

# **Synanthrope Fliegen als Träger und potenzielle Vektoren von pathogenen Mikroorganismen und Parasiten**



Inaugural-Dissertation

zur Erlangung des Doktorgrades  
der Mathematisch-Naturwissenschaftlichen Fakultät  
der Heinrich-Heine-Universität Düsseldorf

vorgelegt von

**Maïke Förster**

aus Düsseldorf

Düsseldorf, Juni 2011

aus dem Institut für Zoomorphologie, Zellbiologie und Parasitologie  
der Heinrich-Heine-Universität Düsseldorf

Gedruckt mit der Genehmigung der  
Mathematisch-Naturwissenschaftlichen Fakultät der  
Heinrich-Heine-Universität Düsseldorf

Referent: Prof. Dr. H. Mehlhorn  
Korreferent: Prof. Dr. W. Martin

Tag der mündlichen Prüfung: 04. Juli 2011

## **Danksagung**

Mein besonderer Dank gilt meinem Doktorvater Herrn Prof. Dr. H. Mehlhorn für die Überlassung des interessanten Themas, die Bereitstellung des Arbeitsplatzes und die Betreuung meiner Arbeit. Durch ihn wurde schon im Grundstudium mein Interesse an der Parasitologie geweckt, wofür ich ihm besonders dankbar bin.

Herrn Prof. Dr. W. Martin danke ich für die Bereiterklärung, Gutachter und Mitbetreuer meiner Arbeit zu werden und mir somit den Abschluss zu ermöglichen.

Mein spezieller Dank gilt Novartis Animal Health, insbesondere Ph.D. Ian Thompson und Dr. Kai Sievert, für die Aufnahme in das Fellowship-Program, sowie für die finanzielle und materielle Unterstützung. Herrn Dr. Kai Sievert gilt außerdem mein besonderer Dank für die vielen Anregungen und die intensive Betreuung bei meiner Arbeit, ohne dessen Unterstützung und Hilfestellung diese Arbeit nicht zustande gekommen wäre.

Herrn Prof. Dr. K. Pfeffer vom Institut für Medizinische Mikrobiologie und Krankenhaushygiene bin ich für die ausgezeichnete Zusammenarbeit, für die Bereitstellung der entsprechenden Materialien zur Kultivierung und anschließende Analyse der Mikroorganismen zu großem Dank verpflichtet. Den Mitarbeitern des Instituts für Medizinische Mikrobiologie und Krankenhaushygiene, insbesondere Fr. Dr. S. Messler, danke ich für die Einführung in die mikrobiologische Untersuchungsmethodik, für die Differenzierung und Identifizierung der Mikroorganismen.

Zu Dank verpflichtet bin ich auch Prof. Dr. S. Klimpel für die Vermittlung des Themas.

Mein besonderer Dank gilt den ehemaligen Mitarbeitern des Instituts für Zoomorphologie, Zellbiologie und Parasitologie, insbesondere Fr. Marion Nissen, Fr. Susanne Walter und Prof. Dr. Günter Schmahl für ihre Freundlichkeit und die besonders angenehme Arbeitsatmosphäre.

Meinem ehemaligen Praktikanten Martin Neumann danke ich für seine Unterstützung bei den Freilandfängen.

Ingo Szabo-Reiss danke ich für die Hilfe bei der Bildbearbeitung.

Meinem guten Freund Wolfgang Lienemann danke ich für die akribische und schnelle Durchsicht des Manuskripts und seine ständige motivierende Unterstützung.

Meinen Freunden danke ich für ihre ständige und bedingungslose Hilfsbereitschaft - auch unter Zeitdruck - besondere Erwähnung kommt hierbei Ingrid Scheller, Re-Young Yu, Dr. Esra Kellermanns, Dr. Sonja Kleinertz und Arthur Mikolajczyk zu. Ebenso danke ich meinen TKD-lern, insbesondere meiner Verbündeten Jasmina Saric, für die dringend benötigte Ablenkung in den Arbeitspausen und aufbauende Motivation.

Zu guter Letzt gilt mein Dank meiner Familie, insbesondere meinen Eltern, die mich in jeder Lebenslage unterstützt und motiviert, die immer an mich geglaubt haben und ohne die ich die Hürde der Promotion nicht geschafft hätte. Dabei möchte ich meinem Vater danken für seine bedingungslose Hilfsbereitschaft und ständige Unterstützung. Ebenso gilt mein Dank meiner Mutter für ihre Unterstützung und Rücksichtnahme in jeglicher Hinsicht.

Danke auch an all die Anderen, die an mich gedacht haben, mir mit Rat und Tat ebenso wie mit aufmunternden, mutmachenden und unterstützenden Worten zur Seite standen, aber hier nicht persönlich erwähnt werden.

Danke!!

**„Kein Tier ist dem Menschen ohne sein Zutun und ohne ihn selbst zu bewohnen, ein so treuer, in der Regel lästiger, unter Umständen unausstehlicher Begleiter als die Stubenfliege.“**

**A.E. Brehm  
(„ Brehms Tierleben“)**

## Inhaltsverzeichnis

Kurzfassung .....	V
Abstract .....	VI
Publikationsliste .....	VII
1. Einleitung.....	1
2. Material und Methoden .....	8
2.1 Untersuchung der Freilandfänge.....	8
2.1.1 Charakterisierung der Untersuchungsgebiete .....	8
2.1.2 Methodik des Fliegenfangs .....	10
2.1.3 Danger-Index der gefangenen Fliegen .....	11
2.1.4 Mikrobiologische Untersuchungen der Fliegen .....	12
2.1.4.1 Methodik der mikrobiologischen Untersuchungen .....	12
2.1.4.2 Identifizierung der Bakterien.....	13
2.1.5 Parasitologische Untersuchungen.....	16
2.1.5.1 Methodik der parasitologischen Untersuchungen der Fliegen.....	16
2.1.5.2 Methodik der parasitologischen Untersuchungen der Tierfäzes.....	17
2.1.5.3 Bestimmung der Parasitenarten .....	17
2.1.6 Berechnung parasitologischer Parameter.....	18
2.2 Versuche mit im Labor gezüchteten Fliegen .....	19
2.2.1 Technik der Fliegenzucht.....	19
2.2.2 Methodik der experimentellen Versuche .....	21
2.2.3 <i>Eimeria tenella</i> .....	22
2.2.4 <i>Giardia lamblia</i> .....	23
2.2.5 <i>Hymenolepis</i> spp. ....	24
2.2.5.1 <i>Hymenolepis microstoma</i> .....	24
2.2.5.2 <i>Hymenolepis diminuta</i> .....	25
2.2.6 <i>Angiostrongylus cantonensis</i> .....	26
2.2.7 <i>Ascaris suum</i> .....	28
2.2.8 <i>Trichuris</i> spp. ....	30
2.2.8.1 <i>Trichuris suis</i> .....	30
2.2.8.2 <i>Trichuris muris</i> .....	31
2.2.8.3 Tierexperimenteller Infektionsversuch mit <i>Trichuris muris</i> .....	31
2.2.9 <i>Dermanyssus gallinae</i> .....	34
2.2.10 Berechnung parasitologischer Parameter.....	35

2.2.11 Licht- und rasterelektronenmikroskopische Dokumentation .....	35
3.1 Ergebnisse der Untersuchung der Freilandfänge .....	36
3.1.1 Gefangene Fliegenarten .....	36
3.1.2 Danger-Index .....	42
3.1.3 Ergebnisse der mikrobiologischen Untersuchungen.....	44
3.1.4 Ergebnisse der parasitologischen Untersuchungen .....	49
3.1.5 Ergebnisse der Berechnungen der parasitologischen Parameter .....	52
3.1.5.1 Hundewiese .....	52
3.1.5.2 Kaninchenstall .....	53
3.1.5.3 Kuhstall .....	55
3.1.5.4 Pferdestall.....	56
3.1.5.5 Schweinestall.....	58
3.1.5.6 Mehrfach nachgewiesene Parasiten im Vergleich .....	59
3.1.6 Ergebnisse der parasitologischen Untersuchungen der Tierfäzes .....	61
3.2 Ergebnisse der Versuche mit gezüchteten Fliegen .....	62
3.2.1 <i>Eimeria tenella</i> .....	62
3.2.2 <i>Giardia lamblia</i> .....	64
3.2.3 <i>Hymenolepis</i> spp. ....	66
3.2.3.1 <i>Hymenolepis microstoma</i> .....	66
3.2.3.2 <i>Hymenolepis diminuta</i> .....	68
3.2.4 <i>Angiostrongylus cantonensis</i> .....	70
3.2.5 <i>Ascaris suum</i> .....	72
3.2.6 <i>Trichuris</i> spp. ....	76
3.2.6.1 <i>Trichuris suis</i> .....	76
3.2.6.2 <i>Trichuris muris</i> .....	79
3.2.6.3 Tierexperimenteller Infektionsversuch mit <i>Trichuris muris</i> .....	81
3.2.7 <i>Dermanyssus gallinae</i> .....	84
3.2.8 Ergebnisse der experimentellen Versuche im Vergleich.....	85
3.2.9 Licht- und rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen.....	89
3.2.9.1 Lichtmikroskopische Dokumentation der experimentellen Versuche .....	89
3.2.9.2 Rasterelektronenmikroskopische Dokumentation der experimentellen Versuche.....	94
3.3 Beschreibung der Fliegenarten .....	97
3.3.1 Calliphoridae.....	97
3.3.2 Muscidae .....	100
3.3.3 Fanniidae .....	104

3.3.4 Sarcophagidae .....	105
3.4 Beschreibung der nachgewiesenen und verwendeten Pathogene.....	107
3.4.1 Beschreibung der Bakterien .....	107
3.4.2 Beschreibung der Pilze .....	114
3.4.3 Beschreibung der Parasiten.....	118
3.4.3.1 Protozoa .....	118
3.4.3.2 Cestoda.....	121
3.4.3.3 Nematoda.....	122
3.4.3.4 Arthropoda.....	126
3.4.3.6 Lichtmikroskopische Dokumentation der nachgewiesenen Parasitenarten.....	129
4. Diskussion .....	135
4.1 Untersuchung der Freilandfänge.....	136
4.1.1 Im Freiland gefangene Fliegenarten.....	136
4.1.2 Danger-Index .....	138
4.1.3 Untersuchung wildgefangener Fliegen auf Pathogene .....	140
4.1.4 Mikrobiologische Untersuchungen .....	140
4.1.4.1 Bakterien .....	141
4.1.4.2 Pilze .....	152
4.1.5 Parasitologische Untersuchungen.....	156
4.1.5.1 Hundewiese .....	160
4.1.5.2 Kaninchenstall .....	161
4.1.5.3 Kuhstall .....	162
4.1.5.4 Pferdestall.....	163
4.1.5.5 Schweinestall.....	164
4.1.5.6 Parasiten der Fliegen.....	170
4.1.5.7 Zusätzlich gefundene Schädlinge .....	171
4.2 Versuche mit gezüchteten Fliegen .....	172
4.2.1 <i>Eimeria tenella</i> .....	173
4.2.2 <i>Giardia lamblia</i> .....	175
4.2.3 <i>Hymenolepis</i> spp. ....	177
4.2.3.1 <i>Hymenolepis microstoma</i> .....	177
4.2.3.1 <i>Hymenolepis diminuta</i> .....	179
4.2.4 <i>Angiostrongylus cantonensis</i> .....	180
4.2.5 <i>Ascaris suum</i> .....	182
4.2.6 <i>Trichuris</i> spp. ....	186

4.2.6.1 <i>Trichuris suis</i> .....	186
4.2.6.2 <i>Trichuris muris</i> .....	188
4.2.6.3 Tierexperimenteller Infektionsversuch mit <i>Trichuris muris</i> .....	189
4.2.8 <i>Dermanyssus gallinae</i> .....	191
4.2.9 Ergebnisse der experimentellen Versuche im Vergleich.....	192
4.3.1 Zusammenfassung.....	195
4.3.2 Ausblick.....	199
5. Tabellenverzeichnis .....	200
6. Abbildungsverzeichnis.....	202
7. Fototafelverzeichnis .....	204
8. Abkürzungsverzeichnis .....	206
9. Literaturverzeichnis .....	207
10. Anhang.....	219
11. Erklärung .....	261

## Kurzfassung

**Förster M. (2011):** Synanthrope Fliegen als potenzielle Vektoren von pathogenen Mikroorganismen und Parasiten. Dissertation, Math.-Nat. Fak., Univ. Düsseldorf, 218 Seiten.

Synanthrope Fliegen gehören auch heute noch mit zu den wichtigsten Krankheitsüberträgern. Für die vorliegende Studie wurden 1767 Fliegen an fünf verschiedenen ländlichen, tierassoziierten Standorten in Dormagen (Nordrhein-Westfalen, Deutschland) gefangen. Hierbei wurden 16 verschiedene Fliegenarten identifiziert und auf ihre Pathogenbelastung untersucht. Die meisten der gefangenen Fliegen gehörten zur Familie der Echten Fliegen (Muscidae) mit 89,0% - hierunter *Musca domestica* mit 73,7% aller gefangenen Fliegen - gefolgt von den Schmeißfliegen (Calliphoridae) mit 9,0% und den Fleischfliegen (Sarcophagidae) mit 2,0%. Von den im Freiland gefangenen Fliegenarten wurde der Danger-Index der synanthropen Fliegen berechnet, dabei wurden bei  $\frac{1}{4}$  aller Fliegenarten Maximalwerte ermittelt.

Die Pathogenbelastung der Fliegen wurde mittels mikrobiologischer und parasitologischer Standardmethoden untersucht. Hierbei konnte eine große Vielfalt verschiedener pathogener Bakterien, Pilze, Protozoen und Metazoen auf der Körperoberfläche und im Darm der Fliegen nachgewiesen werden. Unter diesen konnten hoch pathogene Bakterienarten, wie z.B. *Campylobacter* spp., enteropathogene *Escherichia coli*-Stämme (EAEC, EHEC, ETEC, EPEC), pathogene Pilze (z.B. *Candida albicans*, *C. tropicalis*), verschiedene Kokzidienoozysten (z.B. *Cystoisospora canis*, *Isoospora suis*), die Eier und Larven von Helminthen (z.B. *Ascaris suum*, Pferde-Strongyliden), ebenso wie Insekten (z.B. *Haematopinus suis*) und Milben (z.B. *Macrocheles musca-domesticae*) identifiziert werden. Zudem zählen einige der nachgewiesenen Parasiten, wie z.B. *Balantidium coli* und *Toxocara canis*, zu den zoonotischen Parasitenarten. Über Fliegen als mechanische Überträger von Mikroorganismen und Parasiten existieren bereits einige wissenschaftliche Untersuchungen aus verschiedenen Ländern. Neu ist der mit der vorliegenden Studie erzielte Nachweis aller identifizierten Mikroorganismen und Parasiten an synanthropen Fliegen aus Deutschland. Auch konnten bei einigen Fliegenarten während der Untersuchungen zur vorliegenden Studie völlig neue Pathogennachweise erbracht werden.

Zusätzlich wurden Fäzes-Stichproben von den domestizierten Tieren, die am jeweiligen Fangort vorkamen, genommen und parasitologisch untersucht. Die Ergebnisse dieser Untersuchungen zeigten, dass - mit Ausnahme von *T. suis* - alle Parasiten die in den Tierfäzes entdeckt wurden, auch an den Fliegen nachgewiesen werden konnten.

Ausgehend von den Ergebnissen der parasitologischen Untersuchungen der im Freiland gefangenen Fliegen wurden experimentelle Versuche im Labor mit einer definierten Anzahl an gezüchteten Fliegen (*Calliphora vicina*, *Lucilia* spp., *Musca domestica*, *Sarcophaga* spp.) und parasitischen Stadien ausgewählter Parasiten (wie z.B. *Eimeria tenella*, *Giardia lamblia*, *Ascaris suum*, *Trichuris* spp.) durchgeführt, um erstmals umfangreiche Berechnungen mit parasitologischen Parametern durchzuführen. Den Fliegen wurden die Parasiten zusammen mit Futter angeboten. Nach einem definierten Zeitraum wurden die Fliegen dann parasitologisch untersucht. Alle in die Versuche eingesetzten Protozoen und Helminthen konnten sowohl am Exoskelett, im Darm als auch in den Ausscheidungen (Spots) der Fliegen nachgewiesen werden. Die Parasiten wurden abhängig von ihrer Art mit Prävalenzen von 15,38% bis 97,00% im Darm der Fliegen und mit Prävalenzen von 17,14% bis 100% am Exoskelett der Fliegen vorgefunden. In einem tierexperimentellen Versuch mit *Trichuris muris* wurde zudem die Übertragung von Parasiten durch Fliegen mit der erfolgreichen Infektion von Mäusen bewiesen.

Mit der vorliegenden Studie wird das allgemeine Wissen über Pathogene, die durch synanthrope Fliegen übertragen werden können, eindeutig bestätigt und ergänzt.

## Abstract

**Förster M. (2011):** Synanthropic flies as potential vectors of pathogenic microorganisms and parasites. Ph.D. thesis, Math.-Nat. Fak., Univ. Düsseldorf, 218 pages.

Even today synanthropic flies rank among the most important disease transmitters. In the present study 1767 flies were caught at five different rural, animal associated places in Dormagen (North Rhine-Westphalia, Germany). Thereby 16 different fly species were identified and examined for their pathogenic burden. Most of the caught flies belong to the true flies (Muscidae) with 89.0% - including *Musca domestica* with 73.7% of all caught flies - followed by the blow flies (Calliphoridae) with 9.0% and the flesh flies (Sarcophagidae) with 2.0%. The Danger-Index of synanthropic flies was calculated from the wild caught flies and ¼ of all caught flies reached the maximum value.

The pathogenic burden of the flies was examined with standard microbiological and parasitological methods. At that a large diversity of different bacterial and fungal species, protozoan and even metazoan species were detected on the exoskeleton and in the intestine of the flies. We could detect a large diversity of different bacterial and fungal species, protozoan and even metazoan species on the exoskeleton and in the intestine of the flies. Among them we could prove life threatening bacteria species such as enteropathogenic *Escherichia coli*-strains (EAEC, EHEC, ETEC, EPEC), pathogenic fungi (e.g. *Candida albicans*, *C. tropicalis*), different coccidian oocysts (e.g. *Cystoisospora canis*, *Isoospora suis*) eggs and larvae of helminths (e.g. *Ascaris suum*, horse-strongylids) as well as insects (e.g. *Haematopinus suis*) and mites (e.g. *Macrocheles musca-domesticae*). Moreover some of the identified parasites rank among the zoonotic parasite species. Flies as mechanical transmitters of microorganisms and parasites are already a subject of scientific studies from different countries. With the present study the detection of all identified bacteria, fungi and parasites at synanthropic flies in Germany is totally new. Furthermore totally new pathogenic records could be made at some flies species during the examination of the present study.

In addition fecal-samples of the domestic animals, which lived at each catching place, were taken and parasitologically examined. The result of this examination was that – except for *Trichuris suis* – all parasites of the animal feces could also be detected by the flies.

Based on the results of the parasitological examination of the wild caught flies, lab experiments were made with bred flies (*Lucilia* spp., *Calliphora vicina*, *Musca domestica*, *Sarcophaga* spp.) and parasitic stages of selected parasites (like e.g. *Giardia lamblia*, *Eimeria tenella*, *Ascaris suum*, *Trichuris* spp.) in order to carry out extensive calculations with parasitological parameters. The flies were offered the different parasites together with food. After a defined time span, the flies were parasitological examined. The results of the lab experiments showed that all used protozoa and helminthes could be detected on the exoskeletons, in the intestines as well as in the excrements (spots) of the flies. The parasites were proven - dependent on their species - with a prevalence of 15.38% to 97.00% in the intestines of the flies and with a prevalence of 17.14% to 100.0% on the exoskeletons of the flies. Furthermore the transmission of parasites via flies has been proven with an animal experiment with *Trichuris muris* and the finally successful infection of mice.

The present study clearly confirmed and supplemented the general knowledge about pathogens which may be transmitted to domestic animals and humans by synanthropic flies.

## Publikationsliste

Teile dieser Arbeit wurden bereits veröffentlicht unter:

### Wissenschaftliche Publikationen

**Förster M.**, Klimpel S., Mehlhorn H., Sievert K., Messler S., Pfeffer K. (2007): Pilot study of synanthropic flies (e.g. *Musca*, *Sarcophaga*, *Calliphora*, *Fannia*, *Lucilia*, *Stomoxys*) as vectors of pathogenic microorganisms. *Parasitol. Res.* 101: 243-246.

**Förster M.**, Klimpel S., Sievert K. (2009): The house fly (*Musca domestica*) as a potential vector of metazoan parasites caught in a pig-pen in Germany. *Vet. Parasitol.* 160: 163-167.

**Förster M.**, Messler S., Pfeffer K., Sievert K. (2009): Synanthropic flies as potential transmitters of pathogens to animals and humans. *Mitt. Dtsch. Ges. allg. angew. Ent.* 17: 327-329.

**Förster M.**, Sievert K. Messler S., Pfeffer K., Klimpel S. (2009): Comprehensive study on the occurrence and distribution of pathogenic microorganisms carried by synanthropic flies caught at different rural locations in Germany. *J. Med. Entomol.* 46: 1164-1166.

### Populärwissenschaftliche Publikationen

**Förster M.** (2009): Gefährliche Plagegeister – Fliegen als Überträger von Mikroorganismen. *RFL* 61: 286-289.

**Förster M.** (2010): Unerwünschte Mitbringsel: "Fliegen - Überträger von Parasiten auf Nutztiere". *NPA* 34: 58-60.

### Poster

**Förster M.**, Messler S., Pfeffer K., Sievert K. (2009): Synanthropic flies as potential vectors of pathogenic agents. Posterpräsentation DGMEA\* + BiK-F\*\* -Tagung 29.-31. Oktober in Frankfurt (\*Deutsche Gesellschaft für medizinische Entomologie und Acarologie; \*\*Biodiversität und Klima Forschungszentrum)

**Förster M.**, Messler S., Pfeffer K., Sievert K. (2009): Synanthropic flies as potential vectors of pathogenic agents. Posterpräsentation WAAVP\*-Tagung 9.-13. August in Calgary, Kanada (\*World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology)

**Förster M.**, Messler S., Pfeffer K., Sievert K. (2009): Synanthropic flies as potential transmitters of pathogens to animals and humans. Posterpräsentation DGaE\*-Tagung 6.-19. März in Göttingen (\*Deutsche Gesellschaft für allgemeine und angewandte Entomologie)

# Synanthrope Fliegen als Träger und potenzielle Vektoren von pathogenen Mikroorganismen und Parasiten

## 1. Einleitung

### Synanthrope Fliegen

Die Ordnung der Zweiflügler (Diptera) beinhaltet eine große Bandbreite von morphologischen, biologischen und ökologischen Spezialisierungen und ist dadurch ein wichtiger Bestandteil der globalen biologischen Vielfalt (Biodiversität). Mit über 125.000 weltweit beschriebenen Arten zählen die Dipteren zu einer der bedeutendsten Insektenordnungen. Die Unterordnung der Fliegen (Brachycera) umfasst etwa 120 Familien. Zu diesen gehört die Familie der Echten Fliegen (Muscidae) mit bisher über 4.000 beschriebenen Arten, von denen etwa 600 Arten in Europa und davon 330 in Deutschland vorkommen (Schumann et al. 1999).

Fliegen sind bedeutende Faktoren im ökologischen Kreislauf und leisten einen wichtigen Beitrag beim dem Abbau von organischem Material. Deswegen ist es naheliegend, dass sie von menschlichen Behausungen und Tierställen besonders angezogen werden, weil dort gewöhnlich ein Überangebot an organischem Material vorherrscht.

Als synanthrope Fliegen im weiteren Sinn werden Fliegenarten bezeichnet, die eine enge ökologische Beziehung zum Menschen und zu menschlichen Siedlungen besitzen. Diese Fliegen können sich in diesem Umfeld besser entwickeln als in ihrer natürlichen Umgebung (Schaefer 2003). Zu den synanthropen Fliegenarten gehören u.a. die Schmeiß- und Fleischfliegen (z.B. *Lucilia sericata*, *Sarcophaga carnaria*) ebenso wie die allseits bekannte Stubenfliege (*Musca domestica*) und der Wadenstecher (*Stomoxys calcitrans*). Synanthrope Fliegen im engeren Sinne sind solche Arten, die obligat oder fakultativ mit (potenziell) infektiösem Milieu in Berührung kommen und die zusätzlich fakultativ oder obligat mit dem Menschen und seiner näheren Umwelt verkehren. Dadurch können diese Fliegenarten direkt oder indirekt als Krankheitsüberträger auftreten (Gregor und Povolny 1958). Die Synanthropie der Fliegen ist das Ergebnis einer graduellen Anpassung einiger Fliegenarten an eine vom Menschen geschaffene Umwelt, die den ursprünglichen ökologischen Ansprüchen der Adulten und Larven besser entspricht. Verschiedene Exkremete (Cophophagie), faulende organische Substanzen (Saprophagie, Necrophagie), Fleisch und Kadaver (karnivore Formen) und schließlich alle Arten von Menschennahrung bilden die Nahrungsquellen für diese adulten und larvalen Fliegen. In menschlichen Siedlungen liegen diese Nahrungsquellen konzentriert und oft leicht zugänglich für die Fliegen vor. Zudem bietet die menschliche Umwelt den Fliegen ganzjährig ideale Brutplätze (z.B. Küchenabfälle, Viehexkremete).

Den Synanthropie-Grad der Fliegen legten Gregor und Povolny (1958), mit sich teilweise überschneidenden Abstufungen, wie folgt fest:

- **Eusynanthrope** Fliegenarten sind Arten, die den größten Teil ihres Lebens direkt an den Menschen und seine unmittelbare Umgebung (einschließlich der Lebensmittelindustrie, Landwirtschaft, Viehwirtschaft, Schlachthöfe, Kläranlagen usw.) gebunden sind und dort üblicherweise auch ihre gesamte Entwicklung durchlaufen. Diese Arten finden für gewöhnlich nur im menschlichen Milieu ideale Bedingungen zur Bildung einer Massenpopulation.

Eusynanthrope Fliegenarten sind von besonders großer hygienisch-epidemiologischer Bedeutung (zu diesen zählen z.B. *Drosophila* sp., *Fannia canicularis*, *Musca domestica*, *Lucilia sericata*).

- **Hemisynanthrope** Fliegen sind solche Arten, die obligat und unabhängig vom Menschen in freier Natur leben. Wegen ihrer natürlichen und ökologischen Vermehrungsansprüche können diese Arten in bestimmten Fällen zu den Eusynanthropen gezählt werden und zwar dann, wenn sie mit dem Menschen in Berührung kommen (hauptsächlich in freier Natur). Daher ist ihre potenzielle hygienisch-epidemiologische Bedeutung nicht geringer als die der Eusynanthropen. Beispiele für hemisynanthrope Arten sind *Calliphora vomitoria*, *Lucilia caesar* und *Mydaea urbana*.
- **Synbovile** Fliegenarten durchlaufen ihre gesamte Entwicklung in direkter Nähe zu domestizierten Wiederkäuern und anderen Huftieren (im Stall oder auf der Weide). Diese Arten sind meist sekundäre synanthrope Arten. Synbovile Arten sind oft Parasiten oder Kommensale domestizierter Tiere und können unter bestimmten Umständen auch den Menschen belästigen oder bedrohen (z.B. *Musca autumnalis*, *Musca domestica*, *Stomoxys calcitrans*).
- **Asynanthrope** Fliegenarten sind Arten ohne jegliche Beziehung zum Menschen. Zu den asynanthropen Fliegen werden unter anderem Arten der Familie Späeroceridae (Dungfliegen) und *Meoneura* sp. gezählt (Milhályi 1967).

Schließlich zählen die Myiasiserreger (Erreger der Fliegenmadenkrankheit) als Sonderform ebenfalls zu den synanthropen Fliegen. Obligate oder fakultative Myiasiserreger sind sowohl synanthrope, synbovile als auch asynanthrope Fliegenarten.

Alle Dipteren durchlaufen eine holometabole Metamorphose in ihrer Entwicklung mit Larvenstadien, Puppen- und Adulten-Stadium. Unter dauerhaften warmen Temperaturen bzw. optimalen Klimabedingungen (z.B. im Stall) verkürzt sich die Entwicklungszeit der Fliegen auf nur wenige Tage. Demgemäß kann die Stubenfliege (*M. domestica*) unter optimalen Bedingungen, z.B. im Stall oder im Bereich menschlicher Behausungen, ihren vollständigen Entwicklungszyklus - vom Ei zur adulten Fliege - innerhalb von 7-10 Tagen vollziehen. Desweiteren können adulte weibliche Stubenfliegen innerhalb von 3-4 Tagen bis zu 500 Eier (in ca. sechs Eipaketen mit 50-150 Eiern) ablegen (Krafsur et al. 1985). Daher ist das massenhafte Vorkommen von Stubenfliegen in Tierställen wegen ihrer hohen Reproduktionsrate und kurzen Generationszeit keine Seltenheit (Keiding 1986).

### Gesundheitsgefahren

Synanthrope Fliegenarten sind nicht nur lästige Plagegeister sondern können durch die potenzielle Verbreitung von Krankheitserregern, von Mensch zu Mensch, vom Tier zum Menschen und von Tier zu Tier zu einer ernst zu nehmenden Gefahr für die öffentliche Gesundheit werden (Mian und Jacal 2002). Deswegen übertreffen sie andere Insektenordnungen bei weitem in ihrer veterinär- und humanmedizinischen Bedeutung (Kettle 1995). Wenn synanthrope Fliegen in großen Populationen und im Zusammenhang mit hygienischen Missständen auftreten, werden sie daher laut § 1 der Landesverordnung zur Bekämpfung von Gesundheitsschädlingen (B2126-1-1, GVOBl. M-V 1992, S. 373) zu den tierischen Schädlingen (Gesundheitsschädlingen) gezählt.

Synanthrope Fliegen brüten insbesondere in Dung und Einstreu, Kadavern, tierischen und menschlichen Exkrementen, sowie in Abfall und verwesenden organischen Substanzen (Ebeling 1978). Durch den willkürlichen Anflug von Abfall und Lebensmitteln können sie sich leicht mit Viren, Bakterien, Pilzen und Parasiten kontaminieren. Sie sind dadurch signifikant an der Verbreitung von Erregern beteiligt, die z.B. Lebensmittelinfektionen verursachen können (De Jesus et al. 2004). Einige dieser Lebensmittelinfektionen sind sogenannte zoonotische Erkrankungen, bei denen die Erreger auf natürliche Weise zwischen Wirbeltieren und Menschen übertragen werden (WHO 2006). Zu diesen Krankheiten zählen beispielsweise gefährliche bakterielle Erkrankungen wie die Campylobacteriose (*Campylobacter* spp.) und Salmonellose (*Salmonella* spp.) (van Lier et al. 2007), aber auch durch pathogene *Escherichia coli*-Stämme wie enterohämorrhagische *E. coli* (EHEC) (Szalanski et al. 2004) hervorgerufene Infektionen. Insbesondere die Stubenfliege ist als Vektor (Träger bzw. Transporteur) der Erreger zuvor genannter aber auch weiterer schwerwiegender Erkrankungen bekannt (Monzon et al. 1991; Fotedar et al. 1992a; Nichols 2005). Sie werden mit der Übertragung von mehr als 100 pathogenen Erregern und über 65 Krankheiten von Menschen und Tieren in Verbindung gebracht (z.B. Greenberg et al. 1963, 1970; Greenberg 1971, 1973).

Krankheiten, die durch synanthrope Fliegenarten verursacht werden können, reichen von Bakterien hervorgerufenen Infektionserkrankungen, wie z.B. Cholera (*Vibrio cholera*) (Yap et al. 2008), Poliomyelitis (Poliovirus) (Zumpt 1949), Reise-Diarrhö (*Escherichia coli*, O157:H7) (z.B. Alam und Zurek 2004), Salmonellose (*Salmonella* spp.) (Greenberg et al. 1963) und Shigellose (*Shigella* spp.) (Levine und Levine 1991; Holt et al. 2007) bis hin zu parasitären Erkrankungen (z.B. Nicoll 1911; Khan und Huq 1978). Daher wird von Fliegen auch als Überträger von parasitären Helminthen wie *Ancylostoma caninum*, *Hymenolepis diminuta*, *H. nana*, *Taenia* spp. und *Trichuris trichiura* (z.B. Umeche und Mandah 1989) und auch von parasitären Einzellern wie *Cryptosporidium parvum* (Graczyk et al. 1999, 2001, 2000) und *Toxoplasma gondii* (Wallace 1971) berichtet.

Die größte Gesundheitsgefahr geht nachweislich von den adulten Fliegen aus, bedingt durch die höhere Mobilität der adulten Fliegen und den Autosterilisations-Mechanismus der Fliegenlarven (Greenberg und Klowden 1972). Jedoch wurden neben den adulten Fliegen auch bereits die Larven der Fliegen als Vektoren von Pathogenen identifiziert. Ein Beispiel hierfür sind die Larven der Fleischfliege *Sarcophaga carnaria*, die als natürliche Vektoren der Prionenkrankheit Scarpie (Traiberkrankheit) identifiziert wurden (Post et al. 1999).

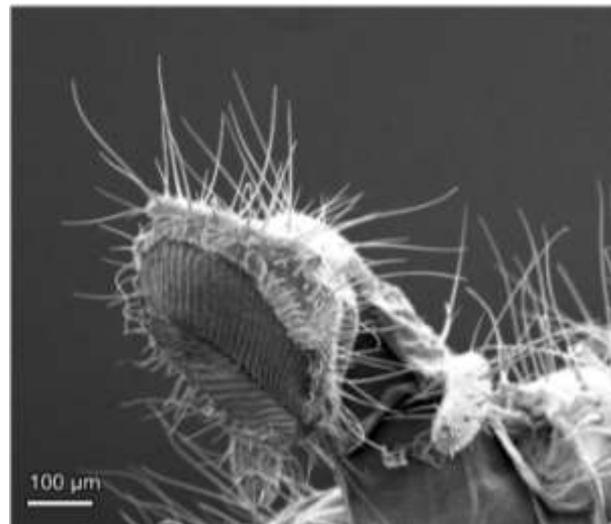


Abb. 1: Proboscis von *Musca domestica* (REM-Aufnahme).

Überdies hinaus werden die Fliegen auch selbst als Zwischenwirte von Parasiten genutzt. Ein bekanntes Beispiel hierfür ist der Nematode *Habronema muscae* (ein Parasit von Pferden), in dessen Lebenszyklus u.a. *M. domestica* als Zwischenwirt und Überträger eingeschaltet ist. Das infektiions-fähige Stadium (dritte Larvenstadium) entwickelt *H. muscae* in den Larven und Puppen der Stubenfliege. Während die adulte Fliege vom Speichel oder

anderen Körpersekreten der Pferde frisst, verlässt die infektiöse Larve von *H. muscarum* die Fliege über deren Proboscis und gelangt auf diesem Weg in den Endwirt (Pferd) (Anderson 2000).

### Übertragung der Erreger

Fliegen sind durch ihre Morphologie, ihr Verhalten und ihre Lebensweise für die Übertragung und Verbreitung von pathogenen Erregern prädestiniert. Eine Übertragung von Erregern ist jedoch nur möglich, wenn die Erreger in oder an den Fliegen überleben und auch während der natürlichen Aktivitäten und Bewegungen der Fliege (z.B. Fliegen, Flügel- und Körper-Putzverhalten) an den Fliegen haften bleiben.

Die Übertragung von Krankheitserregern durch Fliegen kann entweder mechanisch (z.B. über ihre Füße) oder biologisch, d.h. über den Fäzes und durch Regurgitation (Erbrechen von Darminhalt) erfolgen. Bei der mechanischen Übertragung bleiben die Mikroorganismen in der Regel an der gesamten Körperoberfläche (Exoskelett) der Fliegen haften. Einige Teile des Exoskeletts der Fliegen sind für eine mechanische Übertragung besonders geeignet, wie zum Beispiel das Vorderende des Saugrüssels (Proboscis), mit den Pseudotracheen des Labellums, das Flüssigkeiten wie ein Schwamm aufnehmen kann (Abb. 1). Andere Körperteile, wie z.B. die Flügel der Fliegen, sind hingegen hierfür weniger geeignet (Sukontason et al. 2006; Ngern-Klun et al. 2007; Yap et al. 2008). Auch die Segmente der Fliegenbeine, insbesondere die Endglieder der Füße (Tarsen), sind bei der Übertragung der verschiedensten Erreger besonders beteiligt (Sukontason et al. 2003, 2005). Die Haftstrukturen und die klebstoffartigen Substanzen der Tarsen, die an den Borsten der Pulvilli der Prätarsi (Tenent Setae) abgesondert werden (Abb. 2), ermöglichen es den Fliegen nicht nur auf völlig glatten Oberflächen zu laufen, sondern stellen auch eine ideale Transport- bzw. Haftoberfläche für Mikroorganismen dar (Sukontason et al. 2006).

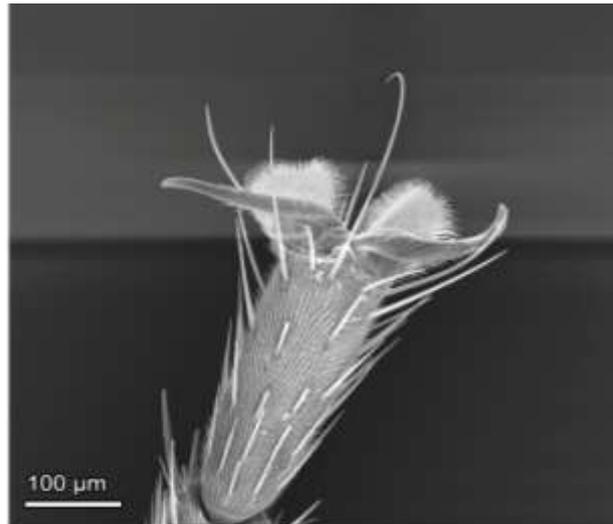


Abb. 2: Tarsus von *Musca domestica* (REM-Aufnahme).

Auch die Art der Nahrungsaufnahme prädestiniert die meisten Fliegenarten als Pathogenüberträger. Weil sie nur flüssige Nahrungsbestandteile aufnehmen können, werden feste Bestandteile - wie z.B. Tierfutter - zuerst durch Regurgitation aufgeweicht und erst dann aufgesogen. Bei diesem Vorgang werden Pathogene sofort oder später direkt auf das Tierfutter erbrochen. Die Art und Weise, wie die Mikroorganismen und parasitischen Stadien von Fliegen aufgenommen bzw. getragen werden, ist daher von Bedeutung. Die Erreger verbleiben gewöhnlich für eine längere Zeitspanne im Darm der Fliegen als an ihrem Exoskelett. Hierdurch wird der Infektions- bzw. Kontaminationszeitraum und somit das Gefahrenpotential der Fliege erhöht. Bei Fliegen, bei denen nicht nur das Exoskelett kontaminiert, sondern auch der Darm mit infektiösem Material beladen ist, kommen die Erreger oft in konzentrierter Form vor. Diese Erreger können unverdaut über die sogenannten Fliegen-Spots (Regurgitation, Fäzes) auf frische Nahrung abgeladen werden (Greenberg et al. 1970; Greenberg 1971). Hierdurch ergibt sich eine besondere Kontaminationsgefahr, insbesondere im Hinblick auf die immense Anzahl an Bakterien, die eine Fliege nicht nur äußerlich - wie z.B. 15-23 Bakterienkolonien

verschiedener Bakterienarten, die von Nmorsi et al. (2007) auf Fliegen vorgefunden wurden - sondern speziell auch innerlich aufnehmen kann. Dies zeigten Untersuchungen von Stein (1986) unter anderem mit der Schmeißfliege *Lucilia sericata*, bei der unmittelbar nach Kontakt mit einem Bakterienrasen 15.900 einzelne *E. coli*, 18.900 *Pseudomonas* spp., 16.300 *Proteus vulgaris*, 17.300 *Streptococcus faecalis* und 42.600 *Staphylococcus aureus* im Darm der Fliegen nachgewiesen wurden. Nach einem Zeitraum von sieben Tagen hatte sich jedoch die Anzahl deutlich reduziert auf 190 *E. coli*, 1.100 *Pseudomonas* spp., 130 *P. vulgaris*, 200 *S. faecalis* und 133 *S. aureus*. Über die quantitative Anzahl von pathogenen Bakterien, die eine Stubenfliege potenziell übertragen kann, existieren ebenfalls einige wissenschaftliche Angaben. Zum Beispiel berichteten Kobayashi et al. (1999) von  $10^6$ - $10^7$  *E. coli* (O157:H7) Bakterien, die in den Fliegen kurz nach der Fütterung in deren Verdauungstrakt vorhanden waren und weiter, dass diese Fliegen dazu fähig waren, einige hundert Kolonien von diesen Bakterien auf eine Agar-Platte zu übertragen. Sasaki et al. (2000) fanden heraus, dass  $5 \times 10^6$  CFU (colony forming units = Kolonie-bildende-Einheiten) von *E. coli* (O157:H7) in den Stubenfliegen kurz nach der Fütterung vorhanden waren und ca.  $10^4$  CFU dieser Bakterien noch eine Stunde nach der Fütterung in den Ausscheidungen der Fliegen zu finden waren. Untersuchungen von De Jesus et al. (2004) ergaben, dass Fliegen reine Oberflächen mit ca. 0,1 mg eines Nahrungs- und Bakterien-gemisches pro Landung kontaminieren können (d.h. mit ca. 0,001% der ursprünglichen Bakterienanzahl der kontaminierten Quelle). Diese wissenschaftlichen Studien zeigten, welche große Anzahl von Bakterien in Darm und auf der Körperoberfläche von Fliegen vorhanden sein und verbreitet werden können. Gleichzeitig wird damit deutlich auf das hohe Gefahrenpotential hingewiesen, dass von Fliegen als Pathogenüberträgern ausgeht.

Die Möglichkeit, einen Parasiten (bzw. dessen Eier oder Larven) aufzunehmen, ist jedoch abhängig von dessen Größe und Anatomie und zusätzlich auch von der Anatomie des Fliegenrüssels (Proboscis) und anderer Mundbestandteile, wie z.B. des Schlunds (Pharynx) der Fliege. Einzeller werden wegen ihrer geringen Größe leicht von Fliegen aufgenommen. Hingegen können parasitäre Stadien größerer Parasiten (wie z.B. die der Helminthen) nach Greenberg (1973) nur bis zu einer Breite von 40-45  $\mu\text{m}$  über die Proboscis der Fliege (*M. domestica* als Referenzmaß) aufgenommen werden. Ungeachtet dessen kann der Parasit, falls er nicht aufgesogen werden kann, immer noch durch Anhaften am haarigen Exoskelett der Fliege verbreitet und übertragen werden.

Außerdem ist eine frühzeitige Bekämpfung mit anschließender Beseitigung der Fliegen von großer Bedeutung, da ebenso von toten Fliegen - besonders in der Nutztierhaltung - eine Gefahr ausgehen kann. Dies zeigte eine Studie von Abrams (1976) in der berichtet wurde, dass nach einer umfangreichen Fliegenbekämpfung die Infektionsrate der Hühner mit dem Cestoden *Choanotaenia infundibulum* - der *M. domestica* ebenfalls als Zwischenwirt nutzt - exponentiell anstieg, weil die Hühner die vielen kontaminierten toten oder bewegungsbeschränkten Fliegen gefressen hatten.

Allgemein können sich Haus- und Nutztiere leicht über Fliegen mit pathogenen Erregern infizieren, da z.B. Katzen, Hunde und das meiste Geflügel gerne Fliegen fangen und dann auch fressen.

Zudem verursacht auch die sommerlich hohe Aktivität der Fliegen einen Anstieg der durch ihre Spots kontaminierten Oberflächen. Diese sogenannten Fliegen-Spots findet man oft als braune Punkte an Treppengeländern, Türgriffen und anderen von Menschen häufig berührten Gegenständen und Oberflächen. Zudem können durch die Spots abgesetzte Erreger leicht Nahrungsmittel und Tierfutter kontaminiert werden.

Pathogenbeladene Fliegen können durch ihre Flugaktivität, Verbreitung durch Wind oder auch durch Verschleppung durch den Menschen (im Auto etc.) zu einem nicht zu unterschätzenden Gesundheitsrisiko für den Menschen werden, besonders in der Nähe von Nutztierhaltungen und z.B. Müllhalden.

### **Zielsetzung der Arbeit**

Die Rolle synanthroper Fliegen als Überträger von Pathogenen wurde bisher insgesamt nur unzureichend untersucht. Studien, in wie weit Fliegen bestimmte Krankheitserreger übertragen können, wurden - vor allem auf Grund der damit verbundenen extremen Auswirkungen auf die Gesundheitsvorsorge - hauptsächlich in Ländern tropischer und subtropischer Zonen durchgeführt. Diese Studien liegen teils jedoch Jahrzehnte zurück, auch sind die dargebrachten Informationen aus heutiger Sicht lückenhaft. Ausführliche und wegweisende Studien zur Pathogenbelastung einheimischer synanthroper Fliegen aus Deutschland liegen bisher nicht vor.

Ziel der dieser Dissertation zugrundeliegenden Studie war deshalb, über entsprechende Untersuchungen nähere Erkenntnisse zur aktuellen Situation der Pathogenbelastung synanthroper Fliegen in Deutschland und der damit verbundenen Auswirkungen zu gewinnen.

Darüber hinaus sollten die bisher nur sehr allgemeinen Annahmen jetzt über einschlägige wissenschaftliche Untersuchungen zu einer eindeutigen Bewertung führen, ob und in wie weit Fliegen dazu fähig sind, verschiedene Pathogene zu tragen. Außerdem sollte untersucht werden, welche Pathogene an im Freiland gefangenen Fliegen vorzufinden sind.

Um die Erregerbelastung heimischer Fliegen zu erfassen, wurden für die vorliegende Arbeit synanthrope Fliegen an verschiedenen Plätzen mit Tierhaltung gefangen und sowohl mikrobiologisch als auch parasitologisch untersucht.

Die mögliche Übertragung ausgewählter, bedeutender Parasiten wurde zusätzlich experimentell im Labor überprüft, um die Ergebnisse auch erstmals mit statistischen, parasitologischen Messgrößen abzusichern.

Schließlich soll mit dieser Studie ein Beitrag zur besseren Einschätzung des Risikos einer potenziellen Übertragung von pathogenen Erregern durch synanthrope Fliegen geleistet werden.

Folgende Fragestellungen wurden bei den Untersuchungen dieser Dissertation behandelt:

### Teil 1: Untersuchung im Freiland gefangener Fliegen

- Welche Mikroorganismen können an synanthropen Fliegen in Deutschland vorgefunden werden, die an verschiedenen mit domestizierten Tieren assoziierten Fangorten gefangen werden?
  - o Kommen auch pathogene Mikroorganismen an diesen Fliegen vor?
- Welche Parasitenarten können an denselben synanthropen Fliegen nachgewiesen werden?
  - o Können auch zoonotische Parasiten bei den Fliegen identifiziert werden?
- Welche Fliegenarten kommen an den ausgewählten Fangorten vor?
- Wie werden die Mikroorganismen und Parasiten von den Fliegen getragen?
  - o Wo sind diese an den Fliegen zu finden (am Exoskelett oder im Darm)?

### Teil 2: Versuche mit gezüchteten Fliegen

- Kann mit experimentellen Versuchen die Aufnahme und mögliche Übertragung von verschiedenen Parasitenarten (Protozoen, Cestoden, Nematoden und Arthropoden) durch Fliegen bewiesen werden?
- Wie werden die Parasiten aufgenommen bzw. wo können diese bei den Fliegen nachgewiesen werden? Nur äußerlich (Exoskelett, Mundwerkzeuge) oder auch innerlich (im Darm)? Werden die Parasiten von den Fliegen auch wieder ausgeschieden und können diese dann in ihren Regurgitations- und Fäzes-Spots vorgefunden werden?
- In welchem Maße (Prävalenzen etc.) werden die Parasiten von den Fliegen aufgenommen (Berechnung parasitologischer Parameter)?
- Gibt es hierbei Unterschiede zwischen den einzelnen Parasiten- und Fliegenarten?

Diese einzelnen Fragestellungen dienen zugleich der Beantwortung der zentralen Frage, mit welchem Gefährdungsgrad synanthrope Fliegen einzustufen sind.

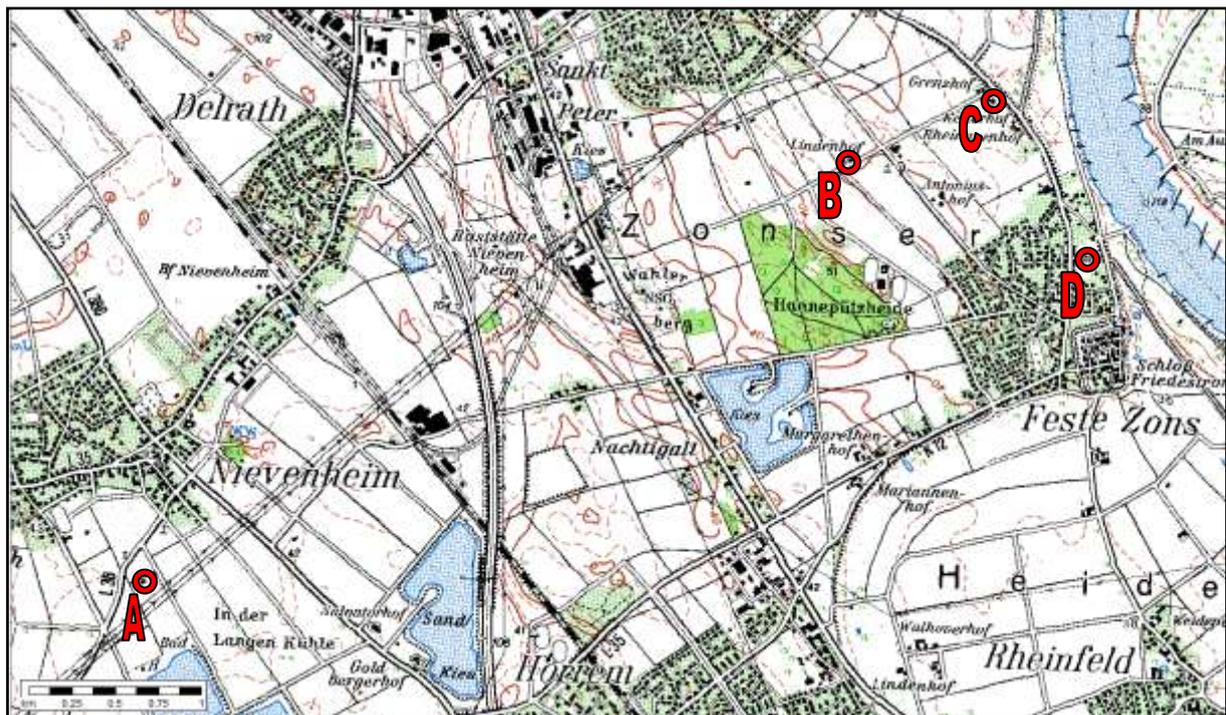
## 2. Material und Methoden

### 2.1 Untersuchung der Freilandfänge

#### 2.1.1 Charakterisierung der Untersuchungsgebiete

Als maßgebliches Untersuchungsgebiet wurde ein Siedlungsmischgebiet ausgewählt, mit städtebaulich verdichteten zentralen Kerngebieten und gewerblich-industriellen Strukturen, mit ausgeprägten Anteilen von Forstwirtschaft, wie auch mit Flächen einer prosperierenden landwirtschaftlichen Mischnutzung.

Die Fliegen wurden an fünf verschiedenen Fangorten im Stadtgebiet von Dormagen, Nordrhein-Westfalen, gefangen. Dormagen gehört zum Rhein-Kreis Neuss und zum Regierungsbezirk Düsseldorf. Die Stadt Dormagen gliedert sich in 16 Stadtteile mit einer Bevölkerungsdichte von 739 Einwohnern je km<sup>2</sup>. In mehreren Stadtteilen befinden sich zahlreiche landwirtschaftliche Betriebe in unmittelbarer Nähe von Wohngebieten.



**Abb. 3:** Topographische Karte mit Kennzeichnung der Fangorte. A: Kaninchen- und Pferdestall, B: Kuhstall, C: Schweinestall, D: Hundewiese (Karte Landesvermessungsamt NRW Top 50, 1997): Geologische Daten von Dormagen: Breitengrad 51,6°/ Längengrad 49,0°/ 45 m über NN.

Als Fangorte wurden mit domestizierten Tieren assoziierte Plätze ausgewählt, die ein erhöhtes Fliegenaufkommen aufwiesen. Diese Fangorte waren ein Kuhstall, ein Pferdestall, ein Schweinestall, ein Kaninchenstall und eine Hundewiese. Diese werden im Folgenden genauer beschrieben.

**Kaninchenstall (A1):** In einer Scheune unmittelbar neben einem Pferdestall (A2) wurden in zwei großen, ehemaligen Pferdeboxen acht Widderkopf- und 12 Zwergkaninchen sowie ein Rehkitz auf Stroheinstreu gehalten. Der Kaninchenstall gehörte zu einer angrenzenden Tierarztpraxis.

**Pferdestall (A2):** In einer großen Stallung wurden zehn Pferde, jeweils in einer großen Einzelbox gehalten. Angrenzend befanden sich weitere sechs Außenboxen, in denen zwei Esel und vier weitere Pferde gehalten wurden. Der Pferdestall gehörte ebenfalls zur angrenzenden Tierarztpraxis.

**Kuhstall (B):** Die Gesamtanlage bestand aus einem Großbetrieb für Milchproduktion mit angeschlossener Käserei. Die Fliegen wurden in einem Großstall mit 30-50 Milchkühen in einem Liegeboxenlaufstall (mit Einboxenanlage auf Spaltenboden) und in zwei separaten ca. 20 m<sup>2</sup> großen Außenställen gefangen. In dem einen Außenstall wurde eine wechselnde Anzahl an kranken Kühen auf Spaltenboden gehalten und in dem anderen Stall, auf Stroheinstreu, Kühe, die kurz vor dem Kalben standen. Der Schwerpunkt des Fliegenfangs lag besonders auf den beiden Ställen, in denen sich die kranken und trächtigen bzw. kalbenden Kühe befanden.

**Schweinestall (C):** Der Schweinestall war ein ökologisch bewirtschafteter Schweinezucht- und Mastbetrieb mit einem Tierbestand von ca. 50 Schweinen verschiedener Altersstufen (vom Ferkel bis zum erwachsenen Mastschwein). Die Schweine wurden je bis zu 5-10 Tieren in großen Boxen auf Betonboden mit einer ca. 20 cm hohen Strohaufgabe gehalten. Die einzelnen Boxen waren durch halbhohle Mauern voneinander getrennt, so dass diese Tiere zu den Tieren der Nachbarboxen nur begrenzt Kontakt haben konnten.

**Hundewiese (D):** Die Hundewiese bestand aus einer ca. 210 m langen, ca. 10 m breiten Hundeauslaufwiese entlang eines Straßenrandes, auf der seit Jahren täglich ca. 30-40 Hunde verschiedenster Rassen ausgeführt werden.

Die Entfernungen zwischen den einzelnen Fangorten betragen (km-Luftlinie): Kaninchen-/ Pferdestall zu Kuhstall = 4,750 km; Kuhstall zu Schweinestall = 0,875 km; Schweinestall zu Hundewiese = 1,116 km (Hundewiese zu Kaninchen-/ Pferdestall = 5,778 km; Hundewiese zu Kuhstall = 1,489 km; Schweinestall zu Kaninchen-/ Pferdestall = 5,606 km).

### 2.1.2 Methodik des Fliegenfangs

Die Fliegen wurden zwischen den Jahren 2006-2009 in vier verschiedenen Fangperioden gefangen:

Erste Fangperiode: Juli und September 2006 als Vorstudie (mikrobiologische und parasitologische Untersuchungen)

Zweite Fangperiode: Juni bis September 2007 (mikrobiologische und parasitologische Untersuchungen)

Dritte Fangperiode: Juni bis August 2008 (nur parasitologische Untersuchungen)

Vierte Fangperiode: August bis September 2009 (nur parasitologische Untersuchungen)

Für den Fliegenfang wurden warme Tage ausgewählt, bei denen die Temperaturen zwischen 18°C und 30°C lagen.

Während der beiden ersten Fangperioden wurden die Fliegen einzeln, mittels sterilen Einmachgläsern gefangen und über eine sterile Plastiktüte in sterile Rollrandgläschen überführt. In der dritten und vierten Fangperiode wurden die Fliegen in größerer Anzahl mittels eines runden Keschers (Schmetterlingsnetz) mit einem Durchmesser von 30-50 cm und einer Sacklänge von ca. 60 cm gefangen und in sterile Plastikbeutel überführt.

Alle Fliegen wurden unmittelbar nach dem Fang ins Institut für Zoomorphologie, Zellbiologie und Parasitologie der Heinrich-Heine-Universität, Düsseldorf (HHU-D) transportiert. Dort wurde jede einzelne Fliege mit einer Schieblehre vermessen und zur Dokumentation mit der Digitalkamera fotografisch aufgenommen.

Die Art- und Geschlechtsbestimmung der Fliegen erfolgte anschließend unter der Stereolupe anhand gängiger Bestimmungsliteratur sowie unter Verwendung von Originalliteratur (Karl 1928; Kamal 1958; D'Assis Fonseca 1968; Kano und Shinonaga 1968; Greenberg 1971; Haupt und Haupt 1998; Sauer 1998; Chinery 2002; Schaefer 2002).

### 2.1.3 Danger-Index der gefangenen Fliegen

Der „Danger-Index“ ( $D$ ) wurde von Mihályi (1967) aus dem „Synanthropie-Index“ ( $SI$ ) von Nuorteva (1963) entwickelt, um den gesundheitlichen Aspekt der Fliegen stärker hervorzuheben. Aus diesem Grund beinhaltet der Danger-Index drei Aspekte, die sich auf verhaltensbezogene und morphologische Charakteristika des Insekten- bzw. Fliegen-Vektors beziehen: die Kontamination mit infektiösem Material, die Übertragung von infektiösem Material bzw. einer Infektion und die Körpergröße des Vektors.

Von den im Freiland gefangenen Fliegenarten wurde der Danger-Index ( $D$ ) der synanthropen Fliegen modifiziert nach Mihályi (1967) berechnet:

$$D = (a + b + c + d) \times (e + f + g) \times m$$

(a bis g = 1 für positive, 0 für negative Aussagen)

- a** = Anfliegen von menschlichen bzw. tierischen Fäzes für die Eiablage, als Jagdrevier etc.. Dieses Verhalten ist verantwortlich für eine Infektion bzw. Kontamination der Fliegen (Körper, Füße, Haare etc.).
- b** = Weibliche Fliegen fressen vom Fäzes.
- c** = Männliche Fliegen fressen vom Fäzes.
- d** = Fliegen fressen von bzw. an anderen infektiösen Sekreten (z.B. Schleim, Eiter, Urin, Schweiß, etc.).
- e** = Synanthropie-Status (Domestikation, im Bezug auf den Anflug von menschlichen Behausungen, Innenhöfen, Straßen, etc.) modifiziert: 0 = Asynanthrope, 0,5 = Hemisynanthrope, 1 = Eusynanthrope.
- f** = Anflug von Fleisch, Milch und anderen Nahrungsmitteln tierischen Ursprungs.
- g** = Anflug von Früchten (ungewaschen und nicht gekocht).
- m** = Verhältniswert von Körpergröße (relative Körpergröße in mm) im Vergleich zur Körpergröße von *Musca domestica* (relative Körpergröße in mm).

Ein hoher Wert des Danger-Index einer Fliegenart bedeutet, dass von Fliegen dieser Art ein hohes Gefahrenpotential ausgeht. Dementsprechend weisen niedrige Werte des Danger-Index auf ein zu vernachlässigendes Gesundheitsrisiko durch die entsprechende Fliegenart hin.

## 2.1.4 Mikrobiologische Untersuchungen der Fliegen

### 2.1.4.1 Methodik der mikrobiologischen Untersuchungen

#### Mikrobiologische Vorstudie

Für die Vorstudie 2006 (erste Fangperiode) wurden die Fliegen auf der Hundewiese, im Kuh-, Pferde- und Schweinestall gefangen. Die Fliegen wurden im Institut für Zoomorphologie, Zellbiologie und Parasitologie (HHU-D) aus den Rollrandgläsern einzeln in mit Blut-Agar gefüllte Petrischalen überführt und nach 5-15 Minuten vom Nährboden entfernt. Die Nährböden wurden anschließend für 24 Stunden im Brutschrank bei 37°C inkubiert. Nach der Inkubation wurden die Nährböden ins Institut für Medizinische Mikrobiologie und Krankenhaushygiene (HHU-D) gebracht. Dort erfolgte die weitere Untersuchung zur Bestimmung der Mikroorganismen.

#### Mikrobiologische Studie

Für die mikrobiologischen Untersuchungen wurden die Fliegen von Juni bis September 2007 (zweite Fangperiode) an den zuvor beschriebenen Fangorten gefangen. Unmittelbar nach dem Fang wurden die Fliegen im Institut für Zoomorphologie, Zellbiologie und Parasitologie (HHU-D) nach der Artbestimmung durch Dekapitation (Kopfabtrennen) getötet und zu jeweils zehn Fliegen in einem 15 ml-Reaktionsgefäß (Falkon-Tube) in 5 ml steriler, physiologischer Kochsalzlösung (NaCl 0,9%) ca. eine Minute lang durch kräftiges Schütteln gewaschen. Nach einer Inkubationszeit von fünf Minuten bei Raumtemperatur wurden die Fliegen aus der Waschlösung entfernt und in 70%igem Ethanol nochmals kurz gewaschen und an der Luft getrocknet.

Ein kleines Volumen der Waschlösung der Fliegen wurde mittels einer sterilen Glaspipette flächig auf der Oberfläche verschiedener Nährböden wie folgt ausgestrichen: auf Columbia-Agar (Blut-Agar) (Becton Dickinson) als nicht selektives Medium; auf zwei MacConkey-Agar (Oxoid) als selektives Medium für Gram-negative Bakterien und für die *Escherichia coli*-PCR; auf CCDA-Agar (Oxoid) für die Identifizierung von *Campylobacter* spp.; auf XLD-Agar (Oxoid) für die Identifizierung von *Salmonella* spp. und *Shigella* spp. und auf Sabouraud-Agar (bioMérieux) für die Selektion der Pilze. Auf den *Campylobacter*-Nährböden wurde die Waschlösung allerdings relativ feucht ausgestrichen wurde.

Den trockenen Fliegen wurden die Därme mit sterilen Pinzetten entfernt und in mit 5 ml steriler NaCl (0,9%) gefüllte 15 ml-Reaktionsgefäße überführt. Die Därme wurden in der NaCl-Lösung mittels eines sterilen Glasstabes zerdrückt. Die Lösung mit den Därmen wurde anschließend eine Minute lang kräftig geschüttelt und dann fünf Minuten bei Raumtemperatur inkubiert. Nach dieser Inkubationszeit wurde die Darm-Waschlösung ebenso, wie zuvor die Waschlösung der Exoskelette der Fliegen, auf den verschiedenen Nährböden ausgestrichen.

Alle Kultivierungs-Medien wurden zur Inkubation und zur Untersuchung des mikrobiellen Wachstums ins Institut für Medizinische Mikrobiologie und Krankenhaushygiene (HHU-D) gebracht. Die verschiedenen Nährböden wurden wie folgt inkubiert: 24 Stunden im Brutschrank bei 37°C unter aeroben Bedingungen (MacConkey-Agar, XLD-Agar) und in einer 6%igen CO<sub>2</sub>-Atmosphäre (Blut-Agar); 24-48 Stunden im Anaerobtopf (Oxoid) (in einer sauerstoffreduzierten und CO<sub>2</sub>-angereicherten

Atmosphäre) bei 42°C (*Campylobacter*) und ebenfalls 24-48 Stunden bei 30°C (Sabouraud-Agar) im Brutschrank (mit O<sub>2</sub>-Zufuhr). Nach der Inkubationszeit wurden die gewachsenen Mikroorganismen zur Identifizierung weiter untersucht.

### **Negativkontrolle**

Als Negativkontrolle wurden zehn Fliegen der Art *Musca domestica* aus der institutseigenen Fliegenzucht auf die zuvor beschriebene gleiche Art und Weise wie die im Freiland gefangenen Fliegen mikrobiologisch untersucht.

#### **2.1.4.2 Identifizierung der Bakterien**

Für die bakteriologische Identifizierung wurden nach der Subkultivierung die unten aufgeführten mikrobiologischen Standardmethoden und kommerzielle, biochemische Test- und Identifizierungssysteme verwendet. Die Pathogenität der identifizierten *E. coli* Bakterien wurde mit einer In-House Real-time PCR untersucht. Die gewachsenen Pilzkulturen wurden mit makro- und mikroskopischen Standardmethoden bestimmt.

Die Subkultivierung und die Durchführung der mikrobiologischen Standardmethoden für die mikrobiologische Vorstudie im Jahr 2006 wurden teilweise von den Mitarbeitern des Instituts für Medizinische Mikrobiologie und Krankenhaushygiene (HHU-D) übernommen. Die biochemischen Testsysteme, die In-House Real-time PCR und alle weiterführenden Untersuchungen für die mikrobiologische Studie im Jahr 2007, sowie die eindeutige Identifizierung der Mikroorganismen wurde ausschließlich von den Mitarbeitern des Instituts für Medizinische Mikrobiologie und Krankenhaushygiene (HHU-D) durchgeführt.

### **Subkultivierung:**

Für die eindeutige Identifizierung der einzelnen Mikroorganismen wurden von der auf dem Nährboden gewachsenen Mischkultur Zellen entnommen (von ausgewählten Kolonien) und subkultiviert. Bei der Subkultivierung wurden Zellen der existierenden Kultur bzw. Kolonie auf frisches, steriles Medium bzw. Nährböden übertragen. Hierbei wurde die Oberfläche der Kolonie mit einer sterilen Impföse leicht berührt, so dass eine winzige Menge der Kolonie an der Öse hängen blieb. Dieses Inokulum wurde dann erneut auf einem sterilen Differential-Nährboden (wie Blut-Agar, MacConkey, XLD-Agar, Sabouraud-Agar) ausgestrichen. Jede Platte, die mit Zellen einer Einzelkolonie beimpft wurde, wurde wieder bei 37°C für ca. 24 Stunden inkubiert. Die so entstandenen Reinkulturen wurden anschließend mit Hilfe der verschiedenen Differenzierungsverfahren (unten aufgeführt) identifiziert.

### **Gram-Färbung:**

Isolierte Bakterien wurden mittels der Gram-Färbung wie folgt fixiert und gefärbt: Ein Tropfen steriles Wasser wurde auf einen sauberen Objektträger gegeben, anschließend wurde ein wenig Bakterienmaterial mittels einer Impföse von der Kultur entnommen und mit dem Tropfen Wasser vermischt (suspendiert). Die Suspension wurde mit der Impföse auf dem Objektträger ausgestrichen

und an der Luft getrocknet. Der entstandene Bakterienfilm wurde danach hitzefixiert, indem der Objektträger zweimal schnell durch die Bunsenbrennerflamme gezogen wurde. Der hitzefixierte Objektträger wurde für eine Minute mit Kristallviolett ( $C_{25}H_{30}ClN_3$ ) gefärbt, danach kurz mit Aqua<sub>dest.</sub> abgespült und für eine Minute mit 5%iger Lugolscher Lösung behandelt. Danach wurde der Objektträger wieder mit Aqua<sub>dest.</sub> abgespült. Mit 95%igen Ethanol wurde das Präparat dann ca. 2-3 Sekunden entfärbt, indem das Lösungsmittel so lange über den schräggehaltenen Objektträger laufen gelassen wurde, bis sich kein freier Farbstoff mehr vom Präparat löste. Anschließend wurde der Objektträger sofort unter fließendem Wasser abgespült. Nach diesem Schritt wurde das Präparat 30 Sekunden lang mit verdünntem Karbolfuchsin gegengefärbt. Nach kurzem Abspülen und Trocknung wurde das Präparat unter dem Ölimmersionsobjektiv des Mikroskops bei 1000-facher Vergrößerung untersucht. Gram-negative Zellen im Präparat zeigten sich rot, Gram-positive violett gefärbt.

### **Katalase-Test:**

Zum Nachweis von Katalase in einem Bakterienstamm wird der Katalase-Test durchgeführt. Hierbei werden Bakterienzellen zu Wasserstoffperoxid gegeben und das Vorhandensein von Katalase wird durch entstehende Gasblasen bzw. entweichenden Sauerstoff angezeigt (Singleton 1994). Zu einigen Tropfen Wasserstoffperoxid in einem Reagenzglas wurden Bakterien aus einer Kolonie mittels einer sterilen Impfpöse übertragen. Bei positivem Test waren aufsteigende Gasblasen zu erkennen.

### **Oxidase-Test:**

Der Oxidase-Test ist ein biologisches Testverfahren, das zum Nachweis des Enzyms Cytochrom *c* Oxidase verwendet wird. Das Oxidase Reagenz reduziert über Cytochrom *c* die Cytochrom *c* Oxidase. Bei der Reaktion wird das farblose Reagenz zu einem intensiv gefärbten Radikal Kation (Würster Kation) oxidiert. Eines der drei Oxidase-Reagenzien ist das Kovacs Reagenz (Gordon und McLeod 1928). Bakterien bzw. Zellen aus einer Kolonie waren Oxidase-positiv, wenn sich innerhalb einer Minute nach Zugabe des Reagenz eine intensive Blaufärbung (Würster Blau) der Zellen einstellte. Bei keiner oder späterer Färbung handelte es sich um ein Oxidase-negatives Bakterium.

### **Koagulase-Test:**

Einige Koagulase-positive Stämme der Gattung *Staphylococcus* bilden Proteine (zwei verschiedene), die als Koagulase bezeichnet werden. Gebundene Koagulase ist eine Proteinkomponente der Zelloberfläche. Sie bindet an Fibrinogen und bewirkt eine Verklumpung der Zellen (Parakoagulation) (Singleton 1994). Mehrere Kolonien der Bakterienkultur wurden in NaCl (0,9%) auf einem Objektträger klumpenfrei suspendiert. Anschließend wurden einige Tropfen (Kaninchen-)Plasma, das Citrat oder Oxalat enthielt, mit der Bakteriensuspension vermischt. Bei einem positiven Ergebnis koagulierten (verklumpten) die Zellen innerhalb von fünf Sekunden.

### **Lactophenolblau-Färbung:**

Einige Pilze wurden zur Bestimmung durch eine Ein-Schritt-Färbung mit einer Lactophenolblau-Lösung (Merck) angefärbt. Bei dieser Färbung erscheinen die Pilzelemente durch die Färbung dunkelblau. Für die Färbung wurde ein hitzefixierter Ausstrich (auf einem Objektträger) des zu bestimmenden Zellmaterials für 1-15 Minuten mit 1-2 Tropfen der Alkalien (NaOH-, KOH-Lösung

(Merck)) behandelt bzw. aufgehellt. Danach wurde mehrmals Aqua<sub>dest.</sub> hinzugegeben und mit Hilfe von Filterpapier abgesaugt. Anschließend wurden 1-2 Tropfen der Lactophenolblau-Lösung zugegeben und der Objektträger mit einem Deckglas bedeckt. Nach zwei Minuten konnte das angefärbte Präparat mikroskopisch untersucht werden.

### **Biochemische Testsysteme**

#### **API®:**

Das API®-System (bioMérieux) ist ein spezielles Testkit, mit dem viele verschiedene biochemische Testreaktionen (biochemische Bunte Reihe) gleichzeitig und automatisiert durchgeführt werden können (ein Verfahren der Routinediagnostik). Einige der zu identifizierenden Bakterien wurden mit Hilfe des API®-System bestimmt.

#### **VITEK®II:**

VITEK®II (bioMérieux) ist ein voll-automatisiertes System zur Erkennung von Bakterien und Prüfung auf Antibiotikaresistenz. Zahlreiche der von den Fliegen getragenen Bakterienarten wurden mit dem VITEK®-System identifiziert.

#### **Prolex™ (Streptococcal grouping latex-test):**

Prolex™ (PRO-LAB): ist ein qualitativer Latex-Agglutinationstest zur Bestimmung von Streptokokken Gruppen A, B, C, D, F und G. Dieser Test wurde ebenfalls zur Identifizierung der Bakterien verwendet.

#### **Escherichia coli In-House Real-time PCR:**

Isolierte *Escherichia coli* wurden mit einer In-House Real-time PCR des Instituts für Medizinische Mikrobiologie und Krankenhaushygiene (HHU-D) auf enteropathogene *E. coli*-Stämme untersucht (Hardegen et al. 2010). Hierbei erfolgte eine Differenzierung zwischen enteroaggregativen *E. coli* (EAEC), enteroinvasiven *E. coli* (EIEC), enterohämorrhagischen *E. coli* (EHEC), enteropathogenen *E. coli* (EPEC) und enterotoxischen *E. coli* (ETEC)-Stämmen.

Für diese Untersuchung wurden die folgenden Targets verwendet: das pCVD432 Plasmid für EAEC; das Virulenz-Plasmid pINV für EIEC; das Shiga-Toxin 1 (SLT 1), das Shiga-Toxin 2 (SLT 2) und das Intimin-Gen (eae) für EHEC; der enteropathogene *E. coli* Adherence-Faktor (EAF) und das Intimin-Gen (eae) für EPEC; das hitzestabile-Toxin (ST) und das hitzelabile-Toxin (LT) für ETEC.

### **2.1.5 Parasitologische Untersuchungen**

#### **2.1.5.1 Methodik der parasitologischen Untersuchungen der Fliegen**

Nach dem Fang wurden die Körperoberfläche (Exoskelett) und der Darm der Fliegen im Institut für Zoomorphologie, Zellbiologie und Parasitologie (HHU-D) auf Parasiten bzw. parasitäre Stadien untersucht.

##### **a) Parasitologische Vorstudie (2006)**

Die Fliegen wurden zur Betäubung für zehn Minuten in die Kühlkammer (4°C) gestellt und anschließend durch Kopfabtrennen getötet. Im Anschluss wurden die Mundwerkzeuge, die Flügel und die Beine der Fliegen abgetrennt und jeweils separat in 1,5 ml-Reaktionsgefäße (Eppendorf) - gefüllt mit steriler NaCl (0,9%) - überführt und aufbewahrt. Unter der Stereolupe wurde das Abdomen der Fliegen mittels zweier, steriler Pinzetten vorsichtig geöffnet und der Darm vollständig entfernt. Der Darm wurde dreigeteilt (anteriores, medianes und posteriores Segment) und in zwei Tropfen steriler NaCl (0,9%) auf einem Objektträger überführt, mittels zweier Skalpellklingen vorsichtig geöffnet und durch die Zugabe von zwei Tropfen Lugolscher Lösung (1%) angefärbt (Herstellung: siehe Anhang 1.1). Nach einer Inkubationszeit von ca. 30 Minuten wurde der Objektträger mit einem Deckgläschen bedeckt und der Darm mikroskopisch auf Parasiten untersucht. Alle anderen Reaktionsgefäße (mit den Mundwerkzeugen, Beinen und Flügeln der Fliegen) wurden fünf Minuten bei 800 rpm zentrifugiert und das Sediment (mind. 0,5 ml) ebenfalls mikroskopisch auf Parasiten untersucht.

##### **b) Parasitologische Studie (2007-2008)**

Die Fliegen wurden zur Betäubung für zehn Minuten in die Kühlkammer (4°C) gestellt. Danach wurden die Köpfe der Fliegen einschließlich der Mundwerkzeuge abgetrennt und ebenso wie die Torsi der Fliegen in separate 1,5 ml-Reaktionsgefäße - gefüllt mit steriler NaCl (0,9%) - überführt. Hierbei wurden die Köpfe und Torsi von bis zu zehn Individuen möglichst derselben Art in einem Gefäß gelagert. Die Köpfe und Torsi wurden durch kräftiges Schütteln der Reaktionsgefäße gewaschen. Anschließend wurden die Torsi aus den Gefäßen entnommen, kurz in 70%igem Ethanol gewaschen und an der Luft getrocknet. Alle Reaktionsgefäße wurden fünf Minuten lang bei 800 rpm zentrifugiert. Anschließend wurde das Sediment (mind. 0,5 ml) mikroskopisch auf Parasiten untersucht. Die Därme der Fliegen wurden aus den Abdomen der Fliegen entnommen, auf Objektträgern mittels zweier Skalpellklingen zerteilt und mit zwei Tropfen NaCl (0,9%) bedeckt. Jeder zweite Darm wurde mit einem Tropfen Lugolscher Lösung (1%) angefärbt (Herstellung: siehe Anhang 1.1). Alle Därme wurden anschließend mit einem Deckglas bedeckt und unter dem Lichtmikroskop ebenfalls auf Parasiten untersucht.

##### **c) Parasitologische Studie (2009)**

Für diese Untersuchung, bei der die Fliegen in einer erhöhten Anzahl gefangen wurden (Massenfang), wurden von jedem Fangort jeweils zehn Individuen direkt nach dem Fliegenfang im Institut untersucht (wie unter b) Parasitologische Studie (2007-2008) beschrieben). Der größte Teil der gefangenen Fliegen wurde in der Kühlkammer für 20 Minuten betäubt und in dieser zu jeweils zehn

Individuen in 2 ml-Reaktionsgefäße (Eppendorf) überführt und bei -20°C bis zur weiteren Untersuchung (wie unter b) beschrieben) eingefroren. Die Fang- und Transporttüten der Fliegen wurden mit steriler NaCl (0,9%) ausgewaschen. Diese Waschlösungen wurden dann in 15 ml-Reaktionsgefäße überführt und anschließend fünf Minuten lang bei 800 rpm zentrifugiert. Das Sediment (mind. 0,5 ml) wurde auf Objektträger mittels einer Pasteurpipette überführt und unter dem Mikroskop auf Parasiten untersucht.

### **2.1.5.2 Methodik der parasitologischen Untersuchungen der Tierfäzes**

Von jedem Fangort wurden stichprobenartig Kotproben der dort vorkommenden domestizierten Tiere genommen und zunächst makroskopisch unter der Stereolupe und mittels des Merthiolat-Jod-Formalin-Konzentrationsverfahren (MIFC) auf Parasiten untersucht (siehe Anhang 4.1). Die Kotproben wurden am Fangort in Rollrandgläschen überführt, ins Institut für Zoomorphologie, Zellbiologie und Parasitologie (HHU-D) transportiert und dort kurzzeitig bis zur weiteren Untersuchung in einer Kühlkammer (4°C) gelagert.

Die Durchführung der MIFC-Untersuchung wurde unter dem Abzug vollzogen. Unmittelbar vor der Untersuchung wurden 4 ml der Stammlösung (A) mit 1 ml der Stammlösung (B) gemischt (Herstellung: siehe Anhang 4.1). Eine erbsengroße Menge der jeweiligen Kotprobe wurde mit diesem Gemisch in einem sterilen Rollrandgläschen verrührt und zur Entfernung grober Bestandteile durch einen Gazefilter (mit zwei Lagen Gaze) in ein 15 ml-Zentrifugenröhrchen gedrückt. Das Filtrat wurde mit 7 ml kühl-schrankkaltem Ether versetzt, verschlossen und durch kräftiges Schütteln vermischt. Das Röhrchen wurde 1-2 Minuten offen stehen gelassen, dann verschlossen und bei 500-1600 g fünf Minuten lang zentrifugiert. Der Detritus-Pfropf in der Mitte des Röhrchens wurde mit einer Drahtöse von der Röhrchenwand gelöst und die flüssigen Phasen abgegossen. Das Sediment wurde auf einem Objektträger überführt, mit einem Tropfen Aqua<sub>bidest.</sub> und einem Deckglas bedeckt und mikroskopisch auf Parasiten untersucht.

### **2.1.5.3 Bestimmung der Parasitenarten**

Die unter dem Mikroskop erkannte Parasiten - vom Exoskelett und aus dem Darm der Fliegen sowie aus den Tierfäzes - wurden zur Dokumentation mittels einer Digitalkamera abgelichtet (Fototafeln 11-16) und mit dem Messokular vermessen. Von einigen Arthropoden wurden Dauerpräparate angefertigt (Glycerin-Präparate, Herstellung: siehe Anhang 2). Die Parasiten wurden mittels gängiger Bestimmungsliteratur sowie unter Verwendung der Originalliteratur identifiziert (z.B. Ewing 1913; Dvorak et al. 1961; Krantz 1962; Trayser und Todd 1978; O'Connor 1982; Mehlhorn et al. 1993; Roberts 1993; Christensen und Hendriksen 1994; Xiao 1994; Kassai 1999; Rommel et al. 2000; Hendrix und Robinson 2006; Mehlhorn 2008; Taylor et al. 2008).

### 2.1.6 Berechnung parasitologischer Parameter

Die Parasitenbefallszahlen der Fliegen wurden durch die Berechnung der Prävalenzen ( $P\%$ ), Abundanzen ( $A$ ), Intensitäten ( $I$ ) und mittleren Intensitäten ( $mI$ ) nach Bush et al. (1997) quantitativ ermittelt. Im Folgenden werden die verwendeten Berechnungsformeln aufgeführt.

#### Prävalenz ( $P\%$ ):

$$P (\%) = \left( \frac{\text{Anzahl befallener Fliegen}}{\text{Anzahl untersuchter Fliegen}} \right) \times 100$$

Prävalenz ( $P\%$ ) = Häufigkeitswert: (Anzahl der Fliegen, die Parasiten in bzw. an sich tragen/ Gesamtanzahl aller untersuchten Fliegen) x 100

#### Abundanz ( $A$ ):

$$A = \frac{\text{Anzahl der Parasiten (z. B. im Darm)}}{\text{Anzahl untersuchter Fliegen}}$$

Abundanz ( $A$ ) = Dichte: Gesamtanzahl der Parasiten an bzw. in den Fliegen/ Anzahl der untersuchten Fliegen

#### Intensität ( $I$ ):

$$I = (\text{Minimum} - \text{Maximum})$$

Intensität ( $I$ ) = Kleinste und größte Anzahl der Parasiten je befallene Fliege (Intensität der Infektion)

#### Mittlere Intensität ( $mI$ ):

$$mI = \frac{\text{Anzahl der Parasiten (z. B. im Darm)}}{\text{Anzahl befallener Fliegen}}$$

Mittlere Intensität ( $mI$ ) = Durchschnittliche bzw. mittlere Anzahl der Parasiten in bzw. an den einzelnen Fliegen

## 2.2 Versuche mit im Labor gezüchteten Fliegen

### 2.2.1 Technik der Fliegenzucht

#### Haltungsbedingungen der adulten Fliegen

Die adulten Fliegen wurden in speziell angefertigten Fliegenkäfigen, bestehend aus einem Metallkasten (H x B x T: 30,5 x 48,5 x 40,0 cm) mit einem Plexiglasdeckel (L x B: 48,5 x 40 cm) und einer runden Metallöffnung als Eingriffsmöglichkeit, welche mit einem Stoffschlauch verschlossen wurde, gehalten (Abb. 4). Als Nahrung wurde den adulten Fliegen eine Futtermischung bestehend aus 69% Kristallzucker, 29% Milchpulver (Ferkelmilch, Blattina, Höveler), 2% Mineralsalze (Wesson Salt Mixture, SIGMA: W1374-500G) zusammen mit ein paar Gramm BT-Bierhefe® (Leiber) sowie ausreichend Trinkwasser angeboten.



Abb. 4: Fliegenzuchtkäfig.

#### Fliegenzucht

Die verschiedenen Fliegenarten wurden in einer Klimakammer bei konstanter Temperatur (24°C) und Luftfeuchtigkeit (67%), sowie einem Hell-Dunkel-Rhythmus von 14 Stunden Licht und zehn Stunden Dunkelheit gezüchtet. Die einzelnen Ablagegefäße mit den Fliegeneiern bzw. mit den Fliegenlarven wurden zusätzlich in eine große lichtundurchlässige Plastikbox gestellt.

#### *Musca domestica*

Eine Hand voll *Musca*-Zuchtmedium (ca. 30 g) (Herstellung: siehe Anhang 3) wurde auf die untere Hälfte einer Petrischale gegeben und für 2-4 Stunden in den Fliegenkäfig zu den adulten *M. domestica* zur Eiablage gestellt. Die Eier wurden dann samt Medium (Abb. 5) in eine Glasschale (Ø 14 cm, Höhe 8 cm) auf ca. 700 g frisches Medium überführt, welche in eine spezielle Zuchtbox (L x B x H: 17 x 17 x 17,5 cm) auf 1-2 cm (Füllhöhe) Tier-Einstreu gestellt wurde. Die Zuchtbox wurde anschließend mit einem Leinentuch verschlossen und dunkel gestellt. Wenn eine sehr hohe Anzahl von Eiern abgelegt wurde, erfolgte eine Aufteilung der Eier auf mehrere Zuchtboxen. Das erste Larvenstadium schlüpfte innerhalb von 24 Stunden nach der Eiablage. Nach 1-2 Wochen wanderten die Larven im letzten Larvenstadium aus der Glasschale heraus und verpuppten sich im Einstreu. Die Puppen wurden dann in einen neuen Fliegenkäfig überführt, in dem nach 10-14 Tagen die adulten Fliegen schlüpften.



Abb. 5: A)-B) Eier von *Musca domestica* auf Zuchtmedium.

***Calliphora vicina***

Fliegen der Art *Calliphora vicina* wurden auf dieselbe Art und Weise wie die *Sarcophaga*-Arten gezüchtet. Auch bei dieser Fliegenart legten die adulten Fliegen ihre Eier auf ein angebotenes Stück Schweineleber ab. Innerhalb von 24 Stunden nach der Eiablage schlüpften die Larven. Anschließend wurde ein neues Stück Schweineleber zu den frisch geschlüpften Larven hinzugegeben. Die Verpuppung erfolgte nach ca. einer Woche und die adulten Fliegen schlüpften nach 5-7 Tagen.

***Lucilia sericata* und *L. cuprina***

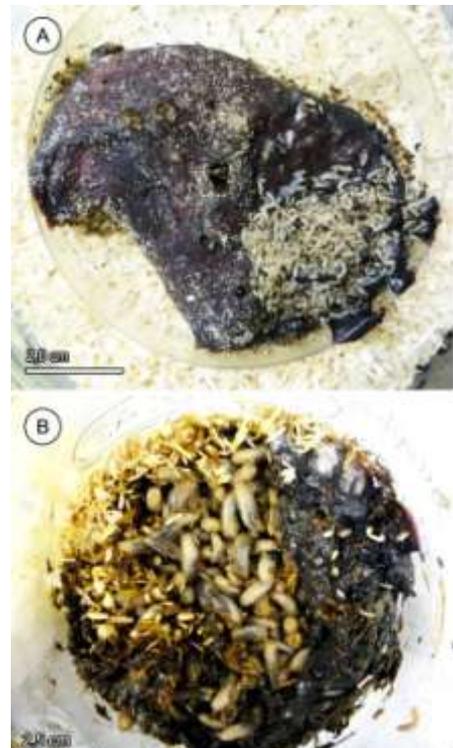
Die Eiablage der beiden *Lucilia*-Arten erfolgte auf Pferdefleisch (Abb. 6), ansonsten war auch die Technik der *Lucilia*-Zucht dieselbe wie die der Zucht der beiden *Sarcophaga*-Arten und *C. vicina*. Die Larven schlüpften innerhalb von 24 Stunden nach der Eiablage und verpuppten sich nach 1-1½ Wochen. Der Schlupf der adulten *Lucilia* spp. erfolgte nach etwa sieben Tagen.

***Sarcophaga argyrostoma* und *Sarcophaga* sp.**

Zur Ablage der Larven dieser lebendgebärenden Fleischfliegenarten wurde in den Fliegenkäfig ein ca. 30 g schweres Stück Schweineleber in eine Petrischale gelegt und dort für 2-24 Stunden stehen gelassen. Danach wurde die Petrischale mit der Schweineleber und den Larven in ein ca. 20 cm hohes Weckeinmachglas (Ø 10 cm) auf eine ca. 12-14 cm hohe Tier-Steinstreu-Schicht oder auf Papiertücher überführt (Abb. 7), anschließend mit einem weiteren Stück Schweineleber (ca. 100 g) bedeckt und das Weckeinmachglas mit einem Leinentuch verschlossen. Je nach Larvenanzahl wurde nach 1-2 Tagen ein neues Schweineleberstück hinzugefügt. Nach etwa einer Woche verpuppten sich die Larven im Streu. Die Puppen wurden ausgesiebt, mit Wasser gewaschen und anschließend in einen neuen Fliegenkäfig überführt, in dem nach 2-3 Wochen die adulten Fliegen schlüpften.



**Abb. 6:** A)-B) Eier, frisch geschlüpfte Larven und Adulte Fliegen der Art *Lucilia sericata* auf Pferdefleisch.



**Abb. 7:** A) Frisch abgesetzte und B) sechs Tage alte Larven von *Sarcophaga* sp. auf Schweineleber.

### 2.2.2 Methodik der experimentellen Versuche

Für die im Folgenden aufgeführten experimentellen Versuche wurden verschiedene in der instituts-eigenen Fliegenzucht gezüchtete Fliegenarten zusammen mit ausgewählten Parasitenarten, die ebenfalls größtenteils aus institutseigenen Zuchten stammten, verwendet.

Zunächst wurde mit Vorversuchen im Sinne einer Referenzuntersuchung überprüft, in wie weit an und in unterschiedlichen Fliegenarten verschiedene Parasitenarten nachweisbar sind. Die Vorversuche dienten darüber hinaus der Etablierung und Entwicklung einer jeweils geeigneten Methodik für die Durchführung der anschließenden Hauptversuche, deren Grundlage eine hohe Fliegenanzahl und möglichst naturnahe Versuchsbedingungen waren.

Für die Vorversuche wurden die Fliegenarten der institutseigenen Fliegenzucht *Calliphora vicina*, *Lucilia sericata*, *Musca domestica*, *Sarcophaga agyrostoma* und *Sarcophaga* sp. in unterschiedlicher Anzahl und Artenzusammensetzung eingesetzt. Welche Fliegenarten bei den folgenden Untersuchungen (2.2.3 bis 2.2.10) eingesetzt wurden, wird dort jeweils separat benannt.

Die Fliegen wurden für die Vorversuche in der Regel in Petrischalen zu einer Versuchslösung gesetzt, in der sich die parasitären Stadien der zu untersuchenden Parasitenarten befanden (Abb. 8). Bei diesen Versuchen konnten die Fliegen unterschiedlich lange (von fünf Minuten bis zu 24 Stunden) von den Versuchslösungen mit den Parasiten fressen und somit diese in oder an sich aufnehmen.



Abb. 8: Fliegen (*Lucilia sericata*) auf einer Versuchslösung.

### Vorbereitung der Fliegen

Für die im Folgenden beschriebenen Versuche wurden circa sieben Tage alte Fliegen aus der institutseigenen Fliegenzucht eingesetzt. Die Fliegen wurden steril gezüchtet, d.h. die Puppen der Fliegen wurden mit sterilem Aqua<sub>bidest.</sub> gewaschen und anschließend mit 70%igem Ethanol gereinigt. Für die Versuche wurden die Fliegen in einem mit 70%igem Ethanol desinfizierten Versuchskäfig aus Plexiglas® (T x B x H: 47,0 x 47,0 x 40,5 cm) gehalten und mit steriler gesättigter Glucose-Lösung gefüttert. Einen Tag vor Versuchsbeginn wurde das Futter aus dem Fliegenkäfig entfernt, so dass den Fliegen nur noch Wasser zur Verfügung stand. Zwei Stunden vor Versuchsbeginn wurde das Wasser ebenfalls aus dem Versuchskäfig entfernt.

### 2.2.3 *Eimeria tenella*

Mit den folgenden Versuchen wurde untersucht, ob und in welchem Maße die Oozysten des Protozoen *Eimeria tenella* von Fliegen mit der Nahrung aufgenommen werden und an der Körperoberfläche der Fliegen haften bleiben.

#### Gewinnung von *Eimeria tenella*-Oozysten

Oozysten von *Eimeria tenella* wurden aus dem Kot infizierter Hühner (Versuchstiere) mittels einer Natriumchlorid-Saccharose-Flotationslösung (Herstellung: siehe Anhang 4.2) isoliert. Nach der Isolation sporulierten die Oozysten bei Raumtemperatur innerhalb von ca. sieben Tage und wurden anschließend in mit Kaliumbichromat (4%) gefüllten 1,5 ml-Reaktionsgefäßen aufbewahrt.

#### **Versuche mit Oozysten von *Eimeria tenella***

Die Oozysten wurden vor Versuchsbeginn in sterilem Wasser mehrmals gewaschen um das Kaliumbichromat (gelbe Färbung der Aufbewahrungsflüssigkeit) zu entfernen. Die einzelnen Waschschriffe wurden wie folgt durchgeführt: die Lösung wurde fünf Minuten bei 800 rpm zentrifugiert; der Überstand wurde abgenommen und verworfen; das 1,5 ml-Reaktionsgefäß wurde mit sterilem Wasser aufgefüllt und erneut zentrifugiert. Dieser Vorgang wurde 4-5-mal wiederholt, bis keine Rückstände des Kaliumbichromats mehr vorhanden waren (milchig-klare Flüssigkeit). Anschließend wurde die Oozystenanzahl, die sich in 30 µl Flüssigkeit befand, mit Hilfe der Neubauerzählkammer ermittelt. Die Oozysten wurden im Verhältnis 1:1 mit H-Milch (1,5% Fett) und einer Prise Zucker vermischt. Diese Versuchslösung wurde auf drei Objektträger getropft. Fliegen der Spezies *Lucilia cuprina* und *Musca domestica* wurden für diese Versuche eingesetzt.

In den Versuchskäfig zu den Fliegen wurden die Versuchsobjektträger mit den Eimerien-Oozysten gegeben. Nach zwei Stunden wurde der Versuch gestoppt. Die Fliegen wurden dafür eine Stunde in der Kühlkammer betäubt (bei 4°C). Danach wurden die Fliegen durch Kopfabtrennen getötet. Von den Fliegen wurde durch leichtes Zusammendrücken der Abdomen mittels einer Pinzette versucht, frische Spots aufzufangen. Die Torsi und die Köpfe (mit den Mundwerkzeugen) wurden zu jeweils zehn Stück in 1,5 ml-Reaktionsgefäße überführt, welche mit NaCl (0,9%) gefüllt waren. Die Gefäße wurden kräftig geschüttelt. Danach wurden die Torsi entfernt, kurz in 70% Ethanol gewaschen und an der Luft getrocknet. Alle Reaktionsgefäße wurden fünf Minuten bei 800 rpm zentrifugiert. Das Sediment aller Gefäße (nicht weniger als 0,5 ml) wurde unter dem Mikroskop auf Oozysten untersucht. Die Torsi wurden mittels steriler Pinzetten vorsichtig geöffnet, die Därme wurden einzeln auf Objektträgern präpariert, mit 1-2 Tropfen sterilem Wasser betropft und ebenfalls unter dem Mikroskop auf Eimerien-Oozysten untersucht.

Nach Versuchsende wurden die Versuchskäfige von *L. cuprina* und *M. domestica* mit NaCl (0,9%) ausgewaschen. Die Waschlösungen der Käfige wurden ebenfalls mikroskopisch auf Eimerien untersucht.

### 2.2.4 *Giardia lamblia*

Bei den nachfolgenden Versuchen wurde untersucht, ob und in welchem Maße die Trophozoiten des Protozoen *Giardia lamblia* von Fliegen mit der Nahrung aufgenommen werden und an der Körperoberfläche der Fliegen haften bleiben.

#### Gewinnung der *Giardia lamblia*-Trophozoiten

Die für die Versuche verwendeten Trophozoiten von *Giardia lamblia* WB wurden zuvor aus Hundefäzes isoliert (zur Verfügung gestellt vom Institut für Parasitologie, Universität Bern, Schweiz). Zur Anreicherung wurden die Trophozoiten in einem speziellen Medium im Brutschrank bei 37°C, unter 5%iger CO<sub>2</sub>-Begasung (unter Sauerstoffausschluss), in 15 ml-Reaktionsgefäße (Falkon-Tubes) angezüchtet (Medium und Kultivierung: siehe Anhang 5). Vor Versuchsbeginn wurden die Reaktionsgefäße 20 Minuten lang im Eiswasserbad gekühlt und fünf Minuten bei 500 g zentrifugiert. Die Giardien aus dem durch die Zentrifugation entstandenen Sediment wurden mittels der Neubauerzählkammer ausgezählt und anschließend in die Versuche eingesetzt. Für die Versuche wurde jeweils ein Tropfen (30 µl) des Sediments (Giardien im Medium) auf einen Objektträger übertragen und eingesetzt.

#### **Vorversuche mit Trophozoiten von *Giardia lamblia***

Für die Vorversuche mit *Giardia lamblia* wurden die Fliegenarten *Lucilia sericata*, *Musca domestica* und *Sarcophaga argyrostoma* eingesetzt.

#### **Hauptversuche mit Trophozoiten von *Giardia lamblia***

Für die Versuche wurden die Fliegenarten *L. cuprina*, *L. sericata* und *M. domestica* eingesetzt. Zu Versuchsbeginn wurden die Fliegen in den Versuchskäfig gesetzt, in dem sich die Objektträger mit der Giardien-Lösung befanden. Die Fliegen hatten während des Versuchszeitraums die Möglichkeit, über den Objektträger zu laufen und an der Lösung zu saugen bzw. von dieser zu fressen. Nach Ablauf des Versuchszeitraums (von durchschnittlich zwei Stunden) wurden die Fliegen bei 4°C fünf Minuten lang in der Kühlkammer betäubt und anschließend durch Kopfabtrennen getötet. Die Köpfe wurden in mit 1,5 ml NaCl (0,9%) gefüllten 1,5 ml-Reaktionsgefäßen aufbewahrt und durch kräftiges Schütteln gewaschen. Durch leichtes Drücken der Abdomen der Fliegen mittels einer Pinzette wurde versucht, frische Fliegenspots aufzufangen. Die Torsi wurden in 1,5 ml NaCl (0,9%) in 1,5 ml-Reaktionsgefäßen durch Schütteln gewaschen. Danach wurden die Torsi aus der Waschlösung genommen und die Därme der Fliegen vorsichtig aus den Abdomen der Fliegen entnommen. Die Därme wurden mit zwei Skalpellklingen auf einem Objektträger zerteilt, mit einem Tropfen NaCl (0,9%) bedeckt und jeweils die Hälfte der Därme wurde mit einem Tropfen Lugolscher Lösung (1%) angefärbt. Anschließend wurden die Därme mikroskopisch auf Giardien untersucht.

Alle Reaktionsgefäße mit den Waschlösungen (von Torsi und Köpfen) wurden für zehn Minuten bei 2000 rpm zentrifugiert. Nach der Zentrifugation wurden die dadurch entstandenen Sedimente (mind. 0,5 ml) mittels Pasteurpipetten entnommen und mikroskopisch auf Giardien untersucht.

Die Versuchskäfige von *M. domestica* und *L. cuprina* wurden mit NaCl (0,9%) ausgewaschen und diese Waschlösungen wurden ebenfalls mikroskopisch auf Giardien untersucht.

### **2.2.5 *Hymenolepis* spp.**

Bei den nachfolgenden Versuchen wurde untersucht, ob und in welchem Maße die Eier der Cestoden *Hymenolepis microstoma* und *H. diminuta* von Fliegen mit der Nahrung aufgenommen werden können und an der Körperoberfläche der Fliegen haften bleiben.

#### **2.2.5.1 *Hymenolepis microstoma***

##### **Stammerhaltung von *Hymenolepis microstoma***

Der Kot von mit *Hymenolepis microstoma* infizierten Balb/C-Mäusen wurde mit Wasser aufgeweicht und Mehlkäfern (*Tenebrio molitor*) als Nahrung angeboten. Die Käfer nahmen die Eier mit der Nahrung auf und in ihnen entwickelte sich innerhalb von 14 Tagen das infektiöse Cysticercoide-Stadium. Die Cysticercoide-Larven wurden nach dieser Zeit in steriler NaCl (0,9%) aus den Käfern isoliert. Zur institutseigenen Stammerhaltung des Parasiten wurden Balb/C-Mäuse mit jeweils 15 Cysticercoide-Larven von *H. microstoma* über eine Schlundsonde infiziert. In den Mäusen (im Gallengang, in der Gallenblase, im Dünndarm) entwickelt sich die Cysticercoide-Larve zum adulten Bandwurm. Nach 1-2 Wochen werden dann wieder *H. microstoma*-Eier mit den Fäzes der Mäuse ausgeschieden.

##### **Gewinnung von *Hymenolepis microstoma*-Eiern**

Der Kot mit *H. microstoma* infizierten Mäuse wurde in Wasser eingeweicht und anschließend wurden grobe Kotpartikel über ein Gazenetzt herausgelfiltert. Durch die Flotation mit einer gesättigten Zuckerlösung (Herstellung: siehe Anhang 4.2) wurden die *H. microstoma*-Eier von den restlichen Kotpartikeln isoliert und konzentriert. Danach wurden die Eier durch mehrmaliges Waschen mit Wasser gereinigt und konnten in die Versuche eingesetzt werden.

##### **Vorversuche mit Eiern von *Hymenolepis microstoma***

Für die Vorversuche mit den Eiern von *H. microstoma* wurden Fliegen der Arten *L. sericata*, *M. domestica* und *Sarcophaga* sp. eingesetzt.

##### **Hauptversuche mit Eiern von *Hymenolepis microstoma***

Für die Versuche wurden Fliegen der Arten *Lucilia cuprina* und *Musca domestica* eingesetzt. Für die Versuchslösung wurden die Eier von *H. microstoma* in Wasser im Verhältnis 1:1 mit H-Milch (1,5% Fett) und einer Prise Zucker vermischt. Auf Objektträger wurden vier Tropfen der Versuchslösung getropft. Danach wurden diese Versuchsobjektträger mit den *H. microstoma*-Eiern zu den Fliegen in den Versuchskäfig gegeben. Nach zwei Stunden wurde der Versuch gestoppt. Die Fliegen wurden für eine Stunde in der Kühlkammer betäubt (bei 4°C). Anschließend wurden die Fliegen durch Dekapitation getötet. Durch Zusammendrücken der Torsi mittels einer Pinzette wurde versucht, frische Spots aufzufangen. Die Torsi und Köpfe (mit den Mundwerkzeugen) wurden zu jeweils zehn in 1,5 ml-Reaktionsgefäße - gefüllt mit NaCl (0,9%) - überführt. Die Gefäße wurden kräftig geschüttelt. Danach wurden die Torsi aus den Reaktionsgefäßen entfernt, kurz in 70% Ethanol gewaschen und an der Luft getrocknet. Alle Reaktionsgefäße wurden fünf Minuten bei 800 rpm zentrifugiert. Das Sediment aller Gefäße (nicht weniger als 0,5 ml) wurde unter dem Lichtmikroskop auf *H. microstoma*

Eier untersucht. Die Torsi wurden mittels steriler Pinzetten vorsichtig geöffnet, die Därme einzeln auf Objektträgern präpariert, mit 1-2 Tropfen sterilem Wasser betropft und anschließend unter dem Lichtmikroskop auf *H. microstoma*-Eier untersucht.

Nach Versuchsende wurden die Versuchskäfige sorgfältig mit NaCl (0,9%) ausgewaschen. Diese Waschlösung wurde ebenfalls bei 800 rpm fünf Minuten lang zentrifugiert und von dieser wurde das Sediment (mind. 0,5 ml) ebenfalls auf die Eier von *H. microstoma* untersucht.

### **2.2.5.2 *Hymenolepis diminuta***

#### **Stammerhaltung von *Hymenolepis diminuta***

Für die institutseigene Stammerhaltung des Parasiten wurde von mit *Hymenolepis diminuta* infizierten Wistar-Ratten Kot gesammelt, mit Wasser aufgeweicht und danach Mehlkäfern als Nahrung angeboten. Nach 14 Tagen wurden die Cysticeroid-Larven aus den Käfern präpariert. Junge, 150 g schwere Wistar-Ratten wurden anschließend mit jeweils drei Cysticeroid-Larven per Schlundsonde infiziert. Im Darm der Ratten entwickelten sich dann aus den Cysticeroid-Larven die adulten Bandwürmer. Nach 1-2 Wochen waren dann wieder *H. diminuta*-Eier im Kot der Ratten vorzufinden.

#### **Gewinnung von *Hymenolepis diminuta*-Eiern**

Der Kot mit *H. diminuta* infizierter Ratten wurde in Wasser eingeweicht und über Gaze von groben Kotpartikeln getrennt. Über Flotation mit einer gesättigten Zuckerlösung (Herstellung: siehe Anhang 4.2) wurden die *H. diminuta* Eier von den restlichen Kotpartikeln isoliert und konzentriert. Durch mehrmaliges Waschen mit Wasser wurden die Eier von der Flotationslösung gereinigt und konnten für die nachfolgenden Versuche verwendet werden.

#### **Versuche mit Eiern von *Hymenolepis diminuta***

Für die Versuche mit den Eiern von *H. diminuta* wurden Fliegen der Arten *Lucilia sericata* und *Musca domestica* eingesetzt. Die Versuche mit den Eiern von *H. diminuta* wurden wie bei *H. microstoma* durchgeführt. Der Versuchskäfig von *M. domestica* wurde nach Versuchsende mit NaCl (0,9%) ausgewaschen und auf die Eier von *H. diminuta* untersucht.

### **2.2.6 *Angiostrongylus cantonensis***

Bei den nachfolgenden Versuchen wurde überprüft, ob und in welchem Maße das erste Larvenstadium (L1) des Ratten-Lungen-Nematoden *Angiostrongylus cantonensis* von Fliegen mit der Nahrung aufgenommen werden kann und an der Körperoberfläche der Fliegen haften bleibt.

#### **Stammerhaltung von *Angiostrongylus cantonensis***

Zur institutseigenen Stammerhaltung des Parasiten wurde der Fäzes von mit *A. cantonensis* infizierten Wistar-Ratten in einer Petrischale in Wasser aufgelöst und die Larven des ersten Larvenstadiums (L1) wurden aus diesem mittels einer Pasteurpipette isoliert. Jeweils eine Wasserschnecke der Art *Biomphalaria* sp. (aus der institutseigenen Zucht) wurde mit 3 ml Aquarienwasser in ein Schnappdeckelgläschen überführt und zu dieser wurden 500-800 *A. cantonensis*-Larven (L1) gegeben. Nach einer Inkubationszeit von bis zu 48 Stunden wurden die infizierten Schnecken in ein Glasaquarium (20 Liter) überführt und dort für ca. 42 Tage bei einer Wassertemperatur von 25°C für die weitere Entwicklung der Larven (L1-L3) gehalten. Nach dieser Entwicklungszeit wurden die Larven im infektiösen dritten Stadium (L3) in steriler NaCl (0,9%) aus den Schnecken heraus präpariert. Junge, 150-200 g schwere Wistar-Ratten wurden über eine Schlundsonde mit 40 L3-Larven infiziert. Die Larven wanderten zunächst in das Gehirn der Ratte und waren 21 Tagen nach der Infektion in den Blutgefäßen der Lunge zu finden. In der Lunge entwickelten sich dann auch die adulten Würmer, die ab dem 44. Tag nach der Infektion wieder Larven produzierten, die mit dem Kot der Ratte ausgeschieden wurden.

#### **Isolierung und Anreicherung der Larven (L1) von *Angiostrongylus cantonensis***

Zur Isolierung und Anreicherung der Larven (erstes Larvenstadium, L1) von *Angiostrongylus cantonensis* wurde die sog. Baermann-Trichter-Methode verwendet. Der Baermann-Trichter besteht aus einem Glastrichter, in den eine feinmaschige Drahtgaze eingesetzt wird und der unten durch einen abklemmbaren Gummischlauch verschlossen ist. Der Trichter wurde im unteren Bereich mit lauwarmem Wasser aufgefüllt und zwar so hoch, dass die Drahtgaze zur Hälfte vom Wasser bedeckt waren. Von mit *A. cantonensis* infizierten Wistar-Ratten wurde ca. 20 g frischer Fäzes gesammelt, kurz in Wasser eingeweicht, etwas zerkleinert und auf einen zusätzlichen Gazefilter (zwei Lagen-Gaze) in den Baermann-Trichter gegeben, so dass der Fäzes Kontakt mit dem Wasser hatte. Der Trichter wurde über Nacht unverändert stehen gelassen. Die Larven, die sich in den Fäzes befanden, wanderten nach 2-6 Stunden durch die Gaze in das Wasser und sanken im Trichter bis zum abgeklemmten Bereich hinunter. Am nächsten Tag wurden die Larven mit einigen Tropfen Wasser, durch Lösen der Schlauchklemme, abgelassen und in einem kleinen Becherglas aufgefangen. Durch mehrmaliges Waschen mit Wasser wurden die Larven von Kotpartikeln gereinigt und anschließend in die Versuche eingesetzt.

#### **Vorversuche mit Larven (L1) von *Angiostrongylus cantonensis***

Für die Vorversuche wurden die Fliegen der Arten *Calliphora vicina*, *Lucilia sericata*, *Musca domestica*, *Sarcophaga argyrostoma* und *Sarcophaga* sp. eingesetzt.

**Hauptversuche mit Larven (L1) von *Angiostrongylus cantonensis***

Für die Hauptversuche mit dem ersten Larvenstadium (L1) von *A. cantonensis* wurden Fliegen der Arten *Lucilia sericata* und *Musca domestica* eingesetzt. Für die Versuchslösung wurden vier Tropfen (30 µl) der larvenhaltigen Flüssigkeit mit vier Tropfen H-Milch (3,5% Fettgehalt) vermischt. Diese Versuchslösung wurde den Fliegen in zwei Portionen auf je einem Objektträger nacheinander als Nahrung angeboten. Nach 30 Minuten war die erste Portion vollständig aufgesogen und die zweite Hälfte der Versuchslösung wurde in den Versuchskäfig gegeben. Nach weiteren 30 Minuten hatten die Fliegen auch diese Versuchslösung vollständig aufgesogen.

Der Versuch wurde nach insgesamt einer Stunde gestoppt, indem der Versuchskäfig für ca. 15-20 Minuten in die Kühlkammer (4°C) gestellt wurde. Die durch die Kälte betäubten Fliegen wurden danach durch Abtrennung der Köpfe getötet. Zum Auffangen der frischen Spots wurden die Abdomen der Torsi mittels einer Pinzette auf einen Objektträger gedrückt. Die Köpfe (inklusive der Mundwerkzeuge) der Fliegen und die Torsi wurden zu jeweils zehn in mit steriler NaCl (0,9%) gefüllten 1,5 ml-Reaktionsgefäßen überführt und durch Schütteln gewaschen. Die Torsi wurden aus der Waschlösung entfernt, in 70%igem Ethanol gewaschen und an der Luft trocknen gelassen.

Die Därme der Fliegen wurden vorsichtig aus den Torsi entfernt, einzeln in einem Tropfen steriler NaCl (0,9%) auf einen Objektträger überführt, mittels Skalpellklingen geöffnet und zerteilt, mit einem Tropfen Lugolscher Lösung angefärbt und mit einem Deckgläschen abgedeckt. Die Darmpräparate wurden unter einem Lichtmikroskop auf die Larven (L1) untersucht.

Die Waschlösungen wurden zentrifugiert (fünf Minuten bei 800 rpm) und das Sediment (mind. 0,5 ml) sowie die frischen Spots wurden ebenfalls auf die Larven von *A. cantonensis* mikroskopisch untersucht.

### **2.2.7 *Ascaris suum***

In den folgenden experimentellen Versuchen wurde untersucht, ob und in welchem Maße die Eier des Nematoden *Ascaris suum* von Fliegen mit der Nahrung aufgenommen werden und an der Körperoberfläche der Fliegen haften bleiben.

#### **Gewinnung von *Ascaris suum*-Eiern**

Adulte *Ascaris suum* wurden lebend aus den Därmen von frisch geschlachteten Schweinen vom Schlachthof Duisburg (NRW, Deutschland) isoliert. Die Eier von *A. suum* wurden mittels zweier unterschiedlicher Methoden aus den weiblichen Würmern gewonnen:

A) Die lebenden weiblichen Nematoden wurden einige Tage in Tyrode-Lösung bei 37°C aufbewahrt (Herstellung: siehe Anhang 6). Aus der Tyrode-Lösung wurden täglich die frisch abgelegten Eier isoliert. Die isolierten Eier wurden in mit 0.1 M Schwefelsäure versetztem Wasser aufbewahrt. Vor Versuchsbeginn wurden die Eier in Wasser gewaschen, fünf Minuten bei 800 rpm zentrifugiert und danach in Wasser bei Raumtemperatur aufbewahrt (Ei-Lösung).

B) Die Eier wurden direkt aus dem Uterus der weiblichen Würmer isoliert, in Wasser gewaschen und bei Raumtemperatur aufbewahrt. Diese Eier wurden direkt in die Versuche eingesetzt.

#### **Vorversuche mit Eiern von *Ascaris suum***

Für die Vorversuche wurden die vorbehandelten Eier (A) von *A. suum* verwendet. Pro Versuch wurden 1-2 Tropfen (je 30 µl) von der unter (A) beschriebenen Ei-Lösung eingesetzt, in der sich in jedem Tropfen ca. 350 Eier befanden. Meistens wurde die Ei-Lösung mit einer Spatelspitze Milchpulver vermischt verwendet. Der größte Teil der eingesetzten Eier war zu Versuchsbeginn noch nicht embryoniert.

Für die Versuche wurden die Fliegenarten *Lucilia sericata*, *Musca domestica*, *Sarcophaga argyrostoma* und *Sarcophaga* sp. eingesetzt.

#### **Hauptversuche mit Eiern von *Ascaris suum***

Für die Hauptversuche wurden die Fliegenarten *Lucilia sericata*, *Musca domestica*, *Sarcophaga argyrostoma* und *Sarcophaga* sp. eingesetzt.

Die Versuchslösung für die Versuche mit den *Ascaris*-Eiern wurde wie folgt angemischt: 1,5 ml H-Milch (0,1% Fettgehalt) versetzt mit jeweils vier Tropfen (30 µl) überwiegend embryonierte *Ascaris suum*-Eier (in Wasser). In der Versuchslösung befanden sich insgesamt 840 *A. suum*-Eier. Diese Versuchslösung wurde den Fliegen in zwei Portionen auf einem Objektträger als Nahrung zur Verfügung gestellt (jeweils 0,75 ml). Nach einer Stunde war die Flüssigkeit der Versuchslösung von den Fliegen vollständig aufgesogen. Die zweite Hälfte der Versuchslösung wurde danach in den Versuchskäfig auf den Versuchsobjektträger getropft. Wiederum nach einer Stunde hatten die Fliegen die gesamte Flüssigkeit der Versuchslösung aufgesogen.

Der Versuch wurde gestoppt, indem der Versuchskäfig mit den Fliegen für ca. 15 Minuten in die Kühlkammer (4°C) gestellt wurde. Die durch die Kälte betäubten Fliegen wurden anschließend durch Abtrennung der Köpfe getötet. Durch leichtes Zusammendrücken der Abdomen der Fliegen wurde dann versucht, frische Spots auf einem Objektträger aufzufangen. Die Spots wurden anschließend auf die Eier von *A. suum* mikroskopisch untersucht.

Die Köpfe (mit den Mundwerkzeugen) und die Torsi der Fliegen wurden zu jeweils zehn in 1,5 ml-Reaktionsgefäße - gefüllt mit steriler NaCl (0,9%) - gegeben und durch kräftiges Schütteln gewaschen. Nach dem Waschen wurden die Torsi aus der Waschlösung entfernt, kurz in 70%igem Ethanol gewaschen und trocknen gelassen. Die Därme wurden unter der Stereolupe vorsichtig aus den Abdomen der Fliegen entfernt und danach einzeln in einen Tropfen steriler NaCl (0,9%) auf einen Objektträger übertragen. Mit zwei Skalpellklingen wurden die Därme zerteilt, mit einem Tropfen Lugolscher-Lösung angefärbt und mit einem Deckgläschen bedeckt. Unter dem Lichtmikroskop wurden die Därme auf *Ascaris*-Eier untersucht.

Alle Reaktionsgefäße wurden bei 1000 rpm fünf Minuten lang zentrifugiert und das Sediment (mind. 0,5 ml) wurde unter dem Lichtmikroskop auf Eier des Parasiten untersucht.

Um die älteren Spots der Fliegen zu isolieren und auf Eier des Parasiten untersuchen zu können, wurden diese von den Wänden und dem Boden des Versuchskäfigs mittels eines feuchten, in steriler NaCl (0,9%) getränkten, Ohrstäbchens gelöst. Auf diese Weise wurden auch mögliche durch die Körperoberfläche der Fliegen übertragene Eier aufgefangen. Die gelösten Spots wurden in 1,5 ml steriler NaCl (0,9%) in Reaktionsgefäßen gesammelt (zwei Gefäße pro Wand, ein Gefäß für den Boden). Diese Reaktionsgefäße wurden bei 1000 rpm fünf Minuten lang zentrifugiert. Das dadurch gewonnene Sediment (mind. 0,5 ml) wurde unter dem Lichtmikroskop auf Eier des Parasiten untersucht.

### **Versuche mit Eiern von *Ascaris suum* und den Larven von *Sarcophaga argyrostoma***

Frisch abgesetzte Larven der lebendgebärenden Fliegenart *S. argyrostoma* wurden ebenfalls *A. suum*-Eier mit der Nahrung angeboten. Hierzu wurden die Larven auf einem Objektträger in eine Petrischale abgesetzt und zu diesen wurde die o.g. Versuchslösung gegeben. Die Larven wurden nach zwei Stunden wie die adulten Fliegen auf die Eier von *A. suum* untersucht.

### **Untersuchung toter Fliegen auf *Ascaris suum*-Eier**

Um zu untersuchen, wie lange die Eier von *A. suum* unbeschadet in toten Fliegen verbleiben, wurden Langzeitversuche mit Fliegen der Arten *Lucilia sericata*, *Musca domestica* und *Sarcophaga argyrostoma* durchgeführt. Hierzu wurden die Fliegen für 30 Minuten zu der oben beschriebenen Versuchslösung in eine Petrischale gesetzt. Die Petrischale wurde danach mit den Fliegen für zehn Minuten in die Kühlkammer (4°C) gestellt. Die Fliegen wurden anschließend durch Abtrennen des Kopfes getötet. Die Abdomen der Fliegen wurden in neuen Petrischalen aufbewahrt. Nach einem Tag wurden die Abdomen von *Lucilia sericata* auf *A. suum* Eier untersucht. Nach einem Zeitraum von einem bzw. fünf Tagen wurden die Abdomen von *M. domestica* und nach drei Tagen die Abdomen von *S. argyrostoma* auf das Vorhandensein von *A. suum* Eiern überprüft.

### **2.2.8 *Trichuris* spp.**

In den nachfolgenden Versuchen wurde untersucht, ob und in welchem Maße die Eier der beiden Nematoden-Arten *Trichuris suis* (Schweine-Peitschenwurm) und *T. muris* (Mäuse-Peitschenwurm) von den Fliegen aufgenommen werden und an der Körperoberfläche der Fliegen haften bleiben.

#### **2.2.8.1 *Trichuris suis***

##### **Gewinnung von *Trichuris suis*-Eiern**

In den Versuchen wurden embryonierte Eier von *Trichuris suis* eingesetzt. Durch Natriumchlorid-Saccharose-Flotation (Herstellung: siehe Anhang 4.3) wurden die Eier aus dem Kot infizierter Schweine isoliert und durch zahlreiche Waschschrte (mit Wasser) von verbleibenden Kotpartikeln und der Flotationslösung gereinigt. Die *T. suis*-Eier wurden im Brutschrank bei 34°C inkubiert und embryonierten nach ca. 20 Tagen, danach konnten die Eier für die Versuche verwendet werden.

##### **Vorversuche mit Eiern von *Trichuris suis***

Für die Vorversuche wurden pro Versuch 1-8 Tropfen (je 30 µl) einer Versuchslösung eingesetzt, die überwiegend embryonierte *T. suis*-Eier in Wasser enthielt und die mit einer Spatelspitze Milchpulver vermischt wurde. Für die Versuche wurden die Fliegenarten *Calliphora vicina*, *Lucilia sericata*, *Musca domestica*, *Sarcophaga argyrostoma* und *Sarcophaga* sp. eingesetzt.

##### **Hauptversuche mit Eiern von *Trichuris suis***

Für die Versuche mit den Eiern *T. suis* wurden Fliegen der Arten *Calliphora vicina*, *Lucilia sericata*, *Musca domestica*, *Sarcophaga* sp. und *Sarcophaga argyrostoma* eingesetzt. Die Versuchsdurchführung entspricht der Methodik der Hauptversuche mit den Eiern von *Ascaris suum*.

##### **Untersuchung toter Fliegen auf *Trichuris suis*-Eier**

Um zu untersuchen, wie lange die Eier von *Trichuris suis* in toten Fliegen unbeschadet verbleiben, wurden Langzeitversuche mit Fliegen der Arten *Calliphora vicina*, *Lucilia sericata*, *Musca domestica*, *Sarcophaga argyrostoma* und *Sarcophaga* sp. durchgeführt. Die Versuchsdurchführung erfolgte wie bei *A. suum* beschrieben. Nach einem Tag wurden die Abdomen von *Sarcophaga* sp. auf *T. suis*-Eier untersucht. Nach einem Zeitraum von einem bzw. zwei Tagen wurden die Abdomen von *C. vicina* und *S. argyrostoma* auf das Vorhandensein der *T. suis*-Eier durchsucht. Die Abdomen von *M. domestica* wurden nach einem bzw. nach fünf Tagen und die Abdomen von *L. sericata* nach einem, zwei, drei, sechs, acht bzw. nach zehn Tagen auf das Vorhandensein von *T. suis*-Eiern überprüft.

### 2.2.8.2 *Trichuris muris*

#### Stammerhaltung von *Trichuris muris*

Für die institutseigene Stammerhaltung des Parasiten wurden routinemäßig Mäuse (Inzuchtstamm C57BL10) über eine Schlundsonde mit ca. 250 embryonierten *Trichuris muris*-Eiern infiziert. Nach einer Präpatenzzeit von 36-42 Tagen schieden die Mäuse *T. muris*-Eier über den Kot aus. Diese wurden aus dem Kot isoliert und gereinigt, indem der Kot erst mittels kleiner Glasperlen im warmen Wasser aufgeweicht wurde. Grobe Kotbestandteile wurden anschließend durch Filtration über ein Drahtnetz und Gaze entfernt. Die Eier wurden dann über eine Natriumchlorid-Saccharose-Flotation (Herstellung: siehe Anhang 4.3) konzentriert, wodurch sie von den restlichen Kotpartikeln getrennt wurden. Anschließend wurden die Eier durch mehrmaliges Waschen von der Flotationslösung gereinigt. Bei der Inkubation bei 25°C (in der Klimakammer) embryonierten die *T. muris*-Eier nach ca. 60 Tagen.

#### **Versuche mit Eiern von *Trichuris muris***

Für die Versuche mit den Eiern von *T. muris* - aus der institutseigenen Parasitenzucht - wurden die Fliegenarten *Lucilia sericata*, *Musca domestica* und *Sarcophaga* sp. eingesetzt. Für die Versuche wurden überwiegend embryonierte Eier von *T. muris* verwendet. Die Versuchsdurchführung entspricht im Wesentlichen der der Hauptversuche mit den Eiern von *Ascaris suum*.

### 2.2.8.3 Tierexperimenteller Infektionsversuch mit *Trichuris muris*

Für diesen Versuch wurde das Maus-Modell mit *Trichuris muris* verwendet, welches wie zuvor beschrieben für die Stammerhaltung von *T. muris* genutzt wurde.

Bei den nachfolgenden Versuchen wurden Fliegen embryonierte *T. muris*-Eier in einer Versuchslösung als Nahrung angeboten, welche dann von den Fliegen aufgenommen wurden (siehe Versuche mit *Trichuris* spp. 2.2.8.1-2). Mit den Fliegen wurde dann versucht, Mäuse mit *T. muris* zu infizieren. Hierzu wurden die nachfolgenden Versuchsmethoden (Teil 1 und 2) verwendet.

#### **Teil 1**

Ziel des nachfolgenden Versuchs war es zu untersuchen, ob Mäuse über Fliegen, d.h. über die Körperoberfläche und den Darm der Fliegen, mit *T. muris* erfolgreich infiziert werden können.

Für diesen Versuch wurden jeweils 60 Fliegen der Arten *Musca domestica* und *Lucilia sericata* aus der institutseigenen Fliegenzucht verwendet. Für die Versuchslösung wurden pro Objektträger zwei Tropfen *T. muris*-Eier - aus der institutseigenen Parasitenzucht - in Wasser (107 embryonierte Eier je Tropfen) mit zwei Tropfen H-Milch (3,5% Fett) und wenigen Zuckerkristallen vermischt. Jeweils ein Objektträger (mit der Versuchslösung) wurde in eine Petrischale überführt. Danach wurden jeweils zehn Fliegen in eine Petrischale gesetzt, in der sich ein Objektträger mit der Versuchslösung befand. Nach 30 Minuten hatten die Fliegen der Art *L. sericata* die Versuchslösung bereits vollständig aufgesogen, daher wurden erneut jeweils vier Tropfen der Versuchslösung in jede Petrischale gegeben.

Nach insgesamt zwei Stunden wurden die Petrischalen für ca. zehn Minuten in die Kühlkammer gestellt. Danach wurden die Fliegen aus den Petrischalen genommen und durch festes Drücken zwischen Kopf und Thorax getötet und in 1,5 ml-Reaktionsgefäße überführt, welche mit 1 ml sterilem Wasser gefüllt waren. Die Fliegen wurden dann durch kräftiges Schütteln der Reaktionsgefäße gewaschen und nach zehn Minuten aus diesen entnommen. Unter der Stereolupe wurde den Fliegen der Darm entfernt, mit einem Tropfen sterilem Wasser bedeckt und unter dem Lichtmikroskop auf das Vorhandensein von mindestens einem *T. muris*-Ei in fünf Fliegen untersucht. Hierdurch wurde überprüft, ob die Fliegen auch die Nematoden-Eier aufgenommen haben. Die Därme wurden anschließend wieder in die jeweilige Waschlösung überführt und mit einer Skalpellklinge in der Waschlösung zerkleinert. Danach wurden die Reaktionsgefäße fünf Minuten bei 800 rpm zentrifugiert.

Für den weiteren Versuch wurden acht 6-8 Wochen alte weibliche Mäuse des Stammes C57BL10 verwendet. Die Mäuse wurden über eine Schlundsonde infiziert. Drei Mäuse erhielten 0,2 ml des Sediments aus jeweils einem der drei Reaktionsgefäße, die mit den *L. sericata*-Därmen gefüllt waren. Drei weiteren Mäusen wurden jeweils 0,2 ml des Sediments aus jeweils einem der drei Reaktionsgefäße, die mit den Därmen von *M. domestica* gefüllt waren, verabreicht. Zwei zusätzliche Mäuse dienten als Kontrolltiere, von denen die Negativkontrolle uninfiziert blieb und die Positivkontrolle 0,2 ml der reinen Versuchslösung erhielt.

Die infizierten Mäuse wurden am Schwanz unterschiedlich farblich markiert und in zwei Käfige aufgeteilt. In einem der Käfige befanden sich die Positiv- und Negativkontrolle zusammen mit den drei mit *L. sericata* infizierten Mäusen und in dem anderen Käfig die drei mit *M. domestica* infizierten Mäuse.

#### **Haltungsform der Versuchstiere:**

- 1. Käfig: 3 Versuchstiere, 2. Käfig: 5 Versuchstiere
- Unterscheidung der Tiere durch Farbmarkierung am Schwanz
- Versuchstierkäfig aus Makrolon mit Futterraufe, Typ II lang (ca. 560 cm<sup>2</sup>)
- Einstreu: ca. 200 g Versuchstierstreu
- Alleinfutter in pelletierter Form + Trinkflasche mit Wasser (ad libitum)
- Haltung in Versuchstierkammer: Temperatur: 20-24°C, rel. Luftfeuchte: 50-60%, Licht / Dunkel: 14/10 Stunden

Nach 40 Tagen wurden die Fäzes der Mäuse gepoolt auf *T. muris*-Eier untersucht. Hierzu wurde frischer Fäzes aus beiden Käfigen entnommen und auf einem Objektträger mit 1-2 Tropfen Wasser vermischt und anschließend mikroskopiert.

Zwei Tage später (42 Tage nach der Infizierung) wurden die Mäuse einzeln in separate Käfige gesetzt, deren Boden mit lauwarmem Wasser bedeckt war. Der frisch abgesetzte Fäzes der jeweiligen Mäuse wurde einzeln auf *T. muris*-Eier untersucht. Hierzu wurde der Fäzes in separate Rollrandgläschen überführt und mit 0,5-1,0 ml Wasser vermischt. Aus den einzelnen Rollrandgläschen wurden dann jeweils mehrere Tropfen der Lösung mit einer Pasteurpipette entnommen, auf einen Objektträger überführt und unter dem Mikroskop auf das Vorhandensein von *T. muris*-Eiern untersucht.

## Teil 2

Für diesen Versuch wurde ebenfalls das Maus-Modell von mit *T. muris* infizierten Mäusen des Inzuchtstamms C57BL10 verwendet. In diesem zweiten Versuchsteil wurde bei der Infektion der Mäuse zwischen einer Übertragung der *T. muris*-Eier über die Körperoberfläche der Fliegen und einer Übertragung der Eier über den Fliegendarm unterschieden.

Für diesen Versuch wurden jeweils 30 Fliegen der Arten *Musca domestica* und *Lucilia sericata* aus der institutseigenen Fliegenzucht verwendet. Die Versuchslösung für den zweiten Teil des Versuchs wurde wie folgt hergestellt: zwei Tropfen *T. muris* Eier in Wasser (180 embryonierte Eier je Tropfen) vermischt mit zwei Tropfen H-Milch (3,5% Fett) und wenigen Zuckerkristallen. Die Versuchslösung wurde auch hier wieder auf jeweils einen Objektträger getropft, der dann in eine Petrischale gegeben wurde. Jeweils zehn Fliegen der Art *M. domestica* und *L. sericata* wurden in eine der Versuchspetrischalen zur Versuchslösung gesetzt. Der weitere Versuchsablauf wurde wie im ersten Versuchsteil beschrieben durchgeführt.

Ebenso wie im 1. Teil wurden die Fliegen nach zwei Stunden durch festes Drücken zwischen Kopf und Thorax (Abklemmen der dorsalen Arterie und des bauchseitigen Nervensystems) getötet. Alle zehn Fliegen aus einer Petrischale wurden in mit sterilem Wasser gefüllte 1,5 ml-Reaktionsgefäße überführt. Die Fliegen wurden durch kräftiges Schütteln der Reaktionsgefäße gewaschen, nach einer Inkubationszeit von zehn Minuten aus den Gefäßen entnommen, kurz in 70%igem Ethanol gereinigt und an der Luft getrocknet. Unter der Stereolupe wurde den Fliegen der Darm entfernt, mit einem Tropfen sterilem Wasser bedeckt und kurz unter dem Lichtmikroskop, wie im ersten Versuchsteil, auf das Vorhandensein von mindestens einem *T. muris*-Ei (in fünf Fliegen) überprüft. Die Därme wurden danach in neue, mit sterilem Wasser gefüllte, 1,5 ml-Reaktionsgefäße überführt und mit einer Skalpellklinge in den Gefäßen zerkleinert. Anschließend wurden alle Reaktionsgefäße (mit den Waschlösungen der Exoskelette und die mit den Därmen) fünf Minuten lang bei 800 rpm zentrifugiert.

Für den weiteren Versuchsverlauf wurden 14, 6-8 Wochen alte weibliche Mäuse des Stammes C57BL10 verwendet. Die Mäuse wurden über eine Schlundsonde mit 0,2 ml des Sediments aus den jeweiligen Reaktionsgefäßen infiziert. Jeweils drei Mäuse erhielten die Waschlösung der Exoskelette von *M. domestica* und drei weitere die von *L. sericata*. Die Lösungen der Därme der beiden Fliegenarten wurden jeweils drei weiteren Mäusen verabreicht. Die verbleibenden zwei Mäuse dienten als Kontrolltiere, von denen die Negativkontrolle uninfiziert blieb und die Positivkontrolle mit 0,2 ml der reinen Versuchslösung (welche die Fliegen erhielten) infiziert wurde. Die infizierten Mäuse wurden auch bei diesem Versuch unterschiedlich farblich am Schwanz markiert und in drei Käfige aufgeteilt, so dass sich in zwei Käfigen jeweils fünf und in einem weiteren vier Mäuse befanden. Die Markierung der Mäuse wurde alle drei Tage aufgefrischt.

Der Kot jeder Maus wurde 41 Tage nach der Infektion auf das Vorhandensein von *T. muris*-Eiern untersucht. Bei den Mäusen, bei denen keine Eier im Kot nachgewiesen werden konnten, wurde nach 44 und 50 Tagen der Kot erneut untersucht. Für die Kotuntersuchung wurden 1-2 Kotstücke (≈ 0,035 g) mikroskopisch untersucht und, bei dem Vorhandensein von *T. muris*-Eiern, die Anzahl der Eier in 1/3 eines Kotstückchens ausgezählt. Zum Vergleich wurde der Kot einer für die Stammerhaltung routinemäßig infizierten Maus (siehe oben) untersucht und ebenfalls die Ei-Anzahl gezählt.

### 2.2.9 *Dermanyssus gallinae*

Im folgenden Versuch wurde untersucht, ob und in welchem Maße die Rote Vogelmilbe (*Dermanyssus gallinae*) von Fliegen über die Körperoberfläche übertragen werden kann.

#### **Versuche mit verschiedenen Entwicklungsstadien von *Dermanyssus gallinae***

Die eingesetzten Vogelmilben wurden von Novartis Animal Health (Schweiz) für den Versuch zur Verfügung gestellt.

Für den Versuch wurden 210 Fliegen der Spezies *Musca domestica* verwendet. Der Versuchskäfig wurde vollständig mit Packpapier ausgekleidet. Zu Versuchsbeginn wurden die Fliegen und die Milben (ca. 2500) für ca. 15 Minuten in eine Kühlkammer bei 4°C gestellt und auf diese Weise betäubt. Die Fliegen und die Milben wurden zusammen in einen 200 ml-Plastikbecher überführt. Der Becher wurde mit einem Deckel verschlossen und in den Versuchskäfig in eine große Glasschale gestellt, die mit Spülmittel versetztes Aqua<sub>dest.</sub> enthielt. Hierdurch wurde ein Auswandern der Milben aus dem Becher in den Käfig verhindert. Anschließend wurde der Deckel vom Becher entfernt und der Versuchskäfig fest verschlossen. Der Versuchskäfig wurde für ca. 20 Minuten bei Raumtemperatur gelagert, bis alle Fliegen aus dem Becher ausgeflogen waren. Danach wurde der Versuchskäfig für ca. 30 Minuten in die Kühlkammer (bei 4°C) gestellt. Die durch die Kälte betäubten Fliegen wurden anschließend aus dem Versuchskäfig entfernt und zu jeweils fünf Fliegen in 1,5 ml-Reaktionsgefäße überführt, die mit Spülmittel versetztem Aqua<sub>dest.</sub> gefüllt waren. Die Fliegen wurden durch kräftiges Schütteln der Reaktionsgefäße gewaschen und durch die anschließende Aufbewahrung in dieser Lösung getötet. Nach 30 Minuten wurden die Fliegen aus den 1,5 ml-Reaktionsgefäßen entfernt und unter der Stereolupe einzeln auf *D. gallinae* untersucht.

Das Packpapier wurde aus dem Versuchskäfig entfernt und in einer großen Glasschale, die ebenfalls mit Spülmittel versetztes Aqua<sub>dest.</sub> enthielt, ab- bzw. ausgewaschen. Hierdurch wurden alle Milben isoliert, die sich im Versuchskäfig befanden. Diese Waschlösung wurde in 15 ml-Reaktionsgefäße (Falcon Tubes) überführt.

Alle Reaktionsgefäße mit verschiedenen Waschlösungen (der Fliegen und der Käfigauskleidung) wurden für fünf Minuten bei 800 rpm zentrifugiert und die entstandenen Sedimente (nicht weniger als 0,5 ml) unter dem Lichtmikroskop auf das Vorhandensein der Milben untersucht.

### 2.2.10 Berechnung parasitologischer Parameter

Die Befallszahlen der Parasiten bei den jeweiligen experimentellen Versuchen wurden durch die Berechnung der Prävalenzen ( $P\%$ ), Abundanzen ( $A$ ), Intensitäten ( $I$ ) und mittleren Intensitäten ( $mI$ ) nach Bush et al. (1997) quantitativ ermittelt (Formeln: siehe 2.1.5.4).

### 2.2.11 Licht- und rasterelektronenmikroskopische Dokumentation

#### Lichtmikroskopische Aufnahmen

Zur Dokumentation der Ergebnisse der Laborexperimente wurde von Darmabschnitten und Spots (Fäzes- und Regurgitations-Absonderungen) der Fliegen, in denen die eingesetzten Parasitenstadien nachgewiesen werden konnten, sowie von den Parasiten in den Waschlösungen der Exoskelette der Fliegen, Lichtbilder mit einer Digitalkamera angefertigt. Hierzu wurden die entsprechenden Objektträger mit den Parasiten unter dem Mikroskop abgelichtet.

#### Rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen

Um festzustellen, wie die in den Laborversuchen eingesetzten Parasitenarten in ihrem jeweiligen Stadium an der Körperoberfläche der Fliegen haften bleiben, wurden die Fliegen der Laborversuche ebenfalls mit dem Rasterelektronenmikroskop untersucht.

Hierzu wurden Versuchslösungen mit den jeweiligen Parasiten (d.h. die Oozysten von *Eimeria tenella*; die Trophoziten von *Giardia lamblia*; die Eier von *Ascaris suum*, *Hymenolepis diminuta*, *H. microstoma*, *Trichuris muris* und von *T. suis*; die Larven (L1) von *Angiostrongylus cantonensis*) mit einigen Zuckerkristallen vermischt verwendet.

Jeweils fünf Individuen der Fliegenarten *L. sericata* und *M. domestica* wurden für 20 Minuten in der Kühlkammer betäubt. Auf zwei Objektträgern wurden dann jeweils zwei Tropfen der jeweiligen Versuchslösung getropft und anschließend in jeweils eine Petrischale gelegt. Die Fliegen wurden danach in die jeweiligen Petrischalen gesetzt und nach 20 Minuten erneut kurz in der Kühlkammer betäubt und durch festes Drücken zwischen Kopf und Thorax (Abklemmen der dorsalen Arterie und des bauchseitigen Nervensystems) getötet. Anschließend wurden die Fliegen für zwei Stunden im Wärmeschrank bei 50°C getrocknet. Nach der Trocknung wurden die Fliegen in kleine Glasschälchen überführt und mit Hexamethyldisilazan (HMDS) (Merck) bedeckt. Nach zehn Minuten wurde das HMDS abgezogen und die Fliegen 1-2 Stunden lang bei Raumtemperatur getrocknet. Danach wurden die Fliegenköpfe und Beine unter der Stereolupe von den Torsi abgetrennt und ausgerichtet auf Stempel aufgeklebt. Im nächsten Schritt wurden die Stempel mit den Fliegenköpfen und Beinen vier Minuten lang gesputtert (Sputter, Balzers Union).

Schließlich konnten die Körperteile der Fliegen mit dem Rasterelektronenmikroskop (LEO 1430VP) auf die eingesetzten Parasiten untersucht und zur Dokumentation abgelichtet werden.

### 3.1 Ergebnisse der Untersuchung der Freilandfänge

#### 3.1.1 Gefangene Fliegenarten

Für die vorliegende Arbeit wurden insgesamt 1767 Fliegen an den insgesamt fünf untersuchten Fangorten (Hundewiese, Kaninchen-, Kuh-, Pferde- und Schweinestall) gefangen. Dabei wurden insgesamt 16 verschiedene Fliegenarten identifiziert, die vier Familien zugeordnet werden konnten (Abb. 9, Tab. 5). Von allen gefangenen Fliegen wurden 224 mikrobiologisch und 1543 parasitologisch untersucht (Tab. 1-4).

Für die mikrobiologische Vorstudie wurden im Jahr 2006 insgesamt 24 Fliegen einzeln gefangen und untersucht. Die Ergebnisse dieses Fliegenfangs, die identifizierten Fliegenarten und ihre Anzahl am jeweiligen Fangort sind in der Tabelle 1 aufgeführt.

*Musca domestica* war hierbei mit 13 Individuen (54,17%) die am häufigsten gefangene Fliegenart, gefolgt von *Sarcophaga carnaria* mit fünf Individuen (8,34%).

Tab. 1: Ergebnisse des Fliegenfangs für die mikrobiologischen Untersuchungen im Jahr 2006 (insg. = insgesamt).

Fliegenart	Fangort	Anzahl je Fangort	%	Anzahl insg.
<i>Musca domestica</i>	Kuhstall	1	4,17	13 (54,17%)
	Pferdestall	6	25,00	
	Schweinestall	6	25,00	
<i>Calliphora vomitoria</i>	Hundewiese	1	4,17	1
<i>Sarcophaga carnaria</i>	Hundewiese	5	20,83	5
<i>Lucilia caesar</i>	Hundewiese	3	12,50	3
<i>Polietes lardaria</i>	Kuhstall	1	4,17	2 (8,34%)
	Hundewiese	1	4,17	
Summe			100	24

Beim Fliegenfang im Jahr 2007 - ebenfalls für die mikrobiologischen Untersuchungen - wurden 200 Fliegen einzeln gefangen und untersucht. Die Ergebnisse Fliegenfangs, die identifizierten Fliegenarten und ihre Anzahl am jeweiligen Fangort sind in der Tabelle 2 aufgelistet.

Unter den gefangenen Fliegenarten war *M. domestica* mit 102 Individuen (54,17%) wieder die am stärksten vertretene Art, gefolgt von *Stomoxys calcitrans* mit 48 Individuen (8,34%).

**Tab. 2:** Ergebnisse des Fliegenfangs für die mikrobiologischen Untersuchungen im Jahr 2007 (insg. = insgesamt).

Fliegenart	Fangort	Anzahl je Fangort	%	Anzahl insg.
<i>Calliphora vomitoria</i>	Hundewiese	1	0,5	1
<i>Fannia canicularis</i>	Hundewiese	2	1,0	2
<i>Lucilia caesar</i>	Hundewiese	14	7,0	14
<i>Musca domestica</i>	Kuhstall	23	11,5	102 (52,0%)
	Pferdestall	31	15,5	
	Schweinestall	48	24,0	
<i>Muscina stabulans</i>	Hundewiese	14	7,0	14
<i>Mydaea ancilla</i>	Hundewiese	2	1,0	2
<i>Mydaea urbana</i>	Hundewiese	4	2,0	4
<i>Pollenia angustigena</i>	Hundewiese	4	2,0	4
<i>Sarcophaga carnaria</i>	Hundewiese	8	4,0	8
<i>Sarcophaga</i> sp.	Hundewiese	1	0,5	1
<i>Stomoxys calcitrans</i>	Kuhstall	27	13,5	48 (24,0%)
	Pferdestall	19	9,5	
	Schweinestall	2	1,0	
Summe			100	200

Für die parasitologischen Untersuchungen wurden in den Jahren 2007 und 2008 insgesamt 582 Fliegen an den verschiedenen Fangorten einzeln gefangen und untersucht. Die Ergebnisse dieses Fliegenfangs sind in der Tabelle 3 zusammengefasst.

Auch bei diesem Fliegenfang war *M. domestica* die dominierende Fliegenart mit insgesamt 441 Individuen (76,77%), von denen allein 378 Exemplare (64,95%) im Schweinestall gefangen wurden.

**Tab. 3:** Ergebnisse des Fliegenfangs für die parasitologische Untersuchungen in den Jahren 2007-2008 (insg. = insgesamt).

Fliegenart	Fangort	Anzahl je Fangort	%	Anzahl insg.
<i>Calliphora vomitoria</i>	Hundewiese	3	0,52	3
<i>Fannia canicularis</i>	Hundewiese	2	0,34	4
	Schweinestall	2	0,34	
<i>Lucilia caesar</i>	Hundewiese	22	3,78	22
<i>Musca domestica</i>	Kuhstall	30	5,15	441
	Pferdestall	33	5,67	
	Schweinestall	378	64,95	
<i>Muscina stabulans</i>	Hundewiese	19	3,26	20
	Schweinestall	1	0,17	
<i>Mydaea ancilla</i>	Hundewiese	2	0,34	2
<i>Mydaea urbana</i>	Hundewiese	4	0,69	4
<i>Pollenia angustigena</i>	Hundewiese	4	0,69	4
<i>Sarcophaga carnaria</i>	Hundewiese	11	1,89	11
<i>Sarcophaga</i> sp.	Hundewiese	1	0,17	1
<i>Stomoxys calcitrans</i>	Kuhstall	30	5,15	70
	Pferdestall	27	4,64	
	Schweinestall	13	2,23	
Summe			100	582

Im Jahr 2009 wurden die Fliegen überwiegend mit einem großen Schmetterlingsnetz gefangen. Die Ergebnisse dieses Fliegenfangs, bei dem insgesamt 961 Fliegen gefangen wurden, sind in der Tabelle 4 aufgeführt.

Wie bei den vorherigen Fliegenfängen war auch hier *M. domestica* mit insgesamt 746 Individuen (77,63%) die dominante Fliegenart. *Lucilia caesar* und *S. calcitrans* waren ebenfalls mit 96 (9,99%) bzw. 92 Exemplaren (9,57%) stärker vertreten, als die übrigen Fliegenarten.

Tab. 4: Ergebnisse des Fliegenfangs für die parasitologische Untersuchungen im Jahr 2009 (insg. = insgesamt).

Fliegenart	Fangort	Anzahl je Fangort	%	Anzahl insg.
<i>Calliphora vicina</i>	Hundewiese	3	0,31	3
<i>Fannia canicularis</i>	Schweinestall	3	0,31	3
<i>Helina reversio</i>	Hundewiese	2	0,21	2
<i>Lucilia caesar</i>	Hundewiese	96	9,99	96
<i>Musca domestica</i>	Kaninchenstall	224	23,31	746 (77,63%)
	Kuhstall	60	6,24	
	Pferdestall	322	33,51	
	Schweinestall	140	14,57	
<i>Muscina stabulans</i>	Hundewiese	4	0,42	4
<i>Muscina pabulorum</i>	Hundewiese	4	0,42	4
<i>Mydaea urbana</i>	Hundewiese	3	0,31	3
<i>Phaonia errans</i>	Hundewiese	2	0,21	2
<i>Pollenia angustigena</i>	Hundewiese	3	0,31	3
<i>Sarcophaga carnaria</i>	Hundewiese	3	0,31	3
<i>Stomoxys calcitrans</i>	Kaninchenstall	2	0,21	92 (9,57%)
	Kuhstall	79	8,22	
	Pferdestall	11	1,14	
Summe			100	961

In der Abbildung 9 sind die gefangenen Fliegenfamilien prozentual dargestellt. Die Familie der Muscidae war mit 89% die am stärksten vertretene Familie, bedingt durch den stärksten Vertreter dieser Familie, der Stubenfliege (*M. domestica*). Denn *M. domestica* war mit 73,7% und 1302 Individuen die insgesamt am meisten gefangene Fliegenart (Tab. 5).

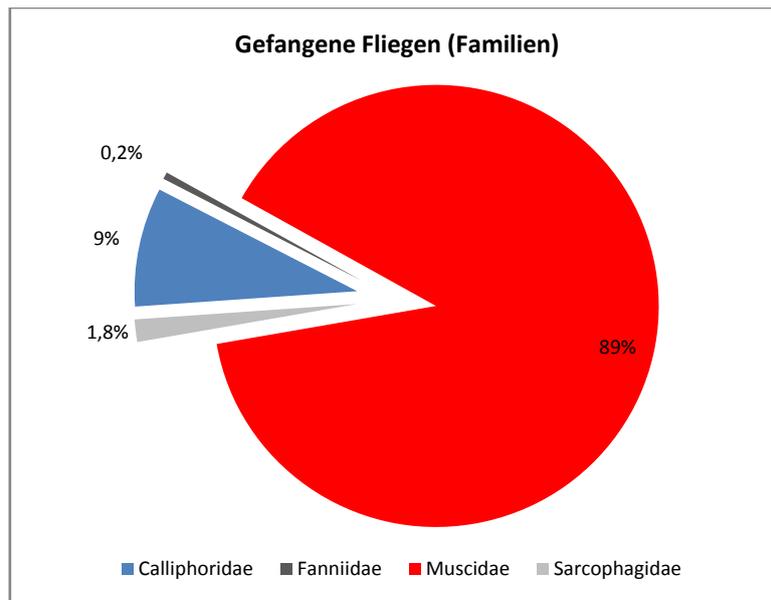


Abb. 9: Prozentuale Darstellung der gefangenen Fliegenfamilien.

In der Tabelle 5 sind alle im Freiland gefangenen Fliegenarten mit ihrer Anzahl, in der sie am jeweiligen Fangorten gefangen wurden, aufgelistet.

Hierbei wird deutlich, dass der Fangort Hundewiese in Bezug auf die Fliegenfauna der diverseste war. Auf der Hundewiese wurden mit 14 verschiedenen Arten die meisten Fliegenarten gefangen. Im Gegensatz hierzu stehen die anderen Fangorte, wo deutlich weniger Fliegenarten gefangen wurden mit vier verschiedenen Arten im Schweinestall, drei im Kuhstall und jeweils zwei im Kaninchen- und Pferdestall.

Tab. 5: Gefangene Fliegenarten an den jeweiligen Fangorten (insg. = insgesamt).

Fliegenart	Fliegenanzahl je Fangort					Anzahl in %	Anzahl insg.
	Hundewiese	Kaninchenstall	Kuhstall	Pferdestall	Schweinestall		
<i>Calliphora vicina</i>	3	0	0	0	0	0,2	3
<i>Calliphora vomitoria</i>	5	0	0	0	0	0,3	5
<i>Fannia canicularis</i>	4	0	0	0	5	0,5	9
<i>Helina reversio</i>	2	0	0	0	0	0,1	2
<i>Lucilia caesar</i>	135	0	0	0	0	7,6	135
<i>Musca domestica</i>	0	224	114	392	572	73,7	1302
<i>Muscina pabulorum</i>	4	0	0	0	0	0,2	4
<i>Muscina stabulans</i>	37	0	0	0	1	2,2	38
<i>Mydaea ancilla</i>	4	0	0	0	0	0,2	4
<i>Mydaea urbana</i>	11	0	0	0	0	0,6	11
<i>Phaonia errans</i>	2	0	0	0	0	0,1	2
<i>Polietes lardaria</i>	1	0	1	0	0	0,1	2
<i>Pollenia angustigena</i>	11	0	0	0	0	0,6	11
<i>Sarcophaga carnaria</i>	27	0	0	0	0	1,5	27
<i>Sarcophaga sp.</i>	2	0	0	0	0	0,1	2
<i>Stomoxys calcitrans</i>	0	2	136	57	15	11,9	210
						Summe	1767

Die Abbildung 10 zeigt die Diversität des Artenvorkommens auf der Hundewiese. An diesem Fangort war die Goldfliege *L. caesar* mit 54% die am häufigsten gefangene Fliegenart, gefolgt von *Muscina stabulans* mit 15% und *Sarcophaga carnaria* mit 11%. Auf der Hundewiese wurde jedoch weder ein Exemplar von *M. domestica* noch von *S. calcitrans* vorgefunden.

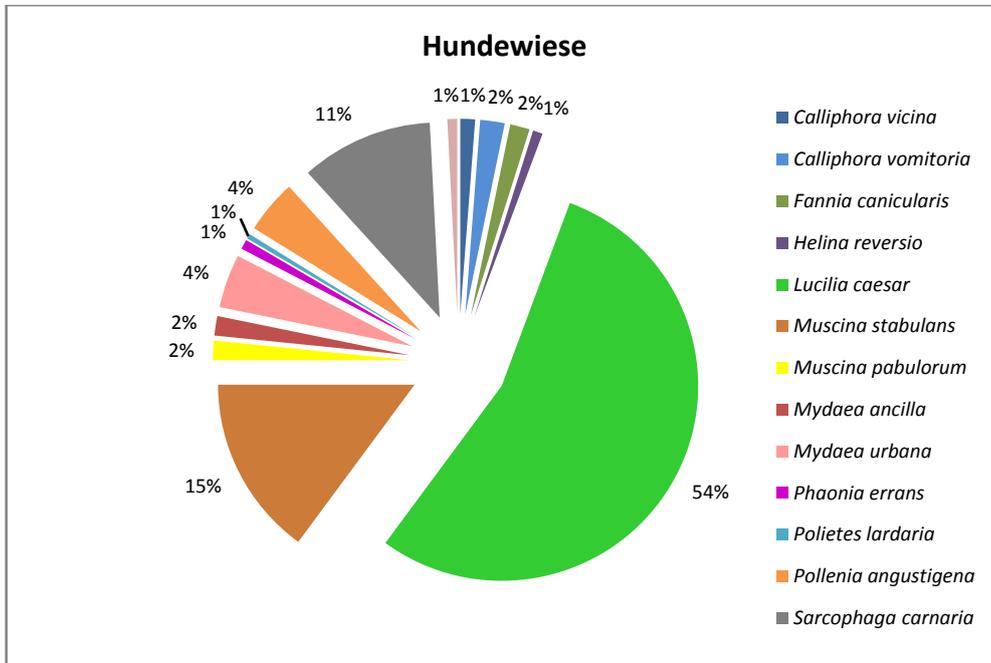


Abb. 10: Fliegenarten vom Fangort Hundewiese in Prozent (%).

In der Abbildung 11 ist das prozentuale Vorkommen von *M. domestica* entsprechend dem jeweiligen Fangort dargestellt. Hierbei wird deutlich, dass die meisten Exemplare im Schweinestall mit 44% und im Pferdestall mit 30% gefangen wurden. Bei jedem Fangort war *M. domestica* die dominierende Fliegenart - mit Ausnahme der Hundewiese, auf der kein Exemplar dieser Fliegenart vorkam.

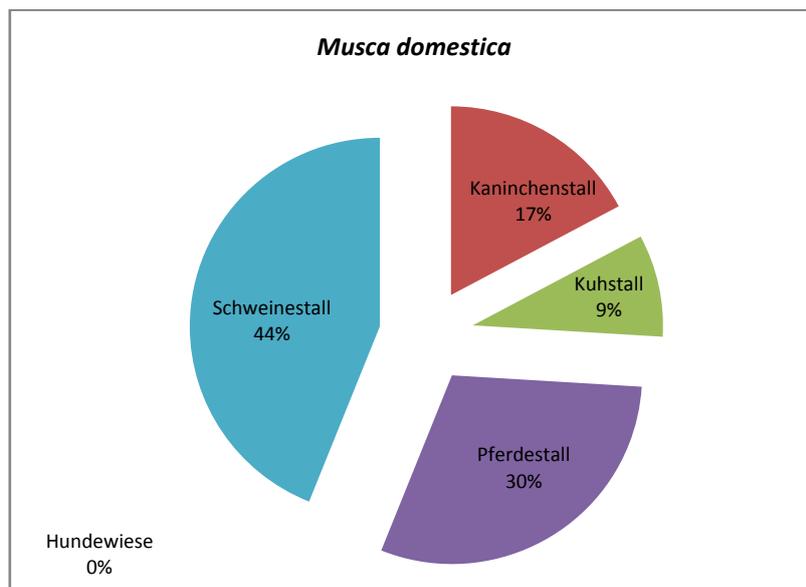


Abb. 11: Verteilung der Freilandfänge der Art *Musca domestica*.

Das Geschlecht der Fliegen wurde anhand der Geschlechtsorgane und Stirnbreite der Fliegen bestimmt. Bei einem geringen Augenabstand bzw. einer schmalen Stirn und dem Vorhandensein des Hypopygium (Begattungsapparat) wurde die Fliege als Männchen identifiziert. Dementsprechend wurde die Fliege bei einem großen Augenabstand bzw. breiter Stirn und dem Vorhandensein des Ovipositors (Eilegeapparat) als Weibchen bestimmt.

Das Geschlechterverhältnis der prozentual am häufigsten gefangenen Fliegenarten (*L. caesar*, *M. domestica*, *S. carnaria* und *S. calcitrans*) ist in der Abbildung 4 dargestellt. Hierbei ist deutlich zu erkennen, dass insgesamt vergleichbar viele männliche wie weibliche Fliegen gefangen wurden. Das Verhältnis von Weibchen zu Männchen war bei *L. caesar* 51:49, bei *M. domestica* 48:52, bei *S. carnaria* 52:48 und bei *S. calcitrans* 43:57.

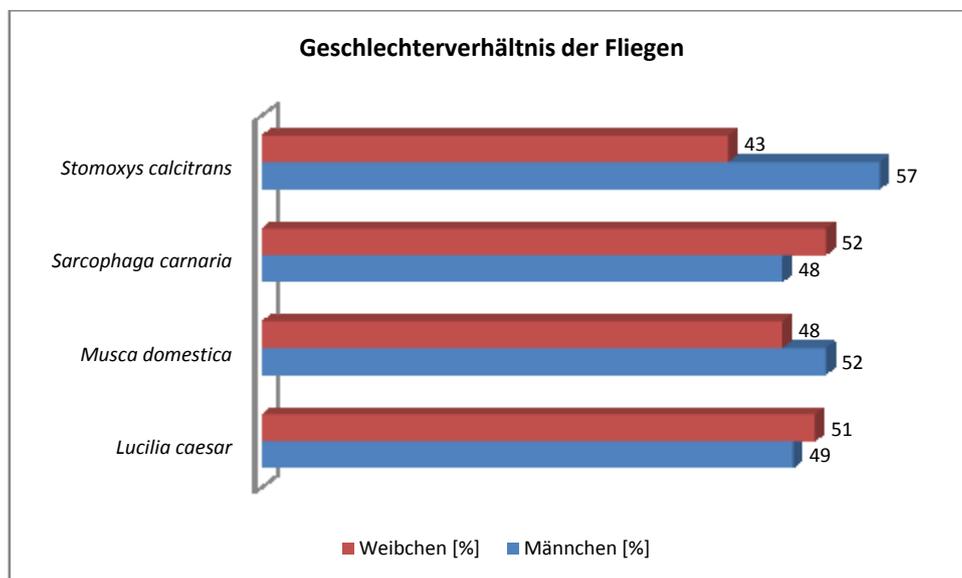


Abb. 12: Geschlechterverhältnis der am häufigsten gefangenen Fliegenarten in Prozent (%).

### 3.1.2 Danger-Index

Von den bei der vorliegenden Studie gefangenen Fliegenarten wurde der Danger-Index ( $D$ ) der synanthropen Fliegen - modifiziert nach Mihályi (1967) - berechnet (Berechnung unter 2.1.3). Der Danger-Index [ $D = (a+b+c) \times (e+f+g) \times m$ ] gibt den von den verschiedenen gefangenen Fliegenarten ausgehenden relativen Grad der Gefährlichkeit an und macht es damit möglich, die synanthropen Fliegenarten in einen Rang entsprechend ihrer epidemiologischen Bedeutung einzureihen. Darüberhinaus wird durch den Danger-Index ermöglicht, den gesundheitlichen bzw. den Gefährlichkeitsaspekt (danger issue) der Fliegen stärker hervorzuheben. Der Danger-Index ( $D$ ) setzt sich aus der Möglichkeit der Fliegen sich mit Erregern zu kontaminieren ( $a+b+c$ ), der Möglichkeit einer Übertragung einer Infektion ( $e+f+g$ ) und der Körpergröße der jeweiligen Fliegenart ( $m$ ) zusammen. Die einzelnen für die Berechnung des Danger-Index verwendeten Variablen und die Ergebnisse dieser Berechnungen sind in der Tabelle 6 aufgeführt.

Außer *Stomoxys calcitrans* besuchen beide Geschlechter aller anderen gefangenen Fliegenarten zum Fressen und/oder zur Eiablage tierische Fäzes (Variablen  $a, b, c = 1$ ).

Die Fliegenarten *Calliphora vicina*, *C. vomitoria*, *Fannia canicularis*, *Lucilia caesar*, *Musca domestica*, *Muscina stabulans* und *S. calcitrans* gehören zu den Eusynanthropen, alle anderen gefangenen Fliegen zählen zu den hemisynanthropen Fliegenarten (Variable  $e = 1$  bzw.  $0,5$ ). Über die gefangenen eusynanthropen Fliegenarten ist bekannt, dass sie an infektiösen Sekreten saugen und diese auch aufnehmen (Variable  $d = 1$ ).

Tab. 6: Danger-Index [ $D = (a + b + c + d) \times (e + f + g) \times m$ ] der gefangenen Fliegenarten.

Fliegenart	a	b	c	d	e	f	g	m	Dangerindex
<i>Calliphora vicina</i>	1	1	1	1	1,0	1	1	1,0	<b>12,0</b>
<i>Calliphora vomitoria</i>	1	1	1	1	1,0	1	1	1,0	<b>12,0</b>
<i>Fannia canicularis</i>	1	1	1	1	1,0	1	1	0,5	<b>6,0</b>
<i>Helina reversio</i>	1	1	1	0	0,5	0	0	0,5	<b>0,75</b>
<i>Lucilia caesar</i>	1	1	1	1	1,0	1	1	1,0	<b>12,0</b>
<i>Musca domestica</i>	1	1	1	1	1,0	1	1	1,0	<b>12,0</b>
<i>Muscina pabulorum</i>	1	1	1	0	0,5	1	0	1,0	<b>4,5</b>
<i>Muscina stabulans</i>	1	1	1	0	1,0	1	0	1,0	<b>6,0</b>
<i>Mydaea ancilla</i>	1	1	1	0	0,5	0	0	1,0	<b>1,5</b>
<i>Mydaea urbana</i>	1	1	1	0	0,5	0	0	1,0	<b>1,5</b>
<i>Phaonia errans</i>	1	1	1	0	0,5	0	0	1,0	<b>1,5</b>
<i>Polietes lardaria</i>	1	1	1	0	0,5	0	0	0,5	<b>0,75</b>
<i>Pollenia angustigena</i>	1	1	1	0	0,5	0	0	0,5	<b>0,75</b>
<i>Sarcophaga carnaria</i>	1	1	1	0	0,5	1	0	1,0	<b>4,5</b>
<i>Sarcophaga sp.</i>	1	1	1	0	0,5	1	0	1,0	<b>4,5</b>
<i>Stomoxys calcitrans</i>	0	0	0	1	1,0	0	0	1,0	<b>1,0</b>

Fleisch, Milch und andere Nahrungsmittel tierischen Ursprungs werden von *C. vicina*, *C. vomitoria*, *F. canicularis*, *L. caesar*, *M. domestica*, *M. pabulorum*, *M. stabulans*, *Sarcophaga carnaria* und auch von *Sarcophaga* sp. angefliegen (Variable f = 1). Früchte hingegen, werden nur von *C. vicina*, *C. vomitoria*, *F. canicularis*, *L. caesar* und *M. domestica* zur Nahrungsaufnahme besucht (Variable g = 1).

Die meisten der gefangenen Fliegenarten waren im Verhältnis zu *M. domestica* gleich groß oder größer (Variable m = 1). Nur die Fliegen der Arten *F. canicularis*, *Helina reversio*, *Polietes lardaria* und *Polonia augustigena* waren im Verhältnis kleiner als *M. domestica* (Variable m = 0,5).

Für die Fliegenarten *C. vicina*, *C. vomitoria*, *L. caesar* und *M. domestica* wurde der höchste Wert des Danger-Index (bei dieser Untersuchung) von 12 ermittelt. Von diesen Fliegenarten geht demnach die größte Gefahr aus. Einen um die Hälfte geringeren Danger-Index von sechs wurde für *F. canicularis* und *M. stabulans* berechnet. *Muscina pabulorum*, *S. carnaria* und *Sarcophaga* sp. kamen auf einen Danger-Index von 4,5. Ein Danger-Index von 1,5 wurde für *Mydaea ancilla*, *M. urbana* und *Phaonia errans* errechnet und von 1 für *S. calcitrans*. Um jedoch eine genaue Aussage über das Gefahrenpotential machen zu können, das tatsächlich von *S. calcitrans* ausgeht, müsste der Danger-Index von *S. calcitrans* mit anderen Parametern berechnet werden. *Stomoxys calcitrans* war die einzige aktiv blutsaugende Fliegenart, die gefangen wurde. Insbesondere durch den Akt des Blutsaugens sowie über den Speichel der Fliege und das Blut selbst besteht durch *S. calcitrans* eine erhöhte Gefahr der Pathogenübertragung und somit einer Infektionsgefahr.

Der geringste Danger-Index von nur 0,75 wurde für *H. reversio*, *Polietes lardaria* und *Polonia augustigena* ermittelt. Von diesen Fliegenarten geht demnach die geringste Gefahr aus.

### 3.1.3 Ergebnisse der mikrobiologischen Untersuchungen

Insgesamt wurden 29 verschiedene Bakterien von den Freilandfängen der vorliegenden Studie isoliert, die 18 Bakteriengattungen zugeordnet werden konnten. Desweiteren wurden im Darm und am Exoskelett der Fliegen insgesamt über 11 unterschiedliche Pilze, acht verschiedener Gattungen, vorgefunden und differenziert. Die einzelnen Bakterien- und Pilzarten bzw. Gattungen wurden von den Mitarbeitern des Instituts für Medizinische Mikrobiologie und Krankenhaushygiene (HHU-D) identifiziert und sind zusammengefasst in der Tabelle 7 aufgeführt.

Bei den Fliegen vom Fangort Kuhstall wurden sowohl im Darm der Fliegen als auch an deren Exoskeletten jeweils acht verschiedene Bakterien nachgewiesen. Darüber hinaus wurden aus dem Darm derselben Fliegen drei und vom Exoskelett sechs verschiedene Pilze isoliert. Auf den Nährböden der Darmproben der Fliegen vom Fangort Hundewiese wuchsen sieben verschiedene Bakterien und fünf verschiedene Pilze. An der Körperoberfläche derselben Fliegen wurde mit 20 verschiedenen Bakterien und acht verschiedenen Pilzen die diverseste Mikroorganismen-Flora vorgefunden. Aus den Därmen der Fliegen vom Fangort Pferdestall wurden sechs Bakterien und vier Pilze isoliert. Bei den Proben von den Exoskeletten derselben Fliegen wurden 13 Bakterien und vier verschiedene Pilze identifiziert. In den Därmen der Fliegen, die im Schweinestall gefangen wurden, konnten 11 verschiedene Bakterien und vier verschiedene Pilze vorgefunden werden. Von den Exoskeletten derselben Fliegen wurden 15 Bakterien und sechs Pilze isoliert und differenziert.

#### Bakterien

Aerobe Sporenbildner, nicht weiter differenzierte Bakterien der Familie Enterobacteriaceae sowie Bakterien der Gattungen *Enterococcus*, *Escherichia* und *Proteus* wurden mehrfach sowohl an als auch in den Fliegen aller Fangorte gefunden. Koagulase-negative Staphylokokken, Bakterien der Gattung *Streptococcus* sowie vergrünende Streptokokken wurden an den Exoskeletten der Fliegen aller Fangorte und auch in den Därmen der Fliegen mehrerer Fangorte nachgewiesen.

Nur an einem Fangort (entweder Hundewiese oder Pferdestall) wurden an den Fliegen die folgenden Bakterien angetroffen: *EAEC*, *E. faecium*, *Klebsiella ornithinolytica*, *K. oxytoca*, *K. pneumoniae*, Nonfermenter, *Pseudomonas* sp. und *Sphingomonas paucimobilis*.

*Acinetobacter lwoffii* und *Pantoea* sp. wurden ausschließlich am Exoskelett der Fliegen vom Fangort Schweinestall vorgefunden.

*Enterobacter aerogenes* wurde mehrfach von den Exoskeletten der Fliegen vom Fangort Hundewiese isoliert. Ebenfalls nur an den Exoskeletten der Fliegen wurden *Corynebacterium* und *Providencia rettgeri* (von Fliegen von den Fangorten Hundewiese und Schweinestall), sowie *Morganella morganii* und *Proteus mirabilis* (von den Fangorten Hundewiese, Pferde- und Schweinestall) nachgewiesen. Auch *Staphylococcus aureus* wurde nur an den Exoskeletten der Fliegen von den Fangorten Hundewiese, aus dem Kuh- und Pferdestall vorgefunden.

Auffallend bei den Ergebnissen war, dass die besonders humanpathogenen Bakterien, wie die pathogenen *E. coli*-Stämme und die *Campylobacter*-Arten, fast ausschließlich bei Fliegen von der

**Tab. 7:** Identifizierte Bakterien und Pilze vom Exoskelett (Exo) und aus dem Darm der Fliegen der verschiedenen Fangorte (+ = einmal vorgefunden, ++ = zweimal, +++ = dreimal und mehr).

Fangort und Körperregion der Fliegen	Hundewiese		Kuhstall		Pferdestall		Schweinestall	
	Exo	Darm	Exo	Darm	Exo	Darm	Exo	Darm
<b>Bakterien</b>								
<i>Acinetobacter lwoffii</i>	-	-	-	-	-	-	+	-
aerobe Sporenbildner	+++	+	+++	+	+++	++	+++	++
<i>Campylobacter jejuni</i>	-	+	-	-	-	-	-	+
<i>Campylobacter</i> sp.	-	-	-	-	-	-	+	+
<i>Corynebacterium</i>	++	-	-	-	-	-	++	-
<i>Enterobacter aerogenes</i>	+++	-	-	-	-	-	-	-
Enterobacteriaceae	+++	+++	+++	+++	+++	+++	+++	+++
<i>Enterococcus faecium</i>	+	-	-	-	-	-	-	-
<i>Enterococcus</i> spp.	+++	+++	+	+	+	+	+	+++
<i>Escherichia coli</i>	+++	+++	+	+	+++	+++	+++	+++
EAEC (enteroaggregative <i>E. coli</i> )	+	-	-	-	-	-	-	-
EHEC (enterohämorrhagische <i>E. coli</i> )	-	-	-	+	-	-	-	+
EPEC (enteropathogene <i>E. coli</i> )	+++	+++	-	+	-	-	-	++
ETEC (enterotoxische <i>E. coli</i> )	+++	-	-	-	-	-	++	+
<i>Klebsiella ornithinolytica</i>	+	-	-	-	-	-	-	-
<i>Klebsiella oxytoca</i>	-	-	-	-	+	-	-	-
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	+	-	-	-	-	-	-	-
<i>Morganella morganii</i>	++	-	-	-	+	-	+++	-
Nonfermenter	-	-	-	-	+	-	-	-
<i>Pantoea</i> sp.	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Proteus mirabilis</i>	+	-	-	-	+	-	+	-
<i>Proteus</i> sp.	+++	+++	+++	+	+++	+	+++	+++
<i>Providencia rettgeri</i>	++	-	-	-	-	-	++	-
<i>Pseudomonas</i> sp., Oxidase-positive	+	-	-	-	-	-	-	-
<i>Sphingomonas paucimobilis</i>	-	-	-	-	+	-	-	-
Staphylococci, Koagulase-negative	+++	-	+++	+	+++	+++	+++	+++
<i>Staphylococcus aureus</i>	+	-	+++	-	++	-	-	-
<i>Streptococcus</i> spp.	++	-	+	+	+++	-	++	-
<i>Streptococcus viridans</i>	+++	+++	+	-	+	+	+++	+++
<b>Pilze</b>								
<i>Aspergillus fumigatus</i>	-	-	+	-	+	-	+	-
<i>Aspergillus</i> sp.	+	-	++	-	+++	-	+++	+++
<i>Candida albicans</i>	+	-	-	-	-	-	-	-
<i>Candida tropicalis</i>	++	++	-	-	-	-	-	-
<i>Candida</i> spp.	+	++	++	+++	-	+	++	+++
<i>Cladosporium</i> spp.	-	-	-	-	-	+	-	-
<i>Geotrichum</i> spp.	++	+	-	++	-	+	+	++
Hyphomycet spp.	+	-	+++	-	+++	++	+	-
<i>Mucor</i> spp.	+++	++	+++	-	+++	-	+++	++
<i>Rhizomucor</i> spp.	+	-	+	-	-	-	-	-
<i>Trichosporon</i> sp.	-	++	-	+	-	-	-	-

Hundewiese und aus dem Schweinestall nachgewiesen wurden. Eine Ausnahme hiervon bildeten jedoch *EHEC* und *EPEC*, die auch aus dem Darm von Fliegen aus dem Pferdestall isoliert wurden.

In oder an keiner der im Freiland gefangenen Fliegen wurden Salmonellen oder Shigellen vorgefunden. Bakterien des pathogenen *E. coli*-Stammes *EIEC* konnten ebenfalls keine bei den Fliegen identifiziert werden.

### **Pilze**

Pilze der Gattungen *Aspergillus* und *Mucor* sowie verschiedene Hyphomyceten konnten meist mehrfach von der Körperoberfläche der Fliegen aller Fangorte isoliert werden. Desweiteren wurden Pilze der Gattung *Mucor* auch in den Därmen der Fliegen von der Hundewiese und aus dem Schweinestall nachgewiesen. Pilze der Gattung *Aspergillus* wurden ebenfalls in den Därmen der Fliegen vom Fangort Schweinestall vorgefunden. Die nicht weiter differenzierten Hyphomyceten wurden am Exoskelett der Fliegen aller Fangorte und zusätzlich auch in den Därmen der Fliegen aus dem Pferdestall entdeckt. An und/oder in den Fliegen aller Fangorte wurden Pilze der Gattungen *Candida* und *Geotrichum* angetroffen.

*Aspergillus fumigatus* wurde, außer an Fliegen vom Fangort Hundewiese, ausschließlich am Exoskelett der Fliegen aller anderen Fangorte entdeckt. Pilze der Gattung *Rhizomucor* wurden ebenfalls nur am Exoskelett der Fliegen vorgefunden, die im Kuhstall und auf der Hundewiese gefangen wurden. Nur aus den Därmen der Fliegen vom Fangort Pferdestall wurden Pilze der Gattung *Cladosporium* isoliert. Ebenfalls nur in den Därmen der Fliegen von den Fangorten Kuhstall und Hundewiese wurden Pilze der Gattung *Trichosporon* nachgewiesen.

Ein auffälliges Ergebnis war, dass die beiden humanpathogenen Pilzarten *C. albicans* und *C. tropicalis* nur bei Fliegen vom Fangort Hundewiese gefunden wurden.

### **Ergebnisse der mikrobiologischen Untersuchung der einzelnen Fliegenarten**

Für die Vorstudie 2006 wurden alle Fliegen einzeln mikrobiologisch untersucht. Die Bakterien, die bei den verschiedenen Fliegenarten nachgewiesen wurden, sind in der Tabelle 8 aufgelistet.

Von jeder einzelnen Fliege wurden mehrere Bakterien isoliert. An den fünf Individuen der Fliegenart *Sarcophaga carnaria* wurde mit 12 verschiedenen Bakterien die diverseste Bakterienfauna vorgefunden. Von den 13 Exemplaren der Fliegenart *Musca domestica* wurden 11 verschiedene Bakterien isoliert, von *Calliphora vomitoria* sechs, von *Lucilia caesar* vier und von *Plietetes lardaria* drei.

Aerobe Sporenbildner wurden, außer von *Calliphora vomitoria*, von allen anderen Fliegenarten auf die Blutagar-Platten übertragen.

Bakterien der Gattung *Proteus* wurden bei allen Fliegenarten nachgewiesen, ebenso wie *Escherichia coli* Bakterien. Die pathogenen *E. coli*-Stämme wurden ebenfalls von mehreren Fliegenarten isoliert: *EAEC* von *S. carnaria*; *EPEC* von *P. lardaria*; *ETEC* von *M. domestica*, *L. sericata* und *S. carnaria*.

*Morganella morganii* wurde von den Fliegenarten *C. vicina*, *M. domestica* und *S. carnaria* auf die Nährböden übertragen, *Providencia rettgeri* von *M. domestica* und *S. carnaria*.

**Tab. 8:** Identifizierte Mikroorganismen bei den einzeln untersuchten Fliegen des Fliegenfangs im Jahr 2006 (Hu = Hundewiese, Ka = Kaninchenstall, Ku = Kuhstall, n = Anzahl, Pf = Pferdestall, Sc = Schweinestall).

Fliegenart (Anzahl)	Identifizierte Bakterien	Isoliert von n Fliegen	Fangort der Fliege
<i>Calliphora vomitoria</i> (1)	Enterobacteriaceae	1	Hu
	<i>Enterococcus</i> sp.	1	Hu
	<i>Escherichia coli</i>	1	Hu
	<i>Morganella morganii</i>	1	Hu
	<i>Proteus mirabilis</i>	1	Hu
	Staphylococci, Koagulase-negative	1	Hu
<i>Lucilia caesar</i> (3)	aerobe Sporenbildner	1	Hu
	<i>Escherichia coli</i>	1	Hu
	ETEC (enterotoxische <i>E. coli</i> )	2	Hu
	<i>Proteus</i> sp.	1	Hu
<i>Musca domestica</i> (13)	aerobe Sporenbildner	11	Pf, Sc
	<i>Corynebacterium</i>	2	Sc
	Enterobacteriaceae	2	Pf, Sc
	<i>Escherichia coli</i>	6	Ku, Pf
	ETEC (enterotoxische <i>E. coli</i> )	2	Sc
	<i>Morganella morganii</i>	4	Sc
	<i>Pantoea</i> sp.	1	Sc
	<i>Proteus</i> sp.	6	Ku, Pf, Sc
	<i>Providencia rettgeri</i>	2	Sc
	<i>Sphingomonas paucimobilis</i>	1	Pf
	Staphylococci, Koagulase-negative	8	Ku, Pf, Sc
<i>Polietaes lardaria</i> (2)	aerobe Sporenbildner	2	Hu, Ku
	EPEC (enteropathogene <i>E. coli</i> )	1	Hu
	<i>Proteus</i> sp.	2	Hu, Ku
<i>Sarcophaga carnaria</i> (5)	aerobe Sporenbildner	4	Hu
	<i>Escherichia coli</i>	3	Hu
	EAEC (enteroaggregative <i>E. coli</i> )	1	Hu
	ETEC (enterotoxische <i>E. coli</i> )	1	Hu
	<i>Enterococcus faecium</i>	1	Hu
	<i>Klebsiella ornithinolytica</i>	1	Hu
	<i>Klebsiella pneumoniae</i>	1	Hu
	<i>Morganella morganii</i>	1	Hu
	<i>Proteus</i> sp.	3	Hu
	<i>Providencia rettgeri</i>	1	Hu
	<i>Pseudomonas</i> sp.	1	Hu
	<i>Streptococcus</i> spp.	1	Hu

Bakterien der Gattung *Enterococcus* wuchsen auf den Nährböden, die zuvor durch *C. vicina* und *S. carnaria* kontaminiert wurden, Koagulase-negative Staphylokokken auf denen von *C. vicina* und *M. domestica*.

Nur bei Fliegen der Art *M. domestica* wurde *Corynebacterium*, *Pantoea* sp. und *Sphingomonas paucimobilis* nachgewiesen. Bakterien der Gattung *Klebsiella*, Streptokokken und *Pseudomonas* sp. wurden dagegen nur bei der Fliegenart *S. carnaria* vorgefunden.

Beim Vergleich der nachgewiesenen Mikroorganismen mit den jeweiligen Fliegenarten, die am entsprechenden Fangort gefangen wurden (siehe Tab. 5, Fliegenfang), stellt man fest, dass die meisten Mikroorganismen von den Fliegen der Familie Muscidae isoliert wurden – hauptsächlich von *Musca domestica*.

Ein weiteres auffälliges Ergebnis war, dass die nachfolgenden Bakterien *EAEC*, *Enterococcus faecium*, *Enterococcus* sp., *Klebsiella ornithinolytica*, *K. pneumoniae* und *Pseudomonas* sp. sowie die Pilzarten *Candida albicans* und *C. tropicalis* nur bei Fliegen vom Fangort Hundewiese vorgefunden wurden, und nicht an Fliegen der Art *M. domestica*, die an diesem Fangort nicht vorkam.

### **Negativ-Kontrolle**

Auf den Nährböden, die durch Fliegen der Art *Musca domestica* aus der institutseigenen Fliegenzucht kontaminiert wurden, wuchsen Bakterien, die bereits zuvor auch bei den Freilandfängen nachgewiesen wurden. Die Ergebnisse der Untersuchung der Negativ-Kontrolle sind in der Tabelle 9 aufgeführt.

Von der Körperoberfläche der Fliegen wurden aerobe Sporenbildner, Bakterien der Gattung *Enterococcus* sowie Koagulase-negative Staphylokokken isoliert. *Klebsiella oxytoca* und *Proteus mirabilis* wurden im Darm dieser Fliegen nachgewiesen. Die beiden zuletzt genannten Bakterienarten wurden zwar ebenfalls bei den im Freiland gefangenen Fliegen vorgefunden, jedoch dort nur am Exoskelett der Fliegen.

**Tab. 9:** Identifizierte Mikroorganismen vom Exoskelett und aus dem Darm der Negativ-Kontrolle (*Musca domestica*).

Identifizierte Mikroorganismen	Körperregion der Fliege	
	Exoskelett	Darm
aerobe Sporenbildner	+	-
<i>Enterococcus</i> spp.	+	-
<i>Klebsiella oxytoca</i>	-	+
<i>Proteus mirabilis</i>	-	+
<i>Staphylococci</i> , Koagulase-negative	+	-

### 3.1.4 Ergebnisse der parasitologischen Untersuchungen

An der Körperoberfläche und im Darm der parasitologisch untersuchten im Freiland gefangenen Fliegen wurden über 22 verschiedene Parasitenarten nachgewiesen (Tab. 11). Hierunter waren zahlreiche Parasiten domestizierter Tiere (Tab. 10). Diese identifizierten Arten parasitierten die am jeweiligen Fangort vorkommende Tierart. Demnach wurden z.B. spezifische Parasiten von Hunden bei den Fliegen vorgefunden, die auf der Hundewiese gefangen wurden.

Der Einzeller *Giardia lamblia* befällt verschiedene Säugetierarten. Deshalb wurde *G. lamblia* sowohl an Fliegen vom Fangort Kuhstall als auch an Fliegen vom Fangort Schweinestall nachgewiesen. Allgemein waren die bei den Fliegen gefundenen Vertreter der Protozoa und Nematoda die dominierenden Parasitenarten der domestizierten Tiere. Die Schweinelaus *Haematopinus suis*, entdeckt an einer Fliege vom Fangort Schweinestall, wurde als das einzige parasitische Insekt identifiziert, das von den Fliegen transportiert wurde. Cestoden und parasitische Acari der domestizierten Tiere wurden weder in, noch an den Fliegen entdeckt.

**Tab. 10:** Parasiten der domestizierten Tiere, die bei den Freilandfängen nachgewiesen wurden (A = Arthropoda, N = Nematoda, P = Protozoa, W.T. = Wirts-Tierart).

W.T.	Hund	Kaninchen	Rind	Pferd	Schwein
Parasitenart	<i>Cystoisospora burrowsi</i> (P)	<i>Eimeria magna</i> (P)	<i>Giardia lamblia</i> (P)	<i>Parascaris equorum</i> (N)	<i>Balantidium coli</i> (P)
	<i>Cystoisospora canis</i> (P)	<i>Eimeria perforans</i> (P)	<i>Toxocara vitulorum</i> (N)	Strongylidae (N)	<i>Eimeria perminuta</i> (P)
	<i>Toxocara canis</i> (N)	Strongyloidea (N)	Nematoda indet. (N)		<i>Giardia lamblia</i> (P)
	Nematoda indet. (N)				<i>Isospora suis</i> (P)
					<i>Ascaris suum</i> (N)
					<i>Metastrongylus apri</i> (N)
					<i>Strongyloides ransomi</i> (N)
					Strongyloidea (N)
					<i>Haematopinus suis</i> (A)

Ein besonders wichtiges Ergebnis dieser Untersuchung war der Nachweis von mehreren zoonotischen Parasitenarten bei den Fliegen der verschiedenen Fangorte. Identifizierte zoonotische Nematoden waren *Toxocara canis* (bei Fliegen vom Fangort Hundewiese), *T. vitulorum* (Fangort Kuhstall) sowie *Ascaris suum* (Fangort Schweinestall). Von den Fliegen konnten ebenfalls die zoonotischen Protozoen *Balantidium coli* (bei Fliegen vom Schweinestall) und *Giardia lamblia* (Fangort Kuh- und Schweinestall) isoliert werden.

In der Tabelle 11 sind die Ergebnisse der parasitologischen Untersuchung der Freilandfänge aufgeführt.

Die gefangenen Fliegen waren nicht nur Träger von Parasiten domestizierter Tiere, sie wurden auch von eigenen Parasiten selbst parasitiert. Zu diesen zählte der Einzeller *Herpetomonas muscarum* und verschiedene Milben, wie *Macrocheles musca-domesticae* (ein Prädator der Fliegeneier und ersten Larvenstadien) und phoretische Deutonymphen der Gattung *Histiostoma*.

**Tab. 11:** Identifizierte Parasiten, ihre parasitische Groß-Gruppe und ihr Entwicklungsstadium (Entw.-Stadium), die bei den Fliegen der verschiedenen Fangorte nachgewiesen wurden (De.Nymphe = Deutonymphe, Entw. = Entwicklungs-, FO = Fangort, insg. = insgesamt, n = Anzahl, Para. = parasitische).

FO	Parasitenart	Para. Groß-Gruppe	Entw.-Stadium	n Parasit im Darm		n Parasit am Exoskelett		Parasit n insg.
				(je n Fliege)	insg.	(je n Fliegengruppe)	insg.	
Hundewiese	<i>Cystoisospora burrowsi</i>	Protozoa	Oozyste	34(1), 76(1)	110	4(1)	4	114
	<i>Cystoisospora canis</i>	Protozoa	Oozyste	2(1)	2	2(1)	2	4
	<i>Herpetomonas muscarum</i>	Protozoa	Trophozoit	50(10)	500	50(1)	50	550
	<i>Toxocara canis</i>	Nematoda	Ei	1(2), 2(1)	4	1(4)	4	8
	Nematoda indet.	Nematoda	Larve	1(1)	1	1(1)	1	2
	Acaridae	Arachnida	Adult	-	-	4(1)	4	4
	<i>Histiostoma</i> sp.	Arachnida	De.Nymphe	-	-	1(1)	1	1
Kaninchenstall	<i>Eimeria magna</i>	Protozoa	Oozyste	6(1)	6	-	-	6
	<i>Eimeria perforans</i>	Protozoa	Oozyste	1(10), 2(5), 3(1)	23	4(1)	4	27
	Strongyloidea	Nematoda	Larve	1(3)	3	1(5), 2(1), 3(1)	10	13
	Acaridae	Arachnida	Ei	-	-	2(1), 8(1)	10	10
	Acaridae	Arachnida	Adult	-	-	4(1)	4	4
	<i>Macrocheles musca-domesticae</i>	Arachnida	Adult	-	-	1(2)	2	2
	Arachnida indet.	Arachnida	Adult	-	-	1(1)	1	1
Kuhstall	<i>Giardia lamblia</i>	Protozoa	Trophozoit	10(1)	10	-	-	10
	<i>Herpetomonas muscarum</i>	Protozoa	Trophozoit	50(12)	600	-	-	600
	<i>Toxocara vitulorum</i>	Nematoda	Ei	2(1)	2	1(1)	1	3
	Nematoda indet.	Nematoda	Larve	-	-	1(1)	1	1
	Acaridae	Arachnida	Ei	1(1)	1	2(1)	2	2
	Acaridae	Arachnida	Adult	-	-	2(1), 5(1), 7(1)	14	14
	<i>Histiostoma</i> sp.	Arachnida	De.Nymphe	-	-	14(1)	14	14
	<i>Macrocheles musca-domesticae</i>	Arachnida	Adult	-	-	4(1)	4	4
	Arachnida indet.	Arachnida	Adult	-	-	1(1)	1	1
Pferdestall	<i>Parascaris equorum</i>	Nematoda	Ei	2(1)	2	1(2)	2	4
	Strongylidae	Nematoda	Ei	1(3)	3	1(3)	3	6
	Strongylidae	Nematoda	Larve	1(8)	8	1(8), 2(1), 4(2), 6(1)	24	32
	Acaridae	Arachnida	Ei	-	-	2(1)	2	2
	Acaridae	Arachnida	Adult	-	-	1(1)	1	1
	<i>Histiostoma</i> sp.	Arachnida	De.Nymphe	1(1)	1	-	-	1
	<i>Macrocheles musca-domesticae</i>	Arachnida	Adult	-	-	4(2)	8	8
	Schweinstall	<i>Balantidium coli</i>	Protozoa	Zyste	1(10), 2(3)	16	-	-
<i>Eimeria perminuta</i>		Protozoa	Oozyste	2(1), 6(1)	8	-	-	8
<i>Giardien lamblia</i>		Protozoa	Trophozoit	50(2)	100	-	-	100
<i>Giardia lamblia</i>		Protozoa	Zyste	-	-	2(2)	4	4
<i>Herpetomonas muscarum</i>		Protozoa	Trophozoit	50(116)	5800	50(1)	50	5850
<i>Isoospora suis</i>		Protozoa	Oozyste	1(3), 2(2), 3(1), 8(1)	18	1(1), 2(2), 5(1), 60(1), 1(2), 2(1), 3(1), 4(1), 5(1)	70	88
<i>Ascaris suum</i>		Nematoda	Ei	2(2)	4	-	16	20
<i>Metastrongylus apri</i>		Nematoda	Ei	-	-	4(1), 15(1), 25(1), 30(1)	74	74
<i>Metastrongylus apri</i>		Nematoda	Larve	-	-	5(2), 9(1), 10(1)	29	29
<i>Strongyloides ransomi</i>		Nematoda	Ei	2(6), 3(16), 4(3)	72	1(1), 2(1), 4(1)	7	79
<i>Strongyloides ransomi</i>		Nematoda	Larve	1(11)	11	4(1)	4	14
Strongyloidea		Nematoda	Ei	1(9), 2(5)	19	2(3), 4(2), 5(2), 10(1)	34	53
Strongyloidea		Nematoda	Larve	1(9), 2(6)	21	1(2), 3(3), 6(1)	17	38
Acaridae		Arachnida	Ei	-	-	2(1)	2	2
Acaridae		Arachnida	Adult	-	-	3(1), 7(1), 8(2)	26	26
<i>Haematopinus suis</i>		Arthropoda	Nymphe	-	-	1(1)	1	1
<i>Histiostoma</i> sp.		Arachnida	De.Nymphe	-	-	1(2)	2	2
<i>Macrocheles musca-domesticae</i>		Arachnida	Adult	-	-	1(3), 2(2), 11(1)	18	18

[*Giardia lamblia*, *Herpetomonas muscarum*: 0-10 Trophozoiten = 10, 10-50 = 50, >50 = 100; Acaridae: ggf. *Acarus siro*, *Tyrophagus putrescentiae*]

An den Exoskeletten der Fliegen wurden ebenfalls verschiedene zu den Staub-, Mehl- und Modermilben zählende Milben angetroffen. Diese Milben gehören zur Familie der Acaridae, gelten als Nahrungsmittelschädlinge und können Allergien bei Mensch und Tier auslösen.

Einige der identifizierten Parasiten wurden in verschiedenen Entwicklungsstadien nachgewiesen, wie z.B. der Einzeller *G. lamblia*, von dem sowohl Trophozoiten, als auch Zysten isoliert wurden. Von den meisten Vertretern der Nematoda konnten sowohl Eier, als auch die Larvenstadien nachgewiesen werden. Sowohl die Eier, als auch adulte Milben der Acaridae wurden bei den meisten der im Freiland gefangenen Fliegen entdeckt.

Milben der Familie Acaridae wurden hauptsächlich am Exoskelett der Fliegen vorgefunden. Fast alle Nematoden konnten sowohl im Darm der Fliegen als auch an ihrer Körperoberfläche nachgewiesen werden. Die Ausnahme hiervon bildete jedoch *Metastrongylus apri*, da die Eier und Larven von diesem Nematoden ausschließlich am Exoskelett der Fliegen entdeckt wurden.

Von allen Parasiten, mit Ausnahme der Schweinelaus *Haematopinus suis*, wurden mehrere Exemplare gefunden.

Bei Fliegen aus dem Schweinestall wurde mit insgesamt über 13 verschiedenen Parasiten die diverseste Parasitenfauna angetroffen, gefolgt von den Fliegen aus dem Kuhstall mit acht Parasiten, den Fliegen von der Hundewiese mit sieben, den Fliegen aus dem Kaninchenstall mit sechs und den Fliegen aus dem Pferdestall mit nur fünf verschiedenen Parasitenarten (Tab. 11).

Fliegen der Familie Muscidae kamen insgesamt an fast allen Fangorten (mit Ausnahme der Hundewiese) am häufigsten vor (Tab. 5). Daher kann daraus geschlossen werden, dass von diesen Fliegenarten bei der vorliegenden Studie die meisten Parasiten transportiert wurden.

### 3.1.5 Ergebnisse der Berechnungen der parasitologischen Parameter

Die folgenden Tabellen und Abbildungen beinhalten die Ergebnisse der Berechnung der parasitologischen Parameter (Prävalenz, Abundanz, mittlere Intensität, Intensität, siehe 2.1.7) der einzelnen nachgewiesenen Parasiten entsprechend des jeweiligen Fangortes der Fliegen.

#### 3.1.5.1 Hundewiese

Bei den 248 im Freiland gefangenen Fliegen vom Fangort Hundewiese wurden sieben verschiedene Parasiten nachgewiesen. Die Ergebnisse der parasitologischen Berechnungen zu den vorgefundenen Parasiten bei den Fliegen von diesem Fangort sind in der Tabelle 12 aufgelistet.

Mit der höchsten totalen Anzahl wurde die beiden Einzeller *Herpetomonas muscarum* mit insgesamt 500 Trophozoiten, gefolgt von *Cystoisospora burrowsi* mit 110 Trophozoiten in den Fliegendärmen vorgefunden. Auch die mittlere Intensität war bei diesen beiden Parasitenarten mit 55,00 bei *C. burrowsi* und 50,00 bei *H. muscarum* im Vergleich zu den anderen Parasitenarten von diesem Fangort am höchsten.

Auch an den Exoskeletten der Fliegen wurde *H. muscarum* mit der höchsten Parasitenanzahl von 50 im Vergleich zu den anderen Parasiten angetroffen, bei denen nicht mehr als vier Exemplare nachgewiesen wurden.

Tab. 12: Ergebnisse der parasitologischen Berechnungen der Parasiten vom Fangort Hundewiese (n = Anzahl).

Fangort der Fliegen	Hundewiese						
Parasitenart	<i>Cystoisospora burrowsi</i>	<i>Cystoisospora canis</i>	<i>Herpetomonas muscarum</i>	<i>Toxocara canis</i>	Nematoda indet.	<i>Histiostoma</i> sp.	Acaridae
n (Fliegen)	248	248	248	248	248	248	248
Darm							
n (befallene Fliegen)	2	1	10	3	1	-	-
n Parasiten (in den Fliegen)	110	2	500	4	1	-	-
Prävalenz (%)	0,81	0,40	4,03	1,21	0,40	-	-
Abundanz	0,44	0,01	2,02	0,02	0,00	-	-
mittlere Intensität	55,00	2,00	50,00	1,33	1,00	-	-
Intensität (min.-max.)	34-76	0-2	0-50	1-2	0-1	-	-
Exoskelett							
n (Fliegengruppen)	24	24	24	24	24	24	24
n (befallene Fliegengruppen)	1	1	1	1	1	1	1
n Parasiten (an den Fliegen)	4	2	50	4	1	1	4
Prävalenz (%)	4,17	4,17	4,17	4,17	4,17	4,17	4,17
Abundanz	0,17	0,08	2,08	0,17	0,04	0,04	0,17
mittlere Intensität	4,00	2,00	50,00	4,00	1,00	1,00	4,00
Intensität (min.-max.)	0-4	0-2	0-50	0-4	0-1	1	0-4

Die Abbildung 13 zeigt die Prävalenzen, mit denen die einzelnen Parasiten im Darm und am Exoskelett der Fliegen vom Fangort Hundewiese nachgewiesen wurden. Hierbei sieht man deutlich, dass der Einzeller *H. muscarum* mit der höchsten Prävalenz von 4,03% in den Därmen der Fliegen angetroffen wurde.

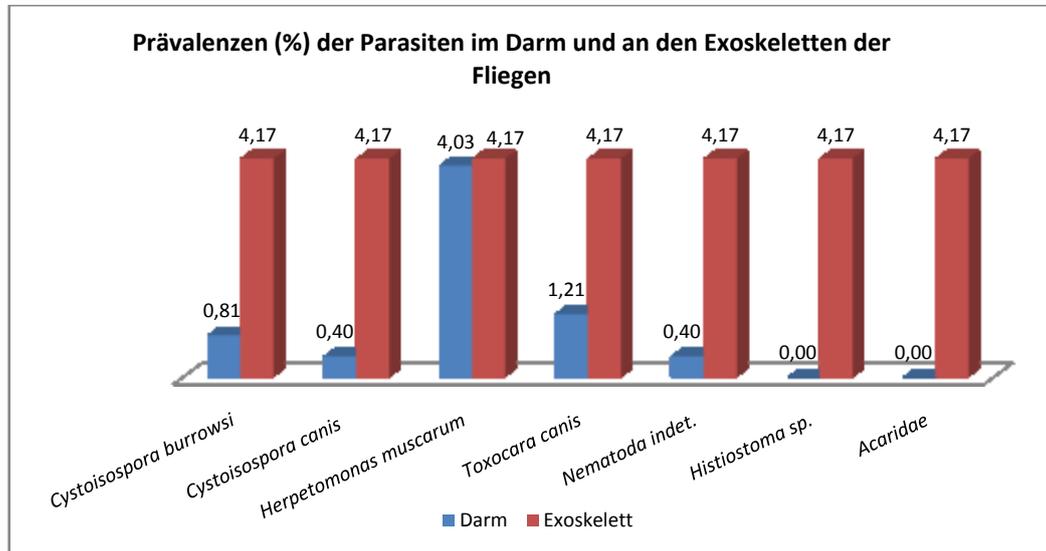


Abb. 13: Prävalenzen (%) der Parasiten vom Fangort Hundewiese.

Die Prävalenzen, mit denen die Parasiten am Exoskelett der Fliegen dieses Fangortes nachgewiesen wurden, lagen bei allen Parasiten bei 4,17%. Milben wurden nicht in den Därmen der Fliegen gefunden.

### 3.1.5.2 Kaninchenstall

Im Darm und am Exoskelett der 226 im Freiland gefangenen Fliegen vom Fangort Kaninchenstall konnten sechs verschiedene Parasiten identifiziert werden. Die Ergebnisse der parasitologischen Berechnungen zu den an diesem Fangort nachgewiesenen Parasiten sind in der Tabelle 13 aufgeführt.

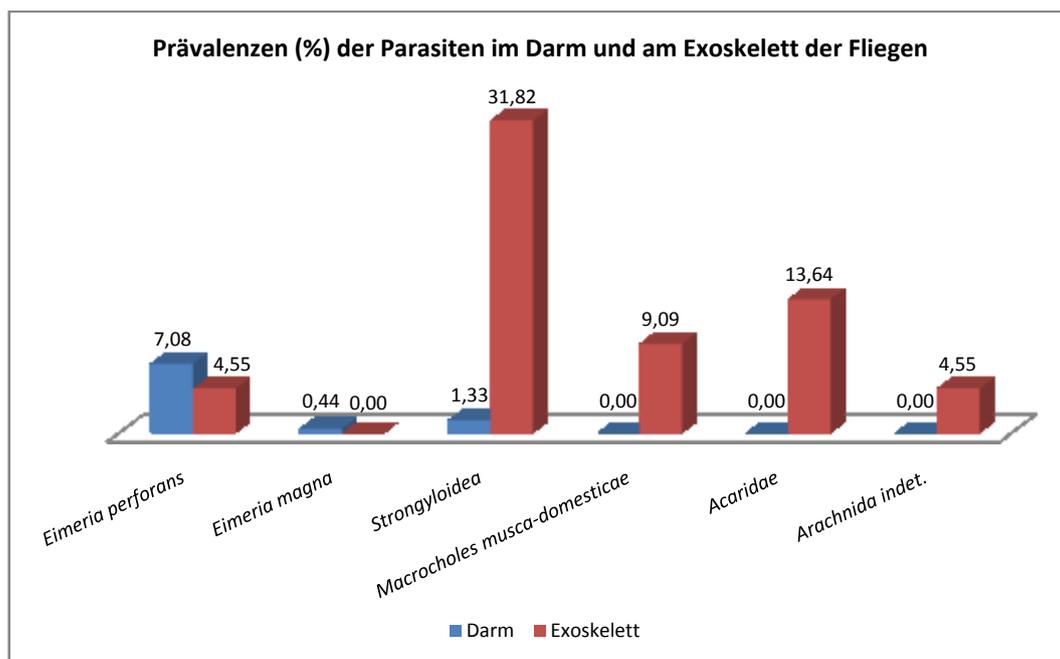
Die insgesamt höchste Anzahl an Parasiten wurde bei *Eimeria perforans* mit 23 Oozysten im Fliegendarm ermittelt. Die Oozysten von *E. magna* wurden mit sechs Oozysten in der im Vergleich höchsten mittleren Intensität angetroffen.

An den Exoskeletten der Fliegen wurden die Milben der Familie Acaridae und die Nematoden der Familie Strongyloidea mit der höchsten Parasitenanzahl von 14 bzw. zehn Exemplaren gefunden. Acaridae wurden auch mit der höchsten mittleren Intensität (4,67) an der Körperoberfläche der Fliegen nachgewiesen.

**Tab. 13:** Ergebnisse der parasitologischen Berechnungen der Parasiten vom Fangort Kaninchenstall (n = Anzahl).

Fangort der Fliegen	Kaninchenstall					
Parasitenart	<i>Eimeria perforans</i>	<i>Eimeria magna</i>	Strongyloidea	<i>Macrocheles musca-domesticae</i>	Acaridae	Arachnida indet.
n (Fliegen)	226	226	226	226	226	226
<b>Darm</b>						
n (befallene Fliegen)	16	1	3	-	-	-
n Parasiten (an den Fliegen)	23	6	3	-	-	-
Prävalenz (%)	7,08	0,44	1,33	-	-	-
Abundanz	0,10	0,03	0,01	-	-	-
mittlere Intensität	1,44	6,00	1,00	-	-	-
Intensität (min.-max.)	1-3	1-6	0-1	-	-	-
<b>Exoskelett</b>						
n (Fliegengruppen)	22	22	22	22	22	22
n (befallene Fliegengruppen)	1	-	7	2	3	1
n Parasiten (an den Fliegen)	4	-	10	2	14	1
Prävalenz (%)	4,55	-	31,82	9,09	13,64	4,55
Abundanz	0,18	-	0,45	0,09	0,64	0,05
mittlere Intensität	4,00	-	1,43	1,00	4,67	1,00
Intensität (min.-max.)	0-4	-	1-3	0-1	2-8	0-1

In der Abbildung 14 sind die ermittelten Prävalenzen der Parasiten aus dem Darm und vom Exoskelett der Fliegen vom Fangort Kaninchenstall dargestellt. Hierbei wird deutlich, dass die Oozysten von *E. perforans* im Vergleich zu den anderen Parasitenarten mit der höchsten Prävalenz (7,08%) in den Därmen der Fliegen nachgewiesen wurden. Milben wurden keine in den Därmen der Fliegen gefunden.

**Abb. 14:** Prävalenzen (%) der Parasiten vom Fangort Kaninchenstall.

An der Körperoberfläche der Fliegen wurden die Strongyloidea mit der höchsten Prävalenz (31,82%) ermittelt, gefolgt von den Acaridae mit 13,64% und *Macrocheles musca-domesticae* mit 9,03%. An keinem Exoskelett wurden Oozysten von *E. magna* entdeckt.

### 3.1.5.3 Kuhstall

In und an den 251 im Freiland gefangenen Fliegen vom Fangort Kuhstall wurden insgesamt acht verschiedene Parasiten identifiziert. Die Ergebnisse der parasitologischen Berechnungen zu den jeweiligen Parasiten von diesem Fangort sind in der Tabelle 14 aufgelistet.

**Tab. 14:** Ergebnisse der parasitologischen Berechnungen der Parasiten vom Fangort Kuhstall (n = Anzahl).

Fangort der Fliegen	Kuhstall							
Parasitenart	<i>Giardia lamblia</i>	<i>H. muscarum</i>	<i>Toxocara vitulorum</i>	Nematoda indet.	<i>M. musca-domesticae</i>	<i>Histiostoma</i> sp.	Acaridae	Arachnida indet.
n (Fliegen)	251	251	251	251	251	251	251	251
Darm								
n (befallene Fliegen)	1	12	1	-	-	-	1	-
n Parasiten (in den Fliegen)	10	600	2	-	-	-	1	-
Prävalenz (%)	0,40	4,78	0,40	-	-	-	0,40	-
Abundanz	0,04	2,39	0,01	-	-	-	0,00	-
mittlere Intensität	10,00	50,00	2,00	-	-	-	1,00	-
Intensität (min.-max.)	0-10	0-50	0-2	-	-	-	0-1	-
Exoskelett								
n (Fliegengruppen)	25	25	25	25	25	25	25	25
n (befallene Fliegengruppen)	-	-	1	1	1	1	3	1
n Parasiten (an den Fliegen)	-	-	1	1	4	14	14	1
Prävalenz (%)	-	-	4,00	4,00	4,00	4,00	12,00	4,00
Abundanz	-	-	0,04	0,04	0,16	0,56	0,56	0,04
mittlere Intensität	-	-	1,00	1,00	4,00	14,00	4,67	1,00
Intensität (min.-max.)	-	-	0-1	0-1	0-4	0-14	2-5	0-1

Trophoziten von *H. muscarum* wurden mit der vergleichsweise höchsten totalen Anzahl von 600 und mittleren Intensität von 50,00 in den Därmen der Fliegen nachgewiesen, gefolgt von *Giardia lamblia* mit einer totalen Anzahl und einer mittleren Intensität von jeweils 10,00.

An den Exoskeletten der Fliegen wurden Milben der Art *Histiostoma* sp. und der Familie Acaridae im Vergleich zu den anderen Parasitenarten mit der höchsten totalen Anzahl von jeweils 14, sowie den höchsten mittleren Intensitäten von 14,00 bzw. 4,67 angetroffen.

In Abbildung 15 sind die Prävalenzen dargestellt, mit denen die einzelnen Parasiten im Darm und am Exoskelett der Fliegen vom Fangort Kuhstall nachgewiesen wurden.

Trophoziten von *H. muscarum* wurden mit der höchsten Prävalenz (4,78%) von allen im Darm der Fliegen vom Fangort Kuhstall vorgefundenen Parasiten ermittelt. Milben und der nicht weiter

differenzierte Nematode (Nematoda indet.) wurden nur auf der Körperoberfläche der Fliegen entdeckt.

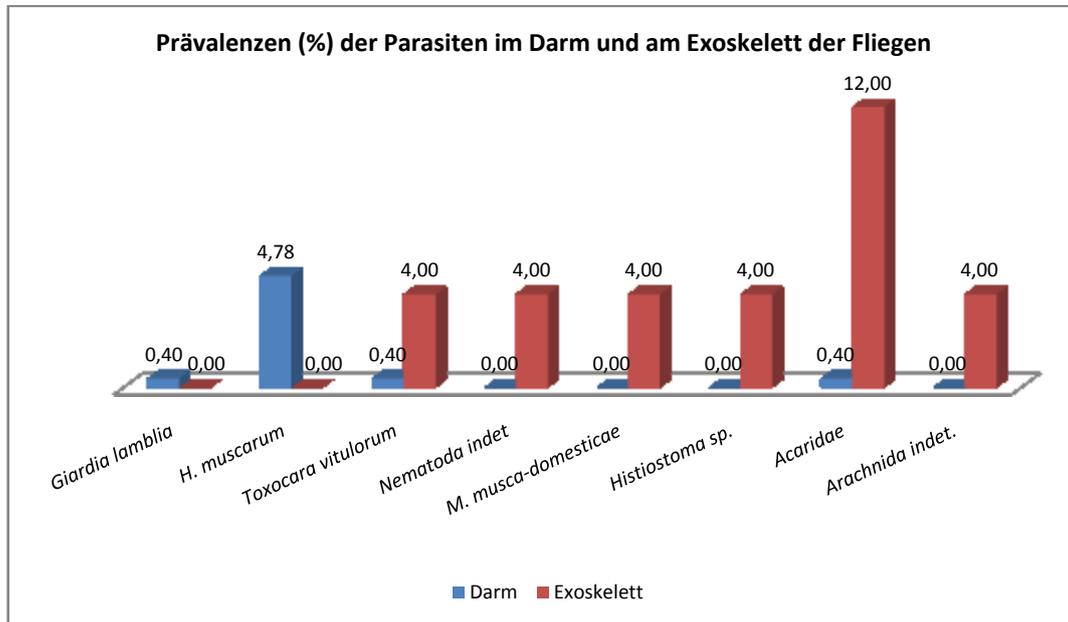


Abb. 15: Prävalenzen (%) der Parasiten vom Fangort Kuhstall.

Die Prävalenzen, mit denen die Parasiten am Exoskelett der Fliegen vorgefunden wurden, betragen bei fast allen dort identifizierten Parasiten 4%. Die Ausnahme hiervon bildeten die Milben der Familie Acaridae, die mit einer höheren Prävalenz von 12% ermittelt wurden. An der Körperoberfläche der Fliegen wurden weder Giardien noch Trophozoitien von *H. muscarum* entdeckt.

#### 3.1.5.4 Pferdestall

An und in den 449 im Freiland gefangenen Fliegen vom Fangort Pferdestall wurden fünf verschiedene Parasiten vorgefunden. Die Ergebnisse der parasitologischen Berechnungen zu diesen identifizierten Parasiten vom Fangort Pferdestall sind in der Tabelle 15 aufgeführt.

Die Pferde-Strongyliden wurden in der vergleichsweise höchsten totalen Anzahl von 11 Exemplaren im Darm und 25 am Exoskelett angetroffen. Die mittleren Intensitäten lagen bei allen nachgewiesenen Parasiten bei 1-2.

In den Därmen der Fliegen wurden keine Exemplare der Milbe *M. musca-domesticae* und von Milben der Familie Acaridae angetroffen. Deutonymphen der Milbe *Histiostoma sp.* wurden nur im Darm der Fliegen und nicht an deren Exoskelett entdeckt.

Tab. 15: Ergebnisse der parasitologischen Berechnungen der Parasiten vom Fangort Pferdestall (n = Anzahl).

Fangort der Fliegen	Pferdestall				
Parasitenart	<i>Parascaris equorum</i>	Strongylidae	<i>Histiostoma sp.</i>	<i>M. musca-domesticae</i>	Acaridae
n (Fliegen)	449	449	449	449	449
Darm					
n (befallene Fliegen)	1	11	1	-	-
n Parasiten (in den Fliegen)	2	11	1	-	-
Prävalenz (%)	0,22	2,45	0,22	-	-
Abundanz	0,00	0,02	0,00	-	-
mittlere Intensität	2,00	1,00	1,00	-	-
Intensität (min.-max.)	0-2	0-1	0-1	-	-
Exoskelett					
n (Fliegengruppen)	44	44	44	44	44
n (befallene Fliegengruppen)	2	13	-	2	2
n Parasiten (an den Fliegen)	2	25	-	8	2
Prävalenz (%)	4,55	29,55	-	4,55	4,55
Abundanz	0,05	0,57	-	0,18	0,05
mittlere Intensität	1,00	1,92	-	4,00	1,00
Intensität (min.-max.)	0-1	1-6	-	0-4	0-1

In Abbildung 16 sind die Prävalenzen abgebildet, mit denen die einzelnen Parasiten im Darm und am Exoskelett der Fliegen vom Fangort Pferdestall nachgewiesen wurden.

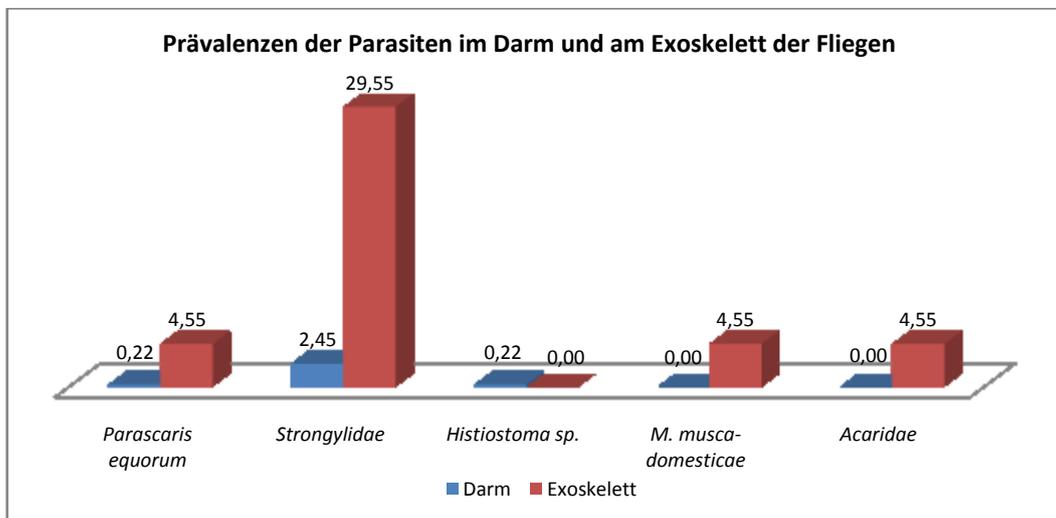


Abb. 16: Prävalenzen der Parasiten vom Fangort Pferdestall.

Pferde-Strongyloiden wurden sowohl im Darm als auch am Exoskelett der Fliegen mit der höchsten Prävalenz von allen dort vorgefunden Parasiten ermittelt (2,45% im Darm und 29,55% am Exoskelett).

### 3.1.5.5 Schweinestall

Im Darm und am Exoskelett der 593 im Freiland gefangenen Fliegen vom Fangort Schweinestall wurden insgesamt 13 verschiedene Parasiten vorgefunden. Die Ergebnisse der parasitologischen Berechnungen zu den Parasiten von diesem Fangort sind in der Tabelle 16 aufgelistet.

Trophozoiten von *Herpetomonas muscarum* wurden im Vergleich zu den anderen Parasitenarten mit der höchsten totalen Anzahl von 5800 Exemplaren in den Därmen der Fliegen vorgefunden. Desweiteren wurden in einer erhöhten Anzahl Giardien mit insgesamt 100 Trophozoiten, *Strongyloides ransomi* mit 83 Exemplaren und Strongyloidea mit 40 Exemplaren nachgewiesen.

Am Exoskelett der Fliegen wurde der Nematode *Metastrongylus apri* mit der höchsten totalen Anzahl von 103 Exemplaren angetroffen, gefolgt von dem Protozoen *Isohora suis*, von welchem insgesamt 70 Oozysten isoliert wurden, und *H. muscarum*, von dem 50 Trophozoiten gefunden wurden.

Tab. 16: Ergebnisse der parasitologischen Berechnungen der Parasiten vom Fangort Schweinestall (n = Anzahl).

Fangort der Fliegen	Schweinestall												
	<i>Giardia lamblia</i>	<i>Herpetomonas muscarum</i>	<i>Isohora suis</i>	<i>Balantidium coli</i>	<i>Eimeria perminuta</i>	<i>Ascaris suum</i>	<i>Strongyloides ransomi</i>	Strongyloidea	<i>Metastrongylus</i> sp.	<i>Haematopinus suis</i>	<i>M. musca-domesticae</i>	<i>Histiostoma</i> sp.	Acaridae
n (Fliegen)	593	593	593	593	593	593	593	593	593	593	593	593	593
Darm													
n (befallene Fliegen)	2	116	7	13	2	2	36	29	-	-	-	-	-
n Parasiten (in den Fliegen)	100	5800	18	16	8	4	83	40	-	-	-	-	-
Prävalenz (%)	0,34	19,56	1,18	2,19	0,34	0,34	6,07	4,89	-	-	-	-	-
Abundanz	0,17	9,78	0,03	0,03	0,01	0,01	0,14	0,07	-	-	-	-	-
mittlere Intensität	50,00	50,00	2,57	1,23	4,00	2,00	2,31	1,38	-	-	-	-	-
Intensität (min.-max.)	0-50	0-50	1-8	1-2	2-6	0-2	1-4	1-2	-	-	-	-	-
Exoskelett													
n (Fliegengruppen)	59	59	59	59	59	59	59	59	59	59	59	59	59
n (befallene Fliegengruppen)	1	1	5	-	-	6	4	14	9	1	6	2	5
n Parasiten (an den Fliegen)	2	50	70	-	-	14	11	51	103	1	18	2	20
Prävalenz (%)	1,69	1,69	8,47	-	-	10,17	6,78	23,73	15,25	1,69	10,17	3,39	8,47
Abundanz	0,03	0,85	1,19	-	-	0,24	0,19	0,86	1,75	0,02	0,31	0,03	0,34
mittlere Intensität	2,00	50,00	14,00	-	-	2,33	2,75	3,64	11,44	1,00	3,00	1,00	4,00
Intensität (min.-max.)	0-2	0-50	0-60	-	-	1-5	1-4	1-10	4-30	0-1	1-11	0-1	2-8

Weder der Nematode *M. apri* und die Schweinelaus *Haematopinus suis*, noch die Milben *M. musca-domesticae*, *Histiostoma* sp. oder Milben der Familie Acaridae wurden in den Därmen der Fliegen entdeckt.

In Abbildung 17 sind die Prävalenzen dargestellt, mit denen die Parasiten im Darm und am Exoskelett der Fliegen vom Fangort Schweinestall ermittelt wurden.

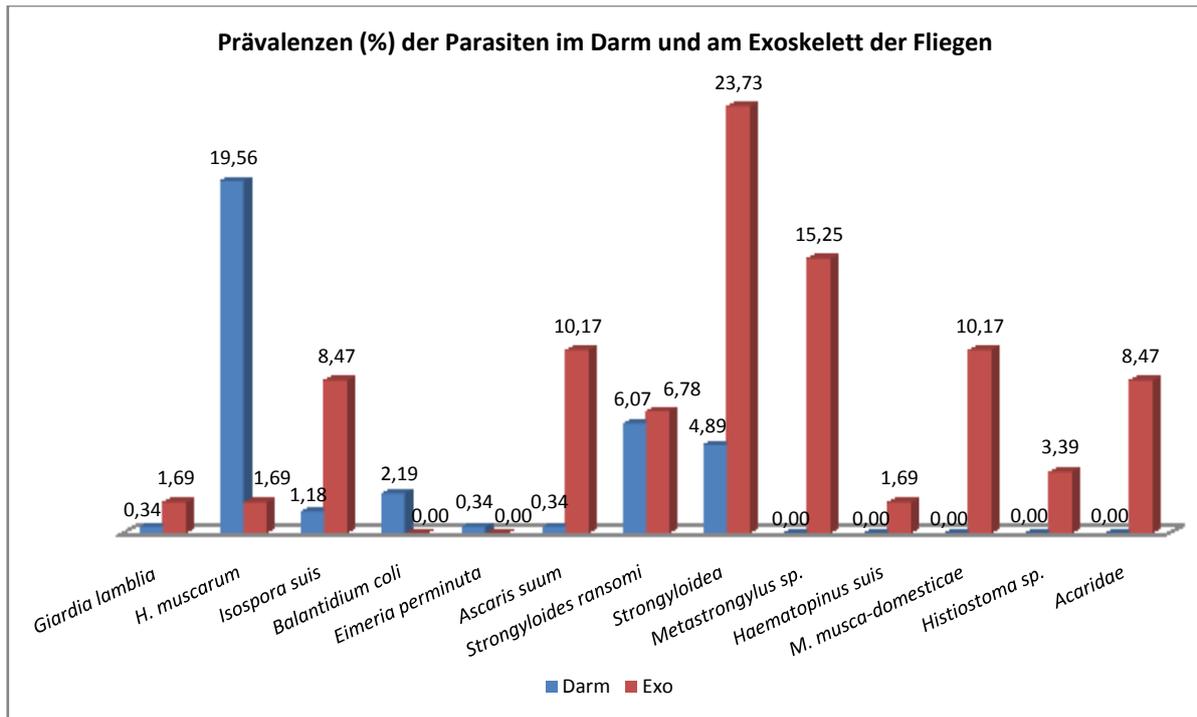


Abb. 17: Prävalenzen (%) der Parasiten vom Fangort Schweinestall.

Der Einzeller *H. muscarum* wurde mit der höchsten Prävalenz (19,56%) von allen Parasiten, die in den Därmen der Fliegen vorgefunden wurden, nachgewiesen.

Die Schweine-Strongyloiden wurden mit der höchsten Prävalenz (23,73%) aller Parasiten, die an den Exoskeletten nachgewiesen wurden, ermittelt. An den Exoskeletten der Fliegen wurden keine Oozysten von *Eimeria perminuta* und auch keine Zysten von *Balantidium coli* gefunden.

### 3.1.5.6 Mehrfach nachgewiesene Parasiten im Vergleich

Die nachfolgende Tabelle 17 enthält die Berechnung der parasitologischen Parameter der Parasiten, die an mehreren Fangorten im Darm und/oder am Exoskelett der Fliegen nachgewiesen wurden.

Bis auf *G. lamblia* waren alle Parasiten, die bei Fliegen von verschiedenen Fangorten entdeckt wurden, entweder Parasiten der Fliegen selbst (wie *H. muscarum*) oder sie nutzen die Fliegen phoretisch als Transportmittel (wie die Milben der Acaridae).

Die Einzeller *Giardia lamblia* und *Herpetomonas muscarum* wurden bei den Fliegen an zwei bzw. drei Fangorten nachgewiesen. Die aufgeführten Milben wurden jeweils an vier bzw. drei Fangorten angetroffen.

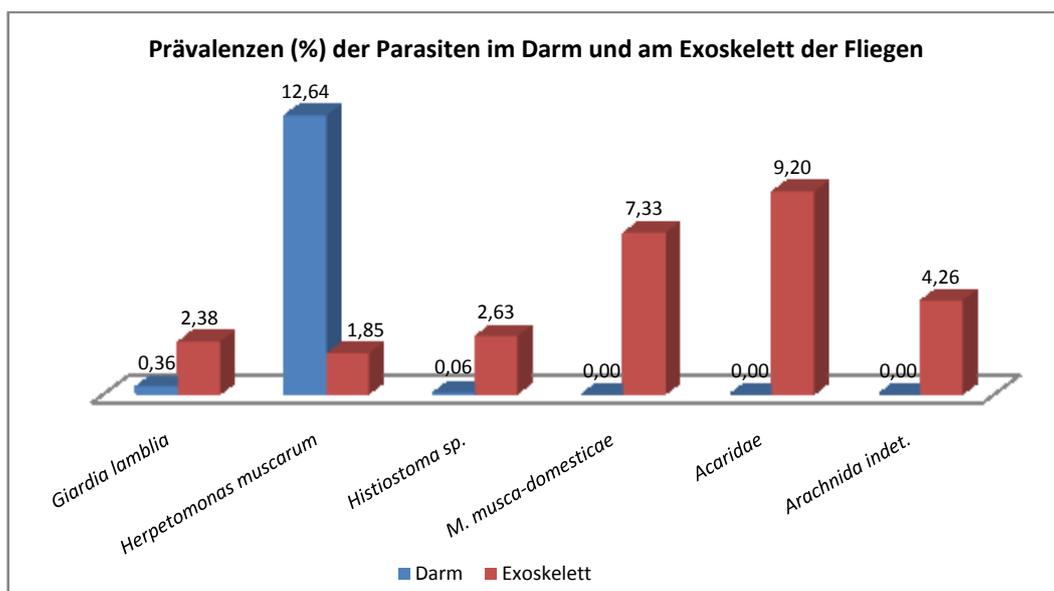
Trophoziten von *H. muscarum* wurden mit insgesamt 7000 mit der höchsten Anzahl aller vorgefundenen Parasiten aus den Därmen und auch von den Exoskeletten der Fliegen isoliert.

**Tab. 17:** Ergebnisse der parasitologischen Berechnungen der Parasiten, die an mehreren Fangorten vorgefunden wurden (Hu = Hundewiese, Ka = Kaninchenstall, Ku = Kuhstall, n = Anzahl, Pf = Pferdestall, Sc = Schweinestall).

Parasitenart	<i>Giardia lamblia</i>	<i>Herpetomonas muscarum</i>	<i>Histiostoma</i> sp.	<i>M. musca-domesticae</i>	Acaridae	Arachnida indet.
Fangort der Fliegen	Ku, Sc	Hu, Ku, Sc	Hu, Pf, Ku, Sc	Ka, Ku, Pf, Sc	Hu, Ka, Ku, Pf, Sc	Ka, Ku
n (Fliegen)	844	1092	1541	1519	1767	477
<b>Darm</b>						
n (befallene Fliegen)	3	138	1	-	-	-
n Parasiten (in den Fliegen)	110	6900	1	-	-	-
Prävalenz (%)	0,36	12,64	0,06	-	-	-
Abundanz	0,13	6,32	0,01	-	-	-
mittlere Intensität	36,67	50,00	1,00	-	-	-
Intensität (min.-max.)	10-50	0-51	0-1	-	-	-
<b>Exoskelett</b>						
n (Fliegengruppen)	84	108	152	150	174	47
n (befallene Fliegengruppen)	2	2	4	11	16	2
n Parasiten (an den Fliegen)	4	100	17	32	65	2
Prävalenz (%)	2,38	1,85	2,63	7,33	9,20	4,26
Abundanz	0,05	0,93	0,11	0,21	0,37	0,04
mittlere Intensität	2,00	50,00	4,25	2,91	4,06	1,00
Intensität (min.-max.)	0-2	0-51	1-14	1-11	1-8	0-1

In Abbildung 18 sind die Prävalenzen der Parasiten dargestellt, die im Darm und am Exoskelett der Fliegen von mehreren Fangorten nachgewiesen wurden.

Mit der vergleichsweise höchsten Prävalenz von 12,64% wurde *H. muscarum* in den Därmen der Fliegen ermittelt. Am Exoskelett der Fliegen wurden Milben der Familie Acaridae mit der höchsten Prävalenz von 9,20% im Vergleich zu den anderen Parasitenarten vorgefunden.



**Abb. 18:** Prävalenzen (%) der Parasiten, die bei mehreren Fangorten nachgewiesen wurden.

### 3.1.6 Ergebnisse der parasitologischen Untersuchungen der Tierfäzes

Bei der stichprobenartigen Untersuchung der Tierfäzes von den einzelnen Fangorten der Fliegen wurden verschiedene Parasiten der dort lebenden domestizierten Tiere nachgewiesen. Die einzelnen Parasitenarten sind in der Tabelle 18 entsprechend des jeweiligen Probenahmeortes aufgelistet.

**Tab. 18:** Isolierte Parasitenarten aus den Tierfäzes von den verschiedenen Fangorten (N = Nematoda, P = Protozoa).

Probenahmeort	Art des Fäzes	Parasitenart	parasitisches Stadium
Hundewiese	Hundefäzes	<i>Cystoisospora burrowsi</i> (P)	Oozyste
		<i>Toxocara canis</i> (N)	Ei
		Nematoda indet. (N)	Larve
Kaninchenstall	Kaninchenfäzes	<i>Eimeria magna</i> (P)	Oozyste
Kuhstall	Rinderfäzes	<i>Giardia lamblia</i> (P)	Zyste
		<i>Toxocara vitulorum</i> (N)	Ei
Pferdestall	Pferdefäzes	<i>Parascaris equorum</i> (N)	Ei
		Strongylidae (N)	Ei, Larve
Schweinestall	Schweinefäzes	<i>Balantidium coli</i> (P)	Zyste
		<i>Eimeria perminuta</i> (P)	Oozyste
		<i>Isospora suis</i> (P)	Oozyste
		<i>Ascaris suum</i> (N)	Ei
		<i>Strongyloides ransomi</i> (N)	Ei
		Strongyloidea (N)	Ei
		<i>Trichuris suis</i> (N)	Ei
Nematoda indet. (N)	Larve		

Im Vergleich zu den Parasitenarten, die am Exoskelett und im Darm der Fliegen vorgefunden wurden (siehe Tabelle 10), wiesen die Ergebnisse der Fäzesuntersuchungen einige im Folgenden aufgeführte Unterschiede auf.

Nur bei den Fliegen, die im Pferdestall gefangen wurden und in den Proben der Pferdefäzes, wurden dieselben Parasitenarten ermittelt.

Aus dem Darm der Fliegen vom Fangort Hundewiese wurden Oozysten von *Cystoisospora canis* isoliert, die jedoch nicht in den Stichproben der Hundefäzes nachgewiesen werden konnten. In den Proben der Kaninchenfäzes wurden weder Oozysten von *Eimeria perforans* noch parasitische Stadien der Strongyloidea angetroffen, die allerdings bei den Fliegen von diesem Fangort gefunden wurden.

Bei den Fliegen vom Fangort Schweinestall wurde der Einzeller *Giardia lamblia* entdeckt, welcher jedoch nicht in den Fäzesproben der Schweine nachgewiesen wurde. Dagegen wurden Eier von *Trichuris suis* aus dem Schweinefäzes isoliert, allerdings nicht bei den Fliegen entdeckt, die im Schweinestall gefangen wurden.

Diese Unterschiede könnten darauf hindeuten, dass anscheinend nicht alle Tiere am jeweiligen Fangort mit allen Parasitenarten befallen waren, die bei den dort gefangenen Fliegen vorgefunden wurden.

### 3.2 Ergebnisse der Versuche mit gezüchteten Fliegen

Die im Folgenden aufgeführten Ergebnisse der Versuche mit den gezüchteten Fliegen zeigten, dass alle eingesetzten Parasitenarten sowohl an der Körperoberfläche, als auch im Darm und in den Spots der Fliegen aller jeweils verwendeten Fliegenarten nachgewiesen werden konnten.

Während der experimentellen Versuche fiel auf, dass trotz 24-stündiger Hungerperiode der Fliegen vor Beginn der jeweiligen Versuche oft viele der eingesetzten Fliegen nicht von der Versuchslösung fraßen und somit auch keine Parasiten in und an den Fliegen vorgefunden werden konnten.

#### 3.2.1 *Eimeria tenella*

Aufgrund der positiven Ergebnisse der Versuche mit dem nachfolgend aufgeführten Einzeller *Giardia lamblia* wurden die nur etwas größeren Oozysten von *Eimeria tenella* direkt in die Hauptversuche eingesetzt.

Die Oozysten von *E. tenella* konnten im Darm und am Exoskelett der beiden eingesetzten Fliegenarten (*Lucilia sericata*, *Musca domestica*) nachgewiesen werden. Die Ergebnisse dieser Versuche sind in Tabelle 19 aufgeführt und in den Abbildungen 19 (A)-(D) dargestellt.

In den Därmen von *L. sericata* wurden die Oozysten mit einer Prävalenz von 87% vorgefunden und mit 97% in *M. domestica*. An der Körperoberfläche konnten die Oozysten mit einer Prävalenz von sogar 100% an den Fliegen der Fliegenart *L. sericata* und mit 83% entsprechend an der Körperoberfläche von *M. domestica* ermittelt werden.

In den frischen Spots (Fäzes-Spots) der Fliegen wurden insgesamt 423 Oozysten bei *L. sericata* und 124 bei *M. domestica* entdeckt, sowie 230 Oozysten im Versuchskäfig von *L. sericata* und 680 Oozysten im Käfig von *M. domestica*.

Beim Vergleich der grafischen Darstellung der Ergebnisse der beiden Fliegenarten ist deutlich zu erkennen, dass die Prävalenzen, mit denen die Oozysten bei den beiden Fliegenarten nachgewiesen wurden, ähnlich sind (Abb. 19 (A)). Jedoch wurde eine deutlich höhere Anzahl an Oozysten von den Fliegen der Art *M. domestica* mit der Nahrung aufgenommen, wodurch sich die höhere Abundanz und mittlere Intensität im Darm dieser Fliegen ergibt (Abb. 19 (B)).

Mit den Ergebnissen der Versuche mit *E. tenella* konnte bewiesen werden, dass die Oozysten von *E. tenella* sowohl von *M. domestica* als auch von *L. sericata* aufgenommen und auch ausgeschieden werden. Zudem bleiben sie auch an der Körperoberfläche der Fliegen haften. Somit wurde bestätigt, dass die Oozysten von *E. tenella* durch Fliegen getragen, verbreitet und auch übertragen werden können.

Tab. 19: Ergebnisse der experimentellen Versuche mit den Oozysten von *Eimeria tenella* (n = Anzahl).

Parasitenart	<i>Eimeria tenella</i> (Oozysten)	
	<i>Lucilia sericata</i>	<i>Musca domestica</i>
<b>Fliegenart</b>		
n (Fliegen insg.)	100	112
Parasitenanzahl (eingesetzt insg.)	73125	155390
<b>Darm</b>		
n (befallene Fliegen)	87	109
Summe Parasiten ges. (in den Fliegen)	1440	27156
Prävalenz (%)	87,00	97,32
Abundanz	14,40	242,46
mittlere Intensität	16,55	249,14
Intensität (min.-max.)	1-121	1-950
<b>Exoskelett (Exo)</b>		
n (Fliegengruppen)	10	12
n (befallene Fliegengruppen)	10	10
Summe Parasiten (an den Fliegen)	262	305
Prävalenz (%)	100,00	83,33
Abundanz	26,20	25,42
mittlere Intensität	26,20	30,50
Intensität (min.-max.)	2-63	1-186
<b>Mundwerkzeuge (MW)</b>		
n (befallene Fliegengruppen)	9	9
Summe Parasiten (an den Fliegen)	90	51
Prävalenz (%)	90,00	75,00
Abundanz	9,00	4,25
mittlere Intensität	10,00	5,67
Intensität (min.-max.)	1-21	1-24
<b>Spots</b>		
n (befallene Spots)	39	22
Summe Parasiten (in den Spots)	423	124
mittlere Intensität	10,85	5,64
Intensität (min.-max.)	1-133	1-35
<b>Versuchskäfig</b>		
Summe Parasiten (im Versuchskäfig)	230	680

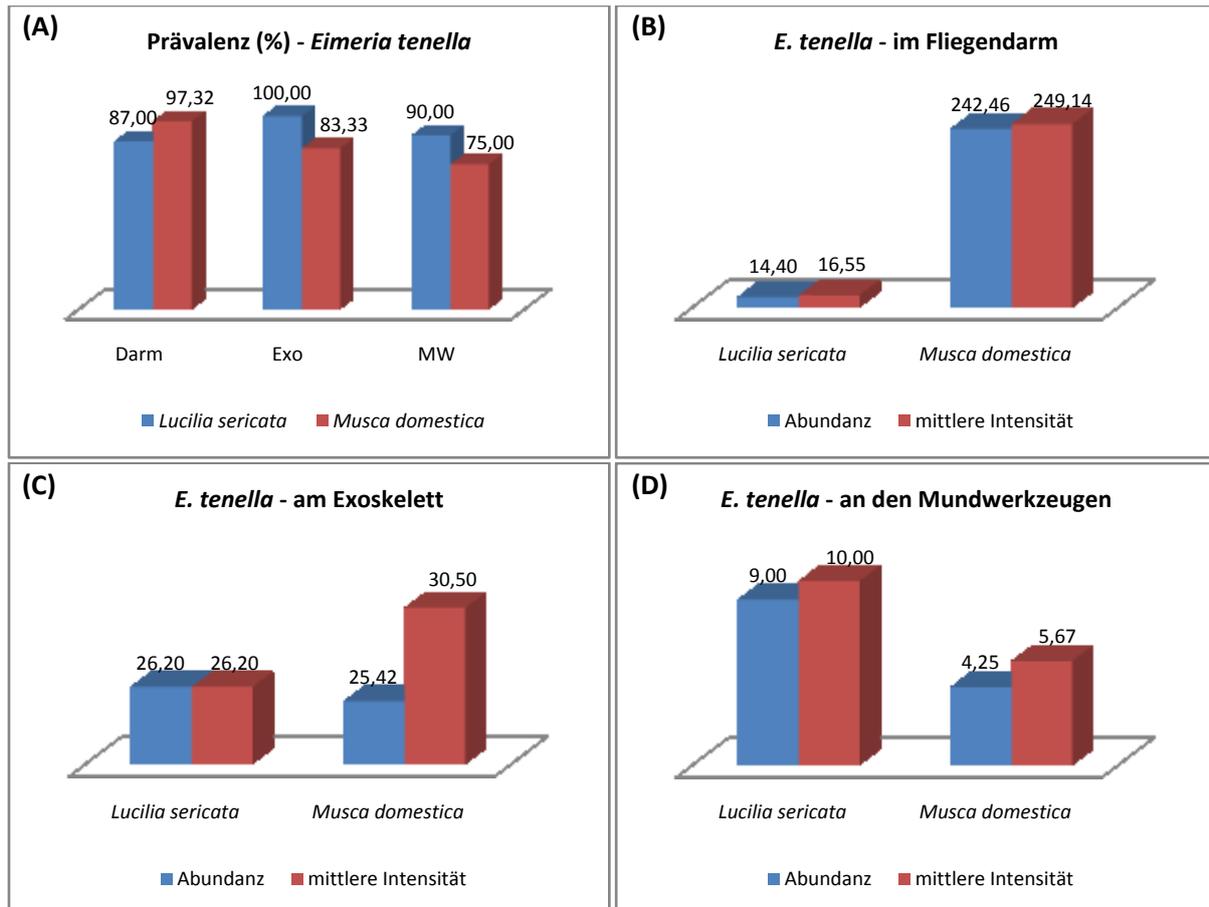


Abb. 19: (A) Prävalenzen (%) der Oozysten von *Eimeria tenella* sowie die entsprechenden Abundanzen und mittleren Intensitäten, (B) im Darm, (C) am Exoskelett und (D) an den Mundwerkzeugen der Fliegen (Exo = Exoskelett, MW = Mundwerkzeuge).

### 3.2.2 Giardia lamblia

Die Vorversuche zeigten, dass die Trophozoiten von *Giardia lamblia* von allen eingesetzten Fliegenarten (*Lucilia sericata*, *Musca domestica* und *Sarcophaga argyrostoma*) aufgenommen wurden und somit bei diesen Fliegen vorgefunden werden konnten.

Die Ergebnisse der Hauptversuche sind in der Tabelle 20 zusammengefasst und in den Abbildungen 20 (A)-(D) dargestellt.

Die Trophozoiten von *G. lamblia* konnten mit Prävalenzen von über 60% in den Därfen aller drei untersuchten Fliegenarten nachgewiesen werden.

An der Körperoberfläche wurden die Trophozoiten mit einer Prävalenz von über 40% an den Fliegen der Art *Lucilia sericata*, mit 90% an *L. cuprina* und mit 80% an *Musca domestica* ermittelt. An den Mundwerkzeugen ergab sich für die Trophozoiten eine Prävalenz von 25% bei den Fliegen der Art *L. sericata*, 80% bei *L. cuprina* und von 47% bei *M. domestica*.

Tab. 20: Ergebnisse der experimentellen Versuche mit den Trophozoiten von *Giardia lamblia* (n = Anzahl).

Parasitenart	<i>Giardia lamblia</i> (Trophozoiten)		
	<i>Lucilia sericata</i>	<i>Lucilia cuprina</i>	<i>Musca domestica</i>
<b>Fliegenart</b>			
n (Fliegen insg.)	114	100	169
Parasitenanzahl (eingesetzt insg.)	13450	22500	21950
<b>Darm</b>			
n (befallene Fliegen)	71	78	107
Summe Parasiten ges. (in den Fliegen)	2580	2140	3970
Prävalenz (%)	62,28	78,00	63,31
Abundanz	22,63	21,40	23,49
mittlere Intensität	36,34	27,44	37,10
Intensität (min.-max.)	10-100	10-100	10-100
<b>Exoskelett (Exo)</b>			
n (Fliegengruppen)	12	10	15
n (befallene Fliegengruppen)	5	9	12
Summe Parasiten (an den Fliegen)	140	390	420
Prävalenz (%)	41,67	90,00	80,00
Abundanz	11,67	39,00	28,00
mittlere Intensität	28,00	43,33	35,00
Intensität (min.-max.)	10-100	10-100	10-100
<b>Mundwerkzeuge (MW)</b>			
n (befallene Fliegengruppen)	3	8	7
Summe Parasiten (an den Fliegen)	70	80	110
Prävalenz (%)	25,00	80,00	46,67
Abundanz	5,83	8,00	7,33
mittlere Intensität	23,33	10,00	15,71
Intensität (min.-max.)	10-50	0-10	10-50
<b>Spots</b>			
n (befallene Spots)	3	13	6
Summe Parasiten (in den Spots)	70	330	140
mittlere Intensität	23,33	25,39	23,33
Intensität (min.-max.)	10-50	10-50	10-50
<b>Versuchskäfig</b>			
Summe Parasiten (im Versuchskäfig)	50	100	100

[Die Auszählung der Trophozoiten erfolgte vereinheitlicht: 0-10 Trophozoiten = 10, 10-50 = 50, >50 = 100.]

In den frischen Spots der Fliegen wurden insgesamt 70 Trophozoiten bei *L. sericata*, 330 bei *L. cuprina* und 140 bei *M. domestica* entdeckt. Von den Fliegen der Art *L. sericata* wurden 50 Trophozoiten und jeweils 100 Trophozoiten von den Fliegen der Arten *L. cuprina* und *M. domestica* über ihre Spots und ihre Körperoberfläche im entsprechenden Versuchskäfig verbreitet.

Die grafische Darstellung der Ergebnisse (Abb. 20 (A)) verdeutlicht, dass die Prävalenzen insgesamt bei *L. cuprina* und *M. domestica* etwas höher waren als bei *L. sericata*. Die Abundanzen und mittleren Intensitäten waren im Darm aller Fliegenarten ähnlich (Abb. 20 (B)), und am Exoskelett der Fliegen im Vergleich wieder etwas höher bei *L. cuprina* und *M. domestica* (Abb. 20 (C)). An den Mundwerkzeugen wurde jedoch die höchste mittlere Intensität der Trophozoiten von 23,33 bei den Fliegen der Art *L. sericata* nachgewiesen (Abb. 20 (D)).

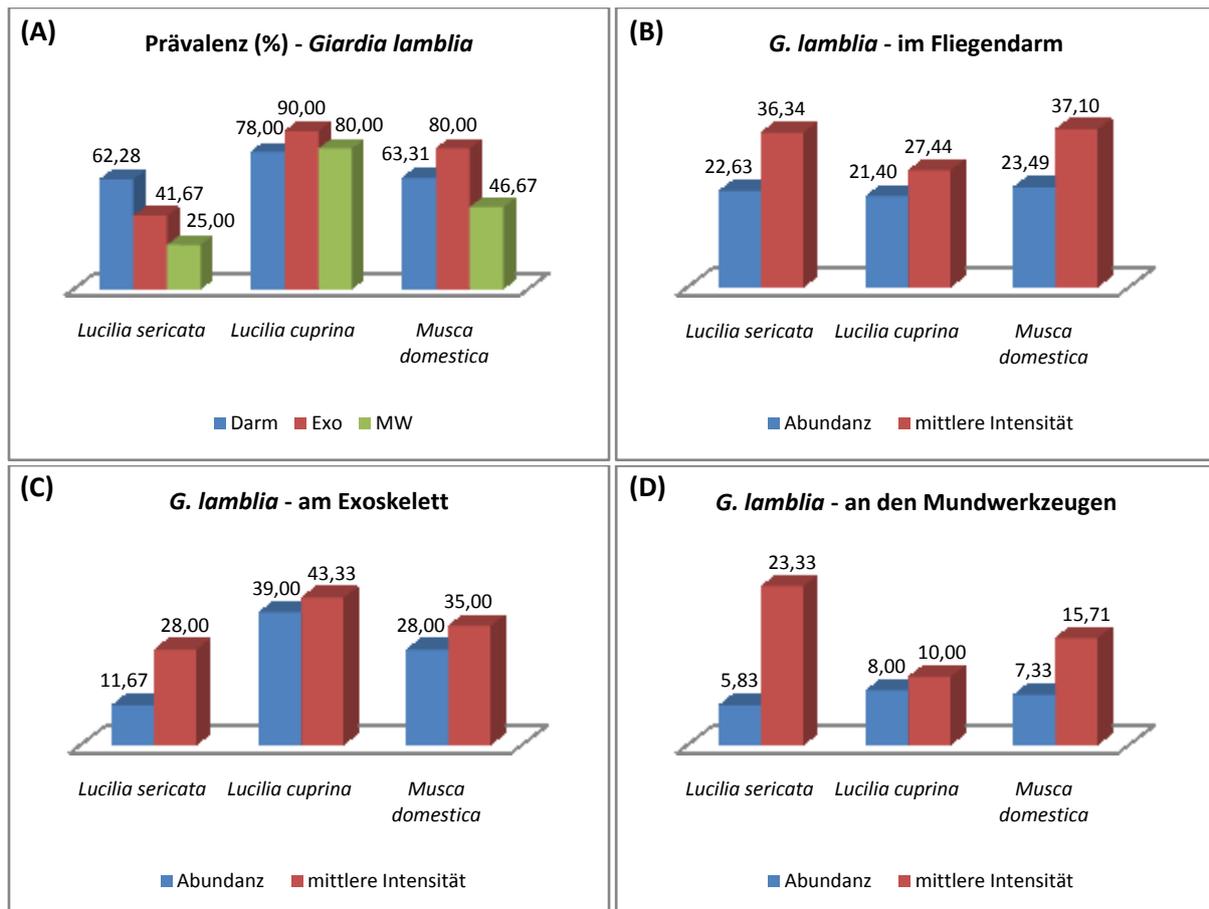


Abb. 20: (A) Prävalenzen (%) der Trophozoiten von *Giardia lamblia* sowie die entsprechenden Abundanzen und mittleren Intensitäten (B) im Darm, (C) am Exoskelett und (D) an den Mundwerkzeugen der Fliegen (Exo = Exoskelett, MW = Mundwerkzeuge).

Die Versuche mit *G. lamblia* zeigten, dass Fliegen Trophozoiten von *G. lamblia* sowohl aufnehmen als auch wieder ausscheiden. Desweiteren blieben die Trophozoiten an den Mundwerkzeugen und am übrigen Exoskelett der Fliegen haften. Somit konnte mit diesen Versuchen bewiesen werden, dass Fliegen die Trophozoiten von *G. lamblia* sowohl über ihre Körperoberfläche als auch durch ihre Spots verbreiten und übertragen können.

### 3.2.3 Hymenolepis spp.

#### 3.2.3.1 Hymenolepis microstoma

Die Vorversuche zeigten, dass Eier von *Hymenolepis microstoma* von allen eingesetzten Fliegenarten (*Lucilia sericata*, *Musca domestica*, *Sarcophaga* sp.) aufgenommen wurden.

Die Ergebnisse der anschließenden Hauptversuche sind in Tabelle 21 aufgelistet und in den Abbildungen 21 (A)-(D) dargestellt.

Die Eier von *H. microstoma* wurden mit einer Prävalenz von über 40% in den Därmen von *L. cuprina* und von über 16% bei *M. domestica* nachgewiesen.

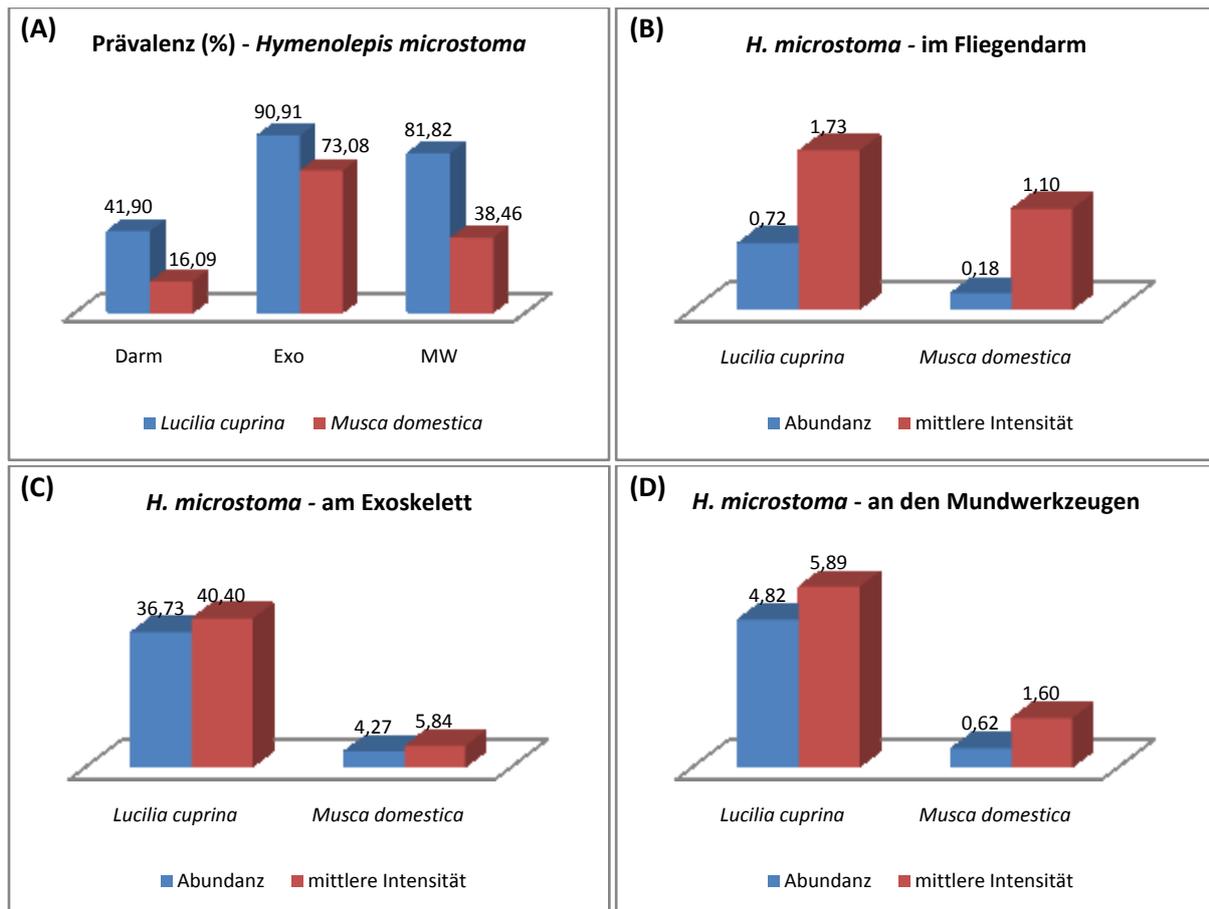
An der Körperoberfläche der Fliegen wurden die Eier mit einer Prävalenz von über 90% bei den Fliegen der Art *L. cuprina* und mit über 73% bei *M. domestica* ermittelt. Darüber hinaus wurden die Eier von *H. microstoma* mit einer Prävalenz von über 81% bei *L. cuprina* und mit über 38% bei *M. domestica* an den Mundwerkzeugen der Fliegen angetroffen

In den frischen Fliegen-Spots wurden insgesamt 11 Eier in den Spots von *L. cuprina* und nur zwei Eier in den Spots von *M. domestica* vorgefunden. Über die Fliegen der jeweiligen Fliegenart wurden 28 Eier im Versuchskäfig von *L. cuprina* verbreitet und 129 Eier im Versuchskäfig von *M. domestica*.

**Tab. 21:** Ergebnisse der experimentellen Versuche mit den Eiern von *Hymenolepis microstoma* (n = Anzahl).

Parasitenart	<i>Hymenolepis microstoma</i> (Eier)	
	<i>Lucilia cuprina</i>	<i>Musca domestica</i>
<b>Fliegenart</b>		
n (Fliegen insg.)	105	261
Parasitenanzahl (eingesetzt insg.)	570	1290
<b>Darm</b>		
n (befallene Fliegen)	44	42
Summe Parasiten ges. (in den Fliegen)	76	46
Prävalenz (%)	41,90	16,09
Abundanz	0,72	0,18
mittlere Intensität	1,73	1,10
Intensität (min.-max.)	1-14	1-2
<b>Exoskelett (Exo)</b>		
n (Fliegengruppen)	11	26
n (befallene Fliegengruppen)	10	19
Summe Parasiten (an den Fliegen)	404	111
Prävalenz (%)	90,91	73,08
Abundanz	36,73	4,27
mittlere Intensität	40,40	5,84
Intensität (min.-max.)	1-121	1-24
<b>Mundwerkzeuge (MW)</b>		
n (befallene Fliegengruppen)	9	10
Summe Parasiten (an den Fliegen)	53	16
Prävalenz (%)	81,82	38,46
Abundanz	4,82	0,62
mittlere Intensität	5,89	1,60
Intensität (min.-max.)	1-12	2-6
<b>Spots</b>		
n (befallene Spots)	7	2
Summe Parasiten (in den Spots)	11	2
mittlere Intensität	1,57	1,00
Intensität (min.-max.)	1-5	0-1
<b>Versuchskäfig</b>		
Summe Parasiten (im Versuchskäfig)	58	129

Die grafische Darstellung der Ergebnisse (Abb. 21 (A)-(D)) verdeutlicht, dass die Prävalenzen, Abundanzen und mittleren Intensitäten, mit denen die Eier von *H. microstoma* bei den Fliegen nachgewiesen wurden, bei *L. cuprina* insgesamt höher waren als bei *M. domestica*.



**Abb. 21:** (A) Prävalenzen (%) der Eier von *Hymenolepis microstoma* sowie die entsprechenden Abundanzen und mittleren Intensitäten (B) im Darm, (C) am Exoskelett und (D) an den Mundwerkzeugen der Fliegen (Exo = Exoskelett, MW = Mundwerkzeuge).

Die experimentellen Versuche mit den Eiern von *H. microstoma* zeigten, dass die Eier des Cestoden von den Fliegen der Arten *L. cuprina* und *M. domestica* sowohl aufgenommen als auch ausgeschieden werden und zudem auch an der Körperoberfläche der Fliegen haften bleiben. Hiermit wurde bewiesen, dass Fliegen die Eier von *H. microstoma* tragen, verbreiten und übertragen können.

### 3.2.3.2 *Hymenolepis diminuta*

Ausgehend von positiven Ergebnissen der Versuche mit den Eiern von *Hymenolepis microstoma* wurden die ähnlich großen Eier von *H. diminuta* direkt in die Hauptversuche eingesetzt.

Die Eier von *H. diminuta* wurden von beiden eingesetzten Fliegenarten (*Lucilia sericata*, *Musca domestica*) mit der Nahrung aufgesogen und blieben auch am Exoskelett der Fliegen haften. Die Ergebnisse dieser Versuche sind in der Tabelle 22 zusammengefasst und in den Abbildungen 22 (A)-(D) dargestellt.

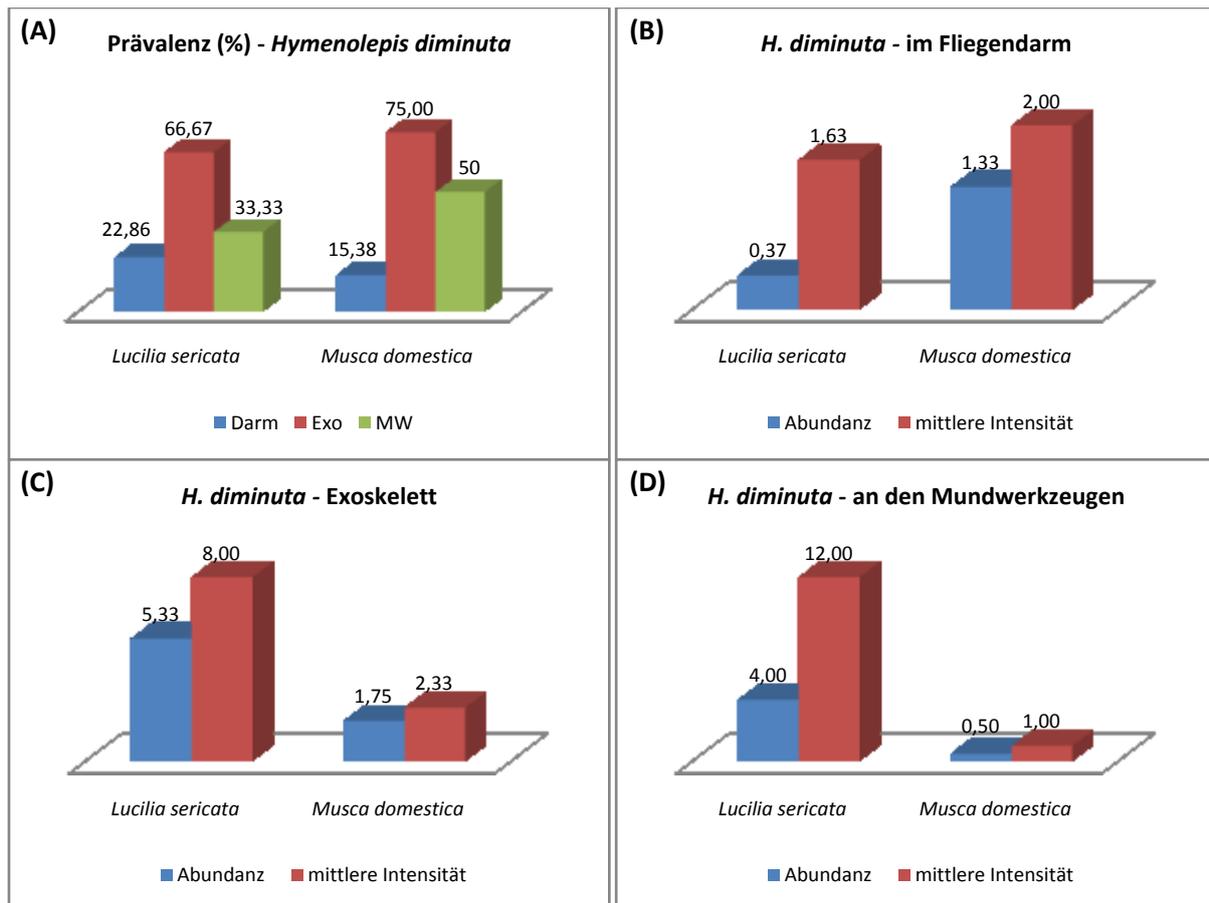
Mit einer Prävalenz von über 22% wurden die Eier von *H. diminuta* in den Därmen von *L. sericata* und mit über 15% in den Därmen von *M. domestica* nachgewiesen. Am Exoskelett der Fliegen der Art *L. sericata* wurden die Eier mit einer Prävalenz von über 66% ermittelt und mit einer Prävalenz von 75% vom Exoskelett von *M. domestica*.

Tab. 22: Ergebnisse der experimentellen Versuche mit den Eiern von *Hymenolepis diminuta* (n = Anzahl).

Parasitenart	<i>Hymenolepis diminuta</i> (Eier)	
	<i>Lucilia sericata</i>	<i>Musca domestica</i>
<b>Fliegenart</b>		
n (Fliegen insg.)	35	39
Parasitenanzahl (eingesetzt insg.)	240	295
<b>Darm</b>		
n (befallene Fliegen)	8	6
Summe Parasiten ges. (in den Fliegen)	13	7
Prävalenz (%)	22,86	15,38
Abundanz	0,37	0,18
mittlere Intensität	1,63	1,17
Intensität (min.-max.)	1-3	1-2
<b>Exoskelett (Exo)</b>		
n (Fliegengruppen)	3	4
n (befallene Fliegengruppen)	2	3
Summe Parasiten (an den Fliegen)	16	7
Prävalenz (%)	66,67	75,00
Abundanz	5,33	1,75
mittlere Intensität	8,00	2,33
Intensität (min.-max.)	2-14	1-4
<b>Mundwerkzeuge (MW)</b>		
n (befallene Fliegengruppen)	1	2
Summe Parasiten (an den Fliegen)	12	2
Prävalenz (%)	33,33	50
Abundanz	4	0,5
mittlere Intensität	12	1
Intensität (min.-max.)	0-12	0-1
<b>Spots</b>		
n (befallene Spots)	-	-
Summe Parasiten (in den Spots)	-	-

In den frischen Spots der Fliegen wurden keine Eier von *H. diminuta* entdeckt.

Beim Vergleich der Prävalenzen, der Abundanz und der mittleren Intensität im Fliegendarm in der grafischen Darstellung fällt auf (Abb. 22 (A)-(B)), dass die Eier von *H. diminuta* in einer jeweils höheren Anzahl bei *M. domestica* nachgewiesen wurden als bei *L. sericata*. Dagegen wurden die Parasiteneier an der gesamten Körperoberfläche (Exo, MW) der Fliegen der Art *M. domestica* nur in einer niedrigeren Abundanz und mittleren Intensität als bei *L. sericata* vorgefunden (Abb. 22 (C)-(D)).



**Abb. 22:** (A) Prävalenzen (%) der Eier von *Hymenolepis diminuta* sowie die entsprechenden Abundanzen und mittleren Intensitäten (B) im Darm (C), am Exoskelett und (D) an den Mundwerkzeugen der Fliegen (Exo = Exoskelett, MW = Mundwerkzeuge).

Die experimentellen Versuche mit den Eiern von *H. diminuta* zeigten wie auch schon zuvor bei *H. microstoma*, dass die Eier des Cestoden von den Fliegen der Arten *L. sericata* und *M. domestica* sowohl aufgenommen als auch ausgeschieden werden. Zudem blieben die Parasiteneier auch an der Körperoberfläche der Fliegen haften. Hiermit wurde bewiesen, dass Fliegen die Eier von *H. diminuta* tragen, verbreiten und übertragen können.

### 3.2.4 *Angiostrongylus cantonensis*

Schon die Vorversuche mit dem ersten Larvenstadium (L1) von *Angiostrongylus cantonensis* zeigten, dass die Larven bei allen eingesetzten Fliegenarten (*Calliphora vicina*, *Lucilia sericata*, *Musca domestica*, *Sarcophaga argyrostoma*, *Sarcophaga* sp.) nachgewiesen werden konnten.

Die Ergebnisse der anschließenden Hauptversuche sind in der Tabelle 23 zusammengefasst und in den Abbildungen 23 (A)-(D) dargestellt.

In den Därmen der Fliegen wurden die Larven (L1) mit einer Prävalenz von über 44% in *L. sericata* und mit über 19% in *M. domestica* vorgefunden. Am Exoskelett der Fliegen wurden die Larven mit einer Prävalenz von 100% bei *L. sericata* und mit über 27% bei *M. domestica* angetroffen. An den

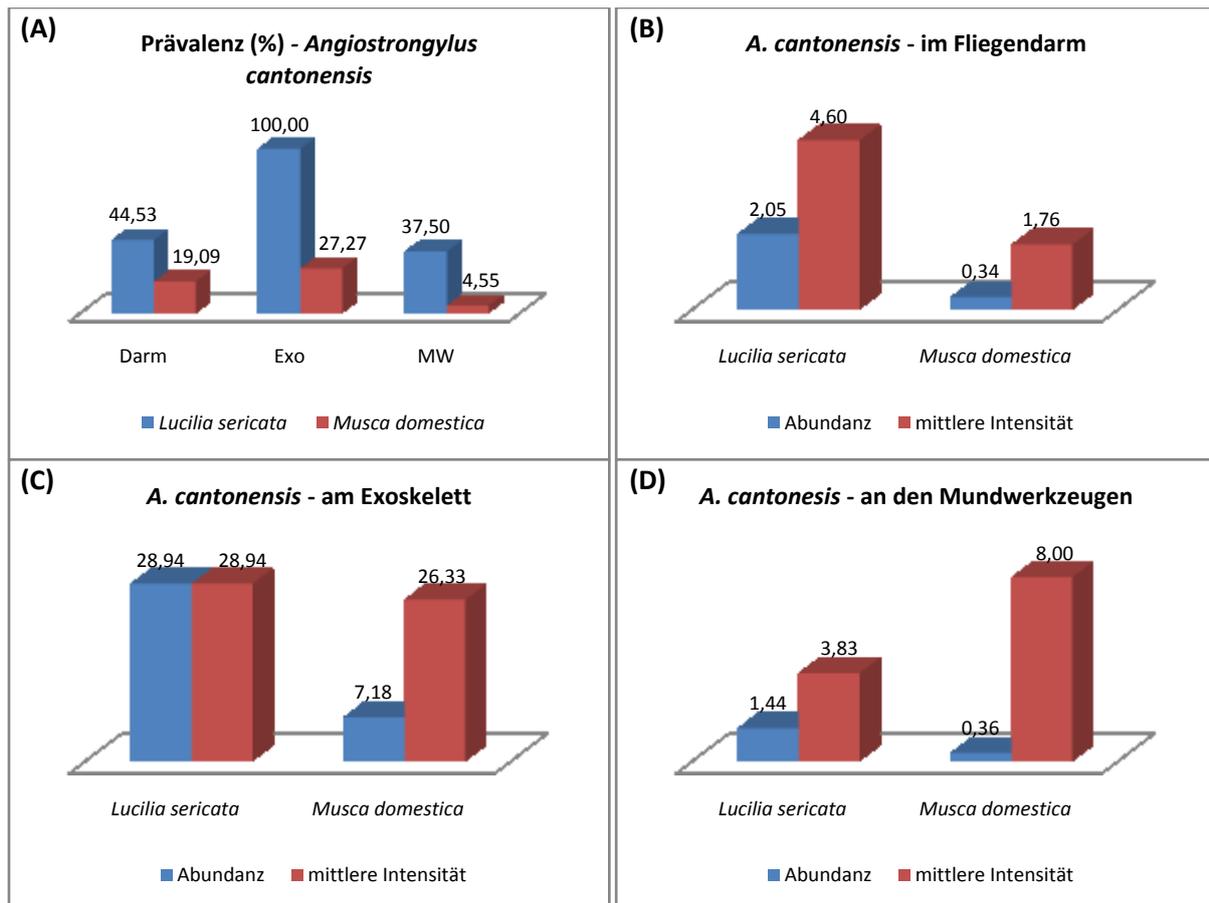
Mundwerkzeugen konnten die Larven mit einer Prävalenz von über 37% bei *L. sericata* und mit über 4% bei *M. domestica* ermittelt werden.

In den frischen Spots von *L. sericata* wurden insgesamt sechs Larven und zwei in den Spots von *M. domestica* entdeckt. In den Versuchskäfigen der Fliegen wurden dagegen keine Larven vorgefunden.

**Tab. 23:** Ergebnisse der experimentellen Versuche mit den Larven (L1) von *Angiostrongylus cantonensis* (n = Anzahl).

Parasitenart	<i>Angiostrongylus cantonensis</i> (L1-Larven)	
	<i>Lucilia sericata</i>	<i>Musca domestica</i>
<b>Fliegenart</b>		
n (Fliegen insg.)	128	220
Parasitenanzahl (eingesetzt insg.)	1080	867
<b>Darm</b>		
n (befallene Fliegen)	57	42
Summe Parasiten ges. (in den Fliegen)	262	74
Prävalenz (%)	44,53	19,09
Abundanz	2,05	0,34
mittlere Intensität	4,60	1,76
Intensität (min.-max.)	1-56	1-6
<b>Exoskelett (Exo)</b>		
n (Fliegengruppen)	16	22
n (befallene Fliegengruppen)	16	6
Summe Parasiten (an den Fliegen)	463	158
Prävalenz (%)	100,00	27,27
Abundanz	28,94	7,18
mittlere Intensität	28,94	26,33
Intensität (min.-max.)	2-82	1-74
<b>Mundwerkzeuge (MW)</b>		
n (befallene Fliegengruppen)	6	1
Summe Parasiten (an den Fliegen)	23	8
Prävalenz (%)	37,50	4,55
Abundanz	1,44	0,36
mittlere Intensität	3,83	8,00
Intensität (min.-max.)	1-7	0-8
<b>Spots</b>		
n (befallene Spots)	4	2
Summe Parasiten (in den Spots)	6	2
mittlere Intensität	1,50	1,00
Intensität (min.-max.)	1-3	0-1
<b>Versuchskäfig</b>		
Summe Parasiten (im Versuchskäfig)	-	-

Durch die grafische Darstellung wird deutlich, dass die Larven von *A. cantonensis* mit höheren Prävalenzen, sowie höheren Abundanzen und mittleren Intensitäten im Darm und auch am Exoskelett der Fliegen der Art *L. sericata* nachgewiesen werden konnten als bei *M. domestica* (Abb. 23 (A)-(C)). An den Mundwerkzeugen von *M. domestica* wurden die Larven jedoch in einer leicht höheren mittleren Intensität angetroffen als bei *L. sericata* (Abb. 23 (D)).



**Abb. 23:** (A) Prävalenzen (%) der Larven im ersten Larvenstadium (L1) von *Angiostrongylus cantonensis* sowie die entsprechenden Abundanzen und mittleren Intensitäten (B) im Darm, (C) am Exoskelett und (D) an den Mundwerkzeugen (Exo = Exoskelett, MW = Mundwerkzeuge).

Die zuvor aufgeführten Ergebnisse der Versuche mit den Larven im ersten Larvenstadium (L1) von *A. cantonensis* zeigten, dass die Fliegenarten *L. sericata* und *M. domestica* die Larven aufnehmen und ausscheiden können. Desweiteren wurde nachgewiesen, dass die Larven auch an der Körperoberfläche der Fliegen haften bleiben. Hiermit wurde bestätigt, dass Fliegen die Larven von *A. cantonensis* tragen, verbreiten und auch übertragen können.

### 3.2.5 *Ascaris suum*

Durch die Vorversuche wurde gezeigt, dass die Eier von *Ascaris suum* von den eingesetzten Fliegenarten (*Lucilia sericata*, *Musca domestica*, *Sarcophaga argyrostoma*, *Sarcophaga* sp.) aufgenommen werden können. Die Ergebnisse der anschließenden Hauptversuche sind in der Tabelle 24 zusammengefasst und in den Abbildungen 24 (A)-(D) dargestellt.

Die Eier von *A. suum* wurden in den Därmen der Fliegen mit einer Prävalenz von 36% bei *L. sericata*, mit 23% bei *M. domestica*, mit 63% bei *S. argyrostoma* und mit einer Prävalenz von 37% bei *Sarcophaga* sp. sowie mit 5% in den Larven von *S. argyrostoma* nachgewiesen.

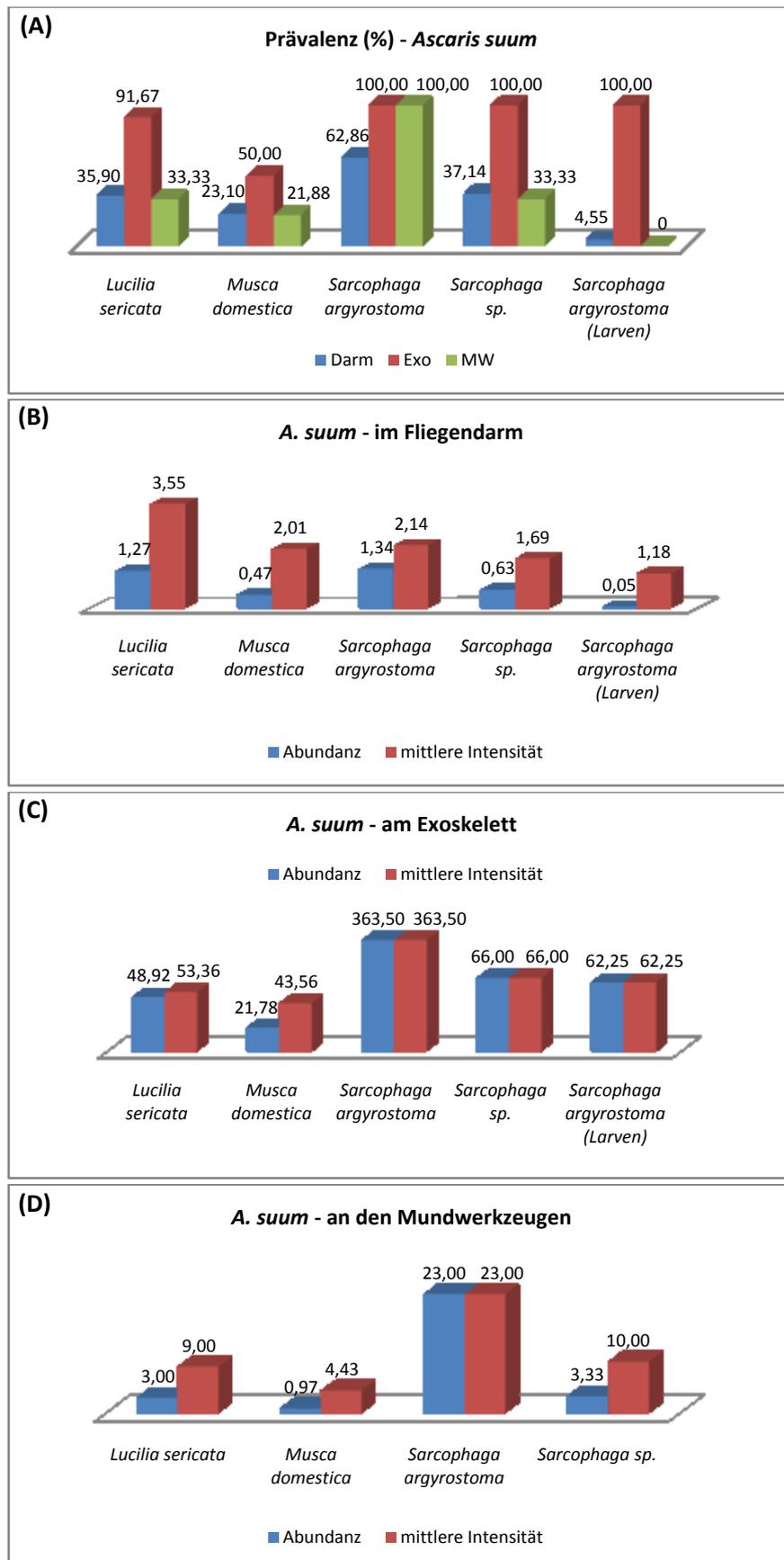
An der Körperoberfläche der Fliegen der jeweiligen Fliegenarten wurden die Eier mit einer Prävalenz von 50% an *M. domestica*, mit über 91% an *L. sericata* und mit sogar jeweils 100% an den beiden *Sarcophaga*-Arten sowie an den Larven von *S. argyrostoma* vorgefunden.

**Tab. 24:** Ergebnisse der experimentellen Versuche mit den Eiern von *Ascaris suum* (n = Anzahl).

Parasitenart	<i>Ascaris suum</i> (Eier)				
	<i>Lucilia sericata</i>	<i>Musca domestica</i>	<i>Sarcophaga argyrostoma</i>	<i>Sarcophaga</i> sp.	<i>S. argyrostoma</i> (Larven)
n (Fliegen insg.)	117	316	35	35	242
Parasitenanzahl (eingesetzt insg.)	3085	3525	1900	1000	850
<b>Darm</b>					
n (befallene Fliegen)	42	73	22	13	11
Summe Parasiten ges. (in den Fliegen)	149	147	47	22	13
Prävalenz (%)	35,90	23,10	62,86	37,14	4,55
Abundanz	1,27	0,47	1,34	0,63	0,05
mittlere Intensität	3,55	2,01	2,14	1,69	1,18
Intensität (min.-max.)	1-32	1-11	1-5	1-4	1-3
<b>Exoskelett (Exo)</b>					
n (Fliegengruppen)	12	32	4	3	4
n (befallene Fliegengruppen)	11	16	4	3	4
Summe Parasiten (an den Fliegen)	587	697	1454	198	249
Prävalenz (%)	91,67	50,00	100,00	100,00	100,00
Abundanz	48,92	21,78	363,50	66,00	62,25
mittlere Intensität	53,36	43,56	363,50	66,00	62,25
Intensität (min.-max.)	1-408	1-500	191-458	49-95	1-158
<b>Mundwerkzeuge (MW)</b>					
n (befallene Fliegengruppen)	4	7	4	1	-
Summe Parasiten (an den Fliegen)	36	31	92	10	-
Prävalenz (%)	33,33	21,88	100,00	33,33	-
Abundanz	3,00	0,97	23,00	3,33	-
mittlere Intensität	9,00	4,43	23,00	10,00	-
Intensität (min.-max.)	2-19	1-10	4-39	0-10	-
<b>Spots</b>					
n (befallene Spots)	5	4	2	4	1
Summe Parasiten (in den Spots)	28	15	26	20	1
mittlere Intensität	5,60	3,75	13,00	5,00	1,00
Intensität (min.-max.)	2-8	1-6	11-15	1-12	0-1
<b>Versuchskäfig</b>					
Summe Parasiten (im Versuchskäfig)	54	68	-	-	-

An den Mundwerkzeugen der Fliegen wurden die Eier mit einer Prävalenz mit von über 21% bei *M. domestica*, mit über 33% bei *L. sericata* und *Sarcophaga* sp. und mit sogar 100% bei *S. argyrostoma* angetroffen.

In den frischen Spots von *L. sericata* wurden insgesamt 28 *A. suum*-Eier entdeckt, 15 Eier in den Spots von *M. domestica*, 26 Eier in den Spots von *S. argyrostoma*, 20 Eier in den Spots von *Sarcophaga* sp. sowie ein *A. suum*-Ei in einem Spot einer *S. argyrostoma*-Larve.



**Abb. 24:** (A) Prävalenzen (%) der Eier von *Ascaris suum* sowie die entsprechenden Abundanzen und mittleren Intensitäten (B) im Darm (C), am Exoskelett und (D) an den Mundwerkzeugen der Fliegen (Exo = Exoskelett, MW = Mundwerkzeuge).

Im Versuchskäfig von *L. sericata* wurden 54 *A. suum*-Eier und im Versuchskäfig von *M. domestica* 68 Eier vorgefunden.

Beim Vergleich der Ergebnisse wird durch die grafische Darstellung (Abb. 24 (A)-(B)) noch einmal verdeutlicht, dass die Prävalenzen, mit denen die Eier von *A. suum* bei den Fliegen vorgefunden wurden, am Exoskelett fast aller Fliegenarten höher waren als die von Darm und Mundwerkzeugen (Abb. 24 (A)). Nur bei *S. argyrostoma* waren die Prävalenzen der Parasiteneier am Exoskelett und an Mundwerkzeugen der Fliegen gleich hoch. Die *A. suum*-Eier wurden bei allen Fliegenarten mit deutlich höheren mittleren Intensitäten als Abundanzen im Darm nachgewiesen (Abb. 24 (B)). Die errechneten Abundanzen und mittleren Intensitäten der Parasiteneier, die am Exoskelett vorgefunden wurden, waren jedoch bei fast allen Fliegenarten gleich hoch (Abb. 24 (C)). An den Mundwerkzeugen wurde die höchste Abundanz und mittlere Intensität der *A. suum*-Eier bei *S. argyrostoma* ermittelt, bei den anderen Fliegenarten war auch hier wieder die jeweilige mittlere Intensität höher als die Abundanz (Abb. 24 (D)).

Die Ergebnisse der Langzeitversuche mit den bereits toten Fliegen und den Larven von *S. argyrostoma* sind in der Tabelle 25 aufgeführt. Die infektiösen Eier von *A. suum* konnten unbeschädigt aus den Därmen der toten Fliegen noch nach einem Tag bei Fliegen der Art *L. sericata* nachgewiesen werden, nach einem und nach fünf Tagen bei *M. domestica*, und nach drei Tagen bei *S. argyrostoma*. Zudem wurden die Eier von *A. suum* auch noch nach drei Tagen in und an den Larven von *S. argyrostoma* vorgefunden.

**Tab. 25:** Ergebnisse der Langzeitversuche mit den Eiern von *Ascaris suum* und längere Zeit toten Fliegen sowie den Larven von *Sarcophaga argyrostoma* (n = Anzahl).

Parasitenart	<i>Ascaris suum</i> (Eier)			
	<i>Lucilia sericata</i>	<i>Musca domestica</i>	<i>Sarcophaga argyrostoma</i>	<i>S. argyrostoma</i> (Larven)
<b>Fliegenart</b>				
n (Tage)	1	1	5	3
<b>Darm</b>				
n (Fliegen insg.)	12	100	80	12
Anzahl der n (befallenen Fliegen)	4	19	5	3
Summe der Parasiten (in den Fliegen)	11	36	7	5
mittlere Intensität	2,75	1,89	1,40	1,67
Intensität (min.-max.)	2-4	1-9	1-2	1-3
<b>Exoskelett (Exo)</b>				
n (infizierten Fliegen)	3	-	1	4
Summe der Parasiten (an den Fliegen)	63	-	2	107
mittlere Intensität	21,00	-	2,00	26,75
Intensität (min.-max.)	4-53	-	0-2	4-64

Durch die Versuche mit den Eiern von *A. suum* konnte bestätigt werden, dass die Parasiteneier von verschiedenen Fliegenarten sowohl mit der Nahrung aufgenommen und ausgeschieden werden als auch an deren Körperoberfläche haften bleiben. Desweiteren wurde gezeigt, dass auch noch nach fünf Tagen die Eier von *A. suum* unbeschädigt und infektiös aus dem Darm von bereits toten Fliegen isoliert werden können.

### 3.2.6 *Trichuris* spp.

#### 3.2.6.1 *Trichuris suis*

Bei den Vorversuchen konnten die Eier von *Trichuris suis* in und an allen eingesetzten Fliegenarten (*Calliphora vicina*, *Lucilia sericata*, *Musca domestica*, *Sarcophaga* sp. und *Sarcophaga argyrostoma*) nachgewiesen werden. Die Ergebnisse der darauffolgenden Hauptversuche sind in der Tabelle 26 zusammengefasst und in den Abbildungen 25 (A)-(D) dargestellt.

Tab. 26: Ergebnisse der experimentellen Versuche mit den Eiern von *Trichuris suis* (n = Anzahl).

Parasitenart	<i>Trichuris suis</i> (Eier)				
Fliegenart	<i>C. vicina</i>	<i>L. sericata</i>	<i>M. domestica</i>	<i>S. argyrostoma</i>	<i>Sarcophaga</i> sp.
n (Fliegen insg.)	35	124	159	35	35
Parasitenanzahl (eingesetzt insg.)	382	1180	996	670	275
<b>Darm</b>					
n (befallene Fliegen)	23	31	45	13	13
Summe Parasiten ges. (in den Fliegen)	75	139	83	48	42
Prävalenz (%)	65,71	25,00	28,30	37,14	37,14
Abundanz	2,14	1,12	0,52	1,37	1,20
mittlere Intensität	3,26	4,48	1,84	3,69	3,23
Intensität (min.-max.)	1-13	1-34	1-8	1-9	1-9
<b>Exoskelett (Exo)</b>					
n (Fliegengruppen)	3	12	16	3	3
n (befallene Fliegengruppen)	3	11	7	3	2
Summe Parasiten (an den Fliegen)	40	67	410	533	37
Prävalenz (%)	100,00	91,67	43,75	100,00	66,67
Abundanz	13,33	5,58	25,63	177,67	12,33
mittlere Intensität	13,33	6,09	58,57	177,67	18,50
Intensität (min.-max.)	1-16	1-19	1-233	14-480	19-20
<b>Mundwerkzeuge (MW)</b>					
n (befallene Fliegengruppen)	2	1	2	2	1
Summe Parasiten (an den Fliegen)	9	3	2	16	8
Prävalenz (%)	66,67	8,33	12,50	66,67	33,33
Abundanz	3,00	0,25	0,13	5,33	2,67
mittlere Intensität	4,50	3,00	1,00	8,00	8
Intensität (min.-max.)	1-5	0-3	0-1	6-10	0-8
<b>Spots</b>					
n (befallene Spots)	4	29	7	-	1
Summe Parasiten (der Spots)	5	64	13	-	1
mittlere Intensität	1,25	2,21	1,86	-	1,00
Intensität (min.-max.)	1-2	1-8	1-3	-	0-1
<b>Versuchskäfig</b>					
Summe Parasiten (im Versuchskäfig)	2	21	17	-	-

Die Eier von *T. suis* wurden im Darm der Fliegen mit einer Prävalenz von 25% bei *L. sericata*, mit 28% bei *M. domestica*, mit 66% bei *C. vicina* und mit jeweils 37% bei den beiden *Sarcophaga*-Arten vorgefunden.

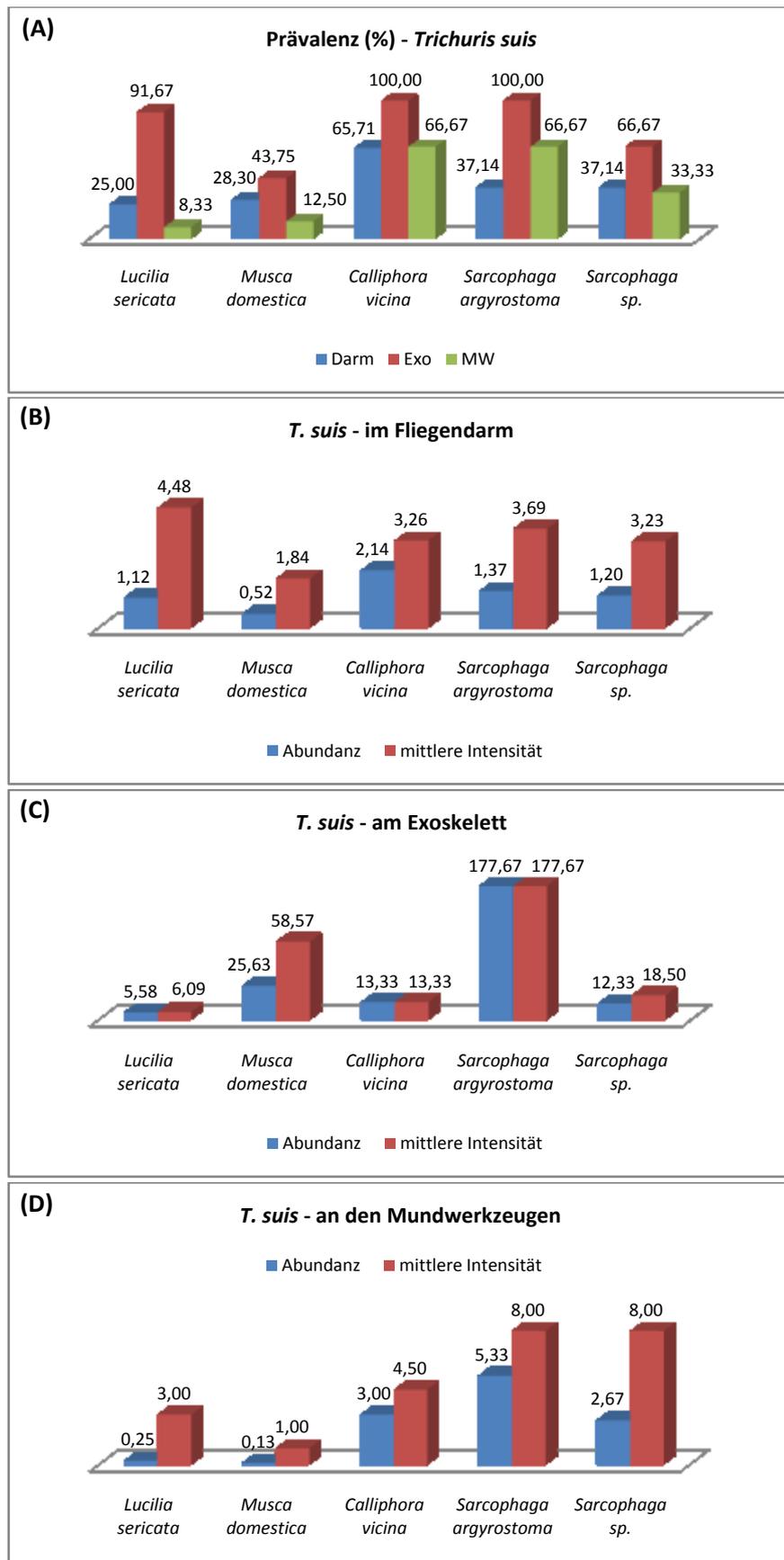
An der Körperoberfläche der Fliegen konnten die Eier von *T. suis* mit einer Prävalenz von 44% an *M. domestica*, mit 67% bei *Sarcophaga* sp., mit 92% an *L. sericata* und mit sogar 100,% bei *C. vicina* und *S. argyrostoma* nachgewiesen werden. An den Mundwerkzeugen der Fliegen wurden die Eier von *T. suis* mit einer Prävalenz von 8% bei *L. sericata*, mit 13% bei *M. domestica*, mit jeweils 67% bei *C. vicina* und *S. argyrostoma* und mit einer Prävalenz von über 33% bei *Sarcophaga* sp. ermittelt.

An der Körperoberfläche der Fliegen konnten die Eier von *T. suis* mit einer Prävalenz von 92% an *L. sericata*, mit 44% an *M. domestica*, mit sogar 100,% bei *C. vicina* und *S. argyrostoma*, sowie mit einer Prävalenz von 67% bei *Sarcophaga* sp. nachgewiesen werden. An den Mundwerkzeugen der Fliegen wurden die Eier von *T. suis* mit einer Prävalenz von 8% bei *L. sericata*, mit 13% bei *M. domestica*, mit über 33% bei *Sarcophaga* sp. und mit jeweils 67% bei *C. vicina* und *S. argyrostoma* ermittelt.

In den frischen Spots von *L. sericata* wurden insgesamt 64 *T. suis*-Eier entdeckt, 13 Eier in den Spots von *M. domestica*, fünf Eier in den Spots von *C. vicina*, ein Ei in einem Spot von *Sarcophaga* sp. und kein Ei in den Spots von *S. argyrostoma*.

Durch die Fliegen wurden im Versuchskäfig von *L. sericata* 21 *T. suis*-Eier verbreitet, 17 Eier durch *M. domestica* und zwei Eier durch *C. vicina*. In den Versuchskäfigen der beiden *Sarcophaga*-Arten wurden keine *T. suis*-Eier gefunden.

Beim Vergleich der Ergebnisse wird besonders durch die der grafischen Darstellungen (Abb. 25 (A)-(D) deutlich, dass die Eier von *T. suis* mit höheren Prävalenzen am Exoskelett der Fliegen aller Fliegenarten vorgefunden wurden als in ihrem Darm oder an ihren Mundwerkzeugen (Abb. 25 (A)). Die mittleren Intensitäten, mit denen die *T. suis*-Eier im Darm und an den Mundwerkzeugen nachgewiesen wurden, waren bei fast allen Fliegenarten höher als die dort ermittelten Abundanzen (Abb. 25 (B), (D)). An der Körperoberfläche wurden jedoch bei fast allen Fliegenarten – mit Ausnahme von *M. domestica* - ähnlich hohe mittlere Intensitäten wie Abundanzen errechnet. Hierbei wurden die höchsten Werte bei *S. argyrostoma* mit jeweils 177,67 vorgefunden (Abb. 25 (C)).



**Abb. 25:** (A) Prävalenzen (%) der Eier von *Trichuris suis* sowie die entsprechenden Abundanzen und mittleren Intensitäten (B) im Darm (C), am Exoskelett und (D) an den Mundwerkzeugen der Fliegen (Exo = Exoskelett, MW = Mundwerkzeuge).

Die Ergebnisse der Versuche mit den bereits toten Fliegen und den Eiern von *T. suis* sind in der Tabelle 27 aufgelistet.

Die Eier von *T. suis* konnten unbeschädigt und weiterhin infektiös nach einem bis zu zehn Tagen aus den Därmen der toten Fliegen der Art *L. sericata* isoliert werden.

**Tab. 27:** Ergebnisse der Langzeitversuche mit den Eiern von *Trichuris suis* und den längere Zeit toten Fliegen (bef. = befallene, n = Anzahl).

Parasitenart	<i>Trichuris suis</i>												
Fliegenart	<i>Calliphora vicina</i>		<i>Lucilia sericata</i>						<i>Musca domestica</i>		<i>Sarcophaga argyrostoma</i>		<i>Sarcophaga sp.</i>
n (Tage)	1	2	1	2	3	6	8	10	1	5	1	2	1
Därme													
n (Fliegen)	12	12	12	12	12	12	12	12	100	80	12	12	12
n (bef. Fliegen)	10	9	11	5	10	5	2	4	6	-	10	8	3
Summe (Parasiten)	74	36	152	12	26	27	3	6	15	-	22	24	12
mittlere Intensität	7,4	4	13,82	2,4	2,6	5,4	1,5	1,5	2,50	-	2,2	3	4
Intensität	1-31	1-9	1-71	1-6	1-9	2-12	1-2	1-2	1-5	-	1-4	1-9	3-6
Exoskelett (Exo)													
n (bef. Fliegen)	4	3	3	2	2	3	1	1	-	-	4	1	1
Summe (Parasiten)	21	15	70	24	51	18	1	17	-	-	18	9	19
mittlere Intensität	5,25	5	23,33	12	25,5	6	1	17	-	-	4,5	9	19
Intensität	3-8	3-7	4-56	8-15	18-33	4-8	0-1	0-17	-	-	2-6	0-9	0-19

Mit den Ergebnissen der Versuche mit den Eiern von *T. suis* konnte bestätigt werden, dass verschiedene Fliegenarten diese Parasiteneier sowohl aufnehmen als auch ausscheiden können. Darüber hinaus bleiben die Eier auch an der Körperoberfläche der Fliegen haften. Desweiteren wurde gezeigt, dass die Eier von *T. suis* noch nach bis zu zehn Tagen unbeschädigt und infektiös aus toten Fliegen isoliert werden können. Somit wurde bewiesen, dass Fliegen die Eier von *T. suis*, tragen, verbreiten und auch übertragen können.

### 3.2.6.2 *Trichuris muris*

Auf Grund der positiven Ergebnisse der Versuche mit den Eiern von *Trichuris suis* wurden die morphologisch sehr ähnlichen Eier von *T. muris* direkt in die Hauptversuche eingesetzt. Diese dienten als Vorversuche für den darauffolgenden tierexperimentellen Versuch.

Die Ergebnisse der Versuche mit den Eiern von *T. muris* und den Fliegenarten *Lucilia sericata*, *Musca domestica* und *Sarcophaga sp.* sind in der Tabelle 28 zusammengefasst und in den Abbildungen 26 (A)-(D) dargestellt.

Die Eier von *T. muris* wurden in den Därmen der Fliegen mit einer Prävalenz von 57% bei *L. sericata*, mit 49% bei *M. domestica* und mit 17% bei *Sarcophaga sp.* nachgewiesen. Am Exoskelett der Fliegen wurden die Eier mit einer Prävalenz von jeweils 100% bei *L. sericata* und *Sarcophaga sp.* vorgefunden sowie mit 67% bei *M. domestica*. An den Mundwerkzeugen der Fliegen wurden die Eier von *T. muris* mit einer Prävalenz von jeweils 33% bei *Sarcophaga sp.* und *M. domestica* sowie von 67% bei *L. sericata* ermittelt.

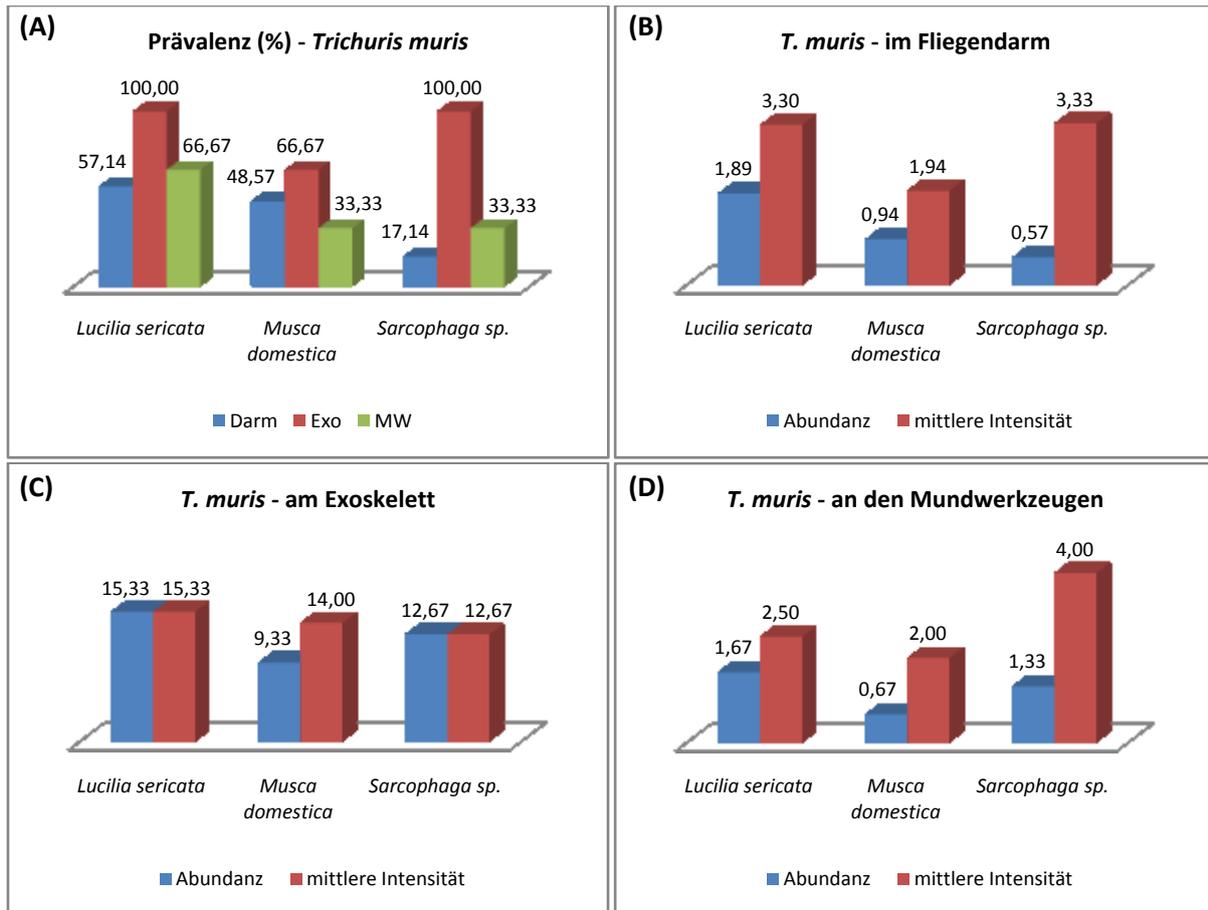
In den frischen Fliegen-Spots von *L. sericata* wurden drei Eier von *T. muris* entdeckt und ein Ei in einem Spot von *Sarcophaga* sp., jedoch kein Ei in den Spots von *M. domestica*.

Aus den jeweiligen Versuchskäfigen der Fliegen konnten bei *L. sericata* insgesamt 14 *T. muris*-Eier, acht Eier aus dem Käfig von *M. domestica* und 12 von *Sarcophaga* sp. isoliert werden.

**Tab. 28:** Ergebnisse der experimentellen Versuche mit den Eiern von *Trichuris muris* (n = Anzahl).

Parasitenart	Trichuris muris (Ei)		
	<i>Lucilia sericata</i>	<i>Musca domestica</i>	<i>Sarcophaga</i> sp.
<b>Fliegenart</b>			
n (Fliegen insg.)	35	35	35
Parasitenanzahl (eingesetzt insg.)	350	350	350
<b>Darm</b>			
n (befallene Fliegen)	20	17	6
Summe Parasiten ges. (in den Fliegen)	66	33	20
Prävalenz (%)	57,14	48,57	17,14
Abundanz	1,89	0,94	0,57
mittlere Intensität	3,30	1,94	3,33
Intensität (min.-max.)	1-9	1-6	1-7
<b>Exoskelett</b>			
n (Fliegengruppen)	3	3	3
n (befallene Fliegengruppen)	3	2	3
Summe Parasiten (an den Fliegen)	46	28	38
Prävalenz (%)	100,00	66,67	100,00
Abundanz	15,33	9,33	12,67
mittlere Intensität	15,33	14,00	12,67
Intensität (min.-max.)	8-26	10-18	2-32
<b>Mundwerkzeuge</b>			
n (befallene Fliegengruppen)	2	1	1
Summe Parasiten (an den Fliegen)	5	2	4
Prävalenz (%)	66,67	33,33	33,33
Abundanz	1,67	0,67	1,33
mittlere Intensität	2,5	2	4
Intensität (min.-max.)	1-4	0-2	0-4
<b>Spots</b>			
n (befallene Spots)	1	-	1
Summe Parasiten (in den Spots)	3	-	1
mittlere Intensität	3,00	-	1,00
Intensität (min.-max.)	0-3	-	0-1
<b>Versuchskäfig</b>			
Summe Parasiten (im Versuchskäfig)	14	8	12

Beim Vergleich der Ergebnisse wird durch die grafischen Darstellungen verdeutlicht, dass die Prävalenzen, mit denen die Eier von *T. muris* nachgewiesen wurden, am Exoskelett der Fliegen der drei Arten höher waren, als im Darm oder an den Mundwerkzeugen (Abb. 26 (A)). Die ermittelten mittleren Intensitäten der Parasiteneier im Darm und an den Mundwerkzeugen waren bei allen drei Fliegenarten höher als die entsprechenden Abundanzen (Abb. 26 (B), (D)). Am Exoskelett der Fliegen wurden die *T. muris*-Eier bei *L. sericata* und *Sarcophaga* sp. mit gleich hohen Abundanzen wie mittlere Intensitäten errechnet, dagegen war die ermittelte mittlere Intensität bei *M. domestica* leicht höher als die entsprechende Abundanz (Abb. 26 (C)).



**Abb. 26:** (A) Prävalenzen (%) der Eier von *Trichuris muris* sowie die entsprechenden Abundanzen und mittleren Intensitäten (B) im Darm, (C) am Exoskelett und (D) an den Mundwerkzeugen der Fliegen (Exo = Exoskelett, MW = Mundwerkzeuge).

Die Ergebnisse der Versuche mit den Eiern von *T. muris* zeigten, dass verschiedene Fliegenarten die Parasiteneier sowohl aufnehmen als auch ausscheiden können. Ebenfalls wurde nachgewiesen, dass die Eier an der Körperoberfläche der Fliegen haften bleiben. Somit können die Eier von *T. muris* durch Fliegen verbreitet und auch übertragen werden.

### 3.2.6.3 Tierexperimenteller Infektionsversuch mit *Trichuris muris*

Im Folgenden werden die Ergebnisse des Infektionsversuchs wiedergegeben, in dem Mäuse erfolgreich mit *Trichuris muris* über im Labor gezüchtete Fliegen - als Überträger - infiziert wurden.

#### Teil 1

In dem ersten Versuchsteil wurde den Mäusen die Waschlösung der Exoskelette zusammen mit den Därmen der Fliegen der Arten *Lucilia sericata* und *Musca domestica*, die zuvor mit den Eiern von *T. muris* gefüttert wurden, verabreicht. Die Ergebnisse des ersten Versuchsteils sind in der Tabelle 29 aufgeführt.

Einen Tag nach der Infektion verendete eine Maus (mit der Kennzeichnung *Musca* 3, aus dem Käfig Nr. 2). Bei der ersten gepoolten Untersuchung der Mäuse-Fäzes (nach 40 Tagen) wurden viele Eier in den Fäzes der Mäuse aus beiden Käfigen vorgefunden.

Einen Tag nach der Infektion verendete eine Maus (mit der Kennzeichnung *Musca* 3, aus dem Käfig Nr. 2). Bei der ersten gepoolten Untersuchung der Mäuse-Fäzes (nach 40 Tagen) wurden viele Eier in den Fäzes der Mäuse aus beiden Käfigen vorgefunden.

Bei der Untersuchung der Fäzes der einzelnen Mäuse - 42 Tage nach der Infektion - konnten in den Kotproben aller Mäuse, mit Ausnahme der Negativ-Kontrolle, *T. muris*-Eier nachgewiesen werden. Demnach wurden alle Mäuse erfolgreich über die Fliegen mit *T. muris* infiziert.

**Tab. 29:** Ergebnisse der Kotuntersuchung des ersten Teils des tierexperimentellen Infektionsversuchs mit den Eiern von *Trichuris muris*.

Maus (Kennzeichnung)	Infektion mit	Infektionsnachweis: Anzahl der <i>T. muris</i> -Eier (in 1/3 Mäusekot)
<i>Lucilia</i> 1	<i>Lucilia sericata</i> (Darm + Exoskelett)	20
<i>Lucilia</i> 2	<i>Lucilia sericata</i> (Darm + Exoskelett)	33
<i>Lucilia</i> 3	<i>Lucilia sericata</i> (Darm + Exoskelett)	8
<i>Musca</i> 1	<i>Musca domestica</i> (Darm + Exoskelett)	36
<i>Musca</i> 2	<i>Musca domestica</i> (Darm + Exoskelett)	15
<i>Musca</i> 3	<i>Musca domestica</i> (Darm + Exoskelett)	†
Positiv-Kontrolle	Versuchslösung ( <i>T. muris</i> -Eier + Milch)	5
Negativ-Kontrolle	-	0

## Teil 2

Im zweiten Teil des tierexperimentellen Versuchs wurden die Mäuse zum einen erfolgreich über die Körperoberfläche und über die Därme der Fliegen getrennt mit *T. muris* infiziert. Hierzu wurden den Mäusen entweder die Waschlösung der Exoskelette der Fliegen oder die Därme Fliegen verabreicht. Die Ergebnisse dieses zweiten Versuchsteils sind in der Tabelle 30 aufgelistet.

Bei der Untersuchung der Mäuse-Fäzes nach 41 Tagen wurde bei acht Mäusen eine Infektion mit *T. muris* festgestellt. Die Negativ-Kontrolle wies, im Gegensatz zur Positiv-Kontrolle bei der erwartungsgemäß *T. muris*-Eier nachgewiesen wurden, keine Infektion auf.

Bei den Mäusen (mit der Kennzeichnung L1E und L1D), die über *L. sericata* aus der ersten Petrischale infiziert wurden, konnten in ihren Fäzes keine *T. muris*-Eier gefunden werden. Auch bei der Maus (L3E), die mit der Waschlösung der Exoskelette von *L. sericata* aus der dritten Petrischale infiziert wurde, konnte keine Infektion festgestellt werden.

Von den über *M. domestica* infizierten Mäusen wiesen zwei Mäuse (M2D, M3D) keine Infektion mit *T. muris* auf, obwohl beide Mäuse mit den Därmen der Fliegen aus den Petrischalen Nr. 2 und Nr. 3 infiziert wurden und bei den Mäusen (M2E, M3E), die jeweils die Waschlösung der Exoskelette der selben Fliegen erhielten, die Infektion erfolgreich war.

In der Kotprobe der Mäuse (L2D, L3D), die über die Därme von *L. sericata* erfolgreich infiziert wurden, konnten bei einer Maus zwei und bei der anderen neun Eier entdeckt werden. Bei der Maus (L2E) die mit der Waschlösung der Exoskelette von *L. sericata* erfolgreich infiziert wurde, wurden acht Eier in deren Kotprobe gefunden.

Insgesamt 19 *T. muris*-Eier wurden in der Kotprobe der Maus (M1D), die erfolgreich über die Därme von *Musca domestica* infiziert wurde, gezählt und zwei, neun und 35 Eier in den Kotproben der Mäuse (M1E, M2E, M3E), die über die Waschlösung der Exoskelette derselben Fliegenart infiziert wurden.

Im Gegensatz zu über die Fliegen infizierten Mäusen wurde in der Kotprobe Kot der Maus, die zur Stammerhaltung von *T. muris* im Labor diente, eine weitaus höhere Anzahl an *T. muris*-Eiern (207) vorgefunden.

**Tab. 30:** Ergebnisse der Kotuntersuchung des zweiten Teils des tierexperimentellen Infektionsversuchs mit Eiern von *Trichuris muris*.

Maus (Kennzeichnung)	Infektion mit	Infektionsnachweis: Anzahl der <i>T. muris</i> -Eier (in 1/3 Mäusekot)
L1E	<i>Lucilia sericata</i> (Exoskelett)	-
L1D	<i>Lucilia sericata</i> (Darm)	-
L2E	<i>Lucilia sericata</i> (Exoskelett)	8
L2D	<i>Lucilia sericata</i> (Darm)	9
L3E	<i>Lucilia sericata</i> (Exoskelett)	-
L3D	<i>Lucilia sericata</i> (Darm)	2
M1E	<i>Musca domestica</i> (Exoskelett)	35
M1D	<i>Musca domestica</i> (Darm)	19
M2E	<i>Musca domestica</i> (Exoskelett)	2
M2D	<i>Musca domestica</i> (Darm)	-
M3E	<i>Musca domestica</i> (Exoskelett)	9
M3D	<i>Musca domestica</i> (Darm)	-
Positiv-Kontrolle	Versuchslösung ( <i>T. muris</i> Eier + Milch)	19
Negativ-Kontrolle	-	-
Stammerhaltung	konzentrierte <i>T. muris</i> Eier	207

Mit den Ergebnissen des tierexperimentellen Versuchs konnte bewiesen werden, dass Mäuse erfolgreich mit *T. muris* über Fliegen infiziert werden können. Es wurde gezeigt, dass die Eier von *T. muris* ihre Infektiosität weder durch die Passage durch den Fliegendarm noch durch das Haftenbleiben am Exoskelett der Fliegen verlieren. Somit können Fliegen nicht nur Träger, sondern auch eindeutig Überträger von *T. muris* sein.

### 3.2.7 *Dermanyssus gallinae*

Im folgenden experimentellen Versuch wurde die Übertragung von verschiedenen Entwicklungsstadien (Larven, Nymphen, Adulte) der Milbe *Dermanyssus gallinae* durch Fliegen der Art *Musca domestica* untersucht. Die Ergebnisse dieses Versuchs sind in den Tabellen 31 und 32 aufgeführt.

An der Körperoberfläche der Fliegen wurden die Milben mit einer Prävalenz von 59%, einer Abundanz von 0,76 und einer mittleren Intensität von 1,3 vorgefunden (Tab. 31).

**Tab. 31:** Ergebnisse des experimentellen Versuchs mit von *Dermanyssus gallinae* (n = Anzahl).

Parasitenart	<i>Dermanyssus gallinae</i>
Fliegenart	<i>Musca domestica</i>
n (Fliegen insg.)	210
Parasitenanzahl (eingesetzt insg.)	950
<b>Exoskelett (Exo)</b>	
n (Fliegengruppen)	17
n (befallene Fliegengruppen)	10
Summe Parasiten (an den Fliegen)	13
Prävalenz (%)	58,82
Abundanz	0,76
mittlere Intensität	1,3
Intensität (min.-max.)	1-3

Vom Exoskelett der eingesetzten Fliegen wurden fünf Larven und acht Nymphen isoliert, jedoch keine adulten Milben vorgefunden. In den Versuchskäfig wurden durch die Fliegen 16 Larven, 47 Nymphen und vier adulte Milben getragen (Tab. 32).

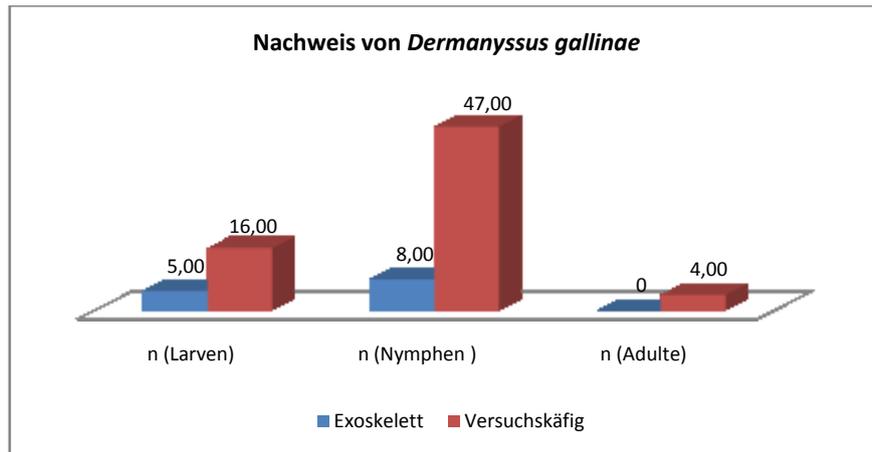
**Tab. 32:** Nachweis der einzelnen Entwicklungsstadien von *Dermanyssus gallinae* (n = Anzahl) an *Musca domestica* und im Versuchskäfig.

Fliegenart	n (Fliegen)	Art der Waschlösung	n (Larven)	n (Nymphen)	n (Adulte)
<i>Musca domestica</i>	210	Exoskelett	5	8	0
		Versuchskäfig	16	47	4

Ein wichtiges Ergebnis dieses Versuchs war, dass adulten Milben ausschließlich im Versuchskäfig gefunden wurden und nicht am Exoskelett der Fliegen.

In Abbildung 27 sind die nachgewiesenen verschiedenen Entwicklungsstadien von *D. gallinae* grafisch mit ihrer totalen Anzahl dargestellt.

Durch die grafische Darstellung wird noch einmal verdeutlicht, dass zum einen deutlich mehr Milben im Versuchskäfig als am Exoskelett der Fliegen vorgefunden wurden und zum anderen, dass das Nymphenstadium das am häufigsten nachgewiesene Entwicklungsstadium von *D. gallinae* war (Abb. 27).



**Abb. 27:** Nachweis der verschiedenen Entwicklungsstadien von *Dermanyssus gallinae* am Exoskelett von *Musca domestica* und im Versuchskäfig (n = Anzahl).

Dieser Versuch zeigte, dass vorzugsweise Nymphen und Larven von *D. gallinae* phoretisch durch *M. domestica* getragen, übertragen und verbreitet werden können.

### 3.2.8 Ergebnisse der experimentellen Versuche im Vergleich

In den Abbildungen 28 bis 33 sind abschließend die Ergebnisse der experimentellen Versuche mit den verschiedenen Parasitenarten und den jeweils verwendeten Fliegenarten im Vergleich dargestellt. Die Fliegenarten *Lucilia cuprina*, *L. sericata*, *Sarcophaga argyrostoma* und *Sarcophaga* sp. wurden hierzu auf Gattungsebene zusammengefasst.

Beim Vergleich der einzelnen Parasitenarten miteinander wird deutlich (Abb. 28), dass die beiden eingesetzten Einzeller *Eimeria tenella* und *Giardia lamblia* mit den höchsten Prävalenzen insgesamt in den Därmen der eingesetzten Fliegenarten (*Lucilia* spp., *Musca domestica*) nachgewiesen wurden. Für *E. tenella* wurde eine Prävalenz von 87% bei *Lucilia* spp. und von etwa 97% bei *M. domestica* ermittelt, für *G. lamblia* eine Prävalenz von etwa 78% bei *Lucilia* spp. bzw. 63% bei *M. domestica*. Die Eier von *Trichuris suis* wurden ebenfalls mit einer hohen Prävalenz von 66% in den Fliegendärmen von *Calliphora vicina* vorgefunden. Mit den vergleichsweise niedrigsten Prävalenzen wurden die Eier von *Hymenolepis diminuta* in den Fliegendärmen in den bei diesen Versuchen eingesetzten Fliegenarten (*Lucilia* spp., *M. domestica*) nachgewiesen.

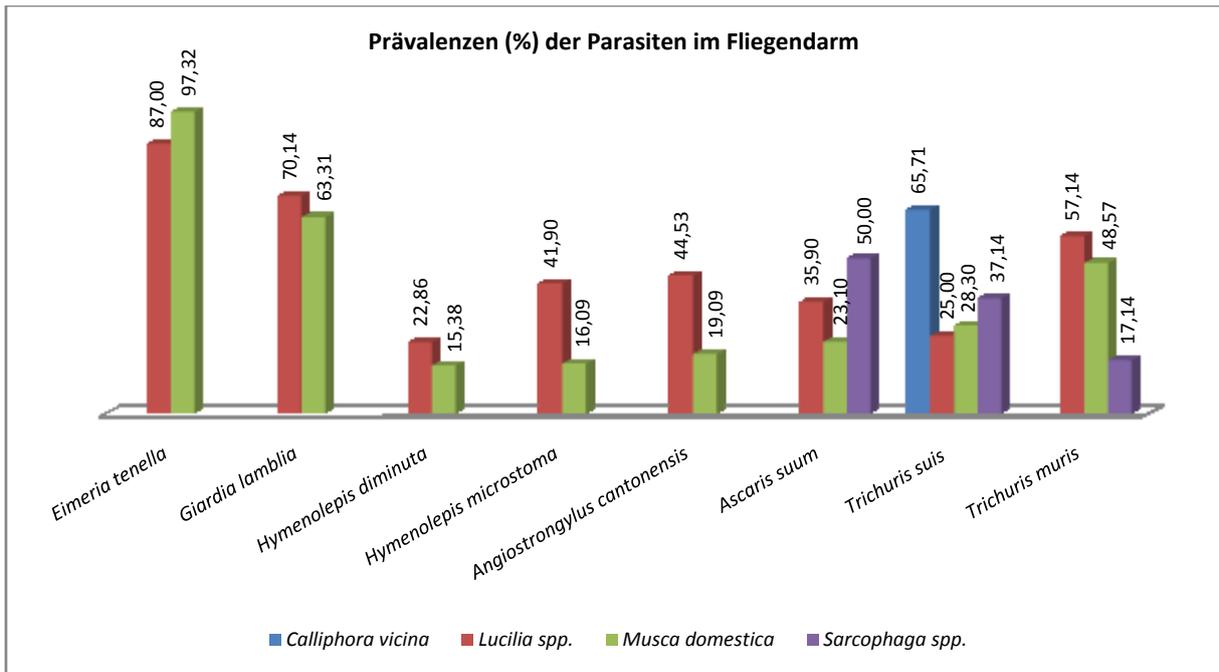


Abb. 28: Prävalenzen (%) der einzelnen Parasitenarten in den Därmen der Fliegen.

Beim Vergleich der Prävalenzen, in denen die verschiedenen Parasiten am Exoskelett der jeweils eingesetzten Fliegenarten nachgewiesen wurden, stellte sich heraus, dass die Parasiten mit deutlich höheren Prävalenzen (sogar mehrfach 100%) an der Körperoberfläche der Schmeiß- und Fleischfliegenarten haften blieben als bei der Stubenfliege (*M. domestica*) (Abb. 29).

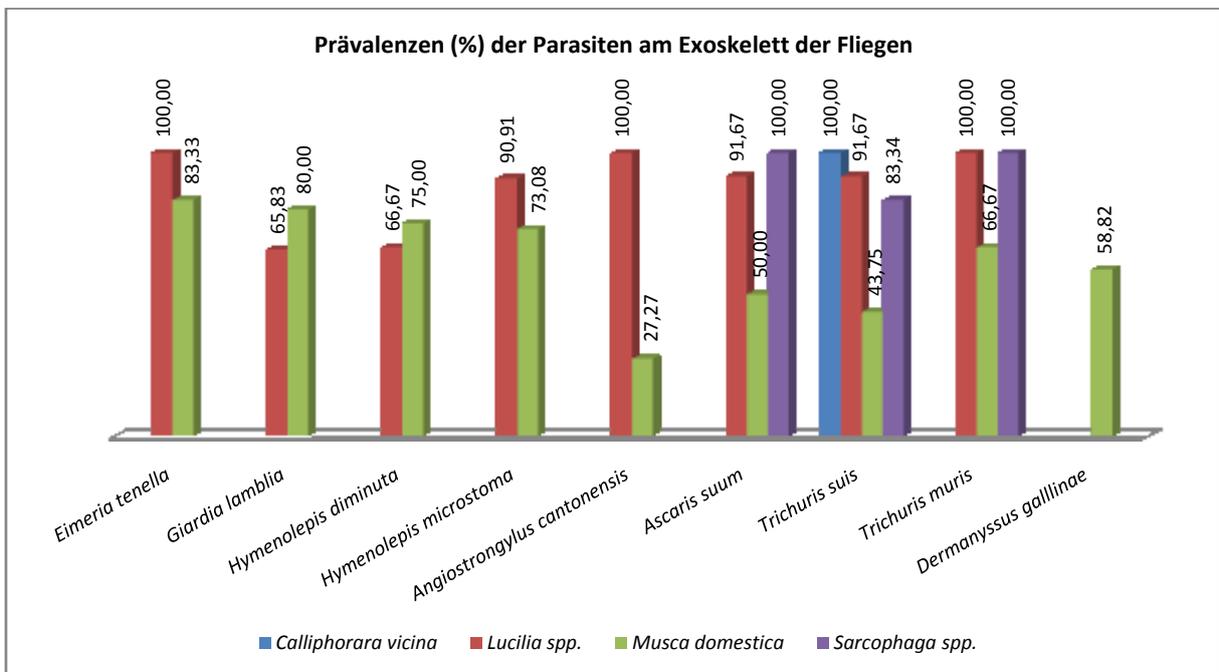


Abb. 29: Prävalenzen (%) der einzelnen Parasitenarten am Exoskelett der Fliegen.

Die metazoischen Parasitenarten traten alle mit Abundanzen von unter 2,00 in den Därmen der Fliegen auf (Abb. 30).

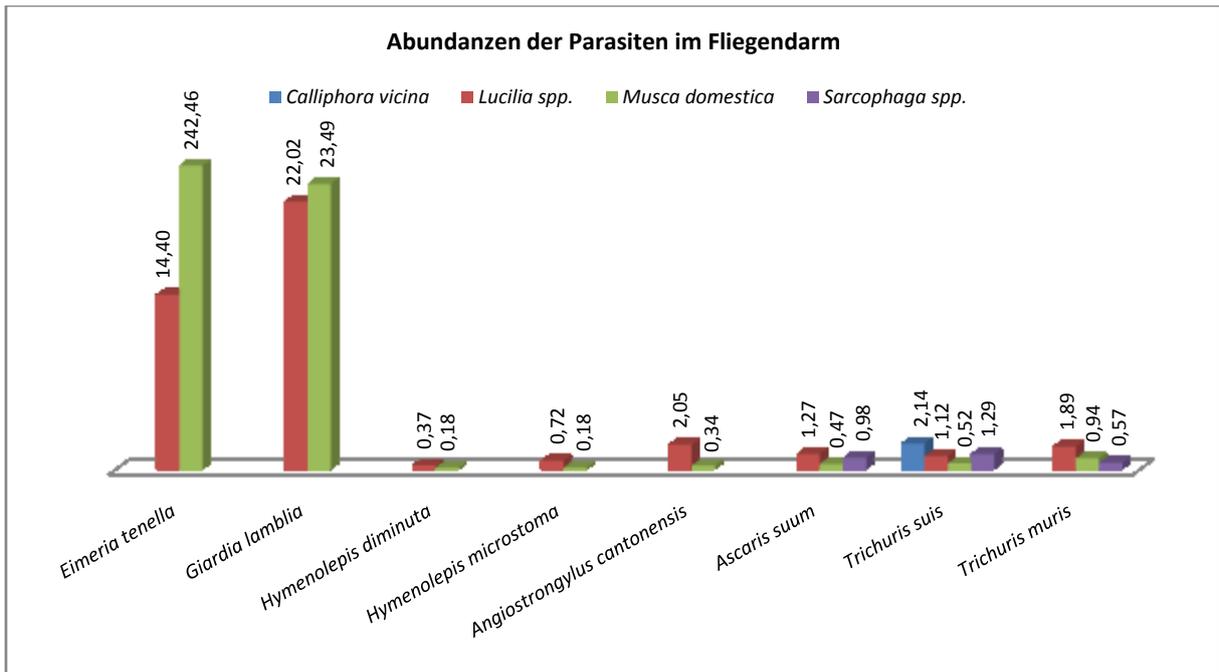


Abb. 30: Abundanzen der einzelnen Parasitenarten in den Därmen der Fliegen.

Für die beiden Protozoen wurden im Fliegendarm höhere Abundanzen als bei den Metazoen ermittelt, wobei die Trophozysten von *G. lamblia* mit einer Abundanz von über 20,00 und die Oozysten von *E. tenella* mit einer Abundanz von 14,40 bei *Lucilia spp.* und von sogar 242,46 in den Därmen von *M. domestica* vorgefunden wurden (Abb. 30).

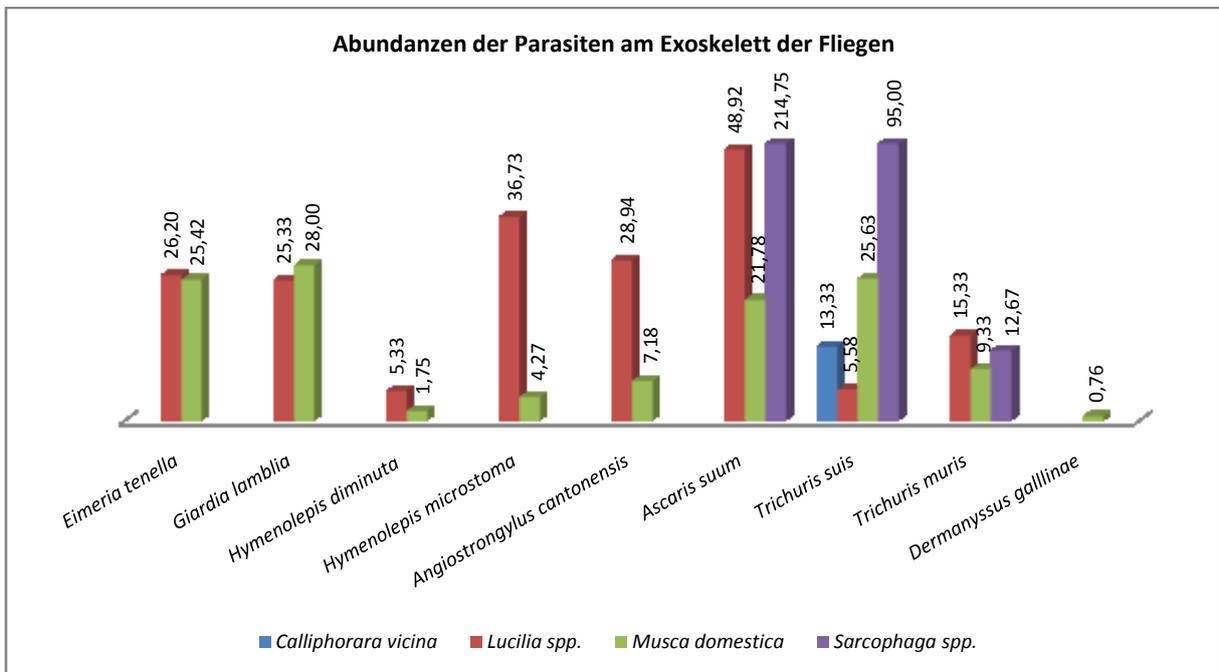
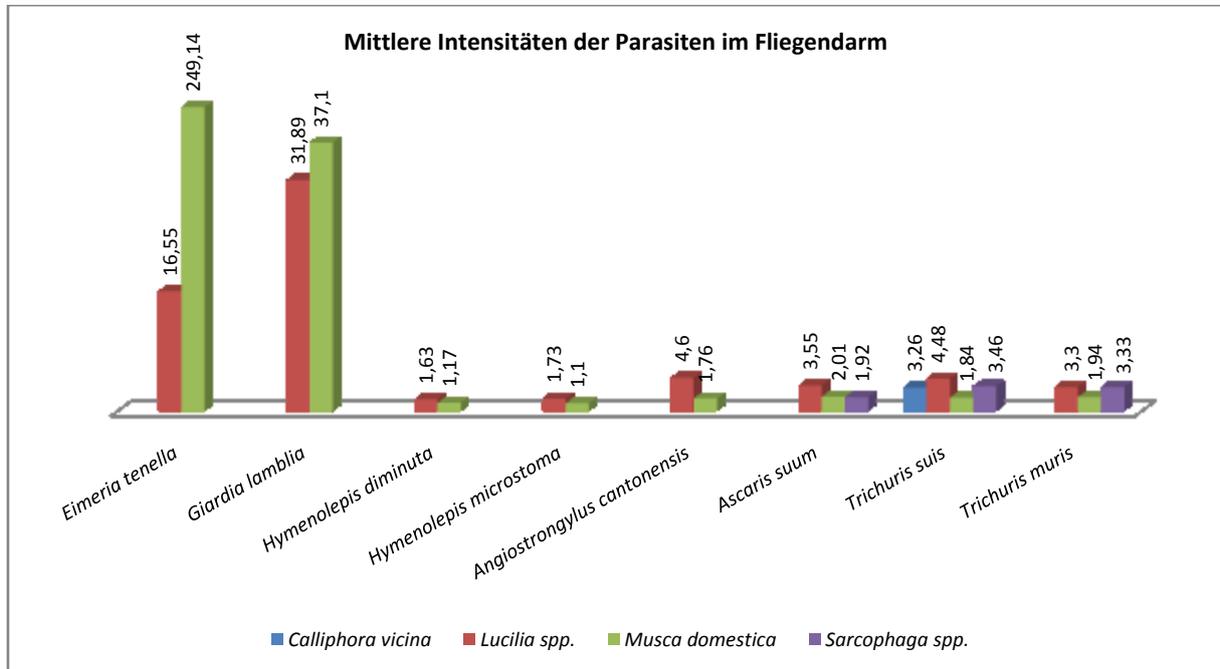


Abb. 31: Abundanzen der einzelnen Parasitenarten am Exoskelett der Fliegen.

Bei der Betrachtung der Abundanzen, in denen die Parasiten am Exoskelett der Fliegen angetroffen wurden, fällt auf, dass die Eier von *Ascaris suum* und *T. suis* in besonders hohen Abundanzen von 214,75 und 95,00 an der Körperoberfläche von *Sarcophaga* spp. nachgewiesen werden konnten (Abb. 31).



**Abb. 32:** Mittlere Intensitäten der einzelnen Parasitenarten in den Därmen der Fliegen.

Auch beim Vergleich der mittleren Intensitäten wurden bei den Protozoen wieder deutlich höhere Parasitenanzahlen in den Därmen der Fliegen vorgefunden als bei den metazoischen Parasitenarten (Abb. 24). Hierbei wurden mit der im Vergleich höchsten mittleren Intensität von 249,14 die Oozysten von *E. tenella* in den Därmen von *M. domestica* nachgewiesen (Abb. 32).

An der Körperoberfläche der *Sarcophaga*-Arten wurden die Eier von *A. suum* und *T. suis* mit den höchsten mittleren Intensitäten (von 214,75 bzw. 98,09) aller untersuchten Parasitenarten nachgewiesen (Abb. 33).

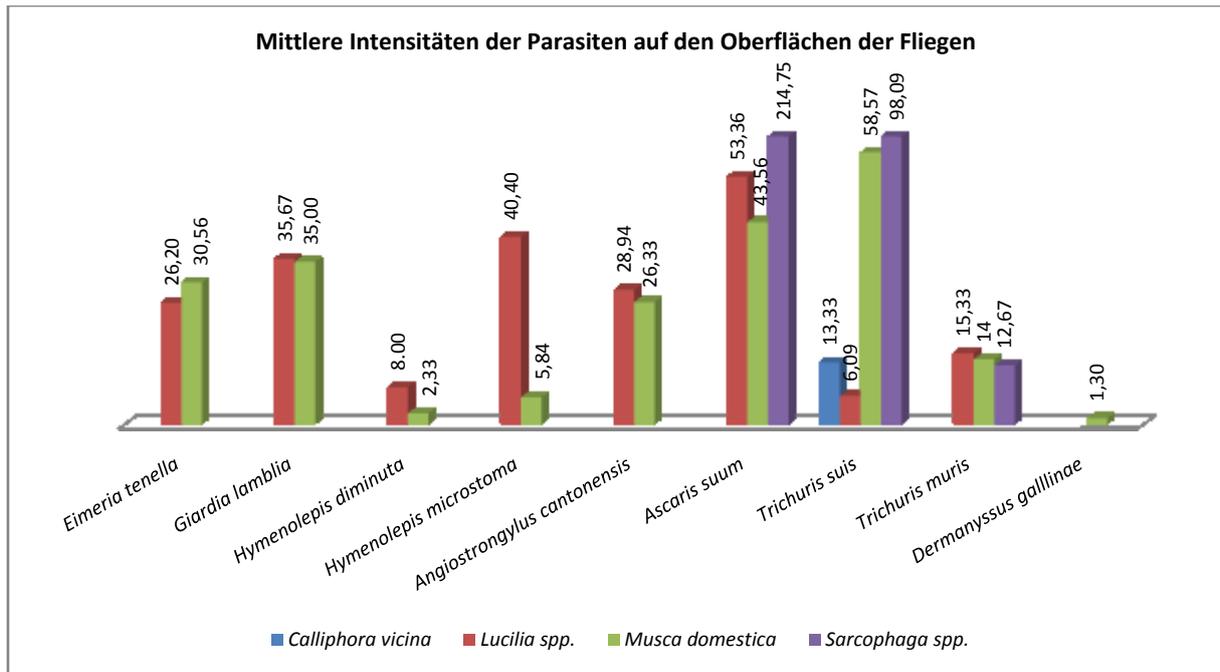
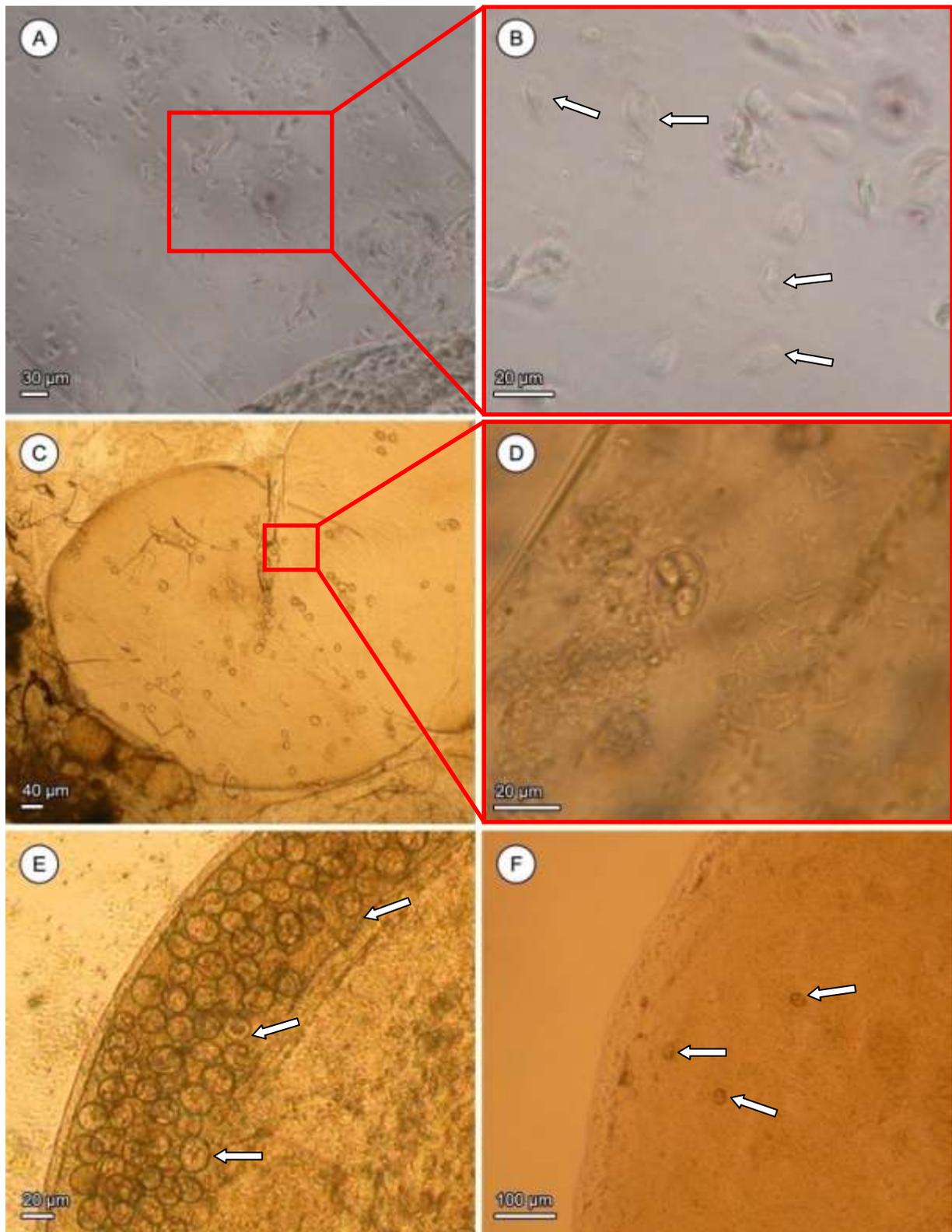


Abb. 33: Mittlere Intensitäten der einzelnen Parasitenarten am Exoskelett der Fliegen.

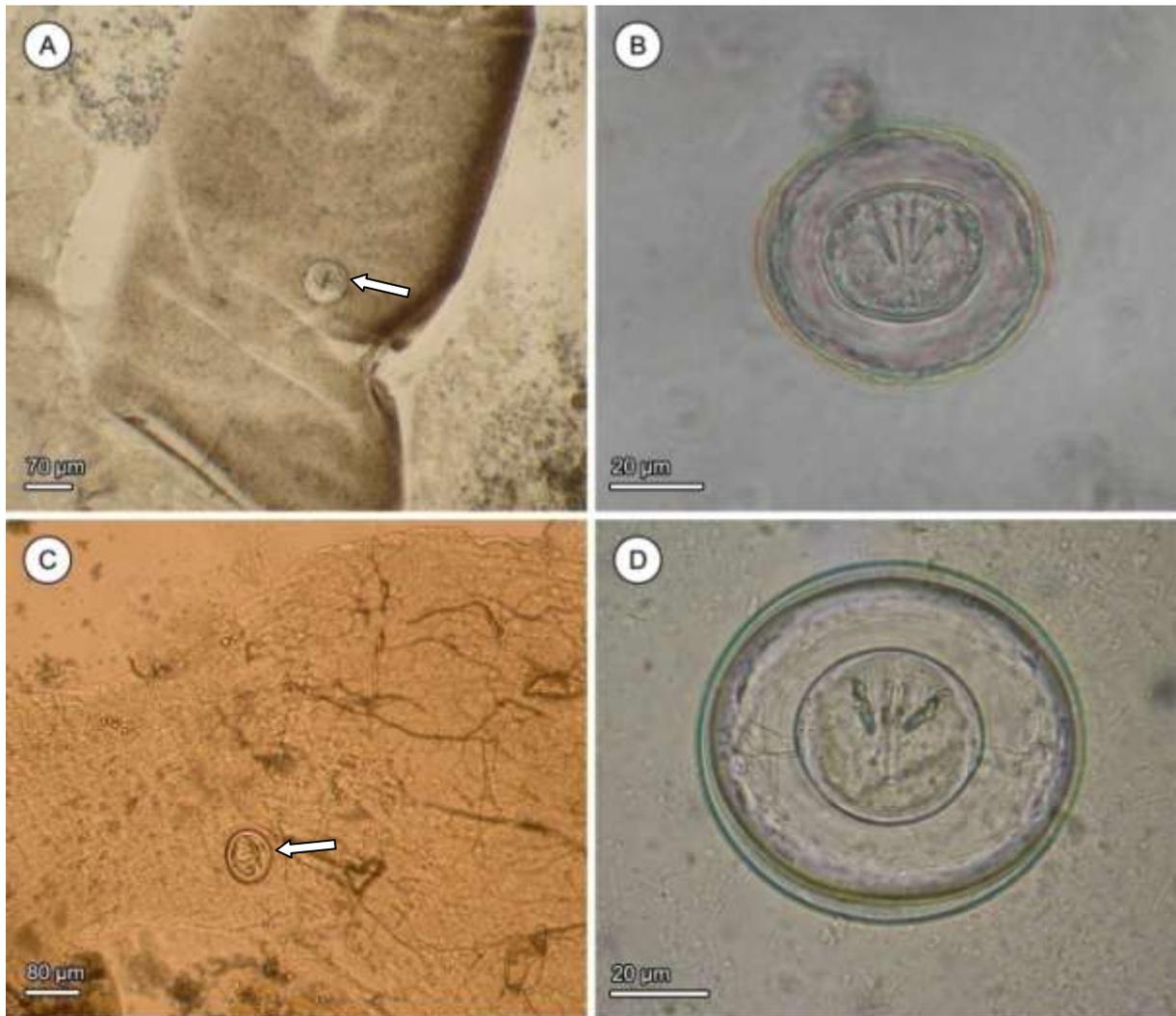
### 3.2.9 Licht- und rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen

#### 3.2.9.1 Lichtmikroskopische Dokumentation der experimentellen Versuche

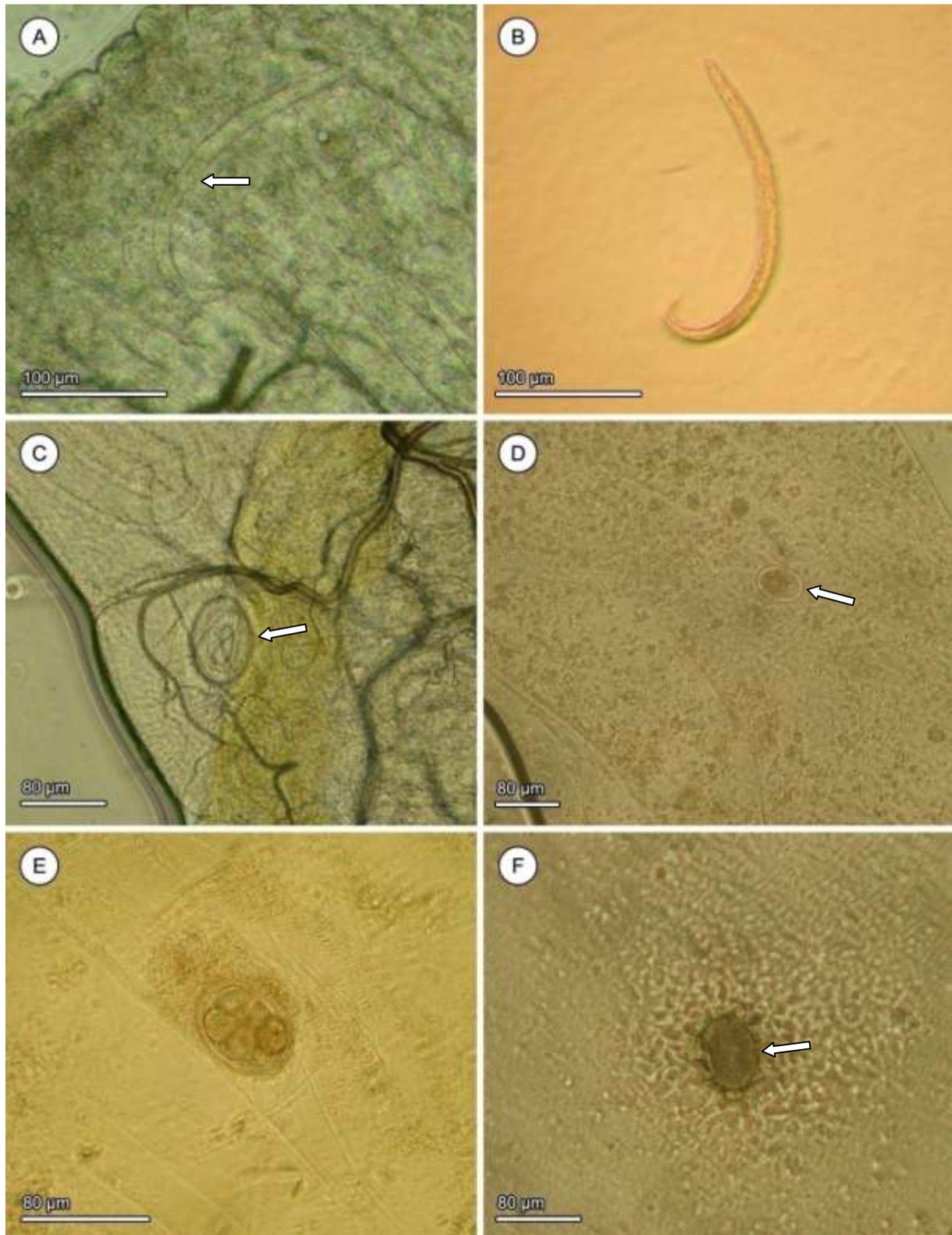
In den folgenden Fototafeln (Fototafel 1-5) sind die Ergebnisse der lichtmikroskopischen Untersuchung abgebildet, die bei den experimentellen Versuchen zusätzlich zur Dokumentation durchgeführt wurde. Die lichtmikroskopischen Aufnahmen zeigen den Nachweis der in den Versuchen eingesetzten Parasitenarten (Protozoa: *Giardia lamblia*, *Eimeria tenella*; Cestoda: *Hymenolepis diminuta*, *H. microstoma*; Nematoda: *Angiostrongylus cantonensis*, *Ascaris suum*, *Trichuris muris*, *T. suis*; Arachnida: *Dermanyssus gallinae*) in oder an den jeweils verwendeten Fliegenarten. Die Parasiten wurden hierzu im Darm der Fliegen, in der Waschlösung ihrer Körperoberflächen und teilweise auch in ihren Fäzes- oder Regurgitations-Spots abgelichtet.



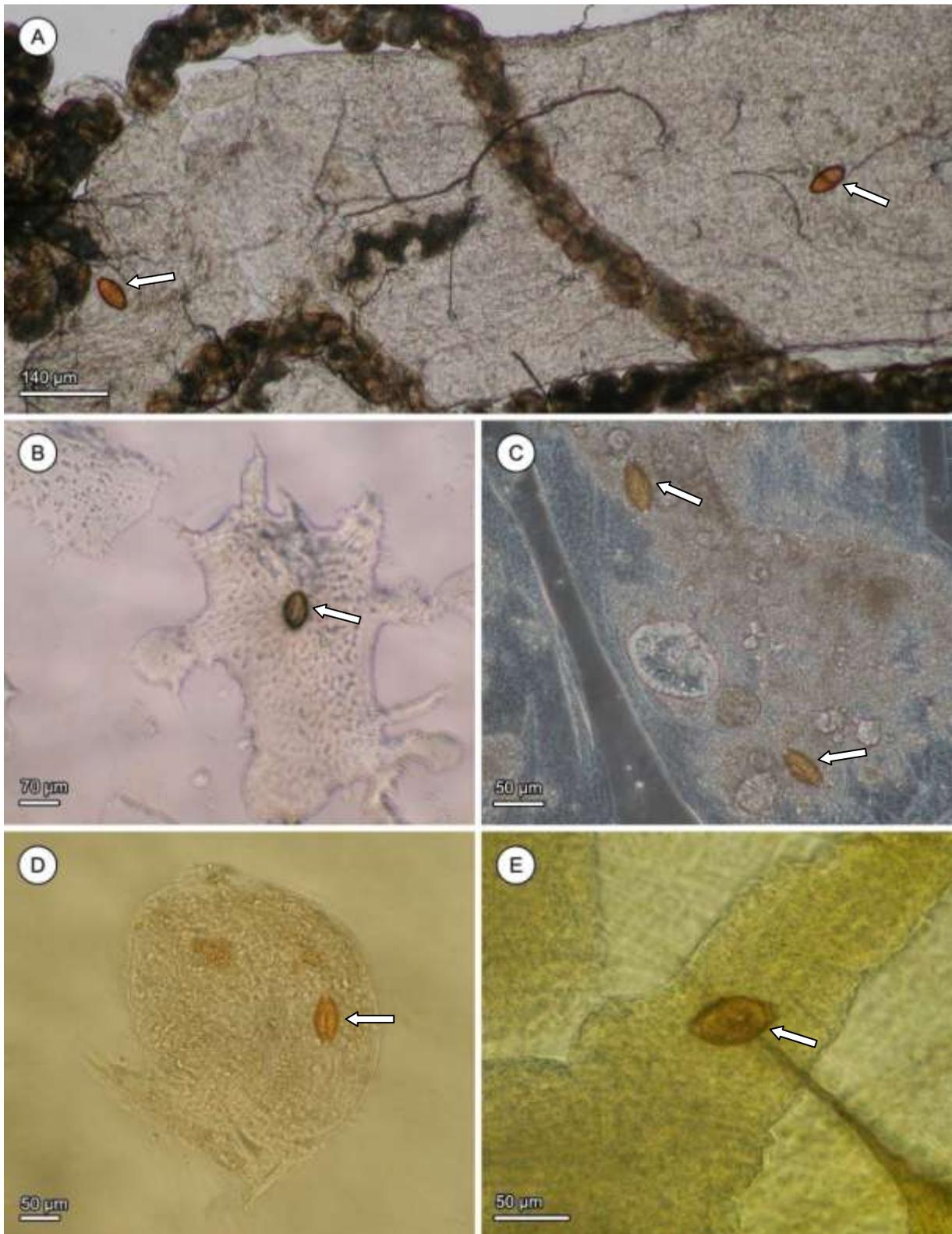
**Fototafel 1:** Lichtmikroskopische Dokumentation der experimentellen Versuche mit den Protozoen *Giardia lamblia* und *Eimeria tenella*. A-B) Trophoziten von *G. lamblia* im Darm von *Musca domestica*. C-F) Oozysten von *E. tenella*: C) und D) im Darm von *M. domestica*, E) im Darm von *Lucilia cuprina*, F) im Fäzes-Spot von *M. domestica*.



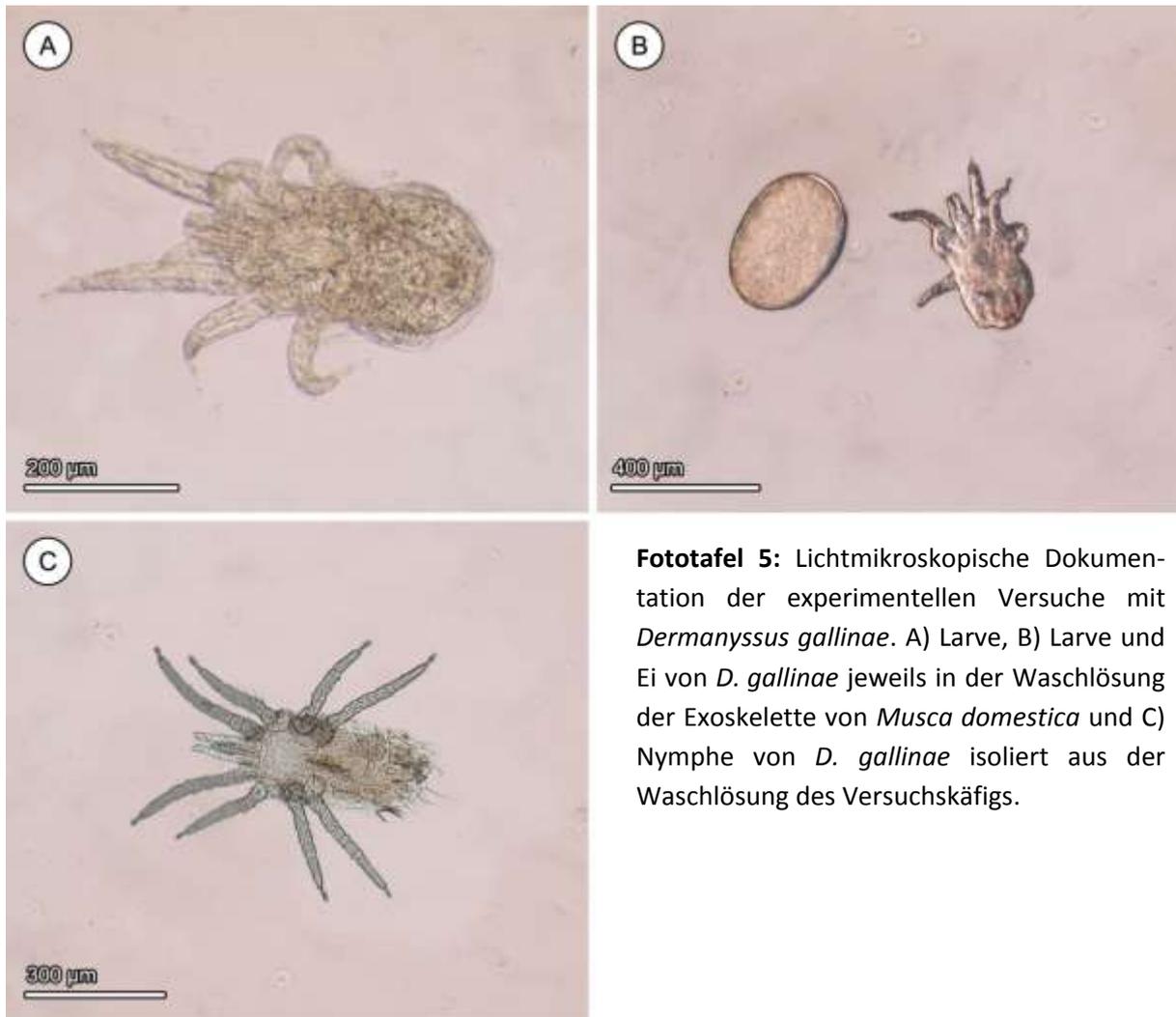
**Fototafel 2:** Lichtmikroskopische Dokumentation der experimentellen Versuche mit den Cestoden *Hymenolepis diminuta* und *H. microstoma*. A-B) Eier von *H. diminuta*: A) im Darm von *Musca domestica*, B) in der Waschlösung der Exoskelette von *M. domestica*. C-D) Eier von *H. microstoma*: C) im Darm von *M. domestica*, D) in der Waschlösung der Exoskelette von *M. domestica*.



**Fototafel 3:** Lichtmikroskopische Dokumentation der experimentellen Versuche mit den Nematoden *Angiostrongylus cantonensis* und *Ascaris suum*. A-B) Erstes Larvenstadium (L1) von *A. cantonensis*: A) im Darm von *Musca domestica*, B) in der Waschlösung der Exoskelette von *Lucilia sericata*. C-F) Eier von *Ascaris suum* (vorbehandelt mit Schwefelsäure): C-D) im Darm von *M. domestica*, E) im Darm von *L. sericata*, F) im Regurgitations-Spot von *M. domestica*.



**Fototafel 4:** Lichtmikroskopische Dokumentation der experimentellen Versuche mit den Nematoden *Trichuris muris* und *T. suis*. A-B) Eier von *T. muris*: A) im Darm von *Musca domestica*, B) im Regurgitations-Spot von *Lucilia sericata*. C-E) Eier von *T. suis*: C) im Darm und D) im Fäzes-Spot von *L. sericata*, E) im Darm von *M. domestica*.



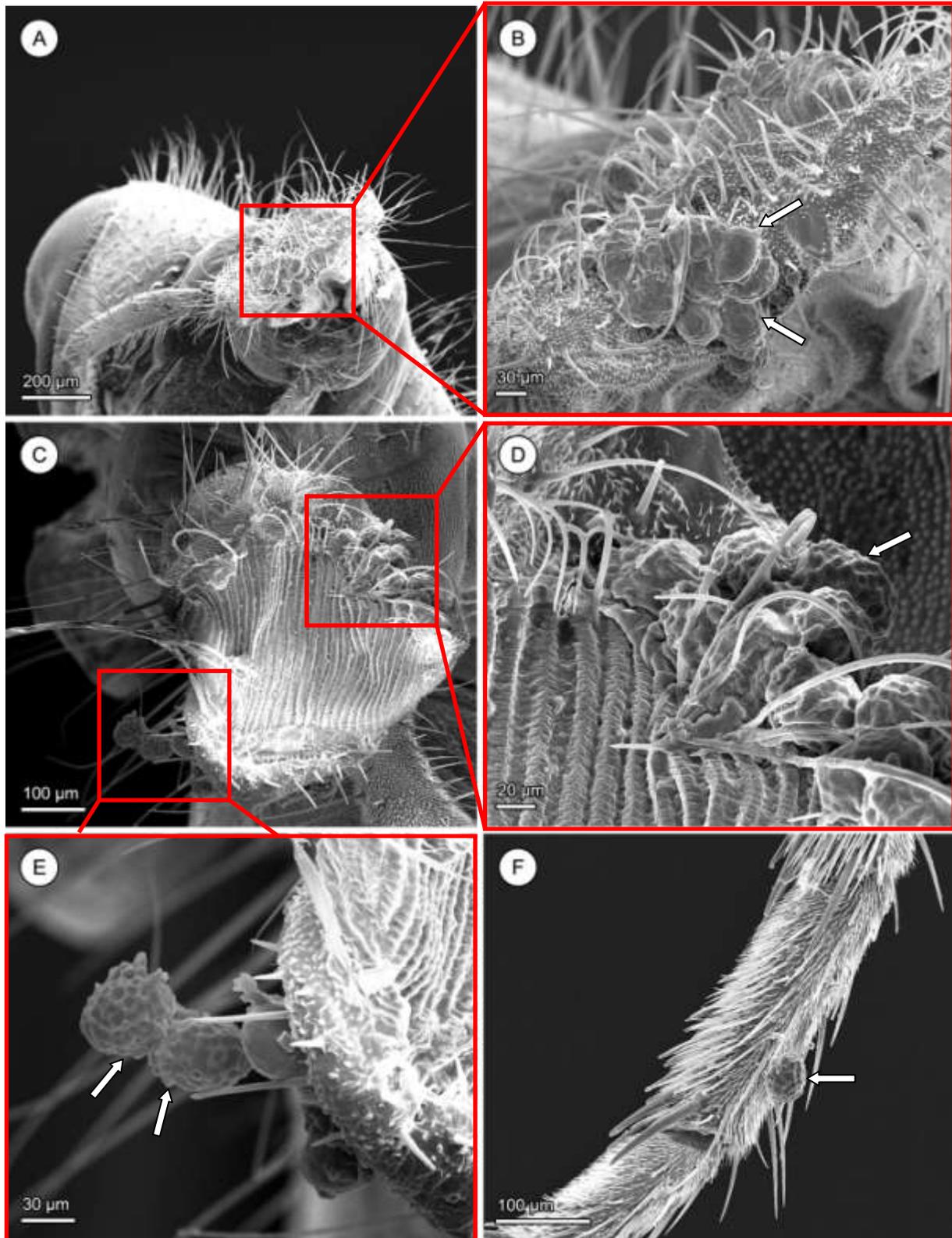
**Fototafel 5:** Lichtmikroskopische Dokumentation der experimentellen Versuche mit *Dermanyssus gallinae*. A) Larve, B) Larve und Ei von *D. gallinae* jeweils in der Waschlösung der Exoskelette von *Musca domestica* und C) Nympe von *D. gallinae* isoliert aus der Waschlösung des Versuchskäfigs.

### 3.2.9.2 Rasterelektronenmikroskopische Dokumentation der experimentellen Versuche

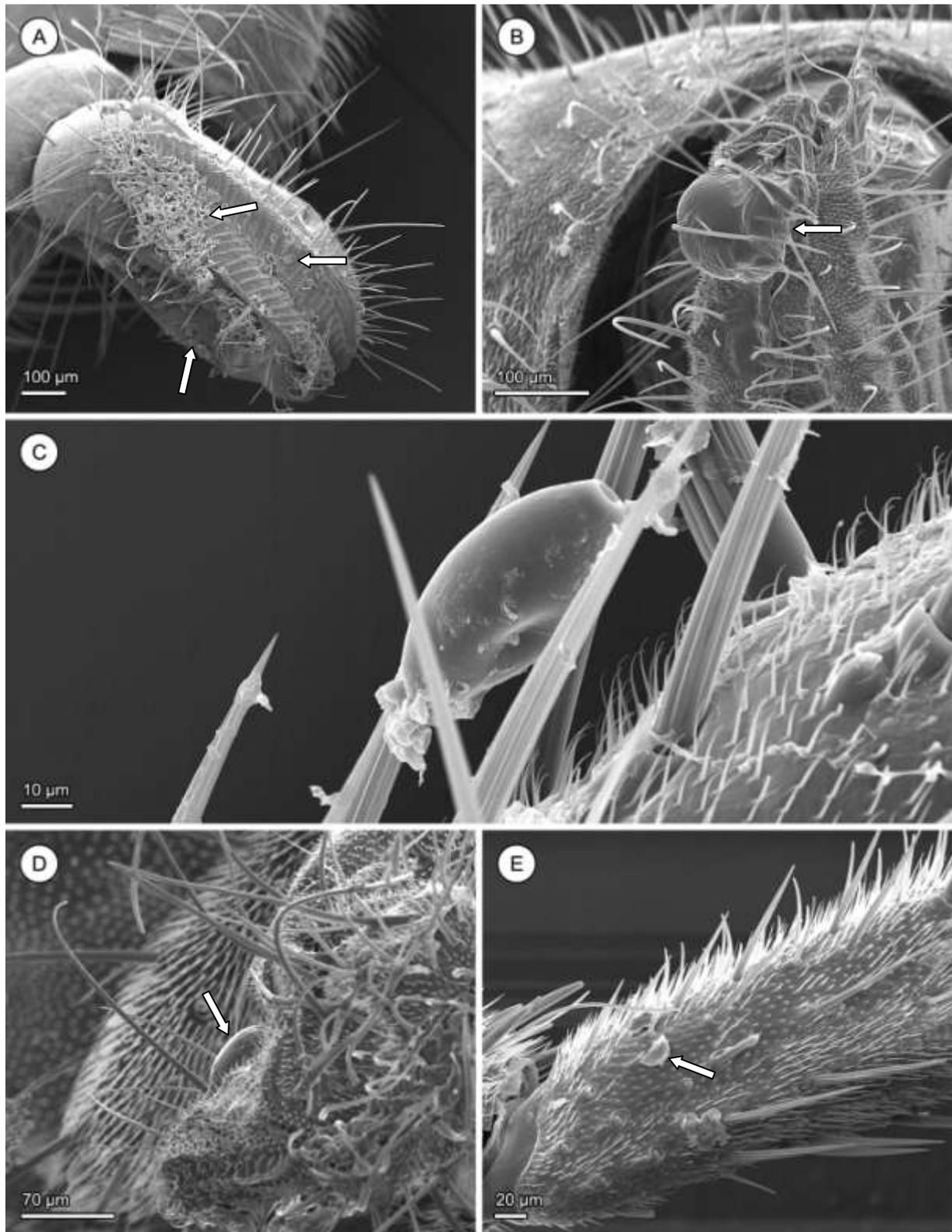
In den folgenden Fototafeln sind die Ergebnisse der rasterelektronenmikroskopischen Untersuchung der Körperoberfläche der Fliegen abgebildet, die in den jeweiligen experimentellen Versuchen eingesetzt wurden.

Mit den rasterelektronenmikroskopischen Aufnahmen sollte dokumentiert werden, wie die einzelnen in den Versuchen eingesetzten Parasitenarten (Protozoa: *Giardia lamblia*, *Eimeria tenella*; Cestoda: *Hymenolepis diminuta*, *H. microstoma*; Nematoda: *Angiostrongylus cantonensis*, *Ascaris suum*, *Trichuris muris*, *T. suis*) am Exoskelett der Fliegen haften bleiben.

Bedingt durch die Präparationsmethodik (siehe 2.2.4) konnten die eingesetzten Parasitenarten nur an wenigen Fliegen mit dem Rasterelektronenmikroskop erfolgreich nachgewiesen und abgelichtet werden. Von den Larven von *A. cantonensis* und den Eier von *H. diminuta* konnten keine rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen gemacht werden, weil diese bei dieser Untersuchung nicht am Exoskelett der Fliegen vorgefunden wurden.



**Fototafel 6:** Ergebnisse der rasterelektronenmikroskopischen Untersuchung der Eier von *Ascaris suum* auf der Körperoberfläche der Fliegen. A-B) *A. suum*-Eier an der Proboscis von *Musca domestica*, C-E) an der Proboscis von *Lucilia sericata* und F) am Bein von *M. domestica*.



**Fototafel 7:** Ergebnisse der rasterelektronenmikroskopischen Untersuchung von *Eimeria tenella*, *Hymenolepis microstoma*, *Trichuris suis*, *T. muris* und *Giardia lamblia* auf der Körperoberfläche von *Musca domestica* und *Lucilia sericata*. A) Oozysten von *E. tenella* an der Proboscis von *M. domestica*. B) Ei von *H. microstoma* an der Proboscis von *M. domestica*. C) Ei von *T. suis* am Bein von *M. domestica*. D) Ei von *T. muris* an der Proboscis von *L. sericata*. E) Trophozoit von *G. lamblia* am Bein von *M. domestica*.

### 3.3 Beschreibung der Fliegenarten

Im Folgenden werden sowohl die Fliegenarten beschrieben, die bei der vorliegenden Studie an den verschiedenen Fangorten gefangen wurden, als auch die im Labor gezüchteten Fliegen, die für die Versuche verwendet wurden. Eine ausführliche Charakterisierung dieser Fliegen befindet sich im Anhang (unter 7.1).

Die nachfolgend beschriebenen Fliegenarten sind als Träger und potenzielle Überträger von pathogenen Erregern identifiziert worden. Diese Fliegenarten können Lebensmittel mit Pathogenen kontaminieren und auch Menschen und Tiere direkt infizieren. Aus diesem Grund wurden einige der in diesem Sinne bedeutendsten Fliegenarten auch in den experimentellen Versuchen eingesetzt.

#### 3.3.1 Calliphoridae

##### Calliphora spp.

**Familie:** Calliphoridae (Schmeißfliegen)

**Gattung:** *Calliphora*

**Art:** *Calliphora vicina* ROBINEAU-DESVOIDY, 1830  
*Calliphora vomitoria* LINNÉ, 1758

**Synonyme:** *Calliphora vicina*: *C. insidiosa*, *C. monspeliaca*, *C. musca*, *C. nana*, *C. rufifacies*, *C. spitzbergensis*, *Musca aucta*, *M. erythrocephala*, *M. thuscia*;  
*Calliphora vomitoria*: *C. rubrifrons*, *Musca obscoena*, *M. vomitoria*

**Beschreibung:** Vertreter der Gattung *Calliphora* erreichen Körperlängen von 10-14 mm und sind durch die metallisch blau-graue Färbung ihres Thorax und Abdomens charakterisiert. Am Meron des Fliegenbeins haben sie schwarze Borsten und ebenfalls drei Borsten auf dem Notopleuron (Thorax-Region).

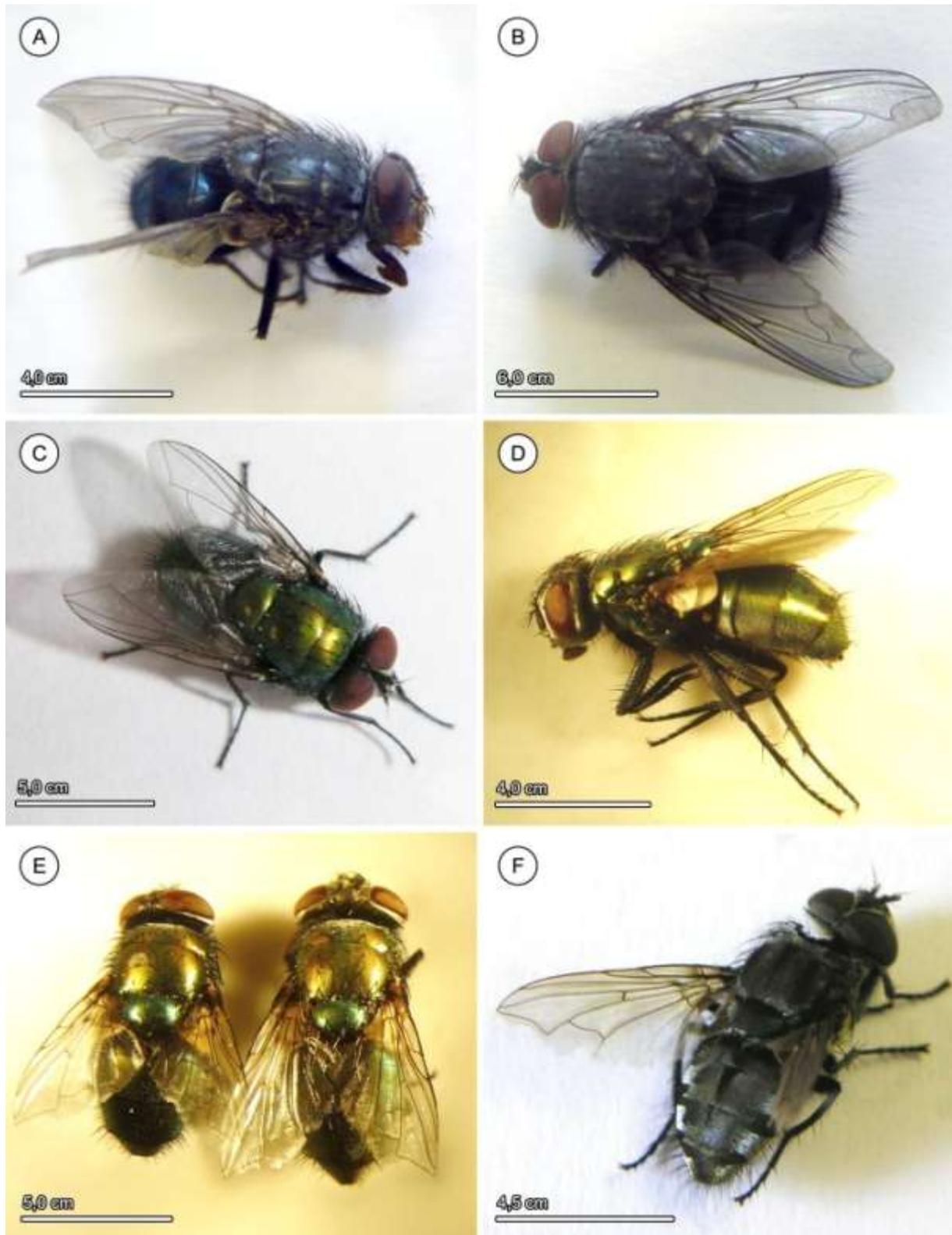
*Calliphora vicina*: Die adulten Fliegen haben eine Körperlänge von 5-12 mm. Der größte Teil ihrer Wangen ist gelb-braun oder rötlich bis orange gefärbt. Die Basisrippe der Flügel ist gelblich bis gelblich-braun gefärbt und das anteriore Thorax-Atemloch orange.

*Calliphora vomitoria*: Mit einer Körperlänge von 8-14 mm sind die adulten Fliegen etwas größer als *C. vicina*. Das Gesicht bzw. die Wangen sind nicht rötlich, jedoch sind die Haare auf dem tieferen Teil der Wangen und des Hinterkopfes leicht rötlich-gelb bis golden gefärbt. Die Basisrippe der Flügel ist schwarz (Kamal 1958; Kano und Shinonaga 1968; Greenberg 1971).

**Abbildung:** Fototafel 8, A) *Calliphora vicina*, B) *C. vomitoria*

**Vorkommen in der Studie:** Sowohl *C. vicina* als auch *C. vomitoria* wurden auf der Hundewiese gefangen. Desweiteren wurde *C. vicina* auch in den experimentellen Versuchen verwendet.

**Lucilia spp.****Gattung:** *Lucilia* (Goldfliegen)**Art:** *Lucilia caesar* (Kaisergoldfliege) LINNÉ, 1758*Lucilia cuprina* (Australische Schafs-Goldfliege) WIEDEMANN, 1830*Lucilia sericata* (Fischgoldfliege) MEIGEN, 1826**Synonyme:** *Lucilia caesar*: *L. angustifrons*, *L. fulges*, *L. ruficeps*, *L. splendid*, *Musca caesar*, *M. fulges*, *M. splendid*;*Lucilia cuprina*: *Phaenicia cuprina*, *Chloromelas gorgonea*, *C. heteroneura f. gorgonea*, *Odontomyia heteroneura*, *Stratiomys heteroneura*, *S. cuprina*;*Lucilia sericata*: *P. sericata*, *L. nobilis*, *M. nobilis*, *M. sericata***Beschreibung:** Fliegen der Gattung *Lucilia* haben eine Körperlänge von 4,5-11,0 mm und ihr Körper ist metallisch goldgrün bis glänzend blau gefärbt.*Lucilia caesar*: Die Fliegen sind 5-10 mm lang und ihre Augen sind durch die Hälfte der Breite des dritten Antennensegmentes voneinander getrennt. Das Hypopygium der Männchen ist groß, vorstehend und glänzend blau-grün gefärbt. Die unteren Zangen sind an der Spitze zweigeteilt. Das sechste Tergit (Eilegeapparat bzw. Ovipositor) der Weibchen ist schwach gewölbt und in der Mitte der posterioren Grenze befinden sich 1-2 Paar kleine Borsten.*Lucilia cuprina*: Die Fliegen haben eine Körperlänge von 5-10 mm. Die Wangen der Fliegen sind silbrig und ihr Abdomen ist meistens stark kupferfarben. Die Stirn der Männchen misst ca.  $\frac{1}{2}$  der Breite des Kopfes, die der Weibchen weniger als  $\frac{1}{3}$  der Größe des Auges. Auf dem posterioren Teil des Humerus befinden sich 2-4 Borsten (Mikroborsten). Auf dem abdominalen Sternit des Männchens befinden sich lange Haare und zwei Paar Ocellar-Borsten.*Lucilia sericata*: Die Fliegen sind 5-10 mm lang. Die Stirn der Männchen misst ca.  $\frac{1}{2}$  der Breite des Kopfes. Die Wange des Weibchens ist ungefähr  $\frac{2}{3}$  der Größe des Auges breit. Das Abdomen der Fliegen ist meistens hell-grün gefärbt. Sie haben auf dem posterioren Teil des Humerus 6-8 Borsten (Mikroborsten). Auf dem abdominalen Sternit der Männchen befinden sich gewöhnlich weiche Haare und ihre Stirn misst ca.  $\frac{1}{2}$  der Breite des Kopfes (Kano und Shinonaga 1968; Greenberg 1971).**Abbildung:** Fototafel 8, C) *Lucilia caesar*, D) *L. cuprina*, E) *L. sericata***Vorkommen in der Studie:** *Lucilia caesar* wurde auf der Hundewiese gefangen. *L. sericata* und *L. cuprina* wurden in den experimentellen Versuchen verwendet.**Pollenia auustigena****Gattung:** *Pollenia***Art:** *Pollenia angustigena* (Polsterfliege) WAINWRIGHT, 1940**Beschreibung:** Die nicht metallisch-glänzenden Fliegen sind 4,5-9,5 mm lang. Hinter ihrem Kopf kann man deutliche Linien bzw. Streifen erkennen. Auf ihrem Abdomen befinden sich unregelmäßige hell- und dunkel-graue Bereiche. Das Protopleuron ist glatt bzw. nackt und auf dem Thorax befinden sich lange, gewellte goldene oder braune Haare und schwarze Borsten (Greenberg 1971).**Abbildung:** Fototafel 8, F) *Pollenia angustigena***Vorkommen in der Studie:** Diese Fliegenart wurde nur am Fangort Hundewiese vorgefunden.



**Fototafel 8:** Calliphoridae. A) *Calliphora vicina* (Männchen). B) *C. vomitoria* (Männchen). C) *Lucilia caesar* (Männchen). D) *L. cuprina* (Weibchen). E) *L. sericata* (Männchen und Weibchen). F) *Pollenia angustigena* (Männchen).

### 3.3.2 Muscidae

#### *Helina reversio*

**Familie:** Muscidae, Echte Fliegen

**Gattung:** *Helina*

**Art:** *Helina reversio* HARRIS, 1780

**Synonyme:** *Anthomyia compuncta*, *A. decedens*, *A. duplicata*, *A. fixa*, *A. infixa*, *Aricia duplaris*, *Helina communis*, *H. compuncta*, *H. decedens*, *H. duplaris*, *H. duplicate*, *H. fixa*, *H. infixa*, *Musca reversio*, *Mydina communis*

**Beschreibung:** Die Körperlänge der Fliegen der Gattung *Helina* beträgt 6-8 mm. Die Artbestimmung dieser Gattung erfolgt über die Hinterleibszeichnung. Auf dem Kopf von *H. reversio* befindet sich eine schwarze Stirnstrieme. Die Fühlerborsten und Augen sind dicht behaart. Die Fühler und Taster sind schwarz. Der Thorax ist gelblich- bis bläulich-grau bestäubt und mit vier schwarzen Striemen versehen. Die Halteren sind weißlich bis gelb. Das Schüppchen an der Flügelwurzel ist weißlich, beim Männchen mit gelblichem Rand. Das Abdomen ist gelb-grau bestäubt und auf den Tergiten 2 und 3 befinden sich zwei Paar schwarze Flecken. Der erste Abschnitt der Costalader ist nicht gedörnelt und die Flügeladern (Radius  $r_{4+5}$ ) haben an ihrer Abzweigung keine Borsten. Die Beine sind schwärzlich, aber die Tibien 2 und 3 sind meist rot-gelb (D'Assis Fonseca 1968; Haupt und Haupt 1998).

**Abbildung:** Fototafel 9, A) *Helina reversio*

**Vorkommen in der Studie:** Diese Fliegenart wurde nur auf der Hundewiese gefangen.

#### *Musca domestica*

**Gattung:** *Musca*

**Art:** *Musca domestica* (Stubenfliege) LINNAEUS, 1758

**Beschreibung:** Die Körperlänge der Stubenfliege beträgt 5-8 mm. Die Stirn des Weibchens ist breiter als die des Männchens. Der Thorax ist schwarz, weiß-grau bestäubt und trägt vier dunkle Längsstreifen. Das Abdomen ist besonders beim Männchen vorne, an der Basis und an den Seiten durchscheinend gelblich. Bei den Weibchen ist die gelbe Färbung meist nur basal und bauchseitig. Die restliche Fläche des Abdomens ist schwarz, weiß-grau bestäubt und mit Schillerflecken versehen. Die Mittellängsader (Media  $m_{1+2}$ ) der Flügel ist nach vorne hin stumpf geknickt und trifft am Rand des Flügel fast die Ader ( $r_{4+5}$ ) (Karl 1928; Greenberg 1971; Sauer 1998).

**Abbildung:** Fototafel 9, B) *Musca domestica*

**Vorkommen in der Studie:** Bis auf den Fangort Hundewiese wurde *M. domestica* an allen Fangorten (Kaninchen-, Kuh-, Pferde-, Schweinestall) nachgewiesen und darüber hinaus in den experimentellen Versuchen eingesetzt.

**Muscina spp.****Gattung:** *Muscina***Art:** *Muscina pabulorum* FALLEN, 1817*Muscina stabulans* (Falscher Wadenstecher) FALLEN, 1823**Synonyme:** *Muscina pabulorum*: *Musca pabulorum*, *M. prolapsa*, *Muscina prolapsa*;*Muscina stabulans*: *M. angustifrons*, *M. arcuata*, *M. aurantiaca*, *M. brunnea*, *M. concolor*, *M. dorsilinea*, *M. flukei*, *M. fulvacrura*, *M. fungivora*, *M. grisea*, *M. heterochaeta*, *M. japonica*, *M. krivosheinae*, *M. latipennis*, *M. levida*, *M. longicornis*, *M. minor*, *M. pascuorum*, *M. principalis*, *M. prolapsa*, *M. stabulans*, *M. sumatrensis*, *M. texana*, *M. tripunctata*, *M. varicolor***Beschreibung:** *Muscina pabulorum*: Die Fliegen sind 7-9 mm lang. Das Gesicht der Fliegen ist schwarz, weißgrau bestäubt, weiß und schwarz schillernd. Die Stirn des Weibchens ist sehr breit. Das Abdomen ist schwarz, weißgrau bestäubt und mit einer Mittelstrieme versehen, die aus Flecken gebildet und mit Schillerflecken versehen ist. Das Abdomen ist ebenfalls schwarz, weißgrau bestäubt und mit einer aus Flecken gebildeten Mittelstrieme und mit Schillerflecken versehen. Die Palpi sind schwarz und die Flügeladern ( $r_{4+5}$ ) sind stark gebogen. Die Beine der Fliegen sind schwarz und das Schildchen (Scutellum) ist nur leicht rötlich am äußeren Rand.*Muscina stabulans*: Die Fliegen sind 6,5-9,0 mm lang. Der Thorax ist schwarz, weißgrau bestäubt und hat vier schwarze Striemen. Das Schildchen am Ende des Thorax ist an der Spitze rötlich. Der Verlauf der Flügeladern (besonders  $m_1$ ) ist für diese Art charakteristisch. Die Media verläuft bogenförmig, ist aber nur wenig aufgebogen. Die Radialzelle der Flügel ist offen und breit. Die Akrostichalborsten sind deutlich zweireihig. Ihre Beine sind rötlich-braun oder rötlich-gelb (Karl 1928; Greenberg 1971).**Abbildung:** Fototafel 10, A) *Muscina pabulorum*, B) *M. stabulans***Vorkommen in der Studie:** Sowohl *M. pabulorum* als auch *M. stabulans* wurden auf der Hundewiese gefangen.**Mydaea spp.****Gattung:** *Mydaea***Art:** *Mydaea ancilla* MEIGEN, 1826*Mydaea urbana* MEIGEN, 1826**Beschreibung:** Die Flügeladern ( $m_{1+2}$ ) sind bei den Vertretern der Gattung *Mydaea* in Richtung der apikalen Region nicht gekrümmt. Die drei in der Flügelspitze mündenden Adern weichen bis zum Flügelrand auseinander.*Mydaea ancilla*: Die Fliegen sind 7-8 mm lang. Auf dem Thorax befinden sich deutliche schwarze Striemen und auf dem Abdomen schwarze Flecken. Die Beine sind schwärzlich, jedoch ist die Tibia meistens rötlich-braun.*Mydaea urbana*: Die Körperlänge von *M. urbana* beträgt 7,5-10,5 mm. Die Flügelwurzel ist gelblich. Die Beine sind kräftiger oder schwach rötlich-gelb. Das Schildchen ist schwärzlich (Skidmore 1985; Sauer 1998).**Abbildung:** Fototafel 9, C) *Mydaea ancilla*, D) *M. urbana***Vorkommen in der Studie:** Sowohl *M. ancilla* als auch *M. urbana* wurden auf der Hundewiese gefangen.

**Phaonia errans****Familie:** Muscidae**Gattung:** *Phaonia***Art:** *Phaonia errans* MEIGEN, 1826**Synonym:** *Phaonia erratica*

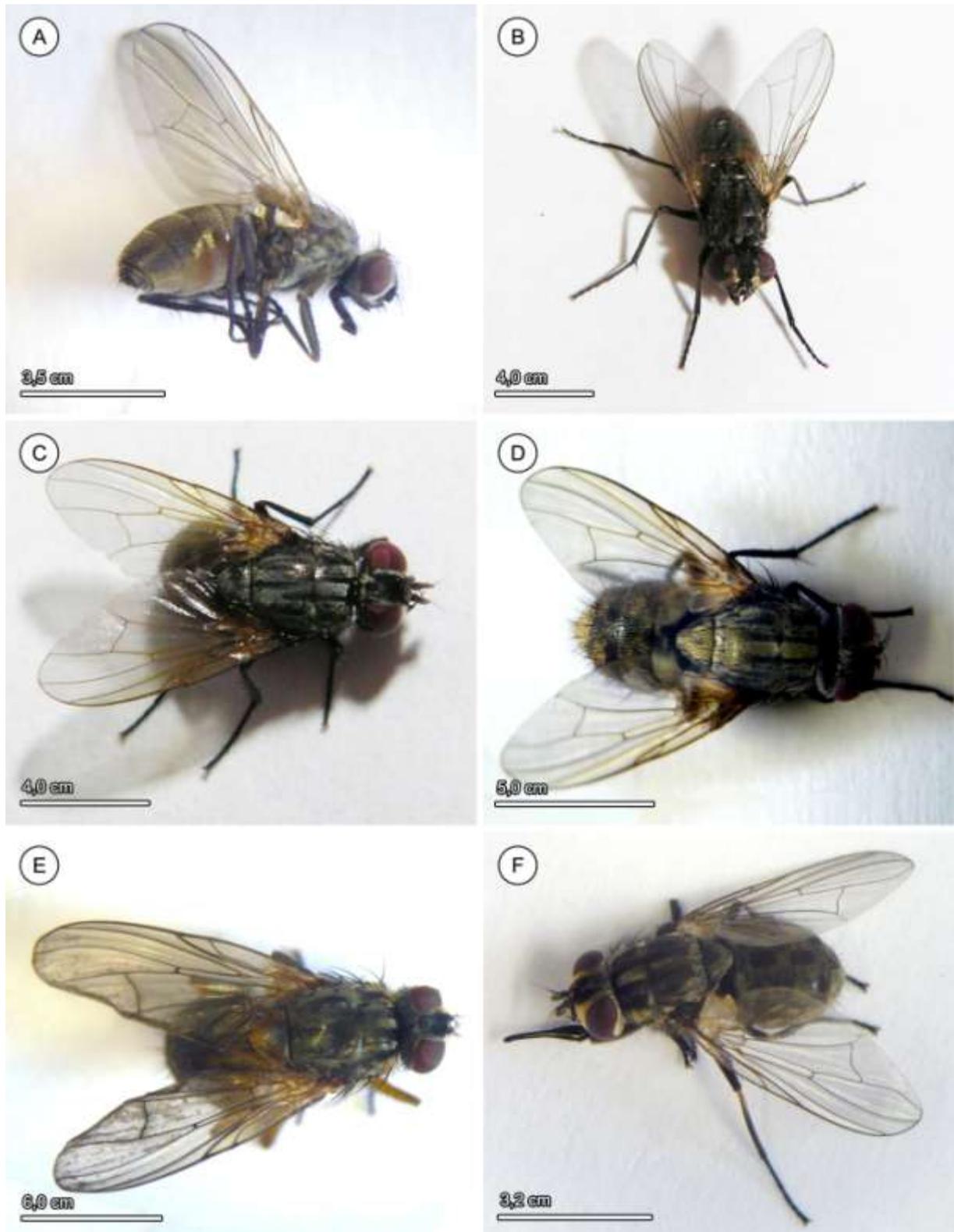
**Beschreibung:** Bei Fliegen der Gattung *Phaonia* befinden sich auf der Brust vor der Quernaht keine Borsten (keine Hypopleuralborsten). Die Augen des Männchens sind eng zusammenliegend und dicht behaart. Die Augen des Weibchens liegen weit voneinander getrennt und sind nur spärlich behaart. An der dritten Tibia befindet sich eine dorsale Borste.

*Phaonia errans*: Die Fliegen haben eine Körperlänge von 9-12 mm. Die Körperfärbung ist aschgrau und auf dem Thorax befinden sich vier deutlich sichtbare Striemen. Das Schildchen ist fast gelb und auf dem Abdomen befinden sich breite Schillerflecken. Die Beine sind gelb und die Flügel sind schwach gelb-grau. Die Medianader (4. Längsader,  $m_4$ ) verläuft meist gerade. Das erste, zweite und dritte Flügelglied, sowie die Basis sind rot-gelb (Haupt und Haupt 1998; Sauer 1998).

**Abbildung:** Fototafel 9, E) *Phaonia errans***Vorkommen in der Studie:** Diese Fliegenart wurde nur auf der Hundewiese gefangen.**Polietes lardaria****Gattung:** *Polietes***Art:** *Polietes lardaria* FABRICIUS, 1981

**Beschreibung:** Die Körperlänge von *P. lardaria* beträgt 7-11 mm. Ihre Augen sind dicht behaart und ihre Brust ist weißlich bestäubt. Die Halteren sind schwarz und das Verhältnis der sternopleuralen Borsten ist 1:1. Die Artbestimmung erfolgt über den Aderverlauf der Flügeladern ( $m_{1+2}$ ) zur Flügelspitze. Ihre Eier sind 4,5 mm lang (Greenberg 1971; Sauer 1998).

**Vorkommen in der Studie:** Diese Fliegenart wurde sowohl auf der Hundewiese als auch im Kuhstall gefangen.



**Fototafel 9:** Muscidae. A) *Helina reversio* (Weibchen). B) *Musca domestica* (Weibchen). C) *Mydaea ancilla* (Weibchen). D) *M. urbana* (Weibchen). E) *Phaonia errans* (Weibchen). F) *Stomoxys calcitrans* (Weibchen).

**Stomoxys calcitrans****Gattung:** *Stomoxys***Art:** *Stomoxys calcitrans* (Wadenstecher) LINNÉ, 1758**Synonyme:** *Conops calcitrans*, *Musca occidentis*, *Stomoxys dira*, *S. inimical*, *S. cybira*, *S. parasita***Beschreibung:** Die Körperlänge der Fliegen beträgt 6-7 mm. Der Wadenstecher sieht der Stubenfliege sehr ähnlich, jedoch erkennt man deutlich dessen waagrecht vorstehenden Stechrüssel. Der Hinterleib ist weniger gelb als bei der Stubenfliege. Der Thorax ist schwarz, hell aschgrau bestäubt und mit vier schwarzen Streifen versehen. Das Abdomen ist ähnlich gefärbt wie der Thorax. Die Flügel werden in Ruhephasen V-förmig gespreizt getragen. Die Taster bei *S. calcitrans* betragen  $\frac{1}{4}$  der Rüssellänge (Karl 1928; Sauer 1998).**Abbildung:** Fototafel 9, F) *Stomoxys calcitrans***Vorkommen in der Studie:** Der Wadenstecher wurde an fast jedem Fangort (Kaninchen-, Kuh-, Pferde- und Schweinestall) gefangen - mit Ausnahme der Hundewiese.**3.3.3 Fanniidae****Fannia canicularis****Familie:** Fanniidae**Gattung:** *Fannia***Art:** *Fannia canicularis* (Kleine Stubenfliege) LINNÉ, 1761**Synonyme:** *Anthomyia tuberosa*, *Fannia lateralis*, *F. socio*, *F. sociominor*, *F. tuberosa*, *Musca canicularis*, *M. lateralis*, *M. socio*, *M. sociominor***Beschreibung:** Die Körperlänge der Fliegen beträgt 5-7 mm. Die Augen der Fliegen sind nur durch eine schmale Naht bzw. Strieme auf der Stirn getrennt. Die Orbiten und Wangen sind silbrig-weiß bestäubt und schwarz schimmernd. Auf dem Thorax befinden sich drei Striemen. Ihr Abdomen ist an der Basis nicht verschmälert und an der äußersten Basis gelb (Karl 1928; Greenberg 1971; Sauer 1998).**Abbildung:** Fototafel 10, C) *Fannia canicularis***Vorkommen in der Studie:** Die kleine Stubenfliege wurde auf der Hundewiese und im Schweinestall gefangen.

### 3.3.4 Sarcophagidae

#### Sarcophaga spp.

**Familie:** Sarcophagidae

**Gattung:** *Sarcophaga* (Fleischfliegen)

**Art:** *Sarcophaga argyrostoma* ROBINEAU-DESVOIDY, 1830

*Sarcophaga carnaria* LINNÉ, 1758

*Sarcophaga* sp. MEIGEN, 1826

**Synonyme:** *Sarcophaga argyrostoma*: *S. falcata*, *S. barbata*, *Parasarcophaga argyrostoma*

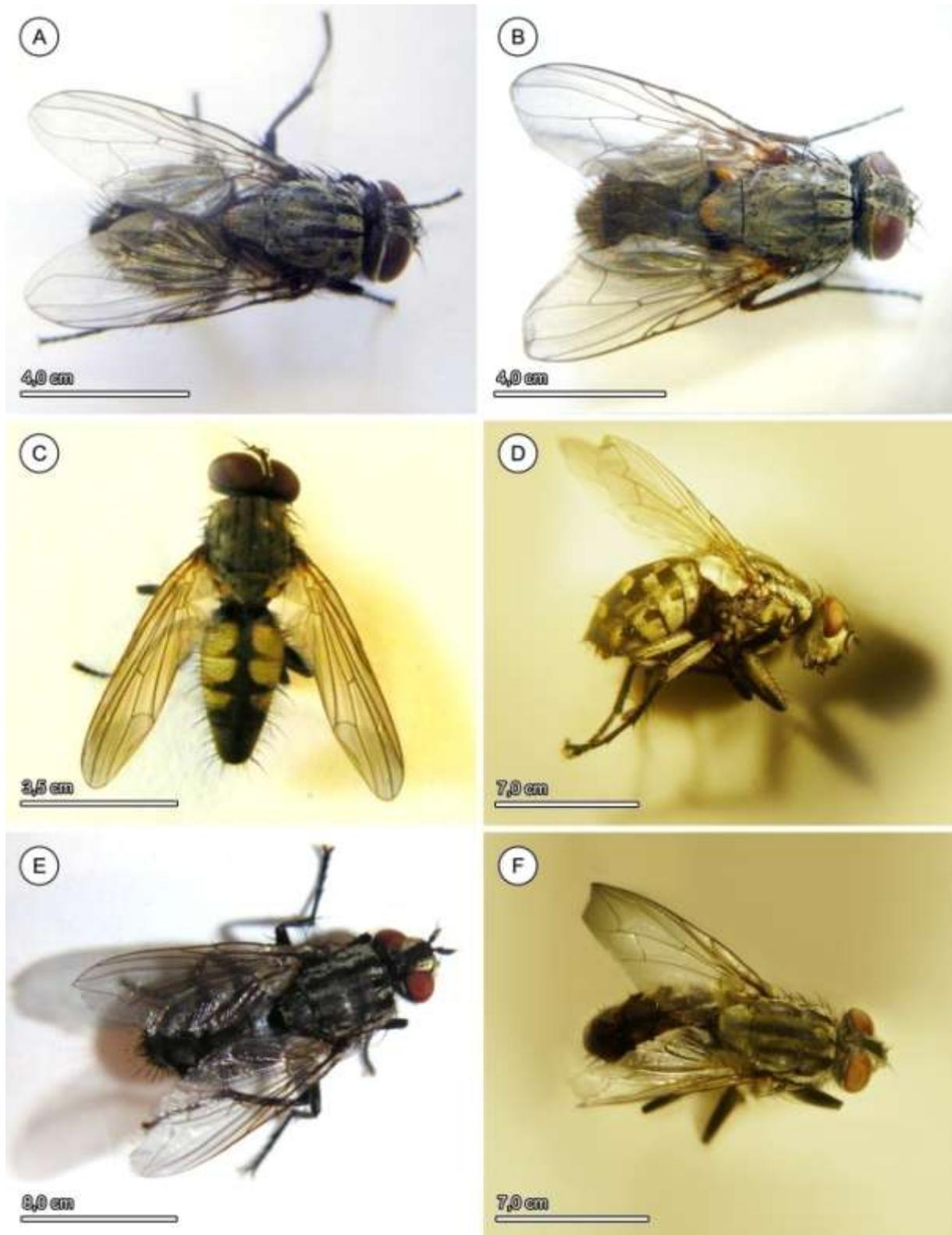
**Beschreibung:** Fliegen der Gattung *Sarcophaga* sind 7-17 mm lang, haben große Flügel und rote Augen. Bei ihnen ist das Männchen etwas größer als das Weibchen. Sie tragen dunkle Längsstreifen auf ihrem Thorax und ein schachbrettartiges Muster (aus hell- und dunkelgrauen quadratartigen Flächen) auf dem Abdomen.

*Sarcophaga carnaria*: Die adulten Fliegen sind 8-16 mm lang, schwarz und silbrig-grau schimmernd. Sie haben auf der Brust drei Längsstreifen. Das erste Genitalsegment der Männchen ist größtenteils glänzend. Bei den Weibchen ist ein achtes Tergit vorhanden.

*Sarcophaga argyrostoma*: Die adulten Fliegen sind denen der nah verwandten Art *S. carnaria* morphologisch sehr ähnlich. Die Genitalsegmente der Fliegen sind jedoch schwarz. Die Struktur bzw. Form des Hypopygium der Männchen ist charakteristisch für diese Art (Greenberg 1971; Sauer 1998).

**Abbildung:** Fototafel 10, D) *Sarcophaga argyrostoma*, E) *S. carnaria*, F) *Sarcophaga* sp.

**Vorkommen in der Studie:** Fliegen der Arten *S. carnaria* und *Sarcophaga* sp. wurden am Fangort Hundewiese gefangen. Die Fliegen der Arten *S. argyrostoma* und *Sarcophaga* sp. wurden in den experimentellen Versuchen eingesetzt.



**Fototafel 10:** Muscidae, Fanniidae, Sarcophagidae. A) *Muscina pabulorum* (Weibchen). B) *M. stabulans* (Weibchen). C) *Fannia canicularis* (Männchen). D) *Sarcophaga argyrostoma* (Weibchen). E) *S. carnaria* (Weibchen). F) *Sarcophaga* sp. (Weibchen).

### 3.4 Beschreibung der nachgewiesenen und verwendeten Pathogene

Im Folgenden werden zunächst die im Darm und am Exoskelett bei den im Freiland gefangenen Fliegen nachgewiesenen Bakterien und Pilze beschrieben. Anschließend folgt die Beschreibung der Parasiten, die bei den im Freiland gefangenen Fliegen vorgefunden und/oder in den Versuchen mit den gezüchteten Fliegen eingesetzt wurden.

#### 3.4.1 Beschreibung der Bakterien

Bakteriell bedingte Infektionserkrankungen werden durch virulente Bakterienstämme verursacht. Bei solchen pathogenen Taxa finden sich jedoch auch immer avirulente Stämme (solche, die keine Erkrankung hervorrufen). Die in der vorliegenden Studie nachgewiesenen Bakterien können alle zu den potenziell pathogenen Bakterien gezählt werden und sind alle weltweit anzutreffen.

Nachfolgend werden alle nachgewiesenen Bakterien anhand ihrer Bestimmungsmerkmale beschrieben. Eine ausführlichere Charakterisierung befindet sich im Anhang (unter 7.2).

#### **Acinetobacter lwoffii**

**Familie:** Neisseriaceae

**Gattung:** *Acinetobacter*

**Art:** *Acinetobacter lwoffii* (AUDUREAU, 1940) BRISOU & PREVOT, 1954

**Beschreibung:** Gram-negative, unbewegliche, 0,9-1,6 x 1,5-2,5 µm große Stäbchen. Die Bakterien sind strikt aerob und Oxidase-negativ (Schlegel 1992; Madigan und Martinko 2006).

**Vorkommen in der Studie:** Diese Bakterienart wurde am Exoskelett der Fliegen aus dem Schweinestall nachgewiesen.

#### **Campylobacter sp.**

**Familie:** Campylobacteraceae

**Gattung:** *Campylobacter*

**Art:** *Campylobacter jejuni* VÉRON & CHATELAIN, 1973

*Campylobacter* sp. SEBALD & VÉRON, 1963

**Beschreibung:** Gram-negative, bewegliche, meist 0,2-0,5 x 0,5-2 µm große spiralförmige Bakterien (Spirillen). Sie sind polar begeißelt, wobei die Geißel (jeweils eine an den Polen) nicht von einer Scheide umgeben ist. Die Bakterien sind mikroaerophil (benötigen 3-5% CO<sub>2</sub> zum Wachstum) und Oxidase-positiv. Einige Arten sind Katalase-negativ, die medizinisch bedeutsamen Arten sind jedoch Katalase-positiv (Blaser 1997; Balser 1995; Köhler 2001).

**Vorkommen in der Studie:** Die nicht weiter differenzierte Bakterienart *Campylobacter* sp. wurde sowohl an den Exoskeletten als auch in den Därmen der Fliegen aus dem Schweinestall nachge-

wiesen. In den Därmen der Fliegen von der Hundewiese und aus dem Schweinestall wurde *C. jejuni* jeweils einmal vorgefunden.

### Corynebacterium

**Familie:** Corynebacteriaceae

**Gattung:** *Corynebacterium* LEHMANN & NEUMANN, 1896

**Beschreibung:** Gram-positive, unbewegliche, meist 3-5  $\mu\text{m}$  lange und oft gebogene Stäbchen (pleomorph). Die Bakterien sind aerob und fakultativ anaerob, sowie Katalase-positiv (Collins und Cummins 1986; Schlegel 1992; Madigan und Martinko 2006).

**Vorkommen in der Studie:** Bakterien der Gattung *Corynebacterium* wurden an den Exoskeletten der Fliegen von der Hundewiese und aus dem Schweinestall nachgewiesen.

### Enterobacteriaceae

**Familie:** Enterobacteriaceae

**Gattung:** *Enterobacter*, *Escherichia*, *Klebsiella*, *Proteus*, etc.

**Beschreibung:** Gram-negative, nichtsporulierende und fakultativ anaerobe Stäbchen, die gewöhnlich 0,3-1 x 1-6  $\mu\text{m}$  groß sind. Die Bakterien sind beweglich (meist peritrich begeißelt) oder unbeweglich, Oxidase-negativ und meist Katalase-positiv. Die Zellen treten einzeln oder in Paaren auf (Schlegel 1992; Madigan und Martinko 2006).

**Vorkommen in der Studie:** Bakterien der Familie Enterobacteriaceae wurden mehrfach in und an den Fliegen aller Fangorte (Hundewiese, Kuh-, Pferde- und Schweinestall) nachgewiesen.

### Enterobacter aerogenes

**Familie:** Enterobacteriaceae

**Gattung:** *Enterobacter*

**Art:** *Enterobacter aerogenes* HORMAECHE & EDWARDS, 1960

**Beschreibung:** Die Gram-negativen Stäbchenbakterien sind anaerob und peritrich begeißelt (Barrow und Feltham 2004; Madigan und Martinko 2006).

**Vorkommen in der Studie:** *Enterobacter aerogenes* wurde mehrfach an den Exoskeletten der Fliegen vorgefunden, die auf der Hundewiese gefangen wurden.

### Escherichia

**Familie:** Enterobacteriaceae

**Gattung:** *Escherichia*

**Art:** *Escherichia coli* (MIGULA, 1895) CASTELLANI & CHALMERS, 1919

**Beschreibung:** Gram-negative, meist bewegliche (peritrich begeißelt), aerobe und fakultativ anaerobe Stäbchen. Die Zellen treten einzeln oder in Paaren auf. Die Bakterien sind Katalase-positiv, Oxidase-negativ und gewöhnlich auch Citrat-negativ.

EAEC (enteroaggregative *E. coli*): Der Pathogenitätsfaktor bei Bakterien des EAEC-Stammes ist das pCVD432 Plasmid.

EHEC (enterohämorrhagische *E. coli*): Shigatoxin-(STL 1+2)-bildende *E. coli*-Bakterien.

EPEC (enteropathogene *E. coli*): *E. coli*-Bakterien mit dem Pathogenitätsfaktor (und dem codierenden Gen) Intimin (*eae*).

ETEC (enterotoxische *E. coli*): Bakterien des ETEC-Stammes bilden ein hitzelabiles Enterotoxin (LT) und ein hitzestabiles Toxin (ST) (Barrow und Feltham 2004; Kaper et al. 2004; Karch 2005).

**Vorkommen in der Studie:** Bakterien des EAEC-Stammes wurden am Exoskelett der Fliegen von der Hundewiese nachgewiesen. EHEC-Bakterien wurden in den Därmen der Fliegen aus dem Kuh- und Schweinestall gefunden. Bakterien des Stammes EPEC wurden in den Därmen der Fliegen aus dem Kuhstall, Schweinestall und von der Hundewiese vorgefunden, sowie zusätzlich an den Exoskeletten der Fliegen vom Fangort Hundewiese. ETEC-Bakterien wurden von der Körperoberfläche der Fliegen von der Hundewiese und aus den Därmen der Fliegen vom Fangort Hundewiese und Schweinestall isoliert.

### Klebsiella spp.

**Familie:** Enterobacteriaceae

**Gattung:** *Klebsiella* TREVISAN 1885

**Art:** *Klebsiella ornithinolytica* (Syn. *Raoultella ornithinolytica*)

*K. oxytoca* (FLÜGGÉ, 1886) LAUTROP, 1956

*K. pneumoniae* (SCHROETER, 1886) TREVISAN, 1887

**Beschreibung:** Gram-negative, unbewegliche und chemoorganotrophe Stäbchenbakterien. Die Bakterien sind aerob und fakultativ anaerob. Die Zellen sind von einer Schleimkapsel umgeben und kommen einzeln, in Paaren oder kurzen Ketten vor. Sie sind Katalase-positiv und Oxidase-negativ (Barrow und Feltham 2004; Morais et al. 2009).

**Vorkommen in der Studie:** *Klebsiella ornithinolytica* und *K. pneumoniae* wurden an den Exoskeletten der Fliegen von der Hundewiese, *K. oxytoca* hingegen an den Exoskeletten der Fliegen aus dem Pferdestall und im Darm der Negativ-Kontrolle vorgefunden.

**Morganella morganii**

**Familie:** Enterobacteriaceae

**Gattung:** *Morganella*

**Art:** *Morganella morganii* FULTON, 1943

**Synonym:** *Proteus morganii*

**Beschreibung:** Gram-negative, aerobe und fakultativ anaerobe Stäbchenbakterien. Die Bakterien sind Katalase-positiv, Oxidase-negativ, Phenylalanine-positiv, Urease-positiv, Citrat-negativ und Gelatine-negativ (O'Hara et al. 2000; Barrow und Feltham 2004).

**Vorkommen in der Studie:** Dieses Bakterium wurde am Exoskelett der Fliegen der Fangorte Hundewiese, Pferde- und Schweinestall nachgewiesen.

**Pantoea sp.**

**Familie:** Enterobacteriaceae

**Gattung:** *Pantoea*

**Art:** *Pantoea* sp. EWING & FIFE, 1972

**Beschreibung:** Gram-negative, bewegliche, aerobe und fakultativ anaerobe Stäbchen. Die Bakterien sind Katalase-positiv, Oxidase-negativ, Urease-negativ und Phenylalanine-negativ (Barrow und Feltham 2004; Van Rostenberghe et al. 2006).

**Vorkommen in der Studie:** *Pantoea* sp. wurde am Exoskelett der Fliegen aus dem Schweinestall vorgefunden.

**Proteus spp.**

**Familie:** Enterobacteriaceae

**Gattung:** *Proteus*

**Art:** *Proteus mirabilis* HAUSER, 1885

*Proteus* sp. HAUSER, 1885

**Beschreibung:** Gram-negative, bewegliche, oft schwärmende Stäbchen. Die Bakterien sind fakultativ anaerob. Charakteristisch ist ihre Fähigkeit, Gelatine zu verflüssigen, die Schwefelwasserstoff-Produktion und die Bildung von Urease zur Harnstoff-Spaltung (O'Hara et al. 2000; Barrow und Feltham 2004).

**Vorkommen in der Studie:** Nicht weiter differenzierte Bakterien der Gattung *Proteus* wurden mehrfach in und an den Fliegen aller Fangorte (Hundewiese, Kuh-, Pferde- und Schweinestall) nachgewiesen. Wohingegen *P. mirabilis* nur am Exoskelett der Fliegen vom Fangort Hundewiese, Pferde- und Schweinestall gefunden wurde, sowie im Darm der Negativ-Kontrolle.

**Providencia rettgeri**

**Familie:** Enterobacteriaceae

**Gattung:** *Providencia*

**Art:** *Providencia rettgeri* (HADLEY, 1918) BRENNER, 1978

**Synonym:** *Proteus rettgeri*

**Beschreibung:** Gram-negative, bewegliche, aerobe und fakultativ anaerobe Stäbchen. Sie sind Katalase-positiv, Oxidase-negativ und Phenylalanine-positiv. Gelatine wird von *P. rettgeri* nicht hydrolysiert (O'Hara et al. 2000; Barrow und Feltham 2004).

**Vorkommen in der Studie:** *Providencia rettgeri* wurde am Exoskelett der Fliegen von der Hundewiese und aus dem Schweinestall vorgefunden.

**aerobe Sporenbildner**

**Familie:** Bacillaceae

**Gruppe:** aerobe Sporenbildner

(bedeutenste) **Gattung:** *Bacillus* COHN, 1872

**Arten:** *Bacillus* spp. COHN, 1872

**Beschreibung:** Gram-positive, endosporenbildende, aerobe und fakultativ anaerobe Stäbchen. Die Bakterien bilden Zellketten oder Filamente (Nikodémusz und Csaba 1959).

**Vorkommen in der Studie:** Aerobe Sporenbildner wurden mehrfach an und in den Fliegen aller Fangorte (Hundewiese, Kuh-, Pferde- und Schweinestall) nachgewiesen sowie am Exoskelett der Negativ-Kontrolle.

**Staphylococcus spp.**

**Familie:** Staphylococcaceae

**Gattung:** *Staphylococcus*

**Art:** *Staphylococcus aureus* ROSENBACH, 1884

*Staphylococcus* spp. (Koagulase-negativ) ROSENBACH, 1884

**Beschreibung:** Gram-positive und Katalase-positive, unbewegliche, im Durchmesser ca. 1 µm große Kokken. Die Bakterien treten oft in Gruppen auf, wobei die Zellen wie Beeren einer Traube angeordnet sind. Sie bilden keine Sporen und sind aerob und fakultativ anaerob. Die Stämme werden in Koagulase-positive und Koagulase-negative Stämme unterteilt (Koagulase-positiv: *S. aureus*). Unter aeroben Bedingungen sind die Bakterien relativ resistent gegen Austrocknung (Ako-nai et al. 1991; Schlegel 1992; Becker et al. 2007).

**Vorkommen in der Studie:** Bakterien der Gattung *Staphylococcus* wurden mehrfach in und an den Fliegen der Fangorte Kuh-, Pferde- und Schweinestall und an den Exoskeletten der Fliegen von der Hundewiese nachgewiesen sowie von der Negativ-Kontrolle. Die Art *S. aureus* konnte nur von den Exoskeletten der Fliegen aus dem Kuh-, Schweinestall und von der Hundewiese isoliert werden.

**Streptococcus spp.**

**Familie:** Streptococcaceae

**Gattung:** *Streptococcus*

**Art:** *Streptococcus* spp. ROSENBACH, 1884

**Beschreibung:** Gram-positive, aerotolerante, durchschnittlich 0,5-1 µm große Kokken. Die rundlichen Bakterien treten oft in Paaren oder Ketten auf. Sie sind in der Regel unbeweglich. Eine Kapselbildung ist verbreitet. Die Bakterien sind fakultativ oder strikt anaerob und Katalase-negativ. Die Energiegewinnung erfolgt durch Gärung (Schlegel 1992; Madigan und Martinko 2006).

**Vorkommen in der Studie:** Bakterien der Gattung *Streptococcus* wurden am Exoskelett der Fliegen aller Fangorte (Hundewiese, Kuh-, Pferde- und Schweinestall) nachgewiesen, sowie zusätzlich in den Därmen der Fliegen aus dem Kuhstall.

**Streptococcus viridans**

**Gruppe:** *Streptococcus viridans*

**Beschreibung:** Als vergrünende Streptokokken („*Streptococcus viridans*“) bezeichnet man Streptokokken, die im Blutagar eine α-Hämolyse (sog. „Vergrünung“) verursachen, d.h. sie zersetzen die Erythrozyten unter Abbau des Hämoglobins, wobei grünliche Produkte entstehen (Hof 2005).

**Vorkommen in der Studie:** Bakterien dieser Art wurden, bis auf die Därme der Fliegen aus dem Kuhstall, in und an den Fliegen aller Fangorte (Hundewiese, Kuh-, Pferde- und Schweinestall) vorgefunden.

**Enterococcus spp.**

**Familie:** Enterococcaceae

**Gattung:** *Enterococcus*

**Art:** *Enterococcus faecium* SCHLEIFER & KILPPER-BÄLZ, 1984

*Enterococcus* spp. SCHLEIFER & KILPPER-BÄLZ, 1984

**Beschreibung:** Gram-negative, Katalase-negative, aerotolerante anaerobe Kokken. Die kugelförmigen Bakterien ordnen sich in Paaren oder kurzen Ketten an. Enterokokken sind Streptokokken der Serogruppe D (Hof 2005; Lhan et al. 2006).

**Vorkommen in der Studie:** Bakterien der Gattung *Enterococcus* wurden an und in den Fliegen aller Fangorte (Hundewiese, Kuh-, Pferde- und Schweinestall) nachgewiesen. Nur einmal wurde an den Exoskeletten der Fliegen von der Hundewiese *E. faecium* vorgefunden.

**Nonfermenter**

**Gruppe:** Nonfermenter (*Acinetobacter*, *Moraxella*, *Pseudomonas*, etc.)

**Beschreibung:** Nichtfermentierende, aerobe, kokkoide oder stäbchenförmige Bakterien. Gram-negative Nasskeime (Wasserkeime) die keine Sporen bilden. Sie bauen Glukose oxidativ oder gar nicht ab (Madigan und Martinko 2006).

**Vorkommen in der Studie:** Ein Nonfermenter wurde am Exoskelett der Fliegen aus dem Pferdestall nachgewiesen.

***Pseudomonas sp.***

**Familie:** Pseudomonadaceae

**Gattung:** *Pseudomonas*

**Art:** *Pseudomonas sp.* (Oxidase-positiv) MIGULA, 1894

**Beschreibung:** Gram-negative, polar-begeißelte (aktive Bewegung), gerade oder schwach gekrümmte Stäbchen. Sie bilden keine Sporen und wachsen aerob. Die Energiegewinnung erfolgt durch die aerobe Atmung (bei einigen Arten auch durch anaerobe Atmung). Sie sind chemoorganotroph und einige Arten sind schwach fakultativ chemolithotroph (Schlegel 1992; Madigan und Martinko 2006).

**Vorkommen in der Studie:** *Pseudomonas sp.* wurde von den Exoskeletten der Fliegen vom Fangort Hundewiese isoliert.

***Sphingomonas paucimobilis***

**Familie:** Sphingomonadaceae

**Gattung:** *Shingomonas*

**Art:** *Sphingomonas paucimobilis* (HOLMES, 1977) YABUUCHI, 1990

**Beschreibung:** Gram-negative, aerobe, nichtsporenbildende, stäbchenförmige Bakterien. Die Bakterien sind durch ein polares Flagellum beweglich (langsam) (Madigan und Martinko 2006; Maragakis et al. 2009).

**Vorkommen in der Studie:** Dieses Bakterium wurde am Exoskelett der Fliegen aus dem Pferdestall vorgefunden.

### 3.4.2 Beschreibung der Pilze

Nachfolgend sind die an der Körperoberfläche und im Darm der Fliegen nachgewiesenen Pilze aufgeführt und anhand ihrer Bestimmungsmerkmale beschrieben. Eine ausführliche Charakterisierung dieser Pilze befindet sich im Anhang (unter 7.3).

Fast alle von den Fliegen isolierten Pilzarten sind - ebenso wie die zuvor aufgeführten Bakterien - als potenziell pathogen einzustufen und weltweit verbreitet.

**Stamm: Ascomycota**

#### *Aspergillus* spp.

**Familie:** Trichocomaceae

**Gattung:** *Aspergillus* (Gießkannenschimmel)

**Art:** *Aspergillus fumigatus* FRESEN, 1863

*Aspergillus* sp. MICHELI, 1729

**Beschreibung:** Pilze der Gattung *Aspergillus* sind Schleimpilze. Sie wachsen in samtene, tief gefalteten oder stark flockigen Kolonien. Die Sporenbildung erfolgt über kurze, meist glatte, in der Regel bis zu 300 µm hohe Konidiosporen, die an den Enden der Hyphen abgeschnürt werden. Bei *A. fumigatus* sind die Konidiosporen im Durchmesser 5-8 µm groß und verfärben sich zum Vesikel hin grünlich. Die ebenfalls grünlichen Vesikel, in die sich die Stiele (Konidiophoren) öffnen, haben einen Durchmesser von 20-30 µm. Die ebenfalls grünlichen Sterigmata messen 6-8 x 2-3 µm und stehen fast parallel zum Stiel in einer einzelnen Reihe. Die kugelförmigen Konidien haben eine unebene Oberfläche, messen durchschnittlich 2,5-3,0 µm und sind im reifen Zustand je nach Art olivbraun, rotbraun, hellgrün oder gelblich. Die Konidiogenese ist blastisch-phialidisch bei Pilzen der Gattung *Aspergillus* (Raper und Fennel 1965; Mullins 1994).

**Vorkommen in der Studie:** *Aspergillus* sp. und *A. fumigatus* wurden vom Exoskelett der Fliegen aus dem Kuh-, Pferde- und Schweinestall isoliert. *Aspergillus* sp. wurde außerdem auch am Exoskelett der Fliegen, die auf der Hundewiese gefangen wurden, vorgefunden. In den Därmen der Fliegen wurde *Aspergillus* sp. ebenfalls nachgewiesen, jedoch nur bei Fliegen aus dem Schweinestall.

#### *Candida* spp.

**Familie:** Saccharomycetaceae

**Gattung:** *Candida*

**Art:** *Candida albicans* BERKHOUT, 1923

*Candida tropicalis* BERKHOUT, 1923

*Candida* spp. BERKHOUT, 1923

**Beschreibung:** Pilze der Gattung *Candida* zählen zu den Hefen. Sie sind polymorph und bilden unterschiedliche Wachstumsformen aus. *Candida*-Zellen sind rundlich-oval, messen im Durchmesser ca. 4 µm und bilden zusammen meist große, runde, glatte, weißliche oder cremefarbene Kolonien. Für *C. albicans* und *C. tropicalis* sind sowohl die Bildung von Pseudomyzelen als auch die Bildung von

echten Hyphen typisch. Das Pseudomyzel ist baumartig verzweigt und bildet einzelne oder kurze Ketten von Blastosporen aus.

Pilze der Gattung *Candida* entwickeln durch Sprossung Blastokonidien. Von *C. albicans* und *C. tropicalis* werden manchmal auch ovale Chlamydosporen (Dauersporen) mit einer sehr widerstandsfähigen Zellwand ausgebildet, die etwas größer als die Blastokonidien sind (Nielsen und Heitmann 2007; Lee und Kim 2008).

**Vorkommen in der Studie:** Nicht weiter differenzierte Pilze der Gattung *Candida* (*Candida* spp.) konnten sowohl von der Körperoberfläche als auch aus den Därmen der Fliegen aus dem Kuhstall, Schweinestall und von der Hundewiese isoliert werden. Außerdem wurden diese Pilze auch in den Därmen der Fliegen aus dem Pferdestall nachgewiesen. Die beiden Arten *C. albicans* und *C. tropicalis* wurden nur bei Fliegen von der Hundewiese vorgefunden, wobei *C. albicans* am Exoskelett und *C. tropicalis* sowohl am Exoskelett als auch im Darm der Fliegen gefunden wurden.

### *Cladosporium* spp.

**Familie:** Mycosphaerellaceae

**Gattung:** *Cladosporium*

**Art:** *Cladosporium* spp. LINK, 1816

**Beschreibung:** Die Gattung *Cladosporium* besteht aus mehr als 50 Arten. *Cladosporium* ist ein sogenannter Schwärzepilz, bei dem sich durch die Bildung von Melanin die Sporen und auch Teile der Hyphen braun bis schwarzbraun färben (Seeliger und Heymer 1981; Nielsen und Heitmann 2007).

**Vorkommen in der Studie:** *Cladosporium* spp. wurde aus den Därmen der Fliegen aus dem Pferdestall isoliert.

### *Geotrichum* spp.

**Familie:** Endomycetaceae

**Gattung:** *Geotrichum* (Milchsimmel)

**Art:** *Geotrichum* spp. LINK, 1809

**Beschreibung:** Die Gattung *Geotrichum* gehört zu den Hefen und besteht aus den Arten *G. candidum*, *G. capitatum* (Syn. *Trichosporon capitatum*) und *G. clavatum*. Die Kolonien dieser Gattung sind zuerst glatt und cremig, später werden sie flaumig und leicht erhaben. Sie bilden ein echtes, septiertes Myzel aus, das dann in viele rechteckige Arthrosporen zerfällt. Die ellipsenförmigen Blastosporen werden entlang des Myzels oder an dessen Enden gebildet. *Geotrichum* kann Glukose und Galaktose vergären, jedoch können diese Pilze keine Proteolyse durchführen (Nielsen und Heitmann 2007; Etienne et al. 2008).

**Vorkommen in der Studie:** Die nicht weiter differenzierten Pilze der Gattung *Geotrichum* (*Geotrichum* spp.) wurden in den Därmen der Fliegen aus dem Kuh-, Pferde- und Schweinestall sowie von der Hundewiese gefunden. Außerdem wurden sie von der Körperoberfläche der Fliegen von der Hundewiese und aus dem Schweinestall isoliert.

**Hyphomycet spp.**

**Abteilung:** Hyphomycet spp.

**Beschreibung:** Die Hyphomyceten sind eine der zwei Abteilungen der Ascomycota. Sie gliedern sich in die Familien Mucedinaceae, Dematiaceae, Stilbaceae und Tuberculariaceae. Bei den Hyphomyceten liegen die Hyphen bzw. die Konidiophoren stets frei. An der Spitze der Konidiophoren befinden sich die konidienbildenden Zellen. Die Konidiophoren treten einzeln oder in parallel ausgerichteten Bündeln (synnematal) oder kissenförmigen Massen (sporodochial) auf (Seeliger und Heymer 1981).

**Vorkommen in der Studie:** Hyphomyceten wurden vom Exoskelett der Fliegen aller Fangorte (Hundewiese, Kuh-, Pferde- und Schweinestall) isoliert. Zusätzlich konnten diese Pilze in den Därmen der Fliegen aus dem Pferdestall nachgewiesen werden.

**Stamm:** Zygomycota

**Mucor spp.**

**Familie:** Mucoraceae

**Gattung:** *Mucor* (Köpfchenschimmel)

**Art:** *Mucor* spp. FRESEN, 1850

**Beschreibung:** Pilze der Gattung *Mucor* haben keine Apophyse und die Sporangien sind kugelig. In älteren Kulturen sind die Sporangioophoren immer verzweigt, nie gefurcht oder gewickelt und nur wenig oder nicht pigmentiert. Der Basalkragen oder andere Reste der Sporangienmembran befinden sich im Winkel zwischen Sporangiosporen und Columella. Die Columella ist ebenfalls nicht oder nur wenig pigmentiert. Es sind keine Rhizoide vorhanden. Die maximale Wachstumstemperatur dieser Pilze liegt unterhalb von 40°C (Seeliger und Heymer 1981; Rieth 1994).

**Vorkommen in der Studie:** Mehrfach wurden Pilze der Gattung *Mucor* am Exoskelett der Fliegen aller Fangorte (Hundewiese, Kuh-, Pferde- und Schweinestall) nachgewiesen. Außerdem wurden diese Pilze auch in den Därmen der Fliegen von der Hundewiese und dem Schweinestall vorgefunden.

**Rhizomucor spp.**

**Familie:** Mucoraceae

**Gattung:** *Rhizomucor*

**Art:** *Rhizomucor* spp. LUCET & COSTANTIN, 1900

**Beschreibung:** Die verzweigten Sporangien sind kugelförmig und die Apophyse ist kurz oder fehlt ganz. Die Sporangien sind nie gefurcht oder gewickelt. Die Sporangioophoren sind separiert und pigmentiert. Rhizoide sind ebenfalls vorhanden. Pilze dieser Gattung wachsen bei einer Temperatur von bis zu 50°C (Seeliger und Heymer 1981, Nielsen und Heitmann 2007).

**Vorkommen in der Studie:** Pilze der Gattung *Rhizomucor* wurden vom Exoskelett der Fliegen aus dem Kuhstall und von der Hundewiese isoliert.

**Stamm:** Basidiomycota

**Trichosporon sp.**

**Familie:** Trichosporonaceae/Cryptococcaceae

**Gattung:** *Trichosporon*

**Art:** *Trichosporon* sp. BEHREND, 1890

**Beschreibung:** Pilze der Gattung *Trichosporon* sind anascosporogene Sproßpilze. Sie bilden neben einem Pseudomyzel auch ein echtes Myzel aus, das leicht in Arthrosporen zerfällt. Zusätzlich werden auch Blastosporen (meist in Ketten oder Trauben) gebildet. Sie haben nicht die Fähigkeit zur Zuckerfermentation, jedoch ist die Harnstoffhydrolyse positiv (Seeliger und Heymer 1981).

**Vorkommen in der Studie:** *Trichosporon* sp. wurde in den Därmen der Fliegen aus dem Kuhstall und von der Hundewiese nachgewiesen.

### 3.4.3 Beschreibung der Parasiten

Nachfolgend werden die in der vorliegenden Arbeit vorkommenden Parasiten anhand ihrer Bestimmungsmerkmale beschrieben. Dabei handelt es sich sowohl um die bei den Freilandfängen vorgefundenen als auch um die in den Versuchen eingesetzten Parasitenarten. Eine ausführlichere Charakterisierung dieser Parasiten befindet sich im Anhang (unter 7.4).

#### 3.4.3.1 Protozoa

##### *Giardia lamblia*

**Familie:** Diplomonadidae/Hexamitidae

**Gattung:** *Giardia*

**Art:** *Giardia lamblia* KOFOID & CHRISTIANSEN, 1915

**Synonyme:** *Giardia intestinalis*, *G. duodenalis*, *Lambliia lamblia*

**Beschreibung:** Vegetative Stadien (Trophozoiten) sind 12-15 µm lang und 5-9 µm breit. Sie sind bilateral-symmetrisch, dorsal-konvex, mit ventraler Adhäsionsscheibe (mit der sie sich an die Mikrovilli des Darms heften). Sie haben zwei elliptische Kerne mit deutlichem Karyosom, acht freie Geißeln und zwei sichelförmige Mediankörper. Die Dauerstadien (Zysten bzw. Vierkernzysten) sind 8-12 µm x 7-10 µm groß, oval, haben eine farblose Hülle und enthalten vier Kerne. Die Zystenwand ist 0,3-0,5 µm dick und besteht aus einer filamentösen äußeren und einer membranartigen inneren Schicht (Mehlhorn et al. 1993; Rommel et al. 2000; Hendrix und Robinson 2006; Taylor et al. 2008).

**Abbildung:** Fototafel 1 A-B), Fototafel 7 E) *Giardia lamblia*

**Vorkommen in der Studie:** Bei den im Freiland gefangenen Fliegen wurden Trophozoiten von *G. lamblia* im Darm der Fliegen aus dem Kuh- und Schweinestall vorgefunden und Giardien-Zysten auf der Körperoberfläche nur von Fliegen aus dem Schweinestall. In den experimentellen Versuchen mit den im Labor gezüchteten Fliegen wurden ebenfalls Trophozoiten von *G. lamblia* eingesetzt.

##### *Herpetomonas muscarum*

**Familie:** Trypanosomatidae

**Gattung:** *Herpetomonas*

**Art:** *Herpetomonas muscarum* (LEIDY, 1856) KENT, 1881

**Synonym:** *Herpetomonas muscae-domesticae*, *H. muscidarum*, *H. sarcophagae*, *H. calliphorae*, *H. luciliae*, *H. homalomyiae*

**Beschreibung:** Die Flagellaten sind 10-25 µm lang (opistho-, epi- und promastigote Form) und durchschnittlich 2 µm breit. Die für Kinetoplastida typische undulierende Membran fehlt. Im Cytosol befinden sich ein Parabasalkörperchen, Mitochondrien und Volutinkügelchen. Ein Basalkügelchen befindet sich nahe dem Parabasal-Körperchen am anterioren Ende. Im Basalkügelchen ist ein 36-45 µm langes Flagellum verankert. Die flagellare Vakuole liegt neben der Basis des Flagellums. In der amastigoten Körperform sind die Flagellaten 6,5-10,0 µm lang und ca. 4,0 µm breit (Graham-Smith 1914; Becker 1923; Ross und Hussain 1924; Wallace und Clark 1959).

**Abbildung:** Fototafel 11 A) *Herpetomonas muscarum*

**Vorkommen in der Studie:** *Herpetomonas muscarum* wurde im Darm der Fliegen vorgefunden, die im Kuh- und Schweinestall gefangen wurden, und ebenfalls an der Körperoberfläche der Fliegen vom Fangort Schweinestall.

### *Eimeria magna*

**Familie:** Eimeriida

**Gattung:** *Eimeria*

**Art:** *Eimeria magna* PÉRARD, 1925

**Beschreibung:** Die Oozysten sind ovoid, 31-42 x 20-28 µm (ø 36,3 x 24,1 µm) groß. Die Oozystenwand ist glatt und dunkelgelb bis braun. Eine Mikropyle mit verdicktem Rand, ein Restkörper und ein Sporozystenrestkörper sind vorhanden (Rommel et al. 2000; Taylor et al. 2008).

**Abbildung:** Fototafel 13 B) *Eimeria magna*

**Vorkommen in der Studie:** Die Oozysten von *E. magna* wurden in den Därmen der im Freiland gefangenen Fliegen aus dem Kaninchenstall nachgewiesen.

### *Eimeria perforans*

**Gattung:** *Eimeria*

**Art:** *Eimeria perforans* (LEUCKART, 1879) SLUITER & SWELLENGREBEL, 1912

**Beschreibung:** Die Oozystengröße beträgt 15-27 x 11-17 µm (ø 22,2 x 19,9 µm) und die Oozystenform ist elliptische. Die Oozystenwand ist dünn, farblos und glatt. Eine unauffällige bzw. unscheinbare Mikropyle, ein Oozystenrestkörper und ein Sporozystenrestkörper sind vorhanden (Rommel et al. 2000; Taylor et al. 2008).

**Abbildung:** Fototafel 13 A) *Eimeria perforans*

**Vorkommen in der Studie:** Die Oozysten von *E. perforans* wurden in den Därmen und an der Körperoberfläche der im Kaninchenstall gefangenen Fliegen nachgewiesen.

### *Eimeria perminuta*

**Gattung:** *Eimeria*

**Art:** *Eimeria perminuta* HENRY, 1931

**Beschreibung:** Die Oozysten sind ovoid und 12-15 x 10-13 µm (ø 13,3-11,7 µm) groß. Die äußere Oozystenhülle ist rau und gelb. Es ist keine Mikropyle und kein Oozystenrestkörper vorhanden, jedoch sowohl ein Sporozystenrestkörper als auch ein Stieda- und ein Polkörperchen. Die Sporozysten sind ellipsenförmig bis rund und 6-8 x 4-6 µm groß (Rommel et al. 2000; Taylor et al. 2008).

**Vorkommen in der Studie:** Die Oozysten von *E. perminuta* wurden in den Därmen der Fliegen gefunden, die im Schweinestall gefangen wurden.

**Eimeria tenella****Gattung:** *Eimeria***Art:** *Eimeria tenella* (RAILLIET & LUCET, 1891) FANTHAM, 1909

**Beschreibung:** Die Oozysten sind oval, mit einer glatten Oberfläche, farblos, ohne Mikropyle, besitzen aber eine Polkappe und sind 22-25 x 19 µm groß. Sporulierte Oozysten besitzen in ihrem Inneren vier Sporozysten mit je zwei Sporozoiten (Mehlhorn et al. 1993; Rommel et al. 2000; Taylor et al. 2008).

**Abbildung:** Fototafel 1 C-F), Fototafel 7 A) *Eimeria tenella*

**Vorkommen in der Studie:** Die Oozysten von *E. tenella* wurden in den experimentellen Versuchen zusammen mit den im Labor gezüchteten Fliegen eingesetzt.

**Cystoisospora canis****Familie:** Isosporidae**Gattung:** *Cystoisospora* (*Isospora*)**Art:** *Cystoisospora canis* NEMESÉRI, 1959**Synonym:** *Isospora canis*

**Beschreibung:** Die ellipsenförmigen bis leicht ovalen Oozysten haben eine glatte, blasenartige Wand und sind 34-42 x 23-36 µm groß. Die Oozysten haben keine Mikropyle und auch kein Residuum oder Polkörperchen. Sie besitzen jedoch ein winziges an der Oozystenwand am breiten Ende angehängtes Kügelchen (Lindsay et al. 1997; Rommel et al. 2000; Taylor et al. 2008).

**Abbildung:** Fototafel 12 C) *Cystoisospora canis*

**Vorkommen in der Studie:** Die Oozysten von *C. canis* wurden in den Därmen und auf der Körperoberfläche der Fliegen nachgewiesen, die auf der Hundewiese gefangen wurden.

**Cystoisospora burrowsi****Gattung:** *Cystoisospora* (*Isospora*)**Art:** *Cystoisospora burrowsi* TRAYSER & TODD, 1978**Synonym:** *Isospora burrowsi*

**Beschreibung:** Die Oozysten sind kugelförmig bis ellipsoid, 16-23 x 15-22 µm groß und die mittlere Oozystengröße beträgt 21 x 18 µm. Sie besitzen weder eine Mikropyle, einen Oozystenrestkörper noch ein Polkörperchen (Trayser und Todd 1978; Mehlhorn et al. 1993; Rommel et al. 2000).

**Abbildung:** Fototafel 12 A-B) *Cystoisospora burrowsi*

**Vorkommen in der Studie:** Die Oozysten von *C. burrowsi* wurden in den Därmen und auf der Körperoberfläche der Fliegen nachgewiesen, die auf der Hundewiese gefangen wurden.

**Isospora suis****Gattung:** *Isospora***Art:** *Isospora suis* BIESTER & MURRAY, 1934

**Beschreibung:** Die Oozysten sind 17-25 x 16-22 µm groß und kugelförmig. Sie haben eine dünne, glatte und farblose Oozystenwand ohne Mikropyle oder Residuum. Nach der Sporulation enthält die Oozyste zwei ellipsoide Sporozysten (13-14 x 8-11 µm) mit jeweils vier wurmförmigen Sporozoiten (mit einem spitzen Ende) und einem Restkörper (Rommel et al. 2000; Taylor et al. 2008).

**Abbildung:** Fototafel 15 A-B) *Isospora suis*

**Vorkommen in der Studie:** Die Oozysten von *I. suis* wurden in den Därmen und auf der Körperoberfläche der Fliegen aus dem Schweinestall vorgefunden.

**Balantidium coli****Familie:** Balantidiidae**Gattung:** *Balantidium***Art:** *Balantidium coli* (MALMSTEIN, 1857) STEIN, 1862

**Beschreibung:** Die Zysten sind sphärisch, 40 x 60 µm groß und haben eine kräftige, gelbliche Wand.

**Abbildung:** Fototafel 15 C) *Balantidium coli*

**Vorkommen in der Studie:** Die Zysten von *B. coli* wurden in den Därmen der Fliegen vorgefunden, die im Schweinestall gefangen wurden (Mehlhorn et. al. 1986; Rommel et al. 2000).

**3.4.3.2 Cestoda****Hymenolepis diminuta****Familie:** Hymenolepididae**Gattung:** *Hymenolepis***Art:** *Hymenolepis diminuta* (Rattenbandwurm) RUDOLPHI, 1819

**Beschreibung:** Die rundlichen Eier haben keine Polfäden, besitzen aber eine dicke Embryophore und messen 62-88 x 55-70 µm. Die äußere Membran ist dunkler und gefurcht bzw. gestreift (Mehlhorn et al. 1993; Hendrix und Robinson 2006; Taylor et al. 2008).

**Abbildung:** Fototafel 2 A-B) *Hymenolepis diminuta*

**Vorkommen in der Studie:** Die Eier von *H. diminuta* wurden in den experimentellen Versuchen mit den im Labor gezüchteten Fliegen eingesetzt.

**Hymenolepis microstoma****Gattung:** *Hymenolepis***Art:** *Hymenolepis microstoma* DUJARDIN, 1845**Synonym:** *Rodentolepis microstoma*, *Taenia brachydera*, *T. microstoma*, *T. murisdecumani*,**Beschreibung:** Die Eier sind 62,6-98,0 x 51,5-75,7 µm groß und haben 3-5 Polfilamente. Die Embryophore ist dick, dunkel und enthält wie bei allen anderen *Hymenolepis*-Arten die Oncosphaera-Larve mit den typischen sechs Haken (3 x 2) (Dvorak et al. 1961; Schmidt 1986; Mehlhorn et al. 1993; Casanova et al. 2001; Taylor et al. 2008).**Abbildung:** Fototafel 2 C-D), Fototafel 7 B) *Hymenolepis microstoma***Vorkommen in der Studie:** Die Eier von *H. microstoma* wurden in den experimentellen Versuchen mit den im Labor gezüchteten Fliegen eingesetzt.**3.4.3.3 Nematoda****Ascaris suum****Familie:** Ascarididae**Gattung:** *Ascaris***Art:** *Ascaris suum* (Schweinespulwurm) GOEZE, 1782**Beschreibung:** Die Eier sind ellipsenförmig bis rund-oval und 56-87 x 46-57 µm groß. Die sehr widerstandsfähige Eischale ist dick und grobhöckrig. Im Inneren des befruchteten Eies befindet sich die Zygote (Olsen et al. 1958; Taylor et al. 2008).**Abbildung:** Fototafel 3 C-F), Fototafel 6 A-F), Fototafel 15 F) *Ascaris suum***Vorkommen in der Studie:** Die Eier von *A. suum* wurden aus den Därmen und von der Körperoberfläche der Fliegen isoliert, die im Schweinestall gefangen wurden. Desweiteren wurden die Eier von *A. suum* auch in den experimentellen Versuchen mit den im Labor gezüchteten Fliegen eingesetzt.**Toxocara canis****Gattung:** *Toxocara***Art:** *Toxocara canis* (Hundespulwurm) WERNER, 1782**Beschreibung:** Die Eier sind kugelförmig, 90,0 x 75,0 µm groß, dunkelbraun, dickschalig und die Oberfläche ist mit netzförmigen Eindellungen versehen (Mehlhorn et al. 1993; Rommel et al. 2000; Taylor et al. 2008).**Abbildung:** Fototafel 12 D) *Toxocara canis***Vorkommen in der Studie:** Die Eier von *T. canis* wurden in den Därmen und an der Körperoberfläche der Fliegen vom Fangort Hundewiese vorgefunden.

**Toxocara vitulorum****Gattung:** *Toxocara***Art:** *Toxocara vitulorum* GOEZE, 1782**Synonym:** *Neoascaris vitulorum***Beschreibung:** Die sehr widerstandsfähigen Eier haben eine typische ascaride Form: sie sind rundlich, 69-95 x 60-77 µm groß und dickschalig, mit netzförmigen Eindellungen auf der Oberfläche. Die Eier werden im Einzellstadium mit den Fäzes des Wirts ausgeschieden (Roberts 1993; Rommel et al. 2000; Taylor et al. 2008).**Abbildung:** Fototafel 13 E) *Toxocara vitulorum***Vorkommen in der Studie:** Die Eier von *T. vitulorum* wurden im Darm und an der Körperoberfläche von Fliegen nachgewiesen, die im Kuhstall gefangen wurden.**Parascaris equorum****Gattung:** *Parascaris***Art:** *Parascaris equorum* (Pferdespulwurm) GOEZE, 1782**Synonym:** *Ascaris equorum*, *A. megacephala***Beschreibung:** Die Eier sind kugelförmig, 90-100 µm groß und dickschalig. Die Oberflächenschicht der Eier ist runzelig und gelblich-braun. Diese oberste Schicht kann allerdings verloren gehen, wodurch die Eier dann weißlich erscheinen (Kassai 1999; Rommel et al. 2000; Talor et al. 2008).**Abbildung:** Fototafel 14 C) *P Parascaris equorum***Vorkommen in der Studie:** Die Eier von *P. equorum* wurden im Darm und an der Körperoberfläche von Fliegen gefunden, die im Pferdestall gefangen wurden.**Strongyloidea** (Schweine-Strongyloiden)**Überfamilie:** Strongyloidea**Arten:** *Hyostromylus rubidus* (Roter Magenwurm) HASSAL & STILES, 1892*Globocephalus urosbulatus* (Hakenwurm) ALLES-SANDRINI, 1909*Oesophagostomum* sp. (Knötchenwurm) MOLIN, 1861**Beschreibung:** Die Eier aller drei Strongyloiden sind oval und dünnschalig, mit Furchungskugeln (Blastomeren):*Hyostromylus rubidus*: 70-85 x 34-40 µm groß mit vielen Furchungskugeln;*Globocephalus urosbulatus*: 67-73 x 35-40 µm groß, im frischen Kot: 4-8 dunkle Furchungskugeln;*Oesophagostomum* sp.: 71-82 x 38-46 µm groß mit unterschiedlich vielen Furchungskugeln (Rommel et al. 2000; Taylor et al. 2008).**Bemerkung:** Eine genaue Artbestimmung ist nur über eine Differenzialdiagnose der Larven im dritten Larvenstadium (L3) - über eine Kotkultur - möglich. Mischinfektionen von mehreren Strongyloiden-Arten treten oft auf.**Abbildung:** Fototafel 15 D-E) Schweine-Strongyloiden

**Vorkommen in der Studie:** Die Eier und Larven der Schweine-Strongyloiden wurden in den Därmen und an der Körperoberfläche der Fliegen vom Fangort Schweinestall nachgewiesen.

### *Strongyloides ransomi*

**Familie:** Strongyloididae

**Gattung:** *Strongyloides*

**Art:** *Strongyloides ransomi* (Zwergfadenwurm) SCHWARZ & ALICATA, 1930

**Beschreibung:** Die Larven sind im ersten Larvenstadium (L1) 200-220 µm lang und haben einen rhabditiformen Ösophagus. Im dritten Larvenstadium (L3) sind sie 520-710 µm lang und haben einen langen, filari-formen Ösophagus, der etwa ein Drittel der Körperlänge einnimmt.

Die Eier *S. ransomi* sind dünnchalig, 45-55 x 25-30 µm groß und enthalten zum Zeitpunkt der Ablage bereits einen U-förmigen Embryo (Mehlhorn et al. 1993; Rommel et al. 2000; Taylor et al. 2008).

**Abbildung:** Fototafel 16 A-B) *Strongyloides ransomi*

**Vorkommen in der Studie:** Die Eier und Larven von *S. ransomi* wurden im Darm und an der Körperoberfläche der Fliegen aus dem Schweinestall vorgefunden.

### *Metastrongylus apri*

**Familie:** Metastrongylidae

**Gattung:** *Metastrongylus*

**Art:** *Metastrongylus apri* (Lungenwurm) GMELIN, 1790

**Synonym:** *Metastrongylus elongatus*

**Beschreibung:** Die sehr widerstandsfähigen Eier *M. apri* können bis zu 380 Tage im Freien infektiös bleiben. Sie sind ovoid bis kugelförmig, 55-61 x 45-50 µm groß und enthalten zum Zeitpunkt der Ablage bereits einen wurmförmigen Embryo mit knopfförmig verdicktem Hinterende. Von außen sind die Eier von einer relativ dicken, widerstandsfähigen Eiweißschicht umgeben (Mehlhorn et al. 1993; Rommel et al. 2000; Mehlhorn 2008; Taylor et al. 2008).

**Abbildung:** Fototafel 16 C-E) *Metastrongylus apri*

**Vorkommen in der Studie:** Die Eier und Larven von *M. apri* wurden an der Körperoberfläche der Fliegen vom Fangort Schweinestall vorgefunden.

### *Angiostrongylus cantonensis*

**Familie:** Angiostrongylidae

**Gattung:** *Angiostrongylus*

**Art:** *Angiostrongylus cantonensis* (Rattenlungenwurm) CHEN, 1935

**Synonym:** *Parastrongylus cantonensis*

**Beschreibung:** Die Larven im ersten Larvenstadium (L1), die in der Lunge und in den Fäzes der Ratten angetroffen werden, sind 0,22-0,26 mm lang und 0,01 mm dick. Ihr Ösophagus ist fadenförmig und

erstreckt sich über die halbe Körperlänge. Der Schwanz ist 0,02-0,03 mm lang. An der dorsalen Seite des Schwanzendes befindet sich eine Kerbe (Mehlhorn 2008; Taylor et al. 2008; Wang et al. 2008).

**Abbildung:** Fototafel 3 A-B) *Angiostrongylus cantonensis*

**Vorkommen in der Studie:** Die Larven im ersten Larvenstadium (L3) von *A. cantonensis* wurden in den experimentellen Versuchen zusammen mit den im Labor gezüchteten Fliegen eingesetzt.

### Strongylidae

**Familie:** Strongylidae (Palisadenwürmer, Blutwürmer)

**Unterfamilien:** Strongylinae, Cyathostominae, Gyalocephalinae  
Große Strongyliden, Kleine Strongyliden

**Beschreibung:** Die gefurchten Eier der Strongyliden werden mit den Fäzes des Wirts ausgeschieden. Sie haben eine dünne, glatte Eihülle und sind 80-100 µm lang (Rommel et al. 2000; Talyor et al. 2008).

**Bemerkung:** Eine genaue Artbestimmung ist nur über eine Differenzialdiagnose der Larven im dritten Larvenstadium (L3) – über eine Kotkultur - und über die adulten Würmer möglich.

**Abbildung:** Fototafel 14 A-B), D-F) Pferde-Strongyliden

**Vorkommen in der Studie:** Die Eier und Larven der Strongyliden wurden im Darm und an der Körperoberfläche der Fliegen nachgewiesen, die im Pferdestall gefangen wurden.

### Trichuris muris

**Familie:** Trichuridae

**Gattung:** *Trichuris*

**Art:** *Trichuris muris* (Mäuse-Peitschenwurm) SCHRANK, 1788

**Beschreibung:** Die Eier sind gelb-braun, zitronenförmig, 67-70 x 31-35 µm groß und haben zwei vorstehende Polpfropfen (Mehlhorn et al. 1993; Feliu et al. 2000; Taylor et al. 2008).

**Abbildung:** Fototafel 4 A-B), Fototafel 7 D) *Trichuris muris*

**Vorkommen in der Studie:** Die Eier von *T. muris* wurden in den experimentellen Versuchen zusammen mit den im Labor gezüchteten Fliegen eingesetzt.

### Trichuris suis

**Gattung:** *Trichuris*

**Art:** *Trichuris suis* (Schweinepeitschenwurm) SCHRANK, 1788

**Synonym:** *Trichocephalus suis*

**Beschreibung:** Die Eier sind zitronenförmig, gelblich-braun und 47-71 x 27-34 µm lang. An den beiden Enden befindet sich jeweils ein Polpfropfen und ihr Inhalt ist unsegmentiert (Rommel et al. 2000; Taylor et al. 2008).

**Abbildung:** Fototafel 4 C-E), Fototafel 7 C) *Trichuris suis*

**Vorkommen in der Studie:** Die Eier von *T. suis* wurden in der Kotprobe aus dem Schweinestall vorgefunden und ebenfalls in den experimentellen Versuchen mit den im Labor gezüchteten Fliegen eingesetzt.

#### 3.4.3.4 Arthropoda

##### *Dermanyssus gallinae*

**Familie:** Dermanyssidae

**Gattung:** *Dermanyssus*

**Art:** *Dermanyssus gallinae* (Rote Vogelmilbe) DE GEER, 1778

**Beschreibung:** Die adulten Männchen werden 0,6 x 0,3 mm groß, hungrige Weibchen 0,7 x 0,4 mm. Nach dem Saugakt wächst der Körper der Weibchen jedoch bis auf eine Größe von 2,00 x 0,4 mm an. Je nach aufgenommener Blutmenge wechselt der Farbton der adulten Milben zwischen weißlich-grau bis dunkelrot (fast schwarz bei Weibchen, die But gesogen haben). Die sechsbeinige Larve und die achtbeinigen Nymphen sind weiß oder grau. Der Körper der Milbe ist schwach chitinisiert, im Vergleich zu den stark beborsteten Beinen nur wenig beborstet und weist ein Rückenschild auf. Die Chelizeren der Weibchen sind nadelförmig.

Die weißlichen, ovalen Eier von *D. gallinae* sind unsegmentiert und haben eine Größe von 400 x 270 µm (Fletcher und Axtell 1991; Rommel et al. 2000; Taylor et al. 2008).

**Abbildung:** Fototafel 5 A-C) *Dermanyssus gallinae*

**Vorkommen in der Studie:** Verschiedene Entwicklungsstadien der Milben (Larven, Nymphen, Adulte) wurden in den experimentellen Versuchen zusammen mit den im Labor gezüchteten Fliegen eingesetzt.

##### *Macrocheles musca-domesticae*

**Familie:** Macrochelidae

**Gattung:** *Macrocheles*

**Art:** *Macrocheles musca-domesticae* SCOPOLI, 1772

**Synonym:** *Acarus marginatus*, *A. muscae*, *A. musca domesticate*, *Holotaspis badius*, *Macrocheles muscae*

**Beschreibung:** Die Milben sind braun und bewegen sich sehr schnell. Die Weibchen sind 860-910 µm lang und 500-540 µm breit (gemessen am Idiosoma). Das IV Bein ist 980-1000 µm lang. Die Männchen sind etwas kleiner und ihr Bein II und manchmal auch das IV Bein ist mit Sporen und Tuberkeln bewaffnet (Ewing 1913; Krantz 1962; Hyatt und Emberson 1988; Stafford und Bay 1994).

**Abbildung:** Fototafel 11 C-D) *Macrocheles musca-domesticae*

**Vorkommen in der Studie:** Die Milben wurden an Fliegen vorgefunden, die im Kaninchen-, Kuh-, Pferde- und Schweinestall gefangen wurden.

### Acaridae

**Familie:** Acaridae LATREILLE, 1802

**Bedeutendste und häufigste Vertreter:** *Acarus siro* (Mehlmilbe) LINNEAUS, 1758; *Tyrophagus putrescentiae* (Modermilbe) SCHRANK, 1781

**Beschreibung:** Zwischen der Krallen und dem Tarsus der Beine befinden sich bei den Milben dieser Familie ein Paar sklerotisierter Stäbe.

*Acarus siro*: Die grauweißen, adulten Milben sind 0,3-0,5 mm groß und haben eine lang-ovale Körperform. Auf ihrem Körper tragen sie wenige, relativ kurze Borsten und auf ihrem Abdomen befinden sich zwei lange Haare. Ihre Beine und Mundwerkzeuge sind leicht rötlich bzw. blassrosa gefärbt. Die Larven messen ca. 0,15 mm und die länglich-ovalen Eier 0,12 x 0,08 mm.

*Tyrophagus putrescentiae*: Auf dem Abdomen der adulten Milben befindet sich eine große Anzahl an langen Haaren. Die Beine und Mundwerkzeuge der Milben sind farblos. Die Weibchen sind 0,4 mm lang und die Männchen 0,3 mm. Ihre Larven und Eier ähneln denen von *A. siro* (Weidner 1993; Mehlhorn und Mehlhorn 2003; Pospischil und Sellenschlo 2005).

**Abbildung:** Fototafel 12 E-F), Fototafel 13 F) Acaridae

**Vorkommen in der Studie:** Diese Milben wurden auf den Fliegen von den Fangorten Hundewiese, Kaninchen- und Kuhstall nachgewiesen.

### Histiostoma sp.

**Familie:** Histiostomatoidea

**Gattung:** *Histiostoma*

**Art:** *Histosoma* sp. BERLESE, 1897

**Beschreibung:** Die Deutonymphen sind ca. 120-150 µm groß und haben eine Pilicolus-Form (haarumklammernde Form) mit reduzierten Saugnäpfen und modifizierten ventralen Haaren, mit denen sich die Milben an den Haaren des Insekts festhalten. Bei den Deutonymphen sind der Mund und die Chelizeren, sowie der Rest des Gnathosomas reduziert. Der Darm ist flüssig und ohne Funktion. Der Körper ist stark dorsoventral abgeflacht und chitinisiert. Die Beine sind kurz und kräftig (mit modifizierten Borsten). Einige der tarsalen Haare sind blattartig erweitert, andere (besonders am Tarsus IV) sind sehr lang und steif. Die Prätarsi sind vergrößert (O'Connor 1982; Houck und O'Connor 1991).

**Abbildung:** Fototafel 11 B) *Histiostoma* sp.

**Vorkommen in der Studie:** Deutonymphen von *Histiostoma* sp. wurden an der Körperoberfläche von Fliegen vorgefunden, die auf der Hundewiese, im Kuh-, und Schweinestall gefangen wurden.

**Haematopinus suis****Familie:** Haematopinidae**Gattung:** *Haematopinus***Art:** *Haematopinus suis* (Schweinelaus) LINNÉ, 1758

**Beschreibung:** Die Schweinelaus ist die größte Laus, die bisher an domestizierten Tieren nachgewiesen wurde. Die Männchen sind 3,5-4,7 mm lang und die Weibchen 4,0-6,0 mm. Der Körper ist bräunlich und dorsoventral abgeplattet. Der Kopf ist schmal, läuft nach vorne konisch zu und besitzt lange Mundwerkzeuge. Der Thorax ist kurz und im Verhältnis zum Kopf deutlich breit. Das Abdomen besteht aus neun Segmenten, von denen jedoch nur sieben sichtbar sind. Die Beine besitzen jeweils eine kräftige Klaue (modifizierter Prätarsus), mit der sich die Laus an den Haaren des Wirts festhält. Das erste Nymphenstadium (N1) ist farblos, die weiteren Nymphenstadien ähneln stärker den Adulten (Rommel et al. 2000; Taylor et al. 2008).

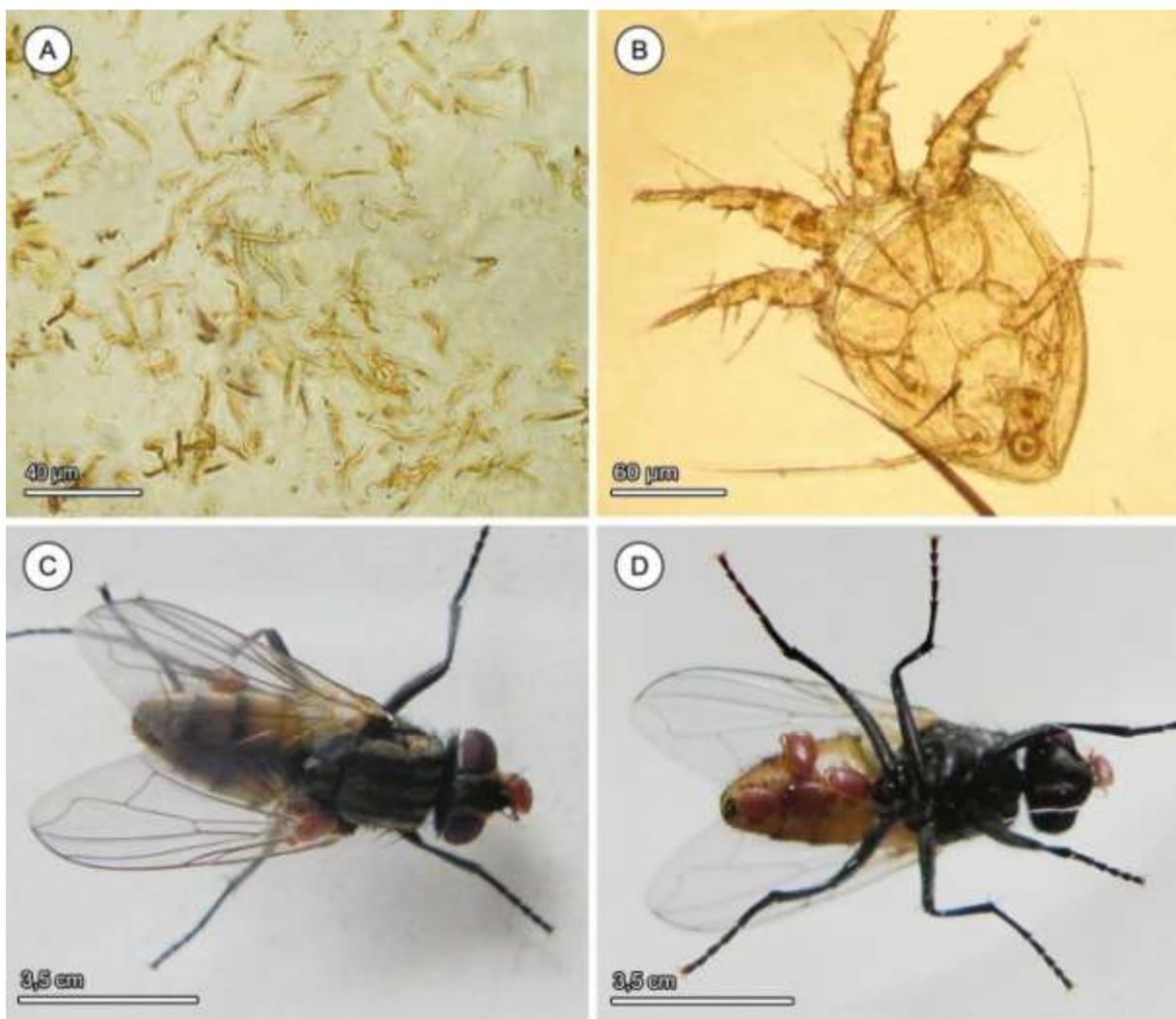
**Abbildung:** Fototafel 16 F) *H. suis*

**Vorkommen in der Studie:** Die Nymphe von *H. suis* wurde an der Körperoberfläche einer Fliege aus dem Schweinestall vorgefunden.

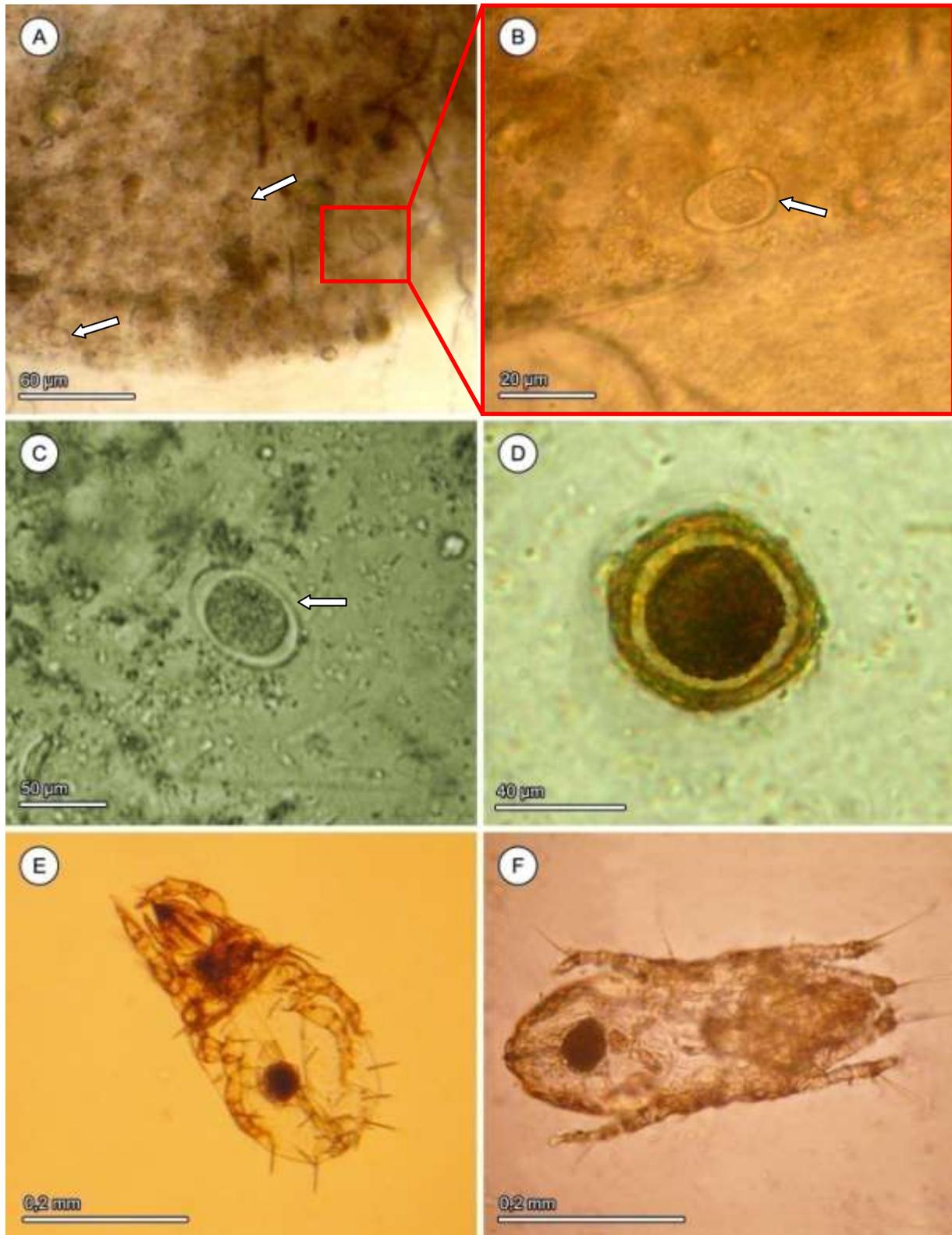
### 3.4.3.6 Lichtmikroskopische Dokumentation der nachgewiesenen Parasitenarten

Die nachfolgenden Fototafeln zeigen lichtmikroskopische Aufnahmen der Parasiten, die bei den wild-gefangenen Fliegen der verschiedenen Fangorte nachgewiesen wurden. Die lichtmikroskopischen Aufnahmen zeigen dabei die verschiedenen Parasiten im Fliegendarm, isoliert vom Exoskelett oder noch auf dem Exoskelett der Fliegen.

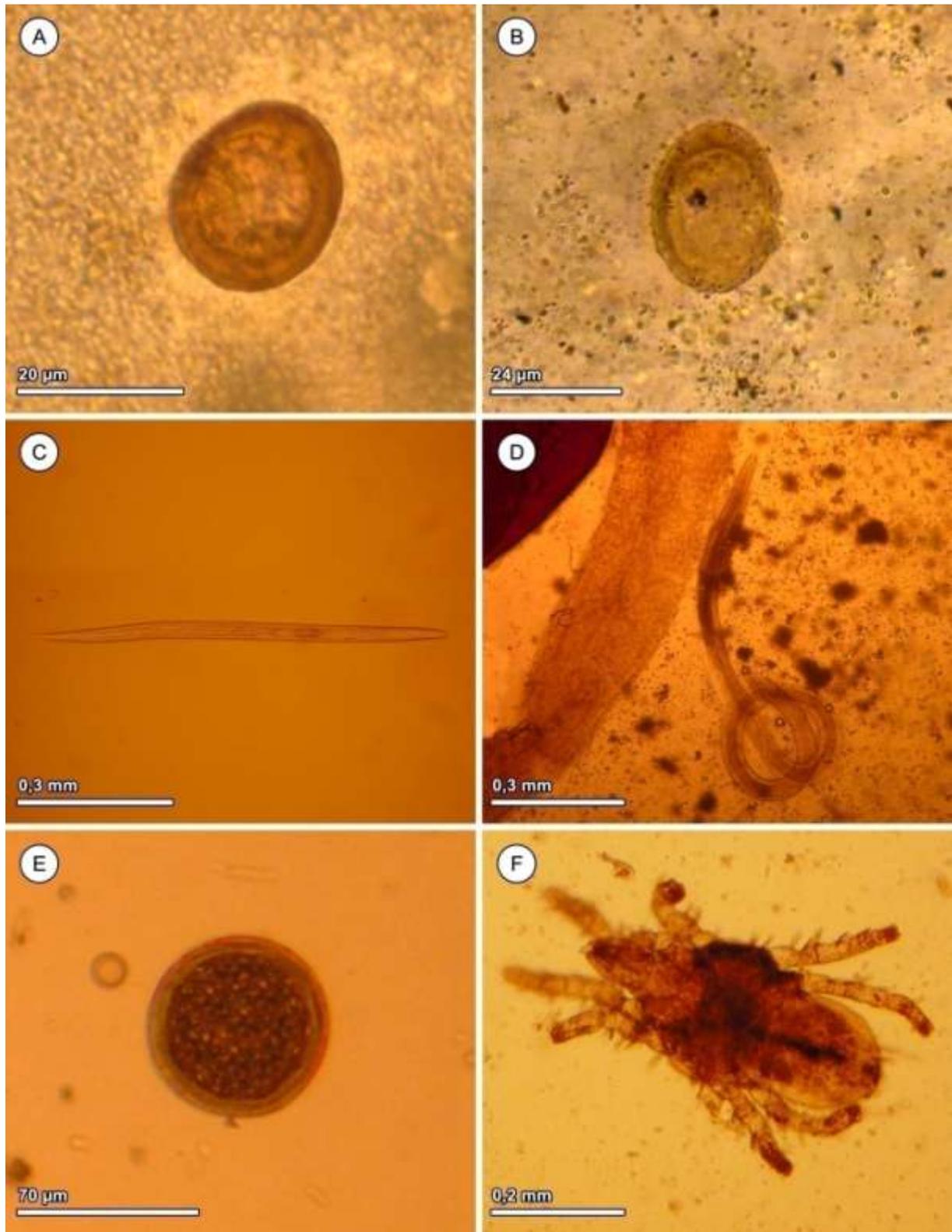
Zunächst folgen die Parasiten, die die Fliegen selbst parasitierten, danach die Parasiten, die bei den einzelnen Fangorten nachgewiesen wurden.



**Fototafel 11:** Parasiten der Fliegen, isoliert von *Musca domestica*. A) *Herpetomonas muscarum* im Fliegendarm. B) *Histiostoma* sp. (Deuerynmphe) isoliert vom Exoskelett einer Fliege. C-D) Adulte *Macrocheles muca-domesticae* auf einer Fliege: A) ventrale Ansicht, B) dorsale Ansicht.



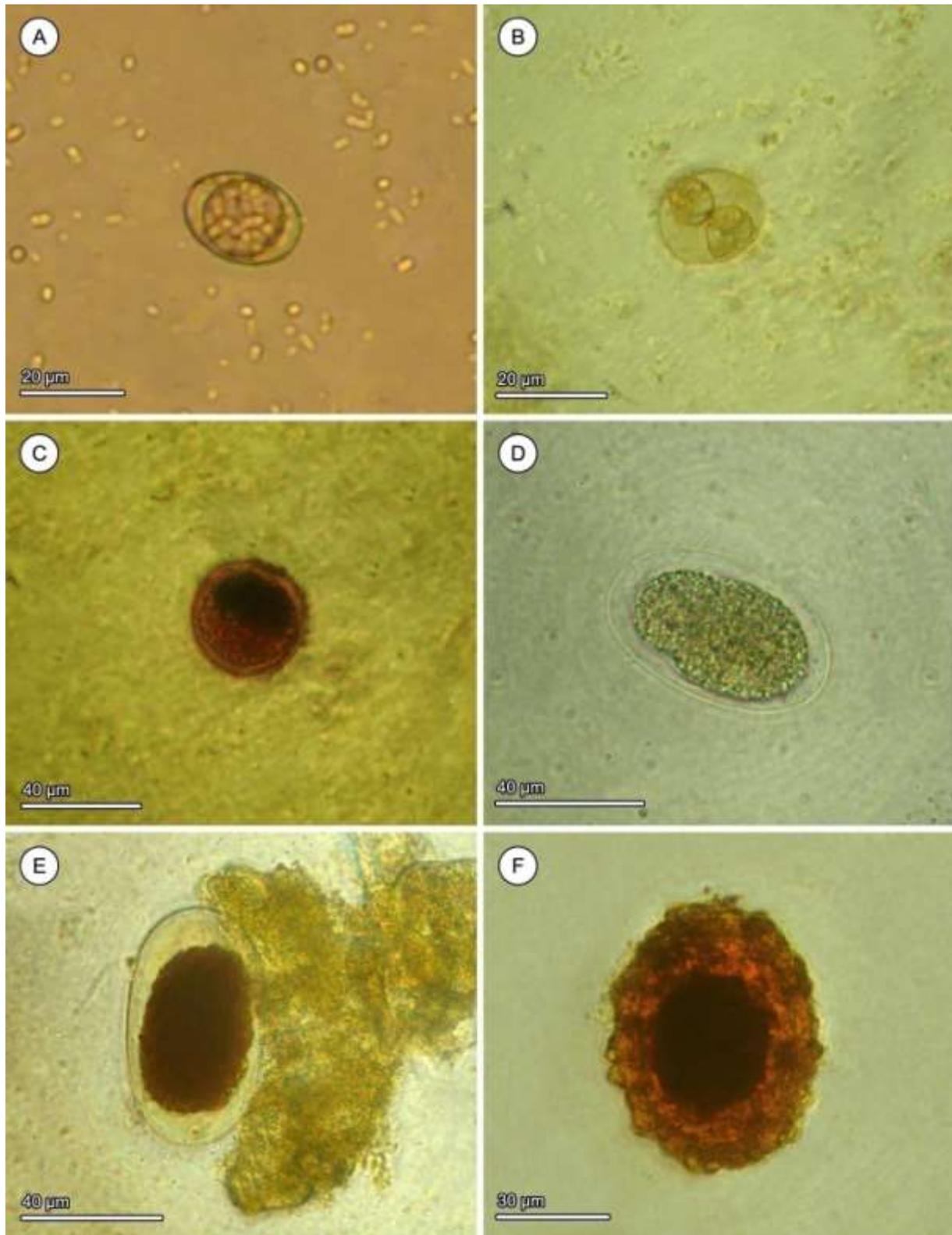
**Fototafel 12:** Parasiten, nachgewiesen bei den Fliegen vom Fangort Hundewiese. A-B) Oozysten von *Cystoisospora burrowsi* im Fliegendarm. C) Oozyste von *C. canis* im Fliegendarm. D) Ei von *Toxocara canis* im Fliegendarm. E-F) Acaridae (adulte Weibchen) isoliert vom Exoskelett der Fliegen.



**Fototafel 13:** Parasiten, nachgewiesen bei den Fliegen von den Fangorten Kaninchen- und Kuhstall. A-D) Kaninchenstall: A) Oozyste von *Eimeria perforans* und B) von *E. magna* im Fliegendarm. C-D) Nematodenlarven der Familie Strongyloidae: C) Larve im Fliegendarm (von *Musca domestica*). E-F) Kuhstall: E) Ei von *Toxocara vitulorum* und F) Acaridae (adultes Männchen) isoliert vom Exoskelett der Fliegen.



**Fototafel 14:** Parasiten, nachgewiesen bei den Fliegen vom Fangort Pferdestall. A-B) Larven von Pferde-Strongyliden isoliert vom Exoskelett der Fliegen. C) Ei von *Parascaris equorum* und D-F) Eier von Pferde-Strongyliden aus dem Fliegendarm.



**Fototafel 15:** Parasiten, nachgewiesen bei den Fliegen vom Fangort Schweinestall. A-B) Oozysten von *Isospora suis*: A) unsporuliert isoliert vom Exoskelette einer Fliege, B) sporuliert aus dem Fliegendarm (von *Musca domestica*). C) Zyste von *Balantidium coli* im Fliegendarm. D-E) Eier von Schweine-Strongyloiden: D) isoliert vom Exoskelett der Fliegen und E) im Fliegendarm. F) Ei von *Ascaris suum* im Fliegendarm (gefärbt durch Lugolsche Lösung).



**Fototafel 16:** Parasiten, nachgewiesen bei den Fliegen vom Fangort Schweinestall. A-B) *Strongyloides ransomi*: A) Ei und B) Larve aus dem Fliegendarm (von *Musca domestica*). C-E) *Metastrongylus apri* isoliert vom Exoskelett der Fliegen: C) Eier, D) schlüpfende Larve, E) Larve. F) Nymphe von *Haematopinus suis* vom Exoskelett einer Fliege.

### 4. Diskussion

Seit Beginn des 20. Jahrhunderts werden Fliegen verstärkt als Überträger von Erregern infektiöser Erkrankungen vermutet (Hegner 1926).

Die Schmeiß-, Fleisch- und die meisten muscoiden Fliegen, wie die Stubenfliege *Musca domestica*, zählen zu den saugenden Insekten, bestimmt durch ihre saugend-leckenden Mundwerkzeuge und ihrer Proboscis (Saugrüssel) die an das Saugen adaptiert ist. Bei diesen Fliegen wird feste Nahrung erst außerhalb ihres Körpers aufgeweicht, bevor sie aufgenommen werden kann. Hierzu erbricht die Fliege ihren Speichel über die Proboscis auf die Nahrung (Regurgitation). Durch diese Flüssigkeit erreicht die Nahrung eine breiige Konsistenz und kann so von der Fliege leicht aufgesogen werden. Diese Art der Nahrungsaufnahme prädestiniert Fliegen dazu, Krankheitserreger über ihre Regurgitations-Spots zu übertragen und z.B. Nahrungsmittel dadurch zu kontaminieren.

Auch durch die perintestinale Übertragung können pathogene Erreger über die Fäzes-Spots der Fliegen übertragen werden, wobei die meisten Erreger den Darm der Fliegen passieren, ohne sich hier zu vermehren oder besondere Entwicklungsstadien zu durchlaufen (Greenberg 1971).

Zudem können Pathogene auch durch adhäsive Übertragung („Verschleppung“) verbreitet werden, bei der die Krankheitserreger an den Mundwerkzeugen, den Beinen und anderen Bereichen der Körperoberfläche der Fliegen als Verunreinigungen haften bleiben.

Durch diese zuvor beschriebenen, verschiedenen Wege der Erregerübertragung - zusammen mit der Tatsache, dass eine adulte Fliege im Durchschnitt vier Wochen lang lebt (Fletcher et al. 1990) und gewöhnlich über sechs Kilometer weit fliegen kann (MacLeod und Donnelly 1963) – kommt der Rolle der Fliegen bei der Verbreitung von Krankheitserregern eine besondere Bedeutung zu.

Um die Frage zu klären, inwiefern synanthrope Fliegen nun tatsächlich an der Übertragung und Verbreitung von Pathogenen beteiligt sind und um das Potential der Fliegen in der Erregerübertragung bewerten zu können, wurden in der vorliegenden Studie synanthrope Fliegen auf pathogene Erreger untersucht. Hierfür wurden zum einen wildgefangene synanthrope Fliegen daraufhin untersucht, welche Parasiten an und in ihnen von Natur aus zu finden sind. Zum anderen wurden Versuche mit gezüchteten Fliegen und verschiedenen, bedeutenden Parasitenarten durchgeführt, um die mögliche Übertragung dieser zu untersuchen und hierzu parasitologische Berechnungen aufzustellen. Die Ergebnisse dieser Untersuchungen werden im Folgenden diskutiert und bewertet.

#### 4.1 Untersuchung der Freilandfänge

Im Rahmen der vorliegenden Studie wurden Fliegen in den Jahren 2006 bis 2009 im Stadtgebiet von Dormagen (Rhein-Kreis Neuss, Nordrhein-Westfalen) auf einer Hundewiese und in verschiedenen Tierställen, genauer in einem Kaninchen-, Kuh-, Pferde- und Schweinestall, von ökologisch geführten Bauernhöfen im Rhein-Kreis Neuss gefangen. Diese Fliegen wurden auf in ihrem Darm vorhandene und an ihrer Körperoberfläche haftende Mikroorganismen und Parasiten untersucht.

Die Fangorte wurden speziell deshalb ausgewählt, da auf ökologischen Nutztierbetrieben meist ein erhöhtes Fliegenvorkommen vorherrscht und erfahrungsgemäß die Gefahr sowohl einer parasitären als auch bakteriellen Infektion hier besonders hoch ist. Auf diesen Höfen besteht außerdem ein hohes Risiko der Reinfektion, bedingt durch die Gruppenhaltung der Tiere. Zudem ist auf diesen Höfen eine gezielte Behandlung der Tiere mit Anthelminthika und meist auch mit Antibiotika ebenso schwierig, wie eine ausreichende Desinfektion der Stallungen (z.B. Link 2002).

##### 4.1.1 Im Freiland gefangene Fliegenarten

In der Literatur sind ca. 350 Fliegenarten von 29 Familien beschrieben, die mit der Verbreitung von Krankheiten in Verbindung gebracht werden (Greenberg 1971).

Bei der vorliegenden Studie wurden insgesamt 1767 Fliegen an den verschiedenen Fangorten gefangen und auf ihre Pathogenbelastung untersucht. Hierbei wurden 16 verschiedene Fliegenarten identifiziert (Tab. 5). Fast alle dieser Fliegenarten gehören zu den 21 bekannten synanthropen Fliegenarten, die als sogenannte „disease-causing-flies“ (krankheitsverursachende Fliegen) eingestuft werden (Olsen 1998). Auch wegen ihres weitverbreiteten Vorkommens und Verhaltens wird den synanthropen Fliegen eine wichtige Rolle bei der Verbreitung von pathogenen Erregern zugeschrieben.

Viele dieser im Freiland gefangenen Fliegenarten sind für den Menschen von besonderer Bedeutung. So sind die meisten Fliegenarten der Familien Calliphoridae, Fanniidae, Muscidae und Sarcophagidae fakultative Wundparasiten, Myiasis-Erreger und dienen daneben als PMI-Indikatoren (Post Mortem Interval) in der entomologischen Forensik (z.B. Kano und Shinonaga 1968; Greenberg 1971).

Untersuchungen von Murvosh und Taggard (1966) bewiesen, dass eine Fliege mehr als 32 km weit fliegen kann. Der größte Teil einer Fliegenpopulation (88%) verbringt jedoch sein gesamtes Leben in direkter Nähe zum Brutplatz bzw. in weniger als drei Kilometer Entfernung von diesem. Nach Winpisinger et al. (2005) können Fliegen auch im Umkreis von ca. 3,2 km zu ihrem Brutplatz zu einer Plage werden, während größere Tierhaltungen sogar einen Anstieg der Fliegenpopulation in der bis zu 6,4 km entfernt liegenden Umgebung bewirken können. Auch bei der vorliegenden Studie wurden die meisten Fliegenarten in direkter Nähe zu ihrem Brutplatz gefangen (Tab. 5), wie z.B. die Stubenfliege (*Musca domestica*), die ihre Eier bevorzugt im Fäzes domestizierter Nutztiere ablegt und daher in allen untersuchten Tierställen in großer Anzahl vorkam. Aber auch andere Fliegenarten, wie der Wadenstecher (*Stomoxys calcitrans*), dessen Larven sich bevorzugt in Kuh- und Pferdemit entwickeln, wurden in einer erhöhten Anzahl im Kuh- und Pferdestall gefangen.

Die Stubenfliege (*M. domestica*) (Fototafel 9 B), die bei dieser Studie mit 1302 Individuen die am häufigsten gefangene Fliegenart war (mit 73,7% aller gefangenen Fliegen), ist wegen ihrer bevorzugten Nähe zum Menschen und zu domestizierten Tieren besonders prädestiniert, eine entscheidende Rolle als Vektor bei der Übertragung von Pathogenen zu spielen. Diese Fliegenart ist ein weltweit verbreiteter Lästling und die häufigste synanthrope Fliegenart speziell in der Viehwirtschaft. Die Kontrolle der Stubenfliegenpopulation stellt ein Hauptproblem in der Nutztierhaltung dar, weil dort ideale Brut- und Futterbedingungen rund um den gesamten Betrieb vorherrschen. Unter den dauerhaft warmen Temperaturen im Stall verkürzt sich zudem die Entwicklungszeit der Fliegen auf wenige Tage (7-10 Tage vom Ei zur adulten Fliege). Durch ihre hohe Reproduktionsrate mit bis zu 500 Eiern pro adulten Weibchen ist das massenhafte Vorkommen von Stubenfliegen in Tierställen – wie es auch bei der vorliegenden Studie der Fall war – ein übliches Erscheinungsbild (z.B. Iglisch und Hollerbach 1985; Sauer 1998). Daher war die Stubenfliege zusammen mit dem Wadenstecher (*S. calcitrans*) erwartungsgemäß die dominierende Fliegenart in den untersuchten Tierställen. Einige andere wissenschaftlichen Studien berichteten darüber hinaus, dass *M. domestica* fast ausschließlich in städtischer Umgebung und innerhalb oder in direkter Nähe zu Gebäuden anzutreffen ist (z.B. Uribe-M. et al. 2010).

*Stomoxys calcitrans* (Fototafel 9 F) war die einzige gefangene blutsaugende Art, wodurch dieser Fliegenart eine besondere Bedeutung bei der Erregerübertragung zukommt. Durch den Akt des Blutsaugens können nicht nur Erreger übertragen, sondern auch das Nutztier in Unruhe versetzt werden, was z.B. zu einer Minderung der Milchleistung führen kann (Karl 1928; Sauer 1998).

In den Tierställen wurde zusätzlich eine sehr geringe Individuenanzahl anderer Fliegenarten gefangen (Tab. 5), hierrunter waren die Arten *Fannia canicularis*, *Muscina stabulans* und *Polietes lardaria* (Fototafel 10 B-C). Von diesen Arten ist bekannt, dass sie gelegentlich in Tierställen anzutreffen sind, da sich ihre Larven auch in Fäzes von Nutztieren entwickeln können (Karl 1928; Sauer 1998).

Auf Grund ihrer arttypischen Lebensweise wurden die meisten identifizierten Fliegenarten hingegen, insbesondere die Fleisch- und Schmeißfliegen, fast ausschließlich am Fangort Hundewiese, also in der freien Natur, gefangen. Diese Fliegenarten brüten hauptsächlich in Fleischabfällen, Kadavern, Tierfäzes und einige wenige Arten daneben auch zusätzlich in verrottendem pflanzlichem Substrat (Kano und Shinonaga 1968; Greenberg 1971; Haupt und Haupt 1998; Sauer 1998). Aus diesem Grund wies der Fangort Hundewiese, im Vergleich zu den anderen Fangorten, die diverseste Fliegenfauna mit 14 verschiedenen Arten auf. Die dominanteste Fliegenart am Fangort Hundewiese war die zu den Calliphoridae (Schmeißfliegen) gehörende Goldfliege (*Lucilia caesar*) (Fototafel 8 F), von der 135 Exemplare gefangen wurden (mit 7,6% aller gefangenen Fliegenarten), gefolgt von *Muscina stabulans* (Fototafel 10 B) mit 37 Exemplaren (2,2%) und der Fleischfliege (Sarcophagidae) *Sarcophaga carnaria* (Fototafel 10 E) mit sieben Individuen (1,5%). Dieses Ergebnis zeigte, dass der Fäzes von karnivoren Tieren, wie der Hundefäzes in dieser Studie, für eine größere Anzahl an Fliegenarten als Nahrung oder Brutplatz deutlich attraktiver zu sein scheint als der Fäzes von Herbivoren wie Pferden oder Kühen.

Bei einigen anderen wissenschaftlichen Studien, bei denen ebenfalls wildgefangene Fliegen untersucht wurden, wurde meist eine höhere Anzahl von weiblichen als von männlichen Fliegen gefangen, wie z.B. bei Uribe-M. et al. (2010) bei denen über 80% der gefangenen Fliegen Weibchen waren. Im Gegensatz zu diesen Ergebnissen steht das Ergebnis der vorliegenden Studie, bei der in etwa gleich

viele männliche wie weibliche Fliegen der verschiedenen Fliegenarten an den unterschiedlichen Fangorten gefangen wurden (Abb. 12). Hiermit wurde gezeigt, dass bei der vorliegenden Studie nicht nur die weiblichen, sondern auch die männlichen Fliegen die verschiedenen Fangorte aufsuchten, zum Fressen oder auch zur Begattung der Weibchen. Schlussfolgernd geht von den männlichen Fliegen eine ebenso große Gefahr als Krankheitsüberträger aus wie von den weiblichen Fliegen.

#### 4.1.2 Danger-Index

Der Danger-Index ( $D$ ) der Fliegen ist ein Maßstab zur Bewertung ihres Gefahrenpotentials und vergleichbar mit dem Synanthropie-Index ( $SI$ ). Danach haben Fliegenarten mit einem hohen Danger-Index ein hohes Gefahrenpotential. Die in der vorliegenden Studie untersuchten Fliegenarten hatten abhängig von ihrem Synanthropie-Status einen Danger-Index von 0,75 bis zu einem maximalen Wert von 12 (Tab. 6).

Der Danger-Index war mit einem maximalen Wert von 12 bei den eusynanthropen Fliegenarten *Calliphora vicina*, *C. vomitoria*, *Lucilia caesar* und *M. domestica* am höchsten. Von ebenfalls sehr hohen Werten des Danger-Index wurde von Maldonado und Centeno (2003) in Argentinien über *C. vicina* und von Nuorteva (1963) in Finnland über *C. vomitoria* berichtet. Für *Musca domestica* wurde auch bei den Untersuchungen von Uribe-M. et al. (2010) nahezu der Maximalwert ermittelt. Von Gregor und Povolny (1958) wurden *L. caesar* und *C. vomitoria* als kommunikative synanthrope Fliegenarten - in Bezug auf den Menschen - beschrieben, wodurch sich ihre hohen Werte des Danger-Index auch bei der vorliegenden Studie erklären lassen.

Eine nicht zu unterschätzende Gefahr geht auch von *Fannia canicularis* und *Muscina stabulans* aus, die einen Danger-Index von sechs erreichten. Auch *M. stabulans* wurde bereits von Gregor und Povolny (1958) als kommunikative Art bezeichnet, auch dies konnte durch den hier ermittelten Wert des Danger-Index gestützt werden.

Von allen gefangenen hemisynanthropen Fliegenarten wurden nur niedrige Werte des Danger-Index errechnet (Tab. 6). Demnach wurde z.B. von *Sarcophaga* spp. ein Danger-Index von lediglich 4,5 ermittelt. Unabhängig hiervon stellten Labud et al. (2003) die nicht zu vernachlässigende medizinische und veterinärmedizinische Bedeutung der Fliegen dieser Gattung heraus, trotz ihres hemisynanthropen Status.

Auch den *Mydaea*-Arten wurden von Gregor und Povolny (1958) ein kommunikativer Status zugeschrieben, welches bei der vorliegenden Studie jedoch durch einen besonders niedrigen Danger-Index von 1,5 nicht bestätigt werden konnte.

Nach Gregor und Povolny (1958) können alle Fliegenarten, die bei der vorliegenden Studie am Fangort Hundewiese gefangen wurden, als synbovile Fliegenarten im weiteren Sinne bezeichnet werden. Synbovile Fliegenarten im engeren Sinne sind alle Arten, die in den untersuchten Tierställen gefangen wurden. Für *F. canicularis* kann durch den Fang dieser Fliegenart sowohl auf der Hundewiese als auch im Schweinestall ihr exophiler eusynanthroper Status - wie es bereits von Gregor und Povolny (1958) beschrieben - bestätigt werden. Ausschlaggebend hierfür ist, dass diese Fliegenart

eigentlich in freier Natur lebt (wie auf der Hundewiese), aber auch oft innerhalb von Gebäuden vorkommt (wie im Schweinestall).

*Polieta lardaria* wurde von Gregor und Povolny (1958) - im Bezug auf den Menschen - als akommunikative hemisynanthrope Fliegenart bezeichnet. Dies konnte mit der vorliegenden Studie ebenfalls bestätigt werden, da für diese Fliegenart nur ein minimaler Danger-Index von 0,75 ermittelt wurde (Tab. 6).

Zusammenfassend wurde durch die Berechnung des Danger-Indexes der gefangenen Fliegenarten der vorliegenden Studie bestätigt, dass von den hier gefangenen eusynanthropen Fliegenarten das größte Gefahrenpotential ausgeht.

### 4.1.3 Untersuchung wildgefangener Fliegen auf Pathogene

Für die vorliegende Studie wurden die insgesamt 1767 adulten Fliegen, die an den fünf verschiedenen Fangorten (Hundewiese, Kaninchen-, Kuh-, Pferde-, Schweinestall) gefangen wurden, entweder mikro-biologisch oder parasitologisch untersucht. An der Körperoberfläche und im Darm der Fliegen konnte dabei eine große Vielfalt an Pathogenen nachgewiesen werden.

Wissenschaftliche Untersuchungen zeigten, dass das adulte Stadium der Fliege das größte Potential für die Krankheitsübertragung aufweist, da das Larvenstadium nur eine begrenzte Mobilität besitzt und zusätzlich einen Autosterilisations-Mechanismus vollzieht, welcher die Fähigkeit, Pathogene ins Adultenstadium zu überführen, limitiert (Greenberg und Klowden 1972). Aus diesem Grund standen die adulten Fliegen im Fokus der vorliegenden Untersuchung.

### 4.1.4 Mikrobiologische Untersuchungen

Am Exoskelett und im Darm der insgesamt 224 mikrobiologisch untersuchten Fliegen befand sich eine große Vielzahl verschiedener Bakterien- und Pilzarten (Tab. 7). Die Fliegen scheinen demnach Keime und Sporen durch ihre besondere morphologische Oberflächenstruktur auf ihrem Körper und durch ihr ausgiebiges Putzverhalten auch in ihren Körpern zu akkumulieren.

Für die mikrobiologische Untersuchung wurden die Fliegen in den Jahren 2006-2007 auf einer Hundewiese, in einem Kuh-, Pferde- und Schweinestall gefangen (Tab. 1-2). Die Fliegenfauna in Bezug auf die Fliegenfamilien setzte sich hierbei am Fangort Hundewiese wie folgt prozentual zusammen: Calliphoridae 38,33% (hiervon 28,33% *Lucilia caesar*), Muscidae 35,00% (23,33% *Muscina stabulans*), Sarcophagidae 23,33% (21,76% *Sarcophaga carnaria*) und 3,33% Fanniidae (Abb. 10). Im Kuh- (Ku), Pferde- (Pf) und Schweinestall (Sc) wurden nur Fliegen der Familie Muscidae (mit 100%) gefangen. Hierunter waren fast ausschließlich *M. domestica* (mit 46,15% aller Fliegen vom Fangort Ku, 66,07% vom Pf, 96,43% vom Sc) und *S. calcitrans* (51,92% vom Ku, 33,93% vom Pf, 3,57% vom Sc) (Tab. 5).

Für die mikrobiologische Vorstudie 2006 wurden noch alle Fliegen einzeln untersucht, um mögliche artabhängige Unterschiede bei ihrer Mikroorganismen-Ladung bzw. Mikroflora ermitteln zu können. Mittels dieser Vorstudie wurde jedoch herausgefunden, dass die Erreger, die bei den Fliegen vorgefunden wurden, nicht abhängig von der jeweiligen Fliegenart waren, sondern eher vom Fangort, von dem die untersuchten Fliegen stammten (Tab. 8). Somit konnte bestätigt werden, dass die untersuchten Fliegen, unabhängig von ihrer Art, aktiv oder passiv kontaminiertes Material bzw. Pathogene aufnehmen und somit übertragen können. Daher ist eher entscheidend, welche Fliegenart in der Umgebung von kontaminiertem Material vorkommt und wie sich diese Fliegen verhalten, d.h. ob sie das kontaminierte Material anfliegen, als Nahrungsquelle oder Brutplatz etc. nutzen. Auf Grund dieses wichtigen Untersuchungsergebnisses (Tab. 8) wurde bei der Hauptstudie dazu übergegangen, die Fliegen in Gruppen in Abhängigkeit von ihrem Fangort zu untersuchen.

Von Fliegen als mechanische Überträger von Mikroorganismen wurde bereits von einigen anderen Autoren, wie z.B. Nichols (2005), aus verschiedenen Ländern berichtet. Neu ist der mit der vorliegenden Studie erzielte Nachweis der identifizierten Mikroorganismen an synanthropen Fliegen aus Deutschland.

Manche der untersuchten Fliegenarten wurden bereits als Pathogenträger in anderen Ländern identifiziert (Tab. 33). Bei einigen anderen Fliegenarten hingegen konnten während der Untersuchungen zur vorliegenden Studie völlig neue Pathogennachweise erbracht werden.

#### 4.1.4.1 Bakterien

Fliegen sind als Keimträger wegen ihrer speziellen Oberflächenstruktur bzw. -beschaffenheit (distale Tenent Setae (Haft Haare), Pulvilli, Haare, etc.), bestens geeignet, da Keime leicht an ihrer Körperoberfläche haften bleiben. Dies konnte durch die Untersuchung der Negativ-Kontrolle (der im Labor gezüchteten Fliegen) bestätigt werden (Tab. 9). Selbst diese nahezu steril gezüchteten Fliegen waren bereits mit potenziell pathogenen Bakterien, wie *Proteus mirabilis* und *Klebsiella oxytoca* kontaminiert, die unter anderem besonders gefährlich für immunsupprimierte oder allergische Personen sind (z.B. Zazgornik et al. 1979).

An und in allen untersuchten Fliegen wurde mehr als eine Bakterienart nachgewiesen. Insgesamt konnte, mit 29 verschiedenen Bakterien, eine Vielzahl potenziell pathogener Mikroorganismen identifiziert werden (Tab. 7).

Die meisten der isolierten Pathogene sind für gesunde Menschen und Tiere durch eine gut funktionierende Immunabwehr zunächst ungefährlich. In Verbindung mit anderen Erkrankungen und Wunden können diese eigentlich harmlosen Bakterien, wie z.B. *Enterococcus faecium* und *Klebsiella oxytoca*, als Opportunisten höchst gefährlich werden (Greenberg 1965; Barrow und Feltham 2004; Högenauer et al. 2006). Besonders gefährlich sind diese Pathogene für immunschwache und ältere Menschen, Säuglinge, chronisch Kranke und immunsupprimierte Patienten (z.B. Organtransplantationspatienten). Außerdem sind durch diese Pathogene auch immunschwache Tiere gefährdet.

Von wesentlicher Bedeutung ist dabei, dass bei allen Fliegen der verschiedenen Fangorte einige generell pathogene Erreger nachgewiesen werden konnten. Diese bei der vorliegenden Studie nachgewiesenen und nachfolgend benannten Bakterien sind potenziell als besonders gefährlich einzustufen: *Acinetobacter lwoffii*, *Campylobacter* spp., *Enterobacter aerogenes*, *Enterococcus faecium*, *Escherichia coli* (ETEC, EHEC, EPEC, EAEC), *Klebsiella* spp., *Morganella morganii*, *Pantoea* sp., *Proteus* spp., *Providencia rettgeri*, *Pseudomonas* sp., *Sphingomonas paucimobilis* und *Staphylococcus aureus*. Diese Pathogene besitzen Pathogenitäts- bzw. Virulenzfaktoren oder können Toxine produzieren, mit denen sie infektiöse Erkrankungen beim Menschen und bei domestizierten Tieren (Haus- und Nutztiere) auslösen können.

Die meisten Mikroorganismen wurden bei dieser Studie sowohl an der Körperoberfläche als auch im Darm der Fliegen vorgefunden. Zu einem ähnlichen Ergebnis kamen auch Khan und Huq (1978), die bei einer Untersuchung von Fliegen in Bangladesch fast alle nachgewiesenen Bakterien sowohl in der Waschlösung der Exoskelette, im Inneren als auch in den Ausscheidungen der Fliegen vorfanden (Ausnahmen: *Klebsiella* sp. nicht am Exoskelett, *Enterococcus* sp. nicht in den Ausscheidungen).

Tab. 33: Literaturnachweise zu den in der vorliegenden Studie nachgewiesenen Bakterien.

Identifizierte Bakterienarten [Studie]	Literaturnachweis [Autor]	Nachgewiesen bei [Fliegenarten]	Land
<i>Acinetobacter lwoffii</i> ✕	-	-	-
aerobe Sporenbildner	Lysenko und Povolny 1961 McGuire und Durant 1957 Fotedar et al. 1992a	<i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i>	Tschechoslowakei Ägypten Indien
<i>Campylobacter jejuni</i>	Rosef und Kapperud 1983 Wright 1983 Hald et al. 2008	<i>Musca domestica</i> <i>Calliphora</i> sp., <i>Fannia</i> sp., <i>Musca</i> sp., <i>Sarcophaga</i> sp. <i>Musca domestica</i>	Norwegen England Dänemark
<i>Campylobacter</i> sp.	Khalil et al. 1994 Brazil et al. 2007 Hald et al. 2008	<i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i> <i>Lucilia sericata</i> , <i>Musca domestica</i> , <i>Muscina stabulans</i> , <i>Stomoxys calcitrans</i>	Pakistan USA Dänemark
<i>Corynebacterium</i>	McGuire und Durant 1957 Addo 1983	<i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i>	Ägypten England
<i>Enterobacter aerogenes</i>	Povolny und Privora 1961 Love und Gill 1965	<i>Musca domestica</i> <i>Stomoxys calcitrans</i>	Tschechoslowakei USA
Enterobacteriaceae	zahlreiche Autoren	Dipteren	verschiedene
<i>Enterococcus faecium</i>	Macovei et al. 2008	<i>Musca domestica</i>	USA
<i>Enterococcus</i> spp.	Khan und Huq 1978 Lysenko und Povolny 1961 Post und Foster 1965 Sukontason et al. 2000	Dipteren <i>Musca domestica</i> <i>Calliphora vicina</i> , <i>Fannia</i> spp., <i>Lucilia</i> spp., <i>Musca domestica</i> , <i>Muscina stabulans</i> , <i>Sarcophaga</i> sp. <i>Musca domestica</i>	Bangladesch Tschechoslowakei USA Thailand
<i>Escherichia coli</i>	Lysenko und Povolny 1961 Love und Gill 1965 Khan und Huq 1978 Akinboade et al. 1984 Khin New et al. 1989 Fotedar et al. 1992a Khalil et al. 1994 Sukontason et al. 2000 Nazni et al. 2005 Vazirianzadeh et al. 2008	<i>Musca domestica</i> <i>Stomoxys calcitrans</i> Dipteren <i>Musca domestica</i> <i>Calliphora</i> spp., <i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i>	Tschechoslowakei USA Bangladesch Nigeria Bangladesch Indien Pakistan Thailand Malaysia Iran
EAEC (enteroaggregative <i>E. coli</i> ) ✕	-	-	-
EHEC (enterohämorrhagische <i>E. coli</i> )	Iwasa et al. 1999 Kobayashi et al. 1999 Sasaki et al. 2000 Brazil et al. 2007 Talley et al. 2009 Butler et al. 2010	<i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i> <i>Calliphoridae</i> , <i>Muscidae</i> <i>Musca domestica</i>	Japan Japan Japan USA USA USA
EPEC (enteropathogene <i>E. coli</i> ) ✕	-	-	-
ETEC (enterotoxische <i>E. coli</i> )	Echeverria et al. 1983 Khin New et al. 1989 Khalil et al. 1994	<i>Lucilia cuprina</i> , <i>Musca domestica</i> , <i>Sarcophaga</i> sp., <i>Stomoxys calcitrans</i> <i>Musca domestica</i> , <i>Calliphora</i> spp. <i>Musca domestica</i>	Thailand Bangladesch Pakistan
<i>Klebsiella ornithinolytica</i> ✕	-	-	-
<i>Klebsiella oxytoca</i>	Fotedar et al. 1992b Sulaiman et al. 2000	<i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i>	Indien Kuala Lumpur

Identifizierte Bakterienarten [Studie]	Literaturnachweis [Autor]	Nachgewiesen bei [Fliegenart]	Land
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	Fotedar et al. 1992b Sukontason et al. 2000 Sulaiman et al. 2000	<i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i>	Indien Thailand Kuala Lumpur
<i>Morganella morganii</i>	Lysenko und Povolny 1961 Povolny und Privora 1961 Sukontason et al. 2000 Grübel et al. 1999	<i>Musca domestica</i> <i>Calliphora vicina</i> , <i>Fannia canicularis</i> , <i>Muscina stabulans</i> , <i>Mydaea urbana</i> , <i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i>	Tschechoslowakei Tschechoslowakei Thailand USA
Nonfermenter	Sukontason et al. 2000	<i>Musca domestica</i>	Thailand
<i>Pantoea</i> sp. ✕	-	-	-
<i>Proteus mirabilis</i>	Lysenko und Povolny 1961 Greenberg et al. 1970 Sukontason et al. 2000 Sulaiman et al. 2000	<i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i>	Tschechoslowakei USA Thailand Kuala Lumpur
<i>Proteus</i> sp.	Khan und Huq 1978 Fotedar et al. 1992a Urban und Broce 1998 Nazni et al. 2005 Nmorsi et al. 2007 Vazirianzadeh et al. 2008	Dipteren <i>Musca domestica</i> Calliphoridae <i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i>	Bangladesch Indien USA Malaysia Nigeria Iran
<i>Providencia rettgeri</i>	Lysenko und Povolny 1961 Grübel et al. 1999 Sukontason et al. 2000	<i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i>	Tschechoslowakei USA Thailand
<i>Pseudomonas</i> sp. (Oxidase-positive)	Khan und Huq 1978 Fotedar et al. 1992a Urban und Broce 1998 Sukontason et al. 2000 Sulaiman et al. 2000 Vazirianzadeh et al. 2008	Dipteren <i>Musca domestica</i> Calliphoridae <i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i>	Bangladesch Indien USA Thailand Kuala Lumpur Iran
<i>Sphingomonas paucimobilis</i>	-	-	-
<i>Staphylococci</i>	McGuire und Durant 1957 Sukontason et al. 2000 Nazni et al. 2005 Nmorsi et al. 2007	<i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i>	Ägypten Thailand Malaysia Nigeria
<i>Staphylococcus aureus</i>	Khan und Huq 1978 Akinboade et al. 1984 Bramley et al. 1985 Fotedar et al. 1992a Grübel et al. 1999 Sukontason et al. 2000 Banjo et al. 2005 Vazirianzadeh et al. 2008	Dipteren <i>Fannia canicularis</i> , <i>Musca domestica</i> <i>Stomoxys calcitrans</i> <i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i> (Larve) <i>Musca domestica</i>	Bangladesch Nigeria England Indien USA Thailand Nigeria Iran
<i>Streptococcus</i> spp.	McGuire und Durant 1957 Post und Foster 1965 Fotedar et al. 1992a Sukontason et al. 2000 Banjo et al. 2005 Nazni et al. 2005 Nmorsi et al. 2007	<i>Musca domestica</i> <i>Lucilia</i> spp., <i>Muscina stabulans</i> , <i>Sarcophaga</i> sp. <i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i> (Larve) <i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i>	Ägypten USA Indien Thailand Nigeria Malaysia Nigeria

Identifizierte Bakterienarten [Studie]	Literaturnachweis [Autor]	Nachgewiesen bei [Fliegenart]	Land
<i>Streptococcus viridans</i>	Zumpt 1949	Dipteren	England
	Khan und Huq 1978	Dipteren	Bangladesch
	Fotedar et al. 1992a	<i>Musca domestica</i>	Indien
	Sukontason et al. 2000	<i>Musca domestica</i>	Thailand

× = Folgende Bakterien wurden mit der vorliegenden Arbeit erstmals bei Fliegen nachgewiesen: *Acinetobacter lwoffii*, *EAEC*, *EPEC*, *Klebsiella ornithinolytica*, *Pantoea* sp. und *Sphingomonas paucimobilis*.

Im Folgenden werden die bakteriologischen Untersuchungsergebnisse im Einzelnen diskutiert und bewertet.

### **Aerobe Sporenbildner**

Zu den aeroben Sporenbildnern gehören unter anderem die *Bacillus*-Arten. Von diesen wird *Bacillus cereus* nachweislich die größte Bedeutung als Krankheitserreger bzw. als Verursacher von Lebensmittelvergiftungen zugesprochen (Nikodémusz und Csaba 1959). Bakterien der Gattung *Bacillus* wurden bereits in Ägypten und Indien bei *Musca domestica* vorgefunden (McGuire und Durant 1957; Fotedar et al. 1992a). Aerobe Sporenbildner wurden bei der vorliegenden Studie sowohl in, als auch an den Fliegen aller Fangorte nachgewiesen. Mit dieser Studie wurde zusätzlich gezeigt, dass außer *M. domestica* auch verschiedene andere synanthrope Fliegenarten (z.B. *Lucilia caesar*, *Polietes lardaria*, *Sarcophaga carnaria*) dazu fähig sind, aerobe Sporenbildner zu übertragen.

### ***Acinetobacter lwoffii***

*Acinetobacter lwoffii* ist in der Regel gegen Penicillin und Chloramphenicol resistent und kann als opportunistischer Erreger eine Meningitis verursachen. Die Bakterienart *A. lwoffii* wurde bisher noch nicht an Fliegen nachgewiesen. Bakterien der gleichnamigen Gattung *Acinetobacter* (bezeichnet als *Acinetobacter* sp.) wurden allerdings zuvor an *M. domestica* in Malaysia von Nazin et al. (2005) entdeckt. Bei der vorliegenden Studie wurde *A. lwoffii* erstmals an Fliegen (genauer: an *M. domestica*) vorgefunden. Hierdurch wurde *M. domestica* als möglicher Überträger von Bakterien der Gattung *Acinetobacter* bestätigt.

### ***Campylobacter***

*Campylobacter*-Arten sind weit verbreitet in Säugetier- und Vogel-Wirten (Blaser 1995). *Campylobacter jejuni* und andere *Campylobacter*-Arten (*Campylobacter* spp.) sind bedeutende Verursacher von Dünndarmentzündungen (Enteritis) beim Menschen (Butzler und Skirrow 1979). Diese Bakterien wachsen zwar nicht leicht auf Nahrung oder vergleichbarem Substrat, die kritische infektiöse Dosis ist jedoch sehr gering (Blaser 1995), wodurch sie als besonders gefährlich einzustufen sind.

Außer domestizierten Tieren (z.B. Geflügel, Schweine, Kühe, Hunde und Nagetiere), die das Hauptreservoir für *Campylobacter*-Arten bilden, werden auch Fliegen als Reservoir für verschiedene *Campylobacter*-Arten vermutet (Khalil et al. 1994). Von einigen Autoren (Shane et al. 1985; Szalanski et al. 2004; Nichols 2005) werden Fliegen, insbesondere die Stubenfliege (*M. domestica*), sogar als ein alternativer Mechanismus für die Übertragung von *Campylobacter*, speziell von *C. jejuni*, angesehen. Halde et al. (2008) schlossen aus ihren Untersuchungen, dass eine hohe Anzahl von

Fliegen in Tierställen (speziell in Geflügelfarmen) das Risiko der Infektion der Tiere (des Geflügels) mit *C. jejuni* signifikant erhöht. Desweiteren stellten Halde et al. (2004), Nichols (2005) und Ekdahl et al. (2005) die Hypothese auf, dass die saisonalen Anstiege von *Campylobacter*-Infektionen beim Menschen auf das erhöhte Fliegenvorkommen zurückzuführen und Fliegen hierfür als mechanische und biologische Vektoren anzusehen sind. Shane et al. (1985) bewiesen mit ihren Untersuchungen, dass Hühner unter Laborbedingungen erfolgreich mit *Campylobacter* sp. über Fliegen (*M. domestica*) infiziert werden können.

Bei der vorliegenden Studie wurden in den Därmen der Fliegen vom Fangort Hundewiese und Schweinestall ebenfalls Bakterien der Art *C. jejuni* nachgewiesen. Zusätzlich zu diesen wurden auch nicht weiterdifferenzierte Bakterien der Gattung *Campylobacter* (*Campylobacter* sp.) sowohl an den Exoskeletten als auch in den Därmen der Fliegen aus dem Schweinestall vorgefunden (Tab. 7). Hiermit wurden erstmals Bakterien der Gattung *Campylobacter* an Fliegen in Deutschland nachgewiesen. Desweiteren wurde bestätigt, dass Fliegen, besonders *M. domestica*, aber auch andere synanthrope Fliegenarten, dazu fähig sind, *Campylobacter*-Arten zu transportieren und somit zu übertragen.

Von Halde et al. (2008) wurden bei deren Untersuchungen in Dänemark *Campylobacter*-positive Fliegen verstärkt in den Sommermonaten (hier Juli) in den von ihnen untersuchten Schweineställen vorgefunden. Die *Campylobacter*-positiven Fliegen bei der vorliegenden Untersuchung wurden ebenfalls nur an den wärmeren Tagen (im Juni, Juli und August) im Schweinestall und auf der Hundewiese angetroffen, wodurch eine starke Temperaturabhängigkeit dieser Bakterien bestätigt werden kann. Hohe Temperaturen sind anscheinend essenziell für das Überleben, ebenso wie für eine Aufnahme und Verbreitung dieser Bakterien durch Fliegen unter natürlichen Bedingungen.

#### ***Corynebacterium***

Einige Arten der Gattung *Corynebacterium* sind pathogen und können unter anderem Diphtherie (*C. diphtheriae*), Hautinfektionen, Lungenentzündungen und eine Endokarditis verursachen (Collins und Cummins 1986). Sowohl in Ägypten als auch in England wurde dieses Bakterium bereits an *M. domestica* nachgewiesen (McGuire und Durant 1957; Addo 1983). Das *Corynebacterium* wurde bei der vorliegenden Studie vom Exoskelett der Fliegen der Fangorte Hundewiese und Schweinestall (*M. domestica*) isoliert. Der Nachweis dieses Bakteriums bei Fliegen vom Fangort Hundewiese zeigte, dass außer *M. domestica* auch noch weitere Fliegenarten das *Corynebacterium* potenziell übertragen und verbreiten können.

#### ***Enterobacter aerogenes***

*Enterobacter aerogenes* ist ein pathogenes Bakterium und kann unter anderem Atemwegs- und Harnwegsinfekte, sowie Hirnhautentzündungen auslösen. *Enterobacter aerogenes* wurde bei der vorliegenden Studie mehrfach am Exoskelett der Fliegen vom Fangort Hundewiese vorgefunden. Das Vorkommen dieses Bakteriums ist bei *M. domestica* und *Stomoxys calcitrans* bereits bekannt (Povolny und Privora 1961; Love und Gill 1965). Ein mit der vorliegenden Studie erzielttes neues Ergebnis war die Isolation dieses Bakteriums von anderen synanthropen Fliegenarten, wie Fliegen der Familie Calliphoridae, weiterer Arten der Familie Muscidae und Fliegen der Familie Sarcophagidae.

### **Enterobacteriaceae**

Zur Familie der Enterobakterien gehören zahlreiche Arten, die sowohl als Parasiten, Pathogene und Kommensale beim Menschen vorkommen können (Madigan und Martinko 2006). Bakterien der Enterobacteriaceae wurden bereits von einigen Autoren bei Fliegen nachgewiesen (z.B. Khan und Huq 1978). Auch bei der vorliegenden Studie wurden diese nicht weiter differenzierten Bakterien mehrfach sowohl am Exoskelett als auch im Darm der Fliegen aller untersuchten Fangorte vorgefunden.

### ***Enterococcus* spp.**

Verschiedene Stämme von *Enterococcus faecium* weisen eine hohe Antibiotikaresistenz auf (Lhan et al. 2006). Bei Menschen mit geschwächter Immunabwehr kann *E. faecium* z.B. Harnwegsinfekte, Neonatale-Meningitis, Sepsis und Endokarditis auslösen (Hof 2005). Dieses humanpathogene Bakterium wurde bereits bei *M. domestica* von Macovei et al. (2008) in den USA nachgewiesen. Bei der vorliegenden Studie wurde *E. faecium* nicht von *M. domestica*, sondern erstmals von der Körperoberfläche anderer synanthroper Fliegenarten isoliert - von Fliegen vom Fangort Hundewiese.

Bakterien der Gattung *Enterococcus* (*Enterococcus* spp.) wurden bei unterschiedlichen Fliegenarten in verschiedenen Ländern nachgewiesen (z.B. Post und Foster 1965; Khan und Huq 1978). Auch bei der vorliegenden Studie wurden Bakterien dieser Gattung in und an den Fliegen aller Fangorte vorgefunden. Ein neues Resultat könnte der Nachweis von *Enterococcus* spp. an *Calliphora vomitoria* und *Stomoxys calcitrans* sein, da diese beiden Fliegenarten bisher nicht als Träger von *Enterococcus* spp. in den Veröffentlichungen anderer Autoren erwähnt wurden.

### ***Escherichia coli***

Infektionen, die von pathogenen Bakterien der Art *Escherichia coli* ausgelöst werden, sind z.B. bedeutende Lebensmittelvergiftungen, welche innerhalb der letzten Jahre dramatisch angestiegen sind (WHO 2002a, b). Speziell in Düsseldorf (NRW, Deutschland) - den Untersuchungsgebieten der vorliegenden Studie nahegelegen - wurde von Hardegen et al. (2010) von einer hohen Relevanz von EAEC (enteroaggregative *E. coli*) und EPEC (enteropathogene *E. coli*) bei den an Durchfall erkrankten Patienten berichtet.

Fliegen sind als Überträger von *E. coli*-Bakterien bekannt (z.B. De Jesus et al. 2004). Insbesondere *M. domestica* wurde auch als Überträger von den pathogenen *E. coli*-Stämmen EHEC (enterohämorrhagische *E. coli*) und ETEC (enterotoxische *E. coli*) identifiziert (z.B. Khalil et al 1994; Talley et al. 2009). Durch die vorliegende Studie wurde bewiesen, dass synanthrope Fliegen dazu fähig sind, auch andere pathogene *E. coli*-Stämme zu übertragen. Bei den untersuchten Fliegen wurden neben EHEC und ETEC auch erstmals EAEC und EPEC nachgewiesen.

Von Wagner (1989) wurde bereits vermutet, dass für pathogene *E. coli*-Stämme Tier-Reservoirs existieren. Weiterhin ist bekannt, dass besonders die *E. coli*-Stämme, die hoch pathogen für Menschen sind und schwerwiegende Lebensmittelvergiftungen verursachen (z.B. EHEC O157:H7), nur eine leichte oder sogar keine Erkrankung im Tierwirt bewirken (Steinmüller et al. 2006). Daher können die Fäzes von infizierten Kühen, vor allem aber von Katzen, Hunden und Schweinen, auch im Fehlen einer offenkundigen Erkrankung des Tieres, dennoch eine bedeutende Quelle dieser pathogenen Mikroorganismen darstellen (z.B. Beutin 1999). Über Fliegen als nachgewiesene Träger könnten diese Erreger dann verbreitet werden. Bei Freilanduntersuchungen wurde die endemische Existenz von EHEC-Stämmen bei Kühen registriert (z.B. Busse et al. 1999). Von dem Vorkommen

dieser Stämme bei Schweinen wurde ebenfalls berichtet (z.B. Garabal et al. 1996). Alam und Zurek (2004) wiesen den pathogenen *EHEC*-Stamm O157:H7 in Stubenfliegen (*M. domestica*) nach, die sie in Kuhställen in Kansas (USA) fingen. Diese Ergebnisse konnte durch den Nachweis von *EHEC* in den Därmen der Fliegen aus dem Kuh- und Schweinestall bei der vorliegenden Studie auch für das Untersuchungsgebiet Deutschland bestätigt werden.

Nakazato et al. (2004) isolierten *EPEC*-Bakterien von gesunden und von an Durchfall erkrankten Hunden in Brasilien. Dieser *E. coli*-Stamm wurde ebenfalls in Hunden aus Belgien gefunden (Goffaux et al. 2000). Enteropathogene *E. coli* (*EPEC*) wurden bei der vorliegenden Studie mehrfach sowohl aus dem Darm und vom Exoskelett der Fliegen vom Fangort Hundewiese (Fliegen der Familien Calliphoridae, Muscidae, Sarcophagidae und insbesondere von *Polietes lardaria*) als auch aus den Därmen der Fliegen aus dem Kuh- und Schweinestall (*M. domestica*, *S. calcitrans*) isoliert (Tab. 7-8). Dieses Ergebnis unterstützt somit die Annahme, dass besonders Hunde ein neues endemisches Reservoir für *EPEC* darstellen.

Fliegen wurden zudem auch als Reservoir unter anderem für *ETEC* vermutet. Enterotoxische *E. coli* (*ETEC*) wurden bereits an *M. domestica* und anderen Fliegenarten nachgewiesen (z.B. Echeverria et al. 1983; Khalil et al. 1994). Auch bei der vorliegenden Studie konnte dieser pathogene *E. coli*-Stamm von der Körperoberfläche der Fliegen vom Fangort Hundewiese (insbesondere von *Lucilia caesar* und *Sarcophaga carnaria*) und sowohl vom Exoskelett als auch aus dem Darm der Fliegen aus dem Schweinestall (von *M. domestica*) isoliert werden. Die Vermutung, dass Fliegen ein Reservoir für *ETEC* bilden, wird mit diesem Ergebnis besonders bestärkt. Über einen Nachweis dieses *E. coli*-Stammes an *Lucilia caesar* und *Sarcophaga carnaria* gab es zuvor keine Informationen, daher stellt das Ergebnis der vorliegenden Studie ein Neunachweis dar.

Ein weiterer pathogener *E. coli*-Stamm, *EAEC*, wurde bei der vorliegenden Untersuchung an der Körperoberfläche der Fliegen vom Fangort Hundewiese (insbesondere an *Sarcophaga carnaria*) gefunden. Über einen Nachweis von *EAEC* bei Fliegen wurde bisher, ebenso wie von *EPEC*, noch nicht berichtet.

Bei den vorliegenden mikrobiologischen Untersuchungen konnten alle für den Menschen relevanten pathogenen *E. coli*-Stämme (*EAEC*, *EHEC*, *EPEC*, *ETEC*) von den im Freiland gefangenen Fliegen isoliert werden. Damit wurde bestätigt, dass synanthrope Fliegen nachgewiesene Träger dieser pathogenen *E. coli*-Stämme sind, und somit eine ernst zu nehmende Gefahr für die menschliche Gesundheit darstellen.

Eine weitere Erkenntnis der vorliegenden Untersuchung war, dass die pathogenen *E. coli*-Stämme fast ausschließlich bei überdurchschnittlich warmen Temperaturen (z.B. Juli 2006) von den Fliegen isoliert wurden (siehe Anhang 8.4 Daten vom Deutschen Wetterdienst), hauptsächlich bei Fliegen vom den Fangorten Schweinestall und Hundewiese, wo karnivore Säugetiere lebten.

***Klebsiella* spp.**

Bakterien der Gattung *Klebsiella* sind allgemein als Erreger von Harnwegs- und Wundinfektionen bekannt. Die *Klebsiella*-Arten *K. ornithinolytica*, *K. oxytoca* und *K. pneumoniae* sind hauptsächlich opportunistische Krankheitserreger, wobei *K. oxytoca* und *K. pneumoniae* die beiden Vertreter dieser Gattung sind, die die meisten Infekte beim Menschen verursachen (Sahly et al. 2000). Diese Bakterien können sich sehr schnell ausbreiten, wodurch es zu nosokomialen Ausbrüchen (Krankenhauserkrankungen) kommen kann (Podschun und Ullmann 1998). Die *Klebsiella*-Art *K. ornithinolytica* wurde erst kürzlich von Morais et al. (2009) als Erreger eines Typhusfieber ähnlichen Syndroms und einer Bakteriämie identifiziert. *Klebsiella oxytoca* ist als Erreger einer Antibiotika-assoziierten hämorrhagischen Kolitis bekannt (Högenauer et al. 2006). *Klebsiella pneumoniae* ist ein Erreger von Harnwegs- und Atemwegsinfekten, sowie nosokomialen Pneumonien und wird als die *Klebsiella*-Art mit der höchsten medizinischen Relevanz angesehen (Burak et al. 2006).

Nicht weiter differenzierte Bakterien der Gattung *Klebsiella* wurden bereits an *M. domestica* und nicht genauer genannten Dipteren nachgewiesen (z.B. Khan und Huq 1978; Nazni et al. 2005). Das Vorkommen von *K. oxytoca* und *K. pneumoniae* an *M. domestica* wurde bereits bei Untersuchungen von Fotedar et al. (1992b) und Sulaiman et al. (2000) aufgezeigt. Bei der vorliegenden Studie wurden *K. ornithinolytica* (erstmalig) und *K. pneumoniae* vom Exoskelett der Fliegen vom Fangort Hundewiese (speziell von *Sarcophaga carnaria*) isoliert; *K. oxytoca* vom Exo-skelett der Fliegen (*M. domestica*) aus dem Schweinestall. *Klebsiella ornithinolytica* wurde zuvor noch nicht an Fliegen nachgewiesen. Auch die hier erbrachte Isolation von *K. pneumoniae* von *Sarcophaga carnaria* stellt einen neuen Nachweis dar.

***Morganella morganii***

*Morganella morganii* (ehemals *Proteus morganii*) ist ein Eiter- und Entzündungserreger und ein Verursacher von Harnwegsinfektionen und Sepsis (O'Hara et al. 2000). Dieses Bakterium wurde (zuvor) an mehreren synanthropen Fliegenarten nachgewiesen (Tab. 33) (Povolny und Privora 1961; Grübel et al. 1999). Auch an der Körperoberfläche der Fliegen von der Hundewiese (insbesondere *Calliphora vomitoria*, *Sarcophaga carnaria*), aus dem Pferdestall (von *M. domestica*, *S. calcitrans*) und dem Schweinestall (von *M. domestica*) wurde *M. morganii* isoliert. Ein neuer Nachweis - der durch die vorliegende Studie erbracht wurde - war die Isolation von *M. morganii* von Fliegen der Arten *C. vomitoria*, *S. carnaria* und vermutlich auch von *S. calcitrans*. Mit dieser Studie wurde das vorhandene Wissen bestätigt und um neue Fliegenarten ergänzt.

**Nonfermenter**

Einige Arten der taxonomisch uneinheitlichen Gruppe Nonfermenter produzieren Endotoxine und sind daher für den Menschen pathogen (Madigan und Martinko 2006). Bakterien der Gruppe Nonfermenter, wie z.B. *Pseudomonas* sp., wurden bereits von einigen Autoren an verschiedenen synanthropen Fliegen nachgewiesen (Khan und Huq 1978). Nonfermenter wurden bei der vorliegenden Studie von der Körperoberfläche der Fliegen aus dem Pferdestall (*M. domestica*, *S. calcitrans*) isoliert. Mit diesem Ergebnis wurde das Vorkommen und die mögliche Übertragung von Bakterien der Gruppe Nonfermenter durch die synanthropen Fliegenarten *M. domestica* und *S. calcitrans* bestätigt.

***Pantoea* sp. und *Sphingomonas paucimobilis***

Die bei der vorliegenden Studie bei Fliegen vom Fangort Pferdestall vorgefundenen beiden Bakterienarten *Pantoea* sp. und *Sphingomonas paucimobilis* wurden erstmals bei synanthropen Fliegen (genauer bei *M. domestica* und *S. calcitrans*) nachgewiesen. Dabei ist von Bedeutung, dass einige Arten der Gattung *Pantoea* opportunistische Bakterien sind, die Pneumonie, Wundinfektionen, Sepsis und Infektionen des Urogenitaltraktes verursachen können (van Rostenberghe et al. 2006). Das in der vorliegenden Studie nachgewiesene, zuvor als harmlos geltende Bakterium *S. paucimobilis* wurde bei neuesten Untersuchungen als Verursacher einer Bakteriämie identifiziert (Maragakis et al. 2009).

***Proteus* sp.**

Einige Arten der Gattung *Proteus* sind fakultativ pathogen und können unter anderem Diarrhö, Prostatitis und Zystitis auslösen. Die Art *P. mirabilis* ist als Verursacher von Harnwegs- und Wundinfektionen, sowie Pneumonie und Sepsis bekannt (O'Hara et al. 2000). Bakterien der Gattung *Proteus* wurden von einigen Wissenschaftlern hauptsächlich an *M. domestica* (z.B. Fotadar et al. 1992a) und Fliegen der Familie Calliphoridae (Urban und Broce 1998) vorgefunden. Bisher nur an *M. domestica* wurde *P. mirabilis* nachgewiesen (Greenberg et al. 1970; Sulaiman et al. 2000).

Von *P. mirabilis* ist bekannt, dass dieses Bakterium zur normalen Bakterienflora der Fliegen gehören kann (Greenberg 1965). Desweiteren fanden Greenberg et al. (1970) heraus, dass *P. mirabilis* im Fliegendarm als Antagonist von *Salmonella* wirkt und, dass bei gleichzeitigem Vorhandensein beider Bakterien im Fliegendarm die Exkretion von Salmonellen durch die Fliege mittels *P. mirabilis* reduziert und nach einiger Zeit sogar eliminiert wird. Das reichliche Vorhandensein von *P. mirabilis* bei Fliegen vom Fangort Hundewiese, Pferde- und Schweinestall kann ein Grund dafür gewesen sein, dass bei der vorliegenden Studie keine Salmonellen nachgewiesen werden konnten (Tab. 7-8). Auch Lysenko und Povolny (1961) fanden bei den meisten der von ihnen untersuchten Fliegen nur *P. mirabilis* und keine Salmonellen. *Proteus* sp. wurde bei der vorliegenden Studie bei den Fliegen von allen Fangorten nachgewiesen, sowohl an deren Exoskelett und als auch im Darm der Fliegen.

Ein neues Resultat dieser Untersuchung war der präzise Nachweis von *P. mirabilis* an unter anderem *C. vomitoria* und *Stomoxys calcitrans*, sowie von *Proteus* sp. an *Polietes lardaria* und *S. carnaria*.

***Providencia rettgeri***

*Providencia rettgeri* kann als Eiter- und Entzündungserreger Magen-Darm-Infektionen, Sepsis und verschiedene Augenentzündungen, wie z.B. Keratitis und Konjunktivitis, verursachen (Koreishi et al. 2006). An *M. domestica* wurde dieses Bakterium in den USA von Grübel et al. (1999) nachgewiesen. Ebenfalls in den USA fanden Urban und Broce (1998) nicht weiter differenzierte Bakterien der Gattung *Providencia* an Fliegen der Familie Calliphoridae. Bei der vorliegenden Studie wurde *P. rettgeri* ebenfalls an *M. domestica* (vom Fangort Schweinestall) und zusätzlich auch bei den Fliegen vom Fangort Hundewiese (insbesondere bei *S. carnaria*) gefunden. Dieser erste Nachweis von *P. rettgeri* an *S. carnaria* ergänzt somit den bisherigen Wissensstand über die Fliegenarten, die potenziell *P. rettgeri* übertragen können.

***Pseudomonas* sp.**

Einige Arten der Gattung *Pseudomonas* können als opportunistische Krankheitserreger beim Menschen Mittelohrentzündungen, Wundinfektionen und Bakteriämie hervorrufen (Madigan und

Martinko 2006). Bakterien dieser Gattung wurden von einigen Wissenschaftlern hauptsächlich an *M. domestica*, an Fliegen der Familie Calliphoridae, aber auch an anderen nicht näher genannten Dipteren nachgewiesen (z.B. Khan und Huq 1978; Urban und Broce 1998; Vazirianzadeh et al. 2008). Bakterien der Gattung *Pseudomonas* wurden bei der vorliegenden Studie auch am Exoskelett von Fliegen der Art *S. carnaria* vom Fangort Hundewiese vorgefunden. Die Isolierung von *Pseudomonas* sp. von *S. carnaria* könnte ein neuer Beweis dafür sein, dass auch Fliegen der Familie Sarcophagidae *Pseudomonas* sp. übertragen können.

Fliegen, die in Hundezwingern in den USA gefangen und auf ihre Bakterienbelastung hin untersucht wurden, zeigten einen hohen Anteil an Darmbakterien, wie *Proteus* spp., *Providencia* spp., *Pseudomonas* spp. und sogar Salmonellen. Daraufhin wurden von Urban und Broce (1998) vermutet, dass diese Fliegen durch die hohe Kontamination mit den Darmbakterien Vektoren von Darm-erkrankungen in Hundezwingern sind. Auch in der vorliegenden Studie wurden bei Fliegen vom Fangort Hundewiese *Proteus* spp., *Providencia rettgeri* und *Pseudomonas* spp. nachgewiesen, womit die Vermutung von Urban und Broce (1998) auch für die in dieser Studie angeführte Region (NRW, Deutschland) bestätigt werden kann.

#### **Staphylococci spp.**

*Staphylococcus aureus* kommt bei 25 bis 30% aller Menschen - aber auch bei domestizierten Tieren - auf der Haut und in den oberen Atemwegen vor. Hier gehört *S. aureus* zur natürlichen Hautflora, weshalb man von einer klinisch asymptomatischen Besiedlung spricht. Bei entsprechenden Voraussetzungen kann dieses Bakterium jedoch auch eine Reihe von Hauterkrankungen verursachen, wie Furunkel und Lidrüsenerkrankungen, bis hin zu lebensbedrohlichen Erkrankungen wie etwa Pneumonie und Meningitis (Honeyman et al. 2001). Desweiteren sind Toxin-produzierende *S. aureus*-Stämme maßgebliche Verursacher von Lebensmittelinfektionen (Le Loir et al. 2003). Einige *S. aureus*-Stämme zählen zu den MRSA-Bakterien (MRSA = Multi-resistenter *Staphylococcus aureus*).

Von Banjo et al. (2005) wurde *S. aureus* bereits aus den Därmen der Larven von *M. domestica* isoliert und konnte ebenfalls unter anderem in *M. domestica* und *Fannia canicularis* bei Untersuchungen von z.B. Akinboade et al. (1984) in Nigeria vorgefunden werden. Auch bei *S. calcitrans* (Bramley et al. 1985) und anderen, nicht weiter genannten Dipteren (Khan und Huq 1978) wurde *S. aureus* zuvor nachgewiesen. Bei der vorliegenden Studie konnte *S. aureus* sowohl vom Exoskelett der Fliegen aus dem Kuh- und dem Pferdestall (*M. domestica*, *S. calcitrans*) als auch von der Hundewiese (Calliphoridae, Muscidae, Sarcophagidae) isoliert werden. Hiermit wurde auch für *S. aureus* eine potenzielle Übertragung durch verschiedene synanthrope Fliegen - jetzt auch in Deutschland - bestätigt.

Auch einige weitere *Staphylococcus*-Arten produzieren Enterotoxine (Staphylokokken-Enterotoxine) und können dadurch ebenfalls Lebensmittelvergiftungen verursachen (Becker et al. 2007). Nicht weiter differenzierte Staphylokokken wurden bisher nur an *M. domestica* nachgewiesen (McGuire und Durant 1957; Nazni et al. 2005). Staphylokokken wurden bei der vorliegenden Studie an und in den Fliegen aller Fangorte vorgefunden. Damit wurde bewiesen, dass außer *M. domestica* auch andere Fliegenarten (z.B. *Calliphora vomitoria*) potenzielle Überträger von Staphylokokken sein können.

### Streptokokken

Streptokokken kommen gewöhnlich als Kommensale vor. Sie können aber auch pathogen sein und dann z.B. Hals-Nasen-Ohren-Infektionen verursachen (Madigan und Martinko 2006). Vergrünende Streptokokken können die Entstehung von Karies verursachen und beim Übergang ins Blut eine Endokarditis auslösen (Stille et al. 2006). Streptokokken wurden von einigen Wissenschaftlern an *M. domestica* (z.B. Nazni et al. 2005) und von Post und Foster (1965) an *Lucilia* spp., *Muscina stabulans* und *Sarcophaga* sp. nachgewiesen. *Streptococcus viridans* wurde ebenfalls bei *M. domestica* (Fotedar et al. 1992a) und anderen nicht weiter differenzierten Dipteren (Khan und Huq 1978) vorgefunden. Von Zumpt wurde bereits im Jahr 1949 von Fliegen aus England berichtet, die nachweislich an der Verbreitung haemolytischer Streptokokken (z.B. vergrünende Streptokokken), die Sepsis verursachten, beteiligt waren. Streptokokken wurden bei der vorliegenden Studie hauptsächlich von der Körperoberfläche, vergrünende Streptokokken auch aus dem Darm der Fliegen aller Fangorte isoliert. Mit diesem Ergebnis wird die allgemeine Annahme bestärkt, dass synanthrope Fliegen Streptokokken und vergrünende Streptokokken übertragen können.

### Zusätzliche mikrobiologische Aspekte

Bei der vorliegenden Untersuchung wurden weder Salmonellen noch Shigellen in oder an den Fliegen vorgefunden. Zu demselben Ergebnis kamen auch Lysenko und Povolny (1961), die unter anderem die Mikroflora von *Lucilia sericata* und *M. domestica* in der ehemaligen Tschechoslowakei untersuchten. Ein Grund hierfür könnte die bereits erwähnte antagonistische Aktivität der *Proteus*-Arten gewesen sein, ein weiterer, dass diese Bakterien möglicherweise nicht an den untersuchten Fangorten vorkamen.

Die meisten der nachgewiesenen Bakterien sind für den gesunden Menschen weitgehend harmlos, jedoch für Menschen mit einem geschwächten Immunsystem bzw. für immunsupprimierte Personen können diese Bakterien schwerwiegende Krankheiten auslösen. Von z.B. Nieren-Transplantations-Patienten (immunsupprimiert) ist bekannt, dass sie mit mehreren Pathogenen gleichzeitig infiziert sein können (Zazgornik et al. 1979), wie *Klebsiella* spp., *Pseudomonas* sp. oder *S. aureus*. Diese Bakterien wurden auch bei den Fliegen der vorliegenden Studie nachgewiesen. Mit diesen Nachweisen wird verdeutlicht, wie essentiell eine Bekämpfung von Fliegen besonders in Krankenhäusern ist.

#### 4.1.4.2 Pilze

Die Rolle der Fliegen bei der Übertragung von pathogenen Pilzen ist noch weitgehend unklar und wurde bisher nur unzureichend untersucht. Über dieses Thema existieren bisher nur wenige Studien, wie z.B. von Pinetti et al. (1974), Gomes et al. (2003) und Greif und Currah (2007).

Einige Pilze (insbesondere Basidiomyceten) produzieren einen übelriechenden Geruch, um Fliegen anzulocken, damit diese auf ihnen landen und von ihrer Oberfläche fressen. Zahlreiche Sporen bleiben dabei an den Beinen und dem Körper der Fliegen haften. Die Fliegen können durch Fressen und den durch ihre Beine erzeugten Abrieb die gesamte Schleimschicht der Pilze - gefüllt mit Basidiosporen (bei den Basidiomyceten) - innerhalb von wenigen Stunden entfernen (Abbott 2002). Generell können Pilzsporen besonders gut an den vielen Haaren des Exoskeletts der Fliege hängen bleiben und werden auf diesem Weg leicht von einem Ort zum anderen transportiert. Desweiteren werden die Pilzsporen von Fliegen zusammen mit der Nahrung gefressen und relativ unverändert wieder ausgeschieden (Ingold 1965). Daher war es auch nicht verwunderlich, dass bei der vorliegenden Untersuchung über 11 verschiedene Pilzarten bei den Fliegen der verschiedenen Fangorte vorgefunden wurden.

In der nachfolgenden Tabelle 34 sind die bisher veröffentlichten Studien anderer Wissenschaftler über die bei den jeweiligen Fliegenarten der vorliegenden Studie nachgewiesenen Pilze aufgelistet.

**Tab. 34:** Literaturnachweise zu den in der vorliegenden Studie nachgewiesenen Pilzen.

Identifizierte Pilze [Studie]	Literaturnachweis [Autor]	Nachgewiesen bei [Fliegenart]	Land
<i>Aspergillus fumigatus</i> *	-	-	-
<i>Aspergillus</i> sp.	Buchvald und Klobusicky 1974 Fotedar et al. 1992a Zarrin et al. 2007	Dipteren <i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i>	Tschechoslowakei Indien Iran
<i>Candida albicans</i> *	-	-	-
<i>Candida tropicalis</i> *	-	-	-
<i>Candida</i> spp.	Fotedar et al. 1992a	<i>Musca domestica</i>	Indien
<i>Cladosporidium</i> spp.	Banjo et al. 2005 Zarrin et al. 2007	<i>Musca domestica</i> (Larve) <i>Musca domestica</i>	Nigeria Iran
<i>Geotrichum</i> spp.	Buchvald und Klobusicky 1974 Fotedar et al. 1992a Zarrin et al. 2007	Dipteren <i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i>	Tschechoslowakei Indien Iran
Hyphomycet spp.	Buchvald und Klobusicky 1974 Fotedar et al. 1992a Nunes et al. 2002 Zarrin et al. 2007	Dipteren <i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i>	Tschechoslowakei Indien Basilien Iran
<i>Mucor</i> spp.	Buchvald und Klobusicky 1974	Dipteren	Tschechoslowakei
<i>Rhizomucor</i> spp. *	-	-	-
<i>Trichosporon</i> sp. *	-	-	-

\* = Folgende Pilze wurden mit der vorliegenden Arbeit erstmals bei Fliegen nachgewiesen: *Aspergillus fumigatus*, *Candida albicans*, *Rhizomucor* spp. und *Trichosporon* sp..

Im Folgenden werden die einzelnen mykologischen Untersuchungsergebnisse diskutiert und bewertet.

#### ***Aspergillus* spp.**

Pilze der Gattung *Aspergillus* produzieren giftige Mykotoxine und gehören daher zu den humanpathogenen Pilzen. Sie sind z.B. Verursacher von Lebensmittelvergiftungen, Allergien und der gefährlichen Aspergillose (Mullins 1994). Die Pilzart *A. fumigatus*, bekannt als Verursacher der invasiven Aspergillose (Paoletti et al. 2005), wurde bei der vorliegenden Studie von der Körperoberfläche der Fliegen von den Fangorten Kuh-, Pferde- und Schweinestall und damit erstmals von den Fliegenarten *Musca domestica* und *Stomoxys calcitrans* isoliert.

Eine weitere, nicht näher differenzierte Pilzart der Gattung *Aspergillus* (*Aspergillus* sp.) wurde bei der vorliegenden Studie vorwiegend vom Exoskelett der Fliegen aller Fangorte isoliert. Über das Vorkommen einer solchen nicht weiter differenzierten *Aspergillus*-Art an Fliegen wurde bereits zuvor von anderen Autoren berichtet (z.B. Buchvald und Klobusicky 1974; Fotedar et al. 1992a).

#### ***Candida* spp.**

*Candida tropicalis* besitzt nachweislich eine hohe Antibiotikaresistenz und wird häufig unter anderem in Nagelmykosen und Bronchiallavagen gefunden (Nielsen und Heitmann 2007). *Candida albicans* ist der häufigste Erreger der Candidose und die häufigste Pilzart, die bei psoriatischen Patienten (Waldman et al. 2001) und immunsupprimierten Menschen (Zazgornik et al. 1979) gefunden wird.

Bei der vorliegenden Studie wurde die virulente Pilzart *C. tropicalis* und zum ersten Mal die geringfügig weniger virulente Art *C. albicans* von den untersuchten synanthropen Fliegen isoliert. Bisher war nur die Fruchtfliege *Zaprionus indianus* (Drosophilidae) als Überträger von *C. tropicalis* bekannt (Gomes et al. 2003). Neu war der Nachweis von *C. tropicalis* bei den verschiedenen Fliegenarten vom Fangort Hundewiese, bei denen diese Pilzart am Exoskelett und auch im Darm vorgefunden wurde. Ebenfalls von den Fliegen von der Hundewiese wurde *C. albicans* isoliert, jedoch nur von ihrem Exoskelett. Mit der vorliegenden Studie wurde bewiesen, dass synanthrope Fliegen der Familien Calliphoridae, Muscidae und Sarcophagidae dazu fähig sind, *C. albicans* und auch *C. tropicalis* zu tragen und somit auch potenziell zu übertragen.

Einige andere Arten der Gattung *Candida* sind ebenfalls als fakultativ pathogene Erreger bekannte Verursacher von Pilzinfektionen (Kandidosen) bei Mensch und Tier (Nielsen und Heitmann 2007). Pilze der Gattung *Candida* wurden in der vorliegenden Studie bei Fliegen aller Fangorte nachgewiesen. Fotedar et al. (1992a) isolierten ebenfalls Pilze dieser Gattung von Fliegen (*M. domestica*) in Indien. Pilze dieser Gattung (*Candida* spp.) wurden bei der vorliegenden mehrfach sowohl im Darm als auch am Exoskelett von *S. calcitrans* und auch bei anderen Fliegenarten vom Fangort Hundewiese (Calliphoridae, Muscidae, Sarcophagidae) vorgefunden. Über einen Nachweis von *Candida* bei anderen Fliegenarten außer *M. domestica* war bisher nichts bekannt.

#### ***Cladosporidium* spp. und *Mucor* spp.**

Pilze der Gattung *Cladosporidium* können Allergien auslösen. Einige Arten sind Erreger der Chromomykose der Haut und *C. trichoides* ist der Erreger der gefährlichen Cerebralchromomykose (Seelinger und Heymer 1981). Pilze der Gattung *Mucor* sind alle fakultativ pathogen und können Erreger von Mucormykosen sein (Seelinger und Heymer 1981).

Greif und Currah (2007) entdeckten die Sporen der potenziell pathogenen Pilze *Cladosporidium* spp. und *Mucor* spp. in den Larven von *Musca domestica*. *Mucor* spp. wurde ebenfalls von Buchvald und Klobusicky (1974) an nicht genauer genannten Dipteren nachgewiesen. An den Fliegen aller Fangorte der vorliegenden Studie wurde *Mucor* spp. vorgefunden. Diese Pilze wurden dabei nicht nur bei *M. domestica* und *S. calcitrans*, sondern auch bei anderen Fliegenarten der Familie Muscidae nachgewiesen sowie zusätzlich bei Fliegen der Familien Calliphoridae und Sarcophagidae vom Fangort Hundewiese. *Cladosporidium* spp. hingegen wurde nur in den Därmen der Fliegen aus dem Pferde-stall und daher nur bei *M. domestica* und *S. calcitrans* nachgewiesen. Dies bestätigte die von Greif und Currah (2007) gewonnenen Erkenntnisse auch für diesen Untersuchungsbereich (Deutschland).

#### ***Geotrichum* spp.**

*Geotrichum candidum*, auch als Milchschnitzpilz bekannt, ist ein Hauptverursacher von verdorbenen Lebensmitteln direkt oder indirekt über (unreine) Geräte zur Verarbeitung von Lebensmitteln und gilt als Indikator von Hygienemissständen (Emrick 1977). Pilze der Gattung *Geotrichum* können jedoch auch den Menschen direkt befallen und die Geotrichose auslösen (Etienne et al. 2008). Nicht weiter differenzierte *Geotrichum*-Arten wurden zuvor von Fotedar et al. (1992a) bei *M. domestica* aus der Umgebung eines Krankenhauses in Indien und von Zarrin et al. (2007) im Iran gefunden. An nicht genauer beschriebenen Fliegen aus der ehemaligen Tschechoslowakei wiesen Buchvald und Klobusicky (1974) ebenfalls Pilze der Gattung *Geotrichum* nach. Auch bei den untersuchten Fliegen der vorliegenden Studie wurde *Geotrichum* spp. bei Fliegen aller Fangorte nachgewiesen. Die Isolation dieses Pilzes von *S. calcitrans* und den Fliegen vom Fangort Hundewiese (Fliegen der Familien Calliphoridae, Muscidae, Sarcophagidae) ist möglicherweise ein neuer Nachweis. Durch den mehrfachen Nachweise von *Geotrichum* spp. bei den Fliegen kann die Vermutung aufgestellt werden, dass Fliegen aktiv an der Verbreitung dieses Schimmelpilzes beteiligt sind.

#### **Hyphomyceten**

Einige Arten der Hyphomyceten können Systemmykosen und Verletzungsmykosen verursachen (Seelinger und Heymer 1981). Die Verbreitung von Hyphomyceten durch Fliegen, insbesondere durch *M. domestica*, ist bekannt (z.B. Nunes et al. 2002; Zarrin et al. 2007). Hyphomyceten wurden auch bei der vorliegenden Studie bei den untersuchten Fliegen aller Fangorte vorgefunden. Demnach wurde bestätigt, dass Hyphomyceten von *M. domestica* übertragen werden können. Allerdings konnte das bestehende Wissen durch das vorliegende Ergebnis, dass auch andere Fliegenarten wie *L. caesar*, *Muscina stabulans*, *S. calcitrans* und *Sarcophaga carnaria* Überträger dieser Pilze sein können (Tab. 7), außerdem ergänzt werden.

#### ***Rhizomucor* spp. und *Trichosporon* sp.**

Die Verursacher von Chromomykosen können Pilze der Gattung *Rhizomucor* sein. Pilze der Gattung *Trichosporon* sind als opportunistische Krankheitserreger bekannt, wobei z.B. *T. cutaneum* der Erreger der weißen Piedra ist (Seelinger und Heymer 1981; Nielsen und Heitmann 2007). Mit der vorliegenden Studie wurde der Erstnachweis von *Rhizomucor* spp. und *Trichosporon* sp. an synanthropen Fliegen erbracht. Die beiden Pilzarten *Rhizomucor* spp. und *Trichosporon* sp. wurden von Fliegen der Fangorte Hundewiese und Kuhstall isoliert, wobei *Rhizomucor* spp. jeweils am Exoskelett und *Trichosporon* sp. nur im Darm der Fliegen gefunden wurde. Aus diesem Ergebnis lässt sich schließen, dass die verschiedenen Fliegenarten vom Fangort Hundewiese sowie *M. domestica* und *S. calcitrans* aus dem Kuhstall diese beiden Pilze übertragen können.

### Zusätzliche mykologische Aspekte

Allgemein zeigten die Ergebnisse der vorliegenden Studie, dass einige Pilzarten besser am Exoskelett der Fliegen haften blieben und daher fast ausschließlich nur äußerlich vorgefunden wurden. Andere Arten, die nur im Darm der Fliegen nachgewiesen wurden, hafteten offenbar schlechter am Exoskelett der Fliegen. Der Nachweis dieser Pilze nur im Darm der Fliegen ist wahrscheinlich auf das ausgiebige Putzverhalten der Fliegen zurückzuführen. Auch könnte die Form und Größe der Sporen Einfluss darauf gehabt haben, ob diese von den Fliegen aufgenommen werden konnten oder nur an der Körperoberfläche haften blieben.

Die meisten der zuvor erwähnten Pilze sind zunächst wenig schädlich für gesunde Menschen und Tiere. Sie können jedoch als opportunistische Krankheitserreger zu einer ernsthaften Bedrohung werden. Gefährlich sind die nachgewiesenen Pilze vor allem für immunsupprimierte und allergische Personen (z.B. Zazgornik et al. 1979). Bei immunsupprimierten Personen verursacht z.B. *Aspergillus fumigatus* eine invasive Aspergillose (Paoletti et al. 2005) und *Geotrichum* (insbesondere *G. candidum*) die gefährliche Geotrichose (Etienne et al. 2008). Für Allergiker sind die meisten der bei den Fliegen vorgefundenen Pilzarten insofern gefährlich, weil deren Sporen leicht eingeatmet werden können. Einige Arten, z.B. die *Aspergillus*-Arten, können schwere Allergien, wie aspergillisches Asthma (Mullins 1994), auslösen.

#### 4.1.5 Parasitologische Untersuchungen

Bei der vorliegenden Studie wurde bei 1543 parasitologisch untersuchten Fliegen mit über 22 Parasitenarten eine große Bandbreite verschiedener Parasiten, darunter sowohl Protozoen, Helminthen als auch Insekten vorgefunden. Die Parasiten wurden von den Fliegen aufgesogen und konnten dadurch in ihren Därmen nachgewiesen werden oder blieben an ihrer Körperoberfläche hängen, von der sie dann isoliert werden konnten.

Für die parasitologischen Untersuchungen wurden Fliegen in den Jahren 2007-2009 auf einer Hundewiese, in einem Kaninchen-, Kuh-, Pferde- und Schweinestall gefangen. Die vorgefundene Fliegenfauna an den verschiedenen Fangorten setzte sich wie folgt prozentual zusammen:

Hundewiese = 70,81% Calliphoridae (davon 63,78% *Lucilia caesar*), 21,62% Muscidae (12,43% *Muscina stabulans*), 6,49% Sarcophagidae (5,95% *Sarcophaga carnaria*) und 1,08% Fanniidae (1,08% *Fannia canicularis*)

Kaninchen- (Ka), Kuh- (Ku) und Pferdestall (Pf) = *Musca domestica* und *Stomoxys calcitrans*, die zur Familie der Muscidae gehören (Ka: *M. domestica* 99,12%, *S. calcitrans* 0,88%; Ku: *M. domestica* 45,23%, *S. calcitrans* 54,77%, Pf: *M. domestica* 90,33%, *S. calcitrans* 9,67%)

Schweinestall = neben *M. domestica* mit 96,28% und *S. calcitrans* mit 2,42% auch *F. canicularis* (Fam. Fanniidae) mit 1,30%.

Die bei den Fliegen nachgewiesenen parasitischen Stadien gehörten überwiegend zu Parasitenarten, die vor allem domestizierte Tiere befallen (Tab. 9). Desweiteren wurden auch Parasitenarten bei den Fliegen identifiziert, die die verschiedenen Fliegenarten selbst parasitieren. Zusätzlich wurden auch noch andere Schädlinge an der Körperoberfläche der Fliegen vorgefunden.

Nematoden (insbesondere deren Larven) und Milben wurden in bzw. an den Fliegen aller Fangorte gefunden. Arthropoden (die Milben und die Schweinelaus) wurden - bis auf eine Ausnahme – ausschließlich an der Körperoberfläche der Fliegen vorgefunden.

Die meisten Parasiten bleiben an den Beinen der Fliegen haften und sind dementsprechend auch dort zu finden. Die Flügel und andere Körperteile der Fliegen spielen hingegen bei der Übertragung von Pathogenen eine geringere Rolle. Dieses Resultat ergab die parasitologische Vorstudie (2006) sowie einschlägige Untersuchungen anderer Autoren (z.B. Dipeolu 1977). Aus diesem Grund wurde bei der parasitologischen Hauptuntersuchung dazu übergegangen, die Körperoberfläche der Fliegen insgesamt zu untersuchen und nicht zwischen Flügel, Mundwerkzeugen und Beinen zu differenzieren.

Bei Untersuchungen von Khan und Huq (1978) wurden alle protozoischen und metazoischen Parasitenarten sowohl am Exoskelett als auch im Darm der Fliegen vorgefunden, allerdings in einer leicht höheren Anzahl am Exoskelett der Fliegen. Beim Vergleich mit den Ergebnissen der vorliegenden Untersuchung, ergeben sich umfangreiche Übereinstimmungen mit den Ergebnissen von Khan und Huq (1978). Auch bei der vorliegenden Untersuchung wurden die meisten Parasiten im Darm und am Exoskelett der Fliegen nachgewiesen. Allerdings wurden auch einige prägnante Unterschiede festgestellt. So wurden die Protozoen *Eimeria magna* und *E. perminuta* ausschließlich, *Giardia lamblia* und *Herpetomonas muscarum* teilweise, nur aus dem Darm der Fliegen isoliert. Ein Grund für dieses abweichende Ergebnis könnte gewesen sein, dass die Oozysten der beiden Eimerien-Arten, wie auch die Trophozoiten von *G. lamblia*, nicht resistent genug gegen die äußeren

Einflüsse am Exoskelett der Fliegen waren. Möglicherweise wurden diese auch durch das ausgiebige Putzverhalten der Fliegen von deren Körperoberfläche entfernt.

Um Vergleiche ziehen zu können, welche Parasitenarten am jeweiligen Fangort vorhanden waren und welche davon von den Fliegen aufgenommen wurden, wurden zusätzlich stichprobenartig die Fäzes der am jeweiligen Fangort lebenden Tierart parasitologisch untersucht. Dabei wurde festgestellt, dass fast alle Parasiten - mit Ausnahme von *Trichuris suis*, die in den Tierfäzes vorkamen - auch an den Fliegen nachgewiesen werden konnten. Daraus kann mit großer Sicherheit rückwirkend geschlossen werden, dass die untersuchten Fliegen die Tierfäzes besuchten (zur Nahrungsaufnahme oder Eiablage) und sich auf diese Weise mit den Parasiten kontaminierten.

An und in den Fliegen, sowie in den Fäzesproben wurden zusätzlich zu den identifizierten Parasiten auch zahlreiche Pseudoparasiten (z.B. Pollenkörner etc.) entdeckt. Dies ist ein weiterer Beweis dafür, dass Fliegen zum Transport und zur Übertragung einer Vielzahl von Organismen - insbesondere von „Pathogenen“ - besonders prädestiniert sind.

Wildgefangene Fliegen, vor allem die Art *Musca domestica*, wurden bereits von anderen Autoren in verschiedenen Ländern auf Parasiten (Tab. 35, 36) - speziell auf humanpathogene Arten - untersucht. Vollkommen neu an der vorliegenden Studie ist der Nachweis von Parasiten an synanthropen Fliegen in Deutschland – wie auch schon zuvor bei den Mikroorganismen.

Bei Untersuchungen anderer Wissenschaftler wurden z.B. *Balantidium coli*, *Giardia lamblia*, Strongyloidea (*Strongyloides* sp.) und *Toxocara canis* bereits an synanthropen Fliegen vorgefunden (Tab. 35, 36). Eine im Vergleich hierzu neue Erkenntnis war erstmals der Nachweis zahlreicher Parasiten der domestizierten Tiere in und an den untersuchten Fliegen. Von einem Vorkommen an Fliegen bzw. einer Übertragung durch Fliegen der im Folgenden genannten Parasiten, war bisher nichts bekannt. Neu sind somit die Nachweise von *Ascaris suum*, *Cystoisospora burrowsi*, *C. canis*, *Eimeria magna*, *E. perforans*, *E. perminuta*, *Haematopinus suis*, *Isospora suis*, *Metastrongylus apri*, *Parascaris equorum*, Pferde-Strongylyden, Strongyloidea, *Strongyloides ransomi* und *Toxocara vitulorum* bei synanthropen Fliegen.

[Anmerkung: Auf Grund der geänderten Fangmethodik im Jahr 2009, bei der die Fliegen in großer Anzahl mit einem Schmetterlingsnetz gefangen und anschließend bis zur weiteren Untersuchung eingefroren wurden, konnten möglicherweise in diesen Fliegen wegen des Einfrierens keine Einzeller entdeckt werden.]

**Tab. 35:** Literaturnachweise zu den in der vorliegenden Studie vorgefundenen protozoischen Parasiten (Paras. = parasitisches, \* = Art bzw. (\*)) = Gattung, die auch bei den Fliegen der vorliegenden Studie nachgewiesen wurde).

Parasitenart	Paras. Stadium	Literaturnachweis [Autor]	Nachgewiesen bei [Fliegenart]	Land
<i>Balantidium coli</i> *	Zyste	Dipeolu 1977	<i>Musca domestica</i>	Nigeria
<i>Chilomastix mesnili</i>	Zyste	Harris und Down 1945	Diptera	Guam
	Zyste	Gupta et al. 1972	<i>Musca domestica</i>	Indien
<i>Cryptosporidium parvum</i>	Zyste	Graczyk et al. 1999, 2000, 2003	Diptera	USA
	Zyste	Clavel et al. 2002	<i>Musca domestica</i>	Spanien
	Zyste	Szostakowska et al. 2004	Muscidae	Polen
	Zyste	Nmorsi et al. 2006	<i>Musca domestica</i>	Nigeria
	Zyste	Fetene et al. 2009	<i>Musca domestica</i>	Äthiopien
<i>Cryptosporidium</i> spp.	Zyste	Getachew et al. 2007	<i>Calliphora vicina</i> , <i>M. domestica</i> , <i>Sarcophaga</i> sp.	Äthiopien
	Zyste	Fetene und Worku 2009	<i>Calliphora vicina</i> , <i>Musca domestica</i>	Äthiopien
<i>Eimeria</i> sp. (*))	Oozyste	Wenyon und O'Connor 1917	<i>Musca domestica</i>	Ägypten
<i>Endolimax nana</i>	Zyste	Harris und Down 1945	Diptera	Guam
	Zyste	Gupta et al. 1972	<i>Musca domestica</i>	Indien
<i>Entamoeba coli</i>	Zyste	Harris und Down 1945	Diptera	Guam
	Zyste	Gupta et al. 1972	<i>Musca domestica</i>	Indien
	Zyste	Dipeolu 1977	<i>Musca domestica</i>	Nigeria
	Zyste	Khan und Huq 1978	Diptera	Bangladesch
	Zyste	Getachew et al. 2007	<i>Calliphora vicina</i> , <i>M. domestica</i> , <i>Sarcophaga</i> sp.	Äthiopien
	Zyste	Fetene und Worku 2009	<i>Calliphora vicina</i> , <i>Musca domestica</i>	Äthiopien
<i>Entamoeba hartmanni</i>	Zyste	Gupta et al. 1972	<i>Musca domestica</i>	Indien
<i>Entamoeba histolytica</i>	Zyste	Harris und Down 1945	Diptera	Guam
	Zyste	Gupta et al. 1972	<i>Musca domestica</i>	Indien
	Zyste	Dipeolu 1977	<i>Musca domestica</i>	Nigeria
	Zyste	Nmorsi et al. 2006	<i>Musca domestica</i>	Nigeria
	Zyste	Getachew et al. 2007	<i>Calliphora vicina</i> , <i>M. domestica</i> , <i>Sarcophaga</i> sp.	Äthiopien
	Zyste	Fetene und Worku 2009	<i>Calliphora vicina</i> , <i>Musca domestica</i>	Äthiopien
<i>Iodamoeba bütschlii</i>	Zyste	Harris und Down 1945	Diptera	Guam
<i>Isospora belli</i>	Zyste	Nmorsi et al. 2006	<i>Musca domestica</i>	Nigeria
<i>Giardia lamblia</i> *	Zyste	Harris und Down 1945	Diptera	Guam
	Zyste	Gupta et al. 1972	<i>Musca domestica</i>	Indien
	Zyste	Dipeolu 1977	<i>Musca domestica</i>	Nigeria
	Zyste	Doiz et al. 2000	<i>Musca domestica</i>	Spanien
	Zyste	Graczyk et al. 2003	Diptera	USA
	Zyste	Szostakowska et al. 2004	Muscidae	Polen
	Zyste	Getachew et al. 2007	<i>Calliphora vicina</i> , <i>M. domestica</i> , <i>Sarcophaga</i> sp.	Äthiopien
	Zyste	Fetene und Worku 2009	<i>Calliphora vicina</i> , <i>Musca domestica</i>	Äthiopien
<i>Giardia</i> spp.	Zyste	Khan und Huq 1978	Diptera	Bangladesch
<i>Sarcocystis</i> spp.	Zyste	Markus 1980	<i>Musca domestica</i>	England
<i>Trichomonas hominis</i>	Zyste	Harris und Down 1945	Diptera	Guam
<i>Trichomonas</i> spp.	Zyste	Khan und Huq 1978	Diptera	Bangladesch

**Tab. 36:** Literaturnachweise zu den in der vorliegenden Studie vorgefundenen metazoischen Parasiten (Ac = Acantocephala, C = Cestoda, N = Nematoda, Paras. = parasitisches, \* = Art bzw. (\*) = Gattung, die auch bei den Fliegen der vorliegenden Studie nachgewiesen wurde).

Parasitenart	Paras. Stadium	Literaturnachweis [Autor]	Nachgewiesen bei [Fliegenart]	Land
Acantocephala (Ac)	Ei	Oliveira et al. 2002	<i>Musca domestica</i>	Brasilien
<i>Ancylostoma caninum</i> (N)	Ei/Larve	Umeche und Mandah 1989	<i>Musca domestica</i>	Nigeria
<i>Ancylostoma</i> spp. (N)	Ei/ Larve	Harris und Down 1945	Diptera	Guam
	Ei	Dipeolu 1977	<i>Musca domestica</i>	Nigeria
	Ei	Khan und Huq 1978	Diptera	Bangladesch
	Ei	Monzon et al. 1991	<i>Musca domestica</i>	Philippinen
	Ei	Nmorsi et al. 2006	<i>Musca domestica</i>	Nigeria
	Ei	Getachew et al. 2007	<i>Calliphora vicina</i> , <i>M. domestica</i> , <i>Sarcophaga</i> sp.	Äthiopien
<i>Ascaris lumbricoides</i> (N)	Ei	Fetene und Worku 2009	<i>Calliphora vicina</i> , <i>Musca domestica</i>	Äthiopien
	Ei	Harris und Down 1945	Diptera	Guam
	Ei	Dipeolu 1977	<i>Musca domestica</i>	Nigeria
	Ei	Khan und Huq 1978	Diptera	Bangladesch
	Ei	Umeche und Mandah 1989	<i>Musca domestica</i>	Nigeria
	Ei	Nmorsi et al. 2006	<i>Musca domestica</i>	Nigeria
<i>Ascaris</i> spp. (*) (N)	Ei	Getachew et al. 2007	<i>Calliphora vicina</i> , <i>M. domestica</i> , <i>Sarcophaga</i> sp.	Äthiopien
	Ei	Fetene und Worku 2009	<i>Calliphora vicina</i> , <i>Musca domestica</i>	Äthiopien
<i>Ascaris</i> spp. (*) (N)	Ei	Monzon et al. 1991	<i>Musca domestica</i>	Philippinen
	Ei	Oliveira et al. 2002	<i>Musca domestica</i>	Brasilien
<i>Capillaria</i> sp. (N)	Ei	Oliveira et al. 2002	<i>Musca domestica</i>	Brasilien
<i>Echinococcus granulosus</i>	Ei	Heinz und Brauns 1955	<i>Musca domestica</i> , <i>Sarcophaga tibialis</i>	Südafrika
<i>Enterobius vermicularis</i> (N)	Ei	Khan und Huq 1978	Diptera	Bangladesch
	Ei	Nmorsi et al. 2006	<i>Musca domestica</i>	Nigeria
	Ei	Kasprzak und Majewska 1981	<i>Fannia canicularis</i> , <i>Musca domestica</i>	Polen
<i>Habronema muscae</i> (N)	Ei/Larve	u.a. Amado et al. 2009	<i>Musca domestica</i>	Brasilien
<i>Hymenolepis nana</i> (C)	Ei	Gupta et al. 1972	<i>Musca domestica</i>	Indien
	Ei	Getachew et al. 2007	<i>Calliphora vicina</i> , <i>M. domestica</i> , <i>Sarcophaga</i> sp.	Äthiopien
	Ei	Fetene und Worku 2009	<i>Calliphora vicina</i> , <i>Musca domestica</i>	Äthiopien
Oxyuridae (N)	Ei	Oliveira et al. 2002	<i>Musca domestica</i>	Brasilien
<i>Strongyloides stercoralis</i> (N)	Ei	Dipeolu 1977	<i>Musca domestica</i>	Nigeria
	Ei/Larve	Umeche und Mandah 1989	<i>Musca domestica</i>	Nigeria
	Ei	Nmorsi et al. 2006	<i>Musca domestica</i>	Nigeria
	Ei	Getachew et al. 2007	<i>Calliphora vicina</i> , <i>M. domestica</i> , <i>Sarcophaga</i> sp.	Äthiopien
	Ei	Fetene und Worku 2009	<i>Calliphora vicina</i> , <i>Musca domestica</i>	Äthiopien
<i>Strongyloides</i> sp. (*) (N)	Ei	Gupta et al. 1972	<i>Musca domestica</i>	Indien
<i>Taenia saginatus</i> (C)	Ei	Zmeev (1936)	<i>Musca domestica</i>	Tadschikistan
<i>Taenia</i> sp. (C)	Ei	Dipeolu 1977	<i>Musca domestica</i>	Nigeria
	Ei	Monzon et al. 1991	<i>Musca domestica</i>	Philippinen
	Ei	Getachew et al. 2007	<i>Calliphora vicina</i> , <i>M. domestica</i> , <i>Sarcophaga</i> sp.	Äthiopien
	Ei	Fetene und Worku 2009	<i>Calliphora vicina</i> , <i>Musca domestica</i>	Äthiopien
<i>Toxascaris</i> sp. (N)	Ei	Oliveira et al. 2002	<i>Musca domestica</i>	Brasilien
<i>Toxocara canis</i> * (N)	Ei	Umeche und Mandah 1989	<i>Musca domestica</i>	Nigeria
<i>Toxocara</i> spp. (N)	Ei	Monzon et al. 1991	<i>Musca domestica</i>	Philippinen
	Ei	Oliveira et al. 2002	<i>Musca domestica</i>	Brasilien
Trichostrongylidae (N)	Ei	Oliveira et al. 2002	<i>Musca domestica</i>	Brasilien

Parasitenart	Paras. Stadium	Literaturnachweis [Autor]	Nachgewiesen bei [Fliegenart]	Land
<i>Trichuris trichiura</i> (N)	Ei	Harris und Down 1945	Diptera	Guam
	Ei	Khan und Huq 1978	Diptera	Bangladesch
	Ei	Kasprzak und Majewska 1981	<i>Fannia canicularis</i> , <i>Musca domestica</i>	Polen
	Ei	Monzon et al. 1991	<i>Musca domestica</i>	Philippinen
	Ei	Nmorsi et al. 2006	<i>Musca domestica</i>	Nigeria
	Ei	Getachew et al. 2007	<i>Calliphora vicina</i> , <i>M. domestica</i> , <i>Sarcophaga</i> sp.	Äthiopien
	Ei	Fetene und Worku 2009	<i>Calliphora vicina</i> , <i>Musca domestica</i>	Äthiopien
<i>Trichuris</i> sp. (N)	Ei	Oliveira et al. 2002	<i>Musca domestica</i>	Brasilien

Im Folgenden werden die einzelnen bei der vorliegenden Studie identifizierten Parasiten entsprechend des jeweiligen Fangortes der Fliegen diskutiert. Anschließend werden die Parasiten der Fliegen und die zusätzlich aufgefundenen Schädlinge behandelt.

#### 4.1.5.1 Hundewiese

An und in den Fliegen vom Fangort Hundewiese wurden drei Parasiten von Hunden vorgefunden, die im Folgenden in Bezug auf ihre mögliche Übertragung durch Fliegen diskutiert und bewertet werden.

##### ***Cystoisospora* spp.**

*Cystoisospora*-Arten werden vor allem mit Durchfallerkrankungen von Hunden in Verbindung gebracht. Fliegen werden als mechanische Überträger von einigen Kokzidien vermutet (Markus 1980), Studien über den Nachweis von *Cystoisospora* sp. bei Fliegen lagen bisher jedoch nicht vor. Die Oozysten von *C. burrowsi* (16-23 x 15-22 µm) wurden bei der vorliegenden Studie im Darm von zwei Fliegen der Art *Lucilia caesar* (Fototafel 12 A-B), Oozysten von *C. canis* (34-42 x 23-36 µm) im Darm von einer *L. caesar* entdeckt (Fototafel 12 C). Oozysten sowohl von *C. burrowsi* als auch von *C. canis* wurden auch am Exoskelett von jeweils einer Fliege vorgefunden. Mit der vorliegenden Studie wurde somit der erste Nachweis von *C. burrowsi* und *C. canis* bei Fliegen erbracht.

Oozysten von *C. burrowsi* wurden auch in den Fäzesproben der Hunde entdeckt. Das Ergebnis der vorliegenden Studie bestätigt daher, dass synanthrope Fliegen als potenzielle Überträger von *Cystoisospora*-Arten angesehen werden können.

##### ***Toxocara canis***

*Toxocara canis* ist ein weltweit vorkommender Parasit von Hunden (und anderen Karnivoren), der sich im Darm des Endwirts ansiedelt. Verschiedene andere Säugetiere, aber auch Vögel und Invertebraten - wie z.B. Regenwürmer und Fliegen - können die embryonierten, infektiösen Eier aufnehmen (z.B. Taylor et al. 2008). In ihnen schlüpft zwar die Larve, jedoch erfolgt danach keine weitere Entwicklung des Parasiten. Diese Tiere dienen dem Parasiten insofern als paratenischer Zwischenwirt. *Toxocara canis* ist zoonotisch und verursacht beim Menschen die Toxokarose. Menschen können sich mit *T. canis* infizieren, wenn sie *Toxocara*-Eier über ungewaschene Hände, in kontaminierter Nahrung oder Wasser, oder dessen Larven in rohem oder nicht durchgebratenem Gewebe (speziell die Leber) verzehren (CFSPH 2005). Antikörper gegen *T. canis* wurden bisher insgesamt bei 2-4% der Bevölkerung weltweit nachgewiesen (Krauss et al. 2004). Die meisten

*Toxocara*-Infektionen wurden bei Kindern dokumentiert, weil sie z.B. mit embryonierten Eiern kontaminierten Dreck bzw. Sand essen. Antikörper von *Toxocara* spp. wurden bei 4,6-7,3% der Kinder in den USA, 7% der Kinder aus Deutschland (wobei hiervon 15-20% einen Hund besaßen) und 83% der Kinder aus der Karibik nachgewiesen (CFSPH 2005; Mayatepek 2007). Zudem waren 50-80% der Sandkästen von öffentlichen deutschen Spielplätzen mit *Toxocara* spp.-Eiern kontaminiert (Mayatepek 2007).

Die erfolgreiche Übertragung von *T. canis* durch Fliegen auf Hunde wurde von Pegg (1970, 1971) experimentell bewiesen. Desweiteren vermutete Pegg (1970, 1971), dass Fliegen von Bedeutung für die Verbreitung der Toxokarose beim Menschen sein können. An im Freiland gefangenen Fliegen der Art *Musca domestica* in Nigeria wurden Eier von *T. canis* von Umeche und Mandah (1989) nachgewiesen. Auch in der vorliegenden Studie wurden Eier von *T. canis* (69-95 x 60-77 µm) am Exoskelett von vier und im Darm von drei Fliegen vom Fangort Hundewiese (insbesondere an *L. caesar*) vorgefunden (Fototafel 12 D). Umeche und Mandah (1989) fanden die Eier von *T. canis* mit einer Prävalenz von 2,11% im Darm und in den Spots der von ihnen untersuchten Fliegen der Art *M. domestica* vor und mit einer Prävalenz von 2,40% am Exoskelett. Auch in der vorliegenden Studie wurden die *T. canis*-Eier mit einer niedrigeren Prävalenz von 1,21% im Darm der Fliegen sowie einer höheren Prävalenz von 4,17% am Exoskelett der Fliegengruppen nachgewiesen. Die Ergebnisse der vorliegenden Studie bestätigen somit die potenzielle Übertragung von *T. canis* durch synanthrope Fliegen. Zusätzlich wurde das bestehende Wissen durch den Nachweis von *T. canis* an anderen Fliegenarten als *M. domestica* ergänzt. Die Vermutung, dass Fliegen an der Verbreitung der Toxokarose beteiligt sind, wurde damit bestärkt.

Der Nachweis dieses zoonotischen Parasiten weist ausdrücklich darauf hin, wie wichtig die Beseitigung des Hundekots für eine Minderung des Übertragungsrisikos ist - insbesondere in direkter Nähe zu öffentlichen Plätzen.

#### 4.1.5.2 Kaninchenstall

In und an den Fliegen (*Musca domestica*) vom Fangort Kaninchenstall wurden drei Parasiten von Kaninchen gefunden, deren Bedeutung im Folgenden diskutiert und bewertet wird.

##### ***Eimeria* spp.**

Infektionen mit Eimerien sind weitverbreitet und kommen in fast jeder Kaninchenhaltung vor. Bei Kaninchen liegen oft Mischinfektionen mit mehreren Eimerien-Arten vor (Rommel et al. 2000). Bis zum jetzigen Zeitpunkt gibt es keine Informationen über Freilanduntersuchungen von anderen Wissenschaftlern zum Vorkommen von *Eimeria perforans* und *E. magna* bei Fliegen. Metelkin (1935) untersuchte experimentell unter anderem die Aufnahme von *Eimeria perforans* durch *M. domestica*, *Stomoxys calcitrans*, *Calliphora vicina*, *Lucilia sericata* und fand heraus, dass die Oozysten von Fliegen leicht aufgenommen wurden. Die Darmassage überstanden die Oozysten unbeschadet und wurden nach fünf Minuten bis 24 Stunden nach der Fütterung wieder ausgeschieden. An den Beinen der Fliegen wurde von Metelkin (1935) die größte Anzahl an Oozysten entdeckt, jedoch blieben diese durch das ausgiebige Putzverhalten der Fliegen nicht lange dort haften.

Bei der vorliegenden Studie wurden bei 26 Fliegen Oozysten von *E. perforans* (15-27 x 11-17 µm) in deren Därmen und nur bei einer Fliege am Exoskelett vorgefunden (Fototafel 13 A). Damit wurde die Erkenntnis von Metelkin (1935), dass die Oozysten nur eine kurze Zeitspanne lang am Exoskelett der Fliegen aufgefunden werden können, bestätigt. Oozysten von *E. magna* (21-42 x 20-28 µm) wurden in der vorliegenden Studie nur aus dem Darm einer *M. domestica* isoliert und vermehrt in den Fäzesproben der Kaninchen gefunden (Fototafel 13 B).

Mit der vorliegenden Studie wurde erstmals mit einer Freilanduntersuchung nachgewiesen, dass Fliegen der Art *M. domestica* die Oozysten von *E. perforans* und *E. magna* aufnehmen und potenziell übertragen können. Synanthrope Fliegen können somit bei der Verbreitung von Eimerien-Infektionen eine entscheidende Rolle spielen.

### **Strongyloidea**

Im Darm von drei Fliegen, sowie am Exoskelett der Fliegen von sieben Fliegenarten wurden bei der vorliegenden Studie Larven von Nematoden der Überfamilie Strongyloidea vorgefunden (Fototafel 13 C-D). Aufgrund der morphologischen Merkmale konnten die an und in den Fliegen vom Fangort Kaninchenstall vorgefundenen Nematoden den Strongyloidea zugeordnet werden. Möglicherweise könnten die gefundenen Exemplare zu einer *Trichostrongylus*-Art gehören. Eine genauere Bestimmung war durch die Präparationsweise der Fliegendärme bzw. der Färbung mit Lugolscher Lösung nicht möglich. Von einer Übertragung von Strongyloiden der Kaninchen durch Fliegen war bisher noch nichts bekannt, daher stellt der vorliegende Nachweis dieser Nematoden an den gefangenen Stubenfliegen (*Musca domestica*) eine neue Erkenntnis dar.

### **4.1.5.3 Kuhstall**

An und in den Fliegen vom Fangort Kuhstall wurden mit *Giardia lamblia* und *Toxocara vitulorum* zwei Parasiten vorgefunden, die hauptsächlich Kühe als Endwirt nutzen. Diese beiden Parasiten wurden auch in den Fäzesproben aus dem Kuhstall nachgewiesen.

#### ***Giardia lamblia*** (siehe auch Fangort Schweinestall)

Der Einzeller *Giardia lamblia* ist ein weltweit verbreiteter, typischer Parasit von Wiederkäuern und anderen Säugetieren. Dieser zoonotische Parasit, der Durchfallerkrankungen verursacht, wurde bereits in einigen anderen wissenschaftlichen Studien (z.B. von Gupta et al. 1972; Fetene und Worku 2009) aus verschiedenen Fliegenarten isoliert (Tab. 34). Fliegen, insbesondere *Musca domestica*, sind demnach als Überträger von *G. lamblia*-Zysten bekannt. Die Trophozoiten von *G. lamblia* (12-15 x 5-9 µm) wurden bei der vorliegenden Studie aus dem Darm einer *M. domestica* vom Fangort Kuhstall isoliert. Durch den Nachweis auch von Trophozoiten wurde das vorhandene Wissen über die Übertragung von *G. lamblia* durch synanthrope Fliegen ergänzt.

#### ***Toxocara vitulorum***

Eine Infektion von Rindern mit dem im Dünndarm dieser Wirte lebenden Rinderspulwurm (*Toxocara vitulorum*) ist in Mitteleuropa eher selten. Einmal infizierte Rinder können jedoch über einen langen Zeitraum eine hohe Anzahl von Eiern ausscheiden. Diese Eier sind sehr widerstandsfähig und bleiben bis zu zwei Jahre infektiös (Boch et al. 2006). Die Infektion mit *T. vitulorum* führt zur Toxokarose,

einer zoonotischen Erkrankung. Die Infektion mit *T. vitulorum* hat jedoch vergleichsweise ein niedriges zoonotisches Level und betrifft hauptsächlich Kinder in tropischen Bereichen (Roberts 1993).

Dass dieser Parasit auch durch Fliegen, speziell durch *Musca domestica*, übertragen werden kann, war bisher nicht bekannt. Lediglich von der Übertragung der verwandten *Toxocara*-Art *T. canis* (siehe Fangort Hundewiese) und von nicht weiter differenzierten *Toxocara* spp. durch Fliegen wurde bereits berichtet (Mozon et al. 1991; Oliviera et al. 2002). Bei der vorliegenden Studie wurden daher erstmals im Darm und an der Körperoberfläche von Fliegen der Art *Musca domestica* wenige Eier von *T. vitulorum* (69-95 x 60-77 µm) vorgefunden (Fototafel 13 E). Der Nachweis von *T. vitulorum* an *M. domestica* vom Fangort Kuhstall stellt somit einen Neunachweis dar.

#### 4.1.5.4 Pferdestall

Bei den Fliegen (hauptsächlich *Musca domestica*) und in den Fäzesproben vom Fangort Pferdestall wurden *Parascaris equorum* und Pferde-Strongyliden vorgefunden.

Der weltweit verbreitete Nematode von Pferden *Habronema muscae*, der *Musca domestica* als Zwischenwirt und Überträger nutzt (Amado et al. 2009), konnte bei den untersuchten Fliegen allerdings nicht nachgewiesen werden.

#### ***Parascaris equorum***

Der Pferdespulwurm (*Parascaris equorum*) ist ein weltweit verbreiteter Darmparasit von Equiden. Bei Untersuchungen in Norddeutschland waren 75% der Ponys und in Oberbayern 65% der Fohlen mit diesem Nematoden befallen (Berlitz et al. 1996; Cirak et al. 1996). Dieser Parasit wurde bisher noch nicht an oder in Fliegen nachgewiesen. Bei der vorliegenden Studie wurden Eier von *P. equorum* (⊗ 90-100 µm) im Darm einer Fliege und am Exoskelett zweier Fliegen der Art *M. domestica*, sowie in den Fäzesproben der Pferde gefunden (Fototafel 14 C). Mit diesem Ergebnis wurde erstmals bewiesen, dass synanthrope Fliegen *P. equorum* aufnehmen und potenziell übertragen können.

#### **Strongylidae**

Arten der Familie Strongylidae sind weltweit verbreitet. Sie sind die wichtigsten und häufigsten Nematoden der Equiden. Literaturnachweise über die Übertragung von kleinen oder großen Strongyliden der Equiden durch Fliegen lagen bisher nicht vor. Mit der vorliegenden Studie wurden erstmals in und an drei Fliegen Eier von Pferde-Strongyliden (Fototafel 14 D-F) Fliegen der Art *M. domestica* nachgewiesen. Zusätzlich wurden im Darm von acht und am Exoskelett von 12 Fliegen derselben Larven der Strongyliden im ersten Larvenstadium (L1) vorgefunden (Fototafel 14 A-B).

Die aus den Därmen und vom Exoskelett der Fliegen isolierten Strongyliden-Eier (80-110 x 30-45 µm) und Strongyliden-Larven (120-240 µm) konnten nicht weiter differenziert werden, da die genaue Artdiagnose nur über Larven im dritten Larvenstadium (L3) möglich ist. Eine Kultivierung der isolierten Larven war wegen der Färbung der Proben mit Lugolscher Lösung nicht mehr möglich, daher konnten diese nur bis zu ihrer Zugehörigkeit zur Familie der Strongylidae differenziert werden.

#### 4.1.5.5 Schweinestall

Bei den Fliegen vom Fangort Schweinestall wurden die Einzeller *Eimeria perminuta*, *Giardia lamblia* und *Isospora suis*, sowie eine Reihe typischer Schweinehelminthen (der Schweinespulwurm (*Ascaris suum*), der Zwergfadenwurm (*Strongyloides ransomi*), der Lungenwurm (*Metastrongylus apri*) und andere Schweine-Strongyloiden) nachgewiesen. Zudem wurde mit der Schweinelas (*Haematopinus suis*) auch ein Ektoparasit von Schweinen an den Fliegen entdeckt.

Bei den Untersuchungen der Schweinefäzesproben wurden dieselben Protozoa- und Nematodaarten - mit Ausnahme von *M. apri* - wie auch bei den Fliegen vorgefunden, wodurch die Fähigkeit der Übertragung dieser Parasiten durch die Fliegen betont wird. Dieses Ergebnis weist deutlich daraufhin, dass sich die Fliegen mit der Nahrungsaufnahme und/oder bei der Eiablage mit den Parasiten kontaminiert haben.

Zusätzlich konnten Eier des Peitschenwurms *Trichuris suis* aus den Kotproben der Schweine isoliert werden, welche allerdings nicht an den im Freiland gefangenen Fliegen nachgewiesen werden konnten. [Ungeachtet hiervon konnte die Aufnahme und Ausscheidung von *T. suis* durch Fliegen über die nachfolgend diskutierten experimentellen Versuche (4.1.4) mit der vorliegenden Studie bewiesen werden.]

Zunächst werden die bei den Fliegen, die im Schweinestall gefangen wurden, vorgefundenen Protozoen diskutiert und bewertet, im Anschluss daran die metazoischen Parasiten.

#### Protozoische Parasiten

##### ***Balantidium coli***

Der Endwirt von *Balantidium coli* ist das latent infizierte Schwein. Die Infektion kann beim Schwein symptomlos verlaufen. Im Darm des Schweins lebt der Parasit meist als Kommensale, wobei Befallsraten von bis zu 100% möglich sind (z.B. in Dänemark) (Krauss et al. 2004). In einer Untersuchung von Schweinezuchten in Deutschland lag die Prävalenz von *B. coli* in den Schweinen bei 60% in 15 von 20 untersuchten Betrieben (Damriyasa und Bauer 2006). Zu einer Infektion mit *B. coli* kommt es durch orale Aufnahme der Zysten aus den Schweinefäzes oder durch kontaminierte Nahrung und kontaminiertes Wasser. *Balantidium coli* ist zoonotisch und der morphologisch größte Protozoe, der den Menschen und auch Affen befällt. Die durch *B. coli* verursachte Balantidiose kann zu schwerwiegenden Durchfällen führen. Besonders gefährlich ist *B. coli* für immunsupprimierte Patienten (Schuster und Ramirez-Avila 2008). In tropischen und subtropischen Gebieten sind 1-5% der Kinder mit *B. coli* infiziert (Krauss et al. 2004). Die weltweite Prävalenz von *B. coli*-Infektionen liegt bei 0,02-1%, jedoch variiert diese in Bezug auf die geographische Verbreitung. Zum Beispiel liegt die Infektionsrate bei Schweinezüchtern in Neuguinea bei 28%; in Teilen von Bolivien variiert die Balantidiose-Rate zwischen 6-19% (Schuster und Ramirez-Avila 2008). Fliegen wurden bereits von Krauss et al. (2004) als mechanische Überträger vermutet. Die Zysten von *B. coli* (40 x 60 µm) wurden bei der vorliegenden Untersuchung in den Därmen von 13 Fliegen der Art *M. domestica* vom Fangort Schweinestall isoliert (Fototafel 15 C). Mit diesem Ergebnis wurden synanthrope Fliegen als potenzielle Überträger von *B. coli* bestätigt.

***Eimeria perminuta***

Der Protozoe *Eimeria perminuta* zählt zu den häufigsten der 13 beim Schwein beschriebenen Eimerien-Arten. Eimerien-Infektionen treten relativ häufig auf, z.B. sind in Mitteleuropa 5-60% der Schweine - je nach Haltungsbedingungen - befallen. In Niedersachsen wurden Eimerien bei Schweinen von über 50% der Schweinemast- bzw. Zuchtbetriebe nachgewiesen (Boch et al. 2006).

Bisher wurde *E. perminuta* noch nicht bei Fliegen nachgewiesen. Lediglich Wenyon und O'Connor (1917) berichteten von Fliegen als einen natürlichen Transportvektor von nicht weiter differenzierten Eimerien. Die Oozysten von *E. perminuta* (12-15 x 10-13µm) wurden bei der vorliegenden Studie im Darm von zwei Fliegen (*M. domestica*) aus dem Schweinestall gefunden (Fototafel 15 C). Hiermit wurden erstmals der Transport und die potenzielle Übertragung von *E. perminuta* durch synanthrope Fliegen nachgewiesen.

***Giardia lamblia* (siehe auch Fangort Kuhstall)**

Mehrere wissenschaftliche Studien unterstützen die Annahme, dass Fliegen, speziell *Musca domestica*, eine signifikante Rolle bei der Übertragung der Giardiose spielen (z.B. Doiz et al. 2000). Einige Studien untersuchten dabei die Bedeutung von Fliegen bei der Übertragung von *Giardia lamblia* und konnten bestätigen, dass Fliegen (insbesondere *M. domestica*) Träger und eine Art Transportvektor von *G. lamblia*-Zysten sind (Khan und Huq 1978; Kasprzak und Majewska 1981; Sterling et al. 1987). Trophozoiten von *G. lamblia* (12-15 x 5-9 µm) wurden bei der vorliegenden Studie im Darm von zwei Fliegen (*M. domestica*) vom Fangort Schweinestall vorgefunden, Zysten von *G. lamblia* (8 -12 x 7-10 µm) an deren Exoskelett. Mit diesem Ergebnis wurde das Vorkommen von *G. lamblia* an synanthropen Fliegen auch in Deutschland bestätigt.

***Isospora suis***

*Isospora suis* ist ein weltweit verbreiteter Protozoe von Schweinen, der in hohen Prävalenzen in Schweinezuchtbetrieben vorkommt. Untersuchungen von Schweinezuchten aus Deutschland, Österreich und der Schweiz zeigten, dass dieser Einzeller in bis zu 76% der untersuchten Schweinezuchten vorkam (Mundt et al. 2005). Zwar wurden synanthrope Fliegen als Vektor von *Isospora* spp. identifiziert, ein Nachweis von *I. suis* an Fliegen bzw. eine Übertragung von *I. suis* durch Fliegen wurde bisher jedoch noch nicht erbracht. In der vorliegenden Studie wurden die Oozysten von *I. suis* (17-25 x 16-22 µm) in den Därmen von sieben Fliegen (*M. domestica*) und zahlreich am Exoskelett der Fliegen von fünf Fliegengruppen vorgefunden (Fototafel 15 A-B). Somit wurde mit der vorliegenden Studie erstmals der Nachweis erbracht, dass die Oozysten von *I. suis* von synanthropen Fliegen transportiert und auch potenziell übertragen werden können.

**Metazoische Parasiten**

In der vorliegenden Studie wurden vier verschiedene parasitische Nematoden (*Ascaris suum*, *Strongyloides ransomi*, *Metastrongylus apri*, Strongyloidea) und eine parasitische Insektenart (*Haematopinus suis*) von den Fliegen (insbesondere von *Musca domestica*) vom Fangort Schweinestall isoliert. In den Schweinefäzes wurden die zuvor aufgeführten Nematoden - mit Ausnahme von *M. apri* - und zusätzlich *Trichuris suis* vorgefunden.

Auf ökologisch geführten Höfen ist die Gefahr von Infektionen mit Parasiten besonders hoch. Ein Grund hierfür ist ein hohes Risiko der Re-Infektion und auch die Behandlung der Tiere auf diesen

Bauernhöfen ist weitaus schwieriger (Link 2002). Eine Infektion mit Helminthen ist besonders für Jungtiere gefährlich und führt meist zu verringertem Wachstum, einer verringerten Gewichtszunahme, Beschädigung der Organe und somit zum Organverwurf bei der Schlachtung bis hin zum Verenden der Tiere. Wegen eines oft unzureichenden hygienischen Standards beherbergen einige „Indoor-Stallsysteme“ (Innenstallhaltung) - besonders die von ökologisch aber auch traditionell bewirtschafteten Betrieben - überwiegend Parasitenarten mit direkten Lebenszyklen (Nansen und Roepstorff 1998). Der direkte Lebenszyklus dieser Parasiten verläuft ohne Zwischenwirt. Nutztiere, speziell Schweine, infizieren sich demgemäß direkt über das parasitäre Stadium, über larvenhaltige Eier (z.B. *Ascaris suum*) oder über das dritte Larvenstadium (L3) (z.B. *Oesophagostomum* sp.), und dienen dabei dem Parasiten als Endwirt. Hinzu kommt, dass Schweine aus Indoor-Stallsystemen meistens permanent mit ein bis vier helminthischen Parasitenarten infiziert sind (Nansen und Roepstorff 1998). In Deutschland ist der Großteil der Schweine vorwiegend mit den auch bei der vorliegenden Untersuchung nachgewiesenen Nematoden *A. suum*, *Strongyloides ransomi*, *Strongyloides* spp. und *Trichuris suis*, ebenso wie mit dem Ektoparasiten *Haematopinus suis* infiziert (Busse und Aka 1997; Damriyasa et al. 2004).

Mit Ausnahme des Lungenwurms (*Metastrongylus apri*) vollziehen alle von den im Freiland gefangenen Fliegen der vorliegenden Studie isolierten Nematoden einen direkten Lebenszyklus (Rommel et al. 2000; Mehlhorn 2008). Daher können sich Schweine mit diesen metazoischen Parasiten über Fliegen infizieren, indem sie unter anderem durch Fliegen kontaminierte Nahrung aufnehmen, von den Fliegen kontaminierte Gegenstände ablecken oder die Fliegen selbst fressen.

#### ***Ascaris suum***

Das Vorkommen des Schweinespulwurms *Ascaris suum*, dem häufigsten Parasiten bei Schweinen, ist vor allem in ökologischen Schweineställen keine Seltenheit. Ein Grund dafür ist die äußerst schwierige Bekämpfung seiner Eier, wegen ihrer außerordentlich widerstandsfähigen Eischale und der besonderen Eigenschaft, in der Schweinegülle überleben zu können (Roepstorff und Nansen 1994; Nansen und Roepstorff 1998). *Ascaris suum* ist zoonotisch und kann eine Askariose verursachen (Maruyama et al. 1996). Eine Infektion mit *A. suum* wird jedoch selten erkannt, da *A. lumbricoides* - der Spulwurm des Menschen - auch für Schweine infektiös ist, und dieser nur molekularbiologisch und nicht morphologisch von *A. suum* zu unterscheiden ist. Im Vergleich zu *A. lumbricoides* wurde die Übertragung der Eier von *A. suum* durch Fliegen nur unzureichend untersucht (Untersuchungen mit *A. lumbricoides* wurden z.B. von Khan und Huq 1978; Umeche und Mandah (1989), Monzon et al. (1991) und Chan et al. (1994) durchgeführt). Eine Übertragung von *A. suum* durch Fliegen wurde bisher nur experimentell von Dipeolu (1977) untersucht. Bei seinen Untersuchungen wurden die eingesetzten *A. suum*-Eier bei Fliegen extern und intestinal entdeckt. Lediglich nicht weiter differenzierte *Ascaris*-Arten wurden zuvor von Monzon et al. (1991) und Oliviera et al. (2002) bei den Freilandfängen der Art *Musca domestica* nachgewiesen, worunter durchaus auch *A. suum* gewesen sein könnte. Bei der vorliegenden Studie wurden in den Kotproben und auch am Exoskelett der Fliegen von sechs Fliegengruppen (*M. domestica*) aus dem Schweinestall zahlreiche embryonierte Eier von *A. suum* (56-87 x 46-57 µm) gefunden. Außerdem wurden Eier von *A. suum* auch im Darm der Fliegen (*M. domestica*) nachgewiesen (Fototafel 15 F). Die *A. suum*-Eier wurden bei der vorliegenden Studie mit einer Prävalenz von 0,34% im Darm der Fliegen und mit 10,17% an deren Exoskelett vorgefunden. Dieses Ergebnis steht im Gegensatz zu den Ergebnissen von Umeche und Mandah (1989), die die Eier von *A. lumbricoides* mit einer deutlich niedrigen

Prävalenz von 0,20% im Darm von *M. domestica* und einer höheren Prävalenz von 0,81% im Darm und den Spots der Fliegen vorfanden.

Durch die vorliegende Studie wurde erstmals belegt, dass auch *A. suum* auch bei im Freiland gefangenen Fliegen in Deutschland nachgewiesen und von diesen übertragen werden kann.

#### ***Metastrongylus apri***

Der Lungenwurm des Schweins (*Metastrongylus apri*) vollzieht, im Gegensatz zu den anderen nachgewiesenen Helminthen, einen indirekten Lebenszyklus. Das infektiöse Stadium (die larvenhaltigen Eier oder das erste Larvenstadium) des Parasiten wird mit dem Speichel wie auch über den Fäzes des Schweins (Endwirt) ausgeschieden und von einem Zwischenwirt, einem Regenwurm (Lumbricidae) oder Mistkäfer (Geotrupidae), gefressen. Die Schweine infizieren sich mit diesem Parasiten dann durch Fressen des infizierten Zwischenwirts (z.B. Mehlhorn 2008). Normalerweise ist der Lungenwurm ein Parasit von Schweinen, die in Außenställen gehalten werden. Durch schlechte hygienische Bedingungen können die Zwischenwirte aber auch in reinen „Indoor-Ställen“ vorkommen, sowie beim untersuchten Fangort Schweinestall der vorliegenden Studie. *Metastrongylus apri* ist zoonotisch (Weber et al. 2003), kommt jedoch sehr selten im Menschen vor. Allerdings ist *M. apri* indirekt für den Menschen insofern gefährlich, da dieser Lungenwurm als ein natürliches Erregerreservoir für Schweineinfluenza-Viren, wie z.B. das für den Menschen pathogene Influenza-A-Virus H1N1 gilt (Kammer und Hanson 1962).

Von einem Vorkommen von *M. apri* an oder in Fliegen oder einer Übertragung dieses Nematoden durch Fliegen war bis zum heutigen Zeitpunkt nichts bekannt. Der Nachweis zahlreicher larvenhaltiger Eier (55-61 x 45-50 µm) und Larven im ersten Larvenstadium (L1) (160-190 µm) von *M. apri* am Exoskelett der Fliegen von vier bzw. drei Fliegengruppen (von *Musca domestica*) vom Fangort Schweinestall stellt daher einen Neunachweis dar (Fototafel 16 C-E). Die parasitischen Stadien von *M. apri* in Schweinefäzes mittels der MIFC-Untersuchung (Merthiolat-Jod-Formalien-Konzentrationsverfahren) nachzuweisen, ist schwierig. Deswegen wurden in der vorliegenden Untersuchung wahrscheinlich weder Eier noch Larven von *M. apri* in den Kotproben gefunden. Wahrscheinlich haben sich die Fliegen direkt von der Körperoberfläche bzw. über den Speichel der Schweine mit dem Lungenwurm kontaminiert, dessen Eier und Larven von, wie oben erwähnt, auch über den Speichel des Wirts ausgeschieden werden (Mehlhorn 2008).

#### ***Strongyloides ransomi***

Schweine infizieren sich mit dem Zwergfadenwurm (*Strongyloides ransomi*) über die Hautpenetration oder orale Aufnahme der Larven im dritten Larvenstadium (L3) (Rommel et al. 2000). Den Endwirt parasitieren nur parthenogenetische Weibchen (Hendrix und Robinson 2006). Da dieser Parasit zu den Parasitenarten gehört, die sich auch außerhalb des Wirts vermehren, ist gewöhnlich eine Vielzahl der Würmer (*S. ransomi*) im Einstreu von befallenen Schweineställen vorhanden. Die Strongyloidose ist eine reine Stallparasitose und besonders gefährlich für Ferkel (Rommel et al. 2000). *Strongyloides* sp. wurde bereits von Gupta et al. (1972) bei *Musca domestica* in Indien nachgewiesen. Über einen Nachweis von *S. ransomi* an synanthropen Fliegen liegen jedoch bisher keine Angaben vor. Bei der vorliegenden Studie wurden in den Därmen von 35 Fliegen der Art *M. domestica* embryonierte Eier von *S. ransomi* (45-55 x 25-30 µm) nachgewiesen (Fototafel 16 A). An der Körperoberfläche der Fliegen (*M. domestica*) von drei Fliegengruppen aus dem Schweinestall konnte außer den embryonierten Eiern auch das erste Larvenstadium (L1) (120-140 x 12-14 µm) von *S. ransomi* bei

Fliegen einer Fliegengruppe identifiziert werden (Fototafel 15 B). Zusätzlich wurden auch lebende Larven (L1) von *S. ransomi* im Darm von 11 Fliegen entdeckt. Das Vorhandensein der Larven war jedoch nicht verwunderlich, da bei optimalen Temperaturen bereits innerhalb von wenigen Stunden die Larven im ersten Larvenstadium (L1) aus den mit dem Kot abgesetzten Eiern schlüpfen. In den untersuchten Schweinefäzes waren 14% aller insgesamt isolierten Nematodeneier von dem Zwergfadenwurm (*S. ransomi*).

Mit der vorliegenden Studie wurde erstmals der Nachweis von *S. ransomi* in und an synanthropen Fliegen erbracht.

### **Strongyloidea**

Magen-Darm-Strongyloiden der Schweine sind weltweit verbreitet und treten in Europa mit Prävalenzen von 20-100% (z.B. bei *Oesophagostomum* sp.) auf. Eier von Magen-Darm-Strongyloiden wurden in Deutschland bei Untersuchungen von Busse und Aka (1997) im Kot von bis zu 77% aller untersuchten Schweine gefunden. Informationen über eine mögliche Übertragung von Schweine-Strongyloiden durch Fliegen liegen bisher nicht vor. Eier der Schweine-Strongyloiden (67-85 x 34-46 µm) wurden in 14 Fliegendärmen und an Exoskeletten der Fliegen (*Musca domestica*) von acht Fliegengruppen vorgefunden (Fototafel 15 D-E). Ihre Larven (L1) (150-170 x 12-17 µm) wurden in 19 Fliegendärmen und am Exoskelett der Fliegen von sechs Fliegengruppen entdeckt. Diese bei den gefangenen Fliegen vorgefundenen Eier und Larven könnten vom Knötchenwurm *Oesophagostomum* spp. (Fam. Strongyloidae), vom roten Magenwurm *Hyostromylus rubidus* (Fam. Trichostrongylidae) oder vom Hakenwurm *Globocephalus urisubulatus* (Fam. Strongyloidae) stammen. Die trichostrongylus-artigen Eier dieser Parasiten, ebenso wie ihre Larven im ersten Larvenstadium (L1) sind sich morphologisch sehr ähnlich. Eine eindeutige Gattungs- bzw. Artbestimmung kann insofern nur über eine mikroskopische Untersuchung der Larven im dritten Larvenstadium (L3) erfolgen. Hierfür ist eine Kultivierung der Eier und späteren Larvenstadien notwendig, jedoch war diese Kultivierung nach der Fixierung durch die Lugolsche Lösung nicht mehr möglich. Deswegen konnten die isolierten Eier und Larven nicht weiter als bis zur Überfamilie differenziert werden.

Mit der vorliegenden Studie konnten daher erstmals Schweine-Strongyloiden auch bei synanthropen Fliegen nachgewiesen werden.

### ***Trichuris suis***

Der Schweinepeitschenwurm (*Trichuris suis*) wird häufig bei Schweinen von Indoor-Stallsystemen vorgefunden (Rommel et al. 2000). Der Peitschenwurm befällt den Blind- und Dickdarm des Schweins. Die weiblichen Würmer setzen unembryonierte Eier ab, die mit den Fäzes des Endwirts ausgeschieden werden. Die Embryonierung erfolgt im Ei im Freien und dauert wenigstens acht Wochen. Das infektiöse Stadium bei *T. suis* sind die embryonierten Eier (Mehlhorn 2008). Von Busse und Aka (1997) wurde dieser Parasit von verschiedenen Schweinemastbetrieben aus Deutschland sowohl aus Kotproben wie auch aus Gewebeproben vom Schlachthof isoliert. Ein Nachweis an Fliegen wurde bisher nicht erbracht. Bei der vorliegenden Studie wurden die Eier von *T. suis* (47-71 x 27-34 µm) nur in den untersuchten Proben der Schweinefäzes gefunden. [Zusätzlich wurden die Eier von *T. suis* in den experimentellen Versuchen (3.2.6.1) eingesetzt und erfolgreich bei den Fliegen nachgewiesen].

***Haematopinus suis***

Die Schweinelaus (*Haematopinus suis*) ist weltweit verbreitet. Eine Infektion der Schweine mit diesem Ektoparasiten ist relativ häufig. Bei einer Untersuchung in Hessen (Deutschland) von Damriyasa et al. (2004) wurde *H. suis* bei 14% der untersuchten Schweine nachgewiesen. Bekannte Risikofaktoren für einen Lausbefall sind insbesondere Verunreinigungen bei der mechanischen Reinigung der Stalleinheiten von Jungsaugen und tragenden Sauen (Damriyasa et al. 2004).

Die Nymphe von *H. suis* (3,1 x 1,7 mm) wurde bei der vorliegenden Studie an der Körperoberfläche einer Fliege der Art *Musca domestica* aus dem Schweinestall entdeckt (Fototafel 16 F). Dieses Ergebnis zeigte, dass die Schweinelaus von der Stubenfliege phoretisch transportiert werden kann. Demzufolge könnte die Stubenfliege als neuer Risikofaktor für einen Schweinelausbefall angesehen werden.

**Ergänzende parasitologische Aspekte zum Fangort Schweinestall**

Bei einer Untersuchung von Busse und Aka (1997), in deutschen Schweinemastbetrieben, waren tragende und säugende Sauen, abgesetzte Ferkel und Mastschweine, außer mit *T. suis* auch mit den ebenfalls in der vorliegenden Studie vorgefundenen Helminthen *A. suum*, *Strongyloides* sp., *S. ransomi* infiziert. Von Blömer und Epe (1999) wurden ebenfalls unter anderem *Ascaris suum*-Eier in den von ihnen untersuchten Kotproben von Schweinen aus zwei deutschen Mastbetrieben entdeckt. Eier von *Metastrongylus* sp. wurden von Busse und Aka (1997) nur in den Kotproben von Mastschweinen nachgewiesen. In den Ohren von geschlachteten Schweinen (n = 103) wurde von ihnen, wie in der vorliegenden Studie, die Schweinelaus *H. suis* mit einer sehr geringen Prävalenz von nur 1% entdeckt. Im untersuchten Schweinestall der vorliegenden Studie wurden ebenfalls Schweine in verschiedenen Produktionsstadien gehalten, daher sind die Ergebnisse der Untersuchung von Busse und Aka (1997) und Blömer und Epe (1999) mit den Ergebnissen der vorliegenden Untersuchung vergleichbar.

Die Parasiten von Schweinen und ihr zoonotisches Potential müssen zunehmend als ein wichtiger Aspekt mit Auswirkungen auf die öffentliche Gesundheit beachtet werden.

#### 4.1.5.6 Parasiten der Fliegen

Zusätzlich zu den Parasiten der domestizierten Tiere wurden an und in den Fliegen auch Parasitenarten vorgefunden, die die verschiedenen Fliegenarten selbst parasitieren.

##### ***Herpetomonas muscarum***

*Herpetomonas muscarum* parasitiert den Darm einiger Fliegenarten der Familien Calliphoridae, Fanniidae, Muscidae und Sarcophagidae. Dieser Flagellat wird aber hauptsächlich in *Musca domestica* vorgefunden (z.B. Becker 1924; Rogers und Wallace 1971). Von einigen Autoren wird von einem Eindringen der Flagellaten in das Darmgewebe berichtet (z.B. Wallace und Clark 1959). Mit diesem Parasiten können bis zu 50% der Fliegen einer Fliegenpopulation infiziert sein (Macfie 1917; Ross und Hussain 1924; Wallace und Clark 1959). Trophozoiten von *H. muscarum* (10-25 x 2-4 µm) wurden auch bei der vorliegenden Studie zahlreich bei Fliegen der Fangorte Hundewiese, Kuh- und Schweinestall nachgewiesen. Dabei wurde *H. muscarum* in den Därmen von insgesamt 138 Fliegen und am Exoskelett der Fliegen von zwei Fliegengruppen vorgefunden (Fototafel 11 A). Mit diesem Ergebnis wurde somit erstmals bewiesen, dass *H. muscarum* auch in Fliegen in Deutschland vorkommt.

##### ***Histiostoma* sp.**

Die Deutonymphen von *Histiostoma* sp. leben phoretisch auf verschiedenen Fliegenarten (Houck und O'Connor 1991). Auch Demerec et al. (2008) berichteten davon, dass Milben der Gattung *Histiostoma* von verschiedenen Dipteren transportiert werden – als typisches Beispiel einer Phoresie. Deutonymphen von *Histiostoma* sp. (120-150 x 110-120 µm) wurden bei der vorliegenden Studie an insgesamt fünf Fliegen der Fangorte Hundewiese, Kuh-, Pferde- und Schweinestall entdeckt (einmal im Darm einer Fliege und am Exoskelett von vier Fliegen) (Fototafel 11 B). Mit diesem Ergebnis der Studie wurde erstmals bewiesen, dass Milben der Gattung *Histiostoma* auch an Fliegen in Deutschland vorkommen.

##### ***Macrocheles musca-domesticae***

Milben der Art *Macrocheles musca-domesticae* sind Prädatoren der Eier und des ersten Larvenstadiums von Fliegen (Axtell 1961a, b). Außerdem saugen weibliche Milben auch an den adulten Fliegen (Ewing 1913). Aus diesen Gründen kann *M. musca-domesticae* der biologischen Kontrolle bzw. Bekämpfung von Fliegen, insbesondere von *Musca domestica*, dienen (Rodriguez und Wade 1961). Diese Milben wurden zuvor bereits von einigen anderen Autoren an Fliegen gefunden, wie z.B. von Miranda und Bermúdez (2008) die *Macrocheles* spp. an Fliegen der Familie Calliphoridae in Panama nachwiesen oder von Rodrigueiro und Prado (2004), die *M. musca-domesticae* an *M. domestica* in Brasilien vorfanden. Adulte Milben der Art *Macrocheles musca-domesticae* (0,86-0,91 x 0,50-0,54 mm) wurden bei der vorliegenden Studie vom Exoskelett der Fliegen von 11 Fliegengruppen isoliert (Fototafel 11 C-D), womit ein Vorkommen dieser Milbenart auch an Fliegen in Deutschland erstmals bestätigt wurde.

#### 4.1.5.7 Zusätzlich gefundene Schädlinge

##### **Acaridae**

Milben der Familie Acaridae gehören zu den meist verbreiteten Vorratsschädlingen. Zu dieser Familie gehören auch die Mehlmilbe (*Acarus siro*) und die Modernmilbe (*Tyrophagus putrescentiae*). Der Verzehr von mit *A. siro* befallenen Lebens- und Futtermitteln kann beim Menschen zu Darm-erkrankungen, Hautausschlag und Asthma führen. Durch *T. putrescentiae* werden häufig Sporen von Schimmelpilzen übertragen. Sowohl der Kot als auch die Exuvien dieser Milben können beim Menschen eine Hausstauballergie auslösen (Pospischil und Sellenschlo 2005).

Über eine Übertragung von Milben der Familie Acaridae durch synanthrope Fliegen lagen bis zum heutigen Zeitpunkt keine Informationen vor. Milben der Familie Acaridae wurden bei der vorliegenden Studie demzufolge erstmals bei synanthropen Fliegen nachgewiesen, was auf eine phoretische Übertragung dieser Milben durch die Fliegen hindeutet. Adulte Milben (0,30-0,50 x 0,15-0,20 mm) wurden an den Exoskeletten der Fliegen von zehn Fliegengruppen vorgefunden (Fototafel 12 E-F), 13 F). Eier dieser Milben wurden vom Exoskelett der Fliegen von fünf Fliegengruppen und aus dem Darm von einer Fliege isoliert.

Mit diesem Ergebnis stellen synanthrope Fliegen ein neues Risiko als potenzielle Überträger dieser Vorratsschädlinge dar.

## 4.2 Versuche mit gezüchteten Fliegen

Im Rahmen der Untersuchungen der Freilandfänge auf pathogene Erreger, wurden zahlreiche verschiedene Parasiten an und in den Fliegen vorgefunden. Auf Grund der Untersuchungsergebnisse der im Freiland gefangenen Fliegen wurde in den im Anschluss durchgeführten experimentellen Versuchen nur bestimmte Fliegen- und Parasitenarten in definierter Anzahl eingesetzt, um mit Hilfe der medizinischen Statistik das Gefahrenpotential dieser Fliegen zu erfassen. Hierzu wurden Vertreter der am meisten gefangenen Fliegengattungen (*Calliphora*, *Lucilia*, *Musca*, *Sarcophaga*) verwendet, von denen auf Grund ihres hohen Danger- und Synanthropie-Index erwartungsgemäß ein hohes Gefahrenpotential ausgeht (z.B. Nuorteva 1963; Maldonado und Centeno 2003). Hinzukommt, dass diese Fliegenarten insgesamt von hoher medizinischer und veterinär-medizinischer Bedeutung sind (Labud et al. 2003).

Für die Versuche mit den gezüchteten Fliegen wurden sowohl parasitische Einzeller als auch Eier und Larven von Helminthen, ebenso wie verschiedene Entwicklungsstadien einer Milbenart verwendet. Diese Parasitenarten wurden ebenfalls auf Grund ihrer medizinischen und veterinärmedizinischen Relevanz und auch wegen ihrer morphologischen Ähnlichkeit zu anderen humanpathogenen Arten ausgewählt.

Parasiten bzw. parasitische Entwicklungsstadien verbleiben nur solange auf der Körperoberfläche, bis die Fliege anfängt, sich selbst zu reinigen. Dieses Putzverhalten setzt gewöhnlich kurze Zeit nach Verlassen des Futterplatzes ein (Greenberg 1973). Zum Beispiel ergaben Untersuchungen von Pipkin (1943), dass mit verschiedenen Nematoden-Eiern kontaminierte Fliegen innerhalb eines Zeitraums von ca. fünf Stunden diese Eier von ihrem Exoskelett vollständig entfernen können. Einige andere Studien zeigten, dass Fliegen innerhalb von zwei Stunden das Maximum an angebotenen Parasiten aufnehmen (z.B. Mikushev 1978a, b). Aus diesen Gründen wurde für die experimentellen Versuche der vorliegenden Studie ein Versuchszeitraum von zwei Stunden gewählt.

Alle in den experimentellen Versuchen eingesetzten Parasitenarten (*Giardia lamblia*, *Eimeria tenella*, *Hymenolepis diminuta*, *H. microstoma*, *Angiostrongylus cantonensis*, *Ascaris suum*, *Trichuris suis*, *T. muris*) - mit Ausnahme der Milbe *Dermanyssus gallinae* - konnten im Darm, am Exoskelett und auch an den Mundwerkzeugen der Fliegen sowie oft auch in den Ausscheidungen der Fliegen (Regurgitations-, Fäzes-Spots) nachgewiesen werden.

Bereits Untersuchungen von Dipelou (1977, 1982) zeigten, dass Stubenfliegen (*Musca domestica*) nachweislich Helminthen-Eier aufnehmen und durch Regurgitation übertragen können. Dabei stellte Dipelou (1977, 1982) fest, dass die Anzahl der ausgeschiedenen Eier (von *Ascaris lumbricoides* und *Ancylostoma caninum*) nach ca. 30 Minuten am höchsten ist und danach stetig abnimmt, bis nach ca. zwei Stunden keine Eier mehr ausgeschieden werden. Die durch Regurgitation ausgeschiedenen Eier setzten bei diesen Untersuchungen im Freien ihre normale Entwicklung fort.

Im Folgenden werden die Ergebnisse der experimentellen Untersuchungen mit den jeweils verwendeten Parasiten- und Fliegenarten diskutiert und anschließend im Zusammenhang bewertet.

#### 4.2.1 *Eimeria tenella*

Bei den experimentellen Versuchen mit den Oozysten von *Eimeria tenella* und den Fliegenarten *Lucilia sericata* und *Musca domestica* konnte die Aufnahme und mögliche Übertragung von *E. tenella* durch synanthrope Fliegen erfolgreich bestätigt werden.

Eimerien sind Kokzidien und zählen zu den Sporozoa. Sie entwickeln sich intrazellulär und vermehren sich über Sporogamie (Mehlhorn und Piekarski 2002). *Eimeria*-Arten sind zudem wirtsspezifisch und entwickeln sich artspezifisch in den Epithelzellen bestimmter Darmabschnitte. *Eimeria tenella* ist monoxen und befällt die Epithelzellen des Blinddarms des Haushuhns (Mehlhorn et al. 1993). Der Protozoe *E. tenella* ist ein bedeutender Parasit in der Geflügelhaltung und verursacht die hämorrhagische Blinddarmkokzidiose, die in ihrer akuten Form als „Rote Kükenruhr“ bezeichnet wird (Kummerfeld 2005). Von der Blinddarmkokzidiose sind besonders junge, drei bis acht Wochen alte Tiere betroffen. Adulte Tiere erkranken nur bei stark pathogenen Erregern oder einer hohen Infektionsdosis, sie bilden jedoch als Dauerausscheider das Reservoir dieser Kokzidien (Taylor et al. 2008). Die Tiere infizieren sich durch orale Aufnahme der sporulierten Oozysten. Die Oozysten (22-25 x 19 µm) sind besonders umweltstabil und können bis zu einem Jahr infektiös bleiben (Kummerfeld 2005).

Über die Rolle, die Fliegen bei der Übertragung von Eimerien spielen, gibt es nur wenige und lückenhafte Informationen, wie z.B. von Wenyon und O'Connor (1917), die bei ihren Felduntersuchungen Oozysten von nicht weiter differenzierten Eimerien an *Musca domestica* entdeckten. Milushev (1978a, b) berichtete von Hühnern, die an Kokzidiose erkrankten, nachdem sie kontaminierte Fliegen fraßen. Daraufhin untersuchte er die Übertragung der Oozysten von *E. tenella* durch Fliegen. Bei seinen experimentellen Untersuchungen fand er heraus, dass Fliegen der Art *Musca domestica* die Oozysten von *E. tenella* in einer großen Anzahl aufnehmen können. Die Oozysten waren zudem bis zu 120 Stunden (= fünf Tage) im Verdauungstrakt der Fliegen nachweisbar. Ein weiteres Ergebnis seiner Untersuchungen war, dass sporulierte und unsporulierte Oozysten infektiös blieben. Die Sporulation der unsporulierten Oozysten fand jedoch nicht im Fliegendarm statt, sondern erst, nachdem die Oozysten wieder ausgeschieden wurden. Nach der Infektion der Fliegen war die Anzahl der von Milushev (1978a, b) in den Fliegen nachgewiesenen Oozysten nach 1-2 Stunden am größten; sie nahm danach deutlich ab, bis nach 120 Stunden nur noch vereinzelt Oozysten nachgewiesen werden konnten. Die erfolgreiche Übertragung der Oozysten durch Fliegen wurde anschließend von Milushev (1978a, b) auch durch einen Tierversuch mit Hühnern und kontaminierten Fliegen bestätigt.

Angelehnt an die Versuche von Milushev (1978a, b) wurde für die bei der vorliegenden Studie durchgeführten experimentellen Versuche eine Versuchsdauer von zwei Stunden gewählt. Die Oozysten wurden bei der vorliegenden Studie zahlreich (1-950 Oozysten) vom größten Teil der eingesetzten Fliegen beider Fliegenarten (Prävalenz: 87% bei *L. sericata*, *P*: 97% bei *M. domestica*) mit der Nahrung aufgenommen (Tab. 19). Erwartungsgemäß wurden die Oozysten mit einer sehr hohen Anzahl in den Fliegendärmen (Fototafel 1 C-E) vorgefunden, mit bis zu 950 Oozysten im Darm einer *M. domestica* und einer mittleren Intensität insgesamt von 249 Oozysten. Auch am Exoskelett der meisten Fliegen blieben zahlreiche Oozysten haften. Dort wurden die Oozysten mit einer mittleren Intensität von 26 bei den Fliegengruppen von *L. sericata* und von ca. 30 bei *M. domestica* nachgewiesen.

Außerdem wurden die Oozysten von *E. tenella* ebenfalls in den frischen Spots der Fliegen entdeckt (Fototafel 1 F), mit z.B. bis zu 133 Oozysten in einem Spot bei *L. sericata*.

Der Vergleich der beiden Fliegenarten (*L. sericata* und *M. domestica*) miteinander ergab, dass die Oozysten mit einer höheren Prävalenz ( $P$ : 97%) in den Därmen von *M. domestica* als bei *L. sericata* ( $P$ : 87%) nachgewiesen wurden. Auch waren Abundanz, mittlere Intensität und Intensität insgesamt bei *M. domestica* höher. Ungeachtet hiervon wurde jedoch in den frischen Fäzes-Spots von *L. sericata* eine deutlich höhere Anzahl von Oozysten als bei *M. domestica* nachgewiesen. Bei *L. sericata* wurden insgesamt 423 Oozysten, eine mittlere Intensität von 10,5 und ein Maximum von 133 Oozysten in einem Spot bei vorgefunden und bei *M. domestica* insgesamt 124 Oozysten, eine mittlere Intensität von 5,64 und maximal 35 Oozysten in einem Spot. Die Oozysten wurden anscheinend bei den Fliegen der Art *L. sericata* schneller ausgeschieden als bei denen der Art *M. domestica* und konnten daher auch nicht in einer ähnlich hohen Anzahl im Darm der Fliegen festgestellt werden, wie dies bei *M. domestica* der Fall war.

Bei der Untersuchung der Exoskelette der Fliegen wurden bei *L. sericata* in jeder Fliegengruppe Oozysten gefunden ( $P$ : 100%). Bei *M. domestica* hingegen wurde eine leicht niedrigere Prävalenz von 83% ermittelt, was möglicherweise auf das ausgiebigere Putzverhalten und die höhere Aktivität dieser Fliegenart zurückzuführen ist. Auch an den Mundwerkzeugen war die Prävalenz der Oozysten mit 90% bei *L. sericata* höher als bei *M. domestica* mit 75%. Dies betraf auch die mittlere Intensität von 10 bei *L. sericata* zu 5,67 bei *M. domestica*. Ein Grund für diesen Unterschied könnte hier wieder das stärkere bzw. ausgiebigere Putzverhalten von *M. domestica* gewesen sein. In der Fototafel 7 A) wird exemplarisch veranschaulicht, wie zahlreich die Oozysten an der Proboscis einer Fliege haften bleiben können.

In den Versuchskäfigen wurden durch die Fliegen-Spots und die Körperoberfläche der Fliegen (speziell über deren Beine und Füße) zahlreiche Oozysten verbreitet (im Einzelnen insgesamt 230 bei *L. sericata* und 680 bei *M. domestica*). Die höhere Oozystenanzahl im Versuchskäfig von *M. domestica* wurde wahrscheinlich durch die ständige Aktivität dieser Fliegen bedingt. Die Fliegen (*M. domestica*) flogen oder liefen sehr aktiv durch den Käfig - dies oft mit Kontakt der Versuchslösung.

Die experimentellen Versuche der vorliegenden Studie zeigten deutlich die Fähigkeit synanthroper Fliegen, Oozysten von *E. tenella* aufzunehmen und zu verbreiten. Wodurch die Festlegungen von Milushev (1978a, b) bestätigt und überdies durch den zusätzlichen Nachweis der Oozysten auch bei *L. sericata* ergänzt werden. Geflügel kann sich demnach über synanthrope Fliegen (*L. sericata*, *M. domestica*) mit *E. tenella* direkt infizieren, indem die Hühner kontaminierte Fliegen fressen, oder indirekt durch Aufnahme von mit Fliegen-Spots kontaminierter Nahrung.

#### 4.2.2 *Giardia lamblia*

In den experimentellen Versuchen mit den Trophozoiten von *Giardia lamblia* konnten die Trophozoiten erfolgreich in und an allen eingesetzten Fliegenarten - *Lucilia cuprina*, *L. sericata*, *Musca domestica* und *Sarcophaga argyrostoma* (nur bei den Vorversuchen) - nachgewiesen werden.

Der zoonotische Protozoe *G. lamblia* ist ein Flagellat, der im Gastrointestinaltrakt von Tieren und Menschen parasitiert und die Giardiasis verursachen kann. Ein charakteristisches Symptom dieser Krankheit ist eine schwere Diarrhö (Erlandsen und Meyer 2001). Der Parasit kommt in zwei unterschiedlichen morphologischen Formen vor: ein freibewegliches Ernährungs-Stadium, der Trophozoit (13-15 x 5-9 µm), und das resistente Zysten-Stadium, auch Vier-Kern-Zyste (8-12 x 7-10 µm) genannt. Die Infektion mit Giardien erfolgt über orale Aufnahme der Zysten, die mit den Fäzes des Wirts ausgeschieden werden, z.B. über kontaminiertes Wasser, Nahrung oder Kontakt (Schmierinfektionen) (Xiao 1994). Mit *G. lamblia* sind weltweit ca. 450 Millionen Menschen infiziert (Mehlhorn et al. 1995).

Synanthrope Fliegen sind als wichtiger Vektor und Transportwirt der Zysten von *G. lamblia* in Ländern mit einem niedrigen hygienischen Standard bekannt (z.B. Khan und Huq 1978; Doiz et al. 2000; Graczyk et al. 2003; Graczyk et al. 2005). Weiterhin ist bekannt, dass Fliegen die Giardien an ihrem Exoskelett und auch in ihrem Darm transportieren (Fetene und Worku 2009). Frühe Versuche von Root (1921) zeigten zudem, dass viele Zysten bis zu acht Stunden unbeschadet und infektiös im Fliegendarm verbleiben können, bei einem längeren Aufenthalt im Darm der Fliegen jedoch ihre Infektiösität verlieren und degenerieren.

Durch den Nachweis der Trophozoiten (12-15 x 5-9 µm) im Darm der eingesetzten Fliegenarten (*L. cuprina*, *L. sericata*, *M. domestica*, *S. argyrostoma*) bei den experimentellen Versuchen der vorliegenden Studie wurde nun gezeigt, dass auch die Trophozoiten von *G. lamblia* von Fliegen der Familie Calliphoridae, Muscidae und Sarcophagidae aufgenommen und übertragen werden können (Tab. 20). Die Hauptversuche zeigten zudem, dass die Trophozoiten von *G. lamblia* von allen eingesetzten Fliegenarten mit hohen Prävalenzen mit der Nahrung aufgenommen und somit im Darm der Fliegen gefunden wurden (z.B. *P*: 78% *L. cuprina*). Veranschaulicht wird dies in der Fototafel 1 A-B). Sie blieben zudem auch am Exoskelett (z.B. *P*: 90% bei *L. cuprina*) und den Mundwerkzeugen vieler Fliegen der untersuchten Fliegengruppen haften (z.B. *P*: 80% bei *L. cuprina*). Die Trophozoiten wurden auch über die Spots der Fliegen ausgeschieden (z.B. mittlere Intensität 25,39 Trophozoiten in einen Spot von *L. cuprina*). Außerdem wurden durch den Nachweis der Trophozoiten in den Versuchskäfigen der Fliegen (z.B. 100 Trophozoiten im Versuchskäfig von *M. domestica*) gezeigt, dass Fliegen die Trophozoiten über ihre Körperoberfläche und ihre Spots verbreiten können.

Beim Vergleich der einzelnen Fliegenarten miteinander wurde festgestellt, dass die Trophozoiten von *G. lamblia* von einer höheren Anzahl der Fliegen der Art *L. cuprina* aufgenommen wurden. Die Trophozoiten wurden bei dieser Fliegenart insgesamt mit den höchsten Prävalenzen vorgefunden (Darm *P*: 78%, Exoskelett *P*: 90% und Mundwerkzeuge *P*: 80%). Fliegen der Art *L. cuprina* fraßen während des Versuchszeitraums am meisten von der Versuchslösung, worauf die höheren Prävalenzen zurückzuführen sind.

Giardien in vergleichbar hohen Prävalenzen wurden z.B. auch von Gupta et al. (1972) bei Fliegen der Art *M. domestica* vorgefunden (Tab. 20).

Die Abundanzen der Giardien im Darm waren bei allen drei Fliegenarten (der Hauptversuche) mit Werten von 21-23 sehr ähnlich. Dies war wahrscheinlich durch ihre ähnliche Körpergröße bedingt, da für die Versuche neben normal-großen Fliegen der Art *M. domestica* nur relativ kleine Fliegen der ansonsten größeren Arten *L. cuprina* und *L. sericata* verwendet werden konnten.

Allgemein wurde bei dem vorliegenden Experiment festgestellt, dass die Trophozoiten in einer weitaus höheren Anzahl im Darm aller untersuchten Fliegenarten vorgefunden wurden als am Exoskelett und an den Mundwerkzeugen. Ein Grund hierfür könnte gewesen sein, dass die Trophozoiten an der Körperoberfläche der Fliegen schneller starben und dadurch schwieriger nachzuweisen waren. Dieses Ergebnis ist vergleichbar mit den Ergebnissen von Kasprzak und Majewska (1981), die bei ihren experimentellen Versuchen mit *L. sericata* und den Zysten von *G. lamblia* ebenfalls herausfanden, dass Zysten häufiger im Darm der Fliegen als an deren Proboscis zu finden sind und im Darm länger überleben als am Exoskelett. Andere Wissenschaftler kamen jedoch bei ihren Untersuchungen mit Zysten von *G. lamblia* zu einem gegensätzlichen Ergebnis. Zum Beispiel fanden Szostakowska et al. (2004) bei ihren Untersuchungen von Fliegen, die in Kuhställen in den USA gefangen wurden, eine höhere Anzahl von *G. lamblia*-Zysten am Exoskelett als im Darm der Fliegen. Dieses Ergebnis deckt sich ebenfalls mit den Feststellungen von Graczyk et al. (2003), die bei ihren Untersuchungen auch eine signifikant höhere Anzahl an Zysten am Exoskelett der Fliegen vorfanden als im Darm (Mittelwert: 9,9 pro Fliegengruppe). Jedoch beruhten alle ihre Ergebnisse auf Freilanduntersuchungen, bei denen den Fliegen keine Parasitenlösung in flüssiger Form angeboten wurde, welches eine leichtere Aufnahme der Parasiten zusammen mit der Nahrung zur Folge gehabt hätte. Außerdem wurden bei all ihren Untersuchungen nur die weitaus resistenteren Zysten gefunden und keine Trophozoiten. Aufgrund der damit verbundenen sehr unterschiedlichen Rahmenbedingungen lassen sich die zuvor genannten abweichenden Ergebnisse erklären.

In der vorliegenden Studie wurden in den Spots der Fliegen Giardien mit einer mittleren Intensität von 23-25 Trophozoiten je Fliegen-spot vorgefunden. Untersuchungen über das Vorkommen von Giardien in Spots von Fliegen existieren bisher nur von Khan und Huq (1982). Von Khan und Huq (1982) wurden jedoch im Unterschied zu dieser Studie keine Giardien in den Spot von den im Freiland gefangenen Fliegen (*M. domestica*) entdeckt.

Die Versuchsergebnisse der vorliegenden Studie bestätigten das bereits existierende Wissen zur Übertragungsfähigkeit von *G. lamblia* durch synanthrope Fliegen und ergänzt es zusätzlich durch den allgemeinen Nachweis auch von Trophozoiten. Synanthrope Fliegen können insofern nachweislich Trophozoiten von *G. lamblia* über ihre Körperoberfläche (Fototafel 7 E), sowie durch ihre Regurgitations- und Fäzes-Spots verbreiten. Sie sind somit dazu fähig, Nahrungsmittel mit *G. lamblia* zu kontaminieren

### 4.2.3 *Hymenolepis* spp.

#### 4.2.3.1 *Hymenolepis microstoma*

Bei den experimentellen Versuchen konnten die Eier von *Hymenolepis microstoma* erfolgreich bei allen eingesetzten Fliegenarten (*Lucilia cuprina*, *L. sericata*, *Musca domestica* und *Sarcophaga* sp.) nachgewiesen werden.

*Hymenolepis microstoma* ist ein weltweit verbreiteter Parasit der Galle und des Dünndarms von Mäusen und Ratten. Sein Lebenszyklus ist indirekt, d.h. der Endwirt infiziert sich durch orale Aufnahme der larvenhaltigen Zwischenwirte, welche gewöhnlich Käferlarven (Mehlkäfer, Reiskäfer etc.) sind (Taylor et al. 2008). Im Jahr 2003 wurden von Macnish et al. erstmals Infektionen mit *H. microstoma* beim Menschen nachgewiesen. *Hymenolepis microstoma* wird deshalb als neuer Zoonose-Erreger vermutet. Die Infektion mit *H. microstoma* führt zur sog. Hymenolepiasis. Von größerer Relevanz für die Arbeit mit diesem Parasiten war jedoch die morphologische Ähnlichkeit der Eier von *H. microstoma* (62,6-98,0 x 51,5-75,7 µm) mit den Eiern von *Rodentolepis* (*Hymenolepis*) *nana* (40-60 x 30-50 µm), einem humanpathogenen Cestoden. Die durch den weltweit verbreiteten Cestoden *R. nana* verursachte Hymenolepiasis zählt zu den häufigsten Bandwurminfektionen des Menschen, insbesondere von Kindern (Chero et al. 2007). Der Mensch infiziert sich mit *H. nana* direkt durch die orale Aufnahme von mit Eiern verunreinigter Nahrung oder durch Cysticeroid-Larven enthaltende Zwischenwirte (Insekten). Desweiteren kann eine Infektion mit *R. nana* auch durch eine Schmierinfektion erfolgen (Mehlhorn et al. 1995). Weltweit infizieren sich jährlich 30-35 Millionen Menschen mit *R. nana* mit Infektionsraten je nach Gebiet von 0,1-58,0% (Chero et al. 2007).

Von verschiedenen synanthropen Fliegenarten (*Calliphora vicina*, *Lucilia cuprina*, *M. domestica*, *Sarcophaga* sp.) ist bekannt, dass sie Eier von *R. nana* tragen und übertragen können (Gupta et al. 1972; Getachew et al. 2007; Fetene und Worku 2009). *Hymenolepis microstoma* hingegen wurde bisher noch nicht an oder in synanthropen Fliegen nachgewiesen.

Bei den experimentellen Versuchen der vorliegenden Studie wurden erstmals Eier von *H. microstoma* an synanthropen Fliegen nachgewiesen (Tab. 21). In den Hauptversuchen wurden die Eier von *H. microstoma* von vielen Fliegen der beiden verwendeten Arten (*L. cuprina* und *M. domestica*) mit der Nahrung aufgenommen und mit einer Prävalenz von bis zu 41,90%, einer mittleren Intensität von 1-2 Eiern und mit maximal 14 Eiern im Darm der Fliegen gefunden (Werte von *L. cuprina*).

Auch von der Körperoberfläche wurden die Eier von *H. microstoma* von den Fliegen fast aller Fliegengruppen der beiden Fliegenarten isoliert, mit Prävalenzen von bis zu 90,91%, einer mittleren Intensität von bis zu 40,40 und mit bis zu 121 Eiern (Werte von *L. cuprina*). Selbst an den Mundwerkzeugen der Fliegen wurden die Eier von *H. microstoma* mit Prävalenzen von bis zu 81,82%, einer mittleren Intensität von bis zu 5,89 Eiern und mit bis zu 12 Eiern bei einer Fliegengruppe vorgefunden (Werte von *L. cuprina*) (Tab. 21).

Die Parasiteneier wurden von den Fliegen ausgeschieden und konnten in den Fliegenspots entdeckt werden mit bis zu fünf Eiern in einem Spot von *L. cuprina* (Tab. 21).

Die Verbreitung der Eier von *H. microstoma* durch Fliegen wurde durch den Fund zahlreicher Parasiteneier in den Versuchskäfigen bewiesen. Zum Beispiel wurden insgesamt 129 Eier im Versuchskäfig von *M. domestica* durch die Fliegen verbreitet.

Beim Vergleich der Fliegenart *L. cuprina* mit *M. domestica* wurde festgestellt, dass die Eier von *H. microstoma* von mehr Fliegen und auch in einer höheren Anzahl von *L. cuprina* sowohl äußerlich als auch im Darm aufgenommen wurden. Dies spiegelt sich in den höheren Prävalenzen, Abundanzen und mittleren Intensitäten bei dieser Fliegenart wieder. So lag die Prävalenz der Eier von *H. microstoma* im Fliegendarm von *L. cuprina* bei 41,90% und bei *M. domestica* nur bei 16,09%.

Am Exoskelett der Fliegen wurden die Eier von *H. microstoma* mit einer Prävalenz von sogar 90,91% bei den untersuchten Fliegengruppen von *L. cuprina*, und mit einer leicht niedrigeren Prävalenz von 73,08% bei *M. domestica* vorgefunden. Die Parasiteneier überstehen den Aufenthalt im Darm und auch am Exoskelett der Fliegen unbeschadet, was auf der Fototafel 2 C) und D) deutlich zu erkennen ist.

An den Mundwerkzeugen wurden die Eier von *H. microstoma* mit einer Prävalenz von 81,82% an den Fliegen der Fliegengruppen von *L. cuprina* nachgewiesen und mit einer Prävalenz von 38,46% bei *M. domestica*. Diese unterschiedlichen Ergebnisse sind wahrscheinlich auf die höhere Aktivität von *M. domestica* zurückzuführen. Fliegen dieser Art fraßen nur in äußerst kurzen Intervallen von der angebotenen Parasitenlösung und liefen oder flogen danach hektisch durch den Versuchskäfig. Dieses Verhalten steht im Gegensatz zu den Fliegen der Art *L. cuprina*, die im Durchschnitt doppelt so lange von der angebotenen Versuchslösung fraßen und sich auch weitaus weniger aktiv bewegten. Wie die Eier von *H. microstoma* an der Proboscis der Fliegen haften blieben, wird durch die raster-elektronenmikroskopische Aufnahme auf der Fototafel 7 B) veranschaulicht.

Durch die höhere Aktivität der Fliegen wurden im Versuchskäfig von *M. domestica* fast doppelt so viele Eier von *H. microstoma* entdeckt wie im Versuchskäfig von *L. cuprina* (129 zu 58 Eier).

Diese Ergebnisse zeigten, dass von der Schmeißfliege *L. cuprina* ein leicht höheres Risiko in Bezug auf die Übertragung von *H. microstoma* ausgeht als von der Stubenfliege *M. domestica*. Ein wesentlicher Grund für diese Erkenntnis war, dass die Parasiteneier über einen längeren Zeitraum und auch über eine größere Entfernung übertragen werden können, wenn sie im Darm der Fliegen transportiert werden. Das damit verbundene Übertragungsrisiko trifft im übertragenen Sinn - wegen der hohen morphologischen Ähnlichkeit - im gleichen Maße auch auf den Cestoden *R. nana* zu.

Durch die vorliegenden experimentellen Versuche wurde erstmals bewiesen, dass synanthrope Fliegen Eier von *H. microstoma* mit der Nahrung aufnehmen können, diese Eier in einer großen Anzahl an der Körperoberfläche der Fliegen haften bleiben und diese über die Spots wieder ausgeschieden werden können. Eine Verbreitung der Parasiteneier kann insofern leicht über die Körperoberfläche und die Spots der Fliegen erfolgen.

#### 4.2.3.1 *Hymenolepis diminuta*

In den experimentellen Versuchen wurden Eier von *Hymenolepis diminuta* erfolgreich bei den beiden eingesetzten Fliegenarten *Lucilia sericata* und *Musca domestica* nachgewiesen.

Der weltweit verbreitete Rattenbandwurm, *H. diminuta*, parasitiert vor allem im Darm von Nagern. Dieser Bandwurm ist zoonotisch und verursacht eine Hymenolepiasis, jedoch wird der Mensch nur selten befallen. Bisher wurden nur insgesamt ca. 500 Infektionsfälle mit *H. diminuta* weltweit beobachtet (Wiwanitkit 2004). Der Mensch infiziert sich mit *H. diminuta* durch orale Aufnahme von Cysticercoid-Larven enthaltenden Zwischenwirten (Insekten) (Mehlhorn et al. 1995).

Eier von *H. diminuta* wurden bisher nur einmal in einer von 938 untersuchten synanthropen Fliegen in Guam (Marianen-Archipel, USA) nachgewiesen (Harris und Down 1945).

Durch den Nachweis der Eier dieses Cestoden (62-88 x 30-55 µm) bei den Fliegen - im Rahmen der experimentellen Versuche der vorliegenden Studie - wurde ein weiterer und vor allem eindeutiger Beweis erbracht, dass synanthrope Fliegen dazu fähig sind *H. diminuta* zu übertragen. Wie schon zuvor bei den Versuchen mit *H. microstoma* konnten auch die Eier von *H. diminuta* unbeschadet im Darm (Fototafel 2 A), am Exoskelett (Fototafel 2 B) und an den Mundwerkzeugen der untersuchten Fliegenarten (*L. sericata* und *M. domestica*) vorgefunden werden (Tab. 22). Ein Nachweis der Eier in den Fliegenspots war nicht möglich, da keine frischen Spots aufgefangen werden konnten. Die Prävalenzen, Abundanzen und Intensitäten waren bei beiden Fliegenarten relativ ähnlich, jedoch mit einer maximalen Prävalenz von 22,86% im Darm der Fliegen (*L. sericata*) im Vergleich zu *H. microstoma* insgesamt geringer. Eine leicht höhere Anzahl an *H. diminuta*-Eiern wurde bei *L. sericata* vorgefunden.

Beim Vergleich der beiden Fliegenarten fällt auch hier wieder auf, dass die Parasiteneier mit einer leicht höheren Prävalenz von 22,86% in den Därmen der Fliegen der größeren Art *L. sericata*, als bei *M. domestica* mit 15,38% vorgefunden wurden. Am Exoskelett und an den Mundwerkzeugen wurden die Eier von *H. diminuta* zwar an mehr Fliegengruppen von *M. domestica* angetroffen, jedoch in einer höheren Anzahl bei *L. sericata* (mit bis zu 14 Eiern am Exoskelett und bis zu 12 Eiern an den Mundwerkzeugen) (Tab. 22).

Die Annahme einer ausgeprägten Vitalität bzw. einer Lebensfähigkeit der Eier trotz Aufenthalt im Darm der Fliegen wurde durch die Aktivität der Oncosphaera-Larve in den Eiern bestätigt. Unter der warmen Beleuchtung des Lichtmikroskops war diese Bewegung der Larve in einer Vielzahl von Parasiteneiern deutlich zu erkennen. Diese typische Bewegungsaktivität der Hexacanth-Larve wurde schon von Joyeux (1920) beschrieben, der *H. fraterna* an Fliegen verfütterte und speziell die Eier im Darm der Fliegen untersuchte.

Mit diesem Versuch wurde zudem bestätigt, dass auch die Eier von *H. diminuta* von synanthropen Fliegen aufgenommen und verbreitet werden können.

#### 4.2.4 *Angiostrongylus cantonensis*

Bei den experimentellen Versuchen mit Larven von *Angiostrongylus cantonensis* im ersten Larvenstadium (L1) konnten die Larven erfolgreich bei allen eingesetzten Fliegenarten (*Calliphora vicina*, *Lucilia sericata*, *Musca domestica*, *Sarcophaga argyrostoma* und *Sarcophaga* sp.) nachgewiesen werden.

Der Rattenlungenwurm (*A. cantonensis*), dessen Hauptendwirte Ratten sind, verursacht beim Menschen eine Angiostrongylose (z.B. eine eosinophile Meningoenzephalitis oder eine Augenkrankung) (Eckert und Lämmler 1972). Die Angiostrongylose zählt zu den Nahrungsmittelinfektionen. Der Mensch infiziert sich in der Regel durch das Essen von rohen oder unzureichend gekochten Schnecken, Garnelen und anderen Krebstieren, die als Zwischenwirte von *A. cantonensis* das infektiöse dritte Larvenstadium (L3) enthalten. Desweiteren wird vermutet, dass sich der Mensch auch durch kontaminiertes Gemüse infizieren kann (Wang et al. 2008). Die humane Angiostrongylose tritt global auf mit 2827 dokumentierten Erkrankungsfällen weltweit (Wang et al. 2008). Bei Untersuchungen im Jahr 1972 waren auf den pazifischen Inseln ca. 20-90% der Ratten mit *A. cantonensis* infiziert (Eckert und Lämmler 1972). Zudem wurde von Alicata und Jindrak (1970) in endemischen Gebieten auf den pazifischen Inseln und in Südasien in 1,2-10,0% der Süßwasser-garnelen, 5-12% der Landkrabben und 12-100% der Landplanarien das infektiöse Larvenstadium (L3) von *A. cantonensis* gefunden.

Über eine mögliche Übertragung der Larven von *A. cantonensis* durch Fliegen lagen bisher keine Informationen vor. Jedoch wurden Versuche mit Larven von *Ancylostoma caninum* und Fliegen der Art *M. domestica* von Oyerinde (1976) und Dipeolu (1982) durchgeführt. *Ancylostoma caninum* ist ein parasitischer Nematode von Hunden, der zur selben Ordnung (Rhabditida) und Unterordnung (Strongylida) wie *A. cantonensis* gehört. Aus diesem Grund wurden die bei *A. caninum* gewonnenen Erkenntnisse für die vorliegende Studie im weiteren Verlauf der Diskussion als Referenz herangezogen.

Mit den Ergebnissen der vorliegenden Studie wurde erstmals der Nachweis erbracht, dass auch die Larven von *A. cantonensis* von Fliegen aufgenommen und übertragen werden können. Die experimentellen Hauptversuche (Tab. 23) zeigten, dass die Larven (L1) von *A. cantonensis* mit Prävalenzen bis zu 44,53% mit der Nahrung aufgenommen wurden. Dabei wurde eine mittlere Intensität von bis zu 4,60 und eine maximale Larvenanzahl von 56 Larven im Darm einer Fliege ermittelt (Werte von *L. sericata*) (Tab. 23).

Ein wichtiges Resultat bei dieser Untersuchung war, dass die Larven lebend im Darm der Fliegen gefunden wurden (Fototafel 3 A). Auch bei den Untersuchungen von Dipeolu (1982) mit Larven von *A. caninum* wurden nach zwei Stunden überwiegend lebende Larven im Darm der Fliegen vorgefunden. Jedoch ergaben seine weiteren Untersuchungen, dass die Larven den Aufenthalt im Darm nur bis zu vier Stunden unbeschadet überstehen und sich danach einkringeln. Nach ca. 12 Stunden wurden in den von ihm untersuchten Fliegendärmen keine lebenden Larven mehr vorgefunden.

Bei der vorliegenden experimentellen Untersuchung wurden am Exoskelett der Fliegen beider Fliegenarten (*L. sericata*, *M. domestica*) Larven von *A. cantonensis* mit einer deutlich höheren Prävalenz (von bis zu 100% bei *L. sericata*) ermittelt als im Darm der Fliegen (Tab. 23). Auch wurde

am Exoskelett eine höhere Anzahl an Larven entdeckt mit bis zu 82 an einer Fliegengruppe von *L. sericata* und bis zu 74 Larven bei *M. domestica*. Dieses Ergebnis ist vergleichbar mit den Ergebnissen von Dipeolu (1982), der bei seinen Untersuchungen mit den infektiösen Larven des Hakenwurms (*A. caninum*) feststellte, dass diese leicht von den Fliegen aufgenommen werden. Auch von Oyerinde (1976) wurde eine höhere Anzahl an Larven von *A. caninum* am Exoskelett, genauer an den Beinen der Fliegen, als im Darm vorgefunden. Die höhere Anzahl der Larven von *A. cantonensis* am Exoskelett der Fliegen war vermutlich dadurch bedingt, dass die Larven leicht am haarigen Exoskelett haften blieben und bedingt durch ihre Größe (240-260 x 10 µm) schwerer und nur der Länge nach aufgesogen werden konnten. Den Aufenthalt am Exoskelett überstanden die Larven unbeschadet (Fototafel 3 B).

Auch bei den vorliegenden experimentellen Versuchen wurden die Larven von *A. cantonensis* mit niedrigeren Prävalenzen und Anzahlen an den Mundwerkzeugen der Fliegen vorgefunden - dies mit Prävalenzen von bis zu 37,50% (bei *L. sericata*) und bis zu acht Larven bei einer Fliegengruppe (von *M. domestica*). Dipeolu (1982) fand hingegen keine Larven von *A. caninum* an den Mundwerkzeugen der Fliegen.

Von den Fliegen wurden beim vorliegenden Experiment nur sehr wenige Larven wieder ausgeschieden, mit bis zu drei Larven in einem Spot von *L. sericata* und jeweils einer Larve je Spot von *M. domestica*. Dieses Ergebnis ist vergleichbar mit dem Ergebnis von Oyerinde (1976), der nur eine und zudem tote Larve von *A. caninum* in den Fäzes-Spots der Fliegen entdeckte.

Im Versuchskäfig konnten keine Larven von *A. cantonensis* nachgewiesen werden. Dies lag wahrscheinlich daran, dass die Larven relativ gut am haarigen Exoskelett der Fliegen haften blieben und nicht über die Regurgitations- und frühen Fäzes-Spots ausgeschieden wurden.

Beim Vergleich der Ergebnisse der beiden Fliegenarten *L. sericata* und *M. domestica* kann festgestellt werden, dass auch bei dieser Parasitenart die Parasitenlarven von Fliegen der Art *L. sericata* leichter aufgenommen wurden und auch meist in einer höheren Anzahl als von Fliegen der Art *M. domestica*. Dies spiegelte sich wieder in den höheren Prävalenzen, Abundanzen, mittleren Intensitäten und maximalen Anzahlen, mit denen die Parasitenlarven bei *L. sericata* nachgewiesen wurden. Ein Grund für die niedrigeren Werte bei *M. domestica* im Vergleich zu *L. sericata* war auch bei diesem Versuch wieder die geringere Größe der Fliegen und deren stärkere Aktivität, sowie ein schlechteres Fressverhalten.

Die Ergebnisse dieser experimentellen Versuche zeigten erstmals, dass synanthrope Fliegen Larven im ersten Larvenstadium (L1) von *A. cantonensis* mit der Nahrung aufnehmen können und diese auch an ihrem Exoskelett haften bleiben. Zudem können die Parasitenlarven auch hier wieder von den Fliegen in Regurgitations- oder Fäzes-Spots ausgeschieden werden. Fliegen sind demnach in der Lage, Larven von *A. cantonensis* zu übertragen (z.B. auf Nahrungsmittel) und könnten somit als ein neuer Vektor für *A. cantonensis* angesehen werden.

#### 4.2.5 *Ascaris suum*

Bei den experimentellen Versuchen mit *Ascaris suum* wurden die Parasiteneier sowohl in als auch an den Fliegen aller eingesetzten Arten (*Calliphora vicina*, *Lucilia sericata*, *Musca domestica*, *Sarcophaga argyrostoma* und *Sarcophaga* sp.) erfolgreich nachgewiesen (Tab. 24, 25).

Der Nematode *A. suum* („Schweinespulwurm“) ist weltweit verbreitet und der am häufigsten vorkommende Parasit in der Schweinehaltung. *Ascaris suum* ist zoonotisch, daher kann als Endwirt auch der Mensch in Frage kommen. Im Mensch kann der Wurm eine Askariasis verursachen (Maruyama et al. 1996). Im Gegensatz zu Infektionen mit dem morphologisch gleichen *Ascaris lumbricoides* („Menschenspulwurm“), der der Hauptverursacher der Askariasis beim Menschen ist, wird sehr selten von mit *A. suum* infizierten Menschen berichtet. Die Askariasis ist die am häufigsten auftretende Infektion mit Helminthen beim Menschen. Schätzungen besagen, dass mit *A. lumbricoides* ca. 1,5 Milliarden Menschen weltweit infiziert sind (Crompton 1999), mit Infektions-raten von 4-90% in den Entwicklungsländern (Chan et al. 1994). Nach Untersuchungen vom NIAID (National Institute of Allergy and Infectious Diseases) sind am häufigsten Kinder im Alter von drei bis acht Jahren von einer Askariasis betroffen.

*Ascaris suum* hat einen direkten Lebenszyklus und sitzt in seiner adulten Form im Dünndarm des Wirts. Ein Weibchen kann bei optimalen Lebensbedingungen bis zu 200.000 Eier am Tag produzieren (Taylor et al. 2008). Die Eier sind oval, dickschalig, 65-85 x 40-60 µm groß und werden im Ein-Zell-Stadium abgelegt (Mehlhorn et al. 1993). Die *Ascaris*-Eier sind von einer klebrigen Schicht aus Mukopolysacchariden umhüllt. Dieses besondere Merkmal begründet ihre starke Haftfähigkeit an den verschiedensten Gegenständen, wie z.B. Türgriffen, Früchten, Gemüse, Geldscheinen etc. (Kagei 1983; Crompton 2001). Zudem sind die Eier besonders widerstandsfähig und können einige Jahre lang im Freien infektiös bleiben. Aus diesen zuvor genannten Gründen kommen für die Übertragung und Verbreitung von *Ascaris*-Eiern Finger, Fäzes, Erbrochenes, Fliegen und Nahrungsmittel in Frage (Raisanen 1985).

Die Eier von *A. lumbricoides* wurden bereits bei Fliegen von einigen Autoren nachgewiesen (Khan und Huq 1978; Dipeolu 1982; Umeche und Mandah 1989). Vermutlich wurden auch Eier von *A. suum* zuvor von Mozon et al. (1991) bei Fliegen entdeckt, da bei ihren Untersuchungen die isolierten *Ascaris*-Eier (*Ascaris* spp.) nicht weiter differenziert wurden, jedoch auf ein mögliches Vorhandensein von *A. suum* im Untersuchungsgebiet hingewiesen wurde. Auch bei Untersuchungen von Oliveira et al. (2002) wurden nicht weiter differenzierte Eier von *Ascaris* sp. an verschiedenen im Freiland gefangenen Fliegen nachgewiesen. Experimentell wurde die Aufnahme von *A. suum*-Eiern durch *M. domestica* nur von Dipeolu (1977) untersucht.

In den experimentellen Hauptversuchen der vorliegenden Studie konnten die Eier von *A. suum* in den Därmen der adulten Fliegen mit Prävalenzen von bis zu 62,86% (bei *S. argyrostoma*), einer mittleren Intensität von 3,55 (bei *Lucilia sericata*) und mit bis zu 32 Eiern im Darm einer Fliege (bei *L. sericata*) nachgewiesen werden. Die embryonierten Eier verblieben unbeschadet und infektiös im Darm der Fliegen, was durch die mikroskopische Aufnahme auf der Fototafel 3 C) präzise dargestellt wird. Besonders deutlich kann man auf dieser Aufnahme die Larve im Eiinneren wegen der vorherigen Entfernung der äußeren Monosaccharid-Schicht erkennen.

Am Exoskelett der Fliegen wurden die Eier von *A. suum* insgesamt mit höheren Prävalenzen von bis zu 100% (z.B. bei *S. argyrostoma*) bei den Fliegen der untersuchten Fliegengruppen, mit einer mittleren Intensität von bis zu 363,50 (bei *S. argyrostoma*) und mit bis zu 500 Eiern an den Exoskeletten der Fliegen von einer Fliegengruppe (bei *M. domestica*) vorgefunden. Diese Ergebnisse sind vergleichbar mit den Feststellungen von Khan und Huq (1978), die ebenfalls eine höhere Anzahl von *A. lumbricoides*-Eiern am Exoskelett der untersuchten Wildfliegen vorfanden als im Darm der Fliegen. Auch Oliviera et al. (2002) erzielten mit ihren Untersuchungen von im Freiland gefangenen Fliegen und den Eiern von *Ascaris* sp. ähnliche Ergebnisse. Umeche und Mandah (1989) hingegen fanden die Eier von *A. lumbricoides* bei den von ihnen untersuchten, im Freiland gefangenen Fliegen mit einer höheren Prävalenz im Darm als am Exoskelett der Fliegen vor. Ein möglicher Grund für dieses unterschiedliche Ergebnis könnte darin begründet sein, dass die Fliegen möglicherweise mehr Zeit hatten sich zu putzen und somit ihre Körperoberfläche von den Eiern zu reinigen.

Der experimentelle Nachweis der *Ascaris*-Eier mit hohen Prävalenzen bei den Fliegen der vorliegenden Studie ist zudem auch vergleichbar mit den Ergebnissen der Experimente von Gupta et al. (1972), bei denen die Eier von *A. lumbricoides* bei  $\frac{2}{3}$  der untersuchten Fliegengruppen nachgewiesen werden konnten. Dipelou (1977) setzte bei seinen Untersuchungen mit *A. suum* eine weitaus höhere Anzahl an *A. suum*-Eiern und weniger Versuchsfiegen ein und erzielte damit eine weitaus höhere Prävalenz von 100% - bereits nach einer halben Stunde Versuchszeit und auch noch eine Prävalenz von 53% nach 17 Stunden. Hingegen lagen die Prävalenzen, mit denen die *Ascaris*-Eier bei anderen wissenschaftlichen Untersuchungen bei Freilandfängen nachgewiesen wurden, im Durchschnitt unter 10%, wie z.B. bei Mozon et al. (1991), die *Ascaris* spp.-Eier mit einer Prävalenz von 7,9% an Fliegen der Art *M. domestica* vorfanden.

Bei der vorliegenden Studie wurde an den Mundwerkzeugen der adulten Fliegen, im Vergleich mit den Ergebnissen der Untersuchung der Fliegendärme, bei fast allen Fliegenarten auch wieder weniger *A. suum*-Eier an einer geringeren Anzahl an Fliegen nachgewiesen. Nur bei *S. argyrostoma* lag die Prävalenz ebenfalls bei 100%. Auch die vergleichsweise höchste mittlere Intensität, mit der *A. suum*-Eier an den Mundwerkzeugen von *S. argyrostoma* vorgefunden wurde, lag mit 23,00, ebenso wie die maximale Anzahl von 39 Eiern, unter den Werten, die bei der Untersuchung der Därme gefunden wurden. Wie die *A. suum*-Eier an der Proboscis haften blieben, wird durch die Aufnahmen des Rasterelektronenmikroskops (Fototafel 6 A-E) veranschaulicht.

*Ascaris suum*-Eier wurden zudem bei der vorliegenden Untersuchung von allen eingesetzten Fliegenarten nicht nur aufgenommen, sondern auch wieder ausgeschieden und konnten somit in den Spots der Fliegen mit einer mittleren Intensität von bis zu 13 Eiern und mit bis zu 15 Eiern in einem Fliegen-Spot (bei *S. argyrostoma*) nachgewiesen werden. Wahrscheinlich war der gewählte Versuchszeitraum von zwei Stunden für den Nachweis der Eier in den Spots zu lang. Bei einem Experiment von Dipeolu (1977) wurden bereits nach einer halben Stunde von allen acht eingesetzten Fliegen *A. suum*-Eier ausgeschieden, nach zwei Stunden jedoch keine mehr. Bei Untersuchungen von im Freiland gefangenen Fliegen wurden *A. lumbricoides*-Eier hingegen mit denselben Prävalenzen in den Spots wie in den Därmen der Fliegen vorgefunden (z.B. Khan und Huq 1978; Umeche und Mandah 1989), jedoch war dort die Anzahl der untersuchten Spots deutlich höher. Bei der vorliegenden Studie wurden die *A. suum*-Eier unbeschadet und infektiös in den Spots der Fliegen vorgefunden (Fototafel 3 F). Auch Dipelou (1982) fand bei seinen Untersuchungen mit *M. domestica* und den Eiern von *A. lumbricoides* heraus, dass sich die Eier im Freien wieder normal weiterentwickelten, nachdem

sie von den Fliegen ausgeschieden wurden. Demnach überstehen die widerstandsfähigen Parasiteneier nachweislich die Darmpassage unbeschadet.

Durch die Ergebnisse der vorliegenden Studie und den Nachweis von *A. suum*-Eiern in den Spots von *L. sericata*, *M. domestica*, *S. argyrostoma* und *Sarcophaga* sp. werden die Ergebnisse, die Pod'iapol'skaia und Gnedia (1934) mit *Ascaris*-Eiern (*A. lumbricoides*) erzielten, ergänzt. Von Pod'iapol'skaia und Gnedia (1934) wurden *Ascaris*-Eier nämlich nur in den Fliegen-Spots von *Calliphora vicina* und nicht wie in der vorliegenden Studie bei *L. sericata*, *M. domestica* und *Sarcophaga* spp. vorgefunden. Die von ihnen isolierte Eianzahl von 53 Parasiteneiern aus einem Fliegenspot von *C. vicina* war höher als die maximale Eianzahl von 15 *A. suum*-Eiern in einem Spot von *S. argyrostoma* bei der vorliegenden Studie. Jedoch wurden bei ihnen verschiedene Parasiteneier (von *A. lumbricoides*, *Enterobius vermicularis* und *Dipylidium latum*) zusammengefasst verwendet und auch bei der Auswertung artunabhängig zusammengezählt - eine Differenzierung zwischen den Eiern erfolgte nicht.

Beim Vergleich der Schmeiß- und Fleischfliegen mit *M. domestica* wurde festgestellt, dass von weniger Fliegen der Art *M. domestica* *A. suum*-Eier aufgenommen wurden. Die Prävalenzen lagen bei *M. domestica* sowohl im Darm mit 23,10%, am Exoskelett mit 50,00% und an den Mundwerkzeugen mit 21,88% weit unter denen der Schmeiß- und Fleischfliegen (z.B. Prävalenz der *A. suum*-Eier im Darm von *S. argyrostoma* 62,86%, *L. sericata* 35,90%). Diese geringeren Werte sind wahrscheinlich auf die geringere Körpergröße und höhere Aktivität von *M. domestica* im Vergleich zu den anderen Fliegenarten zurückzuführen. Ein leicht gegensätzliches Ergebnis erzielten Monzon et al. (1991) mit ihren Untersuchungen von Wildfliegen. Sie fanden die Eier von *Ascaris* spp. mit einer etwas höheren Anzahl an den untersuchten Fliegen der Art *M. domestica* (83,3%) vor als an den ebenfalls untersuchten Schmeißfliegen (*Chrysomya megacephala*) (72,8%).

Die Übertragungsfähigkeit von *A. suum*-Eiern durch Fliegen wurde durch den Nachweis der Eier in den Versuchskäfigen der Fliegen bestätigt. Es wurden insgesamt 54 Eier von den Fliegen der Art *L. sericata* in deren Versuchskäfig verbreitet und entsprechend 68 von den Fliegen der leicht aktiveren Art *M. domestica*. In den Versuchskäfigen der beiden *Sarcophaga*-Arten wurden keine *A. suum*-Eier nachgewiesen. Vermutlich lag dies an der geringeren Anzahl an eingesetzten Fliegen und auch an deren geringerer Aktivität.

Der Langzeitversuch mit den toten Fliegen zeigte, dass die sehr widerstandsfähigen Eier von *A. suum* unbeschadet und infektiös vom Exoskelett und auch aus dem Darm von bereits längere Zeit toten Fliegen isoliert werden können (Tab. 25). Die Parasiteneier konnten auch noch im Darm und am Exoskelett bei bis zu fünf Tage toten Fliegen der Art *M. domestica* nachgewiesen werden. Die *A. suum*-Eier wurden in den Därmen der toten Fliegen mit relativ geringen mittleren Intensitäten von 1,40-2,75 nach ein bis fünf Tagen entdeckt. Mit der höchsten mittleren Intensität von 26,75 und mit einer maximalen Eianzahl von 64 konnten *A. suum*-Eier am Exoskelett von drei Tage toten Fliegen der Art *S. argyrostoma* vorgefunden werden. Diese Erkenntnisse ergänzen die Ergebnisse von Aleksander und Dansker (1935), die bei *M. domestica* unter anderem die Eier von *A. lumbricoides* bis zu 27 Stunden nach der Fütterung bzw. Aufnahme der Eier nachwiesen.

Die Ergebnisse der experimentellen Versuche mit den Eiern von *A. suum* zeigten deutlich, dass größere Fliegen auf Grund ihrer größeren Körperoberfläche auch eine höhere Anzahl von Parasiten-

eiern tragen können. Demgemäß wurde bei den untersuchten *S. argyrostoma* im Durchschnitt die höchste Eianzahl am Exoskelett gefunden, mit einer mittleren Intensität von 363,50 und mit einer Prävalenz von 100% am Exoskelett und an den Mundwerkzeugen der Fliegen der untersuchten Fliegengruppen. An den Mundwerkzeugen lag die mittlere Intensität bei *S. argyrostoma* bei 23,00. Selbst bei der Untersuchung der toten Fliegen wurden bei den größeren Fliegenarten *L. sericata* und *S. argyrostoma* die höheren mittleren Intensitäten und Eianzahlen vorgefunden.

Zusätzlich zu dem Nachweis bei den adulten Fliegen konnten die Eier von *A. suum* auch bei den eingesetzten frisch abgesetzten Larven von *S. argyrostoma* nachgewiesen werden. Die Parasiteneier wurden jedoch nur mit einer geringen Prävalenz von 4,55% im Darm und mittleren Intensität von 1,18, jedoch mit einer Prävalenz von 100% und einer mittleren Intensität von 62,25 an der Körperoberfläche der gepoolt untersuchten Larven entdeckt (Tab. 24). Zudem konnten auch vier *A. suum*-Eier noch nach drei Tagen aus einer Fliegenlarve isoliert werden (Tab. 25). Ab dem vierten Tag wurden allerdings keine Eier mehr in den Fliegenlarven vorgefunden. Greenberg (1973) beschrieb bereits, dass Parasiteneier zwar von Fliegenlarven aufgenommen werden, jedoch bei ihrer weiteren Entwicklung bis zur adulten Fliege nach einiger Zeit nicht mehr vorzufinden sind.

Durch diese experimentellen Versuche wurde bestätigt, dass die Eier von *A. suum* am Exoskelett von synanthropen Fliegen haften bleiben, von den Fliegen mit der Nahrung aufgenommen und über ihre Spots wieder ausgeschieden werden. Eine Übertragung der *Ascaris*-Eier durch verschiedene Fliegenarten ist demnach sowohl über ihr Exoskelett als auch durch die Ausscheidungen der Fliegen möglich. Eine Infektion mit *A. suum* könnte theoretisch auch durch Fressen einer ganzen toten oder lebendigen Fliege erfolgen, wenn diese zuvor infektiöse *Ascaris*-Eier gefressen hat und diese somit in oder an sich trägt.

#### 4.2.6 *Trichuris* spp.

##### 4.2.6.1 *Trichuris suis*

Die Eier von *Trichuris suis* konnten bei den experimentellen Versuchen bei allen eingesetzten Fliegenarten (*Lucilia sericata*, *Musca domestica*, *Sarcophaga* sp., *Sarcophaga argyrostoma*) erfolgreich nachgewiesen werden.

Der Schweinepeitschenwurm (*Trichuris suis*) ist ein weltweit verbreiteter intestinaler Parasit von Haus- und Wildschweinen. Die embryonierten Eier (47-71 x 27-34 µm) sind sehr resistent und können bis zu 11 Jahre im Freiland infektiös bleiben (Burden et al. 1987). *Trichuris suis* wurde wegen seiner morphologischen Ähnlichkeit zu *T. trichiura*, dem Peitschenwurm des Menschen und anderen Primaten, ausgewählt. Beide Würmer sind morphologisch nicht voneinander zu unterscheiden. Mit *T. trichiura* infizieren sich weltweit ca. einige 100 Millionen Menschen und an Trichuriasis sterben jährlich ca. 10.000 Menschen (Crompton 1999). Hauptsächlich infizieren sich Kinder mit *T. trichiura* (Taylor et al. 2008).

Eier von *T. trichiura* wurden bereits an verschiedenen im Freiland gefangenen, synanthropen Fliegenarten in unterschiedlichen Ländern nachgewiesen (z.B. Kasprzak und Majewska 1981; Nmorsi et al. 2006; Fetene und Worku 2009). Von Monzon et al. (1991) wurde von einer Übertragung der Eier von *T. trichiura* durch *Musca domestica* in Manila berichtet. Jedoch wurden bei den Freilandfängen dieser Studie nur befruchtete Eier und keine embryonierten Eier, also keine infektiöse Stadien, vorgefunden. Über einem Nachweis von *T. suis*-Eiern an oder in synanthropen Fliegen lagen bisher keine Informationen vor. Oliveira et al. (2002) fanden jedoch bei ihren Untersuchungen von im Freiland gefangenen Fliegen Eier von einer nicht weiter differenzierten *Trichuris*-Art (*Trichuris* sp.).

Bei den experimentellen Versuchen der vorliegenden Studie konnte somit erstmals der eindeutige Nachweis erbracht werden, dass verschiedene synanthrope Fliegenarten Eier von *T. suis* aufnehmen und übertragen können (Tab. 26). Die *T. suis*-Eier wurden in den Därmen der Fliegen mit Prävalenzen bis zu 65,71% (bei *C. vicina*), mittleren Intensitäten von bis zu 4,48 (bei *L. sericata*) und mit bis zu 34 Eiern in einem Fliegendarm (bei *L. sericata*) vorgefunden. Die *T. suis*-Eier verblieben dabei unbeschadet und infektiös im Fliegendarm. Veranschaulicht wird dies durch die mikroskopischen Aufnahmen der *T. suis*-Eier in den Fliegendärmen in Fototafel 4 C) und E).

Am Exoskelett aller Fliegenarten wurden die Eier insgesamt bei allen Fliegenarten mit höheren Werten als im Darm gefunden, nämlich mit Prävalenzen von bis zu 100% (z.B. bei *C. vicina*), mittleren Intensitäten von bis zu 177,67 (bei *S. argyrostoma*) und mit bis zu 480 Eiern an den Exoskeletten der Fliegen einer Fliegengruppe (bei *S. argyrostoma*). Wie die Eier an den haarigen Beinen der Fliegen haften blieben, sieht man deutlich auf der rasterelektronenmikroskopischen Aufnahme in Fototafel 7 C). Khan und Huq (1978) fanden bei ihren Untersuchungen ebenfalls eine höhere Anzahl von *T. trichiura*-Eiern am Exoskelett (46,9%) als in den Därmen (34,4%) der von ihnen nicht weiter differenzierten, im Freiland gefangenen Fliegen.

Bei der vorliegenden Studie wurden an den Mundwerkzeugen der Fliegen die Eier von *T. suis* bei den meisten Fliegenarten mit geringeren Werten als im Darm und am Exoskelett nachgewiesen - mit Ausnahme von *C. vicina* und *S. argyrostoma*. Bei den zuletzt genannten Fliegenarten lag die

Prävalenz, mit der die *T. suis*-Eier vorgefunden wurden, bei 66,67%. Die insgesamt höchste mittlere Intensität, mit der die *T. suis*-Eier an den Mundwerkzeugen der Fliegen nachgewiesen wurde, lag bei 8,00 und bei einem maximalen Wert von zehn Eiern bei einer Fliegengruppe (von *S. argyrostoma*)

Außer bei *L. sericata* konnten bei den anderen Fliegenarten nur wenige Parasiteneier in den frischen Spots entdeckt werden. Daher wurden bei *L. sericata* die höchsten Werte nachgewiesen, mit einer mittleren Intensität von 2,21 Eiern und mit bis zu acht *T. suis*-Eiern in einem Fliegen-Spot. Die *T. suis*-Eier überstanden die Darmpassage unbeschadet, wie man auf der mikroskopischen Aufnahme eines Fäzes-Spots in der Fototafel 4 D) deutlich erkennen kann, und blieben auch nach der Ausscheidung infektiös. Vermutlich wurden bei den meisten anderen Fliegenarten auf Grund des relativ kurz gewählten Versuchszeitraums nur wenige *T. suis*-Eier in den Spots der Fliegen vorgefunden. Die Eier von *Trichuris* sp. können nachweislich auch noch nach 27 Stunden von den Fliegen wieder ausgeschieden werden, dieses fanden Aleksander und Dansker (1935) bei Versuchen mit *M. domestica* und *T. trichiura* heraus. Auch von Khan und Huq (1978) wurden nur in wenigen Spots der untersuchten Fliegengruppen Eier von *T. trichiura* gefunden (15,6%), im Gegensatz zum Darm (34,4%) und Exoskelett (46,9%) der Fliegen.

Von den Fliegen der Art *L. sericata* wurden in der vorliegenden Studie mit 21 Eiern die meisten *T. suis*-Eier im Versuchskäfig verbreitet. Dieses bestärkt die Annahme, dass von den Fliegen dieser Fliegenart die meisten Parasiteneier mit der Nahrung aufgenommen und über Regurgitations- und Fäzes-Spots ausgeschieden und im Versuchskäfig verbreitet werden.

Die Eier von *T. suis* sind durch ihre widerstandsfähige Schale dazu fähig, auch in und an toten Fliegen infektiös zu verbleiben. Dies wurde durch die Untersuchung der toten Fliegen bewiesen (Tab. 27). Bei allen eingesetzten Fliegenarten konnten bei den einen Tag toten Fliegen *T. suis*-Eier im Darm nachgewiesen werden. Zudem wurden die Parasiteneier auch am Exoskelett der toten Fliegen von fast allen Fliegenarten vorgefunden. Die sehr widerstandsfähigen *T. suis*-Eier konnten bei *L. sericata* auch noch bei zehn Tagen toten Fliegen unbeschadet und infektiös aus dem Darm isoliert werden. Gleiches gilt für 17 Eier, die am Exoskelett einer dieser Fliegen noch nach dieser langen Zeit gefunden wurden. Die insgesamt höchsten Intensitäten im Darm wurden nach einem Tag bei *C. vicina* und *L. sericata* mit einer mittleren Intensität von 7,4 bei *C. vicina* und 13,82 bei *L. sericata* vorgefunden, sowie einer maximalen Anzahl von 31 bzw. 71 Eiern in einem Fliegendarm.

Beim Vergleich der Fliegenarten miteinander wurde auch bei den experimentellen Versuchen mit den Eiern von *T. suis* wieder festgestellt, dass die Parasiteneier mit allgemein höheren Prävalenzen von den Fleisch- und Schmeißfliegenarten (insbesondere von *C. vicina*) aufgenommen wurden als von *M. domestica*. Dieses Resultat ist wahrscheinlich auch hier wieder in der Körpergröße der Fliegen begründet wie auch in der höheren Aktivität der kleineren Fliegenarten. Je größer eine Fliege ist, desto mehr Nahrung kann sie aufnehmen und desto größer ist auch ihre Oberfläche, an der die Eier haften bleiben können. Zu einem ähnlichen Ergebnis kamen auch Mozon et al. (1991), die bei ihren Untersuchungen Eier von *T. trichiura* mit höheren Prävalenzen an Schmeißfliegen als an *M. domestica* vorfanden

Mit den experimentellen Versuchen der vorliegenden Studie wurde bestätigt, dass synanthrope Fliegen die Eier von *T. suis* mit der Nahrung aufnehmen und auch unbeschadet wieder ausscheiden, sowie in hoher Anzahl an ihrem Exoskelett tragen können. Sie können die Parasiteneier über ihre Spots und auch über ihre Körperoberfläche verbreiten. Dies konnte durch den Nachweis der *T. suis*-

Eier in den Versuchskäfigen der Fliegen eindeutig bestätigt werden. Zudem wurde gezeigt, dass die Eier von *T. suis* auch bei bis zu zehn Tage toten Fliegen unbeschadet und infektiös vorzufinden sind.

#### 4.2.6.2 *Trichuris muris*

Bei den experimentellen Versuchen wurden die Eier von *Trichuris muris* ebenfalls erfolgreich bei synanthropen Fliegen (*Lucilia sericata*, *Musca domestica* und *Sarcophaga* sp.) nachgewiesen. In einem tierexperimentellen Versuch wurden darüber hinaus auch Mäuse erfolgreich mit *T. muris* über Fliegen (*L. sericata*, *M. domestica*) als Vektor infiziert.

Der Mäusepeitschenwurm *T. muris* parasitiert mit seinem anteriorien Ende im Gewebe des Dünndarms von Nagern. *Trichuris muris* wird als Modellorganismus für den Peitschenwurm des Menschen *T. trichiura* eingesetzt. Mit *T. trichiura* sind, wie bereits schon vorher erwähnt, 600-800 Millionen Menschen weltweit infiziert und nach Bethony et al. (2006) ca. 3,2 Milliarden Menschen gefährdet.

Von einer Übertragung der Eier von *T. muris* (67-70 x 31-35 µm) durch Fliegen liegen bisher keine Informationen vor. Synanthrope Fliegen werden lediglich als Vektoren der Eier von *T. trichiura* (50-45 x 23-25 µm) bezeichnet (z.B. Kasprzak und Majewska 1981; Nmorsi et al. 2006; Fetene und Worku 2009).

Zunächst wurde mit den experimentellen Versuchen der vorliegenden Studie der Nachweis erbracht, dass Eier von *T. muris* von den synanthropen Fliegenarten *L. sericata*, *M. domestica* und *Sarcophaga* sp. mit der Nahrung aufgenommen werden und auch am Exoskelett der Fliegen haften bleiben (Tab. 28). Im Vergleich der Fliegenarten miteinander wurde festgestellt, dass die Parasiteneier von mehr als der Hälfte der eingesetzten Fliegen der Art *L. sericata* und mit der demensprechend höchsten Prävalenz von 57,14% aufgenommen wurden - gefolgt von den Fliegen der Art *M. domestica* mit einer Prävalenz von 48,57%. Nur wenigen Fliegen der Art *Sarcophaga* sp. nahmen die Eier von *T. muris* auf (*P*: 17,14%). In den Därmen der Fliegen wurden durchschnittlich drei Parasiteneier bei *L. sericata* und *Sarcophaga* sp. vorgefunden, und ca. zwei Parasiteneier im Darm der Stubenfliegen. Die höchste Eianzahl von neun *T. muris*-Eiern wurde im Darm einer *L. sericata* entdeckt. Die bräunlichen Eier waren im Fliegendarm deutlich zu erkennen, wie man auf der Fototafel 4 A) sieht.

Abhängig von der Größe der Fliegen wurde eine höhere Anzahl an Parasiteneiern an der Körperoberfläche der Fliegen vorgefunden (siehe Anhang 7.1 Charakterisierung der Fliegenarten). Demnach wurden bei *Sarcophaga* sp. ein Maximum von 32 Eiern nachgewiesen, bei *L. sericata* 26 Eier und bei *M. domestica* maximal 18 Eier an den Exoskeletten der Fliegen einer Fliegengruppe. Die mittleren Intensitäten waren allerdings bei allen drei Fliegenarten ähnlich (*ml*: 15,33 bei *L. sericata*, *ml*: 14,00 bei *M. domestica*, *ml*: 12,67 bei *Sarcophaga* sp.).

An den Mundwerkzeugen und in den Fliegen-Spots wurde nur eine sehr geringe Anzahl an *T. muris*-Eiern aufgefunden. Auf der Fototafel 4 B) sieht man den Nachweis eines embryonierten, unbeschädigten *T. muris*-Eies in einem Regurgitations-Spot und auf der Fototafel 7 D) ein *T. muris*-Ei an der Proboscis einer Fliege.

Von den größeren Fliegenarten wurde eine höhere Anzahl an *T. muris*-Eier im jeweiligen Versuchskäfig verbreitet, deshalb wurden bei *L. sericata* 14, bei *Sarcophaga* sp. 12 und bei *M. domestica* nur acht Parasiteneier entdeckt.

Durch diese experimentellen Versuche wurde bewiesen, dass die eingesetzten synanthropen Fliegenarten Eier von *T. muris* aufnehmen und somit übertragen können. Dieser Versuch bildete zudem die Grundlage für den anschließenden tierexperimenteller Infektionsversuch mit *T. muris*, mit dem die Übertragung durch die Fliegen mit einer anschließenden erfolgreichen Infektion der Mäuse eindeutig bestätigt wurde.

#### 4.2.6.3 Tierexperimenteller Infektionsversuch mit *Trichuris muris*

Mit diesem Experiment wurde über das Mausmodell mit *Trichuris muris* gezeigt, dass Fliegen nicht nur potenziell verantwortlich für Infektionen von Säugetieren mit Parasiten (wie Helminthen) sind, sondern auch ein tatsächlicher Vektor und somit Verursacher dieser Krankheiten.

##### Teil 1

Bei allen über die Fliegen im ersten Versuchsteil infizierten Mäuse - mit Ausnahme der vorzeitig verendeten Maus - wurden, nach der Präpatenzzeit von 42 Tagen (nach der Infektion), Eier von *T. muris* im Mäusefäzes gefunden und somit eine erfolgreiche Infektion von Mäusen mittels Fliegen als Vektor festgestellt.

Die Mäuse konnten bei der vorliegenden Studie über die Därme und die Waschlösung der Exoskelette der Fliegen beider verwendeten Fliegenarten (*Lucilia sericata* und *Musca domestica*) gleichermaßen mit *T. muris* infiziert werden. In den Kotproben wurden 8-33 *T. muris*-Eier bei den über *L. sericata* infizierten Mäusen gefunden und mit 15-36 Eiern ähnlich viele bei den Mäusen, die über *M. domestica* infiziert wurden.

Die Darmpassage bzw. das Trockenfallen am Exoskelett der Fliegen schien die Infektiosität der Eier nicht zu beeinträchtigen, eher noch ein Ansteigen der Infektionsneigung bzw. den Schlupf der *T. muris*-Larven zu begünstigen. Insofern war die Infektion der Mäuse bereits mit wenigen Eiern erfolgreich, obwohl die normale Infektionsdosis für die Stammerhaltung von *T. muris* ca. 250 embryonierete Eier pro Versuchstier beträgt. Auch die scheinbar geringere Infektion der Maus die als Positiv-Kontrolle diente und bei der nur sehr wenige Eier nachgewiesen wurden, könnte ein weiterer Hinweis für eine positive Wirkung einer Fliegen-Darm-Passage auf diese Parasiteneier sein.

Dieser erste Versuchsteil bestätigte, dass eine (ganze) Fliege als Vektor für *T. muris* auftreten kann. Im Folgenden zweiten Versuchsteil wurde nun zwischen der Übertragungsfähigkeit der Körperoberfläche und des Darms der Fliege unterschieden.

[Aus der Beobachtung des unterschiedlichen Verhaltens der beiden Fliegenarten ergab sich folgende These: Da die Fliegen der Art *M. domestica* nur wenig fraßen, nahmen sie die *T. muris*-Eier anscheinend eher über ihr Exoskelett und ihr Putzverhalten auf und gaben die Eier auch schneller durch Regurgitation wieder an die Umgebung ab. Bei *L. sericata* wurden dagegen die Eier wahrscheinlich eher mit der Nahrung aufgesogen und waren daher in einer höheren Anzahl im Darm der Fliegen vorhanden.]

## Teil 2

Im zweiten Versuchsteil wurden die Mäuse getrennt mit den Eiern von *Trichuris muris* infiziert, entweder über das Exoskelett oder über den Darm der Fliegen. Dabei war die Infektion der Mäuse mit *T. muris* sowohl ausschließlich über die Waschlösung der Exoskelette als auch nur über die Fliegendärme beider verwendeten Fliegenarten (*Lucilia sericata* und *Musca domestica*) erfolgreich.

Drei Mäuse, die über die Exoskelette und die Därme von Fliegen der Art *L. sericata* infiziert werden sollten, schieden nach der Präpatenzzeit von 42 Tagen keine *T. muris*-Eier aus und wiesen daher keine Infektion auf. Anscheinend wurden zuvor von diesen Fliegen nicht genügend Parasiteneier aufgenommen, so dass es nicht für eine Infektion der Mäuse reichte. Zwei Mäuse wurden erfolgreich über dieselbe Fliegengruppe von *L. sericata* infiziert, wobei die eine Maus über die Exoskelette und die andere über die Fliegendärme infiziert wurde. Bei einer weiteren Maus war zudem die Infektion nur über die Därme der Fliegen einer anderen Fliegengruppe von *L. sericata* erfolgreich.

Zwei weitere Mäuse, die über die Därme von zwei verschiedenen Fliegengruppen von *M. domestica* infiziert werden sollten, wiesen nach der Präpatenzzeit keine Infektion auf. Von zwei anderen Mäusen wurde die eine über die Därme und die andere über die Exoskelette der Fliegen derselben Fliegengruppe von *M. domestica* erfolgreich infiziert. Außerdem war die Infektion mit *T. muris* bei zwei zusätzlichen Mäusen, die über die Exoskelette von zwei jeweils unterschiedlichen Fliegengruppen von *M. domestica* infiziert wurden, ebenfalls erfolgreich.

Beim Vergleich der vorgefundenen Eianzahl in den Fäzesproben wurde festgestellt, dass bei den mit *M. domestica* infizierten Mäusen deutlich mehr *T. muris*-Eier vorhanden waren, als bei den über *L. sericata* infizierten Mäusen. Insofern wurden bei den über die Därme von *M. domestica* infizierten Mäusen ein maximaler Wert von 19 *T. muris*-Eiern und bei den über die Exoskelette der Fliegen derselben Art infizierten Mäusen bis zu 35 *T. muris*-Eier gezählt. Wahrscheinlich wurden zuvor von mehr Fliegen der Art *M. domestica* *T. muris*-Eier aufgenommen als von den Fliegen der Art *L. sericata*. Auch bei der Maus, die als Positiv-Kontrolle diente und nur die Versuchslösung verabreicht bekam, wurden mit 19 Eiern weniger *T. muris*-Eier vorgefunden, als bei der Maus, die über die Exoskelette einer Fliegengruppe von *M. domestica* infiziert wurde. Hierdurch wurde erneut gezeigt, dass Eier von *T. muris* den Aufenthalt am Exoskelett und im Darm von Fliegen unbeschadet überstehen können und infektiös bleiben.

Zu einem ähnlichen Ergebnis kamen auch Heinz und Brauns (1995), die ebenfalls eine erfolgreiche Infektion von Säugetieren mit Helminthen über Fliegen als Vektor durchführten. In ihren Versuchen wurden Eier von *Echinococcus granulosus* (32-36 x 25-30 µm), dem Hundebandwurm, der auch den Menschen als Zwischenwirt befällt (Taylor et al. 2008), genutzt - zusammen mit Fliegen der Art *Sarcophaga tibialis*, die für gewöhnlich Hundefäzes als Nahrungsquelle oder Brutplatz nutzten. Deren Vorversuche zeigten eine höhere Anzahl an Eiern im Darm der Fliegen als am Exoskelett (2 : 22). Dies lag vermutlich daran, dass sie für ihren Tierversuch nur die Därme von 20 Fliegen verwenden, die anschließend an drei Kaninchen verfüttert wurden. Nach der Präpatenzzeit wurden von ihnen bei allen drei Versuchstieren Hydatiden des Bandwurms vorgefunden (Heinz und Brauns 1995).

Durch den zweiten Teil des tierexperimentellen Versuchs wurde bestätigt, dass Mäuse sowohl über *T. muris*-Eier, die vom Exoskelett synanthroper Fliegen stammten, als auch durch *T. muris*-Eier aus

den Därmen der Fliegen infiziert werden können. Demnach wurde speziell auch bewiesen, dass weder die Darmpassage noch der Aufenthalt am Exoskelett der Fliegen die Infektiösität bzw. das Infektionspotential von *T. muris*-Eier mindert.

#### 4.2.8 *Dermanyssus gallinae*

In den experimentellen Versuchen wurde gezeigt, dass verschiedene Entwicklungsstadien von *Dermanyssus gallinae* (Larven, Nymphen, adulte Milben) von Fliegen der Art *M. domestica* übertragen werden können.

Die „Rote Vogelmilbe“, *D. gallinae*, ist der wichtigste hämatophage (blutsaugende) Ektoparasit des Geflügels in Europa (Fletscher und Axtell 1991). Diese Milbe ist ein obligater Parasit, der sowohl domestizierte als auch wildlebende Vögel und außerdem gelegentlich Nager befällt. Bei Nahrungsmangel kann die Milbe aber auch andere Säugetiere, insbesondere Haustiere und auch den Menschen, befallen. Desweiteren zählen diese Milben zu den bedeutenden Hygieneschädlingen, da *D. gallinae* als Vektor verschiedene Virus- und andere Infektionskrankheiten fungieren kann. Außerdem stressen die Milben durch das Blutsaugen ihre Wirte und können dadurch z.B. Unruhe in der Geflügelzucht, Irritationen der Haut, Anämie, Reduzierung der Legefähigkeit und manchmal sogar den Tod des Wirtes verursachen (Pavlović et al. 1995). Die Milben befallen das Geflügel während der Nacht und verbleiben auf dem Wirt nur für die Dauer (1-2 Stunden) des Saugaktes (ihrer Blutmahlzeit). Während des Tages verstecken sich die Milben im Geflügelstall (z.B. in den Käfigen, Wand- oder Bodenritzen). Aufgrund dieser Lebensgewohnheit können die Milben leicht durch Menschen (die mit dem Geflügel in Kontakt kommen), Arbeitsgeräte, wildlebende Vögel und auch durch Nager, verschleppt werden (Axtell 1999).

Bisher lagen keine Informationen über einen Nachweis von *D. gallinae* an Fliegen vor. Mit den experimentellen Versuchen der vorliegenden Studie wurde daher erstmals der Nachweis von *D. gallinae* an synanthropen Fliegen (*M. domestica*) erbracht (Tab. 32).

In den Waschlösungen der Fliegengruppen wurden insgesamt nur fünf Larven und acht Nymphen von *D. gallinae* vorgefunden (Fototafel 5 A-C). Die Milben wurden mit einer Prävalenz von 58,82% an den Fliegen der gebildeten 17 Untersuchungsgruppen nachgewiesen, sowie mit einer geringen mittleren Intensität von 1,3 Milben pro Fliegengruppe. In den Versuchskäfig wurden insgesamt 16 Larven, 47 Nymphen und vier adulte Milben durch die Fliegen transportiert und in diesem verbreitet. Diese Ergebnisse zeigten, dass die verschiedenen Entwicklungsstadien von *D. gallinae* von den Fliegen zwar transportiert wurden, diese jedoch nicht lange auf der Körperoberfläche der Fliegen haften blieben und die Fliegen meist relativ schnell wieder verließen.

Die Tatsache, dass nur sehr wenige Milben und keine Adulten von den Exoskeletten der Fliegen isoliert wurden, deutet darauf hin, dass Fliegen nicht von diesen Milben parasitiert werden. Diese Milben nutzen die Fliegen unter einem phoretischen Aspekt als Transportmittel.

Eine höhere Anzahl an Milben wurde im Versuchskäfig der Fliegen vorgefunden. Dies weist darauf hin, dass sich die Milben an die Fliegen geheftet haben mussten und auf diese Weise aus dem Versuchsbecher in den Käfig transportiert wurden.

Im Gegensatz zu den Larven und Nymphen wurden nur wenige adulte Milben im Versuchskäfig und keine an der Körperoberfläche der Fliegen gefunden. Im Vergleich zu den Larven und Nymphen sind die adulten Milben viel größer. Außerdem hatten die meisten der eingesetzten Milben bereits vor Versuchsbeginn Blut gesogen. Die Fliegen schienen demnach für die adulten Milben nicht interessant genug gewesen zu sein. Die Larven saugen noch kein Blut und die verwendeten Nymphen könnten auf der Suche nach ihrer ersten Blutmahlzeit gewesen sein. Daher konnten sie wahrscheinlich auch am Exoskelett der Fliegen nachgewiesen werden im Gegensatz zu den adulten Milben. In der im Experiment verwendeten Milbenmischung war eine höhere Anzahl an Nymphen als an Larven enthalten. Dies könnte der Grund dafür gewesen sein, dass letztlich, wie erwartet, auch mehr Nymphen als Larven nachgewiesen werden konnten.

Mit den Ergebnissen dieses Versuchs wurde erstmals nachgewiesen, dass synanthrope Fliegen der Art *M. domestica* die Fähigkeit besitzen, verschiedene Entwicklungsstadien der Milbenart *D. gallinae* phoretisch zu übertragen und damit bei der Verbreitung dieser Milben erheblich beitragen können.

#### 4.2.9 Ergebnisse der experimentellen Versuche im Vergleich

##### Vergleich der verwendeten Parasitenarten

Beim Vergleich der parasitologischen Kenngrößen zur Verteilung der Parasiten bei den Fliegen - wie z.B. der Prävalenz - wurde festgestellt, dass die Protozoen bei den Fliegen mit höheren Prävalenzen nachgewiesen werden konnten als die metazoischen Parasiten. Dieses Ergebnis war auf Grund der geringen Größe der Protozoen jedoch zu erwarten.

Am Beispiel der Fliegenart *Musca domestica* - die bei allen experimentellen Versuchen eingesetzt wurde und dies meistens in ähnlich hoher Individuenanzahl - kann man gut erkennen, wie die Prävalenzen, mit denen die Parasiten von den Fliegen aufgenommen wurden und somit in den Fliegendärmen Fliegen nachgewiesen werden konnten, mit der Größe der Parasiten abnahmen. So wurden Oozysten von *Eimeria tenella* mit der höchsten Prävalenz von 97,32% im Darm der Fliegen vorgefunden, gefolgt von den Trophozoiten von *Giardia lamblia* mit 63,31%. Die metazoischen Parasiten wurden dagegen alle mit Prävalenzen von unter 50% nachgewiesen. Abhängig von der Größe der Parasiten nahmen die Prävalenzen ab. Die ähnlich großen Eier der beiden *Trichuris*-Arten wurden mit einer Prävalenz von 48,57% bei *T. muris* und von 28,30% bei *T. suis* vorgefunden. Die etwas größeren Eier von *Ascaris suum* wurden mit einer niedrigeren Prävalenz in Höhe von 23,10% nachgewiesen, gefolgt von den in der Länge größeren Larven (L1) von *Angiostrongylus cantonensis* mit einer Prävalenz von nur noch 19,09%. Die im Vergleich zu den anderen verwendeten Parasitenarten größten Eier der beiden *Hymenolepis*-Arten wurden insgesamt mit den niedrigsten Prävalenzen in den Därmen von *M. domestica* nachgewiesen, mit 16,09% bei *H. microstoma* und 15,038% bei *H. diminuta*.

An der Körperoberfläche der Fliegen wurden alle Parasiten mit insgesamt höheren Prävalenzen vorgefunden als im Fliegendarm. Bei Betrachtung der Prävalenzen, mit denen die Parasiten an den Exoskeletten von *M. domestica* nachgewiesen wurden, ist hier deutlich ein direkter Größenzusammenhang zu erkennen. Zwar wurden die kleineren Protozoen auch an der Körperoberfläche der Fliegen mit den höchsten Prävalenzen von 83,33% bei *E. tenella* und von 80,00% bei *G. lamblia* vorgefunden, jedoch wurden die viel größeren Eier der beiden *Hymenolepis*-Arten mit nur etwas geringeren Prävalenzen von 75,00% bei *H. diminuta* und 73,08% bei *H. microstoma* nachgewiesen. Auch die Milben, die sich wahrscheinlich aktiv an den Fliegen festhielten, wurden mit einer Prävalenz von 58,82% an der Körperoberfläche von *M. domestica* entdeckt, die weitaus kleineren und *A. suum*-Eier hingegen nur mit einer Prävalenz von 50,00%. Die vergleichsweise niedrigste Prävalenz von 27,27% wurde bei den Larven (L1) von *A. cantonensis* ermittelt, die durch ihre Körperlänge und glatte Kutikula wahrscheinlich am schlechtesten am Exoskelett der Fliegen haften blieben. Durch diese Ergebnisse wird deutlich, dass die Häufigkeit, mit denen die verschiedenen Parasitenarten am Exoskelett der Fliegen nachgewiesen werden konnten, davon abhängig war, wie gut die parasitischen Stadien am Exoskelett der Fliegen haften blieben. Dabei war nicht nur die Aufnahme durch Haare und Füße der Fliegen entscheidend sondern auch, dass die Parasiten für einen gewissen Zeitraum am Exoskelett haften blieben und nicht im Versuchskäfig verteilt oder durch das Putzverhalten der Fliege von deren Exoskelett entfernt wurden.

Bei der Betrachtung der Abundanzen (oder auch der Dichte), mit denen die Parasiten im Darm der Fliegen vorkamen, stellt man fest, dass die Abundanzen bei allen metazoischen Parasiten unter einem Wert von zwei lagen. Bei den Protozoen wurden hingegen weitaus höhere Werte ermittelt - mit einer Abundanz von 22,00 bei *G. lamblia* und der höchsten Abundanz von 242,46 bei *E. tenella* (bei *M. domestica*). Diese unterschiedlichen Ergebnisse begründen sich vermutlich auch hier wieder in der Größe der parasitischen Stadien. Am Exoskelett wurde hingegen die höchste Abundanz von 214,75 bei *A. suum* (bei *Sarcophaga* spp.) ermittelt, gefolgt von 95,00 bei *T. suis* (ebenfalls bei *Sarcophaga* spp.). Die Eier von *A. suum* konnten auf Grund ihrer besonderen Oberflächenbeschaffenheit auf der großen Körperoberfläche von *Sarcophaga* spp. am besten und somit am zahlreichsten haften bleiben.

Beim Vergleich der mittleren Intensitäten wird deutlich, dass die metazoischen Parasiten in den Därmen der Fliegen alle mit Werten von unter fünf vorgefunden wurden. Dies steht deutlich im Gegensatz zu den Ergebnissen der kleineren Protozoen, die mit Werten von über 15,00 und einem maximalen Wert von 249,15 bei *E. tenella* (in den Därmen von *M. domestica*) ermittelt wurden. Auch hier wurde wieder deutlich, dass kleinere Parasiten in einer höheren Anzahl im Fliegendarm vorkamen. An den Exoskeletten waren dann wieder die mittleren Intensitäten bei den Protozoen geringer und insgesamt bei den metazoischen Parasiten höher als in den Därmen der Fliegen. Vergleichbar mit den Abundanzen wurden auch die Eier von *A. suum* mit der höchsten mittleren Intensität von 214,75 am Exoskelett der Fliegen (von *Sarcophaga* spp.) vorgefunden, gefolgt von 98,09 bei *T. suis* (ebenfalls bei *Sarcophaga* spp.). Mit diesen Ergebnissen wird erneut deutlich, dass die Intensität der Infektion bzw. der Beladung mit Parasiten von deren Haftfähigkeit abhing.

Diese Ergebnisse zeigten, dass deutliche Unterschiede bei der Aufnahme der verschiedenen Parasitenarten durch die Fliegen - sowohl äußerlich als auch innerlich - ebenso wie bei der Ausscheidung und Verbreitung der Parasiten bestanden, die sich in der Morphologie und Oberflächenbeschaffenheit der Parasiten begründeten.

**Vergleich der eingesetzten Fliegenarten**

Für die Versuche wurden Fliegenarten (der Familien Calliphoridae, Muscidae und Sarcophagidae) unterschiedlicher Größe eingesetzt. *Musca domestica* (5-8 mm) war diesen Versuchen im Durchschnitt die kleinste und aktivste Fliegenart. *Lucilia* spp. (5-10 mm) war im Durchschnitt etwas größer, gefolgt von *C. vicina* (5-12) und den beiden *Sarcophaga*-Arten (8-16 mm), die die größten und zudem am wenigsten aktivsten Fliegenarten waren. Mit Ausnahme der Protozoen wurden die Parasiten von den größeren Fleisch- und Schmeißfliegenarten mit höheren Prävalenzen mit der Nahrung aufgenommen als von *M. domestica*. Auch an der meist größeren Körperoberfläche dieser Fliegenarten wurden fast alle Parasitenarten mit deutlich höheren Prävalenzen vorgefunden, als bei *M. domestica*. Die größeren Fliegen konnten auf Grund ihrer weniger begrenzten Anatomie größere Parasiten mit der Nahrung leichter aufnehmen. Deswegen konnten sie auch eine höhere Anzahl von größeren Parasiten auf ihrer Körperoberfläche beherbergen. Besonders deutlich wird dies durch die höchste mittlere Intensität von 214,75 *A. suum* Eiern an Fliegen der Art *Sarcophaga* sp..

Auch das unterschiedliche Fressverhalten der Fliegenarten war für die Aufnahme der Parasiten entscheidend. So wurden die Parasiten oft in einer höheren Anzahl in den Fleisch- und Schmeißfliegen vorgefunden, da diese im Durchschnitt deutlich länger von der jeweiligen Versuchslösung fraßen.

Diese Ergebnisse belegten, dass deutliche Unterschieden zwischen den einzelnen untersuchten Fliegenarten in der Aufnahme, Ausscheidung und Verbreitung der verschiedenen Parasitenarten bestanden, abhängig von der Morphologie und dem Verhalten der jeweiligen Fliegenart.

### 4.3.1 Zusammenfassung

Fliegen sind allgegenwärtig. Bei optimalen Bedingungen haben sie eine kurze Generationszeit und eine hohe Anzahl an Nachkommen. Eine Fliegenplage ist jedoch oft ein unterschätztes Problem. Dabei geht es nicht nur um den Aspekt als lästiger „Plagegeist“, sondern vor allem um die hygienische und medizinische Relevanz der Fliegen.

Mit der vorliegenden Studie wurde die Rolle, die synanthrope Fliegen bei der Verbreitung von Pathogenen spielen, intensiv untersucht. Desweiteren konnte die allgemeine Meinung, dass Fliegen dazu fähig sind, verschiedene Pathogene zu tragen, bestärkt werden. Zusätzlich wurde aufgezeigt, welche Pathogene in Deutschland natürlicherweise an Fliegen vorzufinden sind.

Zur Klärung der zentralen Frage - wie hoch das von Fliegen ausgehende Gefahrenpotenzial ist - wurden zunächst wildlebende Fliegen von verschiedenen mit domestizierten Tieren assoziierten Plätzen gefangen und sowohl auf Mikroorganismen als auch auf Parasiten untersucht. Mit dem Ergebnis, dass sowohl im Darm wie auch am Exoskelett der Fliegen eine Vielzahl von Bakterien, Pilzen und auch Parasiten vorgefunden wurden. Unter diesen waren zahlreiche pathogene Bakterien und Pilze sowie zoonotische Parasiten.

Mit dieser Studie konnte durch eine Reihe von Nachweisen das vorhandene Wissen über Pathogene, die durch Fliegen auf Tiere und Menschen übertragen werden können, wesentlich bestärkt und ergänzt werden. Für das Untersuchungsgebiet in Deutschland waren alle vorgefundenen Mikroorganismen und Parasiten Erstnachweise.

*Musca domestica* war die am häufigsten gefangene Fliegenart bei der vorliegenden Studie. In und an dieser Fliegenart wurden demzufolge auch die meisten Pathogenen vorgefunden. Fliegen der Familie Muscidae – zu der auch *M. domestica* gehört - kamen insgesamt an fast allen Fangorten am häufigsten vor. Hieraus lässt sich schlussfolgern, dass an und in diesen Fliegen bei der vorliegenden Studie die meisten Parasiten getragen wurden und dass sie deswegen als die bedeutendsten potenziellen Vektoren dieser Studie anzusehen sind.

Zudem wiesen alle wildgefangenen eusynanthropen Fliegenarten einen hohen Danger-Index auf. Daher geht von den Eusynanthropen insgesamt die größte hygienische Bedeutung und Gefahr als Krankheitsüberträger aus.

Mit den durchgeführten experimentellen Versuchen wurden erstmals umfangreiche Berechnungen mit parasitologischen Kenngrößen durchgeführt. Zudem wurde die Übertragungsfähigkeit von Parasiten durch Fliegen mit einem tierexperimentellen Versuch bewiesen.

Die experimentellen Versuche dienten zur Vervollständigung der Ergebnisse der Untersuchung der im Freiland gefangenen Fliegen auf Parasiten. Der Hintergrund dafür war, dass bei den Freilandfängen nicht die gesamte Fliegenpopulation untersucht werden konnte und insofern nur „Momentaufnahmen“ gemacht wurden. Deshalb wurde unter möglichst naturnahen Bedingungen parallel versucht, mit einer gezüchteten Fliegenpopulation die Aufnahme bestimmter, bedeutender Parasiten nachzuweisen.

Die Prävalenzen, mit denen die in den experimentellen Versuchen eingesetzten Parasiten im Darm der Fliegen nachgewiesen wurden, reichten von 15,38% (*Hymenolepis diminuta* bei *Musca domestica*) bis hin zu 97,00% (*Eimeria tenella* ebenfalls bei *M. domestica*). An den Exoskeletten wurden die Parasiten mit Prävalenzen von 17,14% (*Trichuris muris* bei *Sarcophaga* sp.) bis zu sogar mehrfach 100,00% (z.B. *Trichuris suis* bei *Calliphora vicina*) vorgefunden.

Allgemein wurden die metazoischen Parasiten auf Grund ihrer Größe mit geringeren Prävalenzen in den Fliegen vorgefunden als die kleineren Protozoen. Niedrige Prävalenzen deuteten zwar zunächst auf ein geringeres Übertragungsrisiko hin, insofern nur wenige Fliegen als Parasitenträger auftraten, angesichts der festgestellten Pathogene bleibt jedoch immer noch ein nicht zu unterschätzendes Risiko.

Die Intensitäten und auch die Abundanzen, mit denen die eingesetzten Parasiten im Darm der Fliegen vorgefunden wurden, waren auch hier wieder bei den insgesamt größeren Metazoen geringer als bei den kleineren Protozoen. Am Exoskelett der Fliegen hingegen wurden höhere Intensitäten und Abundanzen bei den insgesamt resistenteren Metazoen als bei den Protozoen vorgefunden. In Anbetracht der infektiösen Dosis, die notwendig ist, damit eine parasitäre Erkrankung ausbricht, und nur unter Einbeziehung der Ergebnisse der Darmuntersuchungen alleine wäre die Infektionsgefahr, die von Fliegen als Träger von Protozoen ausgeht, sogar höher einzustufen. Jedoch ist es notwendig, die Ergebnisse der Darmuntersuchungen mit denen der Exoskelette im Zusammenhang zu betrachten, also die Fliege als Ganzes mit Darm und Exoskelett zu sehen. Infolgedessen geht auch von den Metazoen ein vergleichbar hohes Gefahrenpotential aus.

Zusätzlich wiesen die experimentellen Versuche nach, dass Parasiteneier wie die eingesetzten Eier von *Ascaris suum* und *Trichuris suis* auch noch bei mehrere Tage toten Fliegen unbeschadet und immer noch infektiös vorzufinden sind. Dies zeigt nachdrücklich auf, wie wichtig es ist, nach einer Fliegenbekämpfung auch die toten Fliegen zu beseitigen.

Zwischen der Körpergröße der Fliegen und ihrer Fähigkeit der Kontamination und Übertragung von Pathogenen besteht ein direkter Zusammenhang (z.B. Graczyk et al. 1999, 2000). Größere Fliegen können größere Partikel, kleinere Fliegen nur kleinere Partikel aufnehmen. Diese Tatsache konnte auch mit den experimentellen Versuchen der vorliegenden Studie bestätigt werden. Die größeren Fliegenarten - die Fleisch- und Schmeißfliegen - nahmen die metazoischen Parasiten mit höheren Prävalenzen auf als die kleinere Stubenfliege (*M. domestica*).

Die Ergebnisse der Untersuchungen der im Freiland gefangenen Fliegen und die Versuche mit den gezüchteten Fliegen bewiesen, dass synanthrope Fliegenarten - wie die Stubenfliege - sowohl Eier als auch Larven einer Vielzahl von Parasiten aufnehmen und transportieren können (Tab. 37). Eine detaillierte Übersicht hierzu gibt die Tabelle 37, in der alle in der vorliegenden Studie in und an den Fliegen vorgefundenen Parasiten mit dem nachgewiesenen parasitischen Stadium und dessen Größe zusammengefasst aufgelistet sind.

Desweiteren sind Fliegen dazu fähig, diese Parasiten über ihre Spots, ihre Körperoberfläche oder ihren gesamten Körper (Transport im Darm) zu übertragen. Die Parasiten überstehen die Darm-passage durch die Fliege und den Aufenthalt am Exoskelett der Fliege unbeschadet und behalten ihre Infektiösität.

**Tab. 37:** Nachgewiesene Parasitenarten sowie ihr parasitisches Stadium bei den Fliegen der vorliegenden Studie (Exo = Exoskelett, Freilandf. = Freilandfänge, Paras. = parasitisches).

Parasitenart	Parasiten-Großgruppe	Paras. Stadium	Parasiten-Größe	Nachweis: Fliegen-		Nachweis bei:
				Darm	Exo	
<i>Balantidium coli</i>	Protozoa	Zyste	40 x 60 µm	+	-	Freilandfänge
<i>Cystoisospora burrowsi</i>	Protozoa	Oozyste	16-23 x 15-22 µm	+	+	Freilandfänge
<i>Cystoisospora canis</i>	Protozoa	Oozyste	34-42 x 23-36 µm	+	+	Freilandfänge
<i>Herpetomonas muscarum</i>	Protozoa	Trophozoit	10-25 x 2-4 µm	+	+	Freilandfänge
<i>Eimeria magna</i>	Protozoa	Oozyste	31-42 x 20-28 µm	+	-	Freilandfänge
<i>Eimeria perforans</i>	Protozoa	Oozyste	15-27 x 11-17 µm	+	+	Freilandfänge
<i>Eimeria perminuta</i>	Protozoa	Oozyste	12-15 x 10-13 µm	+	-	Freilandfänge
<i>Eimeria tenella</i>	Protozoa	Oozyste	22-25 x 19 µm	+	+	experimentell
<i>Giardia lamblia</i>	Protozoa	Trophozoit	12-15 x 5-9 µm	+	+	experimentell/Freilandf.
		Zyste	8-12 x 7-10 µm	-	+	Freilandfänge
<i>Isospora suis</i>	Protozoa	Oozyste	17-25 x 16-22 µm	+	+	Freilandfänge
<i>Hymenolepis diminuta</i>	Cestoda	Ei	62-88 x 30-55 µm	+	+	experimentell
<i>Hymenolepis microstoma</i>	Cestoda	Ei	62,6-98,0 x 51,5-75,7 µm	+	+	experimentell
<i>Angiostrongylus cantonensis</i>	Nematoda	Larve	220-260 x 10-20 µm	+	+	experimentell
<i>Ascaris suum</i>	Nematoda	Ei	56-87 x 46-57 µm	+	+	experimentell/Freilandf.
<i>Parascaris equorum</i>	Nematoda	Ei	∞ 90-100 µm	+	+	Freilandfänge
<i>Metastrongylus apri</i>	Nematoda	Ei	55-61 x 45-50 µm	-	+	Freilandfänge
		Larve	160-190 x 12-17 µm	-	+	Freilandfänge
Strongylidae	Nematoda	Ei	80-100 x 30-45 µm	+	+	Freilandfänge
		Larve	120-240 x 10-17 µm	+	+	Freilandfänge
Strongyloidea	Nematoda	Ei	67-85 x 34-46 µm	+	+	Freilandfänge
		Larve	150-190 x 12-17 µm	+	+	Freilandfänge
<i>Strongyloides ransomi</i>	Nematoda	Ei	45-55 x 25-30 µm	+	+	Freilandfänge
		Larve	120-140 x 12-14 µm	+	+	Freilandfänge
<i>Toxocara canis</i>	Nematoda	Ei	69-95 x 60-77 µm	+	+	Freilandfänge
<i>Toxocara vitulorum</i>	Nematoda	Ei	69-95 x 60-77 µm	+	+	Wildfliegen
<i>Trichuris muris</i>	Nematoda	Ei	67-70 x 31-35 µm	+	+	experimentell
<i>Trichuris suis</i>	Nematoda	Ei	47-71 x 27-34 µm	+	+	experimentell
Acaridae	Arachnida	Ei	0,12 x 0,08 mm	+	+	Freilandfänge
		Adult	0,3-0,5 x 0,15-0,20 mm	-	+	Freilandfänge
<i>Dermanyssus gallinae</i>	Arachnida	Larve	0,32-0,38 x 0,15-0,17 mm	-	+	experimentell
		Nymphe	0,45-0,52 x 0,17-0,19 mm	-	+	experimentell
		Adult	0,6-1,1 x 0,3-0,4 mm	-	+	experimentell
<i>Haematopinus suis</i>	Arthropoda	Nymphe	3,1 x 1,7 mm	-	+	Freilandfänge
<i>Histiostoma sp.</i>	Arachnida	De.Nymphe	0,12-0,15 x 0,11-0,12 mm	+	+	Freilandfänge
<i>Marcocholes musca-domesticae</i>	Arachnida	Adult	0,86-0,91 x 0,50-0,54 mm	-	+	Freilandfänge

Ob ein Parasit bzw. sein parasitisches Stadium von einer Fliege mit der Nahrung aufgesogen werden kann, ist abhängig von dessen Größe. Während die sehr kleinen Bakterien und Pilze (Pilzsporen) problemlos von einer Fliege aufgesogen werden, können größere Partikel nur bis zu einer bestimmten Größe über die Proboscis der Fliege aufgenommen werden. Nach Greenberg (1973) ist der größte Partikel, den eine normalgroße Stubenfliege verschlucken kann, ca. 40-45 µm breit, längere, schmalere Partikel werden der Länge nach verschluckt. Bereits Graham-Smith und Purvis (1914) beschrieben, dass Partikel mit einem größeren Durchmesser als der Innenraum der Pseudo-Trachea (0,006 mm) für gewöhnlich am Eintritt in den Mund gehindert und nicht aufgenommen

werden können. Jedoch machten sie den Zusatz, dass größere, besonders attraktive Partikel (wie z.B. die Eier von Bandwürmern), während des anhaltenden Saugens durch die Fliege möglicherweise direkt in den Mund gelangen können, wenn die pentastomale Höhle geöffnet ist (Graham-Smith und Purvis 1914).

Die Ergebnisse der vorliegenden Studie haben bewiesen, dass auch größere parasitische Stadien, die eine Breite von 45 µm übertreffen - wie die Eier von *Hymenolepis microstoma* (56-87 x 46-57 µm), *Ascaris suum* 56-87 x 46-57 µm, *Toxocara canis* 69-95 x 60-77 µm und *T. vitulorum* (69-95 x 60-77 µm) - durchaus von Fliegen aufgesogen werden können (Tab. 37). Das in der Breite größte parasitische Stadium, das in der vorliegenden Studie im Darm einer Fliege vorgefunden wurde, war das Ei von *Parascaris equorum* mit einem Durchmesser von 90 µm (in *Musca domestica*). Die längsten parasitischen Stadien, die im Darm einer Fliege entdeckt wurde, waren die Larve von *Angiostrongylus cantonensis* und Strongyloiden-Larven mit einer Länge von bis zu 240 µm.

Ungeachtet dessen blieben die größeren Parasiten, die von kleineren Fliegen nicht aufgenommen wurden, am Exoskelett der Fliegen haften und konnten auf diese Weise dennoch verbreitet werden. Die bei den im Freiland gefangenen Fliegen nachgewiesenen Arthropoden, wie z.B. die Milben und die Schweinelaus, hefteten sich sogar aktiv an die Fliegen, um von ihnen transportiert zu werden (Phoresie) oder als ihre Parasiten (wie z.B. *Macrocheles musca-domesticae*).

Auch die Menge an Nahrung bzw. Flüssigkeit und somit an Bakterien, Pilzen oder Parasiten, die eine Fliege aufnehmen kann, ist begrenzt. Demgemäß zeigten wissenschaftliche Untersuchungen, dass die Aufnahmekapazität einer einzelnen nüchternen Stubenfliege (*M. domestica*), wenn sie zuvor längere Zeit gehungert hat, bis zu 0,031 mg flüssiger Nahrung betragen kann; die Aufnahmekapazität der größeren Schmeißfliegen, wie *Calliphora erythrocephala*, beträgt bis zu 0,063 mg (Root 1921) oder 0,016-0,029 ml einer 5%igen Glucose-Lösung innerhalb von 24 Stunden (Galun und Fraenkel 1957; Greenberg 1959a). In dieser geringen Menge kann sich dennoch in Anbetracht der geringen Größe von Bakterien, Pilzen, Protozoen und auch der meisten parasitischen Stadien der Metazoa, eine Vielzahl von Pathogenen befinden.

Die vorliegende Studie weist präzise nach, dass synanthrope Fliegen potenziell lebensbedrohliche Keime tragen können. Dabei handelt es sich sowohl um pathogene Bakterien und Pilze als auch um zoonotische Parasiten. Von synanthropen Fliegen geht ein großes Gefahrenpotential aus, nicht nur für den Menschen, sondern vor allem für die Nutztierhaltung. Hier können die Fliegen als Krankheitsüberträger zu großen wirtschaftlichen Verlusten beitragen.

Unaufmerksamkeit in der ständigen Hygiene, aber auch eine vernachlässigte Kontrolle der Fliegenpopulation kann das Risiko der Übertragung von Krankheiten auf Mensch und Tier durch synanthrope Fliegen signifikant steigern.

### 4.3.2 Ausblick

Die vorliegende Studie bietet durch ihre speziellen wissenschaftlichen Erkenntnisse zugleich die Grundlage für zukünftige weiterführende Studien, ebenso wie für die Empfehlung zur Bekämpfung oder Vermeidung einer Fliegenplage.

In weiterführenden Untersuchungen könnten insbesondere die nachfolgenden wissenschaftlichen Aspekte behandelt werden:

- In Freilanduntersuchungen könnten mikrobiologische und parasitologische Untersuchungen von Fliegen von in der vorliegenden Studie nicht behandelten Fangorten (hierunter z.B. öffentliche Gebäude) durchgeführt werden. Zusätzlich könnte eine virologische Untersuchung der Fliegen erfolgen.
- In Versuchen könnten gezielte Untersuchungen verschiedener Fliegenarten mit bestimmten bedeutenden Bakterien und Pilzen durchgeführt werden. Diese Versuche sollten zur Klärung der Frage dienen, ob es Unterschiede zwischen den einzelnen Fliegenarten bzw. Mikroorganismen u.a. in der Aufnahme durch die Fliege dabei gibt.
- Weiterhin könnte untersucht werden, ob bestimmte Bakterien und Pilze ausschließlich am Exoskelett oder im Darm der Fliegen vorkommen können. Zusätzlich könnte überprüft werden, ob die Anzahl der Bakterien an und in den Fliegen, exponentiell mit der Zeit zu- oder abnimmt. Hierfür müsste man ggf. mit fluoreszierenden Bakterien arbeiten.
- Zusätzlich wäre eine Untersuchung interessant, in wieweit Fliegen Lebensmittel mit diesen Bakterien und Pilzen kontaminieren können.
- Zudem könnte man gezielte Zeitversuche mit verschiedenen bedeutenden Parasiten durchführen, um zu untersuchen, wie lange es dauert, bis einzelne Fliegen die Parasiten wieder ausscheiden.
- Auch bezüglich dieser Parasiten wäre es interessant zu klären, inwieweit Fliegen mit diesen Parasiten Lebensmittel kontaminieren können.

## 5. Tabellenverzeichnis

<b>Tab. 1:</b> Ergebnisse des Fliegenfangs für die mikrobiologischen Untersuchungen im Jahr 2006 (insg. = insgesamt).....	36
<b>Tab. 2:</b> Ergebnisse des Fliegenfangs für die mikrobiologischen Untersuchungen im Jahr 2007 (insg. = insgesamt).....	37
<b>Tab. 3:</b> Ergebnisse des Fliegenfangs für die parasitologische Untersuchungen in den Jahren 2007-2008 (insg. = insgesamt). ....	37
<b>Tab. 4:</b> Ergebnisse des Fliegenfangs für die parasitologische Untersuchungen im Jahr 2009 (insg. = insgesamt).....	38
<b>Tab. 5:</b> Gefangene Fliegenarten an den jeweiligen Fangorten (insg. = insgesamt). ....	39
<b>Tab. 6:</b> Danger-Index [ $D = (a + b + c + d) \times (e + f + g) \times m$ ] der gefangenen Fliegenarten. ....	42
<b>Tab. 7:</b> Identifizierte Bakterien und Pilze vom Exoskelett (Exo) und aus dem Darm der Fliegen der verschiedenen Fangorte (+ = einmal vorgefunden, ++ = zweimal, +++ = dreimal und mehr). .	45
<b>Tab. 8:</b> Identifizierte Mikroorganismen bei den einzeln untersuchten Fliegen des Fliegenfangs im Jahr 2006 (Hu = Hundewiese, Ka = Kaninchenstall, Ku = Kuhstall, n = Anzahl, Pf = Pferdestall, Sc = Schweinestall). ....	47
<b>Tab. 9:</b> Identifizierte Mikroorganismen vom Exoskelett und aus dem Darm der Negativ-Kontrolle ( <i>Musca domestica</i> ). ....	48
<b>Tab. 10:</b> Parasiten der domestizierten Tiere, die bei den Freilandfängen nachgewiesen wurden (A = Arthropoda, N = Nematoda, P = Protozoa, W.T. = Wirts-Tierart). ....	49
<b>Tab. 11:</b> Identifizierte Parasiten, ihre parasitische Groß-Gruppe und ihr Entwicklungsstadium (Entw.-Stadium), die bei den Fliegen der verschiedenen Fangorte nachgewiesen wurden (De.Nymphe = Deutonymphe, Entw. = Entwicklungs-, FO = Fangort, insg. = insgesamt, n = Anzahl, Para. = parasitische). ....	50
<b>Tab. 12:</b> Ergebnisse der parasitologischen Berechnungen der Parasiten vom Fangort Hundewiese (n = Anzahl). ....	52
<b>Tab. 13:</b> Ergebnisse der parasitologischen Berechnungen der Parasiten vom Fangort Kaninchenstall (n = Anzahl).....	54
<b>Tab. 14:</b> Ergebnisse der parasitologischen Berechnungen der Parasiten vom Fangort Kuhstall (n = Anzahl). ....	55
<b>Tab. 15:</b> Ergebnisse der parasitologischen Berechnungen der Parasiten vom Fangort Pferdestall (n = Anzahl). ....	57
<b>Tab. 16:</b> Ergebnisse der parasitologischen Berechnungen der Parasiten vom Fangort Schweinestall (n = Anzahl).....	58
<b>Tab. 17:</b> Ergebnisse der parasitologischen Berechnungen der Parasiten, die an mehreren Fangorten vorgefunden wurden (Hu = Hundewiese, Ka = Kaninchenstall, Ku = Kuhstall, n = Anzahl, Pf = Pferdestall, Sc = Schweinestall). ....	60
<b>Tab. 18:</b> Isolierte Parasitenarten aus den Tierfäzes von den verschiedenen Fangorten (N = Nematoda, P = Protozoa). ....	61
<b>Tab. 19:</b> Ergebnisse der experimentellen Versuche mit den Oozysten von <i>Eimeria tenella</i> (n = Anzahl). ....	63
<b>Tab. 20:</b> Ergebnisse der experimentellen Versuche mit den Trophozoiten von <i>Giardia lamblia</i> (n = Anzahl). ....	65

<b>Tab. 21:</b> Ergebnisse der experimentellen Versuche mit den Eiern von <i>Hymenolepis microstoma</i> (n = Anzahl). .....	67
<b>Tab. 22:</b> Ergebnisse der experimentellen Versuche mit den Eiern von <i>Hymenolepis diminuta</i> (n = Anzahl). .....	69
<b>Tab. 23:</b> Ergebnisse der experimentellen Versuche mit den Larven (L1) von <i>Angiostrongylus cantonensis</i> (n = Anzahl). .....	71
<b>Tab. 24:</b> Ergebnisse der experimentellen Versuche mit den Eiern von <i>Ascaris suum</i> (n = Anzahl). .....	73
<b>Tab. 25:</b> Ergebnisse der Langzeitversuche mit den Eiern von <i>Ascaris suum</i> und längere Zeit toten Fliegen sowie den Larven von <i>Sarcophaga argyrostoma</i> (n = Anzahl). .....	75
<b>Tab. 26:</b> Ergebnisse der experimentellen Versuche mit den Eiern von <i>Trichuris suis</i> (n = Anzahl). .....	76
<b>Tab. 27:</b> Ergebnisse der Langzeitversuche mit den Eiern von <i>Trichuris suis</i> und den längere Zeit toten Fliegen (bef. = befallene, n = Anzahl). .....	79
<b>Tab. 28:</b> Ergebnisse der experimentellen Versuche mit den Eiern von <i>Trichuris muris</i> (n = Anzahl). ..	80
<b>Tab. 29:</b> Ergebnisse der Kotuntersuchung des ersten Teils des tierexperimentellen Infektionsversuchs mit den Eiern von <i>Trichuris muris</i> . .....	82
<b>Tab. 30:</b> Ergebnisse der Kotuntersuchung des zweiten Teils des tierexperimentellen Infektionsversuchs mit Eiern von <i>Trichuris muris</i> . .....	83
<b>Tab. 31:</b> Ergebnisse des experimentellen Versuchs mit von <i>Dermanyssus gallinae</i> (n = Anzahl). .....	84
<b>Tab. 32:</b> Nachweis der einzelnen Entwicklungsstadien von <i>Dermanyssus gallinae</i> (n = Anzahl) an <i>Musca domestica</i> und im Versuchskäfig. ....	84
<b>Tab. 33:</b> Literaturnachweise zu den in der vorliegenden Studie nachgewiesenen Bakterien. ....	142
<b>Tab. 34:</b> Literaturnachweise zu den in der vorliegenden Studie nachgewiesenen Pilzen. ....	152
<b>Tab. 35:</b> Literaturnachweise zu den in der vorliegenden Studie vorgefundenen protozoische Parasiten (Paras. = parasitisches, * = Art bzw. (*) = Gattung, die auch bei den Fliegen der vorliegenden Studie nachgewiesen wurde). .....	158
<b>Tab. 36:</b> Literaturnachweise zu den in der vorliegenden Studie vorgefundenen metazoische Parasiten (Ac = Acantocephala, C = Cestoda, N = Nematoda, Paras. = parasitisches, * = Art bzw. (*) = Gattung, die auch bei den Fliegen der vorliegenden Studie nachgewiesen wurde). .....	159
<b>Tab. 37:</b> Nachgewiesene Parasitenarten sowie ihr parasitisches Stadium bei den Fliegen der vorliegenden Studie (Exo = Exoskelett, Freilandf. = Freilandfänge, Paras. = parasitisches)... ..	197

## 6. Abbildungsverzeichnis

<b>Abb. 1:</b> Proboscis von <i>Musca domestica</i> (REM-Aufnahme).....	3
<b>Abb. 2:</b> Tarsus von <i>Musca domestica</i> (REM-Aufnahme).....	4
<b>Abb. 3:</b> Topographische Karte mit Kennzeichnung der Fangorte. A: Kaninchen- und Pferdestall, B: Kuhstall, C: Schweinestall, D: Hundewiese (Karte Landesvermessungsamt NRW Top 50, 1997): Geologische Daten von Dormagen: Breitengrad 51,6°/ Längengrad 49,0°/ 45 m über NN. ....	8
<b>Abb. 4:</b> Fliegenzuchtkäfig .....	19
<b>Abb. 5:</b> A)-B) Eier von <i>Musca domestica</i> auf Zuchtmedium. ....	19
<b>Abb. 6:</b> A)-B) Eier, frisch geschlüpfte Larven und Adulte Fliegen der Art <i>Lucilia sericata</i> auf Pferdefleisch. ....	20
<b>Abb. 7:</b> A) Frisch abgesetzte und B) sechs Tage alte Larven von <i>Sarcophaga</i> sp. auf Schweineleber..	20
<b>Abb. 8:</b> Fliegen ( <i>Lucilia sericata</i> ) auf einer Versuchslösung. ....	21
<b>Abb. 9:</b> Prozentuale Darstellung der gefangenen Fliegenfamilien. ....	39
<b>Abb. 10:</b> Fliegenarten vom Fangort Hundewiese in Prozent (%). ....	40
<b>Abb. 11:</b> Verteilung der Freilandfänge der Art <i>Musca domestica</i> . ....	40
<b>Abb. 12:</b> Geschlechterverhältnis der am häufigsten gefangenen Fliegenarten in Prozent (%). ....	41
<b>Abb. 13:</b> Prävalenzen (%) der Parasiten vom Fangort Hundewiese. ....	53
<b>Abb. 14:</b> Prävalenzen (%) der Parasiten vom Fangort Kaninchenstall. ....	54
<b>Abb. 15:</b> Prävalenzen (%) der Parasiten vom Fangort Kuhstall.....	56
<b>Abb. 16:</b> Prävalenzen der Parasiten vom Fangort Pferdestall. ....	57
<b>Abb. 17:</b> Prävalenzen (%) der Parasiten vom Fangort Schweinestall. ....	59
<b>Abb. 18:</b> Prävalenzen (%) der Parasiten, die bei mehreren Fangorten nachgewiesen wurden. ....	60
<b>Abb. 19:</b> (A) Prävalenzen (%) der Oozysten von <i>Eimeria tenella</i> sowie die entsprechenden Abundanzen und mittleren Intensitäten, (B) im Darm, (C) am Exoskelett und (D) an den Mundwerkzeugen der Fliegen (Exo = Exoskelett, MW = Mundwerkzeuge). ....	64
<b>Abb. 20:</b> (A) Prävalenzen (%) der Trophozoiten von <i>Giardia lamblia</i> sowie die entsprechenden Abundanzen und mittleren Intensitäten (B) im Darm, (C) am Exoskelett und (D) an den Mundwerkzeugen der Fliegen (Exo = Exoskelett, MW = Mundwerkzeuge). ....	66
<b>Abb. 21:</b> (A) Prävalenzen (%) der Eier von <i>Hymenolepis microstoma</i> sowie die entsprechenden Abundanzen und mittleren Intensitäten (B) im Darm, (C) am Exoskelett und (D) an den Mundwerkzeugen der Fliegen (Exo = Exoskelett, MW = Mundwerkzeuge). ....	68
<b>Abb. 22:</b> (A) Prävalenzen (%) der Eier von <i>Hymenolepis diminuta</i> sowie die entsprechenden Abundanzen und mittleren Intensitäten (B) im Darm (C), am Exoskelett und (D) an den Mundwerkzeugen der Fliegen (Exo = Exoskelett, MW = Mundwerkzeuge). ....	70
<b>Abb. 23:</b> (A) Prävalenzen (%) der Larven im ersten Larvenstadium (L1) von <i>Angiostrongylus cantonensis</i> sowie die entsprechenden Abundanzen und mittleren Intensitäten (B) im Darm, (C) am Exoskelett und (D) an den Mundwerkzeugen (Exo = Exoskelett, MW = Mundwerkzeuge). ....	72
<b>Abb. 24:</b> (A) Prävalenzen (%) der Eier von <i>Ascaris suum</i> sowie die entsprechenden Abundanzen und mittleren Intensitäten (B) im Darm (C), am Exoskelett und (D) an den Mundwerkzeugen der Fliegen (Exo = Exoskelett, MW = Mundwerkzeuge). ....	74

<b>Abb. 25:</b> (A) Prävalenzen (%) der Eier von <i>Trichuris suis</i> sowie die entsprechenden Abundanzen und mittleren Intensitäten (B) im Darm (C), am Exoskelett und (D) an den Mundwerkzeugen der Fliegen (Exo = Exoskelett, MW = Mundwerkzeuge). .....	78
<b>Abb. 26:</b> (A) Prävalenzen (%) der Eier von <i>Trichuris muris</i> sowie die entsprechenden Abundanzen und mittleren Intensitäten (B) im Darm, (C) am Exoskelett und (D) an den Mundwerkzeugen der Fliegen (Exo = Exoskelett, MW = Mundwerkzeuge). .....	81
<b>Abb. 27:</b> Nachweis der verschiedenen Entwicklungsstadien von <i>Dermanyssus gallinae</i> am Exoskelett von <i>Musca domestica</i> und im Versuchskäfig (n = Anzahl). .....	85
<b>Abb. 28:</b> Prävalenzen (%) der einzelnen Parasitenarten in den Därmen der Fliegen. ....	86
<b>Abb. 29:</b> Prävalenzen (%) der einzelnen Parasitenarten am Exoskelett der Fliegen. ....	86
<b>Abb. 30:</b> Abundanzen der einzelnen Parasitenarten in den Därmen der Fliegen. ....	87
<b>Abb. 31:</b> Abundanzen der einzelnen Parasitenarten am Exoskelett der Fliegen. ....	87
<b>Abb. 32:</b> Mittlere Intensitäten der einzelnen Parasitenarten in den Därmen der Fliegen. ....	88
<b>Abb. 33:</b> Mittlere Intensitäten der einzelnen Parasitenarten am Exoskelett der Fliegen. ....	89

## 7. Fototafelverzeichnis

- Fototafel 1:** Lichtmikroskopische Dokumentation der experimentellen Versuche mit den Protozoen *Giardia lamblia* und *Eimeria tenella*. A-B) Trophozoiten von *G. lamblia* im Darm von *Musca domestica*. C-F) Oozysten von *E. tenella*: C) und D) im Darm von *M. domestica*, E) im Darm von *Lucilia cuprina*, F) im Fäzes-Spot von *M. domestica*. ..... 90
- Fototafel 2:** Lichtmikroskopische Dokumentation der experimentellen Versuche mit den Cestoden *Hymenolepis diminuta* und *H. microstoma*. A-B) Eier von *H. diminuta*: A) im Darm von *Musca domestica*, B) in der Waschlösung der Exoskelette von *M. domestica*. C-D) Eier von *H. microstoma*: C) im Darm von *M. domestica*, D) in der Waschlösung der Exoskelette von *M. domestica*. ..... 91
- Fototafel 3:** Lichtmikroskopische Dokumentation der experimentellen Versuche mit den Nematoden *Angiostrongylus cantonensis* und *Ascaris suum*. A-B) Erstes Larvenstadium (L1) von *A. cantonensis*: A) im Darm von *Musca domestica*, B) in der Waschlösung der Exoskelette von *Lucilia sericata*. C-F) Eier von *Ascaris suum* (vorbehandelt mit Schwefelsäure): C-D) im Darm von *M. domestica*, E) im Darm von *L. sericata*, F) im Regurgitations-Spot von *M. domestica*. ..... 92
- Fototafel 4:** Lichtmikroskopische Dokumentation der experimentellen Versuche mit den Nematoden *Trichuris muris* und *T. suis*. A-B) Eier von *T. muris*: A) im Darm von *Musca domestica*, B) im Regurgitations-Spot von *Lucilia sericata*. C-E) Eier von *T. suis*: C) im Darm und D) im Fäzes-Spot von *L. sericata*, E) im Darm von *M. domestica*. ..... 93
- Fototafel 5:** Lichtmikroskopische Dokumentation der experimentellen Versuche mit *Dermanyssus gallinae*. A) Larve, B) Larve und Ei von *D. gallinae* jeweils in der Waschlösung der Exoskelette von *Musca domestica* und C) Nymphe von *D. gallinae* isoliert aus der Waschlösung des Versuchskäfigs..... 94
- Fototafel 6:** Ergebnisse der rasterelektronenmikroskopischen Untersuchung der Eier von *Ascaris suum* auf der Körperoberfläche der Fliegen. A-B) *A. suum*-Eier an der Proboscis von *Musca domestica*, C-E) an der Proboscis von *Lucilia sericata* und F) am Bein von *M. domestica*. ..... 95
- Fototafel 7:** Ergebnisse der rasterelektronenmikroskopischen Untersuchung von *Eimeria tenella*, *Hymenolepis microstoma*, *Trichuris suis*, *T. muris* und *Giardia lamblia* auf der Körperoberfläche von *Musca domestica* und *Lucilia sericata*. A) Oozysten von *E. tenella* an der Proboscis von *M. domestica*. B) Ei von *H. microstoma* an der Proboscis von *M. domestica*. C) Ei von *T. suis* am Bein von *M. domestica*. D) Ei von *T. muris* an der Proboscis von *L. sericata*. E) Trophozoit von *G. lamblia* am Bein von *M. domestica*. ..... 96
- Fototafel 8:** Calliphoridae. A) *Calliphora vicina* (Männchen). B) *C. vomitoria* (Männchen). C) *Lucilia caesar* (Männchen). D) *L. cuprina* (Weibchen). E) *L. sericata* (Männchen und Weibchen). F) *Pollenia angustigena* (Männchen). ..... 99
- Fototafel 9:** Muscidae. A) *Helina reversio* (Weibchen). B) *Musca domestica* (Weibchen). C) *Mydaea ancilla* (Weibchen). D) *M. urbana* (Weibchen). E) *Phaonia errans* (Weibchen). F) *Stomoxys calcitrans* (Weibchen). ..... 103
- Fototafel 10:** Muscidae, Fanniidae, Sarcophagidae. A) *Muscina pabulorum* (Weibchen). B) *M. stabulans* (Weibchen). C) *Fannia canicularis* (Männchen). D) *Sarcophaga argyrostoma* (Weibchen). E) *S. carnaria* (Weibchen). F) *Sarcophaga* sp. (Weibchen)... 106

- Fototafel 11:** Parasiten der Fliegen, isoliert von *Musca domestica*. A) *Herpetomonas muscarum* im Fliegendarm. B) *Histiostoma* sp. (Deueryonyphe) isoliert vom Exoskelett einer Fliege. C-D) Adulte *Macrocheles muca-domesticae* auf einer Fliege: A) ventrale Ansicht, B) dorsale Ansicht. .... 129
- Fototafel 12:** Parasiten, nachgewiesen bei den Fliegen vom Fangort Hundewiese. A-B) Oozysten von *Cystoisospora burrowsi* im Fliegendarm. C) Oozyste von *C. canis* im Fliegendarm. D) Ei von *Toxocara canis* im Fliegendarm. E-F) Acaridae (adulte Weibchen) isoliert vom Exoskelett der Fliegen..... 130
- Fototafel 13:** Parasiten, nachgewiesen bei den Fliegen von den Fangorten Kaninchen- und Kuhstall. A-D) Kaninchenstall: A) Oozyste von *Eimeria perforans* und B) von *E. magna* im Fliegendarm. C-D) Nematodenlarven der Familie Strongyloidae: C) Larve im Fliegendarm (von *Musca domestica*). E-F) Kuhstall: E) Ei von *Toxocara vitulorum* und F) Acaridae (adultes Männchen) isoliert vom Exoskelett der Fliegen. .... 131
- Fototafel 14:** Parasiten, nachgewiesen bei den Fliegen vom Fangort Pferdestall. A-B) Larven von Pferde-Strongyliden isoliert vom Exoskelett der Fliegen. C) Ei von *Parascaris equorum* und D-F) Eier von Pferde-Strongyliden aus dem Fliegendarm. .... 132
- Fototafel 15:** Parasiten, nachgewiesen bei den Fliegen vom Fangort Schweinestall. A-B) Oozysten von *Isoospora suis*: A) unsporuliert isoliert vom Exoskelette einer Fliege, B) sporuliert aus dem Fliegendarm (von *Musca domestica*). C) Zyste von *Balantidium coli* im Fliegendarm. D-E) Eier von Schweine-Strongyloiden: D) isoliert vom Exoskelett der Fliegen und E) im Fliegendarm. F) Ei von *Ascaris suum* im Fliegendarm (gefärbt durch Lugolsche Lösung). .... 133
- Fototafel 16:** Parasiten, nachgewiesen bei den Fliegen vom Fangort Schweinestall. A-B) *Strongyloides ransomi*: A) Ei und B) Larve aus dem Fliegendarm (von *Musca domestica*). C-E) *Metastrongylus apri* isoliert vom Exoskelett der Fliegen: C) Eier, D) schlüpfende Larve, E) Larve. F) Nymphe von *Haematopinus suis* vom Exoskelett einer Fliege. .... 134

### 8. Abkürzungsverzeichnis

% = Prozent

(\*) = Gattung, die auch bei den Fliegen der vorliegenden Studie nachgewiesen wurde

\* = Art bzw.

1,5 ml-Reaktionsgefäß = Eppendorf-Reaktionsgefäß

15 ml-Reaktionsgefäß = Falcon-Tube

A = Arthropoda

Abb. = Abbildung

A.c.-L1 = erste Larvenstadium von *Angiostrongylus cantonensis*

Ac = Acantocephala

Aquabidest. = zweifach destilliertes (bidestilliertes) Wasser

Aquadest. = destilliertes Wasser

bef. = befallene

Bft = Beaufort-Skala

C = Cestoda

ca. = circa

CCDA-Agar = Charcoal-Cefoperazone-Desoxycholat- Agar

CFU = colony forming units/ Kolonie-bildende-Einheiten

CO<sub>2</sub> = Kohlenstoffdioxid

De.Nymphe = Deutonymphe

d.h. = das heißt

Entw. = Entwicklungs-

EpG = Eianzahl pro Gramm Fäzes

et al. = und andere

Exo = Exoskelett

FG = Fliegengruppe (wenn Fliegen gepoolt untersucht wurden)

FO = Fangort

Freilandf. = Freilandfänge

H x B x T = Höhe x Breit x Tiefe

HHU-D = Heinrich-Heine-Universität Düsseldorf

hPa = Hektopascal

Hu = Hundewiese

insg. = insgesamt

Ka = Kaninchenstall

KOH = Kaliumhydroxid

Ku = Kuhstall

L x B = Länge x Breite

L1 = Larven im ersten Larvenstadium

Lfd. Nr. = laufende Versuchsnummer

m = Männchen

max. = maximalster Wert

min. = minimalster Wert

MW = Mundwerkzeuge

n = Anzahl

n = Anzahl

N = Nematoda

NaCl (0,9%) = Natriumchlorid (0,9%), physiologische Kochsalzlösung

NaOH = Natriumhydroxid

O<sub>2</sub> = Sauerstoff

P = Protozoa

Para. = parasitische

Paras. = parasitisches

Pf = Pferdestall

REM-Aufnahme = rasterelektronenmikroskopische Aufnahme

rpm = Umdrehungen pro Minute (rounds per minute)

Sc = Schweinestall

sog. = sogenannt

Syn. = Synonym

Tab. = Tabelle

T.-Eier = *Trichuris* spp.-Eier

u.a. = unter anderem

V.-Käfig = Versuchskäfig der Fliegen

W = Weibchen

W.T. = Wirts-Tierart

XLD-Agar = Xylose-Lysin-Desoxycholat-Agar

z.B. = zum Beispiel

### 9. Literaturverzeichnis

- Abbott S.P. (2002): Insects and other arthropods as agents of vector-dispersal in fungi. <http://www.thermapure.com/pdf/AbbottInsectdispersal.pdf>, 1-5 pp.
- Abrams L. (1976): Cestodosis in battery-housed laying hens. *J. S. Afr. Vet. Ass.* 47: 171-173.
- Addo P.B. (1983): Role of the common housefly (*Musca domestica*) in the spread of ulcerative lymphangitis. *Vet. Rec.* 119: 496-497.
- Akinboade O.A., Hassan J.O., Adejinmi A. (1984): Public health importance of market meat exposed to refuse flies and air-borne microorganisms. *Int. J. Zoon.* 11: 111-114.
- Ako-nai A.K., Oguniyi A.D., Lamikanra A., Torimire S.E.A. (1991): The characterization of clinical isolates of *Staphylococcus aureus* in Ile-Ife, Nigeria. *J. Med. Microbiol.* 34: 109-112.
- Alam M.J., Zurek L. (2004): Association of *Escherichia coli* O157:H7 with houseflies on a cattle farm. *Appl. Environ. Microbiol.* 70: 7578-7580.
- Aleksander L.A., Dansker V.N. (1935): Rol' mukh v reasprosraniy kishcheynykh parazitov. [Role of flies in the dissemination of intestinal parasites.] *Trudy Leningrad Inst. Epidem. Bacter. Imeni Pastera* 2: 169-179.
- Alicanta J.E., Jindrak K. (1970): Angiostrongylosis in the Pacific and Southeast Asia. *Southeast Asian J. Trop. Med. Public Health* 35: 172-174.
- Altekrues S.F., Cohen M.T., Swerdlow D.I. (1997): Emerging foodborne diseases. *Emerg. Infect. Dis.* 3: 285-293.
- Amado S., Gulias-Gomes C.C., Milward de Azevedo E.M.V. (2000): Longevity of *Musca domestica* L. (Diptera: Muscidae) parasitized by *Habronema muscae* Carter (Nematoda: Habronematidae). *Parasitol. Día.* 24: 35-39.
- Anderson R.C. (2000): Nematode parasites of vertebrates. Their development and transmission. 2. ed., CABI Publishing, New York, 650 pp.
- Axtell R.C. (1961a): New records of North American Macrochelidae (Acarina: Mesostigmata) and their predation rates on the housefly. *Ann. Ent. Soc. Amer.* 54: 748.
- Axtell R.C. (1961b): Macrochelidae (Acarina) inhabiting manure and their predation rates on the house fly. *Ann. Meet. East. Br. Ent. Soc. Amer. Baltimore*, 33: 1.
- Axtell R.C. (1999): Poultry integrated pest management: Status and future. *Integr. Pest Manag. Rev.* 4: 53-73.
- Banjo A.D., Lawal O.A., Adeduji O.O. (2005): Bacteria and fungi isolated from house fly (*Musca domestica* L.) larvae. *Afr. J. Biotechnol.* 4: 780-784.
- Barrow G.I., Feltham R.K.A. (2004): Cowan and Steel's manual for the identification of medical bacteria. 3. ed., Cambridge University Press, Cambridge, 352 pp.
- Becker E.R. (1923): Observation of the morphology and life History of *Herpetomonas muscae-domesticae* in North American muscoid flies. *J. Parasitol.* 9: 199-213
- Becker E.R. (1924): Transmission experiments on the specificity of *Herpetomonas muscae-domesticae* in muscoid flies. *J. Parasitol.* 10: 25-34.
- Becker H., Bürk C., Märthlbauer E. (2007): Staphylokokken-Enterotoxine: Bildung, Eigenschaften und Nachweis. *J. Verbr. Lebensm.* 2: 171-189.
- Berlitz P., Göbel E., Gothe R. (1996): Artenspektrum und Befallshäufigkeit von Endoparasiten bei Fohlen und ihren Muttertieren aus Zuchtbetrieben mit und ohne Anthelminthika-Prophylaxe in Oberbayern. *Tierärztl. Prax.* 24: 48-54.
- Bethony J., Brooker S., Albonico M., (2006): Soil-transmitted helminth infections: ascariasis, trichuriasis, and hookworm. *Lancet.* 367(9521): 1521-1532.
- Beutin L. (1999): *Escherichia coli* as a pathogen in dogs and cats. *Vet. Res.* 30: 285-298.
- Blaser M.J. (1995): Campylobacter and related species. In: Principles and practice of infectious disease, 4. ed., Churchill Livingstone, New York, 1948-1956 pp.
- Blaser M.J. (1997): Epidemiologic and clinical features of *Campylobacter jejuni* infections. *J. Infect. Dis.* 176: 103-105.
- Blömer A., Epe C. (1999): Untersuchungen zum Endoparasitenbefall in einem geschlossenen Ferkelmastbetrieb und angeschlossenen Mastzeugerbetrieben. *Prakt. Tierarzt.* 80: 538-547.
- Boch J., Supperer R., Schnieder T. (2006): Veterinärmedizinische Parasitologie. 6. Aufl., Parey, Stuttgart, 785 S.

## 9. Literaturverzeichnis

---

- Bramley A.J., Hillerton J.E., Higgs T.M., Hogben E.M. (1985): The carriage of summer mastitis pathogens by muscoid flies. *Br. Vet. J.* 141: 618-627.
- Brazil S.M., Steelman C.D., Szalanski A.L. (2007): Detection of pathogen DNA from filth flies (Diptera: Muscidae) using filter paper spot cards. *J. Agric. Urban Entomol.* 24: 13-18.
- Buchvald J., Klobusicky M. (1974): Die Rolle der Insekten bei der Verbreitung der Trichophytie. *Mycoses* 17: 325–327.
- Burak S., Engelhart S., Exner M., Marklein G., Purr I., Putensen C., Wiegand I., Wiedemann B. (2006): Nosokomiale Ausbrüche multiresistenter *Klebsiella-pneumoniae*-Stämme auf Intensivstationen. *Chemotherapie J.* 15: 112-118.
- Burden D.J., Hammet N.C., Brookes P.A. (1987): Field observations on the longevity of *Trichuris suis* ova. *Vet. Rec.* 121: 43.
- Bush O., Lafferty A.D., Lotz J.M., Shostak A.W. (1997): Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. *J. Parasitol.* 83: 575-583.
- Busse B., Franke S., Steinrück H., Schwarz S., Harmsen D., Karch H., Baljer G., Wieler L.H. (1999): Clonal analysis of Shigatoxin-producing *E. coli* (STEC) of serogroup O118 reveals these strains to be zoonotic EHEC pathogens. *Acta Clin. Belg.* 54: 47.
- Busse F.W., Aka E. (1997): Vorkommen von Endo- und Ektoparasiten bei Schweinen im Weser-Ems-Gebiet sowie Behandlungsstrategien. *Prakt. Tierarzt* 78: 686-691.
- Butler J.F., Garcia-Maruniak A., Meek F., Maruniak J.E. (2010): Wild Florida house flies (*Musca domestica*) as carriers of pathogenic bacteria. *Florida Entomologist* 93: 218-223.
- Butzler J.P., Skirrow M.B. (1979): *Campylobacter* enteritis. *Clin. Gastroenterol.* 8: 737-765.
- Casanova J.C., Santalla F., Durand P., Vaucher C., Feliu C., Renaud F. (2001): Morphological and genetic differentiation of *Rodentolepis straminea* (Goeze, 1752) and *Rodentolepis microstoma* (Dujardin, 1845) (Hymenolepididae). *Parasitol. Res.* 87: 439-444.
- CDC (2000): Surveillance for Foodborne -Disease outbreaks- United States, 1993-1997. *MMWR* 2000, 49 (No. SS-1).
- CDC (2005): Foodborne illness. Department of health and human services centers for disease control and prevention, 1-13 pp.
- CFSPH - Center for Food Security and Public Health (2005): Toxocariasis. <http://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/pdfs/toxocariasis.pdf>, 1-7 pp.
- Chan M.S., Medley G.F., Jamison D., Bundy D.A. (1994): The evaluation of potential global morbidity attributable to intestinal nematode infections. *Parasitol.* 109: 373–387.
- Chero J.C., Saito M., Bustos J.A., Blanco E.M., Gonzalez G., Garcia H.H. (2007): *Hymenolepis nana* infection: symptoms and response to nitazoxanide in field conditions. *Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg.* 101: 203-205.
- Chinery M. (2002): Pareys Buch der Insekten. 3. Aufl., Parey Buchverlag, Berlin, Wien, 328 S.
- Christensen J.P.B., Hendriksen S.A. (1994): Shedding of oozysts in piglets experimentally infected with *Isospora suis*. *Acta Vet. Scand.* 35: 165-172.
- Cirak V.Y., Hermosilla C., Bauer C. (1996): Study on the gastrointestinal parasite fauna of ponies in northern Germany. *Appl. Parasitol.* 37: 239-244.
- Clavel A., Doiz O., Morales S., Varea M., Seral C., Castillo J., Fleta J., Rubio C., Gomez-Lus R. (2002): House fly (*Musca domestica*) as a transport vector of *Cryptosporidium parvum*. *Folia Parasitol.* 49: 163–164.
- Collins M.D., Cummins C.S. (1986): Genus *Corynebacterium* Lehmann and Neumann 1896, 350AL. In: *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology*, vol. 2, 1266–1276 pp.
- Crompton D.W.T. (1999): "How much human helminthiasis is there in the world?". *J. Parasitol.* 85: 397–403.
- Crompton D.W.T. (2001): *Ascaris* and ascariasis. *Adv. Parasitol.* 48: 285-375.
- Damriyasa I.M., Bauer C. (2006): Prevalence and age-dependent occurrence of intestinal protozoan infections in suckling pigs. *Berl. Münch. Tierärztl. Wochenschr.* 119: 287-290.
- Damriyasa I.M., Failing K., Volmer R., Zahner H., Bauer C. (2004): Prevalence, risk factors and economic importance of infestations with *Sarcoptes scabiei* and *Haematopinus suis* in sows of pig breeding farms in Hesse, Germany. *Med. Vet. Entomol.* 18: 361-367.
- D'Assis Fonseca, E.C.M (1968). Diptera Cyclorrhapha Calyptrata: Muscidae. Handbooks for the Identification of British Insects. Royal Entomological Society of London, 118 pp.

## 9. Literaturverzeichnis

---

- De Jesus A.J., Olsen A.R., Bryce J.R., Whiting R.C. (2004): Quantitative contamination and transfer of *Escherichia coli* from food by house flies, *Musca domestica* L. (Diptera: Muscidae). *Int. J. Food Microbiol.* 93: 259-262.
- Demerec M., Bodenstern D., Cooper K.W. (2008): *Biology of Drosophila*. Cold Spring Harbor Laboratory Press, U.S., 632 pp.
- Dipeolu O.O. (1977): Field and laboratory investigations into the role of the *Musca* species in the transmission of intestinal parasitic cysts and eggs in Nigeria. *J. Hyg. Epidemiol. Microbiol. Immunol.* 21: 209-214.
- Dipeolu O.O. (1982): Laboratory investigations into the role of *Musca vicina* and *Musca domestica* in the transmission of parasitic helminth eggs and larvae. *Int. J. Zoon.* 9: 57-61.
- Doiz O., Clavel A., Morales S., Varea M., Castillo F.J., Rubio C., Gómez-Lus R. (2000): House Fly (*Musca domestica*) as a transport vector of *Giardia lamblia*. *Folia Parasitol.* 47: 330-331.
- Dvorak J.A., Jones A.W., Kuhlman H.H. (1961): Studies on the biology of *Hymenolepis microstoma* (DuJardin, 1845). *J. Parasitol.* 47: 833-838.
- Ebeling W. (1978): *Urban entomology*. University of California Press, Davis, 695 pp.
- Echeverria P., Harrison B.A., Tirapat C., McFarland A. (1983): Flies as a source of enteric pathogens in a rural village in Thailand. *Appl. Environ. Microbiol.* 46: 32-36.
- Eckert J., Lämmle G. (1972): Angiostrongylose bei Mensch und Tier. *Z. Parasitenk.* 39: 303-322.
- Ekdahl K., Normann B., Andersson Y. (2005): Could flies explain the elusive epidemiology of campylobacteriosis? *BMC Infect Dis.* 5: 1-11.
- Emrick J.H. (1977): Machinery mold: Indicator of insanitation in food plants. *FDA By-Lines* 5: 266-277.
- Erlandsen S.L., Meyer E.A. (2001): *Giardia* and Giardiasis, Biology Pathogenesis, and Epidemiology. 1. Aufl., Springer, Berlin 440 S.
- Etienne A., Datry A., Gaspar N. (2008). Successful treatment of disseminated *Geotrichum capitatum* infection with a combination of caspofungin and voriconazole in an immunocompromised patient. *Mycoses* 51: 270-272.
- Ewing H.E. (1913): A new parasite of the house-fly (Acarina, Gamasoidea). *Ent. News* 24: 452-456. (*Rev. appl. Ent. B.* 2: 6).
- Ey P.L., Mansouri M., Kulda J., Nohynková E., Monis P.T., Andrews R.H., Mayrhofer G. (1997): Genetic analysis of *Giardia* from hooved animals reveals artiodactyl-specific and potentially zoonotic genotypes. *J. Eukaryot. Microbiol.* 44: 625-635.
- Fantham H.B., Robertson K.G. (1927): Some parasitic protozoa found in South Africa. *S. Afr. J. Sci.* 24: 441-449. (*Rev. appl. Ent. B.* 16: 105).
- Feliu C., Spakulova M., Casanova J.C., Renaud F., Morand S., Hugot J.P., Santalla F., Durand P. (2000): Genetic and morphological heterogeneity in small rodent whipworms in southwestern Europe: characterization of *Trichuris muris* and description of *Trichuris arvicolae* n. sp. (Nematoda: Trichuridae). *J. Parasitol.* 86: 444-449.
- Fetene T., Worku N. (2009): Public health importance of non-biting cyclorrhaphan flies. *Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg.* 103: 187-191.
- Fetene T., Worku N., Huruy K., Kebede N. (2009): *Cryptosporidium* Recovered from *Musca domestica*, *Musca sorbens* and Mango Juice Accessed by Synanthropic Flies in Bahirdar, Ethiopia. *Zoonoses Public Health* 58: 69-75.
- Fletcher M.G., Axtell R.C. (1991): Susceptibilities of northern fowl mite, *Ornithonyssus sylviarum* (Acarina: Macronyssidae), and chicken mite, *Dermanyssus gallinae* (Acarina: Dermanyssidae), to selected acaricides. *Exp. Appl. Acarol.* 13: 137-147.
- Fletcher M.G., Axtell R.C., Stinner R.E. (1990): Longevity and fecundity of *Musca domestica* (Diptera: Muscidae) as a function of temperature. *J. of Med. Entomol.* 27: 922-926.
- Förster M., Klimpel S., Mehlhorn H., Sievert K., Messler S., Pfeffer K. (2007): Pilot study of synanthropic flies (e.g. *Musca*, *Sarcophaga*, *Calliphora*, *Fannia*, *Lucilia*, *Stomoxys*) as vectors of pathogenic microorganisms. *Parasitol. Res.* 101: 243-246.
- Förster M., Klimpel S., Sievert K. (2009): The house fly (*Musca domestica*) as a potential vector of metazoan parasites caught in a pig-pen in Germany. *Vet. Parasitol.* 160: 163-167.
- Förster M., Messler S., Pfeffer K., Sievert K. (2009): Synanthropic flies as potential transmitters of pathogens to animals and humans. *Mitt. Dtsch. Ges. allg. angew. Ent.* 17: 327-329.
- Förster M., Sievert K., Messler S., Pfeffer K., Klimpel S. (2009): Comprehensive study on the occurrence and distribution of pathogenic microorganisms carried by synanthropic flies caught at different rural locations in Germany. *J. Med. Entomol.* 46(5): 1164-1166.
- Fotedar R., Banerjee U., Samantray J.C., Shirniwa S. (1992b): Vector potential of hospital houseflies with special reference to *Klebsiella* species. *Epidemiol. Infect.* 109: 143-147.

## 9. Literaturverzeichnis

---

- Fotedar R., Banerjee U., Singh S., Shrinivas S., Verma A.K. (1992a): The housefly (*Musca domestica*) as a carrier of pathogenic microorganisms in a hospital environment. *J. Hosp. Infect.* 20: 209-215.
- Galun R., Fraenkel G. (1957): Physiological effects of carbohydrates in the nutrition of a mosquito, *Aedes aegypti* and two flies, *Sarcophaga bullata* and *Musca domestica*. *J. Cell. Comp. Physiol.* 50: 1-23.
- Garabal J.I., Gonzales E.A., Vazques F., Blanco J., Blanco M., Blanco J.E. (1996): Serogroups of *Escherichia coli* isolated from piglets in Spain. *Vet. Microbiol.* 48: 113-123.
- Garmendia J., Frankel G., Crepin V.F. (2005): Enteropathogenic and enterohemorrhagic *Escherichia coli* infections: translocation, translocation, translocation. *Infect. Immun.* 73: 2573-2585.
- Getachew S., Gebre-Michael T., Erko B., Balkew M., Medhin G. (2007): Non-biting cyclorrhaphan flies (Diptera) as carriers of intestinal human parasites in slum areas of Addi Ababa, Ethiopia. *Acta Trop.* 103: 186-194.
- Goffaux F., China B., Janssen L., Mainil J. (2000): Genotypic characterization of enteropathogenic *Escherichia coli* (EPEC) isolated in Belgium from dogs and cats. *Res. Microbiol.* 151: 865-871.
- Gomes L.H., Echeverrigaray S., Conti J.H., Lourenço M.V.M., Duarte K.M. (2003): Presence of the yeast *Candida tropicalis* in figs infected by the fruit fly *Zaprionus indianus* (Dip.: Drosophilidae). *Braz. J. Microbiol.* 34: 5-7.
- Gordon C.J., McLeod J.W. (1928): The practical application of the direct oxidase reaction in bacteriology. In: *J. Path. Bact.* 31: 185-190.
- Graczyk T.K., Fayer R., Cranfield M.R. (1997): Zoonotic transmission of *Cryptosporidium parvum*: implications for waterborne cryptosporidiosis. *Parasitol. Today* 13: 348-351.
- Graczyk T.K., Cranfield M.R., Fayer R., Bixler H. (1999a): House flies (*Musca domestica*) as transport hosts of *Cryptosporidium parvum*. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 61: 500-504.
- Graczyk T.K., Fayer R., Cranfield M.R., Mhangami-Ruwende B., Knight R., Trout J.M., Bixler H. (1999b): Filth flies are transport hosts of *Cryptosporidium parvum*. *Emerg. Infect. Dis.* 5: 726-727.
- Graczyk T.K., Fayer R., Knight R., Mhangami-Ruwende B., Trout J.M., Da Silva A.J., Pieniazek N.J. (2000): Mechanical transport and transmission of *Cryptosporidium parvum* oocysts by wild filth flies. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 63: 178-183.
- Graczyk T.K., Knight R., Gilman R.H., Cranfield M.R. (2001): The role of non-biting flies in the epidemiology of human infectious diseases. *Microb. Infect.* 3: 231-235.
- Graczyk T. K., Grimes B.H., Knight R., DaSilva A.J., Pieniazek N.J., Veal D.A. (2003): Detection of *Cryptosporidium parvum* and *Giardia lamblia* carried by synanthropic flies by combined fluorescent in situ hybridization and a monoclonal antibody. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 68: 228-232.
- Graczyk T.K., Knight R., Tamang L. (2005): Mechanical transmission of human protozoan parasites by insects. *Clin. Microbiol. Rev.* 18: 128-132.
- Graham-Smith G., Purvis J.E. (1914): Flies in relation to disease. Non bloodsucking flies. 2. ed., Cambridge University Press, 389 pp.
- Greenberg B. (1959a): House fly nutrition. I. Quantitative study of the protein and sugar requirements of males and females. *J. Cell. Comp. Physiol.* 53: 169-178.
- Greenberg B. (1959b): Persistence of bacteria in the developmental stages of the housefly. *Amer J. Trop. Med. Hyg.* 8: 405-416.
- Greenberg B. (1965): Flies and diseases. *Scient. Amer.* 213: 92-99.
- Greenberg B. (1971): Flies and Disease: Ecology, Classification and Biotic Associations, vol. 1, Princeton Univ. Press, Princeton, New Jersey, 856 pp.
- Greenberg B. (1973): Flies and disease. vol. 2, Princeton Univ. Press, Princeton. New Jersey, 447 pp.
- Greenberg B., Verela G., Bornstein A., Hernandez H. (1963): Salmonellae from flies in a Mexican slaughterhouse. *Am. J. Hyg.* 77: 177-183.
- Greenberg B., Kowalski J.A., Klowden M.J. (1970): Factors affecting the transmission of *Salmonella* by flies: Natural resistance to colonization and bacterial interference. *Infect. Immun.* 2: 800-809.
- Greenberg B., Klowden M.J. (1972): Enteric bacterial interactions in insects. *Am. J. Clin. Nutr.* 25: 1459-1466.
- Gregor F., Povolny D. (1958): Versuch einer Klassifikation der synanthropen Fliegen. *J. Hyg. Epidemiol. Microbiol. Immunol.* 2: 205-216.
- Greif M.D., Currah R.S. (2007): Patterns in the occurrence of saprophytic fungi carried by arthropods caught in traps baited with rotted wood and dung. *Mycologia* 99: 7-19.

## 9. Literaturverzeichnis

---

- Grübel P., Hoffman J.S., Chong F.K., Burstein N.A., Mepani C., Cave D.R. (1999): Vector potential of houseflies (*Musca domestica*) for *Helicobacter pylori*. *J. Clin. Microbiol.* 35: 1300–1303.
- Gupta S.R., Rao C.K., Biswas H., Krishnaswami A.K., Wattal B.L., Raghavan N.G.S. (1972): Role of the house-fly in the transmission of intestinal parasitic cysts/ova. *Indian J. Med. Res.* 60: 1120-1125.
- H**ald B., Skovgard H., Bang D.D., Pedersen K., Dybdahl J., Jespersen J.B., Madsen M. (2004): Flies and *campylobacter* infection of broiler flocks. *Emerg. Infect. Dis.* 10: 1490-1492.
- Hald B., Skovgard H., Pedersen K., Bunkenborg H. (2008): Influx insects as vectors for *Campylobacter jejuni* and *Campylobacter coli* in Danish broiler houses. *Pol. Sci.* 87: 1428-1434.
- Hänsel R., Sticher O. (2007): Pharmakognosie – Phytopharmazie. 8. Aufl., Springer, Berlin, 1570 S.
- Hardegen C., Messler S., Henrich B., Pfeffer K., Würthner J., MacKenzie C.R. (2010): A set of novel multiplex Taqman real-time PCRs for the detection of diarrhoeagenic *Escherichia coli* and its use in determining the prevalence of EPEC and EAEC in a university hospital. *Ann Clin Microbiol Antimicrob.* 9: 5.
- Harris A.H., Down H.A. (1945): Studies of the dissemination of cysts and ova of human intestinal parasites by flies in various localities on Guam. *Amer. J. Trop. Med.* 26: 789-800.
- Haupt J., Haupt H. (1998): Fliegen und Mücken, Beobachtung, Lebensweise. Naturbuch Verl., Augsburg, 351 S.
- Hegner R.W. (1926). The transmission of human protozoan. *Science*, 64: 28-34.
- Heinz H.J., Brauns W. (1955): The ability of flies to transmit ova of *Echinococcus granulosus* to human foods. *S. Afr. J. Med. Sci.* 20: 131-132.
- Hendrix C.M., Robinson E. (2006): Diagnostic parasitology for veterinary technicians. 3. ed., Mosby Elsevier, 285 pp.
- Hewitt C.G. (1914): The housefly *Musca domestica* Linn.: Its structure, habits, development, relation to disease and control. Cambridge Univ. Press, 382 pp.
- Hof H. (2005): Medizinische Mikrobiologie. 3. Aufl., Thieme, Stuttgart, 168 S.
- Högenauer C., Langner C., Beubler E., Lippe I.T., Schicho R., Gorkiewicz G., Krause R., Gerstgrasser N., Krejs G.J., Hinterleitner T.A. (2006): *Klebsiella oxytoca* as a causative organism of antibiotic-associated hemorrhagic colitis. *N. Engl. J. Med.* 355: 2418-2426.
- Holt P.S., Geden C.J., Moore R.W., Gast R.K. (2007): Isolation of *Salmonella enterica* serovar enteritidis from houseflies (*Musca domestica*) found in rooms containing *Salmonella* serovar enteritidis-challenged hens. *Appl. Environ. Microbiol.* 73: 6030-6035.
- Honeyman A., Friedman H., Bendinelli M. (2001): *Staphylococcus aureus*: Infection and Disease. Series: Infectious Agents and Pathogenesis, 2. ed., Springer, New York, 342 pp.
- Houck M.A., O'Connor M.B. (1991): Ecological and evolutionary significance of phoresy in the astigmata. *Annu. Rev. Entomol.* 36: 611-636.
- Howard J. (2001): Nuisance flies around a landfill: Patterns of abundance and distribution. *Waste Manage. Res.* 91: 308-313.
- Hyatt K.H., Emberson R.M. (1988): A review of the Macrochelidae (Acari: Mesostigmata) of the British Isles. *Bull. Br. Mus. Nat. Hist. (Zool.)* 54: 63–125.
- I**glisch T., Hollerbach D. (1985): Erhaltungszucht mit Überschuss von *Musca domestica* L. (Diptera, Muscidae). *Anz. Schädlingskde., Pflanzenschutz, Umweltschutz* 58: 81-86.
- Ingold C.T. (1965): Spore liberation. Oxford University Press, London, UK, 210 pp.
- Iwasa M., Makino S., Asakura H., Kobori H., Kaljser B. (1999): Detection of *Escherichia coli* O157:H7 from *Musca domestica* (Diptera: Muscidae) at a cattle farm in Japan. *J. Med. Entomol.* 36: 108-112.
- J**oyeux C. (1920): Cycle évolutif de quelques cestodes. *Suppl. Bull. Biol. France et Belgique*, 146-147 pp.
- K**amal A.S. (1958) Comparative study of thirteen species of sarcosaprophagous Calliphoridae and Sarcophagidae (Diptera). I. Bionomics. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 51: 261-271.
- Kammer H., Hanson R.P. (1962): Studies on the transmission of swine influenza virus with *Metastrongylus* species in specific pathogen-free swine. *J. Infect. Dis.* 110: 99-102.
- Kano R., Shinonaga S. (1968): Fauna Japonica - Calliphoridae. Biological Society of Japan, 181 pp.
- Kaper J.B., Nataro J.P., Mobley H.L. (2004): Pathogenic *Escherichia coli*. *Nat. Rev. Microbiol.* 2: 123-40.
- Karch H. (2005): Enterohaemorrhagic *Escherichia coli* in human medicine. *Int. J. Med. Microbiol.* 295: 405-418.

## 9. Literaturverzeichnis

---

- Karl O. (1928): Die Tierwelt Deutschlands und der angrenzenden Meeresteile. 13. Teil. Zweiflügler oder Diperta. Dahl F. (Hers.), Gustav Fischer, Jena, 232 S.
- Kasprzak W., Majewska A. (1981): Transmission of *Giardia* cysts. I. Role of flies and cockroaches. *Wiad. Parazytol.* 27: 555-563.
- Kassai T. (1999): Veterinary Helminthology. Oxford, Butterworth-Heinemann, 260 pp.
- Keiding J. (1986): The housefly - biology and control. *Vector control series* 63, WHO, Geneva, (WHO/VBC/86.937).
- Kettle D.S. (1995): Medical and Veterinary Entomology. 2. ed., CAB International, Wallingford, Oxon, UK, 270 pp.
- Khalil K., Lindblom G.B., Mazhar K., Kaijser B. (1994): Flies and water as reservoirs for bacterial enteropathogens in urban and rural areas in and around Lahore, Pakistan. *Epidemiol. Infect.* 113: 435-444.
- Khan A.R., Huq F. (1978): Disease agents carried by flies in Dacca city. *Bangladesh Med. Res. Counc. Bull.* 4: 86-93.
- Khin Nwe O., Sebastian A.A., Aye T. (1989): Carriage of enteric bacterial pathogens by house flies in Yangon, Myanmar. *J. Diarrhoeal. Dis. Res.* 7: 81-84.
- Kobayashi M., Sasaki T., Saito N., Tamura K., Suzuki K., Watanabe H., Agui N. (1999): House flies: not simple mechanical vectors of enterohemorrhagic *Escherichia coli* O157:H7. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 61: 625-629.
- Köhler W., Eggers H.J., Fleischer B. (2001): Medizinische Mikrobiologie. 8. Aufl., Urban & Fischer, München, 914 S.
- Koreishi A.F., Schechter B.A., Karp C.L. (2006): Ocular infections caused by *Providencia rettgeri*. *Ophthalmol.* 113: 1463-1466.
- Krafsur E.S., Black W.C., Church C.J., Barnes D.A. (1985): Age structure and reproductive biology of a natural house fly (Diptera: Muscidae) population. *Environ. Entomol.* 14: 159-164.
- Kramer J.P. (1961): *Herpetomonas muscarum* (Leidy) in the haemocoel of larval *Musca domestica* L. *Ent. News* 72: 165-166.
- Krantz G.W. (1962): A review of the genera of the family Macrochelidae Vitzthum, 1930 (Acarina: Mesostigmata). *Acarologia* 4: 143-173.
- Krauss H., Weber A., Enders B. (2004): Zoonosen: Von Tier zu Mensch übertragbare Infektionskrankheiten. 3. Aufl., Deutscher Ärzte-Verl., 605 S.
- Kummerfeld N. (2005): Hühnervögel. In: Gabrisch und Zwart (Hrsg.): Krankheiten der Heimtiere. 6. Aufl., Schlütersche, 613-651 S.
- Labud V.A., Semenas L.G., Laos F. (2003): Diptera of sanitary importance associated with composting of biosolids in Argentina. *Rev. Saude Publica.* 37: 722-728.
- Laniewska-Trokenheim L., Sobota M., Warminska-Radyko I. (2006): Antibiotic resistance of bacteria of the family Enterobacteriaceae isolated from vegetables. *POJ. Food Nutr. Sci.* 15: 427-431.
- Le Loir Y., Baron F., Gautier M. (2003): *Staphylococcus aureus* and food poisoning. *Genet. Mol. Res.* 2: 63-76.
- Lee M.K., Kim T.H. (2008): Fluconazole resistance in *Candida tropicalis* isolated from urine. *Eur. Urol. Suppl.* 7: 324.
- Levine O.S., Levine M.M. (1991): House flies (*Musca domestica*) as mechanical vectors of shigellosis. *Rev. Infect. Dis.* 13: 688-696.
- Lhan T.G., Aksaka A., Ekün Ü.H. (2006): Virulence factors of *Enterococcus faecium* and *Enterococcus faecalis* strains Isolated from humans and pets. *Turk. J. Vet. Anim. Sci.* 30: 477-482.
- Lindsay D.S., Dubey J.P., Blagburn J.M. (1997): Biology of *Isospora* spp. from humans, nonhuman primates and domestic animals. *Clin. Microbiol. Rev.* 10: 19-34.
- Link M., (2002): Parasitenregulation im Öko-Schweinestall. In: Parasite control in organic pig husbandry. <http://orgprints.org/00001234>.
- Lloyd S. (1998): Toxocarosis. In: Palmer S.R., Soulsby E.J.L., Simpson D.I.H. (1998): Zoonoses. Oxford University Press, Oxford, 841-854 pp.
- Locher N., Al-Rasheid K.A., Abdel-Ghaffar F., Mehlhorn H. (2010a): In vitro and field studies on the contact and fumigant toxicity of a neem-product (Mite-Stop) against the developmental stages of the poultry red mite *Dermanyssus gallinae*. *Parasitol Res.* 107: 417-423.
- Locher N., Klimpel S., Abdel-Ghaffar F., Al Rasheid K.A., Mehlhorn H. (2010b): Light and scanning electron microscopic investigations on MiteStop-treated poultry red mites. *Parasitol Res.* 107: 433-437.
- Love J.A., Gill G.D. (1965): Incidence of coliform and enterococci in field populations of *Stomoxys calcitrans* (Linnaeus). *J. Invertebr. Pathol.* 7: 430-436.
- Lysenko O., Povolny D. (1961): The microflora of synanthropic flies in Czechoslovakia. *Folia Microbiol.* 6: 27-32

## 9. Literaturverzeichnis

---

- López-Bernad F., del Cacho E., Galleo M., Quílez J., Sánchez-Acedo C. (1998): Immunohistochemical identification of the cells parasitized by second-generation schizonts of *Eimeria tenella*. *Parasitol. Res.* 84: 132-135.
- Macfie J.W.S. (1917): The identifications of insects collected at Accra during the year 1916, and other entomological notes. *Rep. Accra Lab.* (1916), 67-75 (*Rev. appl. Ent. B.* 6: 16).
- MacLeod J., Donnelly J. (1963): Dispersal and interspersal of blowfly populations. *J. Anim. Ecol.* 32: 1-32.
- Macnish M.G., Ryan U.M., Behnke J.M., Thompson R.C.A. (2003): Detection of the rodent tapeworm *Rodentolepis* (= *Hymenolepis microstoma*) in humans. A new zoonotic? *Int. J. Parasitol.* 33: 1079-1085.
- Macovei L., Miles B., Zurek L. (2008): Potential of houseflies to contaminate ready-to-eat food with antibiotic-resistant enterococci. *J. Food Prot.* 71: 435-439.
- Madigan M.T., Martinko J.M. (2006): Brock - Mikrobiologie, 11. Aufl., Pearson Studium, München, 1203 S.
- Maldonado M.A., Centeno N. (2003): Quantifying the potential pathogens transmission of the blowflies (Diptera: Calliphoridae). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz.* 98: 213-216.
- Maragakis L.L., Chaiwarith R., Srinivasan A., Torriani F.J., Avdic E., Lee A., Ross T.R., Carroll K.C., Perl T.M. (2009): *Sphingomonas paucimobilis* bloodstream infections associated with contaminated intravenous Fentanyl. *Emerging Infect. Dis.* 15: 12-18.
- Markus M.B. (1980): Flies as natural transport hosts of *Sarcocystis* and other coccidia. *J. Parasitol.* 66: 361-362.
- Maruyama H., Nawa Y., Noda S. (1996): An outbreak of visceral larva migrans due to *Ascaris suum* in Kyushu, Japan. *Lancet* 347: 1766-1767.
- Mayatepek E. (2007): Pädiatrie. Elsevier, Urban & Fischer, München, Jena, 1076 S.
- McGuire C.D., Durant R.C. (1957): The role of flies in the transmission of eye disease in Egypt. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 6: 569-575.
- Mehlhorn B., Mehlhorn H. (2003): Zecken, Milben, Läuse, Schaben - Schach dem Ungeziefer. 3. Aufl., Springer, Heidelberg, 232 S.
- Mehlhorn B., Mehlhorn H. (2008): Gefahren für Hund und Halter. 3. Aufl., DUP, Düsseldorf Univ. Press, 251 S.
- Mehlhorn B., Mehlhorn H. (2009): Zecken auf dem Vormarsch! : Vorbeugung und Maßnahmen gegen Krankheitserreger. DUP, Düsseldorf Univ. Press 174 S.
- Mehlhorn H. (Ed.) (2008): Encyclopedic reference of parasitology. 3 ed., Springer, Berlin, Heidelberg, 1573 pp.
- Mehlhorn H., Düwel D., Raether W. (1993): Diagnose und Therapie der Parasitosen der Haus-, Nutz- und Heimtiere. 2. Aufl., Fischer, Stuttgart, Jena, New York, 529 S.
- Mehlhorn H., Eichenlaub D., Löscher T., Peters W. (1995): Diagnose und Therapie der Parasitosen des Menschen. 2. Aufl., Urban Fischer, München, Stuttgart, 452 S.
- Mehlhorn H., Piekarski G. (2002): Grundriss der Parasitenkunde, 6. Aufl., Spektrum Akad. Verl., Heidelberg, 516 S.
- Meletkin A.I. (1935): Significance of flies in the spread of coccidiosis among animals and man. *Med. Parazit.* 4: 75-82.
- Meyer C.A., Joachim A., Dauschies A. (1999): Occurrence of *Isospora suis* in larger piglet production units and on specialized piglet rearing farms. *Vet. Parasitol.* 82: 277-284.
- Mian L.S.H., Jacal J.V. (2002): Isolation of salmonellas from muscoid flies at commercial animal establishments in a Bernardino country, California. *J. Vector Ecol.* 27: 82-85.
- Mihályi F. (1967): The danger-index of synanthropic flies. *Acta Zool. Acad. Sci. Hung.* 13: 373-377.
- Milushev I. (1978a): On the part played by flies in the epizootiology of coccidiosis in birds. *Vet. Sci.* 15:26-28.
- Milushev I. (1978b): Role of flies in the epizootiology of coccidiosis in poultry. *Vet. Med. Nauki.* 15: 26-29.
- Miranda R., Bermúdez S. (2008): Ácaros (Arachnida: Acari) asociados con moscas Calliphoridae (Diptera: Oestroidae) en tres localidades de Panamá. *Rev. Colomb. Entomol.* 34: 192-196.
- Monzon R.B., Sanchez A.R., Tadiaman B.M. (1991): A comparison of the role of *Musca domestica* (Linnaeus) and *Chrysomya megacephala* (Fabricius) as mechanical vectors of helminthic parasites in a typical slum area of metropolitan Manila. *Southeast Asian J. Trop. Med. Public Health* 22: 222-228.
- Morais V.P., Daporta M.T., Bao A.F., Campello M.G. (2009): Enteric fever-like syndrome caused by *Raoultella ornithinolytica* (*Klebsiella ornithinolytica*). *J. Clin. Microbiol.* 47: 868-869.

## 9. Literaturverzeichnis

---

- Mullins J. (1994): *Aspergillus* and Aerobiology. In: Owell K.A., Renwick A., Pederby J.F. (Hrsg.): The Genus *Aspergillus*. Plenum Press, New York, 351-359 pp.
- Mundt H.C., Cohnen A., Dausgchies A., Joachim A., Prosl H., Schmäschke R., Westphal B. (2005): Occurrence of *Isospora suis* in Germany, Switzerland and Austria. *J. Vet. Med.* 52: 93-97.
- Murvosh C.M., Taggard C. W. (1966): Ecological studies of the housefly. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 59: 534-547.
- Nakauchi K. (1990): A survey on the prevalence rate of *Balantidium coli* in pigs in Japan. *Jap. J. Parasitol.* 39: 351-355.
- Nakazato G., Gyles C., Ziebell K., Keller R., Trabulsi L.R., Gomes A.T., Irino K., Da Silveira W.D., De Castro A.F.P. (2004): Attaching and effacing *Escherichia coli* from dogs in Brazil: characteristic and serotypic relationship to human enteropathogenic *E. coli* (EPEC). *Vet. Microbiol.* 101: 269-277.
- Nansen P., Roepstorff A. (1998): Worm infections in pigs. A general review with particular reference to epidemiology and control. Proceedings of the 15th IPVS Congress, Birmingham, England, 59 pp.
- Nazni W.A., Seleena B., Lee H.L., Jeffery J.T., Rogayah T.A.R., Sofian M.A. (2005): Bacteria fauna from the house fly, *Musca domestica* (L.). *Trop. Biomed.* 22: 225-231.
- Ngern-Klun R., Sukontason K., Methanitkorn R., Vogtsberger R.C., Sukontason K.L. (2007): Fine structure of *Chrysomya nigripes* (Diptera: Calliphoridae), a fly species of medical importance. *Parasitol. Res.* 100: 993-1002.
- Nichols G.L. (2005): Fly transmission of *Campylobacter*. *Emerg. Infect. Dis.* 11: 361-364.
- Nicoll W. (1911): Further reports (No. 4) on flies as carriers of infections. 3. On the part played by flies in the dispersal of eggs of parasitic worms. *Rept. Loc. Govt. Bd. Publ. Health and Med. Subj. London n.s.* 16: 13-30.
- Nielsen K., Heitmann J. (2007): Sex and virulence of human pathogenic fungi. *Adv. Genet.* 57: 143-173.
- Nikodémusz I., Csaba K. (1959): Die Bedeutung der aeroben Sporenbildner bei Lebensmittelvergiftungen. *Med. Microbiol. Immunol.* 146: 156-160.
- Nmorsi O.P.G., Ukawandu N.C.D., Agbozele G. (2006). Detection of some gastrointestinal parasites from four synanthropic flies in Ekpoma, Nigeria. *J. Vect. Borne Dis.* 43: 136-139.
- Nmorsi O.P.G., Agbozele G., Ukwandu N.C.D. (2007): Some aspects of epidemiology of filth flies: *Musca domestica*, *Musca domestica vicina*, *Drosophila melanogaster* and associated bacteria pathogens in Ekpoma, Nigeria. *J. Vect. Borne Dis.* 7: 107-117.
- Nunes S.M., Costa S., Gisela L., Elias V.R., Bittencourt P. (2002): Isolation of fungi in *Musca domestica* Linnaeus, 1758 (Diptera: Muscidae) captured at two natural breeding grounds in the municipality of Seropédica, Rio de Janeiro, Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro* 97: 1107-1110.
- Nuorteva P. (1963): Synanthropy of blowflies (Diptera: Calliphoridae) in Finland. *Ann. Ent. Fenn.* 29: 1-49.
- O'Connor B.M. (1982): Evolutionary ecology of astigmatid mites. *An. Rev. Entomol.* 27: 385-409.
- O'Hara C.M., Brenner F.W., Miller J.M. (2000): Classification, Identification, and Clinical Significance of *Proteus*, *Providencia*, and *Morganella*. *Clin. Microbiol. Rev.* 13: 534-546.
- Oliveira V.C., de Mello R.P., d'Almeida J.M. (2002): Muscoid dipterans as helminth eggs mechanical vectors at the zoological garden, Brazil. *Rev. Saúde Pública* 36: 614-620.
- Olsen A R. (1998): Regulatory action criteria for filth and other extraneous materials. I. Review of hard or sharp foreign objects as physical hazards in food. *Regul. Toxicol. Pharmacol.* 28: 181-189.
- Olsen L.S., Kelly G.W., Sen H.G. (1958): Longevity and egg-production of *Ascaris suum*. *Trans. Am. Microsc. Soc.* 77: 380-383.
- Ong C., Moorehead W., Ross A., Isaac-Renton J. (1996): Studies of *Giardia* spp. and *Cryptosporidium* spp. in two adjacent watersheds. *Appl. Environ. Microbiol.* 63: 2798-2805.
- Otten A., Takla M., Dausgchies A., Rommel M. (1996): Untersuchungen zur Epizootologie und pathogenen Bedeutung von Infektionen mit *Isospora suis* in zehn Ferkelbetrieben in Nordrhein-Westfalen. *Berl. Münch. Tierärztl. Wschr.* 109: 220-223.
- Oyerinde J.P.O. (1976): The role of the housefly (*Musca domestica*) in the dissemination of hookworm. *Ann. Trop. Med. Parasit.* 70: 455-462.
- Paoletti M., Rydholm C., Schwier E., Anderson M., Szakacs G., Lutzoni F., Debeaupuis J., Latgé J., Denning D., Dyer P. (2005): Evidence for sexuality in the opportunistic fungal pathogen *Aspergillus fumigatus*. *Curr. Biol.* 15: 242-248.

## 9. Literaturverzeichnis

---

- Patton W.S. (1930): Insects, ticks, mites and venomous animals of medical and veterinary importance. Part II. Public health. Liverpool school of tropical medicine, 740 pp.
- Pavlović I., Kulišić Z., Milutinović M., Nešić D., Valter D. (1995): Importance of arthropods at health of pheasants at farm breeding. *Veterinarski glasnik* 49: 745-749.
- Pegg E.J. (1970): *Toxocara canis* transmitted by the common house-fly to the canine host. *Vet. Rec.* 86: 522.
- Pegg E.J. (1971): Infection of dogs by *Toxocara canis* carried by flies. *Parasitology* 62: 409-414.
- Pinetti P., Lostia A., Tarantino F. (1974): The role played by flies in the transmission of human and animal dermatophytic infection. *Mycopathol. Mycol. Appl.* 54: 131-134.
- Pipkin A.C. (1943): Experimental studies on the role of filth flies in the transmission of certain helminthic and protozan infections of man. *Theses Tulane Univ.* 44: 9-13.
- Pod'iapol'skaia V.P., Gnedina M.P. (1934): O roli mukhi v epidemiologii glistnykh zabolevanií. [On the role of flies in the epidemiology of tapeworm infestation.] *Med. Parazit.* 3: 179-185.
- Podschun R., Ullmann U. (1998): *Klebsiella* spp. as nosocomial pathogens: epidemiology, taxonomy, typing methods, and pathogenicity factors. *Clin Microbiol Rev.* 11: 589-603.
- Pospischil R., Sellenschlo U. (2005): Steckbriefe der wichtigsten Lebensmittelschädlinge: Aussehen, Vorkommen und Bekämpfung. Behr, 95 S.
- Post F.J., Foster F.J. (1965): Distribution and characterization of fecal streptococci in muscoid flies. *J. Invertebr. Pathol.* 7: 22-28.
- Post K., Riesner D., Walldorf V., Mehlhorn H. (1999): Fly larvae and pupae as vectors for scrapie. *Lancet.* 354: 1969-70.
- Povolny D., Privora M. (1961): Kritische Bewertung mikrobiologischer Befunde bei synanthropen Fliegen in Mitteleuropa. *Angew. Parasitol.* 2: 66-74.
- R**aisanen S., Ruuskanen L., and S. Nyman S. (1985): Epidemic ascariasis - evidence of transmission by imported vegetables. *Scand. J. Prim. Health Care* 3: 189-191.
- Rao C.K., Krishnaswami A.K., Gupta S.R., Biswas H., Raghavan N.G.S. (1971): Prevalence of amoebiasis and other intestinal parasitic infections in a selected community. *Indian J. Med. Res.* 59: 1365-1373.
- Raper K.B., Fennel D.I. (1965): The Genus *Aspergillus*. Williams & Wilkins, Baltimore, 686 pp.
- Rieth H. (1994): Mykologische Diagnostik. GIT Verl., Darmstadt, 85 S.
- RKI (Robert-Koch Institut) (2006): Information. *Epidemiol. Bull.* 41: 351-362.
- Roberts J.A. (1993): *Toxocara vitulorum* in ruminants. *Vet Bull.* 63: 543-567.
- Rodrigueiro T.S.C., Prado A.P. (2004): *Macrocheles muscaedomesticae* (Acari, Macrochelidae) and a species of Uroseius (Acari, Polyaspididae) phoretic on *Musca domestica* (Diptera, Muscidae): effects on dispersal and colonization of poultry manure. *Iheringia Sér. Zool., Porto Alegre*, 94: 181-185.
- Rodriguez J.G., Wade C.F. (1961): The nutrition of *Macrocheles muscaedomesticae* (Acarina: Macrochelidae) in relation to its predatory action on the house fly egg. *Ann. Ent. Soc. Amer.* 54: 782-788.
- Roepstorff A., Nansen P. (1994): Epidemiology and control of helminth infections in pigs under intensive and non-intensive production systems. *Vet. Parasitol.* 54: 69-85.
- Rogers W.E., Wallace F.G. (1971): Two new Subspecies of *Herpetomonas muscarum* (Leidy, 1856) Kent, 1880. *J. Protozool.* 18: 645-649.
- Rommel M., Eckert J., Kutzer E., Körting W., Schnieder T. (2000): Veterinärmedizinische Parasitologie. 5. Aufl., Parey, Berlin, 915 S.
- Root F.M. (1921): Experiments on the carriage of intestinal protozoa of man by flies. *Am. J. Hyg.* 1: 131-153.
- Rosef O., Kapperud G. (1983): House flies (*Musca domestica*) as possible vectors of *Campylobacter fetus* subsp. *jejuni*. *Appl. Environ. Microbiol.* 45: 381-383.
- Ross W.C., Hussain M. (1924): On the life history of *Herpetomonas muscae-domesticae*. A preliminary note. *Indian med. Gaz.* 59: 614-615 (*Rev. appl. Ent. B.* 13: 32).
- S**ahly H., Podschun R., Ullmann U. (2000): *Klebsiella* infections in the immunocompromised host. *Adv. Exp. Med. Biol.* 479: 237-249.
- Sasaki T., Kobayashi M., Agui N. (2000): Epidemiological potential of excretion and regurgitation by *Musca domestica* (Diptera: Muscidae) in the dissemination of *Escherichia coli* O157:H7 to food. *J Med Entomol.* 37: 945-949.

## 9. Literaturverzeichnis

---

- Sauer F. (1998): Fliegen und Mücken. 3. Aufl., Fauna-Verl., 193 S.
- Schaefer M. (2002): Brohmer - Fauna von Deutschland. 21. Aufl., Quelle & Meyer, Wiebelsheim, 791 S.
- Schaefer M. (2003): Wörterbuch der Ökologie. 4. Aufl., Spektrum, Heidelberg, 452 S.
- Schlegel H.G. (1992): Allgemeine Mikrobiologie. 7. Aufl., Thieme, Stuttgart, New York, 296 S.
- Schmidt G.D. (1986): Handbook of tapeworm identification. CRC Press Inc., Boca Raton, 675 pp.
- Schoof H. F., Siverly R. E. (1954): Privies as a source of fly production in an urban area. *Amer. J. trop. Med. Hyg.* 3: 930-935 (*Rev. appl. Ent. B.* 44: 30).
- Schumann H., Bährmann R., Stark A. (Hsg.) (1999): Entomofauna Germanica 2. Checkliste der Dipteren Deutschlands. *Studia dipterologica Suppl.*, Halle (Saale), 2: 1-368
- Schuster F.L., Ramirez-Avila L. (2008): Current World Status of *Balantidium coli*. *Clin. Microbiol. Rev.* 21: 626–638.
- Seeliger H.P.R., Heymer T. (1981): Diagnostik pathogener Pilze des Menschen und seiner Umwelt - Lehrbuch und Atlas -. Thieme, Stuttgart, New York, 306 S.
- Shane S.M., Montrose M.S., Harrington K.S. (1985): Transmission of *Campylobacter jejuni* by the housefly (*Musca domestica*). *Avian Dis.* 29: 384-391.
- Singleton P. (1994): Einführung in die Bakteriologie. Quelle & Meyer, Wiesbaden, 294 S.
- Skidmore P. (1985): Biology of the Muscidae of the world. vol. 29, Junk, Dordrecht, 550 pp.
- Stafford K.C., Bay D. (1994): Dispersal statistics and sample size estimates for house fly (Diptera: Muscidae) larvae and *Macrocheles muscadomesticae* (Acari: Macrochelidae) in poultry manure. *J. Med. Entomol.* 31: 732-737.
- Stein W. (1986): Vorratsschädlinge und Hausungeziefer. Biologie, Ökologie, Gegenmaßnahmen. Eugen Ulmer, Stuttgart, 287 S.
- Steinmuller N., Demma L., Bender J.B., Eidson M., Angulo F.J. (2006): Outbreaks of enteric disease associated with animal contact: not just a foodborne problem anymore. *Emerg. Infect. Dis.* 43: 1596-1602.
- Sterling C.R., Miranda E., Gilman R.H. (1987): The potential role of flies (*Musca domestica*) in the mechanical transmission of *Giardia* and *Cryptosporidium* in a Pueblo Joven community of Lima, Peru. *Abstr. Proc. Am. Soc. Trop. Med. Hyg.*, abstr. 38, 1987.
- Steve P.C. (1960): Biology and control of the little house fly, *Fannia canicularis*, in Massachusetts. *J. Econ. Entomol.* 53: 999-1004.
- Stille W., Brodt H.R., Groll A., Just-Nübling G. (2006): Antibiotika-Therapie: Klinik und Praxis der antiinfektiösen Behandlung. 11. Aufl., Schattauer, Stuttgart, New York, 862 S.
- Sukontason K., Bunchoo M., Khantawa B., Sukontason K., Piangjai S., Choochote W. (2000): *Musca domestica* as a mechanical carrier of bacteria in Chiang Mai, North Thailand. *J. Vector Ecol.* 25: 114-117.
- Sukontason K., Sukontason K.L., Vogtsberger R.C., Boonchu N., Chaiwong T., Piangjai S. (2003): Prestomal teeth of some flies of medical importance. *Micron.* 34: 449-452.
- Sukontason K.L., Methanitikorn R., Kurahashi H., Piangjai S., Sukontason K. (2005): Surface ultrastructure of prestomal teeth of some flies in the family's Calliphoridae, Muscidae and Sarcophagidae. *Parasitol. Res.* 96: 410-412.
- Sukontason K.L., Methanitikorn R., Boonsriwong W., Piangjai S., Kurahashi H., Vogtsberger R.C., Sukontason K. (2006): Ultrastructure of spiracles of *Musca domestica* and *Hydrotaea chalcogaster* (Diptera: Muscidae). *Parasitol. Res.* 100: 19-23.
- Sulaiman S., Othman M.Z., Aziz A.H. (2000): Isolations of enteric pathogens from synanthropic flies trapped in downtown Kuala Lumpur. *J. Vector Ecol.* 25: 90-93.
- Szalanski A.L., Owens C.B., McKay T., Steelman C.D. (2004): Detection of *Campylobacter* and *Escherichia coli* O157:H7 from filth flies by polymerase chain reaction. *Med. Vet. Entomol.* 18: 241-246.
- Szostakowska B., Kruminis-Lozowska W., Racewicz M., Knigh R., Tamang L., Myjak P., Graczyk T.K. (2004): *Cryptosporidium parvum* and *Giardia lamblia* recovered from feral filth flies. *Appl. Environ. Microbiol.* 70: 3742-3744.
- Talley J.L., Wayadande A.C., Wasala L.P., Gerry A.C., Fletcher J., DeSilva U., Gilliland S.E. (2009): Association of *Escherichia coli* O157:H7 with filth flies (Muscidae and Calliphoridae) captured in leafy greens fields and experimental transmission of *E. coli* O157:H7 to spinach leaves by house flies (Diptera: Muscidae). *J. Food Prot.* 72: 1547-1552.
- Taylor M.A., Coop R.L., Wall R.L. (2008): Veterinary Parasitology. 3. ed., Blackwell Publishing, Ltd., 874 pp.
- Teixeira M.G., Takata C.S.A., Conchon I., Campaner M., Camargo E.P. (1997): Ribosomal and kDNA markers distinguish two subgroups of *Herpetomonas* among old species and new trypanosomatids isolated from flies. *J. Parasitol.* 83: 58-65.

## 9. Literaturverzeichnis

---

- Tena D., Prez Simón M., Gimeno C., Prez Pomata M.T., Illescas S., Amondarain I. (1998): Human infection with *Hymenolepis diminuta*: Case report from Spain. *J. Clin. Microbiol.* 36: 2375-2376.
- Trayser C.V., Todd K.S. (1978): Life cycle of *Isoospora burrowsi* n. sp. (Protozoa: Eimeriidae) from the dog *Canis familiaris*. *Am. J. Vet. Res.* 39: 95-98.
- U**meche N., Mandah L.E. (1989): *Musca domestica* as a carrier of intestinal helminths in Calabar, Nigeria. *East Afr. Med. J.* 66: 349-352.
- Urban J.E., Broce A. (1998): Flies and their bacterial loads in greyhound kennels in Kansas. *Curr. Microbiol.* 36: 164-170.
- Uribe-M. N., Wolff M., J. B. de Carvalho C.J.B. (2010): Synanthropy and ecological aspects of Muscidae (Diptera) in a tropical dry forest ecosystem in Colombia. *Rev. Bras. Entomol.* 54: 462-470.
- V**an Lier E.A., Havelaar A.H., Nanda A. (2007): The burden of infectious diseases in Europe: A Pilot Study. *Euro Surveill.* 12: E3-4.
- Van Rostenberghe H., Noraida R., Wan Pauzi W.I., Habsah H., Zeehaida M., Rosliza A.R., Fatimah I., Nik Sharimah N.Y., Maimunah H. (2006): The clinical picture of neonatal infection with *Pantoea* species. *Jpn. J. Infect. Dis.* 259: 120-121.
- Vazirianzadeh B., Solary S.S., Rahdar M., Hajhossien R., Mehdinejad M. (2008): Identification of bacteria which possible transmitted by *Musca domestica* (Diptera: Muscidae) in the region of Ahvaz, SW Iran. *Jundishapur J. Microbiol.* 1: 28-31.
- W**agner A.B. (1989): Bacterial food poisoning. *Texas Agric. Ext. Publication* No. L-1540.
- Waldman A., Gilhar A., Duek L., Berdicevsky I. (2001): Incidence of *Candida* in psoriasis-a study on the fungal flora of psoriatic patients. *Mycoses* 44: 77-81.
- Wallace F.G., Clark T.B. (1959): Flagellate parasites of the fly, *Phaenicia sericata* (Meigen). *J. Protozool.* 6: 58-61.
- Wallace G.D. (1971): Experimental transmission of *Toxoplasma gondii* by filth flies. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 20: 411-413.
- Wang Q.P., Lai D.H., Zhu X.Q., Chen X.G., Lun Z.R. (2008): Human angiostrongyliasis. *Lancet Infect. Dis.* 8: 621-630.
- Weber A., Appel M., Endeis B., Isenberg H.P., Schiefer H.G., Slenczka W., von Graevenitz A., Zahner H. (2003): Zoonoses: Infectious diseases transmissible from animals to humans. vol. 3, ASM Press, Washington D.C., 400 pp.
- Weidner H. (1993): Bestimmungstabellen der Vorratsschädlinge und des Hausungeziefers Mitteleuropas. 5. Aufl., Gustav Fischer, Stuttgart, Jena, New York, 328 S.
- Wenyon C.M., O'Connor F.W. (1917): The carriage of cysts of *Entamoeba histolytica* and other intestinal protozoa and eggs of parasitic worms by house-flies with some notes on the resistance of cysts to disinfectants and other agents. *Jour. Roy. Army Med. Corps* 28: 522-527.
- WHO (2002a): Food safety and foodborne illness. World Health Organization. N° 237, Geneva.
- WHO (2002b): Foodborne diseases, emerging. World Health Organization. N° 124, Geneva.
- WHO (2006): The control of neglected zoonotic diseases. Report: WHO/SDE/FOS/2006.1.
- Winpisinger K.A., Ferketich A.K., Berry R.L., Moeschberger M.L. (2005): Spread of *Musca domestica* (Diptera: Muscidae), from two caged layer facilities to neighboring residences in rural Ohio. *J. Med. Entomol.* 42: 732-738.
- Wiwantit V. (2004): Overview of *Hymenolepis diminuta* infection among Thai patients. *Med. Gen. Med.* 6: 7.
- Wright E.P. (1983): The isolation of *Campylobacter jejuni* from flies. *J. Hyg.* 91: 223-226.
- X**iao L. (1994): *Giardia* infections in farm animals. *Parasitol. Today* 10: 436-438.
- Y**ang H.J., Rim B.M., Suh C.S. (1992): Pathological study on balantidiosis of pigs. *Korean J. Vet. Res.* 32: 211-215.
- Yap K.L., Kalpana M., Lee H.L. (2008): Wings of the common house fly (*Musca domestica* L.): importance in mechanical transmission of *Vibrio cholera*. *Trop. Biomed.* 25: 1-8.
- Z**arrin M., Vazirianzadeh B., Shams S.S., Zarei Mahmoudabadi A., Rahdar M. (2007): Isolation of fungi from housefly (*Musca domestica*) in Ahvaz, Iran. *Pak. J. Med. Sci.* 23: 917-919.
- Zazgornik J., Schmidt P., Kopsa H., Thurner J., Deutsch E. (1979): Triple infections (fungal, bacterial and viral) in immunosuppressed renal transplant recipients. *Int. J. Urol. Nephrol.* 11: 145-150.

## 9. Literaturverzeichnis

---

- Zmeev G. (1936): On the importance of certain synanthropic insects as carriers and intermediate hosts of parasitic worms in Tadzhikistan. In: Malaria and other parasitological problems of Southern Tadzhikistan. *Trudy (Procs.) Tadjhikskoi bazy Akad. Nauk. SSSR* 6: 241-248.
- Zumpt F. (1949): Hausfliegen als Überträger von Seuchen, insbesondere der spiralen Kinderlähmung. *Anz. Schädl.* 11: 161-163.

## 10. Anhang

### Inhaltsverzeichnis

1. Färbungen .....	220
1.1 Lugolsche Lösung .....	220
1.2 Giemsa-Färbung .....	220
2. Anfertigung von Dauerpräparaten .....	220
3. Fliegenzucht .....	220
4. Anreicherungsverfahren .....	220
4.1 MIFC (Merthiolat-Jod-Formalin-Konzentrationsverfahren) .....	220
4.2 Flotationsverfahren .....	221
5. Giardien-Kultur .....	221
6. Tyrode-Lösung .....	222
7.1 Charakterisierung der Fliegen .....	223
7.2 Charakterisierung der Bakterien .....	228
7.3 Charakterisierung der Pilze .....	232
7.4 Charakterisierung der Parasiten .....	235
8. Quelldaten .....	248
8.1 Fliegen .....	248
8.2 Danger-Index .....	248
8.3 Mikrobiologische Untersuchungen der Freilandfänge .....	249
8.4 Wetterdaten vom Deutschen Wetterdienst .....	252
8.5 Quelldaten der parasitologischen Untersuchung der Freilandfänge .....	253
8.6 Quelldaten der parasitologischen Untersuchung der Tierfäzes .....	255
8.7 Quelldaten der Versuche mit Oozysten von <i>Eimeria tenella</i> .....	256
8.8 Quelldaten der Versuche mit Trophozoiten von <i>Giardia lamblia</i> .....	256
8.9 Quelldaten der Versuche mit Eiern von <i>Hymenolepis</i> spp. ....	257
8.10 Quelldaten der Versuche mit Larven von <i>Angiostrongylus cantonensis</i> .....	257
8.11 Quelldaten der Versuche mit Eiern von <i>Ascaris suum</i> .....	258
8.12 Quelldaten der Versuche mit Eiern von <i>Trichuris</i> spp. ....	259
8.13 Quelldaten des tierexperimentellen Infektionsversuchs <i>Trichuris muris</i> .....	260
8.14 Quelldaten des Versuchs mit <i>Dermanyssus gallinae</i> .....	260

## **1. Färbungen**

### **1.1 Lugolsche Lösung**

Zur Färbung der Parasitenstadien in den Fliegendärmen wurden nach der Präparation 1-2 Tropfen NaCl (0,9%) und ein Tropfen Lugolsche Lösung auf die Därme getropft.

Lugolsche Lösung: Kaliumiodid + Jod (2:1):

- 1 g I<sub>2</sub> - Jod (Roth) in wenig Aqua<sub>bidest.</sub> lösen
- 2 g KI - Kaliumiodid (Roth) hinzugeben und auf
- 50 ml Aqua<sub>dest.</sub> auffüllen

### **1.2 Giemsa-Färbung**

Für die mikroskopische Untersuchung und anschließende Identifizierung wurden die Bakterien und Pilze mit der Giemsa-Färbung behandelt (im Institut für Mikrobiologie und Krankenhaus-Hygiene). Hierfür wurden die zu differenzierenden Mikroorganismen von den jeweiligen Nährböden auf Objektträger in einem Tropfen Aqua<sub>dest.</sub> ausgestrichen, kurz über dem Bunsenbrenner hitzefixiert und danach wie folgt behandelt:

1.	Ausstriche an der Luft trocknen gelassen	ca. 10 Minuten
2.	Fixierung der Ausstriche mit Methanol (Merck 106035)	3 Minuten
3.	Färbung der Ausstriche mit Giemsa-Stammlösung (Giemsa : Weisepuffer (1:30)) (Merck 111374)	30 Minuten
4.	Abspülen der Färbelösung mit Weise-Puffer od. Aqua <sub>bidest.</sub>	kurz
5.	Objektträger an der Luft trocknen gelassen	ca. 10 Minuten

## **2. Anfertigung von Dauerpräparaten**

Von einigen der bei den Fliegen vorgefundenen Milben wurden Dauerpräparate hergestellt. Hierfür wurden diese über eine Alkohol-Reihe dehydriert. Dabei wurden sie je 15 Minuten vom 70%igen Ethanol in 80%igen, 90%igen, 96%igen, 100%igen Ethanol und zum Schluss in Xylol überführt. Die Einbettung der Parasiten erfolgte in einem Tropfen Eukitt (oder Kanadabalsam) auf einem Objektträger. Die Parasiten wurden direkt aus dem Xylol in das Eukitt überführt, so dass an den Parasiten noch etwas Xylol haften blieb. Um die Bestimmungsmerkmale erkennen zu können, wurden die Parasiten in Rückenlage bzw. Ventralseite (ventral oben) ausgerichtet und mit einem Deckgläschen abgedeckt.

## **3. Fliegenzucht**

Die Fliegen der Art *Musca domestica* wurden in einem speziellen Aufzuchtmedium gezüchtet.

Zuchtmedium für *Musca domestica* (nach Novartis):

- 940 g Weizenkleie
- 940 g Luzerne
- 62,5 g frische Hefe
- 3,125 l lauwarmes, abgekochtes Wasser

Die Hefe wurde in lauwarmem Wasser (ca. 1 l) gelöst. Zur Hefesuspension wurden dann nach und nach Weizenkleie, Luzerne und lauwarmes Wasser (ca. 2,125 l) unter ständigem Mischen hinzugegeben, bis eine feuchte, jedoch nicht nasse Konsistenz erreicht wurde. Das Medium wurde drei Tage lang bedeckt bei 25°C ruhen gelassen und einmal täglich per Hand durchgeknetet. Nach dem dritten Tag konnte das Medium für die Fliegenablage verwendet und das restliche Medium portionsweise eingefroren werden.

## **4. Anreicherungsverfahren**

### **4.1 MIFC (Merthiolat-Jod-Formalin-Konzentrationsverfahren)**

Allgemeines Anreicherungsverfahren für den Nachweis von Protozoen, Nematodeneier und Nematodenlarven, das für den Nachweis der parasitären Stadien in den Tierfäzes verwendet wurde. Die hierfür verwendeten Stammlösungen (A) und (B) wurden in braunen Flaschen aufbewahrt.

(A) MIFC (Merthiolat-Jod-Formalin-Konzentrationsverfahren):

- 450 ml Aqua<sub>dest.</sub>
  - 0,2 g Thimerosal (Sigma T5125) gelöst
  - 25 ml konz. Formalin (40%) (Merck 103999)
  - 5 ml Glycerin (Merck 104093)
- [Thimerosal (Äthylmercurithiosalicylsäure-Na-Salz = C<sub>9</sub>H<sub>9</sub>HgO<sub>2</sub>SNa)]

(B) 5%ige Lugolische Lösung (max. 3 Wochen haltbar):

7,5 g	Kaliumjodid (Roth) in
18 ml	Aqua <sub>dest.</sub> lösen, dann
5 g	Jod (Roth) darin auflösen und auf
100 ml	mit Aqua <sub>dest.</sub> auffüllen

Die MIFC wurde unter dem Abzug durchgeführt. Unmittelbar vor der Untersuchung wurden 4 ml der Stammlösung (A) mit 1 ml Stammlösung (B) gemischt. Eine erbsengroße Menge der jeweiligen Fäzesprobe wurde mit diesem Gemisch verrührt und zur Entfernung grober Bestandteile durch einen Gazefilter (zwei Lagen Gaze) in ein 15 ml-Zentrifugenröhrchen gedrückt. Das Filtrat wurde mit 7 ml kühlstrankkalten Ether versetzt, verschlossen und durch kräftiges Schütteln gemischt. Die Röhrchen wurden 1-2 Minuten offen stehen gelassen, dann verschlossen und bei 500-1600 g fünf Minuten lang zentrifugiert. Der Detritus-Pfropf in der Mitte der Röhrchen wurde mit einer Drahtöse von der Röhrchenwand gelöst, danach wurden die flüssigen Phasen abgegossen und fachgerecht entsorgt. Das Sediment wurde auf einem Objektträger überführt und mikroskopisch auf Parasiten untersucht.

**4.2 Flotationsverfahren**

Für die Anreicherung und Isolierung der *Hymenolepis microstoma*-Eier wurde als Flotationsmedium eine gesättigte Zuckerlösung (a), sowie für Anreicherung und Isolierung der *T. muris*-, *Trichuris suis*-Eier und *Eimeria tenella*-Oozysten eine NaCl-Saccharose-Lösung (b) verwendet.

(a) gesättigte Zuckerlösung:

454 g	Saccharose (Merck 100892) in
355 ml	Aqua <sub>dest.</sub> lösen

(b) NaCl-Saccharose-Lösung:

124,5 g	NaCl - Natriumchlorid (Merck 106404) +
435,8 g	Saccharose (Merck 100892) in
1 l	Aqua <sub>dest.</sub> Lösen und für 5 min. bei 200 rpm zentrifugieren

Ungefähr fünf g frischer Nagerfäzes wurden mit 100 ml des entsprechenden Flotationsmedium (a) oder (b) verrührt und durch eine Drahtgaze (Maschenweite 1 mm) gedrückt. Die Suspension wurde dann für fünf Minuten bei 300 g zentrifugiert. Die Oberfläche bzw. der Überstand des Zentrifugats wurde abpipetiert und in die Versuche eingesetzt.

**5. Giardien-Kultur**

Die in den Versuchen mit den gezüchteten Fliegen verwendeten *Giardia lamblia*-Trophoziten wurden zuvor in einem speziellen Medium in einer Kultur wie folgt angezüchtet.

*Giardia lamblia*-Medium:

10,0 g	Casein Digest Peptone (BBL Becton Dickinson 97023)
5,0 g	Yeast Extract (Difco 0127-17-9)
0,5 g	K <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub> - Di-Kaliumhydrogenphosphat (Merck 105104)
0,3 g	KaH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub> - Kaliumdihydrogenphosphat (Merck 104973)
5,0 g	Glucose Monohydrat (Merck 104074)
1,0 g	NaCl - Natriumchlorid (Merck 106404)
1,0 g	L-Cystein Hydrochlorid Monohydrat (Fluka 30130)
0,1 g	Vitamine C (Fluka 95210)

Die Mediumzutaten wurden in 400 ml Aqua<sub>bidest.</sub> gelöst und der pH-Wert wurde mit NaOH auf 7,0-7,2 eingestellt, danach wurden folgende Zusätze unter der Sterilbank hinzugefügt:

5,0 ml	Penicilin/Streptomycin (Gibco BRL Life Technologies)
0,5 ml	Ammonium Eisen (III)-Citrat, braun (22,8 mg / 10 ml Aqua <sub>bidest.</sub> ) (Fluka 09714)
260 mg	Bile (Sigma B-3883)

Das Volumen des Mediums wurde mit Aqua<sub>bidest.</sub> auf 450 ml eingestellt und sterilfiltriert. Danach wurden 50 ml Adult Bovine Serum (30 Minuten bei 56°C vorinkubiert) zugegeben. Das Medium wurde bei Raumtemperatur gelagert und konnte für einen Zeitraum von zwei Tage verwendet werden. Jeweils 50 ml-Aliquots des Mediums wurden für spätere Verwendungen eingefroren.

Giardien-Kultur:

Zur Herstellung der Giardien-Kultur wurden jeweils dreimal 15 ml des Mediums in 15-ml-Reaktionsgefäße (Falkon-Tubes) für 30 Minuten bei 37°C im Wasserbad vorgewärmt. Die Stickstoff-gefrorenen Giardien wurden unter der Sterilbank auf die drei 15-ml-Reaktionsgefäße aufteilen und in Schräglage bei 37°C im Brutschrank unter 5%iger CO<sub>2</sub>-Begasung (Sauerstoff-Ausschluss) inkubiert. Nach 2-3 Tagen, wenn viele Giardien unter dem Mikroskop am Rand des Reaktionsgefäßes zu erkennen waren, wurden die Giardien weiterverwendet. Die

Reaktionsgefäße wurden dann für 20 Minuten in Eiswasser gestellt. Hierdurch lösten sich die Giardien vom Rand des Reaktionsgefäßes. Zum Konzentrieren der Giardien wurden die Reaktionsgefäße danach für fünf Minuten bei 500 rpm bzw. 5 g zentrifugiert. Danach befanden sich die Giardien im Sediment und könnten entweder zum Ausdünnen auf neue mit frischem Medium gefüllte Reaktionsgefäße verteilt werden, zum Einfrieren vorbereitet werden oder in die Versuch eingesetzt werden.

Giardien-Einfriermedium:

2 ml Giardien-Medium +

2 ml Giardien-Medium mit 20% DMSO = 10% DMSO im Einfrier-Medium im Verhältnis 1:1

[DMSO: Dimethylsulfoxid (Sigma)]

Zum Einfrieren wurden die konzentrierten Giardien unter der Sterilbank auf Kryoröhrchen aufgeteilt. Hierzu wurden in sterile 2 ml Kryoröhrchen 0,5 ml Einfriermedium (warmes (37°C) Giardien-Medium mit 20% DMSO versetzt) vorgelegt und jeweils 0,5 ml des Kulturmediums (mit den konzentrierten Giardien) gegeben. Die Aliquots wurden mit Mister Frosti® bei -80°C eingefroren. Nach 1-2 Tagen wurden die Röhrchen zur Dauerhaften Lagerung in flüssigen Stickstoff überführt.

## **6. Tyrode-Lösung**

Die lebenden *Ascaris suum*-Weibchen wurden zur Gewinnung der *A. suum*-Eier ein paar Tage in Tyrode-Lösung bei 37°C aufbewahrt.

Tyrode-Lösung:

8,00 g NaCl - Natriumchlorid (Merck 106404)

0,20 g KCl - Kaliumchlorid (Merck 104936 )

0,20 g CaCl<sub>2</sub> - Calciumchlorid (Merck 102378)

0,10 g MgCl<sub>2</sub> – Magnesiumchlorid (Merck 172571)

0,05 g NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> - Natriumhydrogenphosphat (Merck 106566)

1,00 g NaHCO<sub>3</sub> - Natriumhydrogencarbonat (Merck 106329)

1,00 g Glucose Monohydrat (Merck 104074)

1,00 l Aqua<sub>dest.</sub> + die Lösung auf einen pH-Wert von 6,5 einstellen

## 7.1 Charakterisierung der Fliegen

### Calliphoridae

#### Calliphora spp.

**Stamm:** Arthropoda

**Klasse:** Insecta

**Ordnung:** Diptera

**Familie:** Calliphoridae (Schmeißfliegen)

**Gattung:** *Calliphora*

**Art:** *Calliphora vicina* ROBINEAU-DESVOIDY, 1830

*Calliphora vomitoria* LINNÉ, 1758

**Synonyme:** *Calliphora vicina*: *C. insidiosa*, *C. monspeliaca*, *C. musca*, *C. nana*, *C. rufifacies*, *C. spitzbergensis*, *Musca aucta*, *M. erythrocephala*, *M. thuscia*;

*Calliphora vomitoria*: *C. rubrifrons*, *Musca obscoena*, *M. vomitoria*

**Vorkommen und geografische Verbreitung:** Holarktis, Australien, Neuseeland

**Jahreszeitliche Aktivität:** März bis November (hauptsächlich von Frühling bis Herbst)

**Lebenszyklus:** Vertreter der Gattung *Calliphora* leben überwiegend saprophag und haben gewöhnlich drei Generationen innerhalb eines Jahres. In ihrer Entwicklung durchlaufen sie drei Larvenstadien, bevor sich die Larven verpuppen.

*Calliphora vicina*: Das Weibchen kann insgesamt bis zu 300 Eier ablegen. Aus den Eiern schlüpft innerhalb von 24 Stunden nach der Eiablage das erste Larvenstadium (L1). Nach 20 Stunden entwickeln die Larven das zweite Larvenstadium (L2) und nach 48 Stunden das Dritte (L3). Bei optimalen Bedingungen fressen die Larven 3-4 Tage lang, bevor sie sich verpuppen. Das Puppenstadium dauert bei *C. vicina* 11 Tage. Bei einer optimalen Temperatur von 27°C kann diese Fliegenart ihren vollständigen Lebenszyklus innerhalb von 18 Tagen durchlaufen.

*Calliphora vomitoria*: Nach der Eiablage schlüpft innerhalb von 24 Stunden das erste Larvenstadium (L1) aus den Eiern. Nach 48 Stunden entwickelt sich das zweite Larvenstadium und nach 60 Stunden das dritte. Bei *C. vomitoria* dauert das Puppenstadium 14 Tage. Bei optimalen Bedingungen können die Fliegen ihren gesamten Lebenszyklus innerhalb von 23 Tagen vollziehen.

**Ort der Brutstätte:** Biomüll (mit Fleischinhalten), Kot, Kadaver, rohes oder gekochtes Fleisch, Fisch, verrottendes pflanzliches Substrat (selten), Wunden

**Beschreibung:** Vertreter der Gattung *Calliphora* erreichen Körperlängen von 10-14 mm und sind durch die metallisch blau-graue Färbung ihres Thorax und Abdomens charakterisiert. Am Meron des Fliegenbeins haben sie schwarze Borsten und ebenfalls drei Borsten auf dem Notopleuron (Thorax-Region). Die Larven ernähren sich hauptsächlich karnivor.

*Calliphora vicina*: Die adulten Fliegen haben eine Körperlänge von 5-12 mm. Der größte Teil ihrer Wangen ist gelb-braun oder rötlich bis orange gefärbt. Die Basisrippe der Flügel ist gelblich bis gelblich-braun gefärbt und das anteriore Thorax-Atemloch orange.

*Calliphora vomitoria*: Mit einer Körperlänge von 8-14 mm sind die adulten Fliegen etwas größer als *C. vicina*. Das Gesicht bzw. die Wangen sind nicht rötlich, jedoch sind die Haare auf dem tieferen Teil der Wangen und des Hinterkopfes leicht rötlich-gelb bis golden gefärbt. Die Basisrippe der Flügel ist schwarz.

**Bedeutung für den Menschen:** Nach Ablage der Eier auf Lebensmittel und den darauffolgenden Schlupf der Larven werden die mit Larven befallenen Lebensmittel ungenießbar. Diese Lebensmittel sind dann nicht mehr zum Verzehr geeignet, zum einen durch die ausgeschiedenen Stoffwechselprodukte der Larven, zum anderen durch vorherige Kontamination mit Mikroorganismen durch die adulten Fliegen. Die Fliegen sind fakultative Wundparasiten, wobei sie jedoch kein lebendes Gewebe angreifen. Durch genaue Kenntnis ihrer Entwicklungszeiten werden sie in der entomologischen Forensik als PMI-Indikatoren (Post Mortem Interval) verwendet.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Kamal 1958; Kano und Shinonaga 1968; Greenberg 1971

#### Lucilia spp.

**Gattung:** *Lucilia* (Goldfliegen)

**Art:** *Lucilia caesar* (Kaisergoldfliege) LINNÉ, 1758

*Lucilia cuprina* (Australische Schafs-Goldfliege) WIEDEMANN, 1830

*Lucilia sericata* (Fischgoldfliege) MEIGEN, 1826

**Synonyme:** *Lucilia caesar*: *L. angustifrons*, *L. fulges*, *L. ruficeps*, *L. splendid*, *Musca caesar*, *M. fulges*, *M. splendid*;

*Lucilia cuprina*: *Phaenicia cuprina*, *Chloromelas gorgonea*, *C. heteroneura f. gorgonea*, *Odontomyia heteroneura*, *Stratiomys heteroneura*, *S. cuprina*;

*Lucilia sericata*: *P. sericata*, *L. nobilis*, *M. nobilis*, *M. sericata*

**Vorkommen und geografische Verbreitung:** *L. caesar*: Europa; *L. cuprina*: Australien, Afrika, Nordamerika, Asien; *L. sericata*: weltweit (hauptsächlich: Paläarktisch)

**Jahreszeitliche Aktivität:** Mai bis Oktober (Hauptaktivität: Juni-September)

**Lebenszyklus:** Die Larven von *L. caesar* ernähren sich streng saprophag. Die Larven von *L. sericata* und *L. cuprina* können sich hingegen auch von verschiedenen anderen Substraten ernähren. Fliegen der Gattung *Lucilia* haben mehrere Generationen im Laufe eines Jahres (z.B. *L. cuprina* 4-8 Generationen, *L. sericata* bis zu 29). Bei *L. sericata* schlüpft 20 Stunden nach der Eiablage das erste Larvenstadium (L1), nach weiteren 12 Stunden entwickelt sich das zweite Larvenstadium (L2) und nach 40 Stunden das Dritte (L3). Die Verpuppung erfolgt nach sieben Tagen. Bei einer optimalen Temperatur kann die gesamte Entwicklung von *L. sericata* innerhalb von 12 Tagen abgeschlossen sein. Bei *L. cuprina* dauert der vollständige Lebenszyklus zwischen 11 und 21 Tagen.

**Ort der Brutstätte:** Aas, Fleisch, Fisch- und Fleischabfälle, Hundefäzes und anderes Substrat, selten in Ohr- oder Nasenlöchern oder offenen Wunden lebender Tiere und auch Menschen),

(zusätzlich: *L. cuprina* und *L. sericata*: Haut von Schafen (Großbritannien, Südafrika, Australien)

**Beschreibung:** Fliegen der Gattung *Lucilia* haben eine Körperlänge von 4,5-11,0 mm und ihr Körper ist metallisch goldgrün bis glänzend blau gefärbt.

*Lucilia caesar*: Die Fliegen sind 5-10 mm lang und ihre Augen sind durch die Hälfte der Breite des dritten Antennensegmentes voneinander getrennt. Das Hypopygium der Männchen ist groß, vorstehend und glänzend blau-grün gefärbt. Die unteren Zangen sind an der Spitze zweigeteilt. Das sechste Tergit (Eilegeapparat bzw. Ovipositor) der Weibchen ist schwach gewölbt und in der Mitte der posterioren Grenze befinden sich 1-2 Paar kleine Borsten.

*Lucilia cuprina*: Die Fliegen haben eine Körperlänge von 5-10 mm. Die Wangen der Fliegen sind silbrig und ihr Abdomen ist meistens stark kupferfarben. Die Stirn der Männchen misst ca.  $\frac{1}{2}$  der Breite des Kopfes, die der Weibchen weniger als  $\frac{1}{2}$  der Größe des Auges. Auf dem posterioren Teil des Humerus befinden sich 2-4 Borsten (Mikroborsten). Auf dem abdominalen Sternit des Männchens befinden sich lange Haare und zwei Paar Ocellar-Borsten.

*Lucilia sericata*: Die Fliegen sind 5-10 mm lang. Die Stirn der Männchen misst ca.  $\frac{1}{2}$  der Breite des Kopfes. Die Wange des Weibchens ist ungefähr  $\frac{2}{3}$  der Größe des Auges breit. Das Abdomen der Fliegen ist meistens hell-grün gefärbt. Sie haben auf dem posterioren Teil des Humerus 6-8 Borsten (Mikroborsten). Auf dem abdominalen Sternit der Männchen befinden sich gewöhnlich weiche Haare und ihre Stirn misst ca.  $\frac{1}{2}$  der Breite des Kopfes.

**Bedeutung für den Menschen:** Einige *Lucilia*-Arten sind Myiasis-Erreger (darunter *L. cuprina* und *L. sericata*), hauptsächlich bei Schafen, jedoch gelegentlich auch beim Menschen. In der Humanmedizin werden die Larven von *L. sericata* für die Madentherapie eingesetzt. Desweiteren dienen Vertreter der Gattung *Lucilia* in der forensischen Medizin als PMI-Indikator.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Kano und Shinonaga 1968; Greenberg 1971

### *Pollenia angustigena*

**Gattung:** *Pollenia*

**Art:** *Pollenia angustigena* (Polsterfliege) WAINWRIGHT, 1940

**Vorkommen und geografische Verbreitung:** Europa

**Jahreszeitliche Aktivität:** Spätsommer bis Herbst (Überwinterung meist innerhalb von menschlichen Behausungen)

**Lebenszyklus:** Vertreter der Gattung *Pollenia* sind streng parasitisch und entwickeln sich in Regenwürmern. Die Weibchen legen ihre Eier direkt auf die Regenwürmer oder in der Nähe ihrer Bauten ab. Die geschlüpften Larven befallen dann die Regenwürmer und entwickeln sich in ihnen. Die vollständige Entwicklung von *Pollenia* dauert insgesamt ca. 45 Tage.

**Ort der Brutstätte:** Regenwürmer

**Beschreibung:** Die nicht metallisch-glänzenden Fliegen sind 4,5-9,5 mm lang. Hinter ihrem Kopf kann man deutliche Linien bzw. Streifen erkennen. Auf ihrem Abdomen befinden sich unregelmäßige hell- und dunkel-graue Bereiche. Das Protopleuron ist glatt bzw. nackt und auf dem Thorax befinden sich lange, gewellte goldene oder braune Haare und schwarze Borsten.

**Bedeutung für den Menschen:** Diese Fliegen können in Massen auch innerhalb von menschlichen Behausungen auftreten und dadurch zu einer Plage werden.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Greenberg 1971

## Muscidae

### *Helina reversio*

**Familie:** Muscidae, Echte Fliegen

**Gattung:** *Helina*

**Art:** *Helina reversio* HARRIS, 1780

**Synonyme:** *Anthomyia compuncta*, *A. decedens*, *A. duplicata*, *A. fixa*, *A. infixa*, *Arcia duplaris*, *Helina communis*, *H. compuncta*, *H. decedens*, *H. duplaris*, *H. duplicate*, *H. fixa*, *H. infixa*, *Musca reversio*, *Mydina communis*

**Vorkommen und geografische Verbreitung:** Europa, Nordamerika, nördliches Asien, Japan

**Jahreszeitliche Aktivität:** April bis Oktober

**Lebenszyklus:** unbekannt

**Ort der Brutstätte:** Tierfäzes (besonders Kuhdung), Moos, alte Hornissennester, verrottendes Holz

**Beschreibung:** Die Körperlänge der Fliegen der Gattung *Helina* beträgt 6-8 mm. Die Artbestimmung dieser Gattung erfolgt über die Hinterleibszeichnung. Auf dem Kopf von *H. reversio* befindet sich eine schwarze Stirnstrieme. Die Fühlerborsten und Augen sind dicht behaart. Die Fühler und Taster sind schwarz. Der Thorax ist gelblich- bis bläulich-grau bestäubt und mit vier schwarzen Striemen versehen. Die Halteren sind weißlich bis gelb. Das Schüppchen an der Flügelwurzel ist weißlich, beim Männchen mit gelblichem Rand. Das Abdomen ist gelb-grau bestäubt und auf den Tergiten 2 und 3 befinden sich zwei Paar schwarze Flecken. Der erste Abschnitt der Costalader ist nicht gedornelt und die Flügeladern (Radius  $r_{4+5}$ ) haben an ihrer Abzweigung keine Borsten. Die Beine sind schwärzlich, aber die Tibien 2 und 3 sind meist rot-gelb.

**Quelle & weiterführende Literatur:** D'Assis Fonseca 1968; Haupt und Haupt 1998

**Musca domestica****Gattung:** *Musca***Art:** *Musca domestica* (Stubenfliege) LINNAEUS, 1758**Vorkommen und geografische Verbreitung:** weltweit**Jahreszeitliche Aktivität:** draußen: Mai bis September; in menschlichen Behausungen (insbesondere in Tierställen): ganzjährig**Lebenszyklus:** In warmen Sommern können 10-12 Generationen von *M. domestica* vorkommen. Die Weibchen legen Eipakete zu 50-150 Eiern (insgesamt bis ca. 500 Eier) in einem Zeitraum von drei bis vier Tagen. Die Larven schlüpfen innerhalb von 12 Stunden und entwickeln sich in zerfallendem Material, gelegentlich auch parasitär in Schnecken oder Insekten. Innerhalb von fünf Tagen nach der Eiablage erfolgt die weitere Entwicklung über vier Larvenstadien. Darauf verpuppen sich die Larven im vierten Larvenstadium innerhalb von vier Tagen. Die Puppenruhe beträgt 2-3 Tage bis die adulten Fliegen schlüpfen. Der Lebenszyklus von *M. domestica* ist stark temperaturabhängig und kann von 40-49 Tagen bei 15°C, 15-18 Tagen bei 25°C bis zu 6-8 Tagen bei 35°C dauern. Die adulten Fliegen leben gewöhnlich 15-25 Tage. Die Überwinterung erfolgt im Puppen- oder Larvenstadium.**Ort der Brutstätte:** verrottendes, gärendes und faulendes organisches Material tierischen oder pflanzlichen Ursprungs; besonders häufig auf Bauernhöfen und Abfallhaufen, aber auch in und an Häusern; sowie in Kot domestizierter Tiere (besonders von Schweinen)**Beschreibung:** Die Körperlänge der Stubenfliege beträgt 5-8 mm. Die Stirn des Weibchens ist breiter als die des Männchens. Der Thorax ist schwarz, weiß-grau bestäubt und trägt vier dunkle Längsstreifen. Das Abdomen ist besonders beim Männchen vorne, an der Basis und an den Seiten durchscheinend gelblich. Bei den Weibchen ist die gelbe Färbung meist nur basal und bauchseitig. Die restliche Fläche des Abdomens ist schwarz, weiß-grau bestäubt und mit Schillerflecken versehen. Die Mittellängsader (*Media*  $m_{1+2}$ ) der Flügel ist nach vorne hin stumpf geknickt und trifft am Rand des Flügel fast die Ader ( $r_{4+5}$ ).**Bedeutung für den Menschen:** Die Fliegen sind dem Menschen gegenüber besonders aufdringlich (und bevorzugen Zucker). Gelegentlich sind sie Verursacher von Darmgeschwüren bei Mensch und Pferd. Die Stubenfliege ist als potenzieller Überträger von mehr als 100 Pathogenen bekannt.**Quelle & weiterführende Literatur:** Hewitt 1914; Karl 1928; Greenberg 1971; Iglisch und Hollerbach 1985; Sauer 1998**Muscina spp.****Gattung:** *Muscina***Art:** *Muscina pabulorum* FALLEN, 1817*Muscina stabulans* (Falscher Wadenstecher) FALLEN, 1823**Synonyme:** *Muscina pabulorum*: *Musca pabulorum*, *M. prolapsa*, *Muscina prolapsa*;*Muscina stabulans*: *M. angustifrons*, *M. arcuata*, *M. aurantiaca*, *M. brunnea*, *M. concolor*, *M. dorsilinea*, *M. flukei*, *M. fulvacrura*, *M. fungivora*, *M. grisea*, *M. heterochaeta*, *M. japonica*, *M. krivosheinae*, *M. latipennis*, *M. levida*, *M. longicornis*, *M. minor*, *M. pascuorum*, *M. principalis*, *M. prolapsa*, *M. stabulans*, *M. sumatrensis*, *M. texana*, *M. tripunctata*, *M. varicolor*;**Vorkommen und geografische Verbreitung:** holarktisch**Jahreszeitliche Aktivität:** April bis September**Lebenszyklus:** Die Weibchen legen insgesamt bis zu 250 Eier auf faulendem Substrat ab. Die Larven schlüpfen innerhalb von zwei Tagen aus den abgelegten Eiern. Diese leben teilweise räuberisch und ernähren sich von anderen Fliegenlarven (selten auch von Raupen). Die vollständige Entwicklung von *M. stabulans* dauert 15-20 Tage und sie erzeugen in einem Jahr bis zu zehn Generationen.**Ort der Brutstätte:** Komposthaufen, Tier- und Menschenfäzes, Vogelnester, Kadaver (gelegentlich)**Beschreibung:** *Muscina pabulorum*: Die Fliegen sind 7-9 mm lang. Das Gesicht der Fliegen ist schwarz, weißgrau bestäubt, weiß und schwarz schillernd. Die Stirn des Weibchens ist sehr breit. Das Abdomen ist schwarz, weißgrau bestäubt und mit einer Mittelstrieme versehen, die aus Flecken gebildet und mit Schillerflecken versehen ist. Das Abdomen ist ebenfalls schwarz, weißgrau bestäubt und mit einer aus Flecken gebildeten Mittelstrieme und mit Schillerflecken versehen. Die Palpi sind schwarz und die Flügeladern ( $r_{4+5}$ ) sind stark gebogen. Die Beine der Fliegen sind schwarz und das Schildchen (Scutellum) ist nur leicht rötlich am äußeren Rand. Die Larven sind Parasiten der Ackerhummel.*Muscina stabulans*: Die Fliegen sind 6,5-9,0 mm lang. Der Thorax ist schwarz, weißgrau bestäubt und hat vier schwarze Striemen. Das Schildchen am Ende des Thorax ist an der Spitze rötlich. Der Verlauf der Flügeladern (besonders  $m_1$ ) ist für diese Art charakteristisch. Die *Media* verläuft bogenförmig, ist aber nur wenig aufgebogen. Die Radialzelle der Flügel ist offen und breit. Die Akrostichalborsten sind deutlich zweireihig. Ihre Beine sind rötlich-braun oder rötlich-gelb. Die Larven von *M. stabulans* ernähren sich räuberisch von den Larven von *Musca domestica*.**Bedeutung für den Menschen:** Fliegen der Gattung *Muscina* gelten als potenzieller Überträger einer Vielzahl von Pathogenen. Die Larven von *M. stabulans* können als intestinale Myiasis-Erreger beim Menschen Geschwüre erzeugen und auch eine Myiasis der Haut verursachen (ähnlich wie die Larven von *Musca domestica*). In der forensischen Medizin wird *M. stabulans* als PMI-Indikator verwendet.**Quelle & weiterführende Literatur:** Karl 1928; Schoof und Siverly 1954; Greenberg 1971**Mydaea spp.****Gattung:** *Mydaea***Art:** *Mydaea ancilla* MEIGEN, 1826*Mydaea urbana* MEIGEN, 1826**Vorkommen und geografische Verbreitung:** Norditalien bis zum Nordkap**Jahreszeitliche Aktivität:** (Flugzeit) bis Oktober**Lebenszyklus:** Fliegen der Gattung *Mydaea* haben gewöhnlich drei Generationen im Jahr. Die Weibchen legen 15-23 Eier aus denen innerhalb von 41-65 Stunden die Larven im ersten Larvenstadium (L1) schlüpfen. Die gesamte Entwicklung dauert bei günstigen Bedingungen vier Wochen.

**Ort der Brutstätte:** Tierfäzes (besonders: Kuhdung)

**Beschreibung:** Die Flügeladern ( $m_{1+2}$ ) sind bei den Vertretern der Gattung *Mydaea* in Richtung der apikalen Region nicht gekrümmt. Die drei in der Flügelspitze mündenden Adern weichen bis zum Flügelrand auseinander.

*Mydaea ancilla*: Die Fliegen sind 7-8 mm lang. Auf dem Thorax befinden sich deutliche schwarze Striemen und auf dem Abdomen schwarze Flecken. Die Beine sind schwärzlich, jedoch ist die Tibia meistens rötlich-braun.

*Mydaea urbana*: Die Körperlänge von *M. urbana* beträgt 7,5-10,5 mm. Die Flügelwurzel ist gelblich. Die Beine sind kräftiger oder schwach rötlich-gelb. Das Schildchen ist schwärzlich. Fliegen der Gattung *Mydaea* kommen häufig bis massenhaft in der Nähe von Weidevieh und auch auf Blüten vor. Ihre Larven entwickeln sich überwiegend in Kuhdung und gegen Ende ihrer larvalen Entwicklung ernähren sie sich räuberisch von anderen Fliegenlarven.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Skidmore 1985; Sauer 1998

### *Phaonia errans*

**Familie:** Muscidae

**Gattung:** *Phaonia*

**Art:** *Phaonia errans* MEIGEN, 1826

**Synonym:** *Phaonia erratica*

**Vorkommen und geografische Verbreitung:** Europa

**Jahreszeitliche Aktivität:** April bis Winteranfang

**Lebenszyklus:** Von *Phaonia* treten mehrere Generationen in einem Jahr auf. Die Larven leben teilweise räuberisch von anderen Dipteren-Larven. Die Überwinterungsform dieser Fliegengattung ist das Larvenstadium.

**Ort der Brutstätte:** Exkreme, Aas, Mulm alter Bäume, verrottendes Laub

**Beschreibung:** Bei Fliegen der Gattung *Phaonia* befinden sich auf der Brust vor der Quernaht keine Borsten (keine Hypopleuralborsten). Die Augen des Männchens sind eng zusammenliegend und dicht behaart. Die Augen des Weibchens liegen weit voneinander getrennt und sind nur spärlich behaart. An der dritten Tibia befindet sich eine dorsale Borste.

*Phaonia errans*: Die Fliegen haben eine Körperlänge von 9-12 mm. Die Körperfärbung ist aschgrau und auf dem Thorax befinden sich vier deutlich sichtbare Striemen. Das Schildchen ist fast gelb und auf dem Abdomen befinden sich breite Schillerflecken. Die Beine sind gelb und die Flügel sind schwach gelb-grau. Die Medianader (4. Längsader,  $m_4$ ) verläuft meist gerade. Das erste, zweite und dritte Flügellglied, sowie die Basis sind rot-gelb.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Haupt und Haupt 1998; Sauer 1998

### *Polietes lardaria*

**Gattung:** *Polietes*

**Art:** *Polietes lardaria* FABRICIUS, 1981

**Vorkommen und geografische Verbreitung:** Europa

**Jahreszeitliche Aktivität:** Frühjahr bis Winteranfang (Hauptaktivität: Herbst)

**Lebenszyklus:** Die Fliegen dieser Art sitzen im Spätsommer meist dicht gedrängt auf Exkrementen. Sie legen nur wenige Eier, meist in Kuh- oder Pferdemist. Die Larve schlüpft gleich nach Eiablage und lebt räuberisch von anderen Fliegenlarven.

**Ort der Brutstätte:** Tier- und Menschenfäzes

**Beschreibung:** Die Körperlänge von *P. lardaria* beträgt 7-11 mm. Ihre Augen sind dicht behaart und ihre Brust ist weißlich bestäubt. Die Halteren sind schwarz und das Verhältnis der sternopleuralen Borsten ist 1:1. Die Artbestimmung erfolgt über den Aderverlauf der Flügeladern ( $m_{1+2}$ ) zur Flügelspitze. Ihre Eier sind 4,5 mm lang. Diese Fliegenart tritt häufig massenhaft auf.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Greenberg 1971; Sauer 1998

### *Stomoxys calcitrans*

**Gattung:** *Stomoxys*

**Art:** *Stomoxys calcitrans* (Wadenstecher) LINNÉ, 1758

**Synonyme:** *Conops calcitrans*, *Musca occidentis*, *Stomoxys dira*, *S. inimical*, *S. cybira*, *S. parasita*

**Vorkommen und geografische Verbreitung:** weltweit

**Jahreszeitliche Aktivität:** Juni bis Oktober (Hauptaktivität: August bis September)

**Lebenszyklus:** Die Fliegen sind im Sommer häufig in Tierställen anzutreffen. Nach mehrfacher Blutmahlzeit (in der Regel 3-4) legen die Weibchen Eipakete von 60-270 Eier in Tierfäzes ab (mit insgesamt 600-800 Eiern in der Fertilitätsphase eines Weibchens). In den Tierfäzes entwickeln sich dann die Larven. In Abhängigkeit von der Temperatur dauert der vollständige Entwicklungszyklus von *S. calcitrans* zehn Tage bei 33°C und bis zu vier Wochen bei 19°C. Die Fliegen können sowohl im Larven- als auch im Puppenstadium überwintern.

**Ort der Brutstätte:** Stallmist (Stroh), vor allem in Pferdemist, Kuh- und Hühnerdung

**Beschreibung:** Die Körperlänge der Fliegen beträgt 6-7 mm. Der Wadenstecher sieht der Stubenfliege sehr ähnlich, jedoch erkennt man deutlich dessen waagrecht vorstehenden Stechrüssel. Der Hinterleib ist weniger gelb als bei der Stubenfliege. Der Thorax ist schwarz, hell aschgrau bestäubt und mit vier schwarzen Streifen versehen. Das Abdomen ist ähnlich gefärbt wie der Thorax. Die Flügel werden in Ruhephasen V-förmig gespreizt getragen. Die Taster bei *S. calcitrans* betragen  $\frac{1}{4}$  der Rüssellänge. Beide Geschlechter saugen Blut.

**Bedeutung für den Menschen:** Diese Fliegenart saugt aktiv Blut bei Mensch und Tier. Zudem können bei dieser Blutmahlzeit Pathogene übertragen werden. Die ständige Belästigung und das Blutsaugen versetzt Nutztvieh in Unruhe und kann eine Minderung der Milchleistung und des Fleisch- und Fettansatzes zur Folge haben.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Karl 1928; Sauer 1998

## Fanniidae

### Fannia canicularis

**Familie:** Fanniidae

**Gattung:** *Fannia*

**Art:** *Fannia canicularis* (Kleine Stubenfliege) LINNÉ, 1761

**Synonyme:** *Anthomyia tuberosa*, *Fannia lateralis*, *F. socio*, *F. sociominor*, *F. tuberosa*, *Musca canicularis*, *M. lateralis*, *M. socio*, *M. sociominor*

**Vorkommen und geografische Verbreitung:** weltweit

**Jahreszeitliche Aktivität:** Mai bis Oktober (vor allem in Häusern)

**Lebenszyklus:** Im Sommer können sich bis zu vier Generationen entwickeln. Die Larven der vierten Generation treten in eine Ruhephase, die erst nach der Überwinterung beendet wird. Die Weibchen legen Eipaketen von 50 bis zu 2000 Eiern. Aus den Eiern schlüpfen innerhalb von 24-48 Stunden die Larven. Diese Larven entwickeln sich in sieben bis zehn Tagen und die anschließende Puppenphase dauert vier bis sechs Tage. Je nach Temperatur dauert die gesamte Entwicklung von *F. canicularis* zwei bis vier Wochen.

Diese Fliegenart überwintert im Larven- oder Puppenstadium.

**Ort der Brutstätte:** Stallmist: Hühnermist (Präferenz: 60%), Schweinemist (20%), Pferdemit (9%), sonstiger (11%); in Häusern in Küchenabfällen; Pilze und faulende Substanzen; Sickergruben und Latrinen („Latrinenvliegen“)

**Beschreibung:** Die Körperlänge der Fliegen beträgt 5-7 mm. Die Augen der Fliegen sind nur durch eine schmale Naht bzw. Strieme auf der Stirn getrennt. Die Orbiten und Wangen sind silbrig-weiß bestäubt und schwarz schimmernd. Auf dem Thorax befinden sich drei Striemen. Ihr Abdomen ist an der Basis nicht verschmälert und an der äußersten Basis gelb. Die Larven und Eier sind an aquatische Bedingungen angepasst, d.h. sie können sich in flüssigem organischem Substrat entwickeln. Die Larven tragen zahlreiche zipfelförmige Fortsätze. Sie entwickeln sich in Küchenabfällen und ähnlichen Materialien.

**Bedeutung für den Menschen:** Diese Fliegen sind als potenzielle Überträger von Pathogenen bekannt. Die Larven wurden auch in Geschwüren im Magen des Menschen gefunden (Myiasis-Erreger).

**Quelle & weiterführende Literatur:** Karl 1928; Steve 1960; Greenberg 1971; Sauer 1998

## Sarcophagidae

### Sarcophaga spp.

**Familie:** Sarcophagidae

**Gattung:** *Sarcophaga* (Fleischfliegen)

**Art:** *Sarcophaga argyrostoma* ROBINEAU-DESVOIDY, 1830

*Sarcophaga carnaria* LINNÉ, 1758

*Sarcophaga* sp. MEIGEN, 1826

**Synonyme:** *Sarcophaga argyrostoma*: *S. falculata*, *S. barbata*, *Parasarcophaga argyrostoma*

**Vorkommen und geografische Verbreitung:** *S. argyrostoma*: holarktisch; *S. carnaria*: paläarktisch, (insbesondere Europa)

**Jahreszeitliche Aktivität:** April bis Oktober

**Lebenszyklus:** Die Weibchen sind vivipar (lebendgebärend), d.h. sie setzen vollständig entwickelte Larven im ersten Larvenstadium (L1) ab. Bei optimalen Bedingungen entwickeln sich die Larven innerhalb weniger Tage weiter und verpuppen sich ca. eine Woche später. Nach weiteren zwei Wochen schlüpfen die Adulten. Der vollständige Entwicklungszyklus dauert ca. 21 Tage. Fliegen dieser Gattung überwintern im Puppenstadium.

**Ort der Brutstätte:** Regenwürmer, Fleisch, Aas, Fäzes, Wunden (gelegentlich)

**Beschreibung:** Fliegen der Gattung *Sarcophaga* sind 7-17 mm lang, haben große Flügel und rote Augen. Bei ihnen ist das Männchen etwas größer als das Weibchen. Sie tragen dunkle Längsstreifen auf ihrem Thorax und ein schachbrettartiges Muster (aus hell- und dunkelgrauen quadratartigen Flächen) auf dem Abdomen.

*Sarcophaga carnaria*: Die adulten Fliegen sind 8-16 mm lang, schwarz und silbrig-grau schimmernd. Sie haben auf der Brust drei Längsstreifen. Das erste Genitalsegment der Männchen ist größtenteils glänzend. Bei den Weibchen ist ein achttes Tergit vorhanden.

*Sarcophaga argyrostoma*: Die adulten Fliegen sind denen der nah verwandten Art *S. carnaria* morphologisch sehr ähnlich. Die Genitalsegmente der Fliegen sind jedoch schwarz. Die Struktur bzw. Form des Hypopygium der Männchen ist charakteristisch für diese Art.

**Bedeutung für den Menschen:** Die Larven kommen als Myiasis-Erreger gelegentlich in Wunden von Menschen und Tieren vor und werden u.a. als Überträger von Bakterien und Protozoen vermutet.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Greenberg 1971; Sauer 1998

## 7.2 Charakterisierung der Bakterien

### Acinetobacter Iwoffii

**Klasse:** Gammaproteobacteria

**Ordnung:** Pseudomonadales

**Familie:** Neisseriaceae

**Gattung:** *Acinetobacter*

**Art:** *Acinetobacter Iwoffii* (AUDUREAU, 1940) BRISOU & PREVOT, 1954

**Beschreibung:** Gram-negative, unbewegliche, 0,9-1,6 x 1,5-2,5 µm große Stäbchen. Die Bakterien sind strikt aerob und Oxidase-negativ.

**Bedeutung für den Menschen:** Diese Bakterien können als opportunistische Pathogene beim Menschen eine Meningitis verursachen. In der Regel sind sie gegen Penicillin und Chloramphenicol resistent.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Schlegel 1992; Madigan und Martinko 2006

### Campylobacter sp.

**Klasse:** Epsilonproteobacteria

**Ordnung:** Campylobacterales

**Familie:** Campylobacteraceae

**Gattung:** *Campylobacter*

**Art:** *Campylobacter jejuni* VÉRON & CHATELAIN, 1973

*Campylobacter* sp. SEBALD & VÉRON, 1963

**Beschreibung:** Gram-negative, bewegliche, meist 0,2-0,5 x 0,5-2 µm große spiralförmige Bakterien (Spirillen). Sie sind polar begeißelt, wobei die Geißel (jeweils eine an den Polen) nicht von einer Scheide umgeben ist. Die Bakterien sind mikroaerophil (benötigen 3-5% CO<sub>2</sub> zum Wachstum) und Oxidase-positiv. Einige Arten sind Katalase-negativ, die medizinisch bedeutsamen Arten sind jedoch Katalase-positiv. Diese Bakterien kommen im Fortpflanzungs- und Verdauungstrakt des Menschen und der Tiere vor.

**Bedeutung für den Menschen:** Zu den wichtigsten pathogenen *Campylobacter*-Arten gehören *C. fetus*, *C. coli* und *C. jejuni*. Diese pathogenen Arten gehören zu den zoonotischen Erregern, wobei die Bakterien von Tieren über Lebensmittel und Trinkwasser auf den Menschen übertragen werden. Desweiteren können Schmierinfektionen auftreten, bei denen die Übertragung der Erreger von Mensch zu Mensch stattfindet. Zu den durch die *Campylobacter*-Arten verursachten Krankheiten gehören die Enterokolitis mit wässrigen Durchfällen, *Campylobacter*-Enteritis, Fieber, Arthritis, Cholezystitis, Salpingitis, Sepsis, Meningitis, Peritonitis. Bereits 400 Keime sind ausreichend für eine Infektion mit diesen Bakterien.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Blaser 1995, 1997; Köhler 2001

### Corynebacterium

**Klasse:** Actinobacteria

**Ordnung:** Actinomycetales

**Familie:** Corynebacteriaceae

**Gattung:** *Corynebacterium* LEHMANN & NEUMANN, 1896

**Beschreibung:** Gram-positive, unbewegliche, meist 3-5 µm lange und oft gebogene Stäbchen (pleomorph). Die Bakterien sind aerob und fakultativ anaerob, sowie Katalase-positiv. Bei der Zellteilung findet ein charakteristisches „Schnappen“ statt. Hierbei winkeln sich die Zellen auf Grund des verschieden schnellen Aufreißens der Wandverbindungen zu beiden Seiten der neuen Zellwand gegeneinander. Außerdem kommt bei diesen Bakterien auch eine simultane Vielfachspaltung vor. Bakterien dieser Gattung kommen z.B. im Wasser, in Nahrungsmitteln, im Boden und in pflanzlichem Material vor.

**Bedeutung für den Menschen:** Einige Arten der Gattung *Corynebacterium* sind pathogen für Menschen und Tiere, wie z.B. *C. diphtheriae* (der Erreger der Diphtherie). Diese Arten sind besonders für immunsupprimierte Patienten gefährlich. Bakterien dieser Gattung können u.a. Diphtherie, Hautinfektionen, Lungenentzündungen und Endokarditis verursachen. Nicht-diphtherioide, nicht pathogene Arten kommen in der Schleimhautflora vor und können ebenfalls auf der Haut von Menschen und Tieren gefunden werden.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Collins und Cummins 1986; Schlegel 1992; Madigan und Martinko 2006

### Enterobacteriaceae

**Klasse:** Gammaproteobacteria

**Ordnung:** Enterobacteriales

**Familie:** Enterobacteriaceae

**Gattung:** *Enterobacter*, *Escherichia*, *Klebsiella*, *Proteus*, etc.

**Beschreibung:** Gram-negative, nichtsporulierende und fakultativ anaerobe Stäbchen, die gewöhnlich 0,3-1 x 1-6 µm groß sind. Die Bakterien sind beweglich (meist peritrich begeißelt) oder unbeweglich, Oxidase-negativ und meist Katalase-positiv. Die Zellen treten einzeln oder in Paaren auf.

**Bedeutung für den Menschen:** Bakterien der Familie Enterobacteriaceae kommen als Parasiten, Pathogene oder Kommensale beim Menschen und bei Tieren vor. Desweiteren kann man sie als Saprophyten im Boden und im Wasser antreffen.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Schlegel 1992; Madigan und Martinko 2006

**Enterobacter aerogenes****Familie:** Enterobacteriaceae**Gattung:** *Enterobacter***Art:** *Enterobacter aerogenes* HORMAECHE & EDWARDS, 1960**Beschreibung:** Die Gram-negativen Stäbchenbakterien sind anaerob und peritrich begeißelt. Sie kommen gewöhnlich überwiegend im Erdboden und Wasser, aber auch im menschlichen Darmtrakt vor, wo sie zur normalen Darmflora gehören.**Bedeutung für den Menschen:** *Enterobacter aerogenes* kann für den Menschen pathogen sein und dann als Erreger von Harnwegsinfekten, Hirnhautentzündung oder Infektionen der Atemwege auftreten.**Quelle & weiterführende Literatur:** Barrow und Feltham 2004; Madigan und Martinko 2006**Escherichia****Familie:** Enterobacteriaceae**Gattung:** *Escherichia***Art:** *Escherichia coli* (MIGULA, 1895) CASTELLANI & CHALMERS, 1919**Beschreibung:** Gram-negative, meist bewegliche (peritrich begeißelt), aerobe und fakultativ anaerobe Stäbchen. Die Zellen treten einzeln oder in Paaren auf. Die Bakterien sind Katalase-positiv, Oxidase-negativ und gewöhnlich auch Citrat-negativ.**Bedeutung für den Menschen:** *Escherichia coli*-Bakterien gehören zur normalen Darmflora des Menschen und der Tiere, einige Stämme besitzen jedoch Pathogenitätsfaktoren und sind somit pathogen. Außerhalb des Darms treten sie als Eiter- und Entzündungserreger auf und können Sepsis und Infektionen der Harnwege verursachen. Einige *E. coli*-Stämme sind für den Menschen darmpathogen (wie EAEC, EHEC, EPEC, ETEC) und können leichte bis blutige Durchfälle verursachen.**EAEC (enteroaggregative *E. coli*):** Der Pathogenitätsfaktor bei Bakterien des EAEC-Stammes ist das pCVD432 Plasmid. Bakterien dieses Stammes verursachen schwere Durchfälle bei Kindern.**EHEC (enterohämorrhagische *E. coli*):** Shigatoxin-(STL 1+2)-bildende *E. coli*-Bakterien die beim Menschen eine enterohämorrhagische Kolitis (EHEC-Kolitis) mit den typischen Symptomen, wie blutige Durchfälle, Fieber und Übelkeit, auslösen. EHEC-Infektionen zählen zu den häufigsten Lebensmittelinfektionen.**EPEC (enteropathogene *E. coli*):** *E. coli*-Bakterien mit dem Pathogenitätsfaktor (und dem codierenden Gen) Intimin (*eae*). Bakterien dieses Stammes lösen schwere Durchfälle bei Säuglingen und Kindern aus, wodurch es bei ihnen zu Entwicklungsstörungen kommen kann.**ETEC (enterotoxische *E. coli*):** Bakterien des ETEC-Stammes bilden ein hitzelabiles Enterotoxin (LT) und ein hitzestabiles Toxin (ST). Bakterien dieses Stammes sind häufige Erreger der sog. „Reisediarrhö“.**Quelle & weiterführende Literatur:** Barrow und Feltham 2004; Kaper et al. 2004; Garmendia et al. 2005; Karch 2005**Klebsiella spp.****Familie:** Enterobacteriaceae**Gattung:** *Klebsiella* TREVISAN 1885**Art:** *Klebsiella ornithinolytica* (Syn. *Raoultella ornithinolytica*)*K. oxytoca* (FLÜGGE, 1886) LAUTROP, 1956*K. pneumoniae* (SCHROETER, 1886) TREVISAN, 1887**Beschreibung:** Gram-negative, unbewegliche und chemoorganotrophe Stäbchenbakterien. Die Bakterien sind aerob und fakultativ anaerob. Die Zellen sind von einer Schleimkapsel umgeben und kommen einzeln, in Paaren oder kurzen Ketten vor. Sie sind Katalase-positiv und Oxidase-negativ. Sie kommen z.B. im Boden, im Wasser, im Respirationstrakt und im Darm von Tieren und Menschen vor.**Bedeutung für den Menschen:** Einige Arten der Gattung *Klebsiella* sind Pathogene beim Menschen und Tieren.*Klebsiella ornithinolytica* gehört zu den Histamin-produzierenden Bakterien die Fischvergiftungen verursachen. Neueste Untersuchungen konnten dieses Bakterium als Verursacher eines Typhus-Fieber-ähnlichen Syndroms und einer Bakteriämie identifizieren.*Klebsiella oxytoca* ist ein wesentlicher Erreger bei der Antibiotika-assoziierten hämorrhagischen Kolitis.*Klebsiella pneumoniae* gehört zur normalen Darmflora des Menschen. Bei immunschwachen oder durch andere Infektionen geschwächten Menschen kann *K. pneumoniae* jedoch als Krankheitserreger auftreten und Infektionen der Harnwege, Atemwege und nosokomiale Pneumonien bei immunsupprimierten Patienten auslösen.**Quelle & weiterführende Literatur:** Barrow und Feltham 2004; Högenauer et al. 2006; Morais et al. 2009**Morganella morganii****Familie:** Enterobacteriaceae**Gattung:** *Morganella***Art:** *Morganella morganii* FULTON, 1943**Synonym:** *Proteus morganii***Beschreibung:** Gram-negative, aerobe und fakultativ anaerobe Stäbchenbakterien. Die Bakterien sind Katalase-positiv, Oxidase-negativ, Phenylalanine-positiv, Urease-positiv, Citrat-negativ und Gelatine-negativ.**Bedeutung für den Menschen:** *Morganella morganii* kommt in der normalen Darmflora vor, ist aber außerhalb des Darms ein Eiter- und Entzündungserreger und kann unter anderem Sepsis und Harnwegsinfektionen auslösen.**Quelle & weiterführende Literatur:** O'Hara et al. 2000; Barrow und Feltham 2004

**Pantoea sp.****Familie:** Enterobacteriaceae**Gattung:** *Pantoea***Art:** *Pantoea* sp. EWING & FIFE, 1972**Beschreibung:** Gram-negative, bewegliche, aerobe und fakultativ anaerobe Stäbchen. Die Bakterien sind Katalase-positiv, Oxidase-negativ, Urease-negativ und Phenylalanine-negativ. Einige Arten sind Pflanzenschädlinge. Diese Bakterien können von der Oberfläche einiger Pflanzen, von Früchten und aus tierischen und menschlichen Fäzes isoliert werden.**Bedeutung für den Menschen:** Einige Arten (wie z.B. *P. agglomerans*) sind als opportunistische Bakterien bekannt, die bei Immungeschwächten Wund-, Blut- und Urogenitalinfektionen verursachen können.**Quelle & weiterführende Literatur:** Barrow und Feltham 2004; Van Rostenberghe et al. 2006**Proteus spp.****Familie:** Enterobacteriaceae**Gattung:** *Proteus***Art:** *Proteus mirabilis* HAUSER, 1885*Proteus* sp. HAUSER, 1885**Beschreibung:** Gram-negative, bewegliche, oft schwärmende Stäbchen. Die Bakterien sind fakultativ anaerob. Charakteristisch ist ihre Fähigkeit Gelatine zu verflüssigen, die Schwefelwasserstoff-Produktion und die Bildung von Urease zur Harnstoff-Spaltung. Sie kommen z.B. im Boden, verschmutztem Wasser und im Darm von Säugern vor.**Bedeutung für den Menschen:** Bakterien der Gattung *Proteus* sind Teil der normalen Darmflora des Menschen. Einige Arten sind fakultativ pathogen (opportunistisch) und können verschiedene Krankheiten auslösen, wie z.B. Zystitis, Diarrhö, Nierenbeckenentzündungen und Prostatitis. *Proteus mirabilis* kann bei immungeschwächten Personen Erkrankungen wie Harnwegsinfektionen, Wundinfektionen, Pneumonie und Sepsis verursachen.**Quelle & weiterführende Literatur:** O'Hara et al. 2000; Barrow und Feltham 2004**Providencia rettgeri****Familie:** Enterobacteriaceae**Gattung:** *Providencia***Art:** *Providencia rettgeri* (HADLEY, 1918) BRENNER, 1978**Synonym:** *Proteus rettgeri***Beschreibung:** Gram-negative, bewegliche, aerobe und fakultativ anaerobe Stäbchen. Sie sind Katalase-positiv, Oxidase-negativ und Phenylalanine-positiv. Gelatine wird von *P. rettgeri* nicht hydrolysiert.**Bedeutung für den Menschen:** *Providencia rettgeri* kommt in der normalen Darmflora des Menschen vor, außerhalb des Darms kann es zu einem Eiter- und Entzündungserreger werden und Magen-Darm-Infektionen, Sepsis sowie verschiedene Augenentzündungen (Keratitis, Konjunktivitis, Endophthalmitis) verursachen.**Quelle & weiterführende Literatur:** O'Hara et al. 2000; Barrow und Feltham 2004; Koreishi et al. 2006**aerobe Sporenbildner****Klasse:** Bacilli**Ordnung:** Bacillales**Familie:** Bacillaceae**Gruppe:** aerobe Sporenbildner(bedeutenste) **Gattung:** *Bacillus* COHN, 1872**Arten:** *Bacillus* spp. COHN, 1872**Beschreibung:** Gram-positive, endosporenbildende, aerobe und fakultativ anaerobe Stäbchen. Die Bakterien bilden Zellketten oder Filamente. Sie kommen vorwiegend im Erdboden vor. Bedeutende Verderborganismen sind die *Bacillus*-Arten *B. cereus*, *B. alvei*, *B. coagulans*, *B. licheniformis*, *B. thermoaerophilus*. Diese aeroben Sporenbildner sind sehr stoffwechselaktiv und können schon mit einer geringen Ausgangszahl zum Verderb von nicht gesäuerten Lebensmitteln führen.**Bedeutung für den Menschen:** Aerobe Sporenbildner (insbesondere *B. cereus* und Keime, die der *B. cereus*-Gruppe angehören) können in Lebensmitteln durch ihre stark fermentativen Fähigkeiten Enterotoxine bilden und somit zu Lebensmittelvergiftungen führen.**Quelle & weiterführende Literatur:** Nikodémusz und Csaba 1959**Staphylococcus spp.****Familie:** Staphylococcaceae**Gattung:** *Staphylococcus***Art:** *Staphylococcus aureus* ROSENBACH, 1884*Staphylococcus* spp. (Koagulase-negativ) ROSENBACH, 1884**Beschreibung:** Gram-positive und Katalase-positive, unbewegliche, im Durchmesser ca. 1 µm große Kokken. Die Bakterien treten oft in Gruppen auf, wobei die Zellen wie Beeren einer Traube angeordnet sind. Sie bilden keine Sporen und sind aerob und fakultativ anaerob. Die Stämme werden in Koagulase-positive und Koagulase-negative Stämme unterteilt (Koagulase-positiv: *S. aureus*). Unter aeroben Bedingungen sind die Bakterien relativ resistent gegen Austrocknung.**Bedeutung für den Menschen:** Bakterien der Gattung *Staphylococcus* kommen unter anderem auch als Kommensale und Pathogene beim Menschen und bei Tieren vor. Die für den Menschen pathogene Art *S. aureus* ist ein Eitererreger und produziert Toxine und Exoenzyme.

Durch die Ausscheidung von Enterotoxinen während des Wachstums in gekühlten Nahrungsmitteln können *S. aureus* und andere *Staphylococcus*-Stämme Nahrungsmittelvergiftungen hervorrufen.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Ako-nai et al. 1991; Schlegel 1992; Le Loir et al. 2003; Becker et al. 2007

#### *Streptococcus* spp.

**Ordnung:** Lactobacillales

**Familie:** Streptococcaceae

**Gattung:** *Streptococcus*

**Art:** *Streptococcus* spp. ROSENBACH, 1884

**Beschreibung:** Gram-positive, aerotolerante, durchschnittlich 0,5-1 µm große Kokken. Die rundlichen Bakterien treten oft in Paaren oder Ketten auf. Sie sind in der Regel unbeweglich. Eine Kapselbildung ist verbreitet. Die Bakterien sind fakultativ oder strikt anaerob und Katalase-negativ. Die Energiegewinnung erfolgt durch Gärung.

**Bedeutung für den Menschen:** Bakterien der Gattung *Streptococcus* kommen normalerweise als Kommensale in und an Menschen und Tieren vor. Sie können aber auch als Pathogene schwerwiegende Erkrankungen wie z.B. Hals-Nasen-Ohren-Infektionen hervorrufen.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Schlegel 1992; Madigan und Martinko 2006

#### *Streptococcus viridans*

**Gruppe:** *Streptococcus viridans*

**Beschreibung:** Als vergrünende Streptokokken („*Streptococcus viridans*“) bezeichnet man Streptokokken, die im Blutagar eine α-Hämolyse (sog. „Vergrünung“) verursachen, d.h. sie zersetzen die Erythrozyten unter Abbau des Hämoglobins wobei grünliche Produkte entstehen.

**Bedeutung für den Menschen:** Vergrünende Streptokokken gehören zur normalen Mikroflora der Mundhöhle. Beim Übergang ins Blut können sie jedoch, vor allem bei immunsupprimierten Patienten, eine Herzinnenhautentzündung (Endokarditis) auslösen. Desweiteren können sie bei der Kariesentstehung eine Rolle spielen und sind typische Erreger der Endokarditis lenta (subakute Herzinnenhautentzündung).

**Quelle & weiterführende Literatur:** Hof 2005; Stille et al. 2006

#### *Enterococcus* spp.

**Familie:** Enterococcaceae

**Gattung:** *Enterococcus*

**Art:** *Enterococcus faecium* SCHLEIFER & KILPPER-BÄLZ, 1984

*Enterococcus* spp. SCHLEIFER & KILPPER-BÄLZ, 1984

**Beschreibung:** Gram-negative, Katalase-negative, aerotolerante anaerobe Kokken. Die kugelförmigen Bakterien ordnen sich in Paaren oder kurzen Ketten an. Enterokokken sind Streptokokken der Serogruppe D. Sie kommen in der Umwelt, bei Tieren und Menschen, sowie in Lebensmitteln wie Käse und Rohwürsten vor.

**Bedeutung für den Menschen:** Im Verdauungssystem (als Bestandteil der Mikroflora) von Tieren und Menschen spielen *E. faecium* und *E. faecalis* eine wichtige Rolle. Jedoch können diese Arten bei geschwächtem Immunsystem auch Infektionen, wie Harnwegsinfekte, Neonatale-Meningitis, Sepsis und Endokarditis, auslösen. Von verschiedenen *E. faecium*-Stämmen ist eine hohe Antibiotikaresistenz bekannt.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Hof 2005; Lhan et al. 2006

#### Nonfermenter

**Gruppe:** Nonfermenter (*Acinetobacter*, *Moraxella*, *Pseudomonas*, etc.)

**Beschreibung:** Nichtfermentierende, aerobe, kokkoide oder stäbchenförmige Bakterien. Gram-negative Nasseime (Wasserkeime) die keine Sporen bilden. Sie bauen Glukose oxidativ oder gar nicht ab.

**Bedeutung für den Menschen:** Einige Arten sind durch die Produktion von Endotoxinen pathogen für den Menschen.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Madigan und Martinko 2006

#### *Pseudomonas* sp.

**Klasse:** Gammaproteobacteria

**Ordnung:** Pseudomonadales

**Familie:** Pseudomonadaceae

**Gattung:** *Pseudomonas*

**Art:** *Pseudomonas* sp. (Oxidase-positiv) MIGULA, 1894

**Beschreibung:** Gram-negative, polar-begeißelte (aktive Bewegung), gerade oder schwach gekrümmte Stäbchen. Sie bilden keine Sporen und wachsen aerob. Die Energiegewinnung erfolgt durch die aerobe Atmung (bei einigen Arten auch durch anaerobe Atmung). Sie sind chemoorganotroph und einige Arten sind schwach fakultativ chemolithotroph. Sie kommen im Boden, Wasser und in der Luft vor.

**Bedeutung für den Menschen:** Die meisten Pseudomonaden weisen eine Antibiotikaresistenz auf. Einige Arten können als Opportunist Menschen und Tiere befallen und beim Menschen Mittelohrvereiterungen, Wundinfektionen und Bakteriämie hervorrufen.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Schlegel 1992; Madigan und Martinko 2006

**Sphingomonas paucimobilis****Klasse:** Alphaproteobacteria**Ordnung:** Sphingomonadales**Familie:** Sphingomonadaceae**Gattung:** *Shingomonas* YABUUCHI, 1990**Art:** *Sphingomonas paucimobilis* (HOLMES, 1977) YABUUCHI, 1990**Beschreibung:** Gram-negative, aerobe, nichtsporenbildende, stäbchenförmige Bakterien. Die Bakterien sind durch ein polares Flagellum beweglich (langsam). *Sphingomonas paucimobilis* kommt im Erdboden und im Wasser vor.**Bedeutung für den Menschen:** *Sphingomonas paucimobilis* wird in der Nahrungsmittelindustrie für die Gewinnung von Gellan (auch als Sphinan bezeichnet) eingesetzt, das z.B. als Geliermittel verwendet wird und in der Mikrobiologie als Agarersatz zur Kultivierung von anderen Mikroorganismen. Neueste Untersuchungen haben *S. paucimobilis* als Verursacher von Infektionen des Blutkreislaufs bzw. Bakteriämie identifiziert.**Quelle & weiterführende Literatur:** Madigan und Martinko 2006; Hänsel und Sticher 2007; Maragakis et al. 2009

### 7.3 Charakterisierung der Pilze

#### Ascomycota

**Aspergillus spp.****Klasse:** Ascomycetes (Echte Schlauchpilze)**Unterklasse:** Eurotiomycetidae**Ordnung:** Eurotiales**Familie:** Trichocomaceae**Gattung:** *Aspergillus* (Gießkannenschimmel)**Art:** *Aspergillus fumigatus* FRESEN, 1863*Aspergillus* sp. MICHELI, 1729**Beschreibung:** Pilze der Gattung *Aspergillus* sind Schleimpilze. Sie wachsen in samtene, tief gefalteten oder stark flockigen Kolonien. Die Sporenbildung erfolgt über kurze, meist glatte, in der Regel bis zu 300 µm hohe Konidiosporen, die an den Enden der Hyphen abgeschnürt werden. Bei *A. fumigatus* sind die Konidiosporen im Durchmesser 5-8 µm groß und verfärben sich zum Vesikel hin grünlich. Die ebenfalls grünlichen Vesikel, in die sich die Stiele (Konidiophoren) öffnen, haben einen Durchmesser von 20-30 µm. Pro Konidiospore können bis zu 10.000 neue Sporen gebildet werden. Die ebenfalls grünlichen Sterigmata messen 6-8 x 2-3 µm und stehen fast parallel zum Stiel in einer einzelnen Reihe. Die kugelförmigen Konidien haben eine unebene Oberfläche, messen durchschnittlich 2,5-3,0 µm und sind im reifen Zustand je nach Art olivbraun, rotbraun, hellgrün oder gelblich. Der Lebenszyklus von Pilzen der Gattung *Aspergillus* beginnt mit der Konidie und bei günstigen Lebensbedingungen mit der Keimung der Sporen mit darauffolgender Hyphenbildung. Die Hyphen wachsen, verzweigen sich und bilden somit das Myzel (Hyphengeflecht). An der Oberfläche des Myzels entstehen dann die Konidiophoren, in denen die neuen Sporen gebildet werden. Die Konidiogenese ist blastisch-phialidisch bei Pilzen der Gattung *Aspergillus*. Bisher ist bei *A. fumigatus* nur die asexuelle Fortpflanzung bekannt.**Bedeutung für den Menschen:** *Aspergillus*-Arten befallen regelmäßig Saaten und werden darüber oft von Menschen und Tieren mit der Nahrung aufgenommen. Diese Pilze produzieren für Menschen und Tiere giftige Mykotoxine, wie Aflatoxine, Fumagillin, Fumitremorgine, Gliotoxin und Sphingo-fungine. Sie gehören zu den humanpathogenen Pilzen und können Lebensmittelvergiftungen, Allergien (z.B. aspergillisches Asthma), bronchopulmonale Aspergillose, Aspergillome (Pilzbefall der Lunge) und invasive Aspergillose (bei immun-suppressiven Patienten) verursachen.**Quelle & weiterführende Literatur:** Raper und Fennel 1965; Mullins 1994; Paoletti et al. 2005**Candida spp.****Klasse:** Saccharomycetes**Ordnung:** Saccharomycetales**Familie:** Saccharomycetaceae**Gattung:** *Candida***Art:** *Candida albicans* BERKHOUT, 1923*Candida tropicalis* BERKHOUT, 1923*Candida* spp. BERKHOUT, 1923**Beschreibung:** Pilze der Gattung *Candida* zählen zu den Hefen. Sie sind polymorph und bilden unterschiedliche Wachstumsformen aus. *Candida*-Zellen sind rundlich-oval, messen im Durchmesser ca. 4 µm und bilden zusammen meist große, runde, glatte, weißliche oder cremefarbene Kolonien. Für *C. albicans* und *C. tropicalis* sind sowohl die Bildung von Pseudomyzelen als auch die Bildung von echten Hyphen typisch. Das Pseudomyzel ist baumartig verzweigt und bildet einzelne oder kurze Ketten von Blastosporen aus. Pilze der Gattung *Candida* entwickeln durch Sprossung Blastokonidien. Von *C. albicans* und *C. tropicalis* werden manchmal auch ovale Chlamydosporen (Dauersporen) mit einer sehr widerstandsfähigen Zellwand ausgebildet, die etwas größer als die Blastokonidien sind. Diese Pilze pflanzen sich überwiegend asexuell fort, sind jedoch bei Stress auch zur sexuellen Fortpflanzung fähig.

**Bedeutung für den Menschen:** Einige Arten der Gattung *Candida* sind Symbionten von Wirbeltieren und Insekten und somit ein normaler Bestandteil der Darmflora. Andere Arten können als fakultativ pathogener Erreger Pilzinfektionen (Kandidosen) bei Mensch und Tier verursachen. Sie leben in der Regel als Saprobiont in einem Gleichgewichtszustand mit der Immunabwehr des Menschen und anderen Mikroorganismen. Bei immunsuppressiven Patienten kann es jedoch zu einer verstärkten Besiedlung dieser Pilze kommen (insbesondere *C. albicans*) die sich dann zur Mykose manifestieren.

*Candida albicans* ist der häufigste Erreger der Kandidose. Diese Art wird häufig im Mund- und Rachenraum, im Genitalbereich, im Verdauungstrakt, zwischen Fingern und Zehen, sowie auf Finger- und Fußnägeln angetroffen und kann insgesamt bei ca. 75% aller Menschen vorgefunden werden.

*Candida tropicalis* kann in Wasser, Erde, Fisch und Früchten (Nahrungsmitteln) nachgewiesen werden, jedoch wurde dieser Pilz auch aus Blut, Urin, Vaginalabstrichen, Nagelmykosen und Bronchiallavagen isoliert. Diese *Candida*-Art hat eine höhere Virulenz als *C. albicans*. Bei *C. tropicalis* konnte zudem eine hohe Antibiotikaresistenz nachgewiesen werden (z.B. gegen Fluconazol).

**Quelle & weiterführende Literatur:** Waldman et al. 2001; Nielsen und Heitmann 2007; Lee und Kim 2008

#### *Cladosporium* spp.

**Klasse:** Dothideomycetes

**Ordnung:** Capnodiales (Rußtaupilze)

**Familie:** Mycosphaerellaceae

**Gattung:** *Cladosporium*

**Art:** *Cladosporium* spp. LINK, 1816

**Beschreibung:** Die Gattung *Cladosporium* besteht aus mehr als 50 Arten. *Cladosporium* ist ein sogenannter Schwärzepilz, bei dem sich durch die Bildung von Melanin die Sporen und auch Teile der Hyphen braun bis schwarzbraun färben.

**Bedeutung für den Menschen:** Pilze der Gattung *Cladosporium* sind sehr häufig in der Außenluft vorhanden und können Allergien auslösen. Ein Erreger der Chromomykose der Haut ist *C. carrionii*. Die Infektion tritt meist nach Verletzungen der Haut auf, wobei Unterschenkel und Füße am häufigsten betroffen sind.

*Cladosporium trichoides* ist ein Erreger der gefährlichen *Cerebralchromomykose* und befällt das Zentralnervensystem (ZNS) und die Zerebralregion. Selten siedelt sich dieser Pilz in der Lunge an.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Seeliger und Heymer 1981; Nielsen und Heitmann 2007

#### *Geotrichum* spp.

**Klasse:** Ascomycota

**Ordnung:** Saccharomycetales

**Familie:** Endomycetaceae

**Gattung:** *Geotrichum* (Milchsimmel)

**Art:** *Geotrichum* spp. LINK, 1809

**Beschreibung:** Die Gattung *Geotrichum* gehört zu den Hefen und besteht aus den Arten *G. candidum*, *G. capitatum* (Syn. *Trichosporon capitatum*) und *G. clavatum*. Die Kolonien dieser Gattung sind zuerst glatt und cremig, später werden sie flaumig und leicht erhaben. Sie bilden ein echtes, septiertes Myzel aus, das dann in viele rechteckige Arthrosporen zerfällt. Die ellipsenförmigen Blastosporen werden entlang des Myzels oder an dessen Enden gebildet. *Geotrichum* kann Glukose und Galaktose vergären, jedoch können diese Pilze keine Proteolyse durchführen.

**Bedeutung für den Menschen:** Pilze der Gattung *Geotrichum* kommen überwiegend saprophytär vor u.a. auf verdorbenen Gemüse und Früchten, Milch und Milchprodukten, Käse, Abfall, Exkrementen und Dünger. Beim Menschen kann man diese Pilze ebenfalls als Saprophyten im Verdauungstrakt, im Speichel und auch auf der Haut vorfinden. Bei immunsupprimierten Personen kann durch Vertreter der Gattung *Geotrichum* (insbesondere *G. candidum*) die Geotrichose ausgelöst werden, die eine Krypten-Tonsillitis, infantile Enterokolitis, Bronchopneumonien und eine Stomatitis zur Folge haben kann.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Nielsen und Heitmann 2007; Etienne et al. 2008

#### *Hyphomycet* spp.

**Abteilung:** Hyphomycet spp.

**Beschreibung:** Die Hyphomyceten sind eine der zwei Abteilungen der Ascomycota. Sie gliedern sich in die Familien Mucedinaceae, Dematiaceae, Stilbaceae und Tuberculariaceae. Bei den Hyphomyceten liegen die Hyphen bzw. die Konidiophoren stets frei. An der Spitze der Konidiophoren befinden sich die konidienbildenden Zellen. Die Konidiophoren treten einzeln oder in parallel ausgerichteten Bündeln (synnematal) oder kissenförmigen Massen (sporodochial) auf.

**Bedeutung für den Menschen:** Einige Arten der Hyphomyceten verursachen Systemmykosen (z.B. *Blastomyces dermatitidis*, *Cladosporium trichoides*) und Verletzungsmykosen (z.B. *Cladosporium carrionii*, *Phialophora* spp.). Andere Arten sind nur gelegentlich Erreger von Mykosen (wie z.B. *Aspergillus fumigatus*, *Cephalosporium* spp.).

**Quelle & weiterführende Literatur:** Seeliger und Heymer 1981

## Zygomycota

### Mucor spp.

**Klasse:** Zygomycetes

**Ordnung:** Mucorales

**Familie:** Mucoraceae

**Gattung:** *Mucor* (Köpfchenschimmel)

**Art:** *Mucor* spp. FRESEN, 1850

**Beschreibung:** Pilze der Gattung *Mucor* haben keine Apophyse und die Sporangien sind kugelig. In älteren Kulturen sind die Sporangio-  
phoren immer verzweigt, nie gefurcht oder gewickelt und nur wenig oder nicht pigmentiert. Der Basalkragen oder andere Reste der  
Sporangienmembran befinden sich im Winkel zwischen Sporangiosporen und Columella. Die Columella ist ebenfalls nicht oder nur wenig  
pigmentiert. Es sind keine Rhizoide vorhanden. Die maximale Wachstumstemperatur dieser Pilze liegt unterhalb von 40°C. Die Arten der  
Gattung *Mucor* kommen auf organischem Material (pflanzlich) überall in der Umwelt vor.

**Bedeutung für den Menschen:** Pilze der Gattung *Mucor* sind alle fakultativ pathogen. Sie sind gelegentliche Erreger von Mucormykosen.  
Eine Infektion mit diesen Pilzen kommt in der Regel nur bei immunsupprimierten Personen vor. Die Pilze können durch Einatmen in die  
Lunge und dann über die Blutbahn in andere Organe bis hin zum ZNS gelangen.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Seeliger und Heymer 1981; Rieth 1994

### Rhizomucor spp.

**Klasse:** Zygomycetes

**Ordnung:** Mucorales

**Familie:** Mucoraceae

**Gattung:** *Rhizomucor*

**Art:** *Rhizomucor* spp. LUCET & COSTANTIN, 1900

**Beschreibung:** Die verzweigten Sporangien sind kugelförmig und die Apophyse ist kurz oder fehlt ganz. Die Sporangien sind nie gefurcht  
oder gewickelt. Die Sporangio-  
phoren sind separiert und pigmentiert. Rhizoide sind ebenfalls vorhanden. Pilze dieser Gattung wachsen bei  
einer Temperatur von bis zu 50°C.

**Bedeutung für den Menschen:** Pilze der Gattung *Rhizomucor* können die Verursacher einer Chromomykose, chronisch ulzerierenden oder  
papillomatös granulomatösen Hautveränderungen (meist an den unteren Extremitäten) sein sowie selten hämatogene Dissemination in  
Muskeln, ZNS und Lunge hervorrufen. Die wichtigste Art mit klinischer Relevanz ist *R. pusillus*.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Seeliger und Heymer 1981, Nielsen und Heitmann 2007

## Basidiomycota

### Trichosporon sp.

**Klasse:** Tremellomycetes

**Ordnung:** Tremellales

**Familie:** Trichosporonaceae/Cryptococcaceae

**Gattung:** *Trichosporon*

**Art:** *Trichosporon* sp. BEHREND, 1890

**Beschreibung:** Pilze der Gattung *Trichosporon* sind anascosporogene Sproßpilze. Sie bilden neben einem Pseudomyzel auch ein echtes  
Myzel aus, das leicht in Arthrosporen zerfällt. Zusätzlich werden auch Blastosporen (meist in Ketten oder Trauben) gebildet. Sie haben nicht  
die Fähigkeit zur Zuckerfermentation, jedoch ist die Harnstoffhydrolyse positiv.

**Bedeutung für den Menschen:** Die meisten Pilze dieser Gattung sind im klinischen Bereich als Opportunisten bekannt. Eine Ausnahme  
bildet die Art *T. cutaneum*, der Erreger der weißen Piedra (Erkrankung der Haare), die auf vorgeschädigter oder mazerierter Haut ange-  
troffen wird. Von *T. cutaneum* und anderen Arten ist auch ein Befall der Muskeln, des Respirationstraktes oder auch des Blutes bekannt.

Desweiteren kommen viele Arten dieser Gattung als Saprophyt und Kontaminant des Wassers und von Obst vor.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Seeliger und Heymer 1981

## 7.4 Charakterisierung der Parasiten

### Protozoa

#### *Giardia lamblia*

**Stamm:** Sarcocystidophora

**Klasse:** Zoomastigophorasida

**Ordnung:** Diplomonadida

**Familie:** Diplomonadidae/Hexamitidae

**Gattung:** *Giardia*

**Art:** *Giardia lamblia* KOFOID & CHRISTIANSEN, 1915

**Synonyme:** *Giardia intestinalis*, *G. duodenalis*, *Lambliia lamblia*

**Vorkommen und geografische Verbreitung:** weltweit, mit hoher Prävalenz u.a. bei Rindern, Schafen, Ziegen [kumulative Prävalenz bis zu 100%]

**Wirt:** Rind, Schaf, Ziege, Schwein, Pferd, Alpaka/Lama, Hund, Katze, Meerschweinchen, Chinchilla, Mensch

**Sitz im Wirt:** Vegetative Stadien: vorwiegend an der Basis der Zotten des Duodenums und Jejunums

**Lebenszyklus:** Der Lebenszyklus ist direkt. Die Infektion mit Giardien erfolgt über orale Aufnahme der Zysten über kontaminiertes Wasser, Nahrung oder Kontakt. Nach der Magenpassage schlüpfen im Duodenum aus der 4-kernigen Zyste zwei Trophozoiten. Die Trophozoiten heften sich mit der Adhäsionsscheibe fest an die Mikrovilli des Darms. Ihre Vermehrung erfolgt durch Zweiteilung. Die Trophozoiten enzystieren sich periodisch und bilden auf diese Weise resistente Zysten. Die Zysten gelangen mit den Fäzes des Wirts ins Freie. Giardien verursachen die Giardiose.

**Präpatenz:** 4-6 Tage; **Patenz:** 6-16 Wochen

**Beschreibung:** Vegetative Stadien (Trophozoiten) sind 12-15 µm lang und 5-9 µm breit. Sie sind bilateral-symmetrisch, dorsal-konvex, mit ventraler Adhäsionsscheibe (mit der sie sich an die Mikrovilli des Darms heften). Sie haben zwei elliptische Kerne mit deutlichem Karyosom, acht freie Geißeln und zwei sichelförmige Mediankörper. Die Dauerstadien (Zysten bzw. Vierkernzysten) sind 8-12 µm x 7-10 µm groß, oval, haben eine farblose Hülle und enthalten vier Kerne. Die Zystenwand ist 0,3-0,5 µm dick und besteht aus einer filamentösen äußeren und einer membranartigen inneren Schicht. Nach der Excystierung im Wirt entstehen aus einer Zyste zwei Trophozoiten.

**Bedeutung für den Menschen:** Die Giardiose ist eine Zoonose. Molekularbiologische Untersuchungen zeigten, dass bei Paarhufern (oder auch bei Hund und Katze) außer den Säugetier-spezifischen Genotypen von *G. lamblia*, auch die beim Menschen zu findenden Genotypen vorkommen. Durch die Rinderhaltung in Trinkwassergewinnungsgebieten kann auch das Trinkwasser mit *Giardia*-Zysten kontaminiert sein. Von infizierten Hunden und Katzen werden Giardien oft ausgeschieden, ohne dass die Tiere an einer Diarrhö erkranken oder irgendwelche anderen Krankheitszeichen zeigen. Aus diesem Grund können diese Tiere als Reservoir für Giardien und somit als Infektionsquelle des Menschen dienen.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Mehlhorn et al. 1993; Xiao 1994; Ong et al. 1996; Ey et al. 1997; Rommel et al. 2000; Hendrix und Robinson 2006; Taylor et al. 2008

#### *Herpetomonas muscarum*

**Ordnung:** Kinetoplastida

**Familie:** Trypanosomatidae

**Gattung:** *Herpetomonas*

**Art:** *Herpetomonas muscarum* (LEIDY, 1856) KENT, 1881

**Synonym:** *Herpetomonas muscae-domesticae*, *H. muscidarum*, *H. sarcophagae*, *H. calliphorae*, *H. luciliae*, *H. homolomyiae*

**Vorkommen und geografische Verbreitung:** weltweit, mit sehr hohen Prävalenzen (bis zu 100%) bei *Musca domestica*

**Wirt:** *Musca* spp. (besonders *M. domestica*), *Lucilia* spp., *Calliphora* spp., *Chrysomya* spp., *Fannia* spp., *Homolomyia* spp., *Phaenicia* spp., *Phormia* spp., *Sarcophaga* spp.

**Sitz im Wirt:** Verdauungstrakt (Kropf bis Rektum)

**Lebenszyklus:** Der Lebenszyklus von *H. muscarum* ist monoxen. Die Fliege infiziert sich durch orale Aufnahme der Zysten. Die asexuellen, monogenetischen Flagellaten vollziehen während ihres Entwicklungszyklus einen Gestaltwandel. Aus diesem Grund kommen sie im Evertrebratenwirt in einer Reihe verschiedener Körperformen wie amastigote, promastigote, epimastigote und opisthomastigote Form vor. Die Flagellaten vermehren sich Verdauungstrakt (sowie seinen Anhängen) des Wirts durch Längsteilung und können auch ins Haemocoel und in das Darmgewebe eindringen. Vom Kropf bis zum anterioren Ende des Mitteldarms findet man hauptsächlich die länglichen Körperformen (epimastigote, opisthomastigote), vom posterioren Ende des Mitteldarms bis hin zum Enddarm eher die kürzeren, dickeren Formen (promastigote) und die zystenähnlichen Formen (amastigote). Die infektiöse Form (Zyste bzw. amastigote Form) wird mit den Fäzes des Wirts ausgeschieden. *Herpetomonas muscarum* kann auch die Larven der Fliegen infizieren (bei *M. domestica* nachgewiesen). In den Larven befinden sich die Flagellaten dann im Haemocoel.

**Beschreibung:** Die Flagellaten sind 10-25 µm lang (opistho-, epi- und promastigote Form) und durchschnittlich 2 µm breit. Die für Kinetoplastida typische undulierende Membran fehlt. Im Cytosol befinden sich ein Parabasalkörperchen, Mitochondrien und Volutinkügelchen. Ein Basalkügelchen befindet sich nahe dem Parabasalkörperchen am anterioren Ende. Im Basalkügelchen ist ein 36-45 µm langes Flagellum verankert. Die flagellare Vakuole liegt neben der Basis des Flagellums. In der amastigoten Körperform sind die Flagellaten 6,5-10,0 µm lang und ca. 4,0 µm breit.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Graham-Smith 1914; Becker 1923; Ross und Hussain 1924; Fantham und Robertson 1927; Wallace und Clark 1959; Kramer 1961; Rogers und Wallace 1971; Teixeira et al. 1997

**Eimeria magna****Stamm:** Apikomplexa**Klasse:** Sporozoes**Ordnung:** Eucoccidiorida**Familie:** Eimeriida**Gattung:** *Eimeria***Art:** *Eimeria magna* PÉRARD, 1925**Vorkommen und geografische Verbreitung:** weltweit, Eimerien der Kaninchen kommen fast in jeder Kaninchenhaltung vor**Wirt:** Kaninchen**Sitz im Wirt:** Darmwand (Dünndarm)**Lebenszyklus:** Die Infektion mit *E. magna* erfolgt wie bei anderen Kokzidiosen durch orale Aufnahme von sporulierten Oozysten. Bei *E. magna* schließt die Schizogonie (endogene Entwicklung) drei Generationen ein, die sich in den Epithelzellen der Zotten des mittleren Jejunums und Ileums entwickeln. Die Gamonten befinden sich anschließend im unteren Abschnitt der Dünndarmzotten. Durch die intrazelluläre Entwicklung der Eimerien treten Läsionen im Jejunum und Ileum des Wirts auf. Die Sporulationszeit beträgt 2-3 Tage (bei 22°C). Durch *E. magna* wird eine Eimeriose (Kokzidiose) verursacht.**Präpatenz:** 7-9 Tage; **Patenz:** 12-21 Tage; **Pathogenität:** mäßig pathogen**Beschreibung:** Die Oozysten sind ovoid, 31-42 x 20-28 µm (Ø 36,3 x 24,1 µm) groß. Die Oozystenwand ist glatt und dunkelgelb bis braun. Eine Mikropyle mit verdicktem Rand, ein Restkörper und ein Sporozystenrestkörper sind vorhanden.**Bemerkung:** Bei Kaninchen liegen oft Mischinfektionen mit mehreren Eimerien-Arten vor.**Quelle & weiterführende Literatur:** Rommel et al. 2000; Taylor et al. 2008**Eimeria perforans****Gattung:** *Eimeria***Art:** *Eimeria perforans* (LEUCKART, 1879) SLUITER & SWELLENGREBEL, 1912**Vorkommen und geografische Verbreitung:** weltweit, Eimerien kommen fast in jeder Kaninchenhaltung vor**Wirt:** Kaninchen**Sitz im Wirt:** Darmwand (Dünndarm)**Lebenszyklus:** Die endogene Entwicklung findet in den Epithelzellen des gesamten Dünndarms (im Duodenum und Jejunum) statt. Läsionen treten jedoch nur im Duodenum auf. Bei *E. perforans* existieren zwei Schizontengenerationen mit jeweils zwei verschiedenen Schizontentypen mit nachfolgender Gametogonie. Die Sporulationszeit beträgt 1-2 Tage bei 22°C. Die Infektion, die durch *E. perforans* verursacht werden, kann bezeichnet man als Eimeriose (Kokzidiose).**Präpatenz:** 4-6 Tage; **Patenz:** 12-32 Tage; **Pathogenität:** gering pathogen**Beschreibung:** Die Oozystengröße beträgt 15-27 x 11-17 µm (Ø 22,2 x 19,9 µm) und die Oozystenform ist elliptische. Die Oozystenwand ist dünn, farblos und glatt. Eine unauffällige bzw. unscheinbare Mikropyle, ein Oozystenrestkörper und ein Sporozystenrestkörper sind vorhanden.**Quelle & weiterführende Literatur:** Rommel et al. 2000; Taylor et al. 2008**Eimeria perminuta****Gattung:** *Eimeria***Art:** *Eimeria perminuta* HENRY, 1931**Vorkommen und geografische Verbreitung:** weltweit, in Mitteleuropa sind je nach Haltungsbedingungen 5-60% der Schweine befallen**Wirt:** Schwein**Sitz im Wirt:** Darmwand**Lebenszyklus:** Die Infektion mit *E. perminuta* erfolgt durch orale Aufnahme der sporulierten Oozysten. Einzelheiten des Lebenszyklus sind bisher nicht bekannt. Die Sporulationszeit beträgt 10-12 Tage. Durch *E. perminuta* kann eine Eimeriose (Kokzidiose) verursacht werden.**Präpatenz und Patenz:** unbekannt; **Pathogenität:** gering pathogen**Beschreibung:** Die Oozysten sind ovoid und 12-15 x 10-13 µm (Ø 13,3-11,7 µm) groß. Die äußere Oozystenhülle ist rau und gelb. Es ist keine Mikropyle und kein Oozystenrestkörper vorhanden, jedoch sowohl ein Sporozystenrestkörper als auch ein Stieda- und ein Polkörperchen. Die Sporozysten sind ellipsenförmig bis rund und 6-8 x 4-6 µm groß.**Bemerkung:** Beim Schwein liegen häufig Mischinfektionen mit verschiedenen Eimerien-Arten sowie mit Eimerien und *Isospora suis* vor.**Vorkommen in der Studie:** Die Oozysten von *E. perminuta* wurden in den Därmen der Fliegen gefunden, die im Schweinestall gefangen wurden.**Quelle & weiterführende Literatur:** Rommel et al. 2000; Taylor et al. 2008**Eimeria tenella****Gattung:** *Eimeria***Art:** *Eimeria tenella* (RAILLIET & LUCET, 1891) FANTHAM, 1909**Vorkommen und geografische Verbreitung:** weltweit, besonders häufig in Mastgeflügelbeständen und Massentierhaltung, [Beinahe alle Hühner durchlaufen im Laufe ihres Lebens eine mehr oder weniger starke Infektion mit den verschiedenen Eimerien-Arten.]**Wirt:** Huhn**Sitz im Wirt:** Blinddärme**Lebenszyklus:** Der endogene Lebenszyklus von *E. tenella* beinhaltet mehrere Schizontengenerationen und eine Gamogonie in der Mukosa verschiedener Blinddarmabschnitte. Die Infektion erfolgt über orale Aufnahme sporulierter Oozysten meist über das Futter oder Trink-

wasser. Zuerst wird der mittlere Teilabschnitt der Blinddärme befallen. Die erste Generation der Schizonten bildet sich in den Epithelzellen der Eigendrüsen. Die durch Endodyogonie gebildeten Merozoiten werden anschließend in den Epithelzellen zu Schizonten der 2. Generation. Danach lösen sich die Epithelzellen, die junge Schizonten der 2. Generation enthalten, aus dem Epithelverband und wandern in das subepitheliale Gewebe ein. Die meisten der aus der 2. Schizontengeneration hervorgegangenen Merozoiten werden zu Gamonten, der Rest bildet eine 3. Schizontengeneration. Durch die Gamogonie werden nun unsporulierte, sehr widerstandsfähige Oozysten mit dem Fäzes ausgeschieden. Das Maximum der Oozystenausscheidung wird ca. am zehnten Tag nach der Infektion erreicht. Im Freien - bei ausreichender Feuchtigkeit und optimalen Sauerstoffgehalt - erfolgt in Abhängigkeit von der Temperatur in den Oozysten innerhalb von 18-48 Stunden die Sporulation. Die durch *E. tenella* verursachte Erkrankung wird als Eimeriose (Kokzidiose) bezeichnet.

**Präpatenz:** 5-6 Tagen; **Patenz:** ca. 1 Woche; **Pathogenität:** stark pathogen

**Beschreibung:** Die Oozysten sind oval, mit einer glatten Oberfläche, farblos, ohne Mikropyle, besitzen aber eine Polkappe und sind 22-25 x 19 µm groß. Sporulierte Oozysten besitzen in ihrem Inneren vier Sporozysten mit je zwei Sporozoiten. Die Schizonten der 2. Generation sind ca. 20-50 µm lang (die maximale Schizontengröße beträgt 55 µm im subepithelialen Gewebe).

**Bedeutung für den Menschen:** Ein Befall des Geflügels mit *E. tenella* verursacht große wirtschaftliche Schäden (z.B. unzureichende Gewichtszunahme, Gewichtsabnahme, verringerte Legeleistung, Tod der Tiere).

**Bemerkung:** Die durch *E. tenella* hervorgerufenen Blinddarmkokzidiose wird in ihrer akuten Form als „Rote Kükenruhr“ bezeichnet wegen des Auftretens von schweren Blutungen in den Blinddärmen, durch die es bis zu einer 50%igen Reduktion der Erythrozytenanzahl kommen kann. Schwere Infektionen führen zum Tod der Hühner.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Miloshev 1978; Mehlhorn et al. 1993; López-Bernad et al. 1998; Rommel et al. 2000; Taylor et al. 2008

### *Cystoisospora canis*

**Familie:** Isosporidae

**Gattung:** *Cystoisospora* (*Isospora*)

**Art:** *Cystoisospora canis* NEMESÉRI, 1959

**Synonym:** *Isospora canis*

**Vorkommen und geografische Verbreitung:** weltweit, in Deutschland kommen Oozysten von *C. canis* in 1-5% der Hundekotproben vor

**Wirt:** Hund

**Zwischenwirte:** Nagetiere (Maus, Ratte, Hamster), Schwein, Wasserbüffel, Kamel

**Sitz im Wirt:** Dünndarm (asexuelle und sexuelle Stadien befallen die Lamina propria des Jejunums, Ileums und Zäkums)

**Lebenszyklus:** Der Lebenszyklus ist fakultativ zweiwirtig. Nach Aufnahme der sporulierten Oozysten erfolgt die endogene Entwicklung im Endwirt in den Zellen der Lamina propria des Dünndarms. Nach der ungeschlechtlichen Vermehrung (drei Merogonien in Form der Endodyogonie) folgt die geschlechtliche Vermehrung (die Gamogonie), die zur Oozystenbildung führt. Die unsporulierten Oozysten gelangen mit dem Fäzes ins Freie. Die Sporulationszeit beträgt bei 21°C ca. 1-4 Tage. Bei *C. canis* können neben der direkten Entwicklung, wie bei allen anderen *Cystoisospora*-Arten, auch fakultative Zwischenwirte (paratenische Wirte) zwischengeschaltet sein. Nach der oralen Aufnahme der sporulierten Oozysten dringen die Sporozoiten in das Gewebe des Zwischenwirts ein und verbleiben dort als Dormozoen (Dauerstadien), d.h. in einem Ruhestadium. Eine Weiterentwicklung erfolgt dann erst im Endwirt nach dessen kontaminierter Fleischmahlzeit bzw. nach Fressen des infizierten Zwischenwirts. Die *Cystoisospora*-Infektion, die durch *C. canis* ausgelöst werden kann, ist eine Kokzidiose.

**Präpatenz:** 8-10 Tage; **Patenz:** 12-28 Tage; **Pathogenität:** unbekannt

**Beschreibung:** Die ellipsenförmigen bis leicht ovalen Oozysten haben eine glatte, blasenartige Wand und sind 34-42 x 23-36 µm groß. Die Oozysten haben keine Mikropyle und auch kein Residuum oder Polkörperchen. Sie besitzen jedoch ein winziges an der Oozystenwand am breiten Ende angehängtes Kügelchen. Die beiden Sporozysten sind oval, 19-28 x 15-19 µm groß, haben eine glatte, farblose Wand und ein hervortretendes Residuum. Jede Sporozyste enthält vier wurmförmige Sporozoiten mit deutlich unter der Mitte (sub-zentral) liegendem, granuliertem Restkörper.

**Bemerkung:** Zurzeit gibt es noch keinen Nachweis darüber ob *C. canis* allein pathogen ist. Es wird jedoch vermutet, dass durch *C. canis* in Verbindung mit anderen Krankheitserregern Infektionen verschlimmert werden können.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Lindsay et al. 1997; Rommel et al. 2000; Taylor et al. 2008

### *Cystoisospora burrowsi*

**Gattung:** *Cystoisospora* (*Isospora*)

**Art:** *Cystoisospora burrowsi* TRAYSER & TODD, 1978

**Synonym:** *Isospora burrowsi*

**Vorkommen und geografische Verbreitung:** weltweit

**Wirt:** Hund

**Sitz im Wirt:** Dünndarm (asexuellen Stadien und sexuelle Stadien: sitzen überwiegend in der Lamina propria von Ileum, Zäkum, Kolon)

**Lebenszyklus:** Der Lebenszyklus von *C. burrowsi* ist vergleichbar mit dem von *C. canis*. Die durch *C. burrowsi* verursachte *Cystoisospora*-Infektion ist ebenfalls eine Kokzidiose.

**Präpatenz:** nach Infektion mit Oozysten 6-9 Tage, mit Dormozoen 7-11 Tage; **Patenz:** 4-12 Tage

**Beschreibung:** Die Oozysten sind kugelförmig bis ellipsoid, 16-23 x 15-22 µm groß und die mittlere Oozystengröße beträgt 21 x 18 µm. Sie besitzen weder eine Mikropyle, ein Oozystenrestkörper noch ein Polkörperchen. Die Sporozysten sind 12-16 x 8-11 µm (im Mittel 14,4 x 9,7 µm) groß. In ihnen ist kein Stiedakörperchen vorhanden, jedoch ein Sporozysten-Residuum (Körperchen).

Die Schizonten der ersten Generation sind 11-18 x 9-18 µm groß, die der zweiten 18-35 x 17-22 µm.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Trayser und Todd 1978; Mehlhorn et al. 1993; Rommel et al. 2000

### *Isospora suis*

**Gattung:** *Isospora***Art:** *Isospora suis* BIESTER & MURRAY, 1934**Vorkommen und geografische Verbreitung:** weltweit, insbesondere bei Ferkeln, [Bei Studien in deutschen Ferkelerzeugerbetrieben waren über 50% der Würfe *Isospora*-positiv.]**Wirt:** Schwein**Sitz im Wirt:** in den Epithelzellen der Dünndarmzotten und des Kolons, sowie im mittleren Jejunum**Lebenszyklus:** Nach oraler Aufnahme der sporulierten Oozysten erfolgt die erste Vermehrung in den Epithelzellen durch Endodyogonie. Danach werden zwei Merontengenerationen (durch Schizogonie) mit je 2-16 Merozoiten gebildet. Ab dem vierten Tag nach der Infektion erfolgen die Gamogonie und die Ausscheidung der unsporulierten Oozysten. Die zyklische Oozystenausscheidung hat drei Ausscheidungshöhepunkte im Abstand von 2-3 Tagen. Die Sporulation erfolgt innerhalb von 1-2 Tagen. Die Übertragung der Oozysten erfolgt gewöhnlich von Ferkel zu Ferkel. Die Erkrankung, die durch *I. suis* verursacht wird, bezeichnet man als Isosporose (Kokzidiose).**Präpatenz:** 4-6 Tage; **Patenz:** 3-13 Tage; **Pathogenität:** stark pathogen bei Ferkeln, gering pathogen bei älteren Schweinen**Beschreibung:** Die Oozysten sind 17-25 x 16-22 µm groß und kugelförmig. Sie haben eine dünne, glatte und farblose Oozystenwand ohne Mikropyle oder Residuum. Nach der Sporulation enthält die Oozyste zwei ellipsoide Sporozysten (13-14 x 8-11 µm) mit jeweils vier wurmförmigen Sporozoiten (mit einem spitzen Ende) und einem Restkörper.**Bedeutung für den Menschen:** Ein Befall mit *I. suis* verursacht meist wirtschaftliche Schäden durch die geringere Gewichtszunahme der infizierten Ferkel.**Quelle & weiterführende Literatur:** Christensen und Hendriksen 1994; Otten et al. 1996; Meyer et al. 1999; Rommel et al. 2000; Taylor et al. 2008**Balantidium coli****Stamm:** Ciliophora**Klasse:** Litostomea**Ordnung:** Vestibuliferida**Familie:** Balantidiidae**Gattung:** *Balantidium***Art:** *Balantidium coli* (MALMSTEIN, 1857) STEIN, 1862**Vorkommen und geografische Verbreitung:** weltweit, mit Infektionsraten im Zäkum bis zu 100% und Zysten im Schweinekot bis zu 81%**Wirt:** Schwein, Kamel, Affe, Ratte, Hund, Mensch**Sitz im Wirt:** Darm (vorwiegend im Lumen von Kolon und Zäkum)**Lebenszyklus:** Die Vermehrung erfolgt durch Querteilung. Die Übertragung von Tier zu Tier erfolgt durch orale Aufnahme der mit dem Kot ausgeschiedenen Zysten. Der Ciliat ist normalerweise ein harmloser Kommensale im Darm des Schweines. Die Ciliaten können jedoch durch primäre Schädigung durch andere Noxen oder Mangelzuständen über die Drüsenausführgänge in die Mukosa eindringen und die Balantidiose auslösen. Das klinische Erscheinungsbild der Balantidiose sind Epitheldegenerationen, fokale Nekrosen, neutrophile Infiltrationen und sogar Todesfälle.**Präpatenz:** Tage bis Wochen; **Patenz:** einige Monate bis Jahre**Beschreibung:** Die vegetativen Stadien sind ovoid, 50-150 µm (im Mittel 71,3 x 43,0 µm) groß und ihre Oberfläche ist mit in Reihen angeordneten Wimpern bedeckt. Der Zellmund (eine trichter-förmige Einsenkung) befindet sich am Vorderende. Im Inneren befinden sich zwei Kerne, von denen der Größere (der Makronukleus) nierenförmig und der Kleinere (der Mikronukleus) kreisrund erscheint.

Die Zysten sind sphärisch, 40 x 60 µm groß und haben eine kräftige, gelbliche Wand. Im feuchten Medium bleiben die Zysten mehrere Wochen lang infektiös.

**Bedeutung für den Menschen:** Eine Übertragung des Ciliaten vom Schwein auf den Menschen ist eher selten jedoch möglich und führt dann zur sog. Balantidenruhr. Bei Affen führt eine Infektion zu einer schwerwiegenden Balantidiose.**Quelle & weiterführende Literatur:** Mehlhorn et. al. 1986; Nakauchi 1990; Yang et al. 1992; Rommel et al. 2000; Schuster und Ramirez-Avila 2008**Cestoda****Hymenolepis diminuta****Stamm:** Plathelmintha**Klasse:** Cestoda**Ordnung:** Cyclophyllida**Familie:** Hymenolepididae**Gattung:** *Hymenolepis***Art:** *Hymenolepis diminuta* (RATTENBANDWURM) RUDOLPHI, 1819**Vorkommen und geografische Verbreitung:** weltweit**Wirt:** Ratte, Maus, Mensch**Zwischenwirt:** Insekten (Larven, Nymphen, Adulte), insbesondere Käfer, Flöhe und Schaben**Sitz im Wirt:** Dünndarm**Lebenszyklus:** Der Lebenszyklus von *H. diminuta* schließt einen obligaten Wirtswechsel mit ein. Der Endwirt infiziert sich durch orale Aufnahme des larvenhaltigen Arthropoden-Zwischenwirts. Im Endwirt heftet sich der Cysticercoid mit den Saugnäpfen des Skolex an der Dünndarmwand an und entwickelt sich über die Bildung der Strobila zum adulten Bandwurm. Vom adulten Bandwurm werden Eier und gravide

Proglottiden mit den Fäzes ausgeschieden und können dann vom Zwischenwirt aufgenommen bzw. gefressen werden. Die Erkrankung, die durch die Infektion mit *H. diminuta* verursacht wird, bezeichnet man als Hymenolepiasis.

**Präpatenz:** 2 Wochen; **Patenz:** 2 Monate

**Beschreibung:** Am Skolex befindet sich ein Hakenkranz. Der adulte Bandwurm wird 20-60 cm lang und 3-5 mm breit.

Die rundlichen Eier haben keine Polfäden, besitzen aber eine dicke Embryophore und messen 62-88 x 55-70 µm. Die äußere Membran ist dunkler und gefurcht bzw. gestreift.

**Bedeutung für den Menschen:** Der Bandwurm ist zoonotisch. Menschen können sich mit *H. diminuta* durch orale Aufnahme eines Cysticeroid-enthaltenden Zwischenwirts infizieren.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Mehlhorn et al. 1993; Tena et al. 1998; Hendrix und Robinson 2006; Taylor et al. 2008

### Hymenolepis microstoma

**Gattung:** *Hymenolepis*

**Art:** *Hymenolepis microstoma* DUJARDIN, 1845

**Synonym:** *Rodentolepis microstoma*, *Taenia brachydera*, *T. microstoma*, *T. murisdecumani*, *Vampirolepis microstoma*

**Vorkommen und geografische Verbreitung:** weltweit

**Wirt:** Ratte, Maus

**Zwischenwirt:** Käferlarven (Mehlkäfer, Reiskäfer etc.)

**Sitz im Wirt:** Gallengang, Gallenblase, Dünndarm

**Lebenszyklus:** Der Lebenszyklus von *H. microstoma* ist indirekt. Die Infektion erfolgt durch orale Aufnahme der larvenhaltigen Zwischenwirte. Der Skolex des Cysticeroiden verankert sich in der Mukosa des Wirtsgewebes und die restliche Struktur wird verdaut. Anschließend wächst von der Basis des Skolex aus beginnend eine Kette (Strobila) von Proglottiden. Nach einer Inkubationszeit von 1-2 Wochen werden Eier sowie gravide Proglottiden (mit Eiern gefüllt) mit dem Fäzes ausgeschieden und können dann von den Zwischenwirten gefressen werden. Im Zwischenwirt schlüpft die Oncosphaera-Larve, aus welcher sich im Haemocoel des Zwischenwirts das Cysticeroid-Stadium entwickelt. Eine Infektion mit *H. microstoma* führt zur sog. Hymenolepiasis.

**Präpatenz:** 3 Wochen; **Patenz:** bis 1 Jahr

**Beschreibung:** Der adulte Bandwurm kann bis zu 20 cm lang werden und hat einen hakenbewehrten Skolex (mit Rostellum). Die Eier sind 62,6-98,0 x 51,5-75,7 µm groß und haben 3-5 Polfilamente. Die Embryophore ist dick, dunkel und enthält wie bei allen anderen *Hymenolepis*-Arten die Oncosphaera-Larve mit den typischen sechs Haken (3 x 2).

**Bedeutung für den Menschen:** Die Infektion mit *H. microstoma* wird als neue Zoonose vermutet.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Dvorak et al. 1961; Schmidt 1986; Mehlhorn et al. 1993; Casanova et al. 2001; Macnish et al. 2003; Taylor et al. 2008

## Nematoda

### Ascaris suum

**Stamm:** Nematelminthes (Schlauchwürmer)

**Klasse:** Nematodea (Nematoda)

**Ordnung:** Ascaridida

**Familie:** Ascarididae

**Gattung:** *Ascaris*

**Art:** *Ascaris suum* (Schweinespulwurm) GOEZE, 1782

**Vorkommen und geografische Verbreitung:** weltweit, mit Befallsraten von 2-40% patenter Tiere je Bestand

**Wirt:** Schwein, Schaf (selten), Rind und andere Säugetierarten, Mensch

**Sitz im Wirt:** Dünndarm

**Lebenszyklus:** Die Entwicklung ist direkt. Die Weibchen legen pro Tag über 200.000 unembryonierte Eier ab, die mit den Wirtsfäzes in die Außenwelt gelangen. Im Freien findet im Ei die Entwicklung des dritten Larvenstadiums (L3) innerhalb von 4-6 Wochen (bei 22-26°C) statt. Nach oraler Aufnahme dieser infektiösen Eier schlüpft die Larve im Dünndarm des Endwirts, durchdringt die Mukosa und wandert zur Leber. Danach wandert sie über den Blutstrom zum Herz und in die Lunge, anschließend über die Bronchien, Trachea und den Pharynx wieder in den Dünndarm. Dort entwickeln sich nach einer erneuten Häutung die adulten Würmer. Werden die infektiösen Eier (die L3-Larven enthaltend) von einem Regenwurm oder Dungkäfer aufgenommen, schlüpfen im Regenwurm die Larven (L3) und wandern in das Gewebe dieses paratenischen Zwischenwirts ein. Werden diese paratenischen Zwischenwirte dann vom Schwein gefressen, vollzieht die infektiöse Larve (L3) die zuvor beschriebene Körperwanderung bis hin zum geschlechtsreifen Wurm. Die Infektion mit *A. suum* führt zur Askariose (Askariasis).

**Präpatenz:** 7-9 Wochen; **Patenz:** 6-9 Monate

**Beschreibung:** Der Spulwurm ist weißgelblich bis blasrötlich und seine Mundöffnung ist von drei kräftigen Lippen umgeben. Die Männchen werden 15-25 cm lang, 3-4 mm dick und haben ein leicht eingerolltes Hinterende. Ihre Spikula sind stäbchenförmig und etwa 2 mm lang. Die Weibchen sind 20-30 cm lang, 5-6 mm dick und haben ein stumpf zugespitztes Hinterende. Die Genitalöffnung liegt etwa am Ende des ersten Körperviertels.

Die Eier sind ellipsenförmig bis rund-oval und 56-87 x 46-57 µm groß. Die sehr widerstandsfähige Eischale ist dick und grobhöckrig. Im Inneren des befruchteten Eies befindet sich die Zygote. Die Eier können bis zu vier Jahren infektiös bleiben.

**Bedeutung für den Menschen:** *Ascaris suum* ist zoonotisch, jedoch kommt eine Infektion des Menschen relativ selten vor.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Olsen et al. 1958; Maruyama et al. 1996; Blömer und Epe 1999; Taylor et al. 2008

**Toxocara canis****Gattung:** *Toxocara***Art:** *Toxocara canis* (Hundespulwurm) WERNER, 1782**Vorkommen und geografische Verbreitung:** weltweit, Würfe von latent infizierten Hündinnen sind oft bis zu 100% befallen**Wirt:** Hund, Fuchs, Wolf und andere Kaniden**Paratenischer Wirt:** Nager, Schwein, Schaf, andere Wirbeltiere, Mensch**Sitz im Wirt:** Dünndarm

**Lebenszyklus:** Der Endwirt infiziert sich durch orale Aufnahme der larvenhaltigen Eier - die das dritte Larvenstadium (L3) enthalten - pränatal (Infektion mit Larven im Mutterleib), galaktogen (durch Larven in der Muttermilch) oder oral mit Larven in den Organen von paratenischen Zwischenwirten. Nach der oralen Aufnahme der embryonierten Eier schlüpft die infektiöse Larve (L3) aus der Eihülle und dringt in die Darmwand des Endwirts ein. Die Weiterentwicklung ist nun mit unterschiedlichen Wanderwegen verbunden (trachealer oder somatischer Wanderweg) und es kann bei weiblichen Wirten zur pränatalen und galaktogenen Weitergabe der Infektion kommen. Bei Jungtieren, die sich erstmalig mit *Toxocara* infizieren, durchbohren die Larven die Darmwand und gelangen über die Lymphe und das Blut zur Leber. Dann wandern sie zur Lunge (Häutung zur L4) und über die Trachea und den Ösophagus in den Darm, in dem sich die Larven erneut Häuten und zu adulten Würmern weiterentwickeln. Die adulten *T. canis* siedeln sich im Dünndarm des Endwirts an. Die weiblichen Würmer produzieren ungeschlechte, unembryonierte Eier, die zahlreich mit den Fäzes ausgeschieden werden. Im Freien entwickeln sich in den Eiern bei 15-20°C innerhalb von 2-7 Wochen die infektiösen Larven (L3).

Bei Fehlwirten, paratenischen Zwischenwirten oder immunen Tieren (Zweitinfektion) unterbleibt die zuvor beschriebene Wanderung und Entwicklung. Die Larven gelangen hier, nachdem sie den Darm durchbohrt haben, über den Körperkreislauf in die Muskulatur, in der sie in Granulomen eingeschlossen werden.

Bei der häufigsten Infektionsart, der pränatalen Infektion, werden die in der Muskulatur des Muttertiers ruhenden Larven durch Hormone während der Trächtigkeit aktiviert. Die Larven wandern über die Plazenta des Muttertieres in die Leber der Föten (Häutung zur L3). Nach der Geburt wandern die Larven über die Lunge in den Darm ein (Häutung zum adulten Stadium).

Bei der galaktogenen Infektion der Jungtiere gelangen die Larven über die Muttermilch in die Jungtiere und werden direkt im Darm geschlechtsreif. Die Infektion mit *T. canis* führt zur sog. Toxokarose (Toxocariosis).

**Präpatenz:** variabel, Erstinfektion des Hundes: 4-5 Wochen, pränatale Infektion: 3-4 Wochen; **Patenz:** Wochen bis Monate

**Beschreibung:** Adulte *T. canis* haben grob gestreifte Zervikalflügel, die 2,0-2,5 mm lang und bis zu 0,2 mm breit sind. Der Ösophagus hat einen Ventrikulus zwischen Ösophagus und Darm. Die Männchen sind 10-12 cm lang, haben einen fingerförmigen Fortsatz am Hinterende und zwei Spikula (750-950 µm lang). Die Weibchen sind 12,0-18,0 cm lang, 2,5-3,0 mm dick und ihre Vulva liegt am Ende des ersten Körperdrittels. Die Eier sind kugelförmig, 90,0 x 75,0 µm groß, dunkelbraun, dickschalig und die Oberfläche ist mit netzförmigen Eindrücken versehen.

**Bedeutung für den Menschen:** *Toxocara canis* ist zoonotisch. Der Mensch kann paratenischer Wirt von *T. canis* sein. Beim Menschen führen die im Darm geschlüpften Larven eine Blut-Leber-Lungen-Wanderung durch (Larva migrans visceralis) und siedeln sich in der Muskulatur, im ZNS und oft im Auge an.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Mehlhorn et al. 1993; Lloyd 1998; Rommel et al. 2000; Taylor et al. 2008**Toxocara vitulorum****Gattung:** *Toxocara***Art:** *Toxocara vitulorum* GOEZE, 1782**Synonym:** *Neoscaris vitulorum***Vorkommen und geografische Verbreitung:** weltweit**Wirt:** Wiederkäuer (Rind, Wasserbüffel, selten Schaf und Ziege)**Sitz im Wirt:** Dünndarm

**Lebenszyklus:** *Toxocara vitulorum* wird hauptsächlich im Darm von 3-6 Wochen alten Kälbern gefunden. Die Entwicklung von *T. vitulorum* erfolgt über eine langsame Generationsfolge mit einer sehr hohen Eiproduktion auf. Ein weiteres Kennzeichen für diesen Nematoden ist seine lange Überlebensfähigkeit im Wirt sowie die kolostral-galaktogene Übertragung auf die Kälber. Die im Dünndarm lebenden Weibchen legen 3-8 Millionen Eier pro Tag, die mit den Fäzes der Rinder ausgeschieden werden. Im Freien, bei einem Temperaturoptimum von 24-28°C, entwickeln sich innerhalb von 11 Tagen in den Eiern die infektiösen Larven (L3). Bei oraler Aufnahme der infektiösen Eier kommt es zur Infektion mit dem Parasiten. Die Larven (L3) schlüpfen im Darm, dringen in die Darmwand ein und vollziehen über die Leber, die Lunge und den großen Blutkreislauf eine somatische Wanderung. Nach dieser Wanderung befinden sich die Larven (L3) in verschiedenen Organen. Die Larven (L3) gelangen gegen Ende der Trächtigkeit in den Euter, wodurch sich die Kälber über das Kolostrum und die Milch infizieren. Ohne erneute Wanderung entwickeln sich die Larven (L3) im Dünndarm des Kalbes schnell zu adulten, geschlechtsreifen Würmern. Die Eiausscheidung ist bei Rindern im zweiten Lebensmonat am höchsten (>50 000 EpG) und nimmt danach ab. Einmal infizierte Rinder können *T. vitulorum*-Larven über drei Laktationen ausscheiden. Die Infektion mit *T. vitulorum* führt zu einer Toxokarose (Toxocariosis).

**Präpatenz:** ca. 4 Wochen beim Rind (nach pränataler Infektion 12 Tage); **Patenz:** latente Phase in älteren Rindern, patente Phase in Kälbern; **Pathogenität:** stark pathogen

**Beschreibung:** Die adulten Nematoden sind groß, bleistiftstark und blassrosa. Ihre Mundöffnung ist von drei Lippen umgeben. Der Ösophagus ist 3,0-4,4 mm lang und hat einen kleinen, posterior gelegenen, kugelförmigen Ventrikel, jedoch kein Intestinalzäkum. Die Männchen sind 15-25 cm lang und haben kurze Spikula (950 µm). An ihrem Hinterende befinden sich 13 in zwei unregelmäßigen Reihen angeordnete Analpapillen und ein Paar Postanalpapillen, sowie fünf Paar kleine Papillen am Appendix. Die Weibchen sind 20-32 cm lang und ihre Vulva ist im vorderen Körperachtel angeordnet. Die sehr widerstandsfähigen Eier haben eine typische ascaride Form: sie sind

rundlich, 69-95 x 60-77 µm groß und dickschalig, mit netzförmigen Eindellungen auf der Oberfläche. Die Eier werden im Einzelstadium mit den Fäzes des Wirts ausgeschieden. Die resistenten Eier können bis zu zwei Jahre infektiös bleiben.

**Bedeutung für den Menschen:** *Toxocara vitulorum* ist als zoonotischer Erreger bekannt.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Roberts 1993; Rommel et al. 2000; CFSPH 2005; Taylor et al. 2008

### *Parascaris equorum*

**Gattung:** *Parascaris*

**Art:** *Parascaris equorum* (Pferdespulwurm) GOEZE, 1782

**Synonym:** *Ascaris equorum*, *A. megacephala*

**Vorkommen und geografische Verbreitung:** weltweit

**Wirt:** Equide

**Sitz im Wirt:** Dünndarm

**Lebenszyklus:** Die im Dünndarm lebenden Weibchen produzieren eine große Anzahl an Eiern, die mit dem Kot des Wirts ausgeschieden werden. Bei einem Temperaturoptimum von 25-27°C entwickeln sich in den Eiern nach 10-15 Tagen die infektiösen Larven (L3). Nach oraler Aufnahme durch den Wirt schlüpfen die Larven in dessen Dünndarm aus der Eihülle und gelangen über das Pfortadersystem in die Leber (innerhalb von 24-48 Stunden). Nach einer Migrationsphase dringen die Larven in die Lebervenen ein. Danach gelangen sie über die Vena cava caudalis in das Herz und über die Lungenarterien in die Lunge. Von der Lunge aus gelangen sie über die Alveolen in die Trachea, dann in den Pharynx und vom Ösophagus aus in den Dünndarm. Im Dünndarm - in dem die Larven dann ab dem 23. Tag zu finden sind - werden die Würmer geschlechtsreif. Die Infektion mit *P. equorum* führt zur sog. Parascariose.

**Präpatenz:** 72-115 Tage (10-16 Wochen); **Patenz:** maximal zwei Jahre; **Pathogenität:** stark pathogen, besonders bei Jungtieren

**Beschreibung:** Die Mundöffnung der adulten Würmer ist von drei großen, herzförmigen und an der Innenseite tief eingekerbten Lippen umgeben. Die Männchen sind 15-28 cm lang, haben schmale Kaudalflügel, 75-100 Paar präanale Papillen und ihre Spikula sind 2,0-2,5 mm lang. Die Weibchen sind 16-50 cm lang und ihre Vulva liegt zwischen dem 1. und 2. Körperviertel. Die Eier sind kugelförmig, 90-100 µm groß und dickschalig. Die Oberflächenschicht der Eier ist runzelig und gelblich-braun. Diese oberste Schicht kann allerdings verloren gehen, wodurch die Eier dann weißlich erscheinen.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Berlitz et al. 1996; Cirak et al. 1996; Kassai 1999; Rommel et al. 2000; Taylor et al. 2008

### Strongyloidea (Schweine-Strongyloiden)

**Ordnung:** Rhabditida

**Überfamilie:** Strongyloidea

**Arten:** *Hyostrongylus rubidus* (Roter Magenwurm) HASSAL & STILES, 1892

*Globocephalus urosulatus* (Hakenwurm) ALLES-SANDRINI, 1909

*Oesophagostomum* sp. (Knötchenwurm) MOLIN, 1861

**Vorkommen und geografische Verbreitung:** weltweit, in Europa mit Prävalenzen von 20-100% (z.B. bei *Oesophagostomum* sp.), [Die Eier der Magen-Darm-Strongyloiden werden im Kot von bis zu 77% der aller Schweine gefunden.]

**Wirt:** Haus- und Wildschwein, (auch Schaf, Feldhase und Kälber bei *H. rubidus*)

**Sitz im Wirt:** *Hyostrongylus rubidus*: Magenschleimhaut; *Globocephalus urosulatus*: Dünndarm; *Oesophagostomum* sp.: Dickdarm (Zäkum, Kolon)

**Lebenszyklus:** Die Entwicklung der Strongyloiden ist direkt. Die Infektion erfolgt durch orale Aufnahme der infektiösen Larve (L3) mit dem Futter. Bei *G. urosulatus* kann die Infektion auch zusätzlich perkutan durch die freilebende Larve im dritten Larvenstadium (L3) erfolgen. Als Hyostrongylose wird die Erkrankung bezeichnet, die durch die Infektion mit *H. rubidus* verursacht wird. Die Globocephalose wird durch die Infektion mit *G. urosulatus* ausgelöst und die Infektion mit *Oesophagostomum* sp. führt zur sog. Ösophagostomose (Knötchenwurmkrankheit).

**Präpatenz:** *H. rubidus* 16-21 Tage, *G. urosulatus* 26-36 Tage, *Oesophagostomum* sp. 17-35 Tage

**Beschreibung:** *Hyostrongylus rubidus*: Die adulten Würmer sind schlank, rötlich und haben eine kleine Mundkapsel. Die Männchen besitzen eine gut entwickelte Bursa copulatrix mit kleinem Dorsallappen und zwei 130 µm langen Spikula. Die Männchen sind 4-7 mm lang, die Weibchen 5-11 mm.

*Globocephalus urosulatus*: Die adulten Würmer haben ein nach dorsal gekrümmtes Vorderende. Am Grund ihrer großen, kugelförmigen Mundkapsel befinden sich zwei Zähnen. Die Männchen sind 4,5-5,5 mm lang, die Weibchen 5-7,5 mm.

*Oesophagostomum* sp.: Die weißlichen Würmer haben eine nach hinten gerichtete Mundöffnung und eine zylindrische Mundkapsel. Die Mundkapsel besteht aus einem äußeren und einem inneren Blätterkranz. Am Vorderende der Würmer befindet sich eine Einschnürung der Kutikula mit tiefer Zervikalfurche. Die Bursa copulatrix der Männchen ist gut ausgebildet. Die Würmer sind 7-16 mm lang.

Die Eier aller drei Strongyloiden sind oval und dünnchalig, mit Furchungskugeln (Blastomeren):

*Hyostrongylus rubidus*: 70-85 x 34-40 µm groß mit vielen Furchungskugeln

*Globocephalus urosulatus*: 67-73 x 35-40 µm groß, im frischen Kot: 4-8 dunkle Furchungskugeln

*Oesophagostomum* sp.: 71-82 x 38-46 µm groß mit unterschiedlich vielen Furchungskugeln

**Bemerkung:** Eine genaue Artbestimmung ist nur über eine Differenzialdiagnose der Larven im dritten Larvenstadium (L3) - über eine Kotkultur - möglich. Mischinfektionen von mehreren Strongyloiden-Arten treten oft auf.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Busse und Aka 1997; Rommel et al. 2000; Taylor et al. 2008

**Strongyloides ransomi****Ordnung:** Rhabditida**Familie:** Strongyloidea**Gattung:** *Strongyloides***Art:** *Strongyloides ransomi* (Zwergfadenwurm) SCHWARZ & ALCATA, 1930**Vorkommen und geografische Verbreitung:** weltweit**Wirt:** Schwein**Sitz im Wirt:** Dünndarm (vorderer Abschnitt)

**Lebenszyklus:** Die Entwicklung von *S. ransomi* ist direkt und die parasitische Generation besteht nur aus Weibchen. Die parthenogenetischen Weibchen leben im Darmepithel des Endwirts und scheiden pro Tag bis zu 2000 Eier aus, die mit den Wirtsfäzes nach außen gelangen. Im Freien entwickelt sich im Ei schnell eine Larve (L1), die bei günstigen Temperaturen innerhalb von wenigen Stunden schlüpft. Durch Wachstum und zwei Häutungen entstehen das zweite (L2) und anschließend das infektiöse dritte Larvenstadium (L3) (bei 23°C bereits innerhalb von 48 Stunden). Die Infektion erfolgt perkutan wobei die infektiöse Larve (L3) die Haut des Endwirts durchdringt oder bei oraler Aufnahme in dessen Mukosa der Mundhöhle eindringt. Die Larven halten sich einige Zeit in der Subkutis auf und wandern dann in die Blut- und Lymphgefäße aus. Anschließend wandern die Larven in die Lungenalveolen und werden passiv über die Trachea in den Magen und danach in den Darm transportiert. Gewöhnlich findet die weitere Entwicklung zum adulten, geschlechtsreifen Wurm in den Epithelzellen der Darmzotten statt. Darüber hinaus ist in infizierten Sauen eine Wandlung der Larven (L3) zu hypobiotischen Larven möglich. Diese Larven wandern dann nach Reaktivierung in die Milchdrüsen und werden über die Milch ausgeschieden. Bei der darauffolgenden laktogenen Infektion der Ferkel vollziehen die Larven (L3) keine Körperwanderung und siedeln sich direkt im Darm an. Im Entwicklungszyklus kann eine freilebende getrenntgeschlechtliche Generation zwischengeschaltet werden. Bei dieser Generation entwickeln sich die Larven des ersten Larvenstadiums (L1) innerhalb von vier Tagen (bei 23°C) über drei Häutungen zu geschlechtsreifen Männchen und Weibchen. Diese Weibchen legen nur wenige Eier und ihre Larven entwickeln sich wieder zu infektiösen Larven (L3). Die Infektion, die durch *S. ransomi* verursacht wird, als Strongylose bezeichnet.

**Präpatenz:** 6-9 Tage; **Patenz:** 3-4 Monate; **Pathogenität:** stark pathogen bei Ferkeln

**Beschreibung:** Die haarfeinen parthenogenetischen, weiblichen Würmer sind 3,3-4,5 mm lang und bis zu 0,6 mm breit. Ihr Ösophagus ist lang und schmal. Die Vulva liegt hinter der Körpermitte. Freilebende Weibchen werden 800-1050 µm lang und freilebende Männchen 870-900 µm. Die Larven sind im ersten Larvenstadium (L1) 200-220 µm lang und haben einen rhabditiformen Ösophagus. Im dritten Larvenstadium (L3) sind sie 520-710 µm lang und haben einen langen, filariformen Ösophagus, der etwa ein Drittel der Körperlänge einnimmt. Die Eier *S. ransomi* sind dünnchalig, 45-55 x 25-30 µm groß und enthalten zum Zeitpunkt der Ablage bereits einen U-förmigen Embryo.

**Bemerkung:** Die Strongylose ist eine Stallparasitose.**Quelle & weiterführende Literatur:** Mehlhorn et al. 1993; Rommel et al. 2000; Taylor et al. 2008**Metastrongylus apri****Familie:** Metastrongylidae**Gattung:** *Metastrongylus***Art:** *Metastrongylus apri* (Lungenwurm) GMELIN, 1790**Synonym:** *Metastrongylus elongatus***Vorkommen und geografische Verbreitung:** weltweit**Wirt:** Schwein (Wildschweine, Hausschweine)**Sitz im Wirt:** Lunge (Bronchien, Bronchiolen)

**Lebenszyklus:** Die Entwicklung ist indirekt und schließt verschiedene Regenwurmartenspezies als Zwischenwirte mit ein. Die adulten Nematoden leben in den Bronchien und Bronchiolen des Endwirts und legen dort ihre Eier ab. Von dort aus gelangen die Parasiteneier in den Pharynx, werden mit dem Speichel abgesondert oder abgeschluckt und dann mit den Fäzes ausgeschieden. In den Eiern befindet sich bereits das erste Larvenstadium (L1). Die geschlüpften Larven (L1) oder die Larvenhaltigen Eier werden zusammen mit den Schweinefäzes von Regenwürmern gefressen. In den Regenwürmern entwickeln sich nach zwei Häutungen die infektiösen Larven (L3) (innerhalb von 10 Tagen bei 22-26°C). Nach oraler Aufnahme der larvenhaltigen Regenwürmer durch den Endwirt gelangen die Parasitenlarven (L3) im Endwirt durch die Dünndarmwand über die Lymphwege in die mesenterialen Lymphknoten, in denen die 3. und 4. Häutung stattfindet. Danach wandern die Larven über den Ductus thoracicus, die rechte Herzkammer und die Arteria pulmonalis in die luftführenden Wege. Die Infektion mit *M. apri* verursacht die Metastrongylose (Lungenwurmseuche).

**Präpatenz:** 24-32 Tage; **Patenz:** 7 Monate bis 1 Jahr

**Beschreibung:** Die Männchen sind 15-26 mm lang, haben eine kleine Bursa und 3,9-5,5 mm lange Spikula mit hakenförmigem Ende. Die Weibchen sind 35-44 mm lang und ihre Vulva liegt nahe dem Anus. Die sehr widerstandsfähigen Eier *M. apri* können bis zu 380 Tage im Freien infektiös bleiben. Sie sind ovoid bis kugelförmig, 55-61 x 45-50 µm groß und enthalten zum Zeitpunkt der Ablage bereits einen wurmförmigen Embryo mit knopfförmig verdicktem Hinterende. Von außen sind die Eier von einer relativ dicken, widerstandsfähigen Eiweißschicht umgeben.

**Bedeutung für den Menschen:** *Metastrongylus apri* ist zoonotisch, kommt jedoch selten im Menschen vor. Zudem gilt *M. apri* als ein natürliches Erregerreservoir für Schweineinfluenza-Viren, wie z.B. für den Influenza-A-Virus H1N1, der auch für den Menschen pathogen ist.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Kammer und Hanson 1962; Mehlhorn et al. 1993; Rommel et al. 2000; Weber et al. 2003; Mehlhorn 2008; Taylor et al. 2008

**Angiostrongylus cantonensis****Familie:** Angiostrongylidae**Gattung:** *Angiostrongylus***Art:** *Angiostrongylus cantonensis* (Rattenlungenwurm) CHEN, 1935**Synonym:** *Parastrongylus cantonensis***Vorkommen und geografische Verbreitung:** Amerika (häufig), Frankreich und andere Länder**Wirt:** Ratte, andere Nagetiere, Mensch**Zwischenwirt:** terrestrische Mollusken (Gehäuse- und Nacktschnecken) - insbesondere die Nacktschnecke *Vaginulus plebius* -, Garnelen und andere Crustacea (paratenische Wirte)**Sitz im Wirt:** Lungenvenen**Lebenszyklus:** Der Lebenszyklus ist indirekt. Die Larven werden mit den Fäzes des Endwirts ausgeschieden und vom Zwischenwirt aufgenommen. Im Zwischenwirt entwickeln sich nach zwei Häutungen die infektiösen Larven (L3). Nach Aufnahme bzw. Fressen der larvenhaltigen Zwischenwirte (oder paratenischer Wirte) wandern die Larven (L3) im Endwirt - nach der Passage durch die Herzventrikel - über den arteriellen Kreislauf regelmäßig in das Gehirn ein ("Hirnwurm"). Dort erfolgt die 4. und 5. Häutung der Larven. Anschließend siedeln sich die Nematoden im rechten Herzventrikel und der Arteria pulmonales an. In den Lungenarterien findet dann die weitere Entwicklung zum adulten, geschlechtsreifen Wurm statt. Die Eier werden von den Weibchen unembryoniert in den mesenterialen Arteriolen abgesetzt. Von dort gelangen die Eier zu den Lungenkapillaren. Hier entwickelt sich innerhalb von sechs Tagen das erste Larvenstadium (L1). Nach dem Schlupf wandert die Larve (L1) zur Trachea, wird abgeschluckt und schließlich mit dem Fäzes ausgeschieden. Verschiedene Wirbellose können als paratenische Wirte in den Lebenszyklus integriert sein. Im Gewebe der paratenischen Wirte kommt es zu einer Anhäufung der infektiösen Larven (L3). Die Infektion mit *A. cantonensis* führt zur sog. Angiostrongylose (Angiostrongyliasis).**Präpatenz:** 3-6 Wochen; **Patenz:** mehrere Monate**Beschreibung:** Die adulten Würmer sind an beiden Enden zugespitzt und haben eine filiforme Gestalt. Die Männchen sind 19-20 mm lang und besitzen gleich lange, schlanke und gefurchte Spikula. Ein Gubernakulum ist ebenfalls vorhanden. Die Weibchen sind 25-40 mm lang. Die Larven im ersten Larvenstadium (L1), die in der Lunge und in den Fäzes der Ratten angetroffen werden, sind 0,22-0,26 mm lang und 0,01 mm dick. Ihr Ösophagus ist fadenförmig und erstreckt sich über die halbe Körperlänge. Der Schwanz ist 0,02-0,03 mm lang. An der dorsalen Seite des Schwanzendes befindet sich eine Kerbe. Die ovoiden Eier *A. cantonensis* sind dünnchalig, durchsichtig und im Durchmesser 90 µm groß.**Bedeutung für den Menschen:** Menschen können sich mit *A. cantonensis* durch orale Aufnahme bzw. Verspeisen der larvenhaltigen Zwischenwirte oder das mit Larven (L3) kontaminierte Gewebe der paratenischen Wirte infizieren. Im Menschen wandern die Larven zu den Kapillaren der Meningen (Hirnhäuten) und verursachen eine eosinophile Meningoenzephalitis. Die Würmer werden im Menschen nicht geschlechtsreif, können jedoch in eosinophile Granulomen eingeschlossen werden, in denen sie dann absterben.**Quelle & weiterführende Literatur:** Eckert und Lämmler 1972; Mehlhorn 2008; Taylor et al. 2008; Wang et al. 2008**Strongylidae****Ordnung:** Strongylida**Familie:** Strongylidae (Palisadenwürmer, Blutwürmer)**Unterfamilien:** Strongylinae, Cyathostominae, Gyaloccephalinae

Große Strongyliden, Kleine Strongyliden

**Vorkommen und geografische Verbreitung:** weltweit, die Arten der Familie Strongylidae sind die wichtigsten und häufigsten Nematoden der Equiden**Wirt:** Equide**Sitz im Wirt:** Dickdarm**Lebenszyklus:** Die Strongyliden der Equide haben eine direkte Entwicklung ohne Einschaltung eines Zwischenwirtes.

Große Strongyliden: Ausgedehnte Wanderungen der juvenilen Stadien im Wirtskörper. Die Infektion mit diesen Nematoden bezeichnet man als Strongylose.

**Präpatenz:** 6,5-11 Monate

Kleine Strongyliden: Keine Körperwanderung in der parasitischen Phase. Infektionen mit kleinen Strongyliden bezeichnet man als Cyathostominosen.

**Präpatenz:** 5,5-14 Wochen**Beschreibung:** Nematoden dieser Familie haben eine gut ausgeprägte, unterschiedlich geformte Mundkapsel. Die Mundöffnung der Mundkapsel ist von einer Blätterkrone (Corona radiata) umgeben, bestehend aus einem einfachen oder doppelten gezähnten Kranz. Die Männchen besitzen eine dreilappige, gut entwickelte Bursa copulatrix mit zwei langen, dünnen Spikula und meistens ein Gubernakulum. Die gefurchten Eier der Strongyliden werden mit den Fäzes des Wirts ausgeschieden. Sie haben eine dünne, glatte Eihülle und sind 80-100 µm lang.

Große Strongyliden: Die Mundkapsel ist groß und tonnenförmig mit einer charakteristischen Innenstruktur. Die Männchen sind etwa 1,0-3,5 cm lang, die Weibchen 1,5-5,0 cm.

Kleine Strongyliden: Die Mundkapsel ist meist zylindrisch, rechteckig oder ringförmig, teilweise auch tonnenförmig. Die Männchen sind 0,4-1,5 cm lang, die Weibchen 0,5-2,0 cm.

**Bemerkung:** Eine genaue Artbestimmung ist nur über eine Differenzialdiagnose der Larven im dritten Larvenstadium (L3) – über eine Kotkultur - und über die adulten Würmer möglich.**Abbildung:** Fototafel 14 A-B), D-F) Pferde-Strongyliden**Vorkommen in der Studie:** Die Eier und Larven der Strongyliden wurden im Darm und an der Körperoberfläche der Fliegen nachgewiesen, die im Pferdestall gefangen wurden.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Rommel et al. 2000; Talyor et al. 2008

**Trichuris muris**

**Klasse:** Adenophorea

**Ordnung:** Trichurida

**Familie:** Trichuridae

**Gattung:** *Trichuris*

**Art:** *Trichuris muris* (Mäuse-Peitschenwurm) SCHRANK, 1788

**Vorkommen und geografische Verbreitung:** weltweit

**Wirt:** Maus, Ratte

**Sitz im Wirt:** hauptsächlich Blinddarm (Zäkum), Dickdarm (Kolon)

**Lebenszyklus:** Der Lebenszyklus ist direkt und verläuft wie bei anderen *Trichuris*-Arten (siehe *T. suis*). Mit ihrem dünnen, fadenartigen Vorderende sind die adulten Würmer in den Schleimhäuten des Blind- und Dickdarms (Kolon) verankert. Die Weibchen setzen unembryonierte Eier im Kolon ab, welche dann mit den Fäzes des Wirts ausgeschieden werden. Die Infektion mit *T. muris* führt zur Trichuriose (Trichuriasis).

**Präpatenz:** 2 Monate; **Patenz:** 3-4 Monate

**Beschreibung:** Die adulten Würmer haben einen langen, dünnen Vorderkörper und eine verdickte hintere Körperhälfte in der die Intestinal- und Genitalorgane liegen. Die Männchen sind 26-30 mm lang, ihr vorderer Körper ist im Durchmesser 32 µm dick und ihr hinterer Körperbereich 48 µm. Das Hinterende der Männchen ist spiralförmig aufgerollt. Die Weibchen sind 32-38 mm lang und ihre hintere Körperhälfte ist 67 µm dick.

Die Eier sind gelb-braun, zitronenförmig, 67-70 x 31-35 µm groß und haben zwei vorstehende Polpfropfen.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Mehlhorn et al. 1993; Feliu et al. 2000; Taylor et al. 2008

**Trichuris suis**

**Gattung:** *Trichuris*

**Art:** *Trichuris suis* (Schweinepeitschenwurm) SCHRANK, 1788

**Synonym:** *Trichocephalus suis*

**Vorkommen und geografische Verbreitung:** weltweit

**Wirt:** Schwein

**Sitz im Wirt:** Darm (Zäkum und Kolon)

**Lebenszyklus:** Die Entwicklung von *T. suis* ist direkt. Der Parasit sitzt im Darm des Wirts, wobei das Vorderende der adulten Würmer tief in der Schleimhaut des Wirts eingelassen ist. Die Eier werden unembryoniert mit den Wirtsfäzes ausgeschieden und embryonieren im Freien bei 34°C frühestens nach 19 Tagen. Bei einer niedrigeren Temperatur verzögert sich die Embryonierung erheblich (z.B. bei 20°C auf 102 Tage), so dass die Eier im Winter sistieren. Im Ei entwickelt sich die infektiöse Larve (L1). Nach oraler Aufnahme schlüpfen die Larven (L1) im distalen Dünndarm, Zäkum und Kolon des Endwirts. Im Zäkum und Kolon dringen die Larven in die Lamina propria der Mukosa ein, in der sie sich das zweite Mal häuten. Nach zwei Wochen wandern die Larven (L2) zur Oberfläche der Mukosa und schieben ihren Hinterkörper in das Darmlumen. Mit dem Vorderende bleiben sie jedoch tief in der Mukosa verankert. Nach drei weiteren Häutungen entwickeln die Würmer das geschlechtsreife, adulte Stadium. Durch *T. suis* wird die Trichuriose (Trichuriasis) verursacht.

**Präpatenz:** 6-7 Wochen; **Patenz:** 4-6 Monate

**Beschreibung:** Der Vorderkörper der adulten Würmer ist lang und dünn und nimmt ca. 60-71% ihrer Gesamtkörperlänge ein. Sie haben eine kleine Mundöffnung und einen trichuroiden Ösophagus mit Stichozyten. Der Hinterkörper ist verdickt und enthält den Darm und die Genitalorgane. Die Männchen sind 36-55 mm lang. Ihr Hinterende ist spiralförmig eingerollt und ein Spikulum ist vorhanden. Die Spikulumscheide ist dicht bedornt und am distalen Ende glockenförmig erweitert. Die Weibchen sind 35-61 mm lang und ihre Vulva liegt im Bereich des Ösophagushinterendes. Die Eier sind zitronenförmig, gelblich-braun und 47-71 x 27-34 µm lang. An den beiden Enden befindet sich jeweils ein Polpfropfen und ihr Inhalt ist unsegmentiert. Die Eier sind sehr widerstandsfähig und bleiben in feuchter Erde bis zu 11 Jahren infektiös.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Rommel et al. 2000; Taylor et al. 2008

## Arthropoda

### *Dermanyssus gallinae*

**Stamm:** Arthropoda (Gliederfüßer)

**Klasse:** Arachnea

**Ordnung:** Gamasida (Parasitiformes = Mesostigmata)

**Familie:** Dermanyssidae

**Gattung:** *Dermanyssus*

**Art:** *Dermanyssus gallinae* (Rote Vogelmilbe) DE GEER, 1778

**Vorkommen und geografische Verbreitung:** weltweit

**Wirt:** alle Nutzgeflügelarten, Wild- und Ziervögel, zeitweilig auch parasitisch auf Nagern, Haustieren (Pferd, Rind, Ziege, Kaninchen, Hund, Katze) und Menschen

**Sitz im Wirt:** Haut - bei toten Vögeln auch in Schnabelhöhle, Luftröhre, Ösophagus und Kropf zu finden

**Lebenszyklus:** Die Milben verstecken sich tagsüber und befallen nachts ihre Wirte. Sie saugen Blut, wobei der Rhythmus der Nahrungsaufnahme hauptsächlich von der Temperatur abhängig ist. Die Weibchen legen über einen Zeitraum von 5-8 Wochen täglich 4-8 Eier in ihrem Versteck ab. Bei optimalen Temperaturen (18-30°C) schlüpfen nach 2-3 Tagen die sechsbeinigen Larven, die im Versteck verbleiben und keine Nahrung aufnehmen. Noch vor der ersten Nahrungsaufnahme häutet sich die Larve innerhalb von 24 Stunden zur achtbeinigen Protonymphen. Die Protonymphen suchen sich sogleich einen Wirt und beginnen Blut zu saugen. Anschließend erfolgt die Häutung zur Deutonymphen, die ebenfalls Blut saugt und sich zu einer adulten männlichen oder weiblichen Milbe weiter entwickelt. Bei optimalen Bedingungen kann die vollständige Entwicklung bereits nach 5½ Tagen abgeschlossen sein und der vollständige Lebenszyklus innerhalb von zwei Wochen. Nach einer Blutmalzeit können die Milben bei niedrigen Temperaturen (zwischen 10-15°C) sowie einer ausreichend hohen Luftfeuchtigkeit, bis zu sieben Monate ohne Nahrung überleben. Bei Nahrungsmangel befällt die „Rote Vogelmilbe“ auch verschiedene Säugetiere. Die Aufnahme von Säugetierblut ermöglicht das Überleben der Milben, zur Reproduktion sind die Weibchen allerdings auf Vögel als Wirtstiere angewiesen.

**Beschreibung:** Die adulten Männchen werden 0,6 x 0,3 mm groß, hungernde Weibchen 0,7 x 0,4 mm. Nach dem Saugakt wächst der Körper der Weibchen jedoch bis auf eine Größe von 2,00 x 0,4 mm an. Je nach aufgenommener Blutmenge wechselt der Farbton der adulten Milben zwischen weißlich-grau bis dunkelrot (fast schwarz bei Weibchen, die Blut gesogen haben). Die sechsbeinige Larve und die achtbeinigen Nymphen sind weiß oder grau. Der Körper der Milbe ist schwach chitinisiert, im Vergleich zu den stark beborsteten Beinen nur wenig beborstet und weist ein Rückenschild auf. Die Chelizeren der Weibchen sind nadelförmig. Die weißlichen, ovalen Eier von *D. gallinae* sind unsegmentiert und haben eine Größe von 400 x 270 µm.

**Bedeutung für den Menschen:** *Dermanyssus gallinae* ist der wirtschaftlich folgenschwerste Ektoparasit des Geflügels (bzw. der Geflügelindustrie). Wenn kein geeigneter Vogelwirt vorhanden ist, kann die Milbe auch auf den Menschen übergehen und dadurch starke Hautreaktionen hervorrufen.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Patton 1930; Fletcher und Axtell 1991; Pavlović et al. 1995; Axtell 1999; Rommel et al. 2000; Taylor et al. 2008; Locher et al. 2010a, b

### *Macrocheles musca-domesticae*

**Familie:** Macrochelidae

**Gattung:** *Macrocheles*

**Art:** *Macrocheles musca-domesticae* SCOPOLI, 1972

**Synonym:** *Acarus marginatus*, *A. muscae*, *A. musca domesticate*, *Holotaspis badius*, *Macrocheles muscae*

**Vorkommen und geografische Verbreitung:** weltweit

**Wirt:** synanthrope Fliegen (z.B. *Musca domestica* (hauptsächlich), *Chrysomya megacephala*, *Eristalis tenax*, *M. sorbens*, *Ophyra autrex*, *O. chalcogaster*, *Stomoxys calcitrans*)

**Sitz im Wirt:** Körperoberfläche (hauptsächlich: Abdomen, aber auch Kopf und Beine)

**Lebenszyklus:** Die phoretischen Milben heften sich mittels ihrer Chelizeren und einer wasserlöslichen Verbindung an der Kutikula des Wirts fest. Mit Hilfe des olfaktorischen Rezeptors am Tarsus I lokalisieren die Milben ihren Wirt. Durch den Rezeptor an den Palpen finden die Milben ihren Wirt, während sie sich im Substrat bewegen und können sich an diesen anheften. An den Fliegen angeheftet lassen sich die Milben zu neuen Aufenthaltsorten transportieren - hierunter auch zu den Brutplätzen der Fliegen. Die Milben sind Prädatoren der Fliegen- eier und des ersten Larvenstadiums der Fliegen. Zusätzlich fressen weibliche Milben von adulten Fliegen an der ventralen Oberfläche der Basis ihres Abdomens. Die Entwicklung von *M. musca-domesticae* verläuft vom Ei über ein sechsbeiniges Larvenstadium, ein achtbeiniges Proto- und Deutonymphenstadium zur adulten Milbe.

**Beschreibung:** Die Milben sind braun und bewegen sich sehr schnell. Die Weibchen sind 860-910 µm lang und 500-540 µm breit (gemessen am Idiosoma). Das IV Bein ist 980-1000 µm lang. Die Männchen sind etwas kleiner und ihr Bein II und manchmal auch das IV Bein ist mit Sporen und Tuberkeln bewaffnet.

**Bedeutung für den Menschen:** Die Milben dienen der biologischen Kontrolle bzw. Bekämpfung von Fliegen, insbesondere von *Musca domestica*.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Ewing 1913; Krantz 1962; Hyatt und Emberson 1988; Stafford und Bay 1994

**Acaridae****Ordnung:** Astigmata**Familie:** Acaridae LATREILLE, 1802**Bedeutendste und häufigste Vertreter:** *Acarus siro* (Mehlmilbe) LINNEAUS, 1758; *Tyrophagus putrescentiae* (Modermilbe) SCHRANK, 1781**Vorkommen und geografische Verbreitung:** weltweit, verstärkt in den Gemäßigten Zonen**Wirt:** verschiedene Dipteren (Phoresie), [*A. siro* und *T. putrescentiae* befallen überwiegend Getreide und Mehl, aber auch andere Nahrungs- und Tierfuttermittel.]**Lebenszyklus:** Für ihre Entwicklung benötigen die Milben der Familie Acaridae im Allgemeinen Temperaturen zwischen 8-35°C, eine relative Luftfeuchtigkeit von >65% und eine Substratfeuchte von >14%. Die Entwicklung der Milben verläuft von einem dreibeinigen Larvenstadium über mehrere Nymphenstadien (3-4 Häutungen) zur adulten Milbe. Die Milben leben phoretisch auf verschiedenen Dipteren.*Acarus siro*: Die weiblichen Milben legen täglich 20-30 Eier (insgesamt 500-800) auf das Substrat ab. Bei einem Temperaturoptimum von 25°C und einer relativen Luftfeuchtigkeit von 75-85% vollziehen die Milben ihre gesamte Entwicklung innerhalb von 14-20 Tagen und es findet eine Massenvermehrung statt. Bei ungünstigen Lebensbedingungen (zu niedrige Temperaturen, Trockenheit) bilden die Larven ein Deutonymphenstadium (welches morphologisch nicht dem Habitus der anderen Nymphenstadien gleicht).*Tyrophagus putrescentiae*: Die weiblichen Milben legen in ihrem Leben insgesamt bis zu 500 Eier. Bei optimalen Bedingungen, d.h. bei einer Temperatur von 26-35°C und einer relativen Luftfeuchtigkeit von 90-100%, kann diese Milbenart ihren vollständigen Entwicklungszyklus innerhalb von 10-13 Tagen vollziehen.**Beschreibung:** Zwischen der Krallen- und dem Tarsus der Beine befinden sich bei den Milben dieser Familie ein Paar sklerotisierter Stäbe.*Acarus siro*: Die grauweißlichen, adulten Milben sind 0,3-0,5 mm groß und haben eine lang-ovale Körperform. Auf ihrem Körper tragen sie wenige, relativ kurze Borsten und auf ihrem Abdomen befinden sich zwei lange Haare. Ihre Beine und Mundwerkzeuge sind leicht rötlich bzw. blassrosa gefärbt. Die Larven messen ca. 0,15 mm und die länglich-ovalen Eier 0,12 x 0,08 mm.*Tyrophagus putrescentiae*: Auf dem Abdomen der adulten Milben befindet sich eine große Anzahl an langen Haaren. Die Beine und Mundwerkzeuge der Milben sind farblos. Die Weibchen sind 0,4 mm lang und die Männchen 0,3 mm. Ihre Larven und Eier ähneln denen von *A. siro*.**Bedeutung für den Menschen:** Die Milben der Familie Acaridae zählen zu den Vorratsschädlingen. Von ihnen befallene Lebensmittel haben einen unangenehmen Geschmack und werden ungenießbar.Der Verzehr von mit *A. siro* befallenen Lebens- und Futtermitteln kann zu Darmerkrankungen, Hautausschlag und Asthma führen. Durch *T. putrescentiae* werden häufig Sporen von Schimmelpilzen übertragen. Sowohl der Kot als auch die Exuvien dieser Milben können beim Menschen eine Hausstauballergie auslösen.**Abbildung:** Fototafel 12 E-F, Fototafel 13 F) Acaridae**Vorkommen in der Studie:** Diese Milben wurden auf den Fliegen von den Fangorten Hundewiese, Kaninchen- und Kuhstall nachgewiesen.**Quelle & weiterführende Literatur:** Weidner 1993; Mehlhorn und Mehlhorn 2003; Pospischil und Sellenschlo 2005**Histiostoma sp.****Familie:** Histiostomatoidea**Gattung:** *Histiostoma***Art:** *Histosoma* sp. BERLESE, 1897**Vorkommen und geografische Verbreitung:** weltweit**Wirt:** synanthrope Fliegen und andere Arthropoden**Sitz im Wirt:** Körperoberfläche**Lebenszyklus:** Die Deutonymphen der Milben leben phoretisch auf männlichen und weiblichen Fliegen (hauptsächlich), selten auf anderen Arthropoden. Die Wirtsfindung erfolgt entweder spontan oder provoziert durch taktile Stimulation der gnathosomalen Haare. Auf den Wirt gelangen die Nymphen dieser Milben oft durch Springen mit den posterioren Beinpaaren (bis zu 0,5-2,5 cm in vertikale Richtung). Die Nymphen heften sich dann mit ihren caudoventralen Saugnäpfen bzw. ihrer Saugplatte am Insekt fest. Häufig verbleiben sie auch auf dem Wirt, wenn dieser bereits tot ist. Die Entwicklung dieser Milben verläuft vom Ei über die Vorlarve zum Larvenstadium, über das Protonymphenstadium zur Deutonymphe und schließlich zur adulten Milbe. Über die adulten Milben ist bisher wenig bekannt.**Beschreibung:** Die Deutonymphen sind ca. 120-150 µm groß und haben eine Piliculus-Form (haarumklammernde Form) mit reduzierten Saugnäpfen und modifizierten ventralen Haaren, mit denen sich die Milben an den Haaren des Insekts festhalten. Bei den Deutonymphen sind der Mund und die Chelizeren, sowie der Rest des Gnathosomas reduziert. Der Darm ist flüssig und ohne Funktion. Der Körper ist stark dorsoventral abgeflacht und chitinisiert. Die Beine sind kurz und kräftig (mit modifizierten Borsten). Einige der tarsalen Haare sind blattartig erweitert, andere (besonders am Tarsus IV) sind sehr lang und steif. Die Prätarsi sind vergrößert.**Quelle & weiterführende Literatur:** O'Connor 1982; Houck und O'Connor 1991

***Haematopinus suis*****Klasse:** Insecta (Insecta, Hexapoda)**Ordnung:** Anoplurida**Familie:** Haematopinidae**Gattung:** *Haematopinus***Art:** *Haematopinus suis* (Schweinelaus) LINNÉ, 1758**Vorkommen und geografische Verbreitung:** weltweit**Wirt:** Schwein**Sitz im Wirt:** Haut

**Lebenszyklus:** Die Schweinelaus entwickelt sich in einer unvollständigen Metamorphose. Das Weibchen klebt die Eier (Nissen) mit einer wasserunlöslichen Kittsubstanz an die Wirtshaare. Im Ei entwickeln sich die Nymphen innerhalb von 12-14 Tagen. Aus dem Ei schlüpft das erste Nymphenstadium (N1), das bis auf die Größe optisch den späteren adulten Läusen entspricht. Nach dem Schlupf sucht die Nymphe dünne Hautstellen zum Blutsaugen. Die Weiterentwicklung zur adulten Laus erfolgt über drei weitere Häutungen (drei Nymphenstadien). Bereits zwei Tage nach der letzten Häutung beginnen die Weibchen mit der Eiablage, wobei jedes Weibchen täglich 1-6 Eier ablegt (insgesamt durchschnittlich 54 Eier). Der Lebenszyklus ist nach 20-29 Tagen abgeschlossen. Die Lebenserwartung von weiblichen Läusen am Wirtstier beträgt 4-5 Wochen.

**Beschreibung:** Die Schweinelaus ist die größte Laus, die bisher an domestizierten Tieren nachgewiesen wurde. Die Männchen sind 3,5-4,7 mm lang und die Weibchen 4,0-6,0 mm. Der Körper ist bräunlich und dorsoventral abgeplattet. Der Kopf ist schmal, läuft nach vorne konisch zu und besitzt lange Mundwerkzeuge. Der Thorax ist kurz und im Verhältnis zum Kopf deutlich breit. Das Abdomen besteht aus neun Segmenten, von denen jedoch nur sieben sichtbar sind. Die Beine besitzen jeweils eine kräftige Klaue (modifizierter Prätarsus) mit der sich die Laus an den Haaren des Wirts festhält. Die Eier sind weiß-gelblich und ca. 1 mm lang. Das erste Nymphenstadium (N1) ist farblos, die weiteren Nymphenstadien ähneln stärker den Adulten.

**Quelle & weiterführende Literatur:** Rommel et al. 2000; Taylor et al. 2008



### 8.3 Mikrobiologische Untersuchungen der Freilandfänge

Tab. C: Quelldaten des Fliegenfangs und der mikrobiologischen Untersuchung der Freilandfänge im Jahr 2006 (Api = API® biochemische Identifizierung von Bakterien, (B) = Brühe, *E. coli* = *Escherichia coli*, EAEC = enteroaggregative *E. coli*, EPEC = enteropathogene *E. coli*, ETEC = enterotoxische *E. coli*, Gram = Gram-Färbung, Iso = Isolierung, Probenbez. = Probenbezeichnung).

Probenbez.	Fangort	Fliegenart	Behandlung	Bakterienart	differenziert	Bewuchs
<b>Fang vom 23.07.2006</b>						
22A.1	Hundewiese	<i>Calliphora vomitoria</i>	Iso, Api Api	Enterobacteriaceae-Gruppe (B) Enterokokken <i>Proteus</i> sp. Koagulase-negative Staphylokokken Enterobacteriaceae-Gruppe (B)	<i>Morganella morganii</i> <i>Proteus mirabilis</i> <i>E. coli</i>	reichlich reichlich vereinzelt vereinzelt
22A.2	Hundewiese	<i>Sarcophaga carnaria</i>	Iso, PCR Gram	Enterobacteriaceae-Gruppe <i>Enterococcus faecium</i> (positive) aerobe Sporenbildner	EAEC	reichlich reichlich reichlich
22A.3	Hundewiese	<i>Sarcophaga carnaria</i>	Iso PCR, Api	<i>Proteus</i> sp. Enterobacteriaceae-Gruppe <i>Pseudomonas</i> sp. aerobe Sporenbildner (B) Enterobacteriaceae-Gruppe	<i>E. coli</i> (kein Pathogenitätsfaktor) Oxidase-positiv <i>Klebsiella pneumoniae</i>	reichlich reichlich reichlich reichlich
22A.4	Hundewiese	<i>Polietes lardaria</i>	Iso, Gram	<i>Proteus</i> sp. Enterobacteriaceae-Gruppe aerober Sporenbildner	EPEC	reichlich reichlich reichlich
22A.5	Hundewiese	<i>Sarcophaga carnaria</i>	PCR, Api Iso	Enterobacteriaceae-Gruppe Enterobacteriaceae-Gruppe Enterobacteriaceae-Gruppe positive Streptokokken <i>Proteus</i> sp. (B) aerobe Sporenbildner (B)	<i>E. coli</i> (PCR: negativ) <i>Klebsiella ornithinolytica</i> <i>Providencia rettgeri</i>	reichlich vereinzelt vereinzelt vereinzelt vereinzelt
22A.6	Hundewiese	<i>Lucilia caesar</i>	Iso, Api	Enterobacteriaceae-Gruppe aerobe Sporenbildner	<i>E. coli</i> positive Stäbchen	wenig wenig
K1	Kuhstall	<i>Polietes lardaria</i>		<i>Proteus</i> sp. aerobe Sporenbildner Enterobacteriaceae-Gruppe (B)	<i>Proteus</i> sp.	vereinzelt vereinzelt vereinzelt
K2	Kuhstall	<i>Musca domestica</i>		Enterobacteriaceae-Gruppe (x2-B) Koagulase-negative Staphylokokken <i>Proteus</i> sp. (B)	<i>E. coli</i> , <i>Proteus</i> sp.	reichlich reichlich reichlich
P1	Pferdestall	<i>Musca domestica</i>		<i>Proteus</i> sp. (B) Enterobacteriaceae-Gruppe (B) aerobe Sporenbildner (B)	<i>E. coli</i>	reichlich reichlich reichlich
P2	Pferdestall	<i>Musca domestica</i>	Iso	aerobe Sporenbildner (1) Koagulase-negative Staphylokokken Enterobacteriaceae-Gruppe aerobe Sporenbildner (2)	<i>Sphingomonas paucimobilis</i>	vereinzelt vereinzelt reichlich vereinzelt
P3	Pferdestall	<i>Musca domestica</i>		<i>Proteus</i> sp. (B) Enterobacteriaceae-Gruppe (B) aerobe Sporenbildner (B)		reichlich reichlich reichlich
P4	Pferdestall	<i>Musca domestica</i>		aerobe Sporenbildner (1) Enterobacteriaceae-Gruppe aerobe Sporenbildner (2) Koagulase-negative Staphylokokken	<i>E. coli</i> Katalase-positiv	vereinzelt reichlich reichlich reichlich
P5	Pferdestall	<i>Musca domestica</i>	Iso Gram	aerobe Sporenbildner Enterobacteriaceae-Gruppe negative Kokken, ggf. <i>Neisseria</i> <i>Proteus</i> sp. (B)	<i>E. coli</i>	vereinzelt reichlich reichlich reichlich
P6	Pferdestall	<i>Musca domestica</i>	Iso	aerobe Sporenbildner (1+2) Enterobacteriaceae-Gruppe Koagulase-negative Staphylokokken	<i>E. coli</i> Katalase-positiv	vereinzelt reichlich reichlich
<b>Fang vom 24.07.2006</b>						
22A+E.1	Hundewiese	<i>Sarcophaga carnaria</i>	Iso Gram	Enterobacteriaceae-Gruppe aerobe Sporenbildner negative Stäbchen	<i>E. coli</i> <i>Morganella morganii</i>	reichlich reichlich vereinzelt
22A+E.2	Hundewiese	<i>Lucilia caesar</i>	PCR	Enterobacteriaceae-Gruppe <i>Proteus</i> sp. (B)	ETEC	reichlich reichlich
22A+E.3	Hundewiese	<i>Sarcophaga carnaria</i>	PCR	Enterobacteriaceae-Gruppe <i>Proteus</i> sp. (B)	ETEC	reichlich reichlich
22A+E.4	Hundewiese	<i>Lucilia caesar</i>	PCR	Enterobacteriaceae-Gruppe <i>Proteus</i> sp. (B)	ETEC	reichlich reichlich
S1	Schweinestall	<i>Musca domestica</i>	PCR Gram, Api	aerobe Sporenbildner Koagulase-negative Staphylokokken Enterobacteriaceae-Gruppe	PCR: negativ <i>Pantoea</i> sp.	vereinzelt reichlich reichlich
S2	Schweinestall	<i>Musca domestica</i>	Iso, Api	Enterobacteriaceae-Gruppe aerobe Sporenbildner <i>Proteus</i> sp. (B) Koagulase-negative Staphylokokken Enterobacteriaceae-Gruppe	<i>Providencia rettgeri</i> <i>Morganella morganii</i>	reichlich vereinzelt reichlich reichlich
S4	Schweinestall	<i>Musca domestica</i>	Iso Gram	Koagulase-negative Staphylokokken Enterobacteriaceae-Gruppe aerobe Sporenbildner <i>Corynebacterium</i> Enterobacteriaceae-Gruppe	ETEC <i>Morganella morganii</i>	reichlich reichlich vereinzelt vereinzelt reichlich
S5	Schweinestall	<i>Musca domestica</i>		Enterobacteriaceae-Gruppe negative Kokken		reichlich reichlich

S6	Schweineestall	<i>Musca domestica</i>	Iso Gram	Koagulase-negative Staphylokokken Enterobacteriaceae-Gruppe aerobe Sporenbildner <i>Corynebacterium</i> Enterobacteriaceae-Gruppe	<i>ETEC</i>  <i>Morganella morganii</i>	reichlich reichlich vereinzelt vereinzelt reichlich
S7	Schweineestall	<i>Musca domestica</i>	Iso, Api	Enterobacteriaceae-Gruppe aerobe Sporenbildner <i>Proteus</i> sp. (B) Koagulase-negative Staphylokokken Enterobacteriaceae-Gruppe	<i>Providencia rettgeri</i>  <i>Morganella morganii</i>	reichlich vereinzelt reichlich reichlich

Fangorte: 22A.1- 6 und 22A+E.1-4 = Hundewiese (Hundekot); K1-2 = Kuhstall-Misthaufen; P1-6 = Pferdestall; S1-7 = Schweineestall

**Tab. D:** Quelldaten des Fliegenfangs und der mikrobiologischen Untersuchung dieser Freilandfänge im Jahr 2007 (Mikroorganismen: Aespo = aerobe Sporenbildner, *Campy.* spp. = *Campylobacter* spp., *E. coli* = *Escherichia coli*, *EHEC* = entero-hämorrhagische *E. coli* (*EHEC* (slt) = enthält das Gen: slt, *EHEC* (eae) = enthält das Gen: eae), *EPEC* = enteropathogene *E. coli* (*EPEC* (eae) = enthält das Gen: eae), *ETEC* = enterotoxische *E. coli* (*ETEC* (lt) = enthält das LT Enterotoxin (hitzelabil)), Enbgr = Enterobacteriaceae-Gruppe, KNS = Koagulase-negative Staphylokokken, *Proteus* = *Proteus* spp., Staur = *Staphylococcus aureus*, Strep = Streptokokken, verStrep = vergrünende Streptokokken; Nährböden: *Campylobacter* = *Campylobacter*-Agar, Columbia = Columbia-Blut-Agar, Sabouraud = Sabouraud-(Pilz)-Agar, XLD = *Salmonella-Shigella*-Agar).

Fangort/ Datum	Fliegenarten	n Fliegen	Isoliert vom/aus	Wuchs der Mikroorganismen auf Selektiv-Nährböden					
				Columbia	MacConkey	XLD	<i>E. coli</i> PCR	Sabouraud	<i>Campylobacter</i>
<b>Fang vom 20.6.07</b>									
Kuhstall	<i>Musca domestica</i> <i>Stomoxys calcitrans</i>	4	Exoskelett	KNS	Enbgr	-	-	<i>Rhizomucor</i> spp. Hyphomycet	-
		6	Darm	KNS Strep Aespo	-	-	-	<i>Candida</i> spp.	-
Schweineestall	<i>Musca domestica</i>	10	Exoskelett	Enbgr Aespo Strep KNS	Enbgr <i>Proteus</i>	-	-	<i>Mucor</i> spp. <i>Aspergillus</i> spp. <i>Geotrichum</i> spp.	-
			Darm	Enbgr <i>Proteus</i> Enterokokken Aespo	Enbgr	-	<i>EPEC</i> (eae)	<i>Geotrichum</i> spp. <i>Aspergillus</i> spp.	<i>Campy.</i> spp.
Hundewiese	<i>Muscina stabulans</i> <i>Sarcophaga carnaria</i> <i>Mydaea ancilla</i> <i>Mydaea urbana</i> <i>Pollenia angustigena</i>	3	Exoskelett	Enbgr verStrep <i>Proteus</i> Enterokokken	Enbgr <i>Proteus</i>	-	<i>EPEC</i> (eae)	<i>C. tropicalis</i> <i>C. albicans</i> <i>Geotrichum</i> spp.	-
			Darm	Enbgr verStrep <i>Proteus</i>	-	-	<i>EPEC</i> (eae)		-
<b>Fang vom 27.6.07</b>									
Pferdestall	<i>Musca domestica</i> <i>Stomoxys calcitrans</i>	7	Exoskelett	verStrep KNS Enbgr Aespo	Enbgr	-	-	<i>Mucor</i> spp. <i>Mucor</i> spp.	-
		3	Darm	Strep KNS Enbgr	Enbgr	-	-	Hyphomycet <i>Cladosporium</i> spp.	-
Pferdestall (Kemper)	<i>Musca domestica</i>	10	Exoskelett	Aespo KNS Enbgr Strep	Enbgr	-	-	Hyphomycet <i>Aspergillus</i> spp. Hyphomycet	-
			Darm	KNS Enbgr Enterokokken	Enbgr	-	-	<i>Geotrichum</i> spp.	-
<b>Fang vom 10.07.07</b>									
Kuhstall	<i>Musca domestica</i> <i>Stomoxys calcitrans</i>	5	Exoskelett	Aespo Enbgr	Enbgr	-	-	<i>Aspergillus</i> spp. <i>Mucor</i> spp.	-
		5	Darm	Enbgr	Enbgr	-	<i>EHEC</i> (slt,eae)	<i>Candida</i> spp. <i>Geotrichum</i> spp. <i>Trichosporon</i> spp.	-
Schweineestall	<i>Musca domestica</i> <i>Stomoxys calcitrans</i>	9	Exoskelett	Enbgr verStrep KNS	Enbgr	-	-	Hyphomycet <i>A. fumigatus</i> <i>Aspergillus</i> spp.	-
		1	Darm	Enbgr Enterokokken KNS	Enbgr	-	<i>EHEC</i> (slt,eae)	<i>Candida</i> spp. <i>Candida</i> spp.	-
Hundewiese	<i>Sarcophaga carnaria</i> <i>Pollenia angustigena</i> <i>Lucilia caesar</i> <i>Muscina stabulance</i> <i>Fannia canicularis</i>	2	Exoskelett	<i>Proteus</i> Enbgr verStrep KNS	<i>Proteus</i> Enbgr	-	-	<i>Geotrichum</i> spp. <i>Mucor</i> spp. Hyphomycet	-
		1	Darm	<i>Proteus</i> Enbgr Enterokokken	<i>Proteus</i> Enbgr	-	<i>EPEC</i> (eae)	<i>Candida tropicalis</i> <i>Geotrichum</i> spp. <i>Trichosporon</i> spp.	-
<b>Fang vom 11.07.07</b>									
Pferdestall	<i>Musca domestica</i> <i>Stomoxys calcitrans</i>	6	Exoskelett	Enbgr KNS Aespo Staur	Enbgr	-	-	<i>Aspergillus</i> spp. <i>A. fumigatus</i>	-
		4							

			Darm	Enbgr <i>Proteus</i> KNS Aespo	Enbgr	-	-	-	-
<b>Fang vom 17.07.07</b>									
Schweinestall	<i>Musca domestica</i> <i>Stomoxys calcitrans</i>	9	Exoskelett	Enbgr KNS verStrep	Enbgr	-	-	<i>Candida</i> spp. <i>Mucor</i> spp.	<i>Campy.</i> spp.
		1	Darm	Enbgr <i>Proteus</i> verStrep KNS	Enbgr <i>Proteus</i>	-	-	<i>Candida</i> spp. <i>Geotrichum</i> spp. <i>Mucor</i> spp.	-
Hundewiese	<i>Muscina stabulans</i> <i>Mydaea urbana</i> <i>Sarcophaga carnaria</i> <i>Fannia canicularis</i> <i>Lucilia caesar</i>	1	Exoskelett	<i>Proteus</i> Enbgr	Enbgr <i>Proteus</i>	-	-	<i>C. tropicalis</i> <i>Mucor</i> spp.	-
		2	Darm	Enbgr verStrep	-	EPEC (eae)	<i>C. tropicalis</i> <i>Trichosporon</i> spp. <i>Mucor</i> spp.	<i>C. jejuni</i>	
		3							
		1							
3									
<b>Fang vom 22.08.2007</b>									
Pferdestall	<i>Musca domestica</i> <i>Stomoxys calcitrans</i>	5	Exoskelett	Aespo KNS Enbgr	Enbgr	-	-	Hyphomycet <i>Aspergillus</i> spp. <i>Mucor</i> spp.	-
		5	Darm	KNS Enbgr	Enbgr	-	-	<i>Candida</i> spp.	-
Kuhstall	<i>Musca domestica</i> <i>Stomoxys calcitrans</i>	1	Exoskelett	Enterokokken Aespo	0	-	-	Hyphomycet <i>Candida</i> spp. <i>Mucor</i> spp. <i>Aspergillus</i> spp.	-
		9	Darm	Enbgr	Enbgr	-	-	Hyphomycet	-
<b>Fang vom 23.08.2007</b>									
Kuhstall	<i>Musca domestica</i> <i>Stomoxys calcitrans</i>	8	Exoskelett	<i>Proteus</i> Enbgr	<i>Proteus</i> Enbgr	-	-	<i>Candida</i> spp. Hyphomycet <i>Mucor</i> spp.	-
		2	Darm	<i>Proteus</i> Enbgr	<i>Proteus</i> Enbgr	-	EPEC (eae)	<i>Candida</i> spp. <i>Geotrichum</i> spp.	-
Schweinestall	<i>Musca domestica</i>	10	Exoskelett	KNS verStrep Enbgr	Enbgr	-	-	<i>Candida</i> spp. <i>Mucor</i> spp. <i>Aspergillus</i> spp.	-
			Darm	KNS verStrep <i>Proteus</i> Enbgr	Enbgr <i>Proteus</i>	-	-	<i>Candida</i> spp.	<i>C. jejuni</i>
<b>Fang vom 30.08.2007</b>									
Hundewiese	<i>Lucilia sericata</i> <i>Sarcophaga carnaria</i> <i>Muscina stabulans</i> <i>Sarcophaga</i> sp.	5	Exoskelett	Enterokokken verStrep KNS Enbgr <i>Proteus</i>	Enbgr <i>Proteus</i>	-	EPEC (eae)	<i>Candida</i> spp. <i>Mucor</i> spp. <i>Rhizomucor</i> spp.	-
		1							
3	Darm	Enterokokken verStrep Enbgr <i>Proteus</i>	Enbgr <i>Proteus</i>	-	-	<i>Candida</i> spp.	-		
<b>Fang vom 19.09.2007</b>									
Pferdestall	<i>Musca domestica</i> <i>Stomoxys calcitrans</i>	3	Exoskelett	Aespo Enterokokken KNS Strep Enbgr	Enbgr	-	-	<i>Mucor</i> spp. Hyphomycet	-
		7							
Darm	Aespo verStrep Enbgr	Enbgr	-	-	Hyphomycet	-			
Kuhstall	<i>Musca domestica</i> <i>Stomoxys calcitrans</i>	5	Exoskelett	KNS Aespo Enbgr	Enbgr	-	-	<i>Mucor</i> spp. Hyphomycet	-
		5							
Darm	Enterokokken Enbgr	Enbgr	-	-	<i>Candida</i> spp.	-			
Hundewiese	<i>Muscina stabulans</i> <i>Lucilia caesar</i> <i>Calliphora vomitoria</i> <i>Sarcophaga carnaria</i>	5	Exoskelett	verStrep Enterokokken <i>Proteus</i> Enbgr	<i>Proteus</i> Enbgr	-	-	<i>Aspergillus</i> spp. <i>Mucor</i> spp.	-
		3							
		1	Darm	verStrep Enterokokken Aespo Enbgr	Enbgr	-	-	<i>Candida</i> spp. <i>Mucor</i> spp.	-
		1							
<b>Fang vom 28.09.2007</b>									
Schweinestall	<i>Musca domestica</i>	10	Exoskelett	KNS verStrep Enbgr	Enbgr	-	-	<i>Mucor</i> spp. <i>Aspergillus</i> spp.	-
			Darm	Aespo Enterokokken KNS verStrep Enbgr	Enbgr	-	EPEC (eae) ETEC (lt)	<i>Aspergillus</i> spp. <i>Mucor</i> spp. <i>Candida</i> spp.	-

## 8.4 Wetterdaten vom Deutschen Wetterdienst

**Tab. E:** Daten des Deutschen Wetterdienstes für das jeweilige Fangdatum der mikrobiologisch untersuchten Fliegen (TG = Minimum der Temperatur in 5 cm über dem Erdboden (in °C); TN = Minimum der Temperatur in 2 m über dem Erdboden (in °C); TM = Mittel der Temperatur in 2 m über dem Erdboden (in °C); TX = Maximum der Temperatur in 2 m über dem Erdboden (in °C); RFM = Mittel der relativen Feuchte (in %); FM = Mittel der Windstärke (Bft); FX = Maximum der Windgeschwindigkeit (Spitzenböe) (in m/sec); SO = Summe der Sonnenscheindauer (in Stunden); NM = Mittel des Bedeckungsgrades (in Achtel); RR = Niederschlagshöhe (in mm); PM = Mittel des Luftdruckes in Stationshöhe (in hPa); [Bft = Beaufort-Skala, hPa = Hektopascal]).

STAT	JJJJMMDD	QN	TG	TN	TM	TX	RFM	FM	FX	SO	NM	RR	PM
10400	20070928	10	10,50	11,50	13,30	15,30	86,00	2,00	8,40	0,40	7,30	0,00	1001,3
10400	20070919	10	4,10	6,20	11,50	15,60	73,00	3,00	11,10	6,40	5,30	0,20	1018,7
10400	20070830	10	4,00	5,80	13,70	18,90	77,00	2,00	9,10	5,80	5,40	0,00	1014,8
10400	20070823	10	12,00	14,30	18,90	24,30	76,00	2,00	8,40	4,90	5,90	0,90	1009,2
10400	20070822	10	14,90	15,30	16,50	18,40	89,00	3,00	13,00	0,00	7,70	3,40	1000,8
10400	20070717	10	12,10	14,90	20,80	25,70	62,00	3,00	12,10	11,70	3,10	0,00	1012,3
10400	20070711	10	8,20	11,00	14,90	19,30	78,00	3,00	12,80	1,60	6,30	0,90	1008,5
10400	20070710	10	8,70	10,50	14,90	20,00	75,00	2,00	10,20	8,90	4,40	0,00	1007,8
10400	20070627	10	7,90	9,30	13,40	18,60	66,00	4,00	13,50	3,80	5,80	0,20	1002,8
10400	20070620	10	16,30	17,30	21,30	24,50	75,00	2,00	10,00	3,60	5,90	0,00	1008,1
10400	20060724	10	14,30	17,20	24,40	30,60	60,00	2,00	6,90	11,10	2,10	0,00	1015,5
10400	20060723	10	16,80	19,40	24,60	30,70	62,00	2,00	9,00	11,40	2,80	0,00	1013,6

**Quelle:** Klimadaten (Tageswerte) der Messstation Düsseldorf des Deutschen Wetterdienstes (DWD) des Bundesministeriums für Verkehr, Bau und Stadtentwicklung [[http://www.dwd.de/bvbw/appmanager/bvbw/dwdwwwDesktop?\\_nfpb=true&\\_windowLabel=T25802341921160378176776&\\_urlType=action&\\_pageLabel=dwdwww\\_spezielle\\_nutze\\_r\\_forschung\\_anforderung\\_messdaten](http://www.dwd.de/bvbw/appmanager/bvbw/dwdwwwDesktop?_nfpb=true&_windowLabel=T25802341921160378176776&_urlType=action&_pageLabel=dwdwww_spezielle_nutze_r_forschung_anforderung_messdaten)]

## 8.5 Quelldaten der parasitologischen Untersuchung der Freilandfänge

Tab. F: Quelldaten der parasitologischen Untersuchung der Freilandfänge (DeNympe = Deutonymphe, Hu = Hundewiese, Ka = Kaninchenstall, Ku = Kuhstall, n = Anzahl, Paras = parasitisches, Pf = Pferd stall, Sc = Schweinestall).

Fang-Datum	Fang-ort	Fliegenarten	n Fliegen	Parasitenarten					
				Darm	Para. Stadium	n Parasiten	Exoskelett	Para. Stadium	n Parasiten
<b>1. Fangperiode</b>									
20.06.'07	Sc	<i>Musca domestica</i>	10	<i>Strongyloides ransomi</i>	Larve	1(1)	<i>Strongyloides ransomi</i>	Ei	1
20.06.'07	Ku	<i>Musca domestica</i>	4	-	-	-	-	-	-
		<i>Stomoxys calcitrans</i>	6	-	-	-	-	-	-
20.06.'07	Hu	<i>Muscina stabulans</i>	3	-	-	-	<i>Toxocara canis</i>	Ei	1
		<i>Sarcophaga carnaria</i>	1	-	-	-	-	-	-
		<i>Mydaea ancilla</i>	2	-	-	-	-	-	-
		<i>Mydaea urbana</i>	2	-	-	-	-	-	-
		<i>Pollenia angustigena</i>	2	-	-	-	-	-	-
27.06.'07	Pf	<i>Musca domestica</i>	7	-	-	-	Strongyloidea	Ei	1
		<i>Stomoxys calcitrans</i>	3	-	-	-	Strongyloidea <i>Macrocheles musca-domesticae</i>	Larve Adult	1 4
<b>2. Fangperiode</b>									
10.07.'07	Sc	<i>Musca domestica</i>	9	<i>Herpetomonas muscarum</i>	Trophozoit	50(4)	<i>Macrocheles musca-domesticae</i>	Adult	2
		<i>Stomoxys calcitrans</i>	1	-	-	-	-	-	-
10.07.'07	Ku	<i>Musca domestica</i>	5	<i>Herpetomonas muscarum</i>	Trophozoit	50(2)	<i>Macrocheles musca-domesticae</i>	Adult	4
		<i>Stomoxys calcitrans</i>	5	<i>Toxocara vitularum</i>	Ei	2(1)	<i>Histiostoma</i> sp.	DeNympe	14
10.07.'07	Hu	<i>Sarcophaga carnaria</i>	2	Nematoda indet.	Larve	1(1)	<i>Isospora canis</i>	Oozyste	2
		<i>Pollenia angustigena</i>	2	-	-	-	-	-	-
		<i>Lucilia caesar</i>	3	-	-	-	-	-	-
		<i>Muscina stabulans</i>	2	-	-	-	-	-	-
		<i>Fannia canicularis</i>	1	-	-	-	-	-	-
11.07.'07	Pf	<i>Musca domestica</i>	6	-	-	-	-	-	-
		<i>Stomoxys calcitrans</i>	4	-	-	-	-	-	-
<b>3. Fangperiode</b>									
17.07.'07	Sc	<i>Musca domestica</i>	9	<i>Herpetomonas muscarum</i>	Trophozoit	50(3)	<i>Herpetomonas muscarum</i>	Trophozoit	50
		<i>Stomoxys calcitrans</i>	1	<i>Isospora suis</i>	Oozyste	1(1)	Nematoda indet.	Larve	3
		-	-	<i>Ascaris suum</i>	Ei	2(1)	<i>Strongyloides ransomi</i>	Ei	4
		-	-	<i>Strongyloides ransomi</i>	Ei	3(1)	-	-	-
		-	-	<i>Strongyloides ransomi</i>	Larve	3(1)	-	-	-
17.07.'07	Ku	<i>Musca domestica</i>	7	-	-	-	-	-	-
		<i>Stomoxys calcitrans</i>	3	-	-	-	-	-	-
17.07.'07	Hu	<i>Muscina stabulans</i>	1	<i>Herpetomonas muscarum</i>	Trophozoit	50(3)	<i>Herpetomonas muscarum</i>	Trophozoit	50
		<i>Mydaea urbana</i>	2	<i>Toxocara canis</i>	Ei	2(1)	<i>Histiostoma</i> sp.	DeNympe	1
		<i>Sarcophaga carnaria</i>	3	-	-	-	-	-	-
		<i>Fannia canicularis</i>	1	-	-	-	-	-	-
		<i>Lucilia caesar</i>	3	-	-	-	-	-	-
17.07.'07	Pf	<i>Musca domestica</i>	8	-	-	-	-	-	-
		<i>Stomoxys calcitrans</i>	2	-	-	-	-	-	-
<b>4. Fangperiode</b>									
19.07.'07	Sc	<i>Musca domestica</i>	110	<i>Isospora suis</i>	Oozyste	1(1)	<i>Isospora suis</i>	Oozyste	1(1)
		<i>Stomoxys calcitrans</i>	3	<i>Herpetomonas muscarum</i>	Trophozoit	50(20)	<i>Ascaris suum</i>	Ei	5(1)
		<i>Fannia canicularis</i>	2	<i>Strongyloides ransomi</i>	Ei	1(13), 2(5), 3(1), 4(3)	Strongyloidea	Ei	5(2), 10(1)
				<i>Strongyloides ransomi</i>	Larve	1(3), 2(1)	Strongyloidea	Larve	3(2), 6(1)
26.07.'07	Sc	<i>Musca domestica</i>	66	<i>Herpetomonas muscarum</i>	Trophozoit	50(10)	<i>Isospora suis</i>	Oozyste	2(1)
		<i>Stomoxys calcitrans</i>	8	<i>Isospora suis</i>	Oozyste	3(1)	<i>Metastrongylus apri</i>	Larve	5(2), 9(1), 10(1)
		-	-	<i>Ascaris suum</i>	Ei	2(1)	<i>Metastrongylus apri</i>	Ei	4(1), 15(1), 25(1), 30(1)
		-	-	Strongyloidea	Larve	1(3), 2(2)	Acaridae	Adult	7(1)
		-	-	Strongyloidea	Ei	1(8), 2(5)	<i>Macrocheles musca-domesticae</i>	Adult	11(1)
22.08.'07	Ku	<i>Musca domestica</i>	1	-	-	-	Nematoda indet.	Larve	1
		<i>Stomoxys calcitrans</i>	9	-	-	-	Acaridae	Adult	7
22.08.'07	Hu	<i>Muscina stabulans</i>	2	-	-	-	-	-	-
		<i>Sarcophaga carnaria</i>	3	-	-	-	-	-	-
		<i>Lucilia sericata</i>	3	-	-	-	-	-	-
22.08.'07	Pf	<i>Calliphora vomitoria</i>	2	-	-	-	-	-	-
		<i>Musca domestica</i>	5	-	-	-	-	-	-
22.08.'07	Pf	<i>Stomoxys calcitrans</i>	5	-	-	-	-	-	-
		<i>Stomoxys calcitrans</i>	5	-	-	-	-	-	-
<b>5. Fangperiode</b>									
23.08.'07	Sc	<i>Musca domestica</i>	10	<i>Herpetomonas muscarum</i>	Trophozoit	50(2)	<i>Strongyloides ransomi</i>	Ei	2
		<i>Muscina stabulans</i>	1	-	-	-	<i>Strongyloides ransomi</i>	Larve	4
23.08.'07	Ku	<i>Musca domestica</i>	8	<i>Herpetomonas muscarum</i>	Trophozoit	50(3)	<i>Ascaris suum</i>	Ei	4
		<i>Stomoxys calcitrans</i>	2	Acaridae	Ei	1(1)	Strongyloidea	Larve	1
		-	-	-	-	<i>Haematopinus suis</i>	Nympe	1	
		-	-	-	-	Acaridae	Adult	8	
		-	-	-	-	<i>Macrocheles musca-domesticae</i>	Adult	1	
30.08.'07	Hu	<i>Musca domestica</i>	6	<i>Herpetomonas muscarum</i>	Trophozoit	50(3)	<i>Toxocara canis</i>	Ei	1
		<i>Sarcophaga carnaria</i>	1	-	-	-	-	-	-
30.08.'07	Hu	<i>Sarcophaga sp.</i>	1	-	-	-	-	-	-
		<i>Lucilia sericata</i>	10	-	-	-	-	-	-

30.08.'07	Pf	<i>Musca domestica</i> <i>Stomoxys calcitrans</i>	4 6	-	-	-	-		
<b>6. Fangperiode</b>									
19.09.'07	Ku	<i>Musca domestica</i> <i>Stomoxys calcitrans</i>	5 5	-	-	-	-	-	-
19.09.'07	Hu	<i>Muscina stabulans</i> <i>Lucilia caesar</i> <i>Sarcophaga carnaria</i> <i>Calliphora vomitoria</i>	5 3 1 1	-	-	-	Nematoda indet.	Larve	1
19.09.'07	Pf	<i>Musca domestica</i> <i>Stomoxys calcitrans</i>	3 7	-	-	-	Strongyloidea	Larve	1
25.09.'07	Sc	<i>Musca domestica</i>	10	<i>Herpetomonas muscarum</i>	Trophozoit	50(4)	Acaridae <i>Macrocheles musca-domesticae</i>	Adult Adult	1 1
<b>Fliegenfang 2008</b>									
24.06.'08	Sc	<i>Musca domestica</i>	32	<i>Herpetomonas muscarum</i> Strongyloidea	Trophozoit Larve	50(13) 1(6), 2(4)	Acaridae <i>Macrocheles musca-domesticae</i> <i>Histiostoma</i> sp.	Adult Adult DeNympe	8(1) 1(1) 1(1)
05.08.'08	Sc	<i>Musca domestica</i>	130	<i>Herpetomonas muscarum</i>	Trophozoit	50(60)	Strongyloidea	Ei	2(2), 4(2)
<b>Fliegenfang 2009</b>									
26.08.'09	Pf	<i>Musca domestica</i> <i>Stomoxys calcitrans</i>	322 11	<i>Eimeria perforans</i> <i>Parascaris equorum</i> Strongyloidea Strongyloidea <i>Histiostoma</i> sp.	Oozyste Ei Larve Ei Deutonym phe	1(10), 2(5), 3(1) 2(1) 1(8) 1(1) 1(1)	Strongyloidea Strongyloidea Acaridae Acaridae Waschlösung-Tüten: Strongyloidea Strongyloidea <i>Parascaris equorum</i> <i>Macrocheles musca-domesticae</i>	Ei Larve Adult Ei Larve Adult Ei Adult	1(2) 1(3), 2(1), 6(1) 1(1) 1(1) 1(2), 4(2) 1(1) 1(2) 4(1)
26.08.'09	Ka	<i>Musca domestica</i> <i>Stomoxys calcitrans</i>	224 2	<i>Eimeria magna</i> Strongyloidea	Oozyste Larve	6(1) 1(3)	Strongyloidea Acaridae Acaridae <i>Macrocheles musca-domesticae</i> <u>Waschlösung-Tüten:</u> <i>Eimeria perforans</i> Strongyloidea Acaridae <i>Macrocheles musca-domesticae</i>	Larve Ei Adult Adult Oozyste Larve Adult Adult	1(4), 2(1), 3(1) 4(1) 1(1), 2(1) 1(1) 4 1 8 1
27.08.'09	Hu	<i>Lucilia caesar</i> <i>Sarcophaga carnaria</i> <i>Muscina stabulans</i> andere	96 3 2 22	<i>Herpetomonas muscarum</i> <i>Cystoisospora burrowsi</i> <i>Toxocara canis</i> <i>Isospora canis</i>	Flagellat Oozyste Ei Oozyste	50(4) 34(1), 76(1) 1(2) 2(1)	<i>Toxocara canis</i> <i>Cystoisospora burrowsi</i> Waschlösung-Tüten: Acaridae	Ei 4(1) Adult	1(2) - 4
18.09.'09	Ku	<i>Musca domestica</i> (2x Blut im Darm) <i>Stomoxys calcitrans</i>	60 79	<i>Herpetomonas muscarum</i> <i>Giardia lamblia</i> -	Trophozoit Trophozoit	50(7) 10(1)	<u>Waschlösung-Tüten:</u> <i>Toxocara vitulorum</i> Acaridae Acaridae Arachnida indet. Insecta indet.	- Ei Adult Ei Adult Adult	- 1 2 2 1 1
28.08.'09	Sc	<i>Musca domestica</i> <i>Fannia canicularis</i>	140 3	<i>Isospora suis</i> <i>Giardia lamblia</i> <i>Balantidium coli</i> <i>Eimeria perminuta</i> <i>Strongyloides ransomi</i> <i>Strongyloides ransomi</i> Strongyloidea	Oozyste Trophozoit en Zyste Oozyste larval Ei Ei	1(1), 2(2), 8(1) 50(2) 1(10), 2(3) 2(1), 6(1) 1(3) 2(1) 2(1)	<i>Isospora suis</i> <i>Ascaris suum</i> Acaridae <i>Macrocheles musca-domesticae</i> Waschlösung-Tüten: <i>Isospora suis</i> <i>Giardia lamblia</i> Strongyloidea Acaridae Acaridae	Oozyste Ei Adult Adult Oozyste Zyste Larve Ei Adult	2(1), 5(1) 1(2), 2(1), 3(1) 1(1) 1(1), 2(1) 60 2 1 2 3

## 8.6 Quelldaten der parasitologischen Untersuchung der Tierfäzes

Tab. G: Quelldaten der parasitologischen Untersuchung der Tierfäzes (MIF) (n = Anzahl, Para. Stadium = parasitisches Stadium).

Probenahme-Datum	Probenahme-Ort	Tierfäzes	Parasitenarten	Para. Stadium	n Parasiten
10.07.'07	Kuhstall	Kuhkot	<i>Giardia lamblia</i> <i>Toxocara vitulorum</i>	Zyste Ei	4 9
17.07.'07	Schweinstall	Schweinekot	<i>Ascaris suum</i> Strongyloidea Strongyloidea Nematoda indet.	Ei Ei Larven Larven	11 14 4 5
26.07.'07	Schweinstall	Schweinekot	<i>Isospora suis</i> <i>Ascaris suum</i> <i>Strongyloides ransomi</i> Strongyloidea Nematoda indet. <i>Trichuris suis</i>	Oozysten  Ei Ei Larve Ei	80 65 16 10 10 4
17.07.'07	Hundewiese	Hundekot	<i>Toxocara canis</i> Nematoda indet.	Ei Larve	7 3
19.09.'07	Pferdestall	Pferdestall	Strongylidae Strongylidae <i>Parascaris equorum</i>	Larve Ei Ei	22 15 4
24.06.'08	Schweinstall	Schweinekot	Strongyloidea Strongyloidea	Ei Larven	16 10
26.08.'09	Kaninchenstall	Kaninchenkot	<i>Eimeria magna</i>	Oozyste	4
	Pferdestall	Pferdekot	Strongylidae Strongylidae <i>Parascaris equorum</i>	Ei Larve Ei	20 27 5
	Schweinstall	Schweinekot	<i>Isospora suis</i> <i>Balantidium coli</i> <i>Ascaris suum</i> Strongyloidea Strongyloidea	Oozyste Zyste Ei Ei Larve	50 5 2 2 1
27.08.'09	Hundewiese	Hundekot	<i>Cystoisospora burrowsi</i> <i>Toxocara canis</i> Nematoda indet.	Oozyste Ei Larve	10 4 2
28.08.'09	Schweinstall	Schweinekot	<i>Isospora suis</i> <i>Eimeria perminuta</i> <i>Balantidium coli</i> <i>A. suum</i> Strongyloidea <i>Trichuris suis</i>	Oozysten Oozysten Zyste Ei Ei Ei	4 2 18 65 43 5
18.09.'09	Kuhstall	Kuhkot	<i>Giardia lamblia</i> <i>Toxocara vitulorum</i>	Zyste Ei	20 2

### 8.7 Quelldaten der Versuche mit Oozysten von *Eimeria tenella*

Tab. H: Quelldaten der experimentellen Versuche mit den Oozysten von *Eimeria tenella* (Exo = Exoskelett, FG = Fliegengruppe, Lfd. Nr. = laufende Nummer, MW = Mundwerkzeuge, n = Anzahl, V.-Käfig = Versuchskäfig).

Lfd. Nr.	n <i>E. tenella</i> -Oozysten	Fliegenart	n Fliegen	Nachgewiesene n Oozysten von <i>Eimeria tenella</i> (bei n Fliegen)				V.-Käfig
				Darm	Exo	MW	Spots	
58	9140	<i>Musca domestica</i>	12	1(1), 3(1), 6(1), 8(2), 13(1), 14(1), 23(1), 27(1), 42(1), 127(1)	FG = 6 12(1), 186(1)	FG = 6 8(1), 24(1)	3(1)	
59	146250	<i>Musca domestica</i>	100	1(1), 2(4), 4(1), 8(1) 9(2), 10(1), 11(2), 12(1), 15(1), 17(1), 22(1), 28(1), 29(1), 34(1), 39(1), 44(2), 46(1), 49(1), 53(1), 55(1), 56(1), 60(1), 62(1), 64(1), 68(1), 69(1), 71(1), 77(1), 93(1), 115(1), 121(1), 128(1), 141(1), 146(1), 158(1), 162(1), 169(1), 173(1), 177(1), 179(1), 183(1), 186(1), 193(1), 214(1), 215(1), 216(1), 217(1), 219(1), 228(1), 238(1), 246(1), 254(1), 273(1), 275(2), 276(1), 284(1), 294(1), 296(1), 298(1), 301(1), 302(1), 307(1), 315(1), 328(1), 354(1), 358(1), 364(1), 368(1), 369(1), 371(1), 381(1), 398(2), 416(1), 473(1), 493(1), 513(1), 546(1), 569(1), 613(1), 622(1), 625(1), 671(1), 811(1), 813(1), 825(1), 852(1), 889(1), 913(1), 950(1)	FG = 10 1(1), 2(3), 5(2), 17(1), 73(1)	FG = 10 1(1), 2(2), 3(2), 4(2)	1(3), 2(6), 3(4), 4(2), 5(3), 6(1), 30(1), 35(1)	680
75	73125	<i>Lucilia cuprina</i>	100	1(3), 2(7), 3(7), 4(5), 5(6), 6(3), 7(5), 8(6), 9(3), 10(2), 11(1), 12(4), 14(2), 15(3), 16(4), 17(1), 18(2), 19(1), 21(3), 22(1), 23(1), 24(2), 25(1), 26(1), 27(1), 29(1), 32(2), 40(1), 41(1), 52(2), 66(1), 73(1), 74(1), 90(1), 121(1)	FG=10 2(1), 3(1), 5(1), 10(1), 12(1), 26(1), 34(1), 50(1), 57(1), 63(1)	FG=10 1(1), 3(1), 4(1), 9(1), 11(1), 12(1), 14(1), 15(1), 21(1)	1(6), 2(9), 3(5), 4(2), 5(2), 6(2), 7(2), 9(1), 14(2), 15(1), 19(1), 20(1), 21(1), 29(1), 30(1), 56(1), 113(1)	230

### 8.8 Quelldaten der Versuche mit Trophozoiten von *Giardia lamblia*

Tab. I: Quelldaten der Versuche mit den Trophozoiten von *Giardia lamblia* (Exo = Exoskelett, FG = Fliegengruppe, Lfd. Nr. = laufende Nummer, MW = Mundwerkzeuge, n = Anzahl, V.-Käfig = Versuchskäfig).

Lfd. Nr.	n <i>G. lamblia</i> -Trophozoiten	Fliegenart	n Fliegen	Nachgewiesene n Trophozoiten von <i>Giardia lamblia</i> (bei n Fliegen)				V.-Käfig
				Darm	Exo	MW	Spots	
25	1350	<i>Musca domestica</i>	10	10(1), 50(2), 100(3)	FG = 1 10(1)	FG = 1 -	FG = 1 -	
	1350	<i>Lucilia sericata</i>	6	10(2), 50(1), 100(2)	-	-	-	
	1350	<i>Sarcophaga argyrostoma</i>	3	10(1), 50(1)	-	-	-	
26	2700	<i>Musca domestica</i>	26	10(16), 50(7), 100(1)	FG = 2 -	FG = 2 10(1)	FG = 2 -	
27	2700	<i>Musca domestica</i>	22	10(1)	FG = 2 -	FG = 2 -	FG = 2 -	
28	1350	<i>Musca domestica</i>	3	10(1), 50(1)	FG = 1 -	FG = 1 -	FG = 1 -	
	1350	<i>Lucilia sericata</i>	6	50(5), 100(1)	10(1)	-	-	
36	9400	<i>Lucilia sericata</i>	94	10(36), 50(15), 100(1)	FG = 13 10(3)	FG = 13 10(2)	FG = 13 10(2), 50(1)	
72	12500	<i>Musca domestica</i>	20 80	10(8), 50(8), 100(2) 10(24), 50(16), 100(8)	FG = 10 10(2) 10(4), 50(3), 100(1)	FG = 10 10(1) 10(4)	FG = 10 - 10(4), 50(2)	>100
P4	1350	<i>Musca domestica</i>	8	50(7), 100(1)	FG = 1 100(1)	FG = 1 50(1)	FG = 1 -	
	1350	<i>Lucilia sericata</i>	8	50(1), 100(7)	100(1)	50(1)	-	
74	22500	<i>Lucilia cuprina</i>	100	10(24), 50(34), 100(20)	FG = 10 10(4), 50(3), 100(2)	FG = 10 10(8)	FG = 10 10(8), 50(5)	>100

[0-10 Trophozoiten = 10, 10-50 = 50 Trophozoiten, >50 = 100 Trophozoiten]

### 8.9 Quelldaten der Versuche mit Eiern von *Hymenolepis* spp.

Tab. J: Quelldaten der Versuche mit den Eiern von *Hymenolepis diminuta* und *H. microstoma* (Exo = Exoskelett, FG = Fliegengruppe, Langzeitv. = Langzeitversuch, Lfd. Nr. = laufende Nummer, MW = Mundwerkzeuge, n = Anzahl, V.-Käfig = Versuchskäfig).

Lfd. Nr.	Hymenolepis-Art	n Eier	Fliegenart	n Fliegen	Nachgewiesene n Eier von <i>Hymenolepis</i> spp. (bei n Fliegen)				V.-Käfig
					Darm	Exo	MW	Spots	
12	<i>H. diminuta</i>	80	<i>Lucilia sericata</i> <i>Sarcophaga</i> sp.	5 5	- -	FG = 1 -	FG = 1 -	- -	- -
13	<i>H. microstoma</i>	200	<i>Sarcophaga</i> sp. <i>Lucilia sericata</i> <i>Musca domestica</i>	5 5 5	- 1(1) -	FG = 1 5 121 16	FG = 1 - 1 2	- - -	- - -
35	<i>H. diminuta</i>	80	<i>Musca domestica</i> <i>Lucilia sericata</i>	9 25	- 1(2), 2(1)	FG = 1-3 - 2(1), 3(1)	FG = 1-3 - 12(1)	- -	- -
54	<i>H. microstoma</i>	200	<i>Musca domestica</i>	34	1(4), 2(1)	FG = 3 -	FG = 3 -	-	-
55	<i>H. microstoma</i>	270	<i>Musca domestica</i>	32	1(3)	FG = 5 1(2), 2(2), 13(1), 24(1)	FG = 5 1(3), 2(2)	-	96
56	<i>H. microstoma</i> (Langzeitv.)	250	<i>Musca domestica</i>	39	1(1)	FG = 4 -	FG = 4 -	-	-
57	<i>H. microstoma</i> (Langzeitv.)	250	<i>Musca domestica</i>	22	-	FG = 2 -	FG = 2 -	-	-
61	<i>H. microstoma</i>	250 150	<i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i>	100 70	1(13), 2(3) -	FG = 10 1(1), 4(2) -	FG = 10 - -	- -	- -
62	<i>H. diminuta</i> (direkte Kontrolle) <i>H. diminuta</i> (Langzeitv.)	430	<i>Musca domestica</i> <i>Musca domestica</i>	30 150	1(5), 2(1) -	FG = 10 1(1), 2(1), 4(1) -	FG = 10 1(2) -	- -	- -
64	<i>H. diminuta</i> (Langzeit)	150	<i>Musca domestica</i>	30	-	-	-	-	-
71	<i>H. microstoma</i>	520	<i>Musca domestica</i>	90	1(14), 2(2)	FG = 10 2(1), 3(2), 4(2), 8(2), 9(1), 10(1)	FG = 10 1(3), 6(1)	1(2)	33
73	<i>H. microstoma</i>	820	<i>Lucila cuprina</i>	100	1(32), 2(3), 3(6), 5(1), 14(1)	FG = 10 8(1), 11(1), 14(1), 21(2), 30(1), 34(1), 67(1), 77(1)	FG = 10 2(1), 3(1), 4(2), 7(1), 10(2), 12(1)	1(5), 3(1), 5(1)	58

### 8.10 Quelldaten der Versuche mit Larven von *Angiostrongylus cantonensis*

Tab. K: Quelldaten der Versuche mit den Larven im ersten Larvenstadium (L1) von *Angiostrongylus cantonensis* (A.c.-L1 = *Angiostrongylus cantonensis*-Larven, Exo = Exoskelett, FG = Fliegengruppe, Lfd. Nr. = laufende Nummer, MW = Mundwerkzeuge, n = Anzahl, V.-Käfig = Versuchskäfig).

Lfd. Nr.	n A.c.-L1	Fliegenart	n Fliegen	Nachgewiesene n Larven im ersten Larvenstadium (L1) von <i>Angiostrongylus cantonensis</i> (bei n Fliegen)			
				Darm	Exo	MW	Spots
9	30	<i>Lucilia sericata</i> <i>Sarcophaga</i> sp.	6 2	1(1) -	FG = 1 2 1	FG = 1 - -	- -
11	60	<i>Lucilia sericata</i> <i>Sarcophaga argyrostoma</i>	3 5	- 1(1)	FG = 1 5 18	FG = 1 - -	- -
14	20	<i>Calliphora vicina</i>	8	-	FG = 1 1	FG = 1 -	-
15	60	<i>Lucilia sericata</i>	5	-	FG = 1 5	FG = 1 -	-
50	80	<i>Musca domestica</i>	4	1(1), 2(1)	FG = 1 -	FG = 1 -	-
51	400	<i>Musca domestica</i>	180	1(24), 2(7), 3(2), 4(6), 6(1)	FG = 10 1(4), 3(1), 4(1)	FG = 10 -	-
70	288	<i>Lucilia sericata</i>	70	1(23), 2(6), 9(1)	FG = 10 8(1), 12(1), 19(1), 22(2), 23(1), 24(1), 25(1)	FG = 10 1(1)	-
P5	297	<i>Musca domestica</i> <i>Lucilia sericata</i>	8 13	- 1(1), 10(1), 26(1), 56(1)	FG = 1 55(1) 84(1)	FG = 1 - 7	- -
P6	300	<i>Lucilia sericata</i>	20	1(1), 2(3), 4(1), 9(1), 10(2), 11(1), 21(1), 30(1)	FG = 10 57(1), 82(1)	FG = 10 4(1), 6(1)	1(3), 3(1)
P7	230	<i>Musca domestica</i> <i>Lucilia sericata</i>	26 6	- 2(1), 4(1), 6(1)	FG = 1 74(1) 21(1)	FG = 1 8(1) 2(1)	1(2) -
P8	372	<i>Musca domestica</i> <i>Lucilia sericata</i> <i>Sarcophaga</i> sp.	2 5 5	- 1(2), 2(1), 2(5) 1(1), 2(1)	FG = 1 18(1) 74(1) 15(1)	FG = 1 - 3 2	- - -

8.11 Quelldaten der Versuche mit Eiern von *Ascaris suum*

Tab. L: Quelldaten der Versuche mit den Eiern von *Ascaris suum* (Exo = Exoskelett, FG = Fliegengruppe, Lfd. Nr. = laufende Nummer, MW = Mundwerkzeuge, n = Anzahl, V.-Käfig = Versuchskäfig).

Lfd. Nr.	n A. suum-Eier	Fliegenart	n Fliegen	Nachgewiesene n Eier von <i>Ascaris suum</i> (bei n Fliegen)				V.-Käfig
				Darm	Exo	MW	Spots	
37	350	<i>Musca domestica</i>	10	1(2)	FG = 1 500(1)	FG = 1 10(1)	-	
	350	<i>Sarcophaga argyrostoma</i>	10	1(5), 2(1)	458(1)	39(1)	-	
38	650	<i>Musca domestica</i>	30	1(7), 2(5), 3(2), 6(1)	FG = 15 1(1), 3(1)	FG = 15 1(1), 4(1)	-	
39	650	<i>Sarcophaga sp.</i>	30	1(7), 2(3), 4(1)	FG = 15 54(1), 95(1)	FG = 15 10(1)	3(1), 12(1)	
40	250	<i>Musca domestica</i>	18	-	FG = 2 9(1)	FG = 2 9(1)	5	
		<i>Lucilia sericata</i>	21	1(6), 2(2)	2(1), 5(1)	2(1), 5(1)	2	
41	1200	<i>Sarcophaga argyrostoma</i>	16	1(4), 2(4), 3(4), 5(1)	FG = 8 400(1), 405(1)	FG = 8 21(1), 28(1)	11(1), 15(1)	
42	350	<i>Sarcophaga argyrostoma</i> (Larve)	62	1(6)	FG = 1 158(1)	FG = 1 -	-	
43	350	<i>Sarcophaga argyrostoma</i> (Larve)	12 (3Tage)	1(2), 3(1)	FG = 1 81(1)	FG = 1 26(1)	1	
			154 (3Tage)	1(4)	1(1)			
44	350	<i>Musca domestica</i>	18	1(2)	FG = 1 39(1)	FG = 1 3(1)	3	
	350	<i>Sarcophaga sp.</i>	5	2(1), 3(1)	49(1)	-	1	
	150	<i>Sarcophaga argyrostoma</i> (Larve)	14	3(1)	9(1)	-	-	
45	700	<i>Lucilia sericata</i>	16	1(2), 2(1), 3(2), 4(2), 6(2), 7(1), 9(1), 12(1), 32(1)	FG = 2 80(1), 408(1)	FG = 2 10(1), 19(1)	6(1), 8(1)	54
46	700	<i>Lucilia sericata</i>	12 (1Tag)	2(2), 3(1), 4(1)	FG = 1 4(1), 6(1), 53(1)	FG = 1 -	3	
47	350	<i>Musca domestica</i>	20	1(4), 2(1)	FG = 2 17(1), 100(1)	FG = 2 3(1)	-	
48	780	<i>Musca domestica</i>	110 (1Tag)	1(1)	FG = 10 1(2)	FG = 10 -	6	
49	840	<i>Musca domestica</i>	120	1(18), 2(3), 3(2), 4(3), 5(2), 9(1), 11(1)	FG = 10 1(4), 4(1), 5(2), 8(1)	FG = 10 1(1)	1	68
60	860	<i>Musca domestica</i> (180)	100 (1Tag)	1(11), 2(5), 5(1), 9(1)	FG = 10 -	FG = 10 -	-	
			80 (5Tage)	1(3), 2(2)	2(1)	-	-	-
68	860	<i>Lucilia sericata</i> (100) (davon 47 gestorben)	53	1(10), 2(2), 3(1), 5(1)	FG = 10 1(3), 2(1)	FG = 10 -	7	
P1	350	<i>Lucilia sericata</i>	5	-	FG = 1	FG = 1	2	
P2	350	<i>Lucilia sericata</i>	18	1(1), 2(4), 4(2), 7(1)	FG = 9 33(2)	FG = 9 -		
	350	<i>Sarcophaga argyrostoma</i>	9	1(1), 2(2)	191	4		

8.12 Quelldaten der Versuche mit Eiern von *Trichuris* spp.

Tab. M: Quelldaten der Versuche mit den Eiern von *Trichuris muris* und *T. suis* (Exo = Exoskelett, FG = Fliegengruppe, Lfd. Nr. = laufende Nummer, MW = Mundwerkzeuge, n = Anzahl, T-Eier = *Trichuris*-Eier, V.-Käfig = Versuchskäfig).

Lfd. Nr.	<i>Trichuris</i> -Art	n T.-Eier	Fliegenart	n Fliegen	Nachgewiesene n Eier von <i>Trichuris</i> spp. (bei n Fliegen)				V.-Käfig
					Darm	Exo	MW	Spots	
1	<i>T. muris</i>	30	<i>Musca domestica</i>	10	-	-	-	-	
		30	<i>Sarcophaga</i> sp.	10	-	-	-	-	
		30	<i>Lucilia sericata</i>	10	-	-	-	-	
2	<i>T. suis</i>	150	<i>Musca domestica</i>	5	-	-	-	-	
3	<i>T. suis</i>	180	<i>Lucilia sericata</i>	5	-	19	-	-	
4	<i>T. suis</i>	180	<i>Lucilia sericata</i>	5	1(1), 3(1), 4(2), 8(1)	12 (3 Larven geschlüpft)	3	-	-
5	<i>T. suis</i>	90	<i>Musca domestica</i>	5	1(1), 2(2)	-	-	-	
6	<i>T. suis</i>	350	<i>Musca domestica</i>	5	-	233	-	-	
7	<i>T. suis</i>	520	<i>Sarcophaga argyrostoma</i>	26	1(4), 2(6), 4(2), 7(1), 9(1)	FG = 2 21(1), 480(1)	FG = 2 6(1), 10(1)	-	-
16	<i>T. suis</i>	90	<i>Sarcophaga argyrostoma</i>	5	-	18	-	-	
			Larven (frisch abgesetzt)	5	1(1), 2(2)	2	-	-	
17	<i>T. suis</i>	90	<i>Lucilia sericata</i>	4	3(1), 4(1), 6(1)	1	-	-	
18	<i>T. suis</i>	100	<i>Calliphora vicina</i>	27	1(8), 2(6), 6(1), 13(1)	FG = 3 2(1), 8(1), 16(1)	FG = 3 3(1), 1(1)	1(3), 2(1)	
19A	<i>T. suis</i>	90	<i>Calliphora vicina</i>	6	3(3), 5(2), 13(1)	3	5	-	
19B	<i>T. suis</i>	60	<i>Musca domestica</i>	3	-	-	-	-	
20	<i>T. suis</i>	200	<i>Sarcophaga</i> sp. (tote Fliegen)	25 12(1Tag)	1(3), 2(2), 3(1), 5(1), 9(1) 3(2), 6(1)	FG = 2 17(1), 20(1) 19	FG = 2 8(1)	-	-
			<i>Lucilia sericata</i> (tote Fliegen)	4 2(1Tag)	4(1) 1(1), 2(1)	- 3(1)	- -	- -	
22	<i>T. suis</i>	100	<i>Calliphora vicina</i> (tote Fliegen)	2 12 (1Tag)	4(1) 1(2), 3(2), 5(2), 6(1), 9(1), 10(1), 31(1)	11(1) 3(1), 4(1), 6(1), 8(1)	- 1(1)	- -	2 -
			(tote Fliegen)	12 (2Tage)	1(2), 2(3), 4(1), 7(1), 8(1), 9(1)	3(1), 5(1), 7(1)	-	-	-
23	<i>T. suis</i>	90	<i>Sarcophaga argyrostoma</i> (tote Fliegen)	3 12 (1Tag)	3(1), 4(1) 1(4), 2(5), 4(2)	14(1) 2(1), 4(1), 6(2)	- 1(1)	- -	- -
			(tote Fliegen)	12 (2Tage)	1(5), 4(1), 6(1), 9(1)	9(1)	-	-	
29	<i>T. suis</i>	200	<i>Musca domestica</i>	26	1(1), 4(1)	FG = 3 34(1), 48(1), 90(1)	FG = 3 1(1)	3	
30	<i>T. suis</i>	60	<i>Lucilia sericata</i>	15	2(2), 5(1), 6(1)	FG = 1 8(1)	FG = 1	-	15
31	<i>T. suis</i>	200	<i>Lucilia sericata</i> (tote Fliegen)	1 5 (1Tag)	4(1) 1(1), 3(1), 19(1), 40(1), 71(1)	- 10	- 1	- 16	
			(tote Fliegen)	12 (2Tage)	1(2), 2(2), 6(1)	8(1), 15(1)	-	-	
			(tote Fliegen)	5 (3Tage)	2(3), 9(1)	18	-	-	
			(tote Fliegen)	12 (6Tage)	2(3), 9(1), 12(1)	4(1), 6(1), 8(1)	-	-	
32	<i>T. suis</i>	200	<i>Lucilia sericata</i>	31	1 (4), 4(2), 9(2), 34(1)	FG = 3 5(1), 6(1), 8(1)	FG = 3	-	2
33	<i>T. suis</i>	150	<i>Lucilia sericata</i>	4 (1Tag)	1(1), 2(1), 3(1), 9(1)	56(1)	-	27	
				7 (3Tage)	1(3), 2(2), 3(1)	33(1)	-	-	
				12 (8Tage)	1(1), 2(1)	1(1)	-	-	
				4 (10Tage)	1(2), 2(2)	17(1)	-	-	
34	<i>T. suis</i>	150	<i>Sarcophaga</i> sp. (80) Larven	5 5 (3Tage)	1(1), 4(1), 5(1), 6(2) -	- -	- -	- -	
			Larven	5 (6Tage)	-	-	-	-	
			Larven	5 (7Tage)	-	-	-	-	
			geschlüpfte, adulte Fliegen	65	-	-	-	-	
49	<i>T. suis</i>	296	<i>Musca domestica</i>	120	1(24), 2(7), 3(4), 4(3), 5(1), 6(1)	FG = 10 1(2), 3(1)	FG = 10 1(1)	9	17
60	<i>T. suis</i>	1040	<i>Musca domestica</i> (180)	100 (1Tag)	1(2), 2(2), 4(1), 5(1)	FG = 10	FG = 10	-	
				80 (5Tage)	-	-	-	-	
63	<i>T. muris</i>	350	<i>Musca domestica</i>	35	1(8), 2(6), 3(1), 4(1), 6(1)	FG = 3 10(1), 18(1)	FG = 3 2	-	8
		350	<i>Sarcophaga</i> sp.	35	1(2), 3(2), 5(1), 7(1)	2(1), 4(1), 32(1)	4	1	12
		350	<i>Lucilia sericata</i>	35	1(7), 2(4), 4(3), 5(2), 6(2), 8(1), 9(1)	8(1), 12(1), 26(1)	1	3	14
64 (1)	<i>T. muris</i>	214	<i>Musca domestica</i>	60	tierexperimenteller Versuch				
64 (2)	<i>T. muris</i>	360	<i>Musca domestica</i>	60	tierexperimenteller Versuch				
68	<i>T. suis</i>	340	<i>Lucilia sericata</i> (100) (davon 47 gestorben)	53	1(6), 6(1)	FG = 10 1(2)	FG = 10	-	21

### 8.13 Quelldaten des tierexperimentellen Infektionsversuchs *Trichuris muris*

Tab. N: Quelldaten des tierexperimentellen Infektionsversuchs (Nr. 64) mit den Eiern von *Trichuris muris* (n = Anzahl, † = Maus verstorben).

n <i>T. muris</i>	Fliegenart	n Fliegen pro Maus	Maus (Kennzeichnung)	Infektion mit <i>T. muris</i> -Eiern über Fliegen	n <i>T. muris</i> -Eier (in ¼ Mäusekot)
<b>Teil 1</b>					
214	<i>Lucilia sericata</i>	10	<i>Lucilia</i> 1	Darm + Exoskelett	20
214	<i>Lucilia sericata</i>	10	<i>Lucilia</i> 2	Darm + Exoskelett	33
214	<i>Lucilia sericata</i>	10	<i>Lucilia</i> 3	Darm + Exoskelett	8
214	<i>Musca domestica</i>	10	<i>Musca</i> 1	Darm + Exoskelett	36
214	<i>Musca domestica</i>	10	<i>Musca</i> 2	Darm + Exoskelett	15
214	<i>Musca domestica</i>	10	<i>Musca</i> 3	Darm + Exoskelett	†
214	-		Positiv-Kontrolle	Versuchslösung ( <i>T. muris</i> -Eier + Milch)	5
-	-		Negativ-Kontrolle	-	0
<b>Teil 2</b>					
360	<i>Lucilia sericata</i>	10	L1E L1D	Exoskelett Darm	- -
360	<i>Lucilia sericata</i>	10	L2E L2D	Exoskelett Darm	8 9
360	<i>Lucilia sericata</i>	10	L3E L3D	Exoskelett Darm	- 2
360	<i>Musca domestica</i>	10	M1E M1D	Exoskelett Darm	35 19
360	<i>Musca domestica</i>	10	M2E M2D	Exoskelett Darm	2 -
360	<i>Musca domestica</i>	10	M3E M3D	Exoskelett Darm	9 -
360	-		Positiv-Kontrolle	Versuchslösung ( <i>T. muris</i> -Eier + Milch)	19
-	-		Negativ-Kontrolle	-	-
250	-		Stammerhaltung	konzentrierte <i>T. muris</i> -Eier	207

### 8.14 Quelldaten des Versuchs mit *Dermanyssus gallinae*

Tab. O: Quelldaten der Versuche mit *Dermanyssus gallinae* (Exo = Exoskelett, FG = Fliegengruppe (wenn Fliegen gepoolt untersucht wurden), Lfd. = laufende Nummer, n = Anzahl, V.-Käfig = Versuchskäfig der Fliegen).

Lfd. Nr.	Fliegenart	n Fliegen		Nachgewiesene Entwicklungsstadien von <i>Dermanyssus gallinae</i>		
				n Larven	n Nymphen	n Adulte
52	<i>Musca domestica</i>	40	Waschlösung-Exo (n FG)	1 (1)	1(3), 2(1), 3 (1)	-
			Waschlösung-V.-Käfig	4	24	3
53	<i>Musca domestica</i>	170	Waschlösung-Exo (n FG)	1 (4)	-	-
			Waschlösung-V.-Käfig	12	23	1

## 11. Erklärung

Hiermit erkläre ich an Eides statt, dass ich die vorliegende Dissertation – abgesehen von der Beratung durch meine akademischen Lehrer – nach Inhalt und Form selbst verfasst habe. Es wurden keine anderen als die angegebenen Hilfsmittel und Quellen verwendet.

Diese Arbeit wurde weder ganz, noch zum Teil einer anderen Stelle im Rahmen eines Prüfungsverfahrens vorgelegt.

Düsseldorf, den.....

.....  
Maike Förster