarsenglieder ermöglicht vielen Schabenarten das Laufen auf glatten Oberflächen (Bell et al., 2007). Schaben zählen zu den hemimetabolen Insekten (Insekten, die ohne Puppenstadium direkt zu ihrem Imaginalzustand gelangen). Larven und Imagines haben daher ein sehr ähnliches Erscheinungsbild. Sie unterscheiden sich im Wesentlichen durch das Fehlen der Sexualorgane bzw. den im Larvenstadium noch nicht ausgeprägten Flügel.

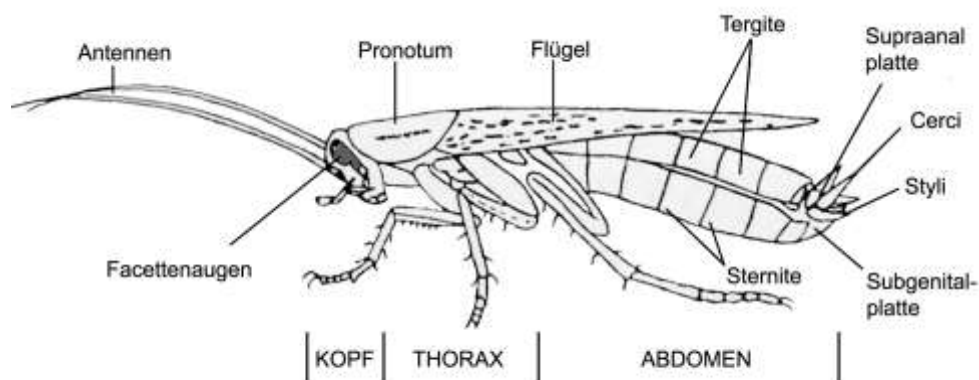


Abb. 1.1: Grundbauplan einer Schabe (verändert aus Appel, 1995)

Einige Schabenarten zeigen einen stark ausgeprägten Sexualdimorphismus (z.B. bei *Blaptica dubia*), d.h. Männchen und Weibchen unterscheiden sich stark im äußeren Erscheinungsbild (z.B. durch den Besitz bzw. das Fehlen von Flügeln), durch ihre Größe oder auch Farbe. Schabenweibchen besitzen für die Produktion ihrer Eipakete (Ootheken) akzessorische Drüsen (Collateraldrüsen), die häufig eine dicke, proteinreiche Schutzhülle um die Eier bilden (Capinera, 2008). Manche Schabenarten tragen die Ootheken bis zum Schlupf der Larven an ihrem Hinterleib (z.B. *Blattella germanica*). Andere lassen ihre Ootheken einfach zufällig fallen, oder aber sie suchen gezielte Ablageplätze, kleben sie ans Substrat oder tarnen sie sogar (z.B. *Periplaneta americana*) (Bell et al., 2007). Arten aus der Familie der Blaberidae behalten die Eier sogar bis zum Schlupf der Larven in ihrem Körperinneren (Capinera, 2008). Die Anzahl an Eiern pro Ootheke kann stark schwanken und reicht von zwölf bis vierzig Eier (Robinson, 2005). Die Größe und Form der Ootheken ist relativ artspezifisch und für die Identifikation von großem Nutzen. Am dorsalen Ende der Ootheke befinden sich kleine, luftdurchlässige Kammern. Beim Schlüpfvorgang nehmen die Larven gezielt Luft auf, gewinnen dadurch an Körpervolumen und sprengen so die Ootheke von innen auf (Robinson, 2005).

Schaben entwickeln sich langsam und häuten sich während ihres Wachstums mehrmals. Während ihrer Entwicklung durchlaufen die Larven in Abhängigkeit von Art und Geschlecht fünf bis zwölf Larvenstadien (Abb. 1.2) (Robinson, 2005). Frühe Larvenstadien sowie adulte Männchen haben am neunten Abdominalsegment Styli, die später bei den Weibchen im Genitalraum verschwinden. Adulte Männchen tragen am elften Abdominalsegment auch noch bewegliche Hinterleibsanhänge (Cerci) (Robinson, 2005).

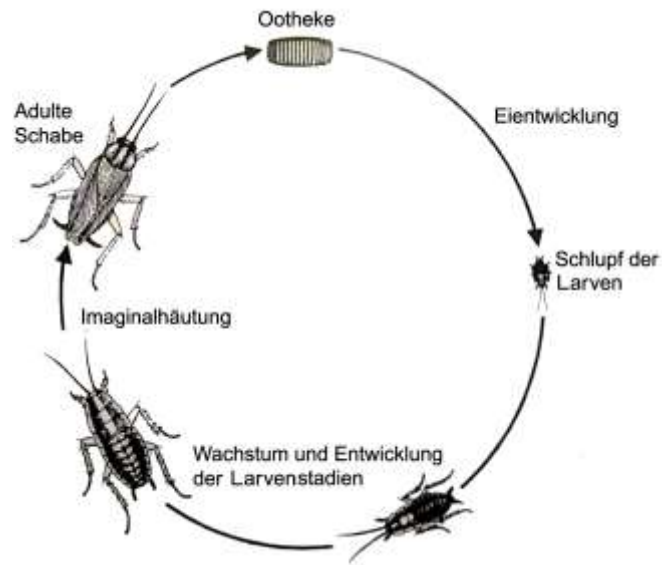


Abb. 1.2: Entwicklungszyklus einer Schabe (verändert aus Ross & Mullins, 1995)

In frühen Larvenstadien finden die Häutungen in relativ gleichmäßigen Intervallen statt, während sie in späteren Stadien stark vom Lebensraum und Futter abhängig sind. Viele Arten häuten sich, besonders in späteren Larvenstadien, zurückgezogen und verborgen, bis ihre Cuticula ausgehärtet ist. Adulte und große Larven fressen häufig Artgenossen, während diese zur Häutung in Verstecken verweilen (Robinson, 2005). Frisch geschlüpfte Larven bleiben oft in unmittelbarer Umgebung der Ootheke bzw. des Weibchens (Abb. 1.3).



Abb. 1.3: Geschlüpfte Larven mit Ootheke (Foto M. Köppl, Zoo Salzburg)

Schaben bewohnen nahezu alle natürlichen Habitate einschließlich der oberen Bodenschichten, der Laubstreu sowie Höhlen, Geröllfluren bis hin zu Bauten von Nagetieren, Nester von Vögeln und Termitenbauten (Bell et al., 2007). Waldbewohnende Schaben halten sich meist nur nachts an der Oberfläche auf und ziehen sich bei Tagesanbruch wieder in die Laubstreu zurück. Schaben sind größtenteils nachtaktiv. Die wenigen tagaktiven Arten sind oft auffälliger gefärbt und haben ein käferähnliches Erscheinungsbild. Arten der Gattung *Prosoplecta* ähneln z.B. Blatt- bzw. Marienkäfern. Höhlenbewohnende Arten, wie z.B. *Nocticola flabella*, sind meist farblos, haben eine dünne Cuticula, und häufig sind auch ihre Augen reduziert (Bell et al., 2007).

Sogenannte Aggregationsphänomene können bei Schaben häufig beobachtet werden. *Blattella*- und *Periplaneta*-Arten produzieren spezielle Aggregations-Pheromone, die über die Fäkalien abgegeben werden. In niedriger Konzentration wirken sie auf Artgenossen anlockend, in hoher Konzentration dagegen abstoßend. Diese Art von Pheromonen hat offenbar die Funktion, Artgenossen geeignete Standorte und Unterschlupfe, erfolgreiche Routen, die Verfügbarkeit und Auswahl an Nahrung oder Ablageplätzen für Ootheken mitzuteilen bzw. Zerstreuungssignale an zu dicht besiedelten Standorten zu übermitteln (Appel, 1995; Bell et al., 2007). Manche Schaben bzw. ihre Exkremente verströmen Gerüche, die selbst von uns Menschen wahrgenommen werden können. Dieser typische „Schabengeruch“ ist besonders in der Umgebung von Verstecken der Amerikanischen Schaben deutlich wahrnehmbar. Hierbei handelt es sich jedoch nicht zwingend um die oben genannten Aggregationspheromone. Auch bei der Partnerfindung und Paarung spielen flüchtige Stoffe, Kontaktpheromone und Sexuallockstoffe eine wichtige Rolle, auf die speziell die Männchen ansprechen, die sich – so angelockt – auf die Suche nach Weibchen begeben (Pospischil, 2010a). Während der Kopulation verharren Schaben einige Minuten oder auch längere Zeit Hinterleib an Hinterleib bis das Männchen seine Spermatophore (Samenpaket) übertragen hat. Einige Schabenarten (z.B. *Pycnoscelus surinamensis*) können sich auch durch Parthenogenese (Jungfernzeugung) fortpflanzen. Männchen entstehen bei diesen Arten nur unter speziellen Bedingungen und wurden früher sogar als eigene Art angenommen (Robinson, 2005).

Schaben besitzen große Komplexaugen und zwei Ocellen, mit deren Hilfe sie sich auch bei Dunkelheit noch außerordentlich gut orientieren können. Ergebnisse aus

Laborversuchen ergaben, dass die Augen von *P. americana* erst ab Lichtreizen mit einer Beleuchtungsstärke unter 0,005 Lux keine Reaktion mehr zeigen. Diese Lichtstärke entspricht etwa einer sehr dunklen, mondlosen Nacht (Honkanen, Takalo, Heimonen, Vähäsöyrinki & Weckström, 2014).

Schaben reagieren empfindlich auf Erschütterungen, die sie durch spezielle Rezeptoren an ihren Fühlern und Beinen wahrnehmen (Pospischil, 2010a). Auch Veränderungen des Luftdrucks werden mithilfe von Sinneszellen an den Cerci registriert. Sie können nicht nur den Luftzug an sich wahrnehmen, sondern auch die Richtung, aus der er kommt. So können Schaben z.B. blitzschnell auf den Angriff einer heranspringenden Kröte reagieren (Voigt, 1999). Für das Paarungsverhalten, das Erkennen von Feinden und das Aufspüren von Nahrungsquellen ist insbesondere die Wahrnehmung chemischer Reize von Bedeutung. Vor allem die Antennen sind mit speziellen Geruchsrezeptoren ausgestattet. Akustische Signale und Vibrationen werden mit den Hinterbeinen und besonderen Fühlhaaren wahrgenommen (Rentz, 2014).

Schaben gehen aktiv auf Futtersuche, wobei sie sich vor allem ihren gut ausgeprägten Geruchssinn zunutze machen. Schaben sind häufig Allesfresser. Sofern das Nahrungsangebot es zulässt, zeigen sich Schaben bei der Auswahl ihres Futters durchaus wählerisch. Diese Nahrungsselektion erfolgt mithilfe von Chemorezeptoren an den Antennen. Die Zusammensetzung, Qualität und Menge ihrer Nahrung beeinflusst auch die Reproduktionsrate, Entwicklung und Larvensterblichkeit (Robinson, 2005). *Blattella germanica* zum Beispiel benötigt für die optimale Entwicklung nur etwa 22 bis 24 Prozent Protein und zeigt eine Präferenz für Kohlehydrate. *Periplaneta*-Arten bevorzugen dagegen bei ihrer Diät proteinreiche Kost und fressen während ihrer Entwicklung 49 bis 79 Prozent Proteinanteil (Robinson, 2005). Larven bevorzugen stickstoffhaltige Kost tierischen oder mikrobiellen Ursprungs. Weibchen fressen generell mehr Nahrung als Männchen. Bei den Weibchen werden 80 bis 90 Prozent der Nahrungsreserven in die Oothekenproduktion investiert. Sowohl *Blattella*- als auch *Periplaneta*-Arten ernähren sich kannibalistisch von Ootheken, Larven und schwächeren Adulten, vor allem an dicht bevölkerten Standorten (Robinson, 2005).

Schaben spielen in verschiedensten natürlichen Ökosystemen eine bedeutende Rolle, indem sie mithilfe ihrer Zellulasen und symbiontischen Mikroorganismen organisches

Material umsetzen und so die Freisetzung von Nährstoffen in den Boden unterstützen. Sie können daher als Teil der natürlichen Bodenfauna bezeichnet werden (Bell et al., 2007). Sie sind außerdem eine wichtige Nahrungsgrundlage für verschiedenste Vertebraten und Zwischenwirte für Parasiten (z.B. *Gordius sp.*) (Rentz, 2014).

1.3. Schaben – Systematik

Die Klassifikation von Schaben erfolgt generell sowohl anhand verschiedener morphologischer Charakteristika adulter Tiere (Merkmale des Genitaltrakts, Aderung und Faltung der Flügel, Zeichnung, Musterung oder Bedornung der Beine), aber auch anhand des Eiablageverhaltens (Rentz, 2014). Aktuelle Studien basieren zusätzlich auf dem Vergleich molekularbiologischer Daten.

Verwandtschaftlich werden Schaben (Blattaria) oft zusammen mit den Fangschrecken (Mantodea) und Termiten (Isoptera) in die Überordnung der Dictyoptera gestellt (Capinera, 2008). Die Dictyoptera gelten aufgrund vieler morphologischer und molekularbiologischer Untersuchungen als monophyletische Gruppe. Innerhalb der Dictyoptera werden die Mantiden

und Termiten als monophyletisch, die Schaben als paraphyletisch betrachtet (Legendre, Nel, Svenson, Robillard, Pellens & Grandcolas 2015). Schaben und Termiten bilden zusammen die Ordnung Blattodea. Neuere Untersuchungen anhand von DNA-Sequenz-Analysen bestätigen diese enge phylogenetische Beziehung (Djernæs, Klaas, Piecker & Damgaard, 2011).

Die Unterordnung **Blattaria** wird in zwei Überfamilien – Blattoidea und Blaberoidea – unterteilt, die sich in insgesamt sechs Familien – Blattidae, Polyphagidae, Cryptocercidae, Nocticolidae bzw. Ectobiidae (früher Blattellidae) und Blaberidae –, zahlreiche Unterfamilien und etwa 460 Gattungen mit über 4500 Arten unterteilen lassen (Capinera, 2008; Rentz, 2014). Aufgrund dieses Artenreichtums konzentriert sich die detailliertere Vorstellung auf jene Familien und Arten, die für diese Arbeit von Bedeutung sind. Obwohl die meisten Schädlinge in der kleineren Überfamilie **Blattoidea** (z.B. *Blatta orientalis*, *Eurycotis floridiana*, *Periplaneta sp.*) zu finden sind, gehört zur Überfamilie **Blaberoidea** einer der am weitesten verbreiteten und am meisten gefürchteten Schädlinge (*Blattella germanica*) (Robinson, 2005).

1.3.1. Überfamilie Blaberoidea

Die Vermehrungsrate ist bei manchen Familien limitiert, und die Larven entwickeln sich relativ langsam. Einige Arten können sich auch durch Parthenogenese (Jungfernzeugung) vermehren. Es handelt sich um eher kurzbeinige Schaben, die sich gerne im Substrat eingraben (Robinson, 2005). Zu dieser Familie gehören auch einige bekannte Vertreter, wie die Totenkopfschabe (*Blaberus craniifer*), die Madagaskar-Fauchschabe (*Gromphadorina portentosa*) und die Bananenschabe (*Panchlora nivea*), die aus der Terrarien- und Heimtierhaltung bekannt sind. Eher aus Pflanzenhäusern oder Topfpflanzen kennen Gärtnereibetriebe die Gewächshausschabe (*Pycnoscelus surinamensis*). Zu dieser Überfamilie gehört auch einer der häufigsten Schaben-Schädlinge, die Deutsche Schabe (*Blattella germanica*).

1.3.1.1. Familie Blaberidae

Vertreter der Blaberidae sind ovovivipar, d.h. sie ziehen die fertig geformte und gedrehte Ootheke in den Genitaltrakt zurück, und die Eier entwickeln sich im Hinterleib des Weibchens.

1.3.1.1.1. Gewächshausschabe – *Pycnoscelus surinamensis* (Linnaeus 1758)

Gewächshausschaben stammen wahrscheinlich ursprünglich von den Inseln des Malaysischen Archipels, sind heute aber in nahezu allen tropischen und subtropischen Regionen zu finden (Robinson, 2005). In ihren natürlichen Habitaten leben alle Entwicklungsstadien verborgen unter Steinen, Wurzeln und pflanzlichem Abfall. Hier graben sie flache Gänge in den obersten Bodenschichten. In Gewächshäusern, Grünanlagen und großen Pflanztrögen treten sie relativ häufig als Pflanzenschädlinge auf, die das Substrat durchwühlen und unterirdische Pflanzenteile sowie Wurzelhaare anfressen (Robinson, 2005). Adulte Gewächshausschaben werden zwischen 18 und 25 mm lang. Ihr Körper erscheint zweifärbig, dunkel glänzend, die Flügel sind braun, das Pronotum schwarzbraun. Beide Geschlechter sind beflügelt, und die Länge der Antennen beträgt etwa ein Drittel der Körperlänge (Robinson, 2005). Ihre Larven dagegen sind einheitlich schwarzbraun glänzend und rollen sich bei Störung kugelig zusammen. Die Ootheken sind etwa 13 mm lang, gelbbraun und nur von einer membranartigen Hülle umgeben. Die Entwicklungsdauer der Ootheke beträgt bei einer Temperatur von 18 bis 34 °C etwa 35 Tage. Ein Weibchen produziert im Laufe seines

Lebens etwa fünf Ootheken (Robinson, 2005). Die Larvenentwicklung läuft über acht bis zehn Larvenstadien ab und dauert in Abhängigkeit von der Temperatur zwischen 120 und 180 Tage. Erstaunlicherweise sind in Europa und den USA bis dato keine männlichen Adulten nachgewiesen, es sind daher ausschließlich parthenogenetische Populationen bekannt. Bisexuelle Generationen treten in Hawaii und Asien auf, die auch als *P. indicus* bezeichnet werden (Robinson, 2005).

1.3.1.2. Familie Ectobiidae

Die Familie wurde früher als Blattellidae bezeichnet und 1982 in Ectobiidae umbenannt. Sie stellt die artenreichste Schabenfamilie dar (Rentz, 2014). Vertreter aus dieser Familie tragen ihre Ootheken äußerlich sichtbar am Hinterende. Die typische Drehung der Ootheken um neunzig Grad ermöglicht es den Weibchen, mobiler zu bleiben und sich in enge Schlupfwinkel zurückziehen zu können (Robinson, 2005). Die meisten Arten haben auffallend lange Beine mit zarter Bedornung und gut ausgebildete Flügel. Einige Arten sind jedoch auch flügellos. Die Weibchen haben ein breites, abgerundetes, nicht unterteiltes siebtes Sternum. Beide Geschlechter haben ein dreieckiges zehntes Tergum mit langen Cerci (Robinson, 2005).

In diese Schabenfamilie fallen die weltweit wichtigsten und gefürchtetsten Schädlinge mit der Deutschen Schabe (*Blattella germanica*) und der Braunbandschabe (*Supella longipalpa*), aber auch die in Österreich heimische Waldschabe (*Ectobius lapponicus*) sowie die ebenso in Österreich etablierte Bernstein-Waldschabe (*Ectobius vittiventris*), die beide eine eher zurückgezogene Lebensweise führen.

1.3.1.2.1. Deutsche Schabe – *Blattella germanica* (Linnaeus 1767)

Die Deutsche Schabe, deren ursprüngliche Heimat vermutlich die Arabische Halbinsel ist, gilt heute als der kosmopolitische Schädling mit enormer Reproduktionsfähigkeit. Von ihrem natürlichen Lebensraum – bewaldeten, warmen Gebieten mit pflanzlichem Abfall –, hat sie es mithilfe des Menschen in praktisch alle Länder der Erde geschafft und ist rezent nur mehr in mit Menschen assoziierten Lebensräumen zu finden (Robinson, 2005). In urbanen Lebensräumen findet man Deutsche Schaben ausschließlich in Gebäuden, wo sie in schmalen Ritzen leben können. Hier bevorzugen sie vor allem Feuchtbereiche von Badezimmern und Küchen oder Topfpflanzen. Die Deutsche Schabe hält unangefochten die Vormachtstellung unter den häuslichen

Schädlingen (Robinson, 2005).

Adulte Deutsche Schaben werden zwischen 12 und 15 mm lang. Ihr Körper ist hellbraun, wobei die Weibchen etwas dunkler gefärbt sind als die Männchen. Am Pronotum tragen Adulte wie Larven zwei parallele dunkle Streifen, die diese Art relativ unverkennbar machen. Die Larven sind dunkelbraun mit helleren Streifen auf den Abdominalsegmenten. Die Weibchen haben ein runderes Abdomenende mit zwölfteiligen Cerci, die Männchen haben ein spitzeres Abdomenende mit elfteiligen Cerci (Robinson, 2005). Beide Geschlechter tragen Flügel und können fliegen. Meist unternehmen aber nur die Männchen kurze Gleitflüge bei der Suche von Fortpflanzungspartnern. Die Paarung der Adulten findet meist unmittelbar nach Erlangen der Geschlechtsreife statt. Bereits nach etwa 14 Tagen wird die erste Ootheke gebildet, die zwischen 35 und 48 Eier enthält und etwa acht Millimeter lang ist. Unter besonders günstigen klimatischen Bedingungen können die Weibchen im Laufe ihres Lebens bis zu neun Ootheken bilden, meist sind es aber nur zwei bis drei (Robinson, 2005). Bei 25 °C dauert die Entwicklung ca. 20 Tage. Die Larven von *B. germanica* benötigen für ihre Entwicklung relativ hohe Temperaturen. Bei niedrigen Temperaturen entwickeln sich weniger Larven pro Ootheke. Nach der Oothekenproduktion wird diese mit dem Kiel zur Seite gedreht und bis zum Ende der Entwicklung am Hinterende des Weibchens getragen. Das Ende der Ootheke, das am Hinterleib des Weibchens hängt, ist nicht sklerotisiert und durchlässig für Wasser (Robinson, 2005). Erst am Ende der Larvalentwicklung wird die Ootheke abgelegt.

Etwa 24 Stunden danach schlüpfen die Larven aus. Die Larvenentwicklung erfolgt über fünf bis sieben Larvenstadien und dauert in Abhängigkeit von der Temperatur zwischen 54 und 215 Tage. Weibchen brauchen länger für ihre Entwicklung und leben bis zu zweihundert Tage (Robinson, 2005). Die Deutsche Schabe gilt, aufgrund ihrer enormen Vermehrungsrate, als die gefürchtetste Vertreterin ihrer Ordnung, denn rein theoretisch könnte nur ein einziges Weibchen in fünf Generationen – also in eineinhalb Jahren – etwas über 100 Milliarden Nachkommen haben (Voigt, 1999).

1.3.2. Überfamilie Blattoidea

1.3.2.1. Familie Blattidae

Die Familie der Blattidae stellt eine große Schabengruppe mit weltweit über 500 Arten dar (Rentz, 2014). Die Vertreter dieser Familie tragen ihre Ootheken gerade, ohne sie

zu drehen, und haben auffällig bedornete Femora. Das siebte Sternum der Weibchen ist groß. Es ist zu zwei Valvulae oder Loben umgebildet. Das zehnte Tergum beider Geschlechter trägt kurze, flache Cerci (Robinson, 2005).

In dieser Familie finden sich zahlreiche bekannte Schädlinge, wie z.B. die Orientalische Schabe vulgo „Küchenschabe“ (*Blatta orientalis*) sowie verschiedene Großschaben der Gattung *Periplaneta*.

1.3.2.1.1. Amerikan. Großschabe – *Periplaneta americana* (Linnaeus 1758)

Als Ursprungsgebiet der Gattung *Periplaneta* wird das tropische Afrika angenommen, obwohl dort rezent keine wild lebenden Populationen mehr bekannt sind. Die Gattung umfasst insgesamt 47 Arten (Robinson, 2005). Zu ihren natürlichen Lebensräumen zählen feuchte Stellen mit Laubstreu und pflanzlichen Abfällen, Hohlräume unter Wurzeln oder in den Achseln von Palmen, in bewaldeter oder dichter Vegetation, aber auch Höhlen, Nester und anderen Tierbauten. In anthropogener Umgebung existieren Populationen von *P. americana* je nach Temperatur und Witterung im Freien oder in Gebäuden, wo sie nahezu alle Habitate besiedeln. Riesige Populationen treten auf Schiffen und städtischen Deponien auf (Robinson, 2005). Durch Kommunikation mithilfe von Aggregationspheromonen kommt es zu Massenansammlungen, die aber bei zu hoher Individuendichte oder mangelndem Futterangebot zu wandern beginnen.

P. americana ist weltweit eine sehr dominante und erfolgreiche Schädlingsart in Städten der tropischen bis gemäßigten Klimazone. Adulte Amerikanische Schaben erreichen eine Körperlänge zwischen 34 bis 53 mm und fallen schon allein durch ihre Größe als unerwünschte Hausinsekten auf. Sie sind rotbraun gefärbt und besitzen ein Pronotum mit verwaschener Gelbzeichnung am hinteren Rand (Abb. 1.4) (Robinson, 2005). Die Antennen sind etwa körperläng. Die Männchen sind etwas länger, aber zarter gebaut. Die Weibchen haben ein plumperes Erscheinungsbild und ein breiteres Abdomen. Beide Geschlechter besitzen Flügel mit einheitlicher Färbung und können kurze Strecken fliegen. Sie lassen sich äußerlich sehr einfach unterscheiden. Bei den Weibchen reichen die Flügel bis zur Abdomenspitze, bei den Männchen ragen sie einige Millimeter über das Abdomen hinaus. Männchen besitzen am letzten (elften) Abdominalsegment ein Paar Cerci und ein Paar Styli mit Sinneszellen. Die Weibchen besitzen nur ein Paar Cerci und haben ein eher abgerundetes Körperende. Die Ootheken sind braunschwarz, 8 bis 11 mm lang und an einer Seite kielartig

vershmälert. An der Kielseite befinden sich 16 Zähne. Die Ootheken enthalten 14 bis 16 Eier, die in Abhängigkeit von der Temperatur zwischen 57 Tage (bei 24 °C) und 32 Tage (bei 30 °C) für ihre Entwicklung benötigen (Robinson, 2005). Die Weibchen tragen ihre Ootheken vor der Ablage einen Tag bis mehrere Tage mit sich umher, bevor sie diese entweder mit einer zementähnlichen Masse aus ihrem Mundsekret an eine passende Ablagestelle ankleben oder die Ootheke unter einer Substratschicht verstecken. Sehr fruchtbare Weibchen können unter optimalen Bedingungen bis zu 90 Ootheken im Laufe ihres Lebens produzieren, im Durchschnitt sind es aber etwa zehn bis 15. Manche Weibchen fressen auch Ootheken anderer Artgenossen auf, um diese als zusätzliche Proteinquelle zu nutzen (Robinson, 2005). Die ersten Larvenstadien sind einheitlich zartbraun. Die Flügelansätze werden ab dem dritten oder vierten Larvenstadium gebildet, und ab dem sechsten Stadium trägt das Pronotum helle Flecken. Bei den letzten Larvenstadien ist das Geschlecht durch Ausbildung der Genitalanhänge schon gut erkennbar. Insgesamt verläuft die Entwicklung bei *P. americana*, je nach klimatischen Bedingungen und der Verfügbarkeit von Nahrung, über sieben bis 13 Larvenstadien und kann bei 25 bis 30 °C etwa fünf bis 15 Monate dauern (Robinson, 2005).

In Einzelfällen kommt es bei dieser Schabenart auch zu parthenogenetischer Fortpflanzung, wobei dann nur etwa die Hälfte der Larven schlüpft und nur etwa 30 Prozent geschlechtsreif werden (Robinson, 2005).

Amerikanische Schaben haben ein Temperaturoptimum bei etwa 28 °C und können bis zu einem Monat ohne Wasser und länger als zwei Monate ohne Nahrung auskommen. Zur Fortpflanzung kommunizieren Männchen und Weibchen mithilfe von flüchtigen Pheromonen und bringen sich durch taktile Reize in Paarungsstimmung. Paarungsbereite Weibchen locken durch ihre Sexualpheromone gezielt Männchen an. Die Kopulation dauert über eine Stunde und endet mit dem Transfer der männlichen Spermatophore. Weibchen können danach fast ihre gesamte Anzahl an Ootheken aus einer einzigen Befruchtung produzieren (Robinson, 2005).



Abb. 1.4: Adulte Amerikan. Großschabe beim Verlassen ihres Verstecks (Foto G. Hillebrand)

1.3.2.1.2. Austral. Großschabe – *Periplaneta australasiae* (Fabricius 1775)

Die Australische Schabe wurde erstmals im Jahr 1775 als *Blatta australasiae* aus dem südlichen Asien beschrieben. Auch für diese Art wird jedoch das tropische oder subtropische Afrika als ursprüngliche Heimat angenommen, von wo aus die Tiere mit Schiffen weltweit verbreitet wurden. Natürliche Populationen dieser Art sind wild lebend nicht mehr bekannt (Robinson, 2015).

Im Gegensatz zur Amerikanischen Schabe ist diese Art etwas kleiner gebaut, sonst aber der oben genannten sehr ähnlich. Adulte Australische Schaben erreichen eine Körperlänge zwischen 27 und 34 mm, sind schwarzbraun glänzend gefärbt und haben am hinteren Rand des Pronotums sowie an der Außenseite der Vorderflügel eine deutliche Gelbzeichnung (Robinson, 2005).

Nur das erste Larvenstadium ist einheitlich schwarzbraun gefärbt. Im Laufe ihrer Entwicklung bekommen die Larven eine kontrastreichere schwarzbraun-gelbe Zeichnung. Die Ootheken erreichen eine Länge von etwa 10 mm, sind schwarzbraun mit leichten Einkerbungen, welche die Eikompartimente anzeigen und ca. 24 Eier enthalten. Die Entwicklung der Eier dauert durchschnittlich 40 Tage. Die Weibchen tragen die Ootheken etwa 24 Stunden mit sich herum, bevor sie diese mit einem gummiartigen Mundsekret an einer geeigneten Stelle an die Unterlage ankleben. Ein Weibchen produziert Ootheken in einem etwa zehntägigen Intervall und kann im Laufe seines Lebens zwischen 20 bis 30 Ootheken produzieren. Die Larvenentwicklung

verläuft über neun bis zwölf Stadien und dauert zwischen sechs und zwölf Monaten. Adulte Tiere leben zwischen zwölf und 24 Monate lang (Robinson, 2005). Australische Schaben bevorzugen waldähnliche Habitats mit feuchtwarmer Laubstreu, Holz, Wurzelstöcken, Steinen und Höhlen zum Verstecken und sind daher eher in Gewächshäusern oder Ähnlichem anzutreffen.

P. americana und *P. australasiae* sind mit Abstand die am häufigsten vertretenen Schädlinge in Gebäuden, Vorratskammern und Glashäusern. Bei ausreichend hoher Temperatur halten sich auch Populationen außerhalb von Gebäuden. Beide Arten bevorzugen Temperaturen im Bereich um die 27 bis 28 °C. Im Unterschied zu *P. australasiae* produziert *P. americana* ein stark riechendes Sekret, das bei hoher Schabendichte das befallene Areal mit einem charakteristischen Geruch versieht, der auch von Menschen wahrgenommen werden kann (Robinson, 2005).

1.4. Beziehung zwischen Mensch und Schabe

Schaben, die uns als Kulturfolger bis in Gebäude und Wohnungen gefolgt sind und sich an ein synanthropes Leben bestens angepasst haben, werden wie erwähnt als Schädlinge wahrgenommen. Der Erfolg dieser ursprünglich aus den nördlichen tropischen Gebieten Afrikas und Südostasiens stammenden, aber mittlerweile meist kosmopolitischen Arten als Vorrats- und Hausschädling steht in engem Zusammenhang mit ihrer Biologie und ihrem Verhalten bzw. ihrer Anpassungsfähigkeit, menschliche Habitats zu besiedeln, sowie ihrem Vermehrungspotenzial.

Die weltweite Vormachtstellung unter den häuslichen Schabenschädlingen hält die Deutsche Schabe (*Blattella germanica*). Eine zunehmende Rolle als Haushaltsschädling spielt, besonders in warmen Klimaten, auch die Braunband-Schabe (*Supella longipalpa*).

Unter den wesentlich größeren und daher auffallenderen Schadinsekten mit weltweiter Verbreitung kennt man vor allem die Amerikanische Großschabe (*Periplaneta americana*), die Australische Großschabe (*Periplaneta australasiae*), die Braune Großschabe (*Periplaneta brunnea*), die Rauchbraune Großschabe (*Periplaneta fuliginosa*), die Orientalische Schabe (*Blatta orientalis*) und in den Wäldern des Südlichen Amerikas auch die Florida-Holzschabe (*Eurycotis floridana*). Diese Arten

gelten als sehr widerstandsfähig, können ein Alter von über zwei Jahren erreichen, überleben bei günstigen Temperaturen auch längere Zeit im Freien und suchen die Nähe des Menschen hauptsächlich wegen des reichen Futterangebots (Capinera, 2008). Diese Arten gelten hinsichtlich ihrer Nahrung als nicht besonders wählerisch. Sie nehmen praktisch jedes organische Material zu sich, das ein Minimum an Nährwert hat. Mülleimer, Entsorgungsschächte, Sanitäranlagen und Heizungskeller üben eine magische Anziehung auf sie aus.

Das Vorkommen von *Periplaneta*- und *Blatta*-Arten ist an warme Temperaturen und höhere Luftfeuchtigkeit geknüpft, da ihre Cuticula relativ feuchtigkeitsthroughlässig und auch die Fortpflanzung und Entwicklung temperaturabhängig ist. *Blattella germanica* kommt rezent dagegen ausschließlich synanthrop vor und bevorzugt generell warme, feuchte Habitate wie Küchen und Sanitäranlagen (Robinson, 2005).

Während die größeren Arten, wie schon erwähnt, bei günstigen Umweltbedingungen in menschlicher Umgebung auch im Freien gut überleben, ist das Überleben der kleineren Schädlinge unmittelbar von der Nähe zum Menschen abhängig. Sie zeichnen sich durch kürzere Entwicklungszeiten und hohe Reproduktionsraten aus.

Ihre Fress- und Wandergewohnheiten bringen Schaben in menschlicher Umgebung oft mit unterschiedlichstem organischem Material in Kontakt und führen so zur Verbreitung von Mikroorganismen und Krankheitserregern. Sie transportieren eine Vielzahl von Keimen an ihren Beinen oder Antennen. Von dort gelangen sie beim Putzen über die Mundwerkzeuge in den Verdauungstrakt.

Während des Fressens würgen sie häufig Verdauungssäfte (= Regurgitation) hoch, die auch Mikroorganismen früherer Mahlzeiten enthalten können. So kommt es, dass Schaben besonders in menschlicher Umgebung zur Zerstörung und Kontamination von Nahrungsmitteln beitragen und als Vektoren für diverse humanpathogene Krankheiten fungieren (Voigt, 1999). Synanthrope Schaben wurden daher schon vor mehreren Jahrzehnten als potenzielle Vektoren von Krankheitskeimen erkannt, die in der Lebensmittelindustrie und in Krankenhäusern ein hohes Infektionsrisiko darstellen. Aus genauer untersuchten Schaben im menschlichen Umfeld wurden bisher mehr als 32 pathogene Bakterien (wie z.B. *Salmonella* sp., *Shigella dysenteriae*, *Yersinia pestis*, *Campylobacter jejuni* u. a.), verschiedenste Protozoen (z.B. *Entamoeba histolytica* und *Giardia* sp.), Sporen von Schimmelpilzen (i.e. *Candida*-, *Aspergillus*- oder *Alternaria*-Arten) sowie Eier von sieben Wurmart (*Ancylostoma duodenale*, *Ascaris lumbricoides* oder

Trichurus trichura) nachgewiesen (Robinson, 2005; Pospischil, 2010a). In dieser Hinsicht sind nicht nur Menschen, sondern auch Haus-, Nutz- und Zootiere von dieser Infektionsmöglichkeit betroffen.

Die erwähnten Pathogene können auf unterschiedlichstem Weg übertragen werden. Sehr häufig kommt es zu einer direkten Kontamination durch haften gebliebene Keime an der Körperoberfläche von Schaben. Durch Betasten und Putzen ihrer Extremitäten mithilfe der Mundwerkzeuge gelangen Keime, Pilzsporen oder Wurmeier in ihren Kropf und von dort in ihren Verdauungstrakt. Durch Absetzen von Kot, Regurgitation, Häutungsresten etc. kann es in der Folge zu einer Verunreinigung und Übertragung von pathogenen Organismen kommen. Schaben werden auf diese Weise direkt zu chronischen Trägern von Mikroorganismen und Wurmeiern, die von Bedeutung für die menschliche Gesundheit sind (Brenner, 1995; Robinson, 2005; Bennett, 2008). Bakterien der Gattung *Salmonella*, *Shigella* oder *Klebsiella* bleiben oft mehrere Tage im Verdauungssystem von Schaben virulent. Kausale Zusammenhänge zwischen aufgetretenen Krankheitsfällen und den in Schaben nachgewiesenen Keimen sind oft sehr schwierig zu beweisen, da der Transfer von Pathogenen durch Schaben in der Regel über Umwege erfolgt. In diesem Fall fungieren Schaben indirekt als Vektoren von humanpathogenen Krankheiten (Pospischil, 2010a; Mensasria, Moussa, El-Hamza, Tine, Megri & Chenchouni, 2014).

In den letzten Jahren standen Schaben zunehmend im Fokus der Allergieforschung. In den industrialisierten Ländern haben sich Allergien innerhalb der letzten Jahrzehnte verdoppelt bis verdreifacht. Die Bedeutung von Schabenallergenen wurde erst seit den 1990er-Jahren intensiver untersucht. In den USA werden von Schaben ausgelöste Allergien als „cockroach asthma“ bezeichnet.

Häutungsreste, abgebrochenen Antennen, Beine oder Flügel, Exkreme, angenagte Futterreste oder auch lebende Schaben können bei empfindlichen Personen Allergien hervorrufen. Für die allergene Potenz von Schaben werden verschiedene kleine Proteinfractionen verantwortlich gemacht. Allein aus den beiden Schabenarten *Periplaneta americana* und *Blattella germanica* wurden über zehn Proteine nachgewiesen, die Allergien und Asthma verursachen können (Robinson, 2005; Pospischil, 2010a; Sohn & Kim, 2012). „Schaben-Asthma“ wird durch die Inhalation von Schaben-Proteinfractionen verursacht (Capinera, 2008). Es existieren zahlreiche Berichte über Schaben, die während der Nacht in Körperöffnungen eindringen, ebenso

wie Schilderungen von Menschen, die im Schlaf von Schaben angenagt wurden. (Robinson, 2005; Capinera, 2008). Grundsätzlich kann man jedoch davon ausgehen, dass Schaben kein aggressives Verhalten gegenüber Menschen zeigen und solche Zwischenfälle eher zufällig eintreten (Robinson, 2005).

1.5. Schädlingsbekämpfung

Abgesehen von den direkten negativen Auswirkungen (medizinisches Risiko, unzumutbare Beeinträchtigung) von Schaben auf den Menschen verursachen Schaben als „Schädlinge“ auch einen volkswirtschaftlichen Schaden, der die Basis dafür bildet, dass Schädlinge aktiv bekämpft werden.

Der wirtschaftliche Faktor, der allein schon anhand der Bekämpfungsmaßnahmen gemessen und beziffert werden kann, ist enorm. Als nur ein Beispiel unter vielen wird die Kontrolle und Schadwirkung der Rossameise (*Camponotus spp.*) in den USA und Europa auf etwa 100 Millionen Dollar geschätzt (Robinson, 2005). Daraus resultierend haben sich aus der Geschichte heraus zahlreiche Bekämpfungsstrategien, verwendete Mittel und Methoden entwickelt.

Durch massiven Einsatz verschiedenster chemischer Insektizide (v.a. im Bereich der Lebensmittelindustrie) traten in den letzten Jahrzehnten jedoch vermehrt Resistenzphänomene auf (Cochran, 1995). *Blattella germanica* zeigt zudem eine beinahe einzigartige physiologische und verhaltensangepasste Resistenz gegen chemische Insektizide, die sich in Form einer Reduktion der Stoffwechselrate, einer Reduktion der cuticulären Permeabilität, von geringerer Treffsicherheit und Verhaltensänderungen zur Vermeidung von Insektiziden äußert. In den meisten Fällen treten solche Phänomene nie gemeinsam auf, sodass die Anpassungsfähigkeit noch variabler wird (Cochran, 1995).

Moderne integrative Maßnahmen sollten daher vermehrt den Fokus auf natürliche Gegenspieler im Bereich der biologischen Schädlingsbekämpfung lenken. In natürlichen Ökosystemen können Schaben sowohl von verschiedenen Wirbeltieren gefressen als auch von Milben, Nematoden oder parasitischen Wespen befallen, oder aber von insektenpathogenen Pilzen, Bakterien und Viren infiziert werden.

Moderne Schädlingsbekämpfung beruht somit heutzutage auf der sogenannten „Integrierten Schädlingsbekämpfung“ (englisch: Integrated Pest Management). Diese

basiert auf einer Kombination aus unterschiedlichen Präventiv- und Bekämpfungsmaßnahmen (bzw. unterdrückenden physikalisch-mechanischen, chemischen und biologischen Methoden) sowie auf der Verknüpfung von Informationen über die Schädlinge, deren Lebensweise und die gegebenen örtlichen und abiotischen Bedingungen mit der Abwägung von Alternativmethoden unter minimaler Gefahr für Mensch und Umwelt (Voigt, 1999).

Am Beginn jeder professionellen Schädlingsbekämpfung stehen daher eine genaue Inspektion und Analyse des Schädlingsproblems, das Schaffen detaillierter Kenntnis über die Biologie der zu bekämpfenden Arten sowie eine konkrete Befallsermittlung. Hat sich ein Schädlingsbefall in einem Gebäude oder Areal erst einmal etabliert, hängt die Befallsentwicklung weitgehend davon ab, wie die am Befallsort vorherrschenden Bedingungen sind. Ausschlaggebend sind hierbei Faktoren wie Temperatur und Feuchtigkeit, Nahrungsangebot und Versteckmöglichkeiten. Je stärker strukturiert der Lebensraum ist, in dem sich eine Schädlingsart eingenistet hat, desto schwieriger und langwieriger wird die Bekämpfung (Voigt, 1999).

Integrierte Schädlingsbekämpfung basiert im weiteren Sinn auf verschiedene Taktiken: Kulturtechnische Maßnahmen beinhalten die Vermeidung bzw. Risikoabschätzung von schädlingskontaminierten Bereichen und Produkten (gilt v.a. für Kultur- und Landwirtschaft).

Die Regulative Kontrolle beschäftigt sich nicht nur mit der Wiederherstellung des ökologischen Gleichgewichts z.B. durch Beeinflussung der direkten Umweltfaktoren (Temperatur, Feuchtigkeit, UV-Strahlung), die eine negative Auswirkung auf einen Schädlingsanstieg haben, sondern auch mit Reinigungsaktionen und Maßnahmen des Habitatentzugs (z.B. durch Abdichten von Spalten, Beseitigen von Nahrungsquellen etc.) bis hin zu Quarantänemaßnahmen und großflächiger Bekämpfung (All, 2008). Die Mechanische Kontrolle nutzt einfache physikalische Methoden wie Erhitzen, Einfrieren, Bestrahlung oder Druckeinwirkung bzw. das Abfangen und Einsammeln von Schädlingen (Attract-and-kill-Verfahren), aber auch Abwehrmechanismen durch Licht oder Schallquellen (All, 2008).

Die Chemische Schädlingsbekämpfung beruht sowohl auf Methoden der Anlockung (z.B. mit artspezifischen Pheromonen) oder der Abwehr durch Repellents (z.B. pflanzliche Inhaltsstoffe) als auch auf dem direkten Einsatz von Wachstumsregulatoren

(Juvenil- und Häutungshormonen) oder dem herkömmlichen Einsatz von Giftstoffen (Insektiziden).

Die Biologische Schädlingskontrolle nutzt die Möglichkeit, die Schädlingspopulation durch natürliche Gegenspieler wie Prädatoren, Parasitoide, Pathogene und andere Schadorganismen zu dezimieren, die man künstlich einbringt oder durch verbesserte Lebensbedingungen in ihrer Vermehrung fördert. Auch die Aussetzung von sterilen Geschlechtspartnern (z.B. in der Bekämpfung von Malaria-Mücken) fällt in den Bereich der biologischen Bekämpfung (All, 2008).

Um die Effektivität der einzelnen Maßnahmen beurteilen und verbessern zu können, bedarf es in der Schädlingsbekämpfung verschiedener Monitoringsysteme, die je nach Einsatzgebiet und Situation aus unterschiedlichen Köder- bzw. Fallensystemen bestehen und infolgedessen weiter evaluiert werden müssen.

1.5.1. Chemische Schädlingsbekämpfung durch Insektizide

Insektizide sind chemische Substanzen, die zur Abtötung, Vertreibung oder Hemmung von Insekten und deren Entwicklungsstadien verwendet werden. Diese lassen sich in verschiedene Gruppen einteilen:

Je nach Zielgruppe, auf die die Wirkstoffe abzielen, unterscheidet man zwischen Oviziden, Larviziden oder Mitteln, die gegen adulte Insekten wirken (Dettner, 2003).

Je nach Aufnahmeart der Wirkstoffe unterscheidet man Atemgifte (über die Atemwege), Fraßgifte (den Magen-Darm-Trakt) und Kontaktgifte (über das Integument). Systemische Insektizide sind spezifischer und werden mit dem Saftstrom der Pflanzen transportiert und dadurch indirekt aufgenommen (Dettner, 2003).

Je nach Aggregatzustand unterscheidet man zwischen gasförmigen (Sprays, Verdampfer, Räuchermittel etc.), flüssigen (Gels bzw. wässrige Lösungen) oder festen (Pulver und Granulate) Insektiziden (Dettner, 2003).

Insektizide lassen sich anhand ihrer chemischen Struktur einordnen. Obwohl schon vor mehr als 1200 Jahren insektizide Mittel angewandt wurden, werden hier nur jene Gruppen angeführt, die sich besonders nach dem Zweiten Weltkrieg etabliert haben. Zu diesen zählen: Chlorkohlenwasserstoffe (Organochloride) mit DDT als dem bekanntesten Vertreter, Organophosphate, Carbamate und Pyrethroide (Valles, 2008). Insektizide lassen sich auch nach ihrer Entwicklungs- und Zulassungszeit in verschiedene Generationen unterteilen. Zu den Insektiziden der ersten Generation

zählen z.B. anorganische Stoffe wie Arsen oder Kupferacetoarsenit, die noch in den 1940er-Jahren sehr häufig verwendet wurden. Auch Insektizide auf natürlicher Basis wie Nicotinalkaloide aus der Tabakpflanze und das aus getrockneten Chrysanthemenblüten gewonnene natürliche Pyrethrum zählen zur ersten Generation. Ebenso das 1939 entdeckte DDT (Dichloridiphenyltrichlorethan) und zahlreiche andere Chlorierte Kohlenwasserstoffe, verschiedenste Organophosphate sowie unterschiedliche Carbamate sind Insektizide der ersten Generation (Dettner, 2003). Durch die Weiterentwicklung von Wirkstoffen mit geringerer Toxizität und höherer Selektivität entstanden Insektizide der zweiten Generation. Zu diesen gehören u.a. die ursprünglich aus Pflanzenteilen gewonnenen Insektizide Ryanodin, die Avermectine und die Quassinoide. Durch das Auftreten von Resistenzphänomenen kam es besonders ab den 1980er-Jahre immer wieder zur Entwicklung von neuen Wirkstoffen (z.B. Phenylpyrazole, synthetische Pyrethroide oder Neonikotinoide), die unter verschiedensten Produktnamen auch in der Bekämpfung von Schaben angewendet werden (Dettner, 2003).

Wachstumsregulatoren sind typische Insektizide der dritten Generation. Neben dem Aspekt der Umwelttoxizität liegt einer der großen Nachteile von anorganischen und synthetischen Insektiziden in der geringen Selektivität und den damit verbundenen Auswirkungen auf Nicht-Zielorganismen (Dettner, 2003). Während ihrer Entwicklung durchlaufen Insekten eine mehr oder weniger komplexe physiologische und morphologische Umwandlung, die von Hormonen und Enzymen gesteuert wird. Im Wesentlichen spielen zwei übergeordnete Hormongruppen eine Schlüsselrolle in der Insektenentwicklung: Häutungs- und Juvenilhormone (Dettner et al., 2003). Häutungshormone oder Ecdysteroide haben im Leben von Insekten nicht nur Einfluss auf die Häutung und Metamorphose selbst, sondern auch auf die Eireifung, Embryogenese, verschiedene Syntheseprozesse, Farbwechsel oder das Verhalten selbst. Die Stimulierung dieser Hormone wird neuroendokrin gesteuert (Dettner et al., 2003, Shaaya, 2008). Juvenilhormone werden von speziellen Drüsen in der Schlundregion, den sogenannten *Corpora allata*, gebildet und von dort aus in die Hämolymphe abgegeben (Cusson, 2008). In Abhängigkeit von der Konzentration erfüllen sie eine juvenoide oder gonadotrope Funktion. Außerdem beeinflussen sie die Regulation spezifischer Färbungen adulter Insekten. Das Zusammenspiel von Ecdysteroiden und Juvenilhormonen steuert maßgeblich die Metamorphose-Regulation

von holometabolen Insekten (Dettner et al., 2003). Beide Hormongruppen stehen im Interesse der modernen Schädlingsbekämpfung. Wachstumsregulatoren greifen in bestimmten Phasen der Insektenentwicklung ein. Gewöhnlich haben sie nicht unmittelbar lethale Auswirkungen auf das Insekt, sondern verursachen Anomalitäten, die das weitere Überleben oder die Reproduktionsfähigkeit negativ beeinflussen können (Dettner et al., 2003). Ihre Inhaltsstoffe wirken gut als systemisches Insektizid gegen holometabole Insekten. Sie kommen daher erfolgreich zum Einsatz gegen Fliegen, Stechmücken, Schwammspinner etc. (Dettner et al., 2003). Auch Wachstumsregulatoren im Bereich der Schädlingsbekämpfung lassen sich in zwei Gruppen unterteilen: Juvenilhormon-Analoga (Juvenoide) und Chitinsynthesehemmer. Erstere haben Auswirkung auf den Reifungsprozess und verursachen verschiedenste Entwicklungsanomalitäten wie z.B. verzögerte Entwicklung, degenerative Ausbildung der Gliedmaßen oder Sexualorgane, verstärkte Melanisierung oder Färbung, Unterdrückung des Häutungsprozesses sowie Verkümmern der Sinnesorgane und dem damit abweichenden Verhalten. Sie haben außerdem eine ovizide Wirkung. Gesamtheitlich betrachtet zeigen sie Auswirkungen auf das Populationswachstum (Rust et al., 1995).

Chitinsynthesehemmer greifen in den Enzymwirkungsprozess während der Chitinsynthese ein und beeinflussen die Häutung und das Wachstum.

Wachstumsregulatoren bzw. Entwicklungshemmer finden in der Veterinärmedizin breite Anwendung. Juvenilhormon-Analoga und Chitinsynthesehemmer (v.a. in Form verschiedener Harnstoffderivate) werden v.a. gegen Flöhe, Zecken und Haarlinge regelmäßig eingesetzt. Sie verhindern die Verpuppung und haben auch ovizide Wirkung (Eckert, Friedhoff, Zahner & Deplazes, 2008).

1.5.2. Natürliche Schädlingsbekämpfung

Der Begriff der „Natürlichen Schädlingsbekämpfung“ ist bei genauerer Betrachtung keine Einheit, sondern eine Gruppe bzw. ein Sammelsurium von verschiedenen Stoffen, Produkten oder Methoden, die zur Bekämpfung von Schädlingen herangezogen werden.

Sie reichen von Pflanzenextrakten, natürlichen Lockstoffen, Mineralpulvern, Prädatoren und Parasitoiden bis hin zu insektenpathogenen Mikroorganismen, Nematoden und

Pilzen. Die hier näher beschriebenen Produkte stellen nur eine Auswahl dar und sind keinesfalls eine vollständige Aufstellung.

1.5.2.1. Pflanzenextrakte

Pyrethrum zählt zu den natürlichen Insektiziden, die aus den Blüten von verschiedenen Arten der Pflanzenfamilie Compositae hergestellt werden und hauptsächlich zur Fraßabwehr verwendet werden. Zur industriellen Gewinnung von Pyrethrum-Pulver werden fast ausschließlich Blüten der Gattung *Chrysanthemum* (v.a. *C. coccineum* und *C. cinerariifolium*) verwendet. Die Verwendung dieser Pflanzen als natürliches Insektizid hat im Iran schon eine sehr lange Tradition und gelangte in den 1820er Jahren mit Händlern nach Europa (Abivardi, 2008). Es galt lange Zeit als das wohl weltweit bekannteste Insektizid pflanzlicher Herkunft, verlor jedoch Mitte des 20. Jahrhunderts durch die Entwicklung und Etablierung synthetischer Insektizide zunehmend an Bedeutung (Stein, 2005). Pyrethrum hat sowohl eine insektizide Wirkung als Fraßgift (Nervengift) und erzielt den charakteristischen Knock-down-Effekt (das Insekt ist nach Aufnahme des Giftes innerhalb kürzester Zeit bewegungsunfähig und die anhaltenden Lähmungen führen schließlich zum Tode), als auch einen abstoßende Wirkung (Repellent). Die repellente Wirkung kann bereits bei niedrigen Dosen beobachtet werden. Auch sublethale Dosen haben eine positive Auswirkung (z.B. auf eine verringerte Eizahl). Außerdem macht man sich den Austreibeeffekt von Pyrethrumpräparaten zum Nachweis von versteckten Schädlingen zu Nutze (Stein, 2005). Ein großer Vorteil bei der Anwendung von diesen Präparaten liegt in der geringen Warmblütertoxizität (Hydrolyse des Giftes im Magen) und niedrigen Umweltstabilität. Die enormen Nachteile ergeben sich jedoch aus der hohen Toxizität gegenüber Nichtziel-Organismen (auch Nützlinge und aquatische Lebewesen) und dem Auftreten von Resistenzphänomenen bei den gängigen Haus- und Vorratsschädlingen (Stein, 2005).

Eine Besonderheit stellt das aus dem Indischen Niembaum (*Azadirachta indica*) gewonnene biologische Insektizid dar. **Niem-Baum-Extrakte** (Azadirachtine) sowie getrocknete Blätter haben in Indien eine lange Tradition zum Schutz von Lebensmittelvorräten vor Schadinsekten. Der deutsche Entomologe Heinrich Schmutterer bemerkte, dass während einer Wanderheuschreckenplage im Sudan, die Niem-Bäume völlig unversehrt blieben. Tatsächlich wirken die Inhaltsstoffe als Fraßschutz, Repellent oder direkt als Insektizid (Isman, 2008). Weitere

Untersuchungen zeigten, dass Azadirachtine physiologische Wirkungen zeigen, in dem sie die Synthese bzw. Verstoffwechselung der Ecdysteroide beeinflussen (Dettner et al., 2003) und dadurch Auswirkung auf den Häutungsprozess und somit auf die Metamorphose haben. Azadirachtine fungieren außerdem als Chemosterilisatoren bei adulten Insekten. Dies äußert sich einerseits durch morphogenetische Schädigung (Verkrüppelung, Flügeldefekte), reduzierte Fekundität (Eianzahl) oder Störung des Hormonhaushaltes. Auf Blattläuse und andere pflanzensaft-saugende Insekten wirken Azadirachtine direkt als Fraßgifte (Schmutterer, 2005). Ein wesentlicher Vorteil von Niempräparaten liegt in der hohen Empfindlichkeit vieler Schädlinge gegen Azadirachtine sowie einer niedrigen Säuger-Toxizität (Isman, 2008). Niem-Produkte werden kommerziell vielfach genutzt gegen Larvenstadien von Lepidoptera (z.B. Großer und Kleiner Kohlweißling, Eichenprozessionsspinner, Apfelminiermotte u.a.), Coleoptera (Kartoffelkäfer, Maikäfer), verschiedene Pflanzenläuse und Pflanzenmilben, pflanzenparasitische Nematoden sowie Haus- und Hygieneschädlinge (blutsaugende Läuse, Krätzmilben, Flöhe, Haar- und Federlinge) (Schmutterer, 2005).

Ein weiteres pflanzliches Mittel gegen Insekten sind **Quassia-Präparate**. Quassia ist ein Naturprodukt, das aus den Holzspänen des zu den Simarubaceae gehörenden Bitterholz (*Quassia amara*) gewonnen wird und finden bei den Indigenen Völkern des Amazonasgebietes eine vielfältige Anwendung zum Beispiel gegen Hautparasiten und anderen Insekten. Quassia ist ein Fraß- und Kontaktgift. Es wird in wässriger Lösung als Spritzmittel relativ spezifisch gegen Pflanzenschädlinge (z.B. Blattläuse und Schmetterlingsraupen) eingesetzt (Stein, 2005).

Ebenfalls als Pflanzliches Insektizid wird **Rotenon** verwendet. Rotenon ist ein farbloser Inhaltsstoff der aus verschiedenen Arten aus der Familie der Fabaceae (z.B. *Derris elliptica*, *Lonchocarpus salvadorensis*) bzw. Simaroubaceae (z.B. *Albanthus altissima*) gewonnen werden kann. Vor der Anwendung als Insektizid war der Indigenen Bevölkerung Asiens und Ostafrikas aber schon die Wirkung als Fisch- und Pfeilgift bekannt. Durch die rasche Zersetzbarkeit, bei den mit Rotenon gefangenen Fischen, bleibt das Fleisch für Menschen genießbar. Rotenon wird als Kontakt- und Fraßgift gegen Insekten eingesetzt (Stein, 2005).

1.5.2.2. Pheromonpräparate

Pheromone sind sogenannte „Schlüsselstoffe“, die von Lebewesen freigesetzt werden und das Verhalten anderer Artgenossen beeinflussen. Es sind kleine, wasserlösliche, flüchtige Moleküle, die sich leicht verteilen und ähnlich wie Hormone in kleinsten Mengen wirken. Sie spielen in der innerartlichen Kommunikation besonders bei Säugetieren und Insekten eine wesentliche Rolle. Viele Hormone fungieren als Sexuallockstoffe (Campbell et al., 2003). Das Reaktionsspektrum von Pheromon und Pheromonrezeptor ist sehr eng, damit es bei bestimmten Substanzen oder Substanzgemischen keine Verwechslung mit chemisch sehr ähnlichen Pheromonen anderer Arten kommt. Insekten verwenden Pheromone u.a. zur Auffindung und Identifikation von Paarungspartnern (Dettner et al., 2003). Für soziale Verhaltensweisen werden aber auch Aggregations- und Alarmpheromone, Spur-, Kasten- und die Eiablage hemmende Pheromone eingesetzt (Witzgall & Schlyter, 2005).

Schon Mitte der 1940er Jahre hatte man die Idee, die artspezifische Lockwirkung von Pheromonen zur Manipulation und Bekämpfung von Insekten zu verwenden. Heutzutage ist der Einsatz und das erarbeitete experimentelle Wissen über eben diese Stoffe aus der Schädlingsbekämpfung nicht mehr wegzudenken. Für die Schädlingsbekämpfung werden naturidentische aber synthetisch hergestellte Pheromone verwendet.

Je nach Einsatzbereich werden sie z.B. für die Anlockung und das Monitoring von (Schad)Insekten oder auch zur Abschreckung und Verwirrung verwendet (Witzgall et al., 2005). Der Lockstoff kann dann gleichzeitig auch mit einem Insektizid vermischt sein. Häufig verwendet man jene Lockstoffe, die besonders Weibchen anlocken (attract-and-kill-Verfahren), aber auch solche, die nur Männchen anlocken und zu einem Verwirrungseffekt (Paarungsstörmethode, mating disruption method) führen. Hochwirksame Lockstoffgemische für Männchen und Weibchen werden v.a. für den Massenfang eingesetzt. Pheromonfallen werden aber auch zu Monitoringzwecke eingesetzt, um beispielsweise das räumliche und zeitliche Vorkommen von bestimmten Arten (i.e. Lepidopteren) zu erfassen. Sie dienen aber auch zur Feststellung von Beginn und Verlauf der jahreszeitlichen Flugperiode von Insekten, um somit den Insektizideinsatz zu optimieren (Witzgall et al., 2005). Fallen mit Pheromonen für den Massenfang werden z.B. gegen einen der wichtigsten Forstschädlinge, den

Buchdrucker (*Ips typographus*) verwendet. Einzelne Käfer können mit Aggregationspheromonen innerhalb kürzester Zeit zahlreiche Artgenossen anlocken. Attraktivitätsformulierungen finden beispielsweise auch gegen Olivenfruchtfliegen (*Bactrocera oleae*), den Baumwollrüssler (*Anthonomus grandis*) oder den Apfelwickler (*Cydia pomonella*) Anwendung. Die Paarungsstörmethode betrifft in Europa u.a. den Traubenwickler (*Eupoecilia ambiguella*) und den Pfirsichtriebwickler (*Grapholita molesta*) (Witzgall et al., 2005).

1.5.2.3. Diatomeenerde

Kieselalgen oder Diatomeen sind ein Bestandteil des Photoplanktons unserer Meere. Sie besitzen harte oft bizarr gestaltete zweiteilige Zellwände, die aus amorphem, polymerisierten Silikatverbindungen (Kieselsäure) bestehen. Im Laufe der Erdgeschichte kam es im Tertiär zum Massenaufreten dieser Organismen. Aus dieser Zeit stammen auch die mehrere hundert Meter dicken Sedimentschichten, die zu industriellen Zwecken v.a. als Dämm- und Filtermaterial abgebaut werden (Flachsbarth & Mewis, 1998). Diatomeenerde oder Kieselgur wird auch als ungiftiges Insektizid verwendet. Die Wirkung beruht darauf, dass das Fossilpulver durch seine große Oberfläche etwa das Dreifache seiner eigenen Masse an Flüssigkeiten und Fetten aufnehmen kann. Der Mineralstaub greift dabei die vor Austrocknung schützende Lipidschicht in der Cuticula an und die Mikrosplitter verletzen zunehmend sensible Partien (z.B. die Intersegmentalfalten, Tracheen, Mundwerkzeuge etc.). Durch diese abrasive Eigenschaften von Kieselgur trocknen die Insekten aus und sterben (Flachsbarth et al., 1998, Ogg, Ogg & Ferraro, 2006).

1.5.2.4. Parasiten und Parasitoide

1.5.2.4.1. Hymenoptera – *Aprostocetus hagenowii*

Parasitische Hymenopteren (Hautflügler) aus den Familien Aphelinidae, Encyrtidae und Braconidae werden aufgrund ihrer hohen Wirtsspezifität am häufigsten zur biologischen Schädlingsbekämpfung gegen zum Beispiel Blattläuse, Schmetterlinge, Marienkäfer und Rüsselkäfer herangezogen (Zuparko, 2008). Auch für Schaben kommen aus der Ordnung der Hymenoptera mehrere Arten als natürliche Feinde in Frage, wobei einige von ihnen die Ootheken von Schaben parasitieren und andere sogar adulte Schaben bzw. deren Larven überwältigen (z.B. *Ampulex compressa*). Zu

ihnen gehören Vertreter aus den Familien Ampulicidae, Evaniidae, Encyrtidae, Eulophidae, Eupelmidae und Pteromalidae (Lebeck, 1991). Durch ihre Wirtsspezifität von besonderer Bedeutung für die Bekämpfung von Schaben sind *Aprostocetus blattae* und *Aprostocetus hagenowii* aus der Familie Eulophidae, die beide ihre Eier in die Ootheken von verschiedenen Schabenarten legen.

Unter den parasitierten Schaben von *A. hagenowii* findet man gleich acht Arten aus der Gruppe der klassischen Schädlinge, nämlich *Periplaneta americana*, *P. australasiae*, *P. fulginosa*, *P. brunnea*, *Blatta orientalis*, *Neostylomorpha rhombifolia*, *Eurycotis floridana* sowie *E. biolleyi*. In Laborexperimenten zeigt *A. hagenowii* allerdings eindeutige Präferenzen für Arten der Gattung *Periplaneta*, besonders für *P. americana* (Lebeck, 1991). *A. hagenowii* ist eine kleine zart gebaute Schlupfwespe mit einer Körperlänge von etwa drei mm. Sie wird als Parasitoid bezeichnet, da sie im Gegensatz zu Parasiten am Ende ihrer Entwicklung den befallenen Wirt abtötet, indem sich die aus den in die Ootheke gelegten Eiern geschlüpften Wespenlarven von den heranwachsenden Schaben innerhalb der Eier in der Ootheke ernähren (Abb. 1.5). Die Wespenlarven wachsen relativ rasch heran, verpuppen sich und werden noch innerhalb der Ootheke geschlechtsreif. Zum Schlupf beißen die adulten Wespen ein kleines Loch in die Oothekenwand. Unmittelbar darauf findet die Paarung statt, und die Weibchen beginnen ihre Suche nach Ootheken, die sie parasitieren können. Die Entwicklung vom Ei zur adulten Wespe dauert 32 bis 40 Tage. Innerhalb einer Ootheke können sich bis zu 60 Wespen entwickeln. Aus befruchteten Eiern schlüpfen Weibchen, aus unbefruchteten Männchen. Die Weibchen leben sieben bis zehn Tage und legen ihre Eier meist innerhalb der ersten Tage nach dem Schlupf in Ootheken, die noch wenig-entwickelte Larven enthalten (Pawson, download September 1st, 2012). *A. hagenowii* befällt ausschließlich die Ootheken, nicht aber die Larven oder Adulten und setzt auf diese Weise am Ursprung eines Schabenproblems an.

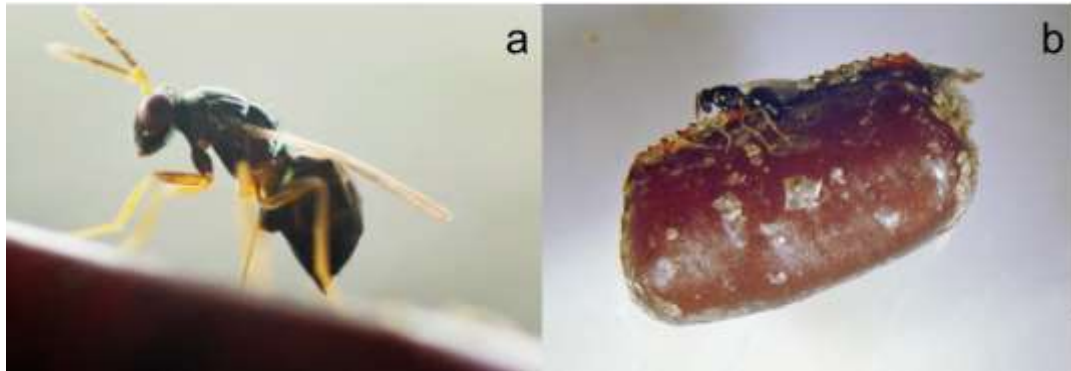


Abb. 1.5: *A. hagenowii*-Weibchen (a) bei der Eiablage, (b) beim Inspizieren einer Ootheke (Bildquelle: www.entocare.nl)

1.5.2.4.2. Hymenoptera – *Ampulex compressa*

Auch die als Parasitoid lebende Juwelenwespe oder „Smaragdwespe“ *Ampulex compressa* (Körper ist auffällig metallisch glänzenden, grün-blau gefärbt) aus der Hymenopterenfamilie der Ampulicidae hat aus reproduktionsbiologischer Sicht eine enge Beziehung zu manchen Schabenarten entwickelt. Die Weibchen benützen die Körper von adulten und juvenilen Schaben als „Brutbehälter“ für ihre Eier (Abb. 1.6). Dabei verwendet die Wespe das Gift Octopamin, um die Bewegungen der Vorderbeine ihres Opfers zu lähmen (Pires et al., 2013). Der Giftcocktail wird mit zwei Stichen direkt in das Zentrale Nervensystem der Schabe injiziert. Der erste Stich verursacht die Lähmung der Vorderbeine. Der zweite Stich in den Kopf der Schabe enthält Dopamin und verursacht bei der Schabe Putzbewegungen. Die dritte Phase führt zu einer mehrwöchigen Langzeit-Hypokinese (Liberstat, 2003). Die stark bewegungseingeschränkte Schabe mit vermindertem Fluchtreflex wird von der Wespe in ihren Bau dirigiert. Dort deponiert sie an der Oberfläche ihres Opfers ein Ei und verschließt im Anschluss den Eingang zu ihrer Höhle. Aus dem Ei schlüpft nach wenigen Tagen eine Larve, die sich durch ein kleines Loch in der Schabencuticula von deren Hämolymphe ernährt. Schließlich schlüpft sie in die Hülle des toten Schabenkörpers hinein, verpuppt sich und beendet dort ihre Entwicklung (Liberstat, 2003). Da Schaben an und in ihrem Körper eine Vielzahl an Bakterien und anderen Pathogenen tragen hat die Juwelenwespe neben ihrer bemerkenswerten Reproduktionsbiologie eine besondere Strategie zur „Nahrungsmittelhygiene“ entwickelt. Um verschiedene Keime abzutöten, die die Entwicklung der Larve gefährden könnten, sondert die Larve selbst ein antibakterielles Oralsekret ab (Herzner, Schlecht, Dollhofer et al., 2013).



Abb. 1.6: Juwelenwespe mit ihrem Opfer, der Amerikanischen Schabe (Bildquelle: <https://blogs.scientificamerican.com/science-sushi/files/2013/01/12-13384Blarge.jpeg>)

1.5.2.4.3. Entomopathogene Nematoden

Die Klasse der Fadenwürmer oder Nematoden umfasst über 10.000 bekannte Arten, die im Boden, Süß- und Salzwasser verschiedenste Biotope besiedeln, oder als Kommensalen, Parasitoide oder als echte Parasiten ihr Leben an und in Pflanzen und Tieren führen (Mehlhorn, 1995).

Heute kennt man etwa 40 Nematodenarten, die eng assoziiert mit Insekten leben, aber nur wenige von ihnen führen zum Tod des befallenen Insektes (Bathon, 2005). In den letzten zwanzig Jahren ist das Interesse an Nematoden, die sich zur biologischen Schädlingskontrolle eignen, immer stärker geworden. Es gibt fortlaufend neue Forschungsarbeiten und Erkenntnisse über Nematoden, die zum Management von unterschiedlichen Schädlingen (Insekten, Schnecken aber auch anderen Nematoden und Bodenschädlingen) herangezogen werden (Hasselmann et al., 2005; Maketon et al., 2010; Tofangrazi et al., 2012; Mahmoud, 2016).

Besonders Nematoden der Ordnung Rhabdida, aus den Gattungen *Steinernema*, *Heterorhabditis* und *Neosteinerema* wirken effektiv als Bio-Insektizid gegen zahlreiche Schadinsekten (Shapiro-Ilan & Grewald, 2008). Aus der Gattung *Phasmarhabditis* werden Teilerfolge in der Bekämpfung von Schnecken berichtet (Grewald, Ehlers & Shapiro-Ilan, 2005).

Steinernema-, *Heterorhabditis*- und *Phasmarhabditis*-Arten werden relativ häufig auch bei Privatanwendern als Pflanzenschutzmittel verwendet und werden unter verschiedenste Handelsnamen angeboten. Häufig gibt es eine temperaturabhängig bedingte Anwendungszeit, die meist mit dem Entwicklungszyklus des jeweiligen Wirtsinsektes gekoppelt ist (Bathon, 2005).

Steinernema carpocapsae wird vorzugsweise gegen Maulwurfsgrillen und Erdraupen angewendet. *Steinernema feltidae* dient überwiegend der Trauermückenbekämpfung (Bathon, 2005).

Heterorhabditis bacteriophora wird speziell für die Bekämpfung der Larven des Gefurchten Dickmaulrüsslers und des Gartenlaufkäfers verwendet (Bathon, 2005).

Aus der Familie Rhabdidae parasitiert *Phasmarhabditis hermaphrodita* gezielt die Schnecken-Gattung *Arion* (Tanada et al., 1993).

Eine technische Massenproduktion ermöglicht mittlerweile einen großflächigen Einsatz auf landwirtschaftlichen Nutzflächen, in Gewächshäusern und Parks sowie auf unterschiedlichen Grünflächen und Privatgärten. Die Wirkungsweise der sogenannten entomopathogenen Nematoden beruht darauf, dass der von den Nematoden befallenen Wirt nicht an den Nematoden selbst zugrunde geht, sondern an den Stoffwechselprodukten, der mit den Nematoden assoziierten Bakterien. Verschiedene insektenpathogene Nematoden sind im Laufe der Evolution eine mutualistische Beziehung mit Bakterien aus der Gruppe der Enterobacteriaceae eingegangen. Diese Bakterien ermöglichen es in den meisten Fällen, dass die von den Nematoden befallenen Wirtsinsekten rasch absterben. Innerhalb der Nematodenfamilie *Steinernematidae* handelt es sich um die Bakteriengattung *Xenorhabdus*, im Fall der Heterorhabditidae um die Gattung *Photorhabdus* (Grewald et al., 2005).

Jene Nematoden die für die biologische Schädlingsbekämpfung eingesetzt werden, benötigen bestimmte Umweltbedingung. Die Optimalbedingungen für eine erfolgreiche Vermehrung herrschen bei Bodentemperaturen von 12 bis 25 °C. Bei Temperaturen über 35 °C bzw. bei UV-Bestrahlung sterben die Nematoden ab. Sie halten sich im Boden längere Zeit meist nur an geschützten dunklen Stellen mit relativ hoher Luftfeuchtigkeit (Bathon, 2005).

Die Parasitierung eines Wirtes durch Nematoden beginnt in dem Moment, indem das freilebende, „invasive Stadium“ (Infektionslarven, die dem dritten Larvenstadium entsprechen) durch natürliche Körperöffnungen (Mund, Anus, Tracheen) oder auch direkt durch das Integument in das Wirtsinsekt eindringt (Griffin, Boemare & Lewis, 2005). Diese tragen in ihrem vorderen Darmabschnitt symbiontische Bakterien. Bei Eintritt der Dauerlarven ins Hämocoel des Wirtes werden die Bakterien ebendort entlassen (Griffin et al., 2005). Die Bakterien vermehren sich in der Hämolymphe explosionsartig und töten ihren Wirt innerhalb von 24 bis 48 Stunden (Griffin et al.,

2005). Nematodenarten der Gattung *Steinernema* induzieren regelrecht eine Vergiftung ihres Wirtes durch Toxine bzw. hydrolytische Exoenzyme (z.B. Lipasen oder Proteasen) ihrer symbiontischen *Xenorhabdus*-Bakterien und produzieren einen immundepressiven Faktor gegen die antimikrobiellen Peptide des Insekts (Forst & Clarke, 2002). Währenddessen entwickeln sich die dritten Larvenstadien weiter, die sich vermehren und von den Bakterien und gelösten Flüssigkeiten ernähren. Sie häuten sich schließlich über das vierte, bis hin zum fünften Entwicklungsstadium (= Adultstadium) und vermehren sich daran anschließend wieder weiter (Abb. 1.7).

Steinernematidae und Heterorhabditiden unterscheiden sich etwas in ihrer Form der Reproduktion. Innerhalb der Heterorhabditiden besteht die erste Generation aus sich selbst-befruchtenden Hermaphroditen, und in den darauffolgenden Generationen entstehen Männchen, Weibchen und Zwitter (Griffin et al., 2005). Bei der Mehrheit der Steinernematidae vermehrt sich die erste Elterngeneration durch geschlechtliche Fortpflanzung. Die Weibchen legen daraufhin Eier, aus denen das erste Larvenstadium schlüpft. Auch diese Larven häuten sich zum zweiten und dritten Larvenstadium und schließlich zur zweiten Geschlechtsgeneration, die wiederum Eier produziert, aus denen sich Larven bilden (Griffin et al., 2005).

Die Nematoden vermehren sich so lange im Wirt weiter, als ihnen der Wirtskadaver ausreichend Nahrung bietet. Durch diese Vermehrungsphasen entstehen im Wirtskörper meist zwei bis drei Generationen (Griffin et al., 2005).

Ab dem Zeitpunkt, an dem das Nahrungsangebot knapp wird, schlüpfen aus den Eiern der Weibchen der ersten Generation Larven, die sich sehr rasch in Infektionslarven verwandeln. Diese zweiten Larvenstadien nehmen eine kleine Menge Bakterien in ihre Bakterienkammern oder Vesikel auf und häuten sich schließlich zu prä-infektiösen bzw. infektiösen Stadien. Sie behalten noch die Cuticula des zweiten Larvenstadiums als Schutzhülle und verlassen den Kadaver, um sich einen neuen Wirt zu suchen.

Die Infektionslarven leben als freie Stadien im Boden, fressen nichts und können in diesem Stadium mehrere Monate überdauern (Adams & Nguyen, 2002).

Obwohl einige Nematodenarten auch von anderen Mikroorganismen leben könnten, gewährleisten nur die passenden, natürlich vorkommenden, symbiontischen Bakterien eine effiziente Entwicklung der Nematoden. Der Lebenszyklus der symbiontischen Bakterien verläuft parallel dazu über zwei Phasen: Die erste Phase ist eine Form der Phoresie, die in den Intestinalvesikeln der Infektionslarven verweilt. Die zweite Phase

dagegen ist eine wachstums-fördernde, die sobald die Bakterien in der Hämolymphe des Insektes angekommen sind, zur Vermehrung führt. Auf diese Art und Weise alternieren die Symbionten regelmäßig zwischen einer ernährungsarmen und ernährungsreichen Lebensphase. Dieser Lebenszyklus ist für Bakterien einzigartig. Sie sind einerseits Symbionten für ihre Nematoden, andererseits pathogen für bestimmte Insekten (Griffin et al., 2002).

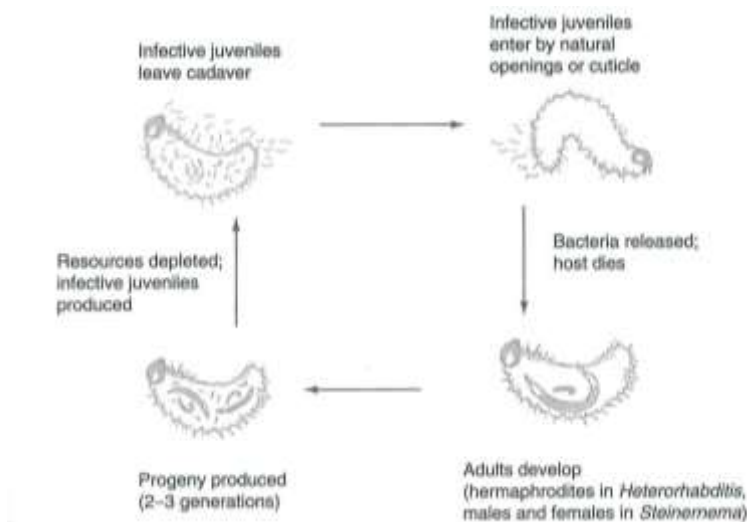


Abb. 1.7: Lebenszyklus der entomopathogenen Nematoden (EPNs) *Steinernema* sp. und *Heterorhabditis* sp. (schematische Darstellung aus Griffin et al., 2005)

1.5.2.5. Räuberische Arthropoden

Im Bereich der biologischen Schädlingsbekämpfung an Kulturpflanzen werden auch unterschiedliche räuberische Arthropodenarten (Raumilben, Spinnen, Käfer) gegen ungebetene Gäste eingesetzt. Ameisen beispielsweise sind bezüglich ihrer Beute nicht besonders wählerisch und werden daher gegen viele Insektenarten als natürliche Kontrahenten eingesetzt. In China werden räuberische Ameisen seit jeher gegen Schädlinge in Orangenhainen verwendet. Sehr populär verbreitet ist auch der Einsatz von Marienkäfern gegen Woll- und Schmierläuse, Florfliegen gegen Blattläuse, die Verwendung von Raubmilben gegen Spinnmilben oder Raubwanzen gegen Mottenschildläuse („Weiße Fliege“), Ohrwürmer gegen Blutläuse, Gallmücken gegen Spinnmilben, aber auch kleine Spinnen gegen Fluginsekten in Pflanzenzuchten (Review siehe Krieg & Franz, 1989).

1.5.2.6. Mikrobiologische Bekämpfungsmaßnahmen

1.5.2.6.1. Insektenpathogene Pilze

Die ersten Mikroorganismen, die als Verursacher von Insektenkrankheiten entdeckt wurden, waren Pilze, die aufgrund ihres makroskopisch sichtbaren Wachstums und ihrer markanten Oberflächenbeschaffenheit auf dem Wirtskörper augenscheinlich wurden.

Während der letzten Jahre zeigte sich ein vermehrtes Interesse an der Nutzbarkeit von Pilzen zur Kontrolle von wirbellosen Schädlingen, Unkräutern und Pflanzenkrankheiten. Hinter der Entwicklung neuer Produkte steht auch ein enormes wirtschaftliches Interesse, da sich weltweit ein deutlicher Trend zur Verringerung von chemischen Wirkstoffen in der Landwirtschaft und Lebensmittelindustrie bemerkbar macht.

Unter den insektenpathogenen Pilzen findet man zahlreiche Vertreter, die ihre Fähigkeit zu Produktion von sexuellen Stadien während ihres Lebenszyklus fast oder gänzlich verloren haben. Diese sogenannten „Fungi imperfecti“ vermehren sich daher durch asexuelle Sporen (Konidiosporen), die sie in fadenähnlichen Hyphenästen produzieren. Sie werden daher oft als „Hyphomyceten“ bezeichnet. Hier finden sich die bekanntesten Gattungen der insektenpathogenen Pilze wie z.B. *Beauveria*, *Metarhizium*, *Paecilomyces* oder *Hirsutella* (Inglis, Goettel, Butt & Strasser, 2001).

Eine Besonderheit der insektenpathogenen Pilze ist ihre Infektionsform, da sie ihren Wirt fast ausschließlich durch Eindringen in die äußere Cuticula befallen. Nur wenige Arten dringen durch den Verdauungstrakt ein (Inglis, Goettel, Butt & Strasser, 2001).

Ein in der natürlichen Schädlingsbekämpfung sehr häufig eingesetzter insektenpathogener Pilz ist *Metarhizium anisopliae*. *M. anisopliae* gehört zur Abteilung der Ascomyceten (Schlauchpilzen) in die Ordnung Hypocreales, Familie Nectiaceae (Zimmermann, 2007a).

Metarhizium anisopliae ist der Wissenschaft als solcher bereits seit mehr als 130 Jahren bekannt und kommt neben den beiden Pilzarten *Beauveria bassiana* und *Beauveria brogniartii* in zahlreichen Stämmen bei der biologischen Kontrolle von Schadinsekten zum Einsatz. Bereits 1879 gelang es dem Wissenschaftler Metchnikoff *M. anisopliae* aus dem Käfer *Anisoplia austriaca* zu isolieren und er zog bereits damals eine Verwendung als mikrobielle Schädlingsbekämpfung in Betracht (Tanada & Kaya, 1993). Er ist morphologisch relativ eindeutig anhand seiner Sporulationsstrukturen zu erkennen. Die Anordnung der meist grünen, längs-ovalen Konidiosporen in

nebeneinander liegenden Ketten ist ziemlich unverkennbar. *M. anisopliae* wird daher auch als „grüne Muskardine“ bezeichnet (Zimmermann, 2007a). Unter den Zielorganismen von *M. anisopliae* sind neben Termiten, Heuschrecken oder Schaben auch Schaumzikaden, Wanzen, Eulenfalter, Zweiflügler, Hautflügler und Zecken, sowie unterschiedlichste Käfer und Bodenschädlingen aufgelistet. Insgesamt sind mehr als 200 Insektenarten nachgewiesen, die im Versuch mit *M. anisopliae* infiziert werden konnten (Zimmermann, 2007a).

M. anisopliae kommt weltweit von arktischen bis in tropische Regionen vor und ist sowohl an und in Insekten zu finden, als auch in Bodensubstraten und unter Umständen sogar in Zysten von Nematoden (z.B. *Heterodera schachtii*) (Zimmermann, 2007a). Obwohl *M. anisopliae* allgemein ein sehr breites Wirtsspektrum hat, gibt es doch Einschränkungen in Bezug auf die einzelnen Stämme und Genotypen hinsichtlich ihrer Wirksamkeit. Stärkere Wirtsspezifität scheint es bei Genotypen aus tropischen und subtropischen Klimaten zu geben. Einige davon erscheinen sogar relativ wirtsspezifisch zu sein (Zimmermann, 2007a).

Der Infektionszyklus (Abb. 1.8) von insektenpathogenen Pilzen (am Beispiel von *M. anisopliae*) beginnt mit den Konidiosporen des Pilzes, die sich an die Oberfläche des Wirtsorganismus anheften. Vorzugsweise befällt der Pilz seinen Wirt percutan durch das äußere Integument entlang der Intersegmentalfalten oder durch die Mundregion. Ein Auskeimen der Konidien wird durch die hydrophobe Eigenschaft der Cuticula unterstützt (Zimmermann, 2007a). Eine erfolgreiche Infektion ist jedoch von mehreren Faktoren abhängig: nämlich von der allgemeinen Empfänglichkeit und dem Entwicklungsstadium des Wirtsinsekts, sowie von unterschiedlichen Umweltfaktoren wie Temperatur und Luftfeuchtigkeit. Die Cuticula enthält u.a. auch Cuticularlipide mit antimikrobieller Wirkung, die ein Auskeimen der Sporen behindern. Auf der anderen Seite enthält die Cuticula aber auch Stoffe wie freie Aminosäuren oder Peptide, die das Haftenbleiben begünstigen (Zimmermann, 2007a). Das Auskeimen der Konidiospore erfolgt im Normalfall innerhalb von 20 Stunden nach dem Kontakt mit der Cuticula. Vor dem eigentlichen Eindringen in den Wirtskörper bildet die ausgekeimte Spore ein Appressorium (Haftscheibe), die eine charakteristische Infektionsmarke bildet. Das Durchdringen der Cuticula ist ein mechanischer Prozess, der durch Enzymtätigkeit unterstützt wird (Zimmermann, 2007a). Es folgt zuerst eine mechanische Penetration der Cuticula des befallenen Insekts, die durch Bildung verschiedener Enzyme

(Proteasen, Chitinasen und Lipasen) unterstützt wird. Das Eindringen durch die Cuticula sowie die Beschlagnahme des Wirtskörpers durch die Pilzhyphen wird vom Wirtsinsekt mit verschiedenen Verteidigungsmaßnahmen beantwortet. (Zimmermann, 2007a). Nach der Überwindung der Immunantwort des Wirts, produziert *M. anisopliae* neben verschiedenen Cuticula-zerstörenden Enzymen eine Reihe von sekundären Metaboliten (Destruktoren und Cytochalasine). Diese haben entweder eine pathogene Funktion oder hemmen als antibiotische Komponenten das Wachstum fremder Mikroorganismen bzw. fördern ihr eigenes (Zimmermann, 2007a).

Nach der erfolgreichen Durchdringung der Cuticula beginnt der Pilz mit der Produktion von wandlosen Blastosporen (Hyphenkörperchen), die sich rasch teilen und passiv in der Haemolymph verbreitet werden. Auf diese Weise werden sämtliche Bereiche des Wirtskörpers befallen und durch vegetatives Wachstum durchdrungen (Zimmermann, 2007a). Letztendlich werden sämtliche Nährstoffe aus der Hämolymphe sowie Fettkörper aus dem Wirtskörper aufgezehrt und das Insekt stirbt (v.a. durch Toxine aus dem Pilzmetabolismus) ab. Der Tod des Wirts tritt in Abhängigkeit von der Temperatur und Virulenz des einzelnen Stammes im Zeitraum von wenigen Tagen bis zwei Wochen nach der ersten Besiedelung ein (Zimmermann, 2007a).

Nach dem Absterben des Wirtsinsektes beginnt der Pilz bei ausreichender Feuchtigkeit sein saprophytisches Wachstum und wächst aus dem Insekt. Die Produktion der Konidien findet außerhalb des Kadavers statt (Zimmermann 2007a). Die Konidiophoren sind verzweigt und schnüren kettenartig die Konidiosporen am distalen Ende ab. Junge Kolonien von *M. anisopliae* erscheinen schneeweiß, reife Konidiosporen sind grün (Tanada & Kaya, 1993). Der Infektionszyklus kann mit den abgeschnürten Konidien nun aufs Neue beginnen. Unter sehr trockenen Bedingungen überdauert der Pilz im Hyphenstadium im toten Wirtsinsekt und die Konidien werden innerhalb gebildet (Zimmermann, 2007a).

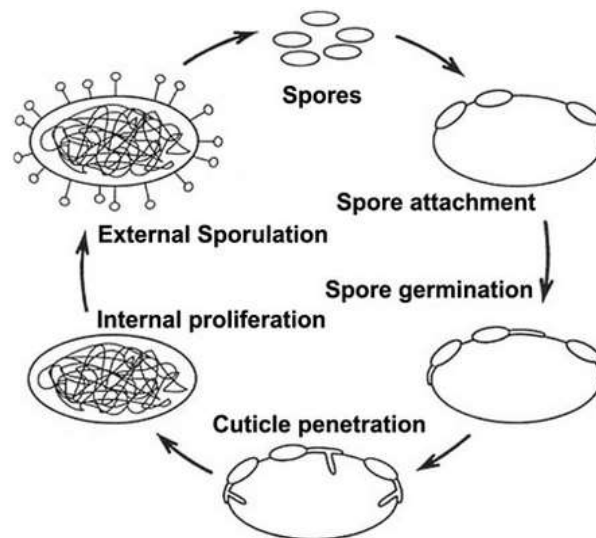


Abb. 1.8: Schema des einfachen Entwicklungszyklus von entomopathogenen Pilzen (Bildquelle: <https://wiki.bugwood.org/Archive:HWA/Pathogens>)

Da *M. anisopliae* ein typischer bodenbürtiger Pilz ist, dessen Konidien in dicht gepackten Reihen nebeneinander liegen, findet man unter natürlichen Umständen kaum Sporen des Pilzes in der Luft. Im Bodensubstrat finden sich die Sporen überwiegend in den obersten Zentimetern der Bodenschicht. Eine Kontamination des Grundwassers mit Pilzsporen ist daher in natürlichen Böden nicht zu vermuten (Zimmermann, 2007a). Bodenorganismen wie Collembolen (Springschwänze), Milben oder Käferlarven tragen zur Verbreitung von Pilzsporen bei, aber auch diese transportieren die Sporen nur in eine Tiefe von wenigen Zentimetern. Durchgeführte Biotests an Collembolen blieben wirkungslos bzw. ohne negativen Effekt (Zimmermann, 2007a). Eine phytopathogene oder phytotoxische Wirkung von *M. anisopliae* auf Blattmaterial oder Pflanzenwurzeln ist bis dato nicht bekannt. Versuche mit hohen Sporenkonzentrationen auf den Blättern von Erdbeerpflanzen oder empfindlichen Azaleenwurzeln blieben ohne negative Reaktion (Zimmermann, 2007a). Dadurch, dass *M. anisopliae* ein sehr breites Wirtsspektrum aufweist, gibt es zahlreiche Studien und Laborexperimente zur Wirkung auf Nicht-Zielorganismen (Review siehe Zimmermann, 2007a). Die Ergebnisse unterscheiden sich sehr stark bezüglich der ausgewählten Organismen und Isolate. Keine Beeinträchtigung zeigten die Adulten und Larven von Honigbienen (*Apis mellifera*), Regenwürmer (*Lumbricus* sp.), Lauf- bzw. Schwarzkäfer (Carabidae, Tenebrionidae) oder Ameisen (Formicidae). Verminderte Fruchtbarkeit ergaben Tests an Weibchen von Florfliegen (*Chrysoperla*

sp.) und Schlupfwespen (*Spalangia* sp.). Empfänglich für Pilzerkrankungen und erhöhte Mortalitätsraten durch *M. anisopliae* zeigten sich dagegen Hummeln (*Bombus* sp.), Heimchen (*Acheta domestica*) und manche Marienkäfer (*Hippodamia* sp.). Ebenso wurden Versuche an Wirbeltieren durchgeführt, um das Infektionspotential von *M. anisopliae* besser einschätzen zu können. Bei Fischlarven, die mit gefriergetrockneten Extrakten des Pilzes gefüttert worden waren, zeigten sich erhöhte Mortalitätsraten. Keine negativen Folgen hatte der Verzehr von Sporen für Frösche und Vögel. Auch Reptilien und Vögel, die mit stark verpilzten Wanderheuschrecken gefüttert wurden, blieben ohne Symptome. Inhalations-Tests hinsichtlich der allergenen Potenz von *M. anisopliae*-Sporen an Ratten, Mäusen und Meerschweinchen blieben weitgehend ohne Auswirkungen. Weitere Untersuchungen ergaben jedoch eine gewisse allergene Potenz (Hautirritationen, Bronchialasthma) für *M. anisopliae*-Isolate bei Säugetieren und Menschen mit verminderter Immunabwehr (z.B. Leukämie). Bei der vorschriftsmäßigen Anwendung von zugelassenen bzw. registrierten *M. anisopliae*-Produkten kann jedoch eine negative Wirkung auf Wirbeltiere ausgeschlossen werden. Diese Erzeugnisse gelten als sicher und bergen ein minimales Gesundheitsrisiko bei der Anwendung (Zimmermann, 2007a). Allergische Reaktionen wurden bisweilen nur bei Personen beobachtet, die bei der Produktion bzw. Applikationen großer Sporenmengen ausgesetzt waren (Butt et al., 2001).

Die Konidien können vor allem in den oberen Bodenschichten längere Zeit überdauern. Daher kann man insektenpathogenen Pilze mit geeigneten Köderverfahren – z.B. mit der „Galleria-bait-method“ (Zimmermann, 1986) relativ leicht aus kontaminierten Bodenproben isolieren (Kayser et al., 1989). Viele insektenpathogene Pilze können gut auf verschiedenen Nährböden und in großen Mengen kultiviert werden. Sie finden aufgrund ihres breiten Wirtsspektrums vielfach Anwendung in Gartenbau und Landwirtschaft.

Fast ebenso verbreitet wie *M. anisopliae* sind insektenpathogene Pilzarten aus der Gattung *Beauveria*. *B. bassiana* und *B. brongniartii* wurden schon vor mehr als 170 bzw. 110 Jahren entdeckt.

Beauveria bassiana gehört aufgrund seines breiten Wirtsspektrums (über 700 Wirtsinsektenarten) zu den bekanntesten kommerziellen Pilzpräparaten und bildet charakteristische weiße, später gelb bis rötlich werdende Kolonien mit kleinen, rundlichen, weißen Konidien, die an gezackten Fäden zu Büscheln zusammen sitzen.

B. bassiana wurde früher daher öfters auch als „weiße Muskardine“ bezeichnet (Zimmermann, 2007b). In der ehemaligen UdSSR wurde der Pilz tonnenweise produziert und zur verbesserten Wirkung sehr oft in Kombination mit chemischen Insektiziden wie DDT eingesetzt (Schmutterer et al., 2005).

Beauveria brongniartii ist von *B. bassiana* durch die länglich-ovale Konidienform unterscheidbar. Die Kolonien sind anfänglich ebenso weiß, bilden aber auf bestimmten Nährböden eine charakteristische kirschrote Färbung (Schmutterer et al., 2005). Die Konidien sind geclustert, kommen aber manchmal auch in kleinen Gruppen oder einzeln vor. Die befallenen Wirtsinsekten zeigen ebenso die durch den Metaboliten Oosporein verursachte kirschrote Farbe (Zimmermann, 2007b).

B. brongniartii wird v.a. in vielen Ländern, darunter auch Österreich gegen Scarabaeiden (u.a. Feld- und Waldmaikäfer) eingesetzt (Schmutterer et al., 2005).

Verschiedene toxische Metaboliten (z.B. Beauvericin und Oosporein) haben antibakterielle Wirkung gegenüber gram-positiven Bakterien. Die Konidien von *Beauveria*-Arten sind klein und werden durch die Luft verbreitet, wobei auch Insekten indirekt als Vektoren fungieren können. Es gibt jedoch keine Berichte über negative Auswirkungen auf Honigbienen. Auch Fische, Amphibien oder Vögel zeigten keine direkte negative Beeinflussung, es gibt jedoch Berichte über Reptilien (Alligatoren und Landschildkröten), die Infolge eines Temperaturstresses (zu niedrige Haltungstemperatur) erhöhte Empfänglichkeit gegenüber pilzbedingte Lungenerkrankungen zeigten (Zimmermann, 2007b). Allergische Reaktionen bei Menschen wurden von Arbeitern dokumentiert, die bei der Anwendung hohen Sporenkonzentrationen ausgesetzt waren und diese inhaliert hatten (Zimmermann, 2007b). Die Gattung *Paecilomyces* ist nahe mit *Penicillium* verwandt. Die Konidien sind oval bis zitronenförmig und werden in langen Ketten an flaschenförmigen, konidiogenen Gebilden produziert. *P. fumosoroseus* und *P. farinosus* zählen zu den wichtigsten Vertretern aus dieser entomopathogenen Gattung. Sie werden gegen eine Reihe von Insekten (z.B. Schmetterlinge, Käfer, Hautflügler und Gleichflügler) verwendet (Schmutterer et al., 2005).

1.5.2.6.2. Bakterien

Zur biologischen Schädlingsbekämpfung werden häufig auch spezielle Bakterien herangezogen. In Mitteleuropa verwendet man v.a. Präparate, die *Bacillus thuringiensis*

und *Bacillus sphaericus* enthalten. Bereits in den 1960er Jahren gab es erste Nachweise zur larviziden Eigenschaft von den ersten Isolaten von *B. sphaericus*, die man sich hauptsächlich im Einsatz gegen Stechmücken zunutze machte (Langenbruch, Hommel & Becker, 2005).

Eine Infektion erfolgt sehr häufig oral, indem die Insekten die jeweiligen Bakterien mit der Nahrung aufnehmen. Einige *Bacillus*-Arten eignen sich aufgrund ihrer Sporenausbringungseigenschaft und toxigenen Wirkung sehr gut für die biologische Schädlingsbekämpfung.

Der Entwicklungszyklus der Bakterien beginnt damit, dass die ausgebrachten Sporen erst im feuchten Substrat auskeimen. Die begeißelte, vegetative Zelle beginnt sich durch Teilung zu vermehren (vegetativer Zyklus). Zur Sporenbildung kommt es v.a. bei Nährstoffdefizit (Stickstoff, Kohlenstoff, Phosphor) sowie Anwesenheit von Sauerstoff. Unter diesen Voraussetzungen wird aber nicht nur die Sporen selbst (reproduktiver Zyklus), sondern auch der sogenannten parasporale Kristall, der eine Vorstufe des insektenwirksamen Endotoxin enthält gebildet. Der Kristall und die Spore sind häufig von einer Membran umhüllt, und ergeben einen Sporen-Kristall-Komplex. Die Sporen sind gegen ungünstige Außeneinflüsse, wie extreme Temperaturen und pH-Werte, Trockenheit, Strahlung aber auch mechanische Einflüsse relativ widerstandsfähig. Bei günstigen Bedingungen kann aus der Spore wieder eine vegetative Zelle auskeimen und der Zyklus beginnt aufs Neue (Langenbruch et al., 2005; Krieg & Franz, 1989). Für die Schädlingsbekämpfung werden die Sporen auf Pflanzen gesprüht und auf diese Weise von den Insekten mitgefressen. Im Darm entsteht dann durch Enzymeinwirkung aus der Proform das aktive Toxin, das an spezielle Darmepithel-Rezeptoren bindet. Das Insekt stirbt letztendlich durch eine Septikämie (Hof & Dörries, 2009).

Bacillus sphaericus ist ein in Böden und andern Feuchthabitaten vorkommendes aerobes, gram-positives, sporenformendes Stäbchenbakterium. Die Sporen sind rundlich und werden aus einem terminalen Sporangium entwickelt, was *Bacillus* die charakteristische Keulenform verleiht. Es ist relativ spezifisch gegen Stechmückenlarven (z.B. von *Culex*-, *Aedes*-, *Anopheles*-Arten) und tötet nur in sehr hohen Konzentrationen auch Schmetterlingsmücken (Psychodiden) ab. Die toxische Wirkung dieser Bakterien ist auf die parasporale Proteinkristalle zurückzuführen, die sich in einer speziellen Membran befinden. Die Kristalle gelten aber als nicht-toxisch für Warmblüter und andere Nichtziel-Organismen (Langenbruch et al., 2005).

B. spaericus-Präparate gibt es in unterschiedlichen Formulierungen (flüssig, in Puder-, Granulat-, oder Pelletform). Nachteilig ist bei diesen Bakterienprodukten das Auftreten von Resistenzphänomenen, die sowohl im Labor, als auch im Freiland nachgewiesen wurden. Durch Rotationsanwendungen mit *B. thuringiensis*-Präparaten kann aber dieses Problem weitgehend umgangen werden (Langenbruch et al., 2005).

Bacillus thuringiensis zählt zu den gram-positiven, sporenbildenden Bakterien und wurde 1911 von Berliner in einer Thüringer Mühle aus den Raupen von Mehlmotten isoliert und wenige Jahre später genauer beschrieben.

Nach zahlreichen Untersuchungen in den Fünfziger und Sechziger Jahren in Europa und den USA gelang schließlich der Durchbruch mit insektenwirksamen Präparaten gegen Schmetterlinge und Käfer (Langenbruch et al., 2005).

B. thuringiensis bildet bei der Sporulation zumindest einen Eiweißkristall mit Endotoxinen (Proform von δ -Endotoxin). Aufgrund der Wirksamkeit gegen unterschiedliche Insektenordnungen unterscheidet man in der Praxis verschiedene Pathotypen. Neben dem parasporalen Kristall, der im Wesentlichen für die insektenpathogene Wirkung verantwortlich ist, produzieren die unterschiedlichen *B. thuringiensis*-Stämme auch verschiedene Exotoxine, die sich u.a. durch ihre Thermostabilität ihres Proteins unterscheiden. Neben den End- bzw. Exotoxinen, die während verschiedener Entwicklungsstufen gebildet werden, haben auch Proteasen, Chitinasen und Lipasen einen maßgeblichen Einfluss auf den pathologischen Prozess im Insekt. In der kommerziellen Produktion gegen bestimmte Zielinsekten werden allerdings allgemein nur die Endotoxinkristalle und Sporen berücksichtigt (Tanada et al., 1993; Langenbruch et al., 2005).

In Europa werden mehrerer Pathotypen und Varietäten von *B. thuringiensis*-Stämmen gegen Schädlinge eingesetzt. Die allermeisten Stämme zählen zum Pathotyp-A und werden gegen Lepidopteren (z.B. Schwammspinner und Frostspanner, Kohl-, Erd- und Wachsaupen) eingesetzt. Pathotyp-B umfasst Stämme gegen Nematoceren (i.e. Kriebel-, Stech- und Trauermücken). Pathotyp-C zeichnet sich in seiner Wirkung gegen Chrysomelidenlarven aus. Diese Präparate werden in Form von Spritzpulvern, Mikrogranulaten und Flüssigformulierungen angeboten (Langenbruch et al., 2005).

Die Sporen von *B. thuringiensis* stehen im Mittelpunkt für die Bewertung hinsichtlich ihrer Wirkung auf Vertebraten. Im Laborversuch an Ratten, Mäusen und Meerschweinchen zeigten sich nach unterschiedlicher Applikationsform keine

negativen Auswirkungen. Die Vermehrung in Warmblütergeweben konnte in vitro nicht beobachtet werden (Langenbruch et al., 2005). Untersuchungen der WHO stellten keine unerwünschte Wirkungen an Amphibien fest (WHO, 1992). Ebenso bestätigte die OECD eine Unbedenklichkeit gegenüber Nichtziel-Organismen (darunter auch Fische und andere aquatische Lebewesen) (OECD, 2002). *Bacillus*-Arten können sich in nährstoffarmen Biotopen (Naturgewässer und -böden) nicht vermehren, jedoch als Spore lange Zeit persistieren (Langenbruch et al., 2005).

Rickettsien sind gram-negative, obligate intrazelluläre Pathogene. Insektenpathogen wirkt v.a. die Gattung *Rickettsiella*. Sie zeigt einen wesentlich komplizierteren Entwicklungszyklus als die meisten Bakterien. Da Rickettsien ähnlich wie Viren innerhalb der Zellen sitzen, reagiert das Immunsystem sehr langsam. *Rickettsiella melolonthae* befällt Feldmaikäfer und andere Scarabaeiden und erzeugt nach einer „chronischen Infektion“ Symptome, die sich erst nach zwei bis drei Monaten manifestieren. Die befallenen Larven entwickeln abnormale Nervenreaktionen und bewegen sich bevorzugt in die oberen Bodenschichten. Der Tod tritt erst nach vier bis sechs Monaten ein. Die befallenen Larven bekommen durch die Massen an Erregern in der Hämolymphe ein weiß-bläuliches Erscheinungsbild. In der Nähe der Oberfläche fungieren sie als Reservoir für frisch aus dem Ei geschlüpfte Larven, die sich vermehrt in den oberen Bodenschichten aufhalten. Dadurch wird eine Verbreitung der Infektion begünstigt. *Rickettsiella chironomi* befällt Zuckmückenlarven, *Rickettsiella stethorae* die Marienkäfergattung *Stethorus* (Tanada et al., 1993).

1.5.2.6.3. Viren

Seit den ersten Ansätzen Ende des 19. Jahrhunderts, (Forst)Schädlinge mit Viren zu bekämpfen, kennt man heute in der modernen Forschung über tausend insektenwirksame Viren. Die gegen Pflanzenschädlinge eingesetzten Viren gehören zu mehr als sechzig Prozent zu den Baculoviridae und sind gut untersucht. Viele andere Insektenviren befallen auch Wirbeltiere und sind daher in der Anwendung als Schädlingsbekämpfungsmittel ungeeignet.

Baculoviren sind verhältnismäßig große, stäbchenförmige Viren und enthalten eine ringförmige, doppelsträngige DNS. Die Viren sind einzeln bzw. gebündelt in von den Viren gebildeten Proteinkristallen eingebettet – den sogenannten Einschlusskörpern. Diese ermöglichen den Viren ein längeres Überleben außerhalb der Wirtszellen. Die beiden großen Gattungen *Granulovirus* und *Nucleopolyhedrovirus* lassen sich

morphologisch anhand ihrer Einschlusskörper sehr gut unterscheiden. Beide Genera vermehren sich ausschließlich im Kern ihrer Wirtszelle (Huber, 2005).

Baculoviren sind hochvirulent und wirken sehr spezifisch auf einzelne Insektenarten. Sie gelten daher als ideale Komponenten im integrierten Pflanzenschutz. Die Ausgangsviren für Insektenpräparate wurden fast ausschließlich zufällig im Freiland gefunden und zum Beispiel infolge eines Zusammenbruches bei Massenvermehrungen ihrer Wirte isoliert. Viele Präparate, die v.a. im Forst angewendet werden, werden durch Gefriertrocknung der virustoten, pulverisierten Wirtslarven erzeugt und ausgebracht (Huber, 2005).

Um in das entsprechende Wirtsinsekt zu gelangen, müssen die Viren gefressen werden. Der Vermehrungszyklus beginnt in den Epithelzellkernen des Mitteldarms, wo die Viruszellen ihre erste Vermehrungsphase starten, jedoch hier noch keine Einschlusskörper bilden. In der zweiten Phase gelangen die Viren über das Hämocoel in verschiedene Gewebe (Epidermis, Tracheenmatrix, Fettkörper, Hämocyten ect.). Hier bilden sie auch die Einschlusskörper inklusive eingebetteter Viruspartikel und werden dann in Folge der Zellauflösung wieder frei. Der Wirtsorganismus stirbt hierbei nicht durch Toxine, sondern erst durch Zytolyse wichtiger Organe zu einem relativ späten Zeitpunkt der Erkrankung. Viele Baculoviren greifen in den Ecdyson-Stoffwechsel ein und verhindern dadurch den Häutungsprozess (Huber, 2005).

Ein wesentlicher Nachteil von Viruspräparaten liegt in der langsamen Wirkungszeit (temperaturabhängig ein bis zwei Wochen), da die infizierten Insekten oft noch tagelang weiter leben und beträchtliche Schäden anrichten können. Der Vorteil liegt eher in einem längerfristigen Bekämpfungserfolg, in dem z.B. bei der Anwendung gegen Apfelwickler-Populationen keine nächste Generation aufgebaut wird. Viruspräparate werden auch gegen Blattwespen- und Lepidopterenlarven verwendet. Sie sind aufgrund ihrer äußerst selektiven Wirkung sehr gut mit anderen Pflanzenschutzverfahren kombinierbar, da sie z.B. keine negativen Auswirkungen auf die gleichzeitige Anwendung von Nützlingen zeigen (Huber, 2005).

Viruspräparate werden einer sehr langfristigen Prüfung auf Unbedenklichkeit unterzogen bevor sie für den Markt zugelassen werden. Die aktive DNS der Baculoviren ist sehr anfällig gegen UV-Strahlung. Daher stellen Virusrückstände in Böden ein natürliches Reservoir für Neuinfektionen dar (Huber, 2005).

1.5.3. Schädlingsbekämpfung in zoologischen Einrichtungen

Da es sich in Zoologischen Einrichtungen fast immer um eine Kombination von naturnah gestalteten Lebensräumen mit wertvollem Tierbestand und teilweise rarem, exotischem Pflanzenbewuchs handelt, in denen es zu Ansammlungen von Falllaub, Totholz, Futterresten, Tierexkrementen und anderem organischen Material kommt, entsteht daraus auch rasch ein Nährboden für ungebetene Lästlinge bzw. Schädlinge.

Auch Zoos und Gewächshäuser setzen meist aus ökologischen Gründen vermehrt auf moderne Methoden der Schädlingsbekämpfung. Aber was bedeutet nun Integrierte Schädlingsbekämpfung in Zoologischen Einrichtungen?

Einer der wichtigsten Punkte ist das Setzen von Präventivmaßnahmen, also die Vermeidung, dass es überhaupt zu einer Einschleppung bzw. Verschleppung von Schädlingen wie Schaben kommt. Dies bedeutet aber eine strikte Durchführung von Maßnahmen wie Quarantäne für sämtliche eingebrachte Pflanzen, eventuell (Vor)Behandlung von Dekorations- und Einrichtungsgegenständen (thermisch, mit Bestrahlung oder auch Chemikalien) und eine genaue Inspektion von jeglichem eingeführten Material wie Futtermittel, Transportkisten, Verpackungsmaterial und Futterinsekten. In der Realität des Arbeitsalltages sind derartige Präventivmaßnahmen aber nicht immer praktikabel und häufig fehlt es den handelnden Personen am Bewusstsein oder der Sensibilität für solche Problematiken, und es kommt meist unabsichtlich zur Einschleppung von Schädlingen. In Abhängigkeit davon, um welchen tierischen Schädling es sich handelt, wird der Befall oft erst dann festgestellt, wenn sich bereits eine größere Population entwickelt hat. Dies trifft v.a. für jene Lebewesen wie Schaben zu, die nachtaktiv sind und ein eher verborgenes Leben führen. Auch ist die Schadwirkung und Beeinträchtigung durch bestimmte Schädlinge nicht immer sofort augenscheinlich, und gerade in großen Tierhäusern bleibt ein Befall oft über mehrere Monate bis Jahre unentdeckt.

Je früher das Auftreten einer Schädlingsart bemerkt wird und je schneller Maßnahmen getroffen werden, desto erfolgsversprechender ist das Resultat. Welche Methoden stehen im Falle einer Einschleppung nun zur Bekämpfung in Tierhäusern mit sensiblem Tierbestand zur Verfügung? Schon vor der Auswahl der entsprechenden Maßnahme, sollte eine Risikominimierung durchgeführt werden. Als nächster Schritt sind eine genaue Evaluierung der jeweiligen Schädlingsart und ihrer Biologie wichtig, sowie ein Festlegen der Bekämpfungs- und Kontrollmaßnahmen. Nicht alle

Monitoringsysteme (z.B. Klebefallen aus Karton) sind für den Einsatz im Tierbereich geeignet.

Mechanische Bekämpfungsmaßnahmen zählen zu den einfachsten Methoden. Darunter fallen alle Reinigungsmaßnahmen (Staubsauger, Dampfreiniger, Nass-Trocken-Sauger, Heißluftgebläße) sowie auch Sanierungsmaßnahmen. Die Reparatur eines tropfenden Wasserhahnes, das Beseitigen von Holz, Verpackungsmaterial oder leeren Futterkisten, das Verschließen von offenen Ritzen und Spalten und das Entfernen von Kot, Futterresten u.ä. zählen zum „Habitatentzug“ im weitesten Sinne. Befallene Materialien, die nicht entsorgt werden sollen (z.B. Dekorationsholz), können mit Heißluft, Sonnenbestrahlung oder durch Einfrieren behandelt werden.

Diatomeenerde ist aufgrund ihrer austrocknenden Wirkung in Form eines ungiftigen Insektizids sehr gut für den Einsatz in Tierhäusern geeignet. Bei gezielter Ausbringung ist auch mit geringer Auswirkung auf Nicht-Zielorganismen zu rechnen.

Der Einsatz von **Insektiziden** (chemischen und biologischen) sollte in Tierhäusern mit höchster Sorgfalt überlegt werden. Auch wenn es in der modernen Schädlingsbekämpfung schon sehr spezifisch wirkende Produkte gibt, die sich auch meist durch eine nachgewiesene Unbedenklichkeit gegenüber Säugetieren und anderen Warmblütern auszeichnen, so gilt dies jedoch meist nicht gegenüber wechselwarmen oder aquatischen Lebewesen.

Ein Einsatz von **Wachstumsregulatoren** wie Chitinsyntheseshemmern u.ä. könnten auf die Entwicklung von holometabolen Nicht-Zielorganismen (z.B. Käfer, Blattschneiderameisen oder Schmetterlinge) viel gravierendere Auswirkungen haben, als sie Nutzen in der Bekämpfung der hemimetabolen Schaben hätten.

Ein großes Augenmerk wird jedoch in sensiblen Lebensräumen sowie in Tropenhäusern und ähnlichem auf den Einsatz und der Förderung von natürlichen **Prädatoren** gelegt. Gerade Vögel, Amphibien und Reptilien, kleine Säugetiere wie Spitzmäuse aber auch verschiedene Arthropoden leisten einen nicht zu vernachlässigenden Beitrag in der natürlichen Schädlingsbekämpfung (Ogg et al., 2006). Unter den parasitischen Hymenopteren finden sich einige Arten, die aufgrund ihrer hohen Wirtsspezifität für den Einsatz gegen Schaben gut geeignet sind. In Frage kommen hierfür etwa Arten, die gezielt die Ootheken parasitieren (z.B. *Evania appendigaster* oder *Aprostocetus hagenowii*).

In den letzten Jahren kommen sowohl in der biologischen Schädlingsbekämpfung als auch im Rahmen der Integrativen Schädlingsbekämpfungsprozesse vermehrt verschiedenen Arten und Stämme der **entomopathogen Nematoden** und **Pilze** zum Einsatz. Einige dieser Nematoden und Pilze werden im Gartenbau und der Landwirtschaft schon großflächig gegen Maulwurfsgrielen und Engerlinge von Mai- und Junikäfer verwendet. Es gibt aber auch wenige Laborstudien über die Anwendung bei Schabenarten (v.a. *Periplaneta americana* und *Blattella germanica*) (Mathur et al., 1996, Hasselmann et al., 2005, Hernandez-Ramirez, 2008, Ansari et al., 2009, Maketon, et al., 2010, Gutierrez, 2015, Dayer et al., 2016, Mahmoud, 2016) .

1.6. Studienziele

Das Regenwaldhaus im Tiergarten Schönbrunn wurde im Juli 2002 zum 250-Jahr-Jubiläum des Tiergartens eröffnet. Auf einer Gesamtfläche von 1100 m² von denen mehr als die Hälfte direkt für die Zoobesucher zugänglich sind, leben über hundert Pflanzen- und etwa 50 Tierarten aus Südostasien. Um das „Ökosystem Regenwald“ bestmöglich nachzuahmen, verbleiben abgestorbene Pflanzenteile, Falllaub, modrige Holzreste und Wurzelstöcke an Ort und Stelle und werden als Teil der naturnahen Dekoration angesehen. Diese werden weitgehend über Bodenorganismen, Destruenten und saprobe Arthropoden zersetzt und dem natürlichen Nährstoffkreislauf wieder zugeführt. Gerade diese Habitate bieten aber nicht nur erwünschten Organismen optimale Lebensbedingungen, sondern auch solchen Arten, die in großer Individuenzahl als Schädlinge auftreten und zu einem Problem werden können. Bereits ein Jahr nach der Eröffnung besiedelten Schaben und Ameisen anfangs nur sporadisch, dann aber in zunehmender Zahl das Regenwaldhaus. Bereits nach wenigen Jahren führte ein massiver Schabenbefall zu der Notwendigkeit, sich dieses Problems anzunehmen und eine Methode zu finden, die Plage in den Griff zu bekommen.

Aus diesem Grund beschäftigt sich die hier vorgelegte Arbeit mit der Kontrolle bzw. Beseitigung der Schabenproblematik im Regenwaldhaus des Tiergarten Schönbrunn. Das Auftreten und die Überhandnahme von Schaben ist im Tiergarten Schönbrunn allerdings keine Neuheit. Bereits Ende der Neunziger Jahre gab es Untersuchungen zur Schabenfauna und Populationenerhebungen sowie erste Ansätze zu deren Bekämpfung im Singvogelhaus (Kanzler, 1998).

Aufgrund ihrer Fressgewohnheiten, ihrer bevorzugten Aufenthaltsorte und ihrer biologischen Aktivität tragen Schaben maßgeblich zur Verbreitung human- und veterinärmedizinisch bedeutender Krankheitskeime bei. Eine Eindämmung bzw. regelmäßige Schädlingskontrolle ist daher unbedingt notwendig. Nachdem aber gerade in Zoos und Aquarienhäusern der Einsatz chemischer Insektizide extrem limitiert ist, liegt der Schwerpunkt dieser Studie in der Beurteilung biologischer Schädlingskontrolle von Schaben.

Die Schabenbekämpfung in Tierhäusern fordert ein besonders sensibles Vorgehen, da der wertvolle Bestand an Zootieren keinesfalls negativ beeinflusst werden darf. Der Einsatz von chemischen Insektiziden wäre theoretisch nur in sehr beschränktem Ausmaß und nur in abgeschlossenen Bereichen (z.B. in Futterküchen und Lagerräumen) möglich. Einerseits muss bei der Bekämpfung stets bedacht werden, dass sich Giftstoffe im Bodensubstrat oder in den Wasserbecken des Hauses sammeln könnten, andererseits muss aber auf die Ernährungsgewohnheiten der gehaltenen Zootiere Rücksicht genommen werden. Insektenfressende Arten würden bei Insektizideinsatz, Schadstoffe über die Nahrung aufnehmen und dadurch ihre Gesundheit negativ beeinflusst werden.

Das Ziel dieser Studie war es, die Schabenpopulation im Regenwaldhaus einzudämmen und ein ganzheitliches Konzept im Sinne einer integrierten Schädlingsbekämpfung zu erarbeiten und dabei den sensiblen Tierbestand möglichst zu schonen.

Eine systematische Vorgehensweise erforderte als ersten Schritt ein Erkennen, Erfassen und Lokalisieren des Problems des Befalls, eine genaue Bestandsaufnahme der Schabenpopulation, ihrer Aufenthaltsorte, Fortpflanzungs- bzw. Brutmöglichkeiten sowie ihrer Nahrungsressourcen.

Im nächsten Schritt wurden natürliche Feinde genauer untersucht und Möglichkeiten abgewogen, diese zu fördern bzw. ihr Einsatzgebiet zu erweitern. Gleichzeitig wurde auf mikrobiologischer Ebene nach Gegenspielern gesucht. Mehrere Arten von entomopathogenen Pilzen und parasitischen Nematoden wurden als alternative Bekämpfungsmöglichkeit gegen Schaben untersucht.

Das Ziel sollte letztendlich ein ganzheitlicher Ansatz zur Schabenbekämpfung auf unterschiedlichen Niveaus und die Erarbeitung eines Gesamtkonzepts vor allem für das Regenwaldhaus aber auch ähnlichen Tierhäuser sein. Dabei stand eine Minimierung von negativen Aspekten auf das bestehende Ökosystem und die weitgehende Vermeidung von Insektizideinsatz im Vordergrund.

1.7. Begriffsdefinitionen

Parasit

Das Wort „Parasit“ leitet sich vom griechischen „*parasitos*“ ab und bezeichnete mehr oder weniger geduldete Gäste bei den Gastmählern wohlhabender Bürger (Dönges, 1988). Heute versteht man unter Parasiten Lebewesen, die dauernd oder vorübergehend auf oder in anderen, artverschiedenen Organismen leben, von diesen ihre Nahrung beziehen, sich dort weiter entwickeln oder fortpflanzen und in unterschiedlichem Maße den Wirt beeinflussen, ohne ihn dabei zu töten (Aspöck und Walochnik, 2002). Ungeachtet der Tatsache, dass Parasiten meist um ein Vielfaches kleiner sind als ihre Wirte, hat eine Infektion mit diesen häufig auffallende Konsequenzen für den Wirt, denn Parasiten sind in der Regel keine passiven Mitbewohner, die nur und oder an ihrem Wirt „mitreisen“, sondern zeigen deutlich negative Auswirkungen auf ihren Wirt (Dönges, 1988). Die Beeinflussung durch den Parasiten reicht von mechanischer Schädigung durch das Eindringen und Herumwandern, über physiologische Beeinträchtigung durch den Entzug von Nährstoffen bzw. die Abgabe von Stoffwechselprodukten, bis hin zu veränderten Verhaltensweisen durch die Infektion (Aspöck et al., 2002).

Parasitoide

Als Parasitoide werden Lebewesen bezeichnet, die im Laufe ihrer Entwicklung oder Vermehrung den Wirt abtöten. Die meisten bekannten Parasitoide sind Insekten (z.B. Schlupfwespen), die ihre Eier in die Eier, Larven, Puppen oder auch Adulten eines artfremden Wirtes legen. Die Larven ihrerseits entwickeln sich auf Kosten des Wirts und töten diesen am Ende der Entwicklung ab (Schnieder, 2005)

Kommensalen

Kommensalismus („Tischgemeinschaft“) beschreibt eine Form des Zusammenlebens, bei der der Gast seinem Wirt weder gefährlich noch schädlich oder lästig wird (Dönges, 1988). Diese Lebensgemeinschaft ist auf räumliche, einseitig nutritive Basis beschränkt, wobei der Wirt dem Gast Lebensraum und Nahrung spendet, jedoch selbst weder Nutzen noch Schaden bezieht. Ein Beispiel hierfür wären Amoebozoa wie

Entamoeba sp., die sich im Darm von Säugetieren von verschiedenen Bakterien und anderen Substanzen ernähren, ohne die Darmfunktion ihrer Wirte zu beeinträchtigen (Schnieder, 2005)

Die **Persistenz** drückt gewissermaßen die Beständigkeit gegenüber Abbauprozessen aus und wird in Bezug auf die Abbaudauer (Rückstandsverhalten) angegeben. z.B. mit niedriger Persistenz für ungiftige (Abbaudauer unter einem Monat) und hoher Persistenz für hochgiftige (Abbaudauer über mehrere Jahre) Verbindungen angegeben.

Unter **Pathogenität** versteht man die potentielle Fähigkeit (bzw. Veranlagung) eines Parasiten oder anderen Erregers, eine Krankheit zu verursachen bzw. Krankheitsprozesse auszulösen. Sie umfasst die Gesamtheit aller krankmachenden Potenzen und drückt eine Art „qualitatives Merkmal“ eines Parasiten/Pathogens aus (Schnieder, 2005).

Die **Virulenz** dagegen ist eine quantitativer Ausdruck für die Menge an Faktoren, die allein oder im Zusammenspiel die krankmachenden Eigenschaften eines Parasiten, Pathogens oder auch speziellen Pathogenstammes ausdrücken (Schnieder, 2005).

Die Virulenz ist die differente Expression von Pathogenitätsfaktoren bei verschiedenen Erregerstämmen oder -linien. Virulenzunterschiede ergeben sich als Ergebnis von Heterogenität und Selektion, wobei der Wirt selbst eine entscheidende Rolle als Selektionsfaktor spielt (Krieg et al., 1989)

Die **Prävalenz** (Befallsintensität) drückt den Anteil (meist in Prozent) der infizierten/erkrankten Individuen in einem Kollektiv zu einem bestimmten Zeitpunkt (Stichtag) aus (Schnieder, 2005).

Die **Resistenz** ist die durch Selektion erworbene und auf Nachkommen vererbare Widerstandsfähigkeit gegen bestimmte Erreger, Stoffe (z.B. Insektizide oder Therapeutika) oder andere negative Einflüsse oder Umweltfaktoren (Aspöck, 2002). Resistenzunterschiede können zwischen verschiedenen Populationen gleichzeitig, oder auch innerhalb einer Population im zeitlichen Verlauf auftreten (Krieg et al., 1989).

Die **Toleranz** (wirtsseitige Disposition) drückt im Gegensatz zur populationsweiten Resistenz das individuelle Gleichgewicht zwischen Wirt und Pathogen aus. Faktoren wie die individuelle Immunität, der physiologische Allgemeinzustand, die Entwicklungsstufe, oder das Alter haben direkten Einfluss auf die Toleranz gegenüber einem Pathogen (Krieg et al., 1989).

Die **Letalität** drückt die Anzahl der gestorbenen Individuen bezogen auf eine Gesamtanzahl der an einer Krankheit erkrankten Individuen aus.

Wirksamkeitsbestimmung: Die **Toxizität** eines Wirkstoffes wird meist mit der **mittleren letalen Dosis LD₅₀** oder auch der **mittleren letalen Konzentration LC₅₀** angegeben. Die Toxizität wird meist bezogen auf das Körpergewicht (oder auch die Körperoberfläche) angegeben (z.B. in Milligramm pro Kilogramm Gewicht eines Versuchstieres). Die LD₅₀ bzw. LC₅₀ gibt jene Wirkstoffdosis (bzw. -konzentration) an, bei der 50 Prozent der Versuchstiere innerhalb eines bestimmten Zeitraums sterben. Beides sind statistische Mittelwerte für die akute Toxizität (ChemgaPedia, 2017).

In Europa regelt die EU-Biozid-Richtlinie 1998 das Zulassungsverfahren bzw. die Registrierung für Biozidprodukte (Umweltkontrollbericht, UBA 2004).

Die **mittlere tödliche Zeitspanne** (oder Letalzeit) LT₅₀ drückt das Zeitfenster vom ersten Kontakt mit einem Giftstoff bis zum Eintritt des Todes aus. Substanzen/Pathogen sind umso gefährlicher, je kleiner die LT50-Werte ausfallen (Lohs, Elstner & Stephan, 2007).

Kapitel 2

2. Material und Methoden

2.1. Das Regenwaldhaus im Tiergarten Schönbrunn

Der Tiergarten Schönbrunn, Wien (16°22'O, 48°12'N) ist der älteste, durchgehend bestehende Zoo der Welt, und blickt im Jahr 2017 auf eine mehr als 265-jährige Geschichte zurück. Das Regenwaldhaus im Tiergarten Schönbrunn besteht mittlerweile seit fünfzehn Jahren und wurde im Juli 2002 zum 250-Jahr-Jubiläum des Tiergartens im Bereich der ehemaligen Bärenanlage eröffnet.

Als Standort für das Regenwaldhaus wurde eine nordseitig ausgerichtete Hanglage gewählt, um einerseits im Sommer eine Überhitzung des Glasbaues zu verhindern, und um andererseits eine bestmögliche Integration des Gebäudes in die bestehende Tiergartenstruktur zu schaffen. Die treppenartige Stahlbetonunterkonstruktion stellt das Grundgerüst für die Berghanglandschaft dar, und beinhaltet gleichzeitig, diverse Technikräume. Auf der Basis verschiedener dynamischer Simulationsberechnungen und Besonnungsdiagramme wurde das Haus technisch und ökonomisch optimiert. Die Beheizung des Hauses erfolgt mittels Fernwärme aus dem internen Fernwärmenetz des Tiergartens. Neben der mechanischen Lüftung (Lüftungsanlage) lassen sich sowohl am untersten Fassadenteil als auch an den höchsten Punkten des Glasdaches Fensterklappen manuell öffnen, um so auch eine natürliche Durchlüftung zu ermöglichen. Die großzügige natürliche Bepflanzung, ein Luftwäscher zur Befeuchtung der Zuluft und eine moderne Hochdrucknebelanlage ermöglichen eine relative Luftfeuchtigkeit zwischen 60 bis 90 Prozent (Fast, Hollunder, Schwammer & Schwammer, 2003).

Auf einer Gesamtfläche von 1100 m² und einem Luftraum von 10.000 m³ leben auf insgesamt 3 Ebenen über hundert Pflanzen- und etwa fünfzig Tierarten aus Südostasien. Etwas mehr als die Hälfte der Fläche ist direkt für die Zoobesucher zugänglich, das restliche Areal ist als Rückzugsgebiet für die verschiedensten Tiere gedacht bzw. beherbergt den Technikbereich (Heizung, Lüftung, Gewittersimulation und Klimatisierung, Wasseraufbereitung etc.) und Zonen, die nur für Tierpfleger zugänglich sind (Futterküche, Quarantäne- und Nachzuchtsräume) (Abb. 2.1).



Abb. 2.1: Übersichtsplan des Regenwaldhauses im Tiergarten Schönbrunn



Abb. 2.2: Außenansicht des Regenwaldhauses im Tiergarten Schönbrunn (Foto H. Pechlaner, Tiergarten Schönbrunn)



Abb. 2.3: Innenansicht des Regenwaldhauses im Tiergarten Schönbrunn (Foto H. Pechlaner, Tiergarten Schönbrunn)

Der ursprünglich geographisch auf Borneo beschränkte Lebensraum wurde im Laufe der Jahre etwas ausgedehnt. Der exotische Pflanzen- und Tierbestand soll den Zoobesucher das Gefühl vermitteln, einen gemütlichen Spaziergang durch einen Bergregenwald in Südostasien zu machen. Um einen möglichst authentischen Eindruck zu bewahren, wurden größere Bäume und zahlreiche Topfpflanzen aus Spezialgärtnereien aus Holland und Italien importiert.

Einige besondere Raritäten, darunter auch Orchideen und andere Epiphyten wurden direkt von der biologischen Forschungsstation in Wanariset aus Borneo eingeführt. Im Herbst 2001 kamen unter strengen behördlichen Auflagen über 300 Pflanzen nach Wien. Erst nach sechsmonatiger Quarantäne durften die Pflanzen im Regenwaldhaus ausgepflanzt werden (Fast et al., 2003). Unter der Anfangsbepflanzung fanden sich bekannte Arten wie *Ficus benjamina*, *Ficus microcarpa*, *Ficus longifolia*, *Artocarpus heterophyllus* und andere typische südostasiatische Palmen, Bäume und Stauden (i.e. *Alstonia scholaris*, *Terminalia catappa*, *Terminalia bellerica*, *Caryotis mitis*, *Arenga borneensis*, *Michelia champacca*, *Cyrtostachys renda*, *Casuarina equisetifolia*, *Hibiscus tiliaceus*, *Ipomea pes-carpe*, *Johannestejsmannia altifrons*, *Alocasia*- und *Pandanus*-Arten, aber auch *Bambusa*- und *Schistostachys*-Arten).

Unter den Bodendeckern und Epiphyten befanden sich verschiedenste Farne, Lianen und Erdorchideen, verschiedene Vertreter aus der Familie der Zingiberaceae, Alocasien, und diverse bekannte Nutzpflanzen wie Taro, Banane, Mangostane, Rambutan, Papaya, Guave, Tamarinde, Ingwer, Vanille und Rattan.

Zahlreiche botanische Besonderheiten, wie Orchideen, Wachsplumen, Urnen- und Kannenpflanzen stammen einerseits aus den Sammlungen des Botanischen Garten der Universität Wien, oder aber wurden bei ausgewiesenen Händlern aus Deutschland, Holland, Schweden, USA, Thailand und Malaysia gekauft (Fast et al., 2003).

Der recht abwechslungsreiche Tierbestand bestand zum Zeitpunkt dieser Studie aus kleineren Säugetieren, wie Kurzkrallenotter, Kleinkantschil, Bergtupaja, drei Flughund- und einer Fledermausarten sowie Kurzkopf-Gleitbeutler, aus einem mittlerweile sehr selten gehaltenem Vogelbestand mit Elfenblau- und Orangebauch-Blattvögeln, verschiedenen Bülbül-, Finken- und Taubenarten, Blauflügelpittas, Strausswachteln, Brillenvögel, Schamadrosseln und Fledermauspapageien. Neben gängigen Reptilienarten wie Langschwanzagamen, Tigerpythons, asiatischen Geckos und Flussschildkröten findet man im Regenwaldhaus die seltenen Fidschi-Leguane sowie die extrem vom Aussterben bedrohten *Batagur*-Flussschildkröten, denen im Zoo ein eigenes Artenschutzprojekt gewidmet ist. Zoologisch ebenso spannend ist der Bestand an Kröten- und Froscharten, der aus verschiedenen Flug- und Ruderfröschen sowie Schwarznarbenkröten und zwei Arten von Winkerfröschen besteht, mit denen 2011 die Welterstnachsicht in einer Zoologischen Einrichtung gelang (Preininger, Weissenbacher, Wampula & Hödl, 2012). Im Bereich eines Gezeitenbeckens auf der unteren Ebene finden sich auch für Besucher interessante Fischarten wie Schützenfische, Schlammpringer, Palembang-Kugelfische und Fadenfische, ebenso wie die als Speisefische bekannten Arten Haiwels und Speisegurami. Ein umfangreiches Didaktikkonzept weist auf die besonderen klimatischen Verhältnisse des Regenwaldes hin. Daneben informieren zahlreiche Tafeln über die Regenwaldbewohner, ihre Gefährdung und ihren Schutz. Das Schönbrunner Regenwaldhaus beherbergt eine Vielzahl an zufällig zu entdeckenden Lebewesen, die den naturnah nachgestellten, tropischen Lebensraum Südostasiens etwas geheimnisvoll machen. Manch aufmerksamer Zoobesucher sieht hie und da Tiere, die nicht zu den absichtlich ausgestellten Tieren gehören, seltsame Gespenstschrecken, winzig-kleine Schnecken, oder schnell flüchtende, lackbraune Sechsheiner.

2.2. Schaben-Bestands-Evaluierung

2.2.1. Auswahl geeigneter Monitoring-Fallen für Schaben

Für Schaben gibt es zahlreiche handelsübliche Fallensysteme, die jedoch unterschiedlich gut für verschiedene Standorte und Schabenpopulationen geeignet sind. Aus diesem Grund wurden die gängigsten „Schabenfallen“ auf ihre Einsetzbarkeit direkt im Regenwaldhaus des Tiergartens Schönbrunn getestet.

Es wurden zwei verschiedene Monitoringboxen aus Plastik (AF Insect Monitoring System für Insekten, Firma Killgerm GmbH und Trapper Pest Monitor für Mäuse und Insekten, Firma Bell Laboratories) mit den vom Hersteller mitgelieferten für Schaben und kriechende Insekten empfohlenen Klebeflächen getestet. Der Vorteil dieser Fallen ist eine gute Beständigkeit bei höherer Luftfeuchtigkeit. Es werden nur die Klebeflächen (bzw. der Lockstoff) getauscht. Das Plastikgehäuse lässt sich sehr gut reinigen und ist wieder verwendbar (Abb. 2.4)



Abb. 2.4: Monitoringboxen aus Plastik (Bildquelle: <http://www.belllabs.com/bell-labs/product/us/pest-control/trapper-pest-monitor>)

Weitere gängige Schabenfallen sind die sogenannten „Schabenhäuschen“ aus Karton, die entweder den Lockstoff bereits in der Klebefläche integriert haben, oder auf die kurz vor der Anwendung eine Lockstofftablette gelegt wird. Diese Fallen sind als Einmal-Fallen zu verstehen, und werden nach dem Gebrauch gemeinsam mit den fest geklebten Schaben entsorgt. Sie sind meist sehr kostengünstig und in größeren

Packungen erhältlich (Abb. 2.5). An Kartonklebefallen standen drei verschiedene Typen zur Auswahl (Giftfreie Schaben Falle, Firma Killgerm GmbH, Trapper Monitor & Insect Trap, Firma Bell Laboratories und Roach Prison PIC Corporation).



Abb. 2.5: Verschiedene Monitorfallen aus Karton (Foto G. Hillebrand)

Als dritte Möglichkeit wurden Barberfallen (pitfall-traps) im klassischen Sinn nur mit Lockstoff ohne Konservierungslösung getestet. Barberfallen eignen sich prinzipiell sehr gut für die Erfassung von Insekten, die auf der Bodenoberfläche und in der Laubstreu leben. Dabei handelt es sich um Gefäße aus Glas, Plastik oder Metall, die meist ebenerdig bis zum Rand im Boden eingegraben werden. Der Innenrand wird eingefettet (mit Glycerin, Vaseline o.ä.), um ein Entkommen der gefangenen Insekten zu verhindern. Wenn Gefahr besteht, dass kleiner Wirbeltier etc. in die Falle geraten, wird diese mit einem Maschengitter versehen. Im Gefäß befindet sich ein Lockstoff (manchmal auch eine Konservierungslösung) (Abraham, 1991).

Nach einigen Vorversuchen wurde das Hauptaugenmerk auf geeignete Lockstoffe gelenkt. Dazu wurden die zu Barberfallen umfunktionierten Gläser in insgesamt fünfzehn Nächten an drei von zahlreichen Schaben frequentierten Plätzen aufgestellt und am Morgen darauf ausgewertet (Abb. 2.6). Die gefangenen Schaben wurden nach Zählung und Dokumentation an Ort und Stelle wieder frei gelassen. Als Lockstoffe wurden die Gläser zum einen mit verschiedenen Nahrungslockstoffen befüllt (reife Banane, Hundetrockenfutter, Kaffeepulver, angefeuchteter Zwieback, Topfen), zum anderen wurden auch Lockstofftabletten mit natürlichem und ketonischem Lockstoff (Firma Frowein), Lockstoffgel S30, ein insektizidfreier Pheromonlockstoff für Schaben,

(Firma acotec GmbH) und die mit Lockstoff versehenen AF Klebeflächen für Schabenmonitoring mit Lockstoffkomponente aus getrockneten Rosinen (Firma Killgerm) getestet. Zuletzt erwies sich ein Gemisch aus etwas Bröseltopfen und Banane am geeignetsten. Der Inhalt der Fallen war an stark frequentierten Fallenstandorten am nächsten Morgen bereits leer gefressen. Nach einer genauen Befallsermittlung mittels der Barberfallen wurden Areale mit starkem Befall als künftige Orte für Kontrollen und Monitoring festgelegt. Diese bevorzugten Aufenthalts- und Fressplätze wurden in einem eigens für diesen Zweck angefertigten Hausplan eingetragen (siehe Anhang A).



Abb. 2.6: Barberfalle mit gefangenen Schaben (Foto G. Hillebrand)

2.2.2. Populationserhebung

Da sich die Klebefallen aus Karton für den Einsatz im Regenwaldhaus aufgrund der hohen Luftfeuchtigkeit schon bald als ungeeignet herausstellten, und die Plastikfallen für die adulten Schaben zu klein waren, wurde zur Beobachtung der Schabenpopulation nur mehr jener Fallentyp verwendet, der sich durch die Vorversuche für alle Schabenarten am effektivsten und schonensten erwiesen hatte. Der große Vorteil der Barberfallen lag auch darin, dass die darin gefangen Tiere unverletzt und am Leben blieben. „Beifänge“ wie Spitzmäuse, Geckos und kleine Kröten konnten daher unversehrt wieder frei gelassen werden.

Für die Beobachtung der Schabenpopulation bzw. dem Auftreten und Häufigkeit der einzelnen Arten wurden während der Nacht auf den drei Ebenen des Regenwaldhauses jeweils vier Fallen aufgestellt. Diese Köderfallen wurden immer an denselben, gekennzeichneten Plätzen aufgestellt (siehe Anhang A). Die Kontrolle und Auswertung erfolgte jeweils am darauf folgenden Tag. Die gefangenen Schaben wurden nach Art, Geschlecht bzw. Entwicklungsstadium der Larven analysiert und ihrer späteren Verwendung zugeführt. Parallel dazu wurden die abiotischen Faktoren (Temperatur und Luftfeuchtigkeit) mittels Datenlogger (Modell EBI 20 TH, Firma ebro) im Regenwaldhaus gemessen.

Ein Teil der in den Köderfallen gefangenen Schaben, wurde für die späteren Testreihen mit den insektenpathogenen Mikroorganismen herangezogen (siehe Kapitel 2.3.4). Jene Schaben, die keinerlei Verwendung für Tests oder Ähnliches fanden, wurden im Sinne eines „Attract-and-kill-Verfahrens“ bei ca. -20°C tief gefroren, dadurch abgetötet und anschließend entsorgt.

2.2.3. Fang und Haltung der Versuchstiere

Alle Schaben, die in den Versuchen mit den entomopathogenen Pilzen und Nematoden verwendet wurde, stammen ausschließlich aus dem Bereich des Regenwaldhauses (exklusive Backstage-Bereiche und Futterküche). Alle Tiere wurden während der Nachtstunden in Barberfallen im Tropenhaus an verschiedenen ausgewählten Standorten gefangen.

Alle Barberfallen bestanden aus einheitlichen, runden Gläsern mit 1700 ml Inhalt und 11,5 cm Durchmesser. Zur Anlockung wurde ein Futterköder bestehend aus Speisetopfen (bröselig etwa 10 g) und ein kleines Stück Banane (ca. 10 g) verwendet. Im Vergleich zu andern Lockstoffen (Lockstoffgel, Tablette, oder andere Futtermittel) hatte sich die Futtermischung aus eiweiß- und zuckerreicher Kost am besten als Köder bewährt. Etwa 2 Zentimeter des inneren oberen Glasrandes wurden mit Vaseline eingefettet, um ein Entweichen der gefangenen Insekten zu verhindern. Die Fallen wurden abends nach Ende der Besuchszeit aufgestellt und am darauffolgenden Morgen wieder eingesammelt und ausgewertet.

Die Glasgefäße wurden nach Gebrauch einer manuellen Grundreinigung mit Heißwasser unterzogen und danach im Geschirrspüler bei 65°C gewaschen und anschließend getrocknet.

Da die Schaben als Versuchstiere lebend und unverseht benötigt wurden, wurden die Fallen nach dem Einsammeln für zehn bis fünfzehn Minuten in den Kühlschrank gestellt. Dies führte zu einer deutlich verringerten Aktivität und Mobilität und verhinderte eine Beschädigung durch Fluchtbewegungen. Anschließend wurden sie nach Art und Entwicklungsstadium sortiert und in vorbereitete Haltungsboxen unter Zuhilfenahme zweier Federpinzetten aufgeteilt. Diese Art der „Vorratshaltung“ an Schaben ermöglichte eine gezielte Auswahl von äußerlich gesund erscheinenden Versuchstieren. Moribunde, verletzte oder tote Schaben wurden aus den Haltungsboxen entfernt oder aber unbemerkt von ihren Artgenossen aufgefressen.

Um für die Biotests mit den Nematoden und entomopathogenen Pilzen genügend Versuchsschaben zur Verfügung zu haben, und um gleichzeitig eine ausreichende biologische Fitness der Tiere sicher zu stellen, wurden die im Haus gefangenen Schaben etwa zwei Wochen in gut durchlüfteten Faunaboxen aus Plastik („Herp Haven“ mittel ca. 29,5 x 19,5 x 20 cm, Firma Lucky Reptile) gehalten und nährstoffreich gefüttert. Unter den Deckel der Plastikbox wurde eine feine Gaze mit ca. drei Millimeter Maschenweite gespannt.

Um den Schaben mehr Raumstruktur zu bieten wurden halbierte Eierkartons in die Faunaboxen gestellt. Zusätzlich wurde etwas Bodensubstrat (Terrarienerde, Moos, Laub) in die Boxen gegeben, um den Tieren einen möglichst lebensnahen Raum zu bieten. Das Bodensubstrat unterstützte gleichzeitig ein besseres Mikroklima in den Boxen und wurde außerdem von den Schaben gefressen bzw. als Brutsubstrat genutzt.

Die Boxen wurden an einem halbdunklen Ort bei Temperaturen zwischen 23° und 26°C aufbewahrt. Jeden zweiten Tag wurde das Substrat mit einer Wasser-Sprühflasche leicht angefeuchtet und das Futter ausgetauscht bzw. erneuert. Nachdem die Schaben bei Temperaturen über 20°C sehr agil sind und um ein Entweichen der Tiere aus den Boxen zu verhindern, wurde der obere Rand des Gefäßes etwa 2,5 cm breit mit Vaseline eingefettet.

2.3. Schaben-Bekämpfung

2.3.1. Mechanische Bekämpfung

Im Zuge einer erfolgreichen Schabenbekämpfung, fanden regelmäßige Reinigungsmaßnahmen und nächtliche Begehungen statt. Wurden neue

Schabenverstecke und Befallsorte ausgemacht, folgte eine gezielte Maßnahme. Für Reinigungszwecke bewährte sich ein Nass-Trockensauger der Firma Kärcher (Model SV 1902), mit dem sowohl fliehende Schaben als auch deren Häutungsreste und Ootheken sowie kleinere Kot- und Futterrückstände entsorgt werden konnten. Um sämtliches Schabenmaterial unschädlich zu machen, wurde der Inhalt des Auffangbehälters in einen Zwanzig-Liter-Eimer geleert, bei -20°C schockgefroren und anschließend entsorgt. Sämtliche Materialien, die nicht dauerhaft im Regenwaldhaus gebraucht wurden, wurden entweder entsorgt, oder außerhalb des Hauses gelagert. Dies betraf v.a. Gegenstände wie Holzdekoration, Kisten- und Verpackungsmaterial, Bodensubstrate, leere Holzgebäude, Transportkisten, Nistkästen, etc.

Im nächsten Schritt wurden kleinere Baumängel wie tropfende Wasserhähne, nicht richtig verschlossene Kästen, Spalten und Ritzen im Mauerwerk, offene Silikonfugen u.ä. repariert. Ein sogenannter „Habitatentzug“ erfolgte durch die regelmäßige Entfernung von Brutmaterial, Verstecken und Rückzugsmöglichkeiten im Tier- und auch im Pflegerbereich sowie an allen bevorzugten und am meisten befallenen Standorten im Haus.

Als weitere Möglichkeit neben der kontinuierlichen Reinigung der Schabenverstecke bot sich die Beseitigung von überflüssigen Futterquellen an. Soweit dies aus tiergärtnerischen Gründen möglich war, wurden während der Nacht die Futterschüsseln entfernt. Da ein Großteil der Regenwaldhaustiere tagaktive Säugetiere, Vögel und Reptilien waren, ließ sich diese Methode allgemein gut durchführen. Nachts blieben nur die aufgehängten Schüsseln für die Flughunde und Fledermäuse im Haus. Da im Regenwaldhaus selbst die Möglichkeiten sehr begrenzt waren, die ökologischen Bedingungen zu verändern, war die einzige durchführbare und sinnvoll erscheinende Maßnahme, eine leichte Reduktion der Temperatur (durchschnittlich um 2–3°C) und Feuchtigkeit (weniger Gießen bzw. Nebelung) während der Wintermonate. Da auch die Pflanzen naturgemäß im Winter weniger Tageslicht erhielten, bewährte sich diese „Ruhephase“ auch für die Vegetation.

In einem Intervall von etwa zwölf bis 14 Tagen wurden an drei aufeinanderfolgenden Tagen Barberfallen an insgesamt zwölf verschiedenen Standorten aufgestellt. Die Fallenstandorte wurden so gewählt, dass ebendort eine repräsentative Anzahl an Schaben lebte, der Standort selbst, aber von möglichst wenigen Amphibien und Reptilien (z.B. freilebenden Geckos) aufgesucht wurden. Damit wurde ein irrtümliches

Fangen von Wirbeltieren in den Barberfallen und in weiterer Folge eine unmittelbare Verfälschung des Fangergebnisses (durch aufgefressene Schabe) verhindert.

Dieses gezielte „Attrack-and-kill-Verfahren“ diente nicht nur der Reduktion der Schabenpopulation, sondern wie schon erwähnt auch dem Monitoring. Die so aus dem Haus entfernten Schaben wurden entweder direkt durch Schockfrieren bei -20 °C getötet und entsorgt, oder aber im späteren Verlauf des Projektes gezielt für die Tests mit Pathogenen verwendet (siehe Kapitel. 2.3.4)

Eine regelmäßige mechanische Bekämpfung erfolgte zusätzlich vor allem im Backstage-Bereich bzw. den Energietankstellen mithilfe eines Heißdampfsaugers, wodurch besonders die Ootheken und jungen Larvenstadien abgetötet und eliminiert werden konnten. In den Terrarienräumen (mit Tierbestand) wurden ausschließlich Köderfallen zum Entfernen der Schaben verwendet. Diese Methoden wurden daher in regelmäßigen Abständen routinemäßig durchgeführt, um die Schabenpopulation zu kontrollieren bzw. weiter zu dezimieren.

2.3.2. Kieselgur

Für die schmalen, nur wenige Millimeter hohen Schabenverstecke, die nicht verschlossen werden konnten, und für die Versorgungskästen mit Strom- und Wasseranschlüssen, wurde der Einsatz von Kieselgur (Aeraxon-Ungeziefer-Stop, Aeraxon Insect Control GmbH) einem natürlichen, giftfreien, geruchlosen und wasserabweisenden Mineralpulver gewählt. Die scharfkantigen kleinen Mineralsplitter führen zu mechanischer Schädigung des Insektenpanzers und nach wenigen Tagen durch innere Austrocknung zum Tod der Schaben.

2.3.3. Natürliche Prädatoren

Da das Hauptanliegen dieser Arbeit in der natürlichen Schabenbekämpfung lag, erschien es als die erste einfachste biologische Möglichkeit, den Besatz an natürlichen Fressfeinden im Haus zu erhöhen bzw. zu erweitern, um dadurch den Fraßdruck auf die Schaben zu verstärken. Durch Beobachtungen von Froschlurchen und anderen tierischen Bewohnern des Regenwaldhauses im Zuge nächtlicher Kontrollgänge sowie durch Auswertung von Kameraaufzeichnungen (eigene Haustechnik), konnte nachgewiesen werden, dass sich die freilebenden Amphibien im Regenwaldhaus auch von Schaben und Ameisen, den als Schädlinge eingestuften Arthropoden, ernährten.

Bei Fütterungsversuchen mit den im Terrarium gehaltenen Amphibien, konnte diese bestätigt werden. Aus diesem Grund wurde eine große Menge an südostasiatischen Frosch- und Krötenarten, größtenteils aus eigener Nachzucht, im Haus freigesetzt, die sich aufgrund ihrer Nachtaktivität und einer ähnlichen Präferenz wie die Schaben, für dunkle, feuchte Verstecke während des Tages, besonders gut eigneten.

Zu den ursprünglich ausgesetzten 35 Schwarznarbenkröten (*Duttaphrynus melanostictus*) und etwa 50 Weißbartruderfröschen (*Poyypedates leucomystax*), wurden im Zuge dieser Studie zusätzlich jeweils zehn Rotohrfrösche (*Rana erythraea*), Indische Wasserfrösche (*Hylarana malabarica*) und Indische Ochsenfrosch (*Kaloula pulchra*) im Haus freigelassen. Da die Tierpfleger große Erfolge in der Nachzucht verschiedener Amphibienarten verbuchen konnten wurde der Bestand im Haus erheblich aufgestockt. Im Laufe der nächsten zwei Jahre kamen ca. 250 Malaiische Flugfrösche (*Rhacophorus prominans*), etwa 40 Java-Flugfrösche (*Rhacophorus reinwardtii*) und 200 Kammruderfrösche (*Polypedates otitophus*) aus eigener Nachzucht dazu. Im Laufe der Zeit wurde zusätzlich der Bestand an nachtaktiven Arten wie z.B. mind. 500 Winkerfröschen (*Staurois parvus*) erweitert und zusätzlich an einer Habitatoptimierung (z.B. Rückzugs-, Versteck- und Laichmöglichkeiten) für die Amphibien gearbeitet.

Um die Auswirkung bzw. Wirksamkeit dieser natürlichen Prädatoren auf die Schabenpopulation zu evaluieren, wurden Magenanalysen an einer Auswahl an Amphibien durchgeführt. Da es im Regenwaldhaus immer wieder auch „verunfallte“ Amphibien gab (die meisten Tiere waren beim Abbläuen den Zwergotter als „Spielzeug“ zum Opfer gefallen, verstümmelt oder gleich getötet worden, oder aber zwischen den Schiebetüren eingeklemmt worden), wurden diese Tiere für Nahrungsanalysen herangezogen. Es handelte sich dabei fast ausschließlich um Schwarznarbenkröten (*Duttaphrynus melanostictus*) und ein paar wenige Weißbartruderfrösche (*Polypedates leucomystax*).

Für eine genauere Untersuchung wurden ausschließlich tot aufgefundene Tiere seziiert und der Magen qualitativ und quantitativ ausgewertet. Insgesamt wurden 24 Tiere untersucht. Im Allgemeinen verweilt die Nahrung bei Amphibien im Magen nur kurze Zeit und ist unmittelbar nach der Nahrungsaufnahme relativ genau und einfach zu analysieren. Die Inhalte wurden mit Wasser aus dem muskulösen Magen in eine Plastikpetrischale gespült und unter einem Binokular untersucht.

2.3.4. Insektenpathogene Pilze und Nematoden

Für die Biotests (Nematoden, Pilze) wurden drei Schabenarten verwendet, die im Regenwaldhaus in größeren Mengen zur Verfügung standen. Zum einen die beiden Großschaben *Periplaneta americana* und *Periplaneta australasiae*, zum Anderen die in den obersten Bodenschichten und der Laubstreu lebende Gewächshausschabe *Pycnoscelus surinamensis* (Abb. 2.7).

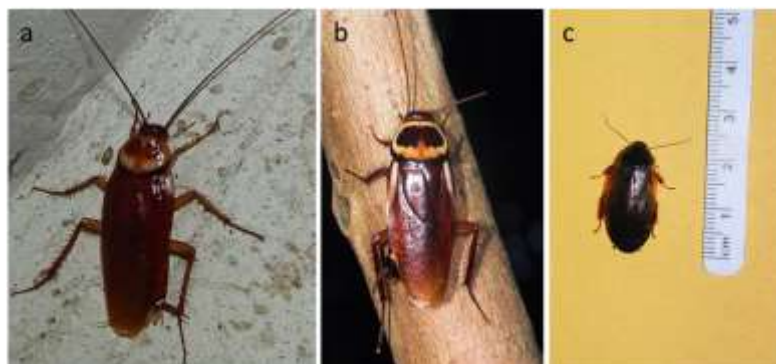


Abb. 2.7: Versuchsarten für die Testreihe mit insektenpathogenen Pilzen und Nematoden (a) *P. americana*, (b) *P. australasiae* und (c) *P. surinamensis* (hier jeweils adulte Weibchen) (Foto G. Hillebrand)

Die Infektionsversuche mit insektenpathogenen Pilzen und Nematoden wurde in insgesamt drei Testreihen durchgeführt.

2.3.4.1. Erste Testreihe/Vorversuche

Für die erste Versuchsreihe (insgesamt 30 Tieren pro Art), die alleine die Wirksamkeit verschiedener handelsüblicher Insektenpathogene testen sollte, wurden jeweils zwei (insgesamt vier) im Handel leicht erhältliche, zugelassene Pilz- bzw.- Nematodenprodukte verwendet (Tab. 2.1).

Tab. 2.1: Verwendete insektenpathogene Organismen inkl. Produktbezeichnung

Organismus	Produktbezeichnung	Hersteller
<i>Metarhizium anisopliae</i>	Melocont Pilzgerste	Agrifutur, Italien
<i>Beauveria brongniartii</i>	GranMet-P	Agrifutur, Italien
<i>Steinernema carpocapsae</i>	Nemastar®	e-nema, Deutschland
<i>Herorhabditis bacteriophora</i>	Nematop®	e-nema, Deutschland

GranMet-P (Reg. Nr. 2904) wird in Form von Pilzgerste mit *Metarhizium anisopliae* angeboten und nach Angabe des Hersteller gegen Gartenlaubkäfer eingesetzt.

Melocont-Pilzgerste (Reg. Nr. 2582) enthält *Beauveria brongniartii* und wird zur Bekämpfung von Wald- und Wiesenmaikäfer verwendet. Das Produkt Nematop enthält die Nematodenart *Herorhabditis baceriophora* und wird gegen Dickmaulrüssler und Wurzelbohrer eingesetzt. Das Produkt Nemastar enthält die Nematodenart *Steinernema carpocapsae*. Es wird in Abhängigkeit der Jahreszeit gegen verschiedene Schädlinge wie z.B. Maulwurfsgrielen, Erdräupen (i.e. bodenbewohnenden Raupen verschiedener Eulenfalterarten) und Schnaken verwendet (Anmerkung des Herstellers).

Alle verwendeten Produkte werden kommerziell in Forstgärten, Acker-, Gemüse-, Obst- und Weinbau sowie auf Rasen, Weiden und Wiesen genutzt und wurden über die Firma Samen Schwarzenberger aus Österreich bezogen.

Für diese erste Versuchsreihe wurden Plastikpetrischalen (Kreiner Bio-One 94mm)) mit angefeuchtetem Filterpapier verwendet. In jede Petrischale wurden in Abhängigkeit der Größe (Adulte oder Larven) zwei bis vier Versuchstiere in direkten Kontakt mit dem Erreger gebracht. Die insektenpathogenen Pilze wurden in Form von „Pilzgerste“, die Nematoden als Nematodenpulver (feste, granuliert Formulierung) auf angefeuchtetem Filterpapier appliziert (Abb. 2.8). Die Petrischalen wurden anschließend in den vorbereiteten Klimaschränken (Thermoschrank Lovibond Typ ET-626-5 260l Inhalt) bei 25° C ($\pm$ 0,5 °C) und 75 bis 85 % Luftfeuchtigkeit inkubiert. Die Luftfeuchtigkeit im Brutschrank wurde durch Hineinstellen einer oben offenen Wasserwanne (mit drei Liter Inhalt destilliertem Wasser) konstant erhalten. Die gewählten klimatischen Bedingungen sind laut Literatur sowohl für die Infektiosität der Pilze und Nematoden, als auch für das Wohlbefinden der Schaben günstig. Die eingestellten abiotischen Bedingungen wurden mit Temperatur-Feuchte-Datenlogger (EBI-20 TH) gemessen und aufgezeichnet. Die Schaben wurden mit einem kleinen Stück Apfel (5x5 mm Kantenlänge) gefüttert, das mit in den Petrischalen eingebracht wurde).



Abb. 2.8: Larven von *P. americana* in Versuchsschale mit Pilzgerste (Foto G. Hillebrand)

Zu jedem Versuch gab es eine vergleichbare Kontrollgruppe mit angefeuchtetem Filterpapier ohne applizierten Pathogenen. Verstorbene Tiere wurden mit einer Pinzette aus der Schale genommen mit Natriumhypochlorid (NaClO) oberflächlich abgespült, getrocknet und eine frische Petrischale (Greiner Bio-One 94 mm bzw. 60 mm) mit passendem Filterpapier (Macherey-Nagel) gelegt. Das Filterpapier wurde mit ein paar Tropfen Wasser angefeuchtet. Das Wasser wurde mit Hilfe spezieller Spritzenvorsatzfilter (Membranfilter Porengröße 0,45 µm, Sartorius Stedim Biotech S.A.) entkeimt. Die Petrischalen wurden danach wieder im Thermoschrank weiter inkubiert. Die toten Schaben wurden nach etwa zehn Tagen im Binokular bzw. Lichtmikroskop auf eine Infektion geprüft.

2.3.4.2. Zweite Testreihe

Die Vorversuche brachten die ersten aufschlussreichen Ergebnisse, welche Pilze und Nematoden als Kontrahenten gegen die Schaben geeignet bzw. ungeeignet erschienen.

Für die zweite detaillierteren Versuchsreihen wurden nur mehr jeweils eine Pilz- (*Metarhizium anisopliae*) und eine Nematodenart (*Steinernema carpocapsae*) verwendet.

Für die Testreihen mit den beiden ausgewählten Pathogenen wurden Glasgefäße (ähnlich den Barberfallen) mit 1700 ml Inhalt und 11,5 cm Durchmesser verwendet. Um eine ausreichende Sauerstoffversorgung der Testtiere zu gewährleisten, wurde in den Deckel eine kreisrunde Öffnung (Durchmesser ca. 3cm) gestanzt, über die mit Hilfe einer Heißklebepistole ein feinmaschiges Metallgitter (2mm Maschenweite) geklebt wurde, damit die agilen Schaben in keinem Fall entkommen konnten. Vor jeder Verwendung wurden die Gläser in einem Geschirrspüler bei 65 °C gewaschen und anschließend im Backrohr bei 110 °C für ca. 15 Minuten getrocknet.

Um eine Kontamination mit fremden pathogenen Erregern weitgehend zu vermeiden, wurde vor der Verwendung der Versuchsgläser deren Innenseite mit 70%igem Alkohol oberflächlich desinfiziert. Da die Versuchsschaben jedoch zuvor frei im Haus lebten, wo sie mit verschiedensten Erregern in Kontakt kamen, sind sie eher mit einer Wildpopulation als mit im Labor gezüchteten Schaben zu vergleichen.

Um sowohl den Schaben, als auch den Pathogenen ein adäquates Mikroklima zu bieten, wurde der Boden des Glases mit 50 g Terrariensubstrat (Firma Lucky Reptile) befüllt, das vorher zur Keimabtötung etwa dreißig Minuten in einem Backrohr bei 100 °C erhitzt wurde. Danach wurde das trockene Bodensubstrat mit etwa 15 ml sterilem Wasser angefeuchtet und mit einem Löffel durchgemischt, der vorher mit 70-prozentigem Alkohol desinfiziert wurde.

In die vorbereiteten Versuchsgefäße wurde dann der insektenpathogen Pilz bzw. die Infektionslarven der Nematoden eingebracht.

Der Pilz wurde durch oberflächliches Aufbringen von 100 Körnern GranMet-P Pilzgerste (entspricht durchschnittlich 6,5 g) locker auf die angefeuchtete Substratoberfläche ausgebracht. Im nächsten Schritt wurde der obere Rand des Versuchsglases (ca. 2 cm) mit weißer Vaseline eingefettet, um ein Herausklettern der Schaben bzw. Entkommen beim Öffnen des Glases zu verhindern. Das Versuchsglas wurde anschließend im vorbereiteten Klimaschrank bei 25°(± 0,5 °C) und 75 bis 85 % Luftfeuchtigkeit inkubiert. Sobald sich auf den Getreidekörnern ein makroskopisch sichtbare reife (= grüne) Konidiosporen gebildet hatten, wurden die Testtiere mit Hilfe einer abgerundeten Futterpinzette ins Versuchsglas gesetzt. Da *P. surinamensis* eine im Substrat grabende Art ist und nur selten an der Oberfläche anzutreffen ist, wurden in diese Versuchsgläser neben dem Terrariensubstrat auch drei getrocknete Eichenblätter eingebracht, die vorher bei 300 Watt in der Mikrowelle sterilisiert wurden.

Die Nematoden sind in Form eines festen granulierten Nematodenpulvers erhältlich. Nach Angaben des Herstellers wurden Packungsgrößen mit fünf Millionen Nematoden verwendet. Das Nematodenpulver wurde dazu in entkeimtem Wasser aufgelöst. Aus der gut durchgemischten Suspension wurde die berechnete Menge mit einer sterilen Spritze entnommen und gleichmäßig auf das Substrat aufgebracht. In Anlehnungen an wenige Publikationen zu ähnlichen Versuchen (Koehler, Patterson & Martin, 1992, Corpus & Sikorowski, 1992 und Hasselmann, Stevens & Heffele, 2005) wurden die Nematoden in einer Konzentration von etwa 5000 Nematoden pro cm² Oberfläche berechnet. Die Testtiere wurden unmittelbar nach Fertigstellung des Versuchsansatzes, wie oben beschrieben, ins Glas gebracht. Auch hier wurde zuvor der obere Rand unterhalb des Deckels mit Vaseline ausbruchssicher gemacht. Um eine ausreichende Bodenfeuchte für die Nematoden herzustellen wurden das Substrat bei Bedarf zusätzlich noch etwas angefeuchtet.

Nematodenpräparate sind allgemein nur sehr begrenzt haltbar. Da nur lebende Dauerlarven (= 3. Larvenstadium) infektiös sind, wurden sie vor der Anwendung auf ihren lebenden Zustand überprüft. Zu diesem Zweck wurde ein Tropfen der frisch hergestellten Suspension im Lichtmikroskop untersucht (Abb. 2.9). Lebende Nematoden bewegen sich sehr intensiv und sind daher leicht von toten zu unterscheiden. Für die Testreihen wurden nur frisch hergestellte Suspensionen mit lebenden Nematoden verwendet.



Abb. 2.9: Lebende Infektionslarven (L3) von *Steinernema carpocapsae* im Lichtmikroskop (Foto G. Hillebrand)

In jedes Versuchsglas wurden fünf Schaben gesetzt, die mit einem kleinen Stück Apfel (ca. 1 x 1 cm Kantenlänge) auf einer kleinen Plastischale, gefüttert wurden. Äpfel werden von den Schaben schnell und gerne gefressen und bieten gleichzeitig ausreichend Flüssigkeitszufuhr für die Tiere. Zu jedem Versuchsglas gab es eine Kontrollgruppe, um auszuschließen, dass die Versuchstiere durch andere Faktoren (etwaige unbemerkte Infektion vor Versuchsbeginn) verstarben.

Die Gläser wurden in den ersten zwanzig Tagen täglich und weitere zwanzig Tage im Abstand von ein bis zwei Tagen kontrolliert. Schaben, die nach mehr als vierzig Tagen immer noch lebten, wurden als nicht infiziert eingestuft und verworfen. Das Futterstück wurde ebenfalls jeden Tag ausgetauscht bzw. ergänzt. Diverse Futterreste wurden mit einer oberflächendesinfizierten (70-prozentigem Alkohol) Langpinzette entfernt, um Schimmelbildung und Ähnliches zu verhindern.

Die toten Schaben wurden ebenfalls mittels einer vorher desinfizierten Pinzette aus den Gläsern entnommen, zur Oberflächendesinfektion mit Natriumhypochlorit (NaClO) abgespült und kurz getrocknet. Anschließend wurden sie in eine Plastikpetrischale auf

mit sterilem Wasser angefeuchtetes Filterpapier gegeben. Die Petrischalen wurden mit Parafilm verschlossen und in einem zweiten Klimaschrank unter denselben Bedingungen wie die Versuchsgläser inkubiert.

Die toten Schaben aus den Nematoden-Versuchen konnten schon nach sieben bis acht Tagen auf einen positiven Infektionserfolg (lebende Nematoden in den Petrischalen bzw. im Schabenkörper) unter dem Mikroskop kontrolliert werden.

Die Schaben aus den Pilz-Versuchen wurden so lange im Thermoschrank belassen, bis sie äußerlich von Pilzrasen bewachsen waren. Sobald der Pilz zur Sporenbildung übergang, verfärbte sich die Oberfläche grünlich (charakteristische Färbung der Konidiosporen bei *M. anisopliae*). Auch hier wurde etwas Probematerial mit einer Pinzette bzw. einer Präpariernadel entnommen und unter dem Lichtmikroskop untersucht.

Die Ergebnisse der Testreihen wurden notiert und alle Versuchsansätze spätestens nach vierzig Tagen verworfen und die noch lebenden Schaben eliminiert.

Für die Klassifikation der Nematoden wurden mehrere morphologische Merkmale herangezogen. Besonders die Männchen haben Charakteristika, die für die Identifikation wichtig sind. Der Kopf trägt charakteristische Kopfpapillen, das Schwanzende besitzt bei manchen Arten ein sogenanntes Mucron, ein auf dem Schwanz aufgesetztes Spitzchen. Am Hinterende sitzen auch die Spiculae, taxontypische hakenförmige Begattungsorgane. Ähnliche Erkennungsmerkmale gibt es auch bei den Weibchen und Infektionslarven, bei ihnen sind diese aber oft weniger stark ausgebildet oder schwerer zu unterscheiden (Abb. 2.10).

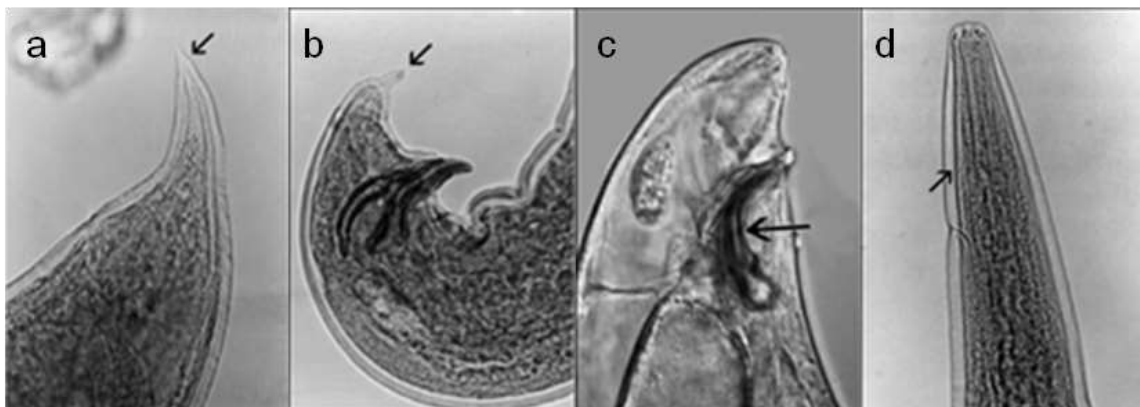


Abb. 2.10: Charakteristika der Familie Steinernematidae (aus Grewald et al., 2008, verändert), (a) spitzes Schwanzende (Weibchen), (b) Schwanzende mit Mucron (Männchen), (c) Schwanzende mit Spiculae (Männchen), (d) doppelte Cuticula einer Infektionslarve (drittes Larvenstadium)

2.3.4.3. Dritte Testreihe

Für die dritte Testreihe wurden Versuche zur horizontalen Übertragung des Pilzes *M. anisopliae* zwischen infizierten und gesunden Schaben durchgeführt. Zu diesem Zwecke wurde jeweils eine tote, bereits erfolgreich infizierte Schabe zu lebenden Tieren in ein Versuchsglas gelegt. Die Gläser selbst wurden wie bereits oben beschrieben für die Versuche vorbereitet (Abb. 2.11).

Da man davon ausgehen kann, dass die nekrophagen Schaben an ihren toten Artgenossen fressen bzw. diese untersuchen, ist eine direkte Form der horizontalen Übertragung (von Schabe zu Schabe) denkbar. Laut Literatur (Zimmermann, 2007b) zeigen insektenpathogene Pilze nach erfolgter Wirtspassage eine erhöhte Virulenz, d.h. dass der aus den infizierten Schaben ausgewachsene Pilz und dessen reife Konidiosporen möglicherweise virulenter sind, als die ursprünglich verwendete Pilzgerste.

2.3.4.4. Auslegen von verpilzten Schaben im Regenwaldhaus

An den insgesamt sechs von zwölf hochfrequentierten Schabenstandorten im Regenwaldhaus wurden Kadaver von insgesamt 36 verpilzten Artgenossen ausgelegt, um so eine horizontale Übertragung zwischen erkrankten und gesunden Schaben zuzulassen und zu beobachten.



Abb. 2.11: Horizontale Übertragung von *M. anisopliae* – (a) frisch ausgelegte, verpilzte Schabekadaver, (b) angelockte Schaben fressen am Kadaver (Fotos G. Hillebrand)

2.4. Herstellung eines eigenen Pilz-Isolats

Durch die fachliche Zusammenarbeit mit Prof. Wegensteiner vom Institut für Forstentomologie, Forstpathologie und Forstschutz von der Universität für Bodenkultur entstand die Idee, ein eigenes *Metarhizium*-Isolat aus den pilzbefallenen Schaben zu gewinnen. Der Grundgedanke besteht darin, dass es bei zahlreichen entomopathogenen Pilzen nach einer erfolgter Wirtspassage zu einer Steigerung der Virulenz kommen könnte. Zu diesem Zwecke wurde etwas Pilzmaterial von infizierten Schaben auf Agarplatten überimpft und inkubiert.

Für die Kultivierung von *Metarhizium sp.* eignet sich laut Prof. Dr. Wegensteiner (pers. Angabe) am besten Sabouraud-Agar, da der hohe Anteil von Glucose und der saure pH-Wert (< 6) das Wachstum von Schimmelpilzen und Hefen fördert und der pH-Wert das Bakterienwachstum etwas unterdrückt.

Daher wurden im Labor des Institutes für Forstentomologie Petrischalen mit Sabouraud-Agar-Platten vorbereitet. Hierfür wurden 62 g Glucose-Sabouraud-Agar-Pulver (fertige Mischung) mit 1 000 ml destilliertem Wasser angerührt. Die Lösung wurde anschließend bei 121 °C für 15 Minuten mit dem Magnetrührer autoklaviert.

Nachdem man für besondere Kulturen (z.B. frisch aus dem Freiland oder auch von den Schaben aus dem Regenwaldhaus) ein Antibiotikum zugibt, empfahl sich für diesen Zweck der Schaben-Pilzkultivierung die Zugabe von Streptomycinsulfat. Das hitzeempfindliche Streptomycinsulfat wurde erst bei einer Temperatur von etwa 50 °C zur Sabouraud-Agar-Lösung beigemischt (Dosierung: 0,1 g für 1000 ml in etwa 5ml Wasser aufgelöst und durch den Spritzenfilter hinzugefügt).

Zum Impfen der Agar-Platten wurden mit *M. anisopliae*-infizierte Schaben aus den Versuchsreihen des Regenwaldhauses mit ins Labor gebracht, dort unter dem Abzug auf die Platten geimpft. Die Deckel der Petrischalen wurden mit Parafilm verschlossen und bei Zimmertemperatur inkubiert.

2.5. Mikrobiologische Untersuchungen

In der Literatur wird stets darauf hingewiesen, dass Schaben potentielle Träger für Krankheitserreger sind und als Vektoren zahlreicher Parasiten fungieren. Um abzuklären, welche Bakterien die Schaben des Regenwaldhauses an ihrer

Körperoberfläche bzw. in ihrem Verdauungstrakt tragen, wurden mikrobakterielle Untersuchungen vorgenommen. Da die mikrobiologische Untersuchung zeitlich und technisch sehr aufwendig ist und spezielle Hygienemaßnahmen erfordert, wurde die mikrobiologische Untersuchung an das diagnostisches Invitro Labor für veterinärmedizinische Diagnostik und Hygiene (Rennweg 95, 1030 Wien) weiter gegeben. Von den im Haus gefangenen Schaben wurden Stichproben für die bakteriologischen Untersuchungen ausgewählt. Die frisch getöteten Schaben wurden teilweise so aufgeschnitten, dass auch ihr Verdauungssystem geöffnet wurde. Sowohl von ihrer Körperoberfläche als auch aus dem Körperinneren wurden mittels BU-Tupfer (Transwab-Teststäbchen mit halbfestem Amies-Agargel-Transportmedium) bakteriologische Abstriche gemacht und ans Labor weiter geschickt (Abb. 2.12).



Abb. 2.12: Probenahme mittels BU-Tupfer (Foto G. Hillebrand)

2.6. Aufnahmen mit dem Elektronenmikroskop

Für eine bessere Darstellung der Pilze und ihrer Konidiosporen auf den befallenen Schabenkadavern bot sich eine Aufnahme mit einem Transmissions-Elektronenmikroskop an. Das USTEM (University Service Center for Transmissions Electron Microscopy) der Technischen Universität Wien erklärte sich dankenswerter Weise bereit, einige Schaben vorzubereiten und ins Mikroskop einzubringen.

Die im Ergebnisteil gezeigten Bilder wurden alle mit dem Mikroskop der Firma FEI (FEGSEM Quanta 250F) aufgenommen. Als Vorbereitung wurden einige gesunde bzw. mit Pilz befallene Schabenteile abgelöst (Abb. 2.13) und mit 4nm Gold/Palladium 60:40 besputtert (Sputterdeposition = Vorgang der Kathodenzerstäubung bei dem Atome aus einem Festkörpertarget durch Beschuss mit energiereichen Ionen herausgelöst werden, in die Gasphase gehen und Richtung Anode fliegen. Auf der Anode liegt die Probe, auf der sich das zerstäubte Material niederschlägt). Der Sinn liegt darin, dass die Proben im Hochvakuum angeschaut werden und dafür leitfähig gemacht werden müssen. Beim Sputtern bildet sich eine gleichmäßigere Schicht aus allen Richtungen. Proben, die im Hochvakuum bearbeitet werden, bringen Bilder mit sehr hoher Qualität (persönliche Angabe K. Whitmore USTEM, TU-Wien) (Abb. 2.14). Da ganze Schaben zu groß und zu feucht wären, um das für die Aufnahmen nötige Vakuum zu erzeugen, wurden einige geeignete Teile (Kopfpartie, Beine) ausgewählt.

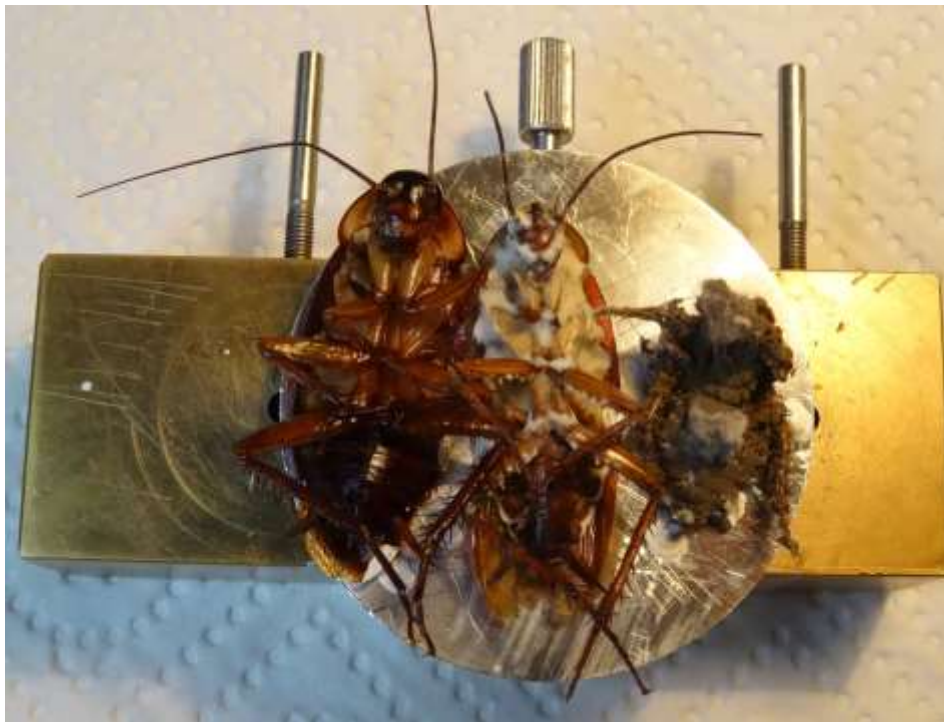


Abb. 2.13: Für die AuPd-Sputterdeposition vorbereitete Schaben (Foto G. Hillebrand)



Abb. 2.14: Fertig besputterte Schabenteile vor der Einschleusung (Foto G. Hillebrand)

2.7. Datenanalyse

2.7.1. Allgemeine Datenanalyse

Für die Schaben-Bestands-Evaluierung wurden in einer ersten Versuchsphase die geeigneten Standorte für die Fallen eruiert und in einem hierfür eigens angefertigten Hausplan eingezeichnet. Diese insgesamt zwölf Standorte auf den drei Ebenen des Regenwaldhauses dienten in der zweiten Versuchsphase als Fallenstandorte für die Populationsanalyse. Die Schabenfangzahlen aus den Barberfallen (nach Ebenen und Standorten aufgeteilt) sowie die Temperatur- und Luftfeuchtigkeitsangaben aus dem Hauscomputer wurden zunächst auf Protokollbögen festgehalten und später in Microsoft Office Excel tabellarisch erfasst und ausgewertet. Auf gleiche Weise wurde mit den Ergebnissen aus den Biotests verfahren. Die Klimadaten für die Tests wurden jedoch mit EBI-Datenloggern (EBI-20 TH) aufgezeichnet, nach Ablauf jeder Testreihe mittels Datentransfergerät ausgelesen und in Microsoft Office Excel exportiert.

Die Ergebnisse aus den Magenanalysen der Amphibien wurden in einem Notizheft festgehalten, ebenso spezielle Beobachtungen zu den natürlichen Prädatoren oder neuen Befallsherde. Um diese wissenschaftlich zu untermauern wurden Besonderheiten und Kuriositäten auch mittels Fotoaufnahmen dokumentiert. Alle in dieser Arbeit verwendeten Fotos wurden mit Adobe Photoshop CS 5 aufbereitet.

2.7.2. Statistische Analyse

Sämtliche statistischen Tests wurden mit dem Statistikprogram IBM SPSS Inc. berechnet. Die in dieser Arbeit präsentierten Grafiken wurden entweder direkt in Microsoft Office Excel (2003), Microsoft Office Visio (2003) oder über IBM SPSS Inc. 24 erstellt und gegebenenfalls mit Microsoft PowerPoint bzw. Adobe Photoshop CS 5 nachbearbeitet

Die statistische Auswertung der Biotests mit den Insektenpathogenen erfolgte in 2 Phasen. Bereits während der Auswertungen wurden Überlegungen angestellt, welche Tests für die aus den Biotests gewonnen Daten Sinn machen bzw. die daraus gewonnenen Ergebnisse statistisch untermauern können.

Der Chi-Quadrat-Test wurde als erste Überlegung für eine Zwischenanalyse verwendet, die zeigen sollte, ob es Ähnlichkeiten bzw. Unterschiede zwischen den Schabengeschlechtern, Arten oder Entwicklungsstadien und der Empfänglichkeit gegenüber den verschiedenen Pathogenen gibt (Vierfelder-Test mit zwei Eigenschaften), denn der Chi-Quadrat-Test verwendet die Testgröße χ^2 , die es gestattet, verschiedene Merkmale, die in einem statistischen Test als Versuchsergebnisse vorkommen, in einem statistischen Sinn als gleich oder auch als signifikant unterschiedlich zu bezeichnen

Da das vorrangige Ziel dieser Studie war, herauszufinden, ob und in welcher Weise die verwendeten insektenpathogenen Präparate (*M. anisopliae* bzw. *S. carpocapsae*) Auswirkung auf die Schaben(population) haben könnten, wurden die Testschaben in weiterer Folge direkt mit einer gleichwertigen Kontrollgruppe verglichen. Zu diesem Zweck wurde der U-Test nach Mann und Whitney (basierend auf der Vergabe von Rangzahlen) verwendet.



Kapitel 3

3. Ergebnisse

Bereits im Juni 2008 wurde auf Anfrage der Schönbrunner Tierärztin Dr. Hanna Vielgrader eine allgemeine Erfassung der Arthropodenfauna aus dem Tier- und Schaubereich des Regenwaldhauses durchgeführt. Das Hauptaugenmerk richtete sich zum damaligen Zeitpunkt auf alle erfassbaren Insekten, die mit unterschiedlichsten Fallentypen (u.a. Barberfallen mit Konservierungslösung, Lichtfallen, Gelb-Blau-Farbtafeln, Pheromonfallen, Köderdosen und mit Berlese-Apparaturen) gefangen und ausgewertet werden konnten. Je nach Insektenart konnten unterschiedliche Präferenzen für bestimmte Fallentypen festgestellt werden. Insgesamt konnten mehr als 45 frei lebende Arthropodenarten aus unterschiedlichen Ordnungen (u.a. Isopoda, Dermaptera, Blattodea, Ensifera, Phasmida, oder Diptera) nachgewiesen werden. In weiterer Folge, wurde die veterinärmedizinische Relevanz beurteilt und Ideen für die Herstellung eines biologischen Gleichgewichtes oder etwaige Dezimierungsmaßnahmen erarbeitet. Zu diesem Zeitpunkt wurde die Bekämpfung der Schaben als oberste Priorität mit human- und veterinärmedizinischer Bedeutung definiert.

3.1. Schaben-Bestands-Evaluierung

Das direkte Schadensbild des Schabenbefalls wurde hauptsächlich während der nächtlichen Begehungen im Haus augenscheinlich. Extrem dichter Schabenbesatz zeigte sich an dem für Vögel, Fledermäuse und Flughunde an Ästen aufgestecktem Obst, an den Fress- und Schlafplätzen der Fledermäuse, an Stellen, wo tagsüber die Futterschüssel und Nektarbecher der Vögel standen bzw. in den mit einer Klapptüre verschlossenen Mauernischen für Strom und Wasseranschlüsse (Abb. 3.1). Der organische Abfall (Futterreste und Tierkot) stellt hier im wahrsten Sinn ein „gefundene Fressen“ für die Schaben dar. Da das Regenwaldhaus eine Fülle von geeigneten Verstecken und Rückzugsmöglichkeiten für die Schaben bietet, waren tagsüber meist nur an wenigen Orten Schaben zu finden. Erst bei einer gezielten Inspektion wurden große Mengen an Schabekot, Häutungsresten und Ootheken in den Tagesverstecken der Schädlinge festgestellt (Abb. 3.2 und Abb. 3.3).



Abb. 3.1: Beispiel einer bevorzugten Rückzugsmöglichkeit der Schaben tagsüber (Foto G. Hillebrand)



Abb. 3.2: Typisches Schadensbild zu Beginn der Studie: starke Kontamination mit Schabekot (Foto G. Hillebrand)



Abb. 3.3: Reste toter Schaben, Ootheken und Häutungsreste aus einem typischen Schabenversteck (Foto G. Hillebrand)

Tab. 3.1: Absolute Häufigkeit der mittels Barberfallen gefangenen *Periplaneta*-Schaben pro Monat und Versuchsjahr. Zahlen sind nach Geschlecht und Entwicklungsstadium aufgeteilt.

		Jän	Feb	Mär	Apr	Mai	Jun	Jul	Aug	Sep	Okt	Nov	Dez	SUMME	GESAMT
2009	Weibchen	161	335	250	216	273	316	423	271	224	154	137	98	2858	16066
	Männchen	163	308	264	215	282	317	414	277	204	169	119	98	2830	
	Larven	617	846	770	680	959	1515	1602	1146	816	634	562	231	10378	
2010	Weibchen	162	104	143	142	176	98	272	277	190	52	64	27	1707	7247
	Männchen	169	107	146	142	171	100	258	262	178	49	67	22	1671	
	Larven	449	202	372	236	373	259	648	585	467	121	130	27	3869	
2011	Weibchen	98	123	135	105	101	125	195	213	168	129	96	83	1571	6452
	Männchen	119	121	117	96	124	169	215	265	169	103	87	55	1640	
	Larven	249	199	282	222	321	342	467	356	368	209	149	77	3241	
2012	Weibchen	72	69	103	122	129	137	204	209	136	84	78	56	1399	5719
	Männchen	63	75	99	107	154	161	200	199	138	99	76	41	1412	
	Larven	112	149	155	168	268	356	418	467	399	201	134	81	2908	
2013	Weibchen	43	41	43	69	78	96	139	160	129	78	71	37	984	4348
	Männchen	39	55	55	76	99	123	149	161	136	88	66	43	1090	
	Larven	99	117	132	167	201	223	248	296	299	259	134	99	2274	
2014	Weibchen	31	38	39	59	73	89	125	142	130	91	71	37	925	3943
	Männchen	27	38	47	66	81	102	119	145	148	99	87	43	1002	
	Larven	83	96	99	121	152	242	259	239	299	193	134	99	2016	
2015	Weibchen	25	28	19	28	49	65							214	1081
	Männchen	23	12	23	38	58	68							222	
	Larven	69	86	91	105	133	161							645	
GESAMTSUMME		2873	3149	3384	3180	4255	5064	6355	5670	4598	2812	2262	1254	44856	

Tab. 3.2: Absolute Häufigkeit der mittels Barberfallen gefangenen *P. surinamensis*-Schaben pro Versuchsjahr. Zahlen sind nach Entwicklungsstadium aufgeteilt.

Jahr / Schaben	2009	2010	2011	2012	2013	2014	Gesamt
P. surinamensis Adult	189	69	79	88	85	77	<u>587</u>
P. surinamensis Larve	307	255	247	245	237	223	<u>1514</u>
Summe	496	324	326	333	322	300	<u>2101</u>

Die Fangergebnisse aus den Barberfallen verdeutlichen nicht nur einen Rückgang der Schaben über den gesamten zeitlichen Verlauf der Studie (Tab. 3.1: sondern auch ein jahreszeitlich verstärktes bzw. reduziertes Auftreten (i.e. erhöhte oder verminderte Aktivität) in Abhängigkeit von der Jahreszeit (höhere bzw. niedrigere Temperatur) im Haus (Abb. 3.4.). Ebenso deutlich wird eine Verschiebung des Verhältnisses der gefangenen Adulten zu den gefangenen Larvenstadien. Während im ersten Jahr mit 64,5 % wesentlich mehr Larven gefangen wurden, waren es im letzten Jahr mit nur mehr 51,1% fast gleich viele Larven wie Adulttiere, die gefangen wurden. An dieser Stelle muss jedoch auch bemerkt werden, dass sich bei der Verwendung der Barberfallen eine bestimmte Selektivität feststellen ließ. Adulte, große und mittelgroße Schaben wurden deutlich öfter gefangen, als kleinere Larvenstadien (L₁ bis L₃).

Schaben von *P. surinamensis* wurden durch ihre zurückgezogene Lebensweise im Substrat insgesamt wesentlich seltener gefangen (Abb. 3.5). Nur 4,4 Prozent aller gefangenen Schaben stammten von dieser Art. Da somit 95,7 Prozent aller Schaben zu *Periplaneta sp.* gehörten, konzentrierten sich die weiteren Untersuchungen hauptsächlich auf diese Gruppe (Abb. 3.6).

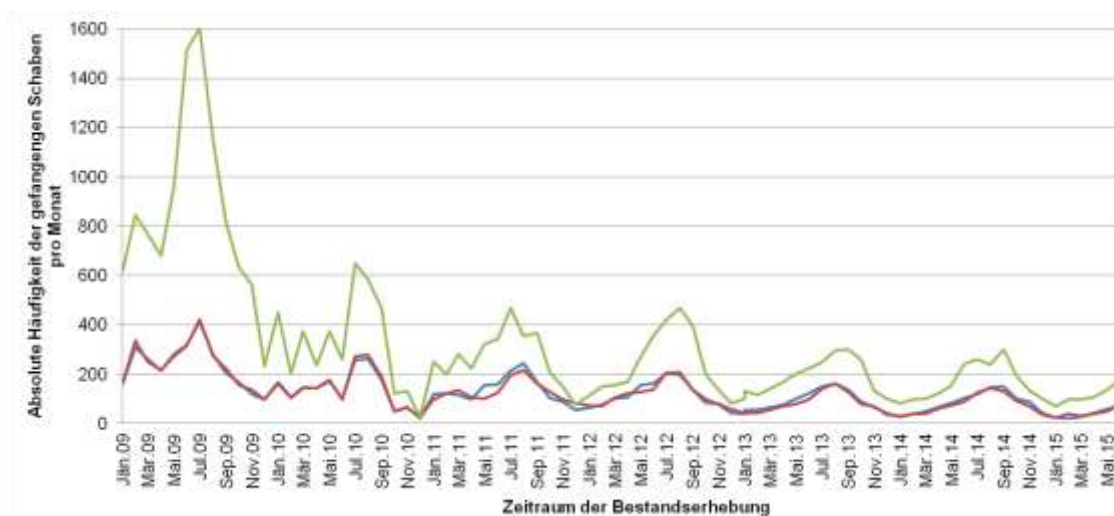


Abb. 3.4: Bestandsentwicklung beider *Periplaneta sp.* im Regenwaldhaus zwischen 2009 und 2015



Abb. 3.5: Bestandsentwicklung der Schabenpopulation von *Pycnoscelus surinamensis* Adulten (orange) und Larven (grün) im Regenwaldhaus zwischen 2009 und 2014

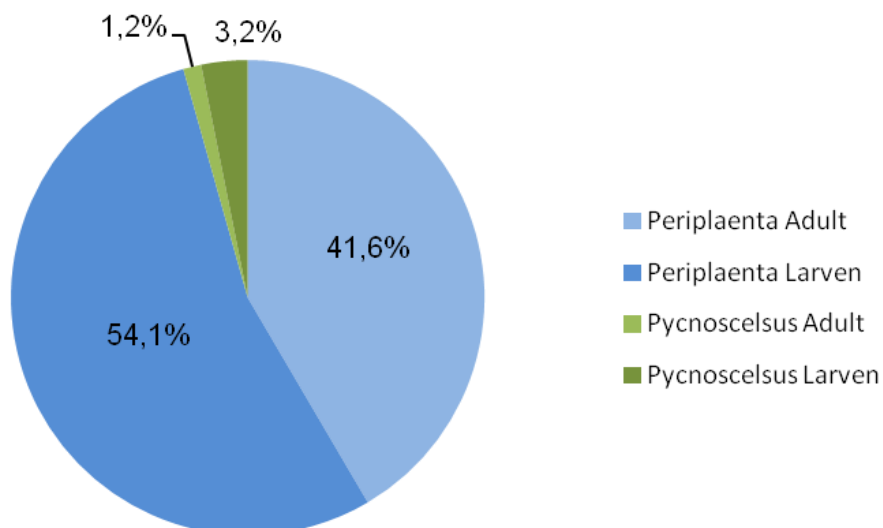


Abb. 3.6: Prozentueller Anteil von *Periplaneta* sp. bzw. *Pycnoscelus* sp. an der Gesamtzahl der Gefangenen, aufgeteilt nach Entwicklungsstadium

Bei der Auswertung der Barberfallen fiel auf, dass die Größe der adulten Schaben sowohl bei *P. americana*, als auch bei *P. australasiae* in beiden Geschlechtern sehr unterschiedlich ausfiel. Um diese objektive Wahrnehmung zu verifizieren, wurden dreißig Schaben jeder Art und jeden Geschlechts mittels Schublehre vermessen und mit einer Laborwaage gewogen. Die Ergebnisse der Vermessung bestätigten, eine relativ große Variabilität der Größen und Gewichte vom Mittelwert (Abb. 3.7 und Abb. 3.8). Angaben hierzu fielen auch in der Literatur sehr unterschiedlich aus.

Die schwankenden Größen und Gewichte sind aber höchstwahrscheinlich von den klimatischen Bedingungen, der Verfügbarkeit der Nahrung sowie der Anzahl der individuellen Häutungen abhängig.

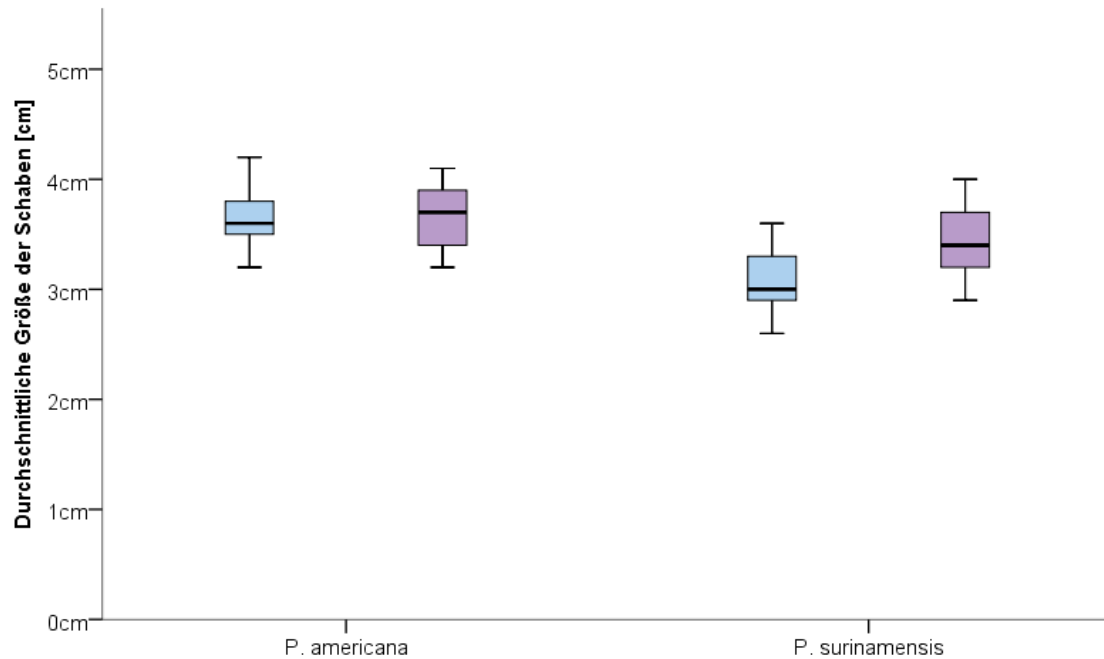


Abb. 3.7: Vergleich der durchschnittlichen Körpergröße (KRL) der beiden *Periplaneta*-Arten

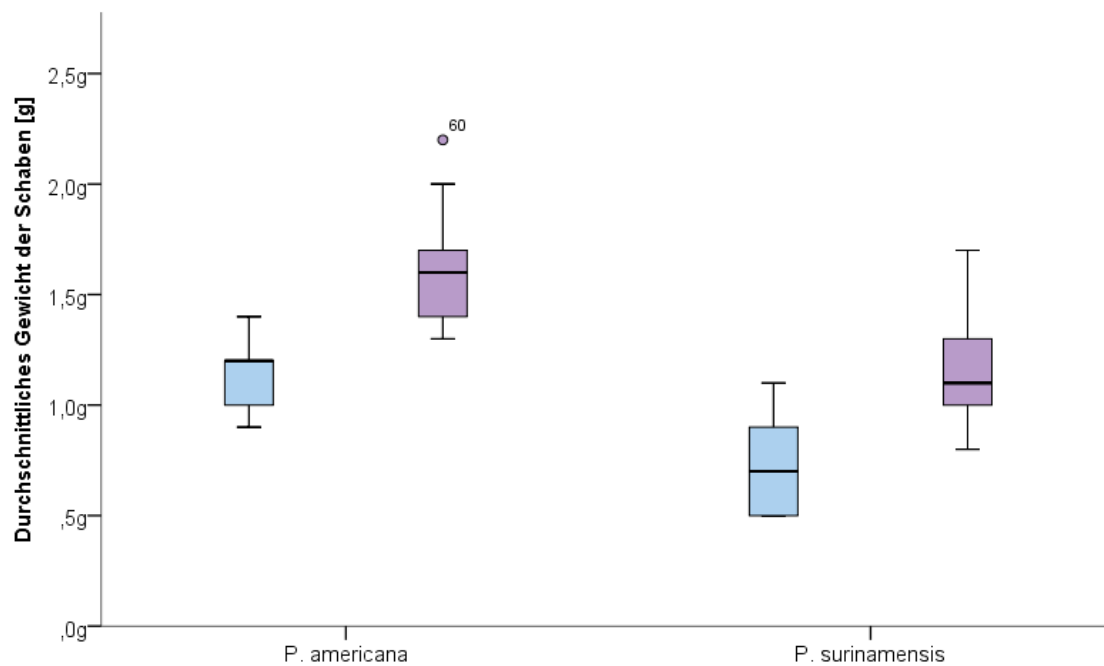


Abb. 3.8: Vergleich des durchschnittlichen Gewichts der beiden *Periplaneta*-Arten

3.2. Bekämpfungsmaßnahmen

3.2.1. Mechanische Bekämpfung

Die Ergebnisse aus den Fallenvorversuchen brachten deutlich eine Präferenz der im Regenwaldhaus lebenden Schaben für die beiden Köderstoffe Topfen und Banane. Aus diesem Grund wurden diese Lockmittel auch für alle weiteren Unterfangen für die Barberfallen verwendet. Zum Einen lieferten die Fallen eine große Menge an Schaben, aus der für die späteren Biotests mit den Nematoden und insektenpathogenen Pilzen ausgewählt werden konnten, zum Anderen aber dienten diese Fallen auch für die Bekämpfung mittels „Attrack-and-kill-Verfahren“. Alleine im ersten Versuchsjahr (2009) wurden auf diese Art und Weise 16 066 *Periplaneta sp.* aus dem Regenwaldhaus gefangen und eliminiert. Zusätzlich wurden gezielt Schabenverstecke (Baumhöhlen, alte Nistkästen, Schlupfwinkel in der Dekoration etc.) ausgeräumt und gesäubert, Ootheken entfernt und flüchtende Schaben mit dem Nass-Trockensauger getötet, bauliche Mängel behoben und besondere Befalls-hot-spots mit Kieselgur behandelt. In Abstimmung mit der zoologischen Leitung und den Tierpflegern wurden während der Nacht, die angebotenen Futterstellen auf ein Minimum reduziert – es blieben nachts nur noch die Futterschüsseln für die Flughunde und Fledermäuse im Tierbereich stehen. Die sogenannte „Nachmittags-Ration“ für die tropischen Vögel und Spitzhörnchen wurde nach Besucherschluss von den Tierpflegern des Schlusssdienstes wieder entfernt. Da die Fallenstandorte während des gesamten Untersuchungszeitraumes (Januar 2009 bis Juni 2015) ident blieben, war zumindest an diesen Standorten der Rückgang der Schabenpopulation deutlich erfassbar. Bereits im zweiten Untersuchungsjahr wurden an denselben Standorten nur mehr 7247 Individuen gefangen. Dies bedeutete eine Reduktion der Schaben um mehr als 50 Prozent. Ab dem dritten Versuchsjahr (2011) wurde der Ansatz verstärkt die vorhandenen natürlichen Prädatoren zu fördern und zusätzlich neue Arten ins Haus einzubringen. Ein direktes Konkurrenzverhalten z.B. zwischen den einzelnen Amphibienarten konnte nicht beobachtet werden, da diese Tiere unterschiedliche Nischen (Boden, Krautschicht, Epiphyten bzw. exponierter Pflanzenteile und Blätter) und Areale (je nach Lufttemperatur und Feuchtigkeit) im Haus besiedelten. Im dritten Untersuchungsjahr wurden nur mehr 6452 Schaben in den Barberfallen gefangen und eliminiert.

3.2.2. Wirksamkeit der Prädatoren

Diverse Beobachtungen zum Fressverhalten der Regenwaldhaustiere zu unterschiedlichen Tages- und Nachtzeiten ergaben, dass tagsüber mehrere Vogelarten im Haus wie etwa Straußwachtel (Abb. 3.9) (*Rollulus rouloul*), Schamadrosseln (*Copsychus malabaricus*), Elfenblauvögel (*Irena puella*) oder auch die Brillenvögel (*Zosterops palpebrosus*) aufgeschreckte Schaben gerne als Nahrung annahmen oder gezielt Schabenstandorte als Fressplätze aufsuchten.



Abb. 3.9: Straußwachteln bei der Nahrungssuche (a) und beim Inspizieren einer Schabenfalle (b) (Fotos G. Hillebrand)

Während der Nachtstunden wurden hauptsächlich Froschlurche (*Duttaphrynus melanostictus*, *Bufo parvus*, *Polypedates sp.*, *Rhacophorus sp.*) und Geckos (*Lepidodactylus lugubris*, *Hemidactylus sp.*) bei der Schabenjagd beobachtet (Abb. 3.10). Die Magenanalysen aus verstorbenen Schwarznarbenkröten (*Duttaphrynus melanostictus*) bestätigten diese Annahme im Detail.



Abb. 3.10: Schwarznarbenkröten auf der Schabenjagd (Fotos G. Hillebrand)

Bei den nächtlichen Kontrollgängen im Haus fanden sich zusätzlich auch einige Exemplare der in Wien heimischen Wechselkröten (*Bufo viridis*), die sich offensichtlich von sich aus im Regenwaldhaus aufgrund der günstigen Lebensbedingungen angesiedelt hatten. Auch die Spitzhörnchen im Zoobestand sowie die ins Haus eingewanderten Spitzmäuse wurden regelmäßig von den Tierpflegern bei der Jagd und dem Verzehr von Schaben beobachtet. Aufgrund dieser Beobachtungen wurde ab Mitte 2013 der Bestand an Amphibien durch eine große Anzahl (über 500) an Winkerfröschen aus zoo-eigener Nachzucht aufgestockt.

Eher zufällig bemerkt wurde, dass sich besonders im Pflegerbereich hinter den Kulissen, eine Vielzahl an verschiedenen Spinnenarten angesiedelt hatte, die aufgrund fehlender Alternativen vorrangig Jagd auf verschiedene Schabenarten machten (Abb. 3.11). Bei der gezielten Suche nach jagenden Spinnen wurden vor allem typisch synanthrop lebende Spinnen beim Fang und Verzehr von *Periplaneta*-Larven sowie Adulten und Larven von Gewächshausschaben beobachtet und fotografiert.



Abb. 3.11: Synanthrope Spinnen bei der Schabenjagd im Pflegerbereich des Regenwaldhauses (Fotos G. Hillebrand)

Magenanalysen aus den eingesammelten, verunfallten Froschlurchen bestätigten den Verdacht, dass sich die Tiere im Regenwaldhaus neben Schnecken, Ameisen und Ohrwürmern, hauptsächlich auch von Schaben ernähren (Abb. 3.12).

Da die Verweildauer im muskulösen Magen bei Amphibien sehr kurz ist und Insekten durch ihren harten Chitinpanzer kaum vorverdaut werden, konnten die ausgespülten Mageninhalte leicht unter dem Mikroskop analysiert werden (Abb. 3.13). Sämtliche Mageninhalte wurden vorrangig qualitativ untersucht (Abb. 3.14). Die Schaben sind aufgrund ihrer typischen Körperform und -zeichnung, durch ihr charakteristisches großes Pronotums und ihre stark bedornten Laufbeine sehr einfach zu identifizieren. Eine genauere quantitative Untersuchung mittels Auszählung bzw. Gewichtserfassung ergab, dass die Nahrung kleinere Kröten etwa zu drei Viertel aus Ameisen bestand, die größeren Tiere aber Schaben, Schnecke und andere Arthropoden (Ohrwürmer, Fliegen) bevorzugten. Bei den größeren Kröten machten der Schabenanteil bereits mehr als die Hälfte der Nahrung aus. Die verschiedenen natürlichen Prädatoren leisten einen beträchtlichen Anteil an der biologischen Schädlingsbekämpfung, da sie sowohl Larven in allen Größen als auch adulte Schaben fressen.



Abb. 3.12: Sektion einer Schwarznarbenkröte für die Magenanalyse (Foto G. Hillebrand)



Abb. 3.13: Mageninhaltsanalyse einer Kröte – (a) geöffneter Muskelmagen einer Kröte mit Inhalt, (b) Chitinreste einer *Periplaneta* aus einem Krötenmagen (Foto G. Hillebrand)

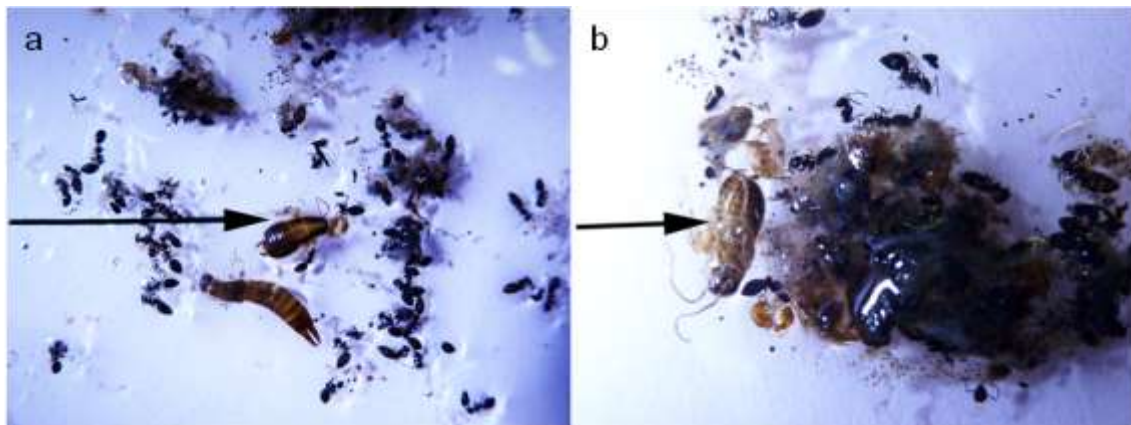


Abb. 3.14: Mageninhalt mit (a) Schabe, Ohrwurm und Ameise und (b) erkennbaren Schaben und Ameisen (Foto G. Hillebrand)

3.2.3. Insektenpathogene

Das Ziel der durchgeführten Biotests war es, die Eignung eines registrierten und im Handel erhältlichen Produktes des insektenpathogenen Pilzes *Metarhizium anisopliae* bzw. die Infektionslarven des im Gartenbau gegen Maulwurfsgrielen eingesetzten Nematoden *Steinernema carpocapsae* für eine biologische Schabenbekämpfung zu prüfen. Die Klimabedingungen (Temperatur und Luftfeuchtigkeit) wurden so gewählt, dass sie primär auf die Wirkungsoptima der Pilze und Nematoden abgestimmt waren, aber auch für die Schaben noch im Idealbereich lagen. Alle Versuche wurden ausschließlich unter kontrollierten Bedingungen in den beiden Klimaschränken durchgeführt. In den toten Schaben aus den Versuchsgläsern mit den applizierten Insektenpathogenen wurde in allen Fällen eine erfolgreiche Infektion bestätigt.

Die toten Tiere aus den Kontrollgruppen, wurden wie infizierte Schaben behandelt. In keiner dieser toten Schaben konnte jedoch *M. anisopliae* oder eine Nematodeninfektion nachgewiesen werden. Diese Versuchstiere starben mit hoher Wahrscheinlichkeit an einer anderen Todesursache.

3.2.3.1. Pilze

3.2.3.1.1. Testreihen

In der ersten Testreihe mit Pilzen (in den Petrischalen) wurde die Wirksamkeit von zwei Pilzarten, nämlich *Metarhizium anisopliae* und *Beauveria brogniartii* gegen die drei Schabenarten *Periplaneta americana*, *P. australasiae* und *Pycnoscelus surinamensis* untersucht. Da nur *M. anisopliae* positive Ergebnisse brachte, wurde in der zweiten Testserie mit dieser Pilzart weiter untersucht (siehe dazu auch Diskussion).

Dabei wurde immer eine fixe Anzahl an Schaben in den Glasgefäßen mit der festgelegten Menge an Pilzgerste in Kontakt gebracht. Zu jedem Glas gab es eine gleichwertige Kontrollgruppe (Männchen, Weibchen oder unterschiedliche Larvenstadien). Tote Tiere wurden entfernt und in vorbereiteten Petrischalen weiter inkubiert. Alle toten Schaben waren eindeutig an dem insektenpathogenen Pilz verstorben. Eine eindeutige Bestätigung (Pilzwachstum, Sporencharakteristika) der positiven Infektion erfolgte im Lichtmikroskop.

Die Tests von *Periplaneta americana* mit dem insektenpathogenen Pilz *Metarhizium anisopliae* ergab sich eine Mortalitätsrate für die Weibchen (n = 55) von 36,4 % und für die Männchen (n = 55) 42,8 %. Von den jüngeren Larvenstadien (bis zum fünften Larvenstadium) (n = 40) starben immerhin 57,5 %, von den älteren (älter als das fünfte Larvenstadium L5) (n = 40) nur 52,5 % und in der gemischten Gruppe (alle Larvenstadien) (n = 55) genau 52,7 %. Betrachtet man alle getesteten *P. americana* gemeinsam, wurde eine Mortalitätsrate von 47,3 % (n = 245) erreicht (Abb. 3.15).

Die für jede Testgruppe aus der gleichen Anzahl bestehende Kontrollgruppen überstiegen nie eine Sterblichkeitsrate von 5% und zeigte damit einen signifikant niedrigere Sterberate als jene Schaben, die mit *M. anisopliae* infiziert wurden (Mann-Whitney-U-Test: $U = 0$, $z = -2,61116$, $p = 0.009$). In einigen Fällen, wurden nur mehr Teile der toten Schaben gefunden, da der Rest bereits von den Artgenossen aufgefressen worden war. Sowohl bei den Adulten, als auch bei den Larvenstadien,

konnte eine erhöhte Sterberate zwischen dem zwölften und dreizehnten Tag nach Pilzkontakt festgestellt werden. Die letzten Schaben verstarben zwischen dem 18. und 22. Tag, danach wurden bis zum Ende der Testreihen (nach 40 Tagen) keine weiteren Todesfälle mehr festgestellt (Abb. 3.16 und Abb. 3.17).

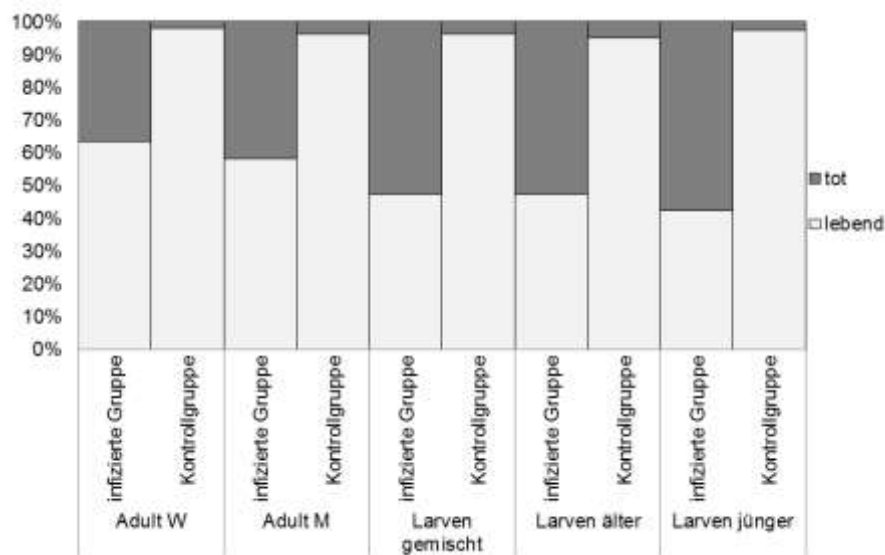


Abb. 3.15: Gegenüberstellung der infizierten, verstorbenen bzw. noch lebenden *P. americana* aus den einzelnen Testgruppen mit *M. anisopliae* sowie die jeweils dazugehörigen Kontrollgruppen mit der gleichen Anzahl an Probanden nach Ablauf der Inkubationszeit von 22 Tagen. W = Weibchen, F = Männchen

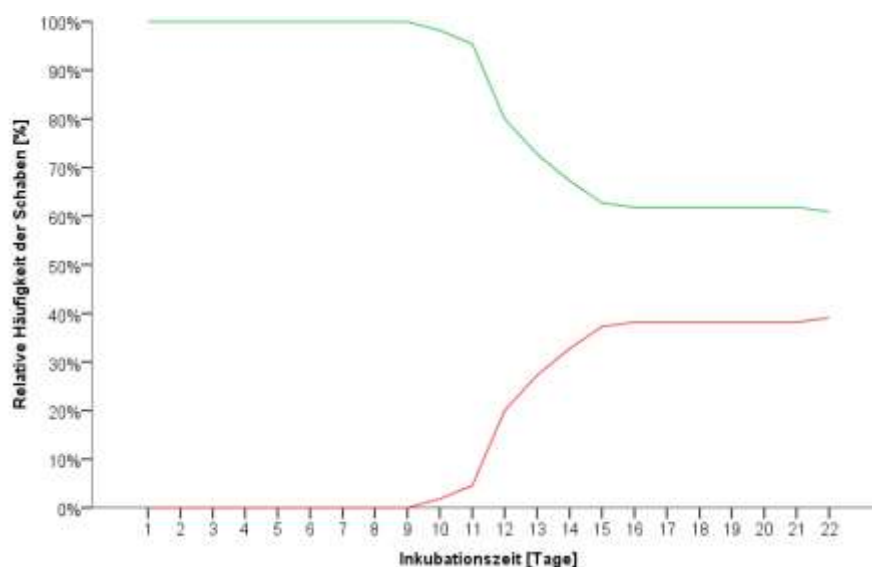


Abb. 3.16: Relative Häufigkeit der durch direkte Übertragung des pathogenen Pilzes *M. anisopliae* bereits abgetöteten (rot) bzw. noch lebenden (grün) *P. americana*-Schaben (Adultstadium) (n = 110) über eine Inkubationszeit von 22 Tagen

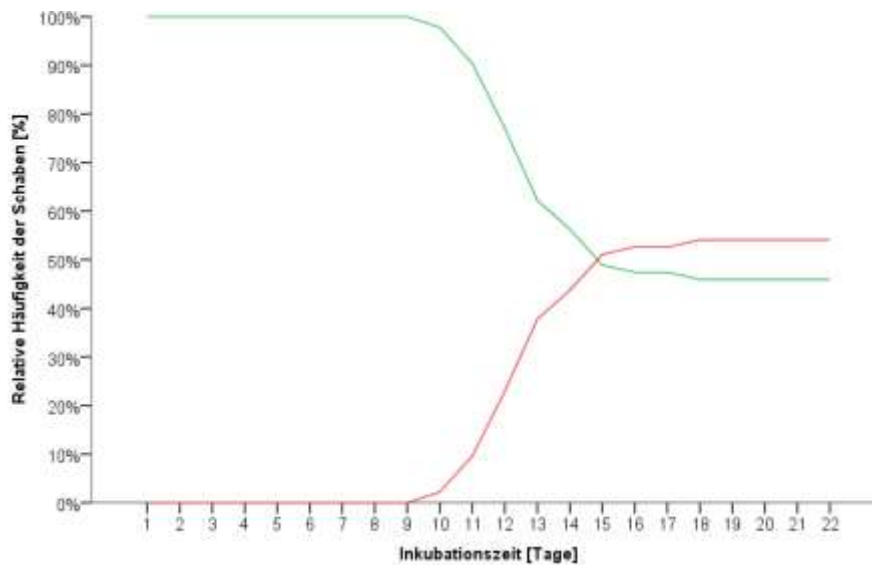


Abb. 3.17: Relative Häufigkeit der durch direkte Übertragung des pathogenen Pilzes *M. anisopliae* bereits abgetöteten (rot) bzw. noch lebenden (grün) *P. americana*-Schaben (Larvenstadium) (n = 135) über eine Inkubationszeit von 22 Tagen

Bei Kontakt von *Periplaneta australasiae* mit dem insektenpathogenen Pilz *Metarhizium anisopliae* ergaben sich Mortalitätsraten für die Schabenweibchen (n = 50) von 48,0 % und für die Männchen (n = 50) von 54,0 %. Von den jüngeren Larvenstadien (bis L5) (n = 35) starben bereits 65,7 % von den älteren (> L5) (n = 35) etwas weniger, nämlich 57,1 % und aus der gemischten Larvengruppe (n = 55) genau 60,0 %.

Aus der Summe aller getesteten *P. australasiae* (n = 225) wurde eine durchschnittliche Sterblichkeitsrate von 56,4 % berechnet. Dies ist prozentuell deutlich höher als bei der anderen Art *P. americana* und signifikant höher (Mann-Whitney-U-Test: U = 0, z = -2,61116 p=0.009) als bei der Kontrollgruppe (Mortalitäten bei ~5 %) (Abb. 3.18). Auch bei *P. australasiae* starben die meisten Adulten zwischen dem elften und zwölften Tag, die Larven dagegen starben etwas kontinuierlicher vom dem elften bis 14. Tag nach Erstkontakt. Danach gab es keine weiteren Todesfälle (Abb. 3.19 und Abb. 3.20).

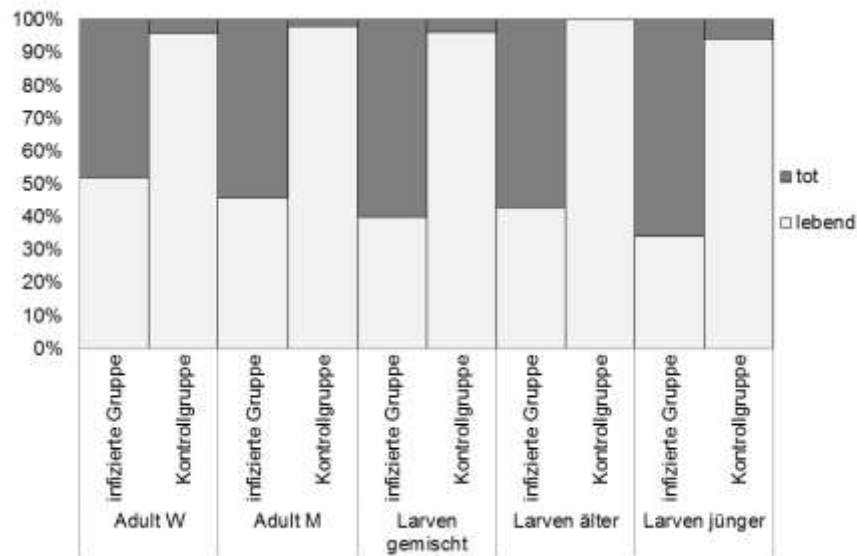


Abb. 3.18: Gegenüberstellung der infizierten, verstorbenen bzw. noch lebenden *P. australasiae* aus den einzelnen Testgruppen mit *M. anisopliae* sowie die jeweils dazugehörigen Kontrollgruppen mit der gleichen Anzahl an Probanden nach Ablauf der Inkubationszeit von 18 Tagen. W = Weibchen, F = Männchen

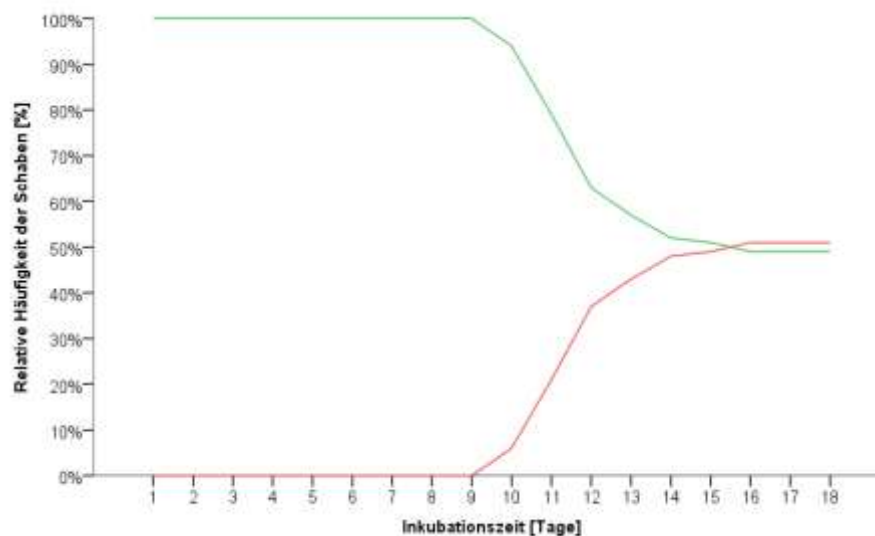


Abb. 3.19: Relative Häufigkeit der durch direkte Übertragung des pathogenen Pilzes *M. anisopliae* bereits abgetöteten (rot) bzw. noch lebenden (grün) *P. australasiae*-Schaben (Adultstadium) (n = 100) über eine Inkubationszeit von 18 Tagen

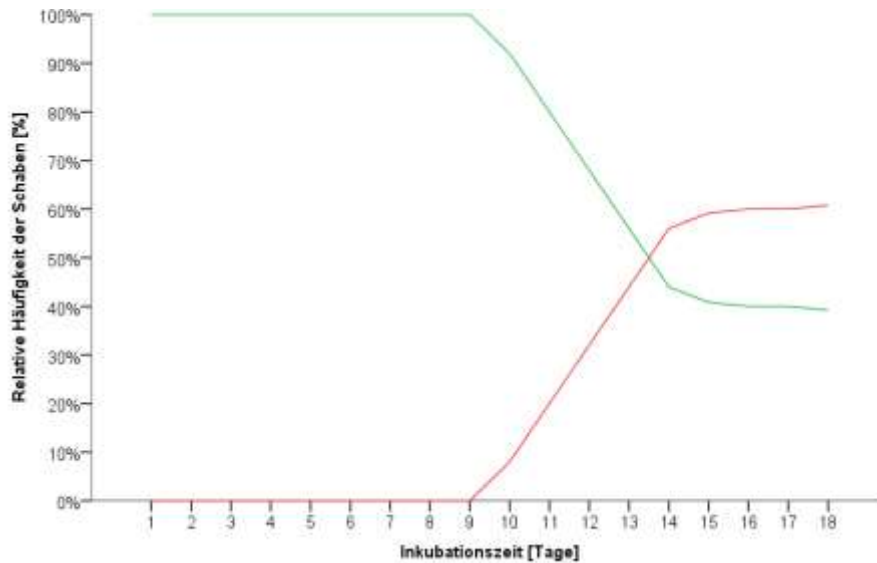


Abb. 3.20: Relative Häufigkeit der durch direkte Übertragung des pathogenen Pilzes *M. anisopliae* bereits abgetöteten (rot) bzw. noch lebenden (grün) *P. australasiae*-Schaben (Larvenstadium) (n = 125) über eine Inkubationszeit von 18 Tagen

Betrachtet man die beiden *Periplaneta*-Arten bezüglich ihrer Empfänglichkeit gegenüber *M. anisopliae*, stellt man für *P. australasiae* in allen Gruppen eine prozentuell höhere Sterblichkeit fest, als bei *P. americana*. Aus der Analyse mit dem U-Test ergibt sich jedoch kein signifikanter Unterschied ($z = -1,567$, $p = 0,117$) zwischen den beiden Arten (Abb. 3.20).

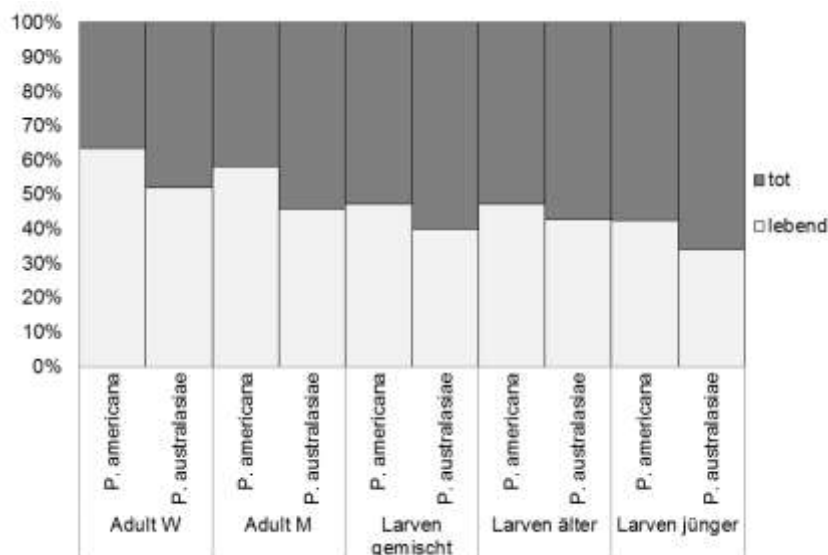


Abb. 3.21: Gegenüberstellung der Empfänglichkeit der einzelnen Testgruppen beider *Periplaneta*-Arten gegenüber dem insektenpathogenen Pilz *M. anisopliae*

Da von *Pycnoscelus surinamensis* insgesamt wesentlich weniger Tiere aus den Barberfallen zur Verfügung standen, die für die Bio-Tests herangezogen werden konnten, und diese Schabenart dazu tendiert sich im Substrat zu vergraben, wurde für die Tests mit *M. anisopliae* eine gemischte Gruppe (n = 80) (aus 20 Adulten und 60 Larven) verwendet. Diese Schabenart zeigte eine höhere Empfänglichkeit gegenüber dem insektenpathogenen Pilz und ergab eine Sterblichkeit von 71,3 %. Aus der Kontrollgruppe verstarben auch hier max. fünf Prozent (Abb. 3. 22). Die meisten Schaben starben hierbei zwischen dem neunten und zehnten Tag nach Erstkontakt mit dem Pilz (Abb.3. 23).

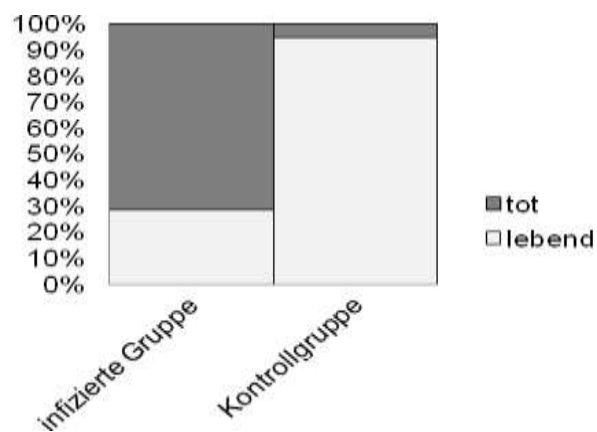


Abb. 3. 22: Gegenüberstellung der infizierten, verstorbenen bzw. noch lebenden *P. surinamensis* und der dazu gehörigen Kontrollgruppe der gleichen Anzahl an Probanden mit *M. anisopliae* nach Ablauf der Inkubationszeit von 14 Tagen

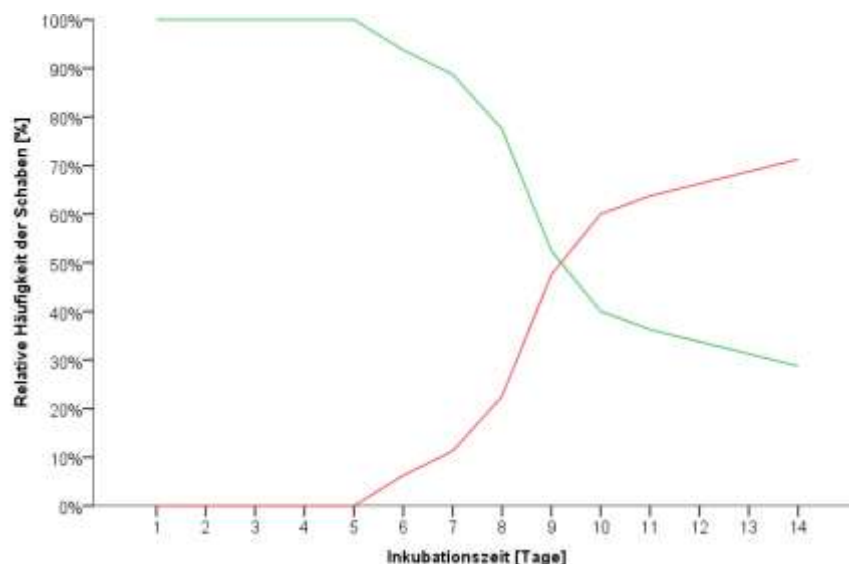


Abb.3. 23: Relative Häufigkeit der durch direkte Übertragung des pathogenen Pilzes *M. anisopliae* bereits abgetöteten (rot) bzw. noch lebenden (grün) *P. surinamensis*-Schaben (Adult- und Larvenstadium) (n = 80) über eine Inkubationszeit von 14 Tagen

In der dritten Testreihe wurde die Möglichkeit einer horizontalen Übertragung zwischen erkrankten und gesunden Schaben getestet. Zu diesem Zweck wurden eindeutig mit *Metarhizium anisopliae* infizierte Kadaver aus der zweiten Versuchsreihe verwendet und in die neuen Testgläser mit den gesunden Schaben eingebracht (Abb. 3.26). Die Untersuchungen zu dieser Übertragungsform wurden nur mit den beiden *Periplaneta*-Arten durchgeführt, da diese als die Hauptschädlingsgruppe im Regenwaldhaus eingestuft wurde.

Bei der Auswertung der horizontalen Übertragung von verpilzter zu gesunder Schabe (in gemischten Gruppen mit Larven und Adulten) ($n = 60$) starben 55 % der *P. americana*-Schaben. Die meisten Todesfälle traten zwischen dem elften und zwölften Tag nach Pilzkontakt ein (Abb. 3.24). In der Kontrollgruppe verstarben weniger als zwei Prozent der Schaben.

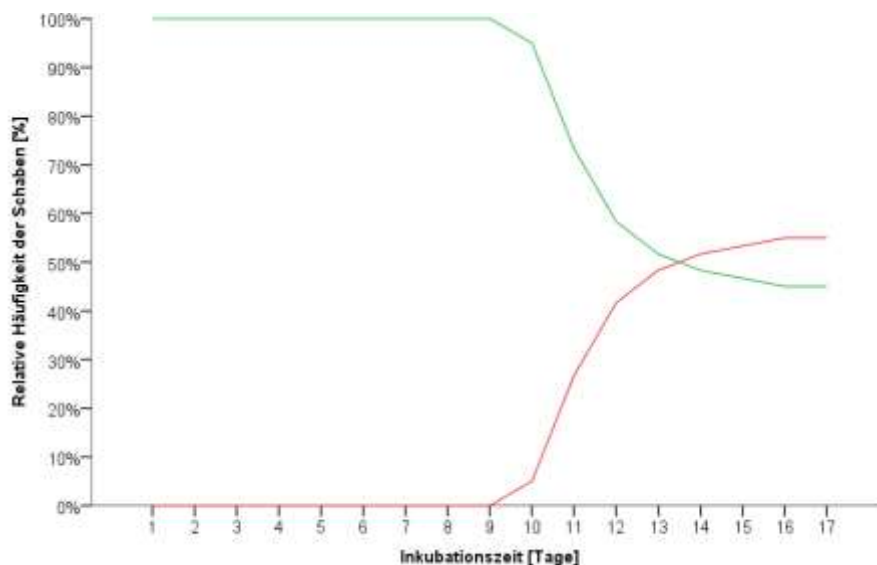


Abb. 3.24: Relative Häufigkeit der durch horizontale Übertragung des pathogenen Pilzes *M. anisopliae* bereits abgetöteten (rot) bzw. noch lebenden (grün) *P. americana*-Schaben (Adult- und Larvenstadium) ($n = 60$) über eine Inkubationszeit von 17 Tagen

Bei der Auswertung der horizontalen Übertragung von verpilzter zu gesunder *P. australasiae* (in gemischten Gruppen mit Larven und Adulten) ($n = 50$) starben 62 %. Die meisten Todesfälle traten zwischen dem elften und zwölften Tag nach dem ersten Kontakt mit *M. anisopliae* ein. Aus der Kontrollgruppe starben nur zwei Prozent (Abb. 3.25).

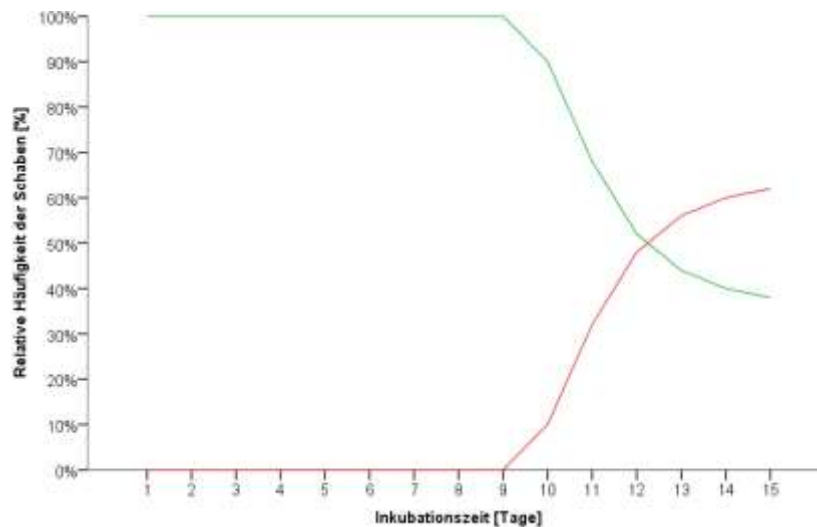


Abb. 3.25: Relative Häufigkeit der durch horizontale Übertragung des pathogenen Pilzes *M. anisopliae* bereits abgetöteten (rot) bzw. noch lebenden (grün) *P. australasiae*-Schaben (Adult- und Larvenstadium) (n = 50) über eine Inkubationszeit von 15 Tagen

Zur Analyse der praktischen Anwendbarkeit der horizontalen Übertragung im Regenwaldhaus, wurden insgesamt 36 verpilzte Schaben an hochfrequentierten Orten ausgelegt. Nach durchschnittlich zehn Minuten waren die ersten lebenden Schaben am Kadaver interessiert und begannen daran zu fressen. Sie zeigten weder Vermeidungsverhalten noch verstärktes Putzverhalten nach unmittelbarem Kontakt mit dem Pilz. Am darauffolgenden Tag waren mehr als die Hälfte der ausgelegten Kadaver völlig verschwunden bzw. aufgefressen. Auch an dem Filterpapier in der Petrischale, in der der Köder ausgelegt wurde, waren deutliche Fraß- und Kots Spuren von Schaben zu erkennen. Alle Kadaver waren binnen zwei Tag ohne Rückstände aus den Petrischalen verschwunden. Tote, eindeutig verpilzte Schaben, die gegebenen Falls durch horizontale Übertragung sterben hätten könne, wurden jedoch nicht entdeckt.

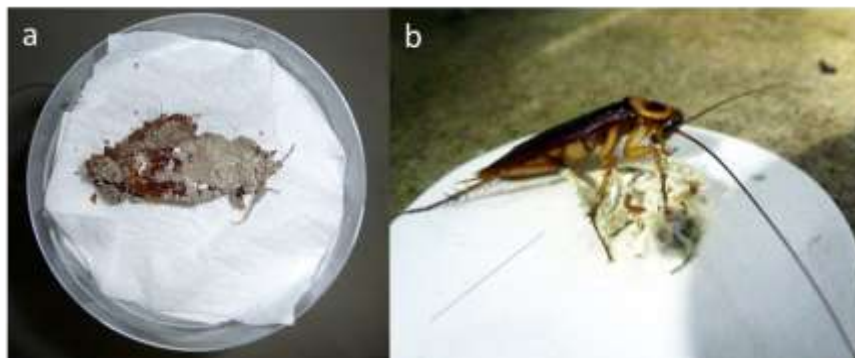


Abb. 3.26: Horizontale Übertragung von *M. anisopliae* – (a) frisch ausgelegter, verpilzter Schabekadaver, (b) angelockte Schabe fressend am Kadaver (Fotos G. Hillebrand)

3.2.3.1.2. Makroskopische Verifizierung im Lichtmikroskop

Bereits makroskopisch ließ sich ein Pilzbefall an den Schaben gut erkennen. Junge Pilzkolonien bzw. Konidiosporen sind schneeweiß (Abb. 3.27 und Abb. 3.28), reife Konidiosporen entwickeln die für *M. anisopliae* typische Grünfärbung (Abb. 3.29, Abb. 3.30 und Abb. 3.31).



Abb. 3.27: Mit Pilzmycel bewachsene Schabe (Foto N. Potensky)



Abb. 3.28: Pilzmycel überwächst den gesamten Schabenkörper. Beginnende Konodiosporenreifung an den Beinen (Foto N. Potensky)



Abb. 3.29: Pilzmycel mit reifen Konidien (grün) am Schabenkörper (Foto G. Hillebrand)



Abb. 3.30: Mit *M. anisopliae* bewachsene *Periplaneta* sp. Beginnende Konidiosporenreifung (grün). Vorzugsweise befällt der Pilz seinen Wirt percutan durch das äußere Integument entlang der Intersegmentalfalten oder durch die Mundregion. (Foto G. Hillebrand)



Abb. 3.31: Mit *M. anisopliae* bewachsene *P. surinamensis* (Foto G. Hillebrand)

Ein erfolgreiches Pilzwachstum von *M. anisopliae* konnte auf allen Körperteilen der befallenen Schaben beobachtet werden. Die Schaben wurden zuerst an der Oberfläche von weißen Pilzhyphen überzogen. Erst durch die Reifung der Konidiosporen, stellte sich die typische Grünfärbung ein. Die Konidiosporen sind an ihrer typischen Ei-Form und ihrer Aneinanderreihung in Ketten identifizierbar (Abb. 3.32 und Abb. 3.33).



Abb. 3.32: Pilzmycel mit Konidienträgern von *M. anisopliae* – Aufnahme unter dem Lichtmikroskop (Interferenzkontrast) (Aufnahme G. Hillebrand)

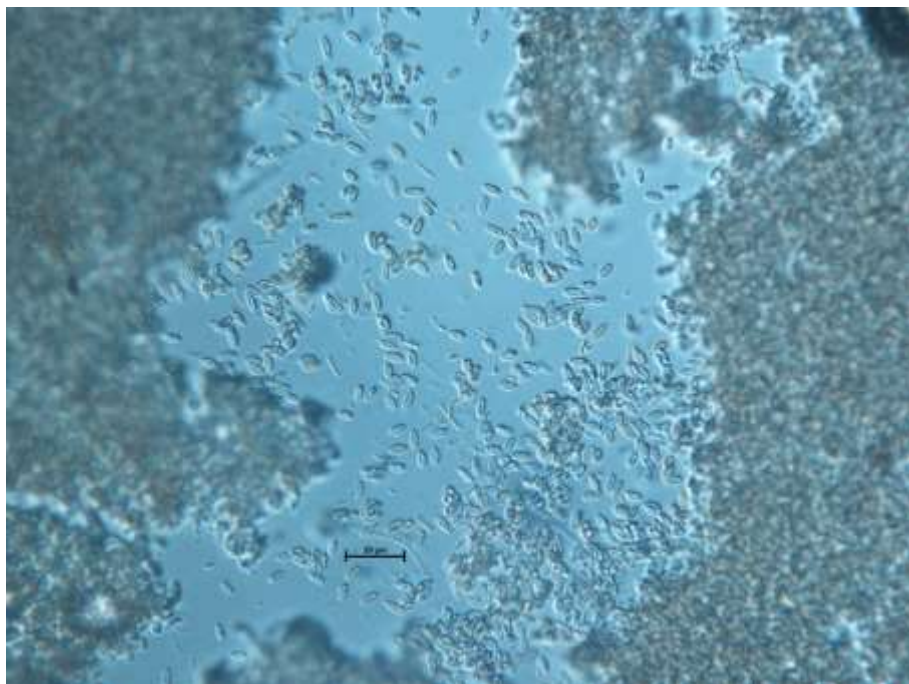


Abb. 3.33: Konidiosporen von *M. anisopliae* – Aufnahme unter dem Lichtmikroskop (Interferenzkontrast) (Aufnahme G. Hillebrand)

3.2.3.1.3. Zucht eines Schaben-Stammes

Trotz mehrere Versuche und fachlicher Unterstützung der Labormitarbeiterin Frau Mottinger-Kroupa vom Institutes für Forstentomologie, Forstpathologie und Forstschutz der Universität für Bodenkultur gelang es nicht, mehr oder weniger reine und für weitere Versuchsreihen geeignete Isolate aus den mit *Metarhizium anisopliae* infizierten, verpilzten Schaben zu gewinnen. Obwohl auf den mit Pilzgerste infizierten Schaben eindeutig Pilzrasen von *M. anisopliae* wuchsen, die auch zur bis Konidiosporenreife kamen, wuchsen auf den Nährböden, für die speziell Sabouraud-Agar mit Streptomycinsulfat verwendet wurde, zu viele saprophytische Pilze und Bakterien, die in weitere Folge *M. anisopliae* zurückdrängten bzw. überwuchsen.

3.2.3.2. **Nematoden**

Bei den Biotests mit den Nematoden, gab es zwei Testreihen. Die aus der ersten Testserie in den Petrischalen gewonnen Erkenntnisse wurden für die zweite Serie genutzt und ausgebaut. Von den beiden entomopathogenen Nematodenarten *Steinernema carpocapsae* und *Heterorhabditis bacteriophora* brachte nur die erste Art positive Ergebnisse für die Bekämpfung von Schaben.

Im direkten Kontakt von *Periplaneta americana* und *Steinernema carpocapsae* erhielt man Mortalitätsraten für die Schabenweibchen (n = 60) von 51,7 % und für die Männchen (n = 60) von 56,7 %. Von den jüngeren Larvenstadien (bis L5) (n = 40) starben bereits 65,0 % von den älteren (> L5) (n = 40) nur 57,5 % und aus der gemischten Larvengruppe (n = 70) 61,4 % (Abb. 3.34). Aus der Summe aller getesteten *P. americana* (n = 225) mit den Nematoden, ergab sich ein durchschnittliche Sterblichkeitsrate von 61,3 % im Gegensatz zu ~5 % in der Kontrollgruppe (Mann-Whitney-U-Test: U = 0, z = -2,6116, p = 0.009).

Die Nematoden töteten die Schaben wesentlich schneller ab, als der entomopathogene Pilz. Ein Großteil der infizierten Schaben starb zwischen dem vierten und fünften Tag (Abb. 3.35 und Abb. 3.36).

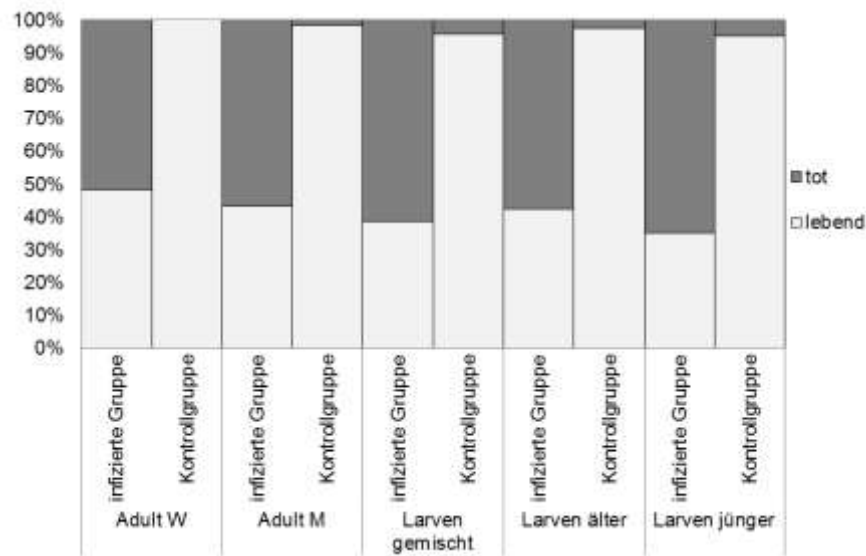


Abb. 3.34: Gegenüberstellung der infizierten, verstorbenen bzw. noch lebenden *P. americana* aus den einzelnen Testgruppen mit *S. carpocapsae* sowie die jeweils dazugehörigen Kontrollgruppen mit der gleichen Anzahl an Probanden nach Ablauf der Inkubationszeit von 8 Tagen. W = Weibchen, F = Männchen

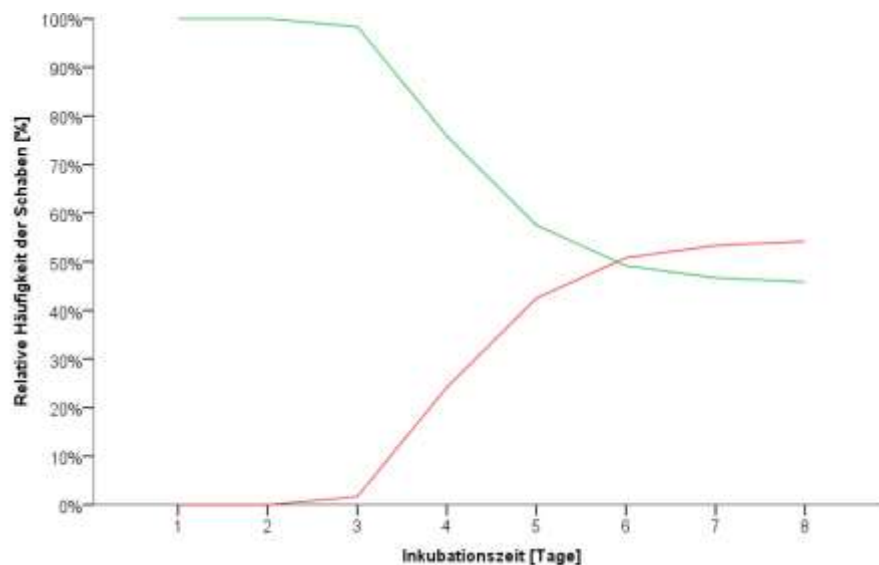


Abb. 3.35: Relative Häufigkeit der durch direkte Übertragung der pathogenen Nematode *S. carpocapsae* bereits abgetöteten (rot) bzw. noch lebenden (grün) *P. americana*-Schaben (Adultstadium) (n = 120) über eine Inkubationszeit von 8 Tagen

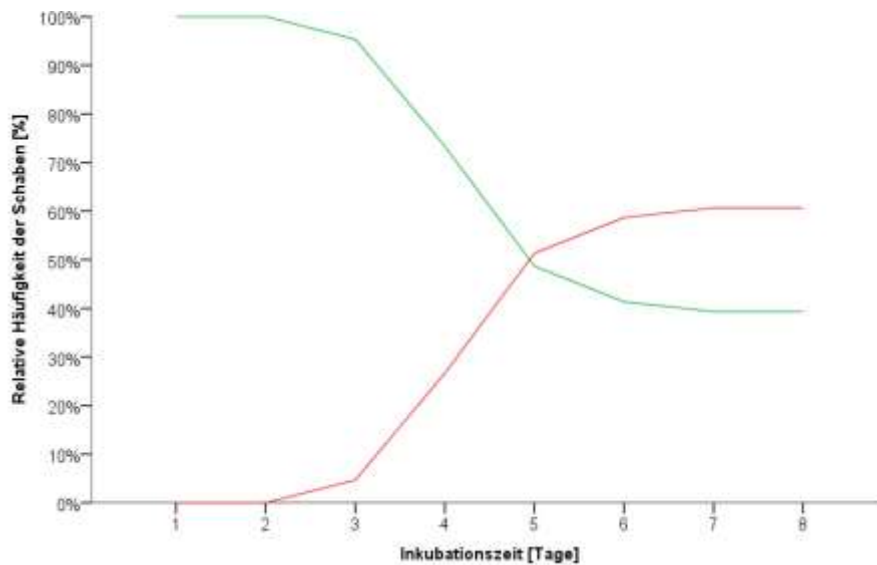


Abb. 3.36: Relative Häufigkeit der durch direkte Übertragung der pathogenen Nematode *S. carpocapsae* bereits abgetöteten (grün) bzw. noch lebenden (blau) *P. americana*-Schaben (Larvenstadium) (n = 150) über eine Inkubationszeit von 8 Tagen

Für die Tests von *Periplaneta australasiae* mit den entomopathogenen Nematoden *S. carpocapsae* erhielt man für die Weibchen (n = 55) eine Todesrate von 56,4 % und für die Männchen (n = 55) 63,6 %. Von den jüngeren Larven (bis L5) (n = 35) starben 74,3 %, von älteren Larvenstadien (> L5) (n = 35) 68,6 % und aus der gemischten Gruppe (n = 60) genau 70%.

Betrachtet man die Gesamtheit alle untersuchten Schaben (n = 240) erhält man eine Mortalistätsrate von 65,8 % und damit signifikant mehr als in der Kontrollgruppe (Mann-Whitney-U-Test: $U = 0$, $z = -2,6116$, $p = 0.009$) (Abb. 3.37). Die Mehrheit der Larven- und Adultstadien verstarb auch hier zwischen dem vierten und fünften Tag nach Erstkontakt mit den Nematoden (Abb. 3.38 und Abb. 3.39).

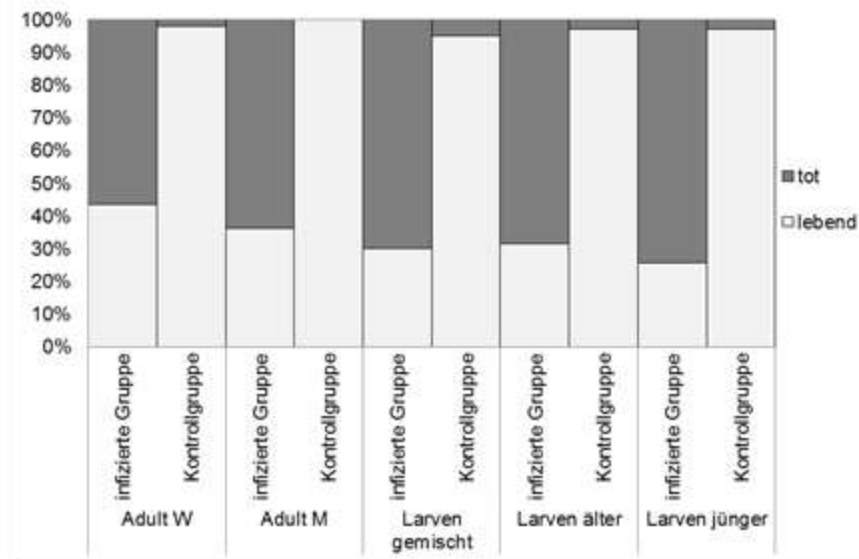


Abb. 3.37: Gegenüberstellung der infizierten, verstorbenen bzw. noch lebenden *P. australasiae* aus den einzelnen Testgruppen mit *S. carpocapsae* sowie die jeweils dazugehörigen Kontrollgruppen mit der gleichen Anzahl an Probanden nach Ablauf der Inkubationszeit von 9 Tagen. W = Weibchen, F = Männchen

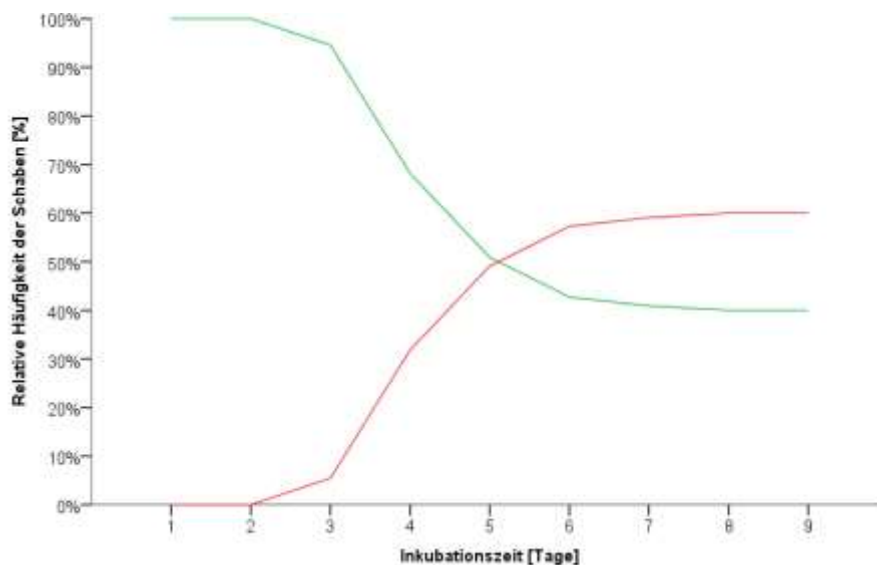


Abb. 3.38: Relative Häufigkeit der durch direkte Übertragung der pathogenen Nematode *S. carpocapsae* bereits abgetöteten (rot) bzw. noch lebenden (grün) *P. australasiae*-Schaben (Adultstadium) (n = 110) über eine Inkubationszeit von 9 Tagen

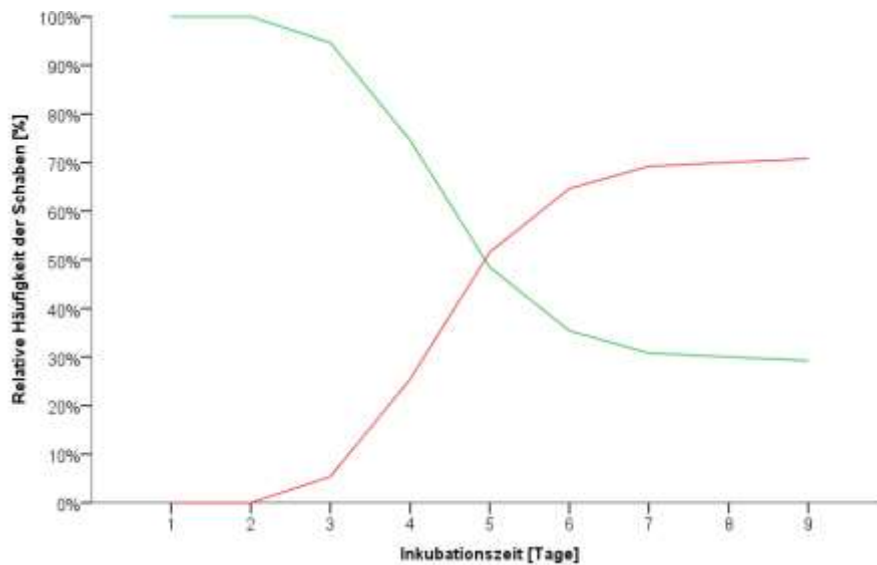


Abb. 3.39: Relative Häufigkeit der durch direkte Übertragung der pathogenen Nematode *S. carpocapsae* bereits abgetöteten (rot) bzw. noch lebenden (grün) *P. australasiae*-Schaben (Larvenstadium) (n = 130) über eine Inkubationszeit von 9 Tagen

Betrachtet man die beiden *Periplaneta*-Arten bezüglich ihrer Empfänglichkeit gegenüber den entomopathogenen Nematoden, stellt man für *P. australasiae* in allen Gruppen eine prozentuell höhere Sterblichkeit fest, als bei *P. americana*. Prüft man die Werte jedoch mit dem U-Test ergibt sich kein signifikanter Unterschied ($z = -1,567$, $p = 0,117$) zwischen den beiden Arten (Abb. 3.39).

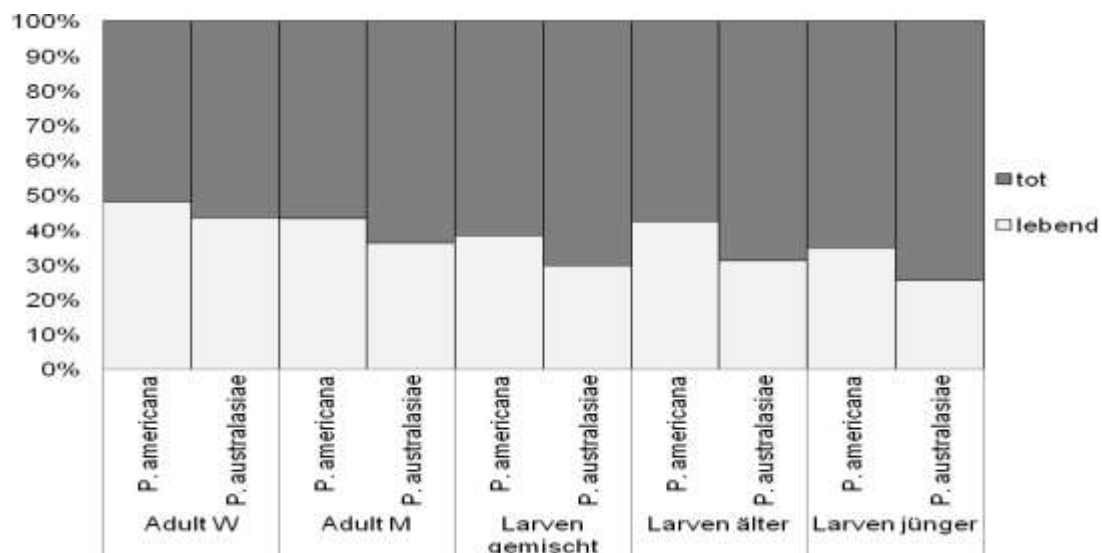


Abb. 3.40: Gegenüberstellung der Empfänglichkeit der einzelnen Testgruppen beider *Periplaneta*-Arten gegenüber dem insektenpathogenen Pilz *S. carpocapsae*

Die Testreihen mit *Pycnoscelus surinamensis* und *S. carpocapsae* in einer gemischten Gruppe (n = 80) (aus 20 Adulten und 60 Larven) ergaben eine Mortalität von 82,5%. Aus der Kontrollgruppe verstarben auch hier weniger als fünf Prozent (Abb. 3.41). Ein Großteil der *P. surinamensis* starben zwischen dem fünften und sechsten Tag (Abb. 3.42). Die von den Nematoden getöteten Schaben lagen alle eher oberflächlich ausgegraben am Substrat und konnten daher besonders leicht entnommen werden. Auch die noch lebenden *P. surinamensis* zeigten ein deutliches Fluchtverhalten und waren vermehrt auf den miteingebrachten Blättern zu finden anstatt im Substrat vergraben, was dem natürlichen Verhalten dieser Tiere entspräche. In der Kontrollgruppe gab es weniger als fünf Prozent Todesfälle. Die Schaben der Kontrollgruppe zeigten arttypisches Verhalten.

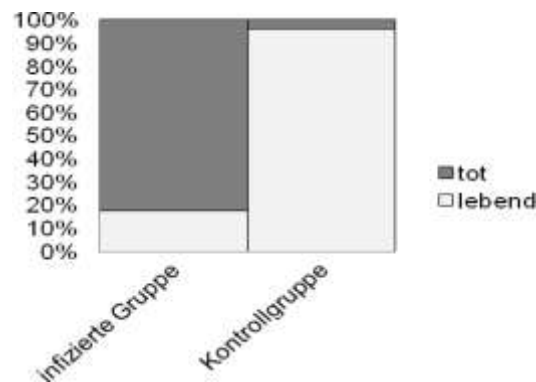


Abb. 3.41: Gegenüberstellung der infizierten, verstorbenen bzw. noch lebenden *P. surinamensis* und der dazugehörigen Kontrollgruppe der gleichen Anzahl an Probanden mit *S. carpocapsae* nach Ablauf der Inkubationszeit von 10 Tagen

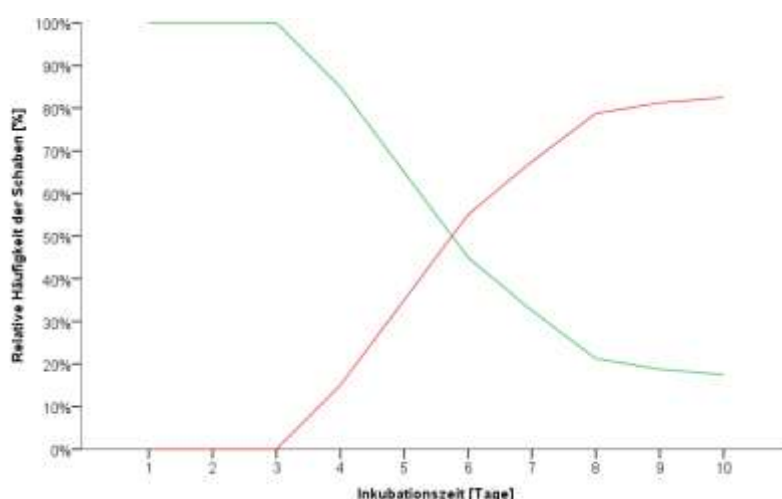


Abb. 3.42: Relative Häufigkeit der durch direkte Übertragung der pathogenen Nematode *S. carpocapsae* getöteten (rot) bzw. noch lebenden (grün) *P. surinamensis*-Schaben (n = 80) über eine Inkubationszeit von 10 Tagen

3.2.3.2.1. Verifizierung des Nematodenbefalles im Lichtmikroskop

Die durch die Nematoden- bzw. durch die Toxine der assoziierten Bakterien getöteten Schaben unterschieden sich makroskopisch von „normal-toten“ Schaben dadurch, dass ihr Körper aufgebläht und gleichzeitig weich und schlaff wirkte (Abb. 3.43). Beim Ergreifen mit der Pinzette bemerkte man bereits, dass sich der Kadaver im Anfangsstadium der Zersetzung befand. Zur Verifizierung eines erfolgreichen Nematodenbefalles wurden die Schabekörper mit einem Skalpell geöffnet und ein bis zwei Proben aus dem Körperinneren entnommen. Bei der Betrachtung im Lichtmikroskop waren deutlich die verschiedenen Larvenstadien (Abb. 3.44 und Abb. 3.48), sowie reproduktionsfähige Männchen (Abb. 3.46 und Abb. 3.47) (Fortpflanzungsapparat mit Spiculae) und Weibchen (Abb. 3.45) (Genitalporus und Eiern in der Leibeshöhle) der insektenpathogenen Nematodenart erkennbar.



Abb. 3.43: Frisch tote, mit Nematoden infizierte *Periplaneta* (Foto G. Hillebrand)



Abb. 3.44: Aus infizierten Schaben isolierte Nematoden (*S. carpocapsae*) in verschiedenen Entwicklungsstadien und Geschlechter (Foto G. Hillebrand)



Abb. 3.45: Geschlechtsreifes *S. carpocapsae*-Weibchen isoliert aus einer infizierten Schabe. Der Genitalporus und gebildete Eier am Hinterende sind deutlich erkennbar (Foto G. Hillebrand)



Abb. 3.46: Geschlechtsreifes *S. carpocapsae*-Männchen isoliert aus einer infizierten Schabe. Deutlich erkennbares spitzes Hinterende (Foto G. Hillebrand)

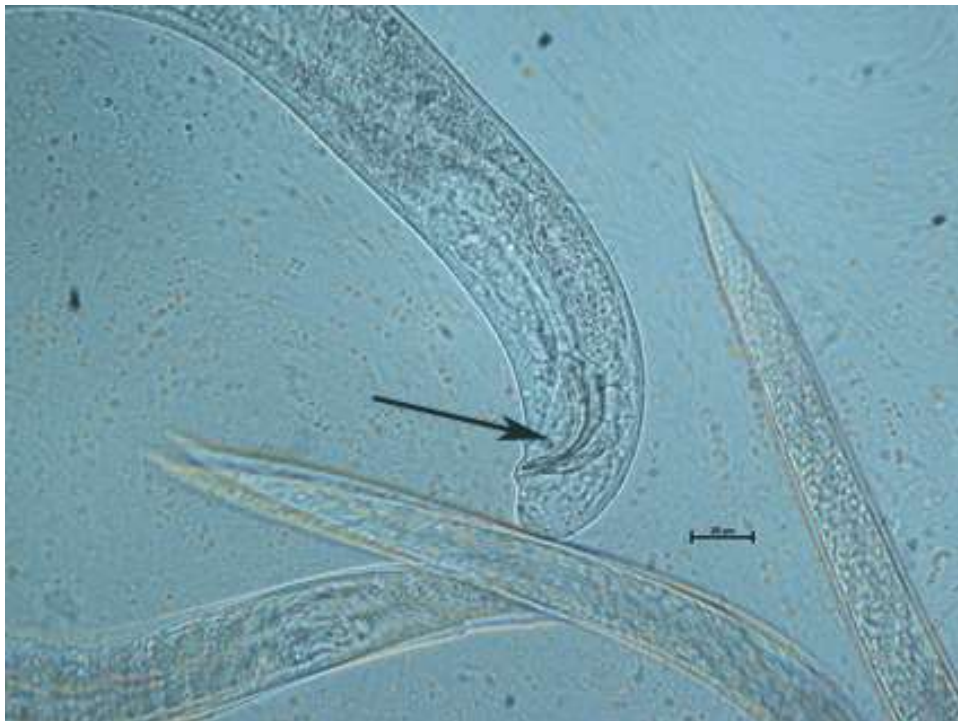


Abb. 3.47: Hinterende eines geschlechtsreifen *S. carpocapsae*-Männchens mit arttypischen Spiculae (hakenförmige Begattungsorgane) (Foto G. Hillebrand)



Abb. 3.48: Infektionslarve (drittes Larvenstadium) von *S. carpocapsae* mit doppelter Haut (Foto G. Hillebrand)

3.2.3.3. Vergleich Wirksamkeit von *M. anisopliae* vs. *S. carpocapsae*

Stellt man die beiden Insektenpathogene *S. carpocapsae* und *M. anisopliae* und ihrer Wirkung auf die beiden Schabenarten *P. americana* und *P. australasiae* einander gegenüber und verwendet hierbei allein den prozentuellen Anteil der lebenden zu den toten Schaben, könnte man annehmen, dass die Nematoden bessere Wirkung zeigen, als der Pilz (Abb. 3.49). Prüfte man jedoch die Ergebnisse weiter mit statistischen Tests, so ergaben sich keine signifikanten Unterschiede in der Anwendung der beiden Pathogene (*P. americana*: Mann-Whitney-U-Test: $U = 4,5$, $z = -1,67115$, $p = 0.09$, *P. australasiae*: Mann-Whitney-U-Test: $U = 4$, $z = -1,77559$, $p = 0.08$).

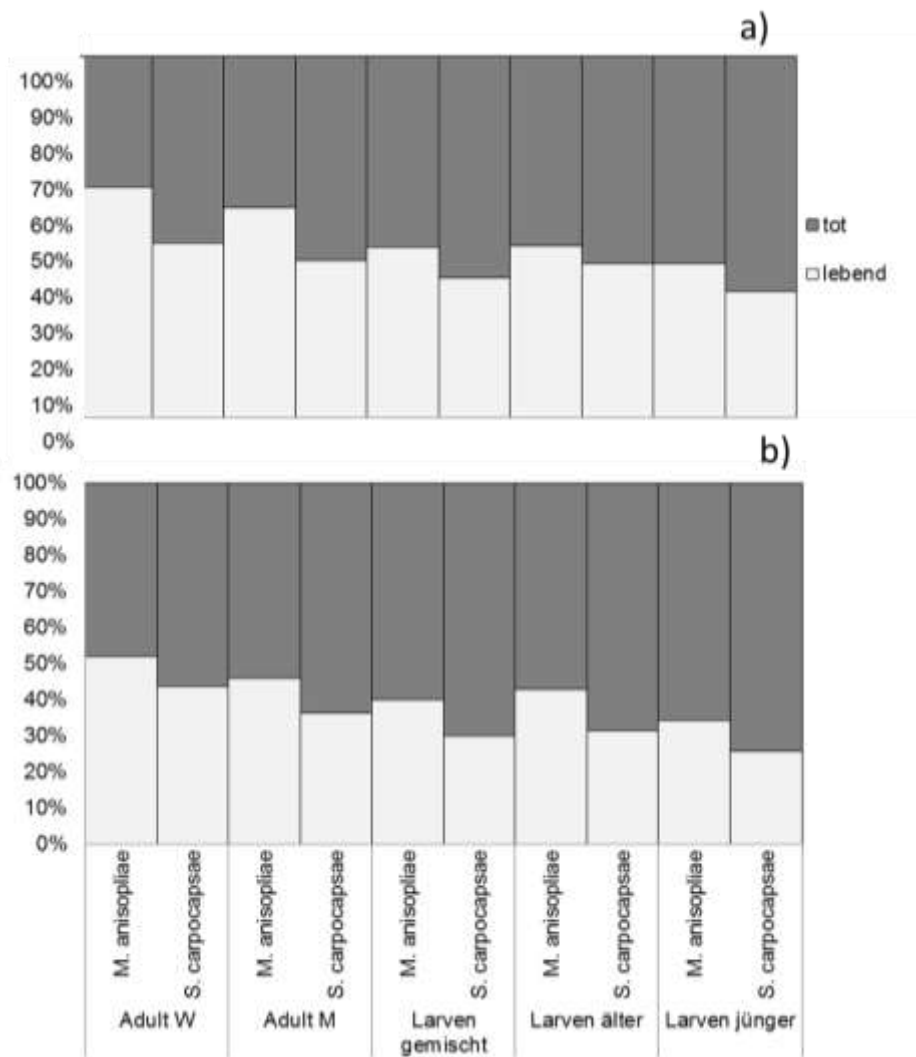


Abb. 3.49: Vergleich der Wirksamkeit von *M. anisopliae* und *S. carpocapsae* auf (a) *P. americana* und (b) *P. australasiae*

3.3. Elektronenmikroskop

Die Aufnahmen der Pilze und ihrer Konidiosporen auf den befallenen Schabenkadavern und der Vergleich mit gesunden Schaben im Transmissions-Elektronenmikroskop brachten die zusätzliche Bestätigung, dass die Schaben erfolgreich mit *Metarhizium ansiopliae* infiziert wurden (Abb. 3.50, Abb. 3.51, Abb. 3.52, Abb. 3.53, Abb. 3.54, Abb. 3.55 und Abb. 3.56).

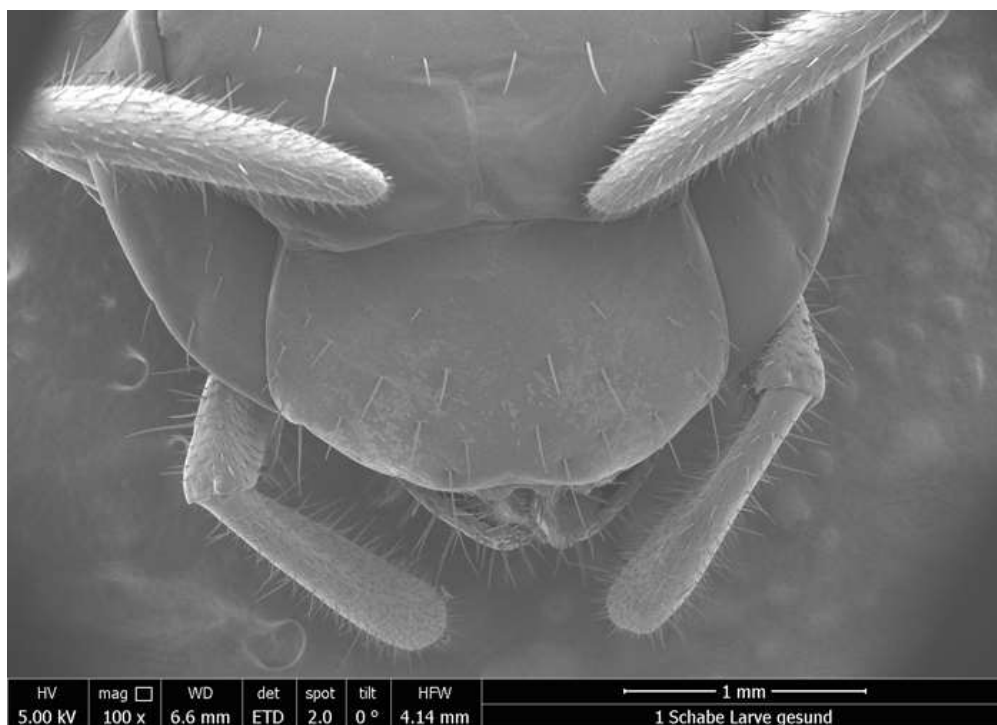


Abb. 3.50: Elektronenmikroskop-Aufnahme der Mundpartie einer gesunden *Periplaneta sp.* HV (High Voltage) = Beschleunigungsspannung, mag (Magnification) = Vergrößerung, WD (Working Distance) = Arbeitsabstand der Probe zum Polschuh, det EDT (Detector Everhard Thornley Detector) = Standarddetektor für Bilder mit Sekundärelektronen, spot (Spotsize) = Strahldurchmesser, tilt = Kippung, FHW (Full Horizon Width) = Abmessung des gesamten Bildes horizontal, μ -Balken zeigt die echte Vergrößerung.

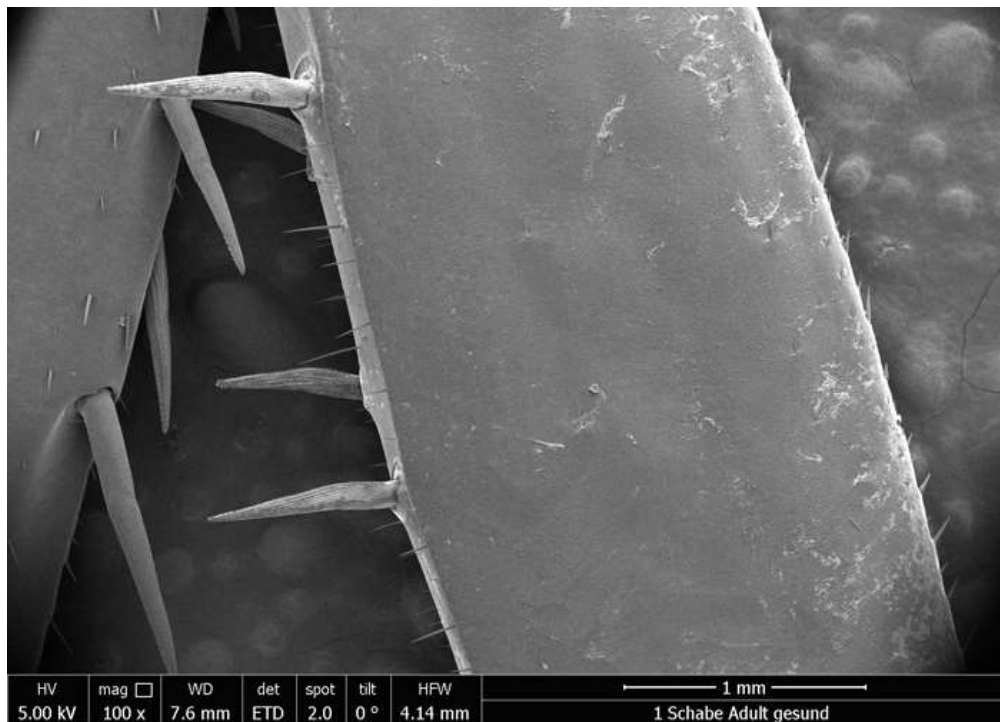


Abb. 3.51: Elektronenmikroskop-Aufnahme eines Tibia-Ausschnitts einer gesunden *Periplaneta sp.*
(Für eine genaue Legendenbeschreibung siehe Abb. 3.39)

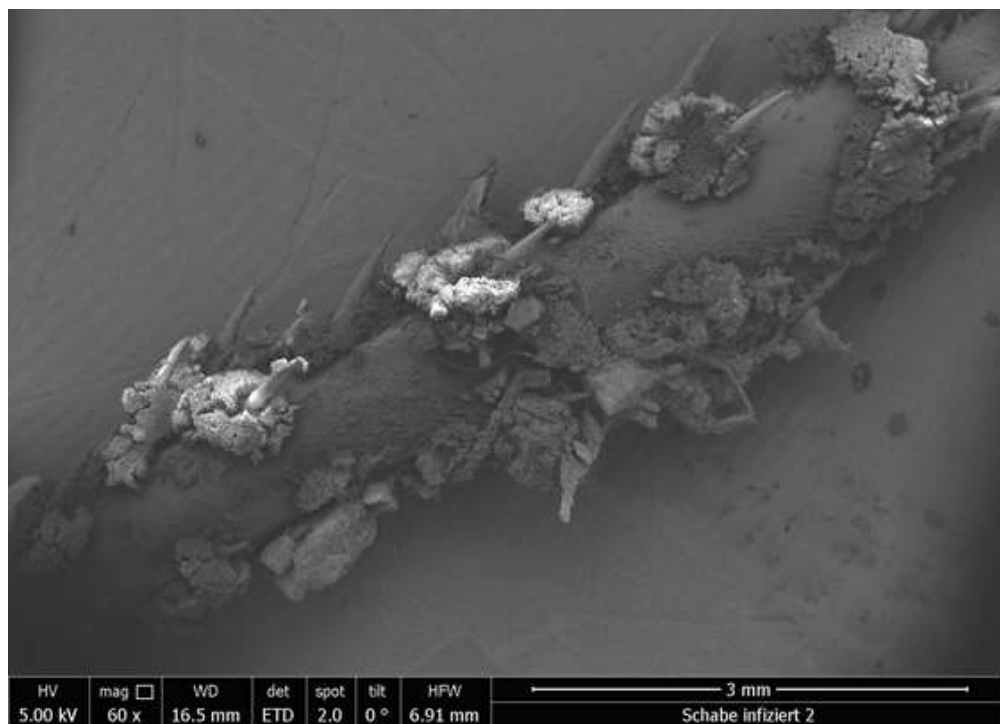


Abb. 3.52: Elektronenmikroskop-Aufnahme eines Beinausschnitts einer mit *M. anisopliae* befallenen *Periplaneta sp.* (Für eine genaue Legendenbeschreibung siehe Abb. 3.39)

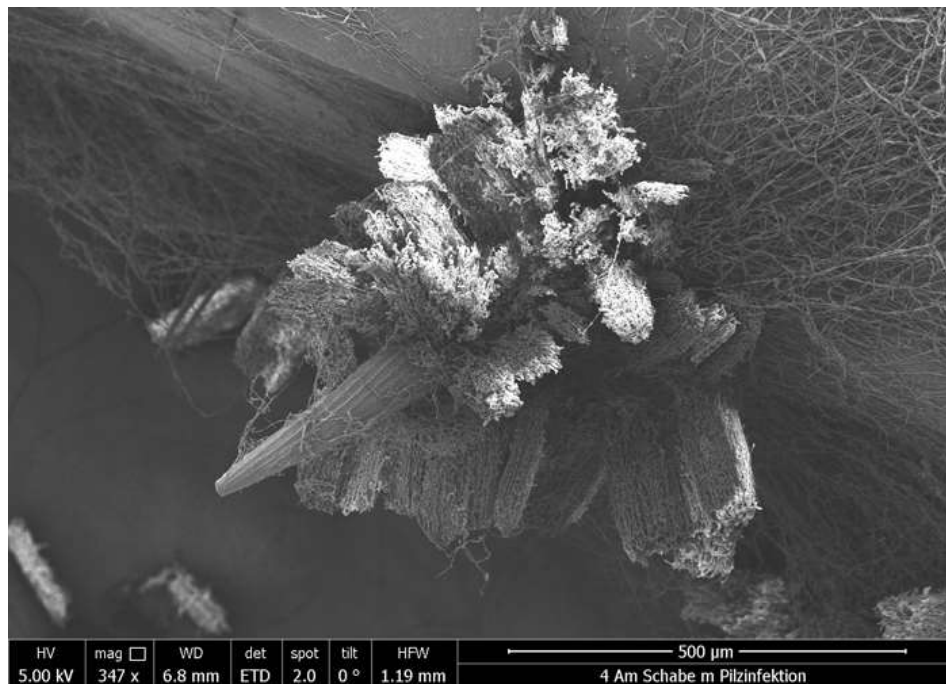


Abb. 3.53: Elektronenmikroskop-Aufnahme eines Beinausschnitts einer mit *M. anisopliae* befallenen *Periplaneta sp.* Gut erkennbar sind die in Ketten angeordneten Konidiosporen. (Für eine genaue Legendenbeschreibung siehe Abb. 3.39)

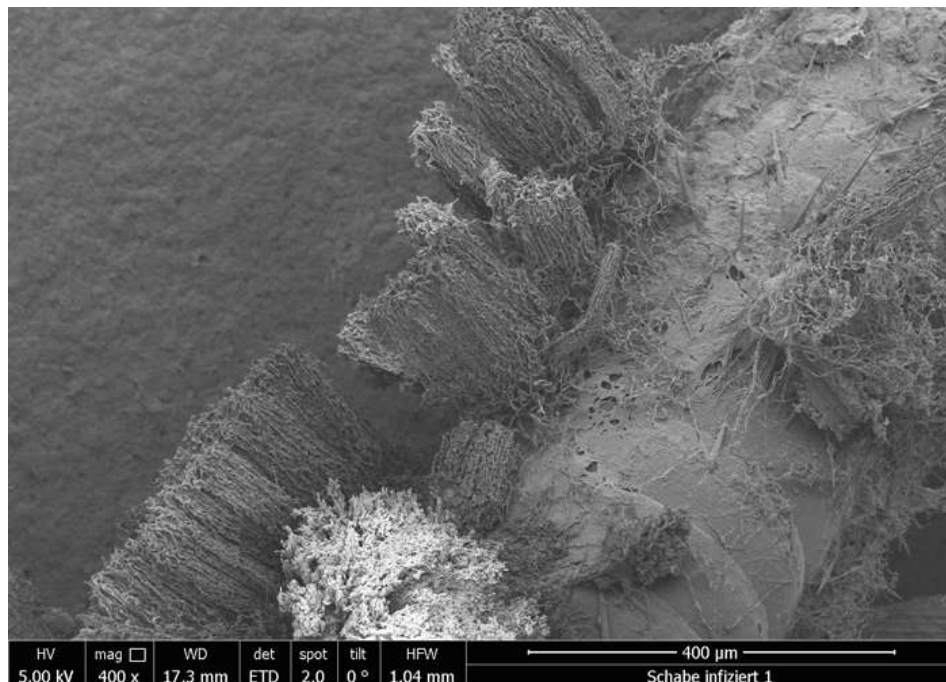


Abb. 3.54: Elektronenmikroskop-Aufnahme einer mit *M. anisopliae* befallenen *Periplaneta sp.* Gut erkennbar sind die in Ketten angeordneten Konidiosporen, die säulenförmig nebeneinander stehen. (Für eine genaue Legendenbeschreibung siehe Abb. 3.39)

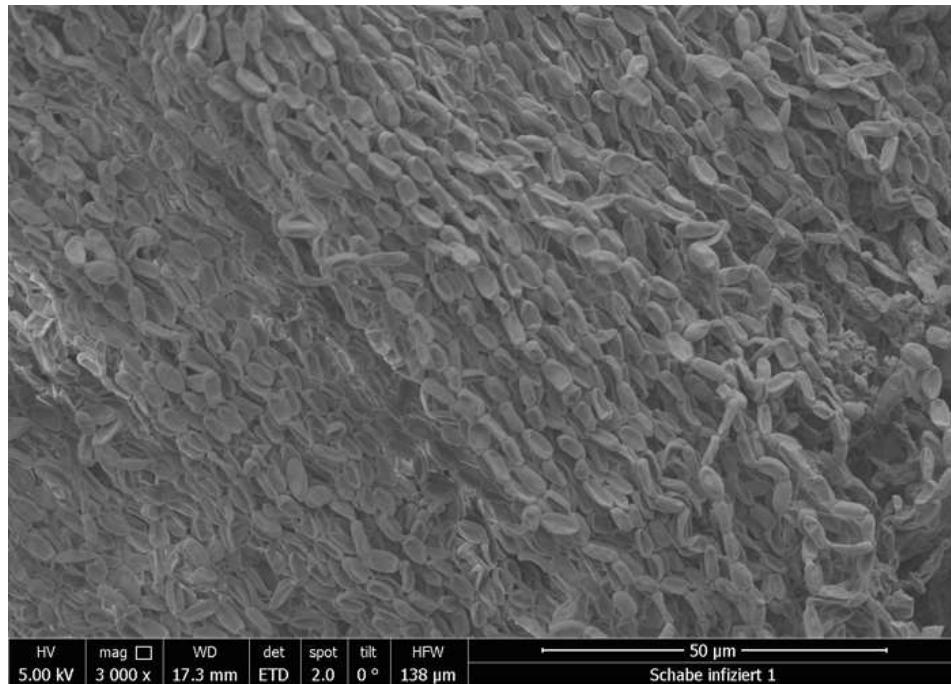


Abb. 3.55: Elektronenmikroskop-Aufnahme der in Ketten aneinandergereihten Konidiosporen von *M. anisopliae* auf dem Körper einer *Periplaneta sp.* (Für eine genaue Legendenbeschreibung siehe Abb. 3.39)

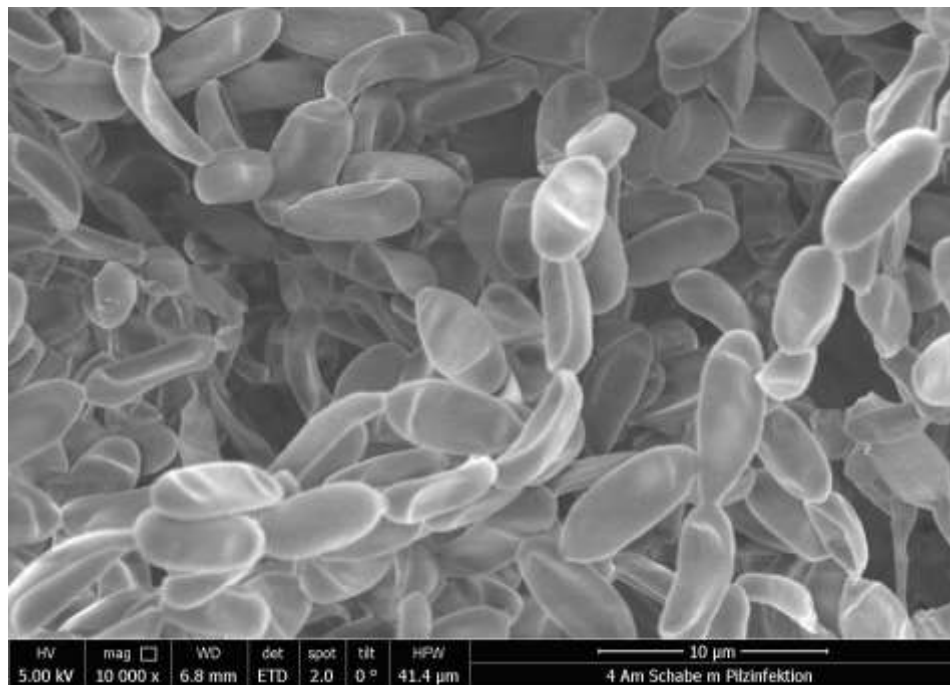


Abb. 3.56: Elektronenmikroskop-Aufnahme der typisch länglich-eiförmigen Konidiosporen von *M. anisopliae* auf dem Körper einer *Periplaneta sp.* (Für eine genaue Legendenbeschreibung siehe Abb. 3.39)

3.4. Bakteriologische Untersuchung

In der Fachliteratur findet man zahlreiche Hinweise darüber, dass Schaben als Vektoren und Träger verschiedenster Bakterien, Viren, Pilzsporen und Parasiten fungieren. Ein Augenmerk dieser Studie lag auch auf dem human- und veterinärmedizinischen Aspekt, der Schaben als potentielle Überträger betrachten sollte. Um abzuklären, welche Bakterien aus den Schaben bzw. von deren Körperoberfläche isoliert werden können und ob diese eine pathogene Potenz haben könnten, wurden mikrobiologische Abstrichen genommen. Bakteriologische Untersuchungen sind relativ aufwendig und erfordern die Anzucht auf spezifischen Kulturmedien und unter Umständen den Nachweis von Enzym- und Stoffwechselaktivitäten oder bakterienspezifischen Abbauprodukten. Aus diesem Grund erfolgte die genaue Diagnose extern durch das Invitro Diagnoselabor. Insgesamt konnten aus mehr als 80 Schaben-Abstrichen an die 50 Mikroorganismen nachgewiesen werden (Abb. 3.57): Zwei *Acinetobacter*-Arten darunter *A. Iwoffii*, drei *Aeromonas*-Arten (*Aeromonas hydrophila*, *A. caviae* und *A. sobria*), *Buttiauxella agrestis*, eine *Bacillus*-Art, zwei *Citrobacter*-Arten (*C. amalonaticus* und *C. freundii*), vier *Enterobacter*-Arten (*E. aerogenes*, *E. cancerogenus*, *E. sakazakii* und *E. cloacea*), *Enterococcus faecium*, zwei *Escherichia*-Arten (*Escherichia coli* und *E. hermannii*), *Havnia alvei*, *Klebsiella oxytoca*, *Kluyvera cryocrescens*, *Pantoea agglomerans*, Drei *Pseudomonas*-Arten (u.a. *P. fluorescens* und *P. putida*), drei *Serratia*-Arten (*S. liquefaciens*, *S. marcescens* und *S. rubidaea*), *Staphylococcus* sp., *Streptococcus*, *Stenotrophomonas maltophilia* und *Salmonella enterica*. Außerdem fanden sich verschiedene Sporen von Spross- und Schimmelpilzen an der Körperoberfläche mehrerer Schaben, darunter auch *Penicillium* sp. und *Candida* sp. Eine Schabe trug lediglich zwei Bakterienarten an sich, bei mehr als 25 Schaben wurden allerdings acht bis zehn pathogene Erreger nachgewiesen. Durchschnittlich waren die Schaben mit sieben Bakterien- oder Pilzsporen infiziert. *Enterococcus* sp. war das am häufigsten nachgewiesene Bakterium mit 98,8%. 60% der getesteten Schaben hatten *Escherichia* sp., 54,1% trugen *Klebsiella* sp. an oder im Körper, 38,8 Prozent *Hafnia* sp. und *Pantoea* sp., 28,2% *Enterobacter* sp., 22,4% *Bacillus* sp., 21,2% *Serratia* sp., 20% *Citrobacter* sp. und 16,5 % *Aeromonas* sp.. Immerhin 89,4% waren Träger von Sprosspilzsporen und 28,2 Prozent trugen Schimmelpilzsporen an oder in sich.

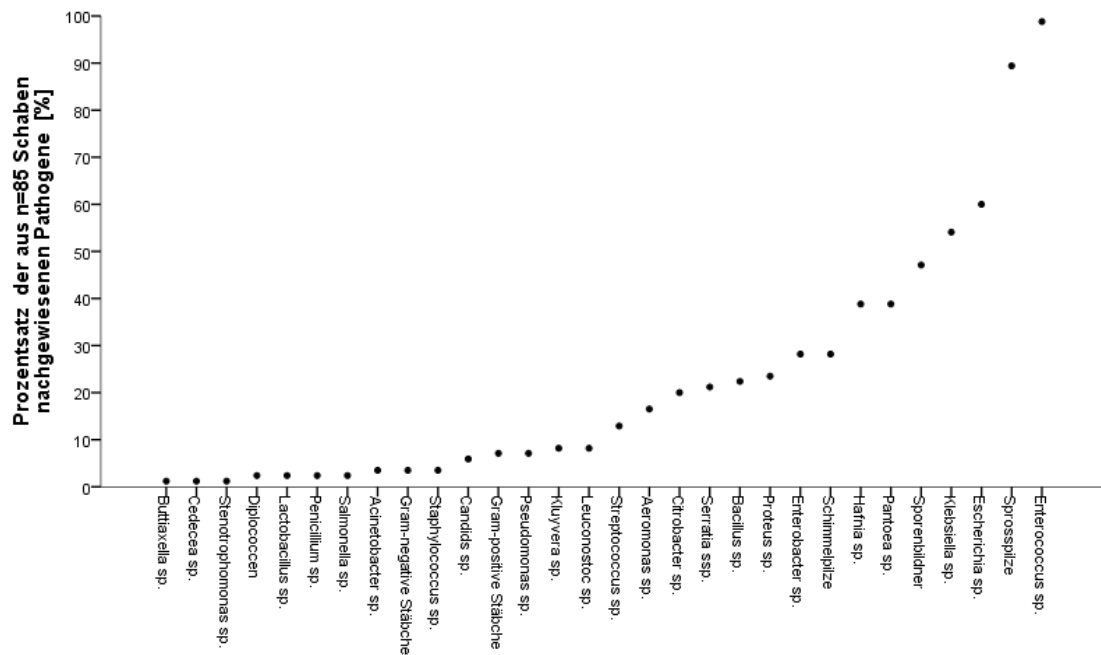


Abb. 3.57: In den Schaben nachgewiesene Pathogene und ihre relative Häufigkeit bei den untersuchten Schaben (n = 85)

Verschiedene Tierarten, häufig Neuzugänge oder alte, geschwächte Tiere im Regenwaldhaus zeigten oft unterschiedliche Krankheitsbilder mit oft nicht eindeutig feststellbarer Ursache. In solchen Fällen sollte die Vektorenfunktion von Schaben nicht unberücksichtigt bleiben, denn es wurden immer wieder Schaben beobachtet, die sowohl am Tierkot als auch an den Futtermittel für die Zootiere fraßen (Abb. 3.58).



Abb. 3.58: Fressende Schaben (a) am Tierkot und (b) an Tiernahrung (Foto G. Hillebrand)

3.5. Ein Alien im Regenwaldhaus – die Entdeckung einer „exotischen“ und unerwarteten Schabenart

Während der letzten Jahre wurde die Insektenzusammensetzung des Regenwaldhauses, besonders aber die Schabenfauna sehr genau erfasst und dokumentiert. Man ging lange von vier Schabenarten aus, die sich allmählich im Haus etabliert hatten – die beiden Großschabenarten *Periplaneta americana* und *Periplaneta australasiae*, die sogenannte Gewächshauschabe *Pycnoscelus surinamensis* und vereinzelt auftretende Exemplare von *Blattella germanica*.

Von *P. americana* wurden ab dem Frühjahr 2009 zuerst einzelne Exemplare gesichtet, ab Juli 2009 konnte ein deutlicher Anstieg dieser Art registriert werden. Sie wurde mit hoher Wahrscheinlichkeit ein paar Monate davor mit Pflanzen aus dem ehemaligen „Mexiko-Haus“ des Tiergartens eingeschleppt, da es verabsäumt worden war, die Pflanzen vorher auf Schabenbefall zu prüfen. Bis Dezember 2009 konnte sich diese Art sichtbar etablieren. Seit dem Sommer 2011 wurde *P. americana* zu der dominanten Schabenart im Regenwaldhaus. Meist tritt sie allein an bestimmten Standorten auf, Mischpopulationen mit der etwas kleineren *P. australasiae* sind eher selten zu beobachten. Nichtsdestotrotz wurden an den ausgewählten Fallenstandorten meist beide Arten in den Barberfallen gefangen. Bei der Auswertung für die Populationsanalyse wurde in weiterer Folge aufgrund der enormen Individuenzahl nicht mehr zwischen den beiden Arten unterschieden, wohl aber bei den Biotests.

Die vergleichsweise kleine *Blattella germanica* trat bis Ende 2015 immer nur sporadisch mit wenigen Einzeltieren (insgesamt etwa 20 Nachweise aus der Futterküche) auf und wurde vermutlich mit Futterkisten oder Dekorationsmaterial aus anderen Häusern eingebracht. Das Auftreten von *Blattella germanica* wurde nämlich sowohl im Kleinaffenhaus (G. Hillebrand, 2009) als auch im Singvogelhaus (Kanzler, 1998) nachgewiesen. Eine Etablierung einer Population konnte bis dato im Regenwaldhaus allerdings nicht nachgewiesen werden.

Aus diesem Grund wurde auch das Hauptaugenmerk sämtlicher Bekämpfungsmaßnahmen auf die beiden *Periplaneta*-Arten gelenkt.

Pycnoscelus surinamensis ist eher als Gewächshausschädling einzustufen und lebt in der obersten Substratschicht und Laubstreu in diversen Pflanztrögen und vermehrt im Bodensubstrat der Kurzkopf-Gleitbeutler-Anlage im Nachraum.

Im Sommer 2012 wurde im Zuge der regelmäßigen Befallskontrollen allerdings eine kleine, *B. germanica* auf den ersten Blick recht ähnliche, aber etwas schlanker gebaute Schabenart beobachtet. Die recht unscheinbaren, flinken Tiere wurden immer nur in geringer Anzahl erfasst und fielen auf den ersten Blick durch ihre ruckartig hüpfende Fortbewegung auf. Es handelt sich um eine Schabenart, die Habitate mit hoher Luftfeuchtigkeit bevorzugt und dichten Pflanzenbewuchs aufsucht. Männchen und Weibchen sind anhand ihres Genitalapparats relativ leicht zu unterscheiden. Beide tragen Flügel und können sehr gut fliegen. Diese Schabenart bevorzugt zuckerhaltige Nahrung. Alle gefangenen Exemplare, Larven wie Adulte, tragen am Pronotum eine charakteristische dunkle Sprenkelzeichnung (Abb. 3.59).



Abb. 3.59: Weibchen, Männchen und zwei Larvenstadien (von links nach rechts) der lange unbestimmten Schabenart im Regenwaldhaus (Foto G. Hillebrand)

Bei näherer Betrachtung unterschied sich diese Schabenart allerdings deutlich von *B. germanica*, nicht allein wegen ihrer markanten Zeichnung am Pronotum, sondern hauptsächlich wegen der Art und Weise, wie die Weibchen ihre Ootheken tragen.

Während die Weibchen von *B. germanica* ihre Ootheken nach der Produktion um 90 Grad drehen, um mobiler zu bleiben und um sich in enge Schlupfwinkel zurückziehen zu können, drehen die Weibchen der unbekannten Art die Ootheken offensichtlich nicht (Abb. 3.60).

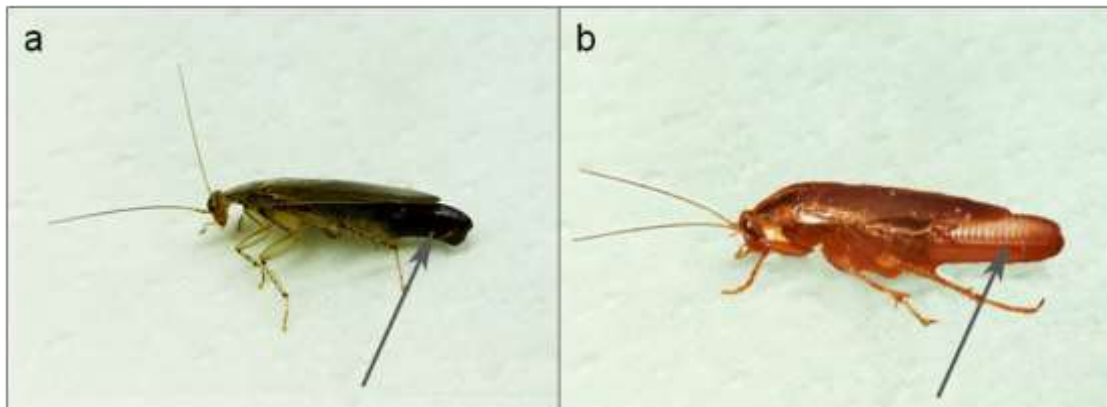


Abb. 3.60: Vergleich zwischen der Oothekenposition bei (a) der „unbekannten“ Art und (b) *B. germanica* (gedreht) (Foto G. Hillebrand)

Wie bereits erwähnt, wurden für die Erstbepflanzung des Hauses zahlreiche botanische Besonderheiten aus dem tropischen Thailand und Malaysia gekauft, einzelne, besondere Raritäten wurden sogar direkt von der biologischen Forschungsstation in Wanariset auf Borneo importiert (Fast et al., 2003). Auch danach wurden im Lauf der Jahre immer wieder Pflanzen aus verschiedensten Ländern und Institutionen ins Regenwaldhaus eingebracht (persönliche Angabe T. Wampula, Tiergarten Schönbrunn). Aus diesem Grund liegt der Verdacht nahe, dass diese unscheinbare Schabenart mit Pflanzenmaterial ins Haus gelangt ist und lange unentdeckt blieb.

Beim Studium einschlägiger Fachliteratur bzw. bei Recherchen im Internet konnte eine große Ähnlichkeit der unbekannten Schabenart zu *Margattea* sp. festgestellt werden. Nachdem diese Art mit den herkömmlichen Bestimmungsschlüsseln nicht identifiziert werden konnte, wurden einige Fotos und Tiere ans Naturhistorische Museum Wien geschickt. Dort konnte niemand die Art genauer bestimmen. Auch hinzugezogene Experten in Deutschland (Dr. Reiner Pospischil, Schabenexperte der Firma Bayer AG, und Dipl.-Ing. Ingo Fritzsche, ZAG Wirbellose e.V., Blattodea Culture Group (B.C.G.)) konnten keine sichere Auskunft über diese kleine Schabenart geben. Erst Prof. Dr. Horst Bohn von der Zoologische Staatssammlung München konnte das Geheimnis lüften und sowohl die Gattung als auch in weiterer Folge die Art eindeutig bestimmen. Es handelt sich um *Margattea nimbata*.

Die Gattung ***Margattea*** umfasst über 45 Arten aus Asien, Indonesien, Malaysia, den Inseln des Südlichen Pazifikraums sowie Afrika (Rentz, 2014).

Für die Identifizierung der einzelnen Arten werden verschiedene morphologische Merkmale v.a. der Männchen herangezogen. Diese reichen von unterschiedlichen Typen des vorderen Femurs über eine mögliche Bezahnung der Tarsalklaue bis zu Tergitdrüsen und einer unterschiedlich gebauten Subgenitalplatte etc. Die Weibchen sind aufgrund topotyper Ausbildung noch schwieriger zu identifizieren (Roth, 1989).

Margattea nimbata (Shelford 1907) wurde aus Indien, von Inseln des Pazifischen sowie Indischen Ozeans beschrieben. Die adulten Schaben werden knapp zwei Zentimeter lang und haben einen schlanken Körperbau. Sie sind gelb bis hellbraun gefärbt und tragen ein arabeskes Muster in der Mitte ihres Pronotums. Die Seitenränder des Pronotums sind durchscheinend. Beide Geschlechter tragen Flügel, die leicht gemustert sind (Abb. 3.62). Sowohl die Flügel als auch die Beine dieser Art erscheinen transparent. Ihre Antennen sind hell und reichen bis über das Ende des Abdomens (Boyer & Rivault, 2004).

Die Larven sind etwas heller gefärbt, das Pronotum sieht dem der Erwachsenen sehr ähnlich, Meso- und Metanotum sowie ihr Abdomen tragen Flecken und Streifen (Abb. 3.61). Adulte und Larven sind aufgrund ihrer Färbung und Musterung in der Laubstreu gut getarnt. Ihre Ootheken sind etwa 4 mm lang und rötlich braun, leicht gebogen und sehr hart (Boyer & Rivault, 2004).



Abb. 3.61: Larve von *Margattea nimbata* (Foto G. Hillebrand)



Abb. 3.62: Adultes Exemplar von *M. nimbata* (Foto G. Hillebrand)

Nach Beobachtungen von Boyer und Rivault (2004) aus Zuckerrohrfeldern in Réunion hat diese Art sechs Larvenstadien. Ihre Entwicklung dauert durchschnittlich 80 Tage. Die Schabenweibchen tragen die Ootheken in den ersten ein bis zwei Tagen vertikal (Abb. 3.60), drehen sie danach in die Horizontale und legen sie dann im Substrat ab, wo nach etwa 21 Tagen die Larven schlüpfen. Feuchtigkeit ist ein wichtiger Faktor für eine erfolgreiche Oothekenentwicklung.

Roth (1989) bringt zusätzlich in seiner überarbeiteten Beschreibung dieser Gattung zahlreiche detaillierte Angaben und Abbildungen, die die Artbestimmung erleichtern, i.e.: Der vordere Femur des Männchens trägt drei bis fünf große Proximaldornen, am vierten proximalen Tarsomer findet man Pulvilli, die Tarsalklauen sind symmetrisch und tragen Haftlappen.

Im Regenwaldhaus hat sich in den letzten Jahren eine stabile Population dieser Art etabliert. Anhand mehrerer Exemplare konnte die Art daher eindeutig bestätigt werden.



Kapitel 4

4. Diskussion

Das Regenwaldhaus im Tiergarten Schönbrunn wurde im Juli 2002 zum 250-jährigen Zoojubiläum eröffnet. Bereits zwei Jahre später stellte das Pflegepersonal einen zunehmenden Anstieg an Schaben v.a. im Tierbereich und in den großen Pflanzanlagen fest. Ende 2008 entstand in einem Gespräch mit der für die Schädlingsbekämpfung zuständigen Zootierärztin Dr. Hanna Vielgrader und der Zoodirektorin Dr. Dagmar Schratter die Idee, anhand der entstandenen Schabenproblematik eine wissenschaftliche Studie zu machen, denn bereits im Jahr 1998 gab es eine veterinärmedizinische Dissertation zum Thema Schabenbekämpfung im Vogelhaus (Kanzler, 1998) mit unterschiedlichen Lösungsansätzen.

Die hier vorgelegte Forschungsarbeit hatte als Gesamtziel eine drastische Reduzierung des massiven Schabenbefalls im Regenwaldhaus sowie die Erarbeitung eines langfristigen Bekämpfungskonzepts auf biologischer Ebene, das nicht allein für dieses Haus, sondern auch in anderen Tierhäusern des Tiergartens, in weiterer Konsequenz aber auch in anderen vergleichbaren zoologischen Einrichtungen und Tropenhäusern Anwendbarkeit finden könnte.

4.1. Bestands-Evaluierung

Bezugnehmend auf praxisorientierte Literatur im Bereich der Schabenbekämpfung erfolgten als Erstmaßnahme zur Bekämpfung der bereits drastisch angestiegenen Schabenpopulation die Beseitigung von baulichen Mängeln sowie kontinuierlich durchgeführte Reinigungsarbeiten im Sinne eines Habitat-Entzugs und damit verbunden die Beseitigung von Eipaketen, Larvenstadien und Brutmöglichkeiten. Durch diese Maßnahmen wurde zuallererst an extrem befallenen Standorten eine fortlaufende Weitervermehrung reduziert. Dieser Schritt ist eine wichtige Ausgangsmaßnahme für weitere Stufen in einem integrierten Schädlingsbekämpfungskonzept (Miller et al., 1993; All, 2008).

4.2. Bekämpfungsmaßnahmen

4.2.1. Mechanische Bekämpfung

In Kombination mit gezieltem Fangen und Eliminieren konnte allein zwischen dem ersten und zweiten Untersuchungsjahr die Anzahl an Schaben von 16.066 auf 7.247 halbiert werden.

Die Barberfallen erfüllten hierbei einen doppelten Zweck: Auf der eine Seite dienten sie Kontrollzwecken (die gefangenen Schaben zeigten gleichmäßig eine genauere Zusammensetzung und Populationsstärke), auf der anderen Seite wurden die darin enthaltenen Schaben entweder getötet (Attract-and-kill-Verfahren) oder aber für die Testreihen mit den Insektenpathogenen weiterverwendet.

Die Standorte der eingesetzten Fallen waren gezielt durch die gewonnenen Voruntersuchungen an jenen Plätzen ausgewählt worden, die sich durch hohen, permanenten Befall auszeichneten. Die gewählte Kombination aus eiweiß- und kohlenhydratreicher Kost als Köder sollte verschiedene Schabenarten und unterschiedliche Entwicklungsstadien ansprechen. In den Fallen selbst wurden keinerlei schädliche Stoffe verwendet, da man in jedem Fall davon ausgehen musste, dass auch andere Tierarten, die sich in den gleichen Mikrohabitaten aufhalten, versehentlich in den Fallen gefangen werden oder daraus fressen könnten. Diese Vermutung bewahrheitete sich selten, da sich insgesamt nur drei Mal kleine Kröten bzw. Hausgeckos in den Fallen befanden. Diese „Beifänge“ konnten unversehrt wieder freigelassen werden. Eine direkte Einflussnahme auf weitere Fangergebnisse mittels Barberfallen kann daher ebenso ausgeschlossen werden. Da viele Schabenarten zum Beispiel durch ihren Kot Aggregationspheromone abgeben, die über längere Zeit wirkungsfähig bleiben und dadurch eine relativ stark anziehende Wirkung auf ihre Artgenossen haben, darf davon ausgegangen werden, dass die ausgewählten Fallenstandorte stets gleich häufig besucht wurden und keine Gewöhnung bzw. Meidung dieser Standorte erfolgte. Bei regelmäßigen Inspektionen und Kontrollen anderer Plätze im Haus wurde lediglich ein einziges neues Areal festgestellt, in dem ein erhöhter Schabenbefall auftrat. Dies lässt sich sehr leicht dadurch erklären, dass ein Teil der in der Höhle des Hauses ansässigen Fledermauskolonie (Brillenblattnasen) aus der Höhle an einen neuen Standort umgesiedelt war. Die Futterreste und der

herabfallende Kot der Fledermäuse zogen die Schaben während ihrer nächtlichen Aktivitätsphasen ebendort gewissermaßen magisch an.

Ebenfalls zu Monitoringzwecken wurde ein Hausplan angefertigt, um sowohl die Schabenbefallsherde als auch die Fallenstandorte festzuhalten. Neben den Fangergebnissen aus den Barberfallen fanden regelmäßig, besonders aber während der Sommermonate, nächtliche Begehungen statt. Auch diese Beobachtungen wurden teils schriftlich, teils durch Fotos dokumentiert und im Sinne von Verbesserungsvorschlägen mit den Tierpflegern diskutiert. Da die Bekämpfung der Schabenpopulation als gemeinsames Ziel aller im Regenwaldhaus arbeitenden Personen angesehen wurde, unterstützen diese routinemäßigen Kontrollen gleichermaßen auch das Projektziel. Fortlaufende, regelmäßige Inspektionen sowie die Überwachung mittels geeigneter Fallensysteme und deren Evaluation ist ein wesentlicher Bestandteil der Integrierten Schädlingsbekämpfung und dokumentiert gleichzeitig auch die Wirksamkeit von gesetzten Maßnahmen (Ogg et al., 2006; Owen, 1995).

Sämtliche mechanische Maßnahmen (vermehrte Säuberung von alten oder neu entdeckten Schabenstandorten, Habitat- und Nahrungsentzug, Einsatz von Diatomeenerde) sowie die Förderung der Prädatoren wurden während des gesamten Untersuchungszeitraums fortgesetzt.

Als handelsübliches Produkt (Aeraxon Ungeziefer Stop) kam in dieser Studie auch Diatomeenerde zum Einsatz. Der augenscheinliche Vorteil dieses Mineralstaubs liegt in der Ungiftigkeit. Somit bestanden keinerlei Bedenken bezüglich einer Aufnahme von toten Schaben durch Zootiere respektive durch Vögel oder Kleinsäuger. In allen Bereichen, in denen Diatomeenerde eingesetzt wurde, zeigte sich ein deutlicher Rückgang beider *Periplaneta*-Arten. Diese positiven Behandlungsergebnisse von Schabenarten mit Diatomeenerde und ihre Anwendung in der Integrierten Schädlingsbekämpfung finden sich auch in der Literatur wieder (Lord, 2001; Faulde, 2006; Quarles, 2009).

Faulde et al. (2006) untersuchten die Wirkung von modifizierter hydrophober Diatomeenerde auf drei verschiedene Schabenarten, nämlich *P. americana*, *B. germanica*, *B. orientalis* sowie eine Art Silberfischchen (*Lepisma saccharina*). Bei feuchtem Klima (85 % rel. Luftfeuchtigkeit), aber Futter- und Wasserangebot *ad libidum*

fürte die Behandlung mit Diatomeenerde bereits nach sechs Tagen zu einer vollständigen Auslöschung von *B. germanica* und nach acht Tagen bei *P. americana*, jedoch zeitigte sie eine relativ geringe Einflussnahme auf *B. orientalis*. Außerdem zeigten sich starke Veränderungen in der circadianen Aktivität der ersten beiden Arten. Auch diesbezüglich blieb *B. orientalis* unbeeinflusst.

Lord (2001) untersuchte den synergetischen Effekt beim Einsatz von Diatomeenerde und dem entomopathogenen Pilz *Beauveria bassiana* bei verschiedenen Getreidekäfern und konnte eine gesteigerte Mortalität bei einem gemeinsamen Einsatz beider Präparate feststellen. Der Autor begründet diese Wirkung damit, dass die Diatomeenerde die cuticulären Lipide entfernt und dadurch das Auskeimen der Pilzsporen an der Insektencuticula und die Penetration gefördert würde. Die positive Wirkung wird auch in der hier präsentierten Studie in der abtragenden Wirkung der Cuticularlipide und einer erhöhten Austrocknungsgefahr des behandelten Insekts vermutet.

Zwar wurde in dieser Untersuchung keine quantitative Erfassung des Effekts durchgeführt, jedoch wurde qualitativ sowohl ein Rückgang an Schaben als auch ein Vermeidungseffekt der behandelten Orte festgestellt. Zusätzlich fanden sich immer wieder offensichtlich ausgetrocknete, verendete Schaben in unmittelbarer Nähe der Applikationsstellen.

4.2.2. Prädatoren

Während des Zeitraums von 2010 bis 2015 wurden insgesamt über tausend Frösche (darunter vor allem Flugfrösche, Weißbart- und Kammruderfrösche und Schwarznarbenkröten) im Regenwaldhaus freigelassen.

Ab 2013 wurde der Bestand an Amphibien durch eine große Anzahl (> 500 Tiere) an Winkerfröschen aus zoeigener Nachzucht aufgestockt. Die Wirksamkeit dieser Tiere lässt sich genauso wenig wie auch die Fraßleistung anderer Regenwaldhausbewohner (darunter Vögel, Spitzmäuse und räuberischer Arthropoden) direkt messen. Aufgrund der Untersuchung der Mageninhalte lässt sich jedoch deutlich erkennen, dass die natürlichen Feinde einen zwar nicht direkt erfassbaren, aber nicht zu vernachlässigenden Beitrag zur Reduktion leisteten.

4.2.3. Insektenpathogene

Aufgrund des enormen Vermehrungspotenzials sind Schaben, sofern sich einmal eine Population entwickelt hat, hartnäckig zu bekämpfen. Besonders in zoologischen Einrichtungen mit sensiblen Tierbestand bedarf es alternativer Bekämpfungsmethoden. Da allein die Erhöhung des Fressdrucks durch verschiedene Prädatoren (Vögel, Reptilien, Amphibien), verstärkte Sauberkeit und eine Veränderung der Lebensbedingungen (Nahrungs- und Habitatentzug) oft nicht ausreichen, um das Schädlingsproblem einzudämmen, wurde nach weiteren Möglichkeiten zur biologischen Bekämpfung gesucht.

Für diese Studie im Regenwaldhaus wurden bewusst handelsübliche Präparate verwendet, die mehr oder weniger (in Abhängigkeit der Jahreszeit) ohne Einschränkungen in Österreich erhältlich waren.

Es gibt insgesamt relativ wenige Studien, die sich mit Infektionsversuchen von Schaben (zumeist *Blattella germanica* oder *Periplaneta americana*) mit Insektenpathogenen beschäftigen, und kaum Hinweise zu praxisnahen Projekten in Tropenhäusern oder gar zoologischen Einrichtungen. Die Ergebnisse der meisten Studien bezogen sich auf Schaben aus Laborzucht.

4.2.3.1. Pilzpräparate

Unter den handelsüblichen Pilzpräparaten fanden sich unter anderem solche, die die insektenpathogenen Pilze *Metarhizium anisopliae*, *Beauveria brongniartii* oder *Beauveria bassiana* enthielten.

Die beiden Pilzpräparate mit *Metarhizium anisopliae* und *Beauveria brongniartii* werden in der Landwirtschaft zur Bekämpfung von Gartenlaubkäfern bzw. Maikäfern eingesetzt. Obwohl auch *Beauveria bassiana* ein sehr breites Wirtsspektrum besitzt und bei manchen Autoren als erfolgreich gegen Schaben beschrieben wurde (Hernandez-Ramirez et al., 2008; Mohan et al., 1999), wurde für die Studie im Regenwaldhaus letztendlich auf die Anwendungsmöglichkeit verzichtet. Einzelne Studien beschreiben negative Auswirkungen von *B. bassiana* durch die Produktion des Pilztoxins Beauvericin auf invertebrate Wasserorganismen (Zimmermann, 2007b) bzw. die Embryonen und Larven von Fischen (*Menidia beryllina*) (Middaugh & Genthner, 1994).

Beauveria brongniartii brachte im Zuge dieser Studie keine positiven Ergebnisse im Einsatz gegen Schaben. Es wird in der Landwirtschaft u.a. gegen Feldmaikäfer eingesetzt, die aufgrund ihres dicken Chitinpanzers sehr robust wirken. Die guten Ergebnisse in der Bekämpfung erzielte man jedoch v.a. gegen die bodenlebenden, weichhäutigen Engerlinge. In der Patentbeschreibung eines Termitizids wurde allerdings auch auf eine Nebenwirkung von *B. brongniartii* aus einer Agarkultur gegen Schaben (*P. fuliginosa* und *B. germanica*) hingewiesen (Sugiura, Sugiyama & Saika, 1998). Traugott et al. (2005) weisen in ihrer Publikation ebenfalls darauf hin, dass noch Forschungsbedarf bezüglich der Auswirkung von *B. brongniartii* auf Nicht-Zielorganismen herrscht.

Aus diesem Grund wurde letztendlich nur *Metarhizium anisopliae* für die weiterführenden Tests ausgesucht. Alle drei in den Biotests mit *M. anisopliae* untersuchten Schabenarten (i.e. *Periplaneta americana*, *Periplaneta australasiae* und *Pycnoscelus surinamensis*) ergaben positive Infektionsergebnisse.

P. americana zeigte eine durchschnittliche Empfindlichkeit mit 47,3 Prozent, *P. australasiae* mit 56,4 Prozent und *P. surinamensis* mit 71,3 Prozent.

Eine leicht gesteigerte Mortalitätsrate ergab der horizontale Übertragungsweg mit 55 Prozent für *P. americana* und 62 Prozent für *P. australasiae*.

Sowohl bei *P. americana* als auch bei *P. australasiae* zeigten die Larven eine höhere Anfälligkeit als die adulten Schaben. Diese Ergebnisse nähern sich stark an die Ergebnisse aus der Studie von Hernandez-Ramirez et al. (2008) an. Diese Autoren testeten (bei $24 \pm 2^\circ\text{C}$ und $50 \pm 10\%$ rel. Luftfeuchtigkeit) die beiden entomopathogenen Pilze *Beauveria bassiana* und *Metarhizium anisopliae* in Kombination mit Borsäure bezüglich ihres pathogenen Potenzials bei *P. americana* unter Laborbedingungen. Während die Adulten eine Mortalitätsrate unter zehn Prozent zeigten, waren die Larvenstadien (besonders die ersten Stadien) deutlich anfälliger – vermutlich durch ihr weniger stark ausgeprägtes Immunsystem, wie die Autoren annehmen. Bessere Mortalitätsraten ergaben die Versuche bei erhöhter relativer Luftfeuchtigkeit mit $85 \pm 10\%$. Unter diesen Bedingungen verbesserte sich auch die Sterblichkeit der adulten Schaben. Für den Stamm Bb88-*B. bassiana* auf $44 \pm 6,1\%$ und für Dextruxin-*M. anisopliae* auf $49 \pm 4,6\%$. Eine gesteigerte Mortalität auf 82 bis 92 Prozent ergab der synergetische Effekt, wenn man *B. bassiana* mit Borsäure-Ködern kombinierte.

Eine Studie von Dayer et al. (2016) befasst sich ebenfalls mit der Möglichkeit, Deutsche Schaben mit *M. anisopliae* zu bekämpfen. Auch diese Autoren beschreiben ein synergetisches Verhalten zwischen der Verwendung von Pilzsporen und Borsäure, sie erreichten 100 Prozent Mortalitätsrate nach 40 Tagen Erstkontakt mit dem Pilz.

Eine Untersuchung bezüglich der horizontalen Übertragung und sublethalen Reproduktionseffekte von *M. anisopliae* bei der Deutschen Schabe führten auch Quesada-Moraga et al. (2004) durch. Sie applizierten vier verschiedene Konidienkonzentrationen auf adulte Schaben aus Laborzucht und beobachteten die tägliche Mortalitätsrate bei 27 ± 2 °C und 75 ± 10 % rel. Luftfeuchtigkeit. Danach wurde der Versuch mit Kontakt zwischen gesunden, lebenden und verpilzten Schabekadavern wiederholt. Es zeigten sich je Mortalitätsraten von 42,3 bis 93,3 Prozent in direkter Abhängigkeit von der applizierten Sporendosis ($4,2 \times 10^6$ bis $4,2 \times 10^9$ Sporen/ml). Die horizontale Übertragung konnte deutlich festgestellt werden und lag bei einem Verhältnis von gesunden zu infizierten Schaben von 10:1 bei etwa 87,5 Prozent, wobei die durchschnittliche Überlebensdauer bei etwa $16,1 \pm 0,96$ Tagen lag. Der LT_{50} -Wert lag bei durchschnittlich 12,2 Tagen. Im Gegensatz zu Kaakeh et al. (1996) konnten diese Autoren kein Vermeidungsverhalten beobachten. Die Verringerung der Oothekenproduktion von behandelten Schabenweibchen zeigte sich erst signifikant niedriger bei der zweiten Produktionsphase.

Auch Kaakeh et al. (1996) führten eine ähnliche Studie mit *M. anisopliae* und Hydramethylon (Pflanzenschutzmittel) an jungen Larven der Deutschen Schabe durch. Für diesen Zweck wurden fertige Schabenfallen (Bio-Path™ Cockroach control chamber) mit Konidiosporen von *M. anisopliae* auf einer Nährlösung verwendet. Die Schaben wurden alle im Labor gehalten und gezüchtet und einem „Zwangskontakt“ mit dem Pilz ausgesetzt. In einem weiteren Versuch wurde die Möglichkeit einer horizontalen Übertragung getestet. In Abhängigkeit von der Expositionszeit und dem Verhältnis der ausgesetzten zu den nicht ausgesetzten Schaben ergaben sich unterschiedliche Ergebnisse. Etwa 60 Prozent Sterblichkeit nach sechs Stunden Kontaktzeit ergaben sich bei einem Verhältnis 1:5 der Schaben, die Pilzkontakt hatten mit jenen, die keinen hatten. Bei 24 Stunden Kontaktzeit waren es bereits 97,9 Prozent und bei 48 Stunden 100 Prozent Sterblichkeit nach einer Dauer von 25 Tagen. Pilzwachstum war an allen Körperteilen nach durchschnittlich 14 bis 16 Tagen nach der Kontaktzeit deutlich erkennbar. Das Pilzmycel sporulierte auch aus. Die Larven

zeigten deutliches Vermeidungsverhalten zu verpilzten Artgenossen und fraßen diese nicht auf.

Grundsätzlich muss jedoch festgestellt werden, dass auch die gleichen Insektenarten auf verschiedene Pilzstämme/-isolate derselben Pilzart starke Unterschiede in der Reaktion zeigen können (Shahid, Rao, Bakhsh & Husnain, 2012). Darüber hinaus muss man davon ausgehen, dass verschiedenste Faktoren die Empfänglichkeit auch gegenüber Biopestiziden wie z.B. *M. anisopliae* beeinflussen. Zum Einen ist für eine erfolgreiche Infektion, die auch zum Tod führt, die Menge an Konidiosporen, die von jedem Individuum aufgenommen werden, sowie deren Überlebensfähigkeit in der Umwelt eine wichtige Variable (Kaakeh, Reid & Bennett, 1996), zum Anderen hängt der Erfolg der Auskeimung der Konidiosporen und der Formung eines Appressoriums von Faktoren wie z.B. der Immunlage bzw. individuellen Fitness oder dem Entwicklungs- oder auch Ernährungszustand des Wirtsinsekts ab (Ment, Gindin, Soroker, Glazer, Rot & Samish, 2010). Auch die Form der Applikation und Klimafaktoren sind Charakteristika für große Wirkungsunterschiede von Pilzpräparaten (Schränk & Vainstein, 2010). Einen entscheidenden Faktor für den Erfolg oder Misserfolg einer Pilzinfektion stellen auch die freigesetzten hydrolytischen Enzyme dar, die in weiterer Folge die Cuticula aufweichen und die Bildung eines Appressoriums ermöglichen (Santi, Silva, Pinto, Schränk & Vainstein, 2010).

Daneben wurden spezifische Abwehrreaktionen (Knotenbildung) auf eine Injektion von Konidiosporen von *M. anisopliae* bei *P. americana* nachgewiesen, die nicht zwangsläufig zum Tod führen müssen (Kaakeh, Reid & Bennett, 1996).

All diese Aspekte sowie auch eine spezifische biologische Fitness, gegebenenfalls aber auch eine Vorgeschichte durch chronische, sublethale Infektion, die unter Stressbedingungen die Wirksamkeit von Pathogenen beeinflusst, gilt es zu berücksichtigen.

Umweltfaktoren spielen bei der Keimung und dem Wachstum von entomopathogenen Pilzen ebenfalls eine entscheidende Rolle. *M. anisopliae* erweist sich als mesophil und hat ein relativ breites Temperaturspektrum zwischen 15 und 35 °C. Das Temperaturoptimum für die Auskeimung liegt bei etwa 25 bis 30° C. Je nach Genotyp gibt es höhere oder niedrigere Toleranzbereiche in gemäßigten oder subpolaren Zonen bzw. tropischen und subtropischen Regionen. Hitzetoleranz der Sporen steht in direktem Zusammenhang mit dem Feuchtigkeitsgehalt. Trockene Konidiosporen

tolerieren hohe Temperaturen ($> 40^{\circ}\text{C}$) besser (Details siehe auch Review Zimmermann, 2007a). Für das Auskeimen benötigen die Konidiosporen eine relativ hohe Luftfeuchtigkeit, für eine verbesserte Lagerfähigkeit dagegen eine niedrige Luftfeuchtigkeit. Neben der Temperatur und der relativen Feuchtigkeit spielt auch die UV-Strahlung eine Schlüsselrolle bezüglich der Wirksamkeit und Effizienz. Untersuchungen zeigten, dass Sonnenlicht einer der natürlichen schädigenden Faktoren ist und Konidiosporen von *M. anisopliae* schon nach einigen Stunden Bestrahlung inaktiviert werden.

Dieser Umstand wurde v.a. für die Anwendung von *M. anisopliae* im Regenwaldhaus berücksichtigt, da man dadurch eine weitgehende Verschleppung (wie z.B. in den Schauinsektenbestand des Haus der Schrecken) schon durch die anderen vorherrschenden Umweltbedingungen im Freiland (UV-Strahlung, Hitze, Trockenheit) vermeiden konnte.

4.2.3.2. Nematodenpräparate

Für die Untersuchungen bezüglich der Wirksamkeit von Nematoden gegen Schaben im Regenwaldhaus wurden zwei Produkte der Firma E-nema GmbH verwendet, die im Handel mehr oder weniger uneingeschränkt zur Verfügung stehen. Ein Präparat enthielt die insektenpathogenen Nematoden der Art *Heterorhabditis bacteriophora* und wird üblicherweise gegen Dickmaulrüssler eingesetzt. Das zweite Präparat mit den Nematoden der Art *Steinernema carpocapsae*, welches häufig gegen Maulwurfsgrielen verwendet wird, zeigte bei den Vorversuchen eine gute Wirkung gegen die verschiedenen Regenwaldhaus-Schaben. Beiden Arten unterscheiden sich auf der einen Seite durch die Bakterienarten (*Photorhabdus* bzw. *Xenorhabdus*), mit denen sie assoziiert sind, auf der anderen Seite aber auch durch ihr Wirtsfindungsverhalten. *S. carpocapsae* lauert eher statisch auf geeignete Wirte, wohingegen *H. bacteriophora* zu den Nematoden zählt, die aktiv im Substrat kreisen und geeignete Wirte suchen (Tofangsazi et al., 2012).

Während die *Steinernema*-Arten zu eindeutig positiven Ergebnissen führten, brachten die Tests mit *Heterorhabditis*-Arten für keine der Schabenarten aus dem Regenwaldhaus (*P. americana* und *P. australasiae* sowie *Pycnoscelus surinamensis*) positive Resultate. Auch Maketon et al. (2010), die sich in ihrer Studie ebenfalls mit der Empfänglichkeit von Deutschen und Amerikanischen Schaben gegenüber

verschiedenen *Steinernema sp.* und *Heterorhabditis sp.* Beschäftigt hatten, erzielten mit *Steinernema*-Arten eindeutig positive Ergebnissen, während die Tests mit *Heterorhabditis*-Arten für keine der beiden getesteten Schabenarten positive Resultate brachten. Wie Maketon et al. (2010) ebenso in ihrer Untersuchung erwähnten, lässt sich aus diesen Ergebnissen schließen, dass Bakterientoxine von *Photorhabdus sp.* wenig effektiv gegen die getesteten Schabenarten sind.

Auch ist die Vermehrungsrate der Nematoden allgemein stark vom Gleichgewicht zwischen der Pathogenität des Nematoden-Bakterien-Komplexes und den individuellen Abwehrmechanismen des Insekts abhängig (Mathur et al., 1996).

Wie schon erwähnt, brachten im Vergleich dazu die Biotests mit *Steinernema carpocapsae* gute Ergebnisse, die bei *P. americana* zu einer durchschnittlichen Sterblichkeit von 58,1 Prozent, für *P. australasiae* bereits zu 65,8 Prozent und bei der im Boden lebenden und grabenden Art *P. surinamensis* 82,5 Prozent Mortalität führten. Die im Bodensubstrat lebende *P. surinamensis* zeigte außerdem ein auffallendes Verhalten. Obwohl Vertreter dieser Schabenart zumindest tagsüber ausschließlich eingegraben leben, lagen die von den Nematoden getöteten Schaben alle an der Substratoberfläche. Die überlebenden Tiere fanden sich alle an exponierten Stellen, auf der Oberfläche und den Spitzen der in diesem Versuch eingebrachten Eichenblätter. Daraus könnte man schließen, dass die Schaben eine Art Fluchtverhalten vor den Nematoden zeigen oder aber auch durch die Wirkung der Bakterientoxine ihr Verhalten ändern.

Zur Wirksamkeit von *S. carpocapsae* gibt es etliche Studien, die sich jedoch hauptsächlich mit der Infektionsmöglichkeit von im Labor gezüchteten Schaben befassen. Lediglich Hasselmann et al. (2005) führten eine Studie an *Periplaneta australasiae* durch, bei der die Schaben aus dem Tropenhaus des Botanischen Garten Berlin stammten. Angelehnt an ihre Studie wurde auch für die Untersuchung im Regenwaldhaus eine Nematodenkonzentration von ca. 5000 Tieren pro cm² gewählt. Die von Hasselmann et al. (2005) durchgeführten Tests wurden mit verschiedenen großen Köderstationen bei 21 °C und 55 Prozent relativer Luftfeuchtigkeit vollzogen. Untersucht wurden auch die Unterschiede, je nachdem über welche Körperteile die Nematoden eingedrungen waren (verschiedene Applikationsorte an den Schabenkörpern). Eine hohe Sterblichkeit von 83 Prozent wurde beobachtet, wenn die Schaben seitlich vom Thorax bis zum Abdomen eingepinselt wurden, aber auch bei

dorsaler Applikation starben noch 65 Prozent der Testinsekten. Die Sterberate nahm deutlich mit der Größe der Köderstation ab. Die kleinen Stationen brachten bis über 86 Prozent, während die größeren unter 50 Prozent erzielten. Die Mortalitäten unterschieden sich auch nach der jeweiligen Kontaktdauer mit den Nematoden.

Hasselmann beobachtete außerdem, inwieweit die Schaben durch ihre Putzbewegungen die Möglichkeit hätten, Nematoden abzustreifen (nähere Details siehe Hasselmann, 2005).

Manweiler et al. (2005) führten eine Studie mit *B. germanica*, der wohl in puncto biologische Bekämpfung am besten untersuchten Schädlingsschabe, zur Wirksamkeit von *Steinernema carpocapsae* durch. Sie suchten auch nach einer möglichst günstigen Applikationsform, bei der die Schaben in Kontakt mit den Nematoden treten konnten. Sie bauten hierfür kleine Kammern, in denen Futter, Wasser und eine Versteckmöglichkeit für die Schaben geboten wurden, und eine Nematodenstation mit ausreichender Feuchtigkeit. Eine der Hauptschwierigkeiten bei der Anwendung von Nematoden in geschlossenen Räumen stellt ihr Feuchtigkeitsbedarf dar, da Nematoden üblicherweise in der Landwirtschaft für im Boden lebende Schädlinginsekten verwendet werden. Für ihre Versuche verwendeten Manweiler et al. (2005) Rahmenbedingungen mit 25 ± 2 °C und 40 ± 5 % Luftfeuchtigkeit. Die Köderstationen mit den enthaltenden Nematoden wurden vier Wochen lang auch dahingehend getestet, ob die Wirkung nach vier Wochen noch gleich ist wie nach einer Woche. Obwohl die Feuchtigkeit etwa um vier Prozent weniger wurde, waren die Stationen nach vier Wochen noch gleich effektiv. Die Wirksamkeit der Nematodenart *S. carpocapsae* gegen *B. germanica* wurde bestätigt, die Adulten und älteren Larven starben schneller (nach ca. drei Tagen) als die jüngeren. Die Köderstationen ermöglichten insgesamt eine positive Reduktionsmöglichkeit der Schaben. Dadurch dass die Weibchen relativ schnell getötet wurden, wurde die Fortpflanzungsrate gesenkt, und zusätzlich wurden in manchen Versuchskammern auch die Ootheken abgetötet. Erstaunlich war eher die Tatsache, dass die jungen Larvenstadien langsamer starben.

Die Möglichkeit einer besseren und örtlich einschränkbaren Applikationsform wäre auch für das Regenwaldhaus sinnvoll, da man damit auch Plätze mit geringerer relativer Luftfeuchtigkeit bzw. solche ohne Substratauflage (Besucherwege) erreichen könnte.

In einer anderen Studie untersuchten Corpus & Sikorowski (1992) die Wirksamkeit von *S. carpocapsae* gegen die zu *P. americana* nah verwandte Schabenart *Periplaneta brunnea*, die in Mississippi, USA, einen der häufigsten Hausschädlinge darstellt. Die Testschaben stammten jedoch alle aus einer Zucht der Universität. Die Nematoden wurden in unterschiedlicher Konzentration appliziert, die Versuche fanden in Testgläsern mit 3,57 Liter Fassungsvermögen statt bei ca. 26 °C und 80 % rel. Feuchte. Bei einer Konzentration von 3000 Nematoden pro 50 cm³ Sand starben ca. 37 Prozent, bei 30.000 Nematoden 71 Prozent und bei 300.000 Nematoden immerhin 92 Prozent der untersuchten Schaben. Durchschnittlich waren es 68 Prozent von insgesamt 120 Testtieren. Ein Großteil der Versuchstiere starb am sechsten bzw. siebten Tag nach dem Kontakt. Nach etwa acht bis zwölf Tagen war auch eine Vermehrung der Nematoden im Schabekadaver deutlich im Lichtmikroskop sichtbar. Die mit Nematoden befallenen Schabenkörper wurden deutlich schlaffer. Diese Beobachtung wurde auch an den infizierten Schaben im Regenwaldhaus gemacht.

Koehler et al. (1992) untersuchten die Auswirkung von *S. carpocapsae* auf fünf verschiedene Schabenarten (*P. americana*, *P. fulginosa*, *B. germanica*, *B. orientalis* und *S. longipalpa*). Diese Autoren untersuchten u.a. den Einfluss von unterschiedlich hohen Nematodenkonzentrationen auf die Sterberate. Zusätzlich beschrieben sie ein stark ausgeprägtes Putzverhalten (besonders der Beine und Antennen) nach dem Kontakt mit den Nematoden.

Die Beobachtung eines intensiven Putzverhaltens v.a. der Antennen und Vorderextremitäten konnte auch für diese durchgeführte Studie bestätigt werden. Schon nach wenigen Minuten, nachdem die Schaben (besonders die beiden *Periplaneta*-Arten) in den Versuchsgläsern Kontakt mit dem Nematodensubstrat hatten, begannen sie mit dem Putzverhalten. Dies erweckte zumindest den Eindruck, dass sie die eindringenden Parasiten von der Körperoberfläche abzustreifen versuchten. Auf die Unterschiede zwischen den Applikationsstellen der Nematoden auf den Schabenkörpern wurde bereits eingegangen (Hasselmann, 2005).

Laborstudien liefern wichtige Erkenntnisse über die theoretische Wirksamkeit von Pilz- und Nematodenpräparaten, jedoch weichen sie oft stark von Studien mit Insekten aus dem Freiland oder in freilandähnlichen Situationen mit veränderlichen klimatischen Bedingungen ab (Shapiro-Ilan, 2012).

Bei Schaben aus Laborhaltung sind ihre Vorgeschichte sowie ihr Alter mehr oder weniger bekannt. Für die hier vorgelegte Studie wurden jedoch ausschließlich Schaben aus dem Regenwaldhaus verwendet. Diese Versuchstiere sind folglich eher mit einer freilebenden Feldpopulation gleichzusetzen, deren individuelle Vorgeschichte, Fitness, der Ernährungszustand oder auch das Alter der Adulten nicht genau bekannt sind.

Dies zeigt sich auch dahingehend sehr deutlich, dass sich die Adulten beider *Periplaneta*-Arten in Größe und Gewicht unterscheiden (Abb. 3.7 und Abb. 3.8), und man könnte durch diese Tatsache auch auf leicht unterschiedliche Reaktionen schließen.

Die Schwankungen in Bezug auf Größe und Gewicht der Adulten lassen sich einerseits auf unterschiedliche Temperaturen, ein variierendes Nahrungsspektrum oder eine unterschiedliche Anzahl an Häutungen während der Individualentwicklung zurückführen (Robinson, 2005), andererseits aber hat auch ein starkes Aggregationsverhalten besonders der Larvenstadien Einfluss auf die Größe und Lebensdauer (Kramer et al., 2009).

Zudem wurden aus den Schaben verschiedenste Bakterien und Pilzsporen nachgewiesen, die zweifelsohne auch Einfluss auf die Gesundheit der Einzeltiere und ihre Reaktion auf die Insektenpathogene haben könnten. Da man aber die Vorgeschichte der einzelnen Schaben aus dem Regenwaldhaus nicht genau kennt, ist auch ihre individuelle Empfänglichkeit für bzw. Widerstandsfähigkeit gegen einzelne Insektenpathogene erklärbar.

Weder bei *P. americana* noch bei *P. australasiae* konnte während der Versuche in den Versuchsgefäßen bzw. bei der Ausbringung im Haus ein Vermeidungsverhalten zu infizierten Kadavern von Artgenossen beobachtet werden, wie u.a. von Kaakeh et al. (1996) beschrieben wird.

Da der Gesamtbestand von *Pycnoscelus surinamensis* im Vergleich zu den *Periplaneta*-Arten nur einen Bruchteil (nur etwa 4,5 Prozent) ausmachte, wurde das Hauptaugenmerk der Bekämpfungsmaßnahmen auf Letztere gelenkt. Auch scheinen die Vertreter von *Pycnoscelus* sp. durch ihre eher zurückgezogene, meist im Substrat eingegrabene Lebensweise weitaus weniger negativen Einfluss (wie Kontamination durch Exkrememente und Kropfinhalte oder Beunruhigung durch nächtliche Störung) auf die Zootiere zu haben.

An dieser Stelle sollte jedoch erwähnt werden, dass die Barberfallen in Bezug auf diese Schabenart vermutlich eine bestimmte Selektivität aufweisen. Nicht allein deshalb, weil die Standorte so gewählt wurden, dass sie sich mit den stärksten Befallsorten der *Periplaneta* sp. Deckten – leben *Pycnoscelus*-Schaben doch fast ausschließlich in der Laubstreu und den oberen Bodenschichten und kommen nur zur Nahrungssuche bzw. bei Störung an die Oberfläche (Asshoff et al., 2003; Kramer et al., 2009). Auch von der kleinen Schabenart *Margattea nimbata* wurden mit den Barberfallen nur wenige Einzeltiere erfasst. Da diese Schabenart durch ihr geringes Körpergewicht sehr beweglich ist, gut springt und fliegt, kann man auch davon ausgehen, dass einige Tiere aus den Fallen entwichen sind oder aber aufgrund des Pheromongeruchs der großen, kannibalistischen *Periplaneta americana* ebendiese Orte bewusst gemieden haben.

Sowohl für das verwendete Pilzpräparat als auch für die entomopathogenen Nematoden wurde der Aspekt einer unbeabsichtigten Verschleppung der eingesetzten Insektenpathogene aus dem Regenwaldhaus in andere Bereiche des Zoos angedacht. Im Allgemeinen darf davon ausgegangen werden, dass die Nematoden, die vorzugsweise im feuchten Bodensubstrat bzw. der Laubstreu und anderen Orten mit hoher relativer Luftfeuchtigkeit leben, sehr empfindlich auf Trockenheit, hohe bzw. niedrige Temperaturen oder UV-Strahlung (Bathon, 2005) reagieren. Da es sich zudem um in Österreich zugelassene Produkte handelt, darf der Gedanke einer versehentlichen Verschleppung bzw. Einbringung von neobiotischen Arten verworfen werden. Eine ähnliche Einschätzung gilt auch für die Pilzart *M. anisopliae*.

Die Datenauswertung aus den Biotests mit den entomopathogenen Nematoden und Pilzen zeigten keine Normalverteilung. Für beide *Periplaneta*-Arten wurden jeweils fünf künstliche Gruppen geschaffen (Männchen, Weibchen, jüngere Larvenstadien, ältere Larvenstadien, gemischte Larvengruppe), um ein breites Wirkungsspektrum abzudecken und analysieren zu können. Zu jedem Einzelversuch gab es auch eine vergleichbare Kontrollgruppe mit gleichen Eigenschaften. Aus diesem Grund ergab sich einer Stichprobenzahl von fünf.

Die Anwendung des Chi-Quadrat-Tests erschien nur dahingehend sinnvoll, um abschätzen zu können, ob sich die einzelnen Gruppen gleich oder unterschiedlich verhielten. Schon bei einer Zwischenanalyse der Daten war der Trend erkennbar, dass

sich die einzelnen Schabengruppen der beiden *Periplaneta*-Arten, bis auf eine Ausnahme (*P. americana*-Weibchen gegenüber *P. australasiae*-Larven gesamt), nicht signifikant ($\alpha = 5\%$ bzw. 1%) unterschieden.

Da das vorrangige Ziel dieser Studie jedoch war, herauszufinden, ob und in welcher Weise die verwendeten insektenpathogenen Präparate (*M. anisopliae* bzw. *S. carpocapsae*) Auswirkung auf die Schaben(population) haben könnten, wurden die Testschaben direkt mit der gleichwertigen Kontrollgruppe verglichen. Die Auswertung der aus den Biotests gewonnenen Daten mittels U-Test zeigte deutlich, dass für alle Kombinationen die Mortalität der behandelten Schaben signifikant höher als die der unbehandelten war.

Diese gute und unmittelbare Vergleichbarkeit der Daten wird dadurch untermauert, dass es zu der jeweiligen Testgruppe eine in Anzahl, Geschlecht oder Entwicklungsstadium gleichwertige Kontrollgruppe gab.

Keine der in den Kontrollgruppen verstorbenen Schaben zeigte eine Pilz- bzw. Nematodeninfektion, und man kann daher davon ausgehen, dass sie aufgrund einer anderen Ursache verstorben sind. Darüber hinaus verstarben in Kontrollgruppen maximal fünf Prozent während der Versuchsdauer, sie können somit als „natürlicher Ausfall“ betrachtet werden. Die Ergebnisse aus den Biotests mit den ausgewählten Pathogenen spiegeln deutlich ihre Eignung als Biopestizid wider.

Bereits im Lauf der Datenerhebung kristallisierte sich heraus, dass für die Anwendung in der Praxis nur entscheidend wäre, ob das Präparat wirkt (signifikant mehr Todesfälle in der behandelten Gruppe gegenüber der unbehandelten Kontrollgruppe) oder nicht.

Zum Zweck der statistischen Datenauswertung wurde in Anlehnung an die konsultierte Fachliteratur (Weiss, 2005, Kreienbrock, Pigeot & Ahrens, 2012) der U-Test nach Mann und Whitney (basierend auf der Vergabe von Rangzahlen) verwendet, der auch für die Stichprobenanzahl von fünf als passend erachtet wurde.

Gesamtheitlich betrachtet wirkte sowohl das Präparat mit den Nematoden *Steinernema carpocapsae* als auch das Pilzpräparat mit *Metarhizium anisopliae* mit Mortalitätsraten um die 50 Prozent für die Pilzpräparate und etwas über 60 Prozent für das Nematodenprodukt.

Die Versuchsreihen zur horizontalen Übertragung des Pilzes zwischen den beiden Schabenarten konnten aufgrund des geringen Stichprobenumfanges (nur zwei

Gruppen) nicht mit dem U-Test analysiert werden. Da für diesen Übertragungsweg auch eine ausreichende Anzahl an verpilzten Schabenkadavern zur Verfügung stehen musste und der Gedanke zur möglichen Virulenzsteigerung erst zu einem späten Zeitpunkt der Studie aufgegriffen wurde, erschien es am sinnvollsten, auch hier vergleichbare Gruppen (und Kontrollgruppen) zusammenzustellen, um die Wirkung zu testen. In diesem Fall gab es nur eine Gruppe von Adulten und eine Gruppe von gemischten Schabenlarven (Stichprobengröße = zwei).

Zusätzlich wurden erfolgreich infizierte Schabenkadaver auch für die Versuche, diese als Köder im Regenwaldhaus auszulegen, benötigt sowie auch für die Idee, ein eigenes „Regenwaldhaus-Schaben-Pilzisolat“ herzustellen. Diese unterschiedlichen Ansätze schränkten die Verfügbarkeit von geeigneten Kadavern stark ein.

Auch die Biotests mit der weniger stark vertretenen *Pycnoscelus*-Art wurden nicht mit dem U-Test ausgewertet. Hier ergab sich eine Einschränkung der Stichprobengröße auf zwei Gruppen dadurch, dass diese Art zahlenmäßig viel weniger in den Barberfallen anzutreffen war. Daher kam es auch hier zu der Entscheidung, für jeweils ein Pathogen eine Adult- und eine Larvengruppe zu analysieren. Für beide Ansätze (horizontale Übertragung und Tests mit *Pycnoscelus* sp.) besteht daher noch Forschungsbedarf.

Hinweise aus den verfügbaren Publikationen gaben an, dass sowohl die Menge an angehefteten Konidiosporen (Kaakeh et al., 1996) als auch die Konzentration der applizierten Nematoden (Corpus et al., 1992) einen deutlichen Einfluss auf die Mortalitätsrate bzw. die Dauer bis zum Eintritt des Todes hatten. Aus diesem Grund wurde für alle Testreihen zu den Insektenpathogenen eine Gesamtdauer von insgesamt 40 Tagen des Einzelversuchs veranschlagt. Die Ergebnisse aus den Testreihen zeigten aber, dass die Nematoden bzw. deren Stoffwechselprodukte ihre Wirte durchschnittlich nach fünf bis sechs Tagen, der insektenpathogene Pilz die Schaben größtenteils nach spätestens 13 bis 14 Tagen getötet hatte. Es darf daher angenommen werden, dass die Schaben, die nach 40 Tagen noch gelebt haben, auch danach nicht mehr an dem applizierten Pathogen gestorben wären.

4.2.4. Chitinsynthesehemmer

In der 1998 von P. Kanzler durchgeführten Studie im Singvogelhaus des Tiergartens wurden als wesentlicher Bestandteil zur Schabenbekämpfung Wachstumsregulatoren (in diesem Fall der Chitinsynthesehemmer Triflumeron) eingesetzt.

Über eine weitere Anwendung von Wachstumsregulatoren wurde auch im Tiergarten Schönbrunn viel diskutiert. Im Rahmen dieser Studie wurde jedoch vom Einsatz dieser Präparate Abstand genommen.

Juvenilhormonanaloga (JHA) ähneln den Hormonen, die auch Schabenlarven im Laufe ihrer Juvenilentwicklung produzieren. Sie greifen in die korrekte, vorgegebene Entwicklung des letzten Larvenstadiums ein, die Larven entwickeln sich in Folge dessen nicht zu reproduktionsfähigen Adulten, sondern zu „Adultoiden“, die häufig morphologische Deformationen aufweisen und steril sind (Miller & Koehler, 1993).

Chitinsynthesehemmer dagegen verursachen Deformationen während des Häutungsprozesses bei Larven und Abnormalitäten bei der Oothekenbildung, was direkten Einfluss auf den Schlüpfprozess hat (Miller & Koehler, 1993).

An dieser Stelle muss angemerkt werden, dass es zwar gute Untersuchungen zu Wachstumshormonanaloga in Bezug auf Säugertoxizität gibt (Dettner et al., 2003), jedoch kaum Hinweise auf ihre Wirkung bei anderen Wirbeltiergruppen, die sich ebenso einer Häutung unterziehen (Amphibien, Reptilien). Ecdysteroide, die denen der Insekten sehr ähnlich sind, findet man aber auch bei anderen Protostomiern (Shaaya, 2008). Ein Einsatz von Chitinsynthesehemmern u.Ä. könnte auf die Entwicklung von holometabolen Nicht-Zielorganismen (z.B. Käfer, Blattschneiderameisen oder Schmetterlinge) viel gravierendere Auswirkungen haben, als sie Nutzen in der Bekämpfung der hemimetabolen Schaben hätten.

Kanzler (1998) weist in seiner Arbeit auch auf eine mögliche Beeinflussung der Mauser bei Vögeln hin.

Bennett & Reid (1995) thematisierten detaillierter die Wirkung von Harnstoffderivaten in Form von Chitinsynthesehemmern bei der Schabenart *B. germanica*. Harnstoffderivate können in die Insektencuticula nicht eindringen und müssen daher über den Verdauungstrakt aufgenommen werden. Dies kann auch auf indirektem Weg über das Säubern von Antennen oder Tarsengliedern geschehen. Als Primäreffekt in ihrer Studie stellte sich ein gestörter Häutungsprozess bei Larven und dem damit meist verbundenen Tod ein. Nach der Aufnahme einer lethalen Dosis zeigten die Larven von

Blattella germanica zuerst ganz normale Verhaltensweisen. Erst beim nächsten Häutungsvorgang machten sich die Folgen bemerkbar. Durch die Chitinsynthese-hemmende Wirkung kam es zu einer gestörten Ablagerung der Chitinschicht in die Cuticula. Das neu gebildete Exoskelett war dünn, und die Larven starben während des Häutungsversuchs. Auch bei der Aufnahme von geringeren Mengen starben die Larven an Folgeerscheinungen durch Deformationen. Die behandelten Larven im letzten Stadium vor der Imaginalhäutung zeigten jedoch normales Reproduktionsverhalten. Ebenso limitiert war die ovizide Wirkung von Harnstoffderivaten bei Schaben. Zusammenfassend konnte festgestellt werden, dass die sensibleren Phasen in Bezug auf diese Stoffe bei Schaben in den mittleren Larvenstadien liegen. Ganz frühe und späte Stadien wurden deutlich weniger beeinflusst. Große Unterschiede zeigten sich auch in der Auswahl des Wirkstoffs. So reagierten *B. germanica*-Larven deutlich empfindlicher und unspezifischer auf Chlorfluazuron als auf Diflubenzuron (für Details siehe Bennett & Reid, 1995). Diese Autoren untersuchten auch die Wirkungsweise von anderen Juvenilhormon-Analoga. Bei Kontakt mit dem letzten Larvenstadiums von *B. germanica* kam es zur Ausbildung von unvollkommenen „Adultoiden“. Diese besaßen charakteristische morphogenetische Deformationen wie z.B. zerknitterte Flügel. Auch exzessive Melanisierung und Größenzunahme der behandelten Adulten waren keine Seltenheit. Letztendlich maßgeblich war jedoch die Einflussnahme auf die Reproduktionsfähigkeit. Während Adultoide trotz körperlicher Deformationen normal auf Balzverhalten reagierten, konnten sie durch Veränderungen besonders der männlichen Geschlechtsorgane nicht mehr erfolgreich kopulieren. Die Schabenweibchen wurden durch Juvenoidbehandlung aufgrund von Defekten an den Ovarien und den für die Oothekenbildung wichtigen Collateraldrüsen steril. Fenoxycarb zeigte in hohen Konzentrationen positive Eigenschaften gegen Adulte und Larven von *B. germanica*, jedoch nicht gegen bereits ausgehärtete Ootheken. Im Gegensatz zu neurotoxischen Insektiziden zeigten die JHA keinen unmittelbaren Effekt und sollten nur unter dem Aspekt eines populationslimitierenden Faktors betrachtet werden.

Mit einer zeitlichen Verzögerung von vier bis sechs Monaten sei in jedem Fall zu rechnen, und auch dann ist ein hoher Grad an sterilen Adultoiden bei Weitem nicht erreicht (für Details siehe Bennett & Reid, 1995).

Capinera (2008) sieht den Vorteil im Einsatz von Wachstumsregulatoren in einem längerfristigen Integrierten Pest-Management. Einen durchaus positiven Effekt zieht er aus einer Kombination von verschiedenen Produktgruppen (Insektizid mit JHA). Nach dem Einsatz eines spezifischen Insektizids könnte ein darauffolgender Gebrauch von Juvenilhormonanaloga die verbliebene Schabenpopulation steril machen.

Auch Bell et al. (1996) veröffentlichten eine Studie über ein längerfristig angelegtes Bekämpfungskonzept von Schaben mit dem Juvenilhormonanalogon (JHA) (S)-Hydropren in einem tropischen Gewächshaus in Großbritannien. Hierbei wurde ein möglichst schonender Bekämpfungsansatz gewählt, um die beiden Arten *Periplaneta australasiae* und *Pycnoscelus surinamensis* zahlenmäßig einzudämmen.

Die *Periplaneta*-Population war bereits so enorm, dass deutliche Fraßschäden an den oberen Pflanzenteilen zu sehen waren. Auch hier wurde als erster Schritt ein Attract-and-kill-Konzept mit großen Mengen an Klebefallen verfolgt und etwa 50.000 Schaben eliminiert. Nach dieser extrem arbeitsintensiven Aktion entschloss man sich zu einer Behandlung mit (S)-Hydropren, um auf diese Weise die Schaben zu sterilisieren und die Schädlingspopulation dadurch niederzudrücken.

Im Zuge dieser Untersuchung wurden auch der Deformationsgrad und die Folgewirkung auf die Oothekenbildung durch Anwendung des JHA analysiert.

Die Applikation von (S)-Hydropren hatte einen starken Rückgang der Schabenpopulation, eine Änderung in der Altersstruktur sowie deutliche Missbildungen (wie zerknitterte Flügel oder fehlende Flügel) zur Folge. Als Nebenerscheinung wurde festgestellt, dass die Wirkung des JHAs in Abhängigkeit von hohen Sommertemperaturen nachgelassen hatte. Obwohl ursprünglich angenommen worden war, dass mit dem Einsatz von (S)-Hydropren die Schabenpopulation fast ausgelöscht werden könnte, nahmen die Autoren im Lauf ihrer Untersuchung von dieser Annahme Abstand, da die deformierten Adulten nicht zwangsläufig auch steril waren, sondern es stieg auch der Anteil an parthenogenetisch reproduzierenden Weibchen. Das Hauptziel der Untersuchung wurde jedoch dahingehend erreicht, dass der Schabenbefall geringer wurde und damit auch die sichtbare Schädigung der Schaupflanzen (Details siehe Bell et al., 1996).

Kanzler (1998) stellte ebenfalls die Grenzen der Anwendbarkeit v.a. in zoologischen Einrichtungen infrage. Eine gute Erfolgsquote gab er besonders für die jüngeren Larvenstadien an, bei größeren Larven und Adulten vermutet er auch ein

Vermeidungsverhalten. Auf ebendiese Verhaltensweisen weisen auch Bennett & Reid (1995) hin. Kanzler (1998) stellt auch fest, dass in zoologischen Gärten die Anwendung und Ausbringung von Triflumeron u.Ä. wesentlich schwieriger und begrenzter ist als auf glatten Flächen, wie man sie in Wohnräumen etc. findet. Da Triflumeron nicht auf Adulte abzielt, ist daher nicht mit einem raschen Populationsrückgang durch die Anwendung derartiger Präparate zu rechnen.

Als weitere limitierende Faktoren für den Einsatz von Wachstumsregulatoren sind u.a. ihr begrenzter Aktionsradius, ihre begrenzte Wirksamkeit und der natürliche Abbau unter bestimmten Umweltfaktoren zu bedenken.

Wie Bell (1996) schon in seiner Studie andeutete, führte der Einsatz von (S)-Hydropren zum vermehrten Auftreten von parthenogenetisch reproduzierenden Schaben. Daher sollte das Risiko von physiologischen, morphologischen oder auch verhaltensbedingten Resistenzen besonders bei längerfristigem Einsatz von Wachstumsregulatoren bedacht werden.

4.3. Medizinischer Aspekt

Ein medizinisch relevanter Aspekt in der Bekämpfung von Schaben liegt darin, dass diese Insekten durch ihr omnivores Fressverhalten und ihre Vorliebe für eher unhygienische Aufenthaltsorte in direkter Umgebung von Mensch und Tier potenzielle Überträger von Krankheitskeimen und Parasiten darstellen.

In den letzten Jahren wurden Schaben-Allergene und deren Auswirkungen auf die menschliche Gesundheit genauer untersucht. Besonders Kinder reagieren massiv auf verschiedene Proteinfractionen, die aus Schaben über ihren Kropfinhalt, deren Häutungsreste oder auch aus den freigesetzten Pheromonen isoliert wurden. Die Symptome reichen von leichter Rhinitis und Hautjucken bis hin zu starken Atembeschwerden, Asthma oder sogar anaphylaktischem Schock. Schaben-Allergie oder Schaben-Asthma gilt in Industrieländern nach der Hausstaubmilben-Allergie bereits als die zweithäufigste Allergie innerhalb von Gebäuden (Kramer et al., 2009; Sohn & Kim, 2012). Auch zehn Prozent der Personen, die nachweislich unter keiner spezifischen Überempfindlichkeit leiden, reagieren empfindlich auf Schabenallergene. Eine erworbene Sensibilität gegen eine Insektenart kann oftmals breitere Kreuzreaktionen hervorrufen. So reagieren beispielsweise Personen mit

Schabenallergie auch massiv auf andere Arthropoden, inklusive des Verzehrs von Krebstieren wie Krabben, Hummer oder Shrimps. Eine chronische Exposition zu Schabenproteinen im Haus hat demzufolge eine viel weitreichendere Auswirkung auf die Gesundheit (Kramer et al., 2009).

Schaben gelten aus veterinärmedizinischer Sicht als Zwischenwirt für mehrere Wurmarten. Viele dieser Parasit-Wirts-Beziehungen haben zwar kaum wirtschaftliche Auswirkungen, jedoch in zoologischen Einrichtungen erhebliche Bedeutung für den Tierbestand.

Auch in verschiedenen Tierhäusern des Tiergarten Schönbrunn kam es bereits zu mehreren dokumentierten parasitären Erkrankungen und Ausfällen durch Parasiten mit Schaben als Zwischenwirten. Im Singvogelhaus traten Parasitosen durch den Nematoden *Geopetitia aspiculata*, im Affenhaus durch den Acanthocephalen *Prosthenorchis elegans* auf (Juncker-Voss, Kübber-Heiss, Kutzer, Kanzler, Schratter & Prosl, 2001).

Neben der Funktion als Zwischenwirt für verschiedene parasitäre Erkrankungen treten Schaben vor allem auch als potenzielle Vektoren von Bakterien, Viren und Pilzsporen in Erscheinung.

Die Analyse der Schaben aus dem Regenwaldhauses ergab etwa 45 verschiedene Bakterienarten. Die häufigste Bakterienart war *Enterococcus* sp. (darunter auch *E. faecium*) auf 99 Prozent aller getesteten Schaben. Häufig traten auch *Escherichia coli* und *E. hermannii*, *Klebsiella* sp. (darunter *Klebsiella oxytoca*), *Hafnia* sp., *Pantoea agglomerans*, *Enterobacter* sp. (*E. aerogenes*, *E. cloacae*, *E. sakazakii* und *E. cancerogenus*), *Proteus* sp., *Serratia* sp. (*S. liquifaciens*, *S. marcescens* und *S. rubidaea*), *Citrobacter* sp. (darunter *C. freundii* und *C. amalonacticus*, *Streptococcus* sp. und *Aeromonas* sp. (*A. sobriae*, *A. caviae* und *A. hydrophila*) auf.

All diese Bakterien besitzen unter bestimmten Umständen (z.B. Immunschwäche, schlechter Ernährungszustand oder Stress) eine pathogene Potenz und können Wundentzündungen, Gastroenteritis, Atemwegsinfektionen oder Nahrungsmittelvergiftungen bei Menschen verursachen, oder sie stehen in direktem Zusammenhang mit nosokomialen Infektionen („Krankenhausinfektionen“) (Geffers, Gastmeier & Rüden, 2002). Im Regenwaldhaus gab es immer wieder Ausfälle im Tierbestand, deren Krankheitsbilder nicht immer eindeutig auf einen Erreger zurückzuführen waren.

Oftmals ergab der Pathologiebefund verschiedene Entzündungsherde, allgemeine Magen-Darm-Entzündungen oder Entzündungen der Atmungsorgane.

Eine besondere Beachtung muss jedoch der nachgewiesenen Salmonellen-Art geschenkt werden, die aus einer Schabe isoliert werden konnte. Es handelt sich um eine human- bzw. veterinärpathogene Salmonellen-Art, i.e. *Salmonella enterica*. Aus einzelnen Studien geht hervor, dass Schaben als potenzielle Vektoren von humanpathogenen Organismen fungieren und unter anderem auch Salmonellen übertragen können (Tatfeng, Usuanlele, Orukpe, Digban, Okodua & Oviasogie 2005).

Salmonella enterica subsp. *arizonae* ist ein verbreiteter Darmbewohner in Reptilien. Besonders Schlangen gelten als häufiges Reservoir für diese Salmonellen-Art. Eine Ansteckung von Menschen mit dieser Salmonellen-Art ist zwar äußerst selten, dennoch gibt es einige klinische Fälle von Infektionen dieser Art, die hauptsächlich Kleinkinder und Personen mit geschwächtem Immunsystem treffen (Gumpenberger, 2000).

Einzelstudien berichten jedoch von *S. arizonae*-Infektionen von Menschen durch orale Einnahme von Schlangenprodukten (Waterman, Juarez, Carr & Kilman, 1990). Während Schlangen oft symptomlos bleiben, ist die Gastroenteritis das häufigste Symptom bei erkrankten Menschen (Mahajan, Khan, Chandel, Kumar, Hans & Chaudhry, 2003). Die Salmonellen werden von den erkrankten Reptilien mit dem Kot ausgeschieden. Koprophagie innerhalb eines Tierbestands zum Beispiel bei landlebenden Echsen fördert die Ausbreitung und Infektion anderer Mitbewohner. An Salmonellose erkrankte Tiere zeigen unterschiedliche Symptome von Septikämie über Pneumonie, Coelomitis, Abszesse, Granulomen bis hin zum Tod. Eine Ansteckung des Menschen erfolgt meist durch mangelnde Hygiene oder ein zu intensives Mensch-Tier-Verhältnis (Gumpenberger, 2000).

Im Bestand der Tigerpythons im Regenwaldhaus gab es nachweislich eine Infektion mit *Salmonella enterica diarizonae*. Da diese Art auch aus einer *Periplaneta sp.* nachgewiesen werden konnte, muss man besonders in der Tierhaltung den Aspekt der Vektorenfunktion und die Gefahr einer übertragbaren Zoonose berücksichtigen (Hidalgo, López-Moreno, Ortiz-Navarrete et al., 2013).

Eine ähnlich große Vielfalt an Bakterien konnte auch in anderen Studien nachgewiesen werden.

Kramer & Brenner (2009) konnten aus nur fünf gesammelten freilebenden Schabenarten (*Blattella germanica*, *Blatta orientalis*, *Periplaneta americana*, *Blaberus craniifer* und *Diploptera punctata*) mehr als 40 humanpathogene Bakterien (darunter *Salmonella typhi*, *Salmonella paratyphi* und *Salmonella enterica*, *Shigella dysenteriae*, *Yersinia pestis*, *Campylobacter jejuni*, *Mycobacterium leprae* u.a.), verschiedenste Protozoen (z.B. *Entamoeba histolytica* und *Giardia spp.*), aber auch Sporen von Schimmelpilze (i.e. *Candida*-, *Aspergillus*- , *Geotrichum*- , *Penicillium*- oder *Alternia*-Arten) nachweisen.

In einer anderen Studie wurden Schaben (*B. germanica*, *S. longipalpa* und *B. orientalis*) aus verschiedenen urbanen Habitaten gesammelt und auf ihre Bakterienlast untersucht (Rivault, Cloarec & Le Guyader, 1992). Es zeigte sich, dass Schaben, die die Bakterien meist passiv auf ihrer Cuticula tragen, massiv zur Verbreitung von Pathogenen beitragen. Insgesamt wurden 65 Bakterien-Arten nachgewiesen, die sich je nach Bereich, in dem die Proben genommen wurden, unterscheiden. Die Intestinalbakterien wurden hierbei nicht berücksichtigt. *Enterobacter cloacae*, *Klebsiella pneumoniae*, *Klebsiella oxytoca* und *Citrobacter freundii* waren dabei die häufigsten Bakterienarten. Der allgemeine Tenor dieser Untersuchung war, dass je weniger bakterienbelastet die Umgebung war, sich auch desto weniger Bakterien an den Schaben fanden. Insgesamt wurden 14 von 65 identifizierten Bakterien als potenziell humanpathogen eingestuft. *Escherichia coli* spielte hierbei eine Schlüsselrolle als Maß für den Verschmutzungsgrad mit Fäkalkeimen. *Staphylococcus aureus* gilt als ernst zu nehmendes Pathogen, das bei gesunden Personen unproblematisch ist, sich jedoch bei immungeschwächten Menschen rasch vermehren und zu verschiedenen schlecht heilenden Entzündungen bis hin zu Organversagen führen kann. Die anderen sind typische Opportunisten wie *Enterobacter agglomerans*, *Proteus mirabilis*, *Pseudomonas aeruginosa* und *Pseudomonas fluorescens* (Rivault, Cloarec & Le Guyader, 1992).

Eine ähnliche Untersuchung aus Thailand beprobte insgesamt 90 *Periplaneta americana* und *Blatta orientalis* aus verschiedenen urbanen Lebensräumen. Auch in dieser Studie wurden an die 50 Bakterienarten nachgewiesen, wobei auch hier. *E. cloacae*, *K. pneumoniae*, *C. freundii* und *E. coli* am häufigsten gefunden wurde. 58 Prozent der identifizierten Keime erwiesen sich als potenziell gesundheitsgefährdend (Chaichanawongsaro et al., 2004).

Adeleke et al. (2012) untersuchten die Körperoberfläche sowie den Kot von Schaben in einer Stadt in Nigeria und identifizierten 23 Mikroorganismen. Auch hier wurden neben *Listeria monocytogenes*, *Aspergillus flavus*, *Candida albicans* und *Penicillium sp.* bereits erwähnte Arten wie *P. aeruginosa*, *S. aureus* und *Staphylococcus sp.* nachgewiesen. Mehrere Isolate, die aus Krankenhäusern und angrenzenden Bereichen gezogen wurden, zeigten ein erhebliches Maß an Antibiotikaresistenzen (z.B. gegen Ampicillin, Augmentin oder Amoxicillin). Eine weitere medizinische Studie aus Nigeria zur tropischen Schabenart *Diploptera punctata* konnte neben verschiedenen Bakterienarten (*E. coli*, *K. pneumoniae*, *P. mirabilis*, *C. freundii*, *E. cloacae*, *Salmonella sp.* u.a.) auch verschiedene Parasitenarten nachweisen. Darunter fanden sich Einzeller wie *Entamoeba histolytica*, Oozyten von *Cryptosporidium parvum*, *Cyclospora cayentanensis* und *Isospora belli*, Zysten von *Balantidium coli*, Wurmeier von *Ascaris lumbricoides*, *Ancylostoma duodenale*, *Enterobius vermicularis* und *Trichuris trichura* sowie Larven von *Strongyloides stercoralis* (Tatfeng, Usuanele, Orukpe et al., 2005).

Auch andere wissenschaftliche Studien brachten ähnliche Ergebnisse: *Klebsiella sp.*, *Pseudomonas sp.*, *E. coli*, *Staphylococcus sp.*, *Enterobacter sp.*, *Streptococcus sp.*, *Serratia sp.*, *Bacillus sp.* und *Proteus sp.* wurden aus *Periplaneta americana* aus einem Hospital im Iran isoliert (Kassiri & Kazemi, 2012).

Fischer et al. (2003) stellten in ihrer Studie einen klaren Zusammenhang zwischen der Ausbreitung von Vogeltuberkulose und -paratuberkulose durch *Mycobacterium avium* und *Mycobacterium avium paratuberculosis* dar. Die ubiquitäre *Blatta orientalis* fungierte hierbei als passiver Vektor für diese Erkrankungen.

Eine große Anzahl an wissenschaftlichen Studien beschäftigt sich mit der Thematik, die Schaben als Vektoren von bakteriellen und parasitären Erkrankungen betrachtet. Es finden sich bis auf einige Ausnahmen immer wieder sehr ähnliche Gruppen von Bakterienarten, die aus den am häufigsten mit Menschen assoziierten Schabenarten wie *B. germanica*, *B. orientalis*, *P. americana*, *P. brunnea*, *S. longipalpa*, *P. surinamensis* oder *D. punctata* isoliert wurden.

Auch werden Zusammenhänge zwischen Hepatitis-Erkrankungen und Massenauftreten von Schaben in Südkalifornien vermutet, da infolge einer verstärkten Schabenbekämpfung die Neuninfektionen mit Hepatitis massiv zurückgingen (Kramer et al., 2009). *Poliomyelitis*-Viren wurden unter verschiedenen Gegebenheiten sowohl aus *P. americana* als auch aus *B. germanica* in Texas nachgewiesen (Brenner, 1995).

4.4. Ein Alien – Nachweis einer in Österreich neuen Art

Das Phänomen von „Neobiota“ – also gebietsfremden Tier- und Pflanzenarten, die nach 1492 eingeschleppt wurden, beschäftigt schon seit Längerem Biologen und Umweltschutzorganisationen, und es ist mittlerweile auch ein Thema im EU-Parlament geworden (Verordnung Nr. 1143/2014 des Europäischen Parlaments und des Rats zu Prävention und Management der Ausbreitung invasiver Arten). Verschiedene Pflanzen und Tiere mit enormem Ausbreitungspotenzial werden als „Alien-species“ bezeichnet. Einige davon wachsen und vermehren sich in der freien Natur und besitzen dadurch ein Gefahrenpotenzial für die heimischen Arten, die menschliche Gesundheit, und haben auch einen negativen Effekt auf die Wirtschaft.

Als Resultat von steigendem globalem Handel und Warenverkehr nahm die Verschleppung von konkurrenzstarken, generalistischen, neobiotischen (= nicht indigenen) Arten besonders in den letzten Jahrzehnten stark zu. Allein in Österreich sind derzeit ca. 1100 Neophyten und etwa 500 Neozoen nachgewiesen (Kegel, 2001, Essl et al., 2002).

Der Einfluss eingeführter Arten auf ihre Umgebung zeigt in verschiedenen Gebieten sehr unterschiedliche Wirkung: In tropischen Ländern sind die Probleme meist größer als in Regionen mit kalten Wintern, die für viele gebietsfremde Organismen den sicheren Tod bedeuten (Kegel, 2001). Da im Regenwaldhaus ganzjährig tropische Bedingungen herrschen und ein Absinken der Temperatur unter den Gefrierpunkt auszuschließen ist, können die dort eingeschleppten und bereits mehr oder weniger stark etablierten Schädlinge ebenso als „Neozoa“ in diesem abgeschlossenen Ökosystem eingestuft werden.

Essl und Rabitsch (2002) listen in ihrem Bericht für das Umweltbundesamt zumindest sechs Schabenarten als Neozoa für Österreich. Neben *Blatta orientalis*, *Nyctibora* sp., *Panchclora cubensis* und *Rhyparobia maderae* scheinen hier auch die beiden *Periplaneta*-Arten *P. americana* und *P. australasiae* auf.

Häufigere und wiederholte Einschleppungen, die durch die historische Bauweise und die Verbindungsgänge im Tiergarten gegeben sind, erhöhen die Wahrscheinlichkeit, dass sich an einem Standort eine für die Vermehrung ausreichende Anzahl an Individuen findet, die sich durch Überleben und Fortpflanzung etablieren können.

Tatsächlich gibt es im Regenwaldhaus mehrere Nachweise von Arten, welche

durchaus die Bezeichnung „eingeschleppt und etabliert“ verdienen. Unter anderem wurde bei den nächtlichen Rundgängen eine Tausendfüßer-Art entdeckt – *Amphitomeus attemsi* –, die auf der Liste der Neobiota in Österreich angeführt ist (Essl et al., 2002). Unter den neobiotischen Ameisenarten, die als bestehende Populationen im Regenwaldhaus nachgewiesen wurden, finden sich die beiden Arten *Tetramorium insolens* und *Tetramorium lanuginosum*, eine *Hypoponera* sp. sowie eine *Pheidole* sp. (beide Arten nicht bestimmt) (Bestimmung 2007 durch Dr. H. Zettel, Naturhistorisches Museum Wien), und als weitere Art *Technomyrmex vitiensis* (Bestimmung 2014 durch Mag. H.C. Wagner, Universität Innsbruck).

Auch unter den Schnecken fanden sich zwei wahre „Exoten“ – eine zu den Lungenschnecken zählende Nacktschnecke der Gattung *Veronicella*, die durch ihre charakteristische Längsteilung der Kriechsohle leicht erkennbar und von anderen Nacktschnecken unterscheidbar ist. Diese Schneckengattung tritt in Europa mit mehreren Arten auf und gilt in unseren Breiten als Gewächshauschädling (persönliche Mitteilung Prof. C. Fellner, Universität Wien).

Im Jahr 2008 wurde zufällig beim Besuch von Schneckenexperten (Prof. Anatoly Schileyko und Mag. Anita Eschner) eine neue tropische Landschneckenart mit nur knapp 5 mm Hausdurchmesser gefunden. Die neue Gattung wurde nach dem stellvertretenden Tiergartendirektor Dr. Harald Schwammer *Schwammeria* genannt, die neue „Minischnecken-Art“ heißt nun *Schwammeria rumbangensis*. Sie wurde mit hoher Wahrscheinlichkeit mit dem aus Kalimantan importierten Pflanzenmaterial ins Regenwaldhaus eingebracht (persönliche Mitteilung Dr. H. Schwammer, Tiergarten Schönbrunn).

Im Zuge dieses Besuchs von Prof. Anatoly Schileyko wurden auch noch vier weitere nicht-indigene Schneckenarten im Regenwaldhaus bestätigt: *Subulina octona*, *Allopeas gracile*, *Zonitoides arboreus* und *Afropunctum seminium* (Schileyko, 2010).

Auch eine in Europa synanthrop lebende Langfühlerschreckenart, die sogenannte Gewächshauschrecke *Diestrammena asynamora* (Syn. *Tachycines asynamorus*), wurde regelmäßig mit mehreren Exemplaren im Regenwaldhaus gesehen. Die Art ist durch ihre langen Fühler, ihren gebänderten Körper und die fehlenden Flügel sehr auffällig und einfach von heimischen Arten zu unterscheiden. Sie lebt zurückgezogen in dunklen, höhlenähnlichen Lebensräumen und ist dämmerungs- und nachtaktiv. Im Regenwaldhaus wurde sie bevorzugt in der Nähe der Wasseranschlüsse auf der

Zwischenebene gesichtet. Diese polyphage Schreckenart ernährt sich nicht nur kannibalistisch, sondern frisst laut Literaturangabe auch gerne Schaben (Asshoff & Coray, 2003). Dies erklärt auch ihre bevorzugten Aufenthaltsorte, die sich mit denen der Schaben decken.

Auf die Rolle von eingeschleppten Ameisen und Schaben, deren Etablierung und Konsequenzen besonders in Tropenhäusern wird auch in anderen Literaturquellen hingewiesen (Pospischil 2011c).

Uteseny (2007) beschäftigte sich bereits vor 2006 genauer mit der Bodenfauna des Regenwaldhauses und den darin lebenden Collembola (Springschwänze). Sie konnte aus Bodenproben insgesamt fünf „Neubürger“ für Österreich nachweisen: *Folsomides centralis*, *Folsomina onychiurina*, *Pseudostachia* cf. *populosa*, *Thalassophorura encarpata* sowie *Isotomodes* sp..

Durch die intensive Auseinandersetzung mit der Insektenfauna des Regenwaldhauses wurde im Zuge dieser Studie eine für Österreich neue Schabenart entdeckt. Die zart gebaute Schabe *Margattea nimbata* gab lange Zeit Rätsel auf, und die genaue Art wurde erst nach Konsultation mehrerer Schabenexperten eindeutig verifiziert.

Margattea nimbata wurde im Regenwaldhaus an insgesamt fünf Standorten regelmäßig nachgewiesen. Diese kleine Schabenart könnte auf den ersten Blick mit *Blattella germanica* verwechselt werden. Sie ist jedoch deutlich schlanker gebaut und trägt keine dunklen Streifen, sondern ornamentähnliche Muster am Pronotum.

Diese Art wurde nur in Ausnahmefällen in den Barberfallen gefangen und tagsüber selten gesichtet (einzelne, beim Gießen aufgeschreckte Exemplare). Bei den nächtlichen Kontrollgängen jedoch wurde diese Art häufiger und meist mit mehreren Exemplaren am selben Standort beobachtet. Insgesamt gibt es nur wenige Literaturhinweise und bekannte Nachweise aus Europa. Dr. H. Bohn von der Zoologischen Staatssammlung München gab jedoch an, dass er schon einmal einige Belegexemplare aus England erhalten hatte.

Einen sicheren Nachweis dieser unscheinbaren Art findet man aus einem botanischen Garten in Toyama, Japan, wo *M. nimbata* gemeinsam mit sechs anderen Schabenarten gefangen wurde (Yamauchi & Kato, 2009). Ein weiterer Hinweis auf *M. nimbata* findet sich aus dem Orchid Garden in der Nähe von Nabawan, Kalimantan (Roth, 1999).

Zuletzt sei noch zu erwähnen, dass auch die anderen im Regenwaldhaus nachgewiesenen Schabenarten als klassische Neozoa zu bezeichnen sind. Die beiden Großschaben *Periplaneta americana* und *Periplaneta australasiae* sowie die Gewächshausschrecke *Pycnoscelus surinamensis* werden in Europa häufig in Botanischen und Zoologischen Gärten gleichsam wie in Gewächs- und Tropenhäusern gesichtet und als Schädling bekämpft (Weidner & Sellenschlo, 2010; Asshoff et al., 2003; Mielke, 2001).

4.5. Resümee und Ausblick

Die Biotests mit zwei Insektenpathogenen brachten positive Infektionsergebnisse bei drei Schabenarten. Für beide Methoden sollte noch genauer abgeklärt werden, ob und wie die Wirksamkeit der Präparate erhöht werden könnte, um noch mehr Schaben(stadien) zu erreichen. So hängt zum Beispiel die Pathogenität der Pilze von der Menge der Sporen und der Fähigkeit ab, an der Insektencuticula haften zu bleiben und diese zu durchdringen. Nachdem die Schaben aber regelmäßig beim Putzen ihrer Antennen, Beine und anderen Körperpartien beobachtet wurden, darf man davon ausgehen, dass eine große Menge an Pilzsporen abgestreift wird und daher nicht an der Cuticula haften bleibt. Wenn die Sporen dadurch in den Verdauungstrakt gelangen, zeigen sie nur eine verminderte oder gar keine Wirkung (siehe auch Kaakeh et al. 1996). Es ist daher sinnvoll, andere Arten der Formulierung (z.B. durch Zugabe eines Haftmittels) zu testen. Eine verbesserte Anheftung an die Schabenkörperoberfläche könnte unter diesen Umständen auch noch eine Steigerung der Mortalitätsrate zur Folge haben.

Laut Literaturangaben (Zimmermann, 2007a) zeigen insektenpathogene Pilze nach erfolgter Wirtspassage eine erhöhte Virulenz, d.h. ein aus einer infizierten Schabe gewonnenes Isolat sollte eine verbesserte Wirkung gegen das entsprechende Zielinsekt haben. Die Herstellung eines speziellen Schaben-Pilzisolats ist bisher jedoch aufgrund der hohen Dichte an fremden Pilzsporen und Bakterien noch nicht gelungen. Eine geeignete Methode zur Abisolierung bzw. Beimpfung, um solche Fremdkontaminationen zu verhindern, müsste noch gefunden werden. Ebenso ist eine verstärkte horizontale Übertragung des Pilzes durch eine andere, einfache Form denkbar, indem man die Anzahl an ausgelegten infizierten Schabekadavern an stark frequentierten Schabenorten erhöht. Da bereits erwiesen wurde, dass die nekrophagen Schaben an ihren toten Artgenossen fressen, könnte diese Form der Ansteckung forciert werden. Für eine verbesserte wissenschaftliche Auswertung sollte eine Standardisierung des Versuchsansatzes gefunden werden, um signifikante Aussagen treffen zu können. Auch lässt eine Methode zur verbesserten und effektiveren praktischen Anwendbarkeit noch genügend Raum für weitere Studien zu. Da es über die Empfänglichkeit von *Pycnoscelus surinamensis* kaum Studien mit entomopathogenen Pilzen und Nematoden gibt, besteht auch hier weiterer

Forschungsbedarf. Untersuchungen zu alternativen Applikationsformen für die Nematoden wären ebenfalls sinnvoll, um diese auch an weniger feuchten Orten anwenden zu können.

Abschließend darf hier festgestellt werden, dass das Gesamtziel dieser Studie erreicht wurde. Die Schabenpopulation des Regenwaldhauses konnte durch eine Vielfalt an Methoden auf eine wesentlich geringere Schädlingsdichte reduziert werden. Durch das Einbringen von neuen Wirbeltierarten wurde der Fraßdruck auf unterschiedliche Schabenstadien erhöht und das Regenwaldhaus um einige Tierarten reicher.

Durch die intensive Beschäftigung mit der Schabenfauna des Tiergartens wurde eine bisher in diesem Areal unbekannte Schabenart entdeckt, die nach aktueller Literaturkenntnis bis dato in Österreich noch nicht nachgewiesen wurde und auch in anderen europäischen Ländern nur sporadisch in großen Gewächshäusern mit tropischem Pflanzenbestand auftaucht.

Zur „Ehrenrettung“ der Schaben sollte an dieser Stellen darauf hingewiesen werden, dass diese Tiere trotz ihres schlechten Rufs wahre Überlebenskünstler mit unglaublicher Anpassungsfähigkeit sind, die einen wesentlichen Beitrag zum biologischen Stoffkreislauf leisten und erst durch die Überhandnahme von wenigen, synanthrop lebenden Arten zu ihrem schlechten Image gekommen sind (Abb. 4.1)).



Abb. 4.1: Fliegendes Weibchen von *Periplaneta americana* (Foto: Georg Glaser, Universität für angewandte Kunst, Wien)

Anhang A



Abb. A.1: Gebäudeplan des Regenwaldhauses – Erdgeschoß. Markierung der Schabenfallen-Standorte (rotes Kreuz)

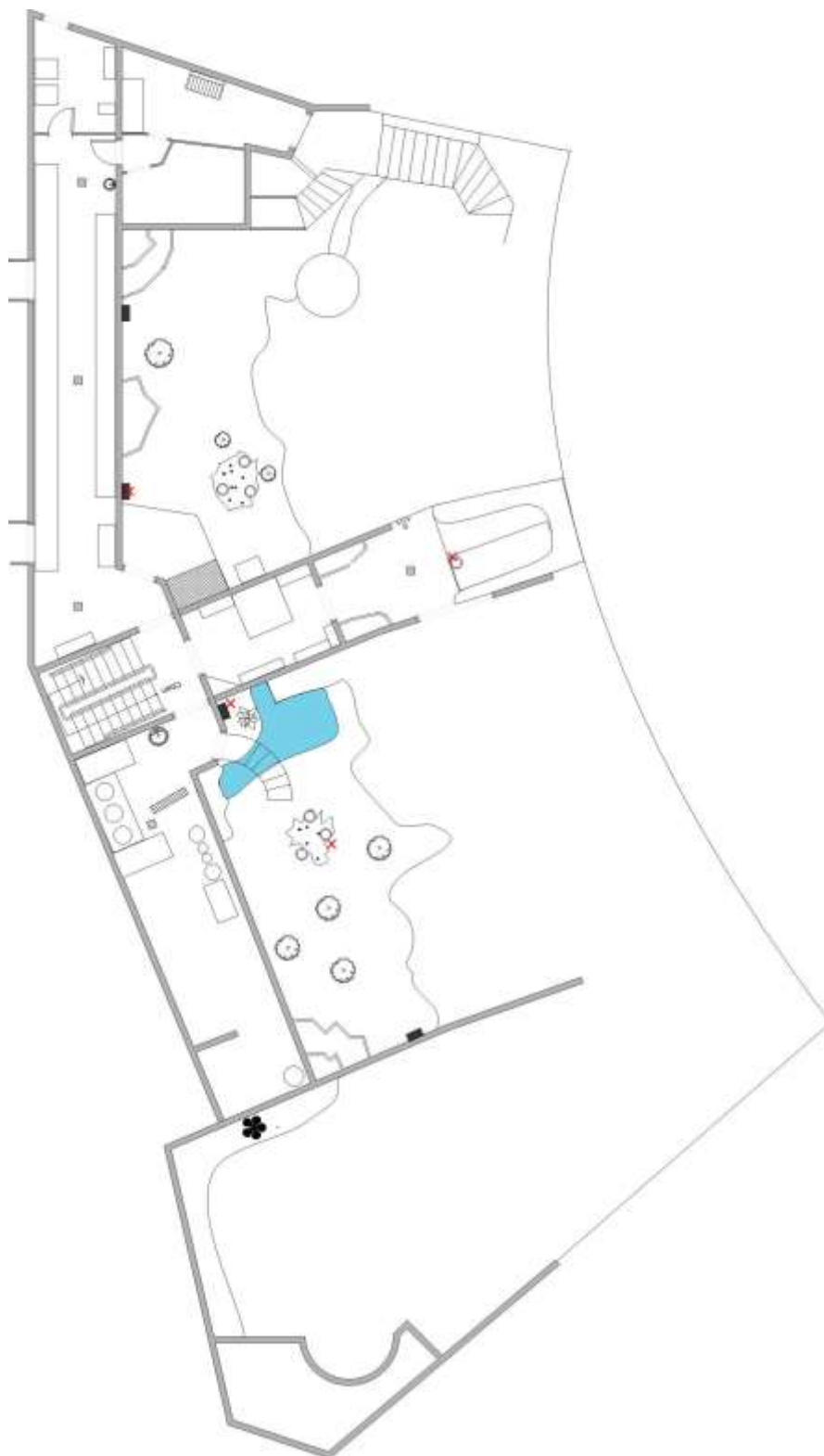


Abb. A.2: Gebäudeplan des Regenwaldhauses – 1. Obergeschoß. Markierung der Schabenfallen-Standorte (rotes Kreuz)

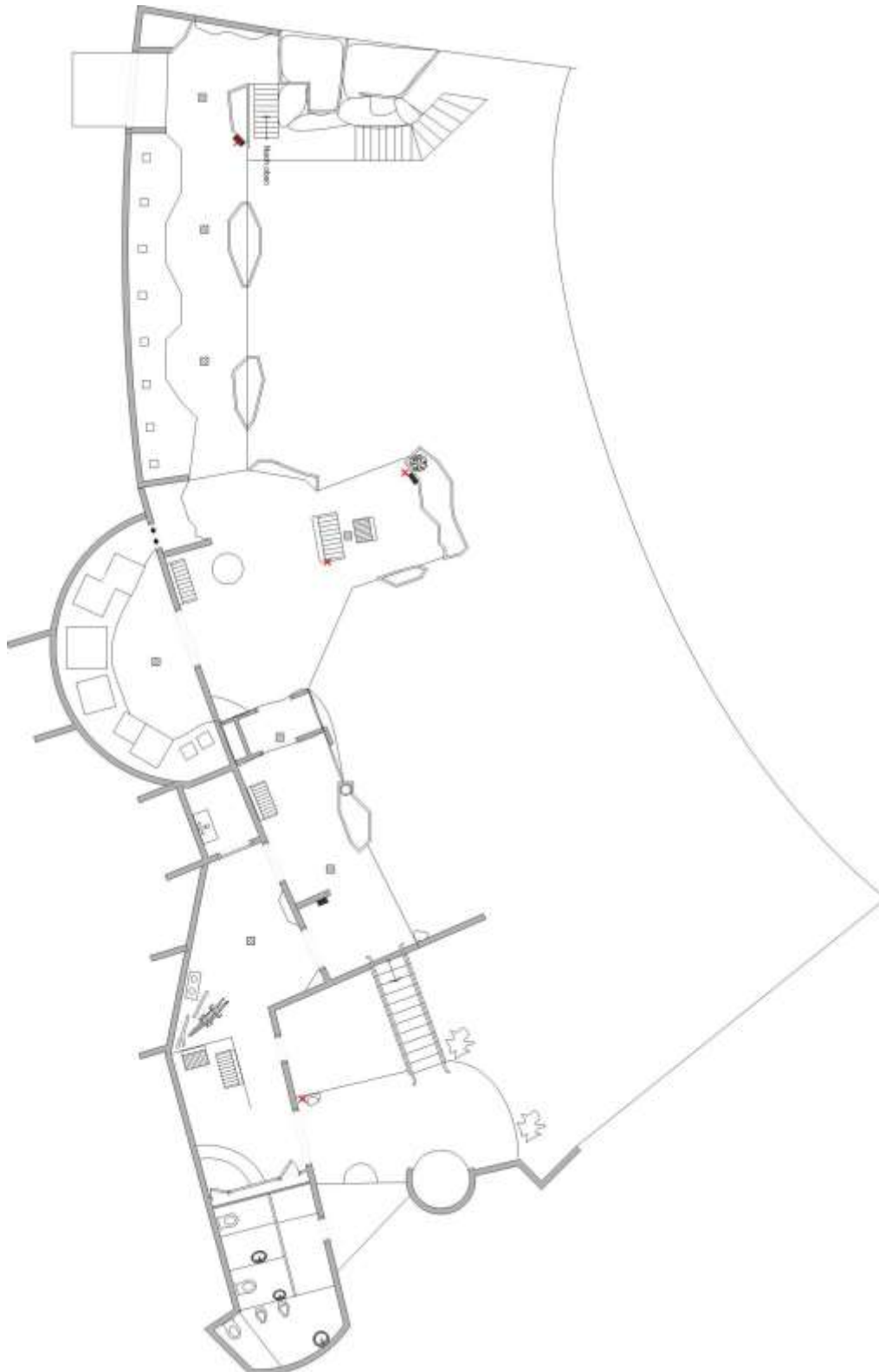


Abb. A.3: Gebäudeplan des Regenwaldhauses – 2. Obergeschoß. Markierung der Schabenfallen-Standorte (rotes Kreuz).

Anhang B

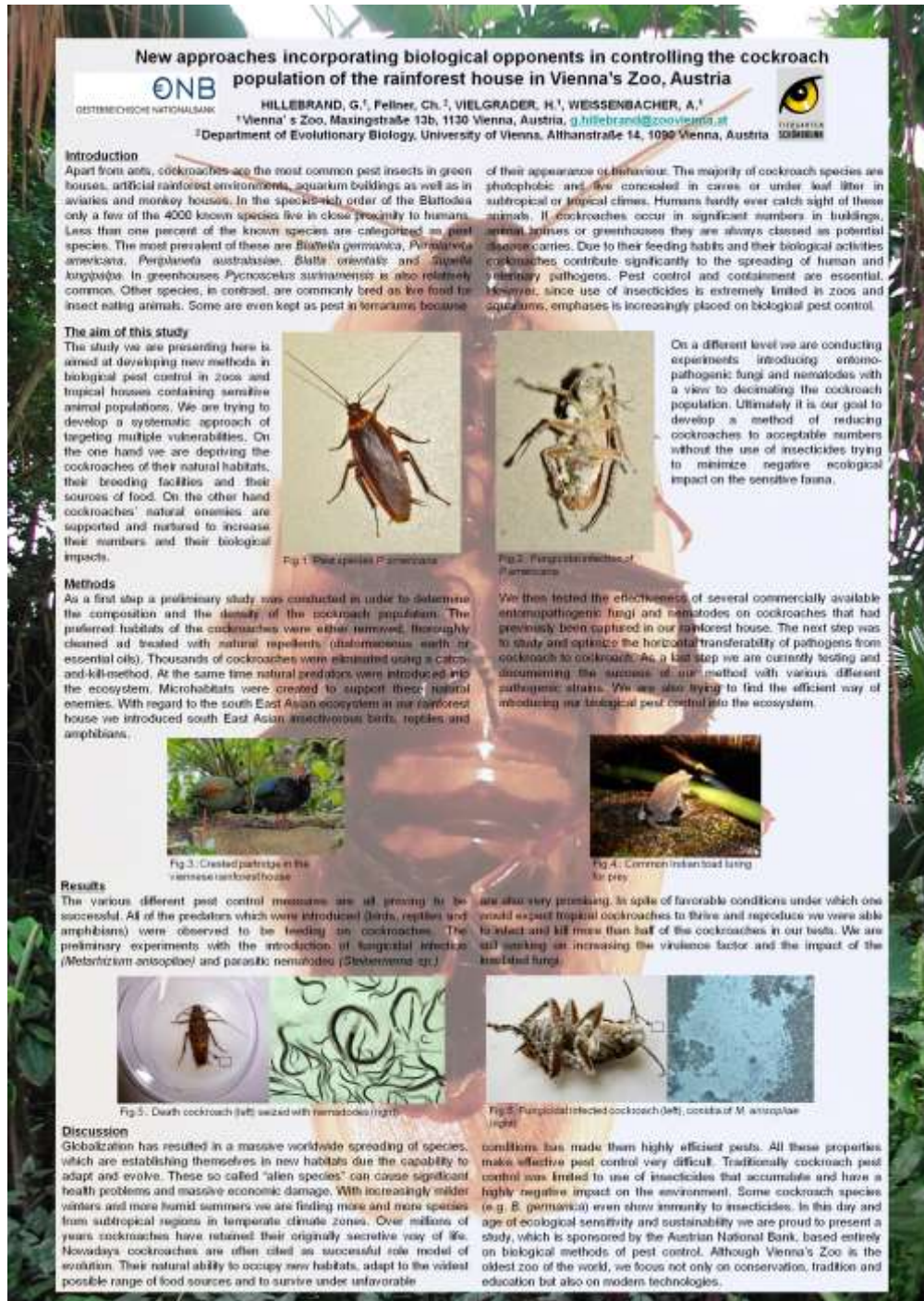


Abb. B.1: Schabenposter präsentiert im Rahmen der jährlichen Tagung der European Association of Zoos and Aquaria (EAZA) im Alpenzoo in Innsbruck (26. – 29.9.2012) und im Rahmen des 8. International Aquarium Congress (IAC) in Kapstadt, Südafrika (9. – 14. 9. 2012).

Anhang C

Tab. C.1: Chiquadrat-Werte für die Nematoden-Vierfeldertafeln von jeweils 2 Typen. Getestet wurde die Eignung der Nematoden als Bekämpfungsmethode gegen die Schabenart *P. americana* (Nam) bzw. *P. australasiae* (Naus) (Weibchen (w), Männchen (m), Larven (L) – lebende gegen tote Schaben).

	Namw	Namm	NamL	Nausw	Nausm	NausL
Namw	1	0,7983	0,2625	0,6137	0,1948	0,0397
Namm	0,7983	1	0,3843	0,7941	0,2877	0,0674
NamL	0,2625	0,3843	1	0,5674	0,8003	0,3058
Nausw	0,6137	0,7941	0,5674	1	0,4363	0,1292
Nausm	0,1948	0,2877	0,8003	0,4363	1	0,4686
NausL	0,0397	0,0674	0,3058	0,1292	0,4686	1

Tab. C.2: Chiquadrat-Werte für die Pilze-Vierfeldertafeln von jeweils 2 Typen. Getestet wurde die Eignung des insektenpathogenen Pilzes als Bekämpfungsmethode gegen die Schabenart *P. americana* (Nam) bzw. *P. australasiae* (Naus) (Weibchen (w), Männchen (m), Larven (L) – lebende gegen tote Schaben).

	Pamw	Pamm	PamL	Pausw	Pausm	PausL
Pamw	1	0,5577	0,8425	0,0709	0,0709	0,0131
Pamm	0,5577	1	0,2518	0,2039	0,2039	0,0565
PamL	0,8425	0,2518	1	0,8263	0,8263	0,4419
Pausw	0,0709	0,2039	0,8263	1	1	0,6202
Pausm	0,0709	0,2039	0,8263	1	1	0,6202
PausL	0,0131	0,0565	0,4419	0,6202	0,6202	1

Tab. C.3: Wahrscheinlichkeiten für den Fehler 1. Art (p_α) für die Vierfeldertafeln von jeweils zwei Typen für die Nematoden-Biotests: Wenn $p_\alpha > 3.841$ ist, dann ist die Signifikanz, dass das Paar sich nicht unterscheidet, 95 %. Wenn $p_\alpha > 6.635$ ist, dann ist die Signifikanz sogar 99 %.

	Namw	Namm	NamL	Nausw	Nausm	NausL
Namw	100	79,8	26,2	61,4	19,5	4
Namm	79,8	100	38,4	79,4	28,8	6,7
NamL	26,2	38,4	100	56,7	80	30,6
Nausw	61,4	79,4	56,7	100	43,6	12,9
Nausm	19,5	28,8	80	43,6	100	46,9
NausL	4	6,7	30,6	12,9	46,9	100

In den oben angeführten Tabellen für Nematoden sind alle Werte > 3.841 , also trifft die Null-Hypothese mit einer Fehlerwahrscheinlichkeit von $< 5\%$ zu (d.h. kein signifikanter Unterschied ist feststellbar). Auf dem Signifikanzniveau von 1% ist ein Unterschied nur für die Kombination Namw/NausL erkennbar.

Tab. C.4: Wahrscheinlichkeiten für den Fehler 1. Art (p_α) für die Vierfeldertafeln von jeweils zwei Typen für die Pilz-Biotests: Wenn $p_\alpha > 3.841$ ist, dann ist die Signifikanz, dass das Paar sich nicht unterscheidet, 95 %. Wenn $p_\alpha > 6.635$ ist, dann ist die Signifikanz sogar 99 %.

	Pamw	Pamm	PamL	Pausw	Pausm	PausL
Pamw	100	55,8	8,4	7,1	7,1	1,3
Pamm	55,8	100	25,2	20,4	20,4	5,6
PamL	8,4	25,2	100	82,6	82,6	44,2
Pausw	7,1	20,4	82,6	100	100	62,6
Pausm	7,1	20	82,6	100	100	62,6
PausL	1,3	5,6	44,2	62,6	62,6	100

Fast alle Werte für die Pilze sind > 3.841 , also trifft die Null-Hypothese mit einer Fehlerwahrscheinlichkeit von $< 5\%$ zu (d.h. kein signifikanter Unterschied ist feststellbar). Auf dem Signifikanzniveau von 5% ist ein Unterschied nur für die Kombinationen Pamw/PausL erkennbar. Der Fehler 1. Art hat also hier eine höhere Wahrscheinlichkeit als 5% (diese Paare reagieren mit weniger als 95-prozentiger Wahrscheinlichkeit in gleicher Weise).

Danksagung

Spezieller Dank gilt meiner Betreuerin Univ.-Prof. Dr. Christine Fellner für die wissenschaftliche Betreuung des Projekts seitens der Universität Wien (Department für Evolutionsbiologie).

Bei Direktorin Dr. Dagmar Schratter, der Direktorin des Tiergarten Schönbrunn, möchte ich mich besonders bedanken, da ohne ihr Einverständnis die Durchführung dieser Studie im Tiergarten nicht möglich gewesen wäre.

Dr. Hanna Vielgrader gebührt besonders großer Dank, da die Durchführung dieser Studie ihre Idee war und sie für die fachliche und organisatorische Betreuung im Tiergarten Schönbrunn während des gesamten Projektverlaufs zur Verfügung stand.

Ganz persönlich möchte ich mich an dieser Stelle bei den Revierleitern Eva Karell, Isabella Zahlbrecht und Ludwig Fessl sowie allen Tierpflegerinnen und Tierpflegern des Regenwaldhauses bedanken, die stets tatkräftig bei der „Schabenjagd“ beteiligt waren und das gesamte Projekt mit großer Einsatzbereitschaft und Glauben an die Sinnhaftigkeit dieses Unterfangens unterstützt haben.

Herzlichen Dank an die Zoologischen Kuratoren Dr. Harald Schwammer und Anton Weissenbacher, die auch den Zutritt während der Nachtstunden ins Regenwaldhaus ermöglichten.

Dem Institut für Forstentomologie, Forstpathologie und Forstschutz der Universität für Bodenkultur danke ich besonders für die fachliche Beratung, die Bereitstellung des Labors und der Arbeitsgeräte sowie die Unterstützung bei der Isolation der Pilzstämmen.

Danke auch an das University Service Center for Transmissions Electron Microscopy der Technischen Universität Wien für die Aufnahme mit dem Transmissions-elektronenmikroskop.

Bei der Österreichischen Nationalbank bedanke ich mich für die finanzielle Unterstützung besonders in der Anfangszeit dieses Projekts im Rahmen des Jubiläumsfonds.

Großen Dank schulde ich meinen lieben Freunden Dr. Martina Heiderer, Mag. Julia Friehs und Thomas Schobesberger für die Unterstützung in der Endphase sowie ihr fachliches Feedback zu meinen Ideen.

Meinen Eltern, meinen beiden Schwestern Ulrike und Friederike, meiner Familie, meinem Lebensgefährten Hans Jörg Vanas und meinen Freunden danke ich für jegliche moralische Unterstützung während der gesamten Studienjahre.

Dank auch an Herrn Norbert Potensky und Herrn Georg Glaeser für die Bereitstellung einiger Fotos.

Danksagung

Dr. Horst Bohn, Dr. Reinhard Pospischil und Dipl.-Ing. Ingo Fritzsche danke ich für die fachliche Auseinandersetzung mit dem zugesandten Schabenmaterial der zarten, lange unbestimmten Schabenart, die sich letztendlich als *Margattea nimbata* entpuppte.

Prof. Dr. Paul Dierkes von der Universität Frankfurt und Prof. Dr. Helmut Kratochvil von der Universität Wien danke ich herzlich für ihre Bereitschaft, die vorgelegte Arbeit wissenschaftlich zu begutachten.

Bei Prof. Dr. Heinrich Prosl von der Veterinärmedizinischen Universität Wien und Prof. Dr. Rudolf Wegensteiner von der Universität für Bodenkultur bedanke ich mich für den fachlichen Input.

Zuletzt möchte ich mich bei Mag. Sabine Grebner, der Direktorin des Zoo Salzburg, bedanken, die mich besonders in der letzten Phase meiner Dissertation immer wieder aufmunterte und den zeitlichen Spielraum zur Fertigstellung meiner Doktorarbeit gewährte.

All jene, die ich hier namentlich nicht erwähnt habe, die aber auch am Zustandekommen dieser Arbeit beteiligt waren: Danke!

Literaturverzeichnis

ABIVARDI, C. (2008): Pyrethrum and Perisan Insekt Powder. – In: Encyclopedia of entomology (Capinera, J. L., ed.). Springer Science & Business Media B.V. pp. 3084-3090.

ABRAHAM, R. (1991): Fang und Präparation wirbelloser Tiere. Gustav Fischer Verlag Stuttgart, New York.

ADAMS B. J. & NGUYEN K. B. (2002): Taxonomy and Systematics. – In: Entomopathogenic Nematology (Gaugler, R., ed.). CABI Publishing, Oxfordshire.

ADAMS B. J., NGUYEN K. B. (2008): Nematode parasites of insects. – In: Encyclopedia of Entomology (Capinera, J. L., ed.). Springer Science & Business Media B.V. pp. 2577-2584.

ADELEKE, M. A., AKATAH, H. A., HASSAN, A. W. O. & ADEBIMPE, W. O. (2012): Microbial load and multiple drug resistance of pathogenic bacteria isolated from faeces and body surface of cockroaches in an urban area of southwestern Nigeria. Journal of Microbiology, Biotechnology and Food Science **1**:1448-1461.

AKHURST, R. & SMITH, K. (2002): Regulation and safety. – In: Entomopathogenic Nematology (Gaugler, R., ed.). CABI Publishing, Oxfordshire. pp. 311-332.

ALL, J. (2008): Integrated Pest Management (IPM). – In: Encyclopedia of Entomology (Capinera, J. L., ed.). Springer Science & Business Media B.V. pp. 2012-2014.

ANSARI, M. A., SHAH, F. A. & BUTT, T. M. (2009). The entomopathogenic nematode *Steinernema kraussei* and *Metarhizium anisopliae* work synergistically in controlling overwintering larvae of the black vine weevil, *Otiorhynchus sulcatus*, in strawberry growbags. Biocontrol Science and Technology **20**:99-105.

APPEL, A. G. (1995): *Blattella* and related species. – In: Understanding and controlling the German cockroach (Rust, M., Owens, J. M., Reiersen, D. A., eds.). Oxford University Press Inc., New York, Oxford. pp. 1-19.

APPEL, A. G., SIMS, S. R. & EVA, M. J. (2008): Factors affecting coprophagy and necrophagy by the German cockroach (Dictyoptera: Blattellidae). – In: 6th International Conference on Urban Pests (Robinson, W. H., Bajomi, D., eds.). Conference Paper. Budapest, Hungary, 13. – 16. July 2008. pp. 139-142.

ARDITTI, J. (ed.) (1994): Orchid Biology. Reviews and Perspectives. Volume 6. John Wiley and Sons Ltd.

ASPÖCK, H., WALOCHNIK, J. (2002): Was sind Parasiten. – In: Amöben, Bandwürmer, Zecken. Parasiten und Parasitäre Erkrankungen des Menschen in Mitteleuropa (Aspöck, H., ed.). Denisia **6**:1-12. Land Oberösterreich, Biologiezentrum/Österreichische Landesmuseen, Linz.

ASSHOFF, R. & CORAY, A. (2003). *Tachycines asynamorus* Adelung, 1902, *Periplaneta australasiae* (Fabricius, 1775) und *Pycnoscelus surinamensis* (Linné, 1758) (Ensifera et Blattodea) im Botanischen Garten Basel. Mitteilungen der Entomologischen Gesellschaft Basel **53**:42-55.

BATHON, H. (1996): Impact of entomopathogenic nematodes on non-target hosts. Biocontrol Science and Technology **6**:421-434.

BATHON, H. (2005): Nematodenpräparate. – In: Natürliche Schädlingsbekämpfungsmittel (Schmutterer, H. & Huber, J., eds). Eugen Ulmer GmbH & Co, Stuttgart, pp. 110-123.

BARTLETT, C.M., CRAWSHAW, G.J. & APPY, R. (1984): Epizootiology, development and pathology of *Geopetita aspiculata* Webster, 1971 (Nematoda: Habronematoidea) in tropical birds at the Assiniboine Park Zoo, Winnipeg, Canada. Journal of Wildlife Diseases **20**(4):289-299.

BECK, W., PANTCHEV, N. (2013): Praktische Parasitologie bei Heimtieren – Kleinsäuger, Vögel, Reptilien, Bienen, Zoo- und Wildtiere. 2. Auflage. Schlütersche Verlagsgesellschaft mbH & Co. KG, Hannover.

BELL, W.J., ROTH, L.M. & NALEPA, C.A. (2007): Cockroaches – Ecology, behaviour and natural history. The Johns Hopkins University Press, Baltimore.

BELL, H. A., COOKE, D., WILDEY, K.B., BAKER, L.F., MOSSON, J. & SHORT J. (1996) Long-term management of a population of Australian cockroaches (*Periplaneta australasiae*) in a tropical plant house in the United Kingdom using the juvenile hormone analogue (S)-Hydroprene. – In: Proceedings of the 2nd international Conference on Insect Pests in Urban Environment, Edinburgh, Scotland (Willey, K.B., ed). pp.217-229.

BENNETT, G. W. & REID, B.L. (1995): Insect Growth Regulators. – In: Understanding and controlling the German cockroach (Rust, M., Owens, J. M., Reiersen, D. A., eds.). Oxford University Press Inc., New York, Oxford. pp. 267-286.

-
- BENNETT, G. W. (2008): Cockroaches and disease. – In: Encyclopedia of entomology (Capinera, J. L., ed.). Springer Science & Business Media B.V. pp. 948–952.
- BOEMARE, N., LAUMOND, C. & MAULEON, H. (1996). The entomopathogenic nematode-bacterium complex: Biology, life cycle and vertebrate safety. *Biocontrol Science and Technology* **6**:333-346.
- BOEMARE N. (2002): Biology, taxonomy and systemics of *Photorhabdus* and *Xenorhabdus*. – In: Entomopathogenic Nematology (Gaugler, R., ed.). CABI Publishing, Oxfordshire. pp. 35-56.
- BOYER, S., RIVAULT, C. (2004): Life history traits of cockroaches in sugar-cane fields in La Réunion (Blattodea : Blattellidae and Blaberidae). Publié dans *Oriental Insects* **38**:373-388.
- BRACK, M. (1987): Agents transmissible from simians to man. Springer Verlag, Berlin, Heidelberg, New York. pp. 444-446.
- BRACK, M. (2002): Acanthocephalan Infections. EAZWV Transmissible Disease Fact Sheet. Sheet No. 101.
http://c.ymcdn.com/sites/www.eazwv.org/resource/resmgr/Files/Transmissible_Diseases_Handbook/Fact_Sheets/101_Acanthocephalan_Infectio.pdf
- BRENNER, R. J. (1995): Economics and medical importance of German cockroaches. – In: Understanding and controlling the German cockroach (Rust, M., Owens, J. M., Reiersen, D. A., eds.). Oxford University Press Inc., New York, Oxford. pp. 77-92.
- BRENNER, R. J. (1998): Curbing cockroaches and their allergens. — Agriculture Research. USDA.
<https://agresearchmag.ars.usda.gov/ar/archive/1998/jun/cock0698.pdf>
- BRUCK, D. J. (2004): Ecology of *Metarhizium anisopliae* in soilless potting media and their rhizosphere: implications for pest management. *Biological Control* **32**:155-163.
- CAMPBELL, N. A., REECE, J. B. & MARKL, J. (2003): Biologie. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg, Berlin.
- CAPINERA, J. L. (ed.) (2008): Encyclopedia of entomology. Springer Science & Business Media B.V.
- CAPINERA, J. L., (2008): Cockroaches (Blattodea). – In: Encyclopedia of entomology (Capinera J. L., ed.). Springer Science & Business Media B.V. pp. 937–948.
-

CHAICHANAWONGSAROJ, N., VANICHAYATANARAK, K., PIPATKULLACHAT, T., POLROJPANYA, M. & SOMKIATCHAROEN, S. (2004): Isolation of gram-negative bacteria from cockroaches trapped from urban environment. *Southeast Asian Journal of Tropical Medicine and Health* **35**:681-684.

CHEMGAPEDIA: Toxikodynamik – Grundlagen toxischer Wirkungen. Wie wird die Toxizität einer Substanz bestimmt? Online-Enzyklopädie. Wiley Information Services GmbH.

http://www.chemgapedia.de/vsengine/vlu/vsc/de/ch/11/toxikologie/kap_1/vlu/wirkung.vlu/Page/vsc/de/ch/11/toxikologie/kap_1/kap1_3/gitdef.vscml.html (download 1.5.2017).

COCHRAN, D. G. (1995): Insecticide Resistance. – In: *Understanding and controlling the German cockroach* (Rust, M., Owens, J. M., Reiersen, D. A., eds.). Oxford University Press Inc., New York, Oxford. pp. 171-192.

CORPUS, L. D. SIKOROWSKI, P. P. (1992): Susceptibility of *Periplaneta brunnea* (Dictyoptera: Blattellidae) to the nematode *Steinernema carpocapsae* (Rhabdida: Steinernematidae). *Journal of Medical Entomology* **29**:707-710.

CUSSON, M. (2008): Juvenile Hormone. – In: *Encyclopedia of entomology* (Capinera, J. L., ed.). Springer Science & Business Media B.V. pp. 2071-2074.

DARBRO, J. M., GRAHAM, R. I., KAY, B. H., RYAN, P. A. & THOMAS, M. B. (2011). Evaluation of entomopathogenic fungi as potential biological control agents of the dengue mosquito, *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). *Biocontrol Science and Technology* **21**:1027-1047.

DAYER, M. S. & KARVANDIAN, K. (2016): Toxicity of *Metarhizium anisopliae* (Deuteromycota: Hyphomycetes) and boric acid against nosocomial cockroaches, *Blattella germanica*. *Arthropods* **5**(3):114-124.

DHANG, P. (ed.) (2011): *Urban pest management: An environmental perspective*. CAB International.

DETTNER, K. & PETERS, W. (2003): *Lehrbuch der Entomologie*. Spektrum Akademischer Verlag, Berlin.

DJERNÆS, M., KLASS K.-D., PICKER, M. D. & DAMGAARD, J. (2001): Phylogeny of cockroaches (Insecta, Dictyoptera, Blattodea), with placement of aberrant taxa and exploration of out-group sampling. *Systematic Entomology*, The Royal Entomological Society.

- DÖNGES, J. (1988): Parasitologie. 2. Auflage. Thieme Verlag, Stuttgart.
- DORTA, B., ERTOLA, R. J. & ARCAS, J. (1996): Characterization of growth and sporulation of *Metarhizium anisopliae* in solid-substrate fermentation. *Enzyme and Microbial Technology* **19**:434-439.
- EBESU, R. (2003): Integrated Pest Management for home gardens: Insect identification and control. Insect Pests. IP-13. College of Tropical Agriculture and Human Resources, University of Hawaii at Mānoa.
- EASWARAMOORTHY, S., SANKARANARAYANAN, C. (2003): Entomopathogenic nematodes: potential biocontrol agents in pest management systems. – In: Biological control of insect pests (Ignacimuthu, S., Jayaraj, S. eds.). Entomology Research Institute Series Nr 1. Phoenix Publishing House Pvt. Ltd., New Delhi. pp. 262-273.
- EBNER, R. (1946): Die Adventiv-Fauna an Orthopteren in Österreich. Zentralblatt für das Gesamtgebiet der Entomologie **1**(4):109-122.
http://www.zobodat.at/pdf/ZE_1_4_0109-0122.pdf
- EBNER, R. (1951): Kritisches Verzeichnis der orthopteroiden Insekten von Österreich. Verhandlungen der Zoologisch-botanischen Gesellschaft Wien. (Festschrift) **92**:143-165.
http://www.zobodat.at/pdf/VZBG_92_0143-0165.pdf
- ECKERT, J., FRIEDHOFF, K. T., ZAHNER, H. & DEPLAZES, P. (2008): Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin. Enke Verlag, Stuttgart.
- EJIMADU, L. C., GOSELLE, O. N., AHMADU, Y. M., JAMES-RUGU, N. N. (2015): Specialization of *Periplaneta americana* (American cockroach) and *Blattella germanica* (German cockroach) towards intestinal parasites: A public health concern. *Journal of Pharmacy and Biological Sciences* **10**(6):23-32
- ESSL, F. & RABITSCH, W. (eds.) (2002): Neobiota in Österreich. Umweltbundesamt, Wien.
- FABEL, P., RADEK, R. & STORCH, V. (2000): A new spore-forming protist, *Nephridiophaga blaberi* sp. nov., in the Death's Head Cockroach *Blaberus craniifer*. *European Journal of Protistology* **36**:387-395.
- FAST, H., HOLLUNDER, M., SCHWAMMER, G. V., SCHWAMMER, H. (2003): Die "Botschaft der Regenwälder" - Das neue Regenwaldhaus im Tiergarten Schönbrunn. *Der Zoologische Garten* **73**:193-210.
-

FERRERO, A. A., SÁNCHEZ CHOPA, WERDIN GONZÁLES, J. O., & ALZOGARAY, R. A. (2007): Repellence and toxicity of *Shinus molle* extracts on *Blattella germanica*. *Fitoterapia* **78**(311-314).

FAULDE, M. K., TISCH, M. & SCHARNINGHAUSEN, J. J. (2006): Efficacy of modified diatomaceous earth on different cockroach species (Orthoptera, Blattellidae) and silverfish (Thysanura, Lepismatidae). *Journal of Pest Science* **79**:155-161.

FISCHER, O. A., MATLOVA, L., DVORSKA, L., SVASTOVA, P. & PAVLIK. I. (2003): Nymphs of the Oriental cockroach (*Blatta orientalis*) as passive vectors of causal agents of avian tuberculosis and paratuberculosis. *Medical and Veterinary Entomology* **17**:145-150.

FLACHSBARTH C.-H. & MEWIS I. (1998): Diatomeenerde – Insektizid aus dem Tertiär. Online-Magazin, 01.05.1998, Spektrum.de, Spektrum der Wissenschaft Verlagsgesellschaft mbH.
<http://www.spektrum.de/magazin/diatomeenerde-insektizid-aus-dem-tertiaer/824557>
(Download 5.5.2017)

FOTEDAR, R., BANERJEE SHRINIWAS, U. & VERMA, A. (1991): Cockroaches (*Blattella germanica*) as carriers of microorganisms of medical importance in hospitals. *Epidemiology and Infection* **107**:181-187.

FORST, S. & CLARKE, D. (2002): Bacteria-nematode symbiosis. – In: Entomopathogenic Nematology (Gaugler, R., ed.). CABI publishing, Oxfordshire. pp. 57-77.

GAUGLER, R. (2002): Entomopathogenic Nematology. CABI publishing, Oxfordshire.

GEFFERS, C., GASTMEIER, P. & RÜDEN, H. (2002): Nosokomiale Infektionen, Robert Koch-Institut, Gesundheitsberichterstattung des Bundes **8**.

GRIFFIN, C. T., BOEMARE, N. E. & LEWIS, E. E. (2005): Entomopathogenic Nematodes - Biology and behaviour. – In: Nematodes as biocontrol agents (Grewald, P. S., Ehlers, R.-U. & Shapiro-Ilan, D. I., eds). CABI Publishing, Oxfordshire. pp. 47-64.

GUINNEE, M. A. & MOORE, J. (2004): The effect of parasitism on host fecundity is dependent on temperature in a cockroach-acanthocephalan system. *Journal of Parasitology* **90**(4): 673-677.

GUMPENBERGER, M. (2000): Reptilien und Salmonellen aus Veterinärmedizinischer Sicht. Mitteilungen der Österreichischen Gesellschaft für Tropenmedizin und Parasitologie **22**:55-58

GUTIERREZ, A. C., GOLEBIEWSKI, M., PENNISI, M., PETERSON, G., GARCIA, J. J., MANFRINO, R.G. & C.C. LOPEZ LASTRA (2015): Cuticle fatty acid composition and differential susceptibility of three species of cockroaches to the entomopathogenic fungi *Metarhizium anisopliae* (Ascomycota, Hypocreales). Journal of Economic Entomology **108**(2):752-760.

HAROON, W. M., PAGES, C., VASSAL, J.-M., ABDALLA, A. M., LUONG-SKOVMAND, M.-H. & LECOQ, M. (2011): Laboratory and field investigation of a mixture of *Metarhizium acridum* and Neem seed oil against the Tree Locust *Anacridium melanorhodon melanorhodon* (Orthoptera: Acrididae). Biocontrol Science and Technology **21**:353-366.

HASSELMANN, K., STEVENS, A.-D. & HEFFELE (2005): Untersuchungen zur biologischen Kontrolle von Schaben mit entomopathogenen Nematoden. Gesunde Pflanzen **57**:169-178. Springer Verlag.

HAZIR, S., STOCK, P., KAYA H. K., KÖPPENHÖFER A., M. & KESKIN N. (2001): Development temperature effects on five geographic isolates of the entomopathogenic nematode *Steinernema feliae* (Nematoda: Steinernematidae). Journal of Invertebrate Pathology **77**:243-250.

HERNANDEZ-RAMIREZ, G., SANCHEZ-ARROYO & ALATORRE-ROSAS, R. (2008): Pathogenicity of *Metarhizium anisopliae* and *Beauveria bassiana* to the American cockroach (Dictyoptera: Blattidae). – In: Proceedings of the 6th International Conference on Urban Pests (Robinson, W. H. & Bajomi D. eds.). OKK-Press Veszprem, Hungary. pp. 143-144.

HERZNER, G., SCHLECHT, A., DOLLHOFER, V., PARZEFALL, C. HARRAR, K., KREUZER A., PILSL, L. & RUTHER J. (2013): Larvae of the parasitoid wasp *Ampulex compressa* sanitize their host, the American cockroach, with a blend of antimicrobials. PNAS **110**(4):1369-1374.

HIRAO, A. & EHLERS, R. U. (2009): Effect of temperature on the development of *Steinernema carpocapsae* and *Steinernema feltiae* (Nematoda: Rhabditida) in liquid culture. Applied Microbiology and Biotechnology **84**:1061-1067.

HOF, H., DÖRRIES, R. (2009): Medizinische Mikrobiologie. Duale Reihe. 4. Auflage. Georg Thieme Verlag KG, Stuttgart.

HONKANEN, A., TAKALO, J., HEIMONEN, K., VÄHÄSÖYRINKI, M. & WECKSTRÖM, M. (2014): Cockroach optomotor responses below single photon level. *Journal of Experimental Biology* **217**:4262-426.

HWANG, S.-Y. & CHEN, L.-M. (2004): Effects of four physical treatments of oothecae of *Periplaneta americana* on parasitism and development of parasitic wasp *Evania appendigaster*. *Environmental Entomology* **33**(5):1321-1326.

INGLIS, G. D., GOETTEL, M. S., BUTT T., M. & STRASSER H. (2001): Use of hyphomycetous fungi for managing insect pests. – In: *Fungi as biocontrol agents - Progress, problems and potential* (Butt, T., M., Jackson, C. W., Magan, N., eds.). CABI Publishing, Oxfordshire. pp. 23-69.

ISMAN, M. B. (2008): Neem. – In: *Encyclopedia of entomology* (Capinera, J. L., ed.). Springer Science & Business Media B.V. pp. 2575-2577.

JUNCKER-VOSS M., KÜBBER-HEISS A., KUTZER, E., KANZLER, P., SCHRATTER, D. & PROSL, H. (2001): *Geopetitia aspiculata*: Autochtones Vorkommen bei Zoovögeln in Österreich. *Wiener Tierärztliche Monatsschrift* **88**:106-113.

KAAKEH, W., REID B. & BENNETT G. W. (1996): Horizontal transmission of the entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae* (Imperfecti fungi: Hyphomycetes) and Hydramethylnon among German cockroaches (Dictyoptera: Blattellidae). *Journal of Entomological Science* **31**:378-390.

KANZLER, P. (1998): Populationserhebungen bei Schaben im Tiergarten Schönbrunn und Möglichkeiten zu deren Bekämpfung. Dissertation an der Veterinärmedizinischen Universität Wien.

KASSIRI, H. & KAZEMI, S. (2012): Cockroaches [*Periplaneta americana* (L.), Dictyoptera; Blattidae] as carriers of bacterial pathogens, Khorramshahr County, Iran. *Jundishapur Journal of Microbiology* **5**:320-322.

KAYSER, F. H. (2001): *Medizinische Mikrobiologie*. Georg Thieme Verlag, Stuttgart.

KEGEL, B. (2001): *Die Ameise als Tramp. Von biologischen Invasionen*. Wilhelm Heyne Verlag, München.

KELLER, S. (1998): Pilze: Insektizide mit Zukunft. Online-Magazin, 01.05.1998, Spektrum.de, Spektrum der Wissenschaft Verlagsgesellschaft mbH. (Download 5.5.2017) <http://www.spektrum.de/magazin/pilze-insektizide-mit-zukunft/824555>

KINFU, A. & ERKO, B. (2008): Cockroaches as carrier of human intestinal parasites in two localities in Ethiopia. Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene **102**: 1143-1147.

KOEHLER, P. G., PATTERSON, R. S. & MARTIN, W. R. (1992): Susceptibility of cockroaches (Dictyoptera: Blattellidae, Blattidae) to infection by *Steinernema carpocapsae*. Journal of Economic Entomology **85**:1184-1187.

KOEHLER, P. G., STRONG, C. A., PATTERSON, R. S. & VALLES, S. M. (1993): Differential susceptibility of German cockroach (Dictyoptera: Blattellidae) sexes and nymphal age classes to insecticides. Journal of Economic Entomology **86**:785.

KOEHLER, P. G., OI, F. M. & BRANSCOMBE, D. (1994): Cockroaches and their management. ENY-214. Series of the Department of Entomology and Nematology, Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agricultural Sciences, University of Florida.

KOEHLER, P. G. (1994): German cockroach management in low income housing. ENY-257. Series of the Department of Entomology and Nematology, Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agricultural Sciences, University of Florida.

KÖHLER, W., SCHACHTEL, G. & VOLESKE, P. (2007). Biostatistik, 4. Auflage. Springer Verlag, Heidelberg.

KRAMER, R. D. & BRENNER, R. J. (2009): Cockroaches (Blattaria). – In: Medical and Veterinary Entomology (Mullen, G.R. & Durden, L.A. eds). 2nd Edition. Academic Press. pp. 41-54.

KREIENBROCK, L. PIGEOT, I. & AHRENS, W. (2012): Epidemiologische Methoden. 5. Auflage. Springer Spektrum.

KRIEG, A. & FRANZ, J. M. (1989): Lehrbuch der biologischen Schädlingsbekämpfung. Verlag Paul Parey, Berlin, Hamburg.

KUTRUP, B. (2000): Cockroach infestation in some hospitals in Trabzon, Turkey. Turkish Journal of Zoology **27**:73-77.

KWIZDA Agro GmbH: Information zur Anwendung der Diatomeenerde (Kieselgur). <https://www.kwizda-agro.at> (Download 5.5.2017)

LACEY, L. (ed.) (1997): Manual of techniques in insect pathology. Biological Techniques Series. Academic Press Ltd., London, New York.

LEBECK, L. (1991): A review of the hymenopterous natural enemies of cockroaches with emphasis on biological control. *BioControl* **36**(3):335-352

LEGENDRE, F., NEL, A., SVENSON, G. J., ROBILLARD, T., PELLENS, R. & GRANDCOLAS, P. (2015): Phylogeny of Dictyoptera: Dating the origin of cockroaches, praying mantides and termites with molecular data and controlled fossil evidence. *PLOS One* **10**(7): e0130127; Published online 2015 Jul 22.

LIBERSAT, F. (2003): Wasp uses venom cocktail to manipulate the behavior of its cockroach prey. *Journal of Comparative Physiology A* **189**:497-508.

LOHS, K.-H., ELSTNER, P. & STEPHAN U. (ed.) (2007): *Fachlexikon der Toxikologie*. 4. Auflage. Springer.

LOPES, R. B. & ALVES, S. B. (2005): Effect of *Gregarina* sp. parasitism on the susceptibility of *Blattella germanica* to some control agents. *Journal of Invertebrate Pathology* **88**:261-264.

LORD, J. C. (2001): Desiccant dusts synergize the effect of *Beauveria bassiana* (Hyphomycetes: Moniliales) on Stored-Grain Beetles. *Journal of Economic Entomology* **94**(2):367-372.

LÖSCHER, W., RICHTER, A. & POTSCHKA, H. (eds.) (2014): *Pharmakotherapie bei Haus- und Nutztieren*. 9. Auflage. Verlag Enke bei Thieme.

MAHAJAN, R. K., KHAN, S. A., CHANDEL, D. S., KUMAR, N., HANS, C. & CHAUDHRY, R. (2003): Fatal case of *Salmonella enterica* subsp. *arizonae*. Gastroenteritis in an Infant with Microcephaly. *Journal of Clinical Microbiology* **41**:5830-5832.

MAHMOUD, M. F. (2016): Biology and use of entomopathogenic nematodes in insect pest biocontrol. A generic view. *Cercetări Agronomice în Moldova* **4**(168):85-105.

MAKETON, M., HOMINCHAN, A. & HOTAKA, D. (2010): Control of American cockroach (*Periplaneta americana*) and German cockroach (*Blattella germanica*) by entomopathogenic nematodes. *Revista Colombiana de Entomología* **36**:249-253.

MEHLHORN, H. (ed.) (1995): *Grundriss der Zoologie*. 2. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart.

-
- MENSASRIA, T., MOUSSA, F., EL-HAMZA, S., TINE, S., MEGRI, R. & CHENCHOUNI, H. (2014): Bacterial load of German cockroach (*Blattella germanica*) found in hospital environment. *Pathogens and Global Health* **108**(3):141–147.
- MENT, D., GINDIN, G., SOROKER, V., GLAZER, I., ROT, A. & SAMISH M. (2010): *Metarhizium anisopliae* conidial responses to lipids from tick cuticle and tick mammalian host surface. *Journal of Invertebrate Pathology* **103**:132-139.
- MIDDAUGH, D. P. & GENTHNER F. J. (1994): Infectivity and teratogenicity of *Beauveria bassiana* in *Menidia beryllina* embryos. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*. **27**(1):95-102.
- MIELKE, U. (2001): Nachweis der Australischen Schabe (*Periplaneta australasiae* [Fabricius, 1775]) in Sachsen-Anhalt. *Anzeiger für Schädlingskunde/Journal of Pest Science* **74**:111-112.
- MILLER, R. E., FOWLER, M. E. (2015): *Fowler's Zoo & Wildlife Animal Medicine*. Volume 8. Elsevier. pp. 152.
- MILLER, D. M. & KOEHLER, P. G. (1993): Least toxic methods of cockroach control. Document ENY-258, one of a series of the Entomology and Nematology Department, Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agricultural Sciences, University of Florida.
- MITSUHAN J. (2008): Entomophagy: Human consumption of insects. – In: *Encyclopedia of entomology* (Capinera, J. L., ed.). Springer Science & Business Media B.V. pp. 1341-1343.
- MOHAN, C. M., LAKSHMI, K. A. & DEVI, K. U. (1999): Laboratory evaluation of the pathogenicity of three isolates of the entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuillemin on the American cockroach *Periplaneta americana*. *Biocontrol Science and Technology* **9**:29-33.
- MPUCHANE, S., MATSHEKA, I. M., GASHE, B. A., ALLOTEY, J., MURINDAMOMBE, G. & MREMA, N. (2006): Microbiological studies of cockroaches from three localities in Gaborone, Botswana. *African Journal of Food Agriculture Nutrition and Development* **6**.
- OECD (2002): Draft consensus document on the information used in the assessment of environmental applications involving *Bacillus thuringiensis*. ENV/JM/BIO 10.
-

OGG B., OGG C., FERRARO D. (2006): Cockroach Control Management. Extension, IANR University of Nebraska-Lincoln.

<http://lancaster.unl.edu/pest/roach/cockroach%20manual.pdf> (Download 26.10.2009)

OLSEN, O. W. (1986): Animal Parasites: Their life cycles and ecology. New edition. Dover Publications Inc. pp. 476-482.

OWEN, J. M. (1995): Detection and monitoring. – In: Understanding and controlling the German cockroach (Rust, M., Owens, J. M., Reiersen, D. A., eds.). Oxford University Press Inc., New York, Oxford. pp. 93-108.

PACHAMUTHU, P., KAMBLE, S. T., YUEN, G. Y. (1999): Virulence of *Metarhizium ansioptiae* (Deuterocotina: Hyphomycetes) Strain ESC-1 to the German cockroach (Dictyoptera: Blattellidae) and its compatibility with insecticides. Journal of Economic Entomology **92**(2): 240-346.

PAWSON, B. (2012): Cockroach management. – In: http://www.rinconvitova.com/cockroach_program.htm#Cockroach%20parasites (Download 1.9. 2012).

PECHAL, J. L., AUSTIN, J., GOLD, R. & TOMBERLIN, J. K. (2007): Epidemiology and spartial relationship of bacteria associated with *Periplaneta americana* (Blattodea: Blattidae) in central Texas. Journal of Agricultural and Urban Entomology **24**:205-216.

PIRES, E. M., CAMPOS, A. K., PEREIRA, M. R., NOGUEIRA, R. M., CAMPOS, L. A. O., MOREIA, P. S. A., & SOARES M.A. (2013): First report of „jewel wasp“ *Ampulex compressa* (Fabricius, 1781) (Hymenoptera: Ampulicidae) in the Amazon Biom of Brazil. Brazilian Journal of Biology **74**(3):233-234.

POSPISCHIL, R. (2010a): Schaben (Dictyoptera, Blattodea) – Ihre Bedeutung als Übertäger von Krankheitserregern und als Verursacher von Allergien. – In: Krank durch Arthropoden (Aspöck, H. ed.). Denisia **30**:171-190. Land Oberösterreich, Biologiezentrum/Österreichische Landesmuseen, Linz.

POSPISCHIL, R. (2010b): Schaben (Blattodea) sicher bestimmen – Einführung. In: Pest Control News. Fänger, H., Neuss, p. 10-12.

POSPISCHIL, R. (2011a): Bestimmung von Schaben (Blattodea) - Teil 2. - Blattellidae und Blattidae. In: Pest Control News. Fänger, H., Neuss, p. 10-12.

POSPISCHIL, R. (2011b): Bestimmung von Schaben (Blattodea) - Teil 3 - Befallsermittlung anhand von Ootheken. In: Pest Control News. Fänger, H., Neuss, p. 6-9.

POSPISCHIL, R. (2011c): Role of tropical greenhouses for the introduction and establishment of foreign ant species (Hymenoptera: Formicidae) in Central Europe. – In: Proceedings of the Seventh International Conference on Urban Pests (Robinson, W.H. & de Carvalho Campos, A. E., eds.). Instituto Biológico, São Paulo, Sp. Brazil.

PREININGER, D., WEISSENBACHER, A., WAMPULA, T. & HÖDL W. (2012): The conservation breeding of two foot-flagging frog species from Borneo, *Staurois parvus* and *Staurois guttatus*. Amphibian and Reptile Conservation **5**(3):45-56.

QUARLES W. (2009): IPM Reduces Pesticides, Cockroaches and Asthma. The IPM Practitioner 31(9/10). Monitoring the Field of Pest Management. <http://www.birc.org/SepOct2009.pdf>

QUESADA-MORAGA, E., SANTOS-QUIRÓS, R., VALVERDE-GARCIA, P. & SANTIAGO-ALVAREZ, C. (2004): Virulence, horizontal transmission, and sublethal reproductive effects of *Metarhizium anisopliae* (Anamorphic fungi) on the German cockroach (Blattodea: Blattellidae). — Journal of Invertebrate Pathology **87**:51-58.

RENTZ, D. (2014): A Guide to the Cockroaches of Australia. CISRO Publishing, Australia.

RICHARDSON, B. A. & PAUL, R. K. (1993): Quantitative aspects of behaviour and reproduction in the Jewel wasp *Ampulex compressa*. International Zoo Yearbook **32**:177-183

RIVault, C., CLOAREC, A. & LE GUYADER, A. (1993): Bacterial load of cockroaches in relation to urban environment. Epidemiology & Infection **110**:317-325. Cambridge University Press.

ROBINSON, W. H. (2005): Urban Insects and Arachnids – A Handbook of Urban Entomology. Cambridge University Press, Cambridge, United Kingdom.

ROTH, L. M. (1989): The cockroach genus *Margattea* Shelford, with a new species from the Krakatau Islands, and redescriptions of several species from the Indo-Pacific region (Dictyoptera: Blattaria: Blattellidae). Proceedings of the Entomological Society of Washington **91**(2):206-229.

ROTH, L. M. (1990): Revisionary studies on Blattellidae (Blattaria) from the Indo-Australian region. Memoirs of The Queensland Museum **28**(2):597-663.

ROTH, L. M. (1999): Oriental Insects. Description of new taxa, redescrptions, and records of cockroaches, mostly from Malaysia and Indonesia (Dictyoptera: Blattaria). *Oriental Insects* **33**(1):109-185.

ROSS, M. H. & MULLINS, D. E. (1995): Biology – In: Understanding and controlling the German cockroach (Rust, M., Owens, J. M., Reiersen, D. A., eds.). Oxford University Press Inc., New York, Oxford. pp. 21-47.

RUST, M. K., OWENS, J.M. & REIERSON, D. A. (eds.) (1995): Understanding and controlling the German cockroach. Oxford University Press Inc., New York, Oxford.

RUST, M. K. (1999): Biorational approach for supressing American Cockroach in sewage systems. Pest Management Grants Final Report. Contract No.: 97-0235. California Department of Pesticide Regulation. University of California, Riverside. Department of Entomology.

SANTI, L., SILVA, W. O. B., PINTO, A. F. M, SCHRANK, A & VAINSTEIN, M. H. (2010): *Metarhizium anisopliae* host-pathogen interaction: differential immunoproteomics reveals proteins involved in the infection process of arthropods. *Fungal Biology* **114**:312-319.

SCHILEYKO, A. A. (2010): „*Sitala*“ *rumbangensis* E. Smith, 1985 (Mollusca, Pulmonata) – An unexpected inhabitant of the Zoo in Vienna. *Annalen des Naturhistorischen Museums Wien, B* **111**:5-12. http://www.zobodat.at/pdf/ANNA_111B_0005-0012.pdf

SCHLEGEL, H. (1985): Allgemeine Mikrobiologie, 6. Auflage. Georg Thieme Verlag, Stuttgart, New York.

SCHNEIDER, T. (ed.) (2006): Veterinärmedizinische Parasitologie. 6. Auflage. Parey in MVS Medizinverlage Stuttgart GmbH und Co. KG.

SCHRANK, A. & VAINSTEIN, M. H. (2012): *Metarhizium anisopliae* enzymes and toxins. — *Toxicon* **56**:1267-1274.

SHAAYA, E. (2008): Ecdysteroids. – In: Encyclopedia of entomology (Capinera, J. L., ed.). Springer Science & Business Media B.V. pp. 1274-1280.

SHAHID, A. A., RAO, A. Q., BAKHSH A. & HUSNAIN, T. (2012): Entomopathogenic fungi as biological controllers: New insights into their virulence and pathogenicity. *Archives of Biological Science Belgrade* **64**(1):21-42.

-
- SHAMIN, S. A., ISLAM, W. & MONDAL, K.A. M. S. H. (2000): Release of *Aprostocetus hagenowii* (Ratzeburg) (Hymenoptera: Eulophidae) adults for the control of *Periplaneta americana* (L.). Tropical Agricultural Research and Extension **3**.
- SHAPIRO-ILAN, D. I. & GREWAL, P. S. (2008): Entomopathogenic Nematodes and Insect management. In: Encyclopedia of entomology (Capinera, J. L., ed.). Springer Science & Business Media B.V. pp. 1336-1340.
- SHAPIRO-ILAN, D. I., HAN, R., DOLINSKI, C. (2012): Entomopathogenic nematode production and application technology. Journal of Nematology **44**(2):206-217.
- SILVA-HIDALGO, G., LÓPEZ-MORENO, H.S., ORTIZ-NAVARRETE, V.F., ALPUCHE-ARANDA, C., RENDÓN-MALDOANDO, J.G., LÓPEZ-VALENZUELA, J.A., LÓPEZ-VALENZUELA, M.S. & JUÁREZ-BARRANCO, F. (2013): Prevalence of *Salmonella enterica* serovar albany in captive zoo wild animals in the Culiacán Zoo in Mexico. Journal of Zoo and Wildlife Medicine **44**(1):8-14.
- SMAGGHE, G (2008): Ecdysone antagonists, a novel group of insect growth regulators. – In: Encyclopedia of entomology (Capinera, J. L., ed.). Springer Science & Business Media B.V. pp. 1271-1273.
- SOHN, M. H. & KIM, K. E. (2012): The cockroach and allergic diseases. Allergy Asthma Immunology Research **4**(5):264–269.
- STANGE, L. A. (2000): A Cockroach Egg Parasitoid, *Evania appendigaster* (Linnaeus) (Hymenoptera: Evanidae). Document EENY-162, (originally DPI Entomology Circular 257), one of a series of the Entomology and Nematology Department, UF/IFAS Extension. University of California.
- STEJSKAL, V. LUKÁŠ & AULICKÝ R. (2004): Temperature-dependent development and mortality of Australian Cockroach, *Periplaneta australasiae* (Fabricius) (Blattodea: Blattidae). Plant Protection Science **40**:11-15.
- STOCK, S. P. & HUNT D. J. (2005): Morphology and systematics of nematodes used in biocontrol. – In: Nematodes as Biocontrol Agents (Grewald, P. S., Ehlers, R.-U. & Shapiro-Ilan, D. I. eds). CABI Publishing, Oxfordshire. pp. 3-43.
- STORCH, V. & WELSCH, U. (2006): Kükenthal – Zoologisches Praktikum. 25. Auflage. Spektrum Akademischer Verlag/Imprint der Elsevier GmbH.
-

SUGIURA, M., SUGIYAMA, T. & SAIKA, T. (1998): Termiticide and method for termite control using the same. Description United States Patent. US 5728573 A. <http://www.google.com/patents/US5728573> (Download 27.5.2017)

SUITER, D. R. (1997): Biological suppression of synanthropic cockroaches. *Journal of Agricultural and Urban Entomology* **14**:259-270.

TANADA, Y. & KAYA, H. K. (1993): *Insect Pathology*. Academic Press Inc., London.

TATFENG, Y. M., USUANLELE, M. U., ORUKPE, A., DIGBAN, A. K., OKODUA, M., OVIASOGIE, F. & TURAY, A. A. (2005): Mechanical transmission of pathogenetic organisms: The role of cockroaches. *Journal of Vectors Borne Diseases* **42**:129-134.

TAYLOR, M. A., COOP R. L. & WALL, R.L. (2015): *Veterinary parasitology*. 4th edition. Wiley Blackwell publishing. pp. 58-61.

TEE, H.-S. & LEE C.-Y. (2014): Sustainable cockroach management using insecticidal baits: formulations, behavioural responses and issues. – In: *Urban insect pests: sustainable management strategies* (Dhang, P., ed.) CAB International, pp. 65-85.

TEE, H.-S., SAAD, A. R. & LEE, C.-Y. (2011): Evaluation of *Aprosocetus hagenowii* (Hymenoptera: Eulophidae) for the control of American cockroach (Dictyoptera: Blatellidae) in sewers and crevices around buildings. *Journal of Economic Entomology* **104**(6):2031-2038.

TOFANGSAZI, N., ARTHURS, S. P. & GIBLIN-DAVIS, M. (2012): Entomopathogenic nematodes (Nematoda: Rhabditida: families Steinernematidae and Heterorhabdittidae). EENY-530. One of the series of the Entomology and Nematology Department, UF/IFAS Extension. University of California.

TRAUGOTT M., WEISSTEINER, S. & STRASSER H. (2005): Effects of entomopathogenic fungus *Beauveria brongniartii* on the non-target predator *Poecilus versicolor* (Coleoptera: Carabidae). *Biological Control* **33**:107-112.

TSCHERNER, W. (2002): Biohelminths: Life cycles established in the Tierpark Berlin-Friedrichsfelde - In: *Parasitic Diseases Session*. European Association of Zoo- and Wildlife Veterinarians (EAZW). Fourth scientific meeting. May 8-12, 2002, Heidelberg, Germany.

UMWELTBUNDESAMT: Siebter Umweltkontrollbericht: 3.8. Einsatz von Pflanzenschutzmitteln und Bioziden.

http://www.umweltbundesamt.at/fileadmin/site/umweltkontrolle/2004/0308_biozide.pdf
(Download 4.5.2017).

UTESESNY, K. (2007): Collembola introduced into the Rainforest House Schönbrunn Zoo. – In: Contributions to Soil Zoology in Central Europe II. (Tajovský, K., Pilž, V., eds.):185-187 ISB BC AS CR, v.v.i., České Budějovice.

VELTMAN, J. & WILHELM W. (1991): Husbandry and display of the Jewel wasp: *Ampulex compressa* and its potential value in destroying cockroaches. International Zoo Yearbook **30**:118-126.

VALLES, S. M. (2008): Insecticides. – In: Encyclopedia of entomology (Capinera, J. L., ed.). Springer Science & Business Media B.V. pp. 1981-1993.

VOIGT, T. F. (1999): Haus- und Hygieneschädlinge – Handbuch der wichtigsten Vektoren und Parasiten, die unsere Gesundheit und Vorräte bedrohen, 3. Auflage. PZ-Schriftenreihe, Govi-Verlag, Pharmazeutischer Verlag GmbH, Eschborn.

WALTER, G. H. (2003): Insect Pest Management and Ecological Research. Cambridge University Press, New York.

WATERMAN, S. H., JUAREZ, G., CARR, S.J. & KILMAN, L. (1990): Salmonella arizonae infections in latinos associated with rattlesnake folk medicine. American Journal of Public Health **80**(3):286-289

WEIDNER, H. & SELLENSCHLO, U. (2010): Vorratsschädlinge und Hausungeziefer. Bestimmungstabellen für Mitteleuropa. 7. Auflage. Spektrum Akademischer Verlag.

WEISS, C. (2005): Basiswissen Medizinische Statistik. 3. Auflage. Springer.

WEISS, K., PARZEFALL, C. & HERZNER G. (2014): Multifaced defense against antagonistic microbes in developing offspring of the parasitoid wasp *Ampulex compressa* (Hymenoptera, Ampilicidae). PLOS one **9**(6): e98784. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0098784>

WHO (1992): Fourteenth report of the WHO expert committee on vector biology and control, safe use of pesticides. Technical Report Series (TRS). WHA, Genf, Schweiz

WYNNE, R., MORRIS, A. & RAE, R. (2016): Behavioral avoidance by slugs and snails of the parasitic nematode *Phasmarhabditis hermaphrodita*. Biocontrol Science and Technology **26**(8): 1129-1138.

YAMAUCHI, T. & KATO, H. (2009): Cockroaches inhabiting greenhouses of a botanical garden in Toyama Prefecture, Japan. *Medical Entomology and Zoology* **60**(4):305-310.

ZERVOS, S. & WEBSTER, J. M. (1988): Susceptibility of the cockroach *Periplaneta americana* to *Heterorhabditis heliothidis* (Nematoda: Rhabditoidea) in the laboratory. *Canadian Journal of Zoology* **67**:1609-1611.

ZHU K., Y. (2008): Insecticides. – In: *Encyclopedia of entomology* (Capinera, J. L., ed.). Springer Science & Business Media B.V. pp. 1993-1994.

ZIMMERMANN, G. (1986): The „*Galleria bait method*“ for detection of entomopathogenic fungi from soil. *Journal of Applied Entomology* **102**:213-215.

ZIMMERMANN, G. (1993): The entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae* and its potential as a Biocontrol Agent. *Journal of Pesticide Science* **37**:375–379.

ZIMMERMANN, G. (2005): Pilzpräparate. – In: *Natürliche Schädlingsbekämpfungsmittel* (Schmutterer, H. & Huber, J., eds). Eugen Ulmer GmbH & Co, Stuttgart, p. 87-109.

ZIMMERMANN, G. (2007a): Review on safety of the entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae*. *Journal of Science and Technology* **17**(9):879-920.

ZIMMERMANN, G. (2007b): Review on safety of the entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Beauveria brogniartii*. *Biocontrol Science and Technology* **17**(5-6):553-596.

ZUPARKO R. L. (2008): Parasitic Hymenoptera (Parasitica). – In: *Encyclopedia of entomology* (Capinera, J. L., ed.). Springer Science & Business Media B.V. pp. 2730-2736.

Abbildungsverzeichnis

Ich habe mich bemüht, sämtliche Inhaber der Bildrechte ausfindig zu machen, und ihre Zustimmung zur Verwendung der Bilder in dieser Arbeit eingeholt. Sollte dennoch eine Urheberrechtsverletzung bekannt werden, ersuche ich um Meldung bei mir.

ABB.0.1: FRITTIERTE SCHABE ALS NAHRUNGSMITTEL.....	2
ABB.1.1: GRUNDBAUPLAN EINER SCHABE (VERÄNDERT AUS APPEL, 1995).....	5
ABB.1.2: ENTWICKLUNGSZYKLUS EINER SCHABE (VERÄNDERT AUS ROSS & MULLINS, 1995)	7
ABB.1.3: GESCHLÜPFTE LARVEN MIT OOTHEKE (FOTO M. KÖPPL, ZOO SALZBURG)	7
ABB.1.4: ADULTE AMERIKAN. GROßSCHABE BEIM VERLASSEN IHRES VERSTECKS (FOTO G. HILLEBRAND)	16
ABB.1.5: A. <i>HAGENOWII</i> -WEIBCHEN (A) BEI DER EIABLAG, (B) BEIM INSPIZIEREN EINER OOTHEKE (BILDQUELLE: //WWW.ENTOCARE.NL)	30
ABB.1.6: JUWELENWESPE MIT IHREM OPFER, DER AMERIKANISCHEN SCHABE (BILDQUELLE: HTTPS://BLOGS.SCIENTIFICAMERICAN.COM/SCIENCE-SUSHI/FILES/2013/01/12-13384BLARGE.JPEG)	31
ABB.1.7: LEBENSZYKLUS DER ENTOMOPATHOGENEN NEMATODEN (EPNS) <i>STEINERNEMA SP.</i> UND <i>HETERORHABDITIS SP.</i> (SCHEMATISCHE DARSTELLUNG AUS GRIFFIN ET AL., 2005).....	34
ABB.1.8: SCHEMA DES EINFACHEN ENTWICKLUNGSZYKLUS VON ENTOMOPATHOGENEN PILZEN (BILDQUELLE: HTTPS://WIKI.BUGWOOD.ORG/ARCHIVE:HWA/PATHOGENS)	38
ABB.2.1: ÜBERSICHTSPLAN DES REGENWALDHAUSES IM TIERGARTEN SCHÖNBRUNN	54
ABB.2.2: AUßENANSICHT DES REGENWALDHAUSES IM TIERGARTEN SCHÖNBRUNN (FOTO H. PECHLANER, TIERGARTEN SCHÖNBRUNN).....	54
ABB.2.3: INNENANSICHT DES REGENWALDHAUSES IM TIERGARTEN SCHÖNBRUNN (FOTO H. PECHLANER, TIERGARTEN SCHÖNBRUNN).....	55
ABB.2.4: MONITORINGBOXEN AUS PLASTIK (BILDQUELLE: HTTP://WWW.BELLABS.COM/BELL-LABS/PRODUCT/US/PEST-CONTROL/TRAPPER-PEST-MONITOR)	57
ABB.2.5: VERSCHIEDENE MONITORFALLEN AUS KARTON (FOTO G. HILLEBRAND)	58
ABB.2.6: BARBERFALLE MIT GEFANGENEN SCHABEN (FOTO G. HILLEBRAND)	59
ABB.2.7: VERSUCHSARTEN FÜR DIE TESTREIHE MIT INSEKTENPATHOGENEN PILZEN UND NEMATODEN (A) <i>P. AMERICANA</i> , (B) <i>P. AUSTRALASIAE</i> UND (C) <i>P. SURINAMENSIS</i> (HIER JEWEILS ADULTE WEIBCHEN) (FOTO G. HILLEBRAND).....	65
ABB.2.8: LARVEN VON <i>P. AMERICANA</i> IN VERSUCHSSCHALE MIT PILZGERSTE (FOTO G. HILLEBRAND) 67	
ABB.2.9: LEBENDE INFEKTIONS-LARVEN (L3) VON <i>STEINERNEMA CARPOCAPSAE</i> IM LICHTMIKROSKOP (FOTO G. HILLEBRAND).....	70
ABB.2.10: CHARAKTERISTIKA DER FAMILIE STEINERNEMATIDAE (AUS GREWALD ET AL., 2008, VERÄNDERT), (A) SPITZES SCHWANZENDE (WEIBCHEN), (B) SCHWANZENDE MIT MUCRON (MÄNNCHEN), (C) SCHWANZENDE MIT SPICULAE (MÄNNCHEN), (D) DOPPELTE CUTICULA EINER INFEKTIONS-LARVE (DRITTES LARVENSTADIUM)	71

ABB..11: HORIZONTALE ÜBERTRAGUNG VON <i>M. ANISPLIAE</i> – (A) FRISCH AUSGELEGTE, VERPILZTE SCHABENKADAVER, (B) ANGELOCKTE SCHABEN FRESSEN AM KADAVER (FOTOS G. HILLEBRAND)	72
ABB.2.12: PROBENAHME MITTELS BU-TUPFER (FOTO G. HILLEBRAND)	74
ABB.2.13: FÜR DIE AuPd-SPUTTERDEPOSITION VORBEREITETE SCHABEN (FOTO G. HILLEBRAND)	75
ABB.2.14: FERTIG BESPUTTERTE SCHABENTEILE VOR DER EINSCHLEUSUNG (FOTO G. HILLEBRAND)	76
ABB.3.1: BEISPIEL EINER BEVORZUGTEN RÜCKZUGSMÖGLICHKEIT DER SCHABEN TAGSÜBER (FOTO G. HILLEBRAND)	80
ABB.3.2: TYPISCHES SCHADENSILD ZU BEGINN DER STUDIE: STARKE KONTAMINATION MIT SCHABENKOT (FOTO G. HILLEBRAND)	80
ABB.3.3: RESTE TOTER SCHABEN, OOTHEKEN UND HÄUTUNGSRESTE AUS EINEM TYPISCHEN SCHABENVERSTECK (FOTO G. HILLEBRAND)	81
ABB.3.4: BESTANDSENTWICKLUNG BEIDER <i>PERIPLANETA SP.</i> IM REGENWALDHAUS ZWISCHEN 2009 UND 2015	82
ABB..5: BESTANDSENTWICKLUNG DER SCHABENPOPULATION VON <i>PYCNOSCELSUS SURINAMENSIS ADULTEN (ORANGE) UND LARVEN (GRÜN)</i> IM REGENWALDHAUS ZWISCHEN 2009 UND 2014	83
ABB.3.6: PROZENTUELLER ANTEIL VON <i>PERIPLANETA SP.</i> BZW <i>PYCNOSCELSUS SP.</i> AN DER GESAMTZAHL DER GEFANGENEN, AUFGETEILT NACH ENTWICKLUNGSSTADIUM	83
ABB.3.7: VERGLEICH DER DURCHSCHNITTlichen KÖRPERGRÖÖE (KRL) DER BEIDEN <i>PERIPLANETA</i> -ARTEN	84
ABB.3.8: VERGLEICH DES DURCHSCHNITTlichen GEWICHTS DER BEIDEN <i>PERIPLANETA</i> -ARTEN	84
ABB.3.9: STRAUßWACHTELN BEI DER NAHRUNGSSUCHE (A) UND BEIM INSPIZIEREN EINER SCHABENFALLE (B) (FOTOS G. HILLEBRAND)	86
ABB.3.10: SCHWARZNARBENKRÖTEN AUF DER SCHABENJAGD (FOTOS G. HILLEBRAND)	86
ABB.3.11: SYNANTHROPE SPINNEN BEI DER SCHABENJAGD IM PFLEGERBEREICH DES REGENWALDHAUSES (FOTOS G. HILLEBRAND)	87
ABB.3.12: SEKTION EINER SCHWARZNARBENKRÖTE FÜR DIE MAGENANALYSE (FOTO G. HILLEBRAND)	88
ABB.3.13: MAGENINHALTSANALYSE EINER KRÖTE – (A) GEÖFFNETER MUSKELMAGEN EINER KRÖTE MIT INHALT, (B) CHITINRESTE EINER <i>PERIPLANETA</i> AUS EINEM KRÖTENMAGEN (FOTO G. HILLEBRAND)	89
ABB.3.14: MAGENINHALT MIT (A) SCHABE, OHRWURM UND AMEISE UND (B) ERKENNBAREN SCHABEN UND AMEISEN (FOTO G. HILLEBRAND)	89
ABB.3.15: GEGENÜBERSTELLUNG DER INFIZIERTEN, VERSTORBENEN BZW. NOCH LEBENDEN <i>P. AMERICANA</i> AUS DEN EINZELNEN TESTGRUPPEN MIT <i>M. ANISOPLIAE</i> SOWIE DIE JEWEILS DAZUGEHÖRIGEN KONTROLLGRUPPEN MIT DER GLEICHEN ANZAHL AN PROBANDEN NACH ABLAUF DER INKUBATIONSZEIT VON 22 TAGEN. W = WEIBCHEN, F = MÄNNCHEN	91
ABB.3.16: RELATIVE HÄUFIGKEIT DER DURCH DIREKTE ÜBERTRAGUNG DES PATHOGENEN PILZES <i>M. ANISOPLIAE</i> BEREITS ABGETÖTETEN (ROT) BZW. NOCH LEBENDEN (GRÜN) <i>P. AMERICANA</i> -SCHABEN (ADULTSTADIUM) (N = 110) ÜBER EINE INKUBATIONSZEIT VON 22 TAGEN	91
ABB.3.17: RELATIVE HÄUFIGKEIT DER DURCH DIREKTE ÜBERTRAGUNG DES PATHOGENEN PILZES <i>M. ANISOPLIAE</i> BEREITS ABGETÖTETEN (ROT) BZW. NOCH LEBENDEN (GRÜN) <i>P. AMERICANA</i> -SCHABEN (LARVENSTADIUM) (N = 135) ÜBER EINE INKUBATIONSZEIT VON 22 TAGEN	92

ABB.3.18: GEGENÜBERSTELLUNG DER INFIZIERTEN, VERSTORBENEN BZW. NOCH LEBENDEN <i>P. AUSTRALASIAE</i> AUS DEN EINZELNEN TESTGRUPPEN MIT <i>M. ANISOPLIAE</i> SOWIE DIE JEWEILS DAZUGEHÖRIGEN KONTROLLGRUPPEN MIT DER GLEICHEN ANZAHL AN PROBANDEN NACH ABLAUF DER INKUBATIONSZEIT VON 18 TAGEN. W = WEIBCHEN, F = MÄNNCHEN	93
ABB.3.19: RELATIVE HÄUFIGKEIT DER DURCH DIREKTE ÜBERTRAGUNG DES PATHOGENEN PILZES <i>M. ANISOPLIAE</i> BEREITS ABGETÖTETEN (ROT) BZW. NOCH LEBENDEN (GRÜN) <i>P. AUSTRALASIAE</i> -SCHABEN (ADULTSTADIUM) (N = 100) ÜBER EINE INKUBATIONSZEIT VON 18 TAGEN	93
ABB.3.20: RELATIVE HÄUFIGKEIT DER DURCH DIREKTE ÜBERTRAGUNG DES PATHOGENEN PILZES <i>M. ANISOPLIAE</i> BEREITS ABGETÖTETEN (ROT) BZW. NOCH LEBENDEN (GRÜN) <i>P. AUSTRALASIAE</i> -SCHABEN (LARVENSTADIUM) (N = 125) ÜBER EINE INKUBATIONSZEIT VON 18 TAGEN	94
ABB.3.21: GEGENÜBERSTELLUNG DER EMPFÄNGLICHKEIT DER EINZELNEN TESTGRUPPEN BEIDER <i>PERIPLANETA</i> -ARTEN GEGENÜBER DEM INSEKTENPATHOGENEN PILZ <i>M. ANISOPLIAE</i>	94
ABB.3.22: GEGENÜBERSTELLUNG DER INFIZIERTEN, VERSTORBENEN BZW. NOCH LEBENDEN <i>P. SURINAMENSIS</i> UND DER DAZU GEHÖRIGEN KONTROLLGRUPPE DER GLEICHEN ANZAHL AN PROBANDEN MIT <i>M. ANISOPLIAE</i> NACH ABLAUF DER INKUBATIONSZEIT VON 14 TAGEN	95
ABB.3.23: RELATIVE HÄUFIGKEIT DER DURCH DIREKTE ÜBERTRAGUNG DES PATHOGENEN PILZES <i>M. ANISOPLIAE</i> BEREITS ABGETÖTETEN (ROT) BZW. NOCH LEBENDEN (GRÜN) <i>P. SURINAMENSIS</i> -SCHABEN (ADULT- UND LARVENSTADIUM) (N = 80) ÜBER EINE INKUBATIONSZEIT VON 14 TAGEN	95
ABB. 3.24: RELATIVE HÄUFIGKEIT DER DURCH HORIZONTALE ÜBERTRAGUNG DES PATHOGENEN PILZES <i>M. ANISOPLIAE</i> BEREITS ABGETÖTETEN (ROT) BZW. NOCH LEBENDEN (GRÜN) <i>P. AMERICANA</i> -SCHABEN (ADULT- UND LARVENSTADIUM) (N = 60) ÜBER EINE INKUBATIONSZEIT VON 17 TAGEN	96
ABB.3.25: RELATIVE HÄUFIGKEIT DER DURCH HORIZONTALE ÜBERTRAGUNG DES PATHOGENEN PILZES <i>M. ANISOPLIAE</i> BEREITS ABGETÖTETEN (ROT) BZW. NOCH LEBENDEN (GRÜN) <i>P. AUSTRALASIAE</i> -SCHABEN (ADULT- UND LARVENSTADIUM) (N = 50) ÜBER EINE INKUBATIONSZEIT VON 15 TAGEN	97
ABB.3.26: HORIZONTALE ÜBERTRAGUNG VON <i>M. ANISOPLIAE</i> – (A) FRISCH AUSGELEGTER, VERPILZTER SCHABENKADAVER, (B) ANGELOCKTE SCHABE FRESSEND AM KADAVER (FOTOS G. HILLEBRAND)	97
ABB.3.27: MIT PILZMYCEL BEWACHSENE SCHABE (FOTO N. POTENSKY).....	98
ABB.3.28: PILZMYCEL ÜBERWÄCHST DEN GESAMTEN SCHABENKÖRPER. BEGINNENDE KONODIOSPORENREIFUNG AN DEN BEINEN (FOTO N. POTENSKY)	98
ABB.3.29: PILZMYCEL MIT REIFEN KONIDIEN (GRÜN) AM SCHABENKÖRPER (FOTO G. HILLEBRAND) ...	99
ABB.3.30: MIT <i>M. ANISOPLIAE</i> BEWACHSENE <i>PERIPLANETA</i> SP. BEGINNENDE KONIDIENREIFUNG (GRÜN). VORZUGSWEISE BEFÄLLT DER PILZ SEINEN WIRT PERCUTAN DURCH DAS ÄUßERE INTEGUMENT ENTLANG DER INTERSEGMENTALFALTEN ODER DURCH DIE MUNDREGION. (FOTO G. HILLEBRAND)	99
ABB.3.31: MIT <i>M. ANISOPLIAE</i> BEWACHSENE <i>P. SURINAMENSIS</i> (FOTO G. HILLEBRAND).....	100
ABB.3.32: PILZMYCEL MIT KONIDIENTRÄGERN VON <i>M. ANISOPLIAE</i> – AUFNAHME UNTER DEM LICHTMIKROSKOP (INTERFERENZKONTRAST) (AUFNAHME G. HILLEBRAND)	101
ABB.3.33: KONODIOSPOREN VON <i>M. ANISOPLIAE</i> – AUFNAHME UNTER DEM LICHTMIKROSKOP (INTERFERENZKONTRAST) (AUFNAHME G. HILLEBRAND)	101
ABB.3.34: GEGENÜBERSTELLUNG DER INFIZIERTEN, VERSTORBENEN BZW. NOCH LEBENDEN <i>P. AMERICANA</i> AUS DEN EINZELNEN TESTGRUPPEN MIT <i>S. CARPOCAPSAE</i> SOWIE DIE JEWEILS	

DAZUGEHÖRIGEN KONTROLLGRUPPEN MIT DER GLEICHEN ANZAHL AN PROBANDEN NACH ABLAUF DER INKUBATIONSZEIT VON 8 TAGEN. W = WEIBCHEN, F = MÄNNCHEN	103
ABB.3.35: RELATIVE HÄUFIGKEIT DER DURCH DIREKTE ÜBERTRAGUNG DER PATHOGENEN NEMATODE <i>S. CARPOCAPSAE</i> BEREITS ABGETÖTETEN (ROT) BZW. NOCH LEBENDEN (GRÜN) <i>P. AMERICANA</i> -SCHABEN (ADULTSTADIUM) (N = 120) ÜBER EINE INKUBATIONSZEIT VON 8 TAGEN	103
ABB.3.36: RELATIVE HÄUFIGKEIT DER DURCH DIREKTE ÜBERTRAGUNG DER PATHOGENEN NEMATODE <i>S. CARPOCAPSAE</i> BEREITS ABGETÖTETEN (GRÜN) BZW. NOCH LEBENDEN (BLAU) <i>P. AMERICANA</i> -SCHABEN (LARVENSTADIUM) (N = 150) ÜBER EINE INKUBATIONSZEIT VON 8 TAGEN.....	104
ABB.3.37: GEGENÜBERSTELLUNG DER INFIZIERTEN, VERSTORBENEN BZW. NOCH LEBENDEN <i>P. AUSTRALASIAE</i> AUS DEN EINZELNEN TESTGRUPPEN MIT <i>S. CARPOCAPSAE</i> SOWIE DIE JEWEILS DAZUGEHÖRIGEN KONTROLLGRUPPEN MIT DER GLEICHEN ANZAHL AN PROBANDEN NACH ABLAUF DER INKUBATIONSZEIT VON 9 TAGEN. W = WEIBCHEN, F = MÄNNCHEN	105
ABB.3.38: RELATIVE HÄUFIGKEIT DER DURCH DIREKTE ÜBERTRAGUNG DER PATHOGENEN NEMATODE <i>S. CARPOCAPSAE</i> BEREITS ABGETÖTETEN (ROT) BZW. NOCH LEBENDEN (GRÜN) <i>P. AUSTRALASIAE</i> -SCHABEN (ADULTSTADIUM) (N = 110) ÜBER EINE INKUBATIONSZEIT VON 9 TAGEN	105
ABB.3.39: RELATIVE HÄUFIGKEIT DER DURCH DIREKTE ÜBERTRAGUNG DER PATHOGENEN NEMATODE <i>S. CARPOCAPSAE</i> BEREITS ABGETÖTETEN (ROT) BZW. NOCH LEBENDEN (GRÜN) <i>P. AUSTRALASIAE</i> -SCHABEN (LARVENSTADIUM) (N = 130) ÜBER EINE INKUBATIONSZEIT VON 9 TAGEN.....	106
ABB.3.40: GEGENÜBERSTELLUNG DER EMPFÄNGLICHKEIT DER EINZELNEN TESTGRUPPEN BEIDER <i>PERIPLANETA</i> -ARTEN GEGENÜBER DEM INSEKTENPATHOGENEN PILZ <i>S. CARPOCAPSAE</i>	106
ABB.3.41: GEGENÜBERSTELLUNG DER INFIZIERTEN, VERSTORBENEN BZW. NOCH LEBENDEN <i>P. SURINAMENSIS</i> UND DER DAZUGEHÖRIGEN KONTROLLGRUPPE DER GLEICHEN ANZAHL AN PROBANDEN MIT <i>S. CARPOCAPSAE</i> NACH ABLAUF DER INKUBATIONSZEIT VON 10 TAGEN.....	107
ABB.3.42: RELATIVE HÄUFIGKEIT DER DURCH DIREKTE ÜBERTRAGUNG DER PATHOGENEN NEMATODE <i>S. CARPOCAPSAE</i> GETÖTETEN (ROT) BZW. NOCH LEBENDEN (GRÜN) <i>P. SURINAMENSIS</i> -SCHABEN (N = 80) ÜBER EINE INKUBATIONSZEIT VON 10 TAGEN	107
ABB.3.43: FRISCH TOTE, MIT NEMATODEN INFIZIERTE <i>PERIPLANETA</i> (FOTO G. HILLEBRAND)	108
ABB.3.44: AUS INFIZIERTEN SCHABEN ISOLIERTE NEMATODEN (<i>S. CARPOCAPSAE</i>) IN VERSCHIEDENEN ENTWICKLUNGSSTADIEN UND GESCHLECHTER (FOTO G. HILLEBRAND)	109
ABB.3.45: GESCHLECHTSREIFES <i>S. CARPOCAPSAE</i> -WEIBCHEN ISOLIERT AUS EINER INFIZIERTEN SCHABE. DER GENITALPORUS UND GEBILDETE EIER AM HINTERENDE SIND DEUTLICH ERKENNBAR (FOTO G. HILLEBRAND).....	109
ABB.3.46: GESCHLECHTSREIFES <i>S. CARPOCAPSAE</i> -MÄNNCHEN ISOLIERT AUS EINER INFIZIERTEN SCHABE. DEUTLICH ERKENNBARES SPITZTES HINTERENDE (FOTO G. HILLEBRAND)	110
ABB.3.47: HINTERENDE EINES GESCHLECHTSREIFEN <i>S. CARPOCAPSAE</i> -MÄNNCHENS MIT ARTTYPISCHEN SPICULAE (HAKENFÖRMIGE BEGATTUNGSORGANE) (FOTO G. HILLEBRAND)....	110
ABB.3.48: INFektionsLARVE (DRITTES LARVENSTADIUM) VON <i>S. CARPOCAPSAE</i> MIT DOPPELTER HAUT (FOTO G. HILLEBRAND).....	111
ABB.3.49: VERGLEICH DER WIRKSAMKEIT VON <i>M. ANISOPLIAE</i> UND <i>S. CARPOCAPSAE</i> AUF (A) <i>P. AMERICANA</i> UND (B) <i>P. AUSTRALASIAE</i>	112
ABB.3.50: ELEKTRONENMIKROSKOP-AUFNAHME DER MUNDPARTIE EINER GESUNDEN <i>PERIPLANETA SP.</i> HV (HIGH VOLTAGE) = BESCHLEUNIGUNGSSPANNUNG, MAG (MAGNIFICATION) = VERGRÖßERUNG, WD (WORKING DISTANCE) = ARBEITSABSTAND DER PROBE ZUM POLSCHUH, DET EDT (DETECTOR EVERHARD THORNLEY DETECTOR) = STANDARDDETEKTOR FÜR BILDER MIT SEKUNDÄRELEKTRONEN, SPOT (SPOTSIZE) = STRAHLDURCHMESSER, TILT = KIPPUNG, FHW	

(FULL HORIZON WIDTH) = ABMESSUNG DES GESAMTEN BILDES HORIZONTAL, μ -BALKEN ZEIGT DIE ECHTE VERGRÖßERUNG.	113
ABB.3.51: ELEKTRONENMIKROSKOP-AUFNAHME EINES TIBIAAUSSCHNITTS EINER GESUNDEN <i>PERIPLANETA SP.</i> (FÜR EINE GENAUE LEGENDENBESCHREIBUNG SIEHE ABB. 3.39)	114
ABB.3.52: ELEKTRONENMIKROSKOP-AUFNAHME EINES BEINAUSSCHNITTS EINER MIT <i>M. ANISOPLIAE</i> BEFALLENEN <i>PERIPLANETA SP.</i> (FÜR EINE GENAUE LEGENDENBESCHREIBUNG SIEHE ABB. 3.39)	114
ABB.3.53: ELEKTRONENMIKROSKOP-AUFNAHME EINES BEINAUSSCHNITTS EINER MIT <i>M. ANISOPLIAE</i> BEFALLENEN <i>PERIPLANETA SP.</i> GUT ERKENNBAR SIND DIE IN KETTEN ANEINANDERGEREIHTEN KONIDIOSPOREN. (FÜR EINE GENAUE LEGENDENBESCHREIBUNG SIEHE ABB. 3.39)	115
ABB.3.54: ELEKTRONENMIKROSKOP-AUFNAHME EINER MIT <i>M. ANISOPLIAE</i> BEFALLENEN <i>PERIPLANETA SP.</i> GUT ERKENNBAR SIND DIE IN KETTEN ANEINANDERGEREIHTEN KONIDIOSPOREN, DIE SÄULENFÖRMIG NEBENEINANDER STEHEN. (FÜR EINE GENAUE LEGENDENBESCHREIBUNG SIEHE ABB. 3.39)	115
ABB.3.55: ELEKTRONENMIKROSKOP-AUFNAHME DER IN KETTEN ANEINANDERGEREIHTEN KONIDIOSPOREN VON <i>M. ANISOPLIAE</i> AUF DEM KÖRPER EINER <i>PERIPLANETA SP.</i> (FÜR EINE GENAUE LEGENDENBESCHREIBUNG SIEHE ABB. 3.39)	116
ABB. 3.56: ELEKTRONENMIKROSKOP-AUFNAHME DER TYPISCH LÄNGLICH-EIFÖRMIGEN KONIDIOSPOREN VON <i>M. ANISOPLIAE</i> AUF DEM KÖRPER EINER <i>PERIPLANETA SP.</i> (FÜR EINE GENAUE LEGENDENBESCHREIBUNG SIEHE ABB. 3.39)	116
ABB.3.57: IN DEN SCHABEN NACHGEWIESENE PATHOGENE UND IHRE RELATIVE HÄUFIGKEIT BEI DEN UNTERSUCHTEN SCHABEN (N = 85)	118
ABB.3.58: FRESSENDE SCHABEN (A) AM TIERKOT UND (B) AN TIERNÄHRUNG (FOTO G. HILLEBRAND)	118
ABB.3.59: WEIBCHEN, MÄNNCHEN UND ZWEI LARVENSTADIEN (VON LINKS NACH RECHTS) DER LANGE UNBESTIMMTEN SCHABENART IM REGENWALDHAUS (FOTO G. HILLEBRAND)	120
ABB.3.60: VERGLEICH ZWISCHEN DER OOTHEKENPOSITION BEI (A) DER „UNBEKANNTEN“ ART UND (B) <i>B. GERMANICA</i> (GEDREHT) (FOTO G. HILLEBRAND)	121
ABB.3.61: LARVE VON <i>MARGATTEA NIMBATA</i> (FOTO G. HILLEBRAND)	122
ABB. 3.62: ADULTES EXEMPLAR VON <i>M. NIMBATA</i> (FOTO G. HILLEBRAND)	123
ABB.4.1: FLIEGENDES WEIBCHEN VON <i>PERIPLANETA AMERICANA</i> (FOTO: GEORG GLASER, UNIVERSITÄT FÜR ANGEWANDTE KUNST, WIEN)	154
ABB.A.1: GEBÄUDEPLAN DES REGENWALDHAUSES – ERDGESCHOß. MARKIERUNG DER SCHABENFALLEN-STANDORTE (ROTES KREUZ)	155
ABB.A.2: GEBÄUDEPLAN DES REGENWALDHAUSES – 1. OBERGESCHOß. MARKIERUNG DER SCHABENFALLEN-STANDORTE (ROTES KREUZ)	156
ABB.A.3: GEBÄUDEPLAN DES REGENWALDHAUSES – 2. OBERGESCHOß. MARKIERUNG DER SCHABENFALLEN-STANDORTE (ROTES KREUZ)	157
ABB.B.1: SCHABENPOSTER PRÄSENTIERT IM RAHMEN DER JÄHRLICHEN TAGUNG DER EUROPEAN ASSOCIATION OF ZOOS AND AQUARIA (EAZA) IM ALPENZOO IN INNSBRUCK (26.–29.9.2012)	158

Tabellenverzeichnis

TAB. 2.1: VERWENDETE INSEKTENPATHOGENE ORGANISMEN INKL. PRODUKTBEZEICHNUNG.....	65
TAB. 3.1: ABSOLUTE HÄUFIGKEIT DER MITTELS BARBERFALLEN GEFANGENEN <i>PERIPLANETA</i> -SCHABEN PRO MONAT UND VERSUCHSJAH. ZAHLEN SIND NACH GESCHLECHT UND ENTWICKLUNGSSTADIUM AUFGETEILT	81
TAB. 3.2: ABSOLUTE HÄUFIGKEIT DER MITTELS BARBERFALLEN GEFANGENEN <i>P. SURINAMENSIS</i> - SCHABEN PRO VERSUCHSJAH. ZAHLEN SIND NACH ENTWICKLUNGSSTADIUM AUFGETEILT.....	82
TAB. C.1: CHIQUADRAT-WERTE FÜR DIE NEMATODEN-VIERFELDERTAFELN VON JEWEILS 2 TYPEN. GETESTET WURDE DIE EIGNUNG DER NEMATODEN ALS BEKÄMPFUNGSMETHODE GEGEN DIE SCHABENART <i>P. AMERICANA</i> (NAM) BZW. <i>P. AUSTRALASIAE</i> (NAUS) (WEIBCHEN (W), MÄNNCHEN (M), LARVEN (L) – LEBENDE GEGEN TOTE SCHABEN).....	159
TAB. C.2: CHIQUADRAT-WERTE FÜR DIE PILZE-VIERFELDERTAFELN VON JEWEILS 2 TYPEN. GETESTET WURDE DIE EIGNUNG DES INSEKTENPATHOGENEN PILZES ALS BEKÄMPFUNGSMETHODE GEGEN DIE SCHABENART <i>P. AMERICANA</i> (NAM) BZW. <i>P. AUSTRALASIAE</i> (NAUS) (WEIBCHEN (W), MÄNNCHEN (M), LARVEN (L) – LEBENDE GEGEN TOTE SCHABEN)	159
TAB. C.3: WAHRSCHEINLICHKEITEN FÜR DEN FEHLER 1. ART ($P\alpha$) FÜR DIE VIERFELDERTAFELN VON JEWEILS ZWEI TYPEN FÜR DIE NEMATODEN-BIOTESTS: WENN $P\alpha > 3.841$ IST, DANN IST DIE SIGNIFIKANZ, DASS DAS PAAR SICH NICHT UNTERSCHIEDET, 95 %. WENN $P\alpha > 6.635$ IST, DANN IST DIE SIGNIFIKANZ SOGAR 99 %.	159
TAB. C.4: WAHRSCHEINLICHKEITEN FÜR DEN FEHLER 1. ART ($P\alpha$) FÜR DIE VIERFELDERTAFELN VON JEWEILS ZWEI TYPEN FÜR DIE PILZ-BIOTESTS: WENN $P\alpha > 3.841$ IST, DANN IST DIE SIGNIFIKANZ, DASS DAS PAAR SICH NICHT UNTERSCHIEDET, 95 %. WENN $P\alpha > 6.635$ IST, DANN IST DIE SIGNIFIKANZ SOGAR 99 %.	160

Abstract Deutsch

Neue Ansätze zur Bekämpfung der Schabenpopulation im Regenwaldhaus des Tiergartens Schönbrunn unter besonderer Berücksichtigung des vorhandenen Ökosystems und seiner tierischen Bewohner

Schaben zählen besonders in Zoos zu den häufigsten Schädlingen in Regenwald-, Aquarien-, Vogel- und Affenhäusern. In der artenreichen Ordnung der Blattodea leben nur wenige Arten in unmittelbarer Umgebung des Menschen. Weniger als ein Prozent der bekannten Arten werden als Schädlinge eingestuft. Die häufigsten hierbei sind *B. germanica*, *P. americana*, *B. orientalis*, *S. longipalpa* und in Gewächshäusern auch *P. surinamensis*. Treten Schaben in einer größeren Anzahl in Gebäuden und Tierhäusern auf, sollte man sie immer als Träger von Krankheitskeimen in Erwägung ziehen. Aufgrund ihres Verhaltens und ihrer Fressgewohnheiten tragen sie auch zur Verschleppung von Krankheiten bei. Eine Bekämpfung ist daher unbedingt notwendig. Nachdem der Einsatz von Insektiziden in Zoos und Aquarienhäusern sehr limitiert ist, bedarf es alternativer Methoden zur Eindämmung.

Die vorgelegte Studie setzte sich als Schwerpunkt, einen schonenden, ganzheitlichen Ansatz zur Schabenbekämpfung zu finden, ohne den sensiblen Tierbestand zu gefährden. Auf der einen Seite wurden die Lebensbedingungen, die das Schabenwachstum begünstigen, verändert. Natürliche Feinde der Schaben wurden gefördert und ihre Anzahl und Einflussnahme erhöht. Auf einem anderen Niveau wurden Untersuchungen zu entomopathogenen Pilzen und Nematoden durchgeführt, um auf diesem Weg die Schaben zu dezimieren. Letztendlich sollte das Ziel sein, die Schaben mit minimalem Insektizideinsatz und einem geringen Einfluss auf die Tiere auf ein erträgliches Maß zu reduzieren.

Die verschiedenen Maßnahmen zeigten alle Erfolg. Alle im Haus eingeführten natürlichen Fressfeinde wurden beim Fressen der Schaben beobachtet. Unter den auch für tropische Schaben günstigen Wachstumsbedingungen gelang es in Versuchen, mehr als die Hälfte der Schaben zu infizieren und abzutöten. Zuletzt wurde eine in Österreich durchaus „exotische“ Schabenart entdeckt, die aber vereinzelt schon in anderen europäischen Gewächshäusern aufgetaucht ist.

Abstract Englisch

New approaches in controlling the cockroach population of the rainforest house in Vienna's Zoo, Austria

Cockroaches are one of the most common pest insects in artificial rainforest houses, aquarium buildings, aviaries and monkey houses. In the species-rich order of the Blattodea only a few species live in close proximity to humans. Less than one percent of the known species are categorized as pest species. The most prevalent of these are *B. germanica*, *P. americana*, *B. orientalis*, *S. longipalpa* and in greenhouses *P. surinamensis*. If cockroaches occur in significant numbers in buildings or animal houses they are always classed as potential disease carriers. Due to their feeding and biological habits cockroaches contribute to the spreading of pathogens. Pest control and containment are essential. However, since use of insecticides is extremely limited in zoos and aquariums, emphasis is increasingly placed on alternative methods of pest control. The study I am presenting is aimed at developing new methods in biological pest control in zoos containing sensitive animal populations. I tried to develop a systemic approach of targeting multiple vulnerabilities. On the one hand I was depriving the cockroaches of their natural habits, their breeding facilities and their sources of food. On the other hand cockroaches' natural enemies were supported to increase their numbers and biological impacts. On a different level I was conducting experiments introducing entomopathogenic fungi and nematodes with a view to decimating the cockroach population. Ultimately it was my goal to develop a method of reducing cockroaches to acceptable numbers with a minimum use of insecticides trying to minimize negative ecological impact on the sensitive fauna.

The various different measures were all proving to be successful. All of the predators which have been introduced were observed to be feeding on cockroaches. In spite of favourable conditions under which one would expect tropical cockroaches to thrive and reproduce I was able to infect and kill more than half of the cockroaches in my test with microbiological pathogens. Finally I found one "alien" cockroach species, which already has been detected in some European greenhouses, but until now, not in Austria.