

Aus dem Institut für Parasitologie und Tropenveterinärmedizin des Fachbereichs
Veterinärmedizin der Freien Universität Berlin

und dem Lehrstuhl für Molekulare Parasitologie der Humboldt-Universität zu Berlin

**Untersuchungen zur Entwicklung eines Desinfektionsmittel-
Wirksamkeitsprüfverfahrens bei Schadarthropoden mit
Musca domestica (Linnaeus, 1758) als Indikator**

Inaugural Dissertation
zur Erlangung des Grades
eines Doktors der Veterinärmedizin
an der
Freien Universität Berlin

vorgelegt von
Thekla Ines Simmet
Tierärztin aus Potsdam

Berlin 2013

Journal – Nr: 3621

Gedruckt mit Genehmigung des Fachbereichs Veterinärmedizin
der Freien Universität Berlin

Dekan: Univ.-Prof. Dr. Jürgen Zentek
Erster Gutachter: Univ.- Prof. em. Dr. Dr. h.c. mult. Theodor Hiepe
Zweiter Gutachter: Univ.- Prof. Dr. Georg von Samson-Himmelstjerna
Dritter Gutachter: Univ.- Prof. Dr. Uwe Rösler

Deskriptoren (nach CAB-Thesaurus):

parasitology, disinfection, experimental design, laboratory tests, indicators,
arthropods, *Musca domestica*

Tag der Promotion: 27.06.2013

Bibliografische Information der *Deutschen Nationalbibliothek*

Die Deutsche Nationalbibliothek verzeichnet diese Publikation in der Deutschen Nationalbibliografie; detaillierte bibliografische Daten sind im Internet über <<http://dnb.ddb.de>> abrufbar.

ISBN: 978-3-86387-340-0

Zugl.: Berlin, Freie Univ., Diss., 2013

Dissertation, Freie Universität Berlin

D 188

Dieses Werk ist urheberrechtlich geschützt.

Alle Rechte, auch die der Übersetzung, des Nachdruckes und der Vervielfältigung des Buches, oder Teilen daraus, vorbehalten. Kein Teil des Werkes darf ohne schriftliche Genehmigung des Verlages in irgendeiner Form reproduziert oder unter Verwendung elektronischer Systeme verarbeitet, vervielfältigt oder verbreitet werden.

Die Wiedergabe von Gebrauchsnamen, Warenbezeichnungen, usw. in diesem Werk berechtigt auch ohne besondere Kennzeichnung nicht zu der Annahme, dass solche Namen im Sinne der Warenzeichen- und Markenschutz-Gesetzgebung als frei zu betrachten wären und daher von jedermann benutzt werden dürfen.

This document is protected by copyright law.

No part of this document may be reproduced in any form by any means without prior written authorization of the publisher.

Alle Rechte vorbehalten | all rights reserved

© Mensch und Buch Verlag 2013

Choriner Str. 85 - 10119 Berlin

verlag@menschundbuch.de – www.menschundbuch.de

Meinen Eltern

Inhalt

1. Einleitung	1 - 2
2. Literaturübersicht	3 - 37
2.1. Desinfektion (insbesondere aus parasitologischer Sicht)	3 - 17
2.1.1. Desinfektion – Begriffsdefinitionen	3 - 4
2.1.2. Desinfektionsverfahren	4 - 8
2.1.2.1. Biologische Verfahren.....	4
2.1.2.2. Physikalische Verfahren.....	5 - 6
2.1.2.3. Chemische Verfahren.....	6 - 8
2.1.3. Flächendesinfektion und Einflussfaktoren	8 - 9
2.1.4. Desinfektionsmittel – Einsatz, Anwendungsbereiche, Wirkmechanismen	9 - 12
2.1.5. Einordnung der Desinfektion in die Bekämpfungsstrategie von Parasitosen	12 - 14
2.1.6. Registrierte Desinfektionsmittel (unter besonderer Berücksichtigung der DVG - 13. Desinfektionsmittelliste für die Tierhaltung)	14 - 17
2.2. Musca domestica – ein geeigneter Indikator als Repräsentant für Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfungen bei Schadarthropoden?	17 - 37
2.2.1. M. domestica - Taxonomie	18
2.2.2. M. domestica - Ontogenie	18 - 21
2.2.3. M. domestica - Morphologie / Feinstruktur	21 - 29
2.2.3.1. Eier.....	21
2.2.3.2. Larven.....	24
2.2.3.3. Puppen.....	25
2.2.3.4. Imagines.....	25
2.2.4. M. domestica - Physiologie / Biochemie	28 - 32
2.2.5. M. domestica - Ernährung	32 - 33
2.2.6. M. domestica - Vorkommen, Schadwirkung, Bekämpfung	33 - 37

3. Eigene Untersuchungen	38 - 83
3.1. Material und Methoden	38 - 61
3.1.1. Zucht und Ernährung von <i>M. domestica</i>	38 - 41
3.1.2. Desinfektionsmittel – Testsubstanzen.....	41 - 43
3.1.3. Suspensionsversuch.....	43 - 54
3.1.4. Keimträgerversuch.....	54 - 61
3.2. Ergebnisse	61 - 83
3.2.1. Berechnungsgrundlage.....	61 - 62
3.2.2. Voruntersuchungen	62 - 64
3.2.3. Ascarosteril AB (Wirkstoffe: o-Hydroxydiphenyl-Fettsäure- Eutektikum, Peressigsäure) - Versuchspräparat 1 - Ergebnisse der Suspensions- und Keimträgerversuche.....	65 - 74
3.2.4. Antiseptica Flächen-Desinfektion 7 (Wirkstoffe: Glutaraldehyd, Glyoxal, Formaldehyd, Benzalkoniumchlorid und Didecyl-dimethylammonium- chlorid) - Versuchspräparat 2 - Ergebnisse der Suspensions- und Keimträgerversuche.....	75 - 83
3.2.5. Schlupfverhalten <i>M. domestica</i> –Puppen.....	83
4. Diskussion	84 - 101
5. Schlussfolgerungen für Forschung und Praxis	102 - 105
6. Zusammenfassung	106 - 107
7. Summary	108 - 109
8. Literaturverzeichnis	110 - 117
9. Anhang	A1 - A10

Abkürzungsverzeichnis

Abb.	Abbildung
bzw.	beziehungsweise
C1	ursprüngliche Konzentration des Desinfektionsmittels
C2	angewandte Konzentration des Desinfektionsmittels
ca.	circa
cm	Zentimeter, Einheit der Länge
°C	Grad Celsius, Einheit der Temperatur
d	day (engl.), Tag, Einheit der Zeit
DGHM	Deutsche Gesellschaft für Hygiene und Mikrobiologie
d.h.	das heißt
DLG	Deutsche Landwirtschafts-Gesellschaft
DVG	Deutsche Veterinärmedizinische Gesellschaft
EG	Europäische Gemeinschaft
<i>EHEC</i>	<i>enterohämorrhagische Escherichia coli</i>
<i>ETEC</i>	<i>enterotoxische Escherichia coli</i>
et al.	et alii (lat.), und andere
g	Gramm, Einheit der Masse
h	hora (lat.), Stunde, Einheit der Zeit
<i>H. suis</i>	<i>Haematopinus suis</i> (Schweinelaus)
insg.	insgesamt
K	Kontrolle
kg	Kilogramm, Einheit der Masse
KbE	Kolonie bildende Einheit
l	Liter, Einheit des Volumens
La	Larven, Entwicklungsstadien
m	Meter, Einheit der Länge
m ²	Quadratmeter, Einheit der Fläche
<i>M. domestica</i>	<i>Musca domestica</i> (große Stubenfliege)
max.	maximal
mg	Milligramm, Einheit der Masse
ml	Milliliter, Einheit des Volumens
mm	Millimeter, Einheit der Länge
Mio.	Million, Zahlwort
min.	Minute, Einheit der Zeit

mind.	mindestens
modif.	modifiziert
Nr.	Nummer
Orig.	Original
pers.	persönlich
Per-Verbindung	enthält Peroxidion aus 2 Sauerstoffatomen, im weitesten Sinne Sauerstoffabspalter (z.B. Wasserstoffperoxid)
pH-Wert	negative dekadische Logarithmus der Wasserstoff-Ionenkonzentration
Pu	Puppen, Entwicklungsstadien
rel.	relativ
rel. F	relative Luftfeuchte
RKI	Robert Koch Institut
S	geschlüpfte <i>Musca domestica</i> Entwicklungsstadien
s.	siehe
SR	Schlupfrate
Tab.	Tabelle
Temp.	Temperatur
u.	und
u.a.	unter anderem
UV	Ultraviolett
Ü	überlebende <i>Musca domestica</i> Entwicklungsstadien
ÜR	Überlebensrate
V1	Desinfektionsmittelkonzentrat, das hinzugegeben werden muss
V2	gewünschtes Gesamtvolumen der hergestellten Desinfektionsmittellösung
V _{H2O}	Volumen des Wassers (Verdünnungsmittel), das hinzugegeben werden muss
v.a.	vor allem
VAH	Verbund für Angewandte Hygiene
Vergr.	Vergrößerung
Vp 1	Versuchspräparat 1 (<i>Ascarosteril</i> AB, Wirkstoffe: o-Hydroxydiphenyl-Fettsäure-Eutektikum, Peressigsäure
Vp 2	Versuchspräparat 2 (Antiseptica Flächen-Desinfektion 7, Wirkstoffe: Glutaraldehyd, Glyoxal, Formaldehyd, Benzalkoniumchlorid, Didecyl-Dimethylammonium-chlorid

WSH

z.B.

z.Z.

μg

μm

Wasser standardisierter Härte

zum Beispiel

zur Zeit

Mikrogramm, Einheit der Masse

Mikrometer, Einheit der Länge

1. Einleitung

Desinfektionsmittellisten, in denen Anwendungsempfehlungen für verschiedene Bereiche aufgeführt sind, existieren für die unterschiedlichsten Arbeitsgebiete. Für die Veterinärmedizin, speziell für die Tierhaltung, wurde vor kurzem vom Ausschuss „Desinfektion in der Veterinärmedizin“ der Deutschen Veterinärmedizinischen Gesellschaft (DVG), die 13. Desinfektionsmittelliste für die Tierhaltung herausgegeben (N.N., 2011/1). In dieser Liste sind jeweils neben Produktname und -hersteller, auch der Wirkstoff und die Gebrauchskonzentration mit Mindesteinwirkzeiten der jeweiligen Präparate angegeben. Die Liste beinhaltet insgesamt 103 Handelspräparate, welche nach den DVG Richtlinien (N.N., 2007) geprüft wurden; wobei nur 16 dieser 103 Desinfektionsmittel eine Wirkung gegen Parasiten ausweisen. In der Listenspalte der antiparasitären Wirkung sind lediglich Wurmeier und Kokzidien aufgeführt. Arthropoden sind jedoch in dieser Desinfektionsmittelliste für die Tierhaltung nicht berücksichtigt worden. Das bedeutet, dass derzeit keine Desinfektionsmittel existieren, die gegen Schadarthropoden zugelassen sind; somit ist eine gesicherte Wirksamkeit gegen Arthropoden nicht gewährleistet. Die Tatsache der Entwicklung von Insektizid-Resistenzen ist derzeit hochaktuell; sie wurde neuerdings durch Untersuchungen im Bundesland Brandenburg von Jandowsky (2010) verdeutlicht. Deshalb müssen neue strategische Wege in der Bekämpfung von Arthropoden beschritten werden. An erster Stelle sollten dabei hygienische Maßnahmen stehen (Jandowsky, 2010). Durch den Einsatz von Desinfektionsmitteln gegen Arthropoden kann dieses Ziel unterstützt werden. Dabei ist die Anwendung von Desinfektionsmitteln sowohl als prophylaktische Maßnahme, als auch in der Mesophylaxe und Metaphylaxe zu nutzen (Hiepe u. Daugschies, 2006). Auf der Suche nach Indikatoren (Indikatorparasiten), die für die Beurteilung der Flächendesinfektion bzw. Prüfung von Desinfektionsmitteln geeignet sind, werden bei Arthropoden neben der Roten Vogelmilbe, *Dermanyssus gallinae*, die große Stubenfliege, *Musca domestica* (*M. domestica*) (Eier, Larven, Puppen, Imagines), für geeignet erachtet. Das haben Voruntersuchungen von Mielke et al. (2001) ergeben. In der vorliegenden Arbeit werden auf dieser Grundlage experimentelle Untersuchungen an *M. domestica* durchgeführt. Als Angriffspunkte für die Desinfektion können sämtliche Entwicklungsstadien der großen Stubenfliege getestet werden, da alle Stadien in der Außenwelt existieren und somit zugänglich für die einzusetzenden Desinfektionsmittel sind.

Arthropoda bevölkern seit mehr als 500 Mio. Jahren die Erde. Nach bisherigen Auffassungen existieren weit mehr als 1 Mio. valide Arthropodenarten, wobei ca. 40 % als Schadarthropoden gelten (Habedank et al., 2006). Die große Stubenfliege, *M. domestica*, ist ein „Kulturfolger“. Schon in den alten Kulturen wurden Fliegen dargestellt. In Ägypten waren sie als Symbol der Hartnäckigkeit eine besondere Auszeichnung für Tapferkeit (Hiepe u. Ribbeck, 1982). Pfister (2006) bezeichnet die Gattung *Musca* von großer veterinärmedizinischer Bedeutung. Nach Eckert et al. (2008) sind sie als Lästlinge, als Vektoren von Helminthen, Protozoen, Bakterien und Viren sowie als Hautparasiten sowohl von veterinärmedizinischer, als auch von medizinischer Relevanz. Ebenso können sie als Zwischenwirte von Parasiten, sowie als Gesundheits- und Hygieneschädlinge human- und veterinärmedizinische Bedeutung erlangen (Habedank et al., 2006). Nach Bauer (2006) verdienen adulte Stubenfliegen und ihre „Maden“ im Lebensmittelbereich und in Tierstallungen umwelthygienische Beachtung; sie sind in die Kategorie „Schadarthropoden“ einzuordnen.

Prof. Th. Hiepe, Senior Scientist am Lehrstuhl für Molekulare Parasitologie des Institutes für Biologie der Humboldt-Universität Berlin, beauftragte mich, unter Laborbedingungen ein Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfverfahren mit *M. domestica* als Indikator zu entwickeln; und als Versuchspräparate 2 verschiedene Substanzen einzusetzen.

2. Literaturübersicht

2.1. Desinfektion (insbesondere aus parasitologischer Sicht)

2.1.1. Desinfektion - Begriffsdefinitionen

Der Begriff Desinfektion wird in der Literatur verschieden definiert. Nach Strauch und Böhm (2002) stammt die ursprüngliche Definition der Desinfektion, totes oder lebendes Material in einen Zustand zu versetzen, dass es nicht mehr infizieren kann, aus dem Deutschen Arzneibuch (1929). Demnach ist die Desinfektion eine Maßnahme zur Inaktivierung von Krankheitserregern. Jedoch räumen sie ein, dass diese Definition sehr weit gefasst ist und einige Autoren bzw. Organisationen, in Anlehnung an bestimmte Anwendungsbereiche den Begriff modifizieren bzw. präzisieren. Die Deutsche Veterinärmedizinische Gesellschaft (DVG) definiert in den Richtlinien für die Prüfung von Desinfektionsverfahren und chemischen Desinfektionsmitteln (N.N., 2007) die Desinfektion als Maßnahme, unerwünschte Mikroorganismen gezielt zu inaktivieren; wobei chemische Desinfektionsmittel in den verschiedensten Bereichen eingesetzt werden, um die Struktur, die Funktion oder den Stoffwechsel dieser Mikroorganismen so zu schädigen, dass Übertragungen verhindert werden. Steiger (1986) versteht die Desinfektion als Abtötung von Krankheitserregern mit Hilfe von Desinfektionsmitteln zur Verhütung und Bekämpfung von Tierseuchen, Infektionskrankheiten, Verderbniserregern und Parasitosen. Mit Krankheitserregern kontaminiertes Material wird somit in einen Zustand versetzt, dass es nicht mehr infizieren kann. Nach Bauer (2006) werden bei der Desinfektion Material bzw. Lebewesen behandelt, so dass eine Übertragung spezieller Organismen verhindert wird. Das Ziel der Desinfektion wird durch Schaal et al. (2001) beschrieben: auf einem Gegenstand oder auf einer Fläche wird die Anzahl an Infektionserregern dermaßen reduziert, dass eine Infektion, eine Übertragung von Krankheitserregern, nicht mehr möglich ist. Demnach sind die meisten bzw. die gesamte Anzahl pathogener Mikroorganismen abgetötet oder zumindest inaktiviert. Jedoch räumen Müller und Schlenker (2004)* ein, dass bei der Stalldesinfektion während der Serviceperiode das angegebene Ziel laut Definition nach der ersten Desinfektionsmaßnahme nicht erreicht wird, da noch etwa 1000 KbE/ cm², darunter auch pathogene Keime, übrig bleiben und somit zwar das Infektionsrisiko reduziert, aber nicht beseitigt ist. Aus diesem

*weisen den Begriff „Entwesung“ als Schädlingsbekämpfungsmaßnahmen und Verhinderung des Befalls von Schädlingen aus

Grund wird von ihnen für die Desinfektion von Ställen der Begriff „Sanitation“ verwendet. In der Literatur ist der aus dem angelsächsischen stammende Begriff sehr umstritten; er beschreibt alle Maßnahmen, die eine Keimreduktion in einem hygienisch vertretbaren Rahmen bewirken (Schliesser, 1981). Der Begriff der „Sanitation“ ist nach Schliesser (1981) wenig brauchbar. Da Reinigung und Desinfektion eine Einheit darstellen, sollte der Begriff „Reinigung“ hier ebenfalls mit angeführt werden. Strauch und Böhm (2002) definieren die Reinigung als Trennung von mindestens zwei Substanzen, die aneinander haften. Diese Trennung soll möglichst vollständig und langandauernd sein. Die betroffene Oberfläche wird nach erfolgreicher Reinigung als „rein“ bezeichnet. Hiepe et al. (1985), sowie Hiepe und Dauschies (2006) stufen die Desinfektion als unentbehrlichen Lösungsweg in der Bekämpfung von Parasitenpopulationen ein. Das Ziel der antiparasitären Desinfektion ist die Elimination bzw. die Verhinderung oder zumindest die Verminderung der Anreicherung parasitärer Erreger in der Außenwelt und damit die Verhütung bzw. Herabsetzung der Infektionsgefahr (Hiepe et al., 1985).

2.1.2. Desinfektionsverfahren

Die Unterteilung nach Art der Desinfektion ist wohl die am häufigsten verwendete, es werden biologische, physikalische und chemische Verfahren der Keimabtötung unterschieden (Strauch u. Böhm, 2002; Müller u. Schlenker, 2004).

2.1.2.1. Biologische Verfahren

Kompostieren: Das Kompostieren ist ein aerob - thermophiler Prozess, der neben der Entstehung von Wärme (50-55°C) auch mittels pH-Wert-Verschiebung, Antibiose, Antagonismus und Nährstoffabbau seine Wirkung entfaltet, wobei die größte Bedeutung der Wärmeentstehung zukommt (Buchwalder u. Vollmer, 1989; Strauch u. Böhm, 2002; Müller u. Schlenker, 2004). Bereits Schliesser (1981) beschreibt die Selbsterhitzung als biologische Maßnahme zur Desinfektion. Durch thermophile Bakterien werden bei lockerer Packung Temperaturen von 50°C - 70°C erreicht, Wurmeier und -larven, Viren und Bakterien werden somit nach einigen Wochen fast vollständig abgetötet. Als wichtiger anaerober Vorgang kann die Gewinnung von Biogas genannt werden, auch hier findet eine „Entseuchung“ statt (Buchwalder u. Vollmer, 1989; Strauch u. Böhm, 2002).

2.1.2.2. *Physikalische Verfahren*

Hitze: Grundsätzlich ist hier die feuchte und die trockene Hitze zu unterscheiden. Die trockene Hitze benötigt aufgrund der schlechteren Wärmeleitfähigkeit zur Desinfektion höhere Temperaturen und längere Einwirkzeiten als bei der Verwendung von feuchter Hitze. Bei der trockenen Hitze wird als Verfahrensbeispiel die offene Flamme als Methode bei hitzeresistenten Materialien wie Beton, Ziegel und Eisen angegeben. Auch in der Labortechnik findet Abflammen oder Ausglühen häufig Gebrauch. Bei der feuchten Hitze kann mit oder ohne Überdruck desinfiziert werden. Die Anwendung der feuchten Hitze mit Druck hat durch den in die Tiefe des zu desinfizierenden Gutes dringenden Dampf eine stärkere desinfizierende Wirkung (Schliesser, 1981; Strauch u. Böhm, 2002). So wurde von Lüttig (1972) die antiparasitäre Wirkung feuchter Hitze untersucht. Sie prüfte die Temperatureinwirkung auf die Entwicklung verschiedener, bei Rindern relevanter exogener Parasitenstadien. Die Untersuchungen wurden mit erhitzter Gülle bei verschiedenen Temperaturen und Einwirkzeiten durchgeführt. Als Indikatoren wurden Kokzidienoozysten sowie Trichostrongyliden -, *Fasciola hepatica* - und *M. domestica* - Eier für die Untersuchungen verwendet. Die Erhitzung der Gülle bei einer Temperatur von 50°C nach einer Einwirkdauer von 30 min, bei 60°C nach 2 min, bzw. 90°C nach 1 sec. Einwirkzeit führte zu einer vollständigen Verhinderung der Weiterentwicklung aller vorgenannten Parasitenstadien.

Gefrieren: Die meisten Parasitendauerstadien besitzen eine hohe Tenazität gegen Kälte, so können z.B. Eier von *Ascaris suum* für 240 d oder *Cryptosporidium* - Oozysten für 7 d bei 10°C, zum Teil überleben. Daher ist das Gefrieren nur bedingt zur Flächendesinfektion gegen Parasitenstadien einzusetzen (Bauer, 2006). Hingegen werden in der Fleischhygiene Gefriertemperaturen genutzt, um Parasiten (z.B. *Cysticercus bovis*) abzutöten (Stolle, 2004).

Trocknung: Entwicklungsstadien der meisten Parasiten-Arten reagieren empfindlich gegen Austrocknung, nur einige zeigen eine hohe Widerstandsfähigkeit. Die Trocknung wird jedoch als unzuverlässige Desinfektionsmethode beschrieben (Bauer, 2006).

Strahlen: Hierbei sind ionisierende Gamma- oder Röntgenstrahlen und ultraviolette Strahlung zu unterscheiden. Die häufigste Anwendung finden dabei Gammastrahlen aufgrund der höheren Eindringtiefe. Sie werden bei der Sterilisation von medizinischen Gebrauchsgegenständen wie Instrumenten, Nahtmaterialien oder Verbandstoffen, aber auch in der Lebensmittelindustrie eingesetzt (Schliesser, 1981; Strauch u. Böhm, 2002). Die UV-

Strahlen können in der Veterinärmedizin und Tierhaltung durch künstliche Lichtquellen angewendet werden, beispielsweise als Luftdesinfektion von Operationssälen oder bei der Trinkwasseraufbereitung. Jedoch sollte aufgrund der geringen Eindringtiefe die Wirkung nicht überschätzt werden (Schliesser, 1981; Strauch u. Böhm, 2002; Müller u. Schlenker, 2004). Nach Bauer (2006) findet die UV- Strahlung durch ihre geringe Eindringtiefe bei der Desinfektion von Oberflächen und klaren Flüssigkeiten Verwendung. Schliesser (1981) beurteilt die Wirkung der UV-Bestrahlung auf Wurmeier und Oozysten als wenig sicher. Als weitere Strahlenart wird zur Desinfektion Ultraschall angeführt, jedoch ist gleichzeitig auf die begrenzte desinfizierende Wirkung hingewiesen. Der Ultraschalleinsatz zur Reinigung von Kleingeräten und Instrumenten ist aufgrund der Eigenschaft, Schmutzpartikel relativ zuverlässig lösen zu können, erwähnt.

Filtration: Von Flüssigkeiten oder Gasen durch Filter, die in Abhängigkeit von Ihrer Größe verschiedene Keime zurückhalten können, berichten Kayser und Böttger (2005). Nach Bauer (2006) kommen in der Trinkwasseraufbereitung zur Entfernung von Parasitenstadien Sandfilter oder Tonfilter zum Einsatz.

Sedimentation: Aufgrund ihres höheren spezifischen Gewichtes sinken Dauerstadien von Parasiten in Flüssigkeiten zu Boden. Die Sedimentation wird vor allem zur Abwasserreinigung in Absetzbecken oder bei der Trinkwasseraufbereitung angewendet (Bauer, 2006).

Müller und Schlenker (2004) messen den physikalischen Verfahren der Keimabtötung in Tierställen nur eine untergeordnete Bedeutung bei.

2.1.2.3. *Chemische Verfahren*

Die chemische Desinfektion wird mit Hilfe von Chemikalien durchgeführt. Die Wirkung und Stoffe der verwendeten Chemikalien sind von der Art, Anzahl und Resistenzlage der zu desinfizierenden Erreger abhängig. Aufgrund der großen Einsatzbreite der chemischen Desinfektion, ist meist auch sie gemeint, wenn allgemein der Begriff Desinfektion verwendet wird. Die Wirkung der Desinfektion kann jedoch durch Kombination von chemischen und physikalischen Verfahren gesteigert werden (Strauch u. Böhm, 2002). Müller und Schlenker (2004) beschreiben die chemische Desinfektion in der Tierhaltung und in Lebensmittelbetrieben als Mittel der Wahl. An das anzuwendende Desinfektionsmittel sind bestimmte Bedingungen geknüpft. Es muss vor allem eine schnelle Wirkung, ein großes Wirkungsspektrum und geringe Milieubeeinflussbarkeit hinterlassen sowie für Mensch, Tiere und

tierische Lebensmittel unschädlich sein. Desweiteren muss es eine gute Materialverträglichkeit aufweisen (Müller u. Schlenker, 2004; Kroker, 2006; Mayr, 2007; Valentin-Weigand, 2011). Im Vergleich zur Humanmedizin, hat nach Kroker (2006) die Desinfektion in der Veterinärmedizin eine stärkere Bedeutung. Die grundsätzliche Unterteilung der Desinfektion wird durch Böhm (2009) in vorbeugende und spezielle Desinfektion vorgenommen, wobei die vorbeugende Desinfektion als allgemeine Hygienemaßnahme dargestellt wird. Die Auswahl des Desinfektionsmittels erfolgt unter Berücksichtigung der Umweltverträglichkeit. Die spezielle Desinfektion richtet sich gegen bestimmte Erreger. Nach Müller und Schlenker (2004) kann die prophylaktische Desinfektion sowohl als Zwischendesinfektion (Tierbelegte Bereiche), als Teildesinfektion (Tierfreie Bereiche) oder als Gesamtdesinfektion im Zusammenhang mit dem „Alles-Rein-Alles-Raus-Prinzip“ durchgeführt werden, wobei letztere am effektivsten ist. Bei der chemischen Desinfektion werden gasförmige Methoden sowie Verfahren mit Flüssigkeiten unterschieden; jedoch werden vorrangig Flüssigkeiten eingesetzt (Valentin-Weigand, 2011). Ein Einteilungskriterium ist die Art der Ausbringung und die damit in Zusammenhang stehende Wirkphase des Desinfektionsmittels. Es kann zwischen Scheuer-, Wisch- und Sprühdesinfektion unterschieden werden (Köhler et al., 2001). Bei der Wisch- bzw. Scheuerdesinfektion wird das Desinfektionsmittel flächenhaft aufgetragen. Die Sprühdesinfektion erfolgt mit einem auf die Oberfläche gerichteten Desinfektionsmittelstrahl, wobei der Tröpfchendurchmesser über 200 µm liegt. Auf Grund dieser Tröpfchengröße erfolgt die Wirkung über die flüssige Phase. Die Sprühdesinfektion kann anhand der verschiedenen Tröpfchengrößen weiterhin in Feinsprüh- und Aerosoldesinfektion unterteilt werden. Bei der Feinsprühdesinfektion liegt die Größe der Tröpfchen zwischen 50 -200 µm, die Desinfektionsmittelwirkung wird dabei über die flüssige sowie zu einem geringen Teil auch über die Gas-Phase erzielt. Die Aerosoldesinfektion ist durch Tröpfchen mit einem Durchmesser kleiner als 10 µm definiert; das ausgebrachte Desinfektionsmittel wirkt vor allem durch die Gas-Phase. Vorteil der Gasdesinfektion, bei der das Desinfektionsmittel verdampft wird ist, dass schwer erreichbare Bereiche der Desinfektion zugänglich gemacht werden (Strauch u. Böhm, 2002). Die Unterteilung in Sprüh-, Feinsprüh- und Aerosolverfahren wird ebenfalls durch Müller und Schlenker (2004) empfohlen. Nach Schaal et al. (2001) sollte jedoch der Wisch- bzw. Scheuerdesinfektion gegenüber der Sprühdesinfektion der Vorzug gegeben werden. Sie sollte nur an wenig oder nicht zugänglichen Bereichen in Betracht gezogen werden. Denn

die Sprühdesinfektion wird als punktuelle, ohne mechanische Reinigung vorgenommene Maßnahme beschrieben, die desweiteren zu einer höheren Raumlufbelastung mit dem eingesetzten Desinfektionsmittel führt.

2.1.3. Flächendesinfektion und Einflussfaktoren

Ziel der Flächendesinfektion ist, die Keime auf Böden, an Wänden oder Gegenständen zu liquidieren (Schliesser, 1981). Nach Strauch und Böhm (2002) gehören Reinigung und Desinfektion der Oberflächen zur Keimverminderung meist untrennbar zusammen. Ebenso kann erst eine Desinfektion mit einer darauffolgenden Reinigung und einer zweiten, abschließenden Desinfektion erfolgen, wenn eine große Gefahr der Erregerverbreitung oder direkter Erregerübertragung besteht. Böhm (2009) weist darauf hin, dass vor jeder Desinfektion, die Reinigung der betreffenden Oberflächen zu erfolgen hat, um eine Keimreduktion zu bewirken. Das Reinigungsziel liegt vor, wenn Farbe und Struktur des Oberflächenmaterials erkennbar und das ablaufende Wasser klar ist. Bauer (2006) beschreibt den Vorgang der Reinigung unter Verwendung von Reinigungsmittel und Wasser, um Keime aus ihrer Trägersubstanz herauszulösen und diese bei der anschließenden Desinfektion dem Desinfektionsmittel zugänglich zu machen. Schaal et al. (2001) benennen die Reinigung vor der Desinfektion als eine gewissenhaft durchzuführende Maßnahme, denn die verwendeten Desinfektionsmittel können u. a. auch mit Schmutzpartikeln reagieren; mögliche Folgen wären Wirkungsverlust bzw. Unwirksamkeit des Desinfektionsmittels (Schaal et al., 2001). Die Gründlichkeit der Reinigung ist Voraussetzung und ausschlaggebend für den Erfolg der anschließenden Desinfektion, um zum Beispiel eventuelle „Eiweißfehler“, auch Eiweißfaktor genannt, zu vermeiden. Dieser Begriff beschreibt die herabgesetzte Desinfektionsmittelwirksamkeit durch vorhandene eiweißhaltige Stoffe. Eiweißfehler können durch die herabgesetzte Wirksamkeit zur Resistenzbildung gegen Desinfektionsmittel führen (Müller u. Schlenker, 2004; Mayr, 2007; Valentin-Weigand, 2011). Auch Steiger (1986) weist auf die verminderte Wirksamkeit von Desinfektionsmitteln durch „Eiweißfehler“ hin. Als Beispiele nennt er unter anderem Blut, Kot oder Futterreste auf den zu desinfizierenden Oberflächen. Nach Müller und Schlenker (2004) wird ein nicht belegter Tierstall durch mechanische Reinigung in einen besenreinen Zustand gebracht, anschließend erfolgt das Einweichen der Oberfläche mit Wasser, um anhaftenden Schmutz zu entfernen und die

Hochdruckreinigung sowie Trocknung der Fläche. Schließlich wird das Desinfektionsmittel eingesetzt, wobei die Einwirkzeit zu beachten ist. Neben der sorgfältigen Reinigung ist die gründliche Trocknung der Oberfläche ein weiterer wichtiger Faktor für die Wirksamkeit des Desinfektionsmittels. Es besteht die Gefahr einer Verdünnung und folglich einer geringeren Konzentration des Desinfektionsmittels. Wirkungsverlust ist die Folge (Müller u. Schlenker, 2004; Mayr, 2007; Valentin-Weigand, 2011). Ebenso werden von Böhm (2009) die Arbeitsschritte der Reinigung und Desinfektion detailliert beschrieben. Bei der Desinfektion ist auf die Auswahl, die Konzentration, die Menge und die Einwirkzeit des Mittels zu achten. Das Desinfektionsmittel muss nach Gebrauchsanweisung hergestellt, und alle zuvor gereinigten Flächen und Gegenstände müssen zuverlässig damit benetzt werden. Die Ausbringung der Desinfektionsmittel in Stallungen wird hauptsächlich mit Hoch – bzw. Niederdruckgeräten vollzogen. Es ist nach der Desinfektion darauf zu achten, dass Desinfektionsmittelreste aus Tränke- und Futtervorrichtungen entfernt werden. Idealerweise folgt eine Stallruhe von 2 Wochen, jedoch mindestens 4 Tagen. Die Temperatur ist ebenfalls ein wichtiger Einflussfaktor. Bei Außentemperaturen unter 15°C kann die Wirksamkeit chemischer Desinfektionsmittel stark herabgesetzt sein; dieser Verlust lässt sich nur zum Teil durch Konzentrationserhöhung kompensieren (Müller u. Schlenker, 2004; Mayr, 2007; Valentin-Weigand, 2011). Nach Mayr (2007) hat auch das Oberflächenmaterial beachtenswerten Einfluss auf die Wirksamkeit: raues Material ist schlechter zu reinigen und desinfizieren. Ebenfalls sind pH-Wert, Keimgehalt und Keimart als beeinflussende Faktoren zu nennen. Valentin-Weigand (2011) beschreibt den „Seifenfehler“ eines Desinfektionsmittels, der durch ungenügende Entfernung des Reinigungsmittels zustande kommen kann. Ebenso sind falsche Dosierung und ungenügende Einwirkzeit als Einflussfaktoren auf die Wirkung des Desinfektionsmittels zu beachten. Ein Desinfektionsmittel sollte nach Möglichkeit regelmäßig gewechselt werden, um die Gefahr der Entstehung von Resistenzen zu vermeiden (Mayr, 2007).

2.1.4. Desinfektionsmittel – Einsatz, Anwendungsbereiche, Wirkmechanismen

Es besteht die Möglichkeit, verschiedene Materialien bzw. Gegenstände zu desinfizieren. Demzufolge kann die Hände – bzw. Hautdesinfektion, Flächen-, Wäsche-, Trinkwasser- und Badewasserdesinfektion, die Desinfektion von Ausscheidungen sowie die Desinfektion von

Instrumenten, Geräten und Räumen unterschieden werden (Kayser u. Böttger, 2005). Nach Bauer (2006) sind die meisten gegen Bakterien und Viren wirksamen Desinfektionsmittel gegen Dauerstadien von Parasiten, die aufgrund ihrer höheren Tenazität gegen Umwelteinflüsse in der Außenwelt einige Zeit überleben können, unwirksam. Dies erklärt sich durch den komplexen Aufbau und durch die spezifische chemische Zusammensetzung der Parasitenhüllen bzw. -oberflächen. So sind für die Formstabilität Chitin und stabilisierende Proteine, für die hohe Tenazität gegenüber Chemikalien vor allem Lipide, aber auch andere Substanzen verantwortlich. Eine Wirksamkeit gegen Parasitenstadien wird erlangt, wenn innerhalb kürzester Zeit die Hüllen der Dauerstadien, insbesondere die lipidhaltigen Schichten, durch das Desinfektionsmittel angegriffen werden (Bauer, 2006). Die Unterteilung der chemischen Desinfektionsmittel ist in der Literatur unterschiedlich. So werden zum Beispiel Alkohole, Aldehyde, Chlor/Chlorabspalter, Jodophore, Phenole, Säuren, Laugen, Quarternäre Ammoniumverbindungen und Sauerstoffabspalter genannt (Strauch u. Böhm, 2002; Müller u. Schlenker, 2004). Eine ähnliche Einteilung stammt von Kroker (2006), wobei Alkohole, Aldehyde und Phenolderivate nach Kroker (2006) eine Proteindenaturierung bewirken. Alkohole werden u.a. für die Sprühdeseinfektion von Geräten verwendet. Mit steigender Kettenlänge nimmt jedoch die Desinfektionswirkung der Alkohole ab. Schaal et al. (2001) benennen Alkohole (z.B. Ethanol, Iso-propanol) mit schneller Wirkung, aber nur mittelstarkem Effekt. Als Vorteile sind jedoch die rasche Trocknung der desinfizierten Oberflächen und die gute Verträglichkeit genannt. Alkohole werden vor allem zur Haut- und Händedesinfektion sowie zur Wunddesinfektion und Desinfektion von Flächen verwendet. Nachteiliger Aspekt ist die fehlende sporizide Wirkung und die Brennbarkeit. Kroker (2006) beschreibt Aldehyde für die Instrumentendesinfektion, sie sind jedoch gewebereizend und ätzend. Nach Schaal et al. (2001) finden Aldehyde (z.B. Formaldehyd und Glutaraldehyd) vor allem bei der Instrumenten- und Flächendesinfektion Anwendung. Sie zeigen eine hohe Effektivität und ein großes Wirkspektrum sowie gute Materialverträglichkeit. Es können jedoch bei der Verwendung von Aldehyden Schleimhautreizungen und Allergien entstehen. Aus diesem Grunde wird nur in Ausnahmefällen zu einer Verdampfung bzw. -nebelung von Aldehyden zur Raumdesinfektion geraten. Phenole weisen nach Kroker (2006) neben der Proteindenaturierung als weiteren Wirkmechanismus die Erhöhung der Membranpermeabilität auf. Dies wird ebenso wie bei Detergentien (Ampholyte) durch die Schädigung der Zellmembran erreicht. Einerseits ist somit die

zuverlässige desinfizierende Wirkung, andererseits eine gewisse Toxizität gegenüber Tieren (z.B. Fische) erklärbar. Bei dem Phenolderivat Kresol ist durch die chemische Veränderung des Stoffes (Alkylierung) eine Steigerung der Keimabtötung und Verringerung der Toxizität gegeben. Halogene schädigen vermutlich verschiedene Enzyme der Pathogene. Von Schaal et al. (2001) beschriebene Halogene sind Jod bzw. Jodophore zur Haut- und Schleimhautdesinfektion sowie chlorhaltige Verbindungen für die Trinkwasser-, Hände-, Flächen- und Ausscheidungsdesinfektion. Chlorverbindungen zeigen hohe, Jodverbindungen mittlere Desinfektionseffekte. Auch Metallkorrosion und die Instabilität dieser Verbindungen sind als Eigenschaften genannt. Oxidationsmittel wie Ozon, Peressigsäure oder Wasserstoffperoxid sind ebenfalls von Schaal et al. (2001) genannte Desinfektionsmittel. Ozon wird vor allem zur Trink- und Badewasserdesinfektion eingesetzt, besitzt aber eine gewisse Toxizität. Peressigsäure hat ein breites Wirkspektrum und findet u.a. Verwendung bei der Wäsche- und Instrumentendesinfektion. Die Desinfektionsmittelrückstände sind unschädlich, jedoch hat Peressigsäure die Eigenschaft der Metallkorrosion. Dies kann durch Zusätze in den jeweiligen Desinfektionsmittelprodukten verringert werden. Wasserstoffperoxid wird vor allem zur Wunddesinfektion in 3- 6 %iger Konzentration eingesetzt. Auch Kroker (2006) benennt Oxidationsmittel mit desinfizierender Wirkung, indem sie reaktiven Sauerstoff freisetzen, der im weiteren Verlauf Zellbestandteile durch oxidative Prozesse schädigt. Wasserstoffperoxid besitzt desweiteren eine reinigende Wirkung durch Gasbildung. Tenside wirken durch Proteindenaturierung und schädigen durch Penetration die Zellmembran. Bauer (2006) unterteilt die Desinfektionsmittel u.a. in Natrium- und Calciumverbindungen. Zur Desinfektion von Ställen mit festen Böden (Stein, Beton) wird beispielsweise Natronlauge genannt. Desweiteren werden Halogene u.a. Chlorverbindungen zur Trinkwasserdesinfektion beschrieben. In Abhängigkeit des pH-Wertes entstehen Hypochlorit-Ionen bzw. unterchlorige Säure, welche die desinfizierende Wirkung auslösen. Ammoniak findet Anwendung bei der Gülledesinfektion. Formaldehyd und Äthanol hingegen entfalten gegen parasitäre Dauerstadien keine ausreichende Wirkung. Als handelsübliche Wirkstoffe werden Phenolderivate, wie z.B. Kresole beschrieben. Die oberflächenaktiven Verbindungen werden von Schaal et al. (2001) als weitere Wirkstoffgruppe genannt. Sie werden in nicht-ionische, anionische, kationische (zur Schleimhautdesinfektion) und amphotere Tenside unterteilt. Die beiden erst genannten sind normale Waschmittel und Seifen, sie hinterlassen eine sehr geringe desinfizierende Wirkung. Vorteile sind jedoch die gute Verträglichkeit

und der zuverlässige Reinigungseffekt. Vertreter aus der Wirkstoffgruppe der kationischen Tenside sind beispielsweise Chlorhexidin, mit niedrigem Effekt und Octenidinhydrochlorid, mit mittlerem Desinfektionseffekt; zur Desinfektion von Schleimhäuten. Ebenso sind in dieser Gruppe die Quaternären Ammoniumverbindungen mit sehr geringem Wirkungsspektrum zu finden. Amphotere Tenside finden aufgrund ihrer geringen Toxizität vor allem im Lebensmittelbereich Anwendung. Phenole besitzen einen geringen Eiweißfehler und werden somit zur Desinfektion von Ausscheidungen verwendet. Nachteilig ist ihre Gewebeerirritation (Schaal et al., 2001). Zusammenfassend wird durch Valentin-Weigand (2011) die Wirksamkeit von Alkoholen, Aldehyden und Laugen durch Proteindenaturierung, die Schädigungen der Membranen durch Chlorhexidin und oxidierende Wirkungen durch Ozon, Chlor und Per-Verbindungen beschrieben. Vorteil der Per-Verbindungen ist die Wirkung auch bei sehr niedriger Außentemperatur, als nachteilig ist die Korrosion und Schleimhautirritation zu nennen. Brauer und Pötter (1971) befassten sich mit chemischen Einflüssen auf *Ascaris suum* -Eier sowie Larve I und III der Magen-Darmstrongylata. Die Eigenschaft von organischen Säuren wie Milchsäure, Ameisensäure und Peressigsäure (zusätzlich Sauerstoffabspalter) werden dargelegt. Milchsäure wirkt hydrolysierend, bakterizid und viruzid mit veterinärmedizinischen Einsatzbereichen bei der Händedesinfektion, Desinfektion von Glasgeräten und der Grobdesinfektion. Ameisensäure ist ätzend, bakterizid und viruzid. Sie ist sowohl mit Wasser als auch mit Alkohol mischbar und findet Anwendung als Grobdesinfektion gegen Bakterien und Viren. Der Sauerstoffabspalter Peressigsäure wird mit oxydierender, bakterizider und viruzider Wirkung beschrieben, nachteilig ist der Eiweißfehler. Durch die Untersuchungen von Brauer und Pötter (1971) ist nachgewiesen worden, dass von den organischen Säuren die Peressigsäure (0,4%) der Milch- und Ameisensäure weit überlegen ist. Müller und Schlenker (2004) bezeichnen Peressigsäure als das bedeutende Desinfektionsmittel in der Tierproduktion. Das breite Wirkspektrum, der Zerfall in natürliche Stoffe und die daraus resultierende Unbedenklichkeit für die Umwelt sind als Begründung genannt.

2.1.5. Einordnung der Desinfektion in die Bekämpfungsstrategie von Parasitosen

Erstmals beschreibt Hiepe (1972) die Notwendigkeit der systematischen Bekämpfung von Parasiten und Parasitosen, wobei der Begriff „Bekämpfung“ sämtliche Maßnahmen ein-

schließt, die im Kampf gegen Parasiten bzw. Parasitosen notwendig sind. Er unterscheidet zunächst prinzipiell drei Kategorien der Bekämpfung: Präventive, Prophylaxe und Therapie. In der Weiterentwicklung dieses Lehrmodells ist nach Hiepe und Dauschies (2006) der Mesophylaxe als 4. Komponente eine eigene Kolumne gewidmet. Die Desinfektion wird nach Hiepe (1972), modifiziert von Hiepe und Dauschies (2006) in die hygienisch-prophylaktischen Maßnahmen der Parasitenbekämpfung eingeordnet. Hiepe et al. (2009) haben schließlich der Desinfektion sowohl in der Prophylaxe, als auch in Mesophylaxe und Therapie einen festen Platz in diesem Lehrmodell (s.Abb.1) eingeräumt.

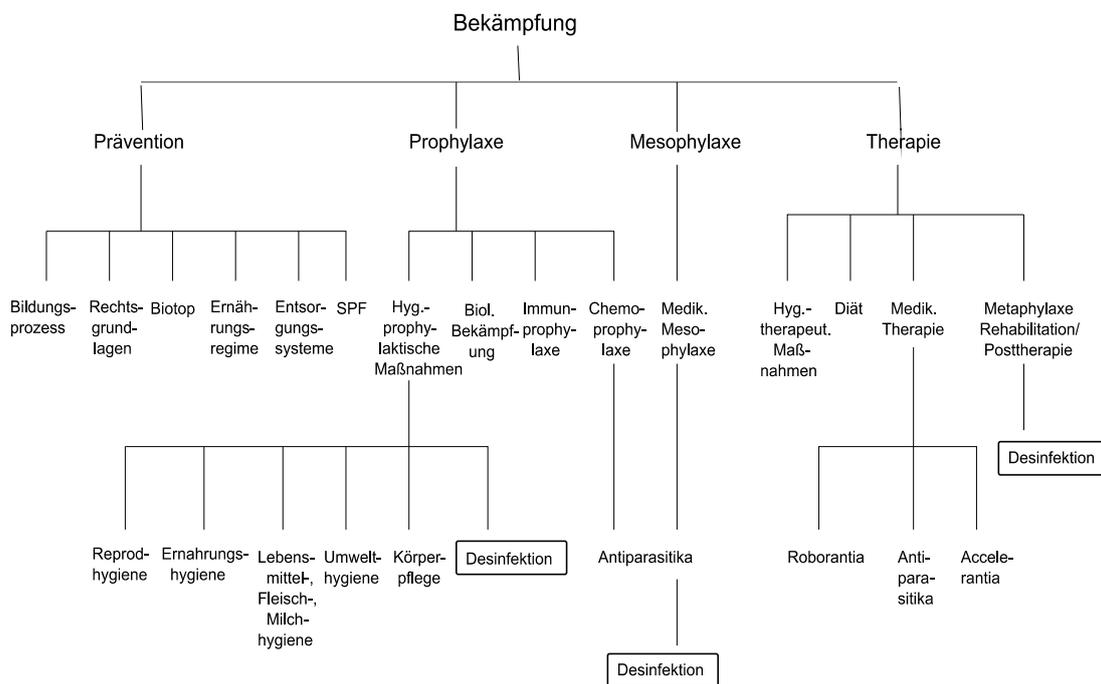


Abb.1. Möglichkeiten der Bekämpfung von Parasiten und Parasitosen bei Mensch und Tieren (nach Hiepe 1972; modif. Hiepe u. Dauschies 2006) -unter besonderer Berücksichtigung der Desinfektion (Hiepe et al., 2009)

Ziel ist es, Infektionen die durch Parasiten hervorgerufen werden zu beseitigen bzw. zu reduzieren. Dieses antiepidemische Vorhaben wird mit verschiedenen Zielstellungen entweder als Sterilisatio magna bzw. Tilgung, Schadensminderung durch Erregerverdünnung oder durch therapeutische Maßnahmen angestrebt (Hiepe, 1979). Das Anliegen der Desinfektion besteht nach Mayr (2007) darin, neben der Vernichtung der unerwünschten Keime, den Umweltschutz zu berücksichtigen.

Desinfektionsmittel, die eine Wirksamkeit möglichst gegenüber allen Pathogenen (s.Abb.2)

aufweisen sind erstrebenswert. Nach Hiepe (2010) gibt es bisher ein Breitspektrum-Desinfektionsmittel für die Flächendesinfektion nicht. Jedoch sind anhand der DVG - Desinfektionsmittelliste für die Tierhaltung (N.N., 2011/1) dahingehend Tendenzen ersichtlich.

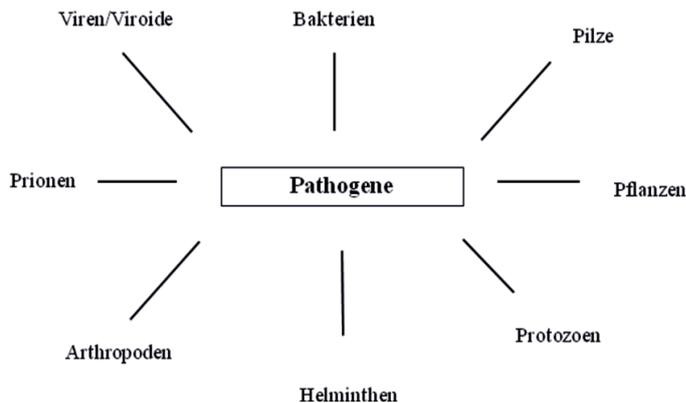


Abb. 2 Kategorien der Infektionserreger von Mensch und Tieren aus parasitologischer Sicht (Hiepe, 2000; Hiepe, 2006)

2.1.6. Registrierte Desinfektionsmittel (unter besonderer Berücksichtigung der DVG - 13. Desinfektionsmittelliste für die Tierhaltung)

Drei Gesellschaften sind aus deutscher Sicht zu nennen, die für die Desinfektionsmittelprüfungen im Bereich Humanmedizin, Veterinärmedizin und Landwirtschaft verantwortlich sind. Die Desinfektionsmittelprüfungen betreffen Wirksamkeit, Materialverträglichkeit (Anwendbarkeit) und Umweltverträglichkeit der Mittel (Müller u. Schlenker, 2004). Durch die Desinfektionsmittel-Kommission im Verbund für Angewandte Hygiene (VAH), dem unter anderem die Deutsche Gesellschaft für Hygiene und Mikrobiologie (DGHM) zugehörig ist, werden die chemischen Desinfektionsmittel basierend auf den standardisierten Methoden der DGHM geprüft und in der Desinfektionsmittel-Liste des VAH veröffentlicht (N.N., 2011/2). Sie finden Anwendung in der Humanmedizin, wie z.B. in Kliniken, Praxen und Laboratorien (Müller u. Schlenker, 2004; Mayr, 2007; Valentin-Weigand, 2011). Die Liste des VAH ist Grundlage für die Auswahl prophylaktischer und routinemäßiger Desinfektionsverfahren, wobei die Infektionsverhütung in Krankenhäusern einen wichtigen Punkt

darstellt. Ebenso sind Desinfektionsverfahren in ärztlichen / zahnärztlichen Praxen und in Bereichen der Öffentlichkeit zu nennen. Angaben wie Wirksubstanz, Hersteller, Einsatzbereich, Konzentrationen und Einwirkungszeiten sind in dieser VAH-Liste zu finden (Schaal et al., 2001; N.N., 2011/2; N.N., 2011/3). Die Desinfektionsmittel-Liste des VAH ist in sechs Abschnitte unterteilt: Hygienische Händewaschung, Händedesinfektion, Hautantiseptik, Flächendesinfektion, Instrumentendesinfektion und Wäschedesinfektion (N.N., 2011/2). In der DGHM existieren gegenwärtig 9 wissenschaftliche Fachgruppen, u.a. die 2009 gegründete Fachgruppe Zoonosen, die sich mit der Bekämpfung bakterieller, viraler und parasitärer Zoonoseerreger beschäftigt. Die Ziele der Zoonosen-Fachgruppe sollen durch enge Zusammenarbeit von Human- und Veterinärmedizin sowie Mikrobiologen aus dem Lebensmittelbereich erreicht werden. Demzufolge steht sie in enger Kooperation mit der Deutschen Veterinärmedizinischen Gesellschaft (DVG) (N.N., 2011/3). Die DVG trägt Verantwortung für die Desinfektionsmittelprüfungen im Bereich der Tierhaltung und im Lebensmittelbereich; für die Tierarztpraxis sind Prüfmethode in Vorbereitung. Diese Desinfektionsmittelprüfungen werden nach den Richtlinien der DVG vorgenommen. Nach positiver Bewertung eines vom Hersteller beantragten Mittels erfolgt durch den Ausschuss „Desinfektion in der Veterinärmedizin“ die Aufnahme in die Desinfektionsmittelliste. Entsprechend sind von der DVG zwei Listen veröffentlicht: die Liste der nach den Richtlinien der DVG geprüften und als wirksam befundenen Desinfektionsmittel für die Tierhaltung und die Liste für den Lebensmittelbereich (N.N., 2011/1). Die in den Richtlinien vorgegebenen Prüfmethode müssen reproduzierbare Ergebnisse aufweisen. Die Schwierigkeit aus Sicht der Veterinärmedizin besteht in der Vielzahl von Infektionserregern, welche es gilt zu eliminieren. Ebenso existieren zahlreiche Materialien die als Trägersubstanzen in der Tierhaltung in Frage kommen können. Aus diesem Grund wurden „Modelle“ zur Vereinfachung und Standardisierung des Prüfvorganges mit dem Ziel, praxisnah und wissenschaftlich nachvollziehbar zu sein, entwickelt. Die Anwendungsempfehlungen werden durch zwei Gutachter gestellt, wobei der erste Gutachter im Auftrag des Desinfektionsmittelherstellers wirkt und der zweite Gutachter von der DVG - konkret dem „Ausschuss Desinfektion“- beauftragt wird (N.N., 2007). Sämtliche Desinfektionsmittel sind für eine bestimmte Laufzeit von der DVG gelistet, Voraussetzung ist die gleichbleibende Zusammensetzung. Stichprobenuntersuchungen der gelisteten Präparate werden durch den Ausschuss veranlasst. Aktuelle Fassung ist die „13. Liste der nach den Richtlinien der DVG

geprüften und als wirksam befundenen Desinfektionsmittel für die Tierhaltung“ (Stand 2011). In dieser derzeit gültigen 13. Liste für die Tierhaltung sind insgesamt 103 Handelspräparate gelistet, die nach den „Richtlinien für die Prüfung von Desinfektionsverfahren und chemischen Desinfektionsmitteln“ der DVG begutachtet wurden („Methoden der Prüfung von chemischen Desinfektionsmitteln für die Tierhaltung“, Stand 2000) (N.N., 2007). Die gelisteten Desinfektionsmittel erscheinen unter Angabe von Handelsname, Hersteller, Wirkstoff, Konzentration und Mindesteinwirkzeiten sowie Anwendungsbereich. Für einen stärkeren Bezug zur Praxis wurden maximale Einwirkzeiten von 2 Stunden festgelegt, eine Ausnahme stellen die tuberkuloziden Desinfektionsmittel dar. Von diesen 103 gelisteten Präparaten sind, wie in der Einleitung bereits erwähnt, lediglich 16 Desinfektionsmittel von parasitologischer Relevanz (Wirkstoffe: p-chlor-m-kresol, Kresole, o-Hydroxydiphenyl-Fettsäure-Eutektikum + Peressigsäure, Chlor-Methyl-Phenol + Alkohole). Die Desinfektionsmittel der DVG-Liste aus dem Bereich der Tierhaltung können von der Deutschen Landwirtschafts-Gesellschaft (DLG) zusätzlich das „DLG-Gütezeichen“ erhalten (N.N., 2011/1). Die DLG hat eigene Prüfverfahren. Neben Produkten aus dem Lebensmittelbereich werden auch im Bereich Landwirtschaft verschiedene Produkte geprüft. In den Landwirtschaftsbereich fallen unter anderem Mittel zur Stalldesinfektion, Reinigungs- und Desinfektionsmittel in der Milcherzeugung sowie Mittel für die Euterhygiene. Hier finden zusätzlich zu den Prüfungen der DVG, bei den Stalldesinfektionsmitteln, neben der Prüfung auf Wirksamkeit auch anwendungstechnische Testungen statt. Durch den Gebrauch von Hochdruckgeräten werden Benetzungsvermögen und Ausbringungseigenschaften untersucht, sowie Tierverträglichkeit und Korrosionsverhalten überprüft (Müller u. Schlenker, 2004; N.N., 2011/1; N.N., 2011/4). Stalldesinfektionsmittel mit dem DLG-Gütezeichen unterliegen einer jährlichen Prüfung. Die von der DLG herausgegebenen Produktlisten führen die jeweiligen Mittel, die das DLG-Gütezeichen erhalten haben. So wird in der Liste der Stalldesinfektionsmittel neben dem Wirkungsbereich auch der Anwendungsbereich aufgeführt, der u.a. die Emulgierbarkeit, die Eigenentmischung und die Benetzbarkeit sowie die Anwendung sowohl für belegte, als auch für unbelegte Ställe dokumentiert (N.N., 2011/4). Nach Mayr (2007) ist es notwendig, ein geeignetes Desinfektionsmittel mit Sorgfalt auszuwählen, wobei die oben beschriebenen Desinfektionsmittellisten der jeweiligen Gesellschaften für die zutreffenden Anwendungsbereiche eine wertvolle Hilfe geben können. Bauer (2006) beschreibt eine Vielzahl gegen Viren und Bakterien wirksame Desin-

fektionsmittel ohne antiparasitäre Wirkung. Aufgrund dessen müssen gegen Dauerstadien der Parasiten spezielle antiparasitäre Desinfektionsmittel eingesetzt werden. Desinfektionsmittel mit antiparasitärer Wirkung haben die Eigenschaft gravierende Schädigungen bei den parasitären Dauerstadien zu verursachen, sodass eine Weiterentwicklung nicht möglich ist (Strauch u. Böhm, 2002).

2.2. *Musca domestica* - geeigneter Indikator als Repräsentant für

Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfungen bei Schadarthropoden ?

Das Institut für Parasitologie und Veterinärmedizinische Zoologie der Humboldt - Universität Berlin wurde Anfang der 60er Jahre umstrukturiert - insbesondere aufgrund der intensiver werdenden Haltung von Nutztieren und der damit zwangsläufig steigenden Bedeutung der Parasitenproblematik. Dies betraf vorrangig das Teilgebiet Arachno - Entomologie. Forschungen auf dem Gebiet der Ätiologie, Epidemiologie, Pathogenese, Diagnostik und Bekämpfung von parasitischen Insekten sowie Zecken und Milben erfolgten im zunehmenden Maße. Prophylaxe und Mesophylaxe rückten immer weiter in den Vordergrund. Großangelegte Untersuchungen an Dassel- und Rindfliegen des Rindes, Schweineläusen, Räude- und Rindmilben bei Schaf, Rind und Kaninchen, an Haarlingen und Lausfliegen des Schafes, zur Kriebelmücken- und Zeckenproblematik und der Stallfliegenplage in Schweineställen standen auf der Tagesordnung (Hiepe, 1965; Robl, 2008). Daneben wurden Desinfektionsmittelprüfungen innerhalb der verschiedenen Parasitengruppen (Arthropoden, Protozoen, Helminthen) durchgeführt, stets auf der Suche nach geeigneten Indikator - Spezies. Für die Auswahl geeigneter Indikatoren waren die 5 Hauptkriterien (Repräsentant einer breiten Speziesgruppe, höchste Tenazität innerhalb dieser Gruppe, zuverlässige Strukturmerkmale und funktionelle Eigenschaften, Möglichkeit der objektiven und wissenschaftlichen Prüfungen auf Entwicklungs-, Überlebens- u. Infektionsfähigkeit, leichte Beschaffung in großer Menge) eines Indikator - Parasiten Voraussetzung. Aus dem Stamm der Arthropoda wurden verschiedene Spezies getestet, dabei sind 2 bzw. 3 Arten als Indikatoren in Betracht gezogen worden: *M. domestica*, *Dermanyssus gallinae* bzw. *Haematopinus suis* (Hiepe, 2009). Aus diesem Geschehen heraus entstanden u.a. die Arbeiten von Hiepe et al. (1985) und Mielke et al. (2001) in denen als potenzieller Indikator *M. domestica* ausgewählt worden ist. In der folgenden Literaturübersicht werden vorsätzlich detailliert die bisherigen Kenntnisse

aus Taxonomie, Ontogenie, Physiologie / Biochemie, Ernährung, Morphe und Feinstruktur sowie Vorkommen, Schadwirkung und Bekämpfung der 6 verschiedenen Entwicklungsstadien von *M. domestica* gegeben. Ziel ist, eine Darstellung der unterschiedlichen Eigenschaften und Fähigkeiten dieser Stadien als Basis für die experimentellen Untersuchungen.

2.2.1. *M. domestica* - Taxonomie

Die Systematik von *M. domestica* wird in der Literatur nicht einheitlich dargestellt. Die Klassifizierung erfolgt in Stamm Arthropoda und Unterstamm Mandibulata, welcher eine weitere Unterteilung in Antennata bzw. Tracheata erfährt. Zu den Antennata gehört die artenreiche Klasse Insecta. *M. domestica* wird zur Ordnung Diptera mit der Unterordnung Brachycera, und auf Grund des Schlupfverhaltens aus den Puppen in die Gruppe der Cyclorrhapha (Deckelschlüpfer) eingeordnet. Die weitere Einteilung erfolgt in Familie Muscidae, Unterfamilie Muscinae, Gattung Musca, Spezies *Musca domestica* (Hadedank et al., 2006). Mehlhorn und Piekarski (2002) postulieren folgende Systematik; Stamm Arthropoda mit Unterstamm Tracheata, Klasse Insecta, Unterklasse Pterygota (primär geflügelt), Ordnung Diptera, Unterordnung Cyclorrhapha, Familie Muscidae.

2.2.2. *M. domestica* - Ontogenie

Die Ontogenie der großen Stubenfliege wird von mehreren Faktoren, wie z.B. Luftfeuchtigkeit und Außentemperatur beeinflusst (Hiepe u. Ribbeck, 1982). Nach Lucius und Loos-Frank (2008) ist für die Eiablage und die Larvenentwicklung der großen Stubenfliege, ein Substrat aus pflanzlichen Inhaltsstoffen notwendig. Die Eiablage erfolgt auf organischem Material (Hiepe u. Ribbeck, 1982; Bowman, 2008) bzw. auf Fäkalien (Mehlhorn u. Piekarski, 2002; Lucius u. Loos-Frank, 2008). Knobloch (1973) hat nachgewiesen, dass von den tierischen Fäkalien Pferdekot am günstigsten für die Entwicklung von *M. domestica* ist. Die Entwicklung und somit die Populationsdichte ist stark von der Außentemperatur abhängig; bei höheren, günstigen Temperaturen (30°C - 37°C) sind kurzzeitige Entwicklungszyklen und dementsprechend hohe Populationsdichten zu erwarten. *M. domestica* ist tagaktiv (Pfister, 2006). Für die Entwicklung ist eine relative Luftfeuchte von über 90 % günstig sowie eine Temperaturen von 12 °C – 35°C (optimal 32°C) erforderlich (Eckert et

al., 2008). Nach Hiepe und Ribbeck (1982) beinhaltet der Lebenszyklus (s. Abb. 3 Lebenszyklus *M. domestica*, modif. nach Betke et al. (1989)) die embryonale und postembryonale Entwicklung sowie die postmetabole Reifungsperiode. Die Postembryonale Entwicklung beschreibt die Jugendzeit, vom Schlupf der Larve I über die Ecdysis zur Imago.

Die Fortpflanzung erfolgt geschlechtlich. Das Spermium wird während der Begattung in die Spermatheke des Weibchens eingebracht, dort wird es gespeichert. Nach dem Eiwachstum in den Ovariolen erfolgt die Eihüllenbildung. Bei der anschließenden Passage durch die Vagina wird Spermium abgegeben, um durch die Mikropylen der Eihülle zu dringen (Leopold et al., 1978; Hiepe u. Ribbeck, 1982). Nach Klunker und Kiesow (1980) erfolgt die Begattung 24 Stunden und die Eiablage 3 - 4 Tage nach dem Schlupf. *M. domestica* ist ovipar (Hiepe u. Ribbeck, 1982; Habedank et al., 2006). Die Ablage der 50 – 150 Eier (Hiepe u. Ribbeck, 1982; Habedank et al., 2006) bzw. 100-150 Eier (Pfister, 2006; Eckert et al., 2008) erfolgt oberflächlich auf organischem Material, nach Pfister (2006) in einem Gelege im Abstand von 3 - 4 Tagen über den gesamten Lebenszeitraum des Fliegenweibchens. Bowman (2008) benennt 2000, Mehlhorn und Piekarski (2002) 1000 und Eckert et al. (2008) 500 - 2000 abgelegte Eier innerhalb der Lebensdauer eines Weibchens. Nach Hiepe und Ribbeck (1982) beträgt die Dauer der Embryonalentwicklung 10 - 24 Stunden, Bowman (2008) beschreibt temperaturabhängig, einen Tag oder weniger. Hiepe und Ribbeck (1982) stellen den Schlupf der Larve I aktiv durch Aufsprengen einer vorgebildeten Struktur dar. Die postembryonale Entwicklung, mit den drei Larvenstadien, auch Maden genannt, kann 3 - 7 Tage dauern. Da die Kutikula keine Möglichkeit hat dem rapiden Wachstum zu folgen, finden in diesem Zeitraum zwei Häutungen statt. Lucius und Loos-Frank (2008) beschreiben, dass die darunterliegende neue Chitinschicht bei der Häutung zum Vorschein kommt. Diese postembryonale Phase, Ecdysis und Metamorphose, wird hormonell gesteuert (Hiepe u. Ribbeck, 1982). Beteiligt sind 4 Hormone - Prothoracitropes Hormon, Bursicon, Ecdysteron, Juvenilhormon - (Habedank et al., 2006). Jenkin und Hinton (1966) stellen verschiedene Phasen des Häutungsprozesses dar, wobei die Begriffe Apolysis und Ecdysis verwendet werden. Die Apolysis wird als Ablösung der Epidermis vom alten Exoskelett und die Ecdysis als eigentlicher Austritt bzw. Schlupf der Larve beschrieben. Dieser geht mit dem Abstreifen des alten Exoskeletts einher. Der Gebrauch dieser Termini wird empfohlen. *M. domestica* vollzieht eine vollkommene Metamorphose = Holometabolie (Hiepe u. Ribbeck, 1982). Sowohl die Morphologie als auch die Lebensweise der Entwicklungs-

stadien und der Imagines sind grundlegend unterschiedlich. In den Lebenszyklus der großen Stubenfliege ist das aphae, äußerliche Ruhestadium, die Puppe eingeschaltet. Bowman (2008) beschreibt die Suche der Drittlarven nach trockenen Plätzen, um sich anschließend verpuppen zu können und stellt die Entstehung der Puppe als Folge der Verhärtung und Verfärbung der Kutikula von Larve III dar. Es entsteht das dunkle, immobile und kleinere Puppenstadium. Nach Hiepe und Ribbeck (1982) vollzieht sich im Inneren dieser Puppe eine drastische Metamorphose. Durch Abbau larvaler und Aufbau imaginaler Organe entstehen die starken strukturellen Veränderungen. Der Fettkörper, Corpus adiposum, ist ein Speicherorgan, das aus Fettzellen besteht. Er spielt in der postembryonalen Entwicklung der Larven eine wichtige Rolle. So besitzt er zum Beispiel Reservestoffe, die bei der Metamorphose und in der Imaginalperiode, sowohl für den Energiestoffwechsel als auch für Auf- bzw. Abbauprozesse nötig sind. Die Puppenruhe nimmt einen Zeitraum von durchschnittlich 10 Tagen (Hiepe u. Ribbeck, 1982) bzw. 3 - 5 Tagen (Pfister, 2006) und nach Bowman (2008) 2 - 3 Wochen in Anspruch. Nach Mehlhorn und Piekarski (2002) schlüpft aus der tönnchenförmigen Puppe die Imago durch einen kreisförmigen Spalt (cyclorrhaph) in der Puppenhülle. Bowman (2008) beschreibt den Schlupf der Imago aus dem Puparium durch kraftvolles Öffnen des Puppenendes mit Hilfe eines blasenartigen Gebildes, dem Ptilinum. Es befindet sich am Kopf der Imago und wird durch Hämolymphe aufgebläht. Nach dem Schlupf der Imago beginnt die postmetabole Periode. In diesem Stadium entfalten sich die Flügel durch Hämolymphe, die durch die Flügeladern eingepresst wird (Hiepe u. Ribbeck, 1982; Bowman, 2008). Das Integument wird geglättet, die Kutikula verfärbt und härtet sich. 1 bis 18 Tage nach dem Schlupf ist die Geschlechtsreife ausgebildet und das Weibchen kann 3 - 5 Tage post copulationem Eier ablegen (Hiepe u. Ribbeck, 1982). Der Entwicklungszyklus dauert in warmen Jahreszeiten 2 - 3 Wochen (Hiepe u. Ribbeck, 1982; Habedank et al., 2006; Eckert et al., 2008) bzw. temperaturabhängig 8 Tage - 50 Tage (Mehlhorn u. Piekarski, 2002). Die Lebensdauer einer adulten Fliege beträgt 2 - 4 Wochen (Hiepe u. Ribbeck, 1982; Habedank et al., 2006; Pfister, 2006) bzw. 6 - 8 Wochen (Bowman, 2008). Somit können unter mitteleuropäischen Bedingungen in einem Sommer 6 - 9 *M. domestica* - Generationen (Hiepe u. Ribbeck, 1982; Habedank et al., 2006) bzw. 10 - 12 Generationen (Pfister, 2006) entstehen.

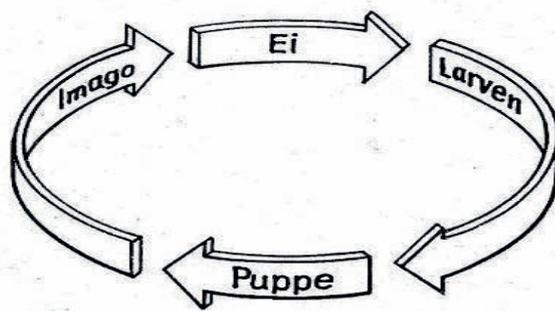


Abb. 3 Lebenszyklus *M. domestica* (modif. nach Betke et al. (1989))

2.2.3. *M. domestica* - Morphologie / Feinstruktur

2.2.3.1. Eier

Nach Hiepe und Ribbeck (1982) besteht die Eischale aus den beiden Eihüllen, der Dottermembran und dem Chorion, wobei das Chorion nochmals in Endo- und Exochorion unterteilt wird. Es besteht aus Chorionin, einem chitinähnlichen Stoff, der alkalilöslich ist. Das Chorion weist am vorderen Eipol Durchbohrungen, Durchtrittsstellen für Spermien, sogenannte Mikropylen auf. Hinton (1960) beschreibt das *M. domestica* - Ei als 1,1 - 1,2 mm lang und 0,25 - 0,3 mm breit. Es besitzt Schlupflinien, die sich annähernd vollständig vom vorderen zum hinteren Eipol erstrecken, wobei sie, außer an den Enden, parallel verlaufen. Hinton (1966) stellt die 4 - 5 µm dicken Eischalen von *M. domestica* sowohl raster- als auch transmissionselektronenmikroskopisch dar. In den mikroskopischen Untersuchungen beschäftigt er sich vor allem mit dem respiratorischen System der Stubenfliegen- eier. Es wird eine zuvor noch nicht beschriebene feine, perforierte Chorioninschicht als äußerste Eischalenbegrenzung nachgewiesen (Hinton, 1966). Der Grundbau des Chorions zeigt ein äußeres und ein inneres Maschenwerk beide besitzen eine kontinuierliche, luftgefüllte Schicht. Zwischen diesen beiden Maschenschichten befindet sich die mittlere Schicht. Diese verleiht der Eischale Stabilität. Sowohl innere als auch äußere Maschenschicht weisen senkrechte Stützen auf, die auf die mittlere Schicht treffen. Die Stützpitzen der jeweils anderen Seite verzweigen sich und bilden so eine äußere und innere Begrenzung der Eischale. Nach außen entsteht dadurch ein feines hydrophobes Netzwerk, das Plastron. Dies befindet sich auf der gesamten Eischalenoberfläche, ausgenommen dem Bereich der Mikro-

pylen. Desweiteren besteht auf der Eischalenoberfläche, außer zwischen den Schlupflinien, eine ebenfalls durch die horizontalen Verzweigungen der äußeren Maschenschicht gebildete, feine, perforierte Schicht aus Chorionin. Diese sehr feine Chorioninschicht liegt dem äußeren Netzwerk sehr dicht an und ist durch feinste Stiele mit ihr verbunden. Durch die mittlere Schicht ziehen Aeropylen und kleine Löcher, die den Gasaustausch zwischen äußerer und innerer Schicht aufrecht erhalten. Sie sind vor allem im Bereich außerhalb der Schlupfzone ca. 1,0 - 1,5 µm breit. Das innere Netzwerk, die innerste Begrenzung der Eischale, die durch die Verzweigung der Maschenstützen entstanden ist, weist Zwischenräume mit 0,1 - 1,0 µm Breite auf. Ebenso sind in diesem Netzwerk rasterelektronenmikroskopisch kleine 6-eckige Kanalsysteme zu erkennen. Diese Kanalsysteme werden durch die Begrenzungen der Follikelzellen, die das Chorion sekretieren, gebildet (Hinton, 1960; Hinton, 1966). Als weitere Schicht, die von den Follikelzellen gebildet wird, liegt die Vitellinmembran dem Chorion von innen an. Untersuchungen von Nelson und Leopold (2003) beschäftigen sich mit der Zusammensetzung der Vitellinmembran. Die in der *M. domestica* Vitellinschicht am häufigsten vertretende Lipidklasse sind die Kohlenwasserstoffe, wobei alle Kohlenwasserstoffe Methyl-verzweigt sind (n-Alkane ca. 77%, 3-Methylalkane ca. 15% und Methylalkane ca. 8%); außerdem wurde eine sehr geringe Menge an Alkenen festgestellt. Rasterelektronenmikroskopische Untersuchungen von Cummings und O'Halloran (1974) zeigten respiratorische Strukturen, sogenannte Aeropylen an den jeweiligen Polen der *M. domestica* - Eier. Am posterioren Pol waren ein bis zwei, ca. 8 µm große Öffnungen, Aeropylen nachweisbar. Sie werden kurz vor der Eiablage durch 6 - 8 kreisrund angeordnete Follikelzellen des Ovars gebildet. Am anterioren Pol der Eischale werden ebenfalls kleine Öffnungen dargestellt, die ca. 2 µm großen Mikropylen. Die Region der Mikropylen wird von einem schwammartig erscheinenden Gebiet umgeben, das weitere kleine Löcher aufweist. Leopold et al. (1978) beschreiben nur eine Mikropyle des vorderen Eipols. Sie ist Durchtrittsstelle für Spermien und besteht aus der 2,5 - 3,0 µm großen, trichterförmigen Öffnung und dem darum liegenden Kragen. Die Strecke von der Mikropyl-Oberfläche zum Ooplasma hat eine Länge von 1,5 - 1,7 µm. Vor der Befruchtung wird die Mikropyle von einem mukoiden Sekret bedeckt, dem eine Mitbeteiligung an Befruchtungsvorgängen zugesprochen wird. Die von Cummings und O'Halloran (1974) beschriebenen Aeropyle des vorderen Eipols werden kritisch hinterfragt (Leopold et al., 1978). Die innere Struktur ablage-reifer *M. domestica* - Oocyten wurde von Engels (1971) untersucht. Er beschreibt drei

artspezifische Schichten des Ooplasmas. Die Periplasmaschicht, die 10 - 15 μm dick ist, enthält kaum Reservestoffe, dafür jedoch zahlreiche Mitochondrien und freie Ribosomen. In dieser Schicht ist Glykogen nicht enthalten, hingegen vereinzelte Lipidtröpfchen und kleine Protein - Dotterschollen, die von einer Membran umgeben sind, nachweisbar. Die zweite Schicht, Ooplasmaschicht, besitzt große Glykogen - Randschollen (8-20 μm) ohne umgebende Membran. Die dritte Schicht, die zentrale Ooplasmaschicht, enthält viele Reservestoffe in Form von Lipidtröpfchen, Protein - Dotterkugeln und kleinen Glykogen - Schollen. Die beschriebene Grundstruktur der *M. domestica* - Eihülle trifft für zahlreiche Insektenarten zu (Habedank et al., 2006).



Abb.4 *M. domestica* -Ei, REM, Vergr. 250 fach

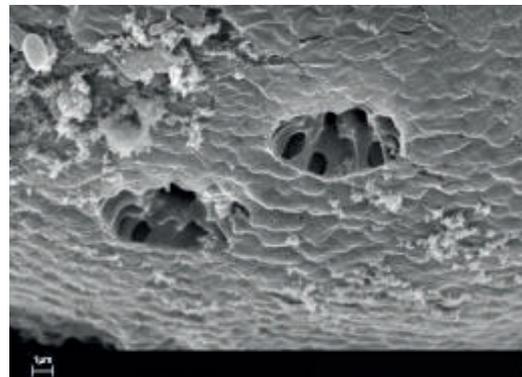


Abb.5 *M. domestica* -Eipol, REM, Vergr. 10000fach



Abb.6 *M. domestica* -Eihülle, REM, Vergr. 5000fach

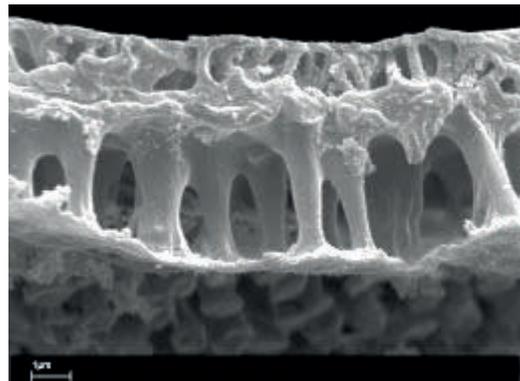


Abb.7 *M. domestica* -Eihülle, REM, Vergr. 20000fach

*An dieser Stelle sei Dr. M. Lehmann und Frau G. Drescher für die Anfertigung und Bereitstellung der rasterelektronenmikroskopischen Bilder gedankt. (Molekulare Parasitologie, Arbeitsgruppe Mikroskopie, HU Berlin)

2.2.3.2. Larven

M. domestica weist 3 acephal - apode Larvenstadien auf (Hiepe u. Ribbeck, 1982). Nach Eckert et al. (2008) erleichtern die Mundhaken die Fortbewegung und ermöglichen die Haftung der Larvenstadien an Substanzen. Weiterhin werden dicht an das Vorderende anschließende fächerförmige Atemöffnungen und die Stigmenplatten am abgestumpften Hinterende, die ebenfalls der Atmung dienen, erwähnt. Mehlhorn und Piekarski (2002) beschreiben die Larven als madenartig und walzenförmig. Der einziehbare Kopf trägt rudimentäre Antennen und zwei Mundhaken. Nach Wigglesworth (1955) besteht das Integument der Larven aus einer einzelligen Epidermisschicht (Hypodermis), der darüber liegenden Kutikula sowie der Basalmembran. Die Basalmembran liegt zwischen Epidermis und Hämocyten. Die Kutikula wird von der Epidermis gebildet und kann je nach Körperregion verschieden dick sein. Sie besteht aus 3 Schichten: widerstandsfähiger Epikutikula, zäher Exokutikula und dicker, elastischer Endokutikula. Die Epikutikula liegt in Falten und ist wiederum mehrschichtig. Die Härte der Exokutikula bestimmt meist die Tenazität der gesamten Kutikula. Die Endokutikula weist meist horizontale Lamellen auf, somit werden Ausdehnung und Bewegung ermöglicht. Sogenannte Porenkanäle befinden sich in Endo- und Exokutikula; sie bewirken höchstwahrscheinlich eine Verfestigung der Kutikula. Chitin, ein Polysaccharid, das Stickstoff enthält, ist in der Endokutikula Hauptbestandteil und ebenfalls in der Exokutikula enthalten. Nicht vorhanden ist es in der Epikutikula. Neben Chitin befindet sich v. a. das Protein Arthropodin in der Kutikula. Die Kutikula enthält außerdem Sklerotin, ein Protein, das für die Festigkeit v.a. der Exokutikula verantwortlich ist. Auf der Kutikulinschicht der Epikutikula befindet sich desweiteren eine Wachsschicht. Diese Wachsschicht wird von Peters (2010) äußere Epikutikula genannt. Unterhalb der Kutikulinschicht befindet sich die innere, sklerotisierte Epikutikula, die v. a. Lipide enthält. *M. domestica* - Larven wurden von Chu und Axtell (1971) sowie Chu-Wang und Axtell (1972 a, b) sowohl lichtmikroskopisch, als auch raster- und transmissionselektronenmikroskopisch eingehend untersucht. In diesen Arbeiten wurde die Ultrastruktur der dorsalen, ventralen und terminalen Sinnesorgane, die sich jeweils an beiden Kopfklappen der Larven befinden, dargestellt. Der Kopf der Larven erscheint durch die Anordnung der Kopfklappen gefurcht bzw. zweigeteilt. Durch Schwantes (1989) wurden licht- und elektronenmikroskopische Untersuchungen des Anal - Organs von Larven III vorgenommen. Die Hypodermis des Anal - Organs unterscheidet sich deutlich von der übrigen Hypodermis. Sie

ist hoch differenziert und kann als epidermale Spezialisierung für den Transport betrachtet werden. Auffallend ist die hohe metabolische Aktivität der Anal - Chlorid - Epithelzellen dieses larvalen Anal - Organs.

2.2.3.3. *Puppen*

Nach Hiepe und Ribbeck (1982) ist die Puppe bei den Dipteren eine Pupa dipharata coarctata, eine Tönnchenpuppe. Larve III verpuppt sich durch Erhärtung der Kutikula. Eckert et al. (2008) erklären die Entstehung des Pupariums durch Verdickung, Dunkel-färbung und Härtung des Integuments der Larven III. Von Wigglesworth (1955) wird die Bildung des dunklen und harten Dipteren - Pupariums durch Sklerotisierung der Endokutikula unter Beteiligung von Sklerotin, einem gegerbten Protein und Chinon beschrieben. Die zylindrischen Puppen sind an beiden Seiten gleichmäßig abgerundet. Sie zeigen auf der Oberfläche eine feine Querstreifung und am hinteren Pol die paarigen D-förmigen Stigmen. Rasterelektronenmikroskopische Untersuchungen an *M. domestica* - Puparien offenbarten verschiedene Atemöffnungen bzw. -hörner. Die Atemöffnungen des hinteren Pols bestehen jeweils aus drei gewundenen Atemschlitzen, in der Mitte befindet sich der Knopf (Siriwattananurongsee et al., 2005). Das von Schwantes (1989) bei den Larven beschriebene Anal - Organ konnte bei den Puparien nicht gefunden werden.

2.2.3.4. *Imagines*

M. domestica gehört zu den mittelgroßen Fliegen (Eckert et al., 2008). Die Imagines sind 7 - 9 mm lang (Hiepe u. Ribbeck, 1982; Habedank et al., 2006), nach Pfister (2006) und Eckert et al. (2008) 5 - 8 mm lang. Sie besitzen leckend bzw. tupfend - saugende Mundwerkzeuge (Hiepe u. Ribbeck, 1982; Habedank et al., 2006; Eckert et al., 2008; Lucius u. Loos-Frank, 2008). Die Körperfärbung ist grau-schwarz und auf dem Thorax befinden sich 4 schwarze Längsstreifen; das Abdomen ist schwarz gewürfelt (Hiepe u. Ribbeck, 1982). Die beiden Flügel sind von grau-brauner Farbe und zeigen eine gespreizte Ruhehaltung (Eckert et al., 2008). Der mit einer Chitinkutikula bedeckte Körper ist durch Somiten segmentiert. Die drei Segmente - Caput, Thorax und Abdomen - sind häutig durch Intersegmentalhäute miteinander verbunden (Habedank et al., 2006). Lucius und Loos-Frank (2008) benennen die starre Kutikula als Ansatzpunkt für die Muskulatur. Nach Hiepe und Ribbeck (1982) dient das Integument der Festigung und dem Schutz des Körpers. Peters (2010) erläutert die Unterteilung des Integuments, wobei Epikutikula (ohne Chitin) und Prokutikula (mit Chitin)

unterschieden werden. Die Prokutikula besteht desweiteren aus der sklerotisierten Exo- und der nicht sklerotisierten Endokutikula. Gegenstand der Untersuchungen von Nelson et al. (1981) sind die Kohlenwasserstoffe der Kutikula. Die Lipide beider Geschlechter weisen eine unterschiedliche Zusammensetzung auf. Die männlichen Fliegen lassen ein einfacheres Muster erkennen. Ausschließlich im Weibchen wird ein Alken, das Tricosen, nachgewiesen. Der Einfluß von Geschlecht und Alter auf die Lipide der Kutikula werden von Gibbs et al. (1995) untersucht. Mehr als 150 verschiedene Lipid-Bestandteile der Kutikula sind bekannt. Das Caput ist eine stark sklerotisierte Kopfkapsel. Es trägt Antennen, Augen und Mundwerkzeuge. In dieser Kopfkapsel liegt der vordere Teil des Darmtraktes und des Zentralnervensystems. Die Antennen sind mit Sinnesorganen bestückt und dienen der Wahrnehmung von taktilen und chemischen Reizen. Sie besitzen auf ihrem dritten Segment eine Borste, Arista. Foelix et al. (1989) stellen Bau und Funktion näher dar. Die Imagines besitzen große, rote Facettenaugen. Klunker und Kiesow (1980) beschreiben den Abstand bzw. Zwischenraum der roten Facettenaugen als wichtiges Indiz für die Geschlechtsbestimmung der Imagines. Durch rasterelektronenmikroskopische Untersuchungen von Sukontason et al. (2008) wird dieser Unterschied zwischen den Geschlechtern bildlich sehr deutlich dargestellt. Nach Hiepe und Ribbeck (1982) sind die Mundwerkzeuge aus dem weitestgehend reduzierten paarigen Oberkiefer (Mandibeln), Unterkiefer (Maxillen) und den Unterlippen (Labium) sowie der unpaaren Oberlippe (Labrum) und dem Hypopharynx zusammengesetzt. Die Maxillen besitzen Maxillarpalpen zum Festhalten, Verschieben und Zerkleinern der Nahrung. *M. domestica* - Imagines besitzen ein Rostrum und einen ventral anschließenden Rüssel. Der Speichel fließt auf die Labellen (Rüsselendstück) nachdem die Speicheldrüsen auf der Spitze des Hypopharynx enden. Labrum und Hypopharynx bilden ein Saugrohr. Von Kovacs et al. (1990) werden die Folgen der Gewebeschädigung, hervorgerufen durch den prästomalen Zahn von *M. domestica* elektronenmikroskopisch dargestellt.

Zahlreiche detaillierte Beschreibungen über die Struktur der *M. domestica* - Imagines liegen vor, sodass aus den nachfolgenden aufgeführten Veröffentlichungen ein Gesamtbild entstanden ist. Der dreigliedrige Thorax, wird von Hiepe und Ribbeck (1982) beschrieben. Habedank et al.(2006) und Sukontason et al. (2006 a) nehmen die Einteilung der Extremitäten der Gliederfüßer vor. Rasterelektronenmikroskopische Untersuchungen stellen die Strukturen zwischen den Klauen am Ende der Insektenbeine dar, wodurch bessere Haftung

an glatten Oberflächen und verbesserte Partikelanhaftung vermutet wird (Sukontason et al., 2006 a). Lucius und Loos-Frank (2008) beschreiben das ventral gelegene Nervensystem und das dorsal liegende Herz. Die Struktur der männlichen Geschlechtsorgane wird von Hiepe und Ribbeck (1982) sowie Degrugillier und Leopold (1973) detailliert erläutert. Es erfolgt eine Unterteilung in paarige Testes, sich anschließende paarige Vasa deferentia, den unpaaren Ductus ejaculatorius und einigen akzessorischen Drüsen. Die Samenleiter münden in den Samengang auf der Spitze des äußeren Fortpflanzungsorgans, dem Penis. Degrugillier und Leopold (1973) bezeichnen den Penis als Aedegus, der sich im hinteren ventralen Abdomen des *M. domestica* - Männchens, dem Genitalatrium befindet. Die Beschreibung der weiblichen Geschlechtsorgane erfolgt durch Degrugillier und Leopold (1973), Leopold et al. (1978) sowie Hiepe und Ribbeck (1982). Demnach besitzt das Fliegen - Weibchen paarige, aus den Eischläuchen bestehende, Ovarien. Die Ovariolen münden in den paarigen Ovidukt und diese vereinigen sich im unpaaren Oviductus communis, der in die Vagina mündet. Dorsal befindet sich eine Ausstülpung der Vagina, die Spermatheke, deren Funktion in Samenspeicherung und langsamer -abgabe besteht. Eine weitere Ausstülpung der Vagina ist die Begattungstasche, Bursa copulatrix. Auch die Weibchen besitzen Anhangsdrüsen (Hiepe u. Ribbeck, 1982). Degrugillier und Leopold (1973) beschreiben die inneren weiblichen Geschlechtsorgane im Eiablagrohr, das sich über die letzten Abdominal-Segmente erstreckt (VI - IX). Diese sind durch sehr flexible intersegmentale Häutchen miteinander verbunden. Nach Degrugillier und Leopold (1973) sowie Leopold et al. (1978) befinden sich im Übergang von Vagina zu Befruchtungskammer (Bursa copulatrix) drei verschiedene Klappen (dorsal, ventral, posterior). In den Untersuchungen des weiblichen Geschlechtsapparates wurde der hintere innere weibliche Geschlechtsapparat (Degrugillier u. Leopold, 1973) bzw. vor allem die Struktur der Befruchtungskammer (Leopold et al., 1978) dargestellt. Direkt unter der ventralen Klappe befindet sich die vordere vaginale Kammer (Degrugillier u. Leopold, 1973). Sie ist mit innervierten, kutikulären Stacheln ausgekleidet, wobei die Apex der Bursa copulatrix relativ stabile Stacheln besitzt. In der Bursa copulatrix treffen sich Ei und Spermium. Es wird insbesondere die Beteiligung der apikalen Stacheln diskutiert (Leopold et al., 1978). Klunker und Kiesow (1980) beschreiben das Abdomen als Hilfsmittel für die Geschlechtsbestimmung von *M. domestica* - Imagines. Ebenso werden von Eckert et al. (2008) die Flügeladern als Kriterium für die Geschlechtsbestimmung erwähnt. Elektronenmikroskopische Untersuchungen von Sukontason et

al.(2006 b), stellen die Feinstruktur unterschiedlicher Atemöffnungen der verschiedenen Segmente von *M. domestica* dar. Die Atmung von *M. domestica* wird durch Stigmen an Thorax und Abdomen ermöglicht. Es sind kleine, von Härchen bedeckte Öffnungen der Kutikula. Die Atemöffnungen befinden sich lateral am Mesothorax, Metathorax und Abdomen. Die altersabhängigen Veränderungen des Fettkörpers an männlichen Stubenfliegen beschreibt Sohal (1973). Bei den senilen *M. domestica* ist die offensichtlichste Veränderung der Fettkörperzellen deren reduzierte Anzahl und das geringere Volumen von Lipidtröpfchen und Glycogen.

2.2.4. *M. domestica* - Physiologie / Biochemie

Eier: Die Eier von *M. domestica* werden in Eipaketen abgelegt, wobei diese immer vertikal und auf dem hinteren Pol zu liegen kommen. Die Eier besitzen Schlupflinien (siehe 2.2.3.1. Abb.4). Beim Schlupfvorgang der Larve I wird entweder die rechte oder die linke Schlupflinie vollständig bzw. fast vollständig geteilt (Hinton, 1960). Durch Hinton (1960, 1966) wird neben Untersuchungen des Respirationssystems der Eischale von *M. domestica* das Problem der Atmung unter Wasser dargestellt. Grundsätzlich ist es nicht selten, dass immobile Stadien terristischer Insekten (z.B. *M. domestica*) mit Wasser in Berührung kommen. Diese haben jedoch die Möglichkeit den gelösten Sauerstoff des Wassers zu nutzen. Das Atmungsorgan unter Wasser, auch als permanente Kieme dargestellt, ist das Plastron. Das Plastron wird durch Maschenwerkverzweigungen gebildet, wobei ein hydrophobes Netzwerk entsteht. Diese feine hydrophobe Schicht bewirkt, dass die Luft in der äußeren und inneren Schicht des Maschenwerkes permanent bestehen bleibt. Die Struktur hält dem hydrostatischem Druck bzw. dem Eindringen des Wassers stand. Die Atmung an der Luft erfolgt durch Diffusion von Sauerstoff durch das äußere Maschenwerk, die Aeropylen und die innere Schicht. Die durch Cummings und O`Halloran (1974) dargestellten Strukturen der Eischale gehören dem respiratorischen System der *M. domestica* - Eier an. Die Aeropylen an beiden Polen, zusätzlich zu den fast auf der gesamten Eioberfläche vorhandenen Öffnungen, dienen dem Gasaustausch. Besondere Bedeutung haben dabei die ein bis zwei Aeropylen des posterioren Eipols. Im Zytoplasma dieser Region findet während der frühen embryonalen Entwicklung die Keimzellbildung bzw. -reifung statt. Dieser Vorgang benötigt einen höheren Sauerstoffgradienten und somit liegt im Ooplasma der posterioren Eiregion

ein höherer Sauerstoffpartialdruck vor. Untersuchungen von Nelson und Leopold (2003) beschreiben die Zusammensetzung der Vitellinmembran. Die dem Chorion innen anliegende und von den Follikelzellen gebildete Struktur enthält v.a. Kohlenwasserstoffe. Die Vermutung liegt nahe, dass Bestandteile der Membran eine Anpassung an die Eiablagegewohnheiten der Insekten darstellen, da die Vitellinschicht die Aufgabe hat den Embryo vor Austrocknung und anderen Einflüssen zu schützen.

Larven: Innerhalb der 3 Larvenstadien finden zwei Häutungen statt (La I-> La II, La II-> La III). Jenkin und Hinton (1966) beschreiben die verschiedenen Phasen des Häutungsprozesses. Wobei zwei wichtige physiologische Ereignisse speziell benannt werden: Ecdysis und Apolyse. Die Apolyse ist der vorbereitende Schritt. Sie stellt die Ablösung der Epidermis vom alten Exoskelett dar. Durch die Epidermis werden neue Schichten gebildet und die alte Endokutikula abgebaut. Somit entsteht zwischen Epidermis und alter Kutikula ein zunehmend größer werdender Spalt. Es folgt der Schlupfvorgang, die Ecdysis, er beinhaltet das Abstreifen des alten Exoskelettes (Jenkin u. Hinton, 1966). An der Häutung sind 3 Hormone beteiligt, das Juvenilhormon, das Häutungshormon (Ecdyson) und das Aktivationshormon. Letzteres, aus den neurosekretorischen Zellen des Vorderhirns stammend, stimuliert die Sekretion des Ecdyson aus den Prothorakaldrüsen. Das Zusammenspiel dieser beiden Hormone bestimmt die Metamorphose. Das Juvenilhormon ist Gegenspieler des Ecdysons und fördert das Larvenwachstum (Hiepe u. Ribbeck, 1982). Das Häutungshormon ist sowohl für die Ablösung als auch für die Neubildung der Kutikula verantwortlich. Die Larvenhäutung wird durch das Häutungshormon bewirkt, wenn eine hohe Konzentration des Juvenilhormons vorliegt. Zusätzlich sind Schlupfhormon und Bursicon involviert, wobei das eine für die Schlupfbewegungen und das andere für Gerbungsvorgänge verantwortlich ist (Zissler, 2010). Von Schwantes (1989) wird beschrieben, dass die Larven von *M. domestica* in der Lage sind, Volumen und osmotische Konzentration ihrer Haemolymph zu regulieren. Die wichtigsten Organe und Transportmechanismen für die Haemostase sind im Darm und in exkretorischen Systemen zu finden. Bei den Larvenstadien sind jedoch oft spezialisierte Regionen der Körperoberfläche involviert. Die Körperoberfläche scheint durch den ständigen Kontakt mit der Außenwelt für den Ionentransport sehr geeignet. Das Epithel des larvalen Analorgans, ventral am letzten Segment, erfüllt die Aufgabe eines Ionen - Transporters. Es findet ein aktiver Transport von Ionen aus dem Medium in das larvale Haemocoel statt. Sowohl die Ultrastruktur, als auch elektronenmikroanalytische Untersuchungen,

die die Anreicherung von Chlorid in dieser Region darstellen, führen zu dieser Erkenntnis. Ionen vermögen sich an die Kutikula zu binden und diese zu durchdringen. Die erhöhte Ionen - Permeabilität der Kutikula kann durch ihre Struktur, Einstülpungen, variierende Schichtdicke und zusätzlich damit verbundene Oberflächenvergrößerung, erklärt werden (siehe 2.2.3.2.).

Puppen: Die Puppen sind äußerlich als Ruhestadium anzusehen, wobei sich im Innern des Pupariums eine starke strukturelle Veränderung, die vollständige Metamorphose, vollzieht. Durch Abbauprozesse des larvalen Gewebes (Histiolyse) und Aufbau imaginalen Gewebes (Histiogenese) wird die Holometabolie vollzogen (Hiepe u. Ribbeck, 1982). Die Außentemperatur hat starken Einfluss auf die Zeitspanne der Puppenruhe. Durch das Verhältnis von Häutungshormon und Juvenilhormon wird die Imaginalhäutung bewirkt; wobei diese durch das Fehlen des Juvenilhormons induziert wird. Die Imaginalhäutung erfolgt durch Sprengung des Pupariums an präformierten Nähten (Zissler, 2010).

Imagines: Bowman (2008) beschreibt ein blasenartiges Gebilde am Kopf der Imagines, das für den Schlupf aus dem Puparium benötigt wird, das Ptilinum. Durch Einpumpen von Hämolymphe wird es aufgebläht und somit das Puppenende kraftvoll geöffnet. Nach dem Schlupf ist das Ptilinum in den Kopf der Imagines zurückgezogen und für das weitere Leben funktionslos. Das „Blut“ der Insekten besteht aus Hämolymphe (Plasma) und den Hämatozyten (Blutzellen). Als Aufgabe ist der Stofftransport (Nährstoffe, Hormone, Stoffwechselendprodukte), Aufrechterhaltung des Turgors und die Phagozytose zu nennen (Hiepe u. Ribbeck, 1982; Habedank et al., 2006).

Die Befruchtungsphase im Weibchen wird durch Leopold et al. (1978) näher dargestellt. Sie diskutieren Möglichkeiten, die die strukturellen Gegebenheiten wie z.B. die mukoide Schicht über dem Mikropyl und die apikalen, robusten kutikulären Stacheln der Spitze der Befruchtungskammer auf die Befruchtung haben. Eine Möglichkeit besteht darin, dass die apikalen Stacheln das mukoide Sekret zerkleinern und diese kleineren Teile durch Sekret der akzessorischen Drüsen aufgelöst werden. Vermutlich besteht die Funktion der längeren, flexiblen Stacheln der Kammer - Peripherie in der Bewahrung der Spermien, während das Ei mit dem Mikropyl voran in die Befruchtungskammer positioniert wird. Auch Degrugillier und Leopold (1973) beschäftigen sich in Ihrer Arbeit mit der Kopulation und zusätzlich der Eiablage von *M. domestica*. Zu Beginn der Begattung fährt das Weibchen

das Eiablagrohr teilweise aus, um es in das Genitalatrium des Männchens zu positionieren. Somit wird der Penis in die Vagina geführt. Dorsale und laterale Teile des Eiablagrohres werden erfasst und innerhalb des männlichen Atriums in die richtige Richtung gelenkt. Während der Begattung entsteht eine feste Einheit zwischen männlichen und weiblichen Geschlechtsorganen. Die Begattung von *M. domestica* kann mehr als eine Stunde betragen, die Übertragung von Sperma ist jedoch nach 10 Minuten abgeschlossen. Die restliche Zeit wird für die Abgabe von männlichem Sekret der akzessorischen Geschlechtsdrüsen benötigt. Die männlichen akzessorischen Geschlechtsdrüsen werden von Leopold et al. (1971) näher beschrieben, wobei vor allem das Sekret Bestandteil der Untersuchungen war. Dem Drüsensekret werden Mechanismen bezüglich der Frequenz, Dauer und Fähigkeit der Begattung sowie der Eiablage zugesprochen. Diese Mechanismen werden vermutlich durch einen Aktivator, der Bestandteil des Sekretes ist, beeinflusst. Das Drüsensekret wird im vorderen Teil des Ductus ejaculatorius gebildet dort aufbewahrt und während der Begattung direkt in das Lumen der vaginalen Ausbuchtungen platziert. Kurz nach Aufnahme beginnt eine Lyse der Zellen. Das Sekret des Männchens wird in die Haemolymphe aufgenommen. Durch die Ausbuchtungen ist eine schnelle Absorption des Aktivators gewährleistet. Im Körper des Weibchens erfolgt eine rasche Verteilung, es kann in der Kopfregion nachgewiesen werden. Damit erscheint es möglich, dass sich der Aktivator an Rezeptoren im Gehirn bindet und die Funktion des Eiablagrohres beeinflusst. Somit lässt sich der Einfluss sowohl auf Begattungsbereitschaft als auch Eiablage erklären, denn dafür ist die Tätigkeit des Ablagerohres essentiell (Leopold et al., 1971). Die Eiablage beginnt mit Bewegungen des Eiablagrohres, wobei die Spitze die Umgebung nach geeigneten Eiablagestellen prüft. Während der Eiablage ist das weibliche Ablagerohr vollkommen ausgefahren. Das Ei verlässt die Ovariolen, gelangt in den Oviduct und weiter in den Oviductus communis. Von dort erreicht es durch eine Richtungsänderung die Bursa copulatrix. In diese wird es mit dem anterioren Pol voran platziert und dort durch die Arme der dorsalen Klappe gehalten. Das Sperma gelangt direkt von der Spermatheke durch den Ductus in die Bursa und wird durch die kutikulären Stacheln festgehalten. 2 - 4 Spermien werden in der Befruchtungskammer vor Penetration durch die Mikropylen beobachtet (Degrugillier u. Leopold, 1973). Das Exoskelett ist nicht zum Wachstum befähigt (Habedank et al., 2006). Die Epikutikula zeigt eine hohe Tenazität gegenüber Chemikalien, Trockenheit und Feuchtigkeit. Die hohe Widerstandsfähigkeit gegenüber Feuchtigkeit wird vor allem durch die Wachsschicht

ermöglicht. Die sich anschließende Exokutikula ist die härteste Schicht der Kutikula. Sklerotin- bzw. Kalkeinlagerungen sind für ihre Härte verantwortlich. Chitin ist ein gegen chemische Einflüsse sehr widerstandsfähiges Polyazetalglucosamin. Als Proteine können das in heißem Wasser lösliche Arthropodin und das wasserunlösliche Sklerotin genannt werden (Hiepe u. Ribbeck, 1982). Chitin ist nicht löslich in Alkohol, Äther, organischen Lösungsmitteln, Laugen, verdünnten Säuren und Wasser; jedoch in konzentrierter Mineralsäure (Wigglesworth, 1955). Nelson et al. (1981) beschäftigen sich mit den Kohlenwasserstoffen der Lipide der Kutikula. Ein Bestandteil, den nur die weiblichen, geschlechtsreifen Stubenfliegen besitzen ist Tricosen, ein Alken, das ebenso in Geschlechtspheromonen enthalten ist. Ein weiterer Unterschied, der sich beim Vergleich der männlichen und weiblichen *M. domestica* zeigt ist, dass das Weibchen mehr Dimethylalkane besitzt. Einigen von ihnen wird eine Potenzierung der Wirkung von Tricosen zugesprochen. Auch Gibbs et al. (1995) untersuchten die Lipide der Kutikula, wobei sie den Einfluss von Geschlecht und Alter auf die kutikulären Kohlenwasserstoffe prüften. Die für geschlechtsreife Weibchen charakteristischen Tricosene, stellen mehr als 10% der Lipidbestandteile bei 4 Tage alten Weibchen dar. Es wird vermutet, dass die Zusammensetzung der kutikulären Lipide ihre physikalischen Eigenschaften beeinflusst. Somit wird angenommen, dass vor allem die Kohlenwasserstoffe, als Hauptbestandteil, bestimmend sind. Die Pheromone der Stubenfliege bestehen in hohem Maße aus ungesättigten und verzweigten Kohlenwasserstoffen. Beide Komponenten zeigen im Vergleich zu anderen Bestandteilen eine geringe Schmelztemperatur. Vermutlich wird somit die Permeabilität der Kutikula und in diesem Zusammenhang der Wasserhaushalt der Weibchen beeinflusst.

2.2.5. *M. domestica* - Ernährung

Die leckend-saugenden Mundwerkzeuge von *M. domestica* dienen der Nahrungsaufnahme (Hiepe u. Ribbeck, 1982; Lucius u. Loos-Frank, 2008). Es wird eine Verflüssigung fester Stoffe mit Hilfe des Speichelsekretes erreicht. Anschließend erfolgt das Auftupfen der flüssigen bzw. verflüssigten Nahrung. Dabei können an den Labellen Nahrungsreste zurück bleiben (Lucius u. Loos-Frank, 2008). Rehbein (2006) beschreibt Nahrungsquellen von *M. domestica* in Pferde- und Schweinebeständen. Wobei unter anderem das Belecken von Wunden zur Aufnahme von Blut und das Aufsaugen von Schweiß und anderen Sekreten

genannt werden. Bowman (2008) fand u.a. Kot, Milch, faulige Früchte und andere gelöste bzw. flüssige Substanzen, sowie Blut und Tränenflüssigkeit als Nährstoffe. Nach Hiepe und Ribbeck (1982) wird die Aufnahme der Nahrung durch den Speichelfluss von Hypopharynx auf die Labellen ermöglicht. Die Labellen werden über die Nahrung gestülpt und es erfolgt eine gleichmäßige Speichelverteilung. Somit können die aufgelösten Nahrungsstoffe durch die Wirkung von Kapillarkräften zu dem Saugrohr steigen. Nach Hiepe und Ribbeck (1982) sowie Habedank et al. (2006) gelangt die aufgesaugte Nahrung in einen temporären Nahrungsspeicher, den Kropf. Beim Übergang der Nahrung von Vorderdarm in den Mitteldarm muss diese, auf Grund der anatomischen Gegebenheiten, regurgitiert werden. Das Erbrochene gelangt durch den Kropf in flüssiger Form in die Außenwelt. Von diesen Flächen werden die Nahrungströpfchen wiederum aufgesaugt. Durch das Betupfen mit dem Rüssel erfolgt eine ständige Überprüfung der Oberfläche. Zuckerhaltige Nährstoffe werden allen anderen vorgezogen. Durch Keiding und Arevad (1964) wurden prinzipielle Angaben zur Fliegenzucht und zur Ernährung von Hausfliegen veröffentlicht; u.a. wird eine permanente Bereitstellung von Würfelzucker und Wasser empfohlen. Auch die Fütterung der adulten Fliegen mit Milch bzw. Milchpulver ist beschrieben worden. Klunker und Kiesow (1980) benennen als Larvensubstrat medizinische Weizenkleie, angesäuerte dicke Vollmilch und Wasser (2:2:1) sowie Zugabe von Hefe. Die Imagines werden mit Würfelzucker und zusätzlich mit angesäuertes dicker Vollmilch gefüttert.

2.2.6. *M. domestica* – Vorkommen, Schadwirkung, Bekämpfung

M. domestica, weltweit verbreitete lästige Insekten (Hiepe u. Ribbeck, 1982; Eckert et al., 2008), tragen nach Lucius und Loos-Frank (2008) erheblich zur Beunruhigung von Tieren und Mensch bei. Neben gesundheitsschädigenden Eigenschaften können diese Kosmopoliten als Vektoren fungieren. Pfister (2006) beschreibt *M. domestica* als ein, sich an Zimmerdecken versammelndes, tagaktives Insekt, welches durch das bevorzugte Auftreten in der Nähe des Menschen und der Tiere, hervorgerufene Belästigung sowie die Affinität zu organischem Material charakterisiert ist. Hiepe und Ribbeck (1982) benennen als Biotop von *M. domestica* Stallungen, bevorzugt Schweine-, Pferde-, aber auch Rinder -und Schafställe, Wohnräume und Freiland bzw. Weiden. Als Beispiel für die Entwicklungsfähigkeit der Stubenfliege sind in einem Kilogramm Pferdemist 5000 - 8000

und in einem Kilogramm Schweinemist 15 000 sich entwickelnde *M. domestica* - Larven nachgewiesen worden. *M. domestica* wird als Indigenae benannt. Eine biotopeigene Art, die sich durch Vermehrung in diesem hält. Die Entwicklung findet über das ganze Jahr auf der Gülleschwimmdecke in den Kanalsystemen der Stallungen statt. Die Untersuchungen der Fliegenbeine von Sukontason et al. (2006 a) weisen, speziell den Haftlappen und den daran befindlichen Härchen, eine mechanische Vektorfunktion nach. *M. domestica* ist ebenfalls von De Jesus et al. (2004) als Vektor beschrieben worden. Beine, Mundwerkzeuge, Körperoberfläche und ihre Exkrete (Regurgitationsmaterial, Faeces) können an der Übertragung von Pathogenen beteiligt sein. Förster et al. (2007) sammelten an verschiedenen Tierplätzen Fliegen (insgesamt 12 Fliegen-Spezies - davon 42,9 % *M. domestica*). Ausschließlich *M. domestica* war sowohl in Schweine-, als auch in Pferdestallungen gefunden worden. Alle gefangenen Fliegen trugen auf ihrer Körperoberfläche pathogene und apathogene Mikroorganismen sowie Pilze (*Aspergillus fumigatus*, *Mucor sp.*). Es wurden z.B. *Corynebakterien*, *E. coli*, *Enterobacteriaceae*, *Klebsiella spp.*, *Proteus sp.* und *Staphylococcus aureus* nachgewiesen. *E. coli* sind vor allem an Fliegen gefunden worden, die in der Nähe von Hundehütten gefangen wurden. Desweiteren wurde an den *M. domestica* der Schweineställe *ETEC* nachgewiesen. Szalanski et al. (2004) untersuchten *M. domestica*, die in und um Putenanlagen gefangen wurden. Die große Stubenfliege war dabei die am häufigsten angetroffene Fliegenart. Humanpathogene *Campylobacter spp.* und *E.coli* O157:H7 (*EHEC*) wurden nachgewiesen. Die große Stubenfliege wird als „echter Zwischenwirt“ des im Pferdemagen schmarotzenden Helminthen *Habronema muscae* beschrieben. Desweiteren wird *M. domestica* die mechanische Übertragung einer Vielzahl von Protozoen, Pilzen, Bakterien und Viren zugesprochen (Mehlhorn u. Piekarski, 2002; Habedank et al., 2006; Bowman, 2008; Eckert et al., 2008; Lucius u. Loos-Frank, 2008). Untersuchungen an eingefangenen Fliegen von Markus (1980) zeigen, dass verschiedene Fliegenspezies als Vektor von *Sarcocystis* und vermutlich *Isospora* fungieren. Graczyk et al. (1999) untersuchten sowohl Oberfläche, als auch Darminhalt und Faeces der verschiedenen Entwicklungsstadien von *M. domestica* auf *Cryptosporidium parvum*. Sowohl auf der Oberfläche der untersuchten Imagines (v.a. Beine, Flügel), Larven und Puppen sowie im Inneren der Larven und Puppen waren Oocysten von *C. parvum* nachweisbar. Ebenso in den Faeces der adulten Fliegen. Somit können *M. domestica* - Imagines, Larven und Puppen an der Verbreitung bzw. Entstehung der Cryptosporidiose involviert sein. Aus humanmedizinischer Sicht spie-

len das Poxvirus, Poliomyelitisvirus und Gelbfiebertvirus eine Rolle. Bei der Übertragung von bakteriellen Erregern ist auch die Aufnahme von Pathogenen in den Darm genannt. An dieser Stelle sind unter anderem, *Salmonella spp.*, *E. coli*, *Shigella spp.*, *Chlamydia trachomatis*, *Pasturella spp.*, Rotlaufferreger, *Listeria monocytogenes* und Eitererreger zu nennen. Untersuchungen von Cohen et al. (1991) zeigen ebenfalls, dass *M. domestica* an der Übertragung von Shigellen beteiligt ist. Zwei verschiedene Militär-Stationen, mit und ohne Fliegenbekämpfung, wurden auf Fliegenspezies und -anzahl sowie Durchfallerkrankungen durch *Shigella sp.* untersucht. Wobei von den gefangenen Fliegenarten im Küchenbereich 98% *M. domestica* und im Bereich der Latrine 88% *M. domestica* waren. Auch Humanpathogene *Helicobacter pylori* wurden sowohl auf der Körperoberfläche, als auch im Darmtrakt adulter *M. domestica* nachgewiesen (Grübel et al., 1997). Ebenso wird die Rolle von *M. domestica* in der Humanmedizin durch Fotadar et al. (1992) hervorgehoben: Die in einer chirurgischen Abteilung eines indischen Krankenhauses gefundenen Fliegen, gehörten ausschließlich zur Spezies *M. domestica*. Mikrobiologische Untersuchungen zeigten, dass auf der Körperoberfläche dieser untersuchten Fliegen eine höhere Bakteriendichte zu finden war als bei der Kontrollgruppe. Hierbei konnten z.B. neben *E. coli* und *Klebsiella spp.*, die Krankenhaus - Pathogene *S. aureus* und *P. aeruginosa*, in eindeutig höherer Anzahl nachgewiesen werden. Die meisten Bakterien, die in dieser Studie isoliert wurden, sind von medizinischer Bedeutung. Die Untersuchungen von *M. domestica* - Larven wiesen auch diese als Vektoren von pathogenen und apathogenen Bakterien und Pilzen nach; sowohl die Larvenoberfläche, als auch der Darminhalt der Larven wurden untersucht. In diesem Zusammenhang ist auf das Verfüttern von Larven an Geflügel oder Fischen hingewiesen worden (Banjo et al., 2005).

Aus den Darlegungen über das häufige Vorkommen, die Rolle als Gesundheitsschädling und Vektor von *M. domestica* ist eine ständige Kontrolle und Bekämpfung dieser Insektenart unerlässlich. Die Notwendigkeit und Bedeutung gezielter Desinfektionsmaßnahmen wird in dem Lehrmodell zur Bekämpfung von Parasiten und Parasitosen von Mensch und Tieren unter besonderer Berücksichtigung der Desinfektion von Hiepe (1972), modif. Hiepe u. Dauschies (2006) und Hiepe et al. (2009) dargestellt (s. Abb 1). Nach Hiepe und Ribbeck (1982) ist eine effektive Fliegenbekämpfung durch Kombination von technologischen und hygienischen Maßnahmen und dem Einsatz von chemischen Stoffen möglich. Die Maßnahmen der Bekämpfung müssen sowohl unter Berücksichtigung des

Produktionszyklus, als auch des Entwicklungszyklus der Fliegen erfolgen. Die Sterile male technique ist eine Möglichkeit der Insektenbekämpfung. Wobei die Sterilisation der Männchen chemisch oder durch gamma - Strahlung erreicht werden kann (Hiepe u. Ribbeck, 1982). Eckert et al. (2008) beschreiben physikalische, biologische und chemische Verfahren zur Bekämpfung von *M. domestica*. Als Beispiele für physikalische Verfahren sind Leimbandfliegenfänger und Elektrofallen genannt. Die technologischen und hygienischen Maßnahmen zielen vor allem auf die Minimierung von Brutmedien, durch regelmäßige und gründliche Reinigung und Trocknung von Stallungen, Futterkrippen sowie die Kotbeseitigung, ab. Auch die Verdichtung von Tiefstreu, das Zerstören der Gülleschwimmschicht oder die sorgfältige Stapelung von Mist ist genannt. Voigt (2011) beschreibt *M. domestica* ebenfalls vornehmlich in Schweineställen. Bei Massenbefall der großen Stubenfliege können Schweine aggressives Verhalten und Schwanzbeißen zeigen. Die Kontrolle vor massivem Auftreten ist wichtig. Stallhygiene und die Verhinderung des Zuflugs werden neben dem Einsatz von Insektiziden genannt. Betke et al. (1989) befassen sich mit der biologischen Fliegenbekämpfung, im speziellen mit dem Antagonismus von *Ophyra aenescens* und *M. domestica* in einer „Einphasenschweinemastanlage“. In dieser wird die Entmistung mittels Fließkanal gewährleistet. Larven III von *Ophyra aenescens* schädigen *M. domestica* - Larven und ernähren sich von ihnen, pro *O. aenescens* - Larve werden bis zu 20 *M. domestica* - Larven abgetötet. Eine merkliche Reduzierung der *M. domestica* - Populationen erfolgte nach 7 - 8 Wochen. Unter günstigen Umständen kann es in einer Schweinemastanlage zu einer vollkommenen Verdrängung der *M. domestica* - Population kommen. Eine Belästigung durch *O. aenescens* - Imagines von Mensch und Tieren sind aufgrund ihres Flugverhaltens und der „selbstregulierenden Populationsdichte“ nicht zu erwarten. Bei der Gesamtheit der Bekämpfungsmöglichkeiten gegen Schadarthropoden, hier speziell gegen *M. domestica*, wird jedoch eingeräumt, dass die chemische Bekämpfung die gängige Methode in den Nutztierbetrieben darstellt. Eine weitere Möglichkeit der biologischen Bekämpfung wurde durch Lam et al. (2010) bearbeitet, wobei flüchtige fungale Stoffe zum Einsatz kommen. Pilze konkurrieren mit *M. domestica* um organisches Substrat. Das Eiablageverhalten des Fliegenweibchens wird untersucht und dabei eine deutlich geringere Eiablage festgestellt, wenn Kot *Phoma sp.* und *Rhizopus sp.* enthält. Ebenso wurde die Eiablageintensität bei Verwendung von semi-chemischen fungalen Stoffen bewertet, auch hier wurde die Eiablage stark reduziert. Aufgrund der

Ergebnisse wird vermutet, dass weibliche *M. domestica* fungale flüchtige Stoffe wahrnehmen können und ihre Eiablage somit beeinflussbar ist. Eckert et al.(2008) beschreiben verschiedene Schlupfwespenarten, die sich innerhalb der *M. domestica* - Larven bzw. - Puppen entwickeln und diese somit töten. Auch werden Schwalben als effektive *M. domestica* Vertilger angegeben.

Bei der chemischen Bekämpfung von Fliegenlarven werden Larvizide benutzt, die vor allem Entwicklungshemmer beinhalten, welche die Ecdysis (Voigt, 2011) und Chitinsynthese stören. *M. domestica* - Imagines und Warmblüter werden nicht beeinträchtigt (Mehlhorn u. Piekarski, 2002; Eckert et al., 2008). Die Bekämpfung der Imagines erfolgt durch Insektizide (Pyrethrine, Pyrethroide, Organophosphate, Carbamate) in den verschiedensten Formulierungen. So können z.B. Kontakt -oder Fraßinsektizide in Kombination mit Lockstoffen zu einer gezielten Insektenbekämpfung beitragen. Jedoch sind der Schutz des Anwenders, mögliche Fischtoxizität sowie Wartezeiten von Milch und Fleisch zu berücksichtigen. Bei *M. domestica* sind Resistenzbildungen sowohl gegen Larvizide als auch gegen alle oben aufgeführten wichtigen Insektizid - Gruppen bekannt (Pfister, 2006; Rehbein, 2006; Eckert et al., 2008; Jandowsky, 2010; Jandowsky et al., 2010). Die ordnungsgemäße Reinigung und Desinfektion von Stallungen und Räumen sollte ein Bestandteil der Bekämpfungsmaßnahmen sein (Rossow et al., 1975; Hiepe u. Ribbeck, 1982). Georghiou et al. (1965) untersuchten die Entwicklung der Insektizid - Resistenz in Kalifornien. Es wurden 3 d alte *M. domestica* - Weibchen bekannter resistenter bzw. sensibler Stämmen verwendet. 19 verschiedene Wirkstoffe wurden sowohl topikal als auch oral appliziert. Nur 5 dieser Wirkstoffe zeigten sich toxisch gegenüber bekannter Insektizidresistenter Stämme. Jandowsky (2010) führte zur Problematik der Resistenzbildung Untersuchungen in Milchviehbetrieben in Brandenburg durch, wobei gefunden wurde, dass gegen diejenigen Insektizide, die derzeit am häufigsten zum Einsatz kommen (Wirkstoffklasse: Pyrethroide) in den getesteten Betrieben eine fast vollständige Resistenz der nachgewiesenen *M. domestica* - Stämme vorliegt.

Aus den umfangreichen Literaturstudien zu *M. domestica* wird ersichtlich, dass über diese Insekten-Art umfassende Kenntnisse vorliegen, eine Voraussetzung für die Eignung von *M. domestica* als repräsentativer Indikator für Desinfektionsmittel - Wirksamkeitsprüfungen.

3. Eigene Untersuchungen

3.1. Material und Methoden

3.1.1. Zucht und Ernährung von *M. domestica*

Für die eigenen Untersuchungen wird ein *M. domestica* Stamm verwendet, der seit mehr als 25 Jahren von Bannert* derzeit im Institut für Molekulare Parasitologie der HU Berlin gezüchtet wird. Um die Haltung, Zucht und Ernährung von *M. domestica* optimal durchzuführen, waren die Arbeiten von Keiding und Arevad (1964), Klunker und Kiesow (1980), Bannert (1992) und Gasche (1994) sehr hilfreich.

Material für die Fliegenzucht: Zuchtkasten aus Holz, Leuchtmittel (Glühbirne), Thermometer, Gaze, Gummiband, Glas mit Schraubdeckel, Baumwollstreifen, Eiablagebehältnis / Fütterungsbehältnis aus Glas, Spritzflasche, Aufzuchteimer (5 l), Gabel, Löffel, Überzüge für Aufzuchteimer (Damenfeinsöckchen 1% Elastan, 99% Polyamid), Futter (Weizenkleie, Haferflocken (grob, fein), Milchpulver, Puderzucker, Würfelzucker, Wasser), Puppenaufbewahrungsgefäße (verschiedene Ausführungen aus Plaste)

Zuchtkasten: Die Haltung des *M. domestica* - Laborstammes erfolgt in einem Holzkasten mit den Maßen 50 x 50 x 50 cm, wobei 2 Seiten, der Boden sowie die Decke aus Holz und die rechte Seitenwand aus Fensterglas besteht. Die vordere Seite ist offen und wird als Arbeitszugang verwendet. Die Öffnung ist mit Gaze verschlossen, deren freies Ende mit einem Gummiband zusammengerafft ist, um das Arbeiten im Inneren des Holzkastens ohne Entweichen der Imagines zu ermöglichen. Desweiteren verhindert die Gaze den Eintritt von *M. domestica* - Imagines in den Zuchtkasten. Innerhalb des Kastens ist ein Thermometer befestigt, um die Temperatur zu kontrollieren. Außerdem verfügt der Zuchtkasten über einen elektrischen Anschluss; dieser ermöglicht die Installation einer 40 W Glühbirne im Inneren des Holzkastens an der Decke.

*Frau Dr. Bannert sei für die Bereitstellung des *M. domestica* - Stammes und die hilfreichen Ratschläge gedankt.

Die Imagines können sich innerhalb dieses Zuchtkastens frei bewegen. Neben dem erwähnten Thermometer und der Lichtquelle befinden sich die Eiablageschalen / Futterbehältnisse und eine Wasserquelle für die Imagines im Zuchtkasten. Die Eiablageschalen, haben einen Durchmesser von 9 cm und sind 8,5 cm bzw. 7 cm hoch. Sie bestehen aus Glas und sind mit Fliegenfutter gefüllt. Je nach Anzahl der Imagines befinden sich 2-3 frische und 2-3 ältere (ab 3. d) Eiablageschalen im Zuchtkasten. Der Austausch der Eiablageschalen erfolgt in Abhängigkeit der benötigten Fliegenstadien, jedoch für ausschließliche Zuchtzwecke durchschnittlich alle 5 - 6 Tage.

Klimatische Bedingungen: Der Zuchtkasten und die Behältnisse, welche die verschiedenen Entwicklungsstadien von *M. domestica* enthalten, die für die Aufrechterhaltung der Zucht vorgesehen sind, befinden sich in einem separaten Raum. Der Raum ist ca. 4 m² groß, beinhaltet einen 1 m langen Heizkörper und eine Fensterfront (ca. 1,5 m). Die Fenster sind von außen mit Gaze bespannt, um während des Lüftens ein Eindringen von Insekten innerhalb des Zuchtraumes zu verhindern. Die klimatischen Bedingungen schwanken in diesem Raum, ein Ölradiator wurde zu Hilfe genommen, um die Schwankungen so gering wie möglich zu halten. Die Temperaturen betragen 25 °C +/- 2 C° und die rel. Luftfeuchte liegt bei 65 % +/- 5%. Durch die Glühbirne im Inneren des Holzzuchtkastens ist eine ständige Lichtdauer von 24 h gewährleistet.

Fütterung: Das Fliegenfutter ist sowohl für die Imagines, als auch für die verschiedenen Larvenstadien geeignet. Es besteht aus Haferflocken (grob, fein), Weizenkleie und Milchpulver in einem Mischungsverhältnis 2:2:1. Desweiteren erfolgt die Zugabe von Puderzucker und Wasser. Die groben Haferflocken (Speisahaferflocken) und das Milchpulver (Aufzucht D der Firma Bergin^R) werden aus dem Großhandel in Säcken bezogen, die feinen Haferflocken von einer Lebensmittelkette in 500 g Beuteln. In Abhängigkeit vom Entwicklungsstadium, für welches das Futter zubereitet wird, variiert die zugegebene Wassermenge. Nach Gasche (1994) und Klunker und Kiesow (1980) wird, um der Schimmelbildung im angerührten Substrat vorzubeugen, Nipagin (Methylhydroxybenzoat) hinzugefügt. Hierbei werden 500 g Fliegenfutter 200 mg Nipagin, bzw. 150 - 300 mg/kg Nipagin zugesetzt. Dies ist bei ausreichender Larvenanzahl in einem Aufzuchteimer jedoch nicht nötig, denn durch die Larven wird das Futter gut durch- bzw. zersetzt. Das Futter wird erneuert, wenn die Haferflocken durch die verschiedenen Larvenstadien verwertet und somit nicht

mehr erkennbar sind. Da die Futtermittelverwertung in Abhängigkeit von der Larvenanzahl geschieht, kann für die Futtererneuerung keine genaue Zeitangabe gemacht werden, jedoch erfolgt eine tägliche Durchmischung des Futter-Larven-Substrates. Dadurch sind die Kontrolle des vorhandenen Futterangebotes und die Belüftung der unteren Substratschicht gewährleistet. Das Zufutter für die Imagines im Zuchtkasten besteht aus Würfelzucker (Klunker u. Kiesow, 1980; Gasche, 1994). Als Wasserquelle wird ein 1000 ml Einmachglas mit einfach perforiertem Deckel benutzt. Durch die Perforationsstelle des Deckels ist ein langer Baumwollstreifen gezogen, der bis zum Boden des mit Wasser gefüllten Glases reicht. Das aus dem Glas ragende, circa 5 cm lange Baumwollstück ist somit ständig feucht. Die Erneuerung des Baumwollstreifens erfolgt je nach Verschmutzungsgrad, jedoch mindestens alle 2 - 3 Wochen in Verbindung mit dem Wasserwechsel (Keiding u. Arevad, 1964; Klunker u. Kiesow, 1980).

Behältnisse für die Zucht: Wie bereits erwähnt befinden sich die Imagines in einem Holzzuchtkasten. Die Eier werden durch die *M. domestica* - Weibchen in die dort befindlichen Eiablageschalen abgelegt, wo anschließend die Entwicklung der Eier zu Larven I erfolgt. Die Eiablageschalen werden dem Holzzuchtkasten entnommen und die La I (1.-2. d) und La II (3.-4. d) in einen handelsüblichen 5 l Plasteeimer umgesetzt. Zuvor werden diese Eimer in Abhängigkeit von der Larvenanzahl mit Futtersubstrat gefüllt. Die verschiedenen Larvenstadien durchlaufen ihre Entwicklung in den beschriebenen Aufzuchteimern. Die Abdeckung erfolgt durch Damenfeinsöckchen. Nach der Verpuppung werden die oben liegenden Tönnchenpuppen (ca. 11. d) soweit wie möglich separiert und in verschiedene Plastebehältnisse überführt. Hier erfolgt ebenfalls die Abdeckung der Öffnung mit Feinsöckchen. Die schlüpfenden Imagines (ab ca. 4. d) sammeln sich an der Unterseite des Überzuges und sind in den Holzzuchtkasten zu überführen. Für die Desinfektionsmittelversuche können je nach Verfügbarkeit, die benötigten Entwicklungsstadien aus den entsprechenden Aufbewahrungsbehältnissen entnommen werden.

Eigenschaften: Die verschiedenen Entwicklungsstadien von *M. domestica* zeigen für die Versuchsdurchführung nutzbare Eigenschaften. Dadurch ist es möglich, Larven / Puppen in konzentrierter Form und mit nur geringer Futteranhaftung zu gewinnen. So gelangen Larven I an die Oberfläche, wenn das Eiablagegefäß befeuchtet wird. Im Anschluss an die Durchmischung des Larven-Futter-Gemisches innerhalb des Aufzuchteimers bewegen sich Larven

II bzw. Larven III nach oben. Verpuppungsreife Larven III zeigen eine Affinität zu trockenen Bereichen, d.h. sie kommen zur Verpuppung an die Oberfläche des Aufzucht-eimers. Imagines setzen sich an die Unterseite der Gefäßabdeckung, sodass sie mühelos gesichtet werden können. Desweiteren verlassen sie die befeuchteten Eiablagegefäße, somit wird die „fliegenärmere“ Entnahme der mit Larven I gefüllten Behältnisse ermöglicht.

3.1.2. Desinfektionsmittel – Testsubstanzen

In der vorliegenden Arbeit wurden 2 verschiedene Desinfektionsmittel als Versuchspräparate für die Entwicklung und Durchführung des Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfverfahrens bei Schädarthropoden verwendet: Das erste Desinfektionsmittel Ascarosteril AB* (nachfolgend als Versuchspräparat 1 bezeichnet), ist ein 2-Komponentenpräparat, das in der 13. Desinfektionsmittelliste für die Tierhaltung der DVG (N.N., 2011/1) aufgeführt und im Handel erhältlich ist. Als Wirkstoffe sind in Komponente A o-Hydroxydiphenyl-Fettsäure-Eutektikum und in Komponente B Peressigsäure angegeben. Versuchspräparat 1 besitzt, laut DVG - Liste, in den jeweiligen Konzentrationen und Einwirkzeiten, eine bakterizide, tuberkulozide, fungizide, viruzide und antiparasitäre (Wurmeier und Kokzidien) Wirkung. Komponente A ist eine visköse, klare, farblose Flüssigkeit mit charakteristischem Geruch, Komponente B ist eine klare, farblose Flüssigkeit mit charakteristisch stechendem Geruch. Für die Herstellung der Anwendungslösung wurden Komponente A und Komponente B in einem Verhältnis von 2:1 zusammengeführt und anschließend mit Leitungswasser gemischt. Weitere Angaben zu Versuchspräparat 1 können dem Sicherheitsdatenblatt gemäß Verordnung (EG) Nr. 1907/ 2006 entnommen werden. Die zweite Testsubstanz Antiseptica Flächen-Desinfektion 7** (nachfolgend als Versuchspräparat 2 bezeichnet), ist nicht in der 13. Desinfektionsmittelliste für die Tierhaltung der DVG (N.N., 2011/1) aufgeführt. Jedoch von der DGHM und vom RKI gelistet. Das Flächendesinfektionsmittel ist nach den Standardmethoden und dem Anforderungskatalog der DGHM sowie nach CEN/ Europäischer Prüfmethodik Phase 2 / Stufe 2 begutachtet und zertifiziert, es besitzt eine bakterizide, tuberkulozide, sporizide, fungizide und virusinaktivierende Wirkung.

* Hersteller: Kesla Pharma Wolfen GmbH

** Hersteller: Antiseptica chem.-pharm. Produkte GmbH

Versuchspräparat 2 ist auf der Basis von 5 Wirkstoffen als Konzentrat erhältlich, die Anwendung erfolgt mit Leitungswasser verdünnt. Die Wirkstoffe sind Glutaraldehyd, Glyoxal, Formaldehyd, Benzalkoniumchlorid und Didecyl-dimethylammonium-chlorid. Das Präparat ist flüssig, von blauer Farbe und hat einen stechenden Geruch. Weitere Angaben können dem EG-Sicherheitsdatenblatt gemäß Verordnung (EG) Nr. 1907/ 2006 entnommen werden. Die Anwendung des Versuchspräparates 2 erfolgte in gleicher Weise (Durchführung, Konzentrationen und Einwirkzeiten) wie die Desinfektionsmittelprüfungen von Versuchspräparat 1 an den verschiedenen Entwicklungsstadien von *M. domestica*. Das Ziel bestand darin, zu testen, ob eine Wirksamkeit gegen Schadarthropoden zu erwarten ist sowie eine Vergleichbarkeit der Ergebnisse beider Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfungen zu erlangen.

Material für die Herstellung der benötigten Desinfektionsmittel-Konzentrationen: Desinfektionsmittelkonzentrat, Leitungswasser, Reagenzglasständer, Reagenzgläser (50 ml), Bechergläser (500 ml), Glaspipette (2 ml, 5 ml, 20 ml), Pipettierhilfe, Mikropipettierhilfe, Pipettenspitzen, Kittel, Handschuhe, Mundschutz, Schutzbrille, Zellstoff

Die Herstellung der Desinfektionsmittellösungen erfolgte strikt nach Angaben der Hersteller. Die entsprechende Anwendungskonzentration des Desinfektionsmittels wurde unmittelbar vor jedem Versuch frisch zubereitet.

Formeln für die Herstellung der benötigten Desinfektionsmittel-Konzentrationen:

Basisgleichung:

$$C1 \times V1 = C2 \times V2$$

- C1 - Konzentration des vom Hersteller erhaltenen Desinfektionsmittelkonzentrates (hier 100%ig)
- V1 - zuzugebendes Volumen des Desinfektionsmittelkonzentrates
- C2 - gewünschte Anwendungskonzentration
- V2 - gewünschte Gesamtvolumen der Desinfektionsmittellösung
- V_{H2O} - Volumen an Wasser als Verdünnungsmittel

Berechnungsgleichung (nach V1 umgestellt):

$$V1 = C2 \times V2 / C1$$

Volumenermittlung des zuzuführenden Wassers:

$$V_{H2O} = V2 - V1$$

Die in dieser Arbeit angewendeten Desinfektionsmittelkonzentrationen und Einwirkzeiten wurden durch umfangreiche Voruntersuchungen an Versuchspräparat 1 ermittelt. Der letztendliche Versuchsumfang umfasst sowohl in den Suspensionsversuchen, als auch in den Keimträgerversuchen (Pappelholz, Fliesenrückseite) fünf Durchgänge / Wiederholungen im Doppelansatz. Dementsprechend wurden die verschiedenen *M. domestica* - Entwicklungsstadien (Eier, La I, La II, La III, Pu) bei der jeweils angegebenen Einwirkzeit und den verschiedenen Konzentrationen mit Versuchspräparat 1 und mit dem nicht DVG gelisteten Versuchspräparat 2 sowohl im Suspensionsversuch als auch im Keimträgerversuch getestet. Eine Ausnahme bildeten die Imagines, an denen die Desinfektionsmittel nur im Suspensionsversuch geprüft worden sind. Die Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfung für ein Entwicklungsstadium erfolgte bei gleichbleibender Einwirkzeit, jedoch unterschiedlichen Konzentrationen.

Die Untersuchungen fanden in enger Anlehnung an die „Richtlinien für die Prüfung von Desinfektionsverfahren und chemischen Desinfektionsmitteln“ der DVG statt, speziell an den Vorgaben der Desinfektionsmittelprüfung am Indikatorparasiten *Ascaris suum* (N.N., 2007). Mit diesem Vorgehen soll eine direkte Vergleichbarkeit der Arbeitsergebnisse mit bereits bestehenden Erkenntnissen zu antiparasitärer Wirkung gegeben werden. Der direkte Vergleich ist nur bei dem bereits (u.a. mit antiparasitärer Wirkung gegen Protozoen (*Eimeria* sp.-Oozysten) u. Helminthenstadien (*A. suum*-Eier)) gelisteten Desinfektionsmittel (Ascarosteril AB-Versuchspräparat 1) möglich. Da das zweite, nicht DVG - gelistete Desinfektionsmittel-Versuchspräparat 2, jedoch in gleichen Konzentrationen und Einwirkzeiten getestet wird, ist hier durchaus ein indirekter Vergleich gegeben.

3.1.3. Suspensionsversuch

Für die Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfverfahren werden für die Suspensionsversuche jeweils 100 ml der Desinfektionsmittellösung in der entsprechenden Konzentration kurz vor Versuchsbeginn hergestellt.

Material für die Versuchsdurchführung:

Eier: Federpinzette, Pasteurpipette, Petrischale, Leitungswasser, 6-Well-Platten, Uhr, Desinfektionsmittel (in verschiedenen Konzentrationen), Kolbenhubpipette, Pipettenspitzen, Glaspipetten (5 ml), Pipettierhilfe, Wipptisch (Biometra -Mini-Taumel-Wipptisch WT 17, Biosan - Sunflower Mini Shaker 3D), Fotoschale (30 x 60 cm), Zellstoff, Sieb (Marke Sonja, Maschenweite ca. 0,5 mm), schwarze Baumwollunterlagen (2 x 2 cm), Sprühflasche, Klebestreifen (breit), Deckglas, Wärme- und Trockenschrank (Heraeus Instruments), Auflichtmikroskop (Carl Zeiss Jena)

Larven I: Federpinzette, 6-Well-Platte mit Deckel, Uhr, Desinfektionsmittel (in verschiedenen Konzentrationen), Kolbenhubpipette, Pipettenspitzen, Glaspipetten (5ml), Pipettierhilfe, Wipptisch (Biometra - Mini-Taumel-Wipptisch WT 17 , Biosan - Sunflower Mini Shaker 3D), Fotoschale (30 x 60 cm), Zellstoff, Sieb (Marke Sonja, Maschenweite ca. 0,5 mm) schwarze Baumwollunterlagen (2 x 2 cm), Leitungswasser, Pasteurpipette, Sprühflasche, Deckglas, Auflichtmikroskop (Carl Zeiss Jena), Wärme- und Trockenschrank (Heraeus Instruments)

Larven II / Larven III / Puppen: Federpinzette, Petrischale (Durchmesser 9,5 cm), Plastebecher für Kontrollen Durchmesser 9,5 cm mit Feinsöckchen (LaII/LaIII), Uhr, Glaspipetten (5 ml), Pipettierhilfe, Desinfektionsmittel (in verschiedenen Konzentrationen), Wipptisch (Biometra - Mini-Taumel-Wipptisch WT 17, Biosan - Sunflower Mini Shaker 3D), Fotoschale (30 x 60 cm), Zellstoff, Sieb (Marke Sonja, Maschenweite ca. 0,5 mm), Leitungswasser, Behältnis aus Plaste (5,5 x 5,5 x 3,5 cm) mit Abdeckung (1% Elastan + 99% Polyamid) und Deckel, Zucker – Lösung, Baumwollstücken (0,5 x 0,5 cm), Wärme- und Trockenschrank (Heraeus Instruments)

Imagines: Federpinzette, Petrischale (Durchmesser 14 cm), Ringe aus Glas/Metall (9,5 x 6 cm), Gaze, Gummiband, Zucker- Lösung, Zerstäuber, Desinfektionsmittel (in verschiedenen Konzentrationen), Uhr, Leitungswasser, Sprühflasche, Zellstoff

Die verschiedenen Entwicklungsstadien, außer Imagines, mit denen die Desinfektionsmittelprüfungen durchzuführen sind, werden nach Beendigung der Einwirkzeit, Reaktionsstop und Überführen in neue Behältnisse in einen Wärmeschrank (Heraeus Instruments) verbracht. Somit ist die Aufbewahrung unter einheitlichen Bedingungen gegeben. Die Temperatur im Wärmeschrank beträgt 27 °C, die relative Luftfeuchte liegt bei 80 % +/- 5 %, mindestens einmal täglich wird belüftet.

Behältnisse für die Versuchsdurchführung

Für die Versuche mit *M. domestica* -Eiern und -Larven I werden 6-Well-Platten, mit -Larven II, -Larven III und den -Puppen werden Petrischalen verwendet. Die Versuche der Imagines sind mit beidseits - Gaze bespannten Ringen, die auf Petrischalen gesetzt werden, durchzuführen. Somit kann das Entweichen der Fliegen verhindert werden. Als Behältnisse für die Entwicklungsstadien nach Ablauf der Desinfektionsmitteleinwirkung, d.h. zur Aufbewahrung bis zur Auswertung haben sich für die *M. domestica* -Eier 6-Well-Platten, die mit breitem Klebeband verschlossen werden, bewährt. Zum einen gelingt somit die Herstellung kleiner Klimakammern, sodass die Austrocknung der Eier verhindert wird und zum anderen sind schlüpfende Larven I an der Flucht gehindert. Das Luftangebot innerhalb des Wells ist ausreichend. Ebenso werden für die Larven I Well-Platten verwendet, jedoch sind diese mit einer Zellstofflage und dem passenden Platten-Deckel zu verschließen. Somit ist neben einer geringen Luftzufuhr auch die Feuchtigkeit in den Wells gegeben und die lebenden, mobilen Larven I verbleiben innerhalb der 6-Loch-Platten. Die Behältnisse für die Larven II, Larven III und Puppen sind identisch: ein Plastebecher (5,5 x 5,5 x 3,5 cm) mit passendem Deckel und ein zugeschnittener Nylonüberzug. Der Deckel des Bechers ist bearbeitet, die Oberfläche wurde ausgeschnitten, sodass der fest schließende Deckelrand zur Fixierung des Nylonüberzuges dient und gleichzeitig die Belüftung gewährleistet. Die Becher für Larven II und Larven III sind mit 0,5 x 0,5 cm großen, in Zuckerwasser getränkten Baumwollstücken, versehen; diese dienen als Nahrungsquelle. Die Behältnisse für die Puppen beinhalten Zellstoff zur Abtrocknung. Für die Imagines werden Petrischalen mit darauf gesetzten, einseitig mit Gaze bespannten Ringen verwendet. Die Unterseite des Ringes wird zur Abtrocknung mit Zellstoff abgedeckt.



Abb.8 6-Well-Platten mit (li) u. ohne (re) Klebeverschluss (Eier, La I)



Abb.9 Aufbewahrungsbehältnis (Imagines)

Methoden der Versuchsdurchführung an *M. domestica* - Eiern

Maximal 13 h bevor die Desinfektionsmitteltests an den Fliegeniern durchgeführt werden sollen, sind Behältnisse für die Eiablage in den Fliegenzuchtkäfig zu setzen. Für eine größere Eiausbeute ist es ratsam, 3 - 4 d vor Versuchsdurchführung keine frischen Gefäße in den Kasten zu geben. Als Eiablagebehältnisse zur Gewinnung von *M. domestica* - Eiern für die Desinfektionsmittelprüfung haben sich handelsübliche flache, viereckige, durchsichtige Plastebehältnisse bewährt; somit ist die Gewinnung der Eigelege ergiebiger. Die Behältnisse sind lediglich mit ca. 1,5 cm dicker Futter - Substrat - Schicht zu füllen, zu feuchtes Substrat (stehendes Wasser) verschiebt den Zeitpunkt der Eiablage. Aufgrund der relativ dünnen Substratschicht und des durchsichtigen Behältnisses ist die Sichtung und somit die Gewinnung der Eigelege erleichtert. Nach max. 13 h wird das Behältnis nach Schütteln und Abstreifen der Imagines aus dem Zuchtkasten entfernt. Anschließend sind die Gelege mit Hilfe einer Federpinzette und einem Löffel aus den Gefäßen zu entnehmen. Für die beschriebenen Versuchsdurchführungen werden maximal 15 h alte *M. domestica* - Eier verwendet. Die Dauer der Embryonalentwicklung beträgt ca. 10 - 24 h (Hiepe u. Ribbeck, 1982) bzw. 12 - 14 h (Klunker u. Kiesow, 1980). Die entnommenen Eigelege werden in eine mit Leitungswasser gefüllte Petrischale überführt. Nach Isolierung der Gelege, sind die Eier mit Hilfe einer Pasteurpipette in der Petrischale durch wiederholtes an - und absaugen zu separieren. Die Eier können durch eine farbige Unterlage (am günstigsten schwarz), auf der die Petrischale steht, besser überblickt werden. Es werden ausschließlich solche Eier verwendet, die sich nicht an der Wasseroberfläche befinden. Letztere sind sterile Eier, leere Eihüllen oder frisch gelegte Eier (Klunker u. Kiesow, 1980), sie sind mit einer Pasteurpipette zu entfernen. Die verbleibenden Eier werden unter dem Auflichtmikroskop (16fache Vergr.) begutachtet; eventuell vorhandene Futterreste sind mit einer spitzen Federpinzette zu beseitigen. Anschließend erfolgt das Absaugen des Wassers mit der Pasteurpipette aus der Petrischale, indem die Pipettenspitze fest auf den Boden der Petrischale gedrückt wird. Aus dem so entstandenen Eikonzentrat sind die Eier mit der Federpinzette in annähernd gleicher Menge („Eihaufen“) in die entsprechend markierten Wells zu geben (ca. 100-150 Eier/Well). Das zu testende Desinfektionsmittel wird kurz vor Versuchsdurchführung, nach Herstellerangaben in den verschiedenen Konzentrationen (1%, 2%, 3%, 4%, 5%) hergestellt. Mit Hilfe einer Kolbenhubpipette werden jeweils 1 ml der Kontrolle (Leitungswasser) und des Desinfektionsmittels in die entsprechenden Wells mit den darin befindlichen Eiern gegeben.

Die Versuche erfolgen im Doppelansatz, während der 180 minütigen Expositionszeit befinden sich die Loch-Platten auf Wipptischen. In dieser Zeit sind weitere Schritte vorzubereiten. Es werden neue, saubere 6-Well-Platten und Pasteurpipetten, sowie schwarze Baumwollunterlagen (2 x 2 cm), ein Sieb und eine Fotoschale bereitgestellt. Als Unterlage dient Zellstoff. Nach Ablauf der 180 Minuten wird die Reaktion mit Leitungswasser gestoppt. Es ist jeweils eine schwarze Baumwollunterlage in das Sieb einzulegen und mit Hilfe der Pasteurpipette werden die Eier vom Grund eines Wells aufgesaugt. Sie werden nun auf die schwarze Baumwollunterlage, die sich im Sieb befindet, vorsichtig überführt. Wenn die Flüssigkeit innerhalb der Wells mit der Pasteurpipette vor der Ei - Entnahme in Bewegung versetzt wird, so dass ein Strudel entsteht, kommen die Eier in der Well - Mitte zu liegen; somit ist das Aufsaugen der Eier begünstigt. Es erfolgt die Wiederholung dieses Vorganges, bis alle Eier eines Wells auf der Baumwollunterlage zu liegen kommen. Es ist unbedingt darauf zu achten, dass der verwendete Stoff aus Baumwolle besteht, denn somit ist eine zuverlässige Durchlässigkeit und Speicherung des Wassers gegeben. Die Eier sind dann mit einer wassergefüllten Pasteurpipette vorsichtig zu beträufeln, um sie zu waschen und gleichmäßig zu verteilen. Die „Ei-Verteilung“ ist für die spätere Auswertbarkeit sehr wichtig. Anschließend erfolgt das Besprühen der Eier mit einer wassergefüllten Sprühflasche, um sämtliche Desinfektionsmittelreste zu entfernen. Die schwarze Baumwollunterlage wird durch Aufdrücken des Siebes auf die Zellstoffunterlage grob getrocknet und mit einer Pinzette in das entsprechend markierte Well einer sauberen 6-Well-Platte so überführt, dass die Eier oben liegen. Eine vollständige Trocknung der Baumwollunterlage ist zum Schutz der Eier vor Austrocknung nicht sinnvoll. Die Well-Platte wird mit einem dicken Klebestreifen abgeklebt und bis zur Auswertung für 24 h in den Wärmeschrank (27 °C, rel. F 80 % +/- 5 %) verbracht. Die Auswertung erfolgt mit Hilfe eines Auflichtmikroskops (16fache Vergr.) und einem Deckglas (0,5 x 0,5 cm), dass in acht Abschnitte unterteilt ist. Sowohl die leeren Eihüllen, d.h. die geschlüpften Eier, als auch die vollen, nicht geschlüpften Eier werden ausgezählt, somit ist die exakte Anzahl der *M. domestica* - Eier, die in den Suspensionsversuchen getestet wurden bestimmt. Die Differenzierung der *M. domestica* - Eier ist optimal, wenn die Unterlage etwas getrocknet ist. Sowohl die schwarze Baumwollunterlage, als auch das unterteilte Deckglas, erleichtern die Auswertung erheblich.

Für den hier beschriebenen Versuchsablauf ist für die Vorbereitung, d.h. Gewinnung, Separation und Verbringen der Eier in die 6-Loch-Platten, in Abhängigkeit der Ei - Anzahl

ca. 2 h einzuplanen. Es folgen die 180 minütige Einwirkzeit, die Entnahme und Überführung der Eier mit ca. 30 min pro Doppelansatz, ebenso wie die Auszählung der geschlüpften bzw. nicht geschlüpften Eier pro Doppelansatz nach ca. 24 h.

Methoden der Versuchsdurchführung an *M. domestica* - Larven I

Um die La I gewinnen zu können, wird ein Eiablagebehälter für 2 d in den Zuchtkasten verbracht. Nach dieser Zeit ist der Inhalt der Gefäße mit Hilfe einer Spritzflasche zu befeuchten. Durch die Feuchtigkeit kommen die La I aktiv an die Oberfläche des Gefäßes und die Imagines flüchten zum größten Teil aus dem Behälter; anschließend kann das Gefäß aus dem Zuchtkasten entnommen werden. Die La I werden mit einer Federpinzette abgehoben, wobei die Mitnahme von Futterpartikeln zu vermeiden ist. Für die beschriebenen Versuchsdurchführungen werden 1 - 2 mm lange und ca. 24 h alte La I verwendet. Sie haben die Eigenschaft, sich sehr dicht zu „versammeln“. Somit können sie nur in „Haufen“ ohne Beschädigung entnommen und in die einzelnen, entsprechend markierten Wells einer 6-Well-Platte verbracht werden. Maximal sollten ca. 50 La I pro Well verwendet werden. Die Kontrolle (Leitungswasser) und das zu testende Desinfektionsmittel (0,5%, 1,0%, 2,0%), das kurz vor Versuchsdurchführung nach Herstellerangaben in den entsprechenden Konzentrationen herzustellen ist, wird mit einer Kolbenhubpipette (1 ml) in die entsprechend markierten Plattenlöcher auf die La I gegeben. Der Versuch erfolgt im Doppelansatz. Die Einwirkzeit beträgt 60 min; während dieser Zeit befinden sich die Well-Platten auf den Wipptischen. Innerhalb der Reaktionszeit sind Pasteurpipetten, deren Öffnungen erweitert wurden, schwarze Baumwollunterlagen, Siebe, Zellstoff, neue Well-Platten und eine Fotoschale bereitzustellen. Nach Ablauf von 60 min wird die Reaktion mit Leitungswasser gestoppt. Die in den Wells schwimmenden La I werden mit der Pasteurpipette aus den entsprechenden Wells gesaugt, langsam über der Fotoschale auf eine, in dem Sieb bereitgelegte, schwarze Baumwollunterlage überführt, mit Hilfe einer wassergefüllten Pasteurpipette abgespült und gleichmäßig verteilt. Anschließend erfolgt das Besprühen mit Leitungswasser aus einer Sprühflasche, um eine vollständige Befreiung vom Desinfektionsmittel zu erreichen. Danach wird die schwarze Baumwollunterlage durch Aufdrücken des Siebes auf die Zellstoffunterlage von überflüssigem Wasser befreit. Auch hier ist es nicht ratsam, die schwarze Baumwollunterlage gänzlich zu trocknen. Es erfolgt sofort die Auszählung der La I unter dem Auflichtmikroskop (10fache Vergr.), um die exakte Anzahl der getesteten La I zu ermitteln. Bei den Kontrollen sollte zügig gearbeitet werden, da sich die La I relativ

schnell beginnen fortzubewegen. Anschließend wird die schwarze Baumwollunterlage mit den Larven mit Hilfe einer Pinzette in die jeweils markierten Wells der sauberen 6-Loch-Platte so überführt, dass die La I oben zu liegen kommen. Die 6-Loch-Platten sind nun mit einem Zellstofftuch abzudecken und mit dem passenden Deckel zu verschließen. Die Aufbewahrung, bis zur Auswertung nach 15h - max. 18 h durch Auszählung der toten La I unter dem Auflichtmikroskop (10fache Vergr.), erfolgt im Wärmeschrank. Diese Zeitspanne der Auswertung wird im Hinblick auf eventuelle Erholungserscheinungen und aufgrund der Zersetzungs Vorgänge gewählt, denn Auswertungszeiten über 18 h zeigten in den Voruntersuchungen die Zersetzung bzw. Verwertung der toten La I. Diese lagen nur noch als „Gewebehaufen“ vor und eine Differenzierung der Anzahl war somit schwer möglich. Durch Subtraktion der Anzahl der toten La I von der Anzahl aller ausgezählten Larven I direkt nach Reaktionsstop wird die Anzahl der überlebenden La I errechnet. Für den hier beschriebenen Versuchsablauf werden für die Gewinnung der La I aus dem Eiablagegefäß ca. 10 min (Befeuchtung, Abheben), Reaktionszeit 60 min, für die Waschung und Umlagerung der La I nach Desinfektionsmitteleinwirkung in die neuen 6-Loch-Platten pro Platte ca. 15 min, für die Larvenauszählung kurz nach der Reaktionszeit ca. 10 min und für die Auszählung der toten La I nach max. 18 h pro 6-Well-Platte ebenfalls ca. 10 min benötigt.

Methoden der Versuchsdurchführung an *M. domestica* - Larven II und Larven III

Die Methode der Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfung im Suspensionsversuch wird für La II und La III in gleicher Weise durchgeführt und somit zusammen beschrieben. Für den hier genannten Anwendungsablauf werden 3 - 6 mm lange und 3 - 6 d alte La II bzw. über 6 mm lange, 9 - 11 d alte La III verwendet. Die für die Versuche verwendeten La II weisen ein feucht-glänzendes Integument auf und neigen dazu, aneinander zu kleben. Die verwendeten La III hingegen haben ein trockenes, nicht klebriges Integument. Die Larven werden aus entsprechenden Aufzuchteimern entnommen. Für eine optimale Gewinnung der Larven ist es ratsam, das im Eimer befindliche Futter-Larven-Gemisch gut zu durchmischen, dadurch können die La II und La III konzentriert von der Oberfläche, mit nur sehr geringer Futterbeimengung entnommen werden. Die so gewonnenen Larvenstadien sind in ein sauberes Gefäß zu überführen und in kleineren Mengen zur Auszählung auf eine Zellstoffunterlage zu geben. Es sind vorsichtig jeweils 100 La II / La III mit Hilfe einer Federpinzette einzeln in eine Petrischale einzuzählen, wobei darauf zu achten ist, dass nur die

aktiven und „fressenden“ Larven (hinterer Larventeil dunkel verfärbt) Verwendung finden. Für einen Doppelansatz werden 10 Petrischalen mit jeweils 100 La II / La III benötigt. Das zu testende Desinfektionsmittel wird frisch, kurz vor Versuchsdurchführung nach Herstellerangaben in den verschiedenen Konzentrationen aufbereitet. Je 2,5 ml der Kontrolle (Leitungswasser) und des zu testenden Desinfektionsmittels (1,0%, 2,0%, 3,0%, 4,0 %) sind mit Hilfe einer Glaspipette in die entsprechend markierten Petrischalen zu geben. Anschließend müssen die Petrischalen nochmals geschwenkt werden, um eine gleichmäßige Verteilung der Flüssigkeit zu sichern. Für die Zeit der Reaktion, 90 min, befinden sich die Petrischalen auf den Wipptischen. Die Larven haben die Eigenschaft, bei Feuchtigkeit zu entweichen; daran müssen vor allem die Larven der Kontrolldurchläufe gehindert werden. Die Bewegung der Wipptische bei den Kontrollen und bei Versuchsanordnungen mit weniger wirksamen bzw. niedriger konzentrierten Desinfektionsmitteln genügt nicht. Bei wirksamen Desinfektionsmitteln beschränkt sich diese Beobachtung anfänglich auf ca. 10 min. Daher müssen Vorrichtungen verwendet werden, die eine glatte Oberfläche besitzen. Somit können die flüssigkeitsmitführenden Larvenstadien von diesen Vorrichtungen durch „Abklopfen“ entfernt werden. Hierzu haben sich Plastetrinkbecher mit ausgeschnittenem Boden bewährt. Somit ist gleichzeitig das eventuelle Hochkriechen der Larven zu beobachten und diese können in das Versuchsbehältnis zurückgeführt werden. Desweiteren werden für die Larven der Kontrolldurchläufe Plastetrinkbecher verwendet, deren obere Seite mit Nylon bespannt ist. Mit der bespannten Seite werden sie in die Versuchsbehältnisse gestellt; somit sind die La II / La III gezwungen, in diesen zu verbleiben. Die Vorrichtung verbleibt dort für die gesamte Reaktionszeit. Während der Expositionszeit des Desinfektionsmittels sind 2 Fotoschalen, Siebe, Zellstoffunterlagen, Behältnisse mit Deckel und Überzug sowie kleine Baumwollstücken bereitzulegen. Letztere wurden zuvor in Zuckerwasser getränkt. Sie dienen der Nährstoffversorgung der La II / III während der 24 h im Wärmeschrank bis zur Auswertung. Die Behältnisse sind entsprechend beschriftet und mit jeweils einem getränkten Baumwollstück versehen. Nach 90 min ist der Vorgang mit Leitungswasser zu stoppen. Der Inhalt der Petrischalen wird über einer Fotoschale in ein für die entsprechenden Konzentrationen markiertes Sieb geschüttet. Zweck der Fotoschale ist, eventuelle Materialverluste durch das Abkippen zu vermeiden. Über der zweiten Fotoschale, die sich unter dem Wasserhahn befindet, werden die La II / La III unter fließendem Wasser, leichtem Strahl, innerhalb des Siebes abgespült. Das Sieb wird, um überflüssiges Wasser zu ent-

fernen, auf Zellstoff gestellt, der Siebinhalt anschließend in das entsprechend beschriftete Behältnis verbracht und mit Nylonüberzug und Deckel verschlossen. Nach 24 h im Wärmeschrank (27°C, rel. F 80 % +/- 5 %) erfolgt die Auszählung der lebenden bzw. toten Larven. Diese Zeitspanne wird gewählt, da in den Voruntersuchungen teilweise eine Erholung der La II/ La III beobachtet werden konnte: zuvor leblos erscheinende Larven zeigten erneut Bewegungen. Die Bewertung der La II/ La III wird durch Zugabe von ca. 0,5 ml Leitungswasser erleichtert. Das Meiden von Flüssigkeiten der Larven wird nun für die Auswertung als Stimulation genutzt. Der gesamte Inhalt wird auf Zellstoff abgegossen. Als Lebenszeichen werden aktives Fortbewegen bzw. Bewegungen ihres Cephalopharyngealskeletts gewertet.

Für die Auszählung von 1 x 2 x 5 x 100 Larvenstadien (ein Doppelansatz) sind ca. 30 min, für Waschen und Verbringen eines Doppelansatzes nach der Einwirkzeit (90 min) des Desinfektionsmittels ca. 15 min und für die Auswertung nach 24 h ebenfalls ca. 15 min nötig.

Methoden der Versuchsdurchführung an *M. domestica* - Puppen

Die Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfungen sind in den verschiedenen Konzentrationen an jeweils 100 *M. domestica* - Pu, die zuvor einzeln mit Hilfe einer Federpinzette in jeweils eine Petrischale ausgezählt werden, durchzuführen. Für die hier beschriebene Prüfung werden insgesamt ca. 13 d alte Pu mit einer Länge von 0,5 - 0,6 cm x 0,3 cm und einer Masse der Pu von 14 - 19,7 mg, verwendet. Das Problem der Futteranhaftungen an den Pu ist durch die frühzeitige Separation der verpuppungsreifen La III zu lösen. Für die Puppengewinnung sind diese La III, nach Durchmengen des Larven-Futter-Gemisches und deren Aufsteigen an die Oberfläche, in ein separates, sauberes Gefäß zu überführen, welches mit einem Nylonüberzug zu versehen ist. Nach der Verpuppung der La III, ca. 3 d nach Separation, wird wiederholt eine kleine Menge der Pu entnommen und auf eine plane Zellstoffunterlage verbracht; von dort aus erfolgt die Zählung. Bei der Auszählung ist darauf zu achten, dass die Pu nicht beschädigt werden und Futteranhaftungen nicht aufweisen. Ebenso sollten die Pu nahezu gleichen Alters sein, d.h. sie sollten eine gleiche Braunfärbung aufweisen. Auch hier erfolgen die Versuche im Doppelansatz, sodass für einen Versuchsdurchgang 1 x 2 x 5 x 100 Pu auszuzählen sind. Das Desinfektionsmittel ist kurz vor der Testung wie vom Hersteller vorgegeben, in den jeweiligen Konzentrationen herzustellen. Die Reaktionszeit beträgt 180 min. Mit Hilfe einer Glaspipette sind jeweils 2,5 ml der Kontrolle

(Leitungswasser) bzw. 2,5 ml der entsprechenden Konzentrationen (2,0%, 3,0%, 4,0%, 5,0%) in die markierten Petrischalen zu geben. Anschließend erfolgt manuelles Schwenken der zuvor befüllten Petrischalen, um eine gleichmäßige Verteilung der Flüssigkeiten zu garantieren. Für die Reaktionszeit werden die Schalen auf die Wipptische verbracht. In der Zwischenzeit sind Siebe, Fotoschalen, Zellstoffunterlage, Behältnisse für den Wärmeschrank mit Überzug und Deckel sowie Zellstoff für die Behältnisse bereitzustellen. Der Zellstoff für die Behältnisse wird so zugeschnitten, dass der Gefäßboden bedeckt ist. Somit ist eine vollständige Abtrocknung der Pu zu erreichen. Die Aufbewahrungsbehältnisse werden beschriftet. Nach Ablauf der Reaktionszeit wird durch Zugabe von Leitungswasser die Desinfektionsmittelreaktion gestoppt. Die Petrischalen sind einzeln, wie bei La II und La III bereits beschrieben, über der ersten Fotoschale in das Sieb abzugießen und über der zweiten Fotoschale, die sich unter dem Wasserhahn befindet, mit einem leichten Wasserstrahl abzuspielen. Die Siebunterseite wird auf die Zellstoffunterlage gedrückt, um überschüssiges Wasser zu entfernen. Die in den Sieben befindlichen Pu werden in die mit Zellstoff ausgelegten, entsprechend markierten Aufbewahrungsbehältnisse überführt und mit Überzug und Deckel verschlossen. Bis zur Auswertung befinden sich die Puppen-Behältnisse im Wärmeschrank (27 °C, rel. F 80 % +/- 5 %). Nach 10 d erfolgt die Auszählung der geschlüpften Imagines. Nach diesem Zeitraum sind sämtliche geschlüpfte Fliegen ohne Nährstoff -Zufuhr abgestorben, so dass Imagines bei der Zählung nicht entweichen können. Die toten geschlüpften Imagines werden gezählt, wobei der Schlupfversuch, also der nicht vollständige Schlupf, als nicht geschlüpft gewertet wird.

Zur Zeitplanung ist zu bemerken, dass für die Auszählung eines Doppelansatzes ca. 30 min, für Waschen und Überführung eines Doppelansatzes (1 x 2 x 5 x 100 Pu) der Pu nach der Einwirkzeit (180 min) des Desinfektionsmittels in die entsprechenden Behälter ca. 15 min und für die Auswertung der geschlüpften Imagines nach 10 d ca. 20 min einzuplanen sind.

Methoden der Versuchsdurchführung an *M. domestica* - Imagines

Die Desinfektionsmittelversuche an den Imagines müssen ca. 4 d vor Versuchsbeginn vorbereitet werden, jeweils 30 Pu sind in einen, an einer Öffnung mit Gaze bespannten Ring mit einer Federpinzette einzuzählen. Dabei ist eine Beschädigung der Pu zu vermeiden. Es sollten ausschließlich Pu verwendet werden, die dunkelbraun bis schwarz gefärbt sind und in der die Imago bereits innerhalb der Puppenhülle zu erkennen ist. Durch diese Maßnahme wird gewährleistet, dass die geschlüpften Imagines für die Desinfektionsmittelversuche un-

gefähr gleichen Alters sind. Nach Auszählung der 30 Pu je Dosenring erfolgt der Verschluss der bisher noch offenen Ringseite mit Gaze und einem Gummiband. Der Ring ist auf eine Petrischale (Durchmesser 14 cm) zu setzen. Wenn die ersten Imagines geschlüpft sind, wird ein kleines Zellstoffstück (ca. 2 x 2 cm) auf den Ring gelegt und einmal täglich mit Zuckerwasser befeuchtet. Für die hier beschriebenen Versuche werden 2 - 3 d alte Imagines verwendet. Vor Beginn der Versuche erfolgt die Begutachtung jedes einzelnen Ringes auf verstorbene Imagines von der Unterseite im Gegenlicht und bei positivem Befund die Dokumentation der ermittelten Anzahl. Die Desinfektionsmittel kommen in 1,0%iger, 2,0%iger und 3,0%iger Konzentration zum Einsatz; als Kontrolle dient Leitungswasser. Die Versuche erfolgen auch hier stets im Doppelansatz. Die Einwirkzeit beträgt 90 min. Das Desinfektionsmittel ist in den entsprechenden Konzentrationen, kurz vor Versuchsbeginn nach Angaben des Herstellers anzufertigen. Anschließend wird das Versuchspräparat in kleinere Reagenzgläser umgefüllt und ein handelsüblicher Zerstäuberkopf hineingesetzt. Das Zellstoffstück auf dem Ring wird entfernt. Dann folgt das Besprühen der Imagines mit dem Desinfektionsmittel aus unmittelbarer Nähe mit 25 Pumpstößen. Somit erfolgt der Kontakt mit ca. 2,5 ml Flüssigkeit. In Voruntersuchungen wurde ermittelt, dass 1 Sprühstoß ca. 0,1 ml entspricht. Bei dem Sprühvorgang muss der Sprühkopf direkt an die Gaze gehalten werden. Somit ist eine gleichmäßige Verteilung innerhalb des Ringes gewährleistet und ein zu starkes Zerstäuben der Flüssigkeit, sei es Desinfektionsmittel oder Leitungswasser, außerhalb der Ringe unterbunden. Sobald die Imagines mit Flüssigkeit in Berührung kommen fallen sie zunächst auf den Boden des Versuchsbehältnisses. Jedoch erholen sich die Kontrollgruppen sehr schnell. Die am Boden befindlichen Fliegen, die mit Desinfektionsmittel in Kontakt stehen, zeigen ein erhöhtes Putzverhalten, wobei die Dauer von der Wirksamkeit des Desinfektionsmittels abhängig ist. Nach der Expositionszeit befinden sich die Imagines der Kontrollen oben an der Gaze und die mit Testsubstrat besprühten Fliegen meist am Boden, sie erscheinen fast alle zunächst leblos. Nach Ablauf der Reaktionszeit sind die Fliegen von der Unterseite mit Leitungswasser aus einer Sprühflasche zu benetzen. Die untere Gazeabdeckung wird mit Hilfe des Gummibandes entfernt und plan in einem Waschbecken ausgebreitet. Die Imagines werden nochmals mit Leitungswasser besprüht, es folgt unverzüglich die Auszählung der Imagines, einzeln mit einer Federpinzette, in einen sauberen Ring. Dieser ist wiederum an einer Seite mit Gaze gespannt, jedoch an der anderen Seite offen. Die jeweils ermittelte Imagines - Anzahl wird

notiert. Das Besprühen der Imagines mit Leitungswasser bewirkt zum einen eine Säuberung der adulten *M. domestica* vom getesteten Desinfektionsmittel; gleichzeitig werden die Imagines flugunfähig gemacht, sodass sammeln und auszählen ermöglicht ist. Die Auszählung bzw. Umlagerung, v.a. der Kontrollen, in einen sauberen Ring erfordert wegen der Flugfähigkeit der Stubenfliegen, schnelles Handeln. Trotz der Anwendung eines genetisch veränderten Stammes (curly wings), ist der überwiegende Teil befähigt zu fliegen. Sobald die letzte Stubenfliege in den neuen Ring eingezählt worden ist, wird die Öffnung mit Zellstoff abgedeckt, der Ring umgedreht und mit dem Zellstoff auf eine Petrischale gestellt. Es ist darauf zu achten, dass die *M. domestica* - Exemplare nicht gequetscht bzw. beschädigt werden. Die zuvor ermittelte Anzahl toter Fliegen wird nun von der Gesamtzahl geschlüpfter Imagines subtrahiert. Somit können die an dem Versuchsdurchlauf lebend teilgenommenen Stubenfliegen ermittelt werden. 24 h nach der Desinfektionsmitteleinwirkung erfolgt die Auswertung der überlebenden *M. domestica*. Sie basiert auf der Auszählung der toten und lebenden Imagines, wobei jede Bewegung als Lebenszeichen angesehen wird. Es wird beobachtet, dass die toten Fliegen auf der Seite bzw. dem Rücken liegen. Der angegebene Zeitraum zur Auswertung wird gewählt, weil in den Voruntersuchungen Erholungsvorgänge einiger Imagines beobachtet werden konnten.

Für die hier beschriebene Versuchsdurchführung sind ca. 15 min für die Auszählung von 1 x 2 x 4 x 30 Pu (ein Doppelansatz) einzuplanen. 90 min beträgt die Einwirkzeit, ca. 20 min werden für die Waschung, Gewinnung und Auszählung der ca. 25 Fliegen eines Doppelansatzes nach Reaktionsende benötigt, ebenso für die Auswertung pro Doppelansatz nach 24 h.

3.1.4. Keimträgerversuch

Ziel der Keimträgerversuche ist, die zu testenden Desinfektionsmittel und die Testorganismen auf ihrem Trägermaterial – dem Keimträger, im Zusammenhang zu prüfen (Hamm, 1978). In den eigenen Untersuchungen werden die Desinfektionsmittelprüfungen auf zwei verschiedenen Keimträgern durchgeführt: Fliesenrückseite und Pappelholz. Für die Keimträgerversuche werden jeweils 150 ml des Desinfektionsmittels in den entsprechenden Konzentrationen hergestellt.

Material für die Versuchsdurchführung

Eier: Federpinzette, Pasteurpipette, Petrischale, Leitungswasser, Keimträger (Fliesenrückseite, Pappelholz), Knetmasse, Plaste-Begrenzungsringe (ca. 5 cm Durchmesser), Uhr, Desinfektionsmittel (in verschiedenen Konzentrationen), Glaspipetten (5 ml), Pipettierhilfe, Fotoschale (30 x 60 cm), Zellstoff, Sieb (Marke Sonja, Maschenweite ca. 0,5 mm), schwarze Baumwollunterlagen (2 x 2 cm), Sprühflasche, 6-Well-Platten, breites Klebeband, Wärme- und Trockenschrank (Heraeus Instruments), Deckglas, Auflichtmikroskop (Carl Zeiss Jena)

Larven I: Federpinzette, Keimträger (Fliesenrückseite, Pappelholz) Knetmasse, Plaste-Begrenzungsringe (ca. 5 cm Durchmesser), Uhr, Desinfektionsmittel (in verschiedenen Konzentrationen), Glaspipette, Pipettierhilfe, Leitungswasser, Fotoschale (30 x 60 cm), Zellstoff, Sieb (Marke Sonja, Maschenweite ca. 0,5 mm) schwarze Baumwollunterlagen (2 x 2 cm), Pasteurpipette, Sprühflasche, 6-Well-Platten mit Deckel, Auflichtmikroskop (Carl Zeiss Jena), Wärme- und Trockenschrank (Heraeus Instruments)

Larven II / Larven III / Puppen: Federpinzette, Keimträger (Fliesenrückseite, Pappelholz), Knetmasse, Plaste-Ring (ca. 7 cm Durchmesser), Plaste-Trinkbecher mit entferntem Boden (ca. 7 cm Durchmesser), Gaze, Uhr, Glaspipette (5 ml), Pipettierhilfe, Desinfektionsmittel (in verschiedenen Konzentrationen), Fotoschale (30 x 60 cm), Zellstoff, Sieb (Marke Sonja, Maschenweite ca. 0,5 mm), Leitungswasser, Behältnis aus Plaste (5,5 x 5,5 x 3,5 cm) mit Abdeckung (1% Elastan + 99% Polyamid) und Deckel, Zuckerlösung, Baumwollstücken (0,5 x 0,5 cm), Wärme- und Trockenschrank (Heraeus Instruments)

Keimträger / Behältnisse für die Versuchsdurchführung

Wie bereits erwähnt, finden die Keimträgerversuche auf zwei unterschiedlichen Materialien statt. Als organisches Material wird Pappelholz (10 x 10 cm) eingesetzt, als anorganisches Material die Rückseite einer Fliese (15 x 20 cm). Da die verschiedenen Larvenstadien von *M. domestica* die Eigenschaft haben, sich fortzubewegen ist es nötig, eine Begrenzung auf den Keimträgern zu schaffen. Dies wird aus Gründen der Vereinheitlichung bzw. Vergleichbarkeit auch bei den Keimträgerversuchen an *M. domestica* - Eiern und den Versuchen an den Puppen durchgeführt. Als Begrenzung für die La I und die Eier wird ein kleiner Plaste-Ring mit einem Durchmesser von ca. 5 cm verwendet, für die La II, III und die Pu wird als

Begrenzung der Fortbewegung ein Plaste - Ring mit einem Durchmesser von ca. 7 cm benutzt. Als Verbindungsmaterial zwischen Begrenzungsring und Keimträger dient Knetmasse. Die Keimträger werden vorbereitet, indem die Knetmasse in entsprechend große Rollen geformt und an den äußeren Rand der benötigten Plaste - Ringe zu befestigen ist. Die Begrenzungsringe sind mit der Knetmasse fest auf den Keimträger zu drücken und eventuelle Lücken zwischen Trägermaterial und Begrenzungsring zu verstreichen. Es ist darauf zu achten, dass die Knetmasse nicht in das Innere des Keimträgers gelangt. Die Aufbewahrungsbehältnisse für die Entwicklungsstadien nach Ablauf der Desinfektionsmitteleinwirkung bis zur Auswertung sind mit denen identisch, die bei den Suspensionsversuchen bereits beschrieben worden sind. Bei *M. domestica* - Eiern und - La I handelt es sich um verschlossene 6-Well-Platten (s. Abb. 8). Für La II, La III und Pu sind es 5,5 x 5,5 x 3,5 cm große Plastebehältnisse, die mit Zuckerwasser getränkte Baumwollstücken bzw. für die Pu Zellstoff beinhalten. Die Abdeckung der Plastebehältnisse erfolgt mit zugeschnittenem Nylon und zusätzlich einem Deckel mit ausgeschnittener Oberfläche zur Fixierung.



Abb.10 Material für Keimträger Fliesenrückseite (Eier / La I)



Abb.11 Keimträger Pappelholz (La II / La III / Pu)

Methode der Versuchsdurchführung an *M. domestica* - Eiern

Die Vorbereitungen sind identisch mit denen, die bereits in den Versuchsdurchführungen der Suspensionsversuche beschrieben worden sind. Deshalb hier nur eine Kurzbeschreibung: max. 13 h bevor die Keimträgerversuche an *M. domestica* - Eiern durchzuführen sind, werden Behältnisse für die Eiablage in den Fliegenzuchtkäfig gesetzt. Die Entnahme der Eiablagebehältnisse erfolgt unter Schütteln und Abstreifen der Imagines aus dem Zuchtkasten nach max. 13 h. Die Eigelege sind mit Hilfe einer Federpinzette aus den Gefäßen zu entnehmen und in eine mit Leitungswasser gefüllte Petrischale zu überführen. Nach Isolierung der Gelege werden die Eier in der Petrischale so gut wie möglich vereinzelt

und umgehend unter dem Auflichtmikroskop (16fache Vergr.) durchmustert. Leere Eihüllen oder vereinzelte Futterreste sind zu entfernen. Anschließend wird das Leitungswasser unter Schonung der Eier vorsichtig abgesaugt, sodass ein Eikonzentrat in der Petrischale zurückbleibt. Die einzelnen Eier werden nun mit der Federpinzette in etwa gleich große „Eihaufen“ in die entsprechenden Keimträgerbegrenzungsringe überführt. Das zu testende Desinfektionsmittel (1%, 2%, 3%, 4%, 5%) und die Kontrolle (Leitungswasser) werden mit Hilfe einer Glaspipette auf die Keimträger, anfänglich ca. 2 ml, aufgetragen. Die Versuche sind auch hier stets im Doppelansatz durchzuführen, die Reaktionszeit beträgt 180 min. Bei den Keimträgerversuchen ist darauf zu achten, dass der Flüssigkeitsfilm nicht abreißt. Demzufolge wird in Abhängigkeit der Saugkraft des Keimträgers das zu prüfende Desinfektionsmittel nachgegeben. Die weiteren Schritte entsprechen denen, die bereits bei der Durchführung der Suspensionsversuche beschrieben werden. Somit wird an dieser Stelle auf nähere Erläuterungen verzichtet. Nach Ablauf der 180 min wird die Reaktion durch Zugabe von Leitungswasser in die Begrenzungsringe gestoppt. Die „Eisammlung“ der *M. domestica* - Eier aus den Keimträgerbegrenzungsringen wird erleichtert, wenn die im Keimträger befindliche Flüssigkeit in einen Strudel versetzt und eine seitlich, stark scheinende Lichtquelle verwendet wird. Die 6-Well-Platte, welche die schwarzen Baumwollunterlagen mit den Fliegen - Eiern beinhaltet, wird mit einem dicken Klebestreifen verschlossen. Die Auswertung erfolgt nach 24 h. Bis dahin werden die Behältnisse in den Wärmeschrank (27 °C, rel. F 80 % +/- 5 %) verbracht. Die Auswertung erfolgt unter dem Auflichtmikroskop (16fache Vergr.), wobei sowohl die leeren Eihüllen, d.h. die geschlüpften Eier, als auch die vollen, nicht geschlüpften Eier zu zählen sind; somit wird die exakte Anzahl der geprüften *M. domestica* - Eier ermittelt. Hilfreiche Utensilien für die Auswertung sind die schwarze Baumwollunterlage und das markierte Deckglas. Für die Auswertbarkeit des Desinfektionserfolges ist entscheidend, dass die Eier auf der schwarzen Baumwollunterlage gleichmäßig verteilt werden.

Die Vorbereitung von 12 Keimträgern dauert ca. 30 min. Für die Gewinnung und Separation der Eier müssen 2 h eingeplant werden. Es folgt die Reaktionszeit von 180 min. Die Entnahme der Eier vom Keimträger und Überführung auf die Baumwollunterlagen in die 6-Loch-Platten dauert ca. 30 min pro Doppelansatz (1x 2x 6x ca.100 Eier). Der Zeitaufwand der Auszählung der geschlüpften bzw. nicht geschlüpften Eier pro Doppelansatz beträgt ebenfalls ca. 30 min.

Methoden der Versuchsdurchführung an *M. domestica* - Larven I

Auch hier erfolgt aufgrund der gleichen Versuchsdurchführung bei Suspensions- und Keimträgerversuch lediglich eine verkürzte, zusammenfassende Beschreibung. Der Inhalt des Eiablagebehältnisses, das seit 2 d im Fliegen - Zuchtkasten steht, wird mit Hilfe einer Spritzflasche befeuchtet. Die La I wandern aktiv durch die Feuchtigkeit an die Behältnis-Oberfläche. Das Gefäß kann aus dem Zuchtkasten entnommen und die La I mit einer Federpinzette abgehoben werden, wobei die Mitnahme von Futterpartikeln zu vermeiden ist. Verwendung finden 1 - 2 mm große und ca. 24 h alte La I. Sie sind ohne Beschädigung nur als „Larven - Haufen“ zu entnehmen, da sie die Eigenschaft haben sich „sehr dicht zu versammeln“. Der „Larven I -Haufen“ wird in die markierten Begrenzungsringe des Keimträgers überführt. Es empfiehlt sich, maximal ca. 50 La I pro Keimträger zu verwenden. Eine höhere Larvenanzahl erschwert die Auswertung des Desinfektionserfolges. Die Kontrolle (Leitungswasser) und das kurz zuvor zubereitete Desinfektionsmittel (0,5%, 1,0%, 2,0%) werden mit einer Glaspipette auf die La I gegeben; die Startmenge beträgt 2 ml. Der Versuch findet im Doppelansatz statt. Während der Einwirkzeit von 60 min darf der Flüssigkeitsfilm nicht abreißen. Es muss je nach Keimträger Desinfektionsmittel bzw. Leitungswasser nachgegeben werden. In der Zeit der Desinfektionsmitteleinwirkung können die Keimträger auf den Wipptischen oder ab und zu manuell geschwenkt werden. Dieses Vorgehen ist optional. Der Gebrauch von Wipptischen bei der Durchführung der Keimträgerversuche ist nach den Richtlinien der DVG nicht vorgeschrieben (N.N., 2007). Die nachfolgenden Schritte entsprechen exakt denen, die bei der Durchführung der Suspensionsversuche an La I beschrieben werden. Dort sind die einzelnen Schritte detailliert aufgeführt. Nach Ablauf von 60 min wird die Reaktion mit Leitungswasser gestoppt. Die sich in den Begrenzungsringen befindenden La I sind mit der Pasteurpipette aufzusaugen und auf eine schwarze Baumwollunterlage zu verbringen. Unter dem Auflichtmikroskop (10fache Vergr.) erfolgt die sofortige Auszählung sämtlicher La I und die Überführung in die Wellplatten. Die Abdeckung der 6-Loch-Platten erfolgt mit einem Zellstofftuch und passenden Deckel. Die Behältnisse werden bis zur Auswertung im Wärmeschrank (27 °C, rel. F 80 % +/- 5 %) aufbewahrt. Nach 15 h - max.18 h findet unter dem Auflichtmikroskop (10fache Vergr.) die Auswertung statt, wobei die toten La I auf den einzelnen schwarzen Baumwollunterlagen ausgezählt werden. Durch Subtraktion der Anzahl der toten La I von der Anzahl

aller ausgezählten Larven I direkt nach Reaktionsstop wird die Anzahl der überlebenden La I errechnet.

Für den hier beschriebenen Versuchsablauf sind für die Fertigung der Keimträger pro Doppelansatz (8 Stück) ca. 15 min, für die Gewinnung der La I aus dem Eiablagegefäß ca. 10 min (Befeuchtung, Abheben) und für die Reaktionszeit 60 min einzuplanen. Desweiteren werden für die Waschung und Umlagerung der La I nach Desinfektionsmitteleinwirkung pro 6-Loch-Platte ca. 15 min, für die Larvenzählung kurz nach der Reaktionszeit ca. 10 min und für die Auszählung der toten La I nach max. 18 h pro 6-Well-Platte ebenfalls ca. 10 min benötigt.

Methoden der Versuchsdurchführung an *M. domestica* - Larven II / Larven III

Auch hier wird, wie bei den Suspensionsversuchen, die Durchführung der Keimträgerversuche an La II und La III zusammen beschrieben, da die Methodik identisch ist. Für die Keimträgerversuche werden 3 - 6 d alte, 3 - 6 mm lange La II bzw. 9 - 11 d alte und über 6 mm lange La III verwendet. Das Versuchsmaterial wird, wie für die Suspensionsversuche bereits beschrieben, gewonnen und separiert. Vorsichtig werden jeweils 100 aktive und fressende (hinteres Larventeil dunkel verfärbt) La II / La III mit Hilfe einer Federpinzette einzeln in jeweils einen Keimträgerbegrenzungsring eingezählt. Ein Doppelansatz entspricht 10 Keimträgern mit jeweils 100 La II / La III. Anfangs werden ca. 3 ml des zu testenden Desinfektionsmittels (1,0%, 2,0%, 3,0%, 4 %) und der Kontrolle (Leitungswasser) mit Hilfe einer Glaspipette in die jeweils markierten Keimträgerringe gegeben. Nach Zugabe der Flüssigkeiten werden die Keimträger vorsichtig geschwenkt, um eine gleichmäßige Verteilung zu gewährleisten. Die Reaktionszeit beträgt 90 min, während dieser Zeit ist darauf zu achten, dass der Flüssigkeitsfilm nicht abreißt. Deshalb wird in Abhängigkeit des Keimträgers und der Saugfähigkeit, die zu testende Desinfektionsmittelkonzentration nachgegeben. Nachfolgende Schritte und verwendete Vorrichtungen entsprechen den in den Suspensionsversuchen beschriebenen; dort sind sie im Detail aufgeführt. Nach Ablauf der 90 minütigen Expositionszeit wird die Desinfektionsmitteleinwirkung durch Zugabe von Leitungswasser gestoppt. Die La II/ III sind in ein für die entsprechenden Konzentrationen markiertes Sieb zu überführen und unter schwachem Wasserstrahl innerhalb des Siebes abzuspülen. Das überflüssige Wasser wird mit Zellstoff entfernt, der Siebinhalt anschließend in das entsprechend beschriftete Behältnis verbracht und mit Nylonüberzug und Deckel verschlossen. Nach 24 h im Wärmeschrank (27°C, rel. F 80 % +/- 5 %) erfolgt die Auszählung der

lebenden bzw. toten Larven durch Zugabe von Wasser (ca. 0,5 ml) in die Behältnisse. Diejenigen Larven gelten als lebend, die sich aktiv fortbewegen bzw. eine Bewegung ihres Cephalopharyngealskelettes zeigen.

Für die Vorbereitung der Keimträger eines Doppelansatzes müssen ca. 20 min, für die Auszählung eines Doppelansatzes (1 x 2 x 5 x 100 Larvenstadien) ca. 30 min und für die Reaktionszeit 90 min eingeplant werden. Das Waschen und Verbringen eines Doppelansatzes nach Desinfektionsmitteleinwirkungszeit dauert ca. 15 min, ebenso die Auswertung nach 24 h.

Methoden der Versuchsdurchführung an *M. domestica* - Puppen

Die Keimträgerversuche werden in den verschiedenen Konzentrationen an jeweils 100 *M. domestica* - Pu durchgeführt. Die Versuchsdurchführung entspricht grundsätzlich derjenigen, die bei den Suspensionsversuchen beschrieben worden ist. Daher folgt an dieser Stelle lediglich eine zusammenfassende Darstellung. Die Gewinnung der Pu erfolgt mit Hilfe von kurz vor der Verpuppung stehenden La III. Nach der Verpuppung der La III, ca. 3 d nach Separation, wird wiederholt eine kleine Menge der Pu entnommen und auf eine plane Unterlage aus Zellstoff gegeben. Von dort erfolgt die Zählung und Überführung von 100 Pu mit einer Federpinzette in die jeweiligen Keimträgerbegrenzungsringe. Für die hier beschriebene Prüfung werden insgesamt ca. 13 d alte Pu mit einer Länge von 0,5 - 0,6 cm und 0,3 cm Durchmesser, sowie einer Körpermasse von 14 - 19,7 mg verwendet. Beschädigungen während der Zählung sind zu vermeiden. Pu gleicher Braunfärbung sollten zur Anwendung kommen. Auch hier werden die Tests im Doppelansatz durchgeführt, so dass für einen Versuchsdurchgang 1 x 2 x 5 x 100 Pu auszuzählen sind. Das Desinfektionsmittel wird kurz vor der Testung, wie vom Hersteller vorgegeben, in den jeweiligen Konzentrationen hergestellt. Die Reaktionszeit beträgt 180 min. Mit Hilfe einer Glaspipette werden zunächst 3 ml der Kontrolle (Leitungswasser) bzw. 3 ml des jeweils zu prüfenden Desinfektionsmittels in Konzentrationen von 2,0%, 3,0%, 4,0% und 5,0% in die entsprechend markierten Keimträgerringe gegeben. Anschließend erfolgt ein Schwenken der Keimträger, um eine gleichmäßige Verteilung der Flüssigkeiten zu gewährleisten. Auch hier sollte der Flüssigkeitsfilm nicht abreißen; demzufolge sind Desinfektionsmittel bzw. Leitungswasser nachzugeben. Die ausführliche Darstellung der weiteren Schritte erfolgte bereits bei der Beschreibung der Suspensionsversuche. Nach Ablauf der Reaktionszeit wird durch Zugabe von Wasser in die Keimträgerbegrenzungsringe die Desinfektionsmittelreaktion gestoppt. Die Pu werden aus

den Keimträgerbegrenzungsringen gegossen, unter leichtem Wasserstrahl abgespült und in entsprechende Aufbewahrungsbehältnisse überführt. Die Behältnisse werden bis zur Auswertung nach 10 d im Wärmeschrank (27 °C, rel. F. 80 % +/- 5 %) aufbewahrt. Nach dieser Zeit erfolgt die Auszählung der vollständig geschlüpften Imagines.

Für die Vorbereitung der Keimträger eines Doppelansatzes (1 x 2 x 5 x 100 Pu) müssen ca. 20 min eingeplant werden. Die Zählung der 1000 Pu dauert ca. 30 min, die Reaktionszeit beträgt 90 min, für das Waschen und die Überführung eines Doppelansatzes nach der Einwirkungszeit werden ca. 15 min benötigt. Die Auswertung der geschlüpften Imagines nach 10 d, erfolgt in ca. 20 min.

3.2. Ergebnisse

Die nachfolgenden Ergebnistabellen zeigen die Durchschnittswerte der fünf Versuchsdurchgänge im Doppelansatz unter Angabe der verschiedenen eingesetzten Desinfektionsmittelkonzentrationen bzw. der Kontrollen, der absoluten und relativen Überlebens- bzw. Schlupfraten und die daraus resultierende Wirksamkeit beider Versuchspräparate auf jeweils ein *M. domestica* -Stadium unter Angabe der Expositionszeit.

3.2.1. Berechnungsgrundlage

Die Berechnung* der ermittelten Werte erfolgte auf Grundlage der Prüfung von Desinfektionsmitteln an Spulwurmeiern aus den „Richtlinien für die Prüfung von Desinfektionsverfahren und chemischen Desinfektionsmitteln“ der DVG (2007).

ÜR = Überlebensrate; betrifft die Auswertung der Larven I, Larven II, Larven III, Imagines
SR = Schlupfrate; betrifft die Auswertung der leeren Eihüllen, der geschlüpften Imagines
Ü = Überlebende; Larven I, Larven II, Larven III, Imagines bei der Auswertung
S = Geschlüpfte; leere Eihüllen (geschlü.La I), Imagines aus Puparien bei der Auswertung

Für die Berechnung der absoluten Überlebens- bzw. Schlupfrate (abs. ÜR / abs. SR) wurde der Prozentsatz der überlebenden (Ü) bzw. geschlüpften Stadien (S) eines Doppelansatzes ermittelt und aus diesen beiden Werten der Mittelwert errechnet.

*Für das beratende Gespräch über den statistischen Teil dieser Arbeit sei Herrn Lotz, Institut für Biometrie und Informationsverarbeitung, FU Berlin gedankt.

$$\text{abs.}\ddot{\text{U}}\text{R} / \text{abs.}\text{SR} (\%) = \frac{100 \times \ddot{\text{U}} / \text{S}}{\text{Anzahl der Stadien insg.}}$$

Die relative Überlebens-bzw. Schlupfrate (rel. $\ddot{\text{U}}\text{R}$ / rel.SR) errechnete sich unter Einbezug der abs. $\ddot{\text{U}}\text{R}$ /SR (%) der Kontrolle.

$$\text{rel.}\ddot{\text{U}}\text{R} / \text{rel.}\text{SR} (\%) = \frac{100 \times \text{abs.}\ddot{\text{U}}\text{R} / \text{abs.}\text{SR} (\%)}{\text{abs.}\ddot{\text{U}}\text{R} / \text{abs.}\text{SR Kontrolle} (\%)}$$

Die Wirksamkeit des geprüften Desinfektionsmittels stellt die Überlebens - bzw. Schlupfhemmung dar. Diese wurde aus der Differenz zu 100 errechnet.

$$\text{Wirksamkeit} (\%) = 100 - \text{rel.}\ddot{\text{U}}\text{R} / \text{rel.}\text{SR} (\%)$$

3.2.2. Voruntersuchungen

○ Aufbewahrungsbehältnisse

In aufwändigen Voruntersuchungen mussten unter anderem geeignete Aufbewahrungsbehältnisse für die verschiedenen Entwicklungsstadien für den Zeitraum zwischen Beendigung der Desinfektionsmitteleinwirkung und Auswertung gesucht werden. Als wichtigstes Kriterium galt dabei der zuverlässige Verschluss des Behältnisses; gleichzeitig musste jedoch die Belüftung gewährleistet sein. Neben verschiedenen Behältnissen aus Glas wurden Plastebehältnisse getestet, wobei die Plastebehältnisse die Anforderungen zuverlässig erfüllten. Somit fanden die in 3.1.3. und 3.1.4. detailliert beschriebenen Aufbewahrungsbehältnisse Verwendung.

○ Keimträger - Begrenzungsmöglichkeiten

Als Keimträger wurden in dieser Arbeit als Standard die Rückseite einer Fliese (15x 20 cm), wie in den Richtlinien (N.N., 2007) beschrieben und zusätzlich Pappelholz (10 x 10 cm) verwendet. Die Trägersubstanzen mussten auf Grund der Mobilität der Larven I - III eine Begrenzung für diese Entwicklungsstadien aufweisen. Innerhalb der Voruntersuchungen wurden verschiedene Materialien getestet. Als Begrenzungsring bewährten sich unterschiedlich große Plasteringe, in Abhängigkeit der Größe der Entwicklungsstadien, (s.3.1.4.).

Jedoch war ein Verbindungsstoff zwischen Trägermaterial und Begrenzungsring notwendig, da die bewegungsfähigen *M. domestica* -Stadien den Begrenzungsring unterwanderten bzw. verschieben konnten. Als Verbindungsstoff wurden verschiedene Materialien getestet, wobei die „Neutralität“ der Substanz wichtig war. Es musste vermieden werden, dass der verwendete Stoff mit dem Desinfektionsmittel chemische Reaktionen einging und somit die Ergebnisse eventuell verfälschen konnte. Gips wurde zu diesem Zweck getestet, stellte sich jedoch als ungeeignet heraus. Durch die Feuchtigkeit löste sich Gips auf und verflüssigte sich, die bewegungsfähigen Stadien (La I, II, III) konnten in den Gips einwandern bzw. entweichen. Letztendlich bewährte sich als Verbindungsmaterial Knetmasse. Sie war einfach in der Handhabung und gut formbar. Durch leichtes Erwärmen wurde zudem die Anwendung verbessert. Die Knetmasse bewirkte eine sichere Befestigung des Begrenzungsringes auf dem Keimträger und war undurchlässig für Wasser bzw. Flüssigkeiten, jedoch auch ebenso leicht wieder zu entfernen. Von Vorteil war weiterhin die unterschiedliche Farbgebung, somit konnte auf den Keimträgern eine zusätzliche Markierung der verschiedenen Konzentrationen vorgenommen werden.

○ geeignete Auswertungszeitpunkte / nutritive Versorgung

Ebenso musste in den Voruntersuchungen der geeignete Zeitpunkt für die Auswertung des Desinfektionserfolges und die Maßnahmen für die optimale und dennoch praktikable Versorgung der verschiedenen Entwicklungsstadien bis dahin ermittelt werden. Dabei wurden in den Voruntersuchungen die verschiedensten Zeiträume in Betracht gezogen. So sind Zeiten sofort nach der Desinfektionsmitteleinwirkung (außer Eier und Pu) bis hin zur Weiterentwicklung zum nächsten *M. domestica* -Stadium getestet worden. Wobei sich die Auswertung sofort nach der Einwirkung als ungünstig zeigte, da sich einige *M. domestica* -Stadien gewisse Zeit nach der Wirksamkeitsprüfung zu erholen vermochten. Die weiterhin geprüfte Zeitspanne bis hin zur Entwicklung zum nächsten Fliegen -Stadium war jedoch zu lang für eine ausreichende Überlebensrate. Es ist anzumerken, dass soweit als möglich eine Vereinheitlichung sowohl der Auswertungszeiträume als auch der Versorgung der verschiedenen Entwicklungsstadien angestrebt wurde, um eine Vereinfachung der Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfverfahren zu erlangen. Als optimale Auswertungszeiträume nach Einsatz des zu prüfenden Versuchspräparates wurden für die *M. domestica* -Eier 24 h, für die La I 15 h- max.18 h, für La II, La III und Imagines 24 h und für die Puppen 10 d ermittelt.

In die Voruntersuchungen zur nutritiven Versorgung der Entwicklungsstadien wurden das beschriebene Fliegen-Futter-Gemisch, Amynin-Lösung (einzeln und in Kombination mit Zuckerwasser) sowie ausschließlich Zuckerwasser einbezogen. Wobei sich das Fliegen-Futter-Gemisch, getestet in unterschiedlicher Quantität und Qualität, als die ungünstigste Variante herausstellte. Einerseits wurden geringe Futtermengen durch die Lagerung im Wärmeschrank zu trocken, so dass die Larven das Futter nicht verwerten konnten. Andererseits begann es, durch mangelhafte Durchsetzung des Futters, auf Grund der zu geringen Larvenanzahl pro Behältnis, bei täglicher Befeuchtung zu schimmeln. Einzig die Imagines hatten das Futter-Gemisch als Substrat bis zur Auswertung gut angenommen, jedoch zeigte Zuckerwasser den gleichen Erfolg. Der Vergleich zwischen Amynin einzeln bzw. in Kombination mit Zuckerwasser und ausschließlich Zuckerwasser ergab keine Unterschiede hinsichtlich Akzeptanz und Überlebensrate. Demzufolge wird aus ökonomischen und praktischen Gründen Zuckerwasser als optimales Versorgungsmedium für alle zu versorgenden Stadien (La II, La III, Imagines) angesehen.

In der Desinfektionsmittelliste der DVG sind für eine stärkere Nähe zur Praxis nur die Desinfektionsmittel gelistet, die maximale Einwirkzeiten von 2 h aufweisen (Ausnahme: Spalte 5 –Präparate mit tuberkulozider Wirkung) (N.N., 2011/1). Desweiteren müssen Präparate mit antiparasitärer Wirkung, die in der Desinfektionsmittelliste für die Tierhaltung aufgeführt werden bei einer 120 minütigen Einwirkzeit, eine Entwicklungshemmung der *A. suum* - Eier von mind. 98% im Suspensionsversuch und 95% im Keimträgerversuch bewirken (N.N., 2007).

3.2.3. Ascarosteril AB (Wirkstoffe: o-Hydroxydiphenyl-Fettsäure-Eutektikum, Peressigsäure) - Versuchspräparat 1 - Ergebnisse der Suspensions- und Keimträgerversuche

Tab. 1.1 *M. domestica* - Eier, Suspensionsversuch, Versuchspräparat 1, Einwirkzeit 180 min

Konzentration	K	1%	2%	3%	4%	5%
absolute Schlupfrate	74,69 %	25,12 %	18,27 %	15,52 %	5,29 %	1,71 %
relative Schlupfrate	100 %	33,77 %	24,37 %	20,72 %	7,12 %	2,26 %
Wirksamkeit		66,23 %	75,63 %	79,28 %	92,88 %	97,74 %

Tab. 1.2 *M. domestica* - Eier, Keimträgerversuch Pappelholz, Versuchspräparat 1, Einwirkzeit 180 min

Konzentration	K	1 %	2 %	3 %	4 %	5 %
absolute Schlupfrate	79,05 %	46,17 %	26,57 %	20,45 %	18,26 %	17,93 %
relative Schlupfrate	100 %	58,38 %	33,62 %	25,94 %	23,00 %	22,62 %
Wirksamkeit		41,62 %	66,38 %	74,06 %	77,00 %	77,38 %

Tab. 1.3 *M. domestica* - Eier, Keimträgerversuch Fliese, Versuchspräparat 1, Einwirkzeit 180 min

Konzentration	K	1 %	2 %	3 %	4 %	5 %
absolute Schlupfrate	86,02 %	45,46 %	21,80 %	19,02 %	14,56 %	10,43 %
relative Schlupfrate	100 %	52,41 %	25,36 %	21,88 %	16,77 %	12,03 %
Wirksamkeit		47,59 %	74,64 %	78,12 %	83,23 %	87,97 %

Tab. 1.1 hat die Ergebnisse der Desinfektionsmittelprüfung der Suspensionsversuche, Tab. 1.2 diejenigen des Keimträgers Pappelholz und Tab. 1.3 die Befunde der Fliesenrückseite zum Gegenstand. Die Desinfektionsmittel - Prüfverfahren wurden jeweils an ca. 100-150 Eiern von *M. domestica* mit Versuchspräparat 1 für 180 min durchgeführt. Das Desinfektionsmittel ist in Konzentrationen von 1%, 2%, 3%, 4% und 5% eingesetzt worden. Die

Kontrolle erfolgte mit Leitungswasser. Nach 24 h wurden die Ansätze der Suspensions- sowie Keimträgerversuche unter dem Auflichtmikroskop bei 16facher Vergrößerung ausgewertet. Somit konnte die Gesamtzahl der desinfizierten Eier und demzufolge die Schlupfraten bzw. die Wirksamkeit nach oben angegebenen Formeln ermittelt werden. Aus den Tab. 1.1, 1.2, und 1.3 wird ersichtlich, dass sowohl bei den Suspensionsversuchen, als auch den Keimträgerversuchen mit höherer Anwendungskonzentration die Entwicklungshemmung ebenfalls zunahm. Die Wirksamkeit des Versuchspräparates 1 (5% ig) in den Suspensionsversuchen betrug 97,74 %. Die zuvor erwähnten Vorgaben zur Entwicklungshemmung der DVG wurden somit nahezu erreicht. Die mit einer Anwendungskonzentration von 5% ermittelte Wirksamkeit auf *M. domestica* - Eier war auf dem Keimträger Fliesenrückseite mit 87,97 %, um ca. 10 % höher als diejenige auf dem Keimträger Pappelholz. Die Schlupfraten der nicht desinfizierten *M. domestica* - Eier wurden bei der Anwendung der geringsten Desinfektionsmittelkonzentration nicht erreicht. Durch den Vergleich der Befunde von Tab. 1.1, 1.2, 1.3 zeigte sich, dass die desinfizierende Wirkung von Versuchspräparat 1 auf die Eier von *M. domestica* bei der Anwendung in den Suspensionsversuchen am höchsten war. Bei der geringsten Anwendungskonzentration (1 %) konnte eine Wirksamkeit von 66,23 % erreicht werden. Die Wirksamkeit auf beiden Keimträgern bei 1%iger Konzentration lag unter 50 %. Eine rapide Zunahme der Wirksamkeit des Versuchspräparates 1 der Suspensionsversuche zeigte sich zwischen den Konzentrationsstufen 3% - 4% sowie bei beiden Keimträgern zwischen 1% - 2%. Höhere Konzentrationen von Versuchspräparat 1 wurden in Anbetracht der erhöhten Einwirkzeit von 180 min, aufgrund der Anlehnung und Vergleichbarkeit an *A. suum* - Eier sowie aus ökologischer Sicht nicht verwendet. Grundsätzlich konnte die erhöhte Saugfähigkeit der Fliesenrückseite im Vergleich zum Pappelholz beobachtet werden. Weitere Unterschiede der beiden Keimträger waren aus Sicht der Durchführung nicht zu nennen. Eine Fehlerquelle konnte die bei der Versuchsdurchführung beschriebene Separation der Eier des Geleges darstellen. Die Separation sollte gründlich vorgenommen werden, denn wenn eine große Menge Eier aneinanderklebt, könnten diese dem Desinfektionsmittel nicht vollständig zugänglich gemacht werden. Aufgrund der ermittelten Befunde erfüllte Versuchspräparat 1 nicht die DVG - Anforderungen (N.N., 2007) zur Desinfektion von *M. domestica* - Eiern.

Tab. 1.4 *M. domestica* - Larven I, Suspensionsversuch, Versuchspräparat 1, Einwirkzeit 60 min

Konzentration	K	0,5 %	1,0 %	2,0 %
absolute Überlebensrate	99,02 %	46,08 %	13,65 %	0 %
relative Überlebensrate	100 %	46,56 %	13,79 %	0 %
Wirksamkeit		53,44 %	86,21 %	100 %

Tab. 1.5 *M. domestica* - Larven I, Keimträgerversuch Pappelholz, Versuchspräparat 1, Einwirkzeit 60 min

Konzentration	K	0,5 %	1,0 %	2,0 %
absolute Überlebensrate	99,20 %	61,93 %	30,15 %	1,27 %
relative Überlebensrate	100 %	62,46 %	30,44 %	1,28 %
Wirksamkeit		37,54 %	69,56 %	98,72 %

Tab. 1.6 *M. domestica* - Larven I, Keimträgerversuch Fliese, Versuchspräparat 1, Einwirkzeit 60 min

Konzentration	K	0,5 %	1,0 %	2,0 %
absolute Überlebensrate	99,80 %	18,42 %	8,17 %	0,19 %
relative Überlebensrate	100 %	18,43 %	8,20 %	0,19 %
Wirksamkeit		81,57 %	91,80 %	99,81 %

Tab. 1.4 stellt die Ergebnisse der Suspensionsversuche der Desinfektion von *M. domestica* - La I mit Versuchspräparat 1 über 60 min dar. Für die Prüfverfahren wurden ca. 50 La I verwendet, die aufgrund ihres Vorkommens im "Larvenhaufen" den entsprechenden Versuchsbehältnissen zugeführt worden sind. Versuchspräparat 1 wurde in Konzentrationen von 0,5%, 1% und 2% eingesetzt und die Kontrollen mit Leitungswasser durchgeführt. Die Auszählung erfolgte unverzüglich nach Reaktionsende sowie nach 15 h - max. 18 h unter dem Auflichtmikroskop. Durch Subtraktion der gesamten Larvenanzahl, ermittelt direkt nach der Reaktion, von der Anzahl toter Larven nach max. 18 h, konnten die überlebenden La I

berechnet werden. Ebenso wurde bei der Ermittlung der Ergebnisse der Keimträgerversuche auf Pappelholz, Tab. 1.5 und der Rückseite einer Fliese, Tab. 1.6 vorgegangen. Anhand der drei Tabellen ist ersichtlich, dass die Wirksamkeit von Versuchspräparat 1 die DVG - Vorgaben (*A. suum*) hinsichtlich der Entwicklungshemmung erfüllte. Die Auswertung der Suspensionsversuche zeigte bei 2 %iger Anwendungskonzentration eine 100 %ige Wirksamkeit gegen *M. domestica* - La I. Die Wirksamkeit auf Pappelholz betrug 98,72 % und auf der Rückseite einer Fliese 99,81 %. Wobei auch hier beim Vergleich beider Keimträger eine höhere Wirksamkeit mit 2 %iger Konzentration, wenn auch nur gering, auf der Fliesenrückseite zu erkennen war. Das Versuchspräparat 1 ließ auf Pappelholz in allen Anwendungskonzentrationen eine geringere Wirksamkeit als auf der Fliesenrückseite und in den Suspensionsversuchen erkennen, zudem war die Wirksamkeit auf Pappelholz zwischen den angewandten Desinfektionsmittelkonzentrationen sehr unterschiedlich. Die absoluten Überlebensraten der nicht desinfizierten La I nach max. 18 h betragen sowohl in den Suspensionsversuchen als auch auf beiden Keimträgern über 99,00%.

In Anbetracht der ermittelten Befunde stellte sich Versuchspräparat 1 für die Desinfektion von *M. domestica* - Larven I als geeignet dar.

Tab. 1.7 *M. domestica* - Larven II, Suspensionsversuch, Versuchspräparat 1, Einwirkzeit 90 min

Konzentration	K	1 %	2 %	3 %	4 %
absolute Überlebensrate	99,80 %	90 %	40,40 %	8,80 %	3,20 %
relative Überlebensrate	100 %	90,18 %	40,46 %	8,81 %	3,21 %
Wirksamkeit		9,82 %	59,54 %	91,19 %	96,79 %

Tab. 1.8 *M. domestica* - Larven II, Keimträgerversuch Pappelholz, Versuchspräparat 1, Einwirkzeit 90 min

Konzentration	K	1 %	2 %	3 %	4 %
absolute Überlebensrate	99,90 %	72,20 %	28,10 %	16,10 %	4,30 %
relative Überlebensrate	100 %	72,28 %	28,13 %	16,11 %	4,31 %
Wirksamkeit		27,72 %	71,87 %	83,89 %	95,69 %

Tab. 1.9 *M. domestica* -Larven II, Keimträgerversuch Fliese, Versuchspräparat 1, Einwirkzeit 90 min

Konzentration	K	1 %	2 %	3 %	4 %
absolute Überlebensrate	99,90 %	12,90 %	3,30 %	0,40 %	0,10 %
relative Überlebensrate	100 %	12,91 %	3,30 %	0,40 %	0,10 %
Wirksamkeit		87,09 %	96,70 %	99,60 %	99,90 %

Die Einwirkzeit an *M. domestica* - La II betrug 90 min. Tab. 1.7 zeigt die Befunde der Prüfung von Versuchspräparat 1 im Suspensionsversuch. Tab. 1.8 und Tab. 1.9 stellen die erzielten Ergebnisse auf Pappelholz bzw. auf der Fliesenrückseite dar. Versuchspräparat 1 wurde in Konzentrationen von 1%, 2%, 3 % und 4 % an jeweils 100 La II verwendet. Leitungswasser fand als Kontrolle Anwendung. Die Durchführung der Prüfverfahren wurde durch die Bewegungsfähigkeit, im Zusammenhang mit dem Meiden von Flüssigkeiten erschwert. Es mussten Vorrichtungen verwendet werden, die eine glatte Oberfläche besaßen (s. 3.1.3, 3.1.4). Durch Zugabe von ca. 0,5 ml Leitungswasser wurde die Auswertung nach 24 h erleichtert. Das Wasser ist hierbei zur Stimulation genutzt worden. Somit konnten die Lebenszeichen, aktive Fortbewegung bzw. Bewegungen ihres Cephalopharyngealskeletts, optimal beurteilt werden. Bei Einschätzung der Ergebnisse zeigte sich, dass die Wirksamkeit von Versuchspräparat 1 bei einer Konzentration von 4 % im Suspensionsversuch 96,79 % betrug. Die Befunde der Tab. 1.8 und Tab. 1.9 stellen eine erzielte Wirksamkeit bei gleicher Konzentration von über 95 % auf beiden Keimträgern dar. Die Larven II der Kontrolldurchläufe zeigten absolute Überlebensraten von 99,8% bzw. 99,9%. Bei Betrachtung der Ergebnisse aus Tab. 1.7 wird ersichtlich, dass zwischen der 1 %igen und 2 %igen Anwendungskonzentration eine starke Erhöhung der Wirksamkeit des Versuchspräparates 1 auftrat. Diese starke Hemmung der Überlebensfähigkeit wird auch in Tab. 1.8 zwischen den beiden genannten Konzentrationen auf dem Keimträger Pappelholz ersichtlich. Die Beurteilung der Befunde des Keimträgers Fliesenrückseite (Tab. 1.9) ließ schon bei 1%iger Anwendungskonzentration eine Wirksamkeit von 87,09 % erkennen. Das Versuchspräparat 1 entfaltete bei 4 %iger Anwendungskonzentration auf beiden Keimträgern die erwünschte Wirksamkeit (Vorgaben der DVG -*A. suum*), jedoch wurde diese in den Suspensionsver-

suchen knapp verfehlt. Auch hier ließ sich auf der Fliesenrückseite eine durchweg höhere Wirksamkeit durch dieses Präparat beobachten. Erwartungsgemäß hätte die Wirksamkeit des Desinfektionsmittels in den Suspensionsversuchen am höchsten sein müssen.

Versuchspräparat 1 ist höher konzentriert bzw. mit einer längeren Expositionszeit für die Desinfektion von *M. domestica* - Larven II geeignet.

Tab. 1.10 *M. domestica* - Larven III, Suspensionsversuch, Versuchspräparat 1, Einwirkzeit 90 min

Konzentration	K	1 %	2 %	3 %	4 %
absolute Überlebensrate	99,80 %	71,90 %	26,70 %	14,20 %	5,10 %
relative Überlebensrate	100 %	72,04 %	26,76 %	14,22 %	5,11 %
Wirksamkeit		27,96 %	73,24 %	85,78 %	94,89 %

Tab. 1.11 *M. domestica* - Larven III, Keimträgerversuch Pappelholz, Versuchspräparat 1, Einwirkzeit 90 min

Konzentration	K	1 %	2 %	3 %	4 %
absolute Überlebensrate	99,80 %	51,20 %	19,80 %	10,60 %	5,00 %
relative Überlebensrate	100 %	51,28 %	19,85 %	10,63 %	5,02 %
Wirksamkeit		48,72 %	80,15 %	89,37 %	94,98 %

Tab. 1.12 *M. domestica* - Larven III, Keimträgerversuch Fliese, Versuchspräparat 1, Einwirkzeit 90 min

Konzentration	K	1 %	2 %	3 %	4 %
absolute Überlebensrate	99,90 %	13,80 %	6,40 %	2,70 %	1,50 %
relative Überlebensrate	100 %	13,81 %	6,41 %	2,70 %	1,50 %
Wirksamkeit		86,19 %	93,59 %	97,30 %	98,50 %

Die Befunde, welche bei der Prüfung von Versuchspräparat 1 im Suspensionsversuch an *M. domestica* - La III erhoben wurden sind in Tab 1.10 dargestellt. Tab. 1.11 und Tab. 1.12 zeigen die Ergebnisse der Keimträgerversuche. Die Versuche wurden an jeweils 100 La III bei einer Expositionszeit von 90 min durchgeführt. Das Versuchspräparat 1 wurde auch hier in den Konzentrationen 1 %, 2 %, 3 % und 4 % verwendet. Leitungswasser diente der Kontrolle. Die Auswertung erfolgte in gleicher Weise wie zuvor bei den *M. domestica* - La II beschrieben, ebenfalls nach 24 h. Bei der Begutachtung der Ergebnistabellen zeigte sich ein ähnliches Bild wie bei der Desinfektion der Larven II durch Versuchspräparates 1. In Tab. 1.10 und 1.11 sind starke Wirksamkeitserhöhungen zwischen 1%iger und 2%iger Anwendungskonzentration zu erkennen. Der Vergleich der drei oben aufgeführten Tabellen stellte schon ab 1 %iger Anwendungskonzentration die durchweg höhere Wirksamkeit von Versuchspräparat 1 gegen La III in allen getesteten Desinfektionsmittelkonzentrationen auf der Fliesenrückseite dar. Es fiel auf, dass durch dieses Präparat nur mit einer 4 %igen Konzentration auf der Fliesenrückseite die von der DVG gewünschte Entwicklungshemmung (Vorgaben- *A. suum*) mit 98,50 % erzielt werden konnte (Tab. 1.12). Auf dem Keimträger Pappeholz wurde diese Vorgabe mit einer Wirksamkeit von 94,98 % nur knapp verfehlt (Tab. 1.11). Die Anwendung der 4 % igen Konzentration von Versuchspräparat 1 zeigte in den Suspensionsversuchen die geringste Wirksamkeit (94,89 %) gegen *M. domestica* - La III. Somit stellte sich auch bei dieser Befunderhebung, entgegen der Erwartung, eine höhere Wirksamkeit dieses Desinfektionsmittels in den Keimträgerversuchen dar. Die absoluten Überlebensraten der Kontrollen aller Versuchsdurchläufe betrugen 99,80 % bzw. 99,90 %. Die Desinfektion der Larven III mit Versuchspräparat 1 zeigte Wirkung, da bei den desinfizierten La III in allen Versuchsdurchläufen niedrigere Überlebensraten ermittelt wurden.

Die in diesen Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfungen verwendeten Konzentrationen von Versuchspräparat 1 waren bei angewandter Expositionszeit zur Desinfektion von *M. domestica* - Larven III nicht hinreichend geeignet.

Tab. 1.13 *M. domestica* - Puppen, Suspensionsversuch, Versuchspräparat 1, Einwirkzeit 180 min

Konzentration	K	2 %	3 %	4 %	5 %
absolute Schlupfrate	90,70 %	23,00 %	25,90 %	20,20 %	7,20 %
relative Schlupfrate	100 %	25,33 %	28,64 %	22,28 %	7,94 %
Wirksamkeit		74,67 %	71,36 %	77,72 %	92,05 %

Tab. 1.14 *M. domestica* - Puppen, Keimträgerversuch Pappelholz, Versuchspräparat 1, Einwirkzeit 180 min

Konzentration	K	2 %	3 %	4 %	5 %
absolute Schlupfrate	93,30 %	30,90 %	23,50 %	21,70 %	20,00 %
Relative Schlupfrate	100 %	33,00 %	25,09 %	23,26 %	21,34 %
Wirksamkeit		67,00 %	74,91 %	76,74 %	78,66 %

Tab. 1.15 *M. domestica* - Puppen, Keimträgerversuch Fliese, Versuchspräparat 1, Einwirkzeit 180 min

Konzentration	K	2 %	3 %	4 %	5 %
absolute Schlupfrate	90,50 %	21,80 %	22,20 %	21,70 %	18,50 %
relative Schlupfrate	100 %	24,06 %	24,45 %	23,90 %	20,47 %
Wirksamkeit		75,94 %	75,55 %	76,10 %	79,53 %

Die erzielten Befunde der Prüfung von Versuchspräparat 1 im Suspensionsversuch an *M. domestica* - Puppen ist durch Tab. 1.13 ausgewiesen. Die ermittelten Ergebnisse der Keimträgerversuche auf Pappelholz und der Fliesenrückseite sind durch Tab. 1.14 und 1.15 dargestellt. Jeweils 100 Pu wurden pro Versuchsbehältnis bei einer Einwirkzeit von 180 min getestet. Das Versuchspräparat 1 ist in den Konzentrationen 2 %, 3 %, 4 % und 5 % verwendet worden. Die Kontrollen erfolgten mit Leitungswasser und die Auswertung der Suspensions- bzw. Keimträgerversuche nach 10 d. Die Durchführung der Prüfverfahren an

den *M. domestica* - Pu war sehr gut zu bewältigen. Einzig der Zeitaufwand bis zur Auswertung stellte einen kritischen Punkt dar. Dieser wird in der anschließenden Diskussion ausführlich besprochen. Aus den drei oben stehenden Tabellen wird ersichtlich, dass die erzielten Wirksamkeiten durch Versuchspräparat 1 in allen Desinfektionsmittelprüfungs - Stufen und mit sämtlichen eingesetzten Konzentrationen die Vorgaben der DVG (betr. *A. suum*) nicht erfüllten, weil in den Suspensionsversuchen die Wirksamkeit von 98,0 % bzw. in den Keimträgerversuchen von 95,0 %, selbst bei erhöhter Expositionszeit nicht erreicht wurden. Die höchste Wirksamkeit von Versuchspräparat 1 ist in den Suspensionsversuchen bei 5 %iger Konzentration mit 92,05 % erzielt worden. Bei Betrachtung der Befunde von Tab. 1.13 fiel auf, dass die Wirksamkeit der 3% igen Anwendungskonzentration geringer war, als bei Gebrauch von Versuchspräparat 1 in einer Konzentration von 2 %. Eine stärkere Wirksamkeitszunahme konnte zwischen den Konzentrationen 4 % und 5 % verzeichnet werden. Tab. 1.14 stellt die Wirksamkeit von Versuchspräparat 1 = 67,00 % bei einer Anwendungskonzentration von 2 % dar, bei der Anwendung der 5 % igen Desinfektionsmittelkonzentration wurde eine Wirksamkeit von 78,66 % erreicht. Tab. 1.15 lässt die Hemmung der Entwicklung der *M. domestica* - Pu von 75,94 % - 79,53 % erkennen. Wobei auch hier, bei 3 %iger Konzentration eine geringere Wirksamkeit ermittelt wurde als bei der Anwendung des Desinfektionsmittels in 2 %iger Konzentration. Es zeigte sich, wie schon in den vorherigen Befundtabellen, die höhere Wirksamkeit des Versuchspräparats 1 auf der Fliesenrückseite im Vergleich zum Keimträger Pappelholz, wenn auch nur geringgradig. Eine Wirksamkeit des Versuchspräparates 1 auf die Entwicklung der *M. domestica* - Pu war zu verzeichnen, erreichte jedoch nicht die vorgegebenen Entwicklungshemmungen der DVG. Aufgrund der verlängerten Expositionszeit von 180 min und aus ökologischer Sicht wurden Untersuchungen mit höheren Konzentrationen nicht durchgeführt. Für die Desinfektion von *M. domestica* - Puppen erwies sich Versuchspräparat 1 nicht hinreichend geeignet.

Tab. 1.16 *M. domestica* - Imagines, Suspensionsversuch, Versuchspräparat 1, Einwirkzeit 90 min

Konzentration	K	1%	2 %	3 %
absolute Überlebensrate	94,71 %	55,33 %	22,81 %	0,35 %
relative Überlebensrate	100 %	57,29 %	23,93 %	0,35 %
Wirksamkeit		42,71 %	76,07 %	99,65 %

Die ausgewiesenen Ergebnisse in Tab. 1.16 wurden durch die Prüfung von Versuchspräparat 1 im Suspensionsversuch an *M. domestica* - Imagines erzielt. Bei diesem Entwicklungsstadium wurden ausschließlich Suspensionsversuche durchgeführt, Keimträgerversuche auf experimenteller Basis sind zwar möglich, sind in praxi jedoch wenig sinnvoll. Bei 90 minütiger Expositionszeit wurden die Prüfung von Versuchspräparat 1 in 1 % iger, 2 % iger und 3 % iger Konzentration durchgeführt. Die Kontrolle erfolgte mit Leitungswasser, die Auswertung der Befunde nach 24 h. Die absolute Überlebensrate der Kontrolldurchläufe betrug 94,71 %. Zwischen den einzelnen Anwendungskonzentrationen war eine zunehmende Wirksamkeit von Versuchspräparat 1 auf die Imagines zu verzeichnen. Durch die erreichte Wirksamkeit von 99,65 % gegen die adulten Fliegen bei 3 %iger Konzentration wurde eine hohe Empfindlichkeit der Imagines gegenüber diesem Präparat beobachtet.

Die Befunderhebung aus Tab. 1.16 ließ beobachten, dass Versuchspräparat 1 für die Desinfektion der adulten Stubenfliege in einer Konzentration von 3 % und für die Einwirkungszeit von 90 min geeignet war.

3.2.4. Antiseptica Flächen - Desinfektion 7 (Wirkstoffe: Glutaraldehyd, Glyoxal, Formaldehyd, Benzalkoniumchlorid und Didecyl-dimethylammonium-chlorid) - Versuchspräparat 2 - Ergebnisse der Suspensions- und Keimträgerversuche

Die bei den entsprechenden Entwicklungsstadien in 3.2.3. beschriebenen Beobachtungen und Vorgänge waren für Versuchspräparat 2 ebenso zutreffend. Aus diesem Grund wird an dieser Stelle auf die nochmalige ausführliche Beschreibung verzichtet.

Tab 2.1 *M. domestica* - Eier, Suspensionsversuch, Versuchspräparat 2, Einwirkzeit 180 min

Konzentration	K	1%	2%	3%	4%	5%
absolute Schlupfrate	83,37 %	77,59 %	76,38 %	76,28 %	75,68 %	75,00 %
relative Schlupfrate	100 %	93,11 %	91,72 %	91,50 %	90,88 %	89,95 %
Wirksamkeit		6,89 %	8,28 %	8,50 %	9,12 %	10,05 %

Tab. 2.2 *M. domestica* - Eier, Keimträgerversuch Pappelholz, Versuchspräparat 2, Einwirkzeit 180 min

Konzentration	K	1%	2%	3%	4%	5%
absolute Schlupfrate	77,95 %	72,02 %	71,22 %	68,63 %	69,18 %	68,77 %
relative Schlupfrate	100 %	92,45 %	91,40 %	88,07 %	88,77 %	88,23 %
Wirksamkeit		7,55 %	8,60 %	11,93 %	11,23 %	11,77 %

Tab. 2.3 *M. domestica* - Eier, Keimträgerversuch Fliese, Versuchspräparat 2, Einwirkzeit 180 min

Konzentration	K	1%	2%	3%	4%	5%
absolute Schlupfrate	75,73 %	73,66 %	73,15 %	71,80 %	70,30 %	69,66 %
relative Schlupfrate	100 %	97,27 %	96,62 %	94,83 %	92,84 %	91,99 %
Wirksamkeit		2,73 %	3,38 %	5,17 %	7,16 %	8,01 %

In den Tabellen 2.1, 2.2 und 2.3 sind die Ergebnisse der Desinfektionsmittelprüfungen an Eiern von *M. domestica* über den Zeitraum von 180 min mit Versuchspräparat 2 durchgeführt. Je Versuchsbehältnis wurden ca. 100 - 150 Eier verwendet. Die Testung dieses Desinfektionsmittels erfolgte in Konzentrationen von 1%, 2%, 3%, 4% und 5%, die Kontrolle mit Leitungswasser. Tab. 2.1 zeigt mit steigenden Anwendungskonzentrationen zwar die zunehmende Wirksamkeit von Versuchspräparat 2, jedoch stellten die Befunde der Suspensionsversuche gleichzeitig eine geringe Empfindlichkeit der *M. domestica* - Eier gegenüber diesem Präparat dar. Die Wirksamkeit der höchsten Anwendungskonzentration (5%) betrug 10,05 %, somit lag die relative Schlupfrate bei 89,95 %. Tab. 2.2 und Tab. 2.3 weisen die Ergebnisse der Keimträgerversuche aus. Auf dem Keimträger Pappelholz wurde die desinfizierende Wirksamkeit auf *M. domestica* - Eier mit 5 %iger Anwendungskonzentration von lediglich 11,77 % erzielt. Die Wirksamkeit des Keimträgers Fliesenrückseite betrug bei gleicher Konzentration 8,01 %. Die bei Versuchspräparat 1 beobachtete höhere Wirksamkeit auf dem Keimträger Fliesenrückseite konnte nicht beobachtet werden. Die erfolgreichste Wirksamkeit durch Versuchspräparat 2 auf getestete *M. domestica* - Eier wurde auf dem Keimträger Pappelholz ermittelt. Jedoch zeigte sich bei vergleichender Betrachtung der Tab. 2.2 und 2.3 eine Wirksamkeitszunahme mit steigender Anwendungskonzentration auf beiden Keimträgern. Grundsätzlich war aus diesen hier vorliegenden Befunden jedoch eine äußerst geringe Empfindlichkeit der Eier gegenüber diesem Präparat zu erkennen. In Anbetracht der hohen relativen Schlupfraten (88,23 % bzw. 91,99 % bei 5 %iger Konzentration) bzw. geringen Wirksamkeit und der langen Expositionszeit (180 min) sind weitere Konzentrationserhöhungen nicht vorgenommen worden. Auch hier konnte eine mögliche, allerdings sehr geringe Fehlerquelle die Separation der Eier aus den Eigelegen darstellen. Versuchspräparat 2 war für die Desinfektion von *M. domestica* - Eiern ungeeignet.

Tab. 2.4 *M. domestica* - Larven I, Suspensionsversuch, Versuchspräparat 2, Einwirkzeit 60 min

Konzentration	K	0,5 %	1,0 %	2,0 %
absolute Überlebensrate	99,63 %	98,97 %	97,26 %	96,88 %
relative Überlebensrate	100 %	99,33 %	97,62 %	97,24 %
Wirksamkeit		0,67 %	2,38 %	2,76 %

Tab. 2.5 *M. domestica* - Larven I, Keimträgerversuch Pappelholz, Versuchspräparat 2, Einwirkzeit 60 min

Konzentration	K	0,5 %	1,0 %	2,0 %
absolute Überlebensrate	99,49 %	98,34 %	97,47 %	96,54 %
relative Überlebensrate	100 %	98,84 %	97,97 %	97,03 %
Wirksamkeit		1,16 %	2,03 %	2,97 %

Tab. 2.6 *M. domestica* - Larven I, Keimträgerversuch Fliese, Versuchspräparat 2, Einwirkzeit 60 min

Konzentration	K	0,5 %	1,0 %	2,0 %
absolute Überlebensrate	99,67 %	98,84 %	97,08 %	92,42 %
relative Überlebensrate	100 %	99,17 %	97,41 %	92,72 %
Wirksamkeit		0,83 %	2,59 %	7,28 %

Die Befunde der Desinfektionsmittelprüfungen von Versuchspräparat 2 an *M. domestica* - La I werden durch die nachfolgenden Tabellen 2.4, 2.5 und 2.6 aufgezeigt, wobei Tab. 2.4 die Ergebnisse der Suspensionsversuche, Tab. 2.5 und Tab. 2.6 die der Keimträgerversuche darstellen. Versuchspräparat 2 wurde in Konzentrationen von 0,5%, 1% und 2% verwendet, die Einwirkzeit betrug 60 min. Leitungswasser diente zur Kontrolle.

Die absoluten Überlebensraten der Kontrollen in den Suspensions- bzw. Keimträgerversuchen betragen 99,49 % bis 99,67 %. Die Befunde der Desinfektionsmittel-Wirksam-

keitsprüfungen zeigten eine geringe Wirksamkeit des Versuchspräparats 2 gegenüber La I. Die Desinfektionsmittelwirksamkeit im Suspensionsversuch (Tab. 2.4) stellte sich bei einer Anwendungskonzentration von 2 % mit 2,76 % sehr gering dar. Die Überlebenshemmung bei 2 % iger Konzentration auf dem Keimträger Fliesenrückseite betrug lediglich 7,28 % (Tab. 2.6). Versuchspräparat 2 erzielte bei gleicher Konzentration auf dem Keimträger Pappelholz eine Wirksamkeit von 2,97 % (Tab. 2.5). Bei dem Vergleich der drei oben aufgeführten Tabellen wurden Wirksamkeitserhöhungen bei steigenden Desinfektionsmittelkonzentrationen erkennbar. Diese waren jedoch bei der höchsten getesteten Konzentration (2%) zu gering, um die Vorgaben der DVG zu erfüllen. Eine Konzentrations- bzw. Expositionszeiterhöhung ist aufgrund der Vergleichbarkeit zu Versuchspräparat 1 nicht in Erwägung gezogen worden.

Versuchspräparat 2 war für die Desinfektion von *M. domestica* - Larven I ungeeignet.

Tab. 2.7 *M. domestica* - Larven II, Suspensionsversuch, Versuchspräparat 2, Einwirkzeit 90 min

Konzentration	K	1 %	2 %	3 %	4 %
absolute Überlebensrate	99,60 %	94,70 %	91,50 %	89,00 %	86,80 %
relative Überlebensrate	100 %	95,07 %	91,86 %	89,35 %	87,15 %
Wirksamkeit		4,93 %	8,14 %	10,65 %	12,85 %

Tab. 2.8 *M. domestica* - Larven II, Keimträgerversuch Pappelholz, Versuchspräparat 2, Einwirkzeit 90 min

Konzentration	K	1 %	2 %	3 %	4 %
absolute Überlebensrate	99,80 %	97,70 %	97,10 %	94,20 %	90,10 %
relative Überlebensrate	100 %	97,90 %	97,30 %	94,39 %	90,28 %
Wirksamkeit		2,10 %	2,70 %	5,61 %	9,72 %

Tab. 2.9 *M. domestica* - Larven II, Keimträgerversuch Fliese, Versuchspräparat 2, Einwirkzeit 90 min

Konzentration	K	1 %	2 %	3 %	4 %
absolute Überlebensrate	99,80 %	97,60 %	96,20 %	93,10 %	88,90 %
relative Überlebensrate	100,00 %	97,80 %	96,39 %	93,28 %	89,07 %
Wirksamkeit		2,20 %	3,61 %	6,72 %	10,93 %

Die an *M. domestica* - La II erhobenen Befunde der Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfungen von Versuchspräparat 2 sind in Tab. 2.7 für die Suspensionsversuche aufgeführt. Die Ergebnisse in Tab. 2.8 und Tab. 2.9 wurden bei den Keimträgerversuchen auf Pappelholz und auf der Fliesenrückseite ermittelt. Je Versuchsbehältnis wurden die Desinfektionsmittelprüfungen an 100 La II durchgeführt, wobei Versuchspräparat 2 in Konzentrationen von 1%, 2%, 3 % und 4 % Anwendung fand. Die Kontrollen erfolgten mit Leitungswasser. Die drei oben aufgeführten Tabellen zeigen absolute Überlebensraten der Kontrollen über den 24 stündigen Auswertungszeitraum von 99,60 % bzw. 99,80 %. Die Bewertung der Befunde zeigte in Tab 2.7 eine niedrige Wirksamkeit in den Suspensionsversuchen. Bei einer Anwendungskonzentration von 4 % betrug diese lediglich 12,85 %. Auch hier wurde die zunehmende Entwicklungshemmung auf die La II mit steigender Desinfektionsmittelkonzentration sichtbar; ebenso konnte die niedrige Wirksamkeitszunahme in Tab. 2.8 und 2.9 beobachtet werden. Die Hemmung der Entwicklung von La II stellte sich bei einer Anwendungskonzentration von 4 % auf dem Keimträger Fliesenrückseite geringfügig höher (10,93 %) als auf Pappelholz (9,72 %) dar. Grundsätzlich war zu erkennen, dass die La II von *M. domestica* gegenüber dem Versuchspräparat 2 wenig empfindlich sind. Die erzielten Ergebnisse verfehlten die DVG-Vorgaben der Entwicklungshemmung (gemessen an *A. suum*) hochsignifikant.

Versuchspräparat 2 war für die Desinfektion von *M. domestica* - La II nicht geeignet.

Tab. 2.10 *M. domestica* -Larven III, Suspensionsversuch, Versuchspräparat 2, Einwirkzeit 90 min

Konzentration	K	1 %	2 %	3 %	4 %
absolute Überlebensrate	100,00 %	98,80 %	93,90 %	88,60 %	83,20 %
relative Überlebensrate	100,00 %	98,80 %	93,90 %	88,60 %	83,20 %
Wirksamkeit		1,20 %	6,10 %	11,40 %	16,80 %

Bei den Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfungen des Versuchspräparates 2 zeichnete sich im Testverlauf der larvalen Entwicklungsstadien eine Tendenz im Suspensionsversuch ab, so dass Keimträgerversuche an *M. domestica* - Larven III bewusst nicht durchgeführt wurden.

In Tab. 2.10 sind die ermittelten Prüfbefunde der Suspensionsversuche an *M. domestica* -La III aufgeführt. Testsubstanz war Versuchspräparat 2, das an jeweils 100 La III eines Versuchsbehältnisses geprüft worden ist. Leitungswasser fand als Kontrolle Anwendung. Die Einwirkungszeit betrug 90 min. Versuchspräparat 2 wurde in den Konzentrationen 1%, 2%, 3% und 4 % geprüft. Wie schon bei La II erwähnt konnte die Fähigkeit der Fortbewegung für die Auswertung nach 24 h genutzt werden, behinderte jedoch die eigentliche Versuchsdurchführung. Die bereits beschriebenen Vorrichtungen fanden Anwendung. Die Befundauswertungen der Suspensionsversuche (Tab.2.10) erbrachten bei der Anwendungskonzentration von 4 % eine Wirksamkeit von lediglich 16,80 %. Die absolute Überlebensrate der Kontrollen betrug 100 %. Eine Wirksamkeitstendenz bei steigenden Wirkstoffkonzentrationen war zu verzeichnen, jedoch erreichte Versuchspräparat 2 nicht die gewünschte Entwicklungshemmung.

Versuchspräparat 2 war demnach in den angewendeten Konzentrationen und Expositionszeiten zur Desinfektion von *M. domestica* - Larven III ungeeignet.

Tab. 2.11 *M. domestica* - Puppen, Suspensionsversuch, Versuchspräparat 2, Einwirkzeit 180 min

Konzentration	K	2 %	3 %	4 %	5 %
absolute Schlupfrate	83,80 %	6,40 %	4,00 %	2,40 %	0,80 %
relative Schlupfrate	100 %	7,65 %	4,78 %	2,87 %	0,96 %
Wirksamkeit		92,35 %	95,22 %	97,13 %	99,04 %

Tab. 2.12 *M. domestica* - Puppen, Keimträgerversuch Pappelholz, Versuchspräparat 2, Einwirkzeit 180 min

Konzentration	K	2 %	3 %	4 %	5 %
absolute Schlupfrate	88,70 %	10,10 %	10,00 %	5,10 %	4,00 %
relative Schlupfrate	100 %	11,41 %	11,28 %	5,75 %	4,53 %
Wirksamkeit		88,59 %	88,72 %	94,25 %	95,47 %

Tab. 2.13 *M. domestica* - Puppen, Keimträgerversuch Fliese, Versuchspräparat 2, Einwirkzeit 180 min

Konzentration	K	2 %	3 %	4 %	5 %
absolute Schlupfrate	86,90 %	9,30 %	8,30 %	5,20 %	4,00 %
relative Schlupfrate	100 %	10,72 %	9,54 %	5,99 %	4,60 %
Wirksamkeit		89,28 %	90,46 %	94,01 %	95,40 %

Die erzielten Ergebnisse der Prüfung des Versuchspräparates 2 an *M. domestica* - Pu in den Suspensionsversuchen zeigt Tab. 2.11; die Ergebnisse der Keimträgerversuche auf Pappelholz und diejenigen auf der Rückseite einer Fliese sind aus Tab. 2.12 und Tab 2.13 ersichtlich. Die Expositionszeit betrug 180 min. Versuchspräparat 2 wurde in den Konzentrationen 2 %, 3 %, 4 % und 5 % eingesetzt. Leitungswasser diente der Kontrolle. 100 Pu waren je Versuchsbehältnis zu testen, nach 10 d folgte die Auswertung der Versuche. Bei Betrachtung der Tabellen 2.11 – 2.13 wird deutlich, dass die getesteten *M. domestica* - Pu

eine geringe Tenazität gegenüber dem Versuchspräparat 2 aufwiesen. In 5 % iger Konzentration wurde in den drei Versuchsstufen die Vorgabe der DVG (gemessen an *A.suum*), die eine Entwicklungshemmung von mind. 98% im Suspensions- und mind. 95% im Keimträgerversuch verlangt, erfüllt. Der Tab. 2.11 können die Ergebnisse der Prüfung des Versuchspräparates 2 in den Suspensionsversuchen entnommen werden. Wobei bei 5 %iger Anwendungskonzentration eine 99,04%ige Wirksamkeit gegen die *M. domestica* - Pu erzielt wurde. Dieses hier getestete Desinfektionsmittel zeigte auf dem Keimträger Pappelholz bei gleicher Konzentration eine Entwicklungshemmung von 95,47 % (Tab. 2.12). Auf dem Keimträger Fliesenrückseite (Tab. 2.13) wurde bei Prüfung der 5 % igen Konzentration von Versuchspräparat 2 eine Wirksamkeit von 95,40 % ermittelt. Der Vergleich der erhobenen Befundtabellen zeigte, dass durch Versuchspräparat 2 bei der geringsten getesteten Konzentration (2 %) bei allen drei Versuchsdurchführungen eine vergleichsweise (zu Tab. 1.13, 1.14, 1.15) hohe Wirksamkeit erzielt werden konnte. Ebenso stieg mit zunehmender Konzentration dessen Wirksamkeit auf die *M. domestica* - Pu kontinuierlich. Die absoluten Schlupfraten der Kontrollen betrugen in den Suspensionsversuchen 83,80 %, und in den Keimträgerversuchen 88,70 % bzw. 86,90%.

Versuchspräparat 2 stellte sich in einer Konzentration von 5 % und der Expositionszeit von 180 min zur Desinfektion von *M. domestica* - Puppen als geeignet dar.

Tab. 2.14 *M. domestica* - Imagines, Suspensionsversuch, Versuchspräparat 2, Einwirkzeit 90 min

Konzentration	K	1 %	2 %	3 %
absolute Überlebensrate	99,21 %	66,13 %	36,73 %	24,61 %
relative Überlebensrate	100 %	66,66 %	36,91 %	24,80 %
Wirksamkeit		33,34 %	63,09 %	75,20 %

Die erzielten Ergebnisse des Versuchspräparates 2, welche bei der Prüfung in den Suspensionsversuchen an *M. domestica* - Imagines ermittelt wurden, sind in Tab. 2.14 aufgeführt. Die Prüfung erfolgte mit 1 % iger, 2 % iger und 3 % iger Konzentration des Versuchs-

präparates 2, für die Kontrolle diente Leitungswasser. Die Einwirkungszeit betrug 90 min und die Auswertung wurde nach 24 h vorgenommen. Die erhobenen Befunde des Versuchspräparates 2 im Suspensionsversuch zeigten eine Empfindlichkeit der Imagines auf dieses Desinfektionsmittel, jedoch war diese im Vergleich zu Versuchspräparat 1 (Tab. 1.16) geringer. Tab. 2.14 zeigt die absolute Überlebensrate der Kontrollen mit 99,21 % auf. Die 3%ige Anwendungskonzentration von Versuchspräparat 2 erzielte eine Wirksamkeit von 75,20 %. Versuchspräparat 1 erlangte bei gleicher Konzentration eine 99,65%ige Wirksamkeit. Wirksamkeitssteigerungen waren bei Erhöhung der Konzentration von Versuchspräparat 2 zu verzeichnen, jedoch erreichte die Entwicklungshemmung bei der höchsten getesteten Konzentration (3%) die Vorgaben der DVG (gemessen an *A. suum*) nicht. Eine weitere Konzentrationserhöhung wurde durch die Vergleichbarkeit zu Versuchspräparat 1 nicht vorgenommen.

Aufgrund der Befunderhebung war Versuchspräparat 2 in oben genannter Einwirkzeit und Konzentrationen für die Desinfektion von *M. domestica* - Imagines ungeeignet.

3.2.5 Schlupfverhalten *M. domestica* - Puppen

Weiterhin wurde im Zusammenhang mit den Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfungen das Schlupfverhalten dieses *M. domestica* - Stammes beobachtet. Verwendung fanden dafür die Puppen der Kontrollen. Insgesamt wurden 8000 Puppen in diese Untersuchung involviert. Aus den 8000 Puppen schlüpfen insgesamt 7193 Imagines (absolut SR 89,91% / relative SR 100 %). 3545 weibliche (relative SR 49,36 %) u. 3648 männliche (relative SR 50,64 %) Imagines kamen vollständig aus ihren Puparien. Bei diesen 8000 untersuchten Puppen blieben 113 Imagines (1,64 %) innerhalb des Schlupfvorganges in der Puppenhülle stecken. Diese „Schlupfversuche“ wurden als nicht geschlüpft gewertet. Die Geschlechtsbestimmung erfolgte wie von Klunker und Kiesow (1980) beschrieben, anhand des Abdomens der Imagines. In Anbetracht des Schlupfverhältnisses der vollständig geschlüpften Imagines konnte eine nahezu 50 %ige Verteilung (+/- 0,64 %) der Geschlechter beobachtet werden. Es wird empfohlen, in weiterführenden Untersuchungen das Schlupfverhältnis der desinfizierten Puppen zu ermitteln, um gesicherte Aussagen über die „Geschlechter-Empfindlichkeit“ von *M. domestica* gegenüber den angewandten Desinfektionsmitteln treffen zu können.

4. Diskussion

Die Desinfektion ist eine unerlässliche Komponente in der Bekämpfungsstrategie gegen Schadarthropoden (Hiepe u. Dauschies, 2006). Bisher gibt es kein offiziell zugelassenes Verfahren zur Wirksamkeitsprüfung gegen Schadarthropoden, die als Vektoren, Gesundheitsschädlinge und Krankheitserreger in die Lebensprozesse einzugreifen vermögen. Die in dieser Arbeit durchgeführten experimentellen Untersuchungen zur Entwicklung eines Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfverfahrens finden in Anlehnung an die DVG Richtlinien für die Prüfung von Desinfektionsverfahren und chemischen Desinfektionsmitteln, speziell nach den Methoden der Prüfung für die Tierhaltung statt. Dabei werden die Vorgaben der Prüfung von Desinfektionsmitteln an Spulwurmeiern (*A. suum*) berücksichtigt (N.N., 2007) und sowohl der Suspensionsversuch als auch der Keimträgerversuch durchgeführt. Das Ziel besteht darin, eine Vergleichbarkeit der hier erzielten Ergebnisse mit bereits vorhandenen Desinfektionsmittelangaben zu antiparasitären Wirkungen (Protozoen und Helminthen) aus der 13. Desinfektionsmittelliste für die Tierhaltung der DVG (N.N., 2011/1) zu erreichen. Grundsätzlich muss jedoch eingeräumt werden, dass die von der DVG Richtlinie (N.N., 2007) vorgegebene Anzahl der zu testenden *A. suum* - Eier (100 000 / ml) an Arthropoden, speziell an *M. domestica* nicht durchführbar ist. Die im Vergleich zu *A. suum* geringe Reproduktionsquote von *M. domestica* (Arthropoda) lässt diese vorgegebene Testmenge nicht zu. Ein *M. domestica* - Weibchen legt pro Gelege 50 - 150 Eier (Hiepe u. Ribbeck, 1982). Auch die Fähigkeit der Fortbewegung einiger *M. domestica* - Stadien (La I - III und Imagines) ist zu berücksichtigen, da diese die Durchführung der Desinfektionsmittelversuche, v.a. in Anbetracht der Tatsache, dass Flüssigkeiten gemieden werden, erheblich erschwert. Ebenso wird die Arbeit von Victor (1999) bzw. Mielke et al. (2001) berücksichtigt. Die von ihnen durchgeführten Vorleistungen werden als Baustein für die weitere Entwicklung der Prüfverfahren an *M. domestica* herangezogen. Zwei Desinfektionsmittel (MENNO-Chemie: Neopredisan 135-1 und Neopredisan 135-2) wurden an allen Entwicklungsstadien von *M. domestica* geprüft, wobei ihre Untersuchungen mit jeweils 20 Entwicklungsstadien pro Versuch durchgeführt wurden. Auch unterscheiden sich, neben der Anzahl der Stadien, die Durchführungen, Konzentrationen sowie Einwirkzeiten von den hier beschriebenen Versuchsabläufen. Elektronenmikroskopische Untersuchungen

zeigten sowohl insektizide als auch bakterizide Wirksamkeit durch Neopredisan 135-2. Die eigens durchgeführte Fliegenzucht und die Prüfungen der Desinfektionsmittel fanden in 2 separaten Räumen statt, um eventuellen Resistenzbildungen von *M. domestica*, hervorgerufen durch die Dampfphase der Testsubstanzen entgegen zu wirken. Trotz aller Bemühungen konnte an verschiedenen Stadien (v.a. Pu) eine minimale Anhaftung von Futterpartikeln nicht gänzlich vermieden und somit das Auftreten von Eiweißfehlern nicht absolut ausgeschlossen werden. In dieser Arbeit wurden die Desinfektionsmittelkonzentrationen mit Leitungswasser hergestellt und nicht wie in den Richtlinien der DVG vorgegeben mit Wasser standardisierter Härte (WSH). Die Untersuchungsergebnisse von der Heide's (1973), die sich auf sechs verschiedene Desinfektionsmittel beziehen, konnten eine Beeinträchtigung der Desinfektionsmittelwirksamkeit bei Einsatz von Leitungswasser nicht nachweisen. Außerdem zeigt die Herstellung der anzuwendenden Desinfektionsmittelkonzentration mit Leitungswasser eine deutliche Nähe zu den Anwendungsbedingungen in der Praxis.

Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfverfahren an *M. domestica* - Eiern: In diesen Desinfektionsmittelprüfungen fanden insgesamt 46735, max. 15 h alte *M. domestica* - Eier Anwendung. Heine (1975) verwendete für seine Untersuchungen an *M. domestica* 4 - 8 h alte Eier, Victor (1999) gab Angaben zum Alter der untersuchten Fliegen - Eier nicht an. Die Eigewinnung sollte 13 h nach Einstellen des Eiablagebehältnisses in den Zuchtkasten, die Desinfektionsmittelprüfungen nach maximal 15 h beginnen. An dieser Stelle ist zu erwähnen, dass sich eine exakte Altersangabe der Eier schwierig gestaltet. Jedoch kann anhand des Verhaltens der Eier im Wasser eine grobe Aussage getroffen werden. Klunker und Kiesow (1980) beschreiben junge (ca. bis 6 h) Eier als hydrophob, alte als hydrophil. In diesem Versuchsaufbau wurden pro Versuchsbehältnis ca. 100 - 150 Eier desinfiziert. Heine (1975) untersuchte 50 und Victor (1999) 20 Eier, wobei die Angabe der für die Auszählung benötigten Zeit in beiden Fällen nicht erfolgte. Wegen des hohen Zeitaufwandes wurde es zunächst für nicht notwendig erachtet, jedes Ei in der oben angegebenen Menge einzeln auszählen. Es hat sich bewährt, die Eier vor der Desinfektionsmittelprüfung und nach der Separation der Eigelege innerhalb der wassergefüllten Petrischale zu begutachten. Die Eier konnten ohne Beeinträchtigung bis 8 Stunden im Wasser aufbewahrt werden (Klunker u. Kiesow, 1980). Aufgrund des Schlupfzeitraums war jedoch auf die Zeit zu achten. In den von Heine (1975) durchgeführten Untersuchungen, wurden die Eier nach der Expositionszeit luftgetrocknet. Victor (1999) wählte eine Expositionszeit für die *M. domestica* - Eier

von einem Tag. Die Beurteilung fand, ebenso wie bei Heine (1975) ohne vorherige Waschung statt. In den eigens beschriebenen Prüfverfahren wurde jedoch nach der Expositionszeit die Waschung mit Wasser gewählt, um somit ein Desinfektionsmittel - Freisein der Fliegen - Eier zu sichern. Ohne die anschließende Waschung nach dem Wirkstoffkontakt kann eine exakte Angabe über die Expositionszeit nicht gemacht werden. Anhaftende Wirkstoffpartikel könnten weiterhin, auch nach Trocknung ihre Wirkung entfalten. Die Eier wurden im Suspensionsversuch mit 1,5 ml Versuchspräparat und in den Keimträgerversuchen mit einem Flüssigkeitsfilm des Desinfektionsmittels kontaktiert. In der Literatur wurden unterschiedliche Expositionen und Expositionszeiten der Eier beschrieben. So besprühte Victor (1999) die Eier von *M. domestica* mit dem Wirkstoff. Heine (1975) tauchte diese dagegen in den Wirkstoff ein („Dip-Verfahren“). Zastrow und Zastrow (1974) führten Untersuchungen an *H. suis* - Eiern durch. Dazu legten sie die Läuseeier auf das zuvor mit dem Wirkstoff beschickte feuchte Filterpapier. Die Expositionszeit der *M. domestica* - Eier betrug bei Heine (1975) 4 min, anschließend erfolgte die Trocknung und nach 7 d im Nährmedium die Auszählung der sich aus den Eiern entwickelten Larven. Grundsätzlich ist auch an dieser Stelle zu hinterfragen, ob die Expositionszeit ohne Waschung genau festgelegt werden kann. Außerdem ist es nach eigenen Untersuchungen schwierig, die sich entwickelnden Stadien in kleiner Anzahl zu züchten; die Überlebensrate ist niedriger, ebenso wie bei zu großer Menge an Entwicklungsstadien in einem Gefäß. Diese Feststellung wird durch Knobloch (1970) sowie Klunker und Kiesow (1980) bestätigt. Demzufolge könnte durch den langen Zeitraum bis zur Auswertung die Überlebensrate nicht nur durch die Wirksamkeit bestimmt sein, sondern zusätzlich durch die Züchtungsweise beeinflusst werden. Bei den eigenen Untersuchungen erfolgte die Auswertung der Desinfektionsmittelwirksamkeit auf die Eier mikroskopisch durch die Schlupfrate der Larven I. Von Mielke et al. (2001) erfolgte die Auswertung der *M. domestica* - Eier nach 1 d durch den Lebendnachweis, ebenfalls mikroskopisch. Grundsätzlich ist die hier beschriebene Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfung der *M. domestica* - Eier sowohl im Suspensions-, als auch im Keimträgerversuch hinsichtlich der Durchführbarkeit geeignet. Wie in der Versuchsdurchführung beschrieben, wurde eine „Klimakammer“ gegen Austrocknung der Eier geschaffen. Auch die 6-Well-Platten und die schwarze Baumwollunterlage haben sich bewährt. Klunker und Kiesow (1980) beschreiben ebenfalls dunkle Unterlagen bei ihrer Arbeit mit *M. domestica* - Eiern. Dagegen geben andere Autoren keinerlei Hilfsmittel an. Die Auswertung der Desinfektionsmittel-

wirksamkeit auf die Eier erfolgte durch die Schlupfrate der Larven I. Wobei durch die schwarze Baumwollunterlage die Unterscheidung von leeren und vollen Eiern erleichtert worden ist. Die Desinfektionsmittelprüfungen an den *M. domestica* - Eiern wurden mit einer Expositionszeit von 180 min durchgeführt. Diese lange Zeit wurde in den Voruntersuchungen gewählt und für geeignet befunden, da sonst selbst bei sehr hohen Konzentrationen (5%) ein gewünschter Desinfektionserfolg ausblieb. Die erzielten Ergebnisse der Desinfektionsmittel -Wirksamkeitsprüfungen der Eier in den Suspensionsversuchen (Tab.1.1, 2.1) sowie den Keimträgerversuchen (Tab.1.2, 1.3, 2.2, 2.3) bei 5%iger Konzentration und einer, nach der DVG Liste verlängerten Einwirkzeit beider Versuchspräparate sind als unzureichend zu bewerten. So zeigte Versuchspräparat 1 (Wirkstoffe: o-Hydroxydiphenyl-Fettsäure-Eutektikum, Peressigsäure) bei der höchsten Konzentration in den Suspensionsversuchen eine Wirksamkeit von 97,74 % und Versuchspräparat 2 (Wirkstoffe: Glutaraldehyd, Glyoxal, Formaldehyd, Benzalkoniumchlorid und Didecyl-dimethylammonium-chlorid) = 10,05 %. In den Keimträgerversuchen hinterließ Versuchspräparat 1 auf Pappelholz eine Wirksamkeit von 77,38 % und auf der Rückseite einer Fliese 87,97 %. Versuchspräparat 2 erlangte eine Wirksamkeit auf Pappelholz von 11,77 % und bei der Fliesenrückseite eine 8,01 %ige Wirksamkeit. Ein Vergleich beider Versuchspräparate zeigt eine deutlich höhere Wirksamkeit und somit eine stärkere Entwicklungshemmung gegenüber den *M. domestica* - Eiern durch das Versuchspräparat 1, welches mit antiparasitärer Wirkung DVG- gelistet ist (N.N., 2011/1). Die Eier können von den 6 existierenden *M. domestica* - Stadien, als das Stadium mit der höchsten Tenazität gegenüber den beiden eingesetzten chemischen Desinfektionsmitteln benannt werden. Diese Aussage wird im Hinblick auf die erzielten Ergebnisse, die lange Reaktionszeit (180 min) und die hohen getesteten Desinfektionsmittelkonzentrationen (bis 5 %) beider Desinfektionsmittel getroffen. In der Arbeit von Werner (1988) sind zwei verschiedene Antektoparasitika u. a. an der Schweinelas *H. suis* getestet worden, auch dort zeigten sich die Arthropoden - Eier am wenigsten empfindlich. Die Untersuchungen der oviziden Wirksamkeit von 3 Desinfektionsmitteln durch Zastrow und Zastrow (1974) auf *H. suis* - Eier wiesen eine altersabhängige Empfindlichkeit der Eier auf. Bei *M. domestica* kann ebenfalls nicht ausgeschlossen werden, dass eine altersabhängige Empfindlichkeit besteht. Wie bereits erwähnt, beschreiben Klunker und Kiesow (1980) jüngere Eier als hydrophob, ältere hydrophil. Diese Eigenschaft kann mit hoher Wahrscheinlichkeit Einfluss auf die Wirksamkeit von Desinfektionsmitteln nehmen. In vorliegender Arbeit wurden ältere Eier

verwendet. Um eine sichere Aussage über den altersabhängigen Desinfektionsmittel-Einfluss auf *M. domestica* - Eier treffen zu können, müssen weitere Untersuchungen folgen. Jedoch zweifelt Heine (1975) die Insektizidaufnahme der Eier in Abhängigkeit ihres Alters an. Auf Grund der ermittelten Ergebnisse und der somit dargestellte Unempfindlichkeit der Eier, sollte dieses *M. domestica* - Stadium für die Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfungen herangezogen werden. Desweiteren ist die Durchführung des entwickelten Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfverfahrens durch die Immobilität der Eier sehr praktikabel. Jedoch werden durch die Ergebnisse der 2 verschiedenen Keimträger Fragen aufgeworfen. Die Wirksamkeit von Versuchspräparat 1 (Wirkstoffe: o-Hydroxydiphenyl-Fettsäure-Eutektikum, Peressigsäure) gegenüber *M. domestica* -Eiern ist auf dem Keimträger Pappelholz geringer als bei der Desinfektion auf der Fliesenrückseite. Hamm (1978) beschreibt bezüglich der verschiedenen Keimträger ebenfalls unterschiedliche Wirksamkeiten der eingesetzten Desinfektionsmittel. Lüttig (1972) prüfte die Wirkung feuchter Hitze auf verschiedene, bei Rindern relevanten exogenen Parasitenstadien (Kokzidienoozysten, Trichostrongyliden -, *F. hepatica* - und *M. domestica* - Eier). Die Untersuchungen wurden mit erhitzter Gülle bei verschiedenen Temperaturen und Einwirkzeiten durchgeführt. Eine Erhitzung der Gülle von 50°C nach 30 min, bei 60°C nach 2 min, bzw. 90°C nach 1 sec. Einwirkzeit führte zu keiner Weiterentwicklung aller oben genannten Parasitenstadien. Durch diese Untersuchung wird gezeigt, dass ohne chemischen Einfluss Parasitenstadien bekämpft werden können. Jedoch ist die Durchführbarkeit in praxi für große Flächen bzw. weit verbreitetes Parasitenvorkommen fraglich. Das Kompostieren und Schichten von Mist erfüllt den gleichen Effekt. Ebenso können hohe Temperaturen, z.B. durch Abbrennen in Außenanlagen genutzt werden. Zur Flächendesinfektion in geschlossenen Räumen ist dies jedoch unangebracht. Die in der Literatur zu findenden verschiedenen Auswertungsverfahren bzw. -zeiträume zeigen, dass die Erarbeitung einer Standardisierung zur Desinfektionsmittelprüfung exogener Arthropoden - Stadien dringend notwendig ist.

Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfverfahren an *M. domestica* - Larven I: Die La I liegen auf Grund ihrer Struktur in „Larvenhaufen“ vor und können somit nur in dieser Form ohne Beschädigung mit Hilfe einer stumpfen Federpinzette entnommen und in die einzelnen Wells der 6-Well-Platte bzw. auf den Keimträger verbracht werden. Es empfiehlt sich, für eine bessere Übersicht bei der Auswertung max. ca. 50 La I pro Versuchsbehältnis zu verwenden. Auf Grund der strukturellen Gegebenheiten und der angewendeten Entnahme-

technik waren zu Beginn der Desinfektionsmittelprüfungen keine definierten Angaben der Anzahl der La I möglich. Jedoch wurde durch die beschriebene zweimalige Zählung nach der Prüfung die genaue Menge der getesteten La I ermittelt. In den hier beschriebenen Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfverfahren wurden letztendlich 12379 *M. domestica* – La I der Testung unterzogen. Eine Option die La I in genauer Anzahl in den Versuch einzubringen, könnte durch Einzelzählung aus Wasser sein, jedoch wäre der Zeitaufwand zu gravierend und die Praktikabilität der Durchführung nicht gegeben. Gasche (1994) untersuchte u. a. die Möglichkeit der Bestimmung der Anzahl von *M. domestica* - La I durch volumetrische Methoden. Mit Hilfe eines wassergefüllten skalierten Reagenzglases wurde die Larvenanzahlbestimmung durch Volumenverdrängung des Wassers durchgeführt. Zwischen 1840 und 2400 La I verdrängten 1 ml Wasser. Diese Schwankungen mögen bei Versuchen, bei denen große Mengen von La I benötigt werden weniger gravierend als bei der Verwendung geringer Anzahl an La I sein. In den eigenen Suspensionsversuchen waren die La I vollständig von Flüssigkeit umgeben. Klunker und Kiesow (1980) beschreiben, dass La I bis zu 8 h ohne Beeinträchtigung im Wasser verbringen können. Die vollständige Abdeckung der La I und die ständige Bewegung der Wipptische hinderten die 1-2 mm langen Stadien am eventuellen Entweichen. Somit ist eine Manipulation der La I von Seiten des Untersuchers nicht nötig. Heine (1975) beschreibt den Zusammenhang zwischen Dicke der Insekten - Kutikula und der Penetration von Kontaktinsektiziden. Er untersuchte den Einfluss von 7 Karbamat - Verbindungen an 7 d alten Larven von *M. domestica*, die im folgenden Abschnitt diskutiert werden. In den Untersuchungen von Mielke et al. (2001) wurden 20 La I pro Versuchsbehältnis verwendet, wobei die Vorgehensweise der Zählung nicht beschrieben wird. Der Desinfektionsmitteleinsatz erfolgte durch Besprühen der La I mit 2 verschiedenen Wirkstoffen. Wirkstoff 1: p-Chlor-m-Kresol und Wirkstoff 2: Ortho-Phenylphenol. Es erfolgte kein Abspülen der La I, somit erstreckte sich die Expositionszeit bis zur Auswertung durch Lebendnachweis auf einen Tag. Durch die unterschiedlichen Einwirkzeiten ist ein direkter Vergleich zwischen der Arbeit von Mielke et al. (2001) und den in eigenen Untersuchungen ermittelten Ergebnissen schwierig. Jedoch können Tendenzen beobachtet werden. Hierzu werden die 2%igen Konzentrationsanwendungen der Suspensionsversuche verglichen. Mielke et al. (2001) ermittelten mikroskopisch eine Überlebensrate der La I nach Anwendung von Neopredisan 135-1 von 20 % bzw. bei Gebrauch von Neopredisan 135-2 insgesamt 40 %. Die mikroskopische Auswertung der eigens durch-

geführten Suspensionsversuche von Versuchspräparat 1 bzw. Versuchspräparat 2 in einer Konzentration von 2 % zeigen absolute Überlebensraten von 0 % bzw. 96,88 %. Es muss jedoch berücksichtigt werden, dass Versuchspräparat 1 (Wirkstoff: o-Hydroxydiphenyl-Fettsäure-Eutektikum, Peressigsäure) aufgrund des Wirkstoffs am ehesten mit den in der Arbeit von Mielke et al. (2001) verwendeten Substanzen zu vergleichen ist. Die hier erzielte Wirksamkeit von 100 % nach 60 minütiger Einwirkung, könnte auf den Zusatz von Peressigsäure zurückzuführen sein. Gegenüber Versuchspräparat 2 (Wirkstoff: Glutaraldehyd, Glyoxal, Formaldehyd, Benzalkoniumchlorid, Didecyl-dimethylammonium-chlorid) zeigen die *M. domestica* -La I eine hohe Tenazität. Ein Vergleich der Keimträgerversuche ergab ähnliche Befunde. Durch die vergleichenden Betrachtungen beider Arbeiten erscheint die Anwendung von Phenolen bzw. Phenolderivaten mit Zusatz von Peressigsäure (organische Säure und Sauerstoffabspalter) gegenüber Aldehyden und Tensiden Mittel der Wahl bei der Desinfektion von *M. domestica* - Larven I.

Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfverfahren an *M. domestica* -Larven II / Larven III:

In den Vorversuchen zeigte sich, dass *M. domestica* - Larven in sehr feuchten Medien bzw. in Leitungswasser schwimmend sich so positionieren, dass die Stigmenplatten (am kaudalen Teil) zur Flüssigkeitsoberfläche Kontakt hatten. Gasche (1994) hat dies „Palisadenstellung“ genannt. Auf Grund dieser Beobachtung wurden bei den Suspensionsversuchen an den beschriebenen Larvenstadien 2,5 ml des zu testenden Desinfektionsmittels bzw. Leitungswassers zur Kontrolle verwendet. Somit waren die Larven nicht vollständig von Flüssigkeit bedeckt und die Atmung durch die Stigmen war gewährleistet. Durch Heine (1975) ist die larvizide Wirkung auf nicht absorptiver (Petrischale) und absorptiver (Filterpapier) Unterlage von 7 Karbamat -Verbindungen an 7 d alten La III getestet worden, wobei jeweils 20 Larvenstadien auf die begiftete, abgetrocknete Fläche verbracht wurden. Diese beiden Versuchsdurchführungen entsprechen im weitesten Sinne dem Keimträgerversuch und wurden gewählt, um die Wirksamkeit als Fraßgift auszuschließen. Nach 1 bzw. 4 stündiger Expositionszeit wurden die Larven ohne Waschung in ein Nährmedium verbracht. Als Bewertungskriterium für die Wirksamkeit der Karbamat -Verbindungen wurde der Schlupf der Imagines aufgeführt (Heine, 1975). In den eigenen Prüfungen ist die Möglichkeit der Fraßgiftwirkung nicht berücksichtigt worden. Für die Praxis ist die Wirksamkeit entscheidend, jedoch ist die Wirkungsweise aus wissenschaftlicher Sicht bedeutsam - insbesondere für die Entwicklung neuer Wirkstoffe ist die Kenntnis von biochemischen Vorgängen und Mecha-

nismen essentiell. Um Desinfektionsmittel - Freisein der Larven gewährleisten zu können, wurden die Larvenstadien nach der Expositionszeit mit Leitungswasser abgewaschen. Denn wie schon an anderer Stelle erwähnt, ist nicht auszuschließen, dass anhaftende Wirkstoffmoleküle weiterhin ihre Wirkung entfalten. Ebenso wurde zuvor bemerkt, dass innerhalb des langen Zeitraums bis zur Befundauswertung eine Beeinflussung durch Zuchtverfahren oder andere Faktoren wahrscheinlich sind. In den eigenen Untersuchungen beträgt die Expositionszeit bei beiden Stadien (La II / La III) 90 min unter Anwendung gleicher Desinfektionsmittelkonzentrationen (1%, 2%, 3%, 4%) des Versuchspräparates 1; Versuchspräparat 2 wurde auf Grund der in den Suspensionsversuchen ersichtlichen Wirk Tendenzen im Keimträgerversuch an Larven III nicht geprüft. Somit wurden insgesamt 30000 *M. domestica* - La II sowie 20000 - La III der Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfung unterzogen. Der Zeitaufwand innerhalb der Desinfektionsmitteleinwirkung war auf Grund des Fluchtverhaltens der Larven relativ hoch, eine ständige Kontrolle der *M. domestica* - La II / La III wurde notwendig. Ein Vergleich der Ergebnisse beider Larvenstadien (La II: Tab. 1.7 bis 1.9 u. 2.7 bis 2.9, La III: Tab.1.10 bis 1.12 und 2.10) zeigt an, dass La II gegenüber Versuchspräparat 1 empfindlicher als La III sind. In den Keimträgerversuchen an La II wurden durch Versuchspräparat 1 auf beiden Keimträgern, Pappelholz (Wirksamkeit 95,69 %) und Fliesenrückseite (Wirksamkeit 99,90 %) die Anforderungen der Richtlinien der DVG (N.N., 2007) erfüllt, ebenso wie die Einwirkzeit (90 min). La III erweisen sich gegenüber Versuchspräparat 1 geringgradig unempfindlicher als *M. domestica* - La II. Versuchspräparat 1 erzielt lediglich auf der Fliesenrückseite bei 4 %iger Konzentration die von der DVG gewünschte Wirksamkeit (Vorgaben- *A. suum*) mit 98,50 % (Tab. 1.12). Jedoch ist in Anbetracht der Wirksamkeits-Tendenzen, die durch die Ergebnistabellen (Tab 1.10 u. Tab. 1.11) dargestellt werden, eine Eignung des Versuchspräparates 1 für die Desinfektion von *M. domestica* -Larven III mit längerer Einwirkzeit bzw. höherer Konzentration zu erwarten. Die Desinfektionsmittelwirksamkeit des nicht DVG -gelisteten Desinfektionsmittels (Wirkstoffe: Glutaraldehyd, Glyoxal, Formaldehyd, Benzalkoniumchlorid, Didecyl-dimethylammonium-chlorid) ist bei allen durchgeführten Versuchs - Stufen (Suspension, Keimträger) bei La II nicht ausreichend. Die geringste Wirksamkeit des Versuchspräparates 2 wurde bei La II (9,72 %) auf Pappelholz ermittelt. Die Untersuchungen von Mielke et al. (2001) wurden an jeweils 20 La II bzw. La III durchgeführt. Es kamen ebenfalls zwei Präparate (Wirkstoff 1: p-Chlor-m-Kresol, Wirkstoff 2: Ortho-Phenylphenol) zum Einsatz. Über das

Alter bzw. die Zählung der beiden Larvenstadien wurde keine Aussage getroffen. Die Larven wurden besprüht, nach einem Tag erfolgte die Auswertung der Wirksamkeit auf das zweite Larvenstadium. Die Befunderhebung an La III fand in 10 minütigen Abständen über eine Stunde statt. La III stellten sich von allen *M. domestica* - Larven als das mit der höchsten Empfindlichkeit gegenüber den beiden getesteten Präparaten (Wirkstoff 1: p-Chlor-m-Kresol, Wirkstoff 2: Ortho-Phenylphenol) dar. Diese Beobachtung wird in den eigenen Untersuchungen, wie zuvor erwähnt bei Versuchspräparat 1 nicht bestätigt. Heine (1975) konnte eine larvizide Wirksamkeit der Karbamat - Verbindungen in verschiedenen Konzentrationen nicht feststellen. Daraus lässt sich schließen, dass eine pauschale Aussage über die Empfindlichkeiten der verschiedenen Larvenstadien nicht getroffen werden kann. Der Vergleich der Befunde von Mielke et al. (2001) mit den eigenen Ergebnissen wird durch unterschiedliche Expositionszeiten erschwert; zudem wird der mikroskopische Lebendnachweis durch Mielke et al. (2001) nicht genauer erläutert. Jedoch sei auf die bessere Wirksamkeit von Phenolen bzw. Phenolderivaten gegenüber Aldehyden und Tensiden hingewiesen. Grundsätzlich ist zu bemerken, dass die Durchführung der hier entwickelten Desinfektionsmittel-Prüfverfahren an La II / La III durchaus möglich ist, jedoch einen nicht unbeachtlichen Zeitaufwand während der Expositionszeit in beiden Versuchs - Stufen erfordert. Die Prüfung von *M. domestica* - La II sowie La III wird deshalb als Standard-Prüfverfahren nicht empfohlen.

Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfverfahren an *M. domestica* - Puppen: Für die Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfverfahren, die in dieser Arbeit entwickelt worden sind, wurden je Versuchsbehälter 100 Puppen eingesetzt. Demzufolge fanden die Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfungen an insgesamt 30000 Puppenstadien statt. Die *M. domestica* - Puppen zeigten von allen Entwicklungsstadien die größte Verschmutzung durch Anheftung von Futterpartikeln. Um Puppen mit reduziertem Verschmutzungsgrad zu erhalten, wurde die Gewinnung der verpuppungsreifen Larven III gewählt. In den Voruntersuchungen ist, wie von Gasche (1994) beschrieben, die Puppengewinnung durch Aufschwemmung mit Leitungswasser getestet worden. Die Separation der Futterpartikel von den Puppen war jedoch nicht zufriedenstellend und der zusätzliche Zeitaufwand durch die Trocknung der Puppen unumgänglich. Desweiteren war dies eine zusätzliche Manipulation der Puppen, die in praxi nicht vorkommt. Im eigenen Prüfverfahren sind ca. 13 Tage alte Puppen verwendet worden, die im Suspensionsversuch mit 2,5 ml des jeweiligen Versuchs-

präparates bzw. mit Leitungswasser versetzt wurden. Somit sind die Puppen und dementsprechend die Atemvorrichtungen, die von Siriwattananarungsee et al. (2005) beschrieben werden, nicht gänzlich von Flüssigkeit bedeckt. Die 180 minütige Expositionszeit liegt außerhalb der von der DVG vorgegebenen Einwirkzeit für die Desinfektionsmittellistung (Tierhaltung) (N.N., 2011/1). In den Voruntersuchungen haben sich die Puppen mit einer geringen Empfindlichkeit gegenüber dem Versuchspräparat 1 gezeigt. Anhand dieser Befunde wurden die Expositionszeit und die Konzentrationen festgelegt. Die Auswertung der *M. domestica* - Pu fand nach 10 d statt, da alle aus den Puparien geschlüpften Imagines ohne Nährstoffzufuhr nach dieser Zeit tot vorlagen. Eine weitere Variante um die Zeit bis zur Auswertung zu verkürzen wäre, die geschlüpften Fliegen der Kälte auszusetzen; mit dem Ziel die geschlüpften Imagines für die Auswertung zu immobilisieren bzw. zu töten. Jedoch müsste der Zeitpunkt der Kältezufuhr so bestimmt werden, dass eine Verfälschung der Schlupfraten durch Unterbrechung eventuell verspäteter Schlupfvorgänge nicht möglich ist. Mielke et al. (2001) besprühten jeweils 20 Pu mit Desinfektionsmittel, anschließend erfolgte keine Waschung. Die Pu wurden während der Einwirkungszeit bis zur Auswertung nach 8 Tagen in Erlmeyer - Kolben verbracht. Als Bewertungskriterium ist die Schlupfrate herangezogen worden. Es ist nicht beschrieben worden, ob die Fliegen für die Befunderhebung immobilisiert wurden. In den eigenen Ergebnissen sind *M. domestica* - Pu gegenüber Versuchspräparat 1 (Wirkstoffe: o-Hydroxydiphenyl-Fettsäure- Eutektikum, Peressigsäure) relativ unempfindlich. Sowohl in den Suspensionsversuchen (Tab. 1.13: max. 92,05%), als auch auf den verschiedenen Keimträgern (Tab. 1.14: max. 78,66%, 1.15: max. 79,53%) sind ungenügende Wirksamkeiten des Versuchspräparates 1 zu verzeichnen. Hingegen hinterlässt Versuchspräparat 2 (Wirkstoffe: Glutaraldehyd, Glyoxal, Formaldehyd, Benzalkoniumchlorid, Didecyl-dimethylammonium-chlorid) in allen durchgeführten Versuchsstufen (Suspension, Keimträger) ein zufriedenstellendes Ergebnis. Bei 5 %-iger Konzentration und oben erwähnter Expositionszeit wird eine Wirksamkeit des Desinfektionsmittels von 99,04 % in den Suspensionsversuchen (Tab. 2.11) ermittelt. Auf den Keimträgern Pappelholz bzw. Fliesenrückseite konnten Wirksamkeiten von 95,47 % bzw. 95,40 % (Tab. 2.12 u. 2.13) erzielt werden. Mielke et al. (2001) prüften die Wirksamkeit zweier Desinfektionsmittel (p-Chlor-m-Kresol und Ortho-Phenylphenol); die Untersuchungen zeigten eine 45%ige und 40%ige Schlupfrate der *M. domestica* - Pu. In Anbetracht der Expositionszeit von 8 d ist die Empfindlichkeit der Puppen in der Arbeit von Mielke et al. (2001)

als gering einzuschätzen. Grundsätzlich ist zu bemerken, dass das eigens entwickelte Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfverfahren der *M. domestica* - Puppen sehr einfach in der Durchführung ist. Aufgrund der Immobilität der Puppen sind zusätzliche Arbeitsschritte nicht nötig und der Zeitaufwand innerhalb der Versuchsdurchführung ist relativ gering; einzig die relativ späte Auswertung nach 10 d könnte ein störender Zeitfaktor sein. Die entwickelten Desinfektionsmittel-Prüfverfahren an Puppen der großen Stubenfliege eignen sich zur Standardisierung. Durch die erhobenen Befunde wird eine variierende Empfindlichkeit der *M. domestica* - Puppen gegenüber verschiedenen Desinfektionsmittel-Wirkstoffen aufgezeigt. Die vergleichende Betrachtung der Befunde beider getesteter Präparate bei diesem *M. domestica* - Stadium zeigt, dass sich Versuchspräparat 2, die Kombination von Aldehyden und Tensiden, mit hoher Wirksamkeit im Vergleich zu Versuchspräparat 1 mit den Wirkstoffen o-Hydroxydiphenyl-Fettsäure-Eutektikum und Peressigsäure erwiesen hat.

Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfverfahren an *M. domestica* - Imagines: In den eigenen Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfverfahren wurden ca. 25 Imagines pro Versuchsbehälter eingesetzt. Die Schlupfrate der ca. 4 Tage zuvor ausgezählten 30 Puppen betrug nicht 100 %, somit ergab sich die zunächst nicht genau vorhersagbare Angabe der eingesetzten Fliegen - Anzahl. Jedoch wurden die in den Versuch lebend eingehenden Imagines, durch Auszählung von bereits toten Imagines kurz vor sowie der Zählung aller geschlüpften Fliegen unmittelbar nach der Desinfektionsmittel-Prüfung, wie beschrieben ermittelt. Die Kontrollgruppen begrenzten die Verwendung von höheren Imagines - Anzahlen innerhalb des „Umbettens“ nach Reaktionsende. Die Handhabung liegt mit ca. 25 Imagines im Bereich des Möglichen. In der Arbeit von Mielke et al. (2001) wurden jeweils 20 Imagines verwendet, wobei diese als adulte Fliegen in die Behälter gezählt wurden. Angaben über die Durchführung bzw. Praktikabilität dieser Methode blieben aus. Ulke (1974) prüfte die Untersuchungen verschiedener Carbamat-Verbindungen an jeweils 15 *M. domestica* - Weibchen, die 2 - 5 d alt waren. In der eigenen Arbeit wurde innerhalb der Voruntersuchungen die Auszählung adulter Fliegen ohne Immobilisierung durchgeführt. Diese Verfahrensweise stellte sich als fast unmöglich durchführbar heraus, um Fliegen in ausreichender Anzahl zu erhalten. Ebenso wurde die Zählung von durch Kälte immobilisierten *M. domestica* erwogen. Diese Methode ist geeignet, um eine ausreichende Fliegenanzahl zu erhalten. Sie würde jedoch zusätzlichen Stress für die Imagines bedeuten, ebenso wie die von Ulke (1974) beschriebene CO₂ - Betäubung. Aufgrund dieser Befunde wurde die

Puppenauszählung gewählt. Für die Zählung ist es entscheidend, Puppen nahezu identischer Färbung zu verwenden (fast schwarz, Imagines durchscheinend) und demzufolge einen dicht beieinanderliegenden Schlupfzeitpunkt zu erreichen; 2 - 3 d alte Imagines fanden Verwendung. Die am Boden befindlichen Fliegen, die mit dem Desinfektionsmittel besprüht wurden zeigten ein erhöhtes Putzverhalten, wobei die Dauer von der Wirksamkeit des Desinfektionsmittels abhängig war. Nach der Expositionszeit befanden sich die Imagines der Kontrollen oben an der Gaze, die mit Testsubstrat besprühten Fliegen hingegen meist am Boden, sie erschienen fast alle zunächst leblos. Durch Besprühen der Imagines mit Leitungswasser wurde die Reaktion beendet, sie sind somit von Desinfektionsmittel befreit und zugleich, wenn nötig flugunfähig gemacht worden. Der Lebendnachweis erfolgte nach 24 h. Der Kontakt der *M. domestica* - Imagines mit dem zu testenden Wirkstoff wird in der Literatur unterschiedlich beschrieben. Mielke et al. (2001) besprühten die adulten Fliegen ebenfalls mit Desinfektionsmittel. Ulke (1974) setzte sie einer abgetrockneten Oberfläche aus, welche zuvor mit Wirkstoff behandelt worden ist. Die Bestimmung der Wirksamkeit erfolgte von Ulke (1974) durch den KO - Zustand der adulten *M. domestica* (Ataxie, ohne Fortbewegung); Mielke et al. (2001) führten den Lebendnachweis der Imagines als Wirksamkeitskriterium an. Eine Waschung wurde durch beide Autoren nicht beschrieben. Grundsätzlich ist zu hinterfragen, ob die Expositionszeit genau festgelegt werden kann, wenn eine Waschung nach erfolgtem Kontakt mit dem jeweiligen Wirkstoff nicht erfolgt. In den Untersuchungen von Mielke et al.(2001) wurde der Desinfektionserfolg an den Imagines sofort nach Desinfektionsmitteleinwirkung ermittelt. In den eigenen Voruntersuchungen konnte jedoch beobachtet werden, dass sich die zuerst reglos erscheinenden Imagines nach einer gewissen Zeit (einige Stunden) unter Umständen erholten. Auf Grund dieser Tatsache wurde die Auswertung nach 24 h gewählt. Auch Ulke (1974) beobachtete bei bestimmten Konzentrationen und Wirkstoffen (Carbamate) eine Erholung der *M. domestica* - Imagines. Dieses Phänomen wird ebenso bei *H. suis* beschrieben. Erst bei höheren Konzentrationen setzte bei den Insekten eine Erholung nicht mehr ein. Allerdings bedurfte die große Stubenfliege dazu höherer Konzentrationen als die Schweinefliege. Diese Erkenntnis ist in Anbetracht der Entwicklung der Insektizid - Resistenzen von höchster Bedeutung. In den eigenen Untersuchungen war auffällig, dass die Imagines, die mit Versuchspräparat 1 (Wirkstoffe: o-Hydroxydiphenyl-Fettsäure- Eutektikum, Peressigsäure) behandelt wurden, koordinationslos wirkten. Die Beine erschienen starr, die Fliegen

befanden sich am Boden, waren jedoch bei Lüftung des Gefäßes zum Teil noch flugfähig. Ulke (1974) beschreibt den Zustand der Ataxie als KO-Phase. Die in den eigenen Prüfungen verwendete Expositionszeit des Desinfektionsmittels an *M. domestica* - Imagines betrug 90 min. Die Wirksamkeit von Versuchspräparat 1 bei 3 %iger Konzentration lag bei 99,65 %. Bei gleicher Konzentration erreichte Versuchspräparat 2 lediglich eine 75,20 %ige Wirksamkeit. Somit wiesen die *M. domestica* - Imagines gegenüber dem Versuchspräparat 2 eine geringere Empfindlichkeit auf. Mielke et al. (2001) konnten bei sofortiger Auswertung nach 5 bzw. 15 minütiger Expositionszeit bei 0,5 %iger Konzentration von Neopredisan 135-1 bzw. 135-2 lebende Imagines nicht beobachten. Die eigens entwickelten Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfverfahren an adulten Fliegen wurden wie schon zuvor erwähnt, ausschließlich im Suspensionsversuch durchgeführt. Grundlage dieses Vorgehens ist die relative Regungslosigkeit weiblicher Fliegen während der Eiablage auf der Gülleschwimm- schicht oder anderen organischen Oberflächen. Dieses Verhalten stellt einen geeigneten Angriffspunkt für die Desinfektion der geschlechtsreifen *M. domestica* dar. Jedoch ist auch die Vorstellung, ein Fliegenpärchen während der Kopulation zu desinfizieren nicht abwegig, da sie sich zu diesem Zeitpunkt selten im Flug befinden. Grundsätzlich ist die Durchführung der Suspensionsversuche gegen *M. domestica* - Imagines problemlos zu bewältigen. Jedoch war schnelles Handeln während der „Umbettung“, v.a. der Kontrollgruppen notwendig. Trotz Einsatz eines genetisch veränderten Stammes („curly wings“) war der überwiegende Teil der Imagines befähigt, zu fliegen. Der Grund besteht in der fehlenden Separation der flugunfähigen Fliegen. Die große Anzahl der *M. domestica* - Entwicklungsstadien, die bei den durchgeführten Desinfektionsmittelprüfungen benötigt werden, erlaubten kein Aussortieren. Die zuvor erwähnten Autoren (Ulke, 1974; Heine, 1975; Mielke et al., 2001) beschreiben den von ihnen verwendeten Fliegenstamm nicht näher.

Die Standardisierung der Desinfektionsmittel-Prüfverfahren wird aufgrund der eigenen Arbeitsergebnisse an *M. domestica* - Imagines nicht empfohlen.

Keimträger: Die ermittelten Befunde der Wirksamkeit von Versuchspräparat 1 (Wirkstoffe: o-Hydroxydiphenyl-Fettsäure- Eutektikum, Peressigsäure) unter Verwendung verschiedener Keimträger zeigen ein einheitliches Bild. Auf die gesamten *M. domestica* - Entwicklungsstadien wurde durch dieses Mittel auf dem Keimträger „Fliesenrückseite“ eine höhere Wirksamkeit erzielt als auf Pappelholz. Hamm (1978) führte Keimträgeruntersuchungen mit Kokzidienoozysten durch, wobei er verschiedene Trägermaterialien prüfte. Dabei

beschreibt er die unterschiedliche Wirksamkeit der Desinfektionsmittel (Wirkstoffe: Peressigsäure u. Phenolderivate) bezüglich der verschiedenen Keimträger. Auf festen, kompakten Keimträgern sei die Wirksamkeit des getesteten Präparates höher als auf lockeren Trägermaterialien. Ebenso beobachtete er die durch die Keimträger hervorgerufenen pH-Wertverschiebungen und somit die Beeinflussung der Wirksamkeit des Desinfektionsmittels. Die Befunde von Versuchspräparat 2 (Wirkstoffe: Glutaraldehyd, Glyoxal, Formaldehyd, Benzalkoniumchlorid und Didecyl-dimethylammonium-chlorid) lassen die Vereinheitlichung der Wirksamkeit auf den in eigenen Untersuchungen verwendeten, verschiedenen Keimträgern nicht zu. Jedoch konnten bei der Durchführung der Keimträgerversuche unterschiedliche Eigenschaften der Keimträger beobachtet werden. Die Saugfähigkeit der beiden eingesetzten Keimträgermaterialien ist als entscheidender Unterschied anzusehen. Die Fliesenrückseite besaß eine höhere Saugkraft als das Pappelholz. Dadurch war es erforderlich ein größeres Volumen an Desinfektionsmittel auf die Fliesenrückseite zu geben, um den Flüssigkeitsfilm nicht abbrechen zu lassen. Dies kann im Zusammenhang mit einer Wirkstoffanreicherung auf der Trägeroberfläche bedeutsam sein. Die auf der Fliesenrückseite ermittelte höhere Wirksamkeit von Versuchspräparat 1 wäre somit erklärbar.

Zeitaufwand der Prüfverfahren bei den einzelnen *M. domestica* – Entwicklungsstadien:

Der Zeitaufwand, der bei den Prüfungen gegen die verschiedenen Entwicklungsstadien erbracht werden muss, wird durch die Eigenschaften der Stadien und demzufolge der Prüfverfahren bestimmt, wobei die Gewinnung und Zählung, das Vorgehen nach der Einwirkung sowie die Zeitspanne bis zur Auswertung entscheidend sind. Durch Heine (1975) wurde der Zeitaufwand für die Prüfung der *M. domestica* - Eier mit etwa 7,5 Tagen, unter Berücksichtigung der Zeit der Eiablage angegeben. Die Prüfung der Karbamat -Verbindungen an den 7 d alten Larven wurde mit Expositionszeiten von 60 und 240 min vollzogen. Die Dauer bis zur Auswertung ist, ebenso wie der Aufwand der Larvenzählung, nicht angegeben worden. Bei den von Mielke et al. (2001) durchgeführten Desinfektionsmittelprüfungen an *M. domestica* - Entwicklungsstadien kamen 2 verschiedene Präparate zum Einsatz. Wobei auch hier der Vorgang bzw. die Dauer der Zählung der verschiedenen Entwicklungsstadien (Eier, La I, La II, La III, Pu, Imagines) nicht näher beschrieben worden sind. Lediglich die Expositionszeit bzw. der Zeitaufwand bis zur Auswertung (Waschung erfolgte nicht, somit sind diese Zeiten identisch) fanden Erwähnung. Die *M. domestica* - Eier wurden nach einem Tag bewertet, ebenso wie La I und La II. Die Auswertungen der La III sowie der Imagines

fanden in 10 minütigen Abständen über 60 min bzw. über 65 min statt. 8 d betrug die Dauer bis zur Auswertung der Puppen. Bei den eigenen Versuchsdurchführungen für die Desinfektionsmittel-Prüfung an *M. domestica* -Eiern sind ca. 30 h pro Doppelansatz, inklusive des Zeitaufwandes bis zur Auswertung einzuplanen. Die Prüfverfahren an La I (Doppelansatz) nehmen ca. 20 h in Anspruch, die Zeitspanne bis zur Befunderhebung ist bei dieser Angabe ebenfalls berücksichtigt. Die Durchführung der Testung und die Ermittlung der Ergebnisse des geprüften Mittels an La II/ La III (1000 La - ein Doppelansatz) sind in ca. 27 h zu bewältigen. Der Zeitumfang, der für die Puppen eingeplant werden muss ist umfangreicher, wobei die beschriebene Gewinnung der La III nicht berücksichtigt ist. Für einen Doppelansatz (1000 Pu) sind ca. 4 h bis zur Aufbewahrung in den Wärmeschrank einzuplanen, anschließend 10 d bis zur Auswertung sowie die Auswertungsdauer von ca. 30 min. Ungefähr 26 h sind für die Desinfektionsmittel - Prüfung an den Imagines (Doppelansatz) zu veranschlagen, wobei diese Angabe den Zeitaufwand bis zur Auswertung berücksichtigt. Ulke (1974) beschreibt eine Expositionszeit von 24 h der getesteten Imagines. Der Vergleich der Arbeitsschritte sowie der Ergebnisse der bisher beschriebenen Arbeiten mit den eigenen Untersuchungen ist aufgrund der unterschiedlichen Angaben und der verschiedenen Auswertungsmethoden schwierig. Jedoch können z.T. identische Auswertungszeiträume bei den Untersuchungsmethoden von Mielke et al. (2001) und Ulke (1974) beobachtet werden. Die Expositionszeiten unterscheiden sich erheblich. Heine (1975) gibt sehr lange Auswertungszeiträume an. Dieses Vorgehen wurde bei den einzelnen Stadien bereits diskutiert.

Schadarthropodenbekämpfung – Vergleiche und Schlussfolgerungen:

Grundsätzlich ist zu bemerken, dass in der Literatur Insektizid- bzw. Desinfektionsmittelprüfungen an Arthropoden, auch speziell an *M. domestica* beschrieben worden sind. Jedoch zeigt sich nach dem Vergleich der Verfahrensweisen, dass diese methodisch recht unterschiedlich durchgeführt wurden. Die Behandlung (gefüttert/nüchtern) sowie der Umgang (CO₂-, Kälte- Betäubung) der Test - Organismen, die Anzahl der *M. domestica* - Stadien an denen die Wirkstofftestungen durchgeführt wurden, die Exposition dieser Wirkstoffe sowie die Expositionszeiten, die Auswertungsmethoden und die Darstellung der erzielten Ergebnisse zeigen unterschiedliches Vorgehen auf. Auch ist fraglich, ob die Expositionszeit genau festgelegt werden konnte, wenn eine Waschung nach erfolgtem Kontakt mit dem jeweiligen Wirkstoff nicht erfolgte. Die in der Literatur beschriebenen Versuchsan-

ordnungen entsprechen dem Suspensionsversuch (Heine, 1975; Victor, 1999; Mielke et al., 2001) bzw. dem Keimträgerversuch (Ulke, 1974; Zastrow u. Zastrow, 1974; Heine, 1975). Anhand dieser Arbeiten wird ersichtlich, wie unterschiedlich die Untersuchungen durchgeführt worden sind. Um Vergleiche zwischen Insektizid- und Desinfektionsmittelwirksamkeit bzw. den einzelnen Wirkstoffen ziehen zu können sind einheitliche Prüfverfahren unerlässlich. Diese Festlegungen sollten für jedes zu testende Entwicklungsstadium separat stattfinden, wobei auf Basis der eigenen Arbeitsergebnisse und Erfahrungen auf die Verfahrensweise der Wirkstoff - Aufbringung und Angaben genauer Expositionszeiten, also mit anschließender Waschung Wert gelegt wird. Ebenso ist die Bestimmung einheitlicher Auswertungszeitpunkte, soweit die *M. domestica* - Ontogenie dies zulässt, nötig. Die Variable in den Prüfverfahren sollte die unterschiedliche Wirkstoffkonzentration sein; denn bei identischen Aufbringungsverfahren und Expositionszeiten der Testsubstanzen bei ausschließlich variablen Konzentrationen können Wirksamkeitsvergleiche gezogen werden. Ebenso sind weitere Untersuchungen über die Wirkmechanismen der verschiedenen Desinfektionsmittel, sowie daraus resultierende biochemische Vorgänge und die Identifizierung der Angriffspunkte erforderlich. So wird zum Beispiel von Ulke (1974) der Vorgang der Genesung von *M. domestica* - Imagines nach Einwirkung von Carbamaten beschrieben. Durch zu niedrige Konzentrationen kommt es zu einer zu kurzfristigen Hemmung der Acetylcholinesterase (Carbamylierung) und folglich findet die Decarbamylierung der Esterase statt. Heine (1975) beschreibt die Reaktionskette von Insektiziden, die durchlaufen werden muss, um letale Wirkung zu erreichen wie folgt: Absorption, Penetration, Verteilung, Speicherung, Ausscheidung, metabolischer Abbau. Die transmissionselektronenmikroskopischen Untersuchungen von Mielke et al. (2001) weisen die Abtötung von Bakterien an der Oberfläche der *M. domestica* - Eier nach Desinfektionsmitteleinwirkung von Neopredisan 135-2 auf. Durch die bakterizide Wirkung kann durchaus die erfolgte Abtötung der Eier begründet sein; die Autoren vermuten das Fehlen von entwicklungs- bzw. überlebenswichtigen Mikroorganismen. Die sich weiter entwickelnde Insektizid - Resistenz der Schadarthropoden (Bülow, 1986; Bülow u. Hiepe, 1987; Jandowsky, 2010) und die daraus resultierenden gesundheitlichen Probleme sowohl bei Mensch als auch bei Tieren verdienen Aufmerksamkeit und der Einsatz von hochwirksamen Desinfektionsmitteln in der Bekämpfungsstrategie, auch als Alternative zum Insektizid - Einsatz erscheint durchaus möglich. Eine Sterilisatio magna stellt bei der ge-

zielten Bekämpfung von Schadarthropoden den Idealfall dar, dürfte aber auch in Zukunft auf einzelne Spezies beschränkt bleiben. Bekämpfungsstrategisch steht die Verdünnung der Parasitenpopulation in Form antiepidemischer Maßnahmen im Vordergrund (Hiepe u. Dauschies, 2006; Hiepe et al., 2009). Die Desinfektion stellt dabei eine bedeutsame Komponente dar. Die Gefahr der potentiellen Entwicklung von resistenten Schadarthropoden - Spezies (Bülow, 1986; Bülow u. Hiepe, 1987; Jandowsky, 2010) erfordert Aufmerksamkeit und bedarf einer ständigen Kontrolle.

Empfehlungen: Ausschlaggebend für die Empfehlungen der Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfverfahren sind sowohl die Praktikabilität der Verfahrensweise, als auch die Befunderhebung der Empfindlichkeit der einzelnen Stadien. Die Standardisierung der eigens entwickelten Prüfverfahren an *M. domestica* - Puppen und - Eiern ist anzuraten, da durch die Immobilität dieser Stadien die Durchführung der Prüfungen gut zu handhaben sind. Weiterhin zeigen *M. domestica* - Eier im Vergleich zu den übrigen Stadien insgesamt eine höhere Tenazität gegenüber den beiden getesteten Versuchspräparaten, jedoch in unterschiedlich hohem Ausmaß. Ebenso besitzen die Puppen - Stadien bei der Befunderhebung eine sehr unterschiedliche Empfindlichkeit. Gegenüber Versuchspräparat 1 (Wirkstoffe: o-Hydroxydiphenyl-Fettsäure-Eutektikum, Peressigsäure) zeigen sie eine höhere Tenazität als die getesteten Eier, hingegen hat Versuchspräparat 2 (Wirkstoffe: Glutaraldehyd, Glyoxal, Formaldehyd, Benzalkoniumchlorid und Didecyl-dimethylammonium-chlorid) eine hohe Wirksamkeit auf die *M. domestica* - Puppen. Die Standardisierung der Prüfungen der anderen Stadien (Larven I-III, Imagines) wird aufgrund deren Mobilität und somit eingeschränkten Praktikabilität der Versuchsdurchführung, nicht empfohlen. Aus wissenschaftlicher Sicht sind die Prüfverfahren der *M. domestica* - Larvenstadien sowie der Imagines zwar durchführbar, bedeuten jedoch einen wesentlich intensiveren Versuchsaufwand. Auf der Basis der eigenen Untersuchungen werden folgende Schritte der Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfverfahren an holometabolen Schadinsekten empfohlen. Die Testung sollte in zwei Schritten erfolgen. Der erste Schritt stellt die Prüfung eines Desinfektionsmittels an *M. domestica* - Puppen dar. Der zweite Schritt beinhaltet die Testung der Desinfektionsmittel -Wirksamkeit auf *M. domestica* - Eier, dem insgesamt widerstandsfähigsten Stadium. Wird im ersten Schritt der Prüfung eine hohe Tenazität der Puppen gegenüber dem getesteten Wirkstoff ermittelt, so ist eine weitere Prüfung nicht nötig - eine Wirksamkeit auf die *M. domestica* -Eier ist unwahrscheinlich. Ist jedoch im ersten Schritt eine hohe Empfind-

lichkeit gegenüber dem getesteten Präparat zu erkennen, hat Schritt 2 zu erfolgen; die beschriebene Durchführung der Prüfverfahren an *M. domestica* - Eiern. Zusammenfassend ist durch diese Methode gesichert, dass die am einfachsten durchzuführenden Verfahrenswegen verwendet werden (Pu, Eier) sowie die Prüfung gegen das widerstandsfähigste Entwicklungsstadium (Eier) erfolgt. Somit kann davon ausgegangen werden, dass eine Abtötung der übrigen Stadien bewirkt wird. Einschränkend muss bemerkt werden, dass diese empfohlene Methode der Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfverfahren in 2 Schritten jedoch nur bei holometabolen Insekten, wie *M. domestica*, anwendbar ist.

5. Schlussfolgerungen für Forschung und Praxis

Die Schlussfolgerungen für die Forschung, die aus dieser Arbeit gezogen werden, betreffen vor allem die Anwendbarkeit der entwickelten Prüfverfahren. Die von der DVG geforderten Zahlenmengen für die Durchführung der Desinfektionsmittel - Prüfungen an Bakterien und Viren liegen jedoch für die Schadarthropoden -Testung nicht im Rahmen des Möglichen. Es ist zu beachten, dass es sich bei den Schadarthropoden um höher entwickelte Erreger - Spezies handelt. Im Vergleich zu pathogenen Viren, Bakterien, Protozoen sowie Helminthen ist die Vermehrungsrate der Schadarthropoden sehr gering. Die verschiedenen Entwicklungsstadien mit ihren unterschiedlichen Eigenschaften, auch hinsichtlich der Tenazität, stellen einen großen Unterschied zu vorerwähnten andersartigen Spezies - Gruppen dar. Zudem ist für eine zuverlässige Testung von Desinfektionsmitteln unter Berücksichtigung der Artunterschiede der Arthropoden eine jeweilige Anpassung der Anzahl der zu testenden Entwicklungsstadien geboten, mit dem Ziel der Entwicklung von Standardverfahren. In den eigenen Untersuchungen wurden die Vorgaben der DVG-Richtlinien (N.N., 2007) an *A. suum* - Eier für die Beurteilung der ermittelten Befunde herangezogen; durch die geprüften Präparate muss bei einer Einwirkungszeit von 120 min in den Suspensionsversuchen eine Entwicklungshemmung von mind. 98 % und in den Keimträgerversuchen eine Wirksamkeit von mind. 95 % erreicht werden, um die Prüfungen als erfolgreich zu bewerten. Durch weitere Desinfektionsmitteltestungen zahlreicher Wirkstoffe an Arthropoden sind spezielle Vorgaben der Entwicklungshemmung für Schadarthropoden zukünftig zu ermitteln. In der vorliegenden Arbeit wurden pro Versuchsbehältnis jeweils 100 *M. domestica* - Larven II, Larven III und Puppen, ca.100-150 Eier sowie etwa 50 Larven I und 25 Imagines verwendet. Die Wiederfindungsrate, die Hamm (1978) für Keimträger - Prüfmodelle als wichtiges Kriterium der Beurteilung benennt, beträgt auf Grund der hier verwendeten festen, planen Keimträger 100 %. Nach den Literaturstudien über Strukturen und Funktionen war zu erwarten, dass die verschiedenen Stadien unterschiedlich gegenüber den eingesetzten Wirkstoffen reagieren. Aufgrund dessen wurden alle Stadien getestet. Die erhobenen Befunde der Wirksamkeitsprüfung von Versuchspräparat 1 (Wirkstoff: Komponente A= o-Hydroxydiphenyl-Fettsäure-Eutektikum, Komponente B= Peressigsäure) an den Entwicklungsstadien von *M. domestica* zeigen, dass Larven I und Imagines die empfindlichsten und im Gegensatz dazu, Puppen und Eier die unempfindlichsten Stadien sind. Die Betrachtung der Ergebnisse, die bei den Wirksamkeitsprüfverfahren des Versuchspräpa-

rates 2 (Wirkstoffe: Glutaraldehyd, Glyoxal, Formaldehyd, Benzalkoniumchlorid, Didecyl-dimethylammonium-chlorid) an den verschiedenen Stadien erzielt wurden, zeigen die Larven I neben den Eiern und den Larven II als die Stadien, welche die höchste Tenazität gegenüber diesem Desinfektionsmittel besitzen. Dieses Mittel weist vergleichend zu Versuchspräparat 1 (Spektrum: bakterizid, tuberkulozid, fungizid, viruzid, antiparasitär (Wurmeier, Kokzidien)) eine grundsätzlich geringere Wirksamkeit bei der Desinfektion der *M. domestica* - Entwicklungsstadien auf. Jedoch ist die Wirksamkeit des Versuchspräparates 2 im Vergleich zu Versuchspräparat 1 auf die Puparien deutlich höher. Bei dieser Aussage muss berücksichtigt werden, dass die Vorgaben der DVG (N.N., 2007; N.N., 2011/1) hinsichtlich der Einwirkzeit und der Konzentration allerdings nicht erfüllt sind. Grundsätzlich ist zu bemerken, dass die hier entwickelten Desinfektionsmittel -Wirksamkeitsprüfverfahren praktikabel und somit standardisierbar sind. Aufgrund der Bewegungsfähigkeit einiger *M. domestica* - Entwicklungsstadien (konkret: Larven I-III, Imagines) sind jedoch Einschränkungen zu treffen, weil in diesen Fällen u.a. ein erhöhter Arbeits- bzw. Zeitaufwand während der Expositionszeit unerlässlich ist. Standardisierungsempfehlungen für die Forschung werden auf Grundlage der eigens ermittelten Wirksamkeiten beider Desinfektionsmittel sowie der Praktikabilität der Versuchsdurchführungen gegeben. Es ist nicht notwendig, alle *M. domestica* -Stadien zu testen; es wird empfohlen lediglich die Stadien mit der höchsten Tenazität heranzuziehen. Die Desinfektionsmittel -Wirksamkeitsprüfungen an Schadarthropoden, bei denen *M. domestica* als Indikator - Organismus fungiert, sollten in 2 Schritten erfolgen. Schritt 1 sind die detailliert beschriebenen Prüfverfahren an *M. domestica* - Puppen. Wird durch den ersten Schritt eine sehr geringe Wirksamkeit des Versuchspräparates ermittelt, ist es nicht nötig den zweiten Schritt durchzuführen. Schritt 2, die Prüfung der *M. domestica* -Eier ist vorzunehmen, wenn durch Schritt 1 eine hohe Wirksamkeit des Präparates erzielt werden konnte. Die Desinfektionsmittelprüfung in 2 Schritten ist für holometabole Schadarthropoden anzuraten, für heterometabole Insekten ist ausschließlich die Testung der Eier zu empfehlen. Die Durchführung der beiden beschriebenen Prüfverfahren ist unproblematisch. Die Wirksamkeit beider Versuchspräparate variierte in Abhängigkeit des Keimträgers. Hamm (1978) beschreibt ebenfalls die keimträgerabhängige Wirksamkeit der Desinfektionsmittel vermutlich hervorgerufen durch pH-Wert -Verschiebungen. In den Ergebnissen der eigenen Keimträgerversuche zeigt sich lediglich bei Versuchspräparat 1 ein einheitliches Bild. Bei allen *M. domestica* - Ent-

wicklungsstadien wird auf der Fliesenrückseite eine höhere Wirksamkeit erzielt. Versuchspräparat 2 hingegen zeigt kein einheitliches Bild. Bei der Prüfung an *M. domestica* - Eiern und Puppen wurde eine höhere Wirksamkeit auf dem Keimträger Pappelholz erreicht. Jedoch zeigen die Prüfungen an *M. domestica* - La I und La II auf der Fliesenrückseite eine höhere Wirksamkeit. Wirtschaftliche und ökologische Gründe werden als Empfehlungsgrundlage eines bestimmten Keimträgers für die Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfverfahren herangezogen. Aufgrund der unterschiedlichen Darstellungen der verwendeten Versuchspräparate auf beiden Keimträgern ist es schwierig, anhand der eigens ermittelten Befunde einen bestimmten Keimträger zu empfehlen. Grundsätzlich ist jedoch anzuraten, denjenigen Keimträger für Desinfektionsmittel - Prüfverfahren zu wählen auf dem eine geringere Desinfektionsmittel - Wirksamkeit erreicht wird. Es sollte in weiterführenden Untersuchungen geklärt werden, ob die ermittelten höheren Wirksamkeiten durch die Trägermaterialien zustande gekommen sind oder durch die Konsistenz des Keimträgers und somit die Eigenschaft Flüssigkeiten aufzunehmen. Bei den eigenen Untersuchungen konnte beobachtet werden, dass die Rückseite einer Fliese mehr Flüssigkeit (Versuchspräparat 1 u.2 sowie Leitungswasser) aufsaugt als Pappelholz. Den DVG -Richtlinien (2007) entsprechend ist für einen zusammenhängenden Flüssigkeitsfilm zu sorgen, somit wurde mehr Flüssigkeit auf die Fliesenrückseite aufgebracht. Ebenso sollte durch weitere Untersuchungen das Verhalten verschiedener Desinfektionsmittel bzw. Wirkstoffe auf diesen beiden unterschiedlichen Keimträgern geprüft werden. Auf Grund der erzielten Untersuchungsergebnisse ist unter Vorbehalt der Keimträger Pappelholz zu empfehlen. Als Begründung wird die geringere Wirksamkeit von Versuchspräparat 1 auf diesem Keimträger aufgeführt. Ebenso ist mit dem verminderten Aufsaugen der Versuchspräparate, eine geringere Umweltbelastung sowie niedrigere wirtschaftliche Belastung zu nennen. Mielke et al. (2001) beobachteten nach Einsatz von Desinfektionsmitteln ein Fehlen zuvor vorhandener Bakterien der Eihüllen von *M. domestica*. Es bleibt zu klären, ob die ovizide Wirkung gegebenenfalls durch die Abtötung essentieller Mikroorganismen zustande kommt. Es ist möglich, dass nicht die verschiedenen Entwicklungsstadien an sich, sondern die Bakterien abgetötet werden - mit der Folge einer „indirekten insektiziden Wirksamkeit“.

Aufgrund der ermittelten Befunde und der Möglichkeit der *in vitro* Zucht von *M. domestica* wird diese Schadarthropoden - Spezies als Indikator - Organismus empfohlen. Die Tatsache, dass *M. domestica* ein gut untersuchter Kosmopolit ist spielt ebenfalls eine entscheidende

Rolle bei der Auswahl zur Indikator -Spezies. Die Testung muss nicht an allen *M. domestica* -Stadien stattfinden. Aus eigenen Untersuchungen wird ersichtlich, dass die Eier und die Puppen von *M. domestica* für die Desinfektionsmittel - Prüfung geeignet sind. Strukturelle Gegebenheiten der einzelnen Stadien, aus denen eine gewisse Erwartungshaltung entstehen könnte sind in der Literatur zu finden. Doch können lediglich anhand von Wirkstoff - Prüfungen gesicherte Desinfektionsmittel-Wirksamkeiten ermittelt werden. Wie schon erwähnt sind Kenntnisse über die Ultrastruktur, sowie molekularbiochemische und -genetische Vorgänge für die Forschung von höchster Bedeutung und zu klären. In praxi ist jedoch der Erfolg des eingesetzten Mittels entscheidend.

Unter Berücksichtigung der Umgebungstemperaturen ist ein Desinfektionsintervall gegen *M. domestica* innerhalb der Stallungen in den Sommermonaten im Abstand von 10 - 12 Tagen zu empfehlen. In den Wintermonaten sollte die Desinfektion der temporär - periodischen Schadarthropoden mindestens alle 3 Wochen erfolgen. Ziel ist, mindestens ein Entwicklungsstadium zu desinfizieren und somit den Entwicklungszyklus zu unterbrechen. Bei den Bekämpfungsintervallen muss, wie zuvor erwähnt, die Außentemperatur als ein wichtiger Parameter für den Entwicklungszyklus der großen Stubenfliege berücksichtigt werden.

Auf Grund der unterschiedlichen und relativ unbefriedigenden Befunde der Desinfektionswirksamkeit der beiden geprüften Versuchspräparate, wird die auf Schadarthropoden zielgerichtete Suche nach weiteren bisher nicht gelisteten Desinfektionsmitteln als dringend notwendig erachtet.

6. Zusammenfassung

Die antiparasitäre Desinfektion weist bisher unvertretbare Unzulänglichkeiten auf (Hiepe, 2010). In den DVG - Richtlinien existieren im veterinärmedizinisch - parasitären Bereich zwar Methoden zur Prüfung von Desinfektionsmitteln an Protozoen und Helminthen, jedoch sind Prüfverfahren an Schadarthropoden nicht aufgeführt. In der vorliegenden Arbeit wurde *M. domestica* für die Untersuchungen zur Desinfektionsmittel - Wirksamkeitsprüfung zwecks Flächendesinfektion als ein potenzieller Repräsentant der Schadarthropoden ausgewählt, nachdem Victor (1999) sowie Mielke et al. (2001) Voruntersuchungen an *M. domestica* mit einem registrierten Präparat auf Kresolbasis durchgeführt hatten. Das Ziel eigener Untersuchungen bestand darin, diese Spezies auf die Eignung als Indikatororganismus zur Desinfektionsmittel-Wirksamkeitsprüfung für Schadarthropoden zu testen. Zu diesem Zwecke wurde zunächst eine *M. domestica* - Zucht angelegt. Sämtliche *M. domestica* - Entwicklungsstadien (Eier, Larven I, Larven II, Larven III, Puppen, Imagines) sind sowohl in die Verfahrensdurchführung als auch in die Wirksamkeitsprüfungen einbezogen worden. Nach Auswertung der Literatur über Desinfektion sowie *M. domestica*, sind nach umfangreichen Voruntersuchungen die Züchtung der großen Stubenfliege und die Durchführung der entwickelten Prüfverfahren detailliert dargestellt worden. Die Wirksamkeitsprüfverfahren erfolgten mit 2 Versuchspräparaten auf unterschiedlicher Wirkstoffbasis: Versuchspräparat 1 (Wirkstoffe: o-Hydroxydiphenyl-Fettsäure-Eutektikum, Peressigsäure) ist in der 13. Desinfektionsmittelliste der DVG (N.N., 2011/1) berücksichtigt (Wirkspektrum: bakterizid, tuberkulozid, fungizid, viruzid, antiparasitär (Wurmeier, Kokzidien)). Versuchspräparat 2 (Wirkstoffe: Glutaraldehyd, Glyoxal, Formaldehyd, Benzalkoniumchlorid, Didecyl-dimethylammonium-chlorid) ist nicht von der DVG, jedoch von der DGHM und vom RKI gelistet (Wirkspektrum: bakterizid, tuberkulozid, sporizid, fungizid, virusinaktivierend). Die Desinfektionsmittel - Wirksamkeitsprüfungen fanden an allen *M. domestica* - Stadien sowohl im Suspensions- als auch im Keimträgerversuch statt; lediglich die adulten Stubenfliegen wurden ausschließlich im Suspensionsversuch getestet. Die Keimträgerversuche erfolgten an 2 verschiedenen Materialien: Pappelholz und Fliesenrückseite. Sowohl die Prüfverfahren als auch die eingesetzten Keimträger erwiesen sich als geeignet für die Desinfektionsmittelprüfung. Zeit- und Arbeitsaufwand innerhalb der Versuchsdurchführungen bestimmter *M. domestica* - Stadien wurden durch deren Fähigkeit der Fortbewegung nachteilig beeinflusst. Erwartungsgemäß zeigten die verschiedenen *M. domestica* - Ent-

wicklungsstadien unterschiedliche Empfindlichkeiten gegenüber den getesteten Wirkstoffen. Es konnte nachgewiesen werden, dass das *M. domestica* - Ei das einzige Entwicklungsstadium ist, das bei beiden Versuchspräparaten weder in den Suspensions- noch in den Keimträgerversuchen die Anforderungen der DVG (N.N., 2007), die vergleichsweise an *A. suum* - Eier gestellt werden, erfüllt. Somit besaß das *M. domestica* - Ei gegenüber beiden Versuchspräparaten die geringste Empfindlichkeit (Tab. 1.1-1.3, Tab. 2.1-2.3). Die Prüfverfahren an den Eiern und Puppen von *M. domestica* werden als geeignet empfohlen. Sowohl die Berücksichtigung der Tenazität, als auch die Durchführung der Prüfverfahren führten zu diesem Ergebnis. Die Wirksamkeitsprüfungen an holometabolen Schadarthropoden sollten in 2 Schritten erfolgen. Schritt 1: Prüfung an Puppen, Schritt 2: Prüfung an Eiern, wobei Schritt 2 nur Anwendung finden sollte, nachdem in Schritt 1 positive Befunde erzielt worden sind. Die Testung von heterometabolen Insekten wird lediglich an einem Entwicklungsstadium, dem Ei, empfohlen. Auf Grund der erzielten insgesamt geringeren Wirksamkeit, der Materialeigenschaft sowie aus ökologischer und ökonomischer Sicht ist der Keimträger Pappelholz der Fliesenrückseite vorzuziehen.

Die etablierte Zucht von *M. domestica* hat einen wesentlichen Anteil an der Entscheidungsfindung für einen Indikatororganismus der Schadarthropoden. Aus den eigenen Untersuchungen geht hervor, dass der Kosmopolit *M. domestica* als Indikator für die Desinfektionsmittel - Wirksamkeitsprüfverfahren an Schadarthropoden (speziell Eiern, sowie Puppen bei Holometabola) sowohl im Suspensions- als auch im Keimträgerversuch geeignet ist.

7. Summary

Investigations of the development of a disinfectant efficacy test procedure for malignant arthropods with *M. domestica* (Linnaeus, 1758) as an indicator.

Antiparasitic disinfection manifests unjustifiable deficiencies to date (Hiepe, 2010). Though DVG guidelines specify methods for testing disinfectants on protozoa and helminths in the veterinary medical parasitary field, however, test procedures on malignant arthropods are not included. In this work, *M. domestica* was selected for the investigation of the disinfectant efficacy test for surface disinfection being a potential representative of malignant arthropods, Victor (1999) and Mielke et al. (2001) had conducted preliminary investigations on *M. domestica* using a registered cresol-based test preparation. The aim of my own investigations was to test the suitability of this species as an indicator organism. For this purpose, initially *M. domestica* were bred. All *M. domestica* developmental stages (eggs, larvae I, larvae II, larvae III, pupae, imagines) were included in both, the procedural execution and the efficacy tests. After presenting an analysis of the publications on disinfection and *M. domestica*, the breeding of the housefly and the execution of the developed test procedures were described in detail. The efficacy tests were carried out using two different test preparations with different active substances. Test preparation 1 (active substances: o-hydroxydiphenyl-fatty acid-eutectic, peracetic acid) is found in the 13th list of disinfectants by DVG (N.N., 2011/1) (Spectrum of efficacy: bactericidal, tuberculocidal, fungicidal, virucidal, antiparasitary (worm eggs, coccidia)). Test preparation 2 (Active substances: glutaraldehyde, glyoxal, formaldehyde, benzalkonium-chloride, didecyl-dimethylammonium-chloride) is not listed by DVG, but by DGHM and by RKI (Spectrum of efficacy: bactericidal, tuberculocidal, sporicidal, fungicidal, virus inactivating). The disinfectant efficacy tests were performed at every *M. domestica* stage in the suspension test and the germ carrier test as well; only the adult house flies were exclusively examined in the suspension test. The germ carrier tests were performed with two different materials – poplar and the back side of tiles. The test procedures and the germ carriers used both proved to be suited for the disinfectant testing. However, the time and labour required for examining certain developmental stages of *M. domestica* were adversely affected by their ability to

move. As expected, *M. domestica* exhibited different susceptibilities to the tested active agents at the different stages of their development. It could be proven that *M. domestica* - eggs is the only developmental stage that did not meet the requirements by DVG (N.N., 2007) specified for *A. suum* - eggs in comparison, neither in the suspension tests nor in the germ carrier tests of the two test preparations. Thus the *M. domestica* - egg exhibited the lowest overall susceptibility to the two test preparations (table 1.1-1.3, table 2.1-2.3). The test procedures on *M. domestica* - eggs and - pupae are recommended as suitable. The consideration of tenacity as well as the execution of the test procedures resulted in this finding. Efficacy tests on holometabolous malignant arthropods should be performed in 2 steps. Step 1: Test on pupae, step 2: Test on eggs, whereas step 2 should only be performed, if step 1 brought positive findings. The test on heterometabolous insects is only recommended at one developmental stage, the egg. Considering the lower overall efficacy obtained, the material property and seen from an ecological and economic perspective the germ carrier poplar is to be preferred to the back side of tiles.

The established breeding of *M. domestica* plays a major role in deciding for an indicator organism of malignant arthropods. Own investigations show that the cosmopolite *M. domestica* is suited as an indicator for disinfectant efficacy tests on malignant arthropods (specifically eggs and pupae of holometabola) in the suspension test and in the germ carrier test as well.

8. Literaturverzeichnis

- Banjo, A. D., O. A. Lawal und O. O. Adeduji (2005), Bacteria and fungi isolated from housefly (*Musca domestica* L.) larvae. *African Journal of Biotechnology*, 4(8): S.780-784
- Bannert, B. (1992), Wenn Fliegen laufen ... Die Eidechse, 7: S.12-16
- Bauer, C. (2006), Parasitenstadien als umwelthygienisches Problem In: *Veterinärmedizinische Parasitologie*, Hrsg. T. Schnieder, Stuttgart, Parey Verlag, 6. Aufl.
- Betke, P., T. Hiepe, P. Müller, R. Ribbeck, H. Schultka und H. Schumann (1989), Biologische Bekämpfung von *Musca domestica* mittels *Ophyra aenescens* in Schweineproduktionsanlagen. *Mh. Vet.-Med.*, 44: S.842-844
- Böhm, R. (2009), Desinfektion in der Tierhaltung, 10. Hohenheimer Seminar, Universität Hohenheim, DVG
- Bowman, D. D. (2008), Arthropods In: *Georgis' Parasitology for Veterinarians*, Hrsg. D. D. Bowman, St. Louis, Missouri, USA, Saunders Elsevier, 9. Aufl.
- Brauer, A. und C. Pötter (1971), Untersuchungen über chemische Einflüsse auf die Larven I und III von Magen -Darmstrongylata und ungefurchte Eier von *Ascaris suum* Goeze, 1872 Dipl. Arbeit Vet.med. , Humboldt Universität Berlin
- Buchwalder, R. und G.-R. Vollmer (1989), Untersuchungen über den Einfluß eines anaeroben Gülleaufbereitungsverfahrens auf exogene Helminthenstadien (*Ascaris suum*-Eier). *Mh. Vet.-Med.*, 44: S.447-449
- Bülow, T. (1986), Experimentelle Untersuchungen zur Insektizidresistenz an *Haematopinus suis* L. *Vet. Diss.*, Humboldt Universität Berlin
- Bülow, T. und T. Hiepe (1987), Untersuchungen zur In-vitro-Wirksamkeitsprüfung von Insektiziden an stationär-permanenten Ektoparasiten unter dem Aspekt der Insektizidresistenz. *Mh. Vet.-Med.*, 42: S.31-35
- Chu -Wang, I. W. und R. C. Axtell (1972 a), Fine structure of the terminal organ of the house fly larva, *Musca domestica* L. *Z Zellforsch Mikrosk Anat*, 127(3): S.287-305
- Chu -Wang, I. W. und R. C. Axtell (1972 b), Fine structure of the ventral organ of the house fly larva, *Musca domestica* L. *Z Zellforsch Mikrosk Anat*, 130(4): S.489-495
- Chu, I. W. und R. C. Axtell (1971), Fine structure of the dorsal organ of the house fly larva, *Musca domestica* L. *Z Zellforsch Mikrosk Anat*, 117(1): S.17-34
- Cohen, D., M. Green, C. Block, R. Slepon, R. Ambar, S. S. Wasserman und M. M. Levine (1991), Reduction of transmission of shigellosis by control of houseflies (*Musca*

- domestica). Lancet, 337(8748): S.993-997
- Cummings, M. R. und T. J. O'Halloran (1974), Polar aeropyles in the egg of the housefly *Musca domestica* (Diptera: Muscidae). Trans Am Microsc Soc, 93(2): S.277-280
- De Jesus, A. J., A. R. Olsen, J. R. Bryce und R. C. Whiting (2004), Quantitative contamination and transfer of *Escherichia coli* from foods by houseflies, *Musca domestica* L. (Diptera: Muscidae). Int J Food Microbiol, 93(2): S.259-262
- Degrugillier, M. E. und R. A. Leopold (1973), Internal genitalia of the female house fly, *Musca domestica* L.(Diptera: Muscidae): analysis of copulation and oviposition. International Journal of insect morphology and embryology 2(4): S.313-325
- Eckert, J., K. T. Friedhoff, H. Zahner und P. Deplazes (2008), Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin, Stuttgart, Enke Verlag, 2. Aufl.
- Engels, W. (1971), Verteilungsmuster und Ultrastruktur des Glykogens in der Oocyte von *Musca domestica* Development Genes and Evolution, 167(3): S.294-298
- Foelix, R. F., R. F. Stocker und R. A. Steinbrecht (1989), Fine structure of a sensory organ in the arista of *Drosophila melanogaster* and some other dipterans. Cell Tissue Res, 258(2): S.277-287
- Förster, M., S. Klimpel, H. Mehlhorn, K. Sievert, S. Messler und K. Pfeffer (2007), Pilot study on synanthropic flies (e.g. *Musca*, *Sarcophaga*, *Calliphora*, *Fannia*, *Lucilia*, *Stomoxys*) as vectors of pathogenic microorganisms. Parasitol Res, 101(1): S.243-246
- Fotedar, R., U. Banerjee, S. Singh, Shrinivas und A. K. Verma (1992), The housefly (*Musca domestica*) as a carrier of pathogenic microorganisms in a hospital environment. J Hosp Infect, 20(3): S.209-215
- Gasche, D. (1994), Experimentelle Untersuchungen zur Züchtung von *Musca domestica* aus Schweinegüllesubstrat. Vet.Diss., Freie Universität Berlin
- Georghiou, G. P., R. L. Metcalf und E. P. Von Zboray (1965), Toxicity of certain new compounds to insecticide-resistant houseflies. Bull World Health Organ, 33(4): S.479-484
- Gibbs, A., M. Kuenzli und G. J. Blomquist (1995), Sex- and age-related changes in the biophysical properties of cuticular lipids of the housefly, *Musca domestica*. Arch Insect Biochem Physiol, 29(1): S.87-97
- Graczyk, T. K., M. R. Cranfield, R. Fayer und H. Bixler (1999), House flies (*Musca domestica*) as transport hosts of *Cryptosporidium parvum*. Am J Trop Med Hyg, 61(3): S.500-504
- Grübel, P., J. S. Hoffman, F. K. Chong, N. A. Burstein, C. Mepani und D. R. Cave (1997), Vector potential of houseflies (*Musca domestica*) for *Helicobacter pylori*. J Clin Microbiol, 35(6): S.1300-1303

- Habedank, B., J.-F. Graf, H. Briegel und T. Hiepe (2006), Arthropoda In: Allgemeine Parasitologie, Hrsg. T. Hiepe, R. Lucius und B. Gottstein, Stuttgart, Parey Verlag in MSV Medizinverlage
- Hamm, C. (1978), Entwicklung eines Modells zur Prüfung von Desinfektionsmitteln an ektogenen parasitären Entwicklungsstadien im Keimträgerversuch unter simulierten Praxisbedingungen, erprobt an Oozysten von *Eimeria stiedai* (Lindemann, 1865). Vet. Diss., Humboldt Universität Berlin
- Heide von der, G. (1973), Ausarbeitung standardisierter labormäßiger Prüfmethode für parasitizide Desinfektionsmittel. Vet.Diss., Tierärztliche Hochschule Hannover
- Heine, J. (1975), In-vitro-Prüfung von 7 Karbamatverbindungen hinsichtlich ihrer oviziden Wirksamkeit gegenüber *Haematopinus suis* und ihrer larviziden Wirksamkeit gegenüber *Musca domestica*. Vet. Diss., Humboldt Universität Berlin
- Hiepe, T. (1965), Das Institut für Parasitologie und Veterinärmedizinische Zoologie - Ein kurzer Abriß über seine Entwicklung und gegenwärtige Tätigkeit. 175 Jahre Veterinär Medizinische Fakultät - Veterinärmedizin in Berlin 1790 - 1965. Wiss.Zschr. Humboldt-Universität. Sonderband: S.175 - 182
- Hiepe, T. (1972), Betrachtungen zur systematischen Bekämpfung von Parasiten und Parasitosen. Mh. Vet.-Med., 27, H.(1): S.10-15
- Hiepe, T. (1979), Allgemeine hygienische Abwehrmaßnahmen gegen Parasitosen - hygienisch-antiparasitäre Maßnahmen In: Lehrbuch der Tierhygiene, Hrsg. G. Mehlhorn, Jena, Stuttgart, Gustav Fischer Verlag
- Hiepe, T. (2000), Definition und Formen des Parasitismus In: Nova Acta Leopoldina, Parasitismus als Lebensform, Leopoldina Symposium Hrsg. T. Hiepe, A. Aeschlimann, J. Eckert und R. Lucius, Halle (Saale), Deutsche Akademie der Naturforscher Leopoldina, N.F. 316
- Hiepe, T. (2006), Parasitismus als Lebensform In: Allgemeine Parasitologie, Hrsg. T. Hiepe, R. Lucius und B. Gottstein, Stuttgart, Parey Verlag in MSV Medizinverlage
- Hiepe, T. (2009), Zur Wirksamkeitsprüfung chemischer Desinfektionsmittel gegen exogene Parasitenstadien in der Tierhaltung unter besonderer Berücksichtigung von Schadarthropoden als Indikator In: Symbiosen - Wissenschaftliche Wechselwirkungen zu gegenseitigem Vorteil, Hrsg. K. Manger und H.-P. Klöcking, Erfurt, Verlag der Akademie gemeinnütziger Wissenschaften zu Erfurt
- Hiepe, T. (2010), persönl. Mitteilung.
- Hiepe, T., A. Al Halbouni und S. Gossing (2009), Möglichkeiten der Bekämpfung von Parasiten und Parasitosen bei Mensch und Tieren- unter besonderer Berücksichtigung der Desinfektion, 10. Hohenheimer Seminar, Universität Hohenheim, DVG
- Hiepe, T. und A. Dauschies (2006), Möglichkeiten der Bekämpfung von Parasiten und Parasitosen bei Mensch und Tieren - ein Lehrmodell In: Allgemeine Parasitologie,

Hrsg. T. Hiepe, R. Lucius und B. Gottstein, Stuttgart, Parey Verlag in MSV
Medizinverlage

- Hiepe, T., R. Jungmann, R. Buchwalder und C. Hamm (1985), Untersuchungen zur Desinfektion gegen exogene Parasitenstadien - Entwicklung eines Keimträgermodells Mh. Vet.-Med., 40: S.191-194
- Hiepe, T. und R. Ribbeck (1982), Veterinärmedizinische Arachno-Entomologie (Band 4) In: Lehrbuch der Parasitologie, Hrsg. T. Hiepe, Jena Stuttgart, Gustav Fischer Verlag
- Hinton, H. E. (1960), The Chorionic Plastron and its Role in the Eggs of the Muscinae (Diptera). Quarterly Journal of Microscopical Science, 101: S.313-332
- Hinton, H. E. (1966), The respiratory system of the egg-shell of the common housefly. Journal of Insect Physiology, 13(5): S.647 - 651
- Jandowsky, A. (2010), Vorkommen und Verbreitung von Insektizidresistenzen bei Fliegen (*Musca domestica*) in Milchviehbetrieben im Bundesland Brandenburg, Deutschland. Vet. Diss., Freie Universität Berlin
- Jandowsky, A., P.-H. Clausen, E. Schein und B. Bauer (2010), Vorkommen und Verbreitung von Insektizidresistenzen bei Fliegen (*Musca domestica* L.) in Milchviehbetrieben Brandenburgs Praktischer Tierarzt, 7(91): S.590-598
- Jenkin, P. M. und H. E. Hinton (1966), Apolysis in arthropod moulting cycles. Nature, 211(5051): S.871
- Kayser, F. H. und E. C. Böttger (2005), Epidemiologie und Hygiene In: Taschenlehrbuch Medizinische Mikrobiologie, Hrsg. F. H. Kayser, E. C. Böttger und R. M. Zinkernagel, Haller, O. , Eckert, J. , Deplazes, P., Stuttgart, Thieme Verlag, 10. Aufl.
- Keiding, J. und K. Arevad (1964), Procedure and equipment for rearing a large number of housefly strains. Bull World Health Organ, 31: S.527-528
- Klunker, R. und I. Kiesow (1980), Die Zucht der Stubenfliege *Musca domestica* (L.) in Kleinkäfigen. Angew. Parasitol., 21(2): S.100-114
- Knobloch, H. (1970), Untersuchungen über die Ontogenie von *Musca domestica* Linné, 1758, in Rinder- und Schweinekot sowie Rinder- und Schweinegülle. Vet.med. Dipl. Arbeit, Humboldt Universität Berlin
- Knobloch, H. (1973), Untersuchungen zur Züchtung von *Musca domestica* Linné, 1758 und *Fannia canicularis* Linné, 1761 in verschiedenen Brutmedien. Vet. Diss., Humboldt-Universität Berlin
- Köhler, W., H. Eggers, B. Fleischer, R. Marre, H. Pfister und G. Pulverer (2001), Medizinische Mikrobiologie, Jena, Urban und Fischer Verlag, 8. Aufl.
- Kovacs, F., I. Medveczky, L. Papp und E. Gondar (1990), Role of prestomal teeth in feeding of the house fly, *Musca domestica* (Diptera; Muscidae). Med Vet Entomol, 4(3):

- Kroker, R. (2006), Desinfektionsmittel In: Pharmakotherapie bei Haus- und Nutztieren, Hrsg. W. Löscher, F. Ungemach und R. Kroker, Stuttgart, Parey Verlag in MSV Medizinverlag 7. Aufl.
- Lam, K., M. Tsang, A. Labrie, R. Gries und G. Gries (2010), Semiochemical-mediated oviposition avoidance by female house flies, *Musca domestica*, on animal feces colonized with harmful fungi. *J Chem Ecol*, 36(2): S.141-147
- Leopold, R. A., S. Meola und M. E. Degrugillier (1978), The egg fertilization site within the house fly, *Musca domestica* (L.) (diptera: Muscidae). *International Journal of Insect Morphology and Embryology*, 7(2): S.111-120
- Leopold, R. A., A. C. Terranova, B. J. Thorson und D. M.E. (1971), The biosynthesis of the male housefly accessory secretion and its fate in the mated female. *Journal of Insect Physiology*, 17(6): S.987-1003
- Lucius, R. und B. Loos-Frank (2008), *Biologie von Parasiten*, Berlin, Heidelberg, Springer Verlag,
- Lüttig, G. (1972), Untersuchungen über den Einfluß hoher Temperaturen auf die Lebens- und Entwicklungsfähigkeit ektogener Parasitenstadien in Rindergülle. *Vet. Diss.*, Humboldt-Universität Berlin
- Markus, M. B. (1980), Flies as natural transport hosts of *Sarcocystis* and other coccidia. *J Parasitol*, 66(2): S.361-362
- Mayr, A. (2007), Grundlagen der Allgemeinen Medizinischen Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre In: *Medizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre*, Hrsg. M. Rolle und A. Mayr, Stuttgart, Enke Verlag, 8. Aufl.
- Mehlhorn, H. und G. Piekarski (2002), *Grundriß der Parasitologie*, Gustav Fischer Verlag, Jena, Stuttgart,
- Mielke, D., W. Bleiss, E. Victor und T. Hiepe (2001), Laboruntersuchungen zur chemischen Desinfektion gegen Entwicklungsstadien der Großen Stubenfliege (*Musca domestica* Linnaeus, 1758). *Berl. Münch. Tierärztl. Wschr.*, 114(3-4): S.112-116
- Müller, W. und G. Schlenker (2004), *Kompendium der Tierhygiene*, Berlin, Lehmanns Media-LOB.de, 2. Aufl.
- N.N. (2007), Richtlinien für die Prüfung von Desinfektionsverfahren und chemischen Desinfektionsmitteln vom Ausschuß "Desinfektion in der Veterinärmedizin" der DVG e.V. Gießen, Verlag der Deutschen Veterinärmedizinischen Gesellschaft e.V. 4. Aufl.
- N.N. (2011/1), 13. Liste der nach den Richtlinien der DVG geprüften und als wirksam befundenen Desinfektionsmittel für die Tierhaltung (Handelspräparate). Themenheft: Desinfektion der DVG: S.22-30

- N.N. (2011/2), Desinfektionsmittel-Liste des VAH, mhp-verlag,
- N.N. (2011/3). neu.dghm.org
- N.N. (2011/4). dlq.org/stalldesinfektion
- Nelson, D. R., J. W. Dillwith und G. J. Blomquist (1981), Cuticular hydrocarbons of the house fly, *Musca domestica*. *Insect Biochemistry*, 11(2): S.187-197
- Nelson, D. R. und R. A. Leopold (2003), Composition of the surface hydrocarbons from the vitelline membranes of dipteran embryos. *Comp Biochem Physiol B Biochem Mol Biol*, 136(2): S.295-308
- Peters, W. (2010), Kapitel 1: Integument In: *Lehrbuch der Entomologie*, Hrsg. K. Dettner und W. Peters, Heidelberg, Spektrum Akademischer Verlag, 2. Aufl.
- Pfister, K. (2006), Arthropodenbefall bei Wiederkäuern In: *Veterinärmedizinische Parasitologie*, Hrsg. T. Schnieder, Stuttgart, Parey Verlag
- Rehbein, S. (2006), Arthropodenbefall bei Einhufern S.353 - 354, Arthropodenbefall beim Schwein S.405 - 406 In: *Veterinärmedizinische Parasitologie*, Hrsg. T. Schnieder, Stuttgart, Parey bei MvS
- Robl, T. M. (2008), Entwicklung der Arachno-Entomologie am Wissenschaftsstandort Berlin aus veterinärmedizinischer Sicht - von den Anfängen bis in die Gegenwart. *Vet.Diss*, Freie Universität Berlin Berlin
- Rossow, N., R. Teickner und F. Wolter (1975), Sicherung der Tiergesundheit in der Industriemässigen Milchproduktion - *Tierärztliche Praxis*, Jena, Gustav Fischer Verlag,
- Schaal, K. P., J. Kühn, E. Dietlein und M. Exner (2001), Mikrobiologische Diagnostik In: *Medizinische Mikrobiologie*, Hrsg. W. Köhler, H. J. Eggers und B. Fleischer, Marre, R., Pfister, H., Pulverer, G., München, Jena, Urban & Fischer
- Schliesser, T. (1981), Grundlagen der Desinfektion In: *Desinfektion in Tierhaltung, Fleisch- und Milchwirtschaft*, Hrsg. T. Schliesser und D. Strauch, Stuttgart, Enke Verlag
- Schwantes, P. A. (1989), Ultrastructure of the anal organ of *Musca domestica* larvae (Insecta, Diptera) in relation to ion transport. *Zoomorphology*, 109: S.55-69
- Siriwattananarungsee, S., K. L. Sukontason, B. Kuntalue, S. Piangjai, J. K. Olson und K. Sukontason (2005), Morphology of the puparia of the housefly, *Musca domestica* (Diptera: Muscidae) and blowfly, *Chrysomya megacephala* (Diptera: Calliphoridae). *Parasitol Res*, 96(3): S.166-170
- Sohal, R. S. (1973), Fine structural alterations with age in the fat body of the adult male housefly, *Musca domestica*. *Z Zellforsch Mikrosk Anat*, 140(2): S.169-175
- Steiger, A. (1986), *Desinfektion - Tierärztliche Praxis*, Jena, Gustav Fischer Verlag,

- Stolle, A. (2004), 4.2.1. Thermische Verfahren In: Einführung in die Lebensmittelhygiene, Hrsg. H.-J. Sinell, Stuttgart, Parey Verlag in MVS Medizinverlage, 4. Aufl.
- Strauch, D. und R. Böhm (2002), Grundlagen der Reinigung und Desinfektion In: Reinigung und Desinfektion in der Nutztierhaltung und Veredelungswirtschaft, Hrsg. R. Böhm, Stuttgart, Enke Verlag
- Sukontason, K. L., N. Bunchu, R. Methanitikon, T. Chaiwong, B. Kuntalue und K. Sukontason (2006 a), Ultrastructure of adhesive device in fly in families calliphoridae, muscidae and sarcophagidae, and their implication as mechanical carriers of pathogens. Parasitol Res, 98(5): S.477-481
- Sukontason, K. L., T. Chaiwong, S. Piangjai, S. Upakut, K. Moophayak und K. Sukontason (2008), Ommatidia of blow fly, house fly, and flesh fly: implication of their vision efficiency. Parasitol Res, 103(1): S.123-131
- Sukontason, K. L., R. Methanitikon, W. Boonsriwong, S. Piangjai, H. Kurahashi, R. C. Vogtsberger und K. Sukontason (2006 b), Ultrastructure of spiracles of *Musca domestica* and *Hydrotaea chalcogaster* (Diptera: Muscidae). Parasitol Res, 100(1): S.19-23
- Szalanski, A. L., C. B. Owens, T. McKay und C. D. Steelman (2004), Detection of *Campylobacter* and *Escherichia coli* O157:H7 from filth flies by polymerase chain reaction. Med Vet Entomol, 18(3): S.241-246
- Ulke, D. (1974), Untersuchungen zur insektiziden und akariziden Wirkung verschiedener N-Methylcarbamate an *Haematopinus suis*, *Aedes aegypti*, *Psoroptes cuniculi* und *Musca domestica* unter in vitro - Bedingungen. Vet. Diss., Humboldt Universität Berlin
- Valentin-Weigand, P. (2011), Allgemeine Infektions- und Seuchenlehre In: Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre, Hrsg. H.-J. Selbitz, U. Truyen und P. Valentin-Weigand, Stuttgart, Enke Verlag
- Victor, E. (1999), Experimentelle Untersuchungen zur Desinfektion gegen Schädarthropoden unter besonderer Berücksichtigung der grossen Stubenfliege (*Musca domestica*, Linnaeus, 1758). Biol. Dipl. Arbeit, Humboldt Universität Berlin
- Voigt, T. F. (2011), Gefährdungspotenziale durch Schädlinge und Schädlingsprophylaxe in der Nutztierhaltung TU, 66(9): S.353-363
- Werner, G. (1988), Modell zur Prüfung von Antektoparasitika in der Veterinärmedizin. Mit einem Beitrag zur *Haematopinus suis* - Bekämpfung unter den Bedingungen der intensiven Schweineproduktion. Vet. Diss., Humboldt Universität Berlin
- Wigglesworth, V. B. (1955), Physiologie der Insekten, Basel und Stuttgart, Birkhäuser Verlag, 4. Aufl.
- Zastrow, K. und H. J. Zastrow (1974), Untersuchungen zur Wirkung von Desinfektionsmitteln und einem Karbamidsäureesterpräparat auf *Haematopinus-suis*-Eier in vitro mit einer Studie zur *Haematopinus-suis*-Embryogenese. Vet. Diss.,

Humboldt Universität Berlin

Zissler, D. (2010), Kapitel 13: Fortpflanzung und Entwicklung In: Lehrbuch der Entomologie,
Hrsg. K. Dettner und W. Peters, Heidelberg, Spektrum Akademischer Verlag, 2. Aufl.

9. Anhang

Anhang zu Tab. 1.1 *M. domestica* -Eier, Suspensionsversuch, Versuchspräparat 1, Einwirkzeit 180 min

Durchgang	K		1%		2%		3%		4%		5%	
Wiederholung	leere Eihüllen	Eier insg.										
1	87	113	21	103	20	120	20	154	4	128	6	114
	84	114	26	99	20	104	14	102	10	138	0	121
2	93	110	31	114	25	121	17	99	3	104	0	126
	100	120	25	114	28	115	28	144	9	140	2	104
3	91	124	20	100	26	136	16	114	10	114	3	132
	84	116	45	118	15	117	21	141	4	123	0	129
4	90	119	23	113	19	114	19	104	6	141	6	108
	80	110	36	110	33	145	20	101	8	105	2	98
5	66	95	22	110	16	139	20	158	9	135	0	100
	66	102	24	99	25	132	16	131	4	152	0	108

Anhang zu Tab. 1.2 *M. domestica* -Eier, Keimträger Pappelholz, Versuchspräparat 1, Einwirkzeit 180 min

Durchgang	K		1%		2%		3%		4%		5%	
Wiederholung	leere Eihüllen	Eier insg.										
1	84	100	49	124	37	145	33	144	22	120	20	102
	105	141	44	100	23	103	24	96	27	124	24	108
2	106	150	74	150	46	156	24	99	26	103	20	98
	105	123	74	154	60	144	23	102	24	116	21	119
3	126	150	51	113	35	153	22	158	23	105	30	142
	77	101	52	100	32	151	16	136	10	100	20	102
4	82	94	58	134	30	118	28	138	29	126	20	126
	118	148	90	160	46	148	30	138	21	106	24	124
5	72	101	58	123	28	126	36	129	22	154	19	141
	93	120	44	119	26	109	15	106	9	119	10	100

Anhang zu Tab. 1.3 *M. domestica* -Eier, Keimträger Fliese, Versuchspräparat 1, Einwirkzeit 180 min

Durchgang	K		1%		2%		3%		4%		5%	
Wiederholung	leere Eihüllen	Eier insg.										
1	91	102	82	128	28	134	36	141	14	98	16	124
	96	102	82	134	40	108	40	128	34	128	17	121
2	114	123	60	120	18	116	26	130	22	144	18	146
	117	129	82	150	24	136	28	127	20	112	17	136
3	124	150	38	120	36	133	20	106	21	120	11	136
	116	142	72	124	30	147	15	120	14	146	12	102
4	102	123	39	144	40	152	20	131	14	110	9	134
	110	132	46	122	17	118	30	158	13	129	12	150
5	98	128	54	132	28	115	14	128	8	95	10	109
	101	117	36	123	18	126	17	115	14	106	11	126

Anhang zu Tab. 1.4 *M. domestica* -Larven I, Suspensionsversuch, Versuchspräparat 1, Einwirkzeit 60 min

Durchgang	K		0,5%		1%		2%	
Wiederholung	Ü L I	L I insg.						
1	57	58	26	57	7	55	0	45
	59	60	15	40	12	48	0	53
2	46	47	27	48	0	48	0	51
	47	47	33	53	3	48	0	48
3	52	52	11	45	8	58	0	45
	49	49	15	47	11	41	0	55
4	55	55	27	54	0	45	0	53
	60	60	29	51	9	40	0	55
5	58	58	25	48	8	53	0	56
	44	46	18	41	8	56	0	50

Anhang zu Tab. 1.5 *M. domestica* -Larven I, Keimträgerversuch Pappelholz, Versuchspräparat 1, Einwirkzeit 60 min

Durchgang	K		0,5%		1%		2%	
Wiederholung	Ü L I	L I insg.						
1	49	50	33	48	23	46	0	43
	45	45	32	56	14	59	0	47
2	47	47	24	45	12	50	0	58
	50	50	24	54	18	48	0	46
3	54	54	30	49	12	54	0	55
	55	55	35	53	6	46	0	47
4	51	51	23	42	15	44	2	56
	51	53	37	49	24	50	0	51
5	43	44	34	46	17	50	5	55
	55	55	34	53	7	47	0	59

Anhang zu Tab. 1.6 *M. domestica* -Larven I, Keimträgerversuch Fliese, Versuchspräparat 1, Einwirkzeit 60 min

Durchgang	K		0,5%		1%		2%	
Wiederholung	Ü L I	L I insg.						
1	59	59	16	59	7	43	1	53
	56	56	12	47	7	52	0	48
2	48	49	4	53	9	45	0	49
	54	54	5	49	5	60	0	50
3	51	51	12	46	3	63	0	53
	59	59	5	46	7	57	0	58
4	54	54	6	53	0	51	0	45
	50	50	13	51	0	47	0	49
5	46	46	11	45	2	45	0	49
	57	57	9	58	1	47	0	57

Anhang zu Tab. 1.7 *M. domestica* -Larven II, Suspensionsversuch, Versuchspräparat 1, Einwirkzeit 90 min

Durchgang	K		1%		2%		3%		4%	
Wiederholung	Ü L II	L II insg.								
1	100	100	94	100	78	100	8	100	3	100
	100	100	90	100	40	100	14	100	6	100
2	100	100	94	100	42	100	6	100	5	100
	100	100	96	100	74	100	19	100	7	100
3	100	100	93	100	15	100	6	100	0	100
	99	100	91	100	40	100	12	100	2	100
4	100	100	87	100	25	100	6	100	2	100
	100	100	84	100	32	100	10	100	1	100
5	99	100	82	100	28	100	1	100	2	100
	100	100	89	100	30	100	6	100	4	100

Anhang zu Tab. 1.8 *M. domestica* -Larven II, Keimträgerversuch Pappelholz, Versuchspräparat 1, Einwirkzeit 90 min

Durchgang	K		1%		2%		3%		4%	
Wiederholung	Ü L II	L II insg.								
1	100	100	84	100	25	100	23	100	6	100
	100	100	78	100	37	100	27	100	8	100
2	100	100	68	100	30	100	13	100	4	100
	100	100	64	100	23	100	9	100	3	100
3	100	100	70	100	32	100	8	100	1	100
	100	100	76	100	22	100	17	100	5	100
4	99	100	81	100	40	100	12	100	8	100
	100	100	74	100	23	100	15	100	4	100
5	100	100	67	100	20	100	20	100	2	100
	100	100	60	100	29	100	17	100	2	100

Anhang zu Tab. 1.9 *M. domestica* -Larven II, Keimträgerversuch Fliese, Versuchspräparat 1, Einwirkzeit 90 min

Durchgang	K		1%		2%		3%		4%	
Wiederholung	Ü L II	L II insg.								
1	100	100	10	100	3	100	0	100	0	100
	100	100	13	100	2	100	0	100	0	100
2	100	100	15	100	2	100	0	100	0	100
	100	100	16	100	3	100	1	100	0	100
3	100	100	10	100	5	100	0	100	0	100
	100	100	16	100	5	100	0	100	0	100
4	100	100	12	100	2	100	0	100	0	100
	99	100	9	100	2	100	1	100	0	100
5	100	100	12	100	4	100	1	100	0	100
	100	100	16	100	5	100	1	100	1	100

Anhang zu Tab. 1.10 *M. domestica* -Larven III, Suspensionsversuch, Versuchspräparat 1, Einwirkzeit 90 min

Durchgang	K		1%		2%		3%		4%	
	Ü L III	L III insg.								
1	100	100	79	100	20	100	12	100	10	100
	100	100	70	100	26	100	14	100	0	100
2	100	100	73	100	19	100	18	100	2	100
	100	100	77	100	23	100	19	100	9	100
3	100	100	73	100	34	100	11	100	2	100
	99	100	65	100	27	100	11	100	10	100
4	100	100	62	100	32	100	10	100	1	100
	100	100	77	100	28	100	25	100	4	100
5	100	100	73	100	24	100	6	100	4	100
	99	100	70	100	34	100	16	100	9	100

Anhang zu Tab. 1.11 *M. domestica* -Larven III, Keimträgerversuch Pappelholz, Versuchspräparat 1, Einwirkzeit 90 min

Durchgang	K		1%		2%		3%		4%	
	Ü L III	L III insg.								
1	99	100	32	100	26	100	17	100	16	100
	100	100	23	100	20	100	20	100	11	100
2	100	100	45	100	22	100	11	100	4	100
	100	100	65	100	20	100	14	100	2	100
3	99	100	46	100	30	100	13	100	5	100
	100	100	51	100	30	100	12	100	4	100
4	100	100	62	100	16	100	5	100	2	100
	100	100	70	100	15	100	8	100	1	100
5	100	100	58	100	10	100	1	100	2	100
	100	100	60	100	9	100	5	100	3	100

Anhang zu Tab. 1.12 *M. domestica* -Larven III, Keimträgerversuch Fliese, Versuchspräparat 1, Einwirkzeit 90 min

Durchgang	K		1%		2%		3%		4%	
	Ü L III	L III insg.								
1	100	100	16	100	6	100	2	100	2	100
	100	100	15	100	2	100	3	100	1	100
2	100	100	4	100	5	100	1	100	2	100
	100	100	22	100	3	100	4	100	0	100
3	100	100	13	100	8	100	2	100	1	100
	99	100	12	100	8	100	4	100	0	100
4	100	100	14	100	4	100	2	100	1	100
	100	100	13	100	8	100	5	100	8	100
5	100	100	20	100	12	100	1	100	0	100
	100	100	9	100	8	100	3	100	0	100

Anhang zu Tab. 1.13 *M. domestica* -Puppen, Suspensionsversuch, Versuchspräparat 1, Einwirkzeit 180 min

Durchgang	K		2%		3%		4%		5%	
Wiederholung	S Pu	Pu insg.								
1	84	100	14	100	31	100	12	100	6	100
	90	100	17	100	18	100	7	100	5	100
2	86	100	23	100	27	100	14	100	5	100
	93	100	15	100	26	100	17	100	9	100
3	95	100	34	100	22	100	40	100	11	100
	89	100	35	100	48	100	29	100	11	100
4	89	100	33	100	29	100	33	100	9	100
	91	100	24	100	26	100	34	100	7	100
5	93	100	19	100	16	100	6	100	5	100
	97	100	16	100	16	100	10	100	4	100

Anhang zu Tab. 1.14 *M. domestica* -Puppen, Keimträgerversuch Pappelholz, Versuchspräparat 1, Einwirkzeit 180 min

Durchgang	K		2%		3%		4%		5%	
Wiederholung	S Pu	Pu insg.								
1	95	100	31	100	27	100	18	100	23	100
	95	100	39	100	22	100	22	100	31	100
2	96	100	37	100	22	100	13	100	15	100
	98	100	27	100	16	100	12	100	12	100
3	94	100	33	100	19	100	30	100	30	100
	97	100	30	100	45	100	35	100	23	100
4	91	100	46	100	41	100	28	100	25	100
	90	100	39	100	30	100	36	100	29	100
5	90	100	14	100	8	100	3	100	5	100
	87	100	13	100	5	100	20	100	7	100

Anhang zu Tab. 1.15 *M. domestica* -Puppen, Keimträgerversuch Fliese, Versuchspräparat 1, Einwirkzeit 180 min

Durchgang	K		2%		3%		4%		5%	
Wiederholung	S Pu	Pu insg.								
1	87	100	25	100	17	100	14	100	20	100
	91	100	17	100	14	100	19	100	17	100
2	86	100	23	100	18	100	15	100	18	100
	90	100	17	100	22	100	17	100	21	100
3	86	100	24	100	25	100	21	100	18	100
	95	100	11	100	16	100	29	100	17	100
4	96	100	22	100	32	100	26	100	22	100
	88	100	32	100	25	100	26	100	22	100
5	95	100	30	100	27	100	22	100	13	100
	91	100	17	100	26	100	28	100	17	100

Anhang zu Tab. 1.16 *M. domestica* -Imagines, Suspensionsversuch, Versuchspräparat 1, Einwirkzeit 90 min

Durchgang	K		1%		2%		3%	
Wiederholung	Ü Imagines	Imagines insg.	Ü Imagines	Imagines insg.	Ü Imagines	Imagines insg.	Ü Imagines	Imagines insg.
1	21	24	7	26	7	22	0	23
	20	26	7	21	2	23	0	21
2	20	21	6	23	3	26	0	28
	21	23	5	22	2	30	0	23
3	24	24	18	26	6	21	0	24
	25	25	18	27	8	23	0	24
4	23	23	23	25	6	27	1	29
	22	22	16	26	7	29	0	26
5	25	26	22	28	9	26	0	28
	23	23	16	21	7	28	0	29

Anhang zu Tab. 2.1 *M. domestica* -Eier, Suspensionsversuch, Versuchspräparat 2, Einwirkzeit 180 min

Durchgang	K		1%		2%		3%		4%		5%	
Wiederholung	Leere Eihüllen	Eier insg.										
1	119	140	116	149	68	96	93	115	74	103	93	116
	107	120	114	146	108	143	101	135	83	112	100	131
2	103	117	116	153	93	116	95	120	101	133	106	140
	119	148	122	158	99	125	116	150	101	136	93	124
3	112	137	113	145	95	129	109	140	94	121	96	126
	124	148	131	160	99	128	121	154	102	131	107	144
4	124	150	109	132	101	137	95	127	86	114	112	154
	112	137	120	153	91	120	104	140	95	129	76	98
5	112	142	97	137	99	129	108	152	93	125	113	160
	153	186	116	154	101	125	97	131	115	141	87	122

Anhang zu Tab. 2.2 *M. domestica* -Eier, Keimträgerversuch Pappelholz, Versuchspräparat 2, Einwirkzeit 180 min

Durchgang	K		1%		2%		3%		4%		5%	
Wiederholung	leere Eihüllen	Eier insg.										
1	117	138	109	159	97	135	96	142	110	162	103	149
	87	117	107	150	93	144	78	121	103	153	98	141
2	123	158	108	162	112	153	77	108	82	118	103	163
	90	116	72	109	68	99	72	109	72	106	111	160
3	93	119	99	129	85	124	108	156	107	152	80	118
	88	115	114	149	126	159	82	114	115	160	88	130
4	131	163	115	159	83	116	88	123	86	125	114	157
	77	101	101	145	84	118	74	109	85	117	99	142
5	72	95	116	153	82	116	78	115	86	126	85	121
	84	108	124	162	90	124	80	117	86	128	93	136

Anhang zu Tab. 2.3 *M. domestica* -Eier, Keimträgerversuch Fliese, Versuchspräparat 2, Einwirkzeit 180 min

Durchgang	K		1%		2%		3%		4%		5%	
Wiederholung	leere Eihüllen	Eier insg.										
1	95	126	103	141	118	163	106	154	101	140	99	135
	98	131	108	149	67	95	92	128	105	149	102	143
2	104	136	115	156	105	148	109	144	112	156	88	128
	74	101	118	156	104	134	114	154	100	142	110	153
3	117	145	87	121	100	142	88	124	101	143	116	154
	105	147	101	133	117	155	104	138	110	146	113	158
4	114	153	87	114	102	138	102	159	105	159	99	160
	99	130	88	130	100	131	113	152	101	149	94	146
5	113	147	97	136	109	153	99	138	108	153	113	153
	101	130	113	144	101	139	110	155	107	158	99	154

Anhang zu Tab. 2.4 *M. domestica* -Larven I, Suspensionsversuch, Versuchspräparat 2, Einwirkzeit 60 min

Durchgang	K		0,5%		1%		2%	
Wiederholung	Ü L I	L I insg.						
1	50	50	55	55	51	53	56	59
	49	49	45	45	52	54	58	59
2	45	45	46	46	56	58	44	45
	51	51	52	52	57	57	48	48
3	53	53	48	50	52	54	42	43
	49	50	43	45	57	58	49	50
4	59	59	52	52	49	49	53	55
	54	54	53	53	48	48	56	58
5	58	59	53	54	54	58	56	59
	59	59	51	51	46	48	49	52

Anhang zu Tab. 2.5 *M. domestica* -Larven I, Keimträgerversuch Pappelholz, Versuchspräparat 2, Einwirkzeit 60 min

Durchgang	K		0,5%		1%		2%	
Wiederholung	Ü L I	L I insg.						
1	55	55	50	50	55	56	46	47
	48	48	55	55	47	47	43	45
2	58	59	58	59	50	52	51	53
	54	54	57	58	43	44	56	59
3	56	56	54	54	42	43	45	46
	47	47	43	44	43	44	42	44
4	58	59	55	57	42	44	54	56
	59	59	58	59	55	56	42	43
5	48	48	55	57	42	44	47	48
	57	58	44	45	51	52	42	44

Anhang zu Tab. 2.6 *M. domestica* -Larven I, Keimträgerversuch Fliese, Versuchspräparat 2, Einwirkzeit 60 min

Durchgang	K		0,5%		1%		2%	
Wiederholung	Ü L I	L I insg.						
1	55	55	58	58	60	60	51	54
	59	60	58	59	45	46	48	51
2	53	53	46	46	42	43	49	55
	56	56	46	47	50	52	57	59
3	59	60	43	45	56	57	45	54
	57	57	54	54	56	59	53	57
4	47	47	58	59	56	57	47	50
	54	54	52	52	44	46	52	56
5	47	47	57	58	54	55	52	55
	58	58	51	51	46	49	47	51

Anhang zu Tab. 2.7 *M. domestica* -Larven II, Suspensionsversuch, Versuchspräparat 2, Einwirkzeit 90 min

Durchgang	K		1%		2%		3%		4%	
Wiederholung	Ü L II	L II insg.								
1	100	100	100	100	95	100	88	100	92	100
	100	100	99	100	96	100	98	100	92	100
2	100	100	96	100	96	100	94	100	86	100
	100	100	91	100	89	100	89	100	85	100
3	99	100	95	100	88	100	88	100	81	100
	100	100	93	100	86	100	80	100	85	100
4	98	100	94	100	93	100	87	100	88	100
	100	100	88	100	89	100	85	100	84	100
5	99	100	95	100	93	100	91	100	88	100
	100	100	96	100	90	100	90	100	87	100

Anhang zu Tab. 2.8 *M. domestica* -Larven II, Keimträgerversuch Pappelholz, Versuchspräparat 2, Einwirkzeit 90 min

Durchgang	K		1%		2%		3%		4%	
Wiederholung	Ü L II	L II insg.								
1	100	100	96	100	94	100	90	100	94	100
	100	100	98	100	97	100	96	100	97	100
2	100	100	96	100	97	100	96	100	89	100
	99	100	98	100	98	100	93	100	87	100
3	100	100	96	100	95	100	94	100	88	100
	100	100	99	100	97	100	90	100	85	100
4	100	100	99	100	99	100	96	100	94	100
	100	100	97	100	98	100	97	100	86	100
5	99	100	99	100	98	100	96	100	93	100
	100	100	99	100	98	100	94	100	88	100

Anhang zu Tab. 2.9 *M. domestica* -Larven II, Keimträgerversuch Fliese, Versuchspräparat 2, Einwirkzeit 90 min

Durchgang	K		1%		2%		3%		4%	
Wiederholung	Ü L II	L II insg.								
1	100	100	97	100	97	100	94	100	82	100
	99	100	97	100	98	100	97	100	90	100
2	100	100	97	100	96	100	93	100	89	100
	100	100	97	100	95	100	95	100	91	100
3	100	100	98	100	95	100	93	100	84	100
	100	100	97	100	98	100	95	100	94	100
4	100	100	96	100	96	100	95	100	94	100
	100	100	98	100	97	100	95	100	96	100
5	100	100	100	100	95	100	84	100	92	100
	99	100	99	100	95	100	90	100	77	100

Anhang zu Tab. 2.10 *M. domestica* -Larven III, Suspensionsversuch, Versuchspräparat 2, Einwirkzeit 90 min

Durchgang	K		1%		2%		3%		4%	
Wiederholung	Ü L III	L III insg.								
1	100	100	100	100	98	100	96	100	89	100
	100	100	97	100	90	100	91	100	78	100
2	100	100	100	100	93	100	87	100	86	100
	100	100	98	100	92	100	84	100	83	100
3	100	100	100	100	95	100	93	100	81	100
	100	100	99	100	96	100	88	100	85	100
4	100	100	100	100	96	100	84	100	78	100
	100	100	95	100	90	100	84	100	79	100
5	100	100	100	100	99	100	93	100	91	100
	100	100	99	100	90	100	86	100	82	100

Anhang zu Tab. 2.11 *M. domestica* -Puppen, Suspensionsversuch, Versuchspräparat 2, Einwirkzeit 180 min

Durchgang	K		2%		3%		4%		5%	
Wiederholung	S Pu	Pu insg.								
1	82	100	5	100	2	100	1	100	1	100
	83	100	7	100	5	100	3	100	2	100
2	81	100	2	100	1	100	2	100	0	100
	89	100	5	100	4	100	1	100	0	100
3	86	100	8	100	1	100	2	100	0	100
	83	100	7	100	3	100	3	100	0	100
4	88	100	11	100	2	100	4	100	1	100
	81	100	4	100	12	100	2	100	3	100
5	82	100	9	100	6	100	4	100	1	100
	83	100	6	100	4	100	2	100	0	100

Anhang zu Tab. 2.12 *M. domestica* -Puppen, Keimträgerversuch Pappelholz, Versuchspräparat 2, Einwirkzeit 180 min

Durchgang	K		2%		3%		4%		5%	
Wiederholung	S Pu	Pu insg.								
1	88	100	7	100	6	100	5	100	5	100
	89	100	10	100	20	100	11	100	4	100
2	83	100	16	100	12	100	7	100	5	100
	92	100	13	100	12	100	2	100	7	100
3	85	100	11	100	11	100	3	100	4	100
	93	100	8	100	3	100	3	100	1	100
4	91	100	8	100	5	100	7	100	2	100
	82	100	11	100	11	100	2	100	7	100
5	93	100	10	100	11	100	5	100	2	100
	91	100	7	100	9	100	6	100	3	100

Anhang zu Tab. 2.13 *M. domestica* -Puppen, Keimträgerversuch Fliese, Versuchspräparat 2, Einwirkzeit 180 min

Durchgang	K		2%		3%		4%		5%	
Wiederholung	S Pu	Pu insg.								
1	92	100	12	100	13	100	1	100	4	100
	85	100	9	100	10	100	6	100	7	100
2	87	100	7	100	5	100	5	100	2	100
	84	100	14	100	15	100	4	100	8	100
3	88	100	5	100	10	100	7	100	2	100
	87	100	8	100	7	100	9	100	5	100
4	81	100	10	100	13	100	8	100	0	100
	91	100	16	100	0	100	5	100	4	100
5	82	100	4	100	3	100	2	100	1	100
	92	100	8	100	7	100	5	100	7	100

Anhang zu Tab. 2.14 *M. domestica* -Imagines, Suspensionsversuch, Versuchspräparat 2, Einwirkzeit 90 min

Durchgang	K		1%		2%		3%	
Wiederholung	Ü Imagines	Imagines insg.	Ü Imagines	Imagines insg.	Ü Imagines	Imagines insg.	Ü Imagines	Imagines insg.
1	27	27	14	23	1	23	2	24
	26	27	12	24	5	21	5	25
2	25	25	19	25	12	22	3	27
	28	28	16	27	10	24	1	21
3	24	24	14	25	16	27	10	24
	21	21	20	29	2	30	3	23
4	24	24	21	25	8	23	7	22
	23	24	15	23	6	22	8	26
5	20	20	17	20	13	24	10	22
	22	22	14	25	17	28	9	23

Danksagung

Vielen, herzlichen Dank an ...

... Prof. Dr. Dr. h.c. mult. Th. Hiepe für die Überlassung des Themas und für die Betreuung während dieser Zeit.

... für die Gespräche und wenn nötig, die aufmunternden Worte.

... Prof. Dr. R. Lucius, Institut für Molekulare Parasitologie HU Berlin, für die Bereitstellung der Räumlichkeiten und die Arbeitsmöglichkeit „unter seinem Dache“.

... Frau Dr. B. Bannert für die Überlassung des Fliegenstammes und die hilfreichen Anregungen.

*... Herrn Dr. M. Lehmann und Frau G. Drescher, Lehrstuhl für Molekulare Parasitologie HU Berlin, für die Anfertigung und Bereitstellung der rasterelektronenmikroskopischen Bilder der *M. domestica* - Eier.*

... Antiseptica chem. pharm. Produkte GmbH und Kesla Pharma Wolfen GmbH, für die Überlassung der Versuchspräparate.

... Herrn Lotz, Institut für Biometrie und Informationsverarbeitung FU, für die Beratung und Hinweise.

... Frau Ute Böhme für die tatkräftige Unterstützung bei der Übersetzung.

... unser „kleines Laborteam“.

Meiner Familie möchte ich meinen größten Dank aussprechen. Du fehlst mir Mutti.

Selbstständigkeitserklärung

Hiermit bestätige ich, dass ich die vorliegende Arbeit selbstständig angefertigt habe. Ich versichere, dass ich ausschließlich die angegebenen Quellen und Hilfen in Anspruch genommen habe.

Nauen, den 01.06.2013

Thekla Ines Simmet