

Aus dem Department für Pathobiologie
der Veterinärmedizinischen Universität Wien

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

Helminthen des Gastrointestinaltrakts bei Katzen in Kärntner Tierheimen: Eine Beobachtungsstudie

Diplomarbeit

Veterinärmedizinische Universität Wien

vorgelegt von

Mirjam John

Wien, im Juni 2022

Betreuerin: Univ.Prof. Dr.med.vet. Anja Joachim
Institut für Parasitologie
Department für Pathobiologie
Veterinärmedizinische Universität Wien

BegutachterIn:

INHALTSVERZEICHNIS

1.	EINLEITUNG UND FRAGESTELLUNG	1
2.	LITERATURÜBERSICHT	2
2.1.	ZOONOTISCHE HELMINTHEN.....	2
2.2.	NEMATODA (FADENWÜRMER).....	5
2.2.1.	Toxocara spp. und Toxascaris leonina.....	5
2.2.2.	Ancylostomatidae	11
2.2.3.	Aelurostrongylus abstrusus	13
2.2.4.	Capillaria spp.....	15
2.3.	CESTODEA (BANDWÜRMER).....	18
2.3.1.	Echinococcus multilocularis	18
2.3.2.	Spirometra spp.	21
2.3.3.	Taenia taeniaeformis	22
2.4.	TREMATODEN (PLATTWÜRMER).....	23
2.4.1.	Opisthorchis felinus	23
3.	TIERE, MATERIAL UND METHODIK.....	25
3.1.	BETRIEBE UND TIERMATERIAL	25
3.1.1.	Probenmaterial und Probenbeschaffung.....	25
3.1.2.	Konservierung und Aufbewahrung.....	25
3.2.	METHODIK	25
3.2.1.	Flotation	25
3.2.2.	Larvenauswanderungsverfahren nach Baermann-Wetzel.....	26
3.2.3.	DNA-Extraktion und PCR	27
3.2.4.	Weitere diagnostische Maßnahmen	28
3.3.	STATISTIK	29
4.	ERGEBNISSE	30
4.1.	ÜBERSICHT	30

4.2.	TIERHEIMBEZOGENE ERGEBNISSE	30
4.2.1.	Tierheim A	31
4.2.2.	Tierheim B	31
4.2.3.	Tierheim C	32
4.2.4.	Tierheim D	32
4.3.	PARASITEN-BEZOGENE ERGEBNISSE	33
4.4.	HALTUNGSBEZOGENE ERGEBNISSE	34
5.	DISKUSSION	36
5.1.	VERGLEICH MIT ANDEREN STUDIEN MIT TIERHEIMBETEILIGUNG IN EUROPA.....	36
5.2.	KATZEN ALS ÜBERTRÄGER BEDEUTENDER ZOOSE IN EUROPA.....	38
5.3.	SCHLUSSFOLGERUNG	39
6.	ZUSAMMENFASSUNG	40
7.	SUMMARY	41
8.	LITERATURVERZEICHNIS	42
9.	ABBILDUNGS- UND TABELLENVERZEICHNIS	56

Für meinen Opa, auch wenn er nicht mehr hier ist.

Abkürzungen

2qPCR	duplex quantitative real-time PCR
<i>A. caninum</i>	<i>Ancylostoma caninum</i>
<i>A. tubaeforme</i>	<i>Ancylostoma tubaeforme</i>
<i>A. braziliense</i>	<i>Ancylostoma braziliense</i>
<i>Ae. abstrusus</i>	<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>
AE	Alveoläre Echinokokkose
BAL	Bronchoalveoläre Lavage
bp	Basenpaare
<i>C. aerophila</i>	<i>Capillaria aerophila</i>
<i>C. hepatica</i>	<i>Capillaria hepatica</i>
<i>C. plica</i>	<i>Capillaria plica</i>
<i>C. putorii</i>	<i>Capillaria putorii</i>
DNA	Desoxyribonukleinsäure
dNTP	Desoxyribonukleosidtriphosphat
<i>E. multilocularis</i>	<i>Echinococcus multilocularis</i>
EIA	Enzyme-Linked Immunosorbent Assay
ESCCAP	European Scientific Counsel Companion Animal Parasites
<i>g</i>	Erdbeschleunigung $g = 9,81 \text{ Meter pro Sekunde}^2$
L1	Larvenstadium 1 / Erstlarve
L3	Larvenstadium 3 / Drittlarven
LMC	Larva migrans cutanea
LMV	Larva migrans visceralis
<i>O. felineus</i>	<i>Opisthorchis felineus</i>
PCR	Polymerasekettenreaktion

qPCR	Quantitative Real-Time PCR
rpm	rounds per minute
<i>S. erinaceieuropaei</i>	<i>Spirometra erinaceieuropaei</i>
Taq-Polymerase	<i>Thermus aquaticus</i> -Polymerase
<i>Ta. taeniaeformis</i>	<i>Taenia taeniaeformis</i>
<i>T. canis</i>	<i>Toxocara canis</i>
<i>T. cati</i>	<i>Toxocara cati</i>
<i>To. leonina</i>	<i>Toxascaris leonina</i>
TES-ELISA	<i>Toxocara</i> excretory-secretory enzyme-linked immunosorbent assay

1. Einleitung und Fragestellung

Katzen gehören in Österreich und weiten Teilen der Welt zu den beliebtesten Haustieren. In österreichischen Privathaushalten wurden im Jahr 2020 über 1,5 Mio. Katzen gehalten. Besonders beliebt sind Katzen als Haustiere in den Bundesländern mit einem großen Anteil ländlicher Gegenden (Statistik Austria 2022). Häufig werden die Tiere als Familienmitglieder in das Leben eingebunden und teilen sich ihren Lebensraum mit dem Menschen.

Katzen können von einer Vielzahl von Endoparasiten befallen sein. Besonders Katzen mit Freigang sind durch ihr Jagdverhalten anfälliger dafür, weil sie Beutetiere erlegen, die als Zwischenwirte oder parentenische Wirte für diverse Parasiten fungieren. Einige dieser Parasiten können aufgrund ihrer zoonotischen Eigenschaft auch ein Gesundheitsrisiko für den Menschen darstellen. Viele Endoparasitosen verlaufen bei Katzen symptomlos und können daher für längere Zeit unentdeckt bleiben. Infizierte Haus- und Streunerkatzen verbreiten auf diese Weise als Ausscheider Parasitenstadien in der Umwelt und erhöhen somit das Risiko einer Ansteckung für den Menschen (Otranto et al. 2015).

Viele der Katzen, die in Privathaushalten leben, werden von Tierheimen vermittelt. In einem gemeinsamen Projekt des Landes Kärnten mit der Veterinärmedizinischen Universität Wien wurde untersucht, wie hoch der Infektionsdruck von Endoparasiten in verschiedenen Tierheimen in Kärnten ist. Im Rahmen dieses Projekts wurden im Jahr 2022 in verschiedenen Kärntner Tierheimen knapp 200 Kotproben von Hunden und Katzen gesammelt und auf parasitäre und bakterielle Infektionserreger untersucht.

Diese Arbeit ist Teil einer Studie zu Zoonoseerregern in Kärntner Tierheimen, die in fünf Diplomarbeitenprojekten bearbeitet wurden, drei davon zu parasitologischen Themen. Es handelte sich bei Letzteren um die Arbeiten von Valerie Auersperg („Endoparasitäre Zoonoseerreger bei Hunden in Kärntner Tierheimen“), Janina Mayr (Zoonotische Protozoen des Gastrointestinaltrakts bei Tierheimkatzen: eine Beobachtungsstudie in Kärnten“) und die vorliegende Arbeit.

Die dieser Arbeit zugrunde liegende Hypothese lautete, dass trotz des kontrollierten Umfelds und tierärztlicher Betreuung Katzen in den untersuchten Tierheimen mit zoonotischen Endoparasiten infiziert sein können, die eine potenzielle Gefahr für den Menschen darstellen.

2. Literaturübersicht

2.1. Zoonotische Helminthen

Zoonotische Würmer (Helminthen), aus verschiedenen Taxa sind auch bei Katzen beschrieben. In Tabelle 1 ist eine Auswahl der wichtigsten zoonotischen Helminthen, ihren Übertragungswegen, den Infektionsstadium und den beim Menschen relevantesten Symptomen zu finden.

In Europa variieren die Prävalenzen von mit Helminthen infizierten Katzen zwischen 30,8-35,9 % (Beugnet et al. 2014, Genchi et al. 2021, Giannelli et al. 2017). Man kann man davon ausgehen, dass regionsabhängig beinahe jede dritte Katze mit mindestens einem Endoparasiten infiziert ist (Beugnet et al. 2014, Spada et al. 2013).

Toxocara cati gehört im europäischen Raum zu den am häufigsten diagnostizierten zoonotischen Endoparasiten mit Prävalenzen bis zu 35 %. (Deplazes et al. 2021, Genchi et al. 2021, Overgaauw und Nijssse 2020).

Tabelle 1: Die häufigsten zoonotischen Helminthen bei der Katze (Deplazes et al. 2021, Herman und Chiodini 2009, Janecek et al. 2014, Otranto und Deplazes 2019, Stracke et al. 2020, Torgerson und Budke 2003, Traub et al. 2021, Traversa et al. 2010).

Art [Ordnung]	Zoonotischer Infektionsweg	Infektiöses Stadium	Häufigste Symptome beim Menschen
Nematoden			
<i>Capillaria aerophila</i> [Trichocephalida]	Oral	L1	Bronchitis, Fieber, Atemnot, Husten
<i>Capillaria hepatica</i> [Trichocephalida]	Oral	L3	Hepatitis, Anämie, Fieber
<i>Ancylostoma braziliense</i> [Strongylida]	aktive Hautinvasion	L3	LMC mit Erythemen, Papeln, Juckreiz durch Bohrgänge in der Haut
<i>Ancylostoma tubaeforme</i> [Strongylida]	aktive Hautinvasion	L3	LMC
<i>Ancylostoma ceylanicum</i> [Strongylida]	aktive Hautinvasion	L3	LMC, eosinophile Enteritis
<i>Uncinaria stenocephala</i> [Strongylida]	aktive Hautinvasion	L3	LMC
<i>Strongyloides stercoralis</i> [Rhabditida]	aktive Hautinvasion	L3	LMC
<i>Toxocara cati</i> [Ascaridida]	oral	L3	LMV mit Fieberschüben, asthmaähnliche Symptome; Hepatomegalie, Hautveränderungen; okuläre Larva migrans mit Chorioretinitis, Trübung des Glaskörpers, Schwächung der Sehfähigkeit, Erblindung; Neurotoxokarose
<i>Gnathostoma</i> spp. [Spirurida]	oral	L3 (in Zwischen- wirten)	LMC, LMV; neurologische Manifestation mit eosinophiler Meningitis, Myeloencephalitis; okuläre Infektion kann bis zur Erblindung führen

Art [Ordnung]	Zoonotischer Infektionsweg	Infektiöses Stadium	Häufigste Symptome beim Menschen
Trematoden			
<i>Opisthorchis felineus</i> [Opisthochiida]	oral	Metazerkarien in Fisch	Cholestase, Gallengangskarzinom
<i>Schistosoma spp.</i> [Strigeatida]	aktive Hautinvasion	Zerkarien	Zerkarien-Dermatitis mit Juckreiz, Erythemen, Papeln, Quaddeln; Schüttelfrost, Fieber, Kopf- u. Gliederschmerzen; abdominale Schmerzen, portaler Hypertonus, Ösophagus-Varizen, Aszites
Cestoden			
<i>Diphyllobothrium latum</i> [Pseudophyllida]	oral	Reife Plerozerkoide	Meist inapparent, selten megaloblastische Anämie
<i>Spirometra spp.</i> [Pseudophyllida]	oral	1. ZW: Prozeroide 2. ZW: Plerozerkoide	Entzündliche Veränderungen in diversen Organen (z.B.: Gehirn, Auge, Genitalien, Subcutis, Lunge)
<i>Mesocostoides spp.</i> [Cyclophyllida]	oral	Tetrathydrien	Unspezifische gastrointestinale Symptome
<i>Dipylidium caninum</i> [Cyclophyllida]	oral	Zystizerkoide	Milde unspezifische gastrointestinale Symptome
<i>Echinococcus multilocularis</i> [Cyclophyllida]	oral	Onkosphären	Oberbauchschmerzen, Ikterus, Gewichtsverlust, Gallengangsverstopfung

2.2. Nematoda (Fadenwürmer)

2.2.1. *Toxocara* spp. und *Toxascaris leonina*

Die Gattungen *Toxocara* und *Toxascaris* gehören zur Ordnung der Ascaridida (Spulwürmer) (Deplazes et al. 2021, Holland und Smith 2006). Die in dieser Arbeit behandelten Arten sind *Toxocara canis*, *Toxocara cati* (Synonym *Toxocara mystax*) und *Toxascaris leonina*, die alle in die Familie der Toxocaridae gehören. *Toxocara canis* und *T. cati* gehören zur Unterfamilie der Toxocarinae. *Toxascaris leonina* gehört zur Unterfamilie der Ascaridinae (Deplazes et al. 2013, Deplazes et al. 2021, Fan et al. 2013). Katzen können *T. cati* und *To. leonina* beherbergen, Hunde *T. canis* und *To. leonina* (Deplazes et al. 2021). *Toxocara canis*, der Spulwurm des Hundes, wurde in der Literaturübersicht zu Vergleichszwecken aufgenommen.

2.2.1.1. Morphologie

Die drei genannten Spulwurmart haben ein sehr ähnliches Aussehen. Adulte Männchen von *T. canis* erreichen eine Länge von 10-12 cm, wohingegen adulte Weibchen eine Gesamtlänge von 12-19 cm erreichen können. Die Zervikalfügel sind eher schmal ausgeprägt und sie besitzen drei Lippen. Ösophagus-Ventrikel sind ebenfalls vorhanden. Männliche Exemplare haben oft ein eingerolltes Hinterende und besitzen zwei Spikula. Die dickschaligen Eier von *T. canis* sind rundlich bis oval und haben durchschnittlich eine Abmessung von 84x77 µm. Netzförmige Einbuchtungen an der Oberfläche ähneln einem Golfball. Adulte Männchen von *T. cati* erreichen eine Länge von 3-7 cm, weibliche Exemplare bis 12 cm. Die Zervikalfügel sind breiter und prominenter ausgeprägt und laufen am Vorderende spitzer zu als bei *T. canis* und *To. leonina* und erinnern an eine Pfeilspitze. Sie besitzen drei einfache Lippen an ihrem Vorderende und einen Ösophagus mit Ventrikel (Bowman 2021). Männliche Exemplare haben oft ein eingerolltes Hinterende und besitzen zwei Spikula. Mit einer Größe von 71x64 µm sind die Eier *T. cati* etwas kleiner als die von *T. canis* und eher längsoval, ansonsten unterscheiden sich die Eier morphologisch kaum (Abbildung 1). Adulte Männchen von *To. leonina* erreichen eine Länge von 4-7 cm. Adulte Weibchen erreichen eine Länge von 5-12 cm (Deplazes et al. 2013). Der Ösophagus besitzt keinen Ventrikel, aber ebenfalls drei Lippen. Die Cervicalfügel sind schmal ausgebildet. Das Hinterende ist wie bei *T. canis* und *T. cati* bei den Männchen oft eingerollt und mit zwei Spikula besetzt (Deplazes et al. 2021). Im Gegensatz zu *T. cati* und *T. canis* ist die Schale der Eier von *To. leonina* glatt. Die dickschaligen Eier erreichen eine Größe von 76-95 µm und sind heller als die von *Toxocara*. Ihre Form lässt sich als kugelig bis ellipsoid beschreiben (Tab. 1).



Abbildung 1: Ei von *Toxocara* sp., Probe 079. Aufnahme: Institut für Parasitologie, V. Auersperg, M. John, J. Mayr.

Tabelle 2: Morphologie der Spulwurmarten von Hund und Katze (nach Deplazes et al. 2021).

	<i>Toxocara canis</i>	<i>Toxocara cati</i>	<i>Toxascaris leonina</i>
Adulte Würmer			
Länge Männchen (in cm)	10-12	3-7	4-7
Länge Weibchen (in cm)	12-19	Bis 12	5-12
Vorderende		3 einfache Lippen	
Zervikalflügel	Eher schmal ausgeprägt	Breiter und prominenter, am Vorderende spitz zusammenlaufend, pfeilförmig	Eher schmal ausgeprägt
Ösophagus-Ventrikel		Vorhanden	Fehlt
Hinterende (Männchen)		Oft eingerollt mit 2 Spikula	
Eier			
Durchschnittliche Abmessungen	84x77 µm	71x64 µm	76-95 µm
Form	Rundlich – oval	Längsoval	Kugelig-ellipsoid
Besonderheit	Dickschalig; golfballartig gefurchte Oberfläche		Heller als <i>T. canis</i> und <i>T. cati</i>

2.2.1.2. Epidemiologie und Verbreitung

Toxascaris leonina und *Toxocara* spp. sind global vorkommende Parasiten. Die Prävalenz schwankt stark, abhängig vom Alter, der Region und Haltungsart der Tiere (Haustier oder freilebend/Streuner). *Toxascaris leonina* hat die höchste Prävalenz im mittleren Osten und nord-östlichen Teilen Afrikas mit 7,2 % bei Hunden und 10 % bei Katzen. Streunende Tiere haben eine signifikant höhere Wahrscheinlichkeit für eine Infektion mit *To. leonina* als Haustiere (7,5 % zu 1,8 %) (Rostami et al. 2020).

Toxascaris leonina kommt im Vergleich zu *Toxocara* spp. in Europa allerdings deutlich seltener vor (Deplazes et al. 2021). Der weitverbreitetste Spulwurm der Katze weltweit ist *T. cati*. Mit durchschnittlichen Prävalenzen von 19,7-24,5 %% in Europa (Deplazes et al. 2021, Overgaauw und Nijse 2020), 22,04 % in China (Zheng et al. 2020), 16,7-27,6 % in Brasilien (Dantas-Torres 2020), 27,03 % in Südamerika (exklusive Brasilien) (López-Osorio et al. 2020), 11 % in Kanada (Jenkins 2020) und 3,2 % in Australien (Palmer et al. 2008) ist er einer der häufigsten Katzenparasiten.

2.2.1.3. Infektion, Lebenszyklus und Pathogenese

Die Endwirte für *T. canis* sind Canidae und für *T. cati* Felidae. *Toxascaris leonina* parasitiert sowohl in Hunden als auch in Katzen. Eine Mischinfektion mit *T. cati* bzw. *T. canis* und *To. leonina* ist möglich. Es besteht auch die Möglichkeit bei Hunden durch koprophages Verhalten *T. cati* durch aufgenommenen Katzenkot nachzuweisen (Fahrion et al. 2011, Oguz et al. 2018). In seltenen Fällen wurde auch *T. canis* in Katzen gefunden (Azimian et al. 2021, Parsons 1987).

Noch nicht infektiöse Wurmeier von *Toxocara* spp. und *To. leonina* werden von adulten weiblichen Würmern, welche im Dünndarm leben, von den Endwirten über den Kot ausgeschieden. Die Reifung der Eier zum infektiösen Larvenstadium 3 (L3) dauert bei *To. leonina* bei ca. 20 °C Raumtemperatur etwa sieben bis neun Tage (Okulewicz et al. 2012) und bei *Toxocara* spp. zwei Wochen bei Umgebungstemperaturen von 25-30 °C und bis zu acht Wochen bei 12-18 °C (Deplazes et al. 2021).

Infektiöse Larven können bei *To. leonina*, *T. canis* und *T. cati* direkt oral mit den Eiern aus der Umgebung oder indirekt durch die Aufnahme infizierter parentenischer Wirte aufgenommen werden (Okulewicz et al. 2012). Als parentenische Wirte können eine Vielzahl an Tieren dienen, wie z.B. Amphibien, Hasenartige, Nagetiere, landwirtschaftliche Nutztiere, Regenwürmer oder Vögel (Deplazes et al. 2021, Strube et al. 2013).

Bei *Toxocara* spp. kann eine Infektion auch transmammär bzw. laktogen über die Muttermilch erfolgen, wenn die initiale Infektion der Mutter im letzten Drittel der Trächtigkeit geschieht. Im Gegensatz zu *T. cati*, bei dem keine pränatale Infektion stattfindet, kann *T. canis* beim Hund auch diaplazentar übertragen werden. Reinfektionen sind bei säugenden Hündinnen und Kätzinnen durch die Aufnahme mit dem Kot ausgeschiedener präadulter Larven bei der Welpenpflege möglich (Krämer et al. 2006, Schwartz et al. 2022, Wolken et al. 2009).

Bei *Toxocara* spp. werden zwei Wege der Körperwanderung unterschieden, der somatische und der tracheale Wanderweg, die auch simultan ablaufen können. Beide Körperwanderungen verlaufen anfangs ident. Nach peroraler Aufnahme der embryonierten Eier entledigen sich die L3 ihrer Eihüllen und gelangen durch die Darmwände in das Pfortadersystem. Etwa ein bis zwei Tage nach der Infektion erreichen die Larven die Leber und gelangen von dort über das Blut weiter bis in die Lunge. Das Alter der Tiere, der Immunstatus und die Infektionsdosis sind entscheidende Faktoren dafür, welchen weiteren Entwicklungsweg die Larven einschlagen (Schnieder et al. 2011, Strube et al. 2013). Ein Zusammenhang mit dem Geschlecht wurde in der Vergangenheit mehrfach diskutiert (Schnieder et al. 2011) konnte aber in neueren Studien nicht verifiziert werden (Fu et al. 2014, Gingrich et al. 2010, Riggio et al. 2013, Ursache et al. 2021, Zottler et al. 2019). Bei der trachealen Wanderung penetrieren die Larven die Alveolen und gelangen über Bronchiolen und Trachea in den Pharynx, wo sie abgeschluckt werden. Im Magen-Darm-Trakt wird die Reifung zu adulten geschlechtsreifen Würmern abgeschlossen. Die tracheale Körperwanderung ist hauptsächlich, aber nicht ausschließlich, bei jungen Tieren bis zu 12 Wochen zu beobachten (Greve 1971). Eine somatische Körperwanderung geschieht vornehmlich bei adulten Tieren. Hierbei gelangen die Larven nicht in die Alveolen, sondern über den Blutkreislauf in unterschiedliche Organe (v.a. Leber und Nieren) und die Muskulatur und kapseln sich dort ab (Despommier 2003). Abgekapselt verfallen die Larven in eine Hypobiose und können mehrere Jahre so verweilen. Eine Reaktivierung ist unter anderem im letzten Drittel der Trächtigkeit durch eine Veränderung des Hormonhaushaltes der Hündin möglich und ermöglicht so eine pränatale Infektion der Welpen (Krämer et al. 2006, Schwartz et al. 2022, Wolken et al. 2009).

Der Lebenszyklus von *To. leonina* ist kürzer und lokaler begrenzt als der von *Toxocara* spp. Embryonierte Eier gelangen durch orale Aufnahme in den Dünndarm und schlüpfen dort. Für die Häutung dringen die Larven in die Darmwand ein. Nach der Häutung vollziehen die Larven von *To. leonina* ihre Entwicklung bis zur Geschlechtsreife nach der Rückkehr ins Darmlumen.

Zu einer somatischen Wandung in andere Organe kommt es eher selten (Deplazes et al. 2021, Parsons 1987).

2.2.1.4. Diagnose, Therapie und Bekämpfung

Adulte Würmer von *Toxocara* spp. können sowohl im Erbrochenen vorkommen als auch mit dem Stuhl ausgeschieden werden und können makroskopisch erkennbar sein. (MSD Manual for the Professional 2022).

Blutparameter wie eine Erhöhung der eosinophilen Granulozyten können ebenfalls einen Hinweis auf eine Parasitose darstellen (Yoon et al. 2018).

Bei der mikroskopischen Diagnostik gilt das Flotationsverfahren als der Goldstandard in der Veterinärmedizin. Diese Methode kann mit unterschiedlichen Medien wie Kot, Erde oder Sand durchgeführt werden, um das Ausscheiden von Wurmeiern zu verifizieren (Kleine et al. 2016, Overgaaauw und van Knapen 2013).

Zum Nachweis und der genaueren Klassifizierung von *Toxocara* spp. können auch weitere, zum Teil aufwändigere Labormethoden verwendet werden. Mit der loop-mediated isothermal amplification/Schleifen-vermittelte isothermale Amplifikation (LAMP) kann ein Spulwurmbefall mit vergleichbarer Sensitivität und Spezifität wie mit einem Flotationsverfahren nachgewiesen werden (Azimian et al. 2021). Für eine genaue Differenzierung können unterschiedliche Varianten der PCR herangezogen werden wie die klassische PCR, qPCR (real time PCR) und 2qPCR (duplex quantitative real-time PCR) (Durant et al. 2012, Jarosz et al. 2021).

In der Humanmedizin wird mittels Serologie auf indirekte Nachweisverfahren gesetzt. Wahlweise werden EIA (enzyme immunoassay) oder TES-ELISA (*Toxocara* excretory-secretory enzyme-linked immunosorbent assay) genutzt und mit Western-Blots ergänzt (Filliaux und Magnaval 2013, Moreira et al. 2014).

Für die Therapie der Toxocarose werden bei Katzen veterinärmedizinische Präparate mit Benzimidazolen, makrozyklische Laktone oder Pyrantel empfohlen. Es können Mono- oder Kombinationspräparate genutzt werden. Die unterschiedlichen Applikationsformen wie Kautabletten und Spot-Ons ermöglichen eine für das betroffene Tier zugeschnittene Behandlung (Deplazes et al. 2021).

Auf den Empfehlungen der ESCCAP (European Scientific Counsel Companion Animal Parasites) basierend, ist generell eine Diagnose-basierte Entwurmung einer routinemäßigen Verabreichung anthelmintisch wirkender Arzneimittel vorzuziehen. Das Entwurmungsintervall

für adulte Tiere kann anhand eines Risikogruppen-Schemas bestimmt werden. Intervalle von bis zu zwölf Kotuntersuchungen/prophylaktischen Behandlungen gegen Spulwürmer im Jahr sind angeraten, mindestens jedoch vier Mal jährlich. Es ist jedoch zu bedenken, dass koproskopische Untersuchungen gegebenenfalls auch falsch negativ sein können und nur ein positiver Befund ein eindeutiges Ergebnis liefert. Katzenwelpen sollten gemeinsam mit ihrer Mutter beginnend mit der dritten Lebenswoche bis zwei Wochen nach dem Absetzen alle zwei Wochen mit einem für Welpen passenden Anthelmintikum behandelt werden (ESCCAP - European Scientific Counsel Companion Animal Parasites 2022).

2.2.1.5. Zoonotische Bedeutung

Ein Befall des Menschen mit *Toxocara* spp. (Toxokarose) ist möglich. In Bezug auf die europäische Prävalenz, die bei 1-8 % liegt, befindet sich Österreich mit 6,3 % im Mittelfeld (Deplazes et al. 2021). Landwirte, Schlachthauspersonal, Tierärzte und Jäger gehören zu den Personengruppen, die in Österreich besonders betroffen sind. In diesen Bereichen ist der Risikofaktor bis zu 39 mal höher (Deutz et al. 2005).

Die Infektion beim Menschen geschieht meist peroral durch den Konsum von unsachgemäß gereinigtem Obst und Gemüse. Es wurde auch schon in Fleisch, das für den menschlichen Verzehr vorgesehen war, *T. cati* nachgewiesen (Michelutti et al. 2021). Kinder sind besonders häufig durch geophages Verhalten gefährdet (Macpherson 2013).

Es gibt unterschiedliche Verlaufsformen dieser Erkrankung. Als Larva migrans visceralis bezeichnet man die Wanderung der Larven in die unterschiedlichen Organe. Häufig betroffen sind Lunge, Leber, Muskulatur und das zentrale Nervensystem. Bei ihrer Bewegung durch die Organe kommt es zu Läsionen im Gewebe und Granulombildung (Despommier 2003, Macpherson 2013). Zu den Symptomen gehören u.a. Hepatomegalie, Splenomegalie, episodenhafte Fieberschübe, asthmaähnliche Anfälle und pneumonische Erscheinungen. Es wurden auch diverse Hautveränderungen, meistens Urtikaria beobachtet sowie eine Lymphadenopathie. Im Blut kann eine Eosinophilie und eine Leukozytose bemerkt werden. Beim Menschen gibt es auch inapparente Verläufe, bei denen jedoch trotzdem spezifische Antikörper im Blut nachgewiesen werden können (Deplazes et al. 2021, Despommier 2003). Seltener treten Myokarditis, eosinophile Polymyositis, Arthritis und Nephritis auf (Strube et al. 2013). Bei Kindern wird zudem oft Erbrechen, Durchfall und Gewichtsverlust festgestellt (Despommier 2003, Overgaauw 1997).

Die okuläre Form wird meistens nur durch einzelne, oder einige wenige Larven ausgelöst (Deplazes et al. 2021). Es treten Glaskörpertrübungen, Retinagranulome, Chorioretinitis und allgemeine Sehstörungen auf. Erkrankung ist meist unilateral und kann bis zur Erblindung führen (Ahn et al. 2014).

Als Neurotoxokarose bezeichnet man eine Manifestation im zentralen Nervensystem. Die Larven von *Toxocara spp.* gelangen durch Penetration der Blut-Hirn-Schranke in das zentrale Nervensystem (Janecek et al. 2014). Meningitis, Enzephalitis, Myelitis und zerebrale Vaskulitis sind mit der Neurotoxokarose assoziiert, es gibt aber auch asymptomatische Verläufe (Nicoletti 2020). Es steht die Vermutung im Raum, dass es ebenfalls einen Zusammenhang mit psychischen und neurodegenerativen Störungen sowie Epilepsie gibt (Bossi et al. 2021, Nicoletti 2020).

2.2.2. Ancylostomatidae

Ancylostoma tubaeforme gehört zur Ordnung der Strongylida (Deplazes et al. 2021, Schoch et al. 2020).

Die Eier von *A. tubaeforme* sind oval und dünnchalig und haben eine Abmessung von 45-78 x 34-58 µm (Deplazes et al. 2021). Sie sind morphologisch nicht zweifelsfrei von *Uncinaria*-Eiern zu unterscheiden. Es bedarf zur genaueren Klassifizierung einer PCR (Bowman 2002, Traub et al. 2008). Bereits nach der Eiablage besitzen die Eier vier bis 16 Furchungszellen. Adulte Würmer erreichen eine Länge von bis zu 15 mm. Die Weibchen sind in der Regel größer als die Männchen, welche nur bis zu 12 mm lang werden. Die Mundwerkzeuge sind mit zwei Schneideplatten mit sägeartigen Rändern versetzt, welche je drei Zacken aufweisen (Bowman 2021, Deplazes 2006, Deplazes et al. 2021).

Geschlechtsreife Weibchen legen ihre Eier direkt ins Darmlumen. Die Eier werden dann mit dem Kot in die Umwelt getragen, wo sich bei optimalen Gegebenheiten in ein bis zwei Tagen im Ei die L1 bildet (Bowman 2021). Es dauert nach dem Schlüpfen bis zu acht Tage, bis das infektiöse L3 Stadium erreicht wird. Bei kühlen Temperaturen unter 15 °C kann sich die Embryonierung verzögern oder vorübergehend vollständig zum Erliegen kommen (Bowman 2002). Ist das Milieu jedoch feucht genug, können die Larven bis zu vier Monate lang lebensfähig bleiben und ausharren. Trockenheit führt zu einem schnellen Sterben der Larven (Deplazes 2006).

Ancylostoma tubaeforme zählt zu den global verbreiteten Hakenwürmern, wird aber hauptsächlich in den mittleren Breiten Europas und Amerikas vorgefunden. Zu den

bevorzugten Wirten gehören Hauskatzen und Wildkatzen, aber auch andere Feliden können betroffen sein (Bowman 2002, Deplazes et al. 2021).

Es gibt zwei gleichermaßen bedeutsame Infektionswege bei der Katze, den peroralen und den perkutanen. Peroral Infektionen können durch direkte Aufnahme der L3 bzw. Aufnahme eines infizierten parentenischen Wirtes stattfinden (Deplazes 2006, Epe 2009). Meistens fungieren Nagetiere als parentenische Wirte (Bowman 2002). Perkutane Infektionen finden vor allem bei feuchtem Boden oder Sand statt (Deplazes 2006) und können auch Menschen betreffen (Traversa 2012). Nach Eindringen in die Epidermis oder Schleimhaut der Katze wandern die Larven über das Lymphsystem in die Lunge und über die Trachea und den Pharynx in den Darm. Beim Menschen verursacht eine perkutane Infektion meist gerötete, erhabene Hautveränderungen, die oft schmerzhaft und purulent sein können. Dieses Krankheitsbild wird als humane Larva migrans cutanea bezeichnet (Bowman et al. 2010). Es wird angeraten, zur Vermeidung an Stränden in tropischen Regionen nicht barfuß zu gehen oder ohne Handtuch zu liegen (Heukelbach und Feldmeier 2008). Die adulten Hakenwürmer parasitieren im Dünndarm. Mit ihren Mundwerkzeugen verankern sie sich in der Schleimhaut des Wirtes. Wie alle Arten der Gattung *Ancylostoma* ist auch *A. tubaeforme* hämatophag. Die Präpatenzzeit liegt bei etwa zwei bis vier Wochen (Deplazes et al. 2021, Epe 2009). Es gibt keine Hinweise auf eine laktogene oder diaplazentare Übertragung von *A. tubaeforme* bei Katzen (Reinemeyer 2016, Rodan und Sparkes 2012).

Bei massivem Befallen können Anämie und Mattigkeit sowie Anorexie und Durchfall auftreten (Bowman 2002, Deplazes et al. 2021, Epe 2009, Traversa 2012). Asymptomatische Verläufe sind möglich. Bei wiederholter Infektion mit Hakenwürmern kann eine Immunität entwickelt werden, die die Körperwanderung und Nahrungsaufnahme von *Ancylostoma* spp. beeinträchtigt (Deplazes et al. 2021, Miller 1967).

Um einen Befall nachzuweisen, wird bei Katzen vorzugsweise eine koproskopische Untersuchung durchgeführt. Das Flotationsverfahren kommt hier zur Anwendung (Deplazes et al. 2021). Bei Hunden gibt es in der Diagnostik die Möglichkeit, einen Befall mit *A. caninum* durch Koproantigen-ELISA nachzuweisen (Elsmore et al. 2017).

Zur Bekämpfung werden beinahe deckungsgleich die gleichen Präparate empfohlen, wie gegen andere Fadenwürmer. Wirkstoffe wie Benzimidazole bei 2-3-tägiger Verabreichung sowie Emodepsid bei einmaliger Applikation haben sich als äußerst wirksam erwiesen. (Deplazes et al. 2021, Taweethavonsawat et al. 2012, Taweethavonsawat et al. 2019).

Wirkstoffe aus der Gruppe der Makrozyklischen Laktone wie Moxidectin und Selamectin sind schon bei einmaliger Gabe sehr wirksam gegen patente Infektionen. Die Präparate wirken vornehmlich auf unreife und adulte Darmstadien. Eine Wiederholung der Behandlung ist daher gegebenenfalls angezeigt (Deplazes et al. 2021, Schnieder 2009).

Auch wenn die Prävalenz im humanmedizinischen Sektor als gering anzusehen ist, ist die Ancylostomatidose durch *A. tubaeforme* eine als Zoonose einzustufende Parasitose (The Center of Food Security & Public Health 2022). Bedeutender sind in der Humanmedizin jedoch andere zoonotische Hakenwürmer, wie *Ancylostoma ceylanicum* und *Ancylostoma braziliense* (Bowman et al. 2010, Bowman 2011, Datz 2011, Loukas und Prociv 2001). Übertragungswege, Infektionsstadien und gängigste Symptome beim Menschen werden in Tabelle 1 dargestellt. Ausserhalb Europas wurden auch Mischinfektionen von *A. braziliense* und *A. tubaeforme* in Katzen bestätigt (Liotta et al. 2012).

Uncinaria stenocephala (*U. stenocephala*) ist in Regionen mit gemäßigttem Klima verbreitet und gehört ebenfalls zur Ordnung der Strongylida (Deplazes et al. 2021).

Die Infektion entsteht meist durch die orale Aufnahme bescheideter L3. Die perkutane Infektion spielt eine untergeordnete Rolle, da kaum Larven den Darm erreichen und sich somit nicht weiterentwickeln können. Es wurde keine pränatale oder laktogene Transmission bei Katzen beschrieben. Nach der oralen Aufnahme, meist durch parentenische Wirte oder direkt durch Geophagie, schlüpfen die Larven im Magen. Die Wanderung erfolgt bis in den Dünndarm, wo sie sich bis zur Geschlechtsreife entwickeln. Die Präpatenz liegt bei zwei bis drei Wochen (Bowman 2021, Deplazes et al. 2021, Shchelkanov et al. 2021).

Die Unterscheidung der Eier ist aufgrund ihrer morphologischen Ähnlichkeit zu anderen Ancylostomatidae nur molekularbiologisch zuverlässig möglich. Auch die Larven können nur so differenziert werden (Bowman et al. 2010, Liotta et al. 2012). Zur Diagnose und Therapie s. *A. tubaeforme*.

2.2.3. *Aelurostrongylus abstrusus*

Aelurostrongylus abstrusus gehört taxonomisch zur Ordnung der Rhabditida (Deplazes et al. 2021). Er ist ein weltweit in Katzen vorkommender Lungenparasit mit einem ebenso weitverbreiteten Zwischenwirt, der Schnecke (Fuehrer et al. 2020, Giannelli et al. 2017, Hansen et al. 2017). Er ist der häufigste Lungenparasit bei Hauskatzen und Wildkatzen in Europa (Giannelli et al. 2017).

Adulte männliche *Ae. abstrusus* erreichen eine Körperlänge von bis zu 6 mm und Weibchen bis zu 11 mm. Primär parasitieren sie im Lungengewebe von Katzen. Die Eiablage der oviparen Weibchen erfolgt in den Alveolen (Deplazes et al. 2021). Nach dem Schlupf wandern die L1 durch das Lungengewebe über die Trachea zum Pharynx. Dort werden sie abgeschluckt und gelangen über den Verdauungstrakt in die Umwelt (Carruth et al. 2019). Als Zwischenwirt fungieren Schnecken (Jeżewski et al. 2013), diese nehmen die L1 entweder über die Epidermis oder über die Nahrung auf. Im Zwischenwirt entwickeln sich die L1 bis zur infektiösen L3 in einem Zeitraum von etwa 18 Tagen (Moskvina 2018). Die infizierte Schnecke muss nun über einen parentenischer Wirt, wie zum Beispiel Nagetiere, Amphibien, Reptilien oder Vögel aufgenommen werden (Colella et al. 2019, Jeżewski et al. 2013). Werden diese Beutetiere von einer Katze aufgenommen, wandern die Larven innerhalb eines Tages vom Magen-Darm-Trakt aus und wieder in die Lunge (Morelli et al. 2021a). Die Präpatenzzeit beträgt zwischen vier und sechs Wochen (Mackerras 1957).

Als nicht invasive diagnostische Methode hat sich das Trichterverfahren nach Baermann-Wetzel (Bowman 2021) für den Nachweis von Larven etabliert. Ebenso wie eine röntgenologische Untersuchungen des Thorax (Raue et al. 2021). Invasive Methoden sind die Bronchoalveoläre Lavage (BAL) (Morelli et al. 2021a) und Lungenbiopsien. Serologisch kann ein Lungenwurmbefall auch mit Hilfe von ELISA und PCR nachgewiesen werden (Barrios et al. 2021, Morelli et al. 2021a). Hämatologische Werte, die auf eine Aelurostrongylose hinweisen können, sind Anämie, Eosinophilie, Leukozytose und Hypalbuminämie (Elsheikha et al. 2016, Schnyder et al. 2014).

Krankheitsverlauf und Symptome können vielfältig sein und sind nicht pathognomonisch. Häufig sind betroffene Tiere klinisch unauffällig bzw. subklinisch erkrankt. Bei starkem Befallen können die Symptome von allgemeiner Schwäche, chronischem Husten, Atemnot, Abgeschlagenheit, Nasen- und Augenausfluss, Gewichtsverlust bis hin zum Tod von immunsupprimierten Tieren und Kitten führen (Elsheikha et al. 2016, Morelli et al. 2021b).

Die Aelurostrongylose lässt sich mit gängigen veterinärmedizinischen Anthelminthika wie Fenbendazol, Emodepsid, Moxidectin und makrozyklische Laktone mit sehr gutem Erfolg behandeln (Deplazes et al. 2021, Elsheikha et al. 2016, Morelli et al. 2021a). Die Gabe von einem Glukokortikoid in den ersten fünf Tagen der Behandlung soll helfen, die klinischen Symptome zu mildern (Bowman 2021).

2.2.4. *Capillaria* spp.

Die häufigsten bei der Katze vorkommenden *Capillaria* spp. Arten sind *Capillaria putorii*, *Capillaria aerophila*, *Capillaria plica* und *Capillaria hepatica* (Synonym *Calodium hepaticum*). Letzterer wird aufgrund seiner abweichenden Lebensart weiter unten gesondert behandelt. *Capillaria* spp. gehört taxonomisch zur Ordnung der Trichocephalida (Butterworth und Beverley-Burton 1980, Deplazes et al. 2021, Fuehrer 2014a).

Eine Infektion kann direkt oral oder durch die Aufnahme einer des Zwischenwirtes, dem Regenwurm, geschehen. Als infektiöses Stadium gilt L1. Die Larven wandern nach der Aufnahme in ihre Zielorgane. Bei *C. putorii* der Magen und Dünndarm, bei *C. aerophila* die Lunge und bei *C. plica* die Harnblase. Es wird davon ausgegangen, dass bei nicht-intestinaler Besiedlung die Wanderung im Körper aus dem Darm über die Kapillaren in den Blut- und Lymphgefäßen geschieht (Deplazes et al. 2021).

Die zoonotischen Aspekte von *Capillaria* spp. sind in Tabelle 1 beschrieben. Weitere morphologische und epidemiologische Informationen sind in Tabelle 3 hinterlegt. Nachweisverfahren und die klinischen Symptome bei der Katze sind in Tabelle 4 zu finden. Die Therapie ist weiter unten bei *C. hepatica* beschrieben.

Das Auftreten von *C. hepatica* ist global beschrieben. Überwiegend ist *C. hepatica* in Nagetieren wie diversen Ratten- und Mäusearten sowie Lagomorpha zu finden. Der Hauptwirt scheint die Wanderratte (*Rattus norvegicus*) zu sein (Fuehrer 2014a, Suckow 2007). Seltener wird *C. hepatica* auch in anderen Säugetieren wie Hunden, Katzen und dem Menschen nachgewiesen (Cullen und Stalker 2016). Insgesamt gibt es über 180 verschiedene Wirtsarten, bei denen *C. hepatica* bereits gefunden wurde (Fuehrer 2014b).

Nach oraler Aufnahme von larvenhaltigen Eiern wandern die infektiösen Larven über die Blutbahn in die Leber, wo sie sich bis zur Geschlechtsreife entwickeln und bis zu ihrem Tod oder dem Tod des Wirtes verbleiben. Die Besonderheit im Lebenszyklus von *C. hepatica* ist, dass der Endwirt mit seinem Tod auch zum Zwischenwirt wird (Fuehrer 2014a, Redrobe und Patterson-Kane 2005). Adulte Würmer verbleiben im Leberparenchym (Deplazes et al. 2021, Suckow 2007). Die Eiablage der weiblichen Tiere erfolgt ebenfalls im Lebergewebe (Misdraji 2010). Morphologisch haben die Eier von *Capillaria* spp. ein sehr charakteristisches Aussehen. Sie sind bräunlich, längsoval und doppelwandig mit zwei stark ausgeprägten Polen (Cullen und Stalker 2016). Eine Verwechslung ist meist nur mit Eiern anderer Arten aus der Familie der Trichuridae möglich. Die Eier werden mit fibrotischem Gewebe umschlossen und

gelangen erst mit dem Tod des Wirtes in die Umwelt (Redrobe und Patterson-Kane 2005). Dies geschieht entweder, durch den Verzehr der Leber durch Fleischfresser und späteres Ausscheiden im Kot oder durch den Zerfall der Organe im Verwesungsprozess des Körpers (Deplazes et al. 2021, Fuehrer 2014a). In bevorzugt feuchter Umgebung entwickeln sich die Eier in vier bis sechs Wochen zu einem infektiösen Stadium (CDC - Center for Disease Control and Prevention 2022, Suckow 2007). Nach Wiederaufnahme durch einen Wirt schlüpfen die Larven im Darm aus ihren Eihüllen und wandern in die Leber. Die Dauer bis zur Geschlechtsreife und Eiablage ist mit drei Wochen angegeben (Li et al. 2010).

Zu den gängigen Symptomen einer hepatischen Capillariose gehören Apathie, Anorexie, Vomitus, Polydipsie, Polyurie, Hepatomegalie und Ikterus (Suckow 2007). Es kann zu lokalen Entzündungsreaktion durch nekrotische Herde und Bohrgänge in der Leber kommen. Nicht selten wird auch eine Hepatomegalie mit weiß-gelblichen Herden mit einem Durchmesser von bis zu 2 mm beobachtet. Es können aber auch Veränderungen an anderen Organen, wie z.B. den Nieren vorhanden sein (Misdraji 2010, Deplazes 2006).

Nachweisbar ist die *C. hepatica* am verlässlichsten mit einer pathohistologischen Untersuchung des Lebergewebes nach einer Sektion oder Leberbiopsie (Fuehrer 2014b, Misdraji 2010). Eine Leukozytose und eine Eosinophilie kann auf eine Kapillariose hindeuten, sowie veränderte Leberwerte aufgrund des zu Grunde gehenden Lebergewebes (Cullen und Stalker 2016, Millán et al. 2014). Es ist möglich, Eier von *C. hepatica* in Kotproben von Tieren vorzufinden, was jedoch nicht auf eine Infektion des Tieres hindeutet, da die Eier bei einer Infektion im Lebergewebe bis zum Tod des Wirtes verbleiben. Es besagt nur, dass das Tier infektiöse Körperteile konsumiert hat. Dies wird auch als Pseudoinfektion bezeichnet (Fischer et al. 2018).

Die Therapie von *Capillaria* spp. ist aufgrund der mangelhaften Forschungsergebnisse sehr eingeschränkt. Es wird je nach Art auf Ivermectin, Levamisol, Fenbendazol und Mebendazol in der Veterinärmedizin verwiesen. Es muss jedoch beachtet werden, dass nicht alle Präparate für diese Indikation zugelassen und ggf. zu starken Nebenwirkungen bei einigen Tierarten führen können (Bowman 2021, Deplazes et al. 2021, Studzińska et al. 2015).

Tabelle 3: Epidemiologie und Morphologie von *Capillaria* spp. der Katze (Deplazes 2006, Deplazes et al. 2021, Magi et al. 2015, Studzińska et al. 2015).

Art	Region	Wirte (*zoonotisch)	Besiedlungsort	Abmessungen
<i>Capillaria putorii</i>	Europa, Russland, Nordamerika	Marder, Waschbär, Katze	Magen, Dünndarm	Eier: 54-66 x 21-26 µm Adulte Männchen: 6-8,5 mm Adulte Weibchen: 9-13 mm
<i>Capillaria aerophila</i>	Global	Rotfuchs, Marder, Igel, Hund, Katze, Dachs, Mensch*	Respirationstrakt, Trachea, Bronchien und Stirn- und Nasennebenhöhlen	Eier: 62-73 x 35-40 µm Adulte Männchen: 16-18 mm Adulte Weibchen: 18-20 mm
<i>Capillaria plica</i>	Europa, Russland, Vereinigte Staaten von Amerika	Rotfuchs, Polarfuchs, Hund, Wolf, Marder, Katze	Harntrakt (Blase, selten auch Harnleiter u. Nierenbecken)	Eier: 55-67 x 26-29 µm Adulte Männchen: 13-30 mm Adulte Weibchen: 30-60 mm

Tabelle 4: Nachweis und klinische Symptome von *Capillaria* spp. der Katze (Deplazes 2006, Deplazes et al. 2021, Magi et al. 2015, Studzińska et al. 2015).

Art	Nachweis	Klinik
<i>Capillaria putorii</i>	Koproskopisch	Allgemein gastrointestinale Symptomatik (inkl. Vomit und Diarrhoe)
<i>Capillaria aerophila</i>	Koproskopisch, Trachealschleim	Respiratorische Symptome wie Rhinitis, Sinusitis, Niesen, Nasenausfluss, Dysosmie, Anosmie
<i>Capillaria plica</i>	Sedimentation Harn	Zystitis, Dysurie, Hämaturie, Pollakisurie

2.3. Cestodea (Bandwürmer)

2.3.1. *Echinococcus multilocularis*

Echinococcus multilocularis, der Fuchsbandwurm, gehört zur Gattung der Cyclophyllida und ist ein in der nördlichen Hemisphäre vorkommender Endoparasit. Besonders betroffen in Mitteleuropa ist die Region von Zentralfrankreich bis hin zum Balkan, der Süden der Alpen mit Italien, Slowenien über Ungarn bis zu Rumänien. Im Norden ist der Befall sporadischer, jedoch sind Fälle in Dänemark, Deutschland und Südschweden beschrieben. Zoonotisch bedeutsame Gebiete sind vor allem Ostfrankreich, Süddeutschland, Schweiz, der Westen Österreichs und Litauen. (Deplazes et al. 2021, Romig et al. 2020).

Die adulten Tiere von *E. multilocularis* sind 1,2-4,5 mm lang. Die Anzahl der Proglottiden variiert von zwei bis sechs, im Schnitt sind es fünf Proglottiden. Der Genitalporus ist in der Gliedermittle angelegt und beherbergt einen sackförmigen Uterus (Deplazes et al. 2021, Joachim et al. 2021).

Infizierte Endwirte scheiden mit dem Kot passiv gravide Proglottiden aus (Joachim et al. 2021). Der häufigste Endwirt in Mitteleuropa ist der Rotfuchs. Hunde und seltener Katzen können auch als Endwirte fungieren, aber auch zu Fehlwirten werden. In Kanada, Asien und Alaska spielen Kojoten, Wölfe und Hunde eine größere Rolle in der Verbreitung als Endwirt. Die in den ländlichen und zunehmend immer mehr in den städtischen Gegenden verteilte Losung kann durch Regen, Insekten, Fahrzeuge und Schuhwerk zusätzlich weiter verteilt werden. *Echinococcus multilocularis* benötigt für seinen Lebenszyklus Zwischenwirte, diese sind meist Nagetiere, die sich peroral mit den Eiern infizieren. Nach der Aufnahme durch den Zwischenwirt schlüpft aus den Eiern die Oncophäre und entwickelt sich in dessen Leber zur Metacestode weiter. In Zwischen- und Fehlwirten bilden die Metacestoden Konglomerate, die aus Einzelbläschen bestehen, welche von Granulations- und Bindegewebe umgeben sind. Bei sehr empfänglichen Zwischenwirten entwickelt sich im Verlauf von zwei bis vier Monaten Protoskolizes. Wird der infektiöse Zwischenwirt durch einen Endwirt aufgenommen, werden aus den Protoskolizes im Dünndarm adulte Bandwürmer. Die Präpatenz beträgt bei *E. multilocularis* ca. 4 Wochen, die Ausscheidung gravider Eier dauert jedoch nur einige Wochen an (Deplazes et al. 2021, Romig et al. 2020).

Katzen sind weit weniger empfänglich für *E. multilocularis* als Füchse und Hunde und sind daher epidemiologisch nicht von großer Bedeutung. Katzen beherbergen in der Regel

wesentlich weniger adulte Würmer und haben infolgedessen auch eine geringere Eiausscheidung (Deplazes et al. 2021).

Endwirte infizieren sich durch den Verzehr von Zwischenwirten, die Metazestoden oder Protoskizien enthalten. Herbivore Fehlwirte können sich vermutlich durch den Verzehr von belastetem Gras anstecken. Zwischenwirte stecken sich durch die perorale Aufnahme gravider Eier aus der Umwelt an. Die zwei bedeutsamsten Infektionswege beim Menschen sind zum einen die fäkal-orale Kontamination durch Hand-Mund-Kontakt. Dies geschieht meist nach Kontakt mit infizierten Tieren oder Oberflächen wie Schuhe und Gartengeräte, durch Arbeiten in Erde oder mit Pflanzen, die durch den kontaminierten Kot der Endwirte belastet sind. Zum anderen ist eine Infektion durch die Aufnahme von kontaminierten Lebensmitteln wie Gemüse, Obst (v.a. Fallobst und Beeren) und Trinkwasser möglich. (Deplazes et al. 2021, Romig et al. 2020, Woolsey und Miller 2021).

Die Klinik ist bei intestinal befallenen Endwirten auch bei starken Wurmbürden inapparent. Bei Zwischen- und Fehlwirten kann es zu einer sogenannten alveolären Echinokokkose (AE) kommen. Diese kann durch die exogene Sprossung neuer Einzelbläschen entstehen und große Teile der Leber infiltrieren. Durch die Bildung von zellulären Ausläufern können Kontaktmetastasen auch im umliegenden Gewebe entstehen. Das Abwandern der Metazestoden in einzelnen Bläschen oder abgelösten Zellverbänden durch Blut- und Lymphgefäße ist ebenfalls möglich. Die Einnistung in anderen Organen wie der Lunge, dem Gehirn oder Knochen, wird auch Fernmetastase genannt. Tiere, bei denen es nachweislich in Europa zu einer AE kommen kann, sind Haus- und Wildschweine, Nutria, Biber, Chinchilla, Primaten, die in Gefangenschaft gehalten werden und Hunde (Deplazes et al. 2021, Woolsey und Miller 2021). In Japan und Polen sind auch Fälle bei Pferden beschrieben mit Prävalenzen von 4,7-14,8 % der untersuchten Population (Tomczuk et al. 2020). Die Krankheitssymptome bei Fehlwirten sind sehr unterschiedlich und sind stark abhängig von den betroffenen Körperregionen. Es kann unter anderem zu Aszites, Hepatomegalie, allgemeiner Schwäche, Dyspnoe und Umfangsvermehrungen im Abdomen kommen. Bei Hunden können die Metacestodenmassen 10-15 cm im Durchmesser erreichen. Bei Primaten und Hunden können schwere Verläufe einer AE letal enden (Deplazes 2006, Deplazes et al. 2021).

Die Diagnostik beim Endwirt ist ähnlich schwierig wie bei anderen Cestoden-Arten. Gängige makro- und mikroskopische Kotuntersuchungen haben sich als wenig sensitiv und unspezifisch erwiesen und negative Ergebnisse sollten mit einer gewissen Vorsicht vor falsch-negativen Befunden behandelt werden. Koproantigentests und Klassifizierungen mittels

PCR werden nur von wenigen Speziallabors angeboten. Bei einem positiven Befund auf Taeniiden-Eier sollte in endemischen Gebieten stets eine weitere Abklärung erfolgen und der Besitzer des Tieres auf die Risiken einer zoonotischen Übertragung aufmerksam gemacht werden. Behandelt wird eine Echinokokkose mit Praziquantel mit 5 mg/kg Körpergewicht oral, 5,7 mg/kg Körpergewicht intramuskulär oder auch mit einem Spot-On in der Dosierung 8 mg/kg Körpergewicht. Die Behandlung sollte am nächsten Tag wiederholt werden, um eventuelle Restbürden zu beseitigen. Bei dem Einsatz von Epsiprantel muss mindestens eine Folgebehandlung erfolgen. Die empfohlenen Zestodizide wirken nicht ovizid und alle eventuellen nachträglich ausgeschiedenen Eier sind noch immer gravide. Die Entsorgung des Kots sollte bis drei Tage nach der Behandlung noch unter sorgfältigen Hygienemaßnahmen erfolgen. (Deplazes et al. 2021, ESCCAP - European Scientific Counsel Companion Animal Parasites 2022, Joachim et al. 2021).

Die alveoläre Echinokokkose ist eine der gefährlichsten zoonotischen Parasitosen. Jährlich gibt es in Europa etwa 200 neue Fälle von AE, in Russland geht man von 1000 Fällen aus und China verzeichnet ca. 17.000 Erkrankte. Unbehandelt führt eine AE bei über 94 % der Erkrankten zum Tod. In den ersten 5-15 Jahren ist beim Menschen die AE meist subklinisch bis inapparent (Brunetti et al. 2010, Deplazes et al. 2021). Die Symptome, die zuerst auftreten sind Oberbauchschmerzen, Ikterus, Anorexie und Gewichtsverlust. Die gleiche Symptomatik zeigt sich auch bei Leberkarzinomen und Leberzirrhose und macht dieses zu einer gängigen Differentialdiagnose. Für die Diagnostik wird beim Menschen auf bildgebende Verfahren wie Ultraschall, Röntgen, CT und MRT zurückgegriffen. Ein serologischer Antikörpernachweis wird meist zur Bestätigung der Diagnose herangezogen (McManus et al. 2012, Woolsey und Miller 2021). Betroffene Patienten sind zwischen sieben und 80 Jahren, wobei ein Großteil in die Altersgruppe der 50-70-Jährigen fällt. Die AE wird weitläufig als unheilbar angesehen, da eine Behandlung oft trotz weitreichender chirurgischer Exzisionen und jahrelanger Therapien mit Chemotherapeutika wie Albendazol und Mebendazol zwar zu einer merklichen Verlängerung des Lebens führt, eine vollständige Genesung aber oft ausbleibt (Brunetti et al. 2010, Deplazes et al. 2021, McManus et al. 2012). Die Prävalenzen liegen in den stark endemischen Regionen Europas zwischen 0,03-0,3 pro 100.000 Einwohner in Frankreich, Österreich, Deutschland und der Schweiz. In Litauen gibt es zwischen 0,74-1,4 Neuinfektionen je 100.000 Einwohner pro Jahr. Von 1993 bis 2012 hat sich die durchschnittliche Inzidenz der AE-Fälle mehr als verdoppelt, was auf die stetig steigenden Fuchspopulationen in Europa zurückgeführt wird (Brunetti et al. 2010, Deplazes et al. 2021).

2.3.2. *Spirometra* spp.

Spirometra spp. gehört zur Ordnung der Pseudophyllida. Die Arten von *Spirometra* erreichen Längen von 10-100 cm. Der Skolex besitzt zwei Sauggruben und der Uterus ist mit 2-7 Windungen spiralig in den Proglottiden angeordnet. Die Entwicklungsstufe des Plerozerkoids wird bei *Spirometra* als Sparganum bezeichnet. Das sind 1-40 cm lange, wenige Millimeter breite Stadien, welche ebenfalls einen Skolex besitzen. Spargana besitzen nur eine Pseudosegmentierung (Deplazes et al. 2021).

Es handelt sich um einen weltweit vorkommenden Parasiten. Die Prävalenzen von *Spirometra* variiert sehr stark, abhängig von Art und Region. In weiterer Folge wird speziell auf *Spirometra erinaceieuropaei* (*S. erinaceieuropaei*) eingegangen (Bagrale et al. 2021).

Im Lebenszyklus von *S. erinaceieuropaei* spielen zwei Zwischenwirte eine große Rolle. Als erster Zwischenwirt fungieren Kleinkrebse, welche das Korazidium aufnehmen. Im Kleinkrebs erfolgt dann die Entwicklung zu einem Prozerkoiden. Menschen und andere Säugetiere infizieren sich in der Regel durch die Aufnahme von Trinkwasser, das mit Kleinkrebsen kontaminiert ist, die Prozerkoide enthalten. Aber auch der Verzehr von Fleisch und Gewebe, das Spargana enthält kann zu Infektionen führen (Czyżewska et al. 2019). Nach der Aufnahme des ersten Zwischenwirtes durch Amphibien, Reptilien, Vögel oder Säugetiere, welche als 2. Zwischenwirt fungieren, wird eine Entwicklung zum Plerozerkoid vollzogen (Bagrale et al. 2021, Deplazes et al. 2021, Kondzior et al. 2020). Gelangen die Spargana aber in Fehlwirte, wie zum Beispiel Schweine, Affen, Menschen, Nagetiere wandern sie aus dem Darm und dringen in verschiedene Organe ein. Betroffen sind häufig Lunge, Bauchhöhle, Gehirn, Augen, Genitalien und Subkutis (Deplazes et al. 2021, Kondzior et al. 2020). Es können schmerzhaft entzündliche Veränderungen in den besiedelten Körperstellen auftreten. Diese Art der Fehlbesiedlung wird auch extraintestinale Infektion oder Sparganose genannt. Zu den Endwirten zählen Katzen, Hunde und andere Carnivoren. *Spirometra* parasitiert im Dünndarm des Endwirtes und verursacht normalerweise keine größeren gesundheitlichen Probleme. Eine intestinale Infektion des Endwirtes heißt Spirometrose (Deplazes et al. 2021).

Der Nachweis von *Spirometra* beim Endwirt erfolgt mit dem Sedimentationsverfahren zum Einachweis. Eine Diagnose kann auch post mortem mit einer Sektion durchgeführt werden. Zur Behandlung wird bei Katzen eine einmalige Verabreichung von Praziquantel per os mit 35-40 mg/kg Körpergewicht empfohlen (Deplazes et al. 2021, Joachim et al. 2021).

Am häufigsten ist die Sparganose beim Menschen in asiatischen Ländern anzutreffen, wie China, Japan, Thailand und Korea. In Europa sind vereinzelt Fälle in Tschechien, Frankreich, Italien, Deutschland und Polen beschrieben. Ein Großteil der Fälle in Europa sind jedoch auf Einschleppung durch Tourismus oder Immigration bereits infizierter Personen zurückzuführen (Bracaglia et al. 2015, Czyżewska et al. 2019, Deplazes et al. 2021).

2.3.3. *Taenia taeniaeformis*

Taenia taeniaeformis (*Ta. taeniaeformis*, Syn. *Hydatigera taeniaeformis*) gehört zur Gattung der Cyclophyllida. Es handelt sich um einen bei Katzen und anderen Feliden häufig vorkommenden Bandwurm, der auch Finnen- oder Katzenbandwurm genannt wird. *Ta. taeniaeformis* kann auch selten bei Hunden, Wölfen, Füchsen und Musteliden gefunden werden und kommt weltweit vor (Deplazes 2006, Deplazes et al. 2021).

Taenia-Eier sind radiär gestreift wirkende Embryophoren mit Onkosphären. Morphologisch lassen sich die Eier verschiedener *Taenia*-Arten nicht voneinander unterscheiden, auch nicht von *Echinococcus*-Arten. Für eine genauere Klassifizierung ist eine DNA-Analyse nötig. Ausgewachsene Exemplare erreichen Längen von 15-60 mm und werden bis zu 6 mm breit. Der Skolex ist mit vier Saugnäpfen bestückt. *Ta. taeniaeformis* parasitiert im Endwirt im Dünndarm und gibt aktiv Proglottiden, in etwa der Größe eines Reiskorns, in die Umwelt ab. Als Zwischenwirte sind Nagetiere eng in den Entwicklungszyklus eingebunden. Im Zwischenwirt parasitieren die Finnen, die auch Strobilozerkus (syn. *Cysticercus fasciolaris*) genannt werden, in der Leber. Dieses Krankheitsbild wird Leberzystikeroze genannt. Die Endwirte infizieren sich durch den Verzehr der Zwischenwirte, welche in der Regel natürliche Beutetiere sind. Die Präpatenz liegt zwischen fünf und acht Wochen. Die Prävalenz bei Katzen variiert je nach Region, in Deutschland, Polen und der Schweiz sind es etwa 22-36 % (Deplazes 2006, Deplazes et al. 2021, Fuehrer et al. 2012, Wierzbowska et al. 2020). Infektionen beim Endwirt verlaufen meist inapparent. Gelegentlich ist Durchfall zu beobachten und andere milde gastrointestinale Symptome. In seltenen Fällen wurden Obstruktionen des Verdauungstraktes beschrieben (Deplazes et al. 2021, Fuehrer et al. 2012, Wilcox et al. 2009).

Koproskopische Verfahren wie die Sedimentation und Flotation sind zum Nachweis von *Ta. taeniaeformis* und anderen Bandwürmern nur bedingt geeignet, da die Eier nicht im Darm freigesetzt werden, sondern mit den Proglottiden in die Umwelt entlassen werden. Positive Ergebnisse in der Flotation sind daher als Zufallsbefund zu sehen. Mit einem negativen Befund kann keine eindeutige Aussage über einen Befall mit Cestoden getroffen werden. Proglottiden,

die an der Schwanzunterseite und Perinealregion haften sind gute Indikatoren für eine Infektion. Ebenfalls ist es möglich mittels Sektion einen Befall festzustellen. In der Humanmedizin wird in der Diagnostik mit Kopro-Antigenen und Kopro-DNA gearbeitet. Der Kopro-Antigen-Nachweis ist auch bei einigen *Taenia*-Arten, zum Beispiel *Taenia hydatigena* beim Hund möglich. Diese Methode wird in der Veterinärmedizin jedoch nur von wenigen Speziallabors angeboten. Als Zestodizid der Wahl wird Praziquantel gehandelt. Die empfohlene Dosierung ist 5 mg/kg Körpergewicht bei einmaliger oraler Gabe. Epsiprantel kann bei der Katze mit einer einmaligen oralen Dosis von 2,75 mg/kg Körpergewicht ebenfalls angewendet werden. (Deplazes 2006, Deplazes et al. 2021, Joachim et al. 2021).

Die zoonotische Bedeutsamkeit von *Ta. taeniaeformis* ist gering. Es gibt nur vereinzelte Berichte über Fälle beim Menschen (Ekanayake et al. 1999, Fuehrer et al. 2012).

2.4. Trematoden (Plattwürmer)

2.4.1. *Opisthorchis felineus*

Opisthorchis felineus (*O. felineus*) gehört zur Ordnung der Opisthorchiida. Adulte Würmer sind lanzettförmig und haben eine Körperlänge von 8-13 mm. Die Eier sind 26-30x11-15 µm und oval (Deplazes et al. 2021).

Für ihren Lebenszyklus benötigt *O. felineus* ruhende bzw. langsam fließende Gewässer. Häufig dienen Gegenden mit Binnengewässern mit darin lebenden Schnecken, welche als Zwischenwirt dienen, als optimaler Lebensraum. Die Eier werden mit dem Kot vom Endwirt ausgeschieden und müssen in das Gewässer gelangen (Pakharukova und Mordvinov 2016). Die Eier enthalten bereits ein Mirazidium. Durch das Absinken können die Eier von *Bithynia leachi*, einer Süßwasserschnecke, aufgenommen werden. In diesen entwickeln sie sich zu Zerkarien und verlassen den Zwischenwirt (Liberato et al. 2011). Im Wasser nimmt die Zerkarie eine charakteristische Haltung ein, die als Tabakspfeifenhaltung bezeichnet wird. Erfolgt ein Kontakt zu einem Fisch, dringt die Zerkarie in die Haut ein, lässt aber ihren Schwanz dabei zurück. Die weitere Entwicklung zur Metazerkarie geschieht im subkutanen Gewebe und der Muskulatur, sie sind aber gelegentlich auch auf der Haut von Fischen zu finden (Pozio et al. 2013). Als Endwirte gelten Katzen, Hunde, Füchse, Marder und andere fischfressende Tiere, sowie der Mensch (Pakharukova und Mordvinov 2016). Durch den Verzehr von rohem Fisch gelangen die Metazerkarien in den Darm, wo sie schlüpfen und über den Ductus choledochus in die Gallenblase und Gallengänge auswandern, seltener ist *O. felineus* im den Pankreasgängen zu finden (Deplazes et al. 2021). Dort findet die weitere Entwicklung zur

Geschlechtsreife statt. Abgesonderte Eier werden über die Galle erneut ins Darmlumen entlassen und gelangen über den Darm in die Umwelt (Liberato et al. 2011).

Neben Wucherungen des Gallengangepithels kommt es zu Cholangiektasien und Verdickungen der Gallengänge. Die Entartungen des Gallengangsepithels können zu Gallengangkarzinomen führen. Auch das Bindegewebe der Leber kann betroffen sein. Die Symptome sind meist unspezifisch. Erbrechen, allgemeine Verdauungsstörungen, Inappetenz, Ikterus, Ödembildung und Aszites wurden beobachtet (Deplazes et al. 2021, Pakharukova und Mordvinov 2016, Pozio et al. 2013).

Es ist möglich, *O. felineus* mittels koproskopischer Diagnostik nachzuweisen oder nach dem Tod direkt in den Gallengängen und der Gallenblase. Eine genauere Klassifizierung muss mittels PCR erfolgen (Deplazes et al. 2021, Liberato et al. 2011).

Praziquantel wird als Therapeutikum empfohlen. Die wirksamste prophylaktische Maßnahme ist das Tiefgefrieren oder Erhitzen des Fisches vor dem Verzehr oder der Fütterung (Deplazes et al. 2021, Pozio et al. 2013). Details zu zoonotischen Infektionen mit *O. felineus* sind in Tabelle 1 dargestellt.

3. Tiere, Material und Methodik

3.1. Betriebe und Tiermaterial

3.1.1. *Probenmaterial und Probenbeschaffung*

Von Anfang bis Mitte September 2021 wurden 195 Kotproben in vier verschiedenen Kärntner Tierheimen (A bis D) gesammelt. Zu den beprobten Tieren gehörten Katzen der Unterart *Felis catus* und Hunde der Unterart *Canis lupus familiaris*. Es handelte sich sowohl um Kot von Tieren aus Einzelhaltung als auch von Tieren aus Gruppenhaltung.

Es wurden 130 Katzenkotproben gesammelt. Der Katzenkot wurde möglichst frisch direkt aus der Katzenttoilette oder den Unterbringungen genommen.

Bei drei der vier Tierheime wurden die Proben vormittags vom ansässigen Tierheimpersonal am Tag der Probenabholung eingesammelt. Sie wurden einzeln in Plastik-Kotbehältern mit Schraubdeckeln verbracht und den Studierenden anschließend übergeben. In einem Tierheim erfolgte die Probenentnahme durch Studierende der Veterinärmedizinischen Universität Vienna direkt vor der Weiterverarbeitung.

Die Beschriftung der Kotproben erfolgte in jedem Tierheim fortlaufend und eindeutig zuordenbar. In weiterer Folge wurden alle Daten in eine übergeordnete Tabelle in Microsoft Excel übertragen.

3.1.2. *Konservierung und Aufbewahrung*

Während des Untersuchungszeitraums wurden die Proben bei 4 °C in einer eigenen Kühleinheit im Labor zwischengelagert. Negative Proben wurden nach der Untersuchung entsorgt und die positiven Proben gesondert gekennzeichnet und in einer Kühlbox im Kühlraum des Instituts für Parasitologie der Veterinärmedizinischen Universität Vienna bei 6-8 °C gelagert.

3.2. Methodik

3.2.1. *Flotation*

Vor Beginn der koproskopischen Untersuchung wurde der Kot adspektorisch auf makroskopisch sichtbare Endoparasitenstadien untersucht.

Von jeder Probe wurden 5-10 g Kot mit einem Holzspatel entnommen und mit Leitungswasser mittels Mörser und Pistill zu einer homogenen Suspension verrührt. Anschließend wurde die Suspension durch ein Metallsieb in ein Zentrifugenröhrchen (15 ml Einweg-Plastik-Zentrifugenröhrchen mit Schraubdeckel und Spitzboden, Sarstedt, Hannover, Deutschland) mit Leitungswasser auf 10 ml aufgegossen. Dann wurde die Suspension mit 2500 rpm (630 x g) für 8 Minuten sedimentiert. Der Überstand wurde abgegossen und mit Zinksulfat erneut auf 10 ml aufgefüllt. Diese Suspension wurde auf einem Vortexer (Vortex Genie 2, Scientific Industries, Wien, Österreich) homogenisiert und erneut bei 2500 rpm (630 x g) für 8 Minuten zentrifugiert. Bei der Zentrifuge handelte es sich um das Modell ROTINA 420R (Hettich GmbH, Vlotho, Deutschland). Mit einer rechtwinkelig gebogenen Metallöse wurden anschließend 2-4 Tropfen von der Oberfläche der zentrifugierten Suspension auf einen Objektträger verbracht und mit einem Deckglas ohne Luftpfeinschlüsse abgedeckt.

Das Präparat wurde mäanderförmig unter einem Lichtmikroskop bei 100-facher Vergrößerung durchgemustert und bei Bedarf weitere Vergrößerungen genutzt.

3.2.2. *Larvenauswanderungsverfahren nach Baermann-Wetzel*

Zur Vorbereitung wurde der Gummischlauch des Trichters mit einer Schlauchklemme luftdicht verschlossen und anschließend mit Leitungswasser befüllt. Die restlichen Luftblasen wurden durch Zusammendrücken aus dem Schlauch entfernt, um das Absinken der Larven zu ermöglichen. Als Halterung für die Trichter wurde ein selbstgebautes Rack verwendet, das je 10 Trichter fassen konnte.

Für jede Probe wurde ein Trichter befüllt. Der Trichter wurde mit einem Sieb versehen, welches mit zwei Lagen Gaze ausgelegt wurde. Eine Kotmenge von ca. 20 g wurde in die Gaze eingeschlagen und der Trichter mit Leitungswasser aufgefüllt, ohne die Probe vollständig zu versenken. Es wurden nur Proben für dieses Verfahren verwendet, die in ausreichender Menge vorhanden waren, ohne vollständig aufgebraucht zu werden.

Nach einer Stehzeit von 16-20 Stunden wurden je 2 Tropfen durch vorsichtiges Öffnen der Klemme auf einen Objektträger gegeben und unter einem Lichtmikroskop ohne Deckglas bei 100-facher Vergrößerung mäanderförmig durchgemustert. Bei einem positiven Befund wurde ein weiterer Teil der Lösung unter einem Stereomikroskop analysiert und anschließend die Lösung mit den Larven in einem Probenröhrchen gesammelt und mit Ethanol versetzt.

3.2.3. DNA-Extraktion und PCR

Die DNA wurde mit einem NucleoSpin® Soil Kit (Macherey & Nagel, Düren, Deutschland) nach Herstellerangaben direkt aus dem Kot extrahiert. Bei den positiven Flotationsproben mit Taeniidae und *Ancylostomatidae* wurde eine zusätzliche Flotation durchgeführt, um eine größere Ei-Dichte zu erreichen, und aus dem Flotat eine Extraktion durchgeführt.

Es wurden zwei Protokolle (Tab. 2) zur Amplifikation von Sequenzen der mitochondrialen Cytochrom-C-Oxidase-Untereinheit (COI) angewendet, jeweils eines für alle parasitären Nematoden exklusive Filaroidea und eines für Neodermata (Cestoden, Trematoden und Monogenea).

3.2.3.1. PCR für Nematoden

Jede DNA-Probe wurde mit folgendem Mastermix versetzt: 10,650 µl H₂O dest., 5 µl 5 x Green Reaction Buffer, je 0,2 µl dNTPs (25 mM), 0,125 µl Taq-Polymerase (GoTaq®, 5u/µl), je 2 µl Primer (10 pmol/µl; s. Tab. 2), 5 µl DNA-Matrize. Das entspricht einem Gesamtvolumen von 25 µl pro Tube (Duscher et al. 2015). Alle Reagenzien wurden von Promega GmbH (Klaus, Österreich) bezogen.

3.2.3.2. PCR für Neodermata

Jede DNA-Probe wurde mit folgendem Mastermix versetzt: 14,675 µl H₂O, 5 µl 5 x Green Reaction Buffer, je 25 mM dNTPs (25mM), 0,125 µl Taq-Polymerase (GoTaq®, 5 u/µl, je 2 µl Primer (10 pmol/µl; s. Tab. 2), 1 µl DNA-Matrize. Das entspricht einem Gesamtvolumen von 25 µl pro Tube (Folmer et al. 1994). Alle Reagenzien wurden von Promega GmbH (Klaus, Österreich) bezogen.

Positive Proben wurden nach SANGER sequenziert (Microsynth, Balgach, Schweiz).

Tabelle 5: Primersequenzen und PCR-Programme.

	PCR für Nematoden	PCR für Neodermata
Forward Primer [5' – 3']	COI_Nema_fw: GAAAGTTCTAATCATAARGATATTGG	COINeodFw: TTTACTTTGGATCATAAGCG
Reverse primer [5' – 3']	COI_Nema_rv: ACCTCAGGATGACCAAAAAAYCAA	COI_Neod_Rv: CCAAAAAACCAAAACATATGTTGAA
Produktgröße (bp)	660 – 710	683 – 686
PCR-Protokoll		
Initiale Denaturierung	95 °C, 2 min	95 °C, 2 min
Denaturierung*	95 °C, 1 min	95 °C, 1 min
Primerbindung*	50 °C, 1 min	48 °C, 1 min
Extension*	72 °C, 1 min	72 °C, 1 min
Finale Extension	72 °C, 5 min	72 °C, 5 min
Abkühlung	4 °C bis zur Entnahme	4 °C bis zur Entnahme
*Anzahl Zyklen	35	35

3.2.4. Weitere diagnostische Maßnahmen

Im Zuge der Zusammenarbeit mit den anderen Diplomand:innen wurden weitere parasitologisch-diagnostische Mittel eingesetzt und dieselben Proben untersucht. Ergebnisse zu den protozoären Parasiten werden in der Diplomarbeit von Janina Mayr „Zoonotische Protozoen des Gastrointestinaltrakts bei Tierheimkatzen: eine Beobachtungsstudie in Kärnten“ behandelt.

3.2.4.1. Giardien-Nachweis

Alle Proben wurden mit dem IDEXX SNAP *Giardia*-Test (IDEXX, Wien, Österreich) nach Herstellerangaben untersucht.

3.2.4.2. Cryptosporidien-Nachweis

Alle Proben wurden mit dem FASTest® CRYPTO Strip (Megacor, Hörbranz, Österreich) nach Herstellerangaben untersucht.

3.3. Statistik

Der gesamte Datensatz wurde als Tabelle in Excel (Microsoft Office 365 Plus, Microsoft Österreich) festgehalten.

Bei Tieren in Gruppenhaltung wurde die Proben mit den Gruppen-/ Raumnummern beschriftet, bei Tieren aus Einzelhaltung wurde die tierheiminterne Identifikationsnummer des Tieres verwendet, sodass alle Proben eindeutig zuordenbar waren. In weiterer Folge wurden während der Bearbeitung im Labor die Proben mit einem fortlaufenden Schema (001 - 195) nummeriert und alle von den Tierheimen zur Verfügung gestellten Daten mit aufgenommen.

Aus Datenschutzgründen wurden die Tierheime in dieser Arbeit anonymisiert und mit einer neutralen Bezeichnung (Tierheim A, Tierheim B, Tierheim C und Tierheim D) versehen.

4. Ergebnisse

4.1. Übersicht

Im September 2021 wurden 130 Kotproben von Katzen aus vier Kärntner Tierheimen gesammelt und koproskopisch untersucht. Von den 130 Proben wurden 35 Proben (26,9 %) positiv auf Endoparasiten getestet.

4.2. Tierheimbezogene Ergebnisse

Für diese Arbeit wurden Proben aus vier verschiedenen Tierheimen in Kärnten zur Bearbeitung herangezogen. In Tierheim A wurden die meisten Proben gesammelt (n=62, 47,69 %). In Tierheim B wurden 36 Proben (27,69 %) gesammelt. Tierheim C stellte mit 20 Kotproben einen Anteil von 15,38 % und Tierheim D trug 12 Proben (9,23 %) bei (Tabelle 6; Abbildung 2).

Tabelle 6: Verteilung der Kotproben insgesamt und der positiven Proben.

Tierheim A		Tierheim B		Tierheim C		Tierheim D		GESAMT	
Verteilung positiver Ergebnisse gemessen an der Probenanzahl je Tierheim									
N	%	N	%	N	%	N	%	N	%
12	19,4	11	30,6	7	35,0	5	41,7	35	26,9
Relative [%] Verteilung der Probenanzahl gemessen an der Gesamtmenge (n=130)									
47,7		27,7		15,4		9,2			
Relative [%] Verteilung der positiven Proben gemessen an der Gesamtmenge (n=130)									
9,2		8,5		5,4		0,3			
Relative [%] Verteilung der positiven Proben gemessen an der Menge aller positiven Proben (n=41)									
35,3		32,4		20,6		11,8			

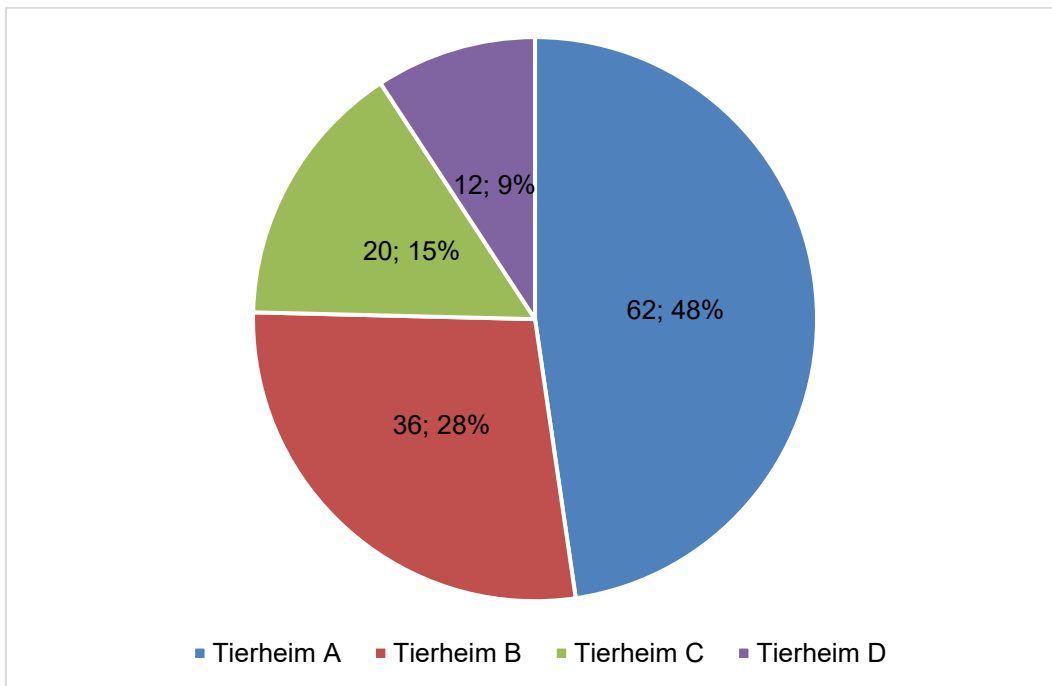


Abbildung 2: Verteilung Anzahl Kotproben in absoluten Zahlen und relativen Anteilen aller Tierheime (n=130).

4.2.1. Tierheim A

In Tierheim A wurden insgesamt 62 Kotproben gesammelt, das entspricht 47,69 % aller Katzenproben. Mit 12 positiven Ergebnissen auf Endoparasiten machte dies entsprechend den größten Teil an positiven Ergebnissen (34,29 %) der Gesamtmenge der positiven Proben (n=35) aus.

Es wurden 41 Proben von Tieren aus Einzelhaltung untersucht, davon waren acht Proben positiv (19,51 %). Es konnte sieben Mal *Toxocara* spp. nachgewiesen werden und in einer Probe ein einzelner Lungenwurm der Art *Ae. abstrusus*.

Bei den 21 Proben aus Gruppenhaltung wurden 4 Proben (23,52 %) positiv auf *Toxocara* spp. getestet; in 17 Proben konnten keine Helminthen nachgewiesen werden.

4.2.2. Tierheim B

Tierheim B trug mit 36 Proben den zweithöchsten Anteil an Proben (27,69 %) bei. Von den 36 Kotproben waren 11 (30,56 %) positiv. Die 11 positiven Ergebnisse machen 31,43 % des

gesamt positiven Probenmaterials (n=35) aus. In allen positiven Proben wurde *Toxocara* spp. nachgewiesen.

Mit 33 Proben aus Gruppenhaltung und nur drei Proben aus Einzelhaltung hatte Tierheim B den größten Verhältnisunterschied mit 11:1.

Bei Tieren aus Einzelhaltung war eine von drei Proben positiv (33,33 %). In Gruppen gehaltene Tiere hatten einen Wert an positiven Proben von 30,30 % (n=10).

4.2.3. Tierheim C

Mit sieben positiven Proben hatte Tierheim C dem zweihöchsten relativen Wert (35 %) an befallenen beprobten Tieren (n=20). Die Proben von Tierheim C machen 15,38 % der Gesamtmenge aller Proben (n=130) aus und 20,00 % aller positiven Proben (n=35). Die Verteilung von Gruppen- (n=15) zu Einzelproben (n=5) lag bei 3:1.

Bei den nachgewiesenen Parasiten handelte es sich um *Toxocara* spp., wobei eine Probe aus Gruppenhaltung zusätzlich mikroskopisch positiv auf Taeniidae getestet wurde, die mittels PCR als *Taenia taeniaeformis* bestätigt werden konnte.

Es waren sechs der 15 Proben aus Gruppenhaltung (40 %) und eine aus fünf aus Einzelhaltung (20 %) positiv.

4.2.4. Tierheim D

Den geringsten Anteil an Proben trug mit 12 Proben (9,23 %) Tierheim D bei. Mit fünf positiven Ergebnissen (41,66 %) lag der Anteil an positiven Tieren allerdings relativ hoch. In Bezug auf die Gesamtmenge aller positiven Proben (n=35) machte Tierheim D 14,29 % aus.

Es wurden 7 Einzelproben untersucht, wovon drei positiv auf *Toxocara* spp. getestet wurden und eine Probe zusätzlich auf *Ae. Abstrusus* (Abbildung 3).

Von den fünf Proben von Tieren aus Gruppenhaltung wurden zwei positiv getestet. Zusätzlich zu *Toxocara* spp. in beiden Proben wurde bei einer zusätzlich *Capillaria* spp. (Abbildung 4) festgestellt.



Abbildung 3: Probe 096, *Ae. abstrusus*, Aufnahme: Institut für Parasitologie, Sandra Wiedermann.



Abbildung 4: Probe 093, Ei von *Capillaria* sp. 40x. Aufnahme: Institut für Parasitologie, V. Auersperg, M. John, J. Mayr.

4.3. Parasiten-bezogene Ergebnisse

Bei einer Gesamtanzahl von 130 Proben wurden 35 Proben positiv auf Helminthen getestet. Es konnte 34-mal *Toxocara* spp. nachgewiesen werden (Abbildung 5).

In drei der *Toxocara* spp.-positiven Proben wurde zusätzlich je einmal *Ae. abstrusus*, *Capillaria* spp. und *Ta. taeniaeformis* gefunden.

In einer Kotprobe aus Einzelhaltung aus Tierheim A konnte mittels des Larvenauswanderungsverfahrens nach Baermann-Wetzel eine Lungenwurmlarve der Art *Ae. abstrusus* als einziger Parasit festgestellt werden. Dies ist die einzige Probe, die nicht zusätzlich *Toxocara* spp. enthalten hat.

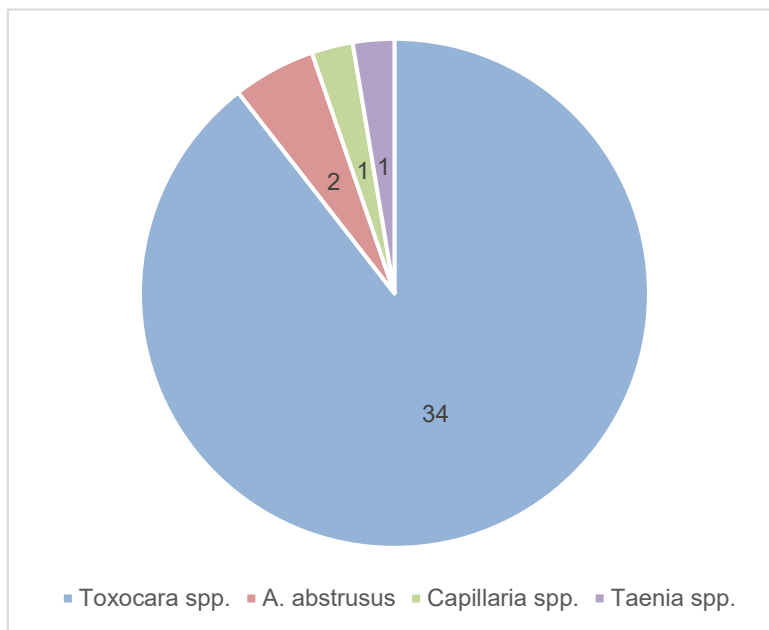


Abbildung 5: Anzahl (=n) der gefundenen Parasiten.

4.4. Haltungsbezogene Ergebnisse

Die Haltungsbedingungen wurden in Gruppenhaltung und Einzelhaltung eingeteilt. Die Gruppengrößen haben je nach Tierheim und Gruppe stark variiert und reichten von zwei bis neun Tieren. Die Gruppengröße wurde aber in weiterer Folge nicht für diese Arbeit berücksichtigt.

Es wurden Ergebnisse von 56 Katzen aus Einzelhaltung erhoben. Mit 13 positiven Ergebnissen auf Helminthen und 43 negativen Ergebnissen ergibt sich ein prozentualer Wert von 23,21 % endoparasitär befallener Katzen.

Bei Katzen aus Gruppenhaltung wurden insgesamt 74 Proben untersucht. Bei den Proben aus Gruppenhaltung wurde der Kot verschiedener Tiere gepoolt und in weiter Folge als eine Sammelprobe behandelt. Es wurden 22 Kotproben positiv und 52 Kotproben negativ getestet, das entspricht einem prozentualen Wert von 29,72 % an positiven Gruppen (Abbildung 6).

Es konnte kein direkter Zusammenhang zwischen einer Haltungsform und einem positiven oder negativen Ergebnis hergestellt werden ($p = 0,073$).

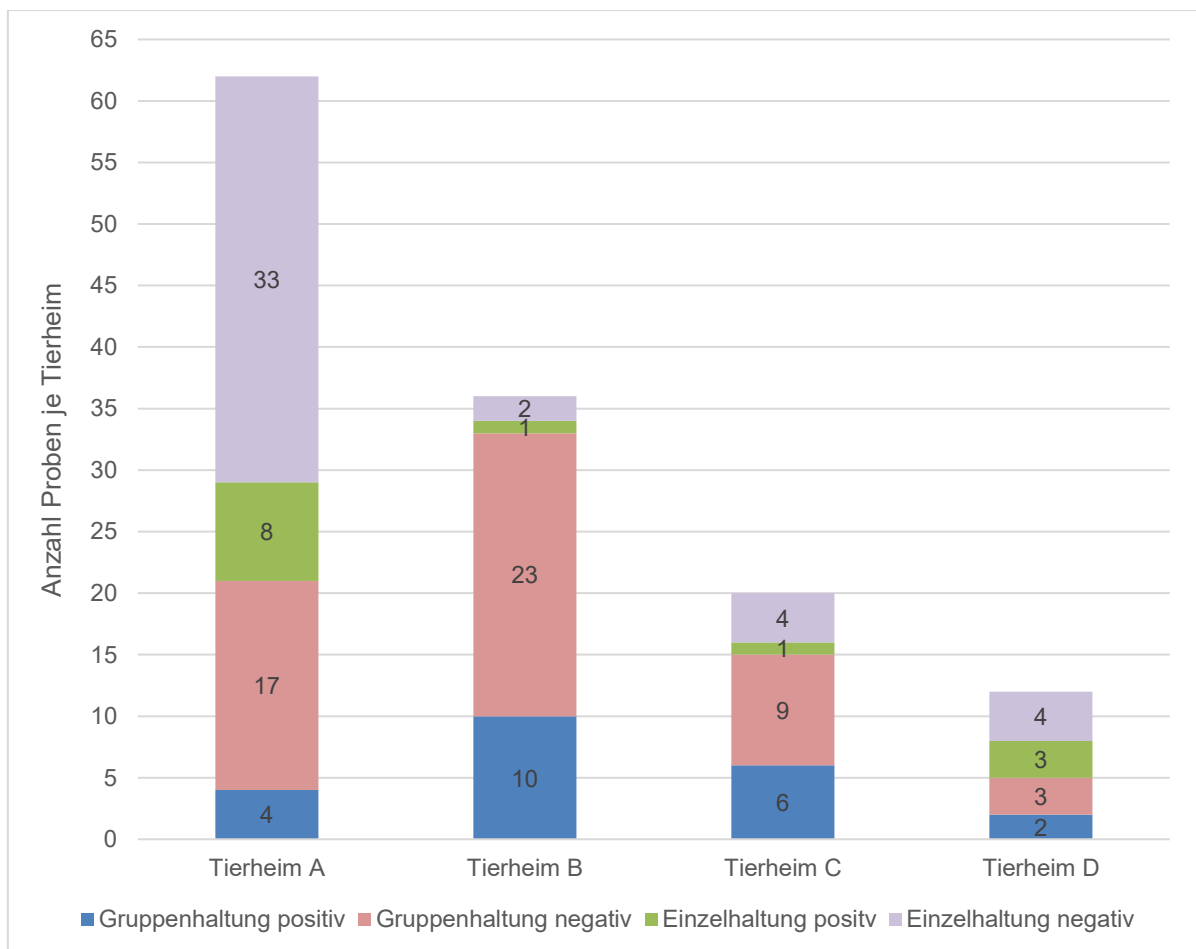


Abbildung 6: Verteilung positiver und negativer Proben anhand der Haltungsbedingungen je Tierheim.

5. Diskussion

Es war das Ziel dieser Arbeit herauszufinden, wie hoch die Prävalenz für zoonotische Helminthen in vier Kärntner Tierheimen bei Katzen ist. Es wurden hierfür 130 Kotproben von Katzen gesammelt und analysiert. Als zusätzlicher Parameter wurde die Haltungsart (Einzelhaltung, Gruppenhaltung) in die Berechnungen inkludiert. Das Geschlecht konnte in den Ergebnissen aufgrund der gepoolten Sammelproben der Gruppenhaltungen nicht berücksichtigt werden, da die Kotproben nicht eindeutig den einzelnen Individuen zugeordnet werden konnten. Ebenfalls nicht berücksichtigt wurde das Alter der Tiere, da durch den hohen Anteil an Fundtieren bei einem Großteil keine genaue Angabe gemacht werden konnte.

5.1. Vergleich mit anderen Studien mit Tierheimbeteiligung in Europa

In einer Schweizer Studie aus den Jahren 2012-2014 wurde der Kot von 644 Katzen auf Endoparasiten untersucht. Die Verteilung der Proben entfiel auf Tiere aus Privathaushalten (n=299), Tierheimkatzen (n=197) und Streunerkatzen (n=168). Es wurden sowohl eine Flotation als auch ein Larvenauswanderungsverfahren nach Baermann-Wetzel durchgeführt. Die Gesamtinfektionsrate für Helminthen lag bei 18,5 % (123/664). Betrachtet man die drei Hauptgruppen (Privattiere, Tierheimkatzen, Streuner) einzeln, fällt ein gravierender Unterschied in der Prävalenz der verschiedenen Parasiten auf. Während beispielsweise bei Streunerkatzen 54,8 % (92/168) mit *T. cati* infiziert waren, sind es bei Katzen aus dem Tierheim 9,1 % (18/197) und bei Katzen aus Privathaushalten nur 3 % (13/299). *Toxocara cati* war in dieser Studie der am häufigsten gefundene Endoparasit. Weitere bei den Tierheimkatzen (n=197) gefundene potenziell zoonotische Endoparasiten waren Taeniidae mit 3 % (n=6) und *Capillaria* sp. mit 3,6 % (n=7). Es wurden auch zwei Exemplare des Lungenwurms *Ae. abstrusus* gefunden (1 %), es muss aber beachtet werden, dass nur 468 von 644 Kotproben mit dem Larvenauswanderungsverfahren analysiert werden konnten, da die erforderliche Kotmenge nicht vorhanden war. Es wurde in der Arbeit nicht weiter spezifiziert, wie sich die 468 Proben auf die Hauptgruppen verteilen. Die Resultate der Schweizer Studie ähneln stark jenen dieses Projektes (Zottler et al. 2019).

In einer anderen Studie in Deutschland wurden in den Jahren 2006 und 2007 in 26 Tierheimen Kotproben von 837 Katzen genommen. Alle beprobten Katzen wurden nach ihrer Ankunft in den Tierheimen in Quarantänestationen separiert untergebracht und aus dieser Unterbringung die Kotproben gesammelt. Es wurden bei insgesamt 281 Tieren (33,6 %) mindestens ein Endoparasit festgestellt. Mittels Flotation wurde bei 227 Tieren (27,1 %) *T. cati* festgestellt.

Capillaria spp. wurde in 42 Katzen (5 %) gefunden, Taeniidae in 17 Katzen (2 %) und *Ancylostomatidae* in 9 Katzen (1,1 %). Es wurde zuzüglich zur Prävalenz von Helminthen auch die Wirksamkeit von Antiparasitika getestet. Die Tiere wurden mit verschiedenen Therapeutika wie Fenbendazol, Pyrantel, Milbemycinoxim und Praziquantel behandelt. Einige Katzen wurden mit einer Kombination aus entweder Fenbendazol, Pyrantel oder Milbemycinoxim plus Praziquantel behandelt. Bei initial positiv getesteten Tieren wurde nach zwei Wochen, bei einer Ausnahme nach drei Wochen, eine erneute Kotuntersuchung durchgeführt, um die Wirksamkeit der Präparate zu ermitteln. Alle in der Studie getesteten Anthelminthika haben sich als höchst effizient erwiesen und es konnte kein Verdacht auf Resistenzen geäußert werden. Interessant ist, dass trotz der beinahe 6,5-fachen Anzahl an Studientieren im Vergleich zu dem hier behandelten Projekt (837 zu 130), die Prävalenz von *T. cati* erneut annähernd gleich ist (27,1 % zu 26,2 %). Alle anderen gefundenen Helminthen weisen höhere Infektionsraten in der deutschen Studie auf (Becker et al. 2012).

Bei einer Untersuchung in sechs italienischen Tierheimen wurden von 2011-2014 insgesamt 132 Kotproben von Katzen analysiert. Bei den Tieren hat es sich um bereits vorhandene Bestandtiere gehandelt und nicht um Neuaufnahmen. Untergebracht waren die Katzen in Einzelkäfigen oder in Gruppenräumen, es wurde aber keine statistische Aussage über den parasitären Befall von Einzel- und Gruppenhaltung getroffen. Es wurden zwei verschiedene zoonotische Helminthen gefunden. *Toxocara cati* war der am häufigsten vorkommende Parasit mit 12 positiv getesteten Tieren (9 %). Drei Tiere (2,3 %) wurden positiv auf *Ancylostomatidae* (*A. tubaeforme* und *U. stenocephala*) getestet (Sauda et al. 2019).

Die Prävalenz von *T. cati* ist in einer niederländischen Publikation von 2004 mit 28,2 % (86/305) nur wenig höher als die von uns erhobenen Daten (26,2 %). Es wurden zusätzlich *Capillaria* spp. in 34 Katzen (11,2 %), *A. tubaeforme* und *T. taeniaeformis* in je 9 Katzen (3 %) nachgewiesen. *Aelurostrongylus abstrusus* war mit 2,6 % in neun Exemplaren auffindbar (Robben et al. 2004).

Eine weitere Studie aus Estland beschäftigt sich mit der Prävalenz von Endoparasiten und den Risikofaktoren bei Katzen in Tierheimen. Zu diesem Zweck wurden von 2015-2016 290 Kotproben mittels Flotationstechnik untersucht. Im Unterschied zu den anderen bereits behandelten Studien wurden die gesammelten Proben vor der Bearbeitung bei -80 °C für mindestens sieben Tage tiefgefroren, weil in der Tierheimregion *E. multilocularis* endemisch ist. Die Auswahl der Katzen erfolgte zufällig und die Proben wurden morgens vor der Käfigreinigung gesammelt. Es ist zu erwähnen, dass alle Katzen spätestens am zweiten Tag

nach ihrer Ankunft im Tierheim mit Niclosamid und Oxibendazol oral behandelt wurden. Niclosamid wurde in einer Dosierung von 120 mg/kg Körpergewicht und Oxibendazol mit 15 mg/kg Körpergewicht angewendet. Metronidazol (50 mg/kg Körpergewicht) wurde ausschließlich bei Katzen angewendet, die zusätzlich Symptome einer Protozoenerkrankung zeigten. Weiters wurden die Katzen 14 Tage unter Quarantäne gestellt. Bei den Analysen der Kotproben, wurden bei 47,6 % der Katzen (138/290) Endoparasiten festgestellt. *Toxocara cati* war mit 36,6 % am häufigsten vertreten. Auch wurden Taeniidae (4,1 %), *C. aerophila* (2,1 %) und *Ancylostoma* sp. (0,7%) gefunden und weisen ebenfalls eine höhere Prävalenz auf, als in unserer Studie (Tull et al. 2021).

5.2. Katzen als Überträger bedeutender Zoonosen in Europa

Die durchgehend höchsten Prävalenzen in Studien im europäischen Raum sind für *T. cati* verzeichnet. Die Infektionsraten reichten von 9-54,8 % (Becker et al. 2012, Robben et al. 2004, Sauda et al. 2019, Tull et al. 2021, Zottler et al. 2019). Die teils großen Unterschiede in den Prävalenzen hängen eng mit der Haltungsform und endemischen Hotspots zusammen. Streunerkatzen sind aufgrund ihres Jagdverhaltens, der unkontrollierten Vermehrung und mangelnder tierärztlicher Betreuung am stärksten betroffen (Zottler et al. 2019). Auch wenn *T. cati* nicht das gleiche zoonotische Gefahrenpotential wie *T. canis* zugesprochen wird, handelt es sich um eine ernstzunehmende zoonotische Parasitose in Europa (Chen et al. 2018, Deplazes et al. 2021, Fisher 2003).

Die Echinokokkose ist eine der gefährlichsten Parasitosen, die in Europa endemisch sind. Sie gilt nach wie vor als unheilbar und therapeutische Maßnahmen gelten in der Regel nur als lebensverlängernd. Auch wenn Katzen in der Verbreitung der Echinokokkose eine untergeordnete Rolle spielen, sollte das Risiko nicht außer Acht gelassen werden (Deplazes et al. 2021). Eine weitere durch Cestoden verursachte Zoonose, die von Katzen übertragen werden kann, ist der Befall mit *Ta. taeniaeformis*. Das Risiko ist als sehr gering einzustufen, da nur wenige Fälle beim Menschen bekannt sind (Ekanayake et al. 1999, Fuehrer et al. 2012).

Zoonotische Hakenwurmerkrankungen durch *U. stenocephala* und *A. tubaeforme* sind in Europa eher selten. Der überwiegende Teil der Fälle von Ancylostomatidosen wird von *A. braziliense* und *A. ceylanicum* verursacht. Diese humanpathogenen Vertreter werden ebenfalls von Katzen ausgeschieden, sind aber in überwiegend tropischen Regionen zu finden und werden selten durch Tourismus nach Europa gebracht (Bowman et al. 2010, Bowman 2011, Deplazes et al. 2021).

5.3. Schlussfolgerung

Die Ergebnisse dieser Arbeit zeigen, dass Katzen in Tierheimen zoonotische Helminthen, vor allem Spulwürmer, beherbergen können. Dies stellt ein potenzielles Gesundheitsrisiko für den Menschen dar. Insbesondere Tierheimmitarbeiter:innen, die behandelnden Tierärztinnen/Tierärzte und die neuen Besitzer:innen möglicherweise infizierter Tiere sind einem entsprechenden Risiko ausgesetzt. Außerdem können Eier von Helminthen in vielen Fällen lange in der Umgebung infektiös bleiben und auch bei fehlendem direkten Tierkontakt eine Infektionsquelle für den Menschen darstellen. Die in dieser Arbeit erhobenen Daten zeigen Infektionsraten in den untersuchten Kärntner Tierheimen von 19,4-41,7 %. In Anbetracht dieser Zahlen sollten die Mitarbeiter bezüglich der Risiken einer parasitären Zoonose sensibilisiert und die Hygienekonzepte und Behandlungsstrategien kritisch reevaluiert werden.

6. Zusammenfassung

Katzen können eine Vielzahl von Endoparasiten in sich tragen. Einige dieser Parasiten besitzen ein nicht unerhebliches zoonotisches Potential und können für den Menschen ein Gesundheitsrisiko darstellen. Um abschätzen zu können, wie hoch der Infektionsdruck in Kärntner Tierheimen ist und die daraus resultierende Gefahr für den Menschen, wurden für diese Arbeit im Rahmen des Projektes „Endoparasitäre und bakterielle Zoonoseerreger bei Hunden und Katzen in Kärntner Tierheimen“ 130 Kotproben von Katzen gesammelt und untersucht. Die Proben stammen aus vier unterschiedlichen Tierheimen in Kärnten und alle Proben wurden mittels Flotationsverfahren und dem Larvenauswanderungsverfahren nach Baermann-Wetzel untersucht. Es wurde in 35 Kotproben mindestens je ein Parasit nachgewiesen. *Toxocara* spp. (n=34), *Capillaria* spp. (n=1) und *Taenia* spp. (n=1) wurden mittels Flotation entdeckt. In zwei Proben wurde *Aelurostrongylus abstrusus* mit dem Larvenauswanderungsverfahren nach Baermann-Wetzel nachgewiesen. Die Prävalenzen der Tierheime betrugen 19,4-41,7 % (im Mittel 26.9 %). Dabei war es unerheblich, ob die Katzen in Einzelhaltung (23,2 % positive Tiere) oder Gruppenhaltung (29,7 % positive Tiere) gehalten wurden. Die Ergebnisse dieser Arbeit zeigen außerdem, dass trotz Unterbringung in einem kontrollierten Umfeld und tierärztlicher Betreuung der Katzen eine Infektion mit zoonotischen Helminthen nicht ausgeschlossen werden kann.

7. Summary

Cats can carry a variety of endoparasites. Some of these have a significant zoonotic potential and can pose a health risk to humans. In order to estimate the infection pressure in Carinthian animal shelters and the resulting risk for humans, 130 fecal samples of cats were collected and examined for this work within the project "Endoparasitic and bacterial zoonotic pathogens in dogs and cats in Carinthian animal shelters". The samples originated from four different animal shelters in Carinthia and all samples were examined by means of the flotation method and the larval emigration method according to Baermann-Wetzel. At least one parasite was detected in each of 35 fecal samples. *Toxocara* spp. (n=34), *Capillaria* spp. (n=1) and *Taenia* spp. (n=1) were detected by flotation. *Aelurostrongylus abstrusus* was detected in two samples using the Baermann-Wetzel larval emigration method. The prevalences in the different shelters ranged from 19.4% to 41.7% (mean: 26.9%). It was irrelevant whether the cats were kept in single housing (23.2 % positive animals) or group housing (29.7 % positive animals). The results of this work also show that despite housing in a controlled environment and veterinary care for the shelter cats, infections with zoonotic helminths cannot be excluded.

8. Literaturverzeichnis

Ahn SJ, Ryoo N-K, Woo SJ. 2014. Ocular toxocariasis: clinical features, diagnosis, treatment, and prevention. *Asia Pacific Allergy*, 4 (3): 134–141.

DOI 10.5415/apallergy.2014.4.3.134.

Azimian H, Shokrani H, Fallahi S. 2021. Molecular evaluation of *Toxocara* species in stray cats using loop-mediated isothermal amplification (lamp) technique as a rapid, sensitive and simple screening assay. *Veterinary Medicine and Science*, 7 (3): 647–653.

DOI 10.1002/vms3.431.

Bagrade G, Králová-Hromadová I, Bazsalovicsová E, Radačovská A, Kołodziej-Sobocińska M. 2021. The first records of *Spirometra erinaceieuropaei* (Cestoda: Diphyllbothriidae), a causative agent of human sparganosis, in Latvian wildlife. *Parasitology Research*, 120 (1): 365–371. DOI 10.1007/s00436-020-06957-0.

Barrios N, Gómez M, Zanelli M, Rojas-Barón L, Sepúlveda-García P, Alabí A, Adasme M, Müller A, Rosenfeld C, González-Lagos C, Taubert A, Hermosilla C. 2021. A molecular survey on neglected *Gurltia paralyans* and *Aelurostrongylus abstrusus* infections in domestic cats (*Felis catus*) from southern Chile. *Pathogens*, 10 (9).

DOI 10.3390/pathogens10091195.

Becker AC, 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.

DOI 10.1007/s00436-012-2909-7.

Beugnet F, Bourdeau P, Chalvet-Monfray K, Cozma V, Farkas R, Guillot J, Halos L, Joachim A, Losson B, Miró G, Otranto D, Renaud M, Rinaldi L. 2014. Parasites of domestic owned cats in Europe: co-infestations and risk factors. *Parasites & Vectors*, 7: 291.

DOI 10.1186/1756-3305-7-291.

Bossi G, Bruno R, Novati S, Maserati R, Mussati G, Gorone MP, Nepita EV, Regalbuto C, Gola G, Simoncelli AM, Bruno A, Musso P, Clerici E, Marseglia GL. 2021. Cerebral toxocariasis as a cause of epilepsy: a pediatric case. *Neuropediatrics*, 52 (2): 142–145.

DOI 10.1055/s-0040-1721701.

Bowman DD. 2002. *Feline Clinical Parasitology*. 1. Auflage. Ames: Iowa State University Press, 469 Seiten.

Bowman DD. 2011. Oxford Textbook of Zoonoses: Biology, Clinical Practice, and Public Health Control. 2. Auflage. Oxford University Press.

Bowman DD. 2021. Georgis' Parasitology for Veterinarians. 11. Ausgabe. St. Louis, Missouri: Elsevier.

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. DOI 10.1016/j.pt.2010.01.005.

Bracaglia G, Ranno S, Mancinelli L, Santoro M, Cerroni L, Massone C, Sanguenza O, Bravo FG, Diociaiuti A, Nicastri E, Muraca M, El Hachem M, Boldrini R, Callea F, Putignani L. 2015. A waterborn zoonotic helminthiasis in an Italian diver: a case report of a cutaneous sparganum infection and a review of European cases. Pathogens and Global Health, 109 (8): 383–386. DOI 10.1080/20477724.2015.1123901.

Brunetti E, Kern P, Vuitton DA. 2010. Expert consensus for the diagnosis and treatment of cystic and alveolar echinococcosis in humans. Acta Tropica, 114 (1): 1–16. DOI 10.1016/j.actatropica.2009.11.001.

Butterworth EW, Beverley-Burton M. 1980. The taxonomy of *Capillaria* spp. (Nematoda: Trichuroidea) in carnivorous mammals from Ontario, Canada. Systematic Parasitology, 1 (3-4): 211–236. DOI 10.1007/BF00009847.

Carruth AJ, Buch JS, Braff JC, Chandrashekar R, Bowman DD. 2019. Distribution of the feline lungworm *Aelurostrongylus abstrusus* in the USA based on fecal testing. JFMS Open Reports, 5 (2): 2055116919869053. DOI 10.1177/2055116919869053.

CDC - Center for Disease Control and Prevention 2022.
https://www.cdc.gov/parasites/capillaria/biology_c_hepatica.html (Zugriff 10.04.2022).

Chen J, Liu Q, Liu G-H, Zheng W-B, Hong S-J, Sugiyama H, Zhu X-Q, Elsheikha HM. 2018. Toxocariasis: a silent threat with a progressive public health impact. Infectious Diseases of Poverty, 7 (1): 59. DOI 10.1186/s40249-018-0437-0.

Colella V, Knaus M, Lai O, Cantile C, Abramo F, Rehbein S, Otranto D. 2019. Mice as paratenic hosts of *Aelurostrongylus abstrusus*. Parasites & Vectors, 12 (1): 49. DOI 10.1186/s13071-019-3293-2.

- Cullen JM, Stalker MJ. 2016. Pathology of domestic animals: Chapter 2 - Liver and biliary system. In: Jubb KVF, Kennedy PC, Palmer N, Hrsg. Pathology of Domestic Animals. 6. Auflage. St. Louis, Missouri: Elsevier, 258-352.e1.
- Czyżewska J, Namiot A, Koziolkiewicz K, Matowicka-Karna J, Dziecioł J, Kemonia H. 2019. The first case of human sparganosis in Poland and a review of the cases in Europe. *Parasitology International*, 70: 89–91. DOI 10.1016/j.parint.2019.02.005.
- Dantas-Torres F. 2020. *Toxocara* prevalence in dogs and cats in Brazil. *Advances in Parasitology*, 109: 715–741. DOI 10.1016/bs.apar.2020.01.028.
- Datz C. 2011. Chapter 19 - Parasitic and Protozoal Diseases. In: Kutzler MA, Peterson ME, Hrsg. Small Animal Pediatrics: The First 12 Months of Life. Saint Louis: W B Saunders Company, 154–160.
- Deplazes P. 2006. Helminthosen von Hund und Katze. In: Schnieder T, Hrsg. Veterinärmedizinische Parasitologie. 6. Auflage, Stuttgart: Parey, 444–560.
- Deplazes P, Eckert J, Samson-Himmelstjerna G von, Zahner H. 2013. Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin. 3. Auflage. Stuttgart: Enke Verlag, 639 Seiten.
- Deplazes P, Joachim A, Mathis A, Strube C, Taubert A, von Samson-Himmelstjerna G, Zahner H. 2021. Parasitologie für die Tiermedizin. 4. Auflage. Stuttgart, New York: Georg Thieme Verlag, 687 Seiten.
- Despommier D. 2003. Toxocariasis: clinical aspects, epidemiology, medical ecology, and molecular aspects. *Clinical Microbiology Reviews*, 16 (2): 265–272. DOI 10.1128/CMR.16.2.265-272.2003.
- Deutz A, Fuchs K, Auer H, Kerbl U, Aspöck H, Köfer J. 2005. *Toxocara*-infestations in Austria: a study on the risk of infection of farmers, slaughterhouse staff, hunters and veterinarians. *Parasitology Research*, 97 (5): 390–394. DOI 10.1007/s00436-005-1469-5.
- Durant J-F, Irengue LM, Fogt-Wyrwas R, Dumont C, Doucet JP, Mignon B, Losson B, Gala JL. 2012. Duplex quantitative real-time PCR assay for the detection and discrimination of the eggs of *Toxocara canis* and *Toxocara cati* (Nematoda, Ascaridoidea) in soil and fecal samples. *Parasites & Vectors*, 5: 288. DOI 10.1186/1756-3305-5-288.
- Duscher GG, Harl J, Fuehrer H-P. 2015. Evidence of *Trogloitrema acutum* and *Skrjabingylus* sp. coinfection in a polecat from Lower Austria. *Helminthologia*, 52 (1): 63–66. DOI 10.1515/helmin-2015-0011.

- Ekanayake S, Warnasuriya ND, Samarakoon PS, Abewickrama H, Kuruppuarachchi ND, Dissanaikie AS. 1999. An unusual 'infection' of a child in Sri Lanka, with *Taenia taeniaeformis* of the cat. *Annals of Tropical Medicine & Parasitology*, 93 (8): 869–873.
DOI 10.1080/00034983.1999.11813494.
- Elsemore DA, Geng J, Cote J, Hanna R, Lucio-Forster A, Bowman DD. 2017. Enzyme-linked immunosorbent assays for coproantigen detection of *Ancylostoma caninum* and *Toxocara canis* in dogs and *Toxocara cati* in cats. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*, 29 (5): 645–653. DOI 10.1177/1040638717706098.
- Elsheikha HM, Schnyder M, Traversa D, Di Cesare A, Wright I, Lacher DW. 2016. Updates on feline aelurostrongylosis and research priorities for the next decade. *Parasites & Vectors*, 9 (1): 389. DOI 10.1186/s13071-016-1671-6.
- Epe C. 2009. Intestinal nematodes: biology and control. *The Veterinary clinics of North America. Small Animal Practice*, 39 (6): 1091-107, vi-vii. DOI 10.1016/j.cvsm.2009.07.002.
- ESCCAP - European Scientific Counsel Companion Animal Parasites 2022.
<https://www.esccap.de/empfehlung/helminthen> (Zugriff 31.03.2022).
- Fahrion AS, Schnyder M, Wichert B, Deplazes P. 2011. *Toxocara* eggs shed by dogs and cats and their molecular and morphometric species-specific identification: is the finding of *T. cati* eggs shed by dogs of epidemiological relevance? *Veterinary Parasitology*, 177 (1-2): 186–189. DOI 10.1016/j.vetpar.2010.11.028.
- Fan CK, Liao CW, Cheng YC. 2013. Factors affecting disease manifestation of toxocarosis in humans: genetics and environment. *Veterinary Parasitology*, 193 (4): 342–352.
DOI 10.1016/j.vetpar.2012.12.030.
- Fillaux J, Magnaval J-F. 2013. Laboratory diagnosis of human toxocariasis. *Veterinary Parasitology*, 193 (4): 327–336. DOI 10.1016/j.vetpar.2012.12.028.
- Fischer K, Gankpala A, Gankpala L, Bolay FK, Curtis KC, Weil GJ, Fischer PU. 2018. *Capillaria* ova and diagnosis of *Trichuris trichiura* infection in humans by Kato-Katz smear, Liberia. *Emerging Infectious Diseases*, 24 (8): 1551–1554. DOI 10.3201/eid2408.180184.
- Fisher M. 2003. *Toxocara cati*: an underestimated zoonotic agent. *Trends in Parasitology*, 19 (4): 167–170. DOI 10.1016/s1471-4922(03)00027-8.
- Folmer O, Black M, Hoeh W, Lutz R, Vrijenhoek R. 1994. DNA primers for amplification of mitochondrial cytochrome c oxidase subunit I from diverse metazoan invertebrates.

Molecular Marine Biology and Biotechnology, 3 (5): 294–299.

<https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/7881515/>.

Fu CJ, Chuang TW, Lin HS, Wu CH, Liu YC, Langinlur MK, Lu MY, Hsiao WW-W, Fan CK. 2014. Seroepidemiology of *Toxocara canis* infection among primary schoolchildren in the capital area of the Republic of the Marshall Islands. BMC Infectious Diseases, 14 (1): 261. DOI 10.1186/1471-2334-14-261.

Fuehrer H, Siehs C, Schneider R, Auer H. 2012. Morphometrical analysis of *Taenia taeniaeformis* and *Taenia crassiceps* in the common vole (*Microtus arvalis*) and the water vole (*Arvicola terrestris*) in Vorarlberg, Austria. Helminthologia, 49 (3): 169–173. DOI 10.2478/s11687-012-0034-x.

Fuehrer H-P. 2014a. An overview of the host spectrum and distribution of *Calodium hepaticum* (syn. *Capillaria hepatica*): part 1-Muroidea. Parasitology Research, 113 (2): 619–640. DOI 10.1007/s00436-013-3691-x.

Fuehrer H-P. 2014b. 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. DOI 10.1007/s00436-013-3692-9.

Fuehrer HP, Morelli S, Bleicher J, Brauchart T, Edler M, Eisschiel N, Hering T, Lercher S, Mohab K, Reinelt S, Stessl T, Fasching D, Nimphy R, Pelzl A, Shahi-Barogh B, Wortha LN, Bakran-Lebl K, Duda M, Sattmann H, Schaper R, Traversa D, Joachim A. 2020. Detection of *Crenosoma spp.*, *Angiostrongylus vasorum* and *Aelurostrongylus abstrusus* in gastropods in eastern Austria. Pathogens, 9 (12). DOI 10.3390/pathogens9121046.

Genchi M, Vismarra A, Zanet S, Morelli S, Galuppi R, Cringoli G, Lia R, Diaferia M, Di Frangipane Regalbono A, Venegoni G, Solari Basano F, Varcasia A, Perrucci S, Musella V, Brianti E, Gazzonis A, Drigo M, Colombo L, Kramer L. 2021. Prevalence and risk factors associated with cat parasites in Italy: a multicenter study. Parasites & Vectors, 14 (1): 475. DOI 10.1186/s13071-021-04981-2.

Giannelli A, Capelli G, Joachim A, Hinney B, Losson B, Kirkova Z, René-Martellet M, Papadopoulos E, Farkas R, Napoli E, Brianti E, Tamponi C, Varcasia A, Margarida Alho A, Madeira de Carvalho L, Cardoso L, Maia C, Mircean V, Mihalca AD, Miró G, Schnyder M, Cantacessi C, Colella V, Cavalera MA, Latrofa MS, Annoscia G, Knaus M, Halos L, Beugnet F, Otranto D. 2017. Lungworms and gastrointestinal parasites of domestic cats: a European

perspective. *International Journal for Parasitology*, 47 (9): 517–528.

DOI 10.1016/j.ijpara.2017.02.003.

Gingrich EN, Scorza AV, Clifford EL, Olea-Popelka FJ, Lappin MR. 2010. Intestinal parasites of dogs on the Galapagos Islands. *Veterinary Parasitology*, 169 (3-4): 404–407.

DOI 10.1016/j.vetpar.2010.01.018.

Greve JH. 1971. Age resistance to *Toxocara canis* in ascarid-free dogs. *American Journal of Veterinary Research*, 32 (8): 1185–1192.

Hansen AP, Skarbye LK, Vinther LM, Willesen JL, Pipper CB, Olsen CS, Mejer H. 2017. Occurrence and clinical significance of *Aelurostrongylus abstrusus* and other endoparasites in Danish cats. *Veterinary Parasitology*, 234: 31–39. DOI 10.1016/j.vetpar.2016.12.015.

Herman JS, Chiodini PL. 2009. Gnathostomiasis, another emerging imported disease. *Clinical Microbiology Reviews*, 22 (3): 484–492. DOI 10.1128/CMR.00003-09.

Heukelbach J, Feldmeier H. 2008. Epidemiological and clinical characteristics of hookworm-related cutaneous larva migrans. *The Lancet Infectious Diseases*, 8 (5): 302–309.

DOI 10.1016/S1473-3099(08)70098-7.

Holland CV, Smith HV. 2006. *Toxocara*: the enigmatic parasite. Wallingford: CABI. 301 Seiten.

Janecek E, Beineke A, Schnieder T, Strube C. 2014. Neurotoxocarosis: marked preference of *Toxocara canis* for the cerebrum and *T. cati* for the cerebellum in the paratenic model host mouse. *Parasites & Vectors*, 7: 194. DOI 10.1186/1756-3305-7-194.

Jarosz W, Durant J-F, Ireng LMWB, Fogt-Wyrwas R, Mizgajska-Wiktor H, Gala J-L. 2021. Optimized DNA-based identification of *Toxocara spp.* eggs in soil and sand samples. *Parasites & Vectors*, 14 (1): 426. DOI 10.1186/s13071-021-04904-1.

Jenkins EJ. 2020. *Toxocara spp.* in dogs and cats in Canada. *Advances in Parasitology* 19: 641-653. DOI 10.1016/bs.apar.2020.01.026.

Jeżewski W, Buńkowska-Gawlik K, Hildebrand J, Perec-Matysiak A, Laskowski Z. 2013. Intermediate and paratenic hosts in the life cycle of *Aelurostrongylus abstrusus* in natural environment. *Veterinary Parasitology*, 198 (3-4): 401–405.

DOI 10.1016/j.vetpar.2013.09.003.

- Joachim A, Unterköfler M, Hinney B. 2021. Verschlungen – Bandwürmer bei Katzen. Kleintier konkret; 24(06): 18–22. DOI 10.1055/a-1673-3664.
- Kleine A, Janecek E, Waindok P, Strube C. 2016. Flotation and adherence characteristics of *Toxocara canis* and *T. cati* and a reliable method for recovering *Toxocara* eggs from soil. Veterinary Parasitology, 227: 35–41. DOI 10.1016/j.vetpar.2016.07.023.
- Kondzior E, Kowalczyk R, Tokarska M, Borowik T, Zalewski A, Kołodziej-Sobocińska M. 2020. Multispecies reservoir of *Spirometra erinaceieuropaei* (Cestoda: Diphyllbothridae) in carnivore communities in north-eastern Poland. Parasites & Vectors, 13 (1): 560. DOI 10.1186/s13071-020-04431-5.
- Krämer F, Hammerstein R, Stoye M, Epe C. 2006. Investigations into the prevention of prenatal and lactogenic *Toxocara canis* infections in puppies by application of moxidectin to the pregnant dog. Journal of Veterinary Medicine. B, 53 (5): 218–223. DOI 10.1111/j.1439-0450.2006.00948.x.
- Li C-D, Yang H-L, Wang Y. 2010. *Capillaria hepatica* in China. World Journal of Gastroenterology : WJG, 16 (6): 698–702. DOI 10.3748/wjg.v16.i6.698.
- Liberato C de, Scaramozzino P, Brozzi A, Lorenzetti R, Di Cave D, Martini E, Lucangeli C, Pozio E, Berrilli F, Bossù T. 2011. Investigation on *Opisthorchis felinus* occurrence and life cycle in Italy. Veterinary Parasitology, 177 (1-2): 67–71. DOI 10.1016/j.vetpar.2010.11.042.
- Liotta JL, Koompapong KN, Yaros JP, Prullage J, Bowman DD. 2012. Prevalence of *Ancylostoma braziliense* in cats in three northern counties of Florida, United States. The Journal of Parasitology, 98 (5): 1032–1033. DOI 10.1645/GE-2930.1.
- López-Osorio S, Penagos-Tabares F, Chaparro-Gutiérrez JJ. 2020. Prevalence of *Toxocara* spp. in dogs and cats in South America (excluding Brazil). Advances in Parasitology 109: 743–778. DOI 10.1016/bs.apar.2020.01.029.
- Loukas A, Prociv P. 2001. Immune responses in hookworm infections. Clinical Microbiology Reviews, 14 (4): 689-703, table of contents. DOI 10.1128/CMR.14.4.689-703.2001.
- Mackerras MJ. 1957. Observations on the life history of the cat Lungworm. *Aelurostrongylus abstrusus* (Railliet, 1898) (Nematoda: Metastrongylidae). Australian Journal of Zoology, 5 (2): 188. DOI 10.1071/zo9570188.

- Macpherson CNL. 2013. The epidemiology and public health importance of toxocariasis: a zoonosis of global importance. *International Journal for Parasitology*, 43 (12-13): 999–1008. DOI 10.1016/j.ijpara.2013.07.004.
- Magi M, Guardone L, Prati MC, Mignone W, Macchioni F. 2015. Extraintestinal nematodes of the red fox *Vulpes vulpes* in north-west Italy. *Journal of Helminthology*, 89 (4): 506–511. DOI 10.1017/S0022149X1400025X.
- McManus DP, Gray DJ, Zhang W, Yang Y. 2012. Diagnosis, treatment, and management of echinococcosis. *BMJ (Clinical research ed.)*, 344: e3866. DOI 10.1136/bmj.e3866.
- Michelutti A, Sgubin S, Falcaro C, Cagnin V, Zoroaster A, Danesi P. 2021. Detection of *Toxocara cati* larvae from ostrich and wild boar meat intended for human consumption. *Pathogens (Basel, Switzerland)*, 10 (10). DOI 10.3390/pathogens10101290.
- Millán J, Chirife AD, Proboste T, Velarde R. 2014. Factors associated with the prevalence and pathology of *Calodium hepaticum* and *C. splenaecum* in periurban micromammals. *Parasitology Research*, 113 (8): 3001–3006. DOI 10.1007/s00436-014-3962-1.
- Miller TA. 1967. Transfer of immunity to *Ancylostoma caninum* infection in pups by serum and lymphoid cells. *Immunology*, 12 (2): 231–241. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/6020124/>.
- Misdraji J. 2010. Diagnostic pathology of infectious disease: Chapter 10 - Liver and bile duct infections. In: Kradin RL, Hrsg. *Diagnostic pathology of infectious disease*. Philadelphia, PA: Saunders Elsevier, 255–295.
- Moreira GMSG, Telmo PdL, Mendonça M, Moreira AN, McBride AJA, Scaini CJ, Conceição FR. 2014. Human toxocariasis: current advances in diagnostics, treatment, and interventions. *Trends in Parasitology*, 30 (9): 456–464. DOI 10.1016/j.pt.2014.07.003.
- Morelli S, Diakou A, Colombo M, Di Cesare A, Barlaam A, Dimzas D, Traversa D. 2021a. Cat respiratory nematodes: current knowledge, novel data and warranted studies on clinical features, treatment and control, 10 (4). DOI 10.3390/pathogens10040454.
- Morelli S, Colombo M, Diakou A, Traversa D, Grillini M, Di Frangipane Regalbono A, Di Cesare A. 2021b. The influence of temperature on the larval development of *Aelurostrongylus abstrusus* in the land snail *Cornu aspersum*, 10 (8). DOI 10.3390/pathogens10080960.

Moskvina TV. 2018. Current knowledge about *Aelurostrongylus abstrusus* biology and diagnostic. *Annals of Parasitology*, 64 (1): 3–11. DOI 10.17420/ap6401.126.

MSD Manual for the Professional 2022.

<https://www.msdmanuals.com/professional/infectious-diseases/nematodes-roundworms/toxocariasis> (Zugriff 31.03.2022).

Nicoletti A. 2020. Neurotoxocariasis. *Advances in Parasitology*, 109: 219–231. DOI 10.1016/bs.apar.2020.01.007.

Oguz B, Ozdal N, Serdar Deger M. 2018. Genetic analysis of *Toxocara* spp. in stray cats and dogs in Van province, eastern Turkey. *Journal of Veterinary Research*, 62 (3): 291–295. DOI 10.2478/jvetres-2018-0042.

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. DOI 10.2478/s11687-012-0001-6.

Otranto D, Cantacessi C, Dantas-Torres F, Brianti E, Pfeffer M, Genchi C, Guberti V, Capelli G, Deplazes P. 2015. The role of wild canids and felids in spreading parasites to dogs and cats in Europe. Part II: Helminths and arthropods. *Veterinary Parasitology*, 213 (1-2): 24–37. DOI 10.1016/j.vetpar.2015.04.020.

Otranto D, Deplazes P. 2019. Zoonotic nematodes of wild carnivores. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 9: 370–383. DOI 10.1016/j.ijppaw.2018.12.011.

Overgaaauw P, Nijse R. 2020. Prevalence of patent *Toxocara* spp. infections in dogs and cats in Europe from 1994 to 2019. *Advances in Parasitology* 109: 779–800. DOI 10.1016/bs.apar.2020.01.030.

Overgaaauw PA. 1997. Aspects of *Toxocara* epidemiology: human toxocarosis. *Critical Reviews in Microbiology*, 23 (3): 215–231. DOI 10.3109/10408419709115137.

Overgaaauw PAM, van Knapen F. 2013. Veterinary and public health aspects of *Toxocara* spp. *Veterinary Parasitology*, 193 (4): 398–403. DOI 10.1016/j.vetpar.2012.12.035.

Pakharukova MY, Mordvinov VA. 2016. The liver fluke *Opisthorchis felineus*: biology, epidemiology and carcinogenic potential. *Transactions of The Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 110 (1): 28–36. DOI 10.1093/trstmh/trv085.

- Palmer CS, Thompson RCA, Traub RJ, Rees R, Robertson ID. 2008. National study of the gastrointestinal parasites of dogs and cats in Australia. *Veterinary Parasitology*, 151 (2-4): 181–190. DOI 10.1016/j.vetpar.2007.10.015.
- Parsons JC. 1987. Ascarid infections of cats and dogs. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, 17 (6): 1307–1339. DOI 10.1016/S0195-5616(87)50004-3.
- Pozio E, Armignacco O, Ferri F, Gomez Morales MA. 2013. *Opisthorchis felineus*, an emerging infection in Italy and its implication for the European Union. *Acta Tropica*, 126 (1): 54–62. DOI 10.1016/j.actatropica.2013.01.005.
- Raue K, Raue J, Hauck D, Söbbeler F, Morelli S, Traversa D, Schnyder M, Volk H, Strube C. 2021. Do all roads lead to Rome? the potential of different approaches to diagnose *Aelurostrongylus abstrusus* infection in cats. *Pathogens*, 10 (5). DOI 10.3390/pathogens10050602.
- Redrobe SP, Patterson-Kane JC. 2005. *Calodium hepaticum* (syn. *Capillaria hepatica*) in captive rodents in a zoological garden. *Journal of Comparative Pathology*, 133 (1): 73–76. DOI 10.1016/j.jcpa.2005.01.013.
- Reinemeyer CR. 2016. Chapter 4 - Formulations and clinical uses of pyrimidine compounds in domestic animals. In: Marchiondo AA, Hrsg. *Pyrantel Parasiticide Therapy in Humans and Domestic Animals*. London, UK: Academic Press, 67–107.
- 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. DOI 10.1016/j.vetpar.2012.11.026.
- Robben SR, Le Nobel WE, Döpfer D, Hendrikx WM, Boersema JH, Fransen F, Eysker ME. 2004. Infecties met helminthen en/of protozoën bij katten in asielen in Nederland. *Tijdschrift voor diergeneeskunde*, 129 (1): 2–6. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/14737808/>.
- Rodan I, Sparkes AH. 2012. Preventive health care for cats. In: Little SE, Hrsg. *The Cat. Clinical Medicine and Management*. St. Louis, Mo.: Elsevier Saunders, 151–180.
- Romig T, Deplazes P, Jenkins D, Giraudoux P, Massolo A, Craig PS, Wassermann M, Takahashi K, de La Rue M. 2020. Ecology and life cycle patterns of *Echinococcus* species. In: *Advances in Parasitology* 109: 213–314. DOI 10.1016/bs.apar.2016.11.002.

Rostami A, Sepidarkish M, Ma G, Wang T, Ebrahimi M, Fakhri Y, Mirjalali H, Hofmann A, Macpherson CNL, Hotez PJ, Gasser RB. Global prevalence of *Toxocara* infection in cats. *Adv Parasitol.* 2020;109:615-639. DOI 10.1016/bs.apar.2020.01.025.

Sauda F, Malandrucchio L, Liberato C de, Perrucci S. 2019. Gastrointestinal parasites in shelter cats of central Italy. *Veterinary Parasitology, Regional Studies and Reports*, 18: 100321. DOI 10.1016/j.vprsr.2019.100321.

Schnieder T. 2009. Current data for the prevention of vertical transmission of *Toxocara canis* and *Ancylostoma caninum* in dogs. *Tierärztliche Praxis Ausgabe K*, 37 (4): 271–276.

Schnieder T, Laabs E-M, Welz C. 2011. Larval development of *Toxocara canis* in dogs. *Veterinary Parasitology*, 175 (3-4): 193–206. DOI 10.1016/j.vetpar.2010.10.027.

Schnyder M, Di Cesare A, Basso W, Guscetti F, Riond B, Glaes T, Crisi P, Deplazes P. 2014. Clinical, laboratory and pathological findings in cats experimentally infected with *Aelurostrongylus abstrusus*. *Parasitology Research*, 113 (4): 1425–1433. DOI 10.1007/s00436-014-3783-2.

Schoch CL, Ciufo S, Domrachev M, Hotton CL, Kannan S, Khovanskaya R, Leipe D, Mcveigh R, O'Neill K, Robbertse B, Sharma S, Soussov V, Sullivan JP, Sun L, Turner S, Karsch-Mizrachi I. 2020. NCBI Taxonomy: a comprehensive update on curation, resources and tools. *Database: The Journal of Biological Databases and Curation*, 2020. DOI 10.1093/database/baaa062.

Schwartz R, Bidaisee S, Fields PJ, Macpherson MLA, Macpherson CNL. 2022. The epidemiology and control of *Toxocara canis* in puppies. *Parasite Epidemiology and Control*, 16: e00232. DOI 10.1016/j.parepi.2021.e00232.

Shchelkanov MY, Tabakaeva TV, Fomenko PV, Kim EM, Tabakaev AV, Galkina IV. 2021. A retrospective study of *Uncinaria stenocephala* in domestic dogs: Age, sex distribution, and risk factors. *Veterinary World*, 14 (1): 265–269. DOI 10.14202/vetworld.2021.265-269.

Spada E, Proverbio D, Della Pepa A, Domenichini G, Bagnagatti De Giorgi G, Traldi G, Ferro E. 2013. Prevalence of faecal-borne parasites in colony stray cats in northern Italy. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 15 (8): 672–677. DOI 10.1177/1098612X12473467.

Statistik Austria 2022.

https://www.statistik.at/wcm/idc/idcplg?IdcService=GET_PDF_FILE&RevisionSelectionMethod=LatestReleased&dDocName=126180 (Zugriff 15.04.2022).

- Stracke K, Jex AR, Traub RJ. 2020. Zoonotic ancylostomiasis: An update of a continually neglected zoonosis. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 103 (1): 64–68. DOI 10.4269/ajtmh.20-0060.
- Strube C, Heuer L, Janecek E. 2013. *Toxocara spp.* infections in paratenic hosts. *Veterinary Parasitology*, 193 (4): 375–389. DOI 10.1016/j.vetpar.2012.12.033.
- Studzińska MB, Obara-Gałek J, Demkowska-Kutrzepa M, Tomczuk K. 2015. Diagnosis and therapy of *Capillaria plica* infection: report and literature review. *Acta Parasitologica*, 60 (3): 563–566. DOI 10.1515/ap-2015-0081.
- Suckow MA, Hrsg. 2007. *The Laboratory Rat*. 2. Auflage, Amsterdam: Elsevier, 912 Seiten.
- Taweethavonsawat P, Chaimee T, Priyavoravong P, Traub RJ. 2019. Efficacy of single topical treatment of Selamectin (Revolution®) against *Ancylostoma ceylanicum* in experimentally infected cats. *Veterinary Parasitology, regional studies and reports*, 18: 100346. DOI 10.1016/j.vprsr.2019.100346.
- Taweethavonsawat P, Chungpivat S, Watanapongchati S, Traub RJ, Schaper R. 2012. Efficacy of a spot on combination containing imidacloprid 10% and moxidectin 1% (Advocate®/Advantage® Multi, Bayer Animal Health) against *Ancylostoma ceylanicum* in cats. *Veterinary Parasitology*, 190 (1-2): 289–293. DOI 10.1016/j.vetpar.2012.05.008.
- The Center of Food Security & Public Health 2022. Zoonotic hookworms. <https://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/pdfs/hookworms> (Zugriff 10.04.2022).
- Tomczuk K, Hirzmann J, Köhler K, Szczepaniak K, Studzińska M, Demkowska-Kutrzepa M, Roczeń-Karczmarz M, Bauer C. 2020. *Echinococcus multilocularis* infection in horses in Poland. *Veterinary Parasitology, Regional Studies and Reports*, 22: 100486. DOI 10.1016/j.vprsr.2020.100486.
- Torgerson PR, Budke CM. 2003. Echinococcosis – an international public health challenge. *Research in Veterinary Science*, 74 (3): 191–202. DOI 10.1016/S0034-5288(03)00006-7.
- Traub RJ, Inpankaew T, Sutthikornchai C, Sukthana Y, Thompson RCA. 2008. PCR-based coprodiagnostic tools reveal dogs as reservoirs of zoonotic ancylostomiasis caused by *Ancylostoma ceylanicum* in temple communities in Bangkok. *Veterinary Parasitology*, 155 (1-2): 67–73. DOI 10.1016/j.vetpar.2008.05.001.
- Traub RJ, Zendejas-Heredia PA, Massetti L, Colella V. 2021. Zoonotic hookworms of dogs and cats - lessons from the past to inform current knowledge and future directions of

research. International Journal for Parasitology, 51 (13-14): 1233–1241.

DOI 10.1016/j.ijpara.2021.10.005.

Traversa D. 2012. Pet roundworms and hookworms: a continuing need for global worming.

Parasites & Vectors, 5: 91. DOI 10.1186/1756-3305-5-91.

Traversa D, Di Cesare A, Conboy G. 2010. Canine and feline cardiopulmonary parasitic nematodes in Europe: emerging and underestimated. Parasites & Vectors, 3: 62.

DOI 10.1186/1756-3305-3-62.

Tull A, Moks E, Saarma U. 2021. Endoparasite prevalence and infection risk factors among cats in an animal shelter in Estonia. Folia parasitologica, 68. DOI 10.14411/fp.2021.010.

Ursache AL, Györke A, Mircean V, Dumitrache MO, Codea AR, Cozma V. 2021. *Toxocara cati* and other parasitic enteropathogens: more commonly found in owned cats with gastrointestinal signs than in clinically healthy ones. Pathogens, 10 (2).

DOI 10.3390/pathogens10020198.

Wierzbowska IA, Kornaś S, Piontek AM, Rola K. 2020. The prevalence of endoparasites of free ranging cats (*Felis catus*) from urban habitats in southern Poland. Animals, 10 (4): 748.

DOI 10.3390/ani10040748.

Wilcox RS, Bowman DD, Barr SC, Euclid JM. 2009. Intestinal obstruction caused by *Taenia taeniaeformis* infection in a cat. Journal of the American Animal Hospital Association, 45 (2): 93–96. DOI 10.5326/0450093.

Wolken S, Schaper R, Mencke N, Kraemer F, Schnieder T. 2009. Treatment and prevention of vertical transmission of *Toxocara cati* in cats with an emodepside/praziquantel spot-on formulation. Parasitology Research, 105 Suppl 1: S75-81. DOI 10.1007/s00436-009-1498-6.

Woolsey ID, Miller AL. 2021. *Echinococcus granulosus* sensu lato and *Echinococcus multilocularis*: A review. Research in Veterinary Science, 135: 517–522.

DOI 10.1016/j.rvsc.2020.11.010.

Yoon S-Y, Baek S, Park SY, Shin B, Kwon H-S, Cho YS, Moon H-B, Kim T-B. 2018. Clinical course and treatment outcomes of toxocariasis-related eosinophilic disorder. Medicine, 97 (37): e12361. DOI 10.1097/MD.00000000000012361.

Zheng W-B, Zou Y, Liu G-H, Zhu X-Q. 2020. Epidemiology of *Toxocara spp.* in dogs and cats in mainland China, 2000-2019. Advances in Parasitology, 109: 843–860.

DOI 10.1016/bs.apar.2020.01.031.

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. DOI 10.1016/j.parint.2018.12.005.

9. Abbildungs- und Tabellenverzeichnis

Abbildung 1: Ei von <i>Toxocara</i> sp., Probe 079. Aufnahme: Institut für Parasitologie, V. Auersperg, M. John, J. Mayr.	6
Abbildung 2: Verteilung Anzahl Kotproben in absoluten Zahlen und relativen Anteilen aller Tierheime (n=130).	31
Abbildung 3: Probe 096, <i>Ae. abstrusus</i> , Aufnahme: Institut für Parasitologie, Sandra Wiedermann. ...	33
Abbildung 4: Probe 093, Ei von <i>Capillaria</i> sp. 40x. Aufnahme: Institut für Parasitologie, V. Auersperg, M. John, J. Mayr.	33
Abbildung 5: Anzahl (=n) der gefundenen Parasiten.	34
Abbildung 6: Verteilung positiver und negativer Proben anhand der Haltungsbedingungen je Tierheim.	35
 Tabelle 1: Die häufigsten zoonotischen Helminthen bei der Katze (Deplazes et al. 2021, Herman und Chiodini 2009, Janecek et al. 2014, Otranto und Deplazes 2019, Stracke et al. 2020, Torgerson und Budke 2003, Traub et al. 2021, Traversa et al. 2010).	3
Tabelle 2: Morphologie der Spulwurmart von Hund und Katze (nach Deplazes et al. 2021).	6
Tabelle 3: Epidemiologie und Morphologie von <i>Capillaria</i> spp. der Katze (Deplazes 2006, Deplazes et al. 2021, Magi et al. 2015, Studzińska et al. 2015).	17
Tabelle 4: Nachweis und klinische Symptome von <i>Capillaria</i> spp. der Katze (Deplazes 2006, Deplazes et al. 2021, Magi et al. 2015, Studzińska et al. 2015).	17
Tabelle 5: Primersequenzen und PCR-Programme.	28
Tabelle 6: Verteilung der Kotproben insgesamt und der positiven Proben.	30

Danksagung

Allen voran möchte ich mich bei meiner ganzen Familie bedanken. Ihr habt immer gesagt, ich kann werden, was ich möchte; auch Tierärztin, wenn es denn sein muss.

Ein herzliches Dankeschön an Frau Univ.Prof. Dr.med.vet. Joachim, die mir als Betreuerin mit ihrer Hilfestellung, ihrer Expertise und ihrer Geduld geholfen hat, diese Diplomarbeit zu verfassen.

Herzlich bedanken möchte ich mich weiters auch bei Frau Wiedermann, MSc, für ihre Unterstützung und geduldige Hilfe bei der Organisation des Projektes.

Außerdem möchte ich mich auch bei allen Mitarbeiter:innen des ILV Klagenfurt bedanken, ganz besonders bei Frau Mag. Maccari-Hrastnig und Herrn Mag. Mansfeld.

Ein großer Dank geht an Nina und Valerie. Ihr habt dieses Projekt zu etwas ganz Besonderem gemacht.

Abschließend möchte ich der einen Person in meinem Leben danken, die mich durch jeden einzelnen Tag dieses Studiums begleitet.