

Aus dem Department für Pathobiologie
der Veterinärmedizinischen Universität Wien

Institut für Parasitologie
(Leitung: Univ.-Prof. Dr. med. vet. Anja Joachim)

**Prävalenz von Endoparasiten bei Hunden und Katzen in einem
österreichischen Tierheim**

Diplomarbeit

Veterinärmedizinische Universität Wien

vorgelegt von
Zoe Lindhorst

Wien, im Juni 2023

Betreuer:in Dr. med. vet. Barbara Hinney Dipl.EVPC
(Institut für Parasitologie)

Gutachter:in Priv.-Doz. Dr.med.vet. Frank Künzel Dipl.ECZM
(Institut für Interne Medizin Kleintiere)

Inhaltsverzeichnis

1	Einleitung und Fragestellung	1
2	Literaturübersicht	3
2.1	Protozoen	3
2.1.1	<i>Giardia</i> spp.	3
2.1.2	<i>Cyrtosporidium</i> spp.	4
2.1.3	<i>Cystoisospora</i> spp.	5
2.2	Zestoden	6
2.2.1	<i>Dipylidiidae</i>	6
2.2.1.1	<i>Dipylidium caninum</i>	6
2.2.2	<i>Taeniidae</i>	7
2.2.2.1	<i>Taenia</i> spp.	8
2.2.2.2	<i>Echinococcus</i> spp.	9
2.3	Nematoden	10
2.3.1	<i>Ascarididae</i>	10
2.3.1.1	<i>Toxocara canis/cati</i>	11
2.3.1.2	<i>Toxascaris leonina</i>	12
2.3.2	<i>Ancylostomatidae</i>	12
2.3.2.1	<i>Ancylostoma</i> spp.	13
2.3.2.2	<i>Uncinaria stenocephala</i>	13
2.3.3	<i>Trichuridae</i>	14
2.3.3.1	<i>Trichuris</i> spp.	14
2.3.3.2	<i>Capillaria</i> spp.	15
2.3.4	<i>Strongyloididae</i>	15
2.3.4.1	<i>Strongyloides stercoralis</i>	15
2.3.5	Lungen-/Herzwürmer	16
2.3.5.1	<i>Angiostrongylus vasorum</i>	17
2.3.5.2	<i>Aelurostrongylus abtrusus</i>	17
2.3.5.3	<i>Crenosoma vulpis</i>	18
2.4	Untersuchungsmethoden	18

2.4.1	Flotationsverfahren	18
2.4.2	Auswanderverfahren nach Baermann-Wetzel	18
2.4.3	Giardien-/Kryptosporidien-Antigen-Schnelltest	19
2.4.4	Quantitative Verfahren	19
2.4.4.1	Modifiziertes McMaster-Zählverfahren	19
2.4.4.2	FLOTAC®	19
2.4.4.3	Mini-FLOTAC	20
2.4.5	Künstliche Intelligenz (KI)-Techniken	21
2.4.5.1	Kubic FLOTAC microscope (KFM)	21
2.4.5.2	VETSCAN IMAGYST	21
2.5	Prävalenzen in Europa	22
2.5.1	Hunde	22
2.5.2	Katzen	23
3	Material und Methoden	28
3.1	Probennahme und Lagerung	28
3.2	Probenuntersuchung	28
3.2.1	Flotationsverfahren	28
3.2.2	Auswanderverfahren nach Baermann-Wetzel	29
3.2.3	SNAP® <i>Giardia</i> Test	29
3.2.4	FASTest® CRYPTO Strip	30
3.3	Einteilung der Tiere	30
3.3.1	Alter	30
3.3.2	Größe/Gewicht	31
3.3.3	Herkunft	31
3.3.4	Durchfallsymptomatik	31
3.3.5	Fecal Score	31
3.4	Statistische Auswertung	31
4	Ergebnisse	32
4.1	Hunde	32
4.1.1	Alter	33
4.1.2	Größe/Gewicht	33

4.1.3	Herkunft	34
4.1.4	Durchfall/Fecal Score	34
4.2	Katzen	36
4.2.1	Alter	37
4.2.2	Größe/Gewicht	38
4.2.3	Herkunft	39
4.2.4	Durchfall/Fecal Score	40
5	Diskussion	43
6	Zusammenfassung	49
7	Summary	51
8	Literaturverzeichnis	53
9	Tabellen- und Abbildungsverzeichnis	68
9.1	Tabellenverzeichnis	68
9.2	Abbildungsverzeichnis	68

1 Einleitung und Fragestellung

Endoparasiten können neben den gesundheitlichen Risiken für Hunde und Katzen aufgrund ihres zoonotischen Potentials auch für den Menschen eine Gefahr darstellen (Robertson und Thompson 2002).

Dabei ist wichtig zu erwähnen, dass das Vorkommen von Parasiten bei Tieren im Tierheim oder bei streunenden Tieren in Europa deutlich höher liegt als bei Tieren, die in einem Haushalt gehalten werden (Borecka 2005, Claerebout et al. 2009, Scaramozzino et al. 2018, Zottler et al. 2019, Ilić et al. 2021).

In verschiedenen Studien konnte herausgefunden werden, dass bei Hunden unter den parasitisch lebenden Einzellern Giardien am häufigsten in Europa vorkommen (Claerebout et al. 2009, Barutzki und Schaper 2011, Zanzani et al. 2014, Kostopoulou et al. 2017). Während allgemein im europäischen Raum aber *Toxocara canis* die häufigste Nematodenart von Hunden darstellt (Fok et al. 2001, Barutzki und Schaper 2003, Claerebout et al. 2009), wurde in einer österreichischen Studie, entgegen der Erwartungen, *Trichuris vulpis* als häufigste Nematodenart bei Hunden im Raum Wien beschrieben. *T. canis* kam in Wien hingegen nur selten vor (Hinney et al. 2017).

Bei Katzen wird in europäischen Studien *Toxocara cati* als häufigster Endoparasit beschrieben (Becker et al. 2012, Riggio et al. 2013, Beugnet et al. 2014).

Infektionen mit *Giardia* spp. können besonders bei Jungtieren zu Durchfall führen. Verschiedene Genotypen von *G. duodenalis* können ein ähnliches Krankheitsbild auch beim Menschen hervorrufen (Deplazes et al. 2021).

Toxocara canis oder *T. cati* können bei Hunden und Katzen besonders im Welpenalter zu schwerwiegenden Erkrankungen von Leber, Lunge oder des Gastrointestinaltraktes führen (Bowman 2020). Auch für den Menschen geht von *Toxocara* spp. eine Gefahr aus, da die Larven als Wanderlarven erhebliche Schäden verursachen können (Vidal et al. 2003).

Auch bei *Trichuris vulpis* wird ein zoonotisches Potential diskutiert (Dunn et al. 2002). Bei Hunden kann eine Infektion zu erheblichen Symptomen führen (Mohan et al. 2022).

Basierend auf den Forschungsergebnissen aus Europa wurde die Hypothese erstellt, dass

Giardien die häufigsten Endoparasiten bei Hunden in Österreich darstellen und *T. canis* bzw. *T. cati* als häufigste Nematodenart bei Hunden und Katzen auftritt. Zudem wird angenommen, dass ein symptomatischer Giardienbefall meist bereits mit einer Flotation erkannt wird, während Proben, die zwar *Giardia*-AG-positiv, aber in der Flotation *Giardia*-negativ sind, überwiegend von asymptomatischen Trägern stammen.

2 Literaturübersicht

2.1 Protozoen

2.1.1 *Giardia* spp.

Giardien gehören dem Stamm der Metamonaden an und sind weltweit verbreitet. Sie können in sechs Arten eingeteilt werden. Die für Säugetiere wichtigsten Arten sind Vertreter der *Giardia duodenalis*-Gruppe. Diese kann wieder in verschiedene Genotyp-Gruppen (Gruppe A-H) unterteilt werden (Deplazes et al. 2021).

Der **Lebenszyklus** von Giardien kann in zwei Stadien unterteilt werden. Das aktive Trophozoi-Stadium und das infektiöse Zysten-Stadium. Die begeißelten Trophozoiten befinden sich im Dünndarm des Wirtes und können sich mittels Zellteilung vermehren und sich im Folgenden enzystieren. Die gebildeten Zysten werden als infektiöse Form ausgeschieden und setzen nach Aufnahme durch einen Wirt wieder sich teilende Trophozoiten frei. Klinische Symptome können durch Anheftung der Trophozoiten an die Darmmukosa hervorgerufen werden (Olson et al. 2002). Während Trophozoiten eine geringe Tenazität in der Umwelt haben, können die Zysten mehrere Monate im Wasser überleben (Beck und Pantchev 2009), welches auch die Hauptquelle für Infektionen darstellt (Giangaspero et al. 2007).

Eine **klinische Symptomatik** tritt besonders bei jungen Tieren auf, während die Infektion bei älteren Tieren meist klinisch inapparent verläuft. Die Symptome sind meist intermittierender, schleimig-fettiger Durchfall, sowie gelegentlich Erbrechen oder Abmagerung (Boch und Supperer 2006).

Aufgrund des bereits erwähnten **zoonotischen Potentials**, spielen Giardien auch beim Menschen eine Rolle. Zwar sind eher Säuglinge und immunkompromittierte Personen von Symptomen wie Durchfall betroffen, im Falle einer klinischen Manifestation können jedoch auch immunkompetente Erwachsene unter den Symptomen leiden (Giangaspero et al. 2007, Beck und Pantchev 2009). Ob von Hunden und Katzen aber wirklich eine Gefahr ausgeht ist bisher noch nicht gänzlich geklärt, da Hunde und Hundartige in den meisten Fällen mit *G. canis* (Gruppe C/D) und Katzen mit *G. felis* (Gruppe F) diagnostiziert werden, die für den Menschen keine Gefahr darstellen. Die für Menschen infektiösen Genotypen sind *G. duodenalis* (Gruppe A) und *G. enterica* (Gruppe B). Zweitere wird bei Hunden kaum diagnostiziert. Gruppe A kommt zwar hin und wieder bei Hunden vor, es ist aber bisher nicht klar, inwieweit dies als

Infektionsquelle für den Menschen gilt (Strube und Mehlhorn 2021).

Die **Diagnose** von Giardien erfolgt anhand von Kotproben mittels mikroskopischen Nachweises im Direktausstrich (bei massivem Befall) oder nach Anreicherung mit Flotationsmethoden. Zudem gibt es die Möglichkeit *Giardia*-Antigen mittels Kopro-Antigen-Test (z.B. ELISA) oder *Giardia*-DNA mittels PCR nachzuweisen. Letzteres bietet zudem die Möglichkeit, anschließend eine Genotypisierung vorzunehmen (ESCCAP 2017).

Eine medikamentöse **Therapie** wird hauptsächlich bei Tieren mit gastrointestinalen Symptomen empfohlen. Neben der Behandlung mit Fenbendazol oder Metronidazol wird angeraten, eine gründliche Reinigung von Flächen, Kissen etc. vorzunehmen, um eine Infektion anderer Tiere oder eine Reinfektion zu verhindern. Aufgrund des hohen Ansteckungsrisikos in Tierheimen, ist hier aber auch eine Behandlung von asymptomatischen Trägern gerechtfertigt. Tierheimen wird zudem empfohlen, das Personal regelmäßig zu schulen, eingehende Tiere und Tiere mit Durchfall auf Giardien zu untersuchen und im positiven Fall in Quarantäne zu setzen (ESCCAP 2017).

2.1.2 *Cryptosporidium* spp.

Kryptosporidien sind weltweit verbreitete Einzeller, die zoonotisches Potential besitzen. Derzeit werden 30 verschiedene Arten beschrieben (Deplazes et al. 2021).

Für Hund und Katze spielen besonders die Arten *Cryptosporidium canis* bzw. *C. felis* eine Rolle, bei beiden Tierarten konnten aber auch fallweise Infektionen mit *C. parvum* beobachtet werden. Letzteres kann aufgrund seiner geringen Wirtsspezifität auch Menschen infizieren, während *C. canis* und *C. felis* in der Regel nur auf stark immunsupprimierte Menschen übertragen werden können (ESCCAP 2018).

Kryptosporidien haben einen homoxenen **Entwicklungszyklus**. Sie bleiben also während ihrer gesamten Entwicklung in einem Wirt (Deplazes et al. 2021). Der Zyklus startet mit der Aufnahme von infektiösen Oozysten aus der Umgebung (meist aus Wasser oder Nahrung (Giangaspero et al. 2007)), aus denen nach Exzystierung Sporozoitien freigesetzt werden. Nach deren Anheftung an die Darmzellen des Wirtes, entstehen über verschiedene Schritte (Trophozoiten, Meront I, Merozoiten I, Meront II, Merozoiten II, Mikro- und Makrogamonten sowie Mikro- und Makrogameten) Zygoten, die nach der Bildung von vier Sporozoitien wieder als infektiöse Oozysten ausgeschieden werden (Florin-Christensen und Schnittger 2017).

Klinische Symptome treten auch bei Kryptosporidien besonders im Welpenalter oder bei im-

munsupprimierten Tieren auf, während adulte, gesunde Tiere meist einen symptomlosen Verlauf zeigen (Boch und Supperer 2006). Symptome können von profusen Durchfällen mit oder ohne Abmagerung oder Schwäche bis hin zu Todesfällen führen (Beck und Pantchev 2009).

Als **Zoonose** spielen hunde- bzw. katzenspezifische Kryptosporidienarten insbesondere eine Rolle bei Menschen, die ein stark geschwächtes Immunsystem haben (z.B. HIV-Positive). Während Gesunde kaum Symptome zeigen und die Infektion meist selbstlimitierend ist, kann es bei diesen Personen zu akuter Diarrhö mit Bauchkrämpfen, Erbrechen, Appetitlosigkeit und Fieber kommen (Chalmers und Katzer 2013).

Der Goldstandard der **Diagnose** von Kryptosporidien ist der Immunofluorescence Antibody Test (IFAT). Ein Befall ist aber auch mittels gefärbter Kotausstriche oder eines Kopro-Antigen-Tests möglich. Eine Differenzierung kann jedoch nur molekularbiologisch geschehen (ESCCAP 2018).

Da es derzeit keine zugelassenen Medikamente für die kanine und die feline Kryptosporidiose gibt, beschränkt sich die **Therapie** meist auf eine symptomatische Behandlung. Wie bei der Giardiose sind neben der Therapie auch Hygienemaßnahmen (Reinigung und Desinfektion) von besonderer Bedeutung (ESCCAP 2017).

2.1.3 *Cystoisospora* spp.

Die Cystosporose (Synonym: Isosporose) ist eine weltweit verbreitete Parasitose, die bei Hund und Katze vorwiegend Jungtiere betrifft (Bowman et al. 2002, Buehl et al. 2006).

Beim Hund werden die Arten *Cystoisospora canis*, *C. ohioensis* und *C. burrowski* unterschieden. *C. ohioensis* und *C. burrowski* werden aufgrund ihrer ähnlichen Größe meist als *C. ohioensis*-Komplex zusammengefasst (Deplazes et al. 2021).

Bei der Katze heißen die beschriebenen Arten *C. felis* und *C. rivolta* (Scorza et al. 2021).

Die genannten Arten haben einen fakultativ heteroxenen **Lebenszyklus**. Die Entwicklung erfolgt also nicht zwangsläufig nur in einem einzigen Wirt, sondern kann auch paratenische Wirte beinhalten. Nach der oralen Aufnahme von sporulierten Oozysten und deren Exzystierung befallen diese die Darmzellen. Es kommt zu einer asexuellen Vermehrung und schließlich zur Bildung unsporulierter Oozysten, welche in der Umwelt sporulieren und somit wieder infektiös sind. Die Aufnahme kann entweder direkt aus der Umwelt geschehen oder aber über einen paratenischen Wirt, dessen Gewebe von ruhenden Stadien (sog. Dormozoit) befallen ist und der vom Endwirt gefressen wird (Boch und Supperer 2006).

Klinische Symptome äußern sich meist in hämorrhagischen oder nicht-hämorrhagischen Durchfällen. In schweren Fällen kann die Cystoisosporose zu Apathie, Kachexie, Fieber oder sogar zum Tod führen (Buehl et al. 2006).

Die bei Karnivoren vorkommenden Arten sind sehr wirtsspezifisch und haben daher keine **zoonotische Bedeutung**.

Die **Diagnose** erfolgt mittels Flotationsmethode (ESCCAP 2018).

Die **Therapie** der Wahl gegen Kokzidien ist Toltrazuril, bzw. bei Mischinfektionen mit Nematoden als Kombinationspräparat mit Emodepsid. Abgesehen von gründlicher Reinigung und Desinfektion ist es sehr wichtig, dass alle gefährdeten Welpen mitbehandelt werden (ESCCAP 2017).

2.2 Zestoden

2.2.1 Dipylidiidae

2.2.1.1 *Dipylidium caninum*

Dipylidium caninum ist ein weltweit verbreiteter Bandwurm, der aufgrund der Form seiner Proglottiden auch als gurkenkernförmiger Bandwurm bezeichnet wird (Deplazes et al. 2021). Hunde und Katzen sind die Endwirte, Menschen können als Fehlwirte befallen werden (Rousseau et al. 2022).

Für die **Entwicklung** von *D. caninum* werden Flöhe oder Läuse als Zwischenwirte benötigt (Labuschagne et al. 2018, CDC 2019). Die vom Endwirt ausgeschiedenen Proglottiden enthalten Eipakete mit jeweils etwa 20 Eiern (Boch und Supperer 2006, Abdullah et al. 2019), welche von Flohlarven aufgenommen werden und sich im Zwischenwirt zu infektiösen Zystizerkoiden weiterentwickeln (Beck und Pantchev 2009). Nach oraler Aufnahme von befallenen Flöhen durch den Endwirt kommt es zur Befestigung im Dünndarm und zur Entwicklung zum adulten Bandwurm (Rousseau et al. 2022).

Oft sind die **Symptome** bei Hund und Katze unspezifisch und zeigen sich erst bei hochgradigem Befall (Strube und Mehlhorn 2021). In schwereren Fällen kann es zu Durchfällen, verzögertem Wachstum und zu starkem Juckreiz in der Analregion kommen (Saini et al. 2016).

Menschen infizieren sich durch die versehentliche Aufnahme befallener Flöhe ihrer Haustiere (Jiang et al. 2017). Betroffen sind besonders Kinder, die im Falle einer Infektion gastrointestinale Symptome, wie Durchfall, Bauchschmerzen, analen Juckreiz oder Defäkationsschmerz

zeigen (Jiang et al. 2017, Portokalidou et al. 2019).

Eine **Diagnose** kann anhand des Nachweises der Eipakete im Kot mittels Flotationsverfahren oder durch Detektion der typischen Reis- oder Gurkenkern-förmigen Proglottiden im Fell oder in der Umgebung gestellt werden (Bowman et al. 2002).

Neben der medikamentösen **Therapie** mit Praziquantel oder Epsiprantel ist die Bekämpfung von Flöhen und Läusen als adäquate Behandlung unumgänglich (Bowman et al. 2002, ESC-CAP 2021).

2.2.2 *Taeniidae*

Die Familie der *Taeniidae* gehört ebenfalls zu den Bandwürmern und beinhaltet verschiedene Arten der Gattungen *Taenia* und *Echinococcus*, die bei Fleischfressern eine große Rolle spielen (Deplazes et al. 2021) und die in einigen Fällen auch wichtige Zoonosen darstellen (Alvarez Rojas et al. 2018). Hier ist besonders die Art *Echinococcus* hervorzuheben (Yin et al. 2023).

Während Taeniiden sich morphologisch und klinisch sehr unterschiedlich darstellen können (Boch und Supperer 2006) haben sie gemeinsam, dass sie für ihren **Lebenszyklus** einen Zwischenwirt für ihre Entwicklung benötigen (Mulinge et al. 2020). Hund und Katze sind in der Regel Endwirte (Taylor et al. 2007), können aber unter Umständen auch zu Fehlwirten werden (Deplazes et al. 2021).

Nach oraler Aufnahme der Eier durch den Zwischenwirt treten die Onkosphären, die L1 Larven, aus diesen aus. Sie werden folgend über die Blutbahn in die betroffenen Organe (z.B. Muskulatur, innere Organe oder zentrales Nervensystem) transportiert, wo sie sich zu infektiösen Metazestoden, den L2 Larven, entwickeln. Diese Metazestoden können je nach Art unterschiedliche Namen haben. Nach oraler Aufnahme der mit Metazestoden infizierten Organe durch den Endwirt, haften diese sich an die Darmwand an, wachsen zu adulten Bandwürmern an und produzieren wiederum Proglottiden, die Eier enthalten (Bowman 2020).

Klinisch verläuft die Infektion mit *Taenia*- oder *Echinococcus*-Arten bei den Endwirten in den meisten Fällen asymptomatisch. Bei den Zwischenwirten kann es hingegen zu schwerwiegenden Symptomen kommen, die in der Regel die von den Metazestoden befallenen Organe betreffen (Ballweber 2001).

Auch der **Mensch** kann zum Fehlwirt einiger Taeniiden-Arten werden und zum Teil ernsthaft erkranken (Bowman 2020).

Taeniiden-Eier können zwar **diagnostisch** mittels koproskopischer Untersuchungen nachge-

wiesen werden, sie sind aber morphologisch nicht voneinander zu unterscheiden. Daher ist der Nachweis von Taeniiden-Eiern zunächst immer als potenzieller Echinokokkus-Befall zu sehen (ESCCAP 2021). Die Arten können mittels PCR oder Koproantigen-ELISA identifiziert werden (Alvarez Rojas et al. 2018).

Als medikamentöse **Therapie** werden Praziquantel oder Epsiprantel verabreicht (ESCCAP 2014).

2.2.2.1 *Taenia* spp.

Es gibt sehr viele verschiedene *Taenia*-Arten, die weltweit verbreitet sind, die sich morphologisch sehr unterschiedlich darstellen und die verschiedene Tierarten sowie den Menschen befallen können. In Europa spielen bei Hunden vor allem die Arten *T. hydatigena*, *T. ovis*, *T. pisiformis* und *T. multiceps* eine Rolle, bei Katzen kommt vorwiegend *T. taeniaeformis* vor (Deplazes et al. 2021). Letztere wird in neueren Studien als *Hydatigera taeniaeformis* bezeichnet und einer eigenen Taeniiden-Art zugeordnet (Nakao et al. 2013).

Die verschiedenen Arten unterscheiden sich nicht nur in den Zwischenwirten, die für die Entwicklung benötigt werden, sondern auch darin, wie die Metazestoden heißen und welche Organe sie befallen. Zudem gibt es große Unterschiede im zoonotischen Potenzial und somit in der Relevanz für den Menschen. Eine Übersicht über die verschiedenen Arten sind in Tabelle 1 zu sehen. **Lebenszyklus, Klinik, Diagnostik** und **Therapie** sind in Kapitel 2.2.2. erklärt.

Art	<i>T. hydatigena</i>	<i>T. ovis</i>	<i>T. pisiformis</i>	<i>T. multiceps</i>	<i>T. taeniaeformis</i>
Haupt- Zwischenwirt	Wiederkäuer und Schweine	kl. Wiederkäuer	Hasenartige	kl. Wiederkäuer	Nagetiere
Hauptort der Metazestoden	Leber und Bauchhöhle	quergestr. Muskulatur	Leber und Bauchhöhle	Gehirn und Rückenmark	Leber
Name der Metazestoden	Cysticercus	Cysticercus	Cysticercus	Coenurus	Cysticercus
Krankheitsbild beim Zwischenwirt	Leber- veränderungen	Muskelschäden	Leber- veränderungen	ZNS- Veränderungen	Leber- veränderungen
Zoonotisches Potenzial	Selten	Nein	Nein	Ja	Ja
Quellen	(Deplazes et al. 2021, Ng-Nguyen et al. 2021)	(Hajipour et al. 2020, Lightowlers et al. 2021)	(Pu et al. 2022)	(Ing et al. 1998, Varcasia et al. 2022)	(Guo und Zheng 2018, Alvi et al. 2021)

Tabelle 1: Übersicht der wichtigsten *Taenia*-Arten bei Hund und Katze in Europa

2.2.2.2 *Echinococcus* spp.

Aufgrund ihres großen zoonotischen Potenzials und ihrer geografischen Verbreitung sind die wichtigsten Vertreter dieser Gattung *E. granulosus* sensu lato (s.l.) und *E. multilocularis* (Jenkins et al. 2005). Die adulten Würmer werden nur einige Millimeter groß und sind somit deutlich kleiner als viele andere Taeniiden (Mihailescu et al. 2020).

***E. granulosus* s.l.** ist ein Artenkomplex, der zehn Genotypen beinhaltet. Die Genotypen G1-G3 werden als *E. granulosus sensu stricto* (s.s.) bezeichnet (Romig et al. 2015). Während fast alle Genotypen Hunde und wilde Hundartige als Endwirte befallen, variieren die Zwischenwirte je nach Genotyp. Die wichtigsten sind allerdings Haussäugetiere und Wildtiere (Strube und Mehlhorn 2021).

Klinische Symptome sind beim Endwirt in der Regel nicht zu sehen. Bei den Zwischenwirten kommt es zur Ausbildung einer zystischen Echinokokkose (CE), besonders in Leber und Lunge; die befallenen Tiere zeigen aber dennoch meist keine Symptome (Deplazes et al. 2021).

Der **Mensch** kann nach Aufnahme infizierter Eier als Fehlwirt von *E. granulosus* befallen werden und kann nach Infektion die sogenannte humane zystische Echinokokkose (CE) entwickeln (Alvarez Rojas et al. 2014), bei der es zur Bildung großer Zysten in den Organen (besonders in der Leber) kommen kann (Beck und Pantchev 2009).

Im Gegensatz zu *E. granulosus* s.l. kann ***E. multilocularis***, auch Fuchsbandwurm genannt, neben Kaniden auch Hauskatzen befallen. Der wichtigste Endwirt von *E. multilocularis* ist allerdings der Fuchs. Die Zwischenwirte sind meist Kleinsäuger, insbesondere Nager, deren Organe (vor allem die Leber) von den Metazestoden befallen sind (Silva et al. 2021).

Es sind einige verschiedene Fehlwirte von *E. multilocularis* bekannt, bei denen es zur Ausbildung einer alveolären Echinokokkose (AE) mit zum Teil schwerwiegenden Symptomen kommt. Neben einigen wildlebenden Säugetierarten spielt die alveoläre Echinokokkose auch für Menschen eine große Rolle. Zudem können Hunde nicht nur als Endwirt für den Fuchsbandwurm fungieren, sondern können auch zu Fehlwirten werden (Deplazes et al. 2021).

Bei Endwirten sind meist keine **klinischen Symptome** zu sehen (Taylor et al. 2007). Infizieren sich Hunde allerdings mit den Eiern und werden zu Fehlwirten, kommt es zu tumorähnlichen Veränderungen der Leber, die mit Aszites und starken Umfangsvermehrungen einhergehen und letztlich zum Tod führen können (Deplazes et al. 2021).

Die **humane** alveoläre Echinokokkose (AE) ist eine der gefährlichsten parasitären Zoonosen und kann tödlich für infizierte Menschen enden (Torgerson et al. 2010).

Die **Diagnostik** und die medikamentöse **Therapie** von Taeniiden sind in Kapitel 2.2.2. erläutert. Neben der Entwurmung ist bei Echinokokken, aufgrund der Infektionsgefahr, die Aufklärung der Besitzer:innen von größter Bedeutung. Zudem sollten infizierte Tiere oder Tiere, die in Kontakt mit Fuchskot gekommen sind, gründlich gebadet werden, um im Fell haftende Eier zu entfernen. Aufgrund des hohen Infektionspotentials der Eier, muss die Entwurmung bei positiven Befunden in Quarantäne stattfinden und der Kot als Sondermüll entsorgt werden (ESCCAP 2014).

2.3 Nematoden

2.3.1 *Ascarididae*

Die *Ascarididae* zählen taxonomisch zur Überfamilie der Spulwürmer und werden als weißliche Nematoden mit einer Länge von bis zu 50cm beschrieben. Bei Hunden und Katzen spielen in Europa die Gattungen *Toxocara* und *Toxascaris* die größte Rolle (Deplazes et al. 2021).

Der **Lebenszyklus** kann entweder auf einem einzigen Wirt vonstatten gehen (*Toxascaris leonina*) oder einen paratenischen Wirt (*Toxocara* spp.) beinhalten (Okoshi und Usui 1968), bei dem es sich meist um Nagetiere handelt (Okulewicz et al. 2012). Die Entwicklungszeit der Larven dauert relativ lange, sodass es von der Ausscheidung der Eier bis zum infektiösen Stadium einige Wochen dauern kann (Ballweber 2001).

Die **Diagnostik** von Spulwürmern erfolgt mittels koproskopischem Einachweis, wobei die Eier von *Toxocara* spp. und *Toxascaris leonina* gut unterschieden werden können (Bowman et al. 2002).

Therapeutisch wird die Entwurmung mit Anthelminthika empfohlen. Neben adulten Tieren sollten auch Welpen und laktierende Muttertiere behandelt werden (ESCCAP 2021).

Es sind verschiedene Wirkstoffklassen für die Therapie von Askaridien geeignet (MSD Veterinary Manual 2022). In Österreich sind zur Behandlung bei Hunden und Katzen Benzimidazole, Makrozyklische Laktone (Avermectine, Milbemycine), Piperazine und Pyrimidine zugelassen (Messner 2020). Je nach Infektionsrisiko sollte die Behandlung gegen Spulwürmer zwischen ein- und zwölfmal jährlich (bestenfalls nach parasitologischer Kotuntersuchung) erfolgen (ESCCAP 2014).

2.3.1.1 *Toxocara canis/cati*

Die Endwirte von *Toxocara canis* sind Kaniden, z.B. Hunde. *T. cati* hingegen befällt Katzen und andere Feliden als Endwirte (Okulewicz et al. 2012).

Zudem zählt die Toxokariosis zu den verbreitetsten, durch Helminthen verursachten, Zoonosen (Ng-Nguyen et al. 2021).

Lebenszyklus. Nach oraler Aufnahme von Eiern (die die infektiöse Drittlarve enthalten) aus der Umgebung oder von befallenen Zwischen-/Stapelwirten, gelangen die infektiösen L3-Larven in den Darm des Endwirtes. Die L3 penetrieren daraufhin die Darmwände und werden über das Blutssystem in die Leber und weiter in die Lunge transportiert (Taylor et al. 2007).

Nachfolgend kann es zu zwei verschiedenen Wanderungen durch den Körper des befallenen Tiers kommen (Kassai 1999).

Bei Jungtieren unter einem Alter von drei Monaten ist besonders der tracheale Wanderweg beschrieben, bei dem Larven aus der Lunge durch die oberen Atemwege wandern, geschluckt werden und schließlich wieder in den Dünndarm gelangen, wo sie sich zu adulten Würmern entwickeln und Eier ablegen (Schnieder et al. 2011).

Bei älteren Tieren hingegen, überwiegt der somatische Wanderweg (Greve 1971). Auch hier wandern die L3 nach Aufnahme in die Lunge, treten aber anschließend durch die Wände der Kapillaren in die Blutgefäße, von wo aus sie schließlich zu verschiedenen Organen transportiert werden (Schnieder et al. 2011). In einigen Organen können sie sich abkapseln und in einem hypobiotischen Zustand jahrelang verbleiben (Ma et al. 2019).

Neben der horizontalen Übertragung können *Toxocara* spp. auch vertikal übertragen werden, wenn das Muttertier infiziert ist. Bei *T. cati* ist bei der vertikalen Übertragung nur eine galaktogene Infektion beschrieben (Coati et al. 2004), *T. canis* kann zudem auch pränatal auf die Welpen übertragen werden (Aydenizöz-Özkayhan et al. 2008).

Klinik. Bei älteren Hunden oder nur mäßigem Befall der Tiere bleibt die Infektion meist symptomlos oder es werden schwache Symptome beobachtet. Bei Welpen mit großer Wurmbürde kann es zum Teil allerdings zu schwerwiegenden Symptomen kommen. Neben starken Durchfällen, Erbrechen, schmerzhaftem Abdomen, Obstipation und anderen gastrointestinalen Symptomen, kann es durch wandernde Larven auch zu Hepatitis oder Atemwegssymptomen kommen (Deplazes et al. 2021).

Der **Mensch** kann sich durch perorale Aufnahme von infektiösen L3 ebenfalls mit *Toxocara*

spp. infizieren. Menschen in Regionen mit einer hohen Zahl an streunenden Tieren sind besonders gefährdet. Das Krankheitsbild der humanen Toxokariosis wird durch wandernde Larven im Körper verursacht, die, je nach Lokalisation, als *Larva migrans visceralis* (VLM) oder als *Larva migrans ocularis* (OLM) bezeichnet wird. Auch eine Neurotoxocarose kann auftreten (MagnaVal et al. 2001).

Die **Diagnostik** und die **Therapie** von Spulwürmern wurden bereits in Kapitel 2.3.1. erwähnt. Bei *Toxocara* spp. ist zudem die vertikale Übertragungsmöglichkeit zu beachten. Welpen sollten daher bereits ab der zweiten (Hund) bzw. ab der dritten (Katze) Lebenswoche entwurmt werden und auch säugende Muttertiere sollten möglichst anthelminthisch abgedeckt werden. Zusätzlich zur Entwurmung sind Hygienemaßnahmen sowie die Aufklärung der Patientenbesitzer:innen von großer Bedeutung, da bei Entwurmung massenhaft infektiöse Eier mit hohem Zoonosepotential ausgeschieden werden (ESCCAP 2021).

2.3.1.2 *Toxascaris leonina*

Toxascaris leonina kann sowohl Hunde als auch Katzen befallen (Okulewicz et al. 2012).

Lebenszyklus. Nach peroraler Aufnahme infektiöser L3 durch den Endwirt gelangen diese in den Dünndarm. Nach Häutung in der Darmwand gelangen die weiterentwickelten Larven wieder ins Lumen, wo sie nach Erreichen der Geschlechtsreife Eier legen, die vom Endwirt ausgeschieden werden (Bowman 2020).

Klinisch verläuft die Infektion mit *T. leonina* meist deutlich harmloser als es bei *Toxocara* spp. der Fall ist (Rostami et al. 2020).

Informationen bzgl. **Diagnostik** und **Therapie** von Spulwürmern s. Kapitel 2.3.1.

2.3.2 *Ancylostomatidae*

Die wichtigsten Vertreter der Familie der *Ancylostomatidae* (Hakenwürmer) sind bei Hunden und Katzen die Gattungen *Ancylostoma* spp. und *Uncinaria* spp. (Bowman et al. 2010).

Der **Lebenszyklus** kann wie bei den Spulwürmern optional einen paratenischen Wirt beinhalten, bei dem es sich auch bei Hakenwürmern meist um Nager handelt (Traversa 2012).

Das **Krankheitsbild** ist bei beiden Gattungen abhängig von der Wurmbürde und vom Alter des Tieres (Jungtiere zeigen meist eher Symptome als ältere). In ernsten Fällen kann es zu starken Durchfällen und Gewichtsverlust kommen (Beck und Pantchev 2009).

Beim **Menschen** können Hakenwürmer das Krankheitsbild einer sogenannten *Larva migrans cutanea* hervorrufen, das durch Hautkontakt mit infektiösen L3 entsteht und zu lokalen Hautreizungen mit oder ohne Eosinophilie führen kann (Bowman et al. 2010).

Die **Diagnose** erfolgt mittels Flotationsverfahren (ESCCAP 2014).

Therapeutisch sind die Tiere mit Benzimidazolen, Makrozyklischen Laktonen oder Pyrimidinen zu entwurmen (Messner 2020, MSD Veterinary Manual 2022) und bei ernstem Krankheitsbild gegebenenfalls zusätzlich symptomatisch zu behandeln (ESCCAP 2021).

2.3.2.1 *Ancylostoma* spp.

In Europa kommen zwei Hauptvertreter dieser Gattung vor. *Ancylostoma caninum* bei Hunden und *A. tubaeforme* bei Katzen (Bowman et al. 2010).

Lebenszyklus. Eine Infektion mit *Ancylostoma* spp. kann über verschiedene Wege ablaufen. Neben der peroralen Aufnahme infektiöser L3-Stadien aus der Umwelt oder über paratenische Wirte, kann es zur perkutanen Infektion kommen (Mittra et al. 1984). Auf allen Wegen gelangen die L3 letztendlich in den Gastrointestinaltrakt (Bowman 2020). Nur ein Teil der Larven bleibt im Dünndarm des Endwirtes, wo diese zu adulten Würmern heranwachsen und Eier produzieren; beim anderen Teil kommt es zu einer somatischen (ältere Tiere) oder zu einer trachealen (jüngere Tiere) Wanderung (Deplazes et al. 2021). Bei ersterer können die L3, wie bei *Toxocara* spp., in einen hypobiotischen Zustand übergehen und lange Zeit im Gewebe überleben (Arasu 2001).

Bei *A. caninum* kann es neben der horizontalen Infektion zudem auch zur Übertragung über die Muttermilch vom Muttertier auf die Hundewelpen kommen (Bowman 2020).

Klinik. Bei der Gattung *Ancylostoma* handelt es sich um blutsaugende Parasiten (Stassens et al. 1996), weshalb es zusätzlich zu den in Kapitel 2.3.2. genannten Symptomen auch zu Anämie (Hotez et al. 1985) und Proteinverlust bis hin zum Versterben des Tieres kommen kann (Deplazes et al. 2021).

Diagnostik und **Therapie** wurden bereits in Kapitel 2.3.2. beschrieben.

2.3.2.2 *Uncinaria stenocephala*

Uncinaria stenocephala kommt hauptsächlich bei Hunden vor, kann aber in seltenen Fällen auch Katzen infizieren (Bowman et al. 2002).

Lebenszyklus. Die Tiere infizieren sich mit *U. stenocephala* hauptsächlich durch perorale Aufnahme der L3 aus der Umwelt oder über Stapelwirte (Štrkolcová et al. 2022). Eine Infektion über die Haut und somatische Wanderungen spielen hier einer eher untergeordnete Rolle (Kassai 1999). Die aufgenommenen Larven gelangen in den Darm des Wirtes und entwickeln sich weiter bis zur Geschlechtsreife, um Eier zu legen (Boch und Supperer 2006).

Klinik, Diagnostik und Therapie wurden bereits in Kapitel 2.3.2. beschrieben.

2.3.3 *Trichuridae*

2.3.3.1 *Trichuris* spp.

Der wichtigste Vertreter der Gattung *Trichuris* (Peitschenwürmer) beim Hund ist *T. vulpis* (Traversa 2011). Selten kann es auch bei Katzen zu einer Infektion mit Peitschenwürmern kommen; dabei wurden die Arten *T. serrata*, *T. campanula* und *T. felis* nachgewiesen (Kelly 1973).

Der **Entwicklungszyklus** von *Trichuris* spp. ist direkt, er läuft also ohne Zwischen- oder Stapelwirte ab (Bundy und Cooper 1989). Nach peroraler Aufnahme von infektiösen L1-Stadien, die sich zuvor in mehreren Wochen im Ei entwickeln (Beer 1973), gelangen die Larven in den Dickdarm des Wirtes, wo sie in die Schleimhaut eindringen (Klementowicz et al. 2012). Aufgrund des stetigen Wachstums der Parasiten kommt es zum Durchtritt des Hinterkörpers in das Darmlumen, sodass nach Erreichen der Geschlechtsreife die Parasiteneier beim Kotabsatz des Wirtes ausgeschieden werden (Bundy und Cooper 1989).

Klinik. Bei starkem Befall kann es zu hämorrhagischen Enteritiden kommen (Venco et al. 2011). Da es sich um blutsaugende Parasiten handelt, kann es zudem zu Anämien und Proteinverlust kommen (Mohan et al. 2022).

Die **Diagnostik** erfolgt in der Regel mittels Flotationsverfahren (Mohan et al. 2022). Mikroskopisch zeigen die Eier eine typische Zitronenform (Venco et al. 2011).

Therapie. Neben der Verabreichung von Anthelminthika (Benzimidazole oder Makrozyklische Laktone (Messner 2020, MSD Veterinary Manual 2022)) sind Hygienemaßnahmen sehr wichtig, da die infektiösen Eier in der Umgebung sehr langlebig sind (ESCCAP 2014).

Ob **Menschen** sich ebenfalls mit *T. vulpis* infizieren können, ist fraglich (Dunn et al. 2002).

2.3.3.2 *Capillaria* spp.

Innerhalb der Gattung *Capillaria* (Haarwürmer) gibt es mehrere Arten, die Hauskarnivoren befallen können. *C. putorii* kann den Magen oder den Dünndarm von Katzen befallen (Collins und Charleston 1972). *C. aerophila* kann bei Hund und Katze vorkommen und sitzt in den Atemwegen der betroffenen Tiere (Traversa et al. 2011); auch *C. boehmi* befällt die Atemwege, kommt aber nur bei Kaniden vor (Magi et al. 2012). *C. plica* befällt die Harnblase und kann ebenso bei beiden Tierarten nachgewiesen werden (Callegari et al. 2010, Rossi et al. 2011). In seltenen Fällen können sich Hunde und Katzen auch mit der in der Leber lebenden Art *C. hepatica* infizieren (Fuehrer 2014).

Der **Entwicklungszyklus** ist bei einigen Arten noch unbekannt (Conboy 2009). Er kann, je nach Art, entweder direkt oder indirekt mit Regenwürmern als Zwischenwirte ablaufen (Veronesi et al. 2013, Knaus et al. 2015). Nach Aufnahme der infektiösen L1 gelangen die Larven in den Darm und wandern nachfolgend über Lymph- und Blutgefäße in das jeweilige Zielorgan (Traversa et al. 2011, Basso et al. 2014).

Die **Klinik** richtet sich weitestgehend nach den von den Parasiten befallenen Organsystemen (Petersen et al. 2018) und auch **diagnostisch** kann Material der befallenen Organe verwendet werden (z.B. Nachweis von Eiern im Harnsediment bei *C. plica*) (Basso et al. 2014). Bei *C. putorii*, *C. aerophila* und *C. boehmi* können Eier zudem koproskopisch nachgewiesen werden (Deplazes et al. 2021).

Zur medikamentösen **Therapie** werden unter anderem verschiedene makrozyklische Laktone als wirksam beschrieben (Evinger et al. 1985, Callegari et al. 2010, Traversa et al. 2012).

Zoonotische Bedeutung. Einige *Capillaria*-Arten können auch den Menschen befallen. Dabei hat in der Humanmedizin von den oben genannten Arten *C. hepatica* die größte Relevanz (Ewing und Tilden 1956, Traversa et al. 2011).

2.3.4 *Strongyloididae*

2.3.4.1 *Strongyloides stercoralis*

Hunde können sich in Europa mit *Strongyloides stercoralis* infizieren; die natürliche Übertragung von *S. stercoralis* auf Katzen ist noch nicht wissenschaftlich erwiesen (Thamsborg et al. 2017).

Lebenszyklus. Im Darm der Wirte befinden sich nur weibliche Parasiten, die Eier ausscheiden, ohne eine Befruchtung zu benötigen. Nach der Ausscheidung von L1 mit dem Kot, gibt es zwei Möglichkeiten. Entweder die Larven entwickeln sich weiter zum infektiösen L3 Stadium (homogene Entwicklung) oder es entsteht eine freilebende Population männlicher und weiblicher Adulter, welche Eier ablegen. Aus diesen entsteht eine Generation weiblicher Larven (heterogene Entwicklung). (Viney 2007). Diese können entweder perkutan oder peroral in Wirte eindringen und dort tracheal oder somatisch wandern (Unterköfler et al. 2022). Zudem kann es zu Autoinfektionen kommen (Ericsson et al. 2001) und beim Hund wird auch eine transmammäre Übertragung beschrieben (Shoop et al. 2002).

Klinik. An den Eintrittsstellen der Larven kann es nach perkutaner Infektion zu lokalen Hautreizungen kommen. Bei Jungtieren können zudem unter Umständen Durchfälle und Wachstumsstörungen entstehen (Unterköfler et al. 2022).

Da, wie schon erwähnt, bei *S. stercoralis* L1 ausgeschieden werden, kann die **Diagnose** nicht in der Flotation erfolgen. Stattdessen können die Larven mittels Trichter-Auswanderverfahren oder Koprokultur nachgewiesen werden (Knopp et al. 2014). Zudem gibt es die Möglichkeit Antikörper oder DNA nachzuweisen (Ericsson et al. 2001, Verweij et al. 2009).

Die **Therapie** kann herausfordernd sein. Die besten Erfolge wurden mit makrozyklischen Laktonen erzielt (Unterköfler et al. 2022).

Auch **Menschen** können sich mit *Strongyloides* spp. infizieren. Neben dermatologischen Symptomen, aufgrund einer *Larva migrans cutanea*, kann es bei immunsupprimierten Menschen durch *S. stercoralis* zu schwerwiegenden Krankheitsverläufen kommen (Keiser und Nutman 2004).

2.3.5 Lungen-/Herzwürmer

Im Folgenden werden die relevantesten Lungen- und Herzwürmer von Hunden und Katzen in Mitteleuropa vorgestellt. Bei Hunden sind diese der Herzwurm *Angiostrongylus vasorum* und der Lungenwurm *Crenosoma vulpis* (Conboy 2004); bei Katzen kann der Lungenwurm *Aelurostrongylus abstrusus* vorkommen (Taubert et al. 2009).

Alle drei benötigen für ihren **Entwicklungszyklus** Schnecken als Zwischenwirte (Ash 1970, Conboy 2004).

Diagnostik. Die Larven von *A. vasorum*, *A. abstrusus* und *C. vulpis* werden im Kot mittels Auswanderverfahren nachgewiesen. Ebenfalls möglich sind die Untersuchung von Bronchial-

sekret sowie bei einigen Arten der Nachweis von Antigen, Antikörpern oder DNA (Barutzki und Schaper 2009, 2013, Jefferies et al. 2009).

Therapeutisch können makrozyklische Laktone oder Benzimidazole eingesetzt werden. Bei schwerwiegender Symptomatik kann zusätzlich eine unterstützende Behandlung (z.B. mit Antibiotika oder Glukokortikoiden) von Nöten sein (ESCCAP 2021).

2.3.5.1 *Angiostrongylus vasorum*

Lebenszyklus. Die adulten *A. vasorum*-Würmer leben in der Lungenarterie und im rechten Herzen von Hunden, welche die Endwirte darstellen (Schnyder et al. 2010). Die Würmer legen Eier, welche zur Lunge transportiert werden und sich zu L1 entwickeln. Über die oberen Atemwege gelangen sie in den Pharynx, werden geschluckt und mit dem Kot ausgeschieden (Barçante et al. 2003). Im Zwischenwirt häuten sich die Larven zu infektiösen L3, welche, nach Aufnahme durch den Endwirt, dessen Darmwand perforieren und sich wiederum im Herz bzw. in der Pulmonalarterie zu Adulten entwickeln (Guilhon und Cens 1973). Zusätzlich zu den Zwischenwirten, kann es bei *A. vasorum* paratenische Wirte (wie z.B. Amphibien) geben (Bolt et al. 1993).

Eine Infektion kann **klinisch** unauffällig bleiben, in einigen Fällen können aber auch schwere Herz- und Atemwegsprobleme beobachtet werden (Cury et al. 2002).

Die **Diagnose** und die **Therapie** von Herz- und Lungenwürmern wurden bereits in Kapitel 2.3.5. beschrieben.

2.3.5.2 *Aelurostrongylus abstrusus*

Lebenszyklus. Die Adulten leben in der Lunge von Katzen, welche als Endwirte von *A. abstrusus* beschrieben werden. Aus den abgelegten Eiern schlüpfen L1, welche, wie bei *A. vasorum*, in den Gastrointestinaltrakt wandern und fäkal ausgeschieden werden (Traversa et al. 2008). Auch bei *A. abstrusus* können Stapelwirte in den Lebenszyklus eingebunden sein (Grandi et al. 2005). Die Katze infiziert sich, indem sie Zwischen- oder Stapelwirte frisst (Bowman et al. 2002).

Klinik. Die Krankheit kann subklinisch verlaufen, leichte respiratorische Symptome hervorrufen oder sogar zum Tod der Tiere führen (Giannelli et al. 2014).

Informationen zu **Diagnostik** und **Therapie** sind in Kapitel 2.3.5. zu finden.

2.3.5.3 *Crenosoma vulpis*

Der **Entwicklungszyklus** von *C. vulpis* entspricht größtenteils dem von *A. vasorum*. Die Adulten befinden sich bei dieser Art aber in den Bronchien, Bronchiolen und in der Trachea (Segeritz et al. 2022).

Klinisch kann es, durch Bronchitis und interstitielle Pneumonie (Stockdale und Hulland 1970), zu Störungen des Respirationstraktes kommen (Nevárez et al. 2005).

Diagnostik- und **Therapieoptionen** s. Kapitel 2.3.5.

2.4 Untersuchungsmethoden

2.4.1 Flotationsverfahren

Prinzip. Das Flotationsverfahren dient dem Nachweis verschiedener Parasitenstadien (Eier, Zysten oder Oozysten) im Kot. Der Kot wird mit einer Flotationslösung mit hoher Dichte vermischt. Die weniger dichten Parasitenstadien sammeln sich nach der Flotation auf der Oberfläche der Suspension und können auf einen Objektträger übertragen werden (Deplazes et al. 2008). Da einige Parasiten nur unregelmäßig ausgeschieden werden, sollte möglichst Sammelkot von drei aufeinanderfolgenden Tagen verwendet werden, um die Sensitivität der Untersuchung zu erhöhen (ESCCAP 2022).

Genauigkeit. Die Genauigkeit des Flotationsverfahrens ist sehr vom verwendeten Material abhängig. Bei Hunden kann es durch Koprophagie zudem zu falsch positiven Ergebnissen kommen. Bei angemessenen Voraussetzungen (z.B. adäquate Laborausstattung und korrekt angewandte Methoden) stellt die Flotation eine gute Untersuchungsmethode dar (Mekaru et al. 2007, Colombo et al. 2022).

2.4.2 Auswanderverfahren nach Baermann-Wetzel

Prinzip. Das Auswanderverfahren dient dem Nachweis von lebenden Nematodenlarven. Diese wandern aus dem Kot im Wasser der Schwerkraft folgend nach unten und reichern sich im unteren Teil eines Trichters an (Deplazes et al. 2008).

Genauigkeit. Auch wenn die Genauigkeit sehr abhängig von der Dichte und dem Aktivitätsgrad der Larven ist (Deplazes et al. 2008), zählt das Auswanderverfahren nach Baermann-Wetzel noch immer zu den sensitivsten Methoden zum Nachweis von Lungenwurm- oder *Strongyloides stercoralis*-Infektionen (Knopp et al. 2014, Colombo et al. 2022, Unterköfler et al. 2022).

2.4.3 Giardien-/Kryptosporidien-Antigen-Schnelltest

Prinzip. Spezifisches Parasiten-Antigen kann auf verschiedenen Wegen nachgewiesen werden. Als Schnelltests werden vor allem sogenannte Lateral Flow Assays oder SNAP-Tests verwendet. Die Tests funktionieren auf dem Prinzip, dass die parasitären Antigene an im Test enthaltene und markierte spezifische Antikörper binden. Bei Vorhandensein von Antigen binden die Antigen-Antikörper-Komplexe an befestigte Antikörper und es kommt zum Farbumschlag im Probenfeld (Koczula und Gallotta 2016, IDEXX Laboratories, Inc. 2021).

Genauigkeit. Die Genauigkeit der Antigen-Tests hängt vom Hersteller und von den nachzuweisenden Parasiten ab.

2.4.4 Quantitative Verfahren

2.4.4.1 Modifiziertes McMaster-Zählverfahren

Prinzip. Durch Flotation sammeln sich die in der angefertigten Kotsuspension enthaltenen Parasitenstadien an der Oberfläche einer speziellen Kammer. Die auf der Kammer markierten Flächen ermöglichen das Zählen der Parasitenstadien unter dem Mikroskop (Deplazes et al. 2008).

Durchführung. 4 g Kot werden mit 30 ml Flotationslösung vermischt und durch ein Sieb in ein Becherglas gefüllt, welches mit weiterer Flotationslösung auf 60 ml aufgefüllt wird. Während kontinuierlichen Rührens, werden mit einer Pipette beide Abteilungen der Kammer mit der Suspension luftblasenfrei gefüllt (ESCCAP 2022).

Interpretation. Nach 5 – 10 Minuten sind die Parasitenstadien flotiert und können unter dem Mikroskop gezählt werden. Über eine vorgegebene Formel kann dann errechnet werden, wie viele parasitischen Elemente sich in 1 g Kot befinden (ESCCAP 2022).

Genauigkeit. Im Gegensatz zu vergleichbaren Methoden, hat das McMaster-Zählverfahren bei der Untersuchung von Hunde- und Katzenkotproben eine recht niedrige Sensitivität und wird daher nur sehr selten bei Kleintieren verwendet (Cringoli et al. 2011, 2017).

2.4.4.2 FLOTAC®

Prinzip. Bei der FLOTAC®-Technik handelt es sich um eine quantitative Koproscopiemethode, die eine höhere Sensitivität als vergleichbare Methoden aufweist (Utzinger et al. 2008).

Durchführung. Die gesammelte Kotprobe wird zunächst in einem Verhältnis von 1:10 mit Wasser vermischt und dann durch ein Sieb gefiltert. 11 ml der Flüssigkeit werden in ein Reagenzglas gefüllt, für 3 Minuten bei $170 \times g$ bei Raumtemperatur zentrifugiert und der Überstand wird abgegossen. Das Röhrchen wird mit der gewünschten Flotationslösung wieder auf 11 ml gefüllt und das Sediment mit der Flotationslösung gut vermischt. Die gewonnene Suspension wird in die beiden Kammern des Apparates (Fassungsvermögen jeweils 1 ml) gefüllt und in diesem 5 Minuten bei $120 \times g$ zentrifugiert. Nach 90° -Drehung (Translation) des Schlüssels kann die Probe unter dem Mikroskop untersucht werden (Cringoli et al. 2010).

Interpretation. Bei der oben beschriebenen Standardmethode beträgt der Multiplikationsfaktor 1. Die gezählte Anzahl der parasitischen Elemente in beiden Zählkammern wird demnach mit 1 multipliziert, um die Zahl der parasitischen Elemente pro Gramm zu erhalten. (Cringoli et al. 2010).

Genauigkeit. In mehreren Studien hat die FLOTAC® Technik eine höhere Sensitivität aufgewiesen als vergleichbare Untersuchungsmethoden (Knopp et al. 2009a, 2009b, 2014).

2.4.4.3 Mini-FLOTAC

Prinzip. Die Mini-FLOTAC-Technik ist eine vereinfachte Form der FLOTAC®-Technik. Zusätzlich zu dem weniger komplizierten Apparat (Mini-FLOTAC Kit) wurde der Fill-FLOTAC entwickelt, mit dem eine einfachere und sicherere Probenaufbereitung möglich ist. Ein großer Vorteil besteht zudem darin, dass eine Zentrifuge bei dieser Methode nicht notwendig ist (Maurelli et al. 2014).

Durchführung. Für die Untersuchung frischen Kotes werden 2 g Kot mit 18 ml Flotationslösung im Fill-FLOTAC vermischt, was eine Probenverdünnung von 1:10 ergibt.

Für die Untersuchung fixierter Kotproben, werden zunächst 2 g Kot mit 2 ml 5%iger Formalinlösung vermischt. Die Proben können daraufhin für bis zu einen Monat gelagert werden. Vor der Untersuchung wird der Fill-FLOTAC auf 20 ml mit der Flotationslösung gefüllt und wieder gut vermischt. Dadurch ergibt sich wiederum eine Probenverdünnung von 1:10.

Die beiden Kammern des Mini-FLOTACS (Fassungsvermögen jeweils 1 ml) werden mit dem Inhalt des Fill-FLOTACS gefüllt. Nach einer Wartezeit von 10 Minuten kann die Translation und die Untersuchung unter dem Mikroskop erfolgen (Cringoli et al. 2017).

Interpretation. Der Multiplikationsfaktor liegt beim Mini-FLOTAC bei 5. Die gezählte Anzahl der

parasitischen Elemente in beiden Zählkammern wird demnach mit 5 multipliziert, um die Zahl der parasitischen Elemente pro Gramm zu erhalten (Maurelli et al. 2014).

Genauigkeit. Die Genauigkeit der Mini-FLOTAC-Technik ist im Vergleich mit anderen Methoden höher, ist aber niedriger als bei der FLOTAC®-Technik. Dennoch stellt sie eine gute und unkomplizierte Alternative dar (Maurelli et al. 2014, Lima et al. 2015).

2.4.5 Künstliche Intelligenz (KI)-Techniken

2.4.5.1 Kubic FLOTAC microscope (KFM)

Prinzip. Das Kubic FLOTAC microscope (KFM) ist ein tragbares, kompaktes Mikroskop, mit dem FLOTAC- und Mini-FLOTAC-Platten ausgelesen werden können. (Cringoli et al. 2021).

Durchführung. Die gefüllten FLOTAC- bzw. Mini-FLOTAC-Platten werden in das Gerät gelegt und eingelesen. Auf verschiedenen Wegen können die angefertigten Bilder auf dem Endgerät empfangen und beurteilt werden. In der Zukunft soll es zudem die Möglichkeit geben, die Proben mit artifizieller Intelligenz zu untersuchen und somit menschliche Fehlerquellen zu reduzieren (Cringoli et al. 2021).

Interpretation. Die aufgenommenen Bilder können genauso wie bei der Betrachtung im Lichtmikroskop beurteilt werden (Cringoli et al. 2021).

Genauigkeit. Es wurden keine signifikanten Unterschiede zwischen den Ergebnissen der Eizählung mittels Lichtmikroskop und KFM gefunden (Cringoli et al. 2021).

2.4.5.2 VETSCAN IMAGYST

Prinzip. Der VETSCAN IMAGYST ist ein Gerät, mit dem eine einfachere und systematisierte Untersuchung von Kotproben von Hunden und Katzen möglich ist. Das VETSCAN IMAGYST System besteht aus drei Hauptkomponenten: einem Kit zur Probenaufbereitung, einem digitalen Scanner und einer Analysesoftware mit deep learning Funktion. Mit dem VETSCAN IMAGYST ist auch eine quantitative Auswertung der Proben möglich (Nagamori et al. 2020).

Durchführung. Nach der Probenaufbereitung mit dem zugehörigen Kit wird der Objektträger auf dem Scanner platziert und durch Klicken auf der Computerapp der Scanvorgang gestartet (Anwendung von VETSCAN IMAGYSTTM 2021).

Interpretation. Das Ergebnis des Scanvorganges erscheint auf dem Computer und kann von Anwender bzw. Anwenderin kontrolliert werden (Nagamori et al. 2021).

Genauigkeit. Sowohl das Aufbereitungs-kit als auch der Scanner haben im Vergleich mit Standard-Untersuchungsmethoden bzw. Untersuchung mittels Lichtmikroskop sehr ähnliche Ergebnisse gezeigt (Nagamori et al. 2020, 2021).

2.5 Prävalenzen in Europa

Es gibt regionale Unterschiede in der Prävalenz von Endoparasiten bei Hunden und Katzen. Eine Übersicht über die Prävalenzen in verschiedenen Europäischen Ländern ist in den Tabelle 2 bis 5 zu sehen. Dabei ist zu beachten, dass sich die Populationszusammensetzungen in den einzelnen Studien unterscheiden. Während einige Studien beispielsweise Tiere aus Haushalten untersuchten, wurden in anderen Studien eher streunende Tiere oder Tiere aus dem Tierheim untersucht.

Grundsätzlich kann festgehalten werden, dass Tiere aus dem Tierheim bzw. streunende Tiere häufiger von Endoparasiten befallen sind als Tiere, die in menschlicher Obhut leben (Borecka 2005, Claerebout et al. 2009, Scaramozzino et al. 2018, Zottler et al. 2019, Ilić et al. 2021).

2.5.1 Hunde

Es wurde jeweils der Mittelwert der Prävalenzen aus den verschiedenen Studien ermittelt. Die einzelnen Ergebnisse der Studien sind Tabelle 2 bzw. Tabelle 3 zu entnehmen.

Die durchschnittliche Gesamtprävalenz von Endoparasiten bei den verwendeten Studien liegt bei 33%. Der am häufigsten nachgewiesene Parasit ist *Giardia* spp. mit einer durchschnittlichen Prävalenz von 18%. Der häufigste Nematode ist mit 11% *T. canis*. Weitere nachgewiesene Parasiten in Europa sind Hakenwürmer (8,3%), *Cystoisospora* spp. (7,9%), *T. vulpis* (7,8%), *Cryptosporidium* spp. (3,5%), *Capillaria* spp. (2,6%), Lungenwürmer (2,1%), *T. leonina* (1,7%), *Taeniidae* (0,8%), *Dipylidium* spp. (0,7%) und *Strongyloides* spp. (0,5%).

Zudem wurden drei Studien herangezogen, die die Prävalenz von Endoparasiten in Österreich über den Zeitraum von 1996 bis 2017 widerspiegeln.

Auffällig ist, dass die Prävalenz von *T. canis* über die Jahre deutlich abgenommen hat. In den Jahren 1996 bis 2004 lag die Prävalenz bei 19,3% (Arnold et al. 2004), 2004 bis 2014 bei 5,5% (Hinney et al. 2015) und 2016 bis 2017 nur noch bei 0,6% (Hinney et al. 2017). In der Studie von Hinney et al. (2017) ist zudem auffällig, dass wider Erwarten nicht *T. canis*, sondern *T. vulpis* mit 3,9% der häufigste Nematode war (Hinney et al. 2017).

2.5.2 Katzen

Auch bei den Katzen wurde jeweils der Mittelwert der verwendeten Literatur errechnet. Die einzelnen Ergebnisse der Studien sind Tabelle 4 bzw. Tabelle 5 zu entnehmen.

Die Gesamtprävalenz von Endoparasiten liegt hier im Schnitt bei 34%. Der am häufigsten nachgewiesene Parasit ist *T. cati* (19%), gefolgt von *Giardia* spp. (13%) und *Cystoisospora* spp. (10%). Weitere nachgewiesene Parasiten sind *Cryptosporidium* spp. (5,1%), *Taeniidae* (4,9%), Lungenwürmer (4,5%), *Capillaria* spp. (4%), Hakenwürmer (2,5%), *Dipylidium* spp. (1,1%), *Strongyloides* spp. (0,4%) und *T. leonina* (0,1%).

Land	Untersuchungsjahr	Anzahl Proben = n	Population	Endoparasiten (%)	Askariden (%)	<i>T. canis</i> (%)	<i>T. leonina</i> (%)	Hakenwürmer (%)	<i>T. vulpis</i> (%)	<i>Capillaria</i> spp. (%)	<i>Strongyloides</i> spp. (%)	<i>Taeniidae</i> (%)	<i>Dipylidium</i> spp. (%)	Lungenwürmer (%)	<i>Giardia</i> spp. (%)	<i>Cystospora</i> spp. (%)	<i>Cryptosporidium</i> spp. (%)	Quelle
Westeuropa	2021	2469	Haushalte	22,8	3,6	k.A.	k.A.	3,2	2,3	k.A.	k.A.	k.A.	k.A.	k.A.	17,3	k.A.	k.A.	(Drake et al. 2022)
Belgien	2004 - 2007	451	Haushalte	20,4	4,6	4,4	0,2	0,7	1,6	k.A.	0,0	0,2	0,0	k.A.	9,3	2,0	0,0	(Claerebout et al. 2009)
Belgien	2004 - 2007	357	Zucht-zwinger	63,0	28,8	26,3	2,5	0,3	6,4	k.A.	0,3	0,0	0,0	k.A.	43,9	26,3	0,0	(Claerebout et al. 2009)
Belgien	2017	168	Haushalte	k.A.	6,0	6,0	0,0	0,6	1,8	k.A.	k.A.	1,8	0,6	k.A.	k.A.	k.A.	k.A.	(Lempereur et al. 2020)
Bulgarien	2016 - 2017	172	Haushalte (Outdoor)	64,5	8,1	6,4	1,7	54,1	15,1	11,0	k.A.	1,2	k.A.	k.A.	k.A.	4,1	k.A.	(Iliev et al. 2020)
Deutschland	1999 - 2001	8428	retro-spektiv	32,2	24,2	22,4	1,8	8,6	4,0	2,3	k.A.	1,2	0,4	1,2	51,6	22,3	k.A.	(Barutski u. Schaper 2003)
Deutschland	2003 - 2010	24677	retro-spektiv	30,4	6,7	6,1	0,6	2,2	1,2	1,3	k.A.	0,4	10,1	0,9	18,6	5,6	k.A.	(Barutski u. Schaper 2011)
Deutschland	2012	445	Tierheim- und Straßenhunde	9,4	4,4	4,0	0,4	0,9	k.A.	k.A.	k.A.	k.A.	k.A.	k.A.	11,4	k.A.	k.A.	(Becker et al. 2012)
Deutschland	2020 - 2022	386	junge Hunde	41,2	6,5	6,0	0,5	0,3	0,3	0,3	k.A.	0,8	k.A.	k.A.	29	7,3	9,1	(Murnik et al. 2023)
Estland	2013 - 2014	657	anonyme Proben	9,8	3,4	3,4	k.A.	3,5	k.A.	0,3	k.A.	0,5	k.A.	k.A.	2,1	k.A.	k.A.	(Tull et al. 2020)
Frankreich	2017 - 2018	414	Haushalte	15,2	8,5	8,5	0,0	6,0	2,7	0,5	0,2	0,0	0,5	0,7	k.A.	k.A.	k.A.	(Bourgoin et al. 2022)
Griechenland	2011 - 2015	278	Tierheim	62,9	18,3	12,2	6,1	9,7	k.A.	0,7	k.A.	k.A.	k.A.	k.A.	54,3	7,6	14,7	(Kostopoulou et al. 2017)
Griechenland	2011 - 2015	529	Haushalte	23,8	6,0	5,1	0,9	5,3	k.A.	1,9	k.A.	k.A.	k.A.	k.A.	12,9	2,5	1,9	(Kostopoulou et al. 2017)
Irland	2016 - 2019	789	Tierheim	k.A.	23,2	k.A.	k.A.	5,3	0,1	k.A.	k.A.	k.A.	k.A.	k.A.	26,0	k.A.	k.A.	(de Waal et al. 2023)

Tabelle 2: Prävalenzen von Endoparasiten bei Hunden in Europa

Land	Untersuchungsjahr	Anzahl Proben = n	Population	Endoparasiten (%)	Askaridien (%)	<i>T. canis</i> (%)	<i>T. leonina</i> (%)	Hakenwürmer (%)	<i>T. vulpis</i> (%)	<i>Capillaria</i> spp. (%)	<i>Strongyloides</i> spp. (%)	<i>Taeniidae</i> (%)	<i>Dipylidium</i> spp. (%)	Lungenwürmer (%)	<i>Giardia</i> spp. (%)	<i>Cystospora</i> spp. (%)	<i>Cryptosporidium</i> spp. (%)	Quelle
Irland	2016 - 2017	627	Straßenhunde	25,8	15,5	13,4	2,1	4,9	0,2	k.A.	k.A.	0,0	k.A.	0,6	6,0	3,3	0,2	(Garcia-Campos et al. 2019)
Italien	2008 - 2010	239	Haushalte	31,0	14,7	13,0	1,7	3,3	3,3	k.A.	0,8	0,4	1,3	0,4	3,8	7,5	k.A.	(Riggio et al. 2013)
Italien	2006 - 2012	1619	Tierheim (Diagnostik)	35,3	5,2	5,0	0,2	12,4	13,6	k.A.	k.A.	0,0	0,1	k.A.	6,4	2,7	k.A.	(Scaramozzino et al. 2018)
Italien	2006 - 2012	1156	Haushalte (Diagnostik)	28,4	9,8	9,3	0,5	5,8	4,8	k.A.	k.A.	0,3	0,1	k.A.	7,8	5,3	k.A.	(Scaramozzino et al. 2018)
Italien	2015 - 2020	1083	Haushalte	25,7	8,9	8,9	k.A.	8,9	k.A.	k.A.	k.A.	0,6	0,8	k.A.	k.A.	k.A.	k.A.	(Morelli et al. 2022)
Niederlande	2017	71	Haushalte	k.A.	2,8	1,4	1,4	1,4	0,0	k.A.	k.A.	0,0	0,0	k.A.	k.A.	k.A.	k.A.	(Lempereur et al. 2020)
Österreich (Wien)	1996 - 2003	3106	retrospektiv (Diagnostik)	14,0	23,4	19,3	4,1	2,1	9,2	k.A.	k.A.	0,5	1,6	k.A.	5,0	4,8	k.A.	(Arnold et al. 2004)
Österreich	2004 - 2014	8715	retrospektiv (Diagnostik)	k.A.	6,1	5,5	0,6	0,8	1,8	k.A.	k.A.	0,1	0,1	k.A.	13,5	7,2	k.A.	(Hinney et al. 2015)
Österreich (Wien)	2016 - 2017	1001	anonyme Proben	6,0	0,6	0,6	k.A.	1,8	3,9	k.A.	k.A.	0,1	k.A.	0,0	5,1	0,8	k.A.	(Hinney et al. 2017)
Serbien	2017 - 2018	1267	Tierheim	58,3	21,9	18,5	3,4	15,4	7,7	k.A.	k.A.	1,0	4,3	k.A.	k.A.	8,0	k.A.	(Ilic et al. 2021)
Slovakei	2018 - 2019	257	Tierarztpraxen	23,0	8,2	7,4	0,8	4,3	1,2	4,3	1,2	k.A.	k.A.	0,8	20,2	9,3	k.A.	(Šmígová et al. 2021)
Spanien	2013	233	Straßen- und Farmhunde	63,5	18,9	11,6	7,3	35,6	35,2	k.A.	k.A.	3,0	k.A.	k.A.	3,0	5,1	0,0	(Regidor-Cerrillo et al. 2020)
Spanien	2019 - 2021	365	Tierheim	k.A.	28,8	27,7	1,1	31,2	26,6	k.A.	k.A.	1,9	k.A.	12,4	27,1	14,8	1,9	(Remesar et al. 2022)
Ungarn	1994 - 1998	490	versch. Haltungsfarmen	50	28,3	27,2	1,1	10,6	21,9	3,7	k.A.	2,6	0,7	k.A.	k.A.	3,5	k.A.	(Fok et al. 2001)

Tabelle 3: Fortsetzung: Prävalenzen von Endoparasiten bei Hunden in Europa

Land	Untersuchungsjahr	Anzahl Proben = n	Population	Endoparasiten (%)	Askariden (%)	<i>T. cati</i> (%)	<i>T. leonina</i> (%)	Hakenwürmer (%)	<i>Capillaria</i> spp. (%)	<i>Strongyloides</i> spp. (%)	<i>Taeniidae</i> (%)	<i>Dipylidium</i> spp. (%)	Lungenwürmer (%)	<i>Giardia</i> spp. (%)	<i>Cystoisospora</i> spp. (%)	<i>Cryptosporidium</i> spp. (%)	Quelle
Europa	2012 - 2013	1519	Haushalte	35,1	20,0	19,7	0,3	1,4	1,1	k.A.	1,3	3,0	4,1	3,2	9,7	k.A.	(Beugnet et al. 2014)
Europa	2015 - 2016	1990	Tierklinik	30,8	16,5	k.A.	k.A.	4,5	k.A.	0,8	1,1	0,3	10,6	0,7	6,5	k.A.	(Giannelli et al. 2017)
Deutschland	1999 - 2003	3167	retrospektiv	24,3	26,2	26,2	k.A.	0,3	7,0	k.A.	2,6	0,1	2,7	51,6	21,9	k.A.	(Barutski u. Schaper 2003)
Deutschland	2003 - 2010	8560	retrospektiv	22,8	4,8	4,7	0,1	0,2	1,0	k.A.	0,6	0,1	0,5	12,6	6,0	k.A.	(Barutski u. Schaper 2011)
Deutschland	2012	837	Tierheim- und Straßenkatzen	33,6	27,1	27,1	k.A.	1,1	5,0	k.A.	2,0	k.A.	1,0	6,8	7,5	k.A.	(Becker et al. 2012)
Frankreich	2017 - 2018	425	Haushalte	14,6	11,5	11,3	0,2	0,0	0,9	0,0	1,2	1,9	0,7	k.A.	k.A.	k.A.	(Bourgoin et al. 2022)
Griechenland	2011 - 2015	59	Tierheim	55,9	10,2	10,2	0,0	5,1	5,1	k.A.	k.A.	k.A.	k.A.	39,0	8,5	11,9	(Kostopoulou et al. 2017)
Griechenland	2011 - 2015	205	Haushalte	33,2	7,8	7,8	0,0	8,3	3,9	k.A.	k.A.	k.A.	k.A.	15,6	9,8	5,4	(Kostopoulou et al. 2017)

Tabelle 4: Prävalenzen von Endoparasiten bei Katzen in Europa

Land	Untersuchungsjahr	Anzahl Proben = n	Population	Endoparasiten (%)	Askaridien (%)	<i>T. cati</i> (%)	<i>T. leonina</i> (%)	Hakenwürmer (%)	<i>Capillaria</i> spp. (%)	<i>Strongyloides</i> spp. (%)	<i>Taeniidae</i> (%)	<i>Dipylidium</i> spp. (%)	Lungenwürmer (%)	<i>Giardia</i> spp. (%)	<i>Cystoisospora</i> spp. (%)	<i>Cryptosporidium</i> spp. (%)	Quelle
Irland	2016 - 2019	789	Tierheim	k.A.	23,2	k.A.	k.A.	2,9	k.A.	k.A.	k.A.	k.A.	k.A.	12,9	k.A.	k.A.	(de Waal et al. 2023)
Irland	2016 - 2017	289	Straßenkatzen	36,8	30,3	30,3	0,0	0,0	k.A.	k.A.	0,0	k.A.	2,1	1,8	3,7	0,0	(Garcia-Campos et al. 2019)
Italien	2008 - 2010	81	Haushalte	35,0	22,2	22,2	0,0	4,9	k.A.	k.A.	k.A.	1,2	2,4	1,2	4,5	k.A.	(Riggio et al. 2013)
Österreich	2015 - 2016	80	Tierklinik	k.A.	2,5	k.A.	k.A.	k.A.	k.A.	k.A.	2,5	k.A.	k.A.	2,5	3,8	k.A.	(Giannelli et al. 2017)
Schweiz	2012 - 2015	299	Haushalte	11,7	3,0	3,0	k.A.	0,0	2,3	k.A.	1,7	0,0	0,7	0,7	3,0	k.A.	(Zottler et al. 2019)
Schweiz	2012 - 2015	197	Tierheim	21,8	9,1	9,1	k.A.	0,0	3,6	k.A.	3,0	0,0	1,0	1,0	8,6	k.A.	(Zottler et al. 2019)
Schweiz	2012 - 2015	168	Straßenkatzen	77,4	54,4	54,4	k.A.	4,2	10,1	k.A.	37,5	2,4	6,5	0,6	16,7	k.A.	(Zottler et al. 2019)
Slowakei	2018 - 2019	50	Tierarztpraxen	38,0	6,0	6,0	k.A.	k.A.	k.A.	k.A.	k.A.	k.A.	k.A.	36,0	4,0	k.A.	(Šmigová et al. 2021)
Spanien	2019 - 2021	65	Tierheim	k.A.	38,5	38,5	0,0	4,6	k.A.	k.A.	3,1	k.A.	21,6	7,7	26,2	3,1	(Remesar et al. 2022)

Tabelle 5: Fortsetzung: Prävalenzen von Endoparasiten bei Katzen in Europa

3 Material und Methoden

3.1 Probennahme und Lagerung

Im Rahmen der Studie wurde der Kot von 297 Hunden und der von 158 Katzen untersucht. Alle Tiere befanden sich zum Zeitpunkt der Probennahme in einem Wiener Tierheim.

Die Tiere wurden allgemein klinisch untersucht und die wichtigsten Daten (Alter, Gewicht, Herkunft und Ergebnisse der Untersuchung) wurden in einer Tabelle notiert. Von jedem Tier wurde Kot in einem Behältnis gesammelt. Dabei handelte es sich nicht um Sammelkotproben. Sowohl die Probennahme als auch die klinische Untersuchung der Tiere erfolgten bei Eingang der Tiere ins Tierheim und vor der Gabe von Antiparasitika.

Ein *Giardia* Antigen-Test wurde direkt im Tierheim durchgeführt.

Die Proben wurden luftdicht verschlossen bei +4 °C gelagert und innerhalb von drei Tagen ans Institut für Parasitologie der Veterinärmedizinischen Universität gebracht, wo sie den weiteren Untersuchungen unterzogen wurden.

3.2 Probenuntersuchung

3.2.1 Flotationsverfahren

4 – 5 g Kot wurden in einer Schale mit etwa 20 ml Wasser mittels Mörser gut vermischt. Die Suspension wurde daraufhin mithilfe eines Trichters durch ein Sieb mit einer Maschenweite von 500 – 800 µm in ein Reagenzglas gefüllt, welches daraufhin für 8 Minuten bei 690 x *g* zentrifugiert wurde. Der Überstand wurde abgegossen, das Röhrchen wurde mit Zuckerlösung gefüllt und die Suspension wurde mittels Vortexmischer homogenisiert. Das Röhrchen wurde daraufhin erneut für 8 Minuten bei 690 x *g* zentrifugiert.

Von der Oberfläche wurden mit einer Metallöse einige Tropfen auf einen Objektträger übertragen, welcher mit einem Deckglas abgedeckt wurde.

Unter dem Mikroskop wurden die angefertigten Proben bei 100-facher Vergrößerung mäanderförmig durchgemustert und die Parasitenstadien gezählt. Die Höhe der Ausscheidung wurde anhand dessen, wie in Tabelle 6 beschrieben, bestimmt.

paras. Elemente pro Objekträger	Höhe Ausscheidung		
	geringgradig	mittelgradig	hochgradig
Strongylideneier	1 - 9	10 - 20	> 20
Andere Wurmeier	1 - 4	5 - 9	≥ 10
Kokzidienoozysten	1 - 19	10 - 30	> 30

Tabelle 6: Richtwerte für die Höhe der Ausscheidung von Parasitenstadien

3.2.2 Auswanderverfahren nach Baermann-Wetzel

Zum Nachweis von Lungenwürmern und *Strongyloides stercoralis* wurde zudem bei allen Proben ein Auswanderverfahren nach Baermann-Wetzel angefertigt.

Zunächst wurde eine Klemme schräg an einem, am unteren Teil des Trichters, angebrachten Gummischlauch, der schräg angeschnitten wurde, befestigt. Nachdem der Trichter aufgehängt und mit lauwarmem Wasser gefüllt wurde, bis die Probe zur Hälfte bedeckt war, wurden 5 – 10 g Kot in Gaze eingewickelt und in einem Sieb in den Trichter gelegt.

Die angesetzten Proben wurden über Nacht stehen gelassen. Am folgenden Tag wurde die Klemme vorsichtig geöffnet und ein Tropfen aus dem Schlauch auf einen Objekträger gegeben, welcher unter dem Mikroskop durchgemustert wurde.

3.2.3 SNAP® Giardia Test

Ein SNAP® *Giardia* Test der Firma IDEXX wurde bei allen Kotproben im Tierheim nach Herstellerangaben durchgeführt.

Die Testkits wurden kühl (bei 2-8°C) gelagert und 30 Minuten vor der Anwendung bei Raumtemperatur verwahrt. Der Abstrichtupfer wurde mit einer dünnen Schicht des zu beprobenden Kotes bedeckt und in das Plastikröhrchen gesteckt. Daraufhin wurde der Kolben geknickt und durch dreimaliges Drücken die Lösung mit dem Kot vermischt. Fünf Tropfen der Suspension wurden in die Probenvertiefung geträufelt. Sobald die Probenflüssigkeit im Aktivierungskreis zu sehen war, wurde der Test durch Drücken aktiviert. Das Testergebnis wurde nach acht Minuten abgelesen.

Der Test wurde als gültig gewertet, wenn die Positivkontrolle eine Farbe annahm und die Negativkontrolle eine hellere oder gleich helle Färbung aufwies wie die Probenanzeige. Das

Ergebnis der Probe wurde als positiv beurteilt, wenn die Probenanzeige eine dunklere Farbe annahm als die negative Kontrollanzeige.

3.2.4 FASTest® CRYPTO Strip

Ein FASTest® CRYPTO Strip der Firma MEGACOR Diagnostik GmbH wurde nur dann durchgeführt, wenn Durchfall, also ein Fecal Score von 3 oder 4 vorlag und sowohl der Giardien Antigen-Test als auch die Flotation negative Ergebnisse gezeigt hatten.

Der zu untersuchende Kot wurde mittels Löffel in das Probenröhrchen gegeben und Kot und Pufferlösung gut vermischt. Nach kurzer Sedimentation wurde der Teststreifen für 1 Minute in das Proberöhrchen gestellt, daraufhin auf eine ebene Fläche gelegt und das Ergebnis abgelesen.

Der Test wurde nur dann als aussagekräftig betrachtet, wenn eine blaue Kontrolllinie erschien. Ein positives Testergebnis zeigte sich in der Ausbildung einer roten Testlinie. Gemäß den Herstellerangaben, wurde davon ausgegangen, dass die Konzentration an *C. parvum*-Antigen in der Kotprobe höher war, je intensiver und schneller die Linie erschien.

3.3 Einteilung der Tiere

Die Tiere wurden anhand der Untersuchungsergebnisse in verschiedene Kategorien eingeteilt, um eine statistische Einteilung zu ermöglichen.

3.3.1 Alter

Die Einteilung nach dem Alter der Tiere erfolgte anhand zweier verschiedener Kategorien. Einerseits erfolgte die Einteilung nach den verschiedenen Lebensabschnitten, für die vier Gruppen gebildet wurden. Bei den Hunden waren diese: Welpenalter (bis zu acht Wochen), Junghundalter (zwischen neun Wochen und zwölf Monate), adultes Alter (ein bis sieben Jahre) und schließlich Seniorenalter (älter als sieben Jahre). Bei den Katzen hingegen sah die Einteilung wie folgt aus: Welpenalter (bis zu acht Wochen), Juniorenalter (zwischen neun Wochen und zwei Jahren), adultes Alter (drei bis zehn Jahre) und Seniorenalter (älter als zehn Jahre).

Andererseits wurden die Tiere in folgende sechs Altersgruppen eingeteilt: jünger als drei Jahre, drei bis fünf Jahre, sechs bis acht Jahre, neun bis elf Jahre, zwölf bis 14 Jahre und älter als 14 Jahre.

3.3.2 Größe/Gewicht

Zudem wurden die Tiere nach Größe bzw. Gewicht geordnet. Die Hunde wurden vier verschiedenen Gewichtskategorien zugeordnet: Kleine Hunde (bis 10 kg), mittelgroße Hunde (10 – 20 kg), große Hunde (20 – 30 kg) und sehr große Hunde (mehr als 30 kg). Bei den Katzen wurden sechs Gewichtskategorien unterschieden: leichter als ein Kilogramm, ein bis zwei Kilogramm, zwei bis drei Kilogramm, drei bis vier Kilogramm, vier bis fünf Kilogramm und schwerer als fünf Kilogramm.

3.3.3 Herkunft

Bei den Tieren wurde bei Aufnahme ins Tierheim jeweils die Herkunft notiert. Dabei wurde zwischen Abnahme-Tieren und Fundtieren unterschieden.

3.3.4 Durchfallsymptomatik

Bei der Untersuchung der Tiere, die im Tierheim stattfand, wurden diese auf Vorliegen von Durchfallsymptomatik untersucht. Die Tiere wurden in zwei Kategorien eingeteilt: Tiere mit Durchfallsymptomatik und Tiere ohne Durchfallsymptomatik.

3.3.5 Fecal Score

Zusätzlich zu der oben erwähnten Untersuchung im Tierheim auf Vorliegen von Durchfall wurden die Proben im Labor der Veterinärmedizinischen Universität in ein vierstufiges Fecal Score System eingeordnet, das eine genauere und objektivere Beurteilung erlauben sollte und folgendermaßen aufgebaut war: Fecal Score 1 (physiologisch): fester bzw. harter Kot, Fecal Score 2 (physiologisch): weicher, aber geformter Kot, Fecal Score 3 (unphysiologisch): weicher, nicht mehr geformter Kot, Fecal Score 4 (unphysiologisch): sehr weicher bzw. flüssiger Kot.

3.4 Statistische Auswertung

Die Ergebnisse wurden mithilfe von Microsoft Excel (Version 16.73) notiert. Die statistische Auswertung erfolgte mit SPSS (IBM Version 29.01.0) und einem Chi-Quadrat-Test beziehungsweise mit einem Kruskal-Wallis-Test.

4 Ergebnisse

4.1 Hunde

Im Rahmen der Diplomarbeit wurden 297 Hundekotproben untersucht. Ein positiver Flotationsbefund wurde bei 15% dieser Hunde festgestellt. Der häufigste Parasit war *Trichuris vulpis*, der bei 12% nachgewiesen wurde. Weitere in der Flotation nachgewiesene Parasiten waren *Ancylostomatidae* (3%), *Toxocara canis* (2%), *Capillaria* spp (1%), *Cystoisospora* spp. (1%), *Giardia* spp. (0,7%) und *Toxascaris leonina* (0,3%), siehe Abbildung 1.

Der IDEXX SNAP® *Giardia*-AG- Tests fiel bei 8% der untersuchten Hunde positiv aus. Bei 8% dieser Hunde wurden Giardien auch in der Flotation nachgewiesen.

Ein FASTest® CRYPTO Strip wurde bei 6,7% der Hunde durchgeführt, da diese unphysiologische Kotkonsistenzen (Fecal Score 3 oder 4) zeigten und sowohl Flotation als auch *Giardia* SNAP Test negativ ausfielen. Der Test lieferte bei keinem der Hunde ein positives Ergebnis.

Auch das Auswanderverfahren lieferte bei den untersuchten Hundeproben keine positiven Ergebnisse.

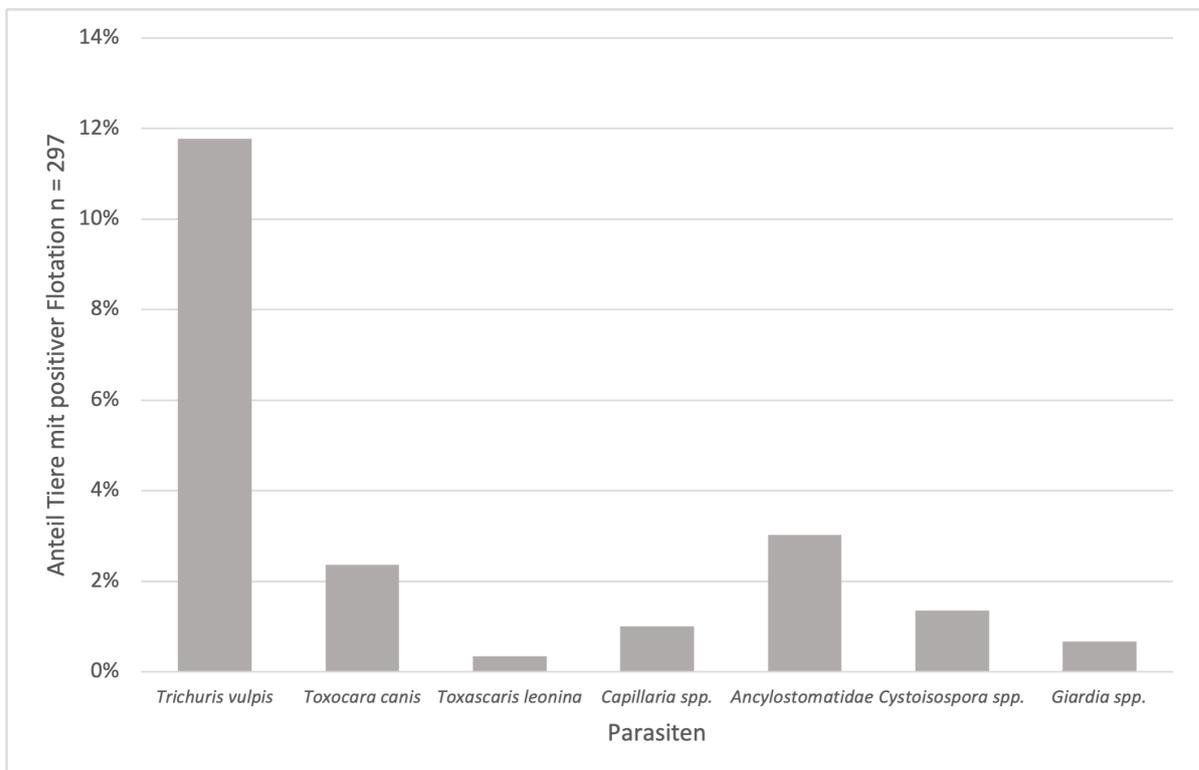


Abbildung 1: Anteil mittels Flotation nachgewiesener Parasitenstadien bei Hunden n = 297

4.1.1 Alter

Ein positiver Flotationsbefund kam vor allem bei jungen Tieren vor. Hunde aus einem früheren Lebensabschnitt waren signifikant häufiger von Endoparasiten befallen als ältere Tiere ($p = 0,001$).

67% der Hunde, die in die Altersgruppe bis zu acht Wochen fielen, hatten einen positiven Flotationsbefund. Von den Junghunden zeigten 16% eine positive Flotation, bei den adulten Tieren waren es 10% und bei Hunden im Seniorenalter 2%. Eine Übersicht ist in Abbildung 2 dargestellt.

Von den 45 Hunden mit einem positiven Flotationsbefund war bei 22 Hunden das Alter bekannt. Von diesen waren 73% jünger als drei Jahre, 18% zwischen drei und fünf, 4,5% zwischen sechs und acht und 4,5% zwischen neun und elf Jahre alt.

Eine Altersabhängigkeit wurde bei den Nematoden besonders bei *T. canis*, *T. leonina* und *T. vulpis* nachgewiesen. Es wurden jeweils die Tiere herangezogen, bei denen das Alter bekannt war. Fünf der Hunde, bei denen *T. canis* nachgewiesen wurde, waren 80% jünger als drei Jahre. Bei *T. vulpis* war bei elf Hunden das Alter bekannt, von denen 69% jünger als drei Jahre waren. Der Hund, bei dem *T. leonina* nachgewiesen wurde (100%) war ebenfalls jünger als drei Jahre alt. Von den fünf Hunden mit Hakenwurm-Befall und bekanntem Alter waren 20% jünger als drei Jahre und von den drei Hunden mit *Capillaria* spp. fielen 33% in diese Altersgruppe. Auch bei den Protozoen waren vor allem Jungtiere betroffen. Beide Hunde mit *Cystoisospora* spp.-Befall und bekanntem Alter (100%), waren jünger als ein Jahr alt. Von den Hunden mit positivem Giardien-Testergebnis und bekanntem Alter waren 68% jünger als drei Jahre bzw. 45% jünger als ein Jahr alt.

Auch bei den Ergebnissen des *Giardia*-AG-Tests war ein signifikanter Zusammenhang zwischen Lebensabschnitt und positivem Ergebnis festzustellen ($p = 0,001$).

4.1.2 Größe/Gewicht

Die meisten Parasiten in der Flotation wurden bei mittelgroßen Hunden gefunden. 16% von ihnen zeigten einen positiven Flotationsbefund. Bei 6% der kleinen Hunde, 9% der großen und 3% der sehr großen Hunde wurden Endoparasiten im Kot nachgewiesen (s. Abbildung 3).

Zwischen Flotationsergebnis und Größe bzw. Gewicht der Hunde konnte allerdings kein signifikanter Zusammenhang festgestellt werden ($p = 0,135$).

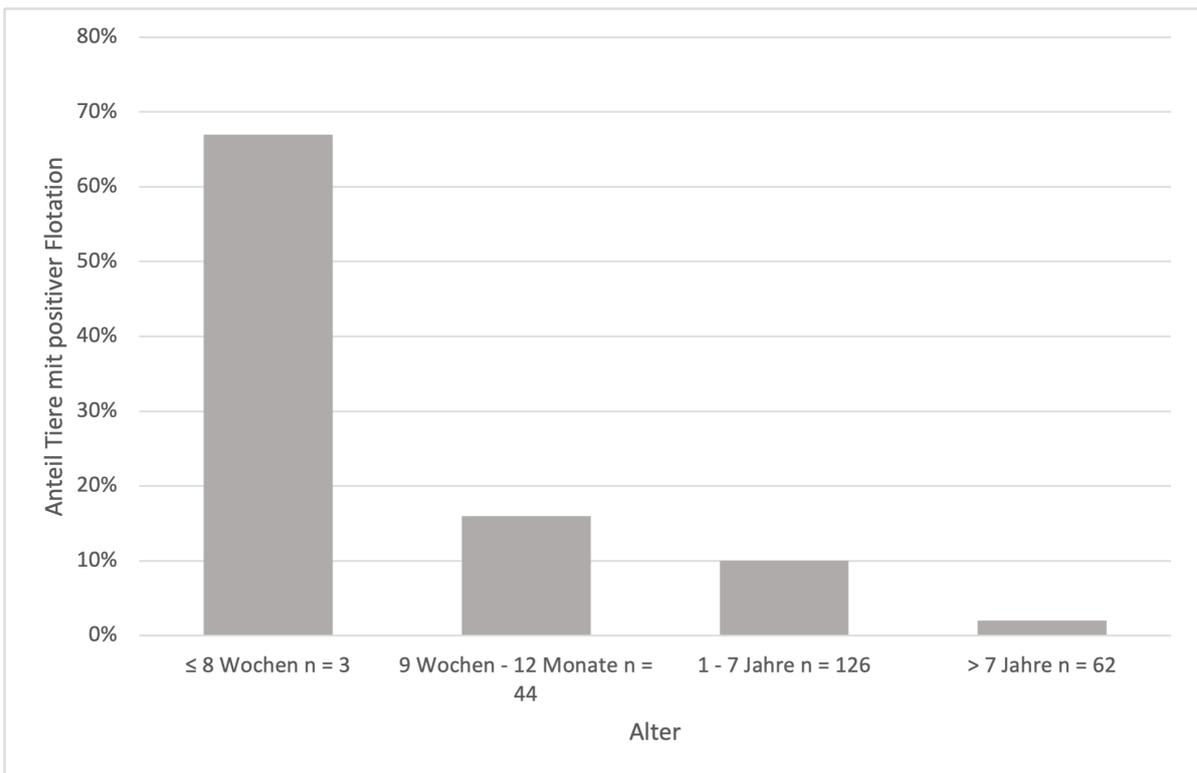


Abbildung 2: Anteil der Hunde mit positivem Flotationsbefund in den verschiedenen Altersgruppen

Zwischen dem Ergebnis des *Giardia*-Ag-Tests und der Gewichtsguppe der Tiere hingegen bestand ein signifikanter Zusammenhang ($p = 0,023$). Auch hier zeigten vor allem mittelgroße Hunde ein positives Ergebnis. 16% der mittelgroßen Hunde zeigten ein positives Ergebnis, während der Test bei kleinen und sehr großen Hunden nur in 10% der Fälle und bei großen Hunden nur in 2% der Fälle positiv ausfiel.

4.1.3 Herkunft

Mit 16% war die Prävalenz von Endoparasiten bei Fund-Hunden im Gegensatz zu 8% bei Abnahme-Hunden höher (s. Abbildung 4). Der Zusammenhang zwischen der Herkunft der Tiere und dem Flotationsergebnis war allerdings nicht signifikant ($p = 0,225$)

4.1.4 Durchfall/Fecal Score

Für 236 der Hunde lagen Daten zur Kotkonsistenz, die im Rahmen der Untersuchung erhoben wurden, vor. 43% dieser Hunde zeigten Durchfall. Von den 45 Hunden mit einem positiven Flo-

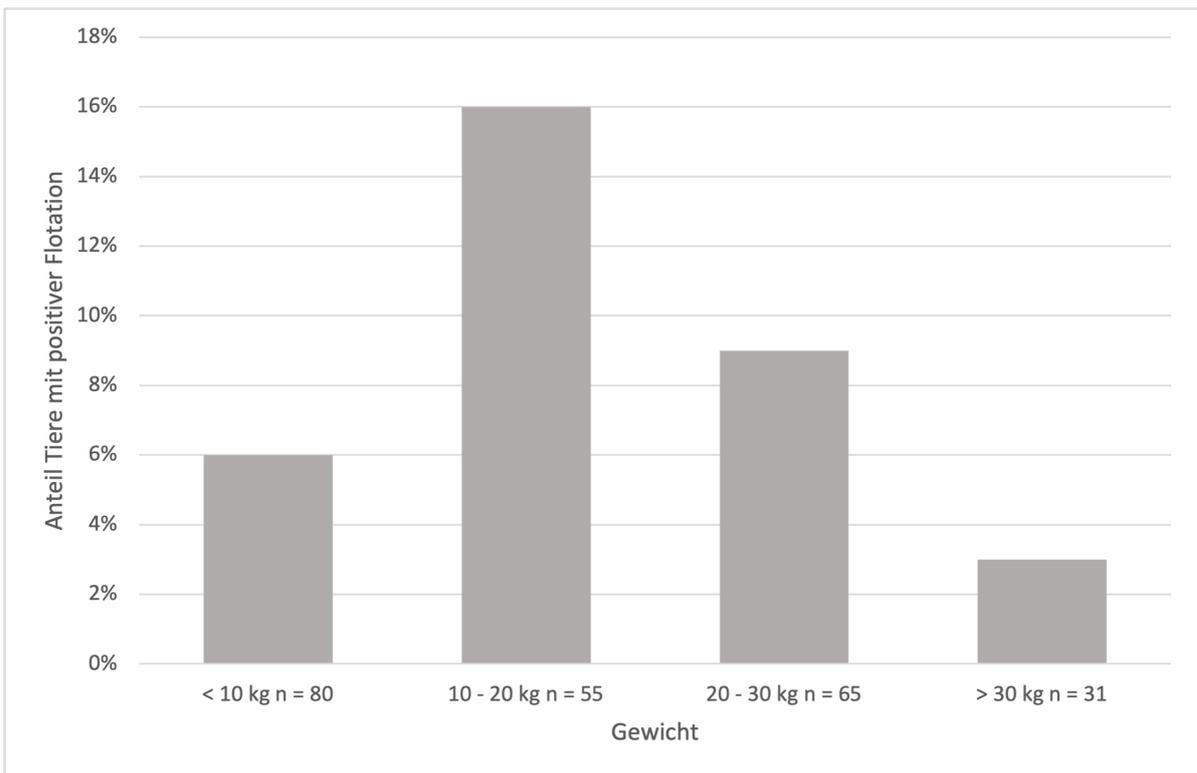


Abbildung 3: Anteil der Hunde mit positivem Flotationsbefund in den verschiedenen Gewichtsgruppen

tationsbefund lagen bei 22 Untersuchungsergebnisse bezüglich Kotkonsistenz aus dem Tierheim vor. 82% dieser Hunde zeigten Durchfall. Daraus ergibt sich ein positiver Zusammenhang zwischen positiver Flotation und Durchfall ($p = 0,002$).

Ein positiver SNAP® *Giardia* Test hing zudem signifikant mit Durchfall zusammen ($p = 0,007$). 68% der Hunde mit einem positiven Ergebnis des *Giardia* AG-Tests zeigten Durchfall. Beide Hunde, bei denen in der Flotation Giardien nachgewiesen wurden, zeigten Durchfall.

Von den 45 Hunden mit einem positiven Flotationsbefund zeigten 9% einen Fecal Score von 1, 49% einen Fecal Score von 2, 35% einen Fecal Score von 3 und 7% zeigten einen Fecal Score von 4 (Abb. 5). Insgesamt wurde also mittels Fecal Scoring ermittelt, dass 58% der Hunde mit positivem Flotationsbefund keinen Durchfall zeigten (Fecal Score 1 oder 2) und 42% Durchfall zeigten (Fecal Score 3 oder 4). Der statistische Zusammenhang ist in diesem Fall nicht signifikant ($p = 0,884$).

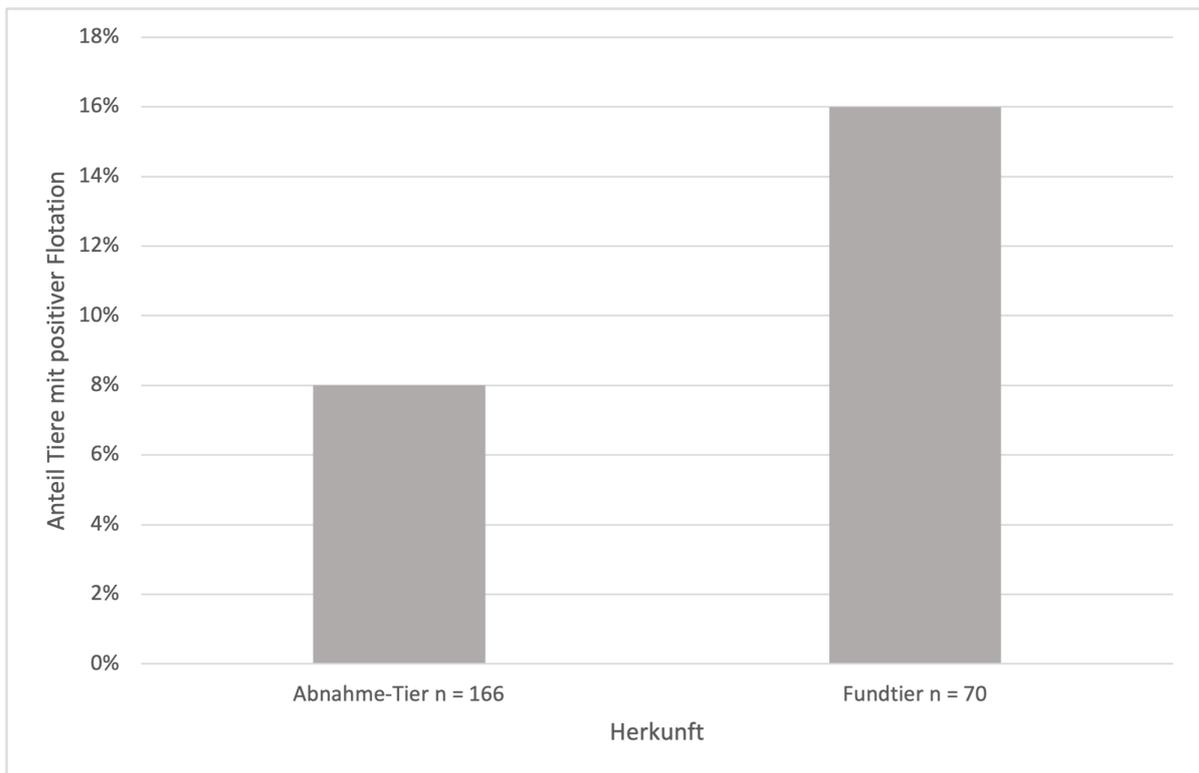


Abbildung 4: Anteil der Hunde mit positivem Flotationsbefund in den verschiedenen Herkunftsgruppen

4.2 Katzen

Im Rahmen der Diplomarbeit wurden 158 Katzenkotproben untersucht.

Ein positiver Flotationsbefund wurde bei 11% der Katzen festgestellt. In der Flotation wurden *Toxocara cati* (4%), *Cystoisopora* spp. (4%), *Giardia* spp. (1,3%) und *Ancylostomatidae* (0,6%) nachgewiesen. Im Auswanderverfahren wurde zudem bei 1,2% der Katzen *Aelurostrongylus abstrusus* nachgewiesen. Eine Übersicht über die in der Flotation nachgewiesenen Parasiten findet sich in Abbildung 6.

Der IDEXX SNAP® *Giardia*-AG- Tests fiel bei 12% der untersuchten Katzen positiv aus. Bei 11% dieser Katzen wurden Giardien auch in der Flotation nachgewiesen.

Ein FASTest® CRYPTO Strip wurde bei sieben Katzen (4,4%) durchgeführt, da diese unphysiologische Kotkonsistenzen (Fecal Score 3 oder 4) zeigten und sowohl Flotation als auch *Giardia* SNAP Test negativ ausfielen. Der Test lieferte bei einer Katze (14%) ein positives Ergebnis.

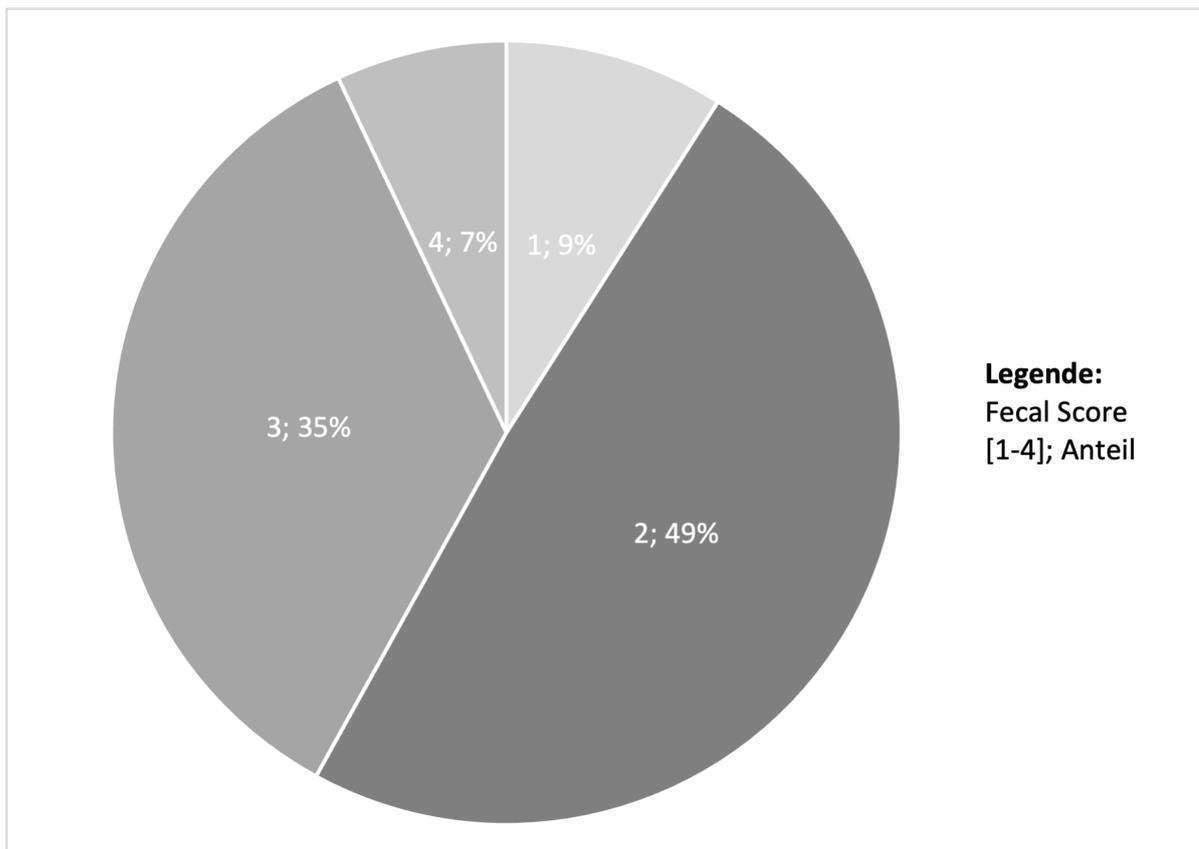


Abbildung 5: Aufteilung der Fecal Score Einteilung der Hunde mit einem positiven Flotationsbefund (n = 45)

4.2.1 Alter

Auch bei den Katzen waren vorwiegend jüngere Tiere betroffen. In den Altersgruppen Welpenalter (bis zu acht Wochen) und Juniorenalter (zwischen neun Wochen und zwei Jahren) zeigten jeweils 14% der Katzen ein positives Flotationsergebnis. Bei den Katzen im adulten Alter (zwischen drei und zehn Jahren) waren nur 4% betroffen und von den Katzen im Seniorenalter (älter als zehn Jahre) zeigte kein Tier einen Endoparasitenbefall, s. Abb. 7.

Von den 17 Katzen mit einem positiven Flotationsbefund war bei zwölf Tieren das Alter bekannt. Von diesen war der Großteil (92%) jünger als drei Jahre alt. 8% waren drei bis fünf Jahre alt und keine dieser Katzen war älter als fünf Jahre. Zwischen Altersgruppen bzw. Lebensabschnitten der Katzen und Flotationsergebnis bestand allerdings kein signifikanter Zusammenhang ($p = 0,722$ bzw. $p = 0,582$).

100% der Katzen, bei denen *T. cati* in der Flotation nachgewiesen wurde und deren Alter be-

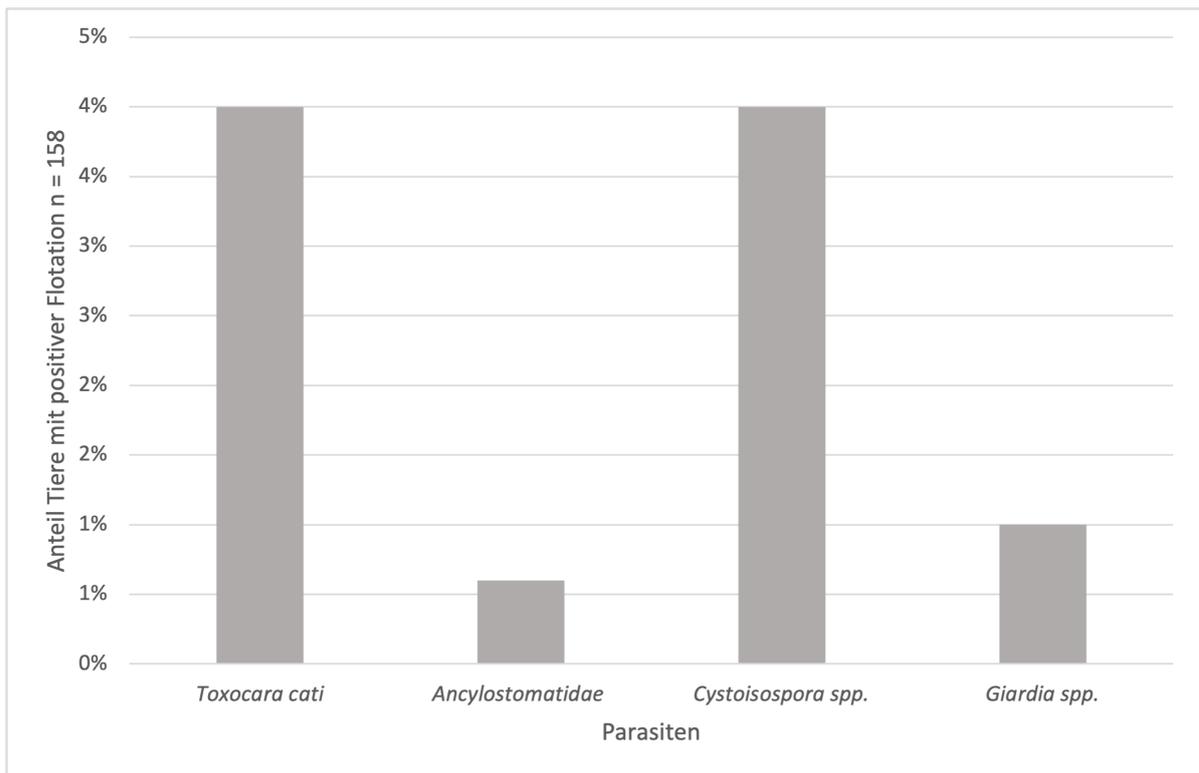


Abbildung 6: Anteil mittels Flotation nachgewiesener Parasitenstadien bei Katzen n = 158)

kannt war, waren jünger als drei Jahre. Ein Befall mit *Cystoisospora* spp. kam zu 75% bei Katzen vor, die jünger als drei Jahre waren und beide Katzen, bei denen Lungenwürmer nachgewiesen wurden (100%) waren im Alter zwischen neun Wochen und zwei Jahren. Bei der Katze, bei der Hakenwürmer nachgewiesen wurde, ist das Alter unbekannt.

Von den Katzen mit einem positiven Giardien SNAP Test und mit bekanntem Alter waren 100% jünger als zwei Jahre alt. Auch der Zusammenhang zwischen *Giardia*-AG-Test und Lebensabschnitt fiel bei den Katzen allerdings nicht signifikant aus ($p = 0,258$).

4.2.2 Größe/Gewicht

Ein positives Flotationsergebnis lag vor allem bei Katzen mit einem Gewicht von zwei bis drei Kilogramm (18%) vor. Von den Katzen mit einem Gewicht unter einem Kilogramm, zwischen einem und zwei Kilogramm und den Katzen mit mehr als fünf Kilogramm zeigten jeweils 13% ein positives Ergebnis. 9% der Katzen zwischen vier und fünf Kilogramm waren positiv und von den Katzen, die zwischen drei und vier Kilogramm wogen, wurden bei keiner Parasiten in der Flotation nachgewiesen (s. Abb. 8).

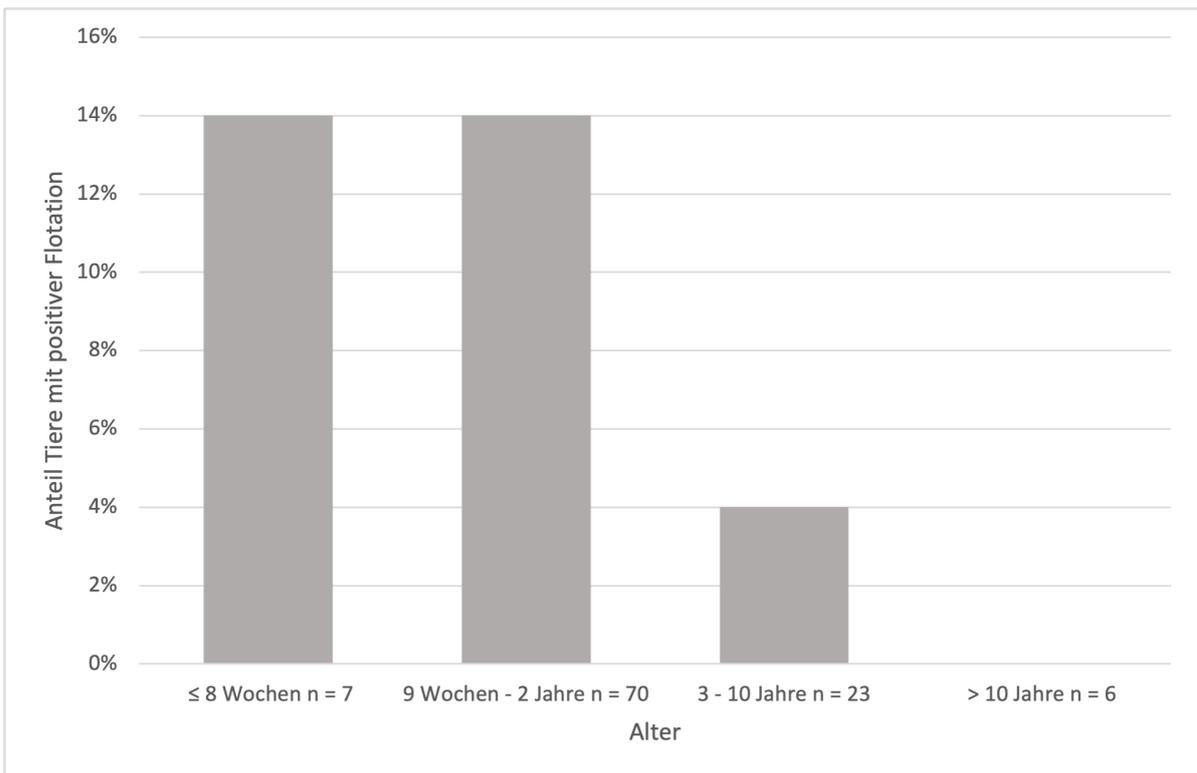


Abbildung 7: Anteil der Katzen mit positivem Flotationsbefund in den verschiedenen Altersgruppen)

Der Zusammenhang zwischen diesen beiden Kategorien war allerdings nicht signifikant ($p = 0,630$).

Zwischen dem *Giardia*-Antigen-Test und Gewicht hingegen lag ein signifikanter Zusammenhang vor ($p = 0,006$). 35% der Katzen mit einem positiven AG-Test wogen ein bis zwei Kilogramm, 12% wogen weniger als ein Kilogramm und 9% fielen in die Kategorie zwei bis drei Kilogramm. Von den schwereren Katzen zeigte keine ein positives Ergebnis im Antigen-Test.

4.2.3 Herkunft

Auch bei den Katzen waren eher Fundtiere als Abnahme-Tiere betroffen.

Während von den Katzen, die als Abnahme-Tiere ins Tierheim gelangten, kein Tier ein positives Flotationsergebnis zeigten, konnten bei 13% der Fundtiere Endoparasiten mittels Flotationsmethode nachgewiesen werden (s. Abb. 9). Es besteht allerdings kein signifikanter Zusammenhang zwischen der Herkunft der Tiere und einem Endoparasitenbefall, also positiver Flotation oder Giardien- bzw. Kryptosporidien-Antigen-Test ($p = 0,054$).

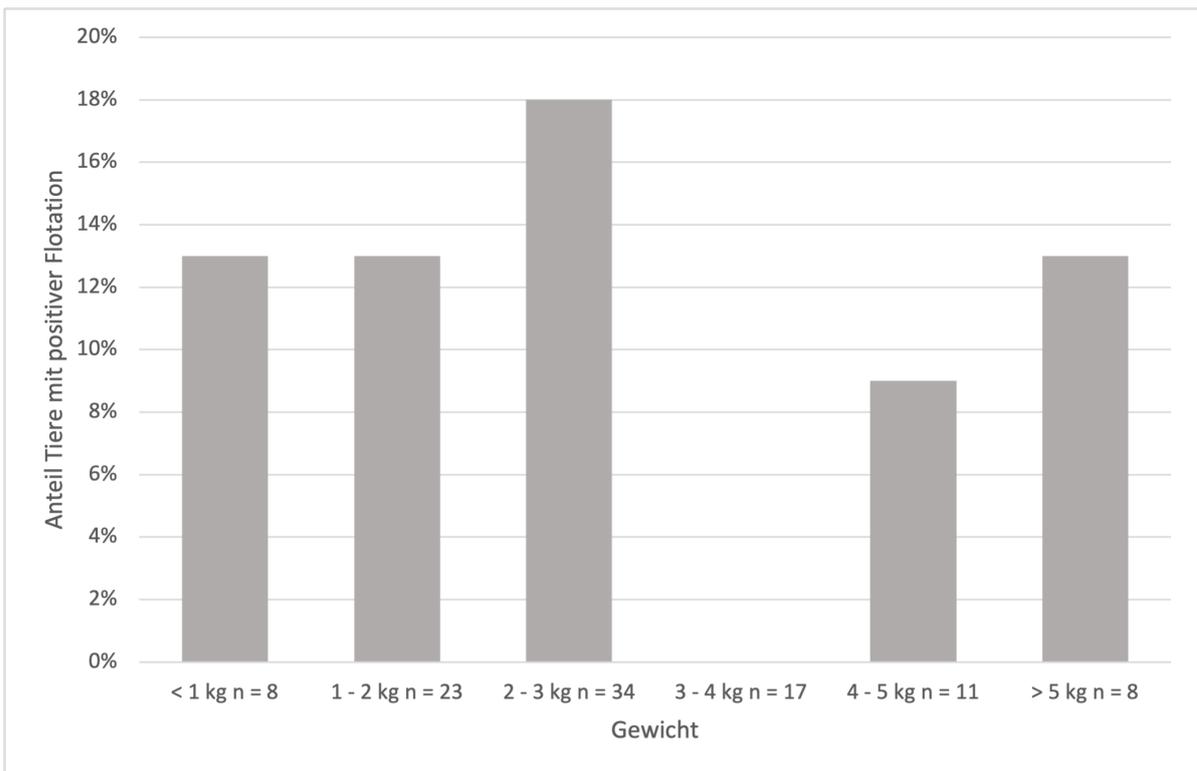


Abbildung 8: Anteil der Katzen mit positivem Flotationsbefund in den verschiedenen Gewichtsgruppen)

4.2.4 Durchfall/Fecal Score

107 der Katzen wurden im Tierheim auf Durchfallssymptomatik untersucht. Von diesen zeigten 57% Durchfall.

Von den 17 positiven Katzen lagen bei zehn Tieren Daten zu Kotkonsistenz aus dem Tierheim vor. 83% von diesen Katzen mit positivem Flotationsbefund zeigten Durchfallssymptome. Es besteht zwar kein signifikanter Zusammenhang zwischen positivem Flotationsbefund und Durchfallssymptomatik ($p = 0,051$), ein positiver SNAP® *Giardia* Test hing allerdings signifikant mit Durchfall zusammen ($p = 0,001$).

63% der Katzen mit einem positiven Ergebnis des *Giardia* AG-Tests zeigten Durchfall. Bei keiner der beiden Katzen, bei denen der Giardien SNAP Test positiv ausfiel, lagen Daten bezüglich der Kotkonsistenz aus dem Tierheim vor.

Von den 17 Katzen mit positivem Flotationsbefund wurde bei 14 Tieren der Fecal Score bestimmt. 7% der Katzen mit positiver Flotation zeigten einen Fecal Score von 1, 29% zeigten

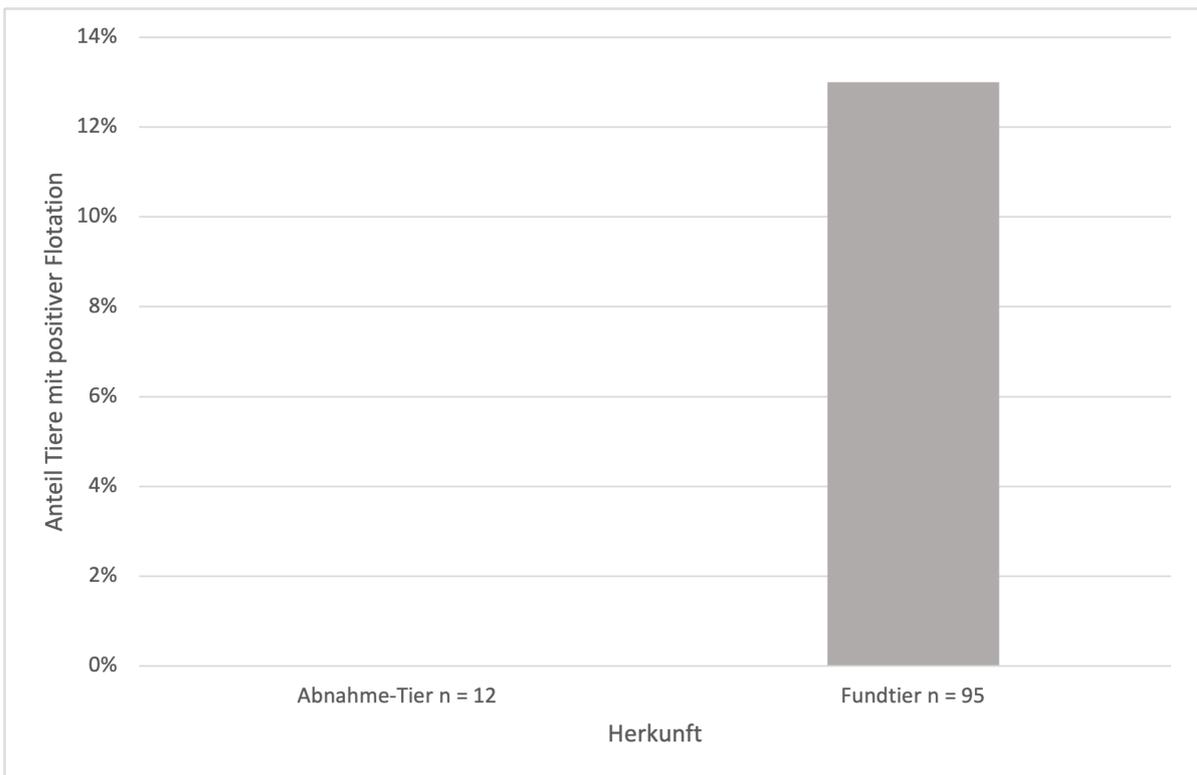


Abbildung 9: Anteil der Katzen mit positivem Flotationsbefund in den verschiedenen Herkunftsgruppen)

einen Fecal Score von 2, 57% zeigten einen Fecal Score von 3 und 7% zeigten einen Fecal Score von 4 (s. Abb. 10). Insgesamt wurde also mittels Fecal Scoring ermittelt, dass 36% der Katzen mit positivem Flotationsbefund keinen Durchfall zeigten (Fecal Score 1 oder 2) und 64% Durchfall zeigten (Fecal Score 3 oder 4). Der statistische Zusammenhang ist in diesem Fall nicht signifikant ($p = 0,071$). Es wurde allerdings ein signifikanter Zusammenhang zwischen Durchfall (nach Fecal Scoring) und Endoparasitenbefall (positive Flotation oder Giardien- bzw. Kryptosporidien-Antigen-Test) festgestellt ($p = 0,007$).

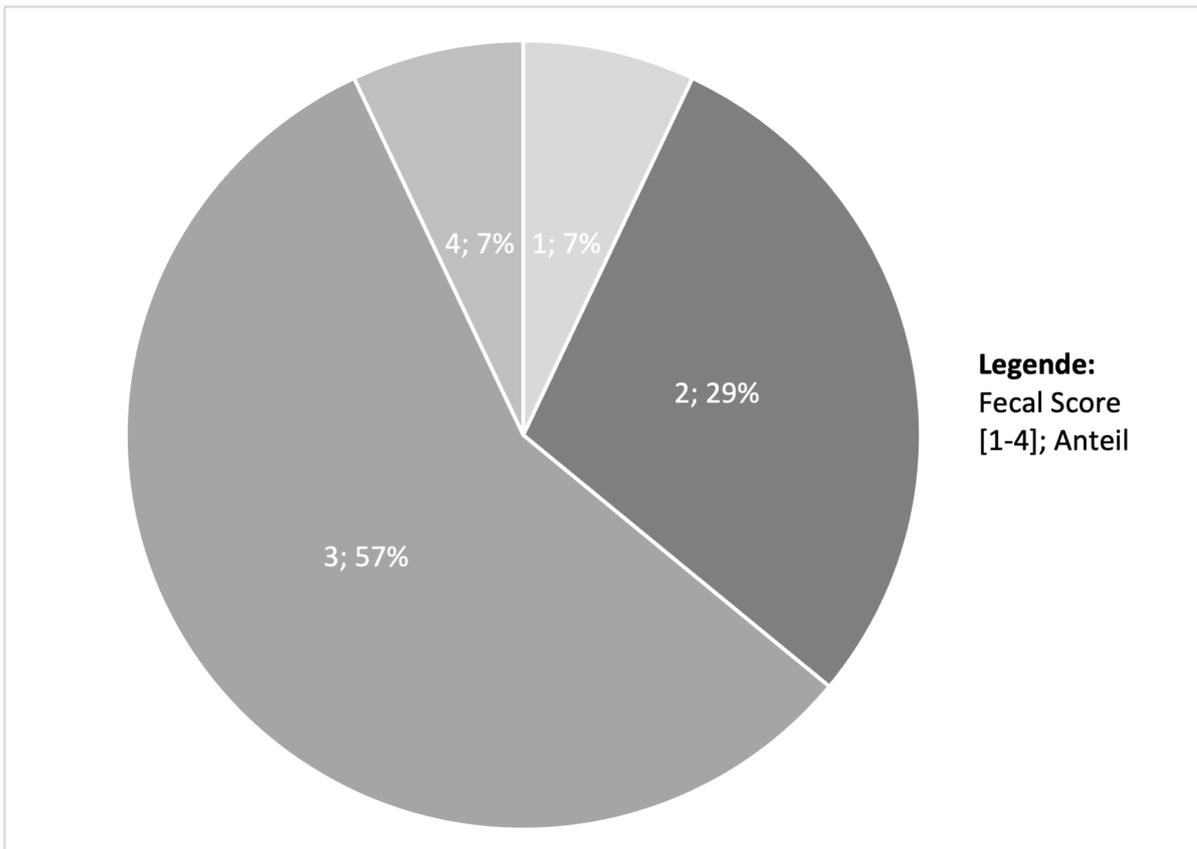


Abbildung 10: Aufteilung der Fecal Score Einteilung der Katzen mit einem positiven Flotationsbefund (n = 14)

5 Diskussion

Ziel der Diplomarbeit war es, die Prävalenz von Endoparasiten bei Hunden und Katzen in einem Wiener Tierheim zu erfassen. Dafür wurden Kotproben von 297 Hunden und von 158 Katzen gesammelt und im Labor untersucht. Zudem wurden die Tiere im Tierheim klinisch untersucht.

Ein positiver Flotationsbefund lag bei 15% der untersuchten Hundekotproben und bei 11% der Katzenkotproben vor. Im Vergleich zum errechneten Europäischen Mittelwert von 33% bei Hunden und 34% bei Katzen ist die Gesamtprävalenz von Endoparasiten in dieser Studie also niedrig. In den Europäischen Studien wurden verschiedene Populationen repräsentiert (Tierheime, streunende Tiere, Tiere aus Haushalten etc.). Gemäß der Annahme, dass streunende Tiere oder Tiere aus dem Tierheim öfter von Parasiten befallen sind als Tiere aus Haushalten (Borecka 2005, Claerebout et al. 2009, Scaramozzino et al. 2018, Zottler et al. 2019, Ilić et al. 2021), wäre die Vermutung, dass die Prävalenz von Endoparasiten in dieser Studie vergleichsweise hoch ist. Dass dies nicht der Fall ist, könnte dadurch zu erklären sein, dass in europäischen Ländern, die vergleichend herangezogen wurden, im Vergleich zu Österreich seltener Anthelminthika angewendet werden und das Vorkommen von Endoparasiten in der Umgebung höher ist.

Im Vergleich mit einer österreichischen Studie aus dem Jahr 2017, bei der 7% der Proben positiv ausfielen (Hinney et al. 2017), war die Prävalenz von Endoparasiten bei Hunden in dieser Studie allerdings hoch. Die Kotproben aus der oben genannten Studie wurden anonym aus Hundezonen in Wien sowie aus der Wiener Umgebung gesammelt (Hinney et al. 2017).

Die vergleichsweise hohe Prävalenz könnte dadurch erklärt werden, dass in der Studie von Hinney et al. (2017) Kotproben aus Hundezonen untersucht wurden, also von Hunden, die von ihren Besitzer:innen dorthin gebracht wurden. In der Diplomarbeit hingegen wurde der Kot von Tieren aus dem Tierheim (also von Abnahme- oder Fundtieren) untersucht. Fundtiere können zwar entlaufen sein und zuvor ein Leben als Begleithunde geführt haben, können aber auch ausgesetzt worden sein oder nie in menschlicher Obhut gelebt haben. Bei Abnahmetieren gibt es einerseits die Möglichkeit, dass die Tiere in menschlicher Obhut mit adäquater Pflege und regelmäßigen tierärztlichen Untersuchungen lebten, und sie aus verschiedenen Gründen (z.B. Versterben der Besitzer:innen) ausziehen mussten; andererseits kann es sich aber auch um Fälle handeln, in denen die Tiere nicht artgerecht versorgt wurden. Es besteht die Annahme,

dass Tiere, die ins Tierheim aufgenommen werden, seltener mit Anthelminthika behandelt wurden als Familientiere. Fundtiere, die zudem für eine gewisse Zeit im Freien gelebt haben oder Abnahmetiere, die in Haushalten mit vielen anderen Tieren bei mangelhafter Pflege lebten, haben darüber hinaus ein höheres Risiko, mit Endoparasiten in Kontakt zu kommen.

Entgegen der Hypothese stellte in dieser Diplomarbeit nicht *T. canis* sondern *T. vulpis* mit 12% die häufigste Nematodenart dar. *T. canis* lag mit 2% nach den *Ancylostomatidae* nur an dritter Stelle.

Hinney et. al (2017) fanden ebenfalls heraus, dass in den Hundezonen in Wien und Umgebung *T. canis* überraschenderweise deutlich unterrepräsentiert war, während *T. vulpis* die häufigste Nematodenart darstellte (Hinney et al. 2017).

Hinney et. al (2017) und Kleine et. al (2017) beschreiben in ihren Studien bereits eine abnehmende Prävalenz von *T. canis* in Österreich bzw. in Deutschland über die letzten Jahre (seit 1967 bzw. seit 1985) (Hinney et al. 2017, Kleine et al. 2017). Während in Österreich in den Jahren 1996 bis 2004 noch bei 19,3% der Proben *T. canis* nachgewiesen wurde (Arnold et al. 2004), lag die Prävalenz 2016 bis 2017 nur noch bei 0,6% (Hinney et al. 2017). Auch bei *T. vulpis* ist ein Rückgang über die letzten Jahre in Österreich zu sehen. Während die Prävalenz von *T. vulpis* im Zeitraum von 1996 bis 2004 bei 9,2% lag (Arnold et al. 2004), zeigten die Ergebnisse von Hinney et al. (2017) eine Prävalenz von 3,9% (Hinney et al. 2017).

Zu beachten ist hierbei allerdings, dass in der Studie von Arnold et al. (2004) diagnostische Proben untersucht wurden und somit kranke Tiere überrepräsentiert waren, während in der Studie von Hinney et al. (2017) anonyme Proben aus Hundezonen gesammelt wurden.

Die abnehmende Prävalenz der Parasiten könnte zudem dadurch zu erklären sein, dass die Prophylaxe von Parasiten und ein regelmäßiges Entwurmungs-Regime in Österreich häufiger werden.

Die mit 12%, im Gegensatz zu den anderen österreichischen Studien, deutlich höhere Prävalenz von *T. vulpis*, die in dieser Diplomarbeit erkannt wurde, könnte einerseits durch die Herkunft der Tiere (Tierheim) zu erklären sein. Andererseits muss erwähnt werden, dass 13 der 45 Hunde, die *T. vulpis* in der Flotation gezeigt haben, gemeinsam ins Tierheim aufgenommen wurden. Über die Herkunft der Tiere sind keine Informationen bekannt, es handelt sich aber vermutlich um Hunde aus dem gleichen Haushalt oder Hunde, die gemeinsam gefunden wur-

den und daher zusammengelebt haben. Beide Gründe könnten die hohe Prävalenz erklären.

In verschiedenen europäischen Studien wurde *T. cati* als häufigster Parasit bei Katzen beschrieben (s. Tabelle 4 und 5).

In dieser Diplomarbeit stellt *Giardia* spp. mit 12% (allerdings im *Giardia* SNAP Test) den häufigsten Parasiten der Katzen dar. *T. cati* wurde mit 4% aber als zweithäufigster Parasit nachgewiesen. Daher kann die Hypothese, dass *T. cati* die häufigste Nematodenart bei Katzen darstellt, in dieser Diplomarbeit bestätigt werden.

Bei zwei der Katzenproben (1,2%) wurde zudem *Aelurostrongylus abstrusus* mittels Auswanderungsverfahren nachgewiesen. Bei beiden Proben konnten die Larven auch mittels Flotationsverfahren nachgewiesen werden. Die geringe Anzahl der Katzen mit Lungenwürmern in dieser Diplomarbeit erlaubt es allerdings nicht, eine Aussage darüber zu treffen, ob das Auswanderungsverfahren eine höhere Sensitivität zeigt als die Flotation. Da das Auswanderungsverfahren nach Baermann-Wetzel, wie in Punkt 2.4.2. beschrieben, laut Literatur eine der besten Möglichkeiten zum Nachweis von Lungenwürmern darstellt, sollte es standardmäßig im Rahmen der Untersuchung von Kleintierkotproben durchgeführt werden.

Bei den meisten Parasiten war, sowohl bei Hunden als auch bei Katzen, eine deutliche Altersabhängigkeit zu beobachten. Bei den Hunden bestand ein signifikanter Zusammenhang zwischen Lebensabschnitt und Flotationsergebnis. Bei den Katzen hingegen war kein Zusammenhang zwischen Lebensabschnitt und Parasitenbefall gegeben.

73% der Hunde und 92% der Katzen, mit positivem Flotationsbefund und bekanntem Alter waren jünger als drei Jahre alt. Bei den Hunden war zudem auffällig, dass der zwei der drei Tiere (67%) im Welpenalter ein positives Flotationsergebnis zeigte. Diese Ergebnisse decken sich mit den Ergebnissen vorheriger Studien und dem aktuellen Stand der Wissenschaft (Becker et al. 2012, Ilić et al. 2021, Murnik et al. 2023). Durch die sehr niedrige Zahl der Hunde in diesem Lebensabschnitt ist die statistische Aussagekraft allerdings fraglich.

Sowohl bei Hunden als auch bei Katzen waren mehr Fundtiere als Abnahmetiere von Endoparasiten befallen. Es bestand allerdings bei beiden Tierarten kein signifikanter Zusammenhang. Bei den Hunden zeigten 16% der Fundtiere und nur 8% der Abnahmetiere ein positives Flotationsergebnis. Bei den Katzen hingegen waren 13% der Fundtiere positiv und bei keiner der

Abnahme-Katzen wurden Parasiten mittels Flotation nachgewiesen. Mit nur zwölf Katzen, die als Abnahmetiere ins Tierheim kamen, ist die statistische Aussagekraft jedoch auch hier zu hinterfragen.

Eine Erklärung für die Ergebnisse könnte sein, dass Fundtiere durch das Leben als streunende Tiere (vermehrter Kontakt zu anderen Tieren sowie Verzehr von möglicherweise kontaminierten Lebensmittelabfällen bzw. Wasser) und ohne regelmäßige Verabreichung von Anthelminthika ein höheres Risiko haben, sich mit Endoparasiten zu infizieren als Abnahmetiere.

Auch bei der Größe der Tiere konnten Unterschiede im Endoparasitenbefall festgestellt werden. Es bestand jedoch, weder bei Hunden noch bei Katzen, ein signifikanter Zusammenhang. Bei den Hunden waren vor allem mittelgroße Tiere zwischen zehn und 20 Kilogramm betroffen. 16% von ihnen zeigten einen positiven Flotationsbefund. Bei den Katzen waren vor allem Tiere mit einem Gewicht von zwei bis drei Kilogramm betroffen. Bei 18% von ihnen wurden Parasiten mittels Flotation nachgewiesen. In den anderen Gewichtskategorien der Hunde und der Katzen lag die Prävalenz von Endoparasiten niedriger. Dass sowohl Hunde als auch Katzen niedrigerer Gewichtsklassen am häufigsten mit Endoparasiten infiziert waren, könnte dadurch zu erklären sein, dass es sich vermutlich um junge, noch nicht ganz ausgewachsene Tiere handelte.

Im Rahmen der Diplomarbeit wurde ein signifikanter Zusammenhang zwischen Endoparasitenbefall und Durchfallssymptomatik bei Hunden festgestellt. Bei den Katzen zeigte sich kein signifikanter Zusammenhang zwischen positiver Flotation und Durchfallssymptomatik. 82% der Hunde und 83% der Katzen mit einem positivem Flotationsbefund und mit erfolgter Untersuchung im Tierheim zeigten Durchfallssymptome.

Die Einteilung des Kotes mittels eines Fecal Score Systems erfolgte im Labor der Veterinärmedizinischen Universität. Die Ergebnisse unterschieden sich deutlich von denen, die im Tierheim erfasst wurden. Bei allen Hunden mit einem positiven Flotationsbefund wurde ein Fecal Score erhoben. 42% der Hunde zeigten hierbei eine unphysiologische und 58% zeigten eine physiologische Kotkonsistenz. Und auch bei den Katzen unterschieden sich die Ergebnisse von den im Tierheim erhobenen Werten. 64% der Katzen mit positivem Flotationsbefund und erhobenem Fecal Score zeigten eine unphysiologische und 36% zeigten eine physiologische Kotkonsistenz.

Besonders bei den Hunden, aber auch bei den Katzen ist ein großer Unterschied zwischen den

im Tierheim und den im Labor ermittelten Kotkonsistenzen erkennbar. Bei der Untersuchung im Tierheim wurde, im Gegensatz zum Fecal Score System, nicht nur der Kot der Tiere, sondern auch die klinische Symptomatik über mehrere Tage (z.B. eine kotverschmierte Perianalregion) für die Einteilung in durchfallerkrankte und nicht-durchfallerkrankte Tiere herangezogen. Die Einteilung im Labor erfolgte anhand einer isolierten Kotprobe, ohne das Tier klinisch gesehen zu haben und ohne den Kotabsatz der vergangenen Tage mit einbezogen zu haben. Es empfiehlt sich daher, für eine sensitivere Beurteilung des Kotes, Proben von mehreren Tagen zu untersuchen. In der aktuellen Literatur wird eine Sammelkotprobe von drei aufeinanderfolgenden Tagen empfohlen, um eine möglichst sensitive parasitologische Analyse des Kotes zu ermöglichen (ESCCAP 2022). Eine weitere Fehlerquelle könnte in der Objektivität der Beurteilung liegen.

Das Fecal Score System ist in mehrere Stufen eingeteilt (in diesem Fall vier), welche genau beschrieben sind. Dies ermöglicht eine objektivere Einteilung als die subjektive Entscheidung im Tierheim, ob Durchfall vorliegt oder nicht. Um noch genauere und objektivere Ergebnisse zu erzielen, könnte man ein mehrstufiges System (z.B. ein siebenstufiges System) statt des vierstufigen verwenden.

Bei allen Tieren wurde ein SNAP® *Giardia* Test der Firma IDEXX durchgeführt. Nur bei einem kleinen Anteil der Tiere mit einem positiven Ergebnis im *Giardia* AG Test konnten Giardien auch mittels Flotationsmethode nachgewiesen werden (8% bei den Hunden und 11% bei den Katzen). Die große Diskrepanz der Ergebnisse kann durch verschiedene Faktoren erklärt werden. Mit dem SNAP® *Giardia* Test wird das Vorhandensein von *Giardia*-Antigen im Kot nachgewiesen, was bedeutet, dass das Tier *Giardia*-Zysten aufgenommen hat. Es bedeutet aber nicht zwangsläufig, dass das Tier aktiv infiziert ist (IDEXX Laboratories, Inc. 2021). Zudem werden Zysten intermittierend mit dem Kot ausgeschieden (Ciuca et al. 2021). Daher fällt der Nachweis mittels Flotation in einigen Fällen negativ aus, obwohl Antigen nachweisbar ist. Giardien sind außerdem sehr klein und es ist nicht immer einfach, sie unter dem Mikroskop zu identifizieren (Groat et al. 2003). Die mikroskopische Untersuchung sollte daher von möglichst geschultem und erfahrenem Personal durchgeführt werden. Groat et. al (2003) beschreiben in ihrer Studie, dass der SNAP Test eine signifikant höhere Sensitivität und Spezifität aufweist, als der mikroskopische Nachweis (Groat et al. 2003). Es empfiehlt sich daher, bei klinischer Symptomatik neben der Flotation auch einen Giardien AG-Test durchzuführen, um möglichst genaue Ergeb-

nisse zu erzielen.

Ein positiver SNAP® *Giardia* Test hing in dieser Studie sowohl bei Hunden ($p=0,007$) als auch bei Katzen ($p=0,001$) signifikant mit Durchfall zusammen. 86% der Hunde und 63% der Katzen, bei denen der *Giardia* AG Test positiv ausfiel, zeigten Durchfallsymptomatik bei der Untersuchung im Tierheim. Beide Hunde, bei denen in der Flotation Giardien nachgewiesen wurden, zeigten Durchfall. Bei keiner der beiden Katzen, bei denen der *Giardia* AG-Tests positiv war, lagen Daten bezüglich der Kotkonsistenz aus dem Tierheim vor.

Die Hypothese, dass ein symptomatischer Giardienbefall meist bereits mit einer Flotation erkannt wird, während Proben, die zwar *Giardia*-AG-positiv, aber in der Flotation *Giardia*-negativ sind, überwiegend von asymptomatischen Trägern stammen, konnte in dieser Studie also nicht bestätigt werden. Eine Behandlung von Giardien wird bei Tieren im Tierheim dennoch auch bei asymptomatischen Trägern empfohlen (ESCCAP 2017).

Zusammenfassend ist festzuhalten, dass die Prävalenz von Endoparasiten in dieser Studie unter dem errechneten europäischen Mittelwert liegt, im Vergleich zu anderen österreichischen Studien allerdings hoch ist.

Wider Erwarten war die häufigste nachgewiesene Nematodenart bei Hunden nicht *T. canis* sondern *T. vulpis*. Bei Katzen hingegen konnte die Hypothese, dass *T. cati* die häufigste Nematodenart darstellt, bestätigt werden.

Die Ergebnisse der Studie zeigen, dass junge Tiere häufiger von Endoparasitenbefall betroffen sind und dass Fundtiere häufiger befallen sind als Abnahme-Tiere.

Zudem wurde erkannt, dass ein positiver Zusammenhang zwischen Endoparasitenbefall und Durchfallsymptomatik bei den untersuchten Hunden besteht.

Da auch Tiere mit einem positivem *Giardia*-Antigen-Test und negativem Flotationsergebnis Durchfallsymptomatik zeigten, wurde die Hypothese, dass ein symptomatischer Giardienbefall meist bereits mit einer Flotation erkannt wird, während Proben, die zwar *Giardia*-AG-positiv, aber in der Flotation *Giardia*-negativ sind, überwiegend von asymptomatischen Trägern stammen, in dieser Studie nicht bestätigt.

6 Zusammenfassung

Hunde und Katzen aus Tierheimen weisen häufig höhere Parasitenprävalenzen auf als Tiere aus Privathaushalten. *Giardia* spp. sind hierbei meist die prävalentesten Endoparasiten. Während im europäischen Raum *Toxocara canis* die häufigste Nematodenart bei Hunden darstellt, wurde in einer vorherigen Studie bei Hunden aus Privathaushalten in Wien *Trichuris vulpis* als häufigster Parasit nachgewiesen.

In dieser Diplomarbeit sollte das Vorkommen von Endoparasiten in einem österreichischen Tierheim erfasst werden. Bei Giardien sollte dabei genauer untersucht werden, ob Proben, die zwar *Giardia*-AG-positiv, aber in der Flotation *Giardia*-negativ sind, überwiegend von asymptomatischen Trägern stammen.

Es wurden Kotproben von 297 Hunden und von 158 Katzen aus einem Tierheim in Österreich gesammelt. Nach klinischer Untersuchung der Tiere wurden die Proben mittels Flotation und Trichterauswanderverfahren nach Baermann-Wetzel untersucht. Zudem wurde bei allen Proben ein IDEXX SNAP® *Giardia*-AG-Test durchgeführt.

Ein positiver Flotationsbefund wurde bei 15% der Hunde und 11% der Katzen festgestellt. Der häufigste Parasit der Hunde war *Trichuris vulpis*, der bei 12% nachgewiesen wurde. Weitere in der Flotation nachgewiesene Parasiten waren *Toxocara canis* (2%), *Toxascaris leonina* (0,3%), *Ancylostomatidae* (3%), *Capillaria* spp (1%), *Cystoisospora* spp. (1%) und *Giardia* spp. (0,7%). Der IDEXX SNAP® *Giardia*-AG- Tests war bei 8% der untersuchten Hunde positiv.

Bei Katzen wurden in der Flotation *Toxocara cati* (4%), *Ancylostomatidae* (0,6%), *Cystoisospora* spp. (4%) und *Giardia* spp. (1%) nachgewiesen. Beim AG-Test waren 12% der Katzen *Giardia*-positiv. Im Auswanderverfahren wurde zudem bei 1,2% der Katzen *Aelurostrongylus abstrusus* nachgewiesen.

Ein positiver Flotationsbefund kam vor allem bei jungen Tieren vor. Hunde mit einem Alter von bis zu einem Jahr waren signifikant häufiger positiv ($p= 0,001$).

Für 236 der Hunde und 107 der Katzen lagen Daten zur Kotkonsistenz vor. Insgesamt hatten 43% der Hunde und 57% der Katzen Durchfall. Bei Hunden lag ein signifikanter Zusammenhang mit einer positiven Flotation vor. 82% der Hunde bzw. 83% der Katzen mit positiver Flotation zeigten Durchfall.

Ein positiver *Giardia* AG Test hing bei Hunden und Katzen signifikant mit Durchfall zusammen ($p=0,007$ bzw. $p=0,001$). Beide Hunde, die in der Flotation positiv waren, zeigten Durchfall.

Die Hypothese, dass ein symptomatischer Giardienbefall meist bereits mit einer Flotation erkannt wird, konnte in dieser Studie nicht bestätigt werden. Unabhängig davon wird in Tierheimen auch die Behandlung asymptomatischer Träger empfohlen.

7 Summary

Dogs and cats from animal shelters often show higher parasite prevalences than pets from private households. *Giardia* spp. is usually the most prevalent endoparasite. While *Toxocara canis* was found to be the most common nematode in dogs in Europe, *Trichuris vulpis* was found to be the most common parasite in dogs from private households in Vienna in a recent study.

This thesis aimed to determine the prevalence of parasites in an Austrian animal shelter. In the case of *Giardia*, the aim was to investigate whether samples that were *Giardia* AG-positive but *Giardia*-negative in flotation were, predominantly, from asymptomatic carriers.

Fecal samples were collected from 297 dogs and from 158 cats from an animal shelter in Austria. After a clinical examination of the animals, the samples were analyzed by flotation and Baermann funnel technique. In addition, an IDEXX SNAP® *Giardia*-AG test was performed on all samples.

A positive flotation result was found in 15% of the dogs and 11% of the cats. The most common parasite in the dogs was *Trichuris vulpis*, which was detected in 12%. Other parasites detected in flotation were *Toxocara canis* (2%), *Toxascaris leonina* (0.3%), *Ancylostomatidae* (3%), *Capillaria* spp (1%), *Cystoisospora* spp. (1%) and *Giardia* spp. (0.7%). The IDEXX SNAP® *Giardia* AG test was positive in 8% of the dogs.

In cats, *Toxocara cati* (4%), *Ancylostomatidae* (0.6%), *Cystoisospora* spp. (4%) and *Giardia* spp. (1%) were detected by flotation method. In the *Giardia* SNAP test, 12% of the cats showed a positive result. Using the Baermann funnel technique, *Aelurostrongylus abstrusus* was detected in 1.2% of the cats.

A positive flotation result occurred mainly in young animals. Dogs up to one year of age were significantly more likely to be positive ($p = 0,001$).

Fecal consistency data were available for 236 of the dogs and 107 of the cats. Overall, 43% of the dogs and 57% of the cats showed clinical signs of diarrhea. There was a significant

association with positive flotation in dogs ($p = 0,002$). 82% of dogs and 83% of cats with positive flotation showed diarrhea.

A positive *Giardia* AG-test was significantly related to diarrhea in dogs and cats ($p = 0.007$ and $p=0.001$, respectively). Both dogs that showed *Giardia* cysts in flotation had diarrhea.

The hypothesis that symptomatic *Giardia* infestation can usually be detected by flotation method could not be confirmed in this study. However, in shelter animals, treatment of *Giardia* is recommended for both symptomatic and asymptomatic carriers.

8 Literaturverzeichnis

Abdullah S, Helps C, Tasker S, Newbury H, Wall R. 2019. Pathogens in fleas collected from cats and dogs: distribution and prevalence in the UK. *Parasites & Vectors*, 12(1):71.

Alvarez Rojas CA, Romig T, Lightowers MW. 2014. *Echinococcus granulosus sensu lato* genotypes infecting humans – review of current knowledge. *International Journal for Parasitology*, 44(1):9–18.

Alvarez Rojas CA, Mathis A, Deplazes P. 2018. Assessing the Contamination of Food and the Environment With *Taenia* and *Echinococcus* Eggs and Their Zoonotic Transmission. *Current Clinical Microbiology Reports*, 5(2):154–163.

Alvi MA, Li L, Ohiolei JA, Qamar W, Saqib M, Tayyab MH, Altaf J, Ashfaq K, Hassan A, Jamal M, et al. 2021. *Hydatigera taeniaeformis* in urban rats (*Rattus rattus*) in Faisalabad, Pakistan. *Infection, Genetics and Evolution*, 92:104873.

Anwendung von VETSCAN IMAGYSTTM. 2021.

Arasu P. 2001. In Vitro Reactivation of *Ancylostoma Caninum* Tissue-Arrested Third-Stage Larvae by Transforming Growth Factor-beta. *Journal of Parasitology*, 87(4):733–738.

Arnold K, Leidinger E, Schlager K. 2004. Untersuchungen zum Endoparasitenbefall bei Hunden und Katzen in Österreich im Großraum Wien von 1996-. [Investigations on endoparasite infections of dogs and cats in Austria in the wider area of Vienna from 1996 to 2003]. Annual Conference of the Specialist Group Parasites and Parasitic Diseases of the German Veterinary Society.

Ash LR. 1970. Diagnostic Morphology of the Third-Stage Larvae of *Angiostrongylus cantonensis*, *Angiostrongylus vasorum*, *Aelurostrongylus abstrusus*, and *Anafilaroides rostratus* (Nematoda: Metastrongyloidea). *The Journal of Parasitology*, 56(2):249–253.

Aydenizöz-Özkayhan M, Yağcı BB, Erat S. 2008. The investigation of *Toxocara canis* eggs in coats of different dog breeds as a potential transmission route in human toxocariasis. *Veterinary Parasitology*, 152(1):94–100.

Ballweber LR. 2001. *Veterinary parasitology*. (SP Messonnier, Hrsg). Boston Oxford Auckland: Butterworth-Heinemann.

- Barçante J, Barçante T, Dias S, Vieira L, Lima W, Negrão-Corrêa D. 2003. A method to obtain axenic *Angiostrongylus vasorum* first-stage larvae from dog feces. *Parasitology Research*, 89(2):89–93.
- Barutzki D, Schaper R. 2003. Endoparasites in dogs and cats in Germany 1999 – 2002. *Parasitology Research*, 90(3):S148–S150.
- Barutzki D, Schaper R. 2009. Natural Infections of *Angiostrongylus vasorum* and *Crenosoma vulpis* in Dogs in Germany (2007–2009). *Parasitology Research*, 105(1):39–48.
- Barutzki D, Schaper R. 2011. Results of Parasitological Examinations of Faecal Samples from Cats and Dogs in Germany between 2003 and 2010. *Parasitology Research*, 109(1):45–60.
- Barutzki D, Schaper R. 2013. Occurrence and regional distribution of *Aelurostrongylus abstrusus* in cats in Germany. *Parasitology Research*, 112(2):855–861.
- Basso W, Spänhauer Z, Arnold S, Deplazes P. 2014. *Capillaria plica* (syn. *Pearsonema plica*) infection in a dog with chronic pollakiuria: Challenges in the diagnosis and treatment. *Parasitology International*, 63(1):140–142.
- Beck W, Pantchev N. 2009. *Parasitäre Zoonosen: Bild-Text-Atlas*. Hannover: Schlütersche.
- Becker A-C, Rohen M, Epe C, Schnieder T. 2012. Prevalence of endoparasites in stray and fostered dogs and cats in Northern Germany. *Parasitology Research*, 111(2):849–857.
- Beer RJS. 1973. Studies on the biology of the life-cycle of *Trichuris suis* Schrank, 1788. *Parasitology*, 67(3):253–262.
- Beugnet F, Bourdeau P, Chalvet-Monfray K, Cozma V, Farkas R, Guillot J, Halos L, Joachim A, Losson B, Miró G, et al. 2014. Parasites of domestic owned cats in Europe: Co-infestations and risk factors. *Parasites and Vectors*, 7(1).
- Boch J, Supperer R. 2006. *Veterinärmedizinische Parasitologie*. (T Schnieder, Hrsg). 6., vollständig überarb. und erw. Aufl 6., vollständig überarb. und erw. Aufl. Stuttgart: Parey.
- Bolt G, Monrad J, Frandsen F, Henriksen P, Dietz HH. 1993. The common frog (*Rana temporaria*) as a potential paratenic and intermediate host for *Angiostrongylus vasorum*. *Parasitology Research*, 79(5):428–430.
- Borecka A. 2005. Prevalence of intestinal nematodes of dogs in the Warsaw area, Poland. *Hel-*

minthologia, 42(1):35–39.

Bourgoin G, Callait-Cardinal M-P, Bouhsira E, Polack B, Bourdeau P, Roussel Ariza C, Carassou L, Lienard E, Drake J. 2022. Prevalence of major digestive and respiratory helminths in dogs and cats in France: results of a multicenter study. *Parasites and Vectors*, 15(1).

Bowman DD. 2020. *Georgis parasitology for veterinarians*. 11. 11. Philadelphia: Elsevier, Inc.

Bowman DD, Hendrix CM, Lindsay DS, Barr SC. 2002. *Feline clinical parasitology*. 1st ed 1st ed. Ames: Iowa State University Press.

Bowman DD, Montgomery SP, Zajac AM, Eberhard ML, Kazacos KR. 2010. Hookworms of dogs and cats as agents of cutaneous larva migrans. *Trends in Parasitology*, 26(4):162–167.

Buehl IE, Prosl H, Mundt H-C, Tichy AG, Joachim A. 2006. Canine isosporosis - Epidemiology of field and experimental infections. *Journal of Veterinary Medicine Series B: Infectious Diseases and Veterinary Public Health*, 53(10):482–487.

Bundy DAP, Cooper ES. 1989. Trichuris and Trichuriasis in Humans. In: Baker JR, Muller R, Hrsg. *Advances in Parasitology*. 107–173, Academic Press;

Callegari D, Kramer L, Cantoni AM, Di Lecce R, Dodi PL, Grandi G. 2010. Canine bladderworm (*Capillaria plica*) infection associated with glomerular amyloidosis. *Veterinary Parasitology*, 168(3):338–341.

Capelli G, Frangipane di Regalbono A, Iorio R, Pietrobelli M, Paoletti B, Giangaspero A. 2006. *Giardia* species and other intestinal parasites in dogs in north-east and central Italy. *Veterinary Record*, 159(13):422–424.

CDC. 2019. US Centers for Disease Control and Prevention (CDC); DPDx: *Dipylidium caninum*. Chalmers RM, Katzer F. 2013. Looking for *Cryptosporidium*: The application of advances in detection and diagnosis. *Trends in Parasitology*, 29(5):237–251.

Ciuca L, Pepe P, Bosco A, Caccio SM, Maurelli MP, Sannella AR, Vismarra A, Cringoli G, Kramer L, Rinaldi L, et al. 2021. Effectiveness of Fenbendazole and Metronidazole Against *Giardia* Infection in Dogs Monitored for 50-Days in Home-Conditions. *Frontiers in Veterinary Science*, 8.

Claerebout E, Casaert S, Dalemans A-C, De Wilde N, Levecke B, Vercruysse J, Geurden T.

2009. Giardia and other intestinal parasites in different dog populations in Northern Belgium. *Veterinary Parasitology*, 161(1):41–46.
- Coati N, Schnieder T, Epe C. 2004. Vertical transmission of *Toxocara cati* Schrank 1788 (Anisakidae) in the cat. *Parasitology Research*, 92(2):142–146.
- Collins GH, Charleston WAG. 1972. Letters to the editor. *New Zealand Veterinary Journal*, 20(5):82–82.
- Colombo M, Morelli S, Damiani D, Del Negro MA, Milillo P, Simonato G, Barlaam A, Di Cesare A. 2022. Comparison of Different Copromicroscopic Techniques in the Diagnosis of Intestinal and Respiratory Parasites of Naturally Infected Dogs and Cats. *Animals*, 12(19):2584.
- Conboy G. 2004. Natural infections of *Crenosoma vulpis* and *Angiostrongylus vasorum* in dogs in Atlantic Canada and their treatment with milbemycin oxime. *Veterinary Record*, 155(1):16–18.
- Conboy G. 2009. Helminth Parasites of the Canine and Feline Respiratory Tract. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, 39(6):1109–1126.
- Cringoli G, Rinaldi L, Maurelli MP, Utzinger J. 2010. FLOTAC: New multivalent techniques for qualitative and quantitative copromicroscopic diagnosis of parasites in animals and humans. *Nature Protocols*, 5(3):503–515.
- Cringoli G, Rinaldi L, Maurelli MP, Morgoglione ME, Musella V, Utzinger J. 2011. *Ancylostoma caninum*: Calibration and comparison of diagnostic accuracy of flotation in tube, McMaster and FLOTAC in faecal samples of dogs. *Experimental Parasitology*, 128(1):32–37.
- Cringoli G, Maurelli MP, Levecke B, Bosco A, Vercruyse J, Utzinger J, Rinaldi L. 2017. The Mini-FLOTAC technique for the diagnosis of helminth and protozoan infections in humans and animals. *Nature Protocols*, 12(9):1723–1732.
- Cringoli G, Amadesi A, Maurelli MP, Celano B, Piantadosi G, Bosco A, Ciuca L, Cesarelli M, Bifulco P, Montresor A, et al. 2021. The Kubic FLOTAC microscope (KFM): A new compact digital microscope for helminth egg counts. *Parasitology*, 148(4):427–434.
- Cury MC, Lima WS, Guimarães MP, Carvalho MG. 2002. Hematological and coagulation profiles in dogs experimentally infected with *Angiostrongylus vasorum* (Baillet, 1866). *Veterinary Parasitology*, 104(2):139–149.

- Deplazes P, Eckert J, von Samson-Himmelstjerna G, Zahner H, Hrsg. 2008. Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin. dritter 3. Stuttgart: Georg Thieme Verlag.
- Deplazes P, Joachim A, Mathis A, Strube C, Taubert A, Samson-Himmelstjerna G von, Zahner H. 2021. Parasitologie für die Tiermedizin. 4., überarbeitete Auflage 4., überarbeitete Auflage. Stuttgart New York: Georg Thieme Verlag.
- Drake J, Sweet S, Baxendale K, Hegarty E, Horr S, Friis H, Goddu T, Ryan WG, von Samson-Himmelstjerna G. 2022. Detection of Giardia and helminths in Western Europe at local K9 (canine) sites (DOGWALKS Study). Parasites and Vectors, 15(1).
- Dunn JJ, Columbus ST, Aldeen WE, Davis M, Carroll KC. 2002. Trichuris vulpis Recovered from a Patient with Chronic Diarrhea and Five Dogs.
- Ericsson CD, Steffen R, Siddiqui AA, Berk SL. 2001. Diagnosis of Strongyloides stercoralis Infection. Clinical Infectious Diseases, 33(7):1040–1047.
- ESCCAP. 2014. Bekämpfung von Würmern (Helminthen) bei Hunden und Katzen - Deutsche Adaption der ESCCAP-Empfehlung Nr.1, Juli 2014. ESCCAP.
- ESCCAP. 2017. Bekämpfung von intestinalen Protozoen bei Hunden und Katzen - Deutsche Adaption der ESCCAP-Empfehlung Nr.6, Januar 2017. ESCCAP.
- ESCCAP. 2018. Control of Intestinal Protozoa in Dogs and Cats - ESCCAP Guideline 06 Second Edition - February 2018. ESCCAP.
- ESCCAP. 2021. Worm Control in Dogs and Cats - ESCCAP Guideline 01 Sixth Edition - May 2021. ESCCAP.
- ESCCAP. 2022. Parasitological Diagnosis in Cats, Dogs and Equines - ESCCAP Guideline 04 First Edition – November 2022.
- Evinger JV, Kazacos KR, Cantwell HD. 1985. Ivermectin for treatment of nasal capillariasis in a dog. Journal of the American Veterinary Medical Association, 186(2):174–175.
- Ewing GM, Tilden IL. 1956. Capillaria hepatica: Report of fourth case of true human infestation. The Journal of Pediatrics, 48(3):341–348.
- Florin-Christensen M, Schnittger L. 2017. Parasitic protozoa of farm animals and pets. New York, NY: Springer Berlin Heidelberg.

- Fok E, Szatmári V, Busák K, Rozgonyi F. 2001. Epidemiology: Prevalence of intestinal parasites in dogs in some urban and rural areas of Hungary. *Veterinary Quarterly*, 23(2):96–98.
- Fuehrer H-P. 2014. An overview of the host spectrum and distribution of *Calodium hepaticum* (syn. *Capillaria hepatica*): part 2—Mammalia (excluding Muroidea). *Parasitology Research*, 113(2):641–651.
- Garcia-Campos A, Power C, O’Shaughnessy J, Browne C, Lawlor A, McCarthy G, O’Neill EJ, Waal T de. 2019. One-year parasitological screening of stray dogs and cats in County Dublin, Ireland. *Parasitology*, 146(6):746–752.
- Giangaspero A, Berrilli F, Brandonisio O. 2007. *Giardia* and *Cryptosporidium* and public health: The epidemiological scenario from the Italian perspective. *Parasitology Research*, 101(5):1169–1182.
- Giannelli A, Ramos RAN, Annoscia G, Cesare AD, Colella V, Brianti E, Dantas-Torres F, Mutafchiev Y, Otranto D. 2014. Development of the feline lungworms *Aelurostrongylus abstrusus* and *Troglostrongylus brevior* in *Helix aspersa* snails. *Parasitology*, 141(4):563–569.
- Giannelli A, Capelli G, Joachim A, Hinney B, Losson B, Kirkova Z, René-Martellet M, Papadopoulos E, Farkas R, Napoli E, et al. 2017. Lungworms and gastrointestinal parasites of domestic cats: a European perspective. *International Journal for Parasitology*, 47(9):517–528.
- Grandi G, Calvi LE, Venco L, Paratici C, Genchi C, Memmi D, Kramer LH. 2005. *Aelurostrongylus abstrusus* (cat lungworm) infection in five cats from Italy. *Veterinary Parasitology*, 134(1):177–182.
- Greve JH. 1971. Age resistance to *Toxocara canis* in ascarid-free dogs. *American Journal of Veterinary Research*, 32(8):1185–1192.
- Groat R, Monn M, Flynn L, Curato J. 2003. Survey of Clinic Practices and Testing for Diagnosis of *Giardia* Infections in Dogs and Cats.
- Guilhon J, Cens B. 1973. *Angiostrongylus vasorum* (Baillet, 1866). Etude biologique et morphologique. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*, 48(4):567–596.
- Guo X, Zheng Y. 2018. Identification and characterization of microRNAs in a cestode *Hydatigera taeniaeformis* using deep sequencing approach. *Experimental Parasitology*, 194:32–37.

Hajipour N, Allah Rashidzadeh H, Ketzis J, Esmaeili seraji R, Azizi H, Karimi I, Bagherniaee H, Montazeri R. 2020. *Taenia ovis* in Small Ruminants in Iran: Prevalence, Pathology, and Economic Loss. *Veterinary Sciences*, 7(1):34.

Hinney B, Edelhofer R, Joachim A. 2015. Prevalences of endoparasites in Austria from 2004-. 25th Int. Conf. WAAVP, Aug. 16–20, 2015; Liverpool.

Hinney B, Gottwald M, Moser J, Reicher B, Schäfer BJ, Schaper R, Joachim A, Künzel F. 2017. Examination of anonymous canine faecal samples provides data on endoparasite prevalence rates in dogs for comparative studies. *Veterinary Parasitology*, 245:106–115.

Hotez PJ, Le Trang N, McKerrow JH, Cerami A. 1985. Isolation and characterization of a proteolytic enzyme from the adult hookworm *Ancylostoma caninum*. *Journal of Biological Chemistry*, (Volume 260, Issue 12):7343–7348.

IDEXX Laboratories, Inc. 2021. SNAP Giardia Test Product Insert.

Ilić T, Nišavić U, Gajić B, Nenadović K, Ristić M, Stanojević D, Dimitrijević S. 2021. Prevalence of intestinal parasites in dogs from public shelters in Serbia. *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases*, 76.

Iliev PT, Kirkova ZT, Tonev AS. 2020. Preliminary study on the prevalence of endoparasite infections and vector-borne diseases in outdoor dogs in Bulgaria. *Helminthologia*, 57(2):171–178.

Ing MB, Schantz PM, Turner JA. 1998. Human Coenurosis in North America: Case Reports and Review. *Clinical Infectious Diseases*, 27(3):519–523.

Jefferies R, Morgan ER, Shaw SE. 2009. A SYBR green real-time PCR assay for the detection of the nematode *Angiostrongylus vasorum* in definitive and intermediate hosts. *Veterinary Parasitology*, 166(1):112–118.

Jenkins DJ, Romig T, Thompson RCA. 2005. Emergence/re-emergence of *Echinococcus* spp. — a global update. *International Journal for Parasitology*, 35(11):1205–1219.

Jiang P, Zhang X, Liu RD, Wang ZQ, Cui J. 2017. A human case of zoonotic dog tapeworm, *dipylidium caninum* (Eucestoda: Dilepidiidae), in China. *Korean Journal of Parasitology*, 55(1):61–64.

Kassai T. 1999. *Veterinary helminthology*. Oxford; Boston: Butterworth-Heinemann. Keiser PB, Nutman TB. 2004. *Strongyloides stercoralis* in the Immunocompromised Population. *Clinical*

Microbiology Reviews, 17(1):208–217.

Kelly JD. 1973. Occurrence of *Trichuris serrata* von Linstow, 1879 (Nematoda: Trichuridae) in the Domestic Cat (*Felis catus*) in Australia. *The Journal of Parasitology*, 59(6):1145–1146.

Kleine A, Springer A, Strube C. 2017. Seasonal variation in the prevalence of *Toxocara* eggs on children's playgrounds in the city of Hanover, Germany. *Parasites and Vectors*, 10(1).

Klementowicz JE, Travis MA, Grecis RK. 2012. *Trichuris muris*: a model of gastrointestinal parasite infection. *Seminars in Immunopathology*, 34(6):815–828.

Knaus M, Shukullari E, Rapti D, Rehbein S. 2015. Efficacy of Broadline® against *Capillaria aerophila* lungworm infection in cats. *Parasitology Research*, 114(5):1971–1975.

Knopp S, Glinz D, Rinaldi L, Mohammed KA, N'Goran EK, Stothard JR, Marti H, Cringoli G, Rollinson D, Utzinger J. 2009a. FLOTAC: A promising technique for detecting helminth eggs in human faeces. *Transactions of The Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 103(12):1190–1194.

Knopp S, Rinaldi L, Khamis IS, Stothard JR, Rollinson D, Maurelli MP, Steinmann P, Marti H, Cringoli G, Utzinger J. 2009b. A single FLOTAC is more sensitive than triplicate Kato–Katz for the diagnosis of low-intensity soil-transmitted helminth infections. *Transactions of The Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 103(4):347–354.

Knopp S, Salim N, Schindler T, Voules DAK, Rothen J, Lweno O, Mohammed AS, Singo R, Benninghoff M, Nsojo AA, et al. 2014. Diagnostic Accuracy of Kato–Katz, FLOTAC, Baermann, and PCR Methods for the Detection of Light-Intensity Hookworm and *Strongyloides stercoralis* Infections in Tanzania. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 90(3):535–545.

Koczula KM, Gallotta A. 2016. Lateral flow assays. *Essays in Biochemistry*, 60(1):111–120.

Kostopoulou D, Claerebout E, Arvanitis D, Ligda P, Voutzourakis N, Casaert S, Sotiraki S. 2017. Abundance, zoonotic potential and risk factors of intestinal parasitism amongst dog and cat populations: The scenario of Crete, Greece. *Parasites & Vectors*, 10(1):43.

Labuschagne M, Beugnet F, Rehbein S, Guillot J, Fourie J, Crafford D. 2018. Analysis of *Dipylidium caninum* tapeworms from dogs and cats, or their respective fleas - Part 1. Molecular characterization of *Dipylidium caninum*: genetic analysis supporting two distinct species adapted to dogs and cats. *Parasite*, 25:30.

- Lempereur L, Nijse R, Losson B, Marechal F, De Volder A, Schoormans A, Martinelle L, Danlois F, Claerebout E. 2020. Coprological survey of endoparasite infections in owned dogs and owners' perceptions of endoparasite control in Belgium and the Netherlands. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 22:100450.
- Lightowlers MW, Gasser RB, Hemphill A, Romig T, Tamarozzi F, Deplazes P, Torgerson PR, Garcia HH, Kern P. 2021. Advances in the treatment, diagnosis, control and scientific understanding of taeniid cestode parasite infections over the past 50 years. *International Journal for Parasitology*, 51(13):1167–1192.
- Lima VFS, Cringoli G, Rinaldi L, Monteiro MFM, Calado AMC, Ramos RAN, Meira-Santos PO, Alves LC. 2015. A comparison of mini-FLOTAC and FLOTAC with classic methods to diagnosing intestinal parasites of dogs from Brazil. *Parasitology Research*, 114(9):3529–3533.
- Ma G, Wang T, Korhonen PK, Nie S, Reid GE, Stroehlein AJ, Koehler AV, Chang BCH, Hofmann A, Young ND, et al. 2019. Comparative bioinformatic analysis suggests that specific dauer-like signalling pathway components regulate *Toxocara canis* development and migration in the mammalian host. *Parasites & Vectors*, 12(1):32.
- Magi M, Guardone L, Prati MC, Torracca B, Macchioni F. 2012. First report of *Eucoleus boehmi* (syn. *Capillaria boehmi*) in dogs in north-western Italy, with scanning electron microscopy of the eggs. *Parasite*, 19(4):433–435.
- Magnaval J-F, Glickman LT, Dorchies P, Morassin B. 2001. Highlights of human toxocariasis. *The Korean Journal of Parasitology*, 39(1):1–11.
- Maurelli MP, Rinaldi L, Alfano S, Pepe P, Coles GC, Cringoli G. 2014. Mini-FLOTAC, a new tool for copromicroscopic diagnosis of common intestinal nematodes in dogs. *Parasites & Vectors*, 7(1):356.
- Mekaru SR, Marks SL, Felley AJ, Chouicha N, Kass PH. 2007. Comparison of Direct Immunofluorescence, Immunoassays, and Fecal Flotation for Detection of *Cryptosporidium* spp. and *Giardia* spp. in Naturally Exposed Cats in 4 Northern California Animal Shelters. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 21(5):959–965.
- Messner P. 2020. In Österreich zugelassene Arzneimittel zur Bekämpfung von Endoparasiten bei Haussäugetieren (Hund, Katze, Pferd, Rind, Schaf, Ziege, Schwein) und Nutzgeflügel

(Huhn).

Mihailescu PE, Istrate CM, Lazar V. 2020. Echinococcus species, neglected food borne parasites: taxonomy, life cycle and diagnosis. *Biointerface Research in Applied Chemistry*, 10(2):5284–5295.

Mittra S, Sasmal NK, Sinha PK. 1984. Infectivity of *Ancylostoma caninum* in dogs by different routes of inoculation. *Veterinary Parasitology*, 16(3):289–293.

Mohan SB, Santhanakumar K, Bhat AA. 2022. Endoscopic Recognition and Management of *Trichuris vulpis* Induced Colitis in Three Dogs: A Case Report. *Iranian Journal of Parasitology*.

Morelli S, Colombo M, Traversa D, Iorio R, Paoletti B, Bartolini R, Barlaam A, Di Cesare A. 2022. Zoonotic intestinal helminthes diagnosed in a 6-year period (2015–2020) in privately owned dogs of sub-urban and urban areas of Italy. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 29:100689.

MSD Veterinary Manual. 2022. Roundworms in Small Animals - Digestive System. *MSD Veterinary Manual*.

Mulinge E, Odongo D, Magambo J, Njenga SM, Zeyhle E, Mbae C, Kagendo D, Addy F, Ebi D, Wassermann M, et al. 2020. Diversity of *Taenia* and *Hydatigera* (Cestoda: Taeniidae) in domestic dogs in Kenya. *Parasitology Research*, 119(9):2863–2875.

Murnik L-C, Dauschies A, Dellling C. 2023. Gastrointestinal parasites in young dogs and risk factors associated with infection. *Parasitology Research*, 122(2):585–596.

Nagamori Y, Hall Sedlak R, Derosa A, Pullins A, Cree T, Loenser M, Larson BS, Smith RB, Goldstein R. 2020. Evaluation of the VETSCAN IMAGYST: An in-clinic canine and feline fecal parasite detection system integrated with a deep learning algorithm. *Parasites and Vectors*, 13(1).

Nagamori Y, Sedlak RH, DeRosa A, Pullins A, Cree T, Loenser M, Larson BS, Smith RB, Penn C, Goldstein R. 2021. Further evaluation and validation of the VETSCAN IMAGYST: in-clinic feline and canine fecal parasite detection system integrated with a deep learning algorithm. *Parasites and Vectors*, 14(1).

Nakao M, Lavikainen A, Iwaki T, Haukisalmi V, Konyaev S, Oku Y, Okamoto M, Ito A. 2013. Molecular phylogeny of the genus *Taenia* (Cestoda: Taeniidae): Proposals for the resurrection

- of *Hydatigera* Lamarck, 1816 and the creation of a new genus *Versteria*. *International Journal for Parasitology*, 43(6):427–437.
- Nevárez A, López A, Conboy G, Ireland W, Sims D. 2005. Distribution of *Crenosoma Vulpis* and *Eucoleus Aerophilus* in the Lung of Free-Ranging Red Foxes (*Vulpes Vulpes*). *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*, 17(5):486–489.
- Ng-Nguyen D, Van Nguyen T, Van Nguyen T, Nguyen HQ, Nguyen V-AT. 2021. Prevalence and risk factors of *Taenia hydatigena* in dogs, pigs, and cattle in the Central Highlands of Vietnam. *Parasitology Research*, 120(9):3245–3253.
- Okoshi S, Usui M. 1968. Experimental studies on *Toxascaris leonina*. VI. Experimental infection of mice, chickens and earthworms with *Toxascaris leonina*, *Toxocara canis* and *Toxocara cati*. *The Japanese Journal of Veterinary Science*, 30(3):151-1661.
- Okulewicz A, Perec-Matysiak A, Buńkowska K, Hildebrand J. 2012. *Toxocara canis*, *Toxocara cati* and *Toxascaris leonina* in wild and domestic carnivores. *Helminthologia*, 49(1):3–10.
- Olson BE, Olson ME, Wallis PM, Hrsg. 2002. *Giardia: the cosmopolitan parasite*. Wallingford, England; New York: CABI Pub.
- Petersen HH, Nielsen ST, Larsen G, Holm E, Chriel M. 2018. Prevalence of *Capillaria plicata* in Danish wild carnivores. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 7(3):360–363.
- Portokalidou S, Gkentzi D, Stamouli V, Varvarigou A, Marangos M, Spiliopoulou I, Dimitriou G. 2019. *Dipylidium caninum* Infection in Children: Clinical Presentation and Therapeutic Challenges. *The Pediatric Infectious Disease Journal*, 38(7):e157.
- Pu L, Liu Z, Guo A, Wu B, Liu G, Zhang S, Guo X, Li X, Jian J, Cai X, et al. 2022. A chromosome-level genome assembly for the rabbit tapeworm *Taenia pisiformis*. *Gene*, 834:146650.
- Regidor-Cerrillo J, Arranz-Solis D, Moreno-Gonzalo J, Pedraza-Diaz S, Gomez-Bautista M, Ortega-Mora LM, Collantes-Fernandez E. 2020. Prevalence of intestinal parasite infections in stray and farm dogs from Spain. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinaria*, 29(3):1–6.
- Remesar S, Garcia-Dios D, Calabuig N, Prieto A, Diaz-Cao JM, Lopez-Lorenzo G, Lopez C, Fernandez G, Morrondo P, Panadero R, et al. 2022. Cardiorespiratory nematodes and co-infections with gastrointestinal parasites in new arrivals at dog and cat shelters in north-western

- Spain. *Transboundary and Emerging Diseases*, 69(5):e3141–e3153.
- Riggio F, Mannella R, Ariti G, Perrucci S. 2013. Intestinal and lung parasites in owned dogs and cats from central Italy. *Veterinary Parasitology*, 193(1–3):78–84.
- Robertson ID, Thompson RC. 2002. Enteric parasitic zoonoses of domesticated dogs and cats. *Microbes and Infection*, 4(8):867–873.
- Romig T, Ebi D, Wassermann M. 2015. Taxonomy and molecular epidemiology of *Echinococcus granulosus sensu lato*. *Veterinary Parasitology*, 213(3):76–84.
- Rossi M, Messina N, Ariti G, Riggio F, Perrucci S. 2011. Symptomatic *Capillaria Plica* Infection in a Young European Cat. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 13(10):793–795.
- Rostami A, Riahi SM, Fallah Omrani V, Wang T, Hofmann A, Mirzapour A, Foroutan M, Fakhri Y, Macpherson CNL, Gasser RB. 2020. Global Prevalence Estimates of *Toxascaris leonina* Infection in Dogs and Cats. *Pathogens*, 9(6):503.
- Rousseau J, Castro A, Novo T, Maia C. 2022. *Dipylidium caninum* in the twenty-first century: epidemiological studies and reported cases in companion animals and humans. *Parasites and Vectors*, 15(1).
- Saini VK, Gupta S, Kasondra A, Rakesh RL, Latchumikanthan A. 2016. Diagnosis and therapeutic management of *Dipylidium caninum* in dogs: a case report. *Journal of Parasitic Diseases*, 40(4):1426–1428.
- Scaramozzino P, Carvelli A, Iacoponi F, De Liberato C. 2018. Endoparasites in household and shelter dogs from Central Italy. *International Journal of Veterinary Science and Medicine*, 6(1):45–47.
- Schnieder T, Laabs E-M, Welz C. 2011. Larval development of *Toxocara canis* in dogs. *Veterinary Parasitology*, 175(3–4):193–206.
- Schnyder M, Fahrion A, Riond B, Ossent P, Webster P, Kranjc A, Glaus T, Deplazes P. 2010. Clinical, laboratory and pathological findings in dogs experimentally infected with *Angiostrongylus vasorum*. *Parasitology Research*, 107(6):1471–1480.
- Scorza AV, Tyrrell P, Jablonski Wennogle SA, Chandrashekar R, Lappin MR. 2021. Experimental infection of cats with *Cystoisospora felis*. *Journal of Veterinary Internal Medicine*,

35(1):269–272.

Segeritz L, Westhoff KM, Schaper R, Hermosilla C, Taubert A. 2022. *Angiostrongylus vasorum*, *Aelurostrongylus abstrusus*, *Crenosoma vulpis* and *Troglostrongylus brevior* Infections in Native Slug Populations of Bavaria and Baden-Wuerttemberg in Germany. *Pathogens*, 11(7):747.

Shoop WL, Michael BF, Eary CH, Haines HW. 2002. TRANSMAMMARY TRANSMISSION OF STRONGYLOIDES STERCORALIS IN DOGS. *Journal of Parasitology*, 88(3):536–539.

Silva AMD, Bastien M, Umhang G, Boué F, Bastid V, Boucher J-M, Caillot C, Garam CP de, Renault C, Faisse M, et al. 2021. Soil contamination by *Echinococcus multilocularis* in rural and urban vegetable gardens in relation to fox, cat and dog faecal deposits. *Parasite*, 28:74.

Šmigová J, Papajová I, Šoltys J, Pipiková J, Šmiga Ľ, Šnábel V, Takáčová J, Takáč L. 2021. The occurrence of endoparasites in Slovakian household dogs and cats. *Veterinary Research Communications*, 45(4):243–249.

Stassens P, Bergum PW, Gansemans Y, Jespers L, Laroche Y, Huang S, Maki S, Messens J, Lauwereys M, Cappello M, et al. 1996. Anticoagulant repertoire of the hookworm *Ancylostoma caninum*. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 93(5):2149–2154.

Stockdale PHG, Hulland TJ. 1970. The Pathogenesis, Route of Migration, and Development of *Crenosoma vulpis* in the Dog. *Pathologia veterinaria*, 7(1):28–42.

Štrkolcová G, Mravcová K, Mucha R, Mulinge E, Schreiberová A. 2022. Occurrence of Hookworm and the First Molecular and Morphometric Identification of *Uncinaria stenocephala* in Dogs in Central Europe. *Acta Parasitologica*, 67(2):764–772.

Strube C, Mehlhorn H. 2021. *Dog parasites endangering human health*. Cham: Springer.

Taubert A, Pantchev N, Vrhovec MG, Bauer C, Hermosilla C. 2009. Lungworm infections (*Angiostrongylus vasorum*, *Crenosoma vulpis*, *Aelurostrongylus abstrusus*) in dogs and cats in Germany and Denmark in 2003–2007. *Veterinary Parasitology*, 159(2):175–180.

Taylor MA, Coop RL, Wall RL. 2007. *Veterinary parasitology*. 3rd ed 3rd ed. Oxford, UK; Ames, Iowa: Blackwell.

Thamsborg SM, Ketzis J, Horii Y, Matthews JB. 2017. *Strongyloides* spp. infections of veterinary importance. *Parasitology*, 144(3):274–284.

- Torgerson PR, Keller K, Magnotta M, Ragland N. 2010. The Global Burden of Alveolar Echinococcosis. *PLOS Neglected Tropical Diseases*, 4(6):e722.
- Traversa D. 2011. Are we paying too much attention to cardio-pulmonary nematodes and neglecting old-fashioned worms like *Trichuris vulpis*? *Parasites & Vectors*, 4(1):32.
- Traversa D. 2012. Pet roundworms and hookworms: A continuing need for global worming. *Parasites & Vectors*, 5(1):91.
- Traversa D, Iorio R, Otranto D. 2008. Diagnostic and Clinical Implications of a Nested PCR Specific for Ribosomal DNA of the Feline Lungworm *Aelurostrongylus abstrusus* (Nematoda, Strongylida). *Journal of Clinical Microbiology*, 46(5):1811–1817.
- Traversa D, Di Cesare A, Lia RP, Castagna G, Meloni S, Heine J, Strube K, Milillo P, Otranto D, Meckes O, et al. 2011. New Insights into Morphological and Biological Features of *Capillaria aerophila* (Trichocephalida, Trichuridae). *Parasitology Research*, 109(1):97–104.
- Traversa D, Di Cesare A, Di Giulio E, Castagna G, Schaper R, Braun G, Lohr B, Pampurini F, Milillo P, Strube K. 2012. Efficacy and safety of imidacloprid 10 %/moxidectin 1 % spot-on formulation in the treatment of feline infection by *Capillaria aerophila*. *Parasitology Research*, 111(4):1793–1798.
- Tull A, Moks E, Laurimaa L, Keis M, Süld K. 2020. Endoparasite infection hotspots in Estonian urban areas. *Journal of Helminthology*, 94:e104.
- Unterköfler MS, Eipeldauer I, Merz S, Pantchev N, Hermann J, Brunthaler R, Basso W, Hinney B. 2022. *Strongyloides stercoralis* infection in dogs in Austria: two case reports. *Parasites & Vectors*, 15(1):168.
- Utzinger J, Rinaldi L, Lohourignon LK, Rohner F, Zimmermann MB, Tschannen AB, N'Goran EK, Cringoli G. 2008. FLOTAC: a new sensitive technique for the diagnosis of hookworm infections in humans. *Transactions of The Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 102(1):84–90.
- Varcasia A, Tamponi C, Ahmed F, Cappai MG, Porcu F, Mehmood N, Dessì G, Scala A. 2022. *Taenia multiceps* coenurosis: a review. *Parasites & Vectors*, 15(1):84.
- Venco L, Valenti V, Genchi M, Grandi G. 2011. A Dog with Pseudo-Addison Disease Associated with *Trichuris vulpis* Infection. *Journal of Parasitology Research*, 2011:e682039.

- Veronesi F, Lepri E, Morganti G, Di Palma S, Mechelli L, Moretti A, Traversa D. 2013. Nasal eucoleosis in a symptomatic dog from Italy. *Veterinary Parasitology*, 195(1):187–191.
- Verweij JJ, Canales M, Polman K, Ziem J, Brienen EAT, Polderman AM, van Lieshout L. 2009. Molecular diagnosis of *Strongyloides stercoralis* in faecal samples using real-time PCR. *Transactions of The Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 103(4):342–346.
- Vidal JE, Sztajn bok J, Seguro AC. 2003. EOSINOPHILIC MENINGOENCEPHALITIS DUE TO TOXOCARA CANIS: CASE REPORT AND REVIEW OF THE LITERATURE. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 69(3):341–343.
- Viney M. 2007. *Strongyloides* spp. WormBook.
- de Waal T, Aungier S, Lawlor A, Goddu T, Jones M, Szlosek D. 2023. Retrospective Survey of Dog and Cat Endoparasites in Ireland: Antigen Detection. *Animals*, 13(1):137.
- Yin J, Wu X, Han J, Torgerson PR. 2023. The impact of natural environment on human alveolar echinococcosis: A township-level modeling study in Qinghai-Tibet Plateau. *Science of The Total Environment*, 856:159085.
- Zanzani SA, Gazzonis AL, Scarpa P, Berrilli F, Manfredi MT. 2014. Intestinal Parasites of Owned Dogs and Cats from Metropolitan and Micropolitan Areas: Prevalence, Zoonotic Risks, and Pet Owner Awareness in Northern Italy. *BioMed Research International*, 2014:e696508.
- Zottler E-M, Bieri M, Basso W, Schnyder M. 2019. Intestinal parasites and lungworms in stray, shelter and privately owned cats of Switzerland. *Parasitology International*, 69:75–81.

9 Tabellen- und Abbildungsverzeichnis

9.1 Tabellenverzeichnis

1	Übersicht der wichtigsten <i>Taenia</i> -Arten bei Hund und Katze in Europa	8
2	Prävalenzen von Endoparasiten bei Hunden in Europa	24
3	Fortsetzung: Prävalenzen von Endoparasiten bei Hunden in Europa	25
4	Prävalenzen von Endoparasiten bei Katzen in Europa	26
5	Fortsetzung: Prävalenzen von Endoparasiten bei Katzen in Europa	27
6	Richtwerte für die Höhe der Ausscheidung von Parasitenstadien	29

9.2 Abbildungsverzeichnis

1	Anteil mittels Flotation nachgewiesener Parasitenstadien bei Hunden n = 297 . .	32
2	Anteil der Hunde mit positivem Flotationsbefund in den verschiedenen Altersgruppen	34
3	Anteil der Hunde mit positivem Flotationsbefund in den verschiedenen Gewichtsgruppen	35
4	Anteil der Hunde mit positivem Flotationsbefund in den verschiedenen Herkunftsgruppen	36
5	Aufteilung der Fecal Score Einteilung der Hunde mit einem positiven Flotationsbefund (n = 45)	37
6	Anteil mittels Flotation nachgewiesener Parasitenstadien bei Katzen n = 158) . .	38
7	Anteil der Katzen mit positivem Flotationsbefund in den verschiedenen Altersgruppen)	39
8	Anteil der Katzen mit positivem Flotationsbefund in den verschiedenen Gewichtsgruppen)	40
9	Anteil der Katzen mit positivem Flotationsbefund in den verschiedenen Herkunftsgruppen)	41
10	Aufteilung der Fecal Score Einteilung der Katzen mit einem positiven Flotationsbefund (n = 14))	42