

Aus dem Department für Pathobiologie
der Veterinärmedizinischen Universität Wien

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

**Untersuchung der Schneckenfauna aus der Thayatal-Region auf Lungenwurm-
und andere Helminthenlarven**

Diplomarbeit

Veterinärmedizinische Universität Wien

vorgelegt von
Thomas Brauchart

Wien, Oktober 2020

Betreuer: Priv.Doz. Dr. Hans- Peter Fuehrer
Institut für Parasitologie
Department für Pathobiologie
Veterinärmedizinische Universität Wien

Begutachter: Dr.med.vet. Andrea Bilek
Interne Medizin Kleintiere
Department/Universitätsklinik für Kleintiere und Pferde
Veterinärmedizinische Universität Wien

Inhaltsverzeichnis

1 Einleitung und Fragestellung	6
2 Literaturübersicht.....	8
2.1 Lungenwurmarten bei Carnivoren	9
2.2 Diagnostische Testverfahren.....	12
2.2.1 Testmethoden aus Kotproben.....	12
2.2.1.1 McMaster assay.....	12
2.2.1.2 Baermann-Wetzel-Methode.....	12
2.2.2 Serologische Testmethoden	13
2.2.2.1 ELISA	13
2.2.3 Sonstige Testverfahren.....	13
2.3 <i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	15
2.4 <i>Troglostrongylus</i> spp.	20
2.4.1 <i>Troglostrongylus brevior</i>	21
2.4.2 <i>Troglostrongylus subcrenatus</i>	24
2.5 <i>Oslerus rostratus</i> (syn. für <i>Anafilaroides rostratus</i>)	25
2.6 <i>Angiostrongylus chabaudi</i>	26
2.7 <i>Capillaria aerophila</i> (syn. für <i>Eucoleus aerophilus</i>)	27
2.8 <i>Paragonimus kellicotti</i>	29
3 Material und Methodik	30
3.1 Schnecken.....	30
3.2 Methodik	30
3.2.1 Besammlung Schnecken.....	30
3.2.2 Bearbeitung der Schnecken - Verdauung.....	31
4 Ergebnisse.....	33
5 Diskussion	42
6 Zusammenfassung.....	49
7 Summary	50
8 Referenzen	51
9 Literaturverzeichnis Bücher	59
10 Abbildungsverzeichnis.....	60
Danksagung	76

Für meine Mutter in liebevoller Erinnerung

Abkürzungen

<i>A. abstrusus</i>	<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>
<i>A. lusitanicus</i>	<i>A. lusitanicus</i>
<i>A. vasorum</i>	<i>Angiostrongylus vasorum</i>
<i>A. vulgaris</i>	<i>Arion vulgaris</i>
dt.	deutsch
<i>C. aerophila</i>	<i>Capillaria aerophila</i>
<i>C. striatum</i>	<i>Crenosma striatum</i>
<i>C. culpis</i>	<i>Crenosma vulpis</i>
g	Gramm
/h	pro Stunde
H.	<i>Helix</i>
L1	erstes Larvenstadium
L2	zweites Larvenstadium
L3	drittes Larvenstadium
mm	Millimeter
ml	Milliliter
Syn.	Synonym
<i>T. brevior</i>	<i>Troglostrongylus brevior</i>
<i>T. subcrenatus</i>	<i>Troglostrongylus subcrenatus</i>

1 Einleitung und Fragestellung

Lungenwürmer nehmen an Bedeutung zu (Traversa et al. 2010). Patienten mit Lungenwurminfektion können asymptomatisch sein, oder milde bis schwere respiratorische Symptome aufweisen (Pennisi et al. 2015). Das Hauptsymptom ist produktiver Husten sowie Nasenausfluss, Tachypnoe, Dypnoe, abdominal betonte Atmung (Pennisi et al. 2015). Bei der Auskultation kann ein mittelgradig bis hochgradig verschärftes Atmen zu hören sein (Pennisi et al. 2015). Diese Symptome treten aufgrund von Bronchopneumonie auf (Pennisi et al. 2015). Feline Lungenwürmer sind Parasiten, vorwiegend aus der Familie der Metastrongyliden, welche die Lungen und dazugehörige Organe seines Wirtes befallen (Traversa und Di Cesare 2013). Diese Parasiten haben einen indirekten Lebenszyklus und sind daher auf Zwischenwirte angewiesen: die Larven werden hier im ersten Stadium (L1) mit dem Kot aus dem Endwirt ausgeschieden (Traversa und Di Cesare 2013). Die L1 Stadien nutzen Schnecken, in welchen sich die Larven zum für Katzen infektiösen L3 Stadium weiterentwickeln und sie können auch auf paratenische Wirte (wie Mäuse, Vögel, Reptilien und Amphibien welche die infizierten Schnecken fressen) übergehen, um letztlich wieder zu einem Endwirt (Katze) zu gelangen und in die oberen Atemwege wandern (Traversa et al. 2015a, Elsheikha et al. 2016). Dort erreichen sie ihr adultes Stadium und legen erneut Eier, aus denen wiederum L1 schlüpfen, die dann mit dem Kot ausgeschieden werden (Traversa et al. 2015a). Ein paratenischer Wirt ist ein Lebewesen, welches nicht zwangsläufig für den Lebenszyklus eines Parasiten benötigt wird, aber als Lebensraum während der inaktiven Stadien des Wirtes fungieren kann, bis der Parasit zum Endwirt wechselt (Traversa und Di Cesare 2013).

Da eine Zirkulation der infektiösen Larven unter Schnecken möglich ist, kann es zu einer Erweiterung der möglichen Zwischenwirte kommen, welche letztendlich den Parasiten auf den Endwirt übertragen (Colella et al. 2015). Dies kann zur Folge haben, dass es zu einer Verbreitung der Infektion in einer für den Parasiten geeigneten Umgebung kommt sowie zu einer vergrößerten Anzahl an „Refugien“ für die infektiösen Larven (Colella et al. 2015). Das ist bedeutsam für die Larven, da ihre Überlebenszeit durch Umwelteinflüsse wie Jahreszeit, Wetter oder andere abiotischen Faktoren limitiert ist (Colella et al. 2015).

Es wurden bereits in einigen europäischen Ländern Lungenwürmer in Katzen diagnostiziert (Giannelli et al. 2017).

In Wien wurden 2016 190 Exemplare von *Arion vulgaris* auf Lungenwürmer untersucht– man konnte in einigen der Exemplare Vertreter der Art *Angiostrongylus vasorum*, *Troglostrongylus brevior* und *Aelurostrongylus abstrusus* feststellen (Penagos-Tabares et al. 2019a). In unserem Nachbarland Deutschland konnten ebenfalls Lungenwürmer in Schnecken ermittelt werden (Lange et al. 2018). Auch in Polen konnte nachgewiesen werden, dass die Schneckenart *Arion lusitanicus* mit *A. abstrusus* befallen sein kann (Jeżewski et al. 2013).

Daher stellt sich die Frage, inwiefern Schnecken in Österreich mit Lungenwürmern von Hunden und Katzen infiziert sind und ob auch Lungenwürmer von Wildkatzen in Schnecken auftreten können?

Das Ziel der vorliegenden Arbeit war es, die Verbreitung von Schnecken, die mit Lungenwurmlarven infiziert sind, festzustellen, da diese als potentielle Zwischenwirte für Hunde und Katzen bekannt sind. Diese Studie ist Teil eines größeren durch Drittmittel geförderten Projekts mit der Beteiligung mehrerer Studenten, welche im Osten Österreichs Schnecken sammeln und auf das Vorhandensein von Lungenwürmern untersuchten.

Die Besammlung der Schnecken erfolgte im Gebiet des Thayaltals, da dort Wildkatzen angesiedelt sind, die als Reservoir für parasitäre Infektionen dienen könnten. Weshalb der Fokus auf Lungenwürmer von Katzen beziehungsweise Wildkatzen liegt. Die Suche nach Lungenwürmern in den Schnecken selbst schloss jedoch die von anderen Carnivoren auch mit ein.

2 Literaturübersicht

Gründe für die Verbreitung von kardiopulmonalen Parasitosen liegen an der Zerstörung der Lebensräume der Wildtiere, Transporten mit Waren oder Tieren, Wanderungen von Tieren von endemischen Regionen in neue Regionen, sowie dem Klimawandel (Traversa und Di Cesare 2014, Traversa und Di Cesare 2016). Ebenfalls von Bedeutung sind Reisen mit Haustieren (Traversa und Di Cesare 2014).

Einen weiteren Faktor stellt die Kontamination der Umwelt mit L3 - Stadien der Lungenwürmer infiziertem Schneckenschleim dar (Giannelli et al. 2015). Wasser, in welchem infizierte Schnecken verenden, kann ebenfalls eine Infektionsquelle darstellen (Giannelli et al. 2015a).

Katzenfutter, welches im Freien aufgestellt wird, kann ebenfalls als Infektionsquelle dienen, wenn Schnecken die L3 Larven darauf ausscheiden – dies ist jedoch weniger von Bedeutung, wenn die Katzen regelmäßig Gras oder Gemüse fressen um Haarbälle herauszuwürgen (Giannelli et al. 2015).

Wie bereits erwähnt, haben diverse Studien erwiesen, dass diese Parasiten sich in Europa ausbreiten und sowohl bei Caniden als auch bei Feliden vorkommen (sowohl bei Wildtieren als auch bei Haustieren; Lange et al. 2018). Es wurden daher auch schon Fälle von Nematoden in Haus- und Wildkatzen diagnostiziert. Ein Beispiel hierfür sind Lungenwürmer wie die Troglostrongyliden, diese wurden lange Zeit nicht beachtet, bis man *T. brevior* und *T. subcrenatus* in Hauskatzen vorfand (Brianti et al. 2014). Durch das häufigere Auftreten in einigen europäischen Ländern und ihre klinische Relevanz kam es bereits zu einem zunehmenden Interesse an Lungenwürmern seitens der Wissenschaft und der praktizierenden Veterinärmedizin und somit auch zu neueren Forschungsergebnissen (Crisi et al. 2017). Freigängerkatzen können eine Gefahrenquelle für die Infektion anderer streundender Katzen sein (Zottler et al. 2019). Katzen mit Ektoparasiten wiesen ein höheres Risiko dafür auf auch mit Endoparasiten wie Nematoden infiziert zu sein (Beugnet et al. 2014). Man konnte interessanterweise auch ermitteln, dass eine Infektion mit *Cystoisospora* spp. ein geringeres Infektionsrisiko für *A. abstrusus* mit sich bringt (Symeonidou et al. 2018). Des Weiteren konnte man ermitteln, dass eine Infektion mit einem Lungenwurm nicht die Chancen erhöht mit einem anderen Lungenwurm infiziert zu werden, die Risikofaktoren für verschiedene Lungenwurmart bleiben jedoch dieselben (Di Cesare et al. 2015b).

Patienten mit einer Lungenwurminfektion können asymptomatisch oder milde bis schweren Symptomen aufweisen, abhängig vom immunologischen Status des infizierten Tieres sowie davon, von welcher Lungenwurmart die Katze befallen ist (Kiszely et al. 2019). Darüber hinaus sind die Symptome bei jüngeren Tieren schwerwiegender (Traversa und Di Cesare 2014).

Außerdem treten die klinischen Symptome verschärfter auf, wenn mehr Larven pro Gramm Kot von den betroffenen Tieren gezählt werden können (Genchi et al. 2014). Eine Studie kam zu dem Ergebnis, dass die respiratorische Symptomatik mit der Menge an Larven pro Gramm grundsätzlich zunahm, allerdings wurden dabei wenige asymptomatische Ausnahmen beobachtet (Genchi et al. 2014). Ebenfalls erwähnenswert war die Beobachtung, dass sowohl die radiologischen Anzeichen als auch die Mengen an Larven pro Gramm Kot mit zunehmendem Alter weniger wurden (Genchi et al. 2014). Hier gilt zu erwähnen, dass bei älteren Tieren eine mild bronchiale Lungenzeichnung als „normal“ eingestuft wird und daher radiologische Änderungen möglicherweise als weniger gravierend eingestuft wurden.

2.1 Lungenwurmarten bei Carnivoren

Es soll nun ein Überblick über die Lungenwürmer der Carnivoren (Wildhunde, Haushunde, Wildkatzen und Hauskatzen) dargestellt werden (Tab. 1). Im Anschluß wird näher auf Lungenwürmer der Katzen eingegangen (insbesondere jene Lungenwürmer, die von Schnecken übertragen werden).

Familie Crenosomatidae				
Parasit	Vorkommen	Wirt	Zwischenwirt	Literatur
<i>Crenosoma vulpis</i>	Europa, Asien, Nordamerika	Rotfuchs, Polarfuchs, Marderhund, Wolf, Hund	Gattungen <i>Cepaea</i> , <i>Agriolimax</i> , <i>Arion</i> , <i>Succinea</i> , u.a.	Deplazes et al. 2013
<i>Troglostrongylus</i> spp. (<i>brevior</i> , <i>subcrenatus</i> , <i>troglostrongylus</i> , <i>wilsoni</i>)	Südeuropa, Mittleren Osten, USA	Wild lebende Feliden (insbesondere Luchs) und Hauskatzen	Landschnecken	Traversa et al. 2015a
Familie Angiostrongylidae				
Parasit	Vorkommen	Wirt	Zwischenwirt	Literatur
<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	Weltweit	Katzen, Luchs	Gattungen der Nackt- und Gehäuseschnecken (<i>Deroceras</i> , <i>Arion</i> , <i>Helicella</i> , u.a.), paratenische Wirte:	Deplazes 2006, Deplazes et al. 2013, Traversa et al. 2015a

			Amphibien, Säuger, Vögel, Reptilien	
<i>Angiostrongylus vasorum</i>	Europa, Asien, Afrika, Südamerika	Füchse, Hunde, Wolf, kanadischer Luchs, Dachs, andere Canide	Wegschnecken der Gattung <i>Arion</i> (<i>A. rufus</i> , <i>A. lusitanicus</i> , <i>A. ater</i>), <i>Limax maximus</i> als Zwischen- und , Grasfrosch (<i>Rana temporaria</i>) paratenischer Wirt	Deplazes 2006, Deplazes et al. 2013
<i>Angiostrongylus chabaudi</i>	Italien, Rumänien, Griechenland, Bosnien und Herzegowina, Bulgarien, möglicherweise Deutschland und Luxemburg	Wild- und Hauskatzen	<i>Cornu aspersum</i>	Cowie 2019
Familie Filaroidae				
Parasit	Vorkommen	Wirt	Zwischenwirt	Literatur
<i>Filaroides hirthei</i>	USA, Kanada Japan, Australien, Europa	Hund, hauptsächlich in Beständen mit Versuchshunden	-	Deplazes 2006, Deplazes et al. 2013
<i>Oslerus osleri</i> (Syn. <i>Filaroides osleri</i>)	Weltweite Verbreitung	Fuchs und andere Wildhunde, selten bei Haushunden	Von Muttertier auf Welpen	Deplazes 2006, Deplazes et al. 2013
<i>Oslerus rostratus</i>	USA, Sri Lanka, Israel, selten Europa (Spanien), Hawaii	Wildkatzen und Hauskatzen	Landschnecken und Kleinsäuger Vögel als Stapelwirte	Deplazes 2006, Deplazes et al. 2013, Traversa et al. 2015a
Familie Trichuridae				
Parasit	Vorkommen	Wirt	Zwischenwirt	Literatur

<i>Capillaria aerophila</i> syn. <i>Eucoleus aerophilus</i>	Europa, Nordamerika und Australien	Hund, Katze, Dachs, Rotfuchs, Marder, Igel, Mensch (selten)	Regenwürmer Möglicherweise pratenische Wirte	Deplazes 2006, Deplazes et al. 2013, Traversa et al. 2015a
Familie Paragonimidae				
Parasit	Vorkommen	Wirt	Zwischenwirt	
<i>Paragonimus kellicotti</i>	Nordamerika, Südasien, Südafrika, Israel	Nerz, Bisam, Fuchs, Waschbär, Hund, Katze, Schwein, Mensch	Flusskrebs (<i>Cambarus</i> und andere), Schnecken (<i>Pomatiopsis</i>)	Deplazes 2006, Deplazes et al. 2013

Tab.1: Lungenwurmart von Carnivora unter besonderer Berücksichtigung von Hund und Katze

Die Arten der Gattungen *Crenosoma*, *Angiostrongylus*, *Aelurostrongylus*, *Filaroides* und *Oslerus* gehören zur Familie der Metastrongyliden und besitzen einen indirekten Lebenszyklus, das bedeutet, dass sie auf landlebende Mollusken als Zwischenwirte angewiesen sind (Deplazes 2006, Di Cesare et al. 2015a).

2.2 Diagnostische Testverfahren

Feline Lungenwürmer (aber auch andere Parasiten) können anhand diverser Testmethoden aus Kot- und Blutproben sowie mittels Bronchiallavage (BAL) detektiert werden.

2.2.1 Testmethoden aus Kotproben

2.2.1.1 McMaster assay

Hierbei werden 2 g Kot mit 28 ml Zinksulfat homogenisiert (Giannelli et al. 2017). Mittels Pipetten werden die Kammern des McMaster mit besagter Lösung gefüllt, nach ein bis zwei Minuten werden die Parasiten gezählt und berechnet (Larven pro Gramm; Giannelli et al. 2017).

2.2.1.2 Baermann-Wetzel-Methode

Diese Methode ist eine Option um *Angiostrongylus vasorum*, *C. vulpis* und *A. abstrusus* nachzuweisen (Traversa et al. 2010, Liu et al. 2014). An dieser Stelle ist anzumerken, dass der Angio Detec Test mit einer sehr hohen Sensitivität und Spezifität ebenfalls ein sehr gutes Testverfahren ist, um *A. vasorum* nachzuweisen, mit dem Vorteil, nicht durch die intermittierende Ausscheidung der Larven zu falsch negativen Ergebnissen zu kommen, da man bei dieser Methode mittels dem Serum oder dem Plasma überprüft, ob eine Infektion mit *A. vasorum* vorliegt (Schneider et al. 2014, Liu et al. 2017). Ebenfalls möglich ist die Detektion von *Oslerus rostratus* (Traversa et al. 2010). Man nimmt ein Gramm Kot in eine doppelte Gaze, legt es in einen Trichter und befüllt diesen mit 50 ml Wasser (Giannelli et al. 2017). Danach wartet man 24 Stunden und überführt die Lösung anschließend in ein Röhrchen und zentrifugiert dieses für 5 Minuten (Giannelli et al. 2017). Das Sediment wird mikroskopisch untersucht und die Larven (L1) gezählt (Larven pro Gramm; Giannelli et al. 2017). Die Arten können mittels der Kopromikroskopie leider nicht auf Artniveau bestimmt werden, da diese im L1-Stadium ein zu ähnliches Aussehen teilen (Brianti et al. 2014). Ein Nachteil dieser Methode ist die lange Dauer (12-24 Stunden) und die Gefahr von falsch negativen Ergebnissen, da die Ausscheidung der Larven über den Kot intermittierend ist, weshalb frische Kotproben über drei Tage analysiert werden sollten (Traversa et al. 2010, Elsheikha et al. 2016). Ist die Konzentration der Larven im Kot zu gering, ist es möglich ein falsch negatives Ergebnis zu diagnostizieren (Moskvina 2018). Eine weitere Diagnostik-Schwierigkeit könnte bei Katzen mit Freizugang beruhen, da diese ihr Geschäft draußen verrichten (Elsheikha et al. 2016).

Ein weiteres Problem bei der Diagnostik mittels Kotuntersuchung ist der, dass die Lungenwürmer in Katzenstreu relativ schnell austrocknen und dies zu einem falsch-negativen Ergebnis führen kann (Abbate et al. 2019).

Mittels oben genannter diagnostischer Methoden konnten bereits in zehn von zwölf untersuchten europäischen Ländern Lungenwürmer in Hauskatzen diagnostiziert werden (Giannelli et al. 2017). Diese Untersuchung lief im Rahmen einer wissenschaftlichen Feldstudie, welche von 2015 bis 2016 durchgeführt wurde (Giannelli et al. 2015). Die daran beteiligten positiv getesteten Länder waren: Belgien, Bulgarien, Frankreich, Griechenland, Ungarn, Italien, Portugal, Rumänien, Spanien und die Schweiz (Giannelli et al. 2017). In Österreich und dem Vereinigten Königreich konnten im Rahmen dieser Studie keine Lungenwürmer nachgewiesen werden (Giannelli et al. 2017). In dieser Studie waren Lungenwürmer die zweithäufigsten Parasiten und in der Hälfte dieser Fälle bestand eine Koinfektion mit Bandwürmern, Hakenwürmern und Kokkizidien (Giannelli et al. 2017). Am häufigsten aufzufinden waren Ascariden, gefolgt von Lungenwürmern und anschließend Kokkizidien und Hakenwürmer (Giannelli et al. 2017). Bei dieser Untersuchung konnte festgestellt werden, dass die Infektionen häufiger zwischen Winter und Frühling auftraten und sie an jenen Orten festgestellt wurden, wo sie Jahre zuvor auch schon vorkamen (Giannelli et al. 2017).

2.2.2 Serologische Testmethoden

2.2.2.1 ELISA

Serologische Untersuchungen dienen zum Nachweis von Antikörpern im Serum des zu untersuchenden Tieren (Elsheikha et al. 2016). Dieses Testverfahren eignet sich sowohl zur Einzeldiagnostik als auch zum Massenscreening (Elsheikha et al. 2016).

Dies wurde im Rahmen einer Studie in der Schweiz durchgeführt, wodurch man zu einem höheren positiven Ergebnis an infizierten Tieren in der Schweiz kam, als in der Studie nach Giannelli et al. 2017 (Gueldner et al. 2019). Dies liegt daran, dass mittels ELISA im Vergleich zur Koproskopie auch Tiere mit sehr niedrigen Mengen an Larven als positiv detektiert werden können (Gueldner et al. 2019). Sind Antikörper vorhanden, lässt dies Rückschlüsse darauf zu, dass das der Patient entweder eine akute Infektion oder im Vorfeld Kontakt mit dem getesteten Parasiten hatte (Gueldner et al. 2019).

2.2.3 Sonstige Testverfahren

Weitere mögliche diagnostische Tests sind die zytologische Untersuchung der Broncheoalveolarlavage oder mittels Trachealtupfern oder ausgehustetem Material (Elsheikha et al. 2016).

Eine andere Methode Lungenwürmer zu diagnostizieren ist FLOTAC, welche gut geeignet für Helminthen und Protozoen ist (Moskva 2018).

Zu Hunden findet man im Übrigen mehr Daten von parasitologischen Untersuchungen basierend auf koprologischen Untersuchungen als bei Katzen, da das Sammeln von Kotproben gerade bei Freigängerkatzen schwieriger ist und es besser ist mehrere Kotproben zu sammeln, da dies eine höhere Sensitivität gewährleistet (Zottler et al. 2019).

Bereits vor besagter Studie nach Giannelli et al. 2017 wurden im Jahr 2010 auf Ibiza in Katzen *A. abstrusus* sowie *T. brevior*, *T. subcrenatus* und *Troglostrongylus wilsoni* entdeckt. Letztere ist eine Art die in den USA bei Rotluchsen auftritt (Jefferies et al. 2010). Auch in Deutschland und Dänemark konnte bei Katzen und Hunden mittels der Baermann-Methode *A. abstrusus* bzw *A. vasorum* und *Crenosoma vulpis* nachgewiesen werden (Taubert et al. 2008). Diese Untersuchungen liefen von 2003-2007 (Taubert et al. 2008). Hierbei gingen die Fälle von *A. vasorum* und *C. vulpis* in Dänemark im Laufe der Zeit jedoch zurück, da man anfang diese Infektionen wahrzunehmen und gegen diese zu therapieren (Taubert et al. 2008).

Es wurde außerdem ein Immunfluoreszenztest zur Erkennung von Antikörper gegen *A. abstrusus* entwickelt (Traversa und Di Cesare 2016). Darüber hinaus wurde eine duplex PCR entwickelt, um *A. abstrusus* und *T. brevior* Larven im Kot zu entdecken, sowie eine Triplex PCR für die Differenzierung von *A. abstrusus*, *T. brevior* und *Angiostrongylus chabaudi* (Traversa und Di Cesare 2016).

2.3 *Aelurostrongylus abstrusus*

A. abstrusus, der so genannte „Katzenlungenwurm“, welcher das Lungenparenchym befällt, ist der am häufigsten vorkommende Lungenwurm in Hauskatzen weltweit, gefolgt von *Capillaria aerophila* und *T. brevior* (Traversa et al. 2015b, Crisi et al. 2018, Traversa et al. 2019). Alle drei sind für respiratorische Symptome verantwortlich und sollten daher immer als Differentialdiagnose bei respiratorischen Erkrankungen in Betracht gezogen werden (Di Cesare et al. 2015).

Die Verbreitung dieses Parasiten ist häufiger als bisher angenommen, denn *A. abstrusus* weist bei Katzen in einigen Regionen Europas eine Prävalenz von 25-50% auf (Traversa et al. 2010, Traversa und Di Cesare 2014). Die Prävalenzraten hängen von der Vitalität der L1, der Verfügbarkeit von Zwischenwirten und der Anzahl an Tagen bis sie ihr L3-Stadium erreichen können, ab (Pennisi et al. 2015). Diese Lungenwurmart befällt alle Katzen unabhängig von deren Alter, Habitat, Geschlecht und Art (Traversa und Di Cesare 2016).

Allerdings konnte eine höhere Prävalenz bei jüngeren Katzen mit Freizugang festgestellt werden, da diese lebhafter sind, sowie bei nicht kastrierten Katzen, da diese größere Wegstrecken zurücklegen und längere Zeit von zuhause wegbleiben, wodurch die Gefahr einer Infektion steigt (Gueldner et al. 2019). Im Gegensatz dazu haben Katzen, die bereits etwas älter sind und bereits bessere Jagdfähigkeiten vorweisen, eine größere Wahrscheinlichkeit infiziert zu werden (Traversa und Di Cesare 2016, Elsheikha et al. 2016). Ebenfalls betroffener sind junge Katzen mit einem schwächeren Immunsystem (Traversa und Di Cesare 2016, Elsheikha et al. 2016). Hauskatzen ohne Zugang zum Freien haben ein geringeres Risiko befallen zu werden (Traversa und Di Cesare 2016, Elsheikha et al. 2016). Eine Untersuchung in Deutschland hat ergeben, dass die Infektionsrate bei Katzen mit *A. abstrusus* mit einem Alter von bis zu 7 Jahren höher ist, als bei Katzen über 7 Jahren (Barutzki und Schaper 2013). In Italien konnte festgestellt werden, dass Katzen ab einem Alter von 6 Monaten öfter mit *A. abstrusus* infiziert waren als Katzen unter 6 Monaten (Cavalera et al. 2018).

Der Klimawandel ist ein Mitgrund dafür, dass vermehrt Fälle von Aelurostrongylose auftreten (Jeżewski et al., 2013, Traversa et al. 2015a). Ein anderer Grund für das Ausbreiten von *A. abstrusus* ist die Schnecke *Helix aspersa*, welche eine der weitverbreitetsten Landschnecken in der Mittelmeerregion ist und bereits in weitere Länder eingeschleppt wurde wo sie als invasive Art stabile Populationen besitzt (Elsheikha et al. 2016). Es konnte außerdem bereits experimentell nachgewiesen werden, dass Schnecken der Art *Helix aspersa*, wenn sie mit *A. abstrusus* infiziert sind, diese auch auf andere Schnecken übertragen können (Elsheikha et al. 2016).

Adulte Würmer erreichen eine Größe von 5-6 mm (männlich) bzw 9-10 mm (weiblich) und befinden sich in den Bronchiolen, Alveolargängen und Alveolen des Wirtes (Traversa et al. 2015a, Traversa und Di Cesare 2016). In den Alveolargängen und den Alveolen schlüpfen die Eier der Larven (L1, begeben sich über die Bronchiolen oder Trachea dann in den Pharynx wo sie abgeschluckt und mit dem Kot ausgeschieden werden (Iannino et al. 2013, Traversa et al. 2015a, Elsheikha et al. 2016). Dort werden sie von Zwischenwirten wie Schnecken (z.B. *Helix aspersa* - darin entwickeln sie sich innerhalb von 11 Tagen- oder *Arion lusitanicus*) aufgenommen - entweder durch eine penetrierte Epidermis oder durch Verdauung der L1 (Jeżewski et al. 2013, Traversa et al. 2015a). Die L1 lagern sich innerhalb von 24-48 Stunden in tieferen Bereichen der Viszeralorgane und des Fußes ab (Moskvina 2018). In diesen erreichen sie ihr drittes Larvenstadium (L3) innerhalb von zwei bis drei Monaten, die Dauer ist allerdings auch von der Temperatur abhängig (Iannino et al. 2013, Moskvina 2018). Die höchste Konzentration an *A. abstrusus* lässt sich im Fuß der Schnecke finden (Moskvina 2018). Nach der Aufnahme von Weichtieren oder paratenischen Wirten (Nagetiere, Frösche, Echsen, Vögel) durch die Katze und anschließender Verdauung gelangen die Larven über die hämolymphatischen Gefäße nach Penetration der Mukosa der Verdauungssystems, in die Lunge und entwickeln sich innerhalb von vier bis fünf Wochen zu Adulti (Traversa et al. 2015a). Der indirekte Lebenszyklus von *A. abstrusus* entspricht dem von den Troglstrongyliden (Brianti et al. 2014).

A. abstrusus wird zwar als Lungenwurm der Hauskatze angesehen, allerdings kann es zu einer Übertragung dieses Lungenwurms von Haus- auf Wildkatzen vorkommen (Di Cesare et al. 2015a). Aufgrund dessen konnte man bereits in Wildkatzen in Italien diese Lungenwürmer diagnostizieren (Di Cesare et al. 2015a). Diese Berichte sind allerdings etwas unsicher und es konnten zum Beispiel keine Fälle von *A. abstrusus* in Wildkatzen in Süditalien festgestellt werden, obwohl hier Infektionen mit *T. brevior* sowohl in Wild- als auch Hauskatzen kursieren (Di Cesare et al. 2015a). In Mittel- und Süditalien konnte bei Wildkatzen eine Infektionsrate von 62,5 Prozent mit *A. abstrusus* festgestellt werden (Elsheikha et al. 2016). Es wurden darüber hinaus auch andere Berichte bekanntgegeben, wo Wildkatzen der Arten Bengalkatze (*Felis bengalensis euphilurus*), Jaguarundi (*Herpailurus yagouarondi*), Eurasischer Luchs (*Lynx lynx*) und Löwe (*Panthera leo*) angeblich mit *A. abstrusus* infiziert waren. Die Larven unterschieden sich jedoch größenmäßig von der eigentlichen Größe dieses Parasiten, das vielleicht an den unterschiedlichen Tierarten der Endwirte liegen könnte oder an deren Immunsystem, es könnte sich jedoch auch um andere Arten der Gattung *Aelurostrongylus* handeln (Elsheikha et al. 2016). Es wurden oftmals auch keine genauen Angaben über die gefundenen Parasiten gemacht (Elsheikha et al. 2016). Es konnte inzwischen aber schon bei

weiteren Studien in Löwen (*Panthera leo*), in Serval (*Leptailurus serval*) und in Karakal (*Caracal caraca*) *A. abstrusus* nachgewiesen werden (Elsheikha et al. 2016).

A. abstrusus kann zusammen mit *T. brevior* manche Gastropodenarten zur selben Zeit befallen (Traversa und Di Cesare 2014). Eine Erklärung dafür, dass *A. abstrusus* eine Koinfektion mit anderen Metastrongyliden eingehen kann, liegt darin, dass sie in Sympatrie mit anderen Lungenwürmern in einer ökologischen Nische leben und Weichtiere als Zwischenwirte für verschiedene Arten dienen oder für mehrere Arten von Lungenwürmern zur selben Zeit als Wirte dienen (Juste et al. 1992, Jefferies et al. 2010, Traversa und Di Cesare 2013). Von Sympatrie spricht man, wenn mindestens zwei Spezies in derselben Region oder ökologischen Nische leben ohne sich zu vermischen (Traversa und Di Cesare 2013). Des Weiteren wurden bereits Ko-Infektionen von *A. abstrusus* und *T. brevior* festgehalten und zwar in Gebieten wo man ein enges Beisammenleben von Wild- und Hauskatzen vermutet (Traversa et al. 2015a). Durch das gemeinsame Vorkommen von *A. abstrusus* und *T. brevior*, ihre gleichen biologischen Eigenheiten und Zwischenwirte wie auch paratenische Wirte wäre es möglich, dass dies zu einer Übertragung der Parasiten von Wild- auf Haustieren zur Folge hatte (Traversa et al. 2015b).

Das Problem an einer Infektion mit *A. abstrusus* ist das Fehlen von spezifischen Krankheitssymptomen und geeigneten Methoden (Moskvina 2018). Insbesondere bei Jungtieren und immunsuprimierten Tieren treten neben den typischen respiratorischen wie Husten, Niesen, Nasenausfluss, Dyspnoe, Tachypnoe, Maulatmung, Lethargie und Gewichtsverlust, kann es zu auch asymptomatischen oder subklinischen Fällen bei einer Infektion mit *A. abstrusus* kommen (Traversa und Di Cesare 2013, Jeżewski et al. 2013). Die Schwere der Symptomatik hängt vom Alter, gleichzeitigem Auftreten anderer Erkrankungen und Menge der Larven im Wirt ab (Moskvina 2018). Das liegt an dem Entzündungsgeschehen welches durch das Ablegen der Parasiteneier sowie der Larvenwanderung entsteht – Letzteres sorgt für Läsionen im Bronchialbaum, Pulmonalarterien, Bronchiolen und lokalen Arterien (Traversa et al. 2010).

In den Lungen verursachen die Würmer ein Entzündungsgeschehen, welches zu einer granulomatösen Pneumonie mit Läsionen in den Alveolen, Bronchien und Pulmonalarterien führt sowie zu einer Hypertrophie und Hyperplasie der Pulmonalarterien und einer Hypertrophie der Lunge (Traversa et al. 2015a). Darüber hinaus kommt es zu Infiltrationen mit Makrophagen und im Anschluss mit einer eosinophilen und lymphoplasmatischen Infiltration im Interstitium und in den Alveolen (Di Cesare et al. 2015a). Ausgelöst wird das milde bis schwere granulomatöse oder gemischte Entzündungsgeschehen durch die Adulten, dem Eierlegen und die Wanderung der L1 in den Atmungstrakt (Traversa und Di Cesare 2016). Eine katarrhalische Bronchitis konnte bei infizierten Wildkatzen nachgewiesen werden

(Veronesi et al. 2016). Des Weiteren ist die Gefahr einer chronischen Bronchitis erhöht, wenn *A. abstrusus* sich im Körper des Wirtes befindet, selbst wenn bereits eine Koinfektion mit *T. brevior* und *C. aerophila* vorliegt (Veronesi et al. 2016). Es besteht darüber hinaus die Theorie, dass eine Koinfektion verschiedener Lungenwürmer die klinischen Symptome verschärft (Jefferies et al. 2010).

In der Blutgasanalyse erkennt man eine respiratorische Azidose und Hyperventilation welche durch Verengung der Luftwege ausgelöst werden können (Moskvina 2018).

Im Röntgen kann man je nach Zeitpunkt der Infektion, je nach Stadium, von verdickten Bronchien und kleinen Knoten zu Beginn über mehreren Lungenknoten bis hin zu subpleuralen Verdickungen und noch mehr sehen (Moskvina 2018). Je nach Schweregrad des Befalls sieht man sowohl bei einer *A. abstrusus*-Infektion als auch bei einer *T. brevior*-Infektion zu Beginn ein Alveolarmuster (Traversa et al. 2016). Danach bildet sich ein Bronchial- und interstitielles Muster, eine Verdickung der Bronchialwände und eine erhöhte interstitielle Undurchsichtigkeit (Traversa und Di Cesare 2016). Bei einer Reinfektion kommt es außerdem zu einer längeren Präpatenzdauer (Elsheikha et al. 2016).

Das L1 Stadium von *A. abstrusus* (rund 360 bis 400 µm lang, es gibt aber auch kleinere Larven mit rund 300 µm und $17,7 \pm 2,6$ µm weit) hat einen S-förmigen Schwanz mit einem dorsalen Knick sowie tiefe dorsale und ventrale Einschnitte und einen terminalen Knoten und einen geteilten dorsalen Körperanhang (Traversa und Di Cesare 2013, Traversa et al. 2015a, Giannelli et al. 2014b, Giannelli et al. 2017, Elsheikha et al. 2016). Der vordere Bereich ist schmal, mit einem kurzen und abschließenden oralen Vorhof, der Kopf ist rund mit einer oralen Öffnung am Ende und im Mittelteil des Körpers befinden sich Granulate (Traversa et al. 2015a, Giannelli et al. 2014b, Giannelli et al. 2017).

Das L2 Stadium ($479,4 \pm 53,6$ µm lang und $27,6 \pm 4,5$ µm weit) besitzt eine leere externe Kutikula, einen konoiden Schwanz und einen mit Granulaten gefüllten Metacarpus und eine abgerundete Vorderextremität (Giannelli et al. 2014b).

Das L3 Stadium ($538,9 \pm 51,8$ µm lang und $26,7 \pm 1,9$ µm weit (zumindest im mittleren Teil)) kann mit zwei äußeren Kutikulas oder ohne auftreten (Giannelli et al. 2014b). Das stumpfe vordere Ende besitzt laterale Flügel, die bis zum Mittelteil reichen und exkretorischen Drüsen (Giannelli et al. 2014b). Im Stoma kann man die Organe mit widerhakenähnlichen Punkten beobachten, welche in den Ösophagus übergehen (Giannelli et al. 2014b). Der Schwanz ist konisch mit einem runden Vorsprung (Giannelli et al. 2014b).

Man kann Larven von *A. abstrusus* von *T. brevior* und *T. subcrenatus* dadurch unterscheiden, dass die Troglstrongylidenlarven nicht so lang sind und keinen Knoten am Schwanzende besitzen (Brianti et al. 2012).

Außerhalb des Wirtes kann *A. abstrusus* bei 4 Grad Celsius 36 Tage und bei 26 Grad Celsius 14 Tage überleben (Colella et al.2015).

Therapiert werden kann mit Fenbendazol über mehrere Tage, Mylbemycin oder Spot-on-Formulierungen mit Moxidectin oder Emodepsid (Deplazes et al. 2013, Crisi et al. 2017).

2.4 *Troglostrongylus* spp.

Troglostrongylus spp. sind zwar hauptsächlich Parasiten von Wildkatzen, sie wurden aber auch schon in Hauskatzen gefunden (Traversa et al. 2015a). Darüber hinaus scheinen Katzenwelpen und junge Katzen aufgrund von vertikaler Übertragung anfälliger zu sein (Traversa et al. 2015a).

Zur Gattung der Troglostrongyliden gehören:

- *Troglostrongylus brevior*
- *Troglostrongylus subcrenatus*
- *Troglostrongylus troglostrongylus*
- *Troglostrongylus wilsoni*

Für lange Zeit hielt man diese für Parasiten, die ausschließlich Wildkatzen befallen (Traversa et al. 2015a). Jüngste Studien haben jedoch erwiesen, dass *T. brevior* auch schon von Wildkatzen auf Hauskatzen überggesprungen ist und dort den unteren Atmungstrakt befällt (Crisi et al. 2018). Das vermehrte Auftreten dieses Parasiten hat zwei Gründe: die Übertragung durch die Wildkatzen auf die Hauskatzen sowie die steigende Achtsamkeit auf diesen Parasiten (Di Cesare et al. 2015a). Des Weiteren liegt es im Bereich des Möglichen, dass *Troglostrongylus* spp., sowie auch *O. rostratus*, aufgrund der ähnlichen morphologischen Eigenschaften ihrer L1 lange Zeit mit *A. abstrusus* verwechselt wurden (Pennisi et al. 2015). Dafür kann man die adulten Würmer leichter unterscheiden - zum Beispiel anhand der Lage ihrer Vulva (Tab. 2, Brianti et al. 2014).

Art	Männlich	Weiblich
<i>Troglostrongylus</i> spp.	Entwickelte Begattungstasche mit gleich langen Nadeln	Vulva mittig am Körper
<i>A. abstrusus</i>	Schwach entwickelte Begattungstasche mit kurzen Nadeln	Vulva in der hinteren Körperhälfte
<i>Oslerus rostratus</i>	Keine Begattungstasche und sehr kurze Nadeln	Vulva nahe dem Anus am hinteren Ende
<i>Capillaria aerophila</i>	Keine Bursa Chitinhaltige Nadeln	Vulva im hinteren Drittel des Körpers. Uterus mit Eiern gefüllt

Tab. 2: Morphologische Unterschiede der adulten Lungenwürmer nach Art und Geschlecht (Brianti et al. 2014)

Troglostrongylus spp. befinden sich in den oberen Atemwegen (Traversa et al. 2015a). Die Adulten befinden sich in den frontalen Sinussystemen (*T. troglostrongylus*) und den Bronchien oder den Bronchiolen (*T. brevior*, *T. wilsoni* und *T. subcrenatus*) und der Trachea (*T. subcrenatus*) des Endwirtes (Brianti et al. 2014).

Die L1-Stadien entwickeln sich in Schnecken und Weichtieren wie *Chondrula septemdentata*, *Helicella vestalis joppensis*, *Limax flavus*, *Monacha syriava*, *Retinella nitellina* und *Theba pisana* (Brianti et al. 2014). Nach einer Studie von Gerichter 1949, hängt die Geschwindigkeit der Entwicklung von der Spezies ab, zumindest unter experimentellen Bedingungen (Brianti et al. 2014).

Eine Infektion mit *Troglostrongylus* ist oft schwer zu diagnostizieren, da die Symptome nicht spezifisch sind und oft denen von anderen respiratorischen Krankheiten entsprechen (Crisi et al. 2018).

T. brevior und *T. subcrenatus* verursachen bei der Katze Lungenödem, Vergrößerung und Kongestion der Lunge, Lungen mit Hämorrhagien, diffuse Hepatisierung und katarrhalisches Exsudat in der Trachea (*T. subcrenatus*) (Traversa et al. 2015a).

Symptomatisch kann man ein betroffenes Tier mittels Kortikosteroiden, Sauerstoffzufuhr, Butorphanol und Käfigruhe behandeln (Crisi et al. 2018). Spot on Moxidectin ist ebenfalls wirksam sowohl gegen *T. brevior* als auch gegen *A. abstrusus* (Crisi et al. 2018). Gut wirksam gegen Troglostrongyliden ist Fenbendazol über 21 Tage (Deplazes et al. 2013). Trotz anthelmintischer Therapie kann die feline Troglostrongylose bei jungen Katzen fatal enden (Crisi et al. 2017).

2.4.1 *Troglostrongylus brevior*

Dieser Parasit wurde erstmals 1949 in Wildkatzen (*Felis silvestris lybica* und *Felis chaus*) dokumentiert und erregte danach nicht mehr allzu viel Aufmerksamkeit bis 2010-2012 die ersten Fälle bei Hauskatzen in Sizilien und Ibiza dokumentiert wurden (Di Cesare et al. 2015a, Traversa und Di Cesare 2016). In Wildkatzen trifft man häufig auf *T. brevior*, was eine Vermutung zulässt, dass sie als Überträger von *T. brevior* in Gegenden fungieren, wo sowohl Haus- als auch Wildkatzen eng beieinander leben (Traversa et al. 2015a) und die Wildkatzen zudem auch noch eine hohe pathogene Prävalenz diesbezüglich vorweisen (Crisi et al. 2018). Durch die hohe Rate an *T. brevior* in Wildkatzen, gelten diese als natürliches Reservoir für *T. brevior* und *C. aerophila* (Falsone et al. 2014).

T. brevior galt bis vor Kurzem noch als reiner Wildkatzenparasit, neueste Studien haben aber ergeben, dass sich dies inzwischen geändert hat und er nun auch bei Hauskatzen auftritt, allerdings nur in jenen Gebieten, wo auch Wildkatzen leben und die Umstände für die Übertragung passen (Veronesi et al. 2016, Traversa et al. 2015a).

Der Parasit besiedelt die Bronchien und Bronchiolen, das Weibchen legt die Eier in den Atmungstrakt (Traversa et al. 2015a). Die L1 wird ausgeschieden, brauchen aber Weichtiere als Zwischenwirt, wo sie das L3-Stadium erreichen (Traversa et al. 2015a). Genau wie bei *A. abstrusus* entwickeln sich *T. brevior* Larven in *Helix aspersa* innerhalb von 11 Tagen nach der Infektion (auch gleichzeitig mit *A. abstrusus*; Giannelli et al. 2014b). Wie wichtig paratenische Wirte sind, ist noch nicht bekannt (Crisi et al. 2018).

Das L1 Stadium von *T. brevior* mit einer Länge von 339,3 µm und einer Weite von 18,6 µm besitzt einen dorsal geknickten Schwanz (Brianti et al. 2012). Des Weiteren besitzt die Larve eine orale Öffnung und der Schwanz ist durch einen tiefen dorsalen Einschnitt in zwei Anhänge geteilt, einen flachen ventralen Stachel und einen dünnen dorsalen Teil, es konnten aber auch Abweichungen davon beobachtet werden (Giannelli et al. 2014b, Giannelli et al. 2017). Das Ende des Schwanzes ist gerade und verjüngt sich (Giannelli et al. 2017). Das vordere Ende ist spitz mit Granulaten, welche bis zur zweiten Hälfte des Körpers gehen (Giannelli et al. 2014b). In der Umwelt überlebt die L1 der Troglostrostrongyloiden 56-142 Tage bei 4 Grad Celsius in Kot oder Wasser (Brianti et al. 2014).

Das L2 Stadium hat eine Länge von 380,7±18,6 µm und eine Weite von 24,9±2,7 µm sowie eine externe Kutikula, obwohl nicht alle Exemplare diese aufweisen (Giannelli et al. 2014b). Nach vornehin ist die L2 verengt, der Metacarpus ist erweitert und der Schwanz ähnelt sehr dem vom L1 Stadium (Giannelli et al. 2014b).

Das L3 Stadium ist 432,1±15,3 µm lang und bis zu 20,9±1,5 µm weit (Giannelli et al. 2014b). Im Gegensatz zu *A. abstrusus* findet man keine lateralen Flügel am abgerundeten vorderen Ende und einen langen und muskulösen Ösophagus (Giannelli et al. 2014b). Das L3 Stadium der *T. brevior* kann bei 4 Grad Celsius 28 Tage und bei 26 Grad Celsius 8 Tage außerhalb des Wirtes überleben (Colella et al. 2015).

T. brevior erreicht im adulten Stadium eine Länge von 6,6 -7,2 mm und eine Weite von 0,2-0,23 mm wenn männlich und eine Länge von 9,6-16,8 mm und eine Weite von 0,26-0,4 mm bei adulten Weibchen (Crisi et al. 2018). Die Ausscheidungsdrüse zieht sowohl beim Männchen als auch beim Weibchen vom ersten Drittel des Ösophagus bis fast zur Öffnung der hinteren Extremität (Brianti et al. 2012). Beim Weibchen ist eine aufgeblasene Kutikula zu erkennen sowie ein kurzer und konischer Schwanz (Brianti et al. 2012). Das kaudale Ende besitzt bei Männchen einen dorsalen Strahl mit 4 apikalen Papillen sowie externodorsale und

anteroolaterale Strahlen (Brianti et al. 2012). Es sind auch posterolaterale und mediolaterale Strahlen außer am unteren Drittel zu erkennen (Brianti et al. 2012). Die ventralen Strahlen sind kurz und verschmolzen (Brianti et al. 2012). Des Weiteren ist beim Männchen eine ungeteilte Bursa zu erkennen (Brianti et al. 2012).

T. brevior kann durch Wildkatzen die Hauskatzen schlussendlich infizieren und der Kontakt zwischen diesen beiden Gruppen steigt, bedingt durch die Reduktion des Lebensraumes, welche zu einer Wanderung der Wildkatzen in urbane Gegenden führt (Traversa und Di Cesare 2016).

Es konnten in Mittelitalien bereits ähnliche Prävalenzraten von Infektionen in Hauskatzen von *T. brevior* und *A. abstrusus* festgestellt werden, was die Vermutung nahelegen lässt, dass die Wildkatzen dort *T. brevior* auf die Hauskatzen übertragen (Traversa und Di Cesare 2016).

Außerdem konnte eine retrospektive Studie nachweisen, dass *T. brevior* sich in Hauskatzen ausbreitet (Di Cesare et al. 2015a). Es wurden dabei Proben von Hauskatzen zwischen 2003 und 2010 evaluiert und es konnte dabei festgestellt werden, dass das Auftreten dieser Parasiten bis vor kurzem noch vernachlässigbar war (Di Cesare et al. 2015a). Bei der retrospektiven Studie von 2013-2015 konnte dann eine Veränderung des Auftretens der Lungenwürmer in Hauskatzen festgestellt werden (Di Cesare et al. 2015a). Obwohl bis 2013 die Rate von *T. brevior* niedrig war, entsprach die Häufigkeit von *T. brevior* in einigen Gebieten dem von *A. abstrusus* (Di Cesare et al. 2015a). Man kam zu der Annahme, dass manche Wirte die Lokalitäten von Lungenwürmern verändern sowie die Tatsache, dass Lungenwürmer nur in habitablen Gebieten dauerhaft bleiben (Di Cesare et al. 2015a). Dort werden sie auch weiter übertragen und können sich entwickeln (Di Cesare et al. 2015a). *T. brevior* kann in europäischen Gebieten als endemisch bezeichnet werden, wo wildlebende Wirte heimisch sind (Di Cesare et al. 2015a). Darüber hinaus kann es passieren, dass *T. brevior* in Gebieten nachgewiesen wird, wo keine Wildkatzen leben (Di Cesare et al. 2015a).

Durch die Ausbildung von nekrotischen Granulomen in Schnecken durch *T. brevior*, ist dieser Parasit nicht so häufig in Schnecken vorzufinden wie *A. abstrusus* (Giannelli et al. 2015)

Es sind v.a. Katzen, die jünger als ein Jahr alt sind betroffen (Crisi et al. 2018). Eine vertikale Übertragung wird auch vermutet (Crisi et al. 2018). Das liegt darin, dass die Möglichkeit besteht, dass Katzen, die jünger als ein Jahr sind beziehungsweise noch nicht entwöhnte Jungtiere durch das Muttertier eine Infektion mit *T. brevior* erhalten können, durch Kolostrum/Milch oder diaplazentar (Brianti et al. 2013, Falsone et al. 2014). Obwohl es keinen statistischen signifikanten Unterschied zwischen Alter, Geschlecht und geographischen Aufenthaltsort der Wildkatzen gibt, wurden in einer Studie mehr mit *T. brevior* infizierte Jährlinge als Adulte vorgefunden (Falsone et al. 2014). Hierbei ist zu erwähnen, dass in einer

Studie nach Cavalera et al. 2018 am meisten Infektionen bei Katzen mit einem Alter von bis zu 6 Monaten und ab einem Alter von zwei Jahren überhaupt keine Lungenwurminfektionen mehr festgestellt werden konnten (Cavalera et al. 2018).

Die häufigsten Anzeichen sind Husten, Dyspnoe und Tachypnoe, es können jedoch auch noch weitere Symptome vorkommen, die einer Erkrankung des oberen Atmungstraktes entsprechen (Crisi et al. 2018). Die Symptome sind bei Adulten jedoch subklinisch, bei jungen Tieren sind sie ernster und können auch fatal enden (Traversa und Di Cesare 2014).

Multifokale Hämorrhagien mit Dilatation, Verstopfung und verdickten Bronchialwänden, eosinophile Infiltrate und katarrhalische Exsudate in den mittleren und größeren Bronchien lassen sich bei einer Infektion feststellen (Di Cesare et al. 2015a). *T. brevior* verursacht außerdem katarrhalische Exsudate in den oberen Luftwegen und die Nematoden lassen sich in der Trachea und in den Bronchien auffinden (Giannelli et al. 2014a).

Am besten lässt sich der Befall jedoch mittels Baermanntests und anschließender PCR stellen, um zwischen *T. brevior* und *A. abstrusus* zu unterscheiden (Crisi et al. 2018). In einer Multiplex-PCR können simultan verschiedene Pathogene in einer Probe untersucht werden, indem multiple Sets von spezifischen Primeren verwendet werden (Traversa und Di Cesare 2013).

2.4.2 Troglostrongylus subcrenatus

Dieser Parasit befindet sich in der Trachea und den Bronchien von Haus- und Wildkatzen (Traversa et al. 2015a). Dieser Parasit wurde bislang nur einmal in einer Katze in Malawi und in einer auf Sizilien gefunden (Traversa und Di Cesare 2016).

2.5 *Oslerus rostratus* (syn. für *Anafilaroides rostratus*)

Die Männchen erreichen eine Größe von 28-37 mm, die Weibchen eine Größe von 48-64 mm (Traversa et al. 2015a). *O. rostratus* tritt sowohl bei Wild- als auch bei Hauskatzen auf und die Infektion erfolgt ebenfalls über Schnecken als Zwischenwirte und paratenischen Wirten (Traversa et al. 2015a). Die Infektion der Hauskatze wird jedoch als zufällig spekuliert (Elsheikha et al. 2016).

In Spanien wurde eine Mischinfektion in einer Hauskatze diagnostiziert, welche von *A. abstrusus* und *O. rostratus* infiziert war (Elsheikha et al. 2016). Auf Mallorca wurde in Wildkatzen eine Prävalenzrate von 24% festgestellt (Pennisi et al. 2015).

Das seltene Auftreten dieses Parasiten in Hauskatzen könnte am Rückgang der Wildkatzen und deren Lebensraum liegen (Biró et al. 2009).

Der Kopf des L1 ist rund mit einer zentralen Öffnung und einer zylindrischen, bukkalen Kapsel (Giannelli et al. 2017) Der Schwanz hat eine tiefe ventrale und eine oberflächliche dorsale Einkerbung (Giannelli et al. 2017).

Durch Vergleiche von L1 Stadien in den Luftwegen von Wirten und jenen, die mit dem Kot ausgeschieden wurden, konnte festgestellt werden, dass die Larven während ihrer Wanderung durch den Gastrointestinaltrakt wachsen (Di Cesare et al. 2015a).

Dieser Parasit lebt im peribronchialen Gewebe und in den Bronchialwänden und verursacht Bronchitis und Peribronchitis mit Hyperplasie und Hypertrophie der Mukosa (Traversa et al. 2015a). Des Weiteren sind Knötchen in der Trachea und in den Bronchien endoskopisch feststellbar (Deplazes et al. 2013).

Therapeutisch kann eine Infektion mit Ivermectin und Moxidectin behandelt werden, wodurch es zu einer Rückbildung der Knötchen kommen kann (Deplazes et al. 2013). Benzimidazole (Fenbendazol, Oxfendazol) wirken auch, müssen aber über mehrere Wochen gegeben werden (Deplazes et al. 2013).

2.6 *Angiostrongylus chabaudi*

Angiostrongylus chabaudi ist ein Nematode, welcher zunächst nur in einer Wildkatze in Italien dokumentiert wurde, (Biocca 1957) jedoch gibt es inzwischen auch schon Berichte von *A. chabaudi* in Hauskatzen (Varsacia et al. 2014, Traversa et al. 2015b). In Italien wurde eine Hauskatze gefunden, welche eine Koinfektion von *A. chabaudi*, *A. abstrusus* und *T. brevior* hatte (Traversa et al. 2015b). Die Gründe für das Auftreten von *A. chabaudi* in Hauskatzen ist unbekannt, es wird allerdings vermutet, dass dies durch Übertragung von Wild- auf Hauskatze geschieht, genauso wie man umgekehrt ein Übertragen von *A. abstrusus* von Haus- auf Wildkatze vermutet (Veronesi et al. 2016).

2.7 *Capillaria aerophila* (syn. für *Eucoleus aerophilus*)

C. aerophila infiziert die Lungen von Katzen, Hunden, wilden Carnivoren und kann auch Menschen (bei welchen er eine schwere Lungenerkrankung verursachen kann) befallen (Traversa et al. 2010, Di Cesare et al. 2012, Pennisi et al. 2015). Er ist in der nördlichen Hemisphäre der zweithäufigste Lungenwurm bei Hauskatzen (Knaus et al. 2015). Es ist möglich, dass hier durch Abnahme der freien Wildbahnen der Tiere, Tierwanderungen sowie der Klimawandel Einfluss auf die Epidemiologie der Capillariose hatten (Traversa et al. 2015a). Bisher sind 15 verschiedene genetische Haplotypen von *C. aerophila* bekannt (Di Cesare et al. 2014). Die gleichen Haplotypen von *C. aerophila* verursachen sowohl bei Wild- als auch bei Hauskatzen Lungeninfektionen in Gebieten wo auch *T. brevior* und *A. chabaudi* die Hauskatzen befallen (Di Cesare et al. 2015). Des Weiteren konnte man feststellen, dass der Haplotyp I von *C. aerophila* sowohl Wild- als auch Hauscarnivore befällt (Di Cesare et al. 2012).

In den Epithelien der Bronchiolen, Bronchien und der Trachea des Endwirtes lebend, legen die Adulten ihre Eier nach der Paarung ab, die vom Endwirt hochgehustet und geschluckt werden (Di Cesare et al. 2012). Die Eier werden über den Kot ausgeschieden, wo sie reifen und nach 40-60 Tagen inaktiv werden (Traversa et al. 2015a). Die Entwicklung der Eier beginnt nach Ausscheidung aus dem Wirt nach 35 Tagen (Traversa und Di Cesare 2014). Die Katze nimmt diese Eier aus der Umgebung auf - es ist bis dato unklar, ob dies über Zwischenwirte oder paratenische Wirte geschieht - dort werden sie anschließend verdaut (Traversa et al. 2015a). Dann gelangen sie über den Blutstrom oder die Lymphgefäße zu den Lungen (Traversa et al. 2015a). Dort werden sie nach ca. 6 Wochen adult (mit einer Größe von 20-30 mm). Sie leben unterhalb des Epithels der Bronchien und der Trachea (Traversa et al. 2015a). Ob die Eier in der Umgebung ihr infektiöses Larvenstadium erreichen oder nicht ist unklar (Di Cesare et al. 2014). Es wird allerdings auch vermutet, dass Regenwürmer als Zwischen- oder als paratenische Wirte dienen können, obwohl *C. aerophila* im Vergleich zu Metastrongyliden einen direkten Lebenszyklus hat (Traversa und Di Cesare 2013, Di Cesare et al. 2015a). Die Eier von *C. aerophila* sind sehr widerstandsfähig (Traversa und Di Cesare 2014).

Die Infektion ist besonders bei jungen oder immunsupprimierten Tieren lebensgefährlich (Traversa et al. 2015a). Erkrankte Tiere können asymptomatisch sein oder aufgrund einer chronischen Bronchitis oder Bronchopneumonie Symptome wie respiratorische Probleme wie Keuchen, Niesen, bronchovesikuläres Atmen, Husten vorweisen (Traversa et al. 2010, Traversa und Di Cesare 2013, Traversa et al. 2015a).

Capillaria spp. und *A. abstrusus* wurde in einer schweizer Studie häufiger bei streunenden Katzen als bei Katzen in Privatbesitz oder in Tierheimen entdeckt (Zottler et al. 2019).

Die Würmer verursachen Granulome im Lungenparenchym, Schäden in der Mukosa der Trachea mit submukosaler Entzündung und zellulärer Infiltration (Traversa et al. 2015a).

Am besten kann man *C. aerophila* mittels PCR nachweisen, da ein Nachweis mittels Koproskopie sehr schwer ist (Di Cesare et al. 2012).

Die Behandlung gegen *C. aerophila* kann durch die subkutane Gabe von Levamisol für zwei Tage hintereinander, was jedoch zu Nebenwirkungen führen kann (Deplazes et al. 2013). Ebenfalls möglich ist die Gabe von Ivermectin subkutan oder peroral oder Mebendazol peroral an 5 Tagen (Deplazes et al. 2013). Die Gabe von Broadline kann die Lungenwürmer reduzieren und das Ausscheiden von Eiern reduzieren oder sogar stoppen (Knaus et al. 2015).

2.8 *Paragonimus kellicotti*

Diese leben im Lungenparenchym und legen ihre Eier in die Lunge, wo sie hochgehustet, abgeschluckt und mit dem Kot ausgeschieden werden (Traversa et al 2015). Die Entwicklung von *P. kellicotti* beinhaltet Frischwasserumgebung und zwei verschiedene Zwischenwirte (Pennisi et al. 2015). Die Eier werden vom Endwirt mit dem Kot ausgeschieden, die Larven penetrieren im Anschluss in die ersten Zwischenwirte, Wasserschnecken (Deplazes 2006, Pennisi et al. 2015). In Nordamerika dienen Exemplare von Schnecken der Gattung *Pomatiopsis* als erste Zwischenwirte und Krabben und Flusskrebse zum Beispiel aus der Gattung *Cambarus* als zweite Zwischenwirte (Deplazes 2006). Letztere werden dann von der Katze gefressen, wo sich die Larven schließlich entwickeln (Pennisi et al. 2015). Es gibt Hypothesen, dass auch Ratten eine Rolle als paratenische Wirte spielen könnten (Traversa et al. 2015). Die Parasiten wandern durch Interstitium, Zwerchfell, Pleuralhöhle und gelangen schließlich in das Lungenparenchym wo sie zirka sechs Wochen später als Adulte Eier legen (Pennisi et al. 2015). Der Parasit verursacht bakterielle Pneumonie, Pneumothorax und Dyspnoe (Traversa et al. 2015a).

Die Adulten werden 8-18 mm lang und 4-8 mm breit (Pennisi et al. 2015).

Behandelt werden kann eine Infektion mit Praziquantel, Albendazol oder Fenbendazol (Traversa et al. 2015a).

3 Material und Methodik

3.1 Schnecken

Im Rahmen dieser Studie wurden folgende Schneckenarten gefunden und untersucht:

- *Arion vulgaris* (dt.: Spanische Wegschnecke)
- *Limax maximus* (dt.:Tigerschneegel)
- *Helix pomatia* (dt.:Weinbergschnecke)
- *Cepaea hortensis* (dt.: Gartenbänderschnecke)
- *Arianta arbustorum* (dt.: Baumschnirkelschnecke)

3.2 Methodik

3.2.1 Besammlung Schnecken

Da es im Nationalpark Thayatal nicht erlaubt ist Schnecken zu sammeln, wurden die Exemplare in Ortsgebieten nahe des Nationalparks Thayatal im Frühling und im Sommer, im Zeitraum von 28.05. 2019 bis 16.07. 2019 gesammelt. Einige wenige Exemplare wurden auch in Wien gesammelt, da die gewünschte Anzahl an Schnecken erreicht werden sollte. Dabei wurden Längen- und Breitengrade, Temperatur, Wetter und die Anzahl der gesammelten Tiere festgehalten (Supplementärtabelle 1). Am 28.05. und am 29.05. wurde zusammen mit Dr. Helmut Sattmann vom Naturhistorischen Museum gesammelt, da es ansonsten nicht möglich gewesen wäre, Exemplare von *Helix pomatia* zu sammeln, da diese Art unter Artenschutz steht. Daher wurden die *Helix pomatia* von Dr. Helmut Sattmann, Naturhistorisches Museum Wien, mit Genehmigung des Amtes der Niederösterreichischen Landesregierung zum Sammeln von wirbellosen Tieren in Niederösterreich für 2019 (RU5_BE-64/020-2019) gesammelt. An den restlichen Tagen wurden die Schnecken nur von einem Studenten gesammelt.

Die Gebiete, in denen gesammelt wurde waren:

- Merkersdorf: in einem Garten
- Riegersburg: an einem Grünstreifen entlang der Ortsstraße
- Felling
 - Einmal entlang eines Grünstreifens
 - Einmal entlang eines Grünstreifens mit Buschwerk
- Wien - Leopoldauerstraße: in einem Garten

Die Schnecken wurden im Anschluss in einem mit Luftlöchern versehenen Plastikbecher überführt und zur näheren Bestimmung ins Naturhistorische Museum Wien gebracht. Im Anschluss daran wurden sie an das Institut für Parasitologie der Veterinärmedizinischen Universität Wien gebracht, wo sie mittels Flüssigstickstoff getötet und im Tiefkühlraum bei -20 Grad Celsius gelagert wurden.

3.2.2 Bearbeitung der Schnecken - Verdauung

Die Methodik erfolgte nach den Methoden von Lange et al. 2018 und Penagos-Tabares et al. 2019a (genaue Beschreibung in der Diplomarbeit von Mirjam Edler zur Etablierung der Technik):

Zur Bearbeitung der Schnecken wurden diese aus dem Tiefkühlraum geholt und im Falle von Gehäuseschnecken eine Stunde vor der weiteren Bearbeitung aufgetaut. Die Schnecken wurden dann einzeln auf Wiegeschälchen gelegt und abgewogen – falls es Gehäuseschnecken waren, wurden diese zuvor von ihrem Gehäuse mittels eines Hammers befreit. Jeder Schnecke wurde eine fortlaufende Nummerierung zugeteilt (Supplementärtabelle 2).

Im Anschluss wurde ein Teil des Kopfes mit einer Skalpellklinge entfernt und in ein Eppendorf tube gegeben, mit dem später eine PCR gemacht werden kann, um etwaige schwer zu bestimmende Schneckenarten zu spezifizieren. Der restliche Körper der Schnecke wurde in kleine Teile geschnitten.

Diese Stücke wurden in Reagenzgläser zusammen mit einer Verdauungslösung gebracht. Dann wurden die Reagenzgläser in einem Inkubator mit 120 rpm und 40 Grad Celsius für vier Stunden geschüttelt. Danach wurde die Flüssigkeit durchgesiebt. Die Überbleibsel, die im Sieb

stecken geblieben sind, wurden ausgewaschen und in eine Petrischale überführt und mikroskopisch auf Lungenwürmer untersucht. Wenn die Schnecke mit Lungenwürmern infiziert war, waren die Lungenwürmer in der Flüssigkeit unter einem Binokular zu sehen. Einer dieser Lungenwürmer wurde aus der Petrischale genommen, auf einen Objektträger übertragen und mit dem Mikroskop untersucht. Bilder wurden von ihm gemacht (Abb. 3) und der Rest der Flüssigkeit wurde in ein Eppendorf tube getan. Dieses Eppendorf tubes wurden für die molekularbiologische Analyse verwendet, um die Spezies des Lungenwurms zu bestätigen.



Abb. 1: Aufnahme einer Lungenwurmlarve (100fache Vergrößerung)

Die Objektträger wurden dann in einem Tiefkühlfach gelagert.

Nachdem die Proben untersucht wurden, wurden sie in 50 ml Tubes umgefüllt und in der Zentrifuge für 10 min bei 800 rcf zentrifugiert. Der Überstand wurde abgesaugt und das Sediment mit einer Pipette in ein Eppendorf tube überführt, welches mit einem „x“ versehen wurde, wenn die Probe Larven enthielt, um zu kennzeichnen, dass mit dieser Probe eine molekularbiologische Untersuchung gemacht werden sollte, um die genaue Larvenart zu bestimmen.

4 Ergebnisse

Die am häufigsten besammelten Exemplare waren von der Gattung *Helix pomatia*, mit insgesamt 59 Exemplaren. Der Großteil der *H. pomatia* (Abb. 2) stammt aus Riegersburg (43 Exemplare), ein kleinerer Anteil aus Merkersdorf (16 Exemplare).

Exemplare der Gattung *Cepaea hortensis* (Abb. 3) waren mit einer Anzahl von 55 die am zweitmeisten besammelte Art. Diese wurden ausschließlich in Felling gesammelt.

In Felling wurden auch 10 Vertreter von *Arianta arbustorum* gesammelt (Abb. 4).

Die 27 Exemplare von *Arion vulgaris* (Abb. 5) wurden mit 14 Exemplaren in Merkersdorf, 8 in der Leopoldauerstraße in Wien und mit 5 in Riegersburg gefunden.

Darüber hinaus wurden Exemplare von *Limax maximus* (Abb. 6) in Riegersburg gesammelt.



Abb. 2: Aufnahme eines Exemplars von *Helix pomatia*

https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Helix_pomatia_002.JPG

H. Zell / CC BY-SA (<https://creativecommons.org/licenses/by-sa/3.0>)



Abb. 3: Aufnahme eines Exemplars von *Cepae hortensis*
https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Cepaea_hortensis.JPG
Arnstein Rønning / CC BY (<https://creativecommons.org/licenses/by/3.0>)



Abb. 4: Aufnahme eines Exemplars von *Arianta arbustorum*
[https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Arianta_arbustorum_\(no\).JPG](https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Arianta_arbustorum_(no).JPG)
Arnstein Rønning / CC BY-SA (<https://creativecommons.org/licenses/by-sa/3.0>)



Abb. 5: Aufnahme eines Exemplars von *Arion vulgaris*

https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Arion_vulgaris_3.jpg

Xauxa Håkan Svensson / CC BY-SA (<https://creativecommons.org/licenses/by-sa/3.0>)



Abb. 6: Aufnahme eines Exemplars von *Limax maximus*

https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Limax_maximus_Tigernacktschnecke.jpg

H. Krisp / CC BY (<https://creativecommons.org/licenses/by/3.0>)

Die meisten Tiere wurden in Felling gesammelt, mit einem Anteil von 41%, am zweitmeisten in Riegersburg mit 30%, am drittmeisten in Merkersdorf mit 19% und am wenigsten in der Leopoldauerstraße in Wien mit 11% (Abb. 7 und Abb. 8).

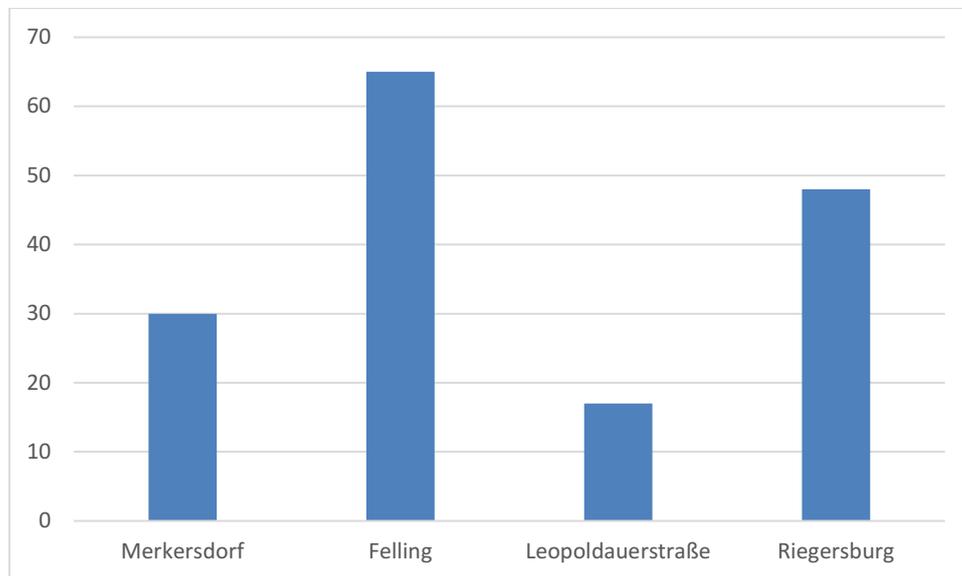


Abb. 7: Anzahl gesammelter Schnecken aufgeliert nach Fundort

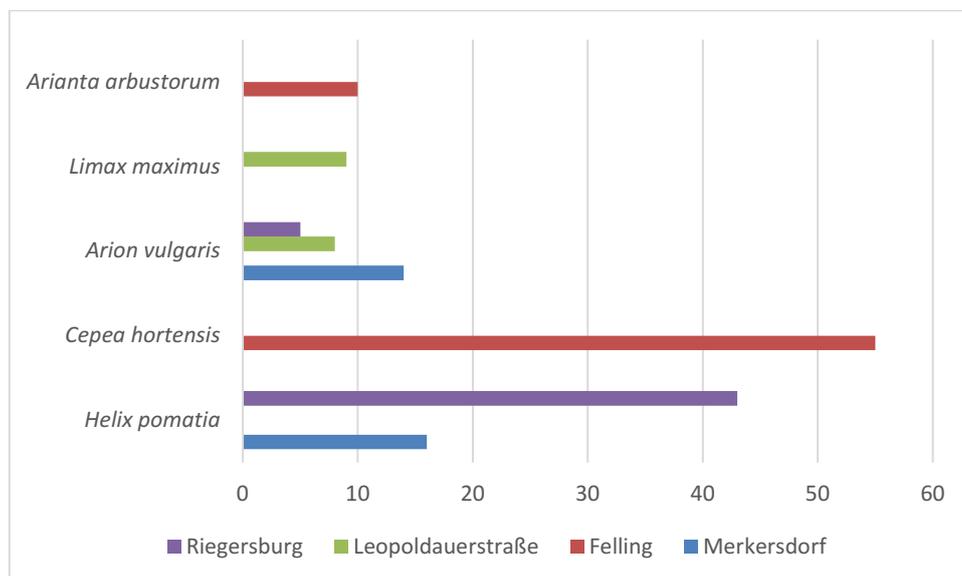


Abb. 8: Verteilung der Schneckenarten nach Herkunftsort

Von den 160 untersuchten Schnecken konnte man zunächst bei 113 Tieren Larven von Würmern mit Sicherheit feststellen, bei zehn war es fraglich (etwaige Wurmfragmente) und 37 Exemplare waren frei von Larven (Supplementärtabelle 2 und Abb. 9).

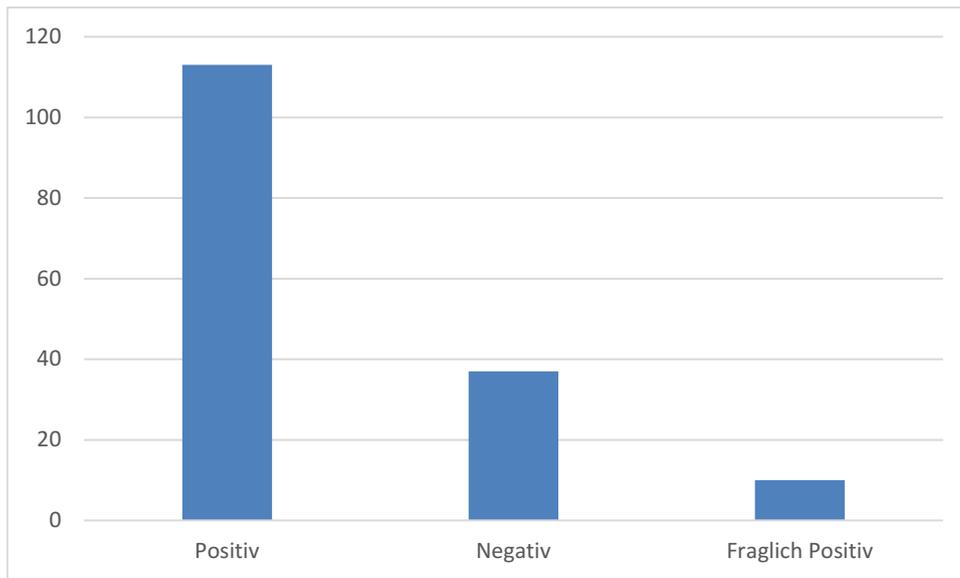


Abb. 9:

Verteilung der positiven (mit Lungenwurmlarven infiziert), negativen (nicht mit Lungenwurmlarven infiziert) und fraglich positiven Schnecken in ihrer Gesamtheit

76% der gesammelten Exemplare von den heimischen Weinbergschnecken und 78% der Gartenbänderschnecken waren positiv auf Lungenwurmlarven. Bei *Arianta arbustorum* waren allerdings nur 3 von 10 Exemplaren infiziert. Bei den spanischen Wegschnecken waren insgesamt 59% positiv. Bei den Tigerschnecken, welche ausschließlich in der Leopoldauerstraße gesammelt wurden, waren 6 von 9 Exemplaren positiv. Somit lässt sich sagen, dass unter den Gartenbänderschnecken mit 78% infizierten und 25 fraglich positiven Tieren am meisten Schnecken infiziert waren. Dicht dahinter waren die heimischen Weinbergschnecken mit einer Infektionsrate von 76% und 7% fraglich positiven Tieren, gefolgt von Tigerschnecke mit 67%, danach die spanischen Wegschnecken mit 59% (und 19% fraglich positiven Tieren) und prozentuell am wenigsten positiv war die Baumschnirkelschnecke mit 30% (Abb. 10).

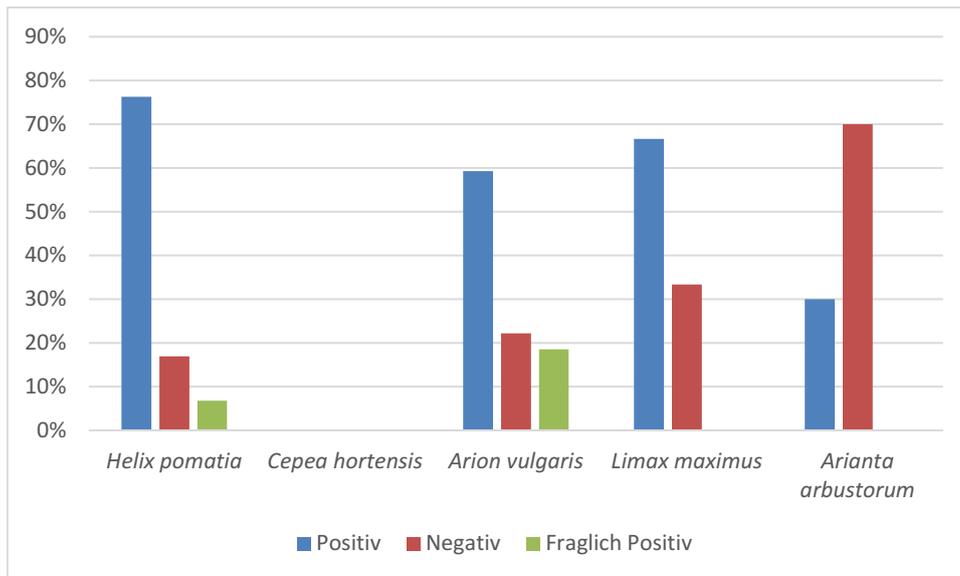


Abb. 10: Verteilung der positiven (mit Lungenwurmlarven infizierten), negativen (nicht mit Lungenwurmlarven infizierten) und fraglich positiven Schnecken nach Schneckenart

79% der in Riegersburg gesammelten Schnecken waren mit Lungenwurmlarven infiziert, ein ähnlicher Prozentsatz wurde in Felling und der Leopoldauerstrasse festgestellt, hingegen waren nur 57% der in Merkersdorf gesammelten Exemplare positiv. (Abb. 11)

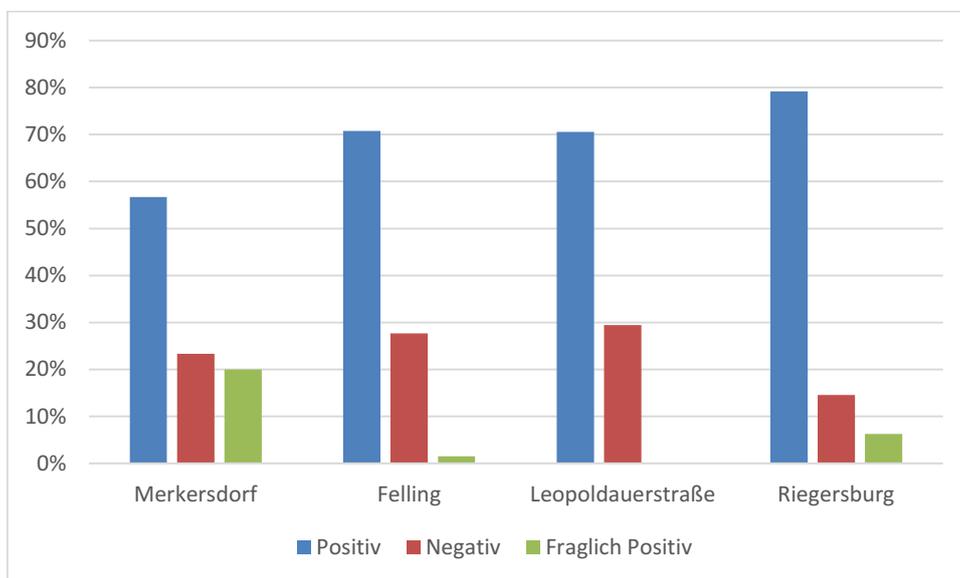


Abb. 11: prozentualer Anteil an Lungenwurm-positiven (mit Lungenwurmlarven infiziert), fraglich positiven und negativen (nicht mit Lungenwurmlarven infiziert) Befunden gegliedert nach Fundorten

Da die molekularbiologischen Untersuchungen noch nicht abgeschlossen sind, erfolgte eine mikroskopische Differenzierung der Larven. Die bei der Untersuchung gemachten Bilder wurden mit Bildern von Studien und Reviews von Traversa et al. 2010, Brianti et al. 2012, Giannelli et al. 2013, Brianti et al. 2014, Giannelli et al. 2015, Colella et al. 2016, Liatis et al. 2017, Lange et al. 2018, Penagos- Tabares et al. 2019 verglichen. Dadurch wurde auf ein vorläufiges Ergebnis geschlossen. Eine genaue Differenzierung ist nicht möglich, es kann nur zwischen Metastrongyloiden und Crenosomatiden differenziert werden, aufgrund der morphologischen Ähnlichkeiten zwischen den einzelnen Arten.

Es konnten insgesamt 98 Exemplare gefunden werden, bei denen es sich um *Crenosoma* spp. handeln könnte (*C. striatum* oder *C. vulpis*). Darüber hinaus wurden 10 Larven entdeckt, bei denen der Verdacht besteht, dass es sich bei sechs Larven um *A. vasorum* und bei vier Larven um *A. abstrusus* handelt. Bei zehn Exemplaren war zunächst fraglich, ob Lungenwurmlarven entdeckt wurden. Hier konnte anhand der nochmaligen Analyse der Bilder festgestellt werden, dass bei acht davon ein negatives Ergebnis war. Daher sind insgesamt 115 Schnecken infiziert und 45 Schnecken nicht infiziert gewesen (Supplementärtabelle 2). Die anderen beiden fraglichen Ergebnisse konnten morphologisch als *Crenosoma* spp. identifiziert werden (Abb. 12). Die Abbildungen 13- 15 sind Aufnahmen von Larven aus unterschiedlichen Proben, von welchen vermutet wird, dass es *Crenosoma* spp. sind. Genaueres wird mit der molekularbiologischen Untersuchung geklärt werden.

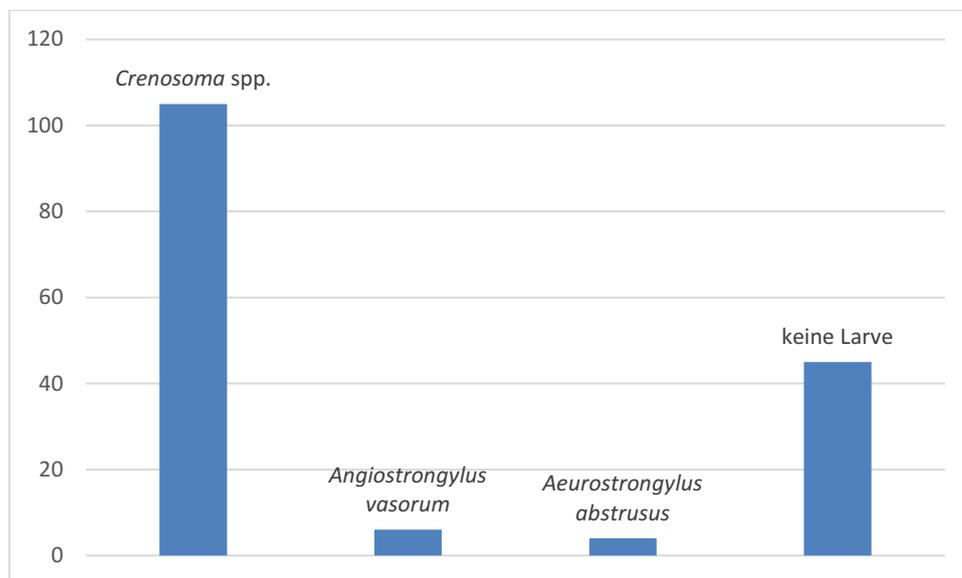


Abb. 12: Anzahl der Lungenwurmartens morphologisch differenziert



Abb. 13: Aufnahme einer Lungenwurmlarve, vermutlich *Crenosoma* spp. (100fache Vergrößerung)



Abb. 14: Aufnahme einer Lungenwurmlarve, vermutlich *Crenosoma* spp. (100fache Vergrößerung)



Abb. 15: Aufnahme einer Lungenwurmlarve, vermutlich *Crenosoma* spp. (100fache Vergrößerung)

5 Diskussion

Die Untersuchung auf das Vorkommen von felinen Lungenwürmern ist wichtig, um Risikofaktoren näher bestimmen zu können (Lange et al. 2018). Ziel dieser Diplomarbeit war es, im Rahmen einer Studie mit mehreren Studenten das Vorkommen von Lungenwürmern in Schnecken in Ostösterreich zu untersuchen.

Inwiefern die morphologischen Untersuchungsergebnisse stimmen lässt sich erst nach Abschluss der molekularbiologischen Untersuchung sagen, da die Larven morphologisch nur schwer zu bestimmen sind.

Es konnte anhand morphologischer Ergebnisse (Abb. 12) festgestellt werden, dass sich in einem Teil der Schnecken Larven von *Crenosoma* spp. (*C. striatum* und *C. vulpis*) befanden und es wird vermutet, dass sich in einem kleineren Teil der Schnecken Metastrongylidenlarven der Arten *Angiostrongylus vasorum* und *A. abstrusus* befanden.

Bei den vermuteten *Crenosoma* spp. ist es nicht zu differenzieren, ob es sich um *C. vulpis* oder um *C. striatum* handelt, da sich die Larvenstadien der einzelnen Arten sehr ähneln (Lange et al. 2018). Somit konnten bei dieser Studie nur vorläufige Schlüsse gezogen werden.

Bei *C. striatum* handelt es sich um einen Lungenwurm, welcher häufig in Igeln anzutreffen ist, ebenfalls über Schnecken als Zwischenwirte übertragen wird und eine Mischinfektion mit *Physaloptera clausa* eingehen kann (Naem et al. 2015, Liatis et al. 2017). *C. vulpis* gilt als Lungenwurm von Wildcarnivoren und Haushunden in Eurasien und Nordamerika (Deplazes et al. 2013). Auch bei den Larvenexemplaren, bei denen vermutet wird, dass es sich um Vertreter der Arten *A. vasorum* und *A. abstrusus* handelt, kann nur spekuliert werden, zumindest solange, bis man mittels der molekularbiologischen Untersuchung die Art bestätigen kann.

Zum Vergleich mit dem Problem der Differenzierung der Subtypen der Crenosomatiden liegt das gleiche Problem bei der Differenzierung von L1 bei der Koproskopie von *Troglostrongylus* spp., *O. rostratus* und *A. abstrusus* vor (Pennisi et al. 2015, Brianti et al. 2014). Daher ist es unabdingbar auf die molekularbiologischen Ergebnisse zu warten, bevor eine endgültige Beurteilung der Ergebnisse getroffen werden kann.

Wie bereits oben erwähnt wurden im Sommer 2016 193 *Arion vulgaris* im Prater auf Lungenwürmer untersucht: es befanden sich darunter Schnecken, die mit *A. vasorum* (1/193), *A. abstrusus* (2/193) oder mit *T. brevior* (3/193) infiziert waren. In einer Schnecke lag eine Koinfektion von *A. abstrusus* und *T. brevior* vor (Penagos-Tabares et al. 2019a). Die Schnecke, die mit *A. vasorum* infiziert war, trug insgesamt 11 Parasiten in sich, der Rest 10 oder weniger, In Deutschland trugen nach Lange et al. 2018 auch der Großteil der infizierten Schnecken bis zu 10 Würmern in sich (Lange et al. 2018, Penagos-Tabares et al. 2019a).

Daher wäre ein Nachweis von *A. abstrusus* und *A. vasorum* im Thayatal nicht abwegig, da man sie bereits in Wien in Schnecken nachgewiesen hat (Penagos-Tabares et al. 2019a).

Da im Thayatal Wildkatzen leben oder aber auch über die Slowakei oder über die österreichisch-tschechische Grenze (das Grüne Band) ins Thayatal wandern (Slotta-Bachmayr et al. 2017), könnten diese eine mögliche Infektionsquelle darstellen. Allerdings könnten auch domestizierte oder streundende Hunde und/oder Katzen, sowie Füchse mit Lungenwürmern in der Region Thayatal befallen sein.

Auch in Schweden wurde unlängst bei einer Studie mit Hauskatzen ein Fall von Lungenwurmbefall von Hauskatzen mit Freizugang registriert (Grandi et al. 2017). Der Grund dafür kann nicht angegeben werden: entweder ist der Parasit eingeschleppt worden oder er wurde bislang durch seine niedrige Prävalenz in Schweden einfach noch nicht bemerkt oder weil mittels gewöhnlicher diagnostischer Methoden wie Flotation eine Erkennung dieses Parasiten nicht möglich ist (Grandi et al. 2017). Ebenfalls erwähnenswert ist, dass die geographischen Begebenheiten für Lungenwürmer nicht gerade geeignet sind, was ebenfalls ein Grund sein kann, warum dieser Parasit in Schweden erst jetzt erkannt wurde (Grandi et al. 2017).

Ein wichtiger Faktor für die Einwanderung und/oder Ausbreitung der Lungenwürmer in Österreich könnten Vertreter von *Arion vulgaris* sein, denn *Arion vulgaris* zählt zu den 100 meist invasiven Spezies, welche sich in wärmeren Sommern und milderem Wintern in größeren Höhen und weiter ins Flachland verbreiten können, was somit durch den Klimawandel gefördert werden könnte (Zajac et al. 2017). Man muss hierbei auch bedenken, es konnte ja bereits eine Übertragung von Lungenwürmern von Schnecke auf Schnecke experimentell nachgewiesen werden (Elsheikha et al. 2016, Zajac et al. 2017).

Ebenfalls interessant an dem Fall in Wien zu erwähnen ist der spezielle Genotyp B, welche eine der *A. abstrusus* Exemplare aufwies: dieser wurde zuvor bislang nur in Kolumbien entdeckt (Penagos-Tabares et al. 2019a, Penagos-Tabares et al. 2019b). Hier kann man nur spekulieren, wie das passieren konnte: eine mögliche Ursache wäre ganz einfach ein Mangel an Daten in der GenBank (Penagos-Tabares et al. 2019a). Eine Laborkontamination könnte auch eine Rolle gespielt haben oder eine Einschleppung des Parasiten durch den internationalen Handel. Es kann auch sein, dass der Parasit in anderen europäischen Ländern noch nicht entdeckt und sich unentdeckt bis nach Wien ausgebreitet hat. Bei einer Studie in Kolumbien im Jahr 2019 drei verschiedene Genotypen von *A. abstrusus* in Schnecken identifiziert werden konnten, einer davon war jener, welcher bereits erwähnt wurde und die anderen beiden Genotypen (A und AB – AB ein Hybrid zwischen A und B) wiesen ebenfalls Ähnlichkeiten mit den europäischen *A. abstrusus* Vertretern auf, darüber hinaus wurde ein

vierter unbekannter Genotyp C entdeckt, welcher bislang noch nicht in der GenBank erwähnt wurde und ebenfalls Ähnlichkeit zum europäischen *A. abstrusus* vorweist (Penagos-Tabares et al. 2019b).

Die Wirte von *T. brevior* sind Wildkatzen (Traversa und Di Cesare 2014). Daher stellt sich die Frage ob es möglich wäre, dass sich eine Wildkatze im Prater Park befand, welche durch ihren kontaminierten Kot eine Schnecke infiziert hat.

Es gibt auch noch genügend andere Gründe weshalb eine Ausbreitung stattgefunden haben könnte (beziehungsweise begünstigt haben könnte) wie Waldrodung (Traversa und Di Cesare 2014). Die Veränderungen in den Lebensräumen der Wildtiere bilden den Grundstock für die Übertragung von Parasiten von Wild- auf Hauskatzen (Traversa und Di Cesare 2014). Es konnte bereits molekularbiologisch nachgewiesen werden, dass Lungenwürmer in Wildtieren genetisch ident mit jenen der domestizierten Tiere sind (Di Cesare et al. 2014, Eleni et al. 2014).

Der Klimawandel kann auch als Hauptgrund für die Verbreitung von durch Vektoren übertragenen Pathogenen angesehen werden, welche sich geographisch ausbreiten (ebenfalls bedingt durch den Klimawandel, welcher deren Lebenszyklus, ihre Dynamik und Aktivität beeinflusst) (Traversa und Di Cesare 2010). Daneben wird die Entwicklung und das Überleben der Gastropoden und der Larven in den Zwischenwirten durch die Verfügbarkeit von Wasser, Temperatur und Feuchtigkeit beeinflusst (Traversa et al. 2010, Traversa und Di Cesare 2014, Elsheikha et al. 2016). Ebenfalls durch den Klimawandel bedingt, erleichtert sich die Entwicklung der Larven in den Zwischenwirten- als Beispiel hier angeführt: Durch höhere Durchschnittstemperaturen verschnellert sich die Entwicklung der Larven von *A. abstrusus* in Schnecken wie *Helix aspersa*, eine Schneckenart welche eine der weitverbreitetsten Schneckenarten ist (Di Cesare et al. 2015a). Exemplare von *Helix aspersa* werden auch für die Konsumierung gezüchtet, für welche sie im Freien gehalten werden, was zum Kontakt mit anderen Schnecken, Lungenwürmern und Katzen führen kann (Traversa und Di Cesare 2014). Diese Schneckenart ermöglicht es *A. abstrusus* und *T. brevior* sogar den Winter in ihnen zu überdauern (Giannelli et al. 2014b). Eine weitere Ursache für die Verbreitung von Schnecken war, dass sie versehentlich beim Transport von Gemüse und Pflanzen in andere Länder eingeführt wurden (Traversa und Di Cesare 2014). Ein anderer Grund für das erhöhte Auftreten ist auch die erhöhte Aufmerksamkeit die diesen Parasiten inzwischen auch gilt, wodurch häufiger solche Fälle diagnostiziert werden (Traversa und Di Cesare 2014).

Durch die kleine Anzahl an Wildkatzen in Österreich kann man theoretische Rückschlüsse auf das geringe Vorhandensein von *T. brevior* schließen (Traversa und Di Cesare 2014, Slotta-Bachmayr et al. 2017), dennoch könnte es möglich sein, dass zumindest ein paar *T. brevior*

molekularbiologisch entdeckt werden könnten, da die Schnecken in der Umgebung des Thayatal gesammelt wurden, in welchem Wildkatzen heimisch sind. Dies könnte durchaus möglich sein, nimmt man als Beispiel Nord- und Süditalien her, in welchem *T. brevior* in den Wildkatzen (*Felis silvestris silvestris*) eine Infektionsrate von 71,4 % in gewissen Gebieten darstellt (Traversa und Di Cesare 2014). Durch die Reduktion dieser Lebensräume wird allerdings vermutet, dass es zu einer Übertragung dieser Parasiten von Wildkatze auf Hauskatze kommen kann, weil beide die gleichen Habitate besetzen werden (Traversa und Di Cesare 2014): vielleicht war so etwas in der Art auch in Wien ein Grund für das Auftreten von *T. brevior* in einer Schnecke? Übertragungen von *T. brevior* von Wild- auf Hauskatze wo beide in den gleichen Gebieten anzutreffen waren sind bereits dokumentiert (Traversa und Di Cesare 2014).

Der Fall in Wien nach der Studie von Penagos-Tabares et al. 2019a ist nicht der Einzige, bei dem Fragen bezüglich der Herkunft der Parasiten gestellt werden. Auch in Zypern konnten unlängst in Hauskatzen *T. brevior* Exemplare bei Hauskatzen nachgewiesen werden, obwohl Wildkatzen auf der Insel nicht vorkommen, womit sich auch hier die Frage stellt, woher die Parasiten kommen (Diakou et al. 2017). Eine Theorie besteht darin, dass es durch die Einschleppung von Hauskatzen kommt und durch die Präsenz von für *T. brevior* typischen Zwischenwirten auf Zypern die Parasiten enzootisch werden konnten (Diakou et al 2017, Gerichter 1949, Giannelli et al. 2014b, Cowie 1984, Lazaridou-Dimitriadou et al. 1994, Vardinoyannis et al. 2012).

Bei einer Untersuchung auf Lungenwürmer in Schneckenpopulationen in Deutschland nach Lange et al 2014 konnte bei 173 von 2701 (also 6,4%) der Schnecken Lungenwürmer entdeckt werden (Lange et al. 2018). Am häufigsten wurde *A. vasorum*, gefolgt von *C. vulpis* und *A. abstrusus* nachgewiesen (Lange et al. 2018). Die Würmer wurden jahreszeitlich unterschiedlich aufgefunden, wobei *A. abstrusus* nur im Sommer und im Herbst vorkamen (Lange et al. 2018). Die einzigen Schnecken, die sowohl in der Studie nach Lange et al als auch in dieser vorkamen war *Limax maximus* mit insgesamt 25 Stück bei Lange et al, wovon aber keine positiv war. Am häufigsten wurden in dieser Studie *Arion lusitanicus* untersucht mit insgesamt 1587 Stück, davon waren aber nur 6 mit *A. abstrusus* infiziert, sonst mit 100 Stück *A. vasorum* und 60 Stück *C. vulpis* (Lange et al. 2018). Das höchste Vorkommen an Schnecken zusammen mit den größten Exemplaren war im Herbst, bei dieser Studie hier wurden sämtliche Schnecken im Spätf Frühling und im Sommer gesammelt, was auch vergleichsweise andere Ergebnisse zur Folge haben könnte, zusammen mit den geographischen Begebenheiten.

Einen interessanten Vergleich hierzu bietet eine Untersuchung von Katzen in Deutschland aus dem Jahr 2012, in welchen *A. abstrusus* nachgewiesen werden konnte. (Barutzki und Schaper

2013). Hier wurden jedoch die meisten positiven Katzen im Jänner, Februar, März und Dezember diagnostiziert, am seltensten in den Monaten von Juni bis November. Der Großteil der infizierten Katzen war darüber hinaus aus dem Süden Deutschlands (Barutzki und Schaper 2013).

Eventuell könnte *A. lusitanicus* eine weitere mögliche Gefahrenquelle für Österreich darstellen, bedenkt man, dass diese Art eine weit verbreitete Schneckenart ist und positive Fälle mit Lungenwürmern in dieser Schnecke auch schon in Polen nachgewiesen wurden (Jeżewski et al 2013, Traversa und Di Cesare 2014). Darüber hinaus ist *A. lusitanicus* eine weitverbreitete Schneckenart, eine rasche Verbreitung in neuen geographischen Gebieten, in welchen sie sich dann auch dauerhaft befindet, und es wurden bereits Exemplare in Polen und Deutschland mit *A. abstrusus* entdeckt (Traversa und Di Cesare 2014, Lange et al. 2018).

Im Juli 2017 wurde in Rumänien der erste Fall von einer Infektion einer Wildkatze mit *T. brevior* dokumentiert (Deak et al. 2017). Es ist daher leicht zu erkennen, dass es in vielen Nachbarländern Österreichs beziehungsweise in Ländern in näherer Umgebung von Österreich Katzen oder Schnecken mit Lungenwurmbefall gibt. Da auch in Österreich Wildkatzen leben und Gebiete wie Wien auch ein tourismusstarkes Bundesland ist und viele Transporte von Wien weggehen oder nach Wien gelangen, ist es somit nicht weiter verwunderlich, dass nun auch hier *A. abstrusus* und *T. brevior* in Schnecken erkannt wurden.

Ein weiteres betroffenes Nachbarland ist Ungarn: in einer Studie nach Kiszely et al. 2019 wurden 303 Katzen auf Lungenwürmer untersucht im Zeitraum von Herbst 2016 und Frühling 2018 und mehr als die Hälfte der mit Lungenwürmern infizierten Tiere lebten im Westen Ungarns (Kiszely et al. 2019). Von 2014 bis 2015 wurde eine Studie in Italien durchgeführt, in welcher man Hauskatzen auf Larven untersucht hatte, dabei wurde eine Prävalenzrate von bis zu 17% von *A. abstrusus* festgestellt, welche zehn Jahre zuvor als sporadisch in Italien und Europa gegolten hatte (Eisheika et al. 2016). Somit könnte man Schlüsse darauf ziehen, wie schnell sich die Lungenwürmer ausbreiten, weshalb man auch die Untersuchung auf Lungenwürmer in Österreich sowohl bei Schnecken als auch bei Hauskatzen in den nächsten Jahren weiterführen sollte.

In Griechenland wurden 125 streunende Katzen in 4 verschiedenen Gebieten untersucht, in Athen war dabei die Infektionsrate bei 17,4 %; auf Kreta bei 2,9 %, auf Mykonos bei 7% und in Skopelos bei 8% (Elsheikha et al. 2016).

Eine Studie aus dem Jahr 2016 legt die Theorie nahe, dass Griechenland als ein starkes Touristenland durch den Tourismus, welcher oft auch mit Tieren aus dem Ausland einhergeht im Zusammenhang von mitgebrachten Haustieren durch Kontakt mit Streunerkatzen von epidemiologischer Bedeutung sind (Symeonidou et al. 2018). Dasselbe Schema kann man

auch für den Fall in Wien in Anbetracht ziehen. In dieser Studie wurden ebenfalls Katzen auf gastrointestinale Parasiten untersucht und der am viert häufigsten entdeckte Parasit war *A. abstrusus* (Symeonidou et al. 2018).

Zurück zu den Ergebnissen dieser Arbeit: eine positive molekularbiologische Untersuchung ohne mikroskopischen Nachweis kann darauf zurückzuführen sein, dass Spuren von Larven in den Schnecken enthalten waren, welche durch das Immunsystem der Schnecken bereits eliminiert wurden und somit auch keine Infektionsquelle mehr darstellen hätten können (Lange et al. 2017, Lange et al. 2018, Penagos-Tabares et al. 2018). Es konnte nämlich bereits nachgewiesen werden, dass Schnecken ein früh angeborenes Immunsystem gegen Lungenwurmlarven besitzen (Lange et al. 2017). Hierbei spielen die Hämozyten eine Rolle, welche bei Kontakt mit Larven Aggregate, erhöhte zelluläre Aktivität und Chemotaxis vorwiesen (Penagos-Tabares et al. 2018). Das kann allerdings auch bedeuten, dass unter den Schnecken Exemplare waren, bei welchen zwar mikroskopisch nichts gefunden wurden, aber eine molekularbiologische Untersuchung dennoch positiv ausfallen könnte, da die Larven bereits vom Immunsystem eliminiert wurden.

Bei einigen Exemplaren wurden darüber hinaus auch nur wenige Lungenwurmlarven gefunden. Hier besteht die Hypothese, dass es ebenfalls am Immunsystem der Gastropoden liegt, welches bereits einen Teil der Lungenwurmlarven eliminiert haben könnte (Lange et al. 2018).

Des Weiteren besteht auch die Möglichkeit, dass ein höheres Schneckengewicht und somit ein höheres Schneckenalter die Chance auf eine Infektion erhöht und somit auch mehr Larven in den Schnecken zu finden sind (Lange et al. 2018). Dies könnte auch mit den hier untersuchten Schnecken übereinstimmen, bedenkt man, dass gerade in den Schnecken der Art *Helix pomatia*, welche bis zu 30 g wogen am meisten Larven entdeckt werden konnten und bei kleineren Exemplaren oder Arten oder beidem weniger bis gar keine Larven. Als Beispiel dienen hierfür die infizierten Exemplare von *Helix pomatia*, welche hochgradig infiziert waren mit bis zu 20 Würmern pro Tier, wobei man bei den positiven Garten-Bänderschnecken maximal 2-5 Würmer finden konnte

Wie bereits oben erwähnt, konnten Lungenwürmer an jenen Orten wiederholt identifiziert werden, wo sie bereits zuvor einmal entdeckt wurden (Giannelli et al. 2017). Tauchen die Lungenwürmer in neuen Gebieten auf kann man das als ein neues Auffinden beachten (Kiszely et al. 2019).

Die Schnecken in dieser Studie wurden in Ortsgebieten nahe dem Thayatal gesammelt: die Entdeckung von *A. abstrusus*, *C. vulpis* und *A. vasorum* wäre daher nicht verwunderlich, da bei der Durchquerung der Ortsgebiete auch hier Hauskatzen und -hunde gesehen werden

konnten. Da sich das Thayatal gut zum Wandern eignet, wäre es auch nicht verwunderlich, dass Wanderer zusammen mit ihren Hunden in dem Gebiet unterwegs waren. Sollte der morphologische Verdacht, dass sich unter den gefundenen Lungenwurmlarven von *A. vasorum* und *C. vulpis* befinden, wäre es möglich, dass ein Hund oder ein wildlebender Canide, welcher im Thayatal Kot abgesetzt hat, Schnecken infiziert hat. Für das eventuelle Auftreten von *A. abstrusus* in den Schnecken könnte ebenfalls eine umherstreifende Hauskatze verantwortlich sein.

Die Überwinterung von Schnecken könnte sich durch das Ansteigen der Temperaturen verkürzen und deren Aktivität verlängern, wodurch die Infektionsrate in Katzen mit Freizugang erhöht werden könnte (Traversa und Di Cesare 2014). Es ist daher nicht auszuschließen, dass dies auch zu einer Verbreitung der Lungenwürmer führen könnte und theoretisch wäre es daher möglich zukünftig höhere Infektionsraten in Schnecken in infizierten Gebieten wie im Prater Park zu finden.

Der eingeschränkte Lebensraum für Wildkatzen und der damit verbundene Rückgang der Wildkatzen in Österreich kann für das Fehlen von *O. rostratus* in den Schnecken oder aber ein minderes Auftreten von ihnen wie in Ungarn (Biró et al. 2009, Kiszely et al. 2019) verantwortlich gemacht werden.

In Österreich müssen bei respiratorischen Symptomen von Katzen oder Hunden stets Lungenwürmer als Differentialdiagnose mit in Betracht gezogen werden (Penagos-Tabares et al. 2019a).

Zum Abschluss lässt sich sagen, dass die vorläufigen Ergebnisse der Untersuchungen von Schnecken aus dem Thayatal ergeben haben, dass sie zu einem geringen Anteil mit Lungenwurmlarven der Katzen infiziert sind (jedoch mit einem höheren Anteil mit *Crenosoma vulpis* und *striatum*) und somit eine Infektionsquelle für Katzen darstellen können. Des Weiteren wurden Larven von *A. vasorum* in den Schnecken gefunden, weshalb man auch bei Wanderungen durchs Thayatal oder in den Ortsgebieten nahe dem Thayatal auf seine Hunde Acht geben sollte. Die genauen Ursachen für das Vorhandensein von Lungenwürmern in Schnecken sind unklar. Flächendeckende Untersuchungen von Schnecken auf Lungenwürmer in ganz Österreich wären wünschenswert, um die Befallsraten der einzelnen Regionen zu evaluieren und endemische Gebiete festzulegen.

6 Zusammenfassung

Infektionen von Katzen und Hunden mit Lungenwürmern gewinnen in der Veterinärmedizin an Bedeutung. Durch Klimawandel, Reduktion der Lebensräume von Wildtieren und internationale Transporte breiten sich diese Parasiten aus und auch die Rolle von invasiven Schnecken als Zwischenwirte gilt als bedeutend.

Im Rahmen dieser Studie, die sich mit dem Nachweis von Lungenwürmern von Katzen, Hunden und Igel in Schnecken befasste, wurden 160 Schnecken in Gebieten nahe dem Thayatal und in Wien gesammelt. Im Anschluß wurden diese zum Institut für Parasitologie von der Veterinärmedizinischen Universität Wien gebracht und die Nematodenlarven mit Hilfe morphologischer Schlüssel differenziert. Der Großteil der Lungenwürmer morphologisch *Crenosoma* spp. Eine Differenzierung der Larven zwischen *C. striatum* oder *C. vulpis* ist schwierig, da deren Larven morphologisch schwer zu unterscheiden sind. Bei einem kleineren Teil der nachgewiesenen Lungenwürmer handelt es sich vermutlich um *Angiostrongylus vasorum* (welcher für den Hund gefährlich sein kann) und um *Aelurostrongylus abstrusus*, welcher Katzen infiziert.

In der vorliegenden Arbeit war die Infektionsrate der gesammelten Schnecken mit Lungenwurmlarven außerordentlich hoch (115 aus 160), weshalb bei Hunden und Katzen mit respiratorischen Symptomen differentialdiagnostisch an einen Lungenwurmbefall gedacht werden sollte.

7 Summary

Infections of cats and dogs with lungworms gain in significance in veterinary medicine. Because of climate change, reduction of wildlife habitats and international trade and transport these parasites spread visibly and the role of invasive snails as intermediate hosts is also considered as considerable.

Within this study, which concerned oneself with the evidence of lungworms of cats, dogs and hedgehogs in snails, 160 snails have been collected in areas close to the Thayatal and Vienna. Afterwards these have been taken to the institute of parasitology at the Vetmeduni Vienna. The major part of the lungworms, which have been found, matched with *Crenosoma* spp. A differentiation of the larvae between *C. striatum* or *C. vulpis* is difficult, because the larvae are hard to differ. A minor part of the detected lungworms are probably *Angiostrongylus vasorum* (which are dangerous for dogs) and *Aelurostrongylus abstrusus*, which infects cats.

In the present study the infection rate of larvae from lungworms of the collected snails was extraordinarily high (115 from 160), because of this infestation of lungworms should be considered as a differential diagnosis at dogs and cats with respiratory symptoms.

8 Referenzen

Abbate J.M., Arfuso F., Gaglio G., Napoli E., Cavalera M.A., Giannetto S., Otranto D., Brianti E. 2019. Larval survival of *Aelurostrongylus abstrusus* lungworm in cat litters. Journal of Feline Medicine and Surgery (21): 992– 997. DOI: 10.1177/1098612X18811168

Barutzki D., Schaper R. 2013. Occurrence and regional distribution of *Aelurostrongylus abstrusus* in cats in Germany. Parasitology Res (112): 855-861. DOI: 10.1007/s00436-012-3207-0

Beugnet F., Bourdeau P., Chalvet- Monfray K., Cozma V., Fakas 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

Biocca, E. 1957. *Angiostrongylus chabaudi* n. sp. Parassita del cuore e dei vasi polmonari del gatto selvatico (*Felis silvestris*). Rendiconti Accad Lincei (22): 526-532. DOI: 10.2754/avb20198803030 In: Antonio Varsacia, Claudia Tamponi, Emanuele Brianti, Piera Angela Cabras, Roberta Boi, Anna Paola Pipia, Alessio Giannelli, Domenico Otranto, Antonia Scala. 2014. *Angiostrongylus chabaudi* Biocca, 1957: a new parasite for domestic cats? Parasites & Vectors (7): 588. DOI: 10.1186/s13071-014-0588-1

Biró. Zs., Szemethy. L., Heltai M. 2009. The wild cat: tribulations of an endangered predator 1. Current status and sources of risk [in Hungarian]. Vadászskutya [Hunting Dog] (3): 50–52. In: Sára Kiszely, Mónika Gyurkovszky, Norbert Solymosi and Róbert Farka. 2019. Survey of Lungworm infection of domestic cats in Hungary. Acta Veterinaria Hungarica (67): 407-417. DOI: 10.1556/004.2019.041

Brianti E., Gaglio G., Giannetto S., Annoscia G., Latrofa M.S., Dantas-Torres F., Traversa D., Otranto D. 2012. *Troglostrongylus brevior* and *Troglostrongylus subcrenatus* (Strongylida: Crenosomatidae) as agents of broncho-pulmonary infestation in domestic cats. Parasites & Vectors (5): 178. DOI: 10.1186/1756-3305-178

Brianti E., Gaglio G., Napoli E., Falsone L., Giannetto S., Latrofa M.S., Giannelli A., Dantas-Torres F., Otranto D. 2013. Evidence for direct transmission of the cat lungworm *Troglostrongylus brevior* (Strongylida: Crenosomatidae): Parasitology (140): 821-824. DOI: 10.1017/S0031182013000188

- Brianti E., S. Giannetto S., Dantas-Torres F., Otranto D. 2014. Lungworms of the genus *Troglostrongylus* (Strongylida: Crenosomatidae): Neglected parasites for domestic cats. *Veterinary Parasitology* (202): 104-112. DOI: 10.1016/j.vetpar.2014.01.019
- Cavalera M.A., Iatta R., Colella V., Dantas-Torres F., Corsaro A., Brianti E., Otranto D. 2018. *Veterinary Parasitology* (253): 8-11. DOI: 10.1016/j.vetpar.2018.02.017
- Di Cesare A., Castagna G., Otranto D., Meloni S., Milillo P., Latrofa M.S., Paoletti B., Bartolini R., Traversa D. 2012. Molecular detection of *Capillaria aerophila*, an agent of canine and feline pulmonary capillariosis. *Journal of Clinical Microbiology* (50): 1958-1963. DOI:10.1128/JCM.00103-12
- Di Cesare A., Otranto D., Latrofa M.S., Veronesi F., Perrucci S., Lalosevic D., Gherman C.M., Traversa D. 2014. Genetic variability of *Eucoleus aerophilus* from domestic and wildlife hosts. *Research in Veterinary Science* (96) 512-515. DOI: 10.1016/j.rvsc.2014.03.018
- Di Cesare A., Veronesi F., Traversa D. 2015a. Felid Lungworms and Heartworms in Italy: More Questions than Answers? *Trends in Parasitology* (31):665 – 675. DOI: 10.1016/j.pt.2015.07.001
- Di Cesare A., Veronesi F., Grillotti E., Manzocchi S., Perrucci S., Beraldo P., Cazzin S., De Liberato C., Barros L.A., Simonato G., Traversa D. 2015b. Respiratory nematodes in cat populations of Italy. *Parasitology Research* (114): 4463-4469. DOI: 10.1007/s00436-015-4687-5
- Colella V., Giannelli A., Brianti E., Ramos R.A.N., Cantacessi C., Dantas-Torres F., Otranto D. 2015. Feline lungworms unlock a novel mode of parasite transmission. *Scientific Reports* (5): 13105. DOI: 10.1038/srep13105
- Cowie R.H. 1984. Shell thickness in the land snail *Theba pisana* (Pulmonata: Helicidae). *Biological Journal of the Linnean Society* (21):423–429. DOI: 10.1111/j.1095-8312.1984.tb01603.x In: Diakou A., Sofroniou D., Di Cesare A., Kokkinos P., Traversa D. 2017. Occurrence and zoonotic potential of endoparasites in cats of Cyprus and a new distribution area for *Troglostrongylus brevior*. *Parasitology Research* (116): 3429-3435. DOI: 10.1007/s00436-017-5651-3
- Cowie R.H. 2019. Annotated catalogue of species of *Angiostrongylus* and the related genera *Gallegostrongylus*, *Rodentocaulus* and *Stefanskostrongylus* (Nematoda: *Metastrongyloidea*, *Angiostrongylidae*). *Journal of Helminthology* (93): 389–423. DOI: 10.1017/S0022149X19000270

- Crisi P.E., Aste G., Traversa D., Di Cesare A., Febo E., Vignoli M., Santori D., Luciani A., Boari A. 2017. Single and mixed feline lungworm infections: clinical, radiographic and therapeutic features of 26 cases (2013–2015). *Journal of Feline Medicine and Surgery*. Vol. 19 (10): 1017-1029. DOI: 10.1177/1098612X16670563
- Crisi P.E., Di Cesare A., Boari A. 2018. Feline Troglstrongylosis: Current Epizootiology, Clinical Features, and Therapeutic Options. *Front. Vet. Sci.* (5):126. DOI: 10.3389/fvets.2018.00126
- Deak G., Ionică A.M., Mihalca A.D., Gherman C.M. 2017. *Troglstrongylus brevior*: a new parasite for Romania. *Parasites & Vectors* (10): 599. DOI: 10.1186/s13071-017-2551-4
- Diakou A., Sofroniou D., Di Cesare A., Kokkinos P., Traversa D. 2017. Occurrence and zoonotic potential of endoparasites in cats of Cyprus and a new distribution area for *Troglstrongylus brevior*. *Parasitology Research* (116): 3429-3435. DOI: 10.1007/s00436-017-5651-3
- Eleni C., De Liberato C., Azam D., Morgan E.R., Traversa D. 2014. *Angiostrongylus vasorum* in wolves in Italy. *International Journal for Parasitology* (3): 12-14. DOI: 10.1016/j.ijp-paw.2013.10.003
- Elsheikha H.M., Schnyder M., Traversa D., Di Cesare A., Wright I., Lacher D.W. 2016. Updates on feline aelurostrongylosis and research priorities for the next decade. *Parasites & Vectors* (9): 389 DOI 10.1186/s13071-016-1671-6
- Falsone L., Brianti E., Gabriella G., Napoli E., Anile S., Egidio M., Giannelli G., Poglayan G., Giannetto S., Domenico Otranto D. 2014. The European wildcats (*Felis silvestris silvestris*) as reservoir hosts of *Troglstrongylus brevior* (Strongylida: Crenosomatidae) lungworms. *Veterinary Parasitology* (205): 193-198. DOI: 10.1016/j.vetpar.2014.06.024
- Genchi M., Ferrari N., Fonti P., De Francesco I., Piazza C., Viglietti A. 2014. Relation between *Aelurostrongylus abstrusus* larvae excretion, respiratory and radiographic signs in naturally infected cats. *Veterinary Parasitology* (206): 182-187. DOI: 10.1016/j.vetpar.2014.10.030
- Gerichter C.B. 1949. Studies on the nematodes parasitic in the lungs of Felidae in Palestine. *Parasitology* (39):251–262. DOI: 10.1017/s0031182000083827. In: Diakou A., Sofroniou D., Di Cesare A., Kokkinos P., Traversa D. 2017. Occurrence and zoonotic potential of endoparasites in cats of Cyprus and a new distribution area for *Troglstrongylus brevior*. *Parasitology Research* (116): 3429-3435. DOI: 10.1007/s00436-017-5651-3

Giannelli A., Passantino G., Ramos R.A.N., Lo Presti G., Lia R.P., Brianti E., Dantas-Torres F., Papadopoulos E., Otranto D. 2014. Pathological and histological findings associated with the feline lungworm *Troglostrongylus brevior*. *Veterinary Parasitology* (204): 416-419. DOI: 10.1016/j.vetpar.2014.05.020

Giannelli A., Ramos R.A.N., Annoscia G., Di Cesare A., Colella V., Brianti E., Dantas-Torres F., Mutafchiev Y., Otranto D. 2014b. Development of the feline lungworms *Aelurostrongylus abstrusus* and *Troglostrongylus brevior* in *Helix aspersa* snails. *Parasitology* (141): 563- 569. DOI: 10.1017/S003118201300187X

Giannelli A., Colella V., Abramo F., Ramos R.A.N., Falsine L., Brianti E., Varcasia A., Dantas-Torres F., Knaus M., Fox M.T., Otranto D. 2015a. Release of Lungworm Larvae from Snails in the Environment: Potential for Alternative Transmission Pathways. *PLoS Neglected Tropical Diseases* (9): 4 DOI: 10.1371/journal.pntd.0003722

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., Alho A.M., de Carvalho L.M., Cardoso L., Maia C., Mircean V., Mihalca A.D Miro G., Schnyder M., Cantacessi C., Colella V., Cavalera M.A., Latrofa M.S., 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):517-528 DOI: 10.1016/j.ijpara.2017.02.003

Gueldner E.K., Gilli U., Strube C., Schnyder M.2019. Seroprevalence, biographic distribution and risk factors for *Aelurostrongylus abstrusus* infections in Swiss cats. *Veterinary Parasitology* (266): 27-33 DOI: 10.1016/j.vetpar.2018.12.013

Grandi G., Comin A., Ibrahim O., Schaper R., Forshell U., Lind E.O. 2017. Prevalence of helminth and coccidian parasites in Swedish outdoor cats and the first report of *Aelurostrongylus abstrusus* in Sweden: a coprological investigation. *Acta Veterinaria Scandinavica* (59):19. DOI: 10.1186/s13028-017-0287-y

Iannino F., Iannetti L., Paganico D., Vulpiani M.P. 2013. Evaluation of the efficacy of selamectin spot-on cats infested with *Aelurostrongylus abstrusus* (Strongylida, Filariodidae) in a Central Italy cat shelter. *Veterinary Parasitology* (197): 258-262. DOI: 10.1016/j.vetpar.2013.04.042

Jefferies R., Vrhovec M.G., Wallner N., Catalan D.R. 2010. *Aelurostrongylus abstrusus* and *Troglostrongylus sp.* (Nematoda: Metastrongyloidea) infections in cats inhabiting Ibiza, Spain. *Veterinary Parasitology* (173) 344-348. DOI: 10.1016/j.vetpar.2010.06.032

- 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): 401-405. DOI: 10.1016/j.vetpar.2013.09.003
- Juste, R.A., Garcia A.L., Mencía L. 1992. Mixed infestation of a domestic cat by *Aelurostrongylus abstrusus* and *Oslerus rostratus*. *Angewandte Parasitologie* (33): 56–60 In: Donato Traversa, Angela Di Cesare. 2013. Feline lungworms: what a dilemma. *Trends in Parasitology* (29): 423 -430 DOI: 10.1016/j.pt.2013.07.004
- Kiszely S., Gyurkovszky M., Solymosi N., Farka R. 2019. Survey of Lungworm infection of domestic cats in Hungary. *Acta Veterinaria Hungarica* (67): 407-417. DOI: 10.1556/004.2019.041
- Knaus M., Shukullari E., Rapti D., Rehbein S. 2015. Efficacy of Broadline® against *Capillaria aerophila* lungworm infection in cats. *Parasitology Research* (114):1971–1975. DOI 10.1007/s00436-015-4386-2
- Lange M.K., Penagos-Tabares F., Muñoz-Caro T., Gärtner U., Mejer H., Schaper R., Hermosilla C., Taubert A. 2017. Gastropod-derived haemocyte extracellular traps entrap metastrongyloid larval stages of *Angiostrongylus vasorum*, *Aelurostrongylus abstrusus* and *Troglostrongylus brevior*. *Parasites & Vectors* (10): 50. DOI 10.1186/s13071-016-1961-z
- Lange M.K., Penagos-Tabares F., Hirzmann J., Failing K., Schaper R., Van Bourgonie Y.R., Thierry Backeljau T., Hermosilla C., Taubert A. 2018. Prevalence of *Angiostrongylus vasorum*, *Aelurostrongylus abstrusus* and *C. vulpis* larvae in native slug populations in Germany. *Veterinary Parasitology* (254): 120-130. DOI: 10.1016/j.vetpar.2018.03.011
- Lazaridou-Dimitriadou M., Karakousis Y., Staikou A. 1994. Geographical variation in shell morphology and isoenzymes of *Helix aspersa* Mueller, 1774 (Gastropoda, Pulmonata), the edible land snail, from Greece and Cyprus. *Heredity* (72): 23-35. DOI: 10.1038/hdy.1994.3 In: Diakou A., Sofroniou D., Di Cesare A., Kokkinos P., Traversa D. 2017. Occurrence and zoonotic potential of endoparasites in cats of Cyprus and a new distribution area for *Troglostrongylus brevior*. *Parasitology Research* (116): 3429-3435. DOI: 10.1007/s00436-017-5651-3
- Liatis T.K., Monastiridis A.A., Birlis P., Prousalis S., Diakou A. 2017. Endoparasites of Wild Mammals Sheltered in Wildlife Hospitals and Rehabilitation Centres in Greece. *Frontiers in Veterinary Science* (4): 220. Doi: 10.3389/fvets.2017.00220

Liu J., Schnyder M., Willesen J.L., Potter A., Chandrashekar R. 2017. Performance of the Angio Detect™ in-clinic test kit for detection of *Angiostrongylus vasorum* infection in dog samples from Europe. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports* (7): 45-47. DOI: 10.1016/j.vprsr.2016.12.007

Moskvina T.V. 2018. Current knowledge about *Aelurostrongylus abstrusus* biology and diagnostic. *Annals of Parasitology* (64): 3-11. DOI: 10.17420/ap6401.126

Naem S., Pourreza B., Gorgani-Firouzjaee T. 2015. The European hedgehog (*Erinaceus europaeus*), as a reservoir for helminth parasites in Iran. *Veterinary Research Forum* (6): 149-153

Penagos-Tabares F., Lange M.K., Seipp A., Gärtner U., Mejer H., Taubert A., Hermosilla C. 2018. Novel approach to study gastropod-mediated innate immune reactions against metastrongyloid parasites. *Parasitology Research* (117):1211-1224. DOI:10. 1007/s00436-018-5803-0.

Penagos-Tabares F., Groß K.M., Hirzmann J., Hoos C., Lange M.K., Taubert A., Carlos Hermosilla C. 2019a. Occurrence of canine and feline lungworms in *Arion vulgaris* in a park of Vienna: First report of *autochthonous Angiostrongylus vasorum*, *Aelurostrongylus abstrusus* and *Troglostrongylus brevior* in Austria. *Parasitology Research* (119): 327-331. DOI: 10.1007/s00436-019-06527-z

Penagos-Tabares F., Lange M.K., Vélez J., Hirzmann J., Gutiérrez-Arboleda J., Taubert A., Hermosilla C., Gutiérrez J.J.C. 2019b. The invasive giant African snail *Lissachatina fulica* as natural intermediate host of *Aelurostrongylus abstrusus*, *Angiostrongylus vasorum*, *Troglostrongylus brevior*, and *C. vulpis* in Colombia. *PLoS Neglected Tropical Diseases* (13): 4 DOI: 10.1371/journal.pntd.0007277

Pennisi M.G., Hartmann K., Addie D.D., Boucraut-Baralon C., Egberink H., Frymus T., Gruffydd-Jones T., Horzinek M.C., Hosie M.J., Lloret A., Lutz H., Marsilio F., Radford A.D., Thiry E., Truyen U., Möstl K. 2015. LUNGWORM DISEASE IN CATS ABCD guidelines on prevention and management. *Journal of Feline Medicine and Surgery* (17): 626–636. DOI: 10.1177/1098612X15588455

Schnyder M., Stebler K., Naucke T.J., Lorentz S., Deplazes P. 2014. Evaluation of a rapid device for serological in-clinic diagnosis of canine angiostrongylosis. *Parasites & Vectors* (7): 72. DOI: 10.1186/1756-3305-7-72

Slotta-Bachmayr L., Gerngross P., Meikl M., Hagenstein I. 2017. Der aktuelle Wissensstand über die Verbreitung der Europäischen Wildkatze (*Felis silvestris silvestris* Schreber, 1777) in Österreich. *Acta ZooBot Austria* (154): 165-177.

Symeonidou I., Gelasakis A.I., Arsenopoulos K., Angelou A., Frederic Beugnet F., Papadopoulos E. 2018. Feline gastrointestinal parasitism in Greece: emergent zoonotic species and associated risk factors. *Parasites & Vectors* (11): 227. DOI: 10.1186/s13071-018-2812-x

Taubert A., Pantchev N., Vrhovec M G., Bauer C., Hermosilla C. 2008. Lungworm infections (*Angiostrongylus vasorum*, *C. vulpis*, *Aelurostrongylus abstrusus*) in dogs and cats in Germany and Denmark in 2003-2007. *Veterinary Parasitology* (159): 175-180. DOI: 10.1016/j.vetpar.2008.10.005

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.

Traversa D., Di Cesare A. 2013. Feline lungworms: what a dilemma. *Trends in Parasitology* (29): 423 -430 DOI: 10.1016/j.pt.2013.07.004

Traversa D., Di Cesare A. 2014. Cardio-pulmonary parasitic nematodes affecting cats in Europe: Unraveling the past, depicting the present, and predicting the future. *Frontiers in Veterinary Science* (1): 1-9. DOI: 10.3389/fvets.2014.00011

Traversa D., Lepri E., Veronesi F., Paoletti B., Simonato G., Diaferia M., Di Cesare A.. 2015b. Metastrongyloid infection by *Aelurostrongylus abstrusus*, *Troglostrongylus brevior* and *Angiostrongylus chabaudi* in a domestic cat. *International Journal for Parasitology* (45): 685-690. DOI: 10.1016/j.ijpara.2015.05.005 0020-7519

Traversa D., Di Cesare A. 2016. Diagnosis and management of lungworm infections in cats: cornerstones, dilemmas and new avenues. *Journal of Feline Medicine and Surgery*. (18): 7–20. DOI: 10.1177/1098612X15623113.

Traversa D., Morelli S., Cassini R., Crisi P.E., Russi I., Grillotti E., Manzocchi S., Simonato G., Beraldo P., Viglietti A., De Tommaso C., Pezzuto C., Pampurini F., Schaper R., di Regalbono A.F. 2019. Occurrence of canine and feline extra-intestinal nematodes in key endemic regions of Italy. *Acta Tropica* (193): 227-235. DOI: 10.1016/j.actatropica.2019.03.009

Varsacia A., Tamponi C., Brianti E., Cabras P.A., Boi R., Pipia A.P., Giannelli A., Otranto D., Scala A. 2014. *Angiostrongylus chabaudi* Biocca, 1957: a new parasite for domestic cats?. Parasites & Vectors (7): 588. DOI: 10.1186/s13071-014-0588-1

Vardinoyannis K., Demetropoulos S., Mylonas M., Triantis K.A., Makris C., Georgiou G., Wiktor A., Demetropoulos A. 2012. Terrestrial slugs (Gastropoda, Pulmonata) in the NATURA 2000 areas of Cyprus island. Zookeys (174):63–77. DOI: 10.3897/zookeys.174. Diakou A., Sofroniou D., Di Cesare A., Kokkinos P., Traversa D. 2017. Occurrence and zoonotic potential of endoparasites in cats of Cyprus and a new distribution area for *Troglostrongylus brevior*. Parasitology Research (116): 3429-3435. DOI: 10.1007/s00436-017-5651-3

Veronesi F., Traversa D., Lepri E., Morganti G., Vercillo F., Grelli D., Cassini R., Marangi M., Iorio R., Ragni B., Di Cesare A. 2016. Occurrence of Lungworms in European Wildcats (*Felis Silvestris silvestris*) of Central Italy. Journal Wildlife Diseases (52): 270-278. DOI: 10.7589/2015-07-187

Zajac K.S., Gawel M., Filipiak A., Kramarz P. 2017. *Arion vulgaris* Moquin-Tandon, 1855 - the aetiology of an invasive species. Folia Malacol (25):81–93. <https://doi.org/10.12657/fol-mal.025.008>

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):75-61. DOI: 10.1016/j.parint.2018.12.005

9 Literaturverzeichnis Bücher

Deplazes P. Helminthosen von Hund und Katze. In: Schnieder T., Boch J., Supperer R., Bauer C. 2006. Veterinärmedizinische Parasitologie: 92 Tabellen. 6., Vollständig überarbeitete und erweiterte Auflage. 6. Auflage. 449- 493

Deplazes P., Eckert J., von Samson-Himmelstjerna G., Zahner H. 2013. Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin. 3. Auflage. 268-308

Traversa D., Di Cesare A., Brianti E. Lungworm Infections. In: Beugnet F., Halos L. 2015a. Parasitoses & Vector Borne Diseases Of Cats. 1. Auflage. 94- 107

10 Abbildungsverzeichnis

10.1 Abbildungs- und Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Überblick über die Lungenwurmart von Hund und Katzen

Tabelle 2: Morphologische Unterschiede der adulten Lungenwürmer nach Art und Geschlecht

Supplementärtabelle 1: Geodaten und Angabe Besammler und Stückzahl Schnecken

Supplementärtabelle 2: Datenblatt Schnecken

Abbildung 1: Aufnahme einer Lungenwurmlarve

Abbildung 2: *Helix pomatia*

Abbildung 3: *Limax maximus*

Abbildung 4: *Arianta arbustorum*

Abbildung 5: *Arion vulgaris*

Abbildung 6: *Limax maximus*

Abbildung 7: Anzahl gesammelter Schnecken aufgeliert nach Fundort

Abbildung 8: Verteilung der Schneckenarten nach Herkunftsort

Abbildung 9: Verteilung der positiven (mit Lungenwurmlarven infiziert), negativen (nicht mit Lungenwurmlarven infiziert) und fraglich positiven Schnecken in ihrer Gesamtheit

Abbildung 10: Verteilung der positiven (mit Lungenwurmlarven infizierten), negativen (nicht mit Lungenwurmlarven infizierten) und fraglich positiven Schnecken nach Schneckenart

Abbildung 11: prozentualer Anteil an Lungenwurm-positiven (mit Lungenwurmlarven infiziert), fraglich positiven und negativen (nicht mit Lungenwurmlarven infiziert) Befunden gegliert nach Fundorten

Abbildung 12: Anzahl der Lungenwurmart morphologisch differenziert

Abbildung 13: Aufnahme einer Lungenwurmlarve, vermutlich *Crenosoma* spp. (100fache Vergrößerung)

Abbildung 14: Aufnahme einer Lungenwurmlarve, vermutlich *Crenosoma* spp. (100fache Vergrößerung)

Abbildung 15: Aufnahme einer Lungenwurmlarve, vermutlich *Crenosoma* spp. (100fache Vergrößerung)

10.2. Abbildungen und Tabellen

Supplementärtab. 1: Geodaten und Angabe Besammler und Stückzahl Schnecken

Kennzeichnung Schnecke	Breitengrad	Längengrad	Funddatum	Fundortbeschreibung und Wetter	Grad in Celsius	Finder	Stückzahl
B1-B15; B49- B78	48,8285	15,877	29.05.2019	Garten von Einwohner Merkersdorf Wetter: Bewölkt und Regen (0,72mm/h Niederschlag)	12	Dr. Helmut Sattmann und Thomas Brauchart	45
B16-B21	48,8485	15,7774	29.05.2019	Grünstreifen an Straße vor Ortsende Riegersburg Wetter: Regen (0,22mm/h Niederschlag)	12	Dr. Helmut Sattmann und Thomas Brauchart	6
B22-B36	48,8285	15,877	29.05.2019	Garten von Einwohner Merkersdorf Wetter: Bewölkt und Regen (0,72mm/h Niederschlag)	12	Dr. Helmut Sattmann und Thomas Brauchart	15
B37-B48	48,8496	15,7765	28.05.2019	Grünstreifen an Straße vor Ortsende Riegersburg	13	Dr. Helmut Sattmann und Thomas Brauchart	12

				Wetter: Bewölkt und Regen (0,44mm/h Niederschlag)			
B79-95	48,2614	16,4154	16.07.2019	Garten von Einwohner Leopoldauerstraße Wetter: Bewölkt	17	Thomas Brauchart	17
B96-B150	48,8651	15,8037	12.07.2019	Grünstreifen mit Buschwerk entlang Straße Felling Wetter: Bewölkt und Regen (0,29mm/h Niederschlag)	15	Thomas Brauchart	55
B151-160	48,865	15,8003	12.07.2019	Grünstreifen entlang Gartenzaun Felling Wetter: Bewölkt und Regen (0,29mm/h Niederschlag)	15	Thomas Brauchart	10

Supplementärtab. 2: Datenblatt Schnecken

Kennzeichnung Schnecke	Art	Gewicht in g	Bearbeitungsdatum	Bearbeiter	Fundort	eingefroren gelagert	Verdauungslösung in ml	Positiv/Negativ nach Morphologie	vermutete Art
B1	<i>Arion vulgaris</i>	3	07.06.2019	TB	Merkersdorf 29.5. 2019	ja	2x25	neg	keine Larve
B2	<i>Arion vulgaris</i>	1,6	07.06.2019	TB	Merkersdorf 29.5. 2019	ja	25	fraglich positiv	keine Larve
B3	<i>Arion vulgaris</i>	5,1	07.06.2019	TB	Merkersdorf 29.5. 2019	ja	2x30	fraglich positiv	keine Larve
B4	<i>Arion vulgaris</i>	11	07.06.2019	TB	Merkersdorf 29.5. 2019	ja	4x30	fraglich positiv	keine Larve
B5	<i>Arion vulgaris</i>	2,4	07.06.2019	TB	Merkersdorf 29.5. 2019	ja	30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B6	<i>Arion vulgaris</i>	1,7	07.06.2019	TB	Merkersdorf 29.5. 2019	ja	25	neg	keine Larve
B7	<i>Arion vulgaris</i>	1,2	07.06.2019	TB	Merkersdorf 29.5. 2019	ja	2x25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B8	<i>Arion vulgaris</i>	2,6	07.06.2019	TB	Merkersdorf 29.5. 2019	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B9	<i>Arion vulgaris</i>	1,3	07.06.2019	TB	Merkersdorf 29.5. 2019	ja	25	neg	keine Larve
B10	<i>Arion vulgaris</i>	1,7	07.06.2019	TB	Merkersdorf 29.5. 2019	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B11	<i>Arion vulgaris</i>	0,8	07.06.2019	TB	Merkersdorf 29.5. 2019	ja	20	fraglich positiv	keine Larve
B12	<i>Arion vulgaris</i>	2,8	07.06.2019	TB	Merkersdorf 29.5. 2019	ja	2x25	fraglich positiv	keine Larve
B13	<i>Arion vulgaris</i>	2,3	07.06.2019	TB	Merkersdorf 29.5. 2019	ja	30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B14	<i>Arion vulgaris</i>	2,1	07.06.2019	TB	Merkersdorf 29.5. 2019	ja	30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.

B15	<i>Helix pomatia</i>	12,5	07.06.2019	TB	Merkersdorf 29.5. 2019	ja	5x30	fraglich positiv	keine Larve
B16	<i>Helix pomatia</i>	10,6	07.06.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	2x50	neg	keine Larve
B17	<i>Helix pomatia</i>	10,2	24.06.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	2x50	fraglich positiv	keine Larve
B18	<i>Helix pomatia</i>	15,2	24.06.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	3x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B19	<i>Helix pomatia</i>	9,2	24.06.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	3x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B20	<i>Helix pomatia</i>	7,7	24.06.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	2x30	fraglich positiv	keine Larve
B21	<i>Helix pomatia</i>	10,2	24.06.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	2x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B22	<i>Helix pomatia</i>	25,6	24.06.2019	TB	Merkersdorf 29.5. 2019	ja	2x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B23	<i>Helix pomatia</i>	26	24.06.2019	TB	Merkersdorf 29.5. 2019	ja	4x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B24	<i>Helix pomatia</i>	19,1	26.06.2019	TB	Merkersdorf 29.5. 2019	ja	4x30	pos	<i>Aelurostrongylus</i> <i>abstrusus</i>
B25	<i>Helix pomatia</i>	22,9	26.06.2019	TB	Merkersdorf 29.5. 2019	ja	3x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B26	<i>Helix pomatia</i>	23,2	26.06.2019	TB	Merkersdorf 29.5. 2019	ja	4x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B27	<i>Helix pomatia</i>	22,3	26.06.2019	TB	Merkersdorf 29.5. 2019	ja	4x30	neg	keine Larve
B28	<i>Helix pomatia</i>	26,8	26.06.2019	TB	Merkersdorf 29.5. 2019	ja	4x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B29	<i>Helix pomatia</i>	24,2	26.06.2019	TB	Merkersdorf 29.5. 2019	ja	4x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B30	<i>Helix pomatia</i>	20,1	26.06.2019	TB	Merkersdorf 29.5. 2019	ja	4x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B31	<i>Helix pomatia</i>	22	28.06.2019	TB	Merkersdorf 29.5. 2019	ja	4x30	neg	keine Larve

B32	<i>Helix pomatia</i>	19	28.06.2019	TB	Merkersdorf 29.5. 2019	ja	3x30	neg	keine Larve
B33	<i>Helix pomatia</i>	32	28.06.2019	TB	Merkersdorf 29.5. 2019	ja	4x30	pos	<i>Angiostrongylus vasorum</i>
B34	<i>Helix pomatia</i>	26,7	28.06.2019	TB	Merkersdorf 29.5. 2019	ja	4x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B35	<i>Helix pomatia</i>	29	28.06.2019	TB	Merkersdorf 29.5. 2019	ja	4x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B36	<i>Helix pomatia</i>	30,3	28.06.2019	TB	Merkersdorf 29.5. 2019	ja	4x30	neg	keine Larve
B37	<i>Arion vulgaris</i>	5,1	30.06.2019	TB	Riegersburg 28.5.2019	ja	2x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B38	<i>Helix pomatia</i>	18,3	30.06.2019	TB	Riegersburg 28.5.2019	ja	3x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B39	<i>Helix pomatia</i>	18,1	30.06.2019	TB	Riegersburg 28.5.2019	ja	3x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B40	<i>Helix pomatia</i>	18,8	30.06.2019	TB	Riegersburg 28.5.2019	ja	3x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B41	<i>Helix pomatia</i>	15,6	30.06.2019	TB	Riegersburg 28.5.2019	ja	3x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B42	<i>Helix pomatia</i>	13,4	10.07.2019	TB	Riegersburg 28.5.2019	ja	3x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B43	<i>Helix pomatia</i>	16,9	10.07.2019	TB	Riegersburg 28.5.2019	ja	3x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B44	<i>Helix pomatia</i>	14,6	10.07.2019	TB	Riegersburg 28.5.2019	ja	3x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B45	<i>Helix pomatia</i>	16,4	10.07.2019	TB	Riegersburg 28.5.2019	ja	3x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B46	<i>Helix pomatia</i>	14,9	10.07.2019	TB	Riegersburg 28.5.2019	ja	3x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B47	<i>Helix pomatia</i>	23	10.07.2019	TB	Riegersburg 28.5.2019	ja	3x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B48	<i>Arion vulgaris</i>	1,7	10.07.2019	TB	Riegersburg 28.5.2019	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.

B49	<i>Arion vulgaris</i>	0,9	12.08.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	20	neg	keine Larve
B50	<i>Arion vulgaris</i>	2,8	12.08.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B51	<i>Arion vulgaris</i>	1,9	12.08.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	20	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B52	<i>Helix pomatia</i>	14,4	12.08.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	3x30	neg	keine Larve
B53	<i>Helix pomatia</i>	16	12.08.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	3x30	neg	keine Larve
B54	<i>Helix pomatia</i>	22	12.08.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	3x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B55	<i>Helix pomatia</i>	11,9	12.08.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	3x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B56	<i>Helix pomatia</i>	12,6	12.08.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	3x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B57	<i>Helix pomatia</i>	13,1	15.08.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	3x30	pos	<i>Angiostrongylus vasorum</i>
B58	<i>Helix pomatia</i>	14,3	15.08.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	3x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B59	<i>Helix pomatia</i>	16,5	15.08.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	3x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B60	<i>Helix pomatia</i>	13,5	15.08.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	3x30	neg	keine Larve
B61	<i>Helix pomatia</i>	13,2	15.08.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	3x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B62	<i>Helix pomatia</i>	9,6	15.08.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	3x30	fraglich positiv	<i>Crenosoma</i> spp.
B63	<i>Helix pomatia</i>	14	15.08.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	3x30	neg	keine Larve
B64	<i>Helix pomatia</i>	9,2	15.08.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	3x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B65	<i>Helix pomatia</i>	11,9	15.08.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	3x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.

B66	<i>Helix pomatia</i>	15,4	15.08.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	3x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B67	<i>Helix pomatia</i>	14,3	16.08.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	3x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B68	<i>Helix pomatia</i>	16	16.08.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	5x30	neg	keine Larve
B69	<i>Helix pomatia</i>	16	16.08.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	2x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B70	<i>Helix pomatia</i>	14	16.08.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	3x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B71	<i>Helix pomatia</i>	15,6	16.08.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	3x30	pos	<i>Aelurostrongylus</i> <i>abstrusus</i>
B72	<i>Helix pomatia</i>	11,7	16.08.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	3x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B73	<i>Helix pomatia</i>	26,1	16.08.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	4x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B74	<i>Helix pomatia</i>	14,1	16.08.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	3x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B75	<i>Helix pomatia</i>	21,9	16.08.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	3x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B76	<i>Helix pomatia</i>	23,3	16.08.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	4x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B77	<i>Helix pomatia</i>	11,9	16.08.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	3x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B78	<i>Helix pomatia</i>	10,22	16.08.2019	TB	Riegersburg 29.5.2019	ja	3x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B79	<i>Arion vulgaris</i>	5,4	19.08.2109	TB	Leopoldauerstraße 16.07.2019	ja	2x25	neg	keine Larve
B80	<i>Arion vulgaris</i>	4,3	19.08.2109	TB	Leopoldauerstraße 16.07.2019	ja	2x25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B81	<i>Arion vulgaris</i>	9,6	19.08.2109	TB	Leopoldauerstraße 16.07.2019	ja	3x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B82	<i>Arion vulgaris</i>	7,6	19.08.2109	TB	Leopoldauerstraße 16.07.2019	ja	2x30	neg	keine Larve

B83	<i>Arion vulgaris</i>	9,2	19.08.2109	TB	Leopoldauerstraße 16.07.2019	ja	3x30	pos	<i>Angiostrongylus vasorum</i>
B84	<i>Arion vulgaris</i>	4,1	19.08.2109	TB	Leopoldauerstraße 16.07.2019	ja	2x25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B85	<i>Arion vulgaris</i>	5,4	19.08.2109	TB	Leopoldauerstraße 16.07.2019	ja	2x25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B86	<i>Arion vulgaris</i>	5,4	19.08.2109	TB	Leopoldauerstraße 16.07.2019	ja	2x25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B87	<i>Limax maximus</i>	3,4	23.08.2019	TB	Leopoldauerstraße 16.07.2019	ja	30	neg	keine Larve
B88	<i>Limax maximus</i>	4,3	23.08.2019	TB	Leopoldauerstraße 16.07.2019	ja	2x25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B89	<i>Limax maximus</i>	2,9	23.08.2019	TB	Leopoldauerstraße 16.07.2019	ja	30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B90	<i>Limax maximus</i>	2,9	23.08.2019	TB	Leopoldauerstraße 16.07.2019	ja	30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B91	<i>Limax maximus</i>	6	23.08.2019	TB	Leopoldauerstraße 16.07.2019	ja	2x30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B92	<i>Limax maximus</i>	5,8	23.08.2019	TB	Leopoldauerstraße 16.07.2019	ja	2x30	neg	keine Larve
B93	<i>Limax maximus</i>	3,6	23.08.2019	TB	Leopoldauerstraße 16.07.2019	ja	30	neg	keine Larve
B94	<i>Limax maximus</i>	2,2	23.08.2019	TB	Leopoldauerstraße 16.07.2019	ja	30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B95	<i>Limax maximus</i>	2,7	23.08.2019	TB	Leopoldauerstraße 16.07.2019	ja	30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B96	<i>Cepaea hortensis</i>	1,6	25.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Angiostrongylus vasorum</i>
B97	<i>Cepaea hortensis</i>	1,4	25.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	neg	keine Larve
B98	<i>Cepaea hortensis</i>	1,3	25.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.

B99	<i>Cepaea hortensis</i>	1,3	25.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B100	<i>Cepaea hortensis</i>	1,7	25.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B101	<i>Cepaea hortensis</i>	1,3	25.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B102	<i>Cepaea hortensis</i>	1,3	25.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B103	<i>Cepaea hortensis</i>	1,5	25.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Aelurostrongylus</i> <i>abstrusus</i>
B104	<i>Cepaea hortensis</i>	1,4	25.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Aelurostrongylus</i> <i>abstrusus</i>
B105	<i>Cepaea hortensis</i>	0,8	25.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	20	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B106	<i>Cepaea hortensis</i>	1,2	25.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	20	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B107	<i>Cepaea hortensis</i>	1,7	25.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B108	<i>Cepaea hortensis</i>	1,4	25.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	neg	keine Larve
B109	<i>Cepaea hortensis</i>	1,4	25.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	neg	keine Larve

B110	<i>Cepaea hortensis</i>	1	25.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B111	<i>Cepaea hortensis</i>	1,5	25.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B112	<i>Cepaea hortensis</i>	1,3	25.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Angiostrongylus vasorum</i>
B113	<i>Cepaea hortensis</i>	1,6	25.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B114	<i>Cepaea hortensis</i>	1,5	28.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B115	<i>Cepaea hortensis</i>	1,2	28.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B116	<i>Cepaea hortensis</i>	1,4	28.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B117	<i>Cepaea hortensis</i>	1,7	28.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B118	<i>Cepaea hortensis</i>	1,2	28.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	fraglich positiv	<i>Crenosoma</i> spp.
B119	<i>Cepaea hortensis</i>	1,2	28.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B120	<i>Cepaea hortensis</i>	1,7	28.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.

B121	<i>Cepaea hortensis</i>	1,9	28.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B122	<i>Cepaea hortensis</i>	1,4	28.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B123	<i>Cepaea hortensis</i>	0,9	28.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	20	neg	keine Larve
B124	<i>Cepaea hortensis</i>	1,3	28.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	neg	keine Larve
B125	<i>Cepaea hortensis</i>	1,2	29.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	neg	keine Larve
B126	<i>Cepaea hortensis</i>	1,4	29.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B127	<i>Cepaea hortensis</i>	1,3	29.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B128	<i>Cepaea hortensis</i>	1,7	29.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B129	<i>Cepaea hortensis</i>	1,4	29.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B130	<i>Cepaea hortensis</i>	1,1	29.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B131	<i>Cepaea hortensis</i>	1,6	29.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.

B132	<i>Cepaea hortensis</i>	1,1	29.08.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B133	<i>Cepaea hortensis</i>	1,4	01.09.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	neg	keine Larve
B134	<i>Cepaea hortensis</i>	1,6	01.09.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B135	<i>Cepaea hortensis</i>	1,7	01.09.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B136	<i>Cepaea hortensis</i>	2,1	01.09.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B137	<i>Cepaea hortensis</i>	0,7	01.09.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	neg	keine Larve
B138	<i>Cepaea hortensis</i>	1,4	01.09.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	neg	keine Larve
B139	<i>Cepaea hortensis</i>	1,6	01.09.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	neg	keine Larve
B140	<i>Cepaea hortensis</i>	0,95	01.09.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	20	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B141	<i>Cepaea hortensis</i>	1,6	01.09.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B142	<i>Cepaea hortensis</i>	1,3	01.09.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.

B143	<i>Cepaea hortensis</i>	1,4	01.09.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B144	<i>Cepaea hortensis</i>	1,5	01.09.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B145	<i>Cepaea hortensis</i>	1,3	01.09.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B146	<i>Cepaea hortensis</i>	0,7	01.09.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	20	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B147	<i>Cepaea hortensis</i>	1,4	01.09.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Angiostrongyl</i> <i>us vasorum</i>
B148	<i>Cepaea hortensis</i>	1,2	01.09.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B149	<i>Cepaea hortensis</i>	1	01.09.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	neg	keine Larve
B150	<i>Cepaea hortensis</i>	1,5	01.09.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE2)	ja	25	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B151	<i>Arianta arbustorum</i>	2,1	25.09.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE3)	ja	30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B152	<i>Arianta arbustorum</i>	2,1	25.09.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE3)	ja	30	neg	keine Larve
B153	<i>Arianta arbustorum</i>	1,8	25.09.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE3)	ja	25	neg	keine Larve

B154	<i>Arianta arbustorum</i>	2,1	25.09.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE3)	ja	30	neg	keine Larve
B155	<i>Arianta arbustorum</i>	2,3	25.09.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE3)	ja	30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B156	<i>Arianta arbustorum</i>	1,8	25.09.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE3)	ja	25	neg	keine Larve
B157	<i>Arianta arbustorum</i>	2,1	25.09.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE3)	ja	30	neg	keine Larve
B158	<i>Arianta arbustorum</i>	2,2	25.09.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE3)	ja	30	pos	<i>Crenosoma</i> spp.
B159	<i>Arianta arbustorum</i>	2,1	25.09.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE3)	ja	30	neg	keine Larve
B160	<i>Arianta arbustorum</i>	1,8	25.09.2019	TB	Felling 12.07.2019 (FE3)	ja	25	neg	keine Larve

Danksagung

Als Erstes möchte ich mich bei meinem Betreuer Dr. Hans-Peter Fuehrer bedanken, welcher mir stets zur Hilfe stand, sowohl bei der Laborarbeit als auch beim Schreiben der Arbeit und auf all meine vielen, teilweise sehr kleinlichen, Fragen stets eine hilfreiche und schnelle Antwort parat hatte.

Des Weiteren möchte ich mich bei Dr. Helmut Sattmann für seine Hilfe bei der Sammlung und Bestimmung der Schnecken bedanken.

Außerdem möchte ich mich bei meinem Studienkollegen und besten Freund Julian Bleicher bedanken, welcher mir seit dem ersten Semester zur Seite steht und der mich bei meinen Ausflügen ins Thayatal immer begleitet hat, wodurch die Ausflüge gleich weitaus unterhaltsamer waren.

Ebenfalls bedanken möchte ich mich bei Mirjam Edler, welche auch Teil dieses Projekts ist, dafür, dass sie viel Zeit dafür investiert hat, dabei mitzuhelfen, die Laborarbeit gemeinsam mit den Betreuern von der Theorie in die Tat umzusetzen.

Und zu guter Letzt bei meinem Vater, der immer für mich da war, vor allem in den letzten Monaten, als wir wirklich harte Zeiten durchmachen mussten.

