

Aus dem Department für Pathobiologie
der Veterinärmedizinischen Universität Wien

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

**Untersuchung der Schneckenfauna des Nationalparks Donau-Auen und Wiens
auf Lungenwurmlarven der Kaniden und Feliden**

Diplomarbeit

Veterinärmedizinische Universität Wien

vorgelegt von
Julian Bleicher

Wien, März 2022

Betreuer: Priv. Doz. Dr. Hans-Peter Fuehrer

Institut für Parasitologie

Department für Pathobiologie

Veterinärmedizinische Universität Wien

Gutachter: Ao. Univ.-Prof. Dr. med. vet. Peter Paulsen, Dipl. ECVPH

Institut für Lebensmittelsicherheit, Lebensmitteltechnologie und öffentliches
Gesundheitswesen in der Veterinärmedizin

Department für Nutztiere und öffentliches Gesundheitswesen in der Veterinärmedizin

Veterinärmedizinische Universität Wien

Für meine Eltern, meine Katzen und für Vera

Inhaltsverzeichnis

1	Einleitung und Fragestellung.....	6
2	Literaturübersicht.....	10
2.1	Überblick über die die Lunge von Kaniden und Feliden befallenden Helminthen ...	10
2.2	<i>Crenosoma vulpis</i> : Der schachtelhalmförmige Lungenwurm.....	13
2.3	<i>Angiostrongylus vasorum</i> : Der französische Herzwurm	19
2.4	<i>Filaroides hirthi</i> : Der Erreger der Filaroidose.....	23
2.5	<i>Oslerus osleri</i> : Der Erreger der Oslerose	26
2.6	<i>Capillaria aerophila</i> (Syn. für <i>Eucoleus aerophilus</i>): Der Lungenhaarwurm.....	28
2.7	<i>Paragonimus kellicotti</i> : „The lung fluke“	31
3	Material und Methoden	33
3.1	Sammlung der zu untersuchenden Schnecken.....	33
3.2	Untersuchung der gesammelten Schnecken.....	36
4	Ergebnisse.....	40
4.1	Ergebnisse der Schneckenbesammlung.....	40
4.1.1	Einteilung anhand Kennzeichen der Herkunftsorte	40
4.1.2	Einteilung anhand der Schneckenarten	43
4.2	Ergebnisse der morphologischen Untersuchung auf Lungenwurmlarven.....	46
4.2.1	Ergebnisse im Zusammenhang mit dem Herkunftsort der Schnecken	46
4.2.2	Untersuchungsergebnisse anhand der gesammelten Schneckenarten.....	49
4.3	Ergebnisse der mikroskopischen Larvendifferenzierung	51
5	Diskussion	53
6	Zusammenfassung	60
7	Summary	61
8	Referenzen	62
9	Referenzen der verwendeten Bücher.....	71
10	Abbildungsverzeichnis	72
11	Tabellenverzeichnis	73
12	Supplementärtabellen.....	74

Abkürzungen

A. vasorum: *Angiostrongylus vasorum*

A. vulgaris: *Arion vulgaris*

Abb.: Abbildung

C. aerophila: *Capillaria aerophila*

C. aspersum: *Cornu aspersum*

C. boehmi: *Capillaria boehmi*

C. hortensis: *Cepaea hortensis*

C. striatum: *Crenosoma striatum*

C. vulpis: *Crenosoma vulpis*

EW: Endwirt

DNA: Desoxyribonukleinsäure

F. hirthi: *Filaroides hirthi*

F. milksi: *Filaroides milksi*

g: Gramm

l: Liter

L. maximus: *Limax maximus*

L1: Larven im ersten Stadium der Entwicklung

L2: Larven im zweiten Stadium der Entwicklung

L3: Larven im dritten Stadium der Entwicklung

ml: Milliliter

O. osleri: *Oslerus osleri*

p.i.: post infectionem

PCR: Polymerase-Kettenreaktion

PW: Paratenischer Wirt

RCF: Relative Centrifugal Force

Syn.: Synonym

ZW: Zwischenwirt

ZW1: Erster Zwischenwirt

ZW2: Zweiter Zwischenwirt

1 Einleitung und Fragestellung

Wahrscheinlich kennen viele Menschen diesen Anblick beim Spaziergehen oder im eigenen Garten: Vor allem morgens und abends, wenn es draußen warm und feucht ist, bekommt man mindestens eine, wenn nicht mehrere Schnecken zu Gesicht, oder tritt sogar aus Versehen auf ein Exemplar. Während Gehäuseschnecken vergleichsweise schön anzusehen sind und manchmal als Haustiere gehalten werden (d'Ovidio et al. 2019), rufen Nacktschnecken, insbesondere das unbeabsichtigte Zertreten dieser Tiere, vermutlich bei vielen Menschen ein Gefühl von Ekel hervor (Curtis und Barra 2018).

Jedoch gibt es außer dem Gefühl des Ekels noch eine reale Gesundheitsgefährdung für Katzen und Hunde, die vermutlich vielen Tierhaltenden nicht bekannt ist: Schnecken sind Zwischenwirte für viele Arten von parasitär lebenden Helminthen, die die Lunge der Haustiere besiedeln und dadurch in manchen Fällen schwere bis tödliche Erkrankungen hervorrufen können (Conboy 2009, Barutzki 2013). Diese Parasiten bezeichnet man aufgrund des Organs, das sie besiedeln, als Lungenwürmer (Barutzki 2013).

Durch das Fressen der Schnecken (möglicherweise schon durch das Trinken von mit infektiösen Larven kontaminiertem Wasser) können sich Hunde und Katzen, sowie auch andere Tiere, die in den Gärten in Siedlungsgebieten leben, mit Lungenwürmern infizieren (Deplazes et al. 2020, Robbins et al. 2021). Die Infektion mit Lungenwürmern geht in der Regel mit respiratorischen Symptomen wie Husten, Nasenausfluss, Dyspnoe und Tachypnoe einher, die je nach konkreter Spezies des Lungenwurms und Befallsintensität unterschiedlich ausgeprägt sein können (Deplazes et al. 2020). Die Symptomatik entsteht aufgrund der Bronchopneumonien, Bronchitiden und weiteren pathologischen Manifestationen, die durch die Infektion mit den Lungenwürmern ausgelöst werden (Deplazes et al. 2020). Schwere Infektionen, insbesondere die, die von *Angiostrongylus vasorum*, einem Vertreter der Lungenwürmer, verursacht werden, können zudem zu Rechtsherzdilatation, pulmonaler Hypertonie, neuronaler Symptomatik, Anämien und Verbrauchskoagulopathien, sowie zu Todesfällen führen (Barutzki 2013, Deplazes et al. 2020). Aufgrund dieses Krankheitsbildes und der möglichen Schwere einer Erkrankung sollten sie unbedingt als Differenzialdiagnose bei Patienten mit entsprechendem klinischem Bild herangezogen werden, damit die Tiere rechtzeitig behandelt werden können (Barutzki 2013). In der Praxis werden viele Infektionen als allergische Reaktionen aufgrund von fehlendem Bewusstsein für die Präsenz von Lungenwurminfektionen fehldiagnostiziert (Traversa et al. 2010).

Lungenwürmer, die in Europa vorkommen, von veterinärmedizinischer Relevanz sind und auf Schnecken als Zwischenwirte angewiesen sind, stammen alle aus den Gattungen *Angiostrongylus*, *Aelurostrongylus*, *Crenosoma* und *Troglostrongylus* innerhalb der Überfamilie Metastrongyloidea, weshalb sie auch als metastrongylide Lungenwürmer bezeichnet werden (Barutzki 2013, Deplazes et al. 2020). Konkret handelt es um die Spezies *Angiostrongylus vasorum*, *Aelurostrongylus abstrusus*, und *Crenosoma vulpis*, die in Mitteleuropa verbreitet und von veterinärmedizinischer Bedeutung sind (Deplazes et al. 2020). Jedoch gibt es auch metastrongylide Lungenwürmer, die einen direkten Lebenszyklus besitzen, und nicht auf Zwischenwirte angewiesen sind (Deplazes et al. 2020). Diese finden sich in den Gattungen *Filaroides* und *Oslerus* (Deplazes et al. 2020). Außerhalb der Überfamilie Metastrongyloidea gibt es noch die Lungenparasiten *Capillaria aerophila* und *Paragonimus kellicotti* (Schnieder 2006). *Capillaria aerophila* besitzt entweder einen direkten oder fakultativ indirekten Lebenszyklus; möglicherweise spielen Regenwürmer als fakultative Zwischenwirte eine Rolle (Deplazes et al. 2020). *Paragonimus kellicotti* besitzt einen indirekten Lebenszyklus mit zwei verschiedenen Zwischenwirten, ist allerdings in Europa nicht endemisch (Schnieder 2006).

Die Lebenszyklen der metastrongyliden Lungenwürmer, die auf Schnecken als Zwischenwirte angewiesen sind, ähneln sich bis auf ein paar Details sehr stark (Lange 2019, Deplazes et al. 2020). Die Adulten leben in der Lunge, in der sie ihre Eier legen, aus denen sehr rasch Larven schlüpfen (Deplazes et al. 2020). Die frisch geschlüpften Larven werden in den Pharynx hochgehustet oder -geflimmert, abgeschluckt, und nach Passage des Magens und des Darms mit dem Kot in die Umwelt befördert (Deplazes et al. 2020). Dort werden sie von Schnecken aufgenommen, in denen sie sich zu den für die Endwirte infektiösen Stadien entwickeln (Deplazes et al. 2020). Die für den Endwirt infektiösen Stadien gelangen über die orale Aufnahme der Schnecken in den Endwirt (Deplazes et al. 2020). Einige Lungewurmarten wie beispielsweise *A. vasorum* oder *A. abstrusus* halten sich vermutlich auch in paratenischen Wirten auf (Deplazes et al. 2020). Nachdem die infektiösen Larven in den Endwirt gelangt sind, dringen sie in die Darmwand ein und gelangen über den Blut-Lymph-Weg oder über die Blutgefäße der Leber in die Lunge, in der sie sich zu adulten Lungenwürmern entwickeln, ihre Reproduktion erfolgt und schließlich der Zyklus von neuem beginnt (Deplazes et al. 2020).

Ungefähr seit dem Jahr 2000 ist eine stetige Zunahme der Prävalenzen und Fallberichte einiger parasitär lebender Nematoden in den Endwirten in mehreren Ländern Europas zu

beobachten (Traversa et al. 2010, Barutzki et al. 2017, Fuehrer et al. 2021). Auch werden immer neue Gebiete ermittelt, in denen die Parasiten erstmals autochthon nachgewiesen werden oder als endemisch klassifiziert werden (Fuehrer et al. 2021). Konkret wurde dieser Trend unter anderem für *Dirofilaria immitis*, *Dirofilaria repens*, sowie für *A. vasorum* bestätigt (Fuehrer et al. 2021). Es gilt als sicher, dass sich *A. vasorum* in den letzten Jahren von lokal begrenzten, endemischen Foci auf nahezu den gesamten europäischen Kontinent ausgebreitet hat (Traversa et al. 2010, Fuehrer et al. 2021, Morgan et al. 2021).

Es werden mehrere Ursachen für diese Entwicklung in Erwägung gezogen: Einerseits kommt es aufgrund fortschreitender Urbanisierung zu einer Reduzierung des Lebensraums der Wildtiere, die wie im Falle von *A. vasorum* natürliche Reservoirwirte der Parasiten sind (Fuehrer et al. 2021). Diese Reduzierung des Lebensraums führt in Kombination mit der steigenden Urbanisierung zu häufigeren Kontakten von Haustieren mit Wildtieren, sodass eine Übertragung der Parasiten öfter stattfinden kann (Fuehrer et al. 2021). Des Weiteren ist es möglich, dass es wegen höheren Umgebungstemperaturen aufgrund der globalen Erderwärmung zu einer schnelleren und besseren Entwicklung der Parasitenlarven in den Zwischenwirten kommt, da diese wahrscheinlich bei einigen Nematodenspezies positiv mit der Umgebungstemperatur korreliert (Fuehrer et al. 2021). Zudem scheint die erhöhte Mobilität der Haustiere und ihrer Besitzer eine weitere Rolle für die Ausbreitung der Nematoden in Europa zu spielen (Fuehrer et al. 2021). Möglicherweise werden die Infektionen mit den Parasiten in den letzten Jahren wegen eines erhöhten Bewusstseins für ihre Präsenz in den entsprechenden Gebieten zudem häufiger erkannt (Traversa et al. 2010).

In Deutschland, Dänemark und im Vereinigten Königreich wurden Studien durchgeführt, um die Präsenz und Prävalenz dieser metastrongyliden Lungenwürmer in den von ihnen benötigten Schnecken zu bestimmen (Ferdushy et al. 2009, Aziz et al. 2016, Lange et al. 2018). Auch in Wien wurde 2016 eine Studie durchgeführt, in der 160 Nacktschnecken der Art *A. vulgaris* auf das Vorhandensein von Lungenwürmern untersucht wurden (Penagos-Tabares et al. 2020).

Diese Arbeiten führen in weiterer Folge zur Frage, wie hoch die Befallsrate der Schnecken mit Lungenwürmern aus einem größeren Untersuchungsgebiet in Österreich ist. So wurde 2019 ein durch Drittmittel finanziertes Forschungsprojekt durchgeführt, im Rahmen dessen von acht Diplomand*Innen in den östlichen Bundesländern Österreichs (konkret in Wien, Niederösterreich, der Steiermark und im Burgenland) verschiedene nicht geschützte

Schneckenarten gesammelt und mittels mikroskopischer Untersuchung auf die Präsenz von metastrongyliden Lungenwurmlarven untersucht wurden. Die gesammelten und bearbeiteten Schnecken dieser acht Diplomarbeiten wurden anschließend mittels molekularbiologischen Verfahren untersucht, um die konkrete Spezies der Lungenwurmlarven zu bestimmen. Die Ergebnisse dieser Untersuchung wurden in Form eines Fachartikels im Fachjournal Pathogens publiziert: Fuehrer HP, Morelli S, Bleicher J, Brauchart T, Edler M, Eisschiel N, Hering T, Lercher S, Mohab K, Reinelt S, Stessl T, Fasching D, Nimphy R, Pelzl A, Shahi-Barogh B, Wortha LN, Bakran-Lebl K, Duda M, Sattmann H, Schaper R, Traversa D, Joachim A. Detection of *Crenosoma* spp., *Angiostrongylus vasorum* and *Aelurostrongylus abstrusus* in Gastropods in Eastern Austria. Pathogens. 2020 Dec 13;9(12):1046. doi: 10.3390/pathogens9121046. PMID: 33322102; PMCID: PMC7764228.

Innerhalb dieser Diplomarbeit wurden Schnecken in Wien und Niederösterreich, mit besonderem Augenmerk auf Regionen, die sich nahe dem Nationalpark Donau-Auen befinden, gesammelt und mikroskopisch auf Lungenwurmlarven untersucht, um die Präsenz und Prävalenz der Lungenwürmer in den besammelten Regionen zu bestimmen. Zudem wird im Literaturüberblick besonders auf den Fuchslungenwurm, *C. vulpis* eingegangen.

2 Literaturübersicht

2.1 Überblick über die die Lunge von Kaniden und Feliden befallenden Helminthen

Die meisten Helminthenspezies, die das respiratorische System und insbesondere die Lunge von Carnivoren befallen, gehören zur Überfamilie der Metastrongyloidea im Stamm der Nematoden. Hier sind besonders die Gattungen *Crenosoma*, *Angiostrongylus*, *Aerulostrongylus*, *Filaroides* und *Oslerus* von besonderer veterinärmedizinischer Relevanz (Deplazes et al. 2020). Außerdem können noch *Capillaria aerophila* (Syn. für *Eucoleus aerophilus*) und *Paragonimus kellicotti* zu den die Lunge befallenden Parasiten von veterinärmedizinischem Interesse gerechnet werden (Schnieder 2006, Deplazes et al. 2020).

Es gibt weitere parasitäre Helminthenspezies, die sich auch in der Lunge aufhalten, bzw. diese passieren können (Barutzki 2013). Jedoch zeichnet klassische Lungenwürmer aus, dass die Lunge für sie diejenige Lokalisation im Endwirt ist, in der sich ihre Entwicklung zum adulten Stadium und auch ihre Reproduktion vollzieht und sie dort ihre Reproduktionsprodukte bilden (Barutzki 2013, Lange 2019, Deplazes et al. 2020).

In Tabelle 1 ist eine Übersicht über die Helminthenspezies, die die Lunge von Kaniden und Feliden infizieren und von veterinärmedizinischer Bedeutung sind, dargestellt. Es gibt insbesondere in der Überfamilie Metastrongyloidea noch einige weitere Helminthen, die die Lunge von anderen Säugetieren infizieren, allerdings sind die entsprechenden Endwirte dieser Säugetiere keine Kaniden oder Feliden, und werden deshalb in dieser Arbeit nicht weiter thematisiert (Deplazes et al. 2020).

Stamm: Nematoden; Klasse: Secernentea (Phasmidia); Ordnung: Strongylidae; Überfamilie: Metastrongyloidea				
Familie: Crenosomatidae				
Art	Vorkommen	Wirte	Lokalisation im Endwirt	Referenzen
<i>Crenosoma vulpis</i>	Europa, Asien, Nordamerika	ZW: Schnecken EW: Kanide	Trachea und Bronchien	Deplazes et al. 2020
<i>Troglostrongylus</i> spp.	Südeuropa, Mittlerer Osten, USA	ZW: Landschnecken PW: Amphibien, Reptilien, Vögel, Kleinsäuger EW: Wildfelide und Hauskatze	Je nach Spezies in Trachea, Bronchien, Bronchioli, Lungenparenchym, Stirnhöhle	Deplazes et al. 2020; Traversa und Di Cesare 2016
Familie: Angiostrongylidae				
<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	Nahezu weltweit	ZW: Schnecken PW: Amphibien, Reptilien, Vögel, Kleinsäuger EW: Wildfelide und Hauskatze	Alveolen	Deplazes et al. 2020; Traversa und Di Cesare 2016
<i>Angiostrongylus vasorum</i>	Europa, Afrika, Südamerika	ZW: Schnecken PW: Frösche, Hühner EW: Wildkanide (insbesondere Füchse) und Haushunde	Arteria pulmonalis, rechtes Herz	Deplazes et al. 2020; Morgan et al. 2021
Familie: Filaroididae				
<i>Filaroides hirthei</i>	USA, Kanada, Japan, Australien, Europa	EW: Wildkanide und Haushund	Lungenparenchym	Deplazes et al. 2020;
<i>Oslerus osleri</i> (Syn. <i>Filaroides osleri</i>)	Nahezu weltweit	EW: Wildkanide und Haushunde	Knoten in Trachea und Bronchien	Deplazes et al. 2020;
<i>Oslerus rostratus</i> (Syn. <i>Anafilaroides rostratus</i>)	USA, Sri Lanka, Israel, Europa	ZW: Landschnecken PW: Mäuse, Hühner EW: Felide	Bronchien (Peribronchiales Gewebe)	Traversa et al. 2021, Deplazes et al. 2020
Klasse: Adenophorea; Ordnung: Enoplida; Überfamilie: Trichinelloidea; Familie: Trichuridae; Unterfamilie: Capillariinae				
<i>Capillaria aerophila</i> (Syn. für <i>Eucoleus aerophilus</i>)	Nahezu weltweit	ZW: Möglicherweise Regenwurm ¹ EW: Hunde, Katzen, Rotfüchse, Igel, Dachse, Marder, selten Menschen	Trachea, Bronchien, auch Nasen- und Stirnhöhlen	Deplazes et al. 2020
Stamm: Plathyhelmintha; Unterstamm Trematoda; Klasse Digenea; Ordnung: Plagiorchiida; Familie: Paragonimidae				
<i>Paragonimus kellicotti</i>	USA, Südamerika, Südasien, Südafrika, Israel	ZW1: Aquatische Schnecken ZW2: Flusskrebse PW: Nagetiere EW: Verschiedene Carnivoren, Schwein, Ziegen, Mensch	Im Lungenparenchym in Zysten	Deplazes et al. 2020, Schnieder 2006, Conboy 2009

Tabelle 1: Übersicht über veterinärmedizinisch relevante Lungenwürmer der Kaniden und Feliden

¹ Es ist nicht zweifelsfrei geklärt, ob der Lebenszyklus direkt oder indirekt abläuft.

Im Folgenden werden jene Helminthen genauer beschrieben, die die Lunge von Kaniden befallen. Dabei wird insbesondere auf *Crenosoma vulpis* eingegangen. Die Helminthenspezies, die die Lunge von Feliden infizieren, wurden innerhalb des Forschungsprojekts bereits von Thomas Brauchart in seiner Diplomarbeit thematisiert (Brauchart 2020) und werden hier deshalb ebenfalls nicht weiter behandelt.

2.2 *Crenosoma vulpis*: Der schachtelhalmförmige Lungenwurm

Crenosoma vulpis stellt als Erreger der Crenosomose einen bedeutenden Lungenwurm der Kaniden in Europa dar (Conboy 2009, Barutzki 2013, Deplazes et al. 2020). In der Überfamilie Metastrongyloidea gehört er zur Familie der Crenosomatidae und in dieser zur Gattung *Crenosoma* (Deplazes et al. 2020). Zu dieser Familie gehört außerdem die Gattung *Troglostrongylus*, deren zugehörige Spezies bisher vor allem als Lungenwürmer von Wildfeliden in Südeuropa in Erscheinung getreten sind, allerdings sind sie mittlerweile auch in Hauskatzen öfter zu finden (Brianti et al. 2014, Deplazes et al. 2020, Traversa et al. 2021). Zudem zählt noch die Gattung *Otostrongylus* zur Familie der Crenosomatidae, deren Spezies *Otostrongylus circumlitus* als Parasit in den Bronchiolen und Bronchien von Seehunden in Erscheinung tritt (Deplazes et al. 2020). In der Gattung *Crenosoma* sind aktuell 15 Spezies bekannt, die alle als Lungenwürmer von verschiedenen Säugetieren, beispielsweise verschiedene Musteliden, Kaniden, Waschbären, Dachse oder auch dem europäischen Luchs in Erscheinung treten (Deplazes et al. 2020, Stunžėnas und Binkienė 2021). Besonders zu erwähnen ist hierbei noch die auch in Europa vorkommende Spezies *Crenosoma striatum*, dessen Endwirt der Igel darstellt und der bei diesem eine mitunter schwere Erkrankung auslöst (Deplazes et al. 2020, Stunžėnas und Binkienė 2021). In dem Forschungsprojekt, in dessen Rahmen diese Diplomarbeit verfasst wurde, hat sich Simon Reinelt besonders intensiv mit *C. striatum* auseinandergesetzt, deshalb wird hier für weitere Informationen zu *C. striatum* auf seine Diplomarbeit verwiesen (Reinelt 2021).

Die adulten männlichen Exemplare von *C. vulpis* besitzen eine Länge von 4-8 mm, die adulten Weibchen sind 12-16 mm lang (Schnieder 2006, Deplazes et al. 2020). Sie besitzen im vorderen Drittel eine Cuticula, die mit ca. 20 überlappenden Falten bestückt ist, auf denen sich kleine Stacheln befinden (Deplazes et al. 2020). Aufgrund dieser schachtelhalmförmig angeordneten Falten wird *C. vulpis* im deutschen auch als schachtelhalmförmiger Lungenwurm bezeichnet (Deplazes et al. 2020). Die L1 sind durchschnittlich 250-310 µm lang und besitzen ein abgesetztes, spitzes und gerade zulaufendes Hinterende (Barutzki 2013, Deplazes et al. 2020). Dies ist ein wichtiges Unterscheidungsmerkmal, um die Larven morphologisch zu bestimmen und von anderen Lungenwurmlarven zu differenzieren (Lange et al. 2018, Lange 2019).

Crenosoma vulpis kommt in vielen Ländern Europas, Asiens, Nord- und Südamerikas mit gemäßigten Klimagebieten vor (Barutzki 2013, Barutzki et al. 2017, Penagos-Tabares et al.

2019, Deplazes et al. 2020). Die Endwirte stellen verschiedene Kaniden, beispielsweise Rotfuchs, Polarfuchs, Marderhund, Wolf, Kojote, Schakal, und der Haushund dar (Barutzki 2013, Deplazes et al. 2020). *C. vulpis* besitzt einen indirekten Lebenszyklus und ist daher auf verschiedene Schneckenspezies als Zwischenwirte angewiesen (Barutzki 2013, Deplazes et al. 2020).

In den Fuchspopulationen Europas schwanken die Prävalenzen zwischen 1,3% und 58% in Norwegen (Davidson et al. 2006, Lange 2019). In Deutschland beträgt die Prävalenz der Larvenausscheider bei Rotfüchsen 32,3% (Schug et al. 2018). Bei Haushunden beträgt sie 2,2% in Deutschland, allerdings schwankt sie je nach untersuchter Region erheblich und beträgt zwischen nahezu 0% bis 8,9% (Maksimov et al. 2017). In der Tschechischen Republik beträgt die Prävalenz in Haushunden 2% (Hajnalová et al. 2017), und in Österreich beträgt sie nach einer aktuellen Studie derzeit 3% (Globokar et al. 2021). In Deutschland nahm die Prävalenz von *C. vulpis* in Haushunden im Zeitraum von 2002 bis 2016 im Gegensatz zu der von *A. vasorum* nicht zu (Barutzki et al. 2017). Ein weiterer Unterschied zu *A. vasorum* besteht im geographischen Verteilungsmuster: Während dieser zur Bildung lokaler, hyperendemischer Foci mit hypoendemischen Bereichen dazwischen neigt, verteilt sich *C. vulpis* relativ gleichmäßig in den endemischen Gebieten (Barutzki 2013, Maksimov et al. 2017, Lange 2019).

Zur Prävalenz von *C. vulpis* in den Zwischenwirten gibt es ebenfalls einige Arbeiten. In Deutschland beträgt sie laut Lange et al. (2018) 2,3%. Eine andere Studie, die die Prävalenz von *C. vulpis* in Nacktschnecken der Gattung *A. vulgaris* in Wien untersuchte, konnte keine Larven dieses Lungenwurms nachweisen (Penagos-Tabares et al. 2020). In Kolumbien konnte eine Prävalenz in der dort verbreiteten Schnecke *Lissachatina fulica* von bis zu 5,6% je nach Region ermittelt werden (Penagos-Tabares et al. 2019). Generell gibt es nur wenig epidemiologische Studien zur Verbreitung von *C. vulpis*, die meisten Veröffentlichungen zur caninen Crenosomose sind Fallberichte (Lange 2019).

Präadulte und Adulte *C. vulpis* besiedeln die Bronchien und die Trachea der Endwirte (Deplazes et al. 2020). Dort findet auch die Reproduktion und die Produktion von Erstlarven statt (Barutzki 2013, Deplazes et al. 2020). Die Weibchen von *C. vulpis* sind ovovivipar (Deplazes et al. 2020). Durch die Präsenz der Parasiten in Bronchien und Trachea wird ein Hustenreflex ausgelöst; die L1 werden hochgehustet, abgeschluckt, und gelangen nach

Passage des Gastrointestinaltrakts mit dem Kot in die Umwelt (Stockdale und Hulland 1970, Barutzki 2013, Deplazes et al. 2020).

Anschließend benötigen sie für ihre weitere Entwicklung Schnecken als Zwischenwirte (Deplazes et al. 2020). Dabei können vermutlich verschiedene Gattungen von Nacktschnecken sowie Gehäuseschnecken als geeignete Zwischenwirte in Frage kommen; beispielsweise wurden die Gattungen und Spezies *Arion vulgaris*, *Cepaea* spp., *Cornu aspersum*, *Agriolimax* spp., *Succinea* spp., *Limax maximus* und *Lissachatina fulica* als geeignet beschrieben (Penagos-Tabares et al. 2019, Deplazes et al. 2020, Robbins et al. 2021). Die L1 dringen in die Schnecken ein; die genaue Art und Weise des Eindringens, ob rein passiv durch orale Aufnahme, oder auch durch aktive Penetration (wie es bei *A. vasorum* vermutet wird), ist nicht erforscht (Lange 2019, Deplazes et al. 2020). Für *C. vulpis* sind (im Gegensatz zu einigen anderen Gattungen der Lungenwürmer) keine paratenischen Wirte beschrieben. In den Schnecken häuten sie sich zwei Mal und entwickeln sich so in zwei bis drei Wochen zum für die Endwirte infektiösen Stadium L3 (Deplazes et al. 2020).

Die Infektion der Endwirte verläuft nach bisherigen Erkenntnissen durch die orale Aufnahme von infizierten Schnecken (Barutzki 2013, Deplazes et al. 2020). Mittlerweile gibt es allerdings Hinweise, dass die für den Endwirt infektiösen L3 ihren Zwischenwirt aktiv verlassen können, und die Endwirte somit nicht nur durch den direkten Verzehr infizierter Schnecken, sondern auch durch Aufnahme von infektiösen L3 aus der Umwelt infiziert werden könnten (Robbins et al. 2021).

Im Endwirt durchbohren die L3 nach Verdauung des Zwischenwirts, bzw. Passage des Magens die Dünndarmwand und gelangen in die Blutgefäße des Darms (Deplazes et al. 2020). Von dort aus gibt es zwei mögliche Routen: Entweder erreichen sie über das Pfortadersystem das Leberparenchym, durchwandern dieses und werden dann hämatogen über die Lebervene zum Herz und zur Lunge transportiert, oder sie gelangen ähnlich wie *A. vasorum* über den Lymph-Blut-Weg zum Herz und schließlich zur Lunge (Wetzel und Müller 1935, Stockdale und Hulland 1970, Deplazes et al. 2020). Durch die Larven, die auf ihrem Weg zur Lunge das Leberparenchym durchwandern, entstehen mitunter umfangreiche und makroskopisch sichtbare Läsionen im Lebergewebe (Stockdale und Hulland 1970). Der Blut-Lymph-Weg ist zwar in der Erstbeschreibung des Lebenszyklus des Lungenwurms beschrieben worden (Wetzel und Müller 1935, Barutzki 2013), jedoch konnte dieser Weg von Stockdale und Hulland (1970) nicht bestätigt werden.

Die Präpatenz im Endwirt beträgt ca. 3 Wochen (Deplazes et al. 2020), wobei die schnellsten Larven schon nach 6 Stunden p. i. in der Lunge eintreffen können (Stockdale und Hülland 1970, Barutzki 2013). Die dritte und die letzte Häutung von *C. vulpis* finden am vierten Tag p. i. und am achten Tag p. i. statt (Stockdale und Hülland 1970, Barutzki 2013). Die Patenz hält mindestens 10 Monate an, wenn keine Behandlung der Infektion erfolgt (Deplazes et al. 2020).

Die canine Crenosomose verläuft im Vergleich zur Angiostrongylose mild, die infizierten Hunde bleiben entweder asymptomatisch oder zeigen milde systemische und respiratorische Krankheitssymptome wie Anorexie, Dyspnoe, Husten, Leistungsschwäche, Rhinitis und Tachypnoe, wobei häufig Husten als einziges Symptom genannt wird (Stockdale und Hülland 1970, Conboy 2004, Barutzki 2013, Lange 2019). Generell werden die Läsionen und Symptome in der Lunge durch wandernde Larven, sowie präadulte und adulte Stadien verursacht und sind in der Regel vorübergehend (Deplazes et al. 2020). Aufgrund der Durchquerung der Leber durch die Larven können zudem meistens temporäre Leberschädigungen auftreten (Stockdale und Hülland 1970, Lange 2019, Deplazes et al. 2020). In Röntgenaufnahmen des Thorax zeigten sich entweder keine Veränderung oder milde bis markante bronchiale oder interstitielle Zeichnung der Lunge (Barutzki 2013). Je nach Intensität des Befalls können eine eosinophile, schleimige bis blutige Bronchitis und Bronchiolitis entstehen, die jedoch in Form von Bronchopneumonien auch ins Lungenparenchym ausstrahlen und chronisch werden können (Conboy 2004, Barutzki 2013, Deplazes et al. 2020).

Das klinische Bild ist in der Regel unspezifisch; eine konkrete Verdachtsdiagnose zu stellen ist in der Praxis ohne weiterführende Untersuchungen daher nur schwer möglich (Stockdale und Hülland 1970, Unterer et al. 2002, Conboy 2004, Barutzki 2013).

Das Standardverfahren zum Nachweis ist die koproskopische Untersuchung mittels Larvenauswanderungsverfahren nach Baermann-Wetzel (Traversa et al. 2010, Barutzki 2013). Die Differenzierung von anderen Spezies erfolgt anhand des punktförmig gerade zulaufenden, leicht gebogenen Hinterendes der L1 aus dem Kot (Barutzki 2013, Lange 2019). Problematisch sind hierbei die Tatsachen, dass die Larven einerseits nicht kontinuierlich ausgeschieden werden (Barutzki 2013), und in den Wintermonaten tendenziell mehr Larven ausgeschieden werden als in den Sommermonaten, sodass es zu falsch negativen Ergebnissen kommen kann (Barutzki 2013, Deplazes et al. 2020). Daher ist es wichtig, für die koproskopische Untersuchung Sammelkotproben von drei aufeinanderfolgenden Tagen zu

verwenden (Barutzki 2013). Des Weiteren gibt es noch die Möglichkeit, mittels einer Bronchoskopie und Untersuchung des Trachealsekrets oder der Flüssigkeit einer Bronchiallavage eine Infektion mit *C. vulpis* zu diagnostizieren; diese Methoden sind allerdings weniger zuverlässig (Deplazes et al. 2020). In der Flüssigkeit der Bronchiallavage findet sich bei Infektion mit *C. vulpis* häufig Eosinophilie, und manchmal sind Larven oder Würmer sichtbar (Shaw et al. 1996, Unterer et al. 2002, Deplazes et al. 2020). Eine weitere diagnostische Methode ist die Untersuchung des Kots mittels einer spezifischen PCR (Schug et al. 2018, Lange 2019).

Zur Therapie einer Infektion mit *C. vulpis* gibt es mindestens 3 wirksame Anthelmintika. Imidacloprid 10% in Kombination mit Moxidectin 2,5% in Form des Präparats Advocate® (Firma Bayer) und Milbemycinoxim in Form des Präparats Milbemax® (Firma Novartis) sind in der üblichen Dosierung wirksam und zugelassen (Conboy et al. 2009, Barutzki 2013, Conboy et al. 2013, Deplazes et al. 2020). Fenbendazol hat sich ebenfalls als wirksam erwiesen, ist allerdings nicht für die Behandlung der Infektion mit *C. vulpis* zugelassen (Peterson et al. 1993, Barutzki 2013, Deplazes et al. 2020).

Die Prophylaxe ist theoretisch simpel, allerdings mitunter schwierig in der Praxis umzusetzen. Primär sollte das Fressen von Schnecken verhindert werden, da dies als gesicherter Übertragungsweg der Infektion mit *C. vulpis* gilt (Deplazes et al. 2020). Jedoch ist dies insbesondere bei Hunden, die unbeobachtet mit Zugang zu Grasflächen gehalten werden, kompliziert. Laut Deplazes et al. (2020) können Kiesböden das Infektionsrisiko mindern. Zudem hat Robbins et al. (2021) festgestellt, dass sowohl die Larven von *A. vasorum*, als auch jene von *C. vulpis* ihre Zwischenwirte verlassen und dann bis zu acht Wochen infektiös bleiben können. Somit erscheint auch für *C. vulpis* eine Infektion durch Aufnahme der L3 aus der Umwelt, beispielsweise durch Trinken von kontaminiertem Wasser, möglich (Robbins et al. 2021). Jedoch ist diese Vermutung noch nicht abschließend geklärt, über eine Beobachtung dieses Infektionswegs in vivo ist bisher nichts publiziert worden.

Auch wird eine Bekämpfung der Schnecken mittels Molluskiziden und biologischen Mitteln, wie Laufenten, deren Beute Schnecken darstellen, oder einem fakultativen Parasitoid der Schnecken diskutiert (Lange 2019). Allerdings haben alle erwähnten Schneckenbekämpfungsmethoden auch Nachteile: Alle Methoden sind unspezifisch, sie töten auch Gartennützlinge wie *Limax maximus*, die die Gelege des Gartenschädlings *Arion vulgaris* fressen, und gefährdete Schneckenarten wie *Helix pomatia* (Lange 2019). Der fakultative

Parasitoid ist zudem nicht auf Schnecken als Wirte angewiesen, sodass sein Einsatz zur Schneckenbekämpfung als nicht sehr sinnvoll angesehen wird (Lange 2019). Wirklich wirksame Maßnahmen zur Prophylaxe der Crenosomose und anderer durch Lungenwürmer verursachte Erkrankungen sind die Entfernung des Hundekots durch die Hundebesitzer, dadurch wird der Kontakt mit den Schnecken und somit die Übertragung auf diese minimiert, sowie eine regelmäßige Durchführung von Entwurmungen der Hunde (Lange 2019).

2.3 *Angiostrongylus vasorum*: Der französische Herzwurm

Der französische Herzwurm, *Angiostrongylus vasorum*, gehört zur Gattung *Angiostrongylus* und der Familie Angiostrongylidae in der Überfamilie Metastrongyloidea (Deplazes et al. 2020). Es existieren noch weitere Spezies von Lungenwürmern in dieser Gattung, bisher wurden 20 verschiedene Arten beschrieben (Morgan et al. 2021). Allerdings spielt davon in Europa aktuell nur *A. vasorum* eine bedeutende Rolle als Lungenwurm der Kaniden in der Veterinärmedizin (Morgan et al. 2021). *Angiostrongylus chabaudi* ist zwar mittlerweile auch in vielen Ländern in Europa in Wildkatzen identifiziert worden, scheint aber für Hauskatzen derzeit keine Rolle zu spielen (Traversa et al. 2021).

Eine Infektion des Endwirts mit *A. vasorum* kann in einigen Fällen schwer bis tödlich verlaufen, was die Relevanz des Erregers im Vergleich mit den tendenziell weniger schweren Verläufen der Infektionen mit den anderen in Europa vorkommenden Lungenwürmern der Kaniden unterstreicht (Barutzki und Schaper 2009, Denk et al. 2009, Rinaldi et al. 2014, Deplazes et al. 2020). Die aus einer Infektion mit *A. vasorum* resultierende Erkrankung wird als Angiostrongylose bezeichnet (Deplazes et al. 2020).

Die männlichen adulten Stadien des Lungenwurms erreichen eine Länge von 14-18 mm, die weiblichen Nematoden werden mit 18-24 mm etwas länger (Deplazes et al. 2020). Die L1 erreichen eine Länge von 310-400 µm; ihr Hinterende besitzt dorsal einen dornartig aussehenden Anhang (Deplazes et al. 2020).

Mögliche Endwirte sind primär Kaniden, sowohl Wildtiere wie Füchse, Wölfe, Schakale, Kojoten, als auch der Haushund wurden als Endwirte beschrieben (Deplazes et al. 2020). Der Rotfuchs (*Vulpes vulpes*) scheint der natürliche Endwirt zu sein, er fungiert als Reservoirwirt und die Erkrankung verläuft bei ihm oft harmlos (Bolt et al. 1994, Lange 2019, Deplazes et al. 2020). Katzen können infiziert werden, allerdings lassen sich in ihnen nur unreife Würmer nachweisen und die Infektion erreicht nicht die Patenz (Deplazes et al. 2020, Di Cesare et al. 2020).

Die adulten Stadien halten sich im Endwirt im rechten Herzen und in der Arteria pulmonalis auf, dort findet auch ihre Reproduktion und die Eiablage statt (Barutzki 2013). Die ungefurcht abgelegten Eier werden von dort in die Lungenkapillaren geschwemmt, in denen die L1 schlüpfen und durch das Lungenparenchym in die Alveolen migrieren (Deplazes et al. 2020). Die Larven werden sowohl durch Hochflimmern, als auch durch Husten in die oberen

Atemwege befördert und anschließend abgeschluckt, sodass sie in den Gastrointestinaltrakt gelangen und nach dessen Passage über den Kot ausgeschieden werden (Barutzki 2013, Deplazes et al. 2020). Die L1 in den Fäzes werden anschließend von zahlreichen terrestrisch lebenden Schneckenarten aufgenommen, die die Zwischenwirte von *A. vasorum* darstellen (Morgan et al. 2021). Die Larven entwickeln sich in den Schnecken unter optimalen Bedingungen in zwei bis drei Wochen zum für die Endwirte infektiösen dritten Larvenstadium (Deplazes et al. 2020). Der Grasfrosch *Rana temporaria* und das Huhn *Gallus gallus* fungieren möglicherweise als paratenische Wirte für *A. vasorum* (Bolt et al. 1993, Mozzer und Lima 2015).

Die für den Endwirt infektiösen Larvenstadien (L3) in den Schnecken werden nun oral von den Endwirten aufgenommen; dies geschieht nach bisherigen Erkenntnissen über den Konsum der mit L3 infizierten Schnecken durch die Endwirte (Morgan et al. 2021). Während des Verdauungsvorgangs werden die L3 aus den infizierten Schnecken freigesetzt (Deplazes et al. 2020). Nach neuesten Erkenntnissen scheint es auch möglich zu sein, dass die Endwirte infektiöse L3 aus der Umwelt aufnehmen, die vorher die infizierten Schnecken aktiv verlassen haben (Barutzki 2013, Conboy et al. 2017, Morgan et al. 2021, Robbins et al. 2021).

Die vom Endwirt oral aufgenommenen L3 dringen in die Darmwand ein und erreichen nach zwei Häutungen während der Passage über die mesenterialen Lymphknoten und das rechte Herz im präadulten Stadium die Lungenarterien, in denen ihre finale Entwicklung zu adulten Lungenwürmern stattfindet (Barutzki 2013, Deplazes et al. 2020). Insgesamt dauert die Präpatenz sechs bis acht Wochen, kann aber erheblich variieren (Barutzki 2013, Deplazes et al. 2020). Die Patenz kann bis zu fünf Jahre betragen (Deplazes et al. 2020).

Angiostrongylus vasorum kommt in vielen Ländern in Europa, regional in Afrika, sowie in Nord- und Südamerika vor (Deplazes et al. 2020). In Europa hat sich innerhalb der letzten 30 Jahre eine Veränderung der Verbreitung von *A. vasorum* gezeigt; der Parasit hat sich von kleinen, regionalen Hotspots im Vereinigten Königreich, Dänemark, Frankreich, Italien und Spanien auf nahezu den gesamten Kontinent ausgebreitet, wobei er immer fokale, hyperendemische Herde in den Ländern bildet, in denen er endemisch ist (Morgan et al. 2021). Diesen Trend bestätigen auch die Prävalenzen in Rotfüchsen und Haushunden in Europa: Spätestens seit dem Jahr 2000 ist ein kontinuierlicher Anstieg der Prävalenzen in beiden Spezies zu verzeichnen (Barutzki et al. 2017, Maksimov et al. 2017, Deplazes et al. 2020, Fuehrer et al. 2021).

Zur Prävalenz in den Zwischenwirten existieren einige Daten mit sehr unterschiedlichen Ergebnissen, die geographisch und in Abhängigkeit vom Sammelzeitpunkt der Schnecken deutlich variieren (Lange et al. 2018, Lange 2019, Deplazes et al. 2020). Im Vereinigten Königreich beträgt sie zwischen 1,6-29% (Aziz et al. 2016), in Dänemark 26% (Ferdusky et al. 2009), in Deutschland 4,7% (Lange et al. 2018). In Österreich, genauer in Wien beträgt sie 0,5% (Penagos-Tabares et al. 2020).

Das klinische Bild der durch von *A. vasorum* ausgelösten Erkrankung gestaltet sich sehr variabel und ist häufig wenig spezifisch (Barutzki 2013). Die Beschwerden der vorgestellten Hunde reichen von milden Symptomen bis zu schweren neurologischen, respiratorischen, kardiovaskulären und gastrointestinalen Erscheinungen; bei schweren Infektionen besteht außerdem eine hohe Mortalität (Barutzki 2013, Deplazes et al. 2020). Die häufigsten klinischen Symptome sind Husten, Dyspnoe und Lethargie, im chronischen Verlauf dann auch vereinzelt Anämie, Fieber und Blutgerinnungsstörungen, die neurologischen Symptome treten selten auf (Deplazes et al. 2020, Morgan et al. 2021). Die Erkrankung kann klinisch inapparent oder subklinisch, akut sowie chronisch verlaufen (Barutzki 2013, Deplazes et al. 2020).

Die L1 lösen bei ihrem Eindringen in die Alveolen eine Infiltration mit Entzündungszellen aus und verursachen punktförmige Hämorrhagien, in weiterer Folge führen diese Reaktionen zur Zerstörung der Alveolararchitektur, der Bildung von Thromben und schließlich zu einer Fibrosierung der Lunge (Bourque et al. 2008, Barutzki 2013, Deplazes et al. 2020). In der Bildgebung stellen sich innerhalb weniger Tage zunehmende alveoläre und bronchointerstitielle Veränderungen dar, besonders markant ausgebildet sind sie in den peripheren Lungenfeldern (Barutzki 2013, Deplazes et al. 2020). Bei der Sektion sind multiple, teils speckig erscheinende Knoten im Lungenparenchym zu erkennen, die Walnussgröße erreichen und sich auch auf die gesamte Lunge ausbreiten können (Deplazes et al. 2020). Diese Lungenveränderungen führen bei chronischen Infektionen zu Rechtsherzdilatation, Blutrückstau ins Parenchym und pulmonaler Hypertonie (Deplazes et al. 2020). Auch kann insbesondere bei chronischen Infektionen eine Verbrauchskoagulopathie entstehen, die eine Störung der Blutgerinnung nach sich zieht (Barutzki 2013, Deplazes et al. 2020). Dadurch kommt es zu multifokalen Blutungen in verschiedene Gewebe, auch ins Rückenmark und Gehirn, wodurch wahrscheinlich neurologische Symptome und Todesfälle resultieren (Barutzki 2013), wobei hier möglicherweise auch eine zerebrale Hypoxie aufgrund der chronischen Kardiopathie eine Rolle zu spielen scheint (Deplazes et al. 2020).

Da die Angiostrongylose allein vom klinischen Bild schwer bis unmöglich zu diagnostizieren ist, müssen andere diagnostische Verfahren verwendet werden (Barutzki 2013). Insbesondere zur ersten Orientierung eignen sich koproskopische Untersuchungen auf L1 im Kot mittels Larvenauswanderungsverfahren nach Baermann-Wetzel (Barutzki 2013, Deplazes et al. 2020). Wichtig dabei ist, dass frische Kotproben verwendet werden, die drei Tage in Folge gesammelt wurden, da die Larven einerseits intermittierend ausgeschieden werden (Oliveira-Júnior et al. 2006), andererseits für das Verfahren ausreichend vital sein müssen (Lange 2019). Die Larven werden primär anhand der Morphologie ihres Hinterendes bestimmt (Ash 1970, Barutzki 2013, Lange 2019). Außerdem ist noch das FLOTAC-Verfahren erwähnenswert, das eine etwas bessere Sensitivität als das Verfahren nach Baermann-Wetzel bietet, vor allem ist es auch für ältere Kotproben mit weniger vitalen L1 geeignet, die beispielsweise aufgrund einer langen Transportzeit nicht sofort untersucht werden können (Schnyder et al. 2011).

Serologisch kann ein Antigentest mittels ELISA durchgeführt werden (Schnyder et al. 2014). Ein Antikörpernachweis mittels ELISA-Verfahren ist eine weitere Möglichkeit, den Parasiten serologisch nachzuweisen (Deplazes et al. 2020). Mit diesem Verfahren ist ein spezifischer Antikörpernachweis schon vor dem Ende der Präpatenz möglich, mitunter schon 13 bis 21 Tage p.i. (Schucan et al. 2012). Allerdings werden die Antikörper auch bis zu zwei Monate nach der Elimination des Parasiten noch nachgewiesen (Deplazes et al. 2020). Auch ist ein Nachweis von Parasiten-DNA im Blut mittels PCR-Verfahren möglich (Deplazes et al. 2020).

Als Therapeutika eignen sich die makrozyklischen Laktone Moxidectin und Milbemycinoloxim (Barutzki 2013, Deplazes et al. 2020). Fenbendazol ist ebenfalls gegen *A. vasorum* wirksam, allerdings in Deutschland und Österreich nicht dafür zugelassen (Barutzki 2013, Willeßen et al. 2007).

Als Prophylaxe empfiehlt es sich, darauf zu achten, dass Hunde möglichst keine Schnecken fressen und regelmäßig mit geeigneten Präparaten entwurmt werden (Lange 2019, Deplazes et al. 2020). Da es als wahrscheinlich gilt, dass auch mit L3 kontaminiertes Wasser zur Infektion mit *A. vasorum* führen kann (Morgan et al. 2021, Robbins et al. 2021), ist es wahrscheinlich zusätzlich sinnvoll, dafür zu sorgen, dass Hunde möglichst nur sauberes Wasser trinken.

2.4 *Filaroides hirthi*: Der Erreger der Filaroidose

In der Überfamilie Metastrongyloidea gibt es noch eine weitere Familie, deren Vertreter in der Lunge von Säugetieren parasitieren, nämlich die Filaroididae (Deplazes et al. 2020). In dieser Familie existieren mindestens zwei Arten von veterinärmedizinischer Relevanz, die die Lungen von Kaniden befallen, nämlich *Filaroides hirthi*, der Erreger der Filaroidose und *Oslerus osleri* (Syn. *Filaroides osleri*), der Erreger der Oslerose (Schnieder 2006, Deplazes et al. 2020).

Es gibt mit *Filaroides milksi* (Syn. *Andersonstrongylus milksi*) noch eine dritte Spezies, die die Lungen von Kaniden befällt (Conboy 2009, Deplazes et al. 2020). Allerdings ist der Lebenszyklus dieser Spezies derzeit nicht bekannt und sie wurde bisher nur in sehr wenigen Fallberichten beschrieben (Conboy 2009). Zudem ist es unmöglich, *F. hirthi* und *F. milksi* anhand histopathologischer Untersuchungen zu unterscheiden, wodurch der gesicherte Nachweis von *F. milksi* nur in zwei Publikationen zweifelsfrei anerkannt ist (Conboy 2009). Aufgrund dieser Tatsachen wird hier nicht weiter auf *F. milksi* eingegangen.

Filaroides hirthi und *Oslerus osleri* sind im Gegensatz zu den meisten anderen Lungenwürmern monoxen, also nur auf einen Wirt angewiesen, und besitzen daher einen direkten Lebenszyklus (Deplazes et al. 2020).

Die adulten Stadien von *F. hirthi* leben im Lungenparenchym (Deplazes et al. 2020). Die Weibchen sind ovovivipar, ihre Eier und die daraus geschlüpften L1 gelangen über denselben Weg wie jene von *C. vulpis*, also über Trachea und Pharynx durch den Gastrointestinaltrakt mit dem Kot in die Umwelt (Deplazes et al. 2020). Jedoch sind im Unterschied zu *C. vulpis* bereits die L1 infektiös (Deplazes et al. 2020). Über Koprophagie werden sie an ihren neuen Endwirt übertragen (Deplazes et al. 2020). Außerdem sind laut Schnieder (2006) auch die orale Aufnahme von Speichel, Erbrochenem oder Flüssigkeiten aus dem Respirationstrakt mögliche Übertragungswege. Zudem kann es zu einer vertikalen Übertragung von L1 kommen; diese befinden sich direkt in der Maulhöhle einer infizierten Hündin und werden durch Aufnahme ihres Speichels, beispielsweise beim Belecken, auf die Welpen übertragen (Schnieder 2006, Deplazes et al. 2020). Die Infektion der Welpen erfolgt ebenfalls durch Aufnahme des Kots der infizierten Hündin (Conboy 2009).

Nach der Aufnahme und Ankunft im Darm dringen die L1 in die Darmwand des neuen Endwirts ein und gelangen sowohl hämatogen über die Leber, als auch lymphogen über den Mesenteriallymphknoten in die Lunge (Deplazes et al. 2020). Die endogene Entwicklung

verläuft über vier Häutungen (Deplazes et al. 2020), die entweder alle in der Lunge, aber möglicherweise zum Teil auch im Mesenteriallymphknoten erfolgen (Schnieder 2006). Die Präpatenz beträgt fünf Wochen (Deplazes et al. 2020). Autoinfektionen sind möglich; die L1, die von Trachea und Pharynx in den Darm des schon infizierten Endwirtes gelangt sind, können dort wieder in die Darmwand eindringen und zur Lunge wandern (Schnieder 2006, Deplazes et al. 2020). Es wurde auch beschrieben, dass sich die Larven lange im Mesenteriallymphknoten aufhalten, bzw. dort überleben können (Cervone et al. 2018), was ein weiterer Grund für die lange Patenz von mehreren Monaten bei einzelnen Hunden bis zu mehreren Jahren in Hundebeständen sein kann (Schnieder 2006, Conboy 2009, Deplazes et al. 2020).

Die Erstbeschreibung des Parasiten erfolgte in Beagle-Versuchstierhaltungen in den USA (Schnieder 2006, Deplazes et al. 2020), mittlerweile ist er in vielen Ländern Europas, den USA, Australien und in Japan beschrieben worden (Cervone et al. 2018) und kommt sporadisch auch in Hobbyhaltungen vor (Cervone et al. 2018, Deplazes et al. 2020).

Die Filaroidose verläuft in adulten, immunkompetenten Hunden meistens subklinisch, bei jungen oder immunsupprimierten Hunden kann es durchaus zu klinischen Symptomen, wie trockenem Husten, Tachypnoe, Dyspnoe, Zyanose und Leistungsintoleranz, sowie auch zu schweren bis tödlichen Verläufen kommen (Bowman 2000, Conboy 2009, Cervone et al. 2018). Die Filaroidose ist für viele Versuchstierhaltungen problematisch, da dadurch Ergebnisse von Forschungsprojekten kompromittiert werden können (Conboy 2009). In der Pathologie stellen sich 1-10 mm große, subpleural gelegene Knötchen dar, außerdem werden Pneumonien diagnostiziert, die durch tote oder absterbende Parasiten ausgelöst werden (Schnieder 2006).

Die sichere Diagnose kann durch Nachweis von Larven im Zuge einer koproskopischen Untersuchung mittels Flotationsverfahren mit Zinksulfat, als auch durch mikroskopische Untersuchung des Sediments der Trachealspülflüssigkeit erfolgen (Schnieder 2006, Conboy 2009). Allerdings gelingt der Nachweis von Eiern oder Larven im Kot auch aufgrund der intermittierenden Wurmausscheidung selten (Cervone et al. 2018, Deplazes et al. 2020). Zudem können die Larven von *F. hirthi* und *O. osleri* morphologisch nicht mit Sicherheit voneinander unterschieden werden, sodass die eindeutige Diagnose von *F. hirthi* intra vitam sehr schwierig ist (Schnieder 2006, Deplazes et al. 2020).

Als Therapeutika eignen sich Fenbendazol, sowie Ivermectin (Deplazes et al. 2020). Auch Albendazol ist wirksam (Schnieder 2006, Conboy 2009). Zur Sanierung eines Bestandes sind aufgrund der Autoinfektionen und Reinfektionen, die im Zuge der langen Patenz auftreten können, wiederholte Behandlungen notwendig (Deplazes et al. 2020).

Prophylaktisch ist einerseits darauf zu achten, dass Hunde möglichst keinen Kot fressen, was sich aus dem Lebenszyklus des Parasiten erschließt. Weitere Möglichkeiten, um vor allem die vertikale Übertragung der Erkrankung zu verhindern, sind die Entwurmung von Hündinnen vor der Trächtigkeit mit Albendazol, sowie (sinnvoll für Tierversuchsanstalten) die Handaufzucht von Welpen, die per Kaiserschnitt zur Welt gebracht wurden (Schnieder 2006).

2.5 *Oslerus osleri*: Der Erreger der Oslerose

Ebenso wie *F. hirthei* gehört *O. osleri* zur Familie Filaroididae (Deplazes et al. 2020). Von weiterer veterinärmedizinischer Relevanz in der Gattung *Oslerus* ist noch *Oslerus rostratus*, dessen Adulte in der Lunge von Feliden lokalisiert sind (Deplazes et al. 2020).

Oslerus osleri ist weltweit verbreitet, er kommt bei Wildkaniden, beispielsweise Füchsen, Kojoten und Dingos, und bei domestizierten Kaniden vor (Deplazes et al. 2020).

Im Unterschied zu *F. hirthei* befinden sich die Adulten nicht im Lungenparenchym, sondern in mehreren Knoten in der Schleimhaut von Bronchien und Trachea, die Öffnungen Richtung Lumen besitzen (Deplazes et al. 2020). Diese Öffnungen dienen den weiblichen Exemplaren dazu, Eier mit Larven ins Lumen abzugeben, die bereits in den Luftwegen schlüpfen (Deplazes et al. 2020). Der restliche Lebenszyklus und die endogene Entwicklung entsprechen im Wesentlichen jenen von *F. hirthei*, *O. osleri* ist ebenfalls monoxen und besitzt einen direkten Lebenszyklus (Deplazes et al. 2020).

Die vertikale Übertragung auf Jungtiere erfolgt beim Muttertier im Rahmen der Welpenpflege durch hochgeflimmerte L1, die ebenso wie bei *F. hirthei* bereits infektiös sind (Deplazes et al. 2020). Bei Wildkaniden erfolgt die Übertragung auch über regurgitierte Nahrung bei der Fütterung der Jungtiere (Deplazes et al. 2020). Ebenfalls ist *O. osleri* durch Koprophagie auf andere Hunde übertragbar (Schnieder 2006). Autoinfektionen wie bei *F. hirthei* beschrieben sind vermutlich ebenfalls möglich (Yao et al. 2011). Jedoch scheint der Hauptübertragungsweg bei *O. osleri* die vertikale Übertragung auf die Jungtiere zu sein, da die Larven im Kot oftmals tot oder degeneriert sind und die meisten erkrankten Hunde zwischen sechs Monaten und zwei Jahren vorgestellt werden, was wegen der langen Präpatenz und Patenz auf eine Exposition in jungem Alter hinweist (Conboy 2009). Die Präpatenz ist mit vier bis sechs Monaten wesentlich länger als die von *F. hirthei*, ebenso die Patenz, die bei *O. osleri* mehrere Jahre beträgt (Conboy 2009, Deplazes et al. 2020).

Das klinische Bild der Oslerose gestaltet sich sehr variabel: Die Symptome sind primär chronischer Husten, oft in Verbindung mit Atembehinderungen wie Dyspnoe und Keuchen, bei schwereren Verläufen ist auch Gewichtsverlust, Leistungsabfall und Kollabieren möglich (Conboy 2009, Deplazes et al. 2020). Der Husten wird bei Aufregung oder Anstrengung deutlicher (Conboy 2009, Yao et al. 2011). Des Weiteren kommen klinisch asymptomatische Infektionen vor (Conboy 2009, Yao et al. 2011).

Die Diagnose lässt sich im Gegensatz zu *F. hirthei* gut mittels Bronchoskopie aufgrund der sichtbaren Knoten in Trachea und Bronchien stellen (Conboy 2009). Trotzdem wird die Infektion wahrscheinlich häufig übersehen oder falsch diagnostiziert, da die klinischen Symptome sehr unspezifisch, wenn überhaupt vorhanden sind (Yao et al. 2011). Weitere diagnostische Methoden sind der mikroskopische Nachweis der Larven, bzw. Würmer im Material einer bronchoskopischen Biopsie, bzw. im Bronchialschleim, sowie mittels koproskopischer Untersuchung des Kots infizierter Tiere (Conboy 2009). Allerdings gestaltet sich der Nachweis der Larven im Kot recht schwierig, da die Larven häufig tot oder degeneriert ausgeschieden werden (Conboy 2009). Wenn ein koproskopischer Nachweis versucht wird, sollte dieser mittels Flotationsverfahren mit Zinksulfatlösung und Zentrifugieren erfolgen, da diese Methode die höchste Sensitivität bietet (Conboy 2009).

Zur Therapie empfehlen sich Ivermectin und Benzimidazole wie Fenbendazol oder Oxfendazol, alle Mittel müssen über mehrere Wochen wiederholt appliziert werden, um Rezidive zu vermeiden (Deplazes et al. 2020).

Über prophylaktische Maßnahmen ist nichts Konkretes beschrieben. Jedoch scheinen aufgrund des Übertragungswegs dieselben Maßnahmen sinnvoll, die auch für *F. hirthei* getroffen werden sollten: Verhinderung von Koprophagie und regelmäßige Entwurmung mit wirksamen Präparaten insbesondere von Hündinnen, die der Zucht dienen. Falls während der Trächtigkeit eine Infektion mit *O. osleri* diagnostiziert wird, ist auch an eine mögliche Geburt per Kaiserschnitt und anschließende Handaufzucht der Welpen zu denken.

2.6 *Capillaria aerophila* (Syn. für *Eucoleus aerophilus*): Der Lungenhaarwurm

Capillaria aerophila, der Lungenhaarwurm, unterscheidet sich deutlich von den bisher beschriebenen Lungenwürmern. Er gehört nicht zur Superfamilie der Metastrongyloidea, sondern wird aufgrund seiner Zugehörigkeit zur Familie Trichuridae als trichuroider Lungennematode bezeichnet (Barutzki 2013). Neben *C. aerophila* existiert in dieser Gattung auch die Spezies *Capillaria boehmi*, deren Adulte in der Nase und den Sini nasales der Endwirte sitzen (Barutzki 2013, Deplazes et al. 2020).

Capillaria aerophila besitzt ein breites Wirtsspektrum; Haus- und Wildkaniden, wie Rotfüchse, Marderhunde und Haushunde, Musteliden, Wildfeliden, Igel und Katzen werden infiziert (Schnieder 2006, Barutzki 2013). Die aus der Infektion resultierende Erkrankung wird als Capillariose der Lunge bezeichnet (Schnieder 2006, Barutzki 2013). Es liegen auch Berichte über Infektionen von Menschen vor, er besitzt also zoonotisches Potenzial (Schnieder 2006, Di Cesare et al. 2021). Der Lungenhaarwurm scheint vor allem Rotfüchse zu infizieren, beim Hund wird er nur sporadisch diagnostiziert (Schnieder 2006, Barutzki 2013, Deplazes et al. 2020). In Fuchsfarmen führt die Capillariose der Lunge teils zu beträchtlichen Schäden (Schnieder 2006). Bei Katzen ist er einer der wichtigsten respiratorischen Parasiten (Morelli et al. 2021). Er kommt weltweit vor (Barutzki 2013).

Sein Lebenszyklus ähnelt den anderen hier beschriebenen Lungenwürmern. Die Adulten *C. aerophila* befinden sich in der Mukosa von Bronchien, Bronchioli und Trachea, allerdings sind auch Nasen- und Stirnhöhlen als potenzielle Lokalisationen im Endwirt beschrieben (Barutzki 2013). Möglicherweise ist die Präsenz in den Nasen- und Stirnhöhlen allerdings auch einer Verwechslung mit *C. boehmi* zuzuschreiben (Conboy 2009). In der Lunge neigen sie dazu, sich eher in den großen Bronchien und in den Kaudalflügeln aufzuhalten (Barutzki 2013).

Die in der Lunge siedelnden Weibchen produzieren Eier, die über Trachea und Pharynx durch Hochhusten und anschließendes Abschlucken durch den Gastrointestinaltrakt über den Kot in die Umwelt gelangen (Barutzki 2013). Nach ungefähr 30 bis 45 Tagen ist in dem Ei eine infektiöse Larve herangereift (Barutzki 2013). Es scheint möglich zu sein, dass Regenwürmer eine Rolle als fakultative Zwischenwirte oder als paratenische Wirte spielen (Barutzki 2013, Deplazes et al. 2020). Nachdem die orale Aufnahme erfolgt ist, wandern die im Darm freigesetzten L1 auf dem Lymph-Blut-Weg innerhalb von sieben bis zehn Tagen in die Lunge,

in der sie sich ansiedeln und zu Adulten heranreifen (Schnieder 2006, Deplazes et al. 2020). Die Präpatenz beträgt ca. drei bis sechs Wochen (Barutzki 2013). Die Lebensdauer der Parasiten im Endwirt beträgt in etwa 10 bis 11 Monate (Schnieder 2006).

Das klinische Bild ähnelt ebenfalls sehr stark dem anderer Lungenwürmer. Typische klinische Symptome wie Husten, Niesen, Keuchen, Atemgeräusche und Nasenausfluss betreffen vor allem den Respirationstrakt (Deplazes et al. 2020). Zusätzlich kann es zu Allgemeinsymptomen wie Abmagerung und Anämie kommen (Schnieder 2006). Pathohistologisch lassen sich chronische Bronchitiden, bei schweren Infektionen auch Bronchopneumonien, Tracheitis, seltener Rhinitis und Sinusitis nachweisen (Barutzki 2013, Schnieder 2006). Häufig kommt es zudem zu bakteriellen Sekundärinfektionen (Schnieder 2006, Barutzki 2013). Auch Todesfälle wurden beschrieben (Barutzki 2013). Jedoch sind auch sehr milde bis asymptomatische Verläufe möglich und stellen wahrscheinlich die Mehrzahl aller Infektionen dar (Schnieder 2006, Conboy 2009, Di Cesare et al. 2012). Die Schwere der Erkrankung hängt zum einen von der Befallsintensität im Endwirt, zum anderen von häufig vorkommenden mikrobiellen Koinfektionen ab (Di Cesare et al. 2021).

Ein Befall mit dem Lungenhaarwurm kann sowohl im Kot, als auch im Nasen- oder Trachealschleim anhand der Identifikation der Eier mittels mikroskopischer Untersuchung diagnostiziert werden (Schnieder 2006). Insbesondere beim koproskopischen Nachweis ist es allerdings schwierig, *C. aerophila* exakt zu diagnostizieren, da einige andere Spezies aus der Gattung *Capillaria* und weitere trichuroide Parasiten, wie *Trichuris vulpis*, existieren, deren Eier jenen von *C. aerophila* sehr stark ähneln; beispielsweise können Haushunde auch von *C. boehmi* und *Capillaria hepatica* befallen werden (Di Cesare et al. 2012, Deplazes et al. 2020). Es ist auch möglich, dass mehrere trichuroide Parasiten gleichzeitig einen Endwirt infizieren, oder die im Kot enthaltenen Eier trichuroider Parasiten von denjenigen der Beutetiere stammen, was die genaue Diagnose von *C. aerophila* mittels Koproskopie nochmals erschwert (Di Cesare et al. 2012). Eine mikroskopische Untersuchung der Spülflüssigkeit einer bronchoalveolären Lavage oder des Trachealschleims auf Eier des Lungenparasiten kann konkretere Hinweise auf eine Infektion mit *C. aerophila* liefern, allerdings wäre auch hier eine Verwechslung mit *C. boehmi* vorstellbar, da dessen Eier ebenfalls den Nasen-Rachen-Raum passieren und im Nasenschleim nachweisbar sind (Conboy 2009, Deplazes et al. 2020). Eine weitere diagnostische Möglichkeit stellt eine PCR mit Material aus dem Kot der Endwirte dar, diese ist hochsensitiv für *C. aerophila* (Di Cesare et al. 2012).

Bei der Therapie muss aufgrund der möglicherweise toxischen Wirkung einiger Präparate auf bestimmte Tierarten genau überprüft werden, ob sich die Präparate für den Tierpatienten eignen. Sowohl bei Hauskatzen, als auch bei Haushunden ist Levamisol einsetzbar und wirksam, allerdings sind Nebenwirkungen möglich und sollten explizit beachtet werden (Schnieder 2006, Barutzki 2013). Bei Hunden ist ein Kombinationspräparat mit den Wirkstoffen Milbemycinoxim und Afoxolaner gegen *C. aerophila* und *C. boehmi* wirksam (Di Cesare et al. 2021). Des Weiteren können noch die Wirkstoffe Fenbendazol, Mebendazol und Moxidectin als wirksam gegen *C. aerophila* angesehen werden, der Wirkstoff Ivermectin besitzt eine Teilwirksamkeit (Schnieder 2006, Barutzki 2013). Bei Katzen kann Moxidectin, bzw. ein Kombinationspräparat mit Moxidectin und Imidacloprid (Di Cesare et al. 2017), sowie Eprinomectin verwendet werden (Deplazes et al. 2020).

Als prophylaktische Maßnahmen sollte Koprophagie verhindert werden, was sich aus der Lebensweise der Parasiten erschließt.

2.7 *Paragonimus kellicotti*: „The lung fluke“

Dieser Lungenparasit gehört nicht wie die bisher beschriebenen zu den Nematoden, sondern zu den Plattwürmern, genauer zu den Trematoden, den Saugwürmern (Deplazes et al. 2020). Auch ist er der Einzige unter den beschriebenen Lungenwürmern, die nicht in Europa vorkommen (Schnieder 2006). Da seine Lebensweise und Lokalisation im Endwirt grundsätzlich jenen der anderen Lungenwürmer ähnelt und er auch bei importierten Tieren aus Endemiegebieten auftreten kann, wird er hier dennoch kurz beschrieben (Schnieder 2006, Deplazes et al. 2020).

In der Gattung *Paragonimus* gibt es in etwa 50 verschiedene Spezies (Singh et al. 2012). Neben *Paragonimus kellicotti*, der besonders von veterinärmedizinischer Relevanz ist und deshalb nachfolgend genauer beschrieben wird, sind beispielsweise noch *Paragonimus westermani* in Ost- und Südostasien und *Paragonimus africanus* im tropischen Westafrika als Lungenparasiten von verschiedenen Säugetieren, inklusive Hunden und Katzen bekannt (Schnieder 2006). Auch können alle genannten Arten Menschen infizieren, weshalb sie als Zoonoseerreger angesehen werden (Schnieder 2006, Singh et al. 2012). Die durch diese Erreger ausgelöste Erkrankung wird als Paragonimose bezeichnet (Schnieder 2006).

Paragonimus kellicotti kommt in Nordamerika, Südasien, Südafrika und Israel vor (Schnieder 2006). Er besitzt wie alle Arten der Gattung *Paragonimus* ein breites Spektrum an möglichen Endwirten; er infiziert verschiedene Karnivoren inklusive Hunde und Katzen, zudem Schweine, Ziegen und Menschen (Schnieder 2006, Conboy 2009).

Die Adulten befinden sich in der Regel paarweise eingekapselt in Zysten im Lungenparenchym (Schnieder 2006, Conboy 2009). Meistens existiert eine offene Verbindung mit den Bronchien (Schnieder 2006). Sie produzieren Eier, die ähnlich wie bei anderen Lungenwürmern über die Trachea in den Pharynx gelangen, dort abgeschluckt werden und nach Passage des Gastrointestinaltrakts mit den Fäzes in die Umwelt gelangen (Schnieder 2006).

Die weitere Entwicklung von *Paragonimus kellicotti* findet in zwei Zwischenwirten statt: Als erste Zwischenwirte benötigt er aquatische Schnecken der Gattung *Pomatiopsis* spp. (Conboy 2009). Danach werden Flusskrebse, beispielsweise von der Gattung *Cambarus* spp. oder *Orconectes* spp., als zweite Zwischenwirte benötigt (Schnieder 2006, Conboy 2009). Für den erfolgreichen Ablauf seines Lebenszyklus ist *P. kellicotti* auf Frischwasserumgebungen angewiesen (Singh et al. 2012).

Die Infektion der Endwirte erfolgt durch orale Aufnahme von rohen, bzw. unzureichend erhitzten Flusskrebse, in deren Geweben sich die Metacercarien von *P. kellicotti* befinden (Conboy 2009, Singh et al. 2012). Ebenso kann die orale Aufnahme von paratenischen Wirten, wie Nagetieren, zu einer Infektion der Endwirte führen (Conboy 2009). Die von den Metacercarien freigesetzten Larven kommen nach Penetration der Darmwand und des Diaphragmas direkt in der Lunge an (Schnieder 2006, Singh et al. 2012). Dort finden sie sich häufig zu Paaren zusammen, dringen in das Lungenparenchym ein, um Zysten zu bilden, reifen zu Adulten heran und legen schließlich wieder Eier (Singh et al. 2012).

Die Präpatenz in Hunden beträgt vier bis sieben Wochen (Schnieder 2006), die Patenz kann bis zu vier Jahre betragen (Conboy 2009).

Das klinische Bild ähnelt wiederum demjenigen der anderen Lungenwürmer und ist sehr unspezifisch. Das häufigste Symptom ist Husten, manchmal kann zusätzlich noch Niesen, Speicheln, Hämoptosis, Leistungsintoleranz, Anorexie und Abmagerung, sowie Dyspnoe auftreten (Schnieder 2006, Conboy 2009). Die Erkrankung kann subklinisch verlaufen, allerdings sind auch tödliche Verläufe und plötzliche Todesfälle ohne vorherige klinische Symptomatik beschrieben (Harrus et al. 1997, Conboy 2009). Eine Komplikation besteht in der Entstehung eines Pneumothorax (Conboy 2009). Dieser entsteht, wenn parasitäre Zysten im Lungenparenchym nahe der Pleura reißen und dadurch Luft aus der Lunge in den Pleuralspalt eindringen kann (Conboy 2009).

Die definitive Diagnose wird durch den Nachweis der Eier von *P. kellicotti* in den Fäzes oder im Trachealschleim des infizierten Endwirts gestellt (Schnieder 2006). Der koproskopische Nachweis sollte am besten durch ein Sedimentationsverfahren erfolgen (Conboy 2009). Das klinische Bild lässt aufgrund seiner fehlenden Spezifität häufig nicht konkret auf den Erreger schließen (Conboy 2009, Singh et al. 2012). In der Bildgebung lassen sich Wurmzysten in der Lunge, die eine Größe von zwei bis fünf Zentimeter in Hunden besitzen, darstellen (Conboy 2009).

Wirksame Therapeutika stellen Albendazol, Praziquantel und Fenbendazol dar (Pechman 1984, Bowman et al. 1991, Conboy 2009, Saini et al. 2012).

Die Infektion kann verhindert werden, wenn die Aufnahme von Flusskrebse insbesondere in Endemiegebieten vermieden wird, was sich aus dem Lebenszyklus des Parasiten erschließt (Pechman 1984).

3 Material und Methoden

3.1 Sammlung der zu untersuchenden Schnecken

Die in dieser Arbeit untersuchten Schnecken wurden zwischen dem 28.05.2019 und 19.09.2019 in Wien, in dem an Wien angrenzenden Gerasdorf (Niederösterreich) und in der Nähe des Nationalparks Donau-Auen in Wien – Essling und in Groß-Enzersdorf (Niederösterreich) gesammelt. Es wurden insgesamt fünf Sammlungen an fünf verschiedenen Lokalisationen durchgeführt. Die aufgesammelten Schnecken wurden bestimmt und in beschriftete Kunststoffbehälter mit Luftzufuhr gegeben, die ein paar Salatblättern als Nahrungsquelle für die Schnecken während des Transports enthielten.

Die Beschriftung enthielt Datum und Uhrzeit, sowie Lokalisation und eine eindeutige, fortlaufende Nummer, die jeder Schnecke zugewiesen wurde. Damit war es möglich, die gesammelten Schnecken genau ihren Funddaten zuzuordnen. Es wurde die exakte Lokation mittels GPS-Koordinaten mit einer Genauigkeit von 10 m, sowie Datum und Uhrzeit der Sammlungen dokumentiert. Des Weiteren umfasst die Dokumentation noch die Beschaffenheit des Bodens und das unmittelbare Umfeld des Fundortes, sowie die klimatischen Bedingungen zum Zeitpunkt der Sammlung.

Die Umgebung der Sammelstellen sollte möglichst den Stadtrand Wiens und den an Wien angrenzenden Nationalpark Donau-Auen abdecken; die Auswahl der Sammelorte wurde anhand dieser Vorgaben getroffen. Außerdem wurden besonders die Bereiche auserkoren, in denen eine hohe Anzahl und Frequenz von möglichen Endwirten der Lungenwürmer wie Hunde oder Igel zu erwarten ist, beispielsweise in der Nähe einer Hundezone oder auf ausgewiesenen Spazierwegen an der Grenze zum Nationalpark Donau-Auen (Abb. 1-3). Da das Besammeln der Fauna im Nationalpark verboten ist, war es nicht möglich, die Schnecken direkt in den Donau-Auen zu sammeln.

Da morgens und abends die Anzahl an gut sichtbaren und aktiven Schnecken tendenziell höher ist als in den Mittagsstunden, wurde der Zeitpunkt der Schneckensammlung in den Morgen- und Abendstunden gewählt. In der Nacht wurde nicht gesammelt, da aufgrund der schlechten Sicht in der Dunkelheit der Sammelvorgang deutlich erschwert ist.

Die erste Bestimmung einer neu gesammelten Schneckenart erfolgte in Zusammenarbeit mit dem Zoologen Dr. Helmut Sattmann im Naturhistorischen Museum in Wien, alle weiteren

Bestimmungen wurden mit einem von einer Diplomandin des Instituts angefertigten Schneckenatlas (<https://www.vetmeduni.ac.at/schnecken-atlas/>) während des Einsammelns der Schnecken selbst durchgeführt. Dies war nötig, um zu verhindern, dass versehentlich unter Artenschutz stehende Schnecken eingesammelt werden.

Nach Bestimmung erfolgte der Transport in das Institut für Parasitologie der Veterinärmedizinischen Universität Wien, wo die Schnecken entsprechend dem Arbeitsprotokoll von Mirjam Edler mittels Übergießens mit Flüssigstickstoff euthanasiert und anschließend bis zu ihrer weiteren Untersuchung tiefgekühlt bei -20°C gelagert wurden.

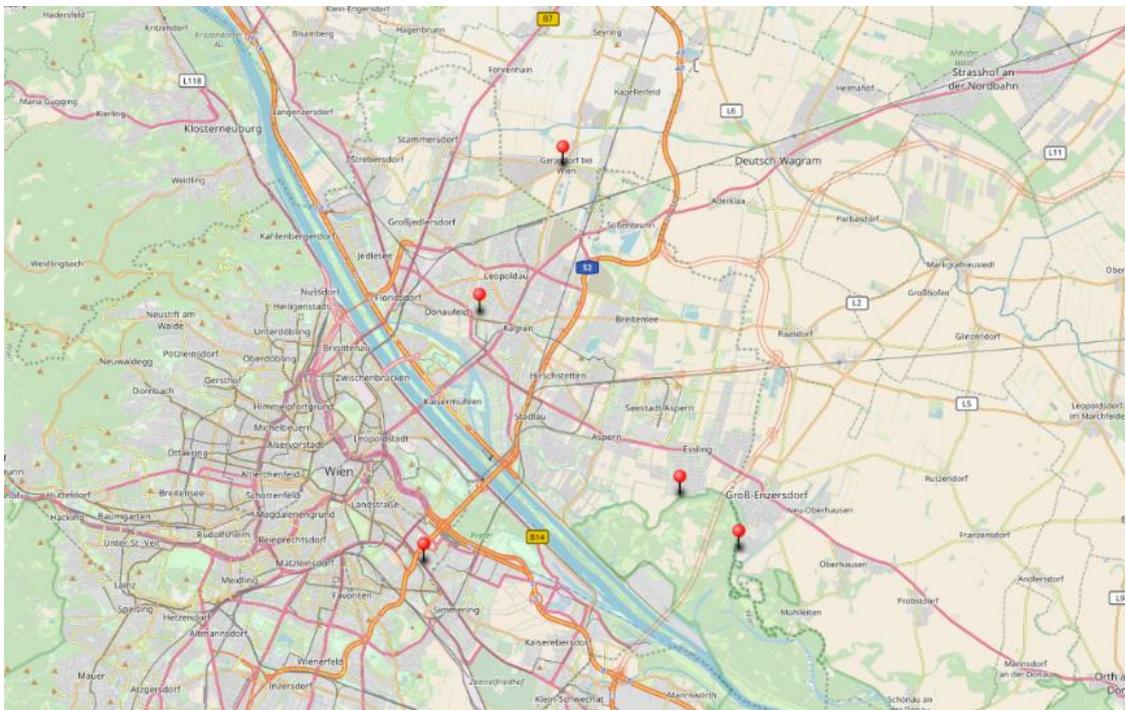


Abbildung 1: Karte mit den Fundorten der untersuchten Schnecken im Raum Wien und Umgebung



Abbildung 2: Schotterweg nahe Nationalpark Donauauen in Groß Enzersdorf, Aufnahme: Bleicher



Abbildung 3: Garten in Wien, Aufnahme: Bleicher

3.2 Untersuchung der gesammelten Schnecken

Es folgt eine kurze Zusammenfassung der Methodik der Untersuchung der Schnecken auf Lungenwurmlarven. Detailliertere Informationen zur Vorgangsweise finden sich in der Diplomarbeit von Frau Miriam Edler, deren Aufgabe die Etablierung des Untersuchungsvorgangs der Schnecken darstellte. Grundlage der Art und Weise der Untersuchung waren die Arbeiten von Lange et al. (2018) und Penagos-Tabares et al. (2019).

Der erste Schritt der Untersuchung bestand darin, die tiefgekühlten Schnecken zum Auftauen in das Untersuchungslabor zu bringen. Dies erfolgte bei Zimmertemperatur. Ziel war es, die Schnecken zumindest so weit aufzutauen, dass sich die steinhart gefrorenen Schnecken aus dem Gefrierbehälter herauslösen und sich im nächsten Arbeitsschritt gut schneiden lassen würden. Bei großen Schnecken konnte dieser Vorgang bis zu einer Stunde dauern.

Nach dem Auftauen und Herauslösen aus den Gefrierbehältern erfolgte das Wiegen. Hierfür wurden die Schnecken in für jede Schnecke individuelle Wiegeschälchen aus Kunststoff gegeben, die vorher mit den eindeutigen Identifikationsnummern der Schnecken beschriftet worden waren, und auf einer Laborwaage mit einer Genauigkeit von 0,1 g abgewogen. Im Falle von Gehäuseschnecken wurde vor dem Wiegen das Gehäuse mit Hilfe eines gewöhnlichen Schlosserhammers zerstört und die Bruchstücke entfernt, sodass nur das Gewicht des Schneckenkörpers erfasst wurde (Supplementär Tabelle 2). Das Gewicht wurde für jede Schnecke einzeln protokolliert, um anhand dessen das Volumen der Verdauungslösung für den eigentlichen Verdauungsvorgang zu bestimmen.

Die Verdauungslösung wurde vor Beginn der Untersuchung hergestellt und bestand aus 0,9 % Kochsalzlösung, Pepsin (Konzentration ≥ 2000 FIP – U/g) und Salzsäure (Konzentration 37 %, rauchend). Dabei wurden für 1000 ml Verdauungslösung 10 g Pepsin, 30 ml Salzsäure und 8,5 g NaCl verwendet und mit destilliertem Wasser auf 1000 ml aufgefüllt. Die Verdauungslösung wurde unter Beachtung der Sicherheitsmaßnahmen für den Umgang mit gefährlichen Chemikalien in einem großen Erlenmeyer-Kolben erzeugt, in den alle Bestandteile gefüllt und mit Hilfe eines Magnetrührers vermischt wurden.

Vor dem Start des Verdauungsvorgangs wurden die nun abgewogenen Schnecken in ihren zugehörigen Wiegeschälchen mit Hilfe einer sterilen Skalpellklinge in ca. 0,5 cm große, scheibenförmige Stücke zerteilt, wobei das erste, in etwa stecknadelkopfgroße, Stück vom Kopf der Schnecken abgetrennt wurde und in ein, mit eindeutiger Identifikationsnummer der

jeweiligen Schnecke beschriftetem, 1,5 ml Eppendorf-Tube gegeben wurde. Diese Behältnisse mit den Schneckenteilen wurden tiefgekühlt gelagert, um damit später eventuell erforderliche DNA-Analysen durchführen zu können.

Anschließend wurden die circa 0,5 cm großen Schneckenteile von ihren Wiegeschälchen in ebenfalls mit der zugehörigen eindeutigen Identifikationsnummer der ursprünglichen Schnecken beschrifteten, 50 ml fassenden Erlenmeyer-Kolben gegeben, die zuvor mit dem ihrer Masse entsprechenden Volumen der Verdauungslösung gefüllt worden waren. Hierbei war es wichtig, die Schichtdicke der Schneckenteile von circa 0,5 cm nicht zu überschreiten, da sich sonst die Parasitenlarven unter Umständen nicht extrahieren lassen würden. Die beschrifteten Erlenmeyer-Kolben mit den Schneckenteilen wurden nun in einem Inkubationsschüttler (IKA® KS 4000 i control; IKA-Werke, Staufen, Deutschland) gegeben und bei 40 °C und 120 Umdrehungen pro Minute vier Stunden lang inkubiert. Um dabei ein Verschütten des Inhalts der Verdauungsgefäße zu verhindern, wurden die Öffnungen der Erlenmeyer-Kolben vor dem Start der Inkubation mit Alufolie verschlossen.

Das Volumen der Verdauungslösung wurde entsprechend der Arbeitsanweisung von Frau Miriam Edler ermittelt. Hierbei wurde für Schnecken mit einer Masse unter 1,0 g 25 ml, für Schnecken mit einer Masse zwischen 1,0 – 2,0 g 30 ml, und für Schnecken mit einer Masse zwischen 2,0 – 3,0 g 35 ml Verdauungslösung verwendet. Im Laufe der Durchläufe der Verdauungen stellten sich außerdem noch folgende Regeln als sinnvoll heraus: Für Schnecken mit einer Masse zwischen 3,1 g – 6,9 g wurde das geschnittene Material in zwei 50 ml Erlenmeyer-Kolben mit jeweils 25 ml Verdauungslösung aufgeteilt, für Schnecken mit einer Masse zwischen 7,0 g – 9,9 g wurden zwei 50 ml Erlenmeyer-Kolben mit jeweils 30 ml Verdauungslösung, und für eine Schnecke, die eine Masse von 11,6 g hatte, wurden drei 50 ml Erlenmeyer-Kolben mit jeweils 30 ml Verdauungslösung verwendet. Da sich diese Regeln erst im Laufe der Verdauungsdurchläufe als gut geeignet erwiesen, gibt es etwa Schnecken, die schon ab einer Masse von 3,1 g in zwei 50 ml Erlenmeyer-Kolben mit jeweils 25 ml Verdauungslösung, oder ab einer Masse von 4,0 g in zwei 50 ml Erlenmeyer-Kolben mit 30 ml Verdauungslösung geben wurden. Auch gibt es Schnecken, die mit einer Masse von bis zu 3,9 g noch vollständig in einem 50 ml Erlenmeyerkolben mit 30 ml Verdauungslösung verdaut wurden. Für den Großteil der untersuchten Schnecken gelten jedoch die oben beschriebenen Regeln (siehe Tab. 2).

Masse der Schnecke (g)	Volumen Verdauungslösung pro Verdauungsgefäß (ml)	Anzahl Verdauungsgefäße
< 1,0	20	1
1,0-1,9	25	1
2,0-3,9	30	1
4,0-6,9	25	2
7,0-9,9	30	2
≥ 10,0	30	3

Tabelle 2: Ermittlung der Volumina der Verdauungslösung anhand der Schneckenmasse

Nach dem Ablauf der Inkubationszeit wurden die Erlenmeyer-Kolben aus dem Inkubationsschüttler genommen, und ihr Inhalt über einem Spülbecken in ein Sieb mit einer Maschenweite von 300 µm geleert. Direkt unter diesem war ein weiteres Sieb mit einer geringeren Maschenweite von 25 µm befestigt, durch das die Suspension ebenfalls floss und dessen Rückstand als Ausgangsstoff für die Untersuchung diente. Der Rückstand wurde anschließend mit 0,9 % NaCl-Lösung vom 25 µm Sieb gewaschen, und die resultierende Suspension in einer mit der eindeutigen Identifikationsnummer beschrifteten Petrischale gesammelt. Das Filtrat und der Inhalt des 300 µm Siebs wurden verworfen.

Nun folgte die mikroskopische Untersuchung. Dabei wurde das in der Petrischale befindliche Untersuchungsmaterial mit Hilfe einer Stereolupe (OLYMPUS SZH10 Research Stereo; Olympus Austria, Wien, Österreich) nach Lungenwurmlarven durchsucht. Die Untersuchung erfolgte mit einer Vergrößerung von 50 – 70 x. Bei Fund einer Larve wurde diese mittels einer Eppendorf Pipette auf ein mit eindeutiger Identifikationsnummer der jeweiligen Schnecke beschriftetes Deckglas überführt und mit einem Deckglas fixiert. Dabei wurde eine Pipettenspitze mit einer Kapazität von 10 µl verwendet.

Nun wurden die auf dem Deckglas fixierten Parasitenlarven mit Hilfe eines Durchlichtmikroskops mit Kameraokular (OLYMPUS Provis AX70; Olympus Austria) nach morphologischen Kriterien bestimmt und mittels des Programms „CellSense“ (Version 1.11; Olympus Austria; Wien, Österreich) fotografiert und abgespeichert. Es wurden jeweils drei Fotos von den Larven angefertigt: Eine Aufnahme, die die gesamte Larve zeigt, eine Aufnahme, die nur das hintere Ende und eine Aufnahme, die nur das vordere Ende zeigt.

Die restliche Lösung wurde in jedem Fall, sowohl mit als auch ohne Larvenfund, nach der Untersuchung in ein ebenfalls mit eindeutiger Identifikationsnummer der untersuchten Schnecke beschriftetes Zentrifugenröhrchen mit einem Fassungsvermögen von 50 ml gefüllt und in weiterer Folge bei 800 RCF 10 Minuten lang in einer Eppendorf-Zentrifuge zentrifugiert. Der Überstand wurde abgegossen und das jeweilige Pellet mittels einer Eppendorf-Pipette in ein ebenfalls mit eindeutiger Identifikationsnummer der untersuchten Schnecke beschriftetes Eppendorf-Tube mit einem Volumen von 1,5 ml überführt. Die Tubes wurden gesammelt in mehreren mit den eindeutigen Identifikationsnummern der Schnecken beschrifteten Sarstedt Kartonboxen tiefgekühlt gelagert. Dies war für die DNA-Extraktion der Larven notwendig, die nach Abschluss der praktischen Arbeit dieser Diplomarbeit stattfand.

4 Ergebnisse

4.1 Ergebnisse der Schneckenbesammlung

4.1.1 Einteilung anhand Kennzeichen der Herkunftsorte

Insgesamt wurden an fünf verschiedenen Sammelorten 151 Schnecken gesammelt. Davon stammten 47 aus Wien – Essling und 26 aus Groß-Enzersdorf. Beide Lokalisationen befinden sich in Grenznähe des Nationalparks Donau-Auen, in Wien – Essling wurde zudem nahe einer Hundezone gesammelt. Die weiteren Schnecken stammten zum einen aus Gerasdorf in Niederösterreich an der Grenze zu Wien, dort wurden 31 Tiere gesammelt. Außerdem wurden noch 9 Schnecken in Wien – Simmering und 38 Schnecken in Wien – Donaustadt nahe der Veterinärmedizinischen Universität gesammelt (siehe Abb. 4, sowie Supplementärtabelle 1).

Generell wurde an Straßenrändern, auf Schotterwegen, die häufig von Spaziergängern mit Hunden benutzt werden, sowie in einigen privaten Gärten gesammelt. Der Sammelort Wien – Essling, von dem insgesamt die meisten Schnecken stammen, ist dabei in alle drei Kategorien unterteilbar; diese werden im Folgenden auch gesondert ausgeschrieben. Dort wurde sowohl auf einem Spazierweg direkt an der Grenze zum Nationalpark Donau-Auen, auf dem Grünstreifen eines Straßenrandes in der Nähe einer Hundezone, als auch in einem privaten Garten gesammelt. Dabei wurden auf dem Spazierweg vier, in dem privaten Garten 23 und auf dem Grünstreifen am Straßenrand 20 Schnecken entnommen (siehe Supplementärtabelle 1, sowie Abb. 4).

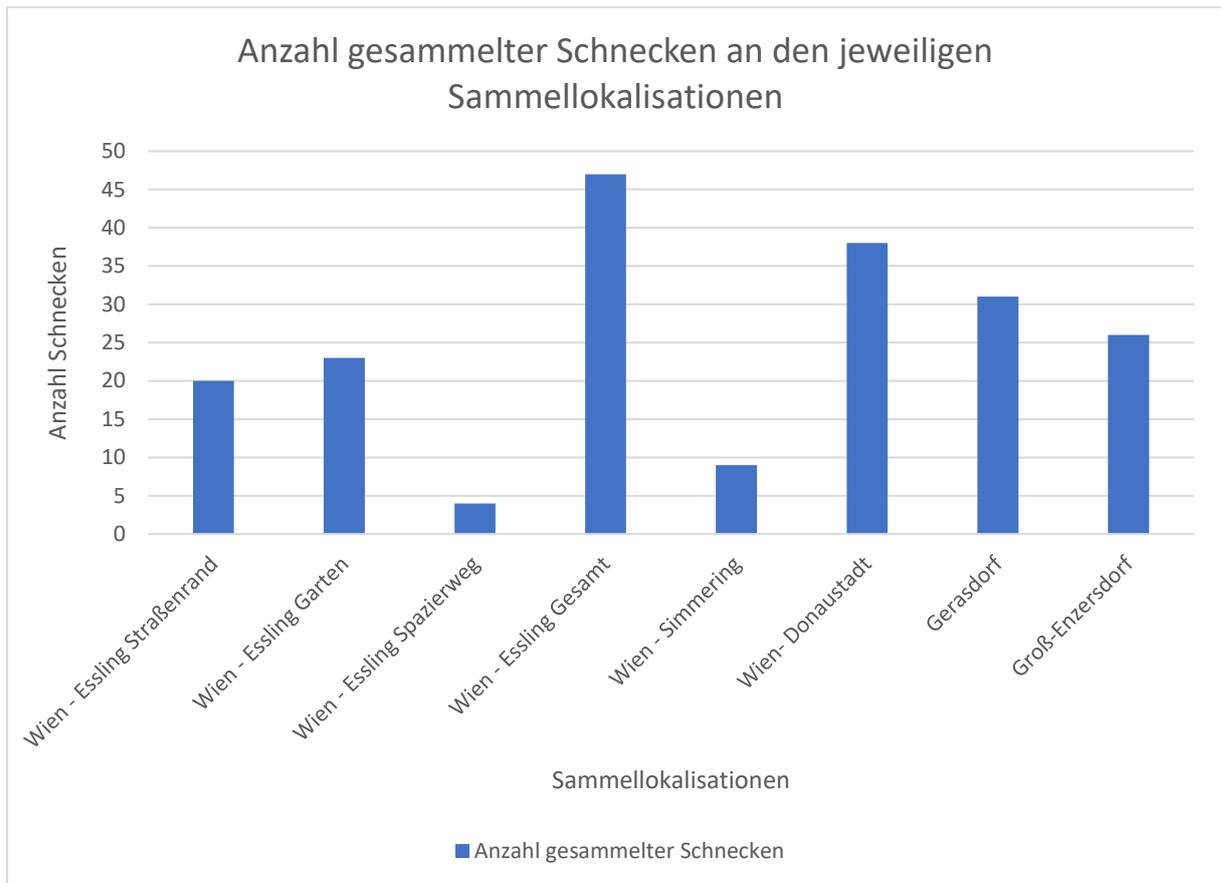


Abbildung 4: Anzahl gesammelter Schnecken je Sammellocalisation

Bei den Sammelorten Gerasdorf und Wien – Simmering handelt es sich ebenfalls um private Gärten. Am Sammelort Groß-Enzersdorf wurde auf einem Spazierweg direkt an der Grenze zum Nationalpark Donau-Auen gesammelt. Die Lokalisation Wien – Donaustadt ist schwieriger einzuteilen, da hier hauptsächlich im Garten eines Studentenwohnheims gegenüber der Veterinärmedizinischen Universität Wien, allerdings auch auf dem direkt angrenzenden Bürgersteig Schnecken aufgelesen wurden. Da die Schnecken jedoch zum einen ohne Probleme vom Garten des Studentenwohnheims auf den Bürgersteig kriechen können, und außerdem auch direkt vom Bürgersteig gesammelt wurde, wird diese Lokalisation ebenfalls als Straßenrand kategorisiert. Insgesamt wurden die meisten in dieser Arbeit untersuchten Schnecken in privaten Gärten gesammelt, in Summe handelt es sich um 63 Tiere. Auf Spazierwegen wurden 30 und an Straßenrändern 58 Schnecken gesammelt (siehe Abb. 5).

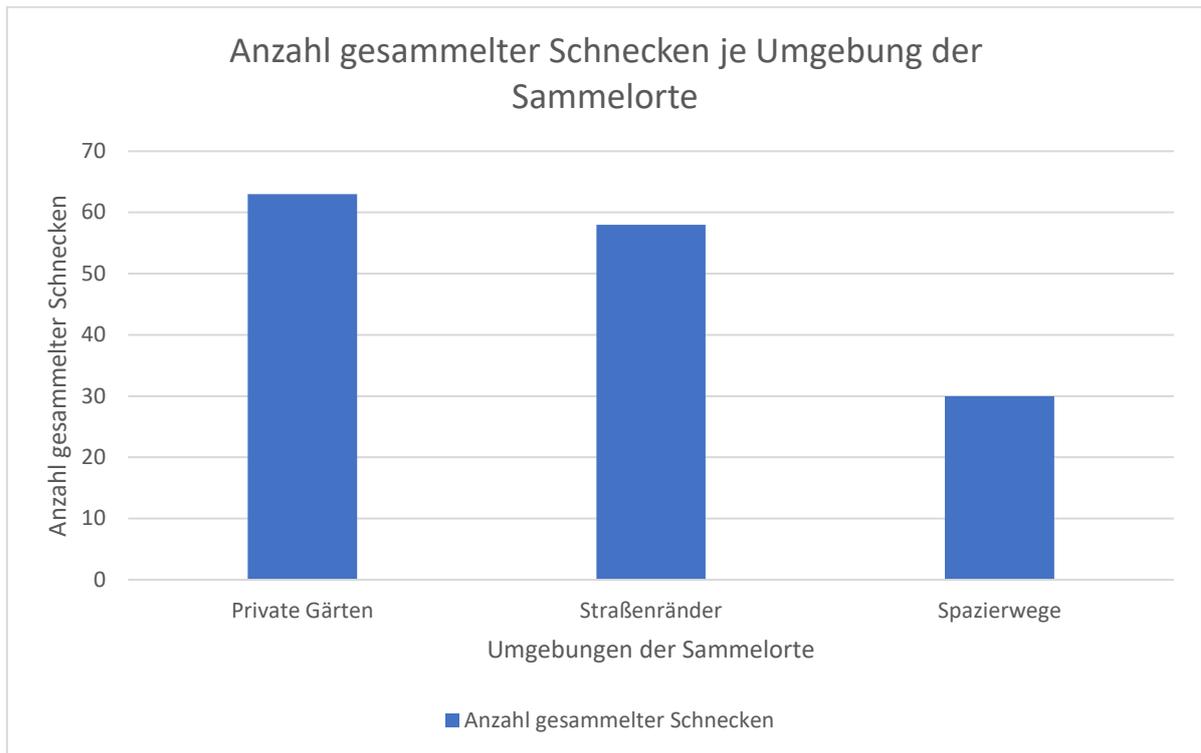


Abbildung 5: Kategorisierung der Herkunft der Schnecken anhand der Umwelt

Eine weitere Kategorisierung der Sammelorte kann in die jeweilige meteorologische Jahreszeit zum Zeitpunkt der Sammlung getroffen werden. So lag der Sammelzeitpunkt in Wien – Essling im meteorologischen Frühling, in Wien – Simmering, Wien – Donaustadt und Gerasdorf im meteorologischen Sommer, und in Groß-Enzersdorf im meteorologischen Herbst. In Wien – Simmering war es zum Zeitpunkt der Sammlung sonnig und mit einer Lufttemperatur von 34 °C sehr heiß, an allen anderen Lokalisationen der Sammlung war es mit Lufttemperaturen zwischen 16 – 24 °C gemäßigt warm und bewölkt, in Wien – Essling und Wien – Donaustadt regnete es leicht bis mäßig. Da die klimatischen Bedingungen nur in Wien – Simmering deutlich von den anderen Sammelorten abweichen und dort nur 9 Schnecken gesammelt wurden, wird auf eine Kategorisierung in klimatischen Rahmenbedingungen zum Zeitpunkt der Sammlung verzichtet. In Summe wurden im meteorologischen Frühling 47, im meteorologischen Sommer 78, und im meteorologischen Herbst 26 Exemplare gesammelt (siehe Abb. 6).

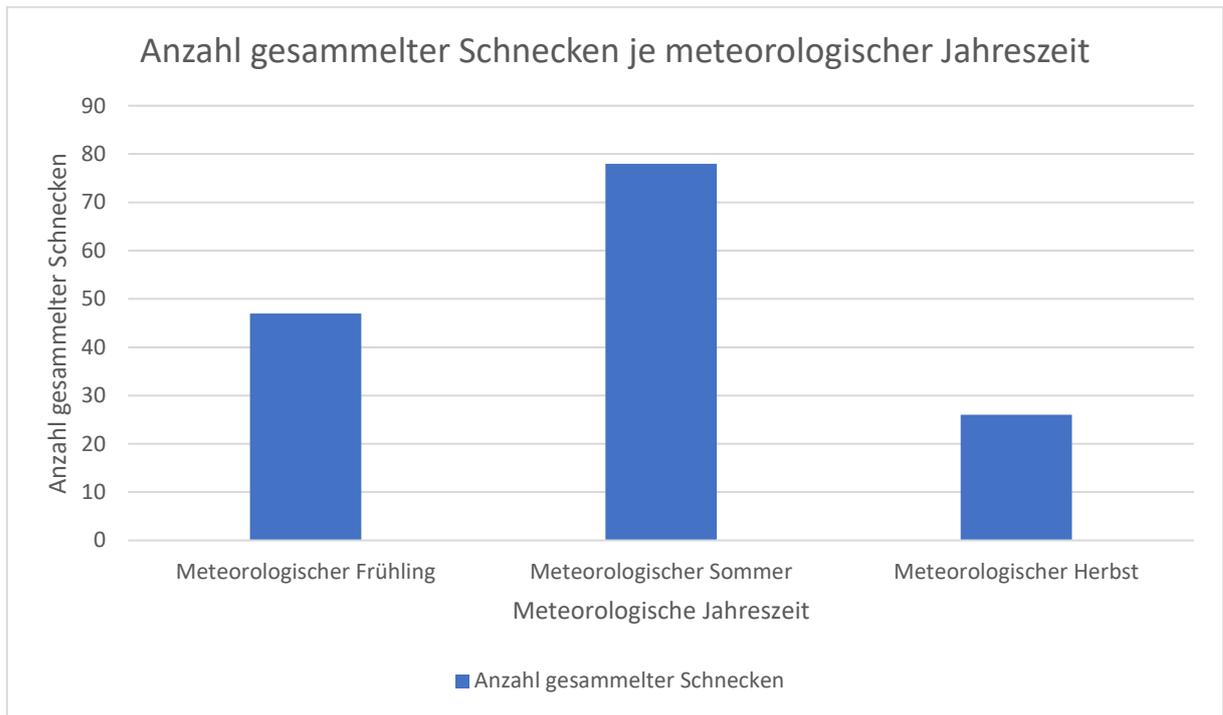


Abbildung 6: Anzahl gesammelter Schnecken pro meteorologische Jahreszeit

4.1.2 Einteilung anhand der Schneckenarten

Im Rahmen dieser Diplomarbeit wurden zwei Gehäuseschneckenarten, *Cepaea hortensis* (siehe Abbildung 9) und *Cornu aspersum* (siehe Abbildung 8), sowie eine Nacktschneckenart, *Arion vulgaris* (siehe Abbildung 7), gesammelt und untersucht. Dabei waren von den gesammelten 151 Schnecken 69 Exemplare von der Art *Arion vulgaris*, 48 von der Art *Cornu aspersum* und 34 von der Schneckenart *Cepaea hortensis*. Eine genaue Auflistung, welche Anzahl von jeder Schneckenart an den Sammelorten gesammelt wurde, ist in Tabelle 3, sowie in Abbildung 8 ersichtlich.



Abbildung 7: *Arion vulgaris*, Aufnahme: Bleicher

Herkunftsort	Schneckenart			
	<i>Cepaea hortensis</i>	<i>Cornu aspersum</i>	<i>Arion vulgaris</i>	SUMME
Wien – Essling²	8	2	37	47
Wien – Simmering	0	0	9	9
Wien – Donaustadt	0	38	0	38
Gerasdorf	0	8	23	31
Groß-Enzersdorf	26	0	0	26
SUMME	34	48	69	151

Tabelle 3: Verteilung der Anzahl der gefundenen Schnecken auf Art und Herkunftsort

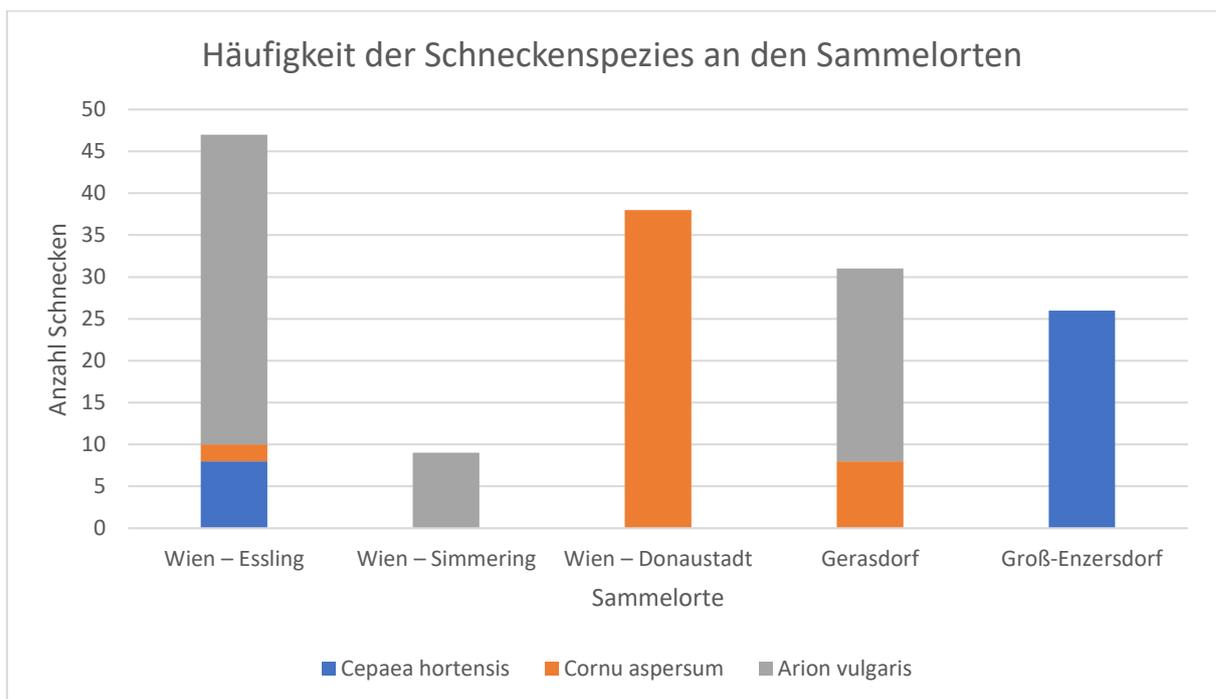


Abbildung 8: Anzahl Exemplare jeder Schneckenspezies anhand des jeweiligen Sammelorts

² Die drei Lokalisationen der Schneckensammlung in Wien – Essling wurden hier zusammengefasst, da sie sehr nahe beieinanderliegen, sodass die einzelnen Schnecken innerhalb einiger Stunden zu einem anderen Sammelort kriechen können. Daher macht eine zusätzliche Unterteilung hier keinen Sinn.

Hervorzuheben ist einerseits, dass die meisten untersuchten Schnecken der Art *Cornu aspersum* aus Wien – Donaustadt stammen (alle Schnecken von dort sind von dieser Spezies). Auch kommen die meisten Exemplare der Schneckenart *Cepaea hortensis* aus einem Sammelgebiet, nämlich aus Groß-Enzersdorf. Ebenfalls stellt sie die einzige dort gesammelte Schneckenspezies dar. Die meisten Schnecken von der Spezies *Arion vulgaris* stammten aus Wien – Essling, allerdings war *Arion vulgaris* dort nicht die einzige gesammelte Spezies. Dies war in Wien – Simmering der Fall, alle neun Exemplare waren von der Schneckenart *Arion vulgaris*.



Abbildung 9: *Cornu aspersum*, Aufnahme: Bleicher



Abbildung 10: *Cepaea hortensis*

https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Cepaea_hortensis_-_Schnecke_-_snail_-_M%C3%B6rfelden-Walldorf_-_02.jpg

Norbert Nagel / Wikimedia Commons (Lizenz: CC BY-SA 3.0)

4.2 Ergebnisse der morphologischen Untersuchung auf Lungenwurmlarven

Von den insgesamt gesammelten 151 Schnecken wurden bei 100 Exemplaren Nematodenlarven mit Verdacht auf Lungenwürmer mikroskopisch identifiziert, dies entspricht einem Anteil von 66%. 47 Schnecken, also 31%, wurden als negativ klassifiziert, da sich in ihnen keine Parasitenlarven nachweisen ließen. Das Ergebnis der Untersuchung der restlichen vier Schnecken wurde als nicht beurteilbar festgelegt, was einen Anteil von 3% aller untersuchten Schnecken darstellt. Die Ursache hierfür war ein verstopftes Sieb, welches erst nach der Filtrierung der Suspension im Anschluss an die Verdauung erkannt wurde. Infolgedessen war die resultierende Suspension nicht im Stereomikroskop auswertbar.

4.2.1 Ergebnisse im Zusammenhang mit dem Herkunftsort der Schnecken

Außer in Wien – Simmering waren an allen Sammelorten mindestens 60% der Schnecken mit Nematodenlarven infiziert. Am höchsten war die Infektionsrate in Gerasdorf, dort waren 81% der untersuchten Schnecken positiv, also mit Nematodenlarven mit Verdacht auf Lungenwürmer infiziert. In Wien – Essling war der Anteil positiver Schnecken mit 72% ebenfalls hoch. In Wien – Donaustadt und Groß-Enzersdorf waren die Anteile der positiven Schnecken mit 61% und 62% nahezu identisch. Nur in Wien – Simmering betrug der Anteil positiver Schnecken lediglich 22% aller von diesem Ort untersuchten Schnecken (siehe Tab. 4 und Abb. 11).

Herkunftsort	Ergebnis der mikroskopischen Untersuchung			
	Positiv	Negativ	Nicht beurteilbar	SUMME
Wien – Essling¹	34	13	0	47
Wien – Simmering	2	7	0	9
Wien – Donaustadt	23	14	1	38
Gerasdorf	25	3	3	31
Groß-Enzersdorf	16	10	0	26
Summe aller Ergebnisse	100	47	4	151

Tabelle 4: Ergebnisse der mikroskopischen Untersuchung auf Parasitenlarven je Herkunftsort

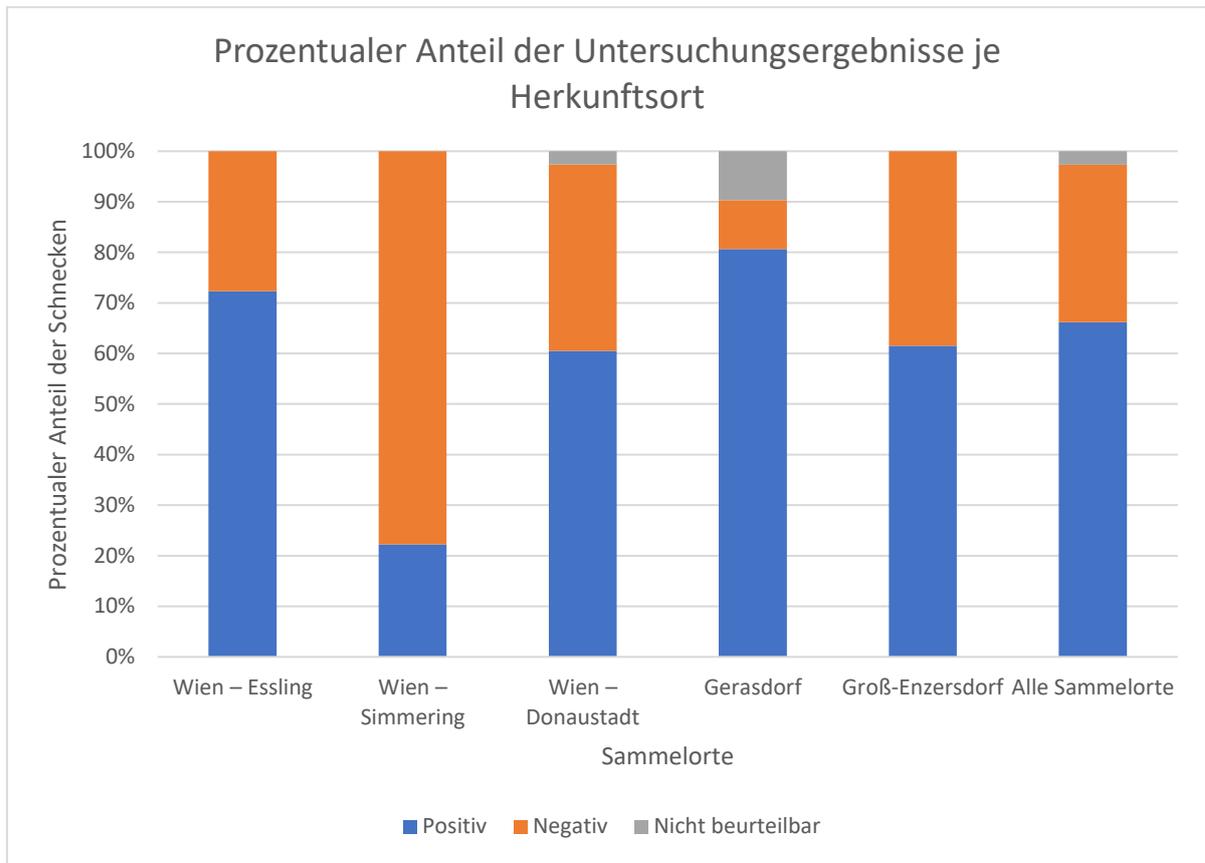


Abbildung 11: Anteil der Untersuchungsergebnisse von der Gesamtzahl der gesammelten Schnecken je Sammelort

Die Herkunftsorte der untersuchten Schnecken lassen sich wiederum nach ihrer Umgebung einteilen, um so die Untersuchungsergebnisse in Abhängigkeit von der Umgebung des entsprechenden Sammelortes darzustellen. Die meisten positiven Ergebnisse gab es mit 78% in Schnecken, die in Gärten gesammelt wurden. Darauf folgten die positiven Ergebnisse der Schnecken von Spazierwegen mit 63%. Auf Straßenrändern gab es den geringsten Anteil positiver Schnecken, hier waren nur 55% aller untersuchten Schnecken positiv (siehe Abb. 12).

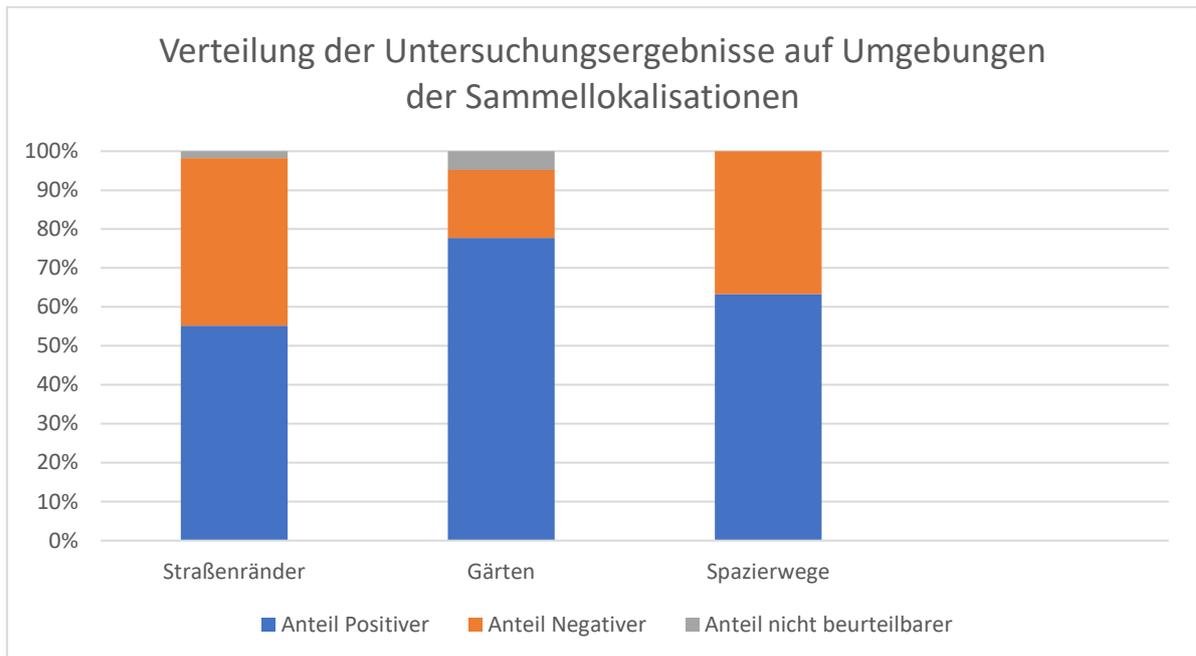


Abbildung 12: Darstellung der prozentualen Anteile der Untersuchungsergebnisse anhand der Umgebung des Herkunftsortes

Ebenso wurde auch untersucht, wie hoch die Anteile der Untersuchungsergebnisse in den drei meteorologischen Jahreszeiten ausfallen, in denen gesammelt wurde. Dabei zeigte sich, dass die Infektionsrate der Schnecken mit Nematodenlarven mit Verdacht auf Lungenwürmer im meteorologischen Frühling mit 72% am höchsten war. Die Infektionsrate der Schnecken im meteorologischen Sommer und Herbst lagen mit 64% im Sommer und 62% im Herbst in etwa auf demselben Niveau (Abb. 13).

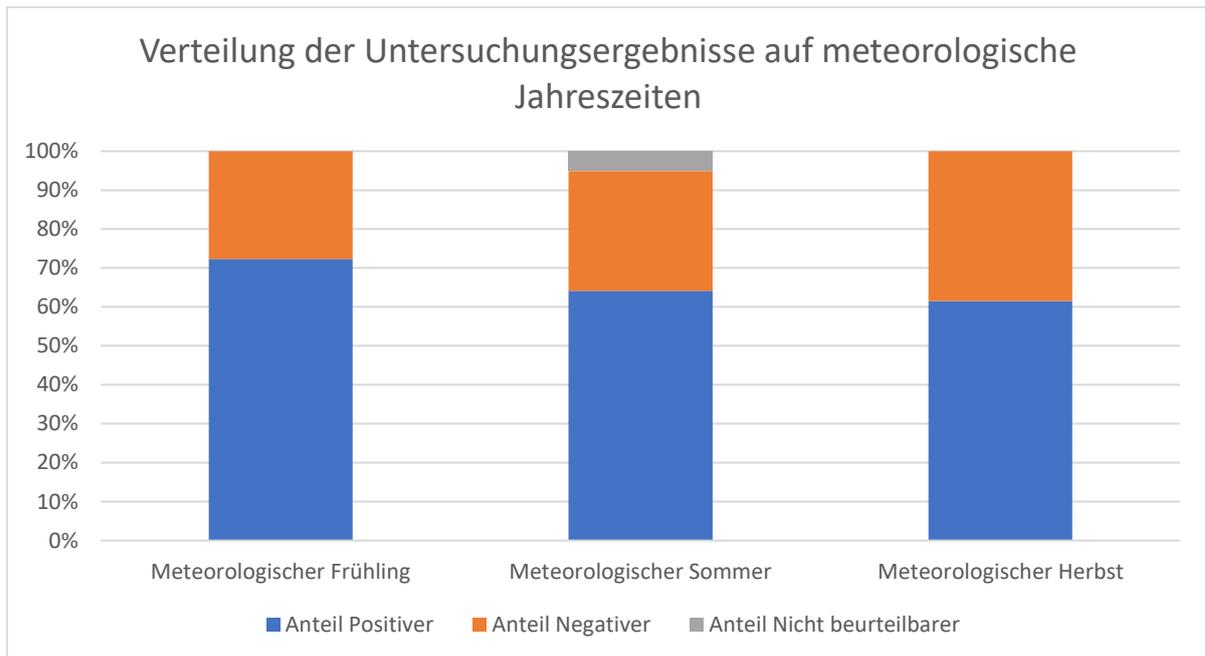


Abbildung 13: Untersuchungsergebnisse je meteorologische Jahreszeit, in der gesammelt wurde

4.2.2 Untersuchungsergebnisse anhand der gesammelten Schneckenarten

Von den drei untersuchten Schneckenarten wurden in der Nacktschnecke *Arion vulgaris* mit einem Anteil von 74% der untersuchten Schnecken die meisten Nematodenlarven mit Verdacht auf Lungenwürmer nachgewiesen. Möglicherweise ist der Anteil der auf Nematodenlarven mit Verdacht auf Lungenwürmer positiv untersuchten Schnecken dieser Spezies sogar noch höher, da 3 von 69 gesamt untersuchten Schnecken der Art *Arion vulgaris* nicht mikroskopisch beurteilbar waren, was einem Anteil von 4% entspricht. Die zweithöchste Infektionsrate erzielte die Art *Cornu aspersum*. In den Vertretern ihrer Spezies ließen sich bei 32 von insgesamt 48 Exemplaren Nematodenlarven mit Verdacht auf Lungenwürmer nachweisen, dies entspricht einem Anteil von exakt $\frac{2}{3}$. Am niedrigsten war die Infektionsrate in den Vertretern der dritten untersuchten Schneckenart, *Cepaea hortensis*. Genau die Hälfte der 34 untersuchten Exemplare, also 17 Stück, enthielten Nematodenlarven (Abb. 14).

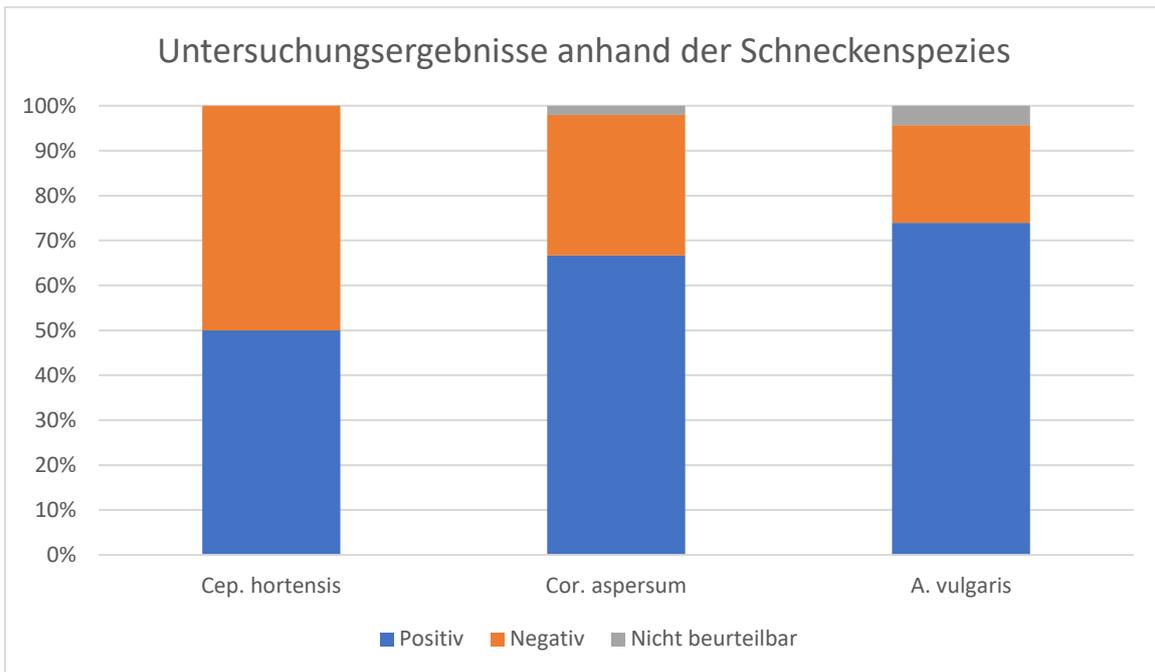


Abbildung 14: Untersuchungsergebnisse anhand der jeweiligen Schneckenart

4.3 Ergebnisse der mikroskopischen Larvendifferenzierung

Die Nematodenlarven mit Verdacht auf Lungenwürmer wurden morphologisch anhand der Darstellungen aus den Studien und Reviews von Traversa et al. (2010), Brianti et al. (2012), Giannelli et al. (2014), Brianti et al. (2014), Giannelli et al. (2015), Colella et al. (2016), Liatis et al. (2017), Lange et al. (2018) und Penagos-Tabares et al. (2019) während dem Mikroskopieren bestimmt und fotografiert, um auch später noch die Bestimmung anhand der Fotos bestätigen zu können. Allerdings war es nicht möglich, die genaue Spezies der Larven zu ermitteln, da sich die einzelnen Larvenspezies in ihrer Morphologie zu sehr ähneln. Die Speziesbestimmung der Nematodenlarven mit Verdacht auf Lungenwürmer wurde mit Hilfe einer molekularbiologischen Analyse in einer Folgearbeit dieses Diplomarbeitprojektes durchgeführt (Fuehrer et al., 2020). Folglich wird bei den Ergebnissen der morphologischen Larvenbestimmung in dieser Arbeit nur zwischen den Familien Crenosomatidae und Angiostrongylidae unterschieden.

Von den insgesamt 100 Schnecken, in denen Nematodenlarven mit Verdacht auf Lungenwürmer entdeckt wurden, enthielten 98 Nematodenlarven mit Verdacht auf Lungenwürmer der Familie Crenosomatidae, sehr wahrscheinlich waren die enthaltenen Spezies von der Gattung *Crenosoma* (Abb. 15-17). Die restlichen zwei untersuchten Exemplare beinhalteten möglicherweise Larven aus der Familie Angiostrongylidae, jedoch waren sie nur sehr eingeschränkt beurteilbar.



Abbildung 15: Nematodenlarve, vermutlich aus Familie Crenosomatidae; Aufnahme: Bleicher



Abbildung 16: Hinteres Ende einer Nematodenlarve, wahrscheinlich aus Familie Crenosomatidae, vermutlich L3; Aufnahme: Bleicher

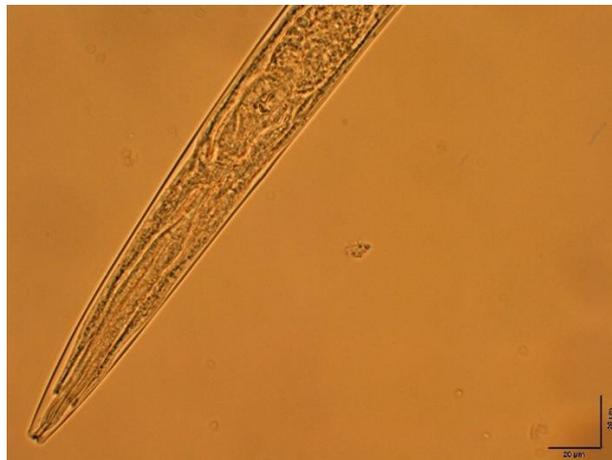


Abbildung 17: Vorderes Ende einer Nematodenlarve, wahrscheinlich aus Familie Crenosomatidae; Aufnahme: Bleicher

Aus diesen Ergebnissen lässt sich eine Prävalenz von exakt $\frac{2}{3}$ (67%) für Nematodenlarven mit Verdacht auf Lungenwürmer der Familie Crenosomatidae in den untersuchten Schnecken ableiten. Die nicht beurteilbaren Exemplare wurden bei dieser Berechnung exkludiert. Analog ergibt sich eine Prävalenz von ca. 1% für Nematodenlarven mit Verdacht auf Lungenwürmer der Familie Angiostrongylidae in den untersuchten Schnecken. Da die morphologische Bestimmung der Nematodenlarven nicht eindeutig ist, wurden im Anschluss alle im Rahmen dieser Diplomarbeiten gesammelten Schnecken molekularbiologisch auf Metastrongyliden untersucht.

5 Diskussion

Im Rahmen dieser Diplomarbeit sollten Daten über die Infektionsrate der Schnecken mit metastrongyloiden Lungenwurmlarven in den besammelten Regionen generiert werden, um damit Rückschlüsse auf das Risiko einer Infektion von Haustieren mit jenen Lungenwürmern, die Schnecken als Zwischenwirte benötigen, zu ziehen.

Es wurden 151 Schnecken verschiedener Arten gesammelt und auf eine Infektion mit Lungenwürmern untersucht, die diese Schnecken als Zwischenwirte benötigen. Sie stammten aus Wien, und teilweise aus Regionen Niederösterreichs, die an Wien angrenzen. Ein Teil der Sammelorte befand sich zudem direkt an der Grenze des Nationalparks Donau-Auen. In dem Forschungsprojekt, in dessen Rahmen diese Diplomarbeit durchgeführt wurde und in das die gesammelten Proben und Ergebnisse miteingeflossen sind, wurden insgesamt 1320 Schnecken im Osten Österreichs gesammelt und untersucht (Fuehrer et al. 2020).

Die Schnecken wurden gesammelt, bestimmt, euthanasiert, verdaut und anschließend mikroskopisch auf Lungenwurmlarven untersucht. Dabei wurde besonders auf die genaue Einhaltung der Reihenfolge der Arbeitsschritte von der Besammlung über die Bestimmung bis hin zur Untersuchung, sowie auf eine exakte Dokumentation von Spezies, Gewicht, Volumen der Verdauungsflüssigkeit und dem Ergebnis der mikroskopischen Untersuchung auf Lungenwurmlarven jeder einzelnen Schnecke geachtet. Zu diesem Zweck wurde jeder Schnecke eine eindeutige Kennzeichnung verliehen, die ebenso exakt bei jedem Arbeitsschritt festgehalten wurde.

Von den 151 Schnecken konnten in 100 Exemplaren (ca. 66%) Nematodenlarven mit Verdacht auf Lungenwurmlarven identifiziert werden. In Gerasdorf wurde der höchste Anteil (ca. 81%) positiver Schnecken, also jene, in denen Larven nachgewiesen wurden, gesammelt. Im Vergleich dazu wurden in Wien – Simmering allerdings nur 22% der untersuchten Schnecken als positiv klassifiziert. Jedoch wurden nur neun Tiere aus Wien – Simmering untersucht, an den anderen Sammelorten waren es zwischen 26 bis 47 Exemplare. Aufgrund der geringen Anzahl untersuchter Schnecken in Wien – Simmering ist die geringe Befallsrate nur mit Vorsicht zu betrachten.

Da mit dem Ziel gesammelt wurde, mehrere verschiedene Schneckenarten auf Lungenwürmer untersuchen zu können, wurden an einigen Orten bevorzugt, teilweise ausschließlich Exemplare von bestimmten Schneckenarten gesammelt, um von einer in etwa ähnlich großen

Stichprobenmenge je Schneckenspezies ausgehen zu können. Daher lässt die Verteilung der Anzahl der je Art an einer bestimmten Lokalisation gefundenen Schnecken keine Rückschlüsse auf das Vorkommen einer bestimmten Schneckenart an einem bestimmten Sammelort oder einer bestimmten Jahreszeit zu. Deshalb wird hier nicht weiter auf die Anzahl der gesammelten Schnecken je Schneckenspezies eingegangen.

Die häufigste anteilmäßig infizierte Schneckenart in dieser Arbeit ist *A. vulgaris* (74%). Die niedrigste Befallsrate wurde in *C. hortensis* nachgewiesen (50%). Die dritte untersuchte Schneckenart *C. aspersum* lag mit einer Befallsintensität von 67% zwischen den beiden anderen. Laut Penagos-Tabares et al. (2019) gibt es einen möglichen Zusammenhang zwischen der Größe einer Schnecke, die sich auch von ihrem Gewicht ableiten lässt, sowie ihrem Alter mit der Anzahl an Lungenwurmlarven pro infizierter Schnecke. Dieser Zusammenhang wird mit einer höheren Exposition zu L1 erklärt, da sie aufgrund ihres Alters und ihrer Größe potenziell schon mehr Material aufgenommen haben, als jüngere und kleinere Schnecken (Penagos-Tabares et al. 2019). Allerdings konnte in jener Untersuchung der Schneckenfauna in Kolumbien kein Zusammenhang zwischen Gewicht der Schnecken und der Anzahl der Lungenwurmlarven pro Schnecke identifiziert werden (Penagos-Tabares et al. 2019). Dies ist insofern für die oben genannten Ergebnisse interessant, da die untersuchten Exemplare von *C. hortensis* tendenziell die kleinsten und leichtesten untersuchten Schnecken waren (siehe Supplementärtabelle 2). Möglicherweise kann diese Tatsache die Hypothese stützen, dass ein geringes Gewicht, bzw. eine geringe Größe negativ mit einem Lungenwurmlarvenbefall der Schnecken korreliert. Problematisch ist hierbei jedoch, dass die Schneckenspezies *C. hortensis* generell kleiner und leichter als *A. vulgaris* und *C. aspersum* ist, daher ist die Ableitung eine Korrelation zwischen Größe, bzw. Gewicht und Befallsrate anhand der vorliegenden Daten ohne Rücksicht auf die artspezifischen Merkmale nicht sinnvoll, besonders, wenn anhand der Größe, bzw. dem Gewicht der Schnecken auf ihr Alter geschlossen wird. Außerdem wurde in dieser Arbeit die Befallsrate der Schnecken mit Lungenwurmlarven nur qualitativ ermittelt, die Anzahl detektierter Larven pro Schnecke wurde nicht erfasst, somit kann die Hypothese von Penagos-Tabares et al. (2019) hier gar nicht angewendet werden.

Auch wurden die Larven nur bis auf Höhe der Familie bestimmt, da eine genaue Klassifikation der Spezies rein morphologisch sehr anspruchsvoll ist und nur von erfahrenen Diagnostikern zweifelsfrei festgestellt werden kann (Barutzki 2013, Lange et al. 2018, Lange 2019). Somit

lässt sich anhand dieser Ergebnisse kein konkretes Infektionsrisiko für Hunde und Katzen, die Schnecken zu sich nehmen, ableiten.

Allerdings lässt sich anhand dieser Ergebnisse durchaus nachweisen, dass alle untersuchten Schneckenarten potenziell geeignete Endwirte für Crenosomatidae darstellen. Dies stimmt mit den Ergebnissen aus der Literatur überein (Giannelli et al. 2014, Colella et al. 2016, Lange et al. 2018, Deplazes et al. 2020).

Crenosomatidae wurden vermutlich in 98% der positiven Schnecken identifiziert. Anhand der morphologischen Merkmale wird vermutet, dass es sich wahrscheinlich um *Crenosoma* spp. handelt. Es wurde anhand der Ergebnisse eine Prävalenz dieser Nematodenlarven von 67% in allen untersuchten Schnecken ermittelt.

Dieser Wert ist deutlich höher als in der Literatur zu findende Ergebnisse ähnlicher Untersuchungen (Lange et al. 2018, Penagos-Tabares et al. 2019, Penagos-Tabares et al. 2020). Allerdings gilt es hier zu beachten, dass sich die Prävalenzen, die in der Literatur angegeben sind, konkret auf eine Lungenwurmspezies beziehen, beispielsweise auf *C. vulpis* oder *Troglostrongylus brevior*. Da jedoch in dieser Diplomarbeit Lungenwurmlarven nur bis auf die Ebene der Familie genau bestimmt wurden, kann es durchaus sein, dass mehrere Spezies der Gattungen *Crenosoma* und *Troglostrongylus* zusammen erfasst wurden. Dies führt zu einem höher wirkenden Anteil an kontaminierten Schnecken als in der Literatur angegeben und ist ohne genaue Bestimmung der Spezies der Lungenwurmlarven nur schwer mit den gegebenen Werten zu vergleichen.

Auch wäre es möglich, dass aufgrund der gemeinsamen Benutzung diverser Gegenstände durch mehrere Diplomand*Innen im Rahmen der Untersuchung ein paar falsch positive Ergebnisse aufgrund Kontamination der Untersuchungsgestände entstanden sein könnten. Beispielsweise ist es vorstellbar, dass das Metallsieb, das benutzt wird, um die Larven aus der Verdauungsflüssigkeit heraus zu filtrieren, mit nicht weggespülten Larven einer anderen Person kontaminiert war. Diese könnten dann in einer ursprünglich negativen Probe gelandet sein, die dann in weiterer Folge aufgrund der Entdeckung der Larve als positiv klassifiziert wurde. Jedoch müsste diese Verschleppung einer Larve über das Sieb relativ bald stattgefunden haben, da das Sieb schnell trocknet und die Larve dadurch nicht mehr beurteilbar wird. Möglicherweise wurden auch ein paar Strukturen in der Probe unter dem Mikroskop versehentlich als Larve eingeordnet, vor allem bei den ersten untersuchten Schnecken ist das durchaus vorstellbar, da nur rudimentäre Vorerfahrung in der

mikroskopischen Detektion der Larven bestand. Da jedoch Fotos der detektierten Larven angefertigt und diese vor Anfertigung der endgültigen Ergebnisse nochmals begutachtet und mit Bildern aus der Literatur wurden, scheint dieser Fehler ebenfalls recht unwahrscheinlich zu sein.

Die restlichen 2% der positiven Schnecken enthielten vermutlich Nematodenlarven aus der Familie der Angiostrongylidae. Aus denselben Gründen wie bei den anderen detektierten Nematodenlarven mit Verdacht auf Lungenwürmer ist auch hier ein Vergleich mit den in der Literatur angegebenen Werten nicht möglich, da die konkrete Spezies der Larven nicht bekannt ist. Auch wenn die Spezies bekannt wäre, ist ein Vergleich der ermittelten Prävalenz mit den Werten anderer Arbeiten insbesondere für *A. vasorum* schwierig, da bekannt ist, dass diese geographisch und abhängig vom Sammelzeitpunkt sehr unterschiedlich ausfallen (Ferdushy et al. 2009, Aziz et al. 2016, Lange et al. 2018, Lange 2019, Penagos-Tabares et al. 2020). Diese starke Schwankung der Prävalenz liegt vermutlich auch daran, dass *A. vasorum* dazu neigt, lokal begrenzte, hyperendemische Foci zu bilden (Morgan et al. 2021).

Ferdushy et al. (2010) zeigte, dass die erfolgreiche Entwicklung der Larven von *A. vasorum* in den Schnecken zum dritten Entwicklungsstadium abhängig von der Umgebungstemperatur ist, der die Schnecken ausgesetzt sind: Je geringer diese ist, desto schlechter, bzw. langsamer entwickeln sich die L1 in den Schnecken. Eine höhere Luftfeuchtigkeit hingegen scheint keinen Einfluss auf die Larvenentwicklung zu haben (Ferdushy und Hasan 2010). Eine Abhängigkeit des Erfolgs der Larvenentwicklung von der Umgebungstemperatur, der die Zwischenwirte ausgesetzt sind, konnte auch Di Cesare et al. (2013) für *A. abstrusus* feststellen: Je höher diese ist, desto mehr Larven erreichen das dritte Larvenstadium.

Während den Sammlungen wurden auch klimatische Parameter erfasst. Bei der Betrachtung der Umgebungstemperatur fällt auf, dass in Gerasdorf, dem Sammelort mit dem höchsten Anteil infizierter Schnecken (81%), an einem warmen Tag im Juli gesammelt wurde (24 °C, Sammeldatum: 12.07.2019; siehe auch Supplementärtabelle 1).

In Wien – Essling, Groß-Enzersdorf und Wien – Donaustadt betrug die Temperatur während der Besammlung nur zwischen 16-17 °C, an diesen Orten wurden in etwa zwischen 60-72% der dort gesammelten Schnecken als positiv klassifiziert (siehe auch Supplementärtabelle 1). Möglicherweise lässt sich hier ebenfalls ein Zusammenhang zwischen höherer Außentemperatur und Befallsrate der Schnecken erkennen.

Dagegen spricht, dass in Wien – Simmering, wo bei der Besammlung eine Temperatur von 34°C herrschte (was diesen Sammelort zum wärmsten aller besammelten Lokalisationen macht), nur in 22% der untersuchten Schnecken Lungenwurmlarven identifiziert werden konnten. Jedoch ist Wien – Simmering generell eine schlecht zu vergleichende Sammellokalisierung, da hier nur neun Exemplare gesammelt wurden. Im Gegensatz dazu wurden je 26 bis 47 Exemplare in Wien – Essling, Gerasdorf, Wien – Donaustadt und Groß-Enzersdorf gesammelt, weshalb sich diese Orte besser miteinander vergleichen lassen. Möglicherweise war die Temperatur in Wien – Simmering auch zu hoch für eine Larvenentwicklung. In allen oben genannten Studien, die die Auswirkung von Umgebungstemperatur auf die Larvenentwicklung untersucht, wurden niemals Temperaturen, die mehr als 30 °C betragen, verwendet. Dass die Entwicklung derjenigen Lungenwurmlarven, die einen indirekten Lebenszyklus besitzen und Schnecken als Zwischenwirte benötigen, tendenziell stärker von Umweltfaktoren wie Temperatur und Luftfeuchtigkeit abhängig ist, konnte Tolnai et al. (2015) zeigen. Diese Lungenwürmer, bzw. ihre Larven benötigen tendenziell ein eher kühles und feuchtes Klima, da sie und ihre Zwischenwirte anfällig für Austrocknung sind (Tolnai et al. 2015).

Bei Betrachtung der meteorologischen Jahreszeiten fällt auf, dass der höchste Anteil positiver Schnecken (72%) im Frühling gesammelt wurde. Im Sommer und Herbst ist der Anteil positiver Schnecken mit 64% (Sommer) und 62% (Herbst) relativ ähnlich. Anhand dieser Daten ist zumindest eine geringe saisonale Variabilität der Prävalenz von Lungenwurmlarven in Schnecken festzustellen, was sich auch mit den Erkenntnissen von Lange et al. (2018) in Einklang bringen lässt. Jedoch wurden in Lange et al. (2018) saisonale Prävalenzen anhand der exakten Spezies der Lungenwurmlarven ermittelt und dabei unterschiedliche Ergebnisse je nach Jahreszeit und Lungenwurmspezies festgestellt. Dies ist aufgrund der methodischen Einschränkungen in dieser Arbeit nicht möglich, da die Spezies der Lungenwurmlarven nicht ermittelt wurden.

Die Sammelorte wurden in dieser Arbeit auch anhand ihrer Umgebung klassifiziert und der Anteil positiver Schnecken je nach Art der Umgebung des Fundorts der Schnecken dargestellt. Hierbei zeigte sich, dass der höchste Anteil positiver Schnecken in privaten Gärten festgestellt wurde, dieser beträgt 78%. Auf Spazierwegen wurden in 63% und auf Straßenrändern in 55% der untersuchten Schnecken Lungenwurmlarven identifiziert. Jedoch lässt sich aus diesen Ergebnissen nur schließen, wie hoch der Anteil an mit Nematodenlarven mit Verdacht auf

Lungenwürmer kontaminierten Schnecken in den entsprechenden Umgebungen ist. Ein konkretes Risiko für Hunde, Katzen und Wildtiere, sich nach Verzehr einer Schnecke mit einem Lungenwurm zu infizieren, lässt sich aus diesen Zahlen nicht ableiten, da die genaue Spezies der Nematodenlarven nicht identifiziert wurde.

Im Rahmen des Forschungsprojekts, in dem unter anderem diese Diplomarbeit verfasst wurde, ist eine Studie im Fachjournal Pathogens publiziert worden, in die die gesammelten Proben und Daten dieser Diplomarbeit miteingeflossen sind und für die eine Co-Autorenschaft besteht (Fuehrer et al. 2020). In dieser Studie wurden die Pellets, die nach der Zentrifugation der auf Nematodenlarven untersuchten Suspension entstanden und in weiterer Folge tiefgekühlt gelagert wurden, mittels molekularbiologischen Verfahren auf die Präsenz verschiedener Lungenwurmlarven untersucht. Es wurden nur die Pellets untersucht, in deren Suspension bei der mikroskopischen Untersuchung Nematodenlarven mit Verdacht auf Lungenwürmer entdeckt wurden (Fuehrer et al. 2020).

Die Resultate der molekularbiologischen Verfahren dieser Studie divergieren deutlich mit den in dieser Diplomarbeit mikroskopisch ermittelten Ergebnissen: *Crenosoma vulpis* DNA wurde in 0,4% (5 von insgesamt 1320 gesammelten Schnecken), *A. vasorum* DNA in 0,07% (1 von 1320 gesammelten Schnecken), *A. abstrusus* DNA in 0,15% (2 von 1320 gesammelten Schnecken) und *C. striatum* DNA in 0,07% der gesammelten Schnecken nachgewiesen (Fuehrer et al. 2020).

Der Gründe dieser Divergenz sind unklar. Neben den oben beschriebenen möglichen Fehlerquellen, die während des Verdauungsvorgangs und der mikroskopischen Untersuchung bestanden, wäre es auch möglich, dass Fehler bei den molekularbiologischen Untersuchungsverfahren auftraten. Möglicherweise gibt es einen inhibierenden Effekt von Schneckenschleim und Verdauungslösung auf die bei den molekularbiologischen Verfahren verwendeten Enzyme, sodass ihre korrekte Funktion nicht sichergestellt werden kann (Fuehrer et al. 2020). 710 von den insgesamt 1320 im Rahmen des Forschungsprojekts untersuchten Schnecken enthielten mikroskopisch Nematodenlarven mit Verdacht auf Lungenwürmer, was einem Anteil von 53,8% entspricht (Fuehrer et al. 2020). Der Anteil der in dieser Diplomarbeit untersuchten Schnecken, in denen mikroskopisch Nematodenlarven mit Verdacht auf Lungenwürmer entdeckt wurden (66%), ist somit höher als der Mittelwert aller im Forschungsprojekt untersuchten Schnecken.

In Summe kann festgehalten werden, dass die Ergebnisse dieser Diplomarbeit und die der nachfolgenden Studie eine Präsenz von metastrongyloiden Lungenwürmern in den besammelten Gebieten in Wien und Niederösterreich definitiv bestätigen. Diese Erkenntnis sollte den praktizierenden Tierärzten vermittelt werden, damit Infektionen mit Lungenwürmern insbesondere bei Krankheitsbildern mit respiratorischen Symptomen stets als Differentialdiagnose bei Hunden und Katzen miteingeschlossen werden und dadurch weniger Fehldiagnosen dieser Erkrankungen als allergische Reaktionen gestellt werden (Traversa et al. 2010). Die Diagnostik, bzw. der Nachweis dieser Erkrankungen ist zwar manchmal schwierig zu stellen, die kausale Therapie ist jedoch aufgrund der Verfügbarkeit und der guten Wirksamkeit mehrerer Anthelmintika einfach durchzuführen (Barutzki 2013).

Ähnliche Untersuchungen, wie sie in dieser Arbeit, bzw. im Rahmen des Forschungsprojektes durchgeführt wurden, sollten in ganz Österreich erfolgen, da aktuell in den österreichischen Bundesländern Kärnten, Oberösterreich, Salzburg, Tirol und Vorarlberg nichts über die Präsenz von Lungenwurmlarven in Schnecken bekannt ist. Außerdem sollte die Untersuchung in den besammelten Gebieten dieses Forschungsgebietes wiederholt werden, um mehr Daten in diesem Forschungsgebiet zu generieren und die Divergenz zwischen den Ergebnissen der mikroskopischen Untersuchung und der molekularbiologischen Verfahren besser verstehen zu können. Da jedoch in dieser Arbeit, bzw. in der nachfolgenden Untersuchung der gesammelten Proben mittels PCR das Vorhandensein von Lungenwurmlarven in Schnecken im Osten Österreichs definitiv bestätigt wurde (Fuehrer et al. 2020), ist es sehr wahrscheinlich, dass auch in den bisher nicht untersuchten Bundesländern Österreichs Lungenwurmlarven in Schnecken nachgewiesen werden können. Die Ergebnisse könnten dazu genutzt werden, das Risiko einer Infektion von Hunden und Katzen, sowie anderen Säugetieren wie beispielsweise Igel, konkret zu bestimmen, und vor allem in Regionen mit besonders hohem Risiko die Tierhalter*Innen und auch Tierärzt*Innen auf die Gefahr einer Lungenwurminfektion aufmerksam zu machen, damit die dadurch verursachten Erkrankungen wirksam diagnostiziert, therapiert und bekämpft werden können.

6 Zusammenfassung

Infektionen von Hunden und Katzen mit Lungenwürmern sind von gesteigerter Relevanz für die Veterinärmedizin in Europa. Die Faktoren, die diese Entwicklung begünstigen, sind nicht konkret erforscht.

Um die Präsenz und Prävalenz metastrongylider Lungenwürmer in den östlichen Bundesländern Österreichs zu erfassen, wurde 2019 ein Forschungsprojekt initiiert, in dem Schnecken gesammelt und auf Larven von Lungenwürmern untersucht wurden, die Hunde, Katzen, und einige andere wildlebende Säugetiere infizieren. Schnecken dienen diesen Lungenwürmern als Zwischenwirte, und die Endwirte können sich durch Konsum der Schnecken mit den Lungenwürmern infizieren. Im Rahmen dieses Forschungsprojektes beschäftigte sich diese Diplomarbeit mit der Sammlung und Untersuchung von Schnecken in Wien und den angrenzenden Ortschaften Niederösterreichs mit besonderem Fokus auf Regionen, die an den Nationalpark Donau-Auen angrenzen.

Insgesamt wurden 151 Schnecken gesammelt und am Institut für Parasitologie der Veterinärmedizinischen Universität Wien untersucht. Die Untersuchung erfolgte mittels künstlicher Verdauung der Schnecken in Verdauungslösung, und nachfolgender mikroskopischer Untersuchung des Produktes dieser Verdauung jeder einzelnen Schnecke auf Lungenwurmlarven mithilfe morphologischer Schlüssel. Die untersuchten Proben wurden zur weiteren Untersuchung mittels PCR, die in einer nachfolgenden Arbeit erfolgte, zentrifugiert und tiefgekühlt aufbewahrt.

Von den 151 gesammelten und untersuchten Schnecken wurden in 100 Exemplaren (ca. 66%) Nematodenlarven mit Verdacht auf Lungenwürmer identifiziert. Die meisten der identifizierten Larven konnten vermutlich zur Familie der Crenosomatidae zugeordnet werden. Da nur die Familie der Larven bestimmt werden konnte, kann aus diesen Daten auf kein konkretes Infektionsrisiko für die betroffenen Endwirte geschlossen werden.

Auch wenn die konkreten Spezies der Nematodenlarven in dieser Arbeit nicht bestimmt werden konnten, wurde die Präsenz von Lungenwurmlarven in Schnecken in den untersuchten Regionen bestätigt. Aufgrund dieser Erkenntnis sollte besonders in den betroffenen österreichischen Bundesländern eine Lungenwurminfektion als Differenzialdiagnose bei respiratorischen Krankheitsbildern von Hunden, Katzen und anderen möglichen Endwirten aufgenommen werden.

7 Summary

Infections of dogs and cats with lungworms are of increasing relevance for veterinary medicine in Europe. Factors favoring this development have not been analyzed specifically.

In order to record the presence and prevalence of metastrongylid lungworms in the eastern federal states of Austria, a research project was initiated in 2019 in which snails and slugs were collected and examined for larvae of lungworms infecting dogs, cats, and some other wild mammals. Snails and slugs act as intermediate hosts for these lungworms, and the definitive hosts can become infected by consuming these intermediate hosts. As part of this research project, this work dealt with the collection and analysis of snails and slugs in Vienna and the neighboring towns of Lower Austria with a special focus on regions bordering the Donau-Auen National Park.

A total of 151 snails and slugs were collected and examined at the University of Veterinary Medicine, Vienna. Artificially digesting the gastropods in digestion solution, and then microscopically examining the product of this digestion of each individual snail and slug for lungworm larvae using morphological keys were carried out in the study. The examined samples were centrifuged and kept deep-frozen for further examination by means of PCR, which was published in a subsequent research paper.

Of the 151 snails and slugs collected and examined, nematodes (possible lungworm larvae) were identified in 100 specimens (approx. 66%). Most of the identified lungworm larvae could be assigned to the Crenosomatidae family. Since only the family of the larvae could be determined with certainty, no concrete risk of infection for the definitive hosts can be concluded from these data.

Although the specific species of lungworm larvae could not be determined in this thesis, the presence of lungworm larvae in snails and slugs in the investigated regions was confirmed. Due to this knowledge, a lungworm infection should be included as a differential diagnosis in respiratory diseases of dogs, cats, and other possible final hosts, especially in the affected Austrian federal states.

8 Referenzen

Ash LR. 1970. Diagnostic Morphology of the Third-Stage Larvae of *Angiostrongylus cantonensis*, *Angiostrongylus vasorum*, *Aelurostrongylus abstrusus*, and *Anafilaroides rostratus* (Nematoda: Metastrongyloidea). *The Journal of parasitology*, 56 (2): 249. DOI 10.2307/3277651.

Aziz NAA, Daly E, Allen S, Rowson B, Greig C, Forman D, Morgan ER. 2016. Distribution of *Angiostrongylus vasorum* and its gastropod intermediate hosts along the rural-urban gradient in two cities in the United Kingdom, using real time PCR. *Parasites & vectors*, 9 (1): 56. DOI 10.1186/s13071-016-1338-3.

Barutzki D. 2013. Nematodeninfektionen des Respirationstrakts bei Hunden in Deutschland. *Tierärztliche Praxis. Ausgabe K, Kleintiere/Heimtiere*, 41 (5): 326-36; quiz 337.

Barutzki D, Dyachenko V, Schaper R. 2017. Lungworms in Germany 2002 - 2016: Is there an Increase in Occurrence and Geographical Spread? *Parasitology research*, 116 (Suppl 1): 11–30. DOI 10.1007/s00436-017-5488-9.

Barutzki D, Schaper R. 2009. Natural infections of *Angiostrongylus vasorum* and *Crenosoma vulpis* in dogs in Germany (2007-2009). *Parasitology research*, 105 Suppl 1: S39-48. DOI 10.1007/s00436-009-1494-x.

Bolt G, Monrad J, Frandsen F, Henriksen P, Dietz HH. 1993. The common frog (*Rana temporaria*) as a potential paratenic and intermediate host for *Angiostrongylus vasorum*. *Parasitology research*, 79 (5): 428–430. DOI 10.1007/BF00931834.

Bolt G, Monrad J, Koch J, Jensen AL. 1994. Canine angiostrongylosis: a review. *The Veterinary record*, 135 (19): 447–452. DOI 10.1136/vr.135.19.447.

Bourque AC, Conboy G, Miller LM, Whitney H. 2008. Pathological findings in dogs naturally infected with *Angiostrongylus vasorum* in Newfoundland and Labrador, Canada. *Journal of veterinary diagnostic investigation: official publication of the American Association of Veterinary Laboratory Diagnosticians, Inc*, 20 (1): 11–20. DOI 10.1177/104063870802000103.

Bowman DD. 2000. Respiratory System Parasites of the Dog and Cat (Part II): Trachea and Bronchi, and Pulmonary Vessels. In: Companion and Exotic Animal Parasitology. International Veterinary Information Service (IVIS):

Bowman DD, Frongillo MK, Johnson RC, Beck KA, Hornbuckle WE, Blue JT. 1991. Evaluation of praziquantel for treatment of experimentally induced paragonimiasis in dogs and cats. American journal of veterinary research, 52 (1): 68–71.
<https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/1826991/>.

Brauchart T. 2020. Untersuchung der Schneckenfauna aus der Thayatal-Region auf Lungenwurm- und andere Helminthenlarven [Diplomarbeit]. Wien: Veterinärmedizinische Universität Wien, 76 Blätter.

Brianti E, Giannetto S, Dantas-Torres F, Otranto D. 2014. Lungworms of the genus *Troglostrongylus* (Strongylida: Crenosomatidae): neglected parasites for domestic cats. Veterinary parasitology, 202 (3-4): 104–112. DOI 10.1016/j.vetpar.2014.01.019.

Cervone M, Giannelli A, Rosenberg D, Perrucci S, Otranto D. 2018. Filaroidosis Infection in an Immunocompetent Adult Dog from France. Helminthologia, 55 (1): 77–83.
DOI 10.1515/helm-2017-0058.

Colella V, Mutafchiev Y, Cavalera MA, Giannelli A, Lia RP, Dantas-Torres F, Otranto D. 2016. Development of *Crenosoma vulpis* in the common garden snail *Cornu aspersum*: implications for epidemiological studies. Parasites & vectors, 9: 208. DOI 10.1186/s13071-016-1483-8.

Conboy G. 2004. Natural infections of *Crenosoma vulpis* and *Angiostrongylus vasorum* in dogs in Atlantic Canada and their treatment with milbemycin oxime. The Veterinary record, 155 (1): 16–18. DOI 10.1136/vr.155.1.16.

Conboy G. 2009. Helminth parasites of the canine and feline respiratory tract. The Veterinary clinics of North America. Small animal practice, 39 (6): 1109-26, vii.
DOI 10.1016/j.cvsm.2009.06.006.

Conboy G, Bourque A, Miller L, Seewald W, Schenker R. 2013. Efficacy of Milbemax (milbemycin oxime + praziquantel) in the treatment of dogs experimentally infected with

Crenosoma vulpis. *Veterinary parasitology*, 198 (3-4): 319–324.

DOI 10.1016/j.vetpar.2013.09.016.

Conboy G, Guselle N, Schaper R. 2017. Spontaneous Shedding of Metastrongyloid Third-Stage Larvae by Experimentally Infected *Limax maximus*. *Parasitology research*, 116 (Suppl 1): 41–54. DOI 10.1007/s00436-017-5490-2.

Conboy G, Hare J, Charles S, Settje T, Heine J. 2009. Efficacy of a single topical application of Advantage Multi (= Advocate) Topical Solution (10% imidocloprid + 2.5% moxidectin) in the treatment of dogs experimentally infected with *Crenosoma vulpis*. *Parasitology research*, 105 Suppl 1: S49-54. DOI 10.1007/s00436-009-1495-9.

Curtis V, Barra M de. 2018. The structure and function of pathogen disgust. *Philosophical transactions of the Royal Society of London. Series B, Biological sciences*, 373 (1751). DOI 10.1098/rstb.2017.0208.

Davidson RK, Gjerde B, Vikøren T, Lillehaug A, Handeland K. 2006. Prevalence of *Trichinella* larvae and extra-intestinal nematodes in Norwegian red foxes (*Vulpes vulpes*). *Veterinary parasitology*, 136 (3-4): 307–316. DOI 10.1016/j.vetpar.2005.11.015.

Denk D, Matiasek K, Just FT, Hermanns W, Baiker K, Herbach N, Steinberg T, Fischer A. 2009. Disseminated angiostrongylosis with fatal cerebral haemorrhages in two dogs in Germany: a clinical case study. *Veterinary parasitology*, 160 (1-2): 100–108. DOI 10.1016/j.vetpar.2008.10.077.

Deplazes P, Samson-Himmelstjerna G von, Zahner H, Joachim A, Mathis A, Taubert A, Strube C. 2020. *Parasitologie für die Tiermedizin*. Vierte. überarbeitete Auflage. Stuttgart: Thieme, 624.

Di Cesare A, Castagna G, Otranto D, Meloni S, Milillo P, Latrofa MS, Paoletti B, Bartolini R, Traversa D. 2012. Molecular detection of *Capillaria aerophila*, an agent of canine and feline pulmonary capillariasis. *Journal of Clinical Microbiology*, 50 (6): 1958–1963. DOI 10.1128/JCM.00103-12.

Di Cesare A, Crisi PE, Di Giulio E, Veronesi F, Di Frangipane Regalbono A, Talone T, Traversa D. 2013. Larval development of the feline lungworm *Aelurostrongylus abstrusus* in *Helix aspersa*. *Parasitology research*, 112 (9): 3101–3108. DOI 10.1007/s00436-013-3484-2.

Di Cesare A, Morelli S, Colombo M, Simonato G, Veronesi F, Marcer F, Diakou A, D'Angelosante R, Pantchev N, Psaralexi E, Traversa D. 2020. Is Angiostrongylosis a Realistic Threat for Domestic Cats? *Frontiers in Veterinary Science*, 7: 195. DOI 10.3389/fvets.2020.00195.

Di Cesare A, Morelli S, Morganti G, Simonato G, Veronesi F, Colombo M, Berlanda M, Lebon W, Gallo M, Beugnet F, Traversa D. 2021. Efficacy of milbemycin oxime/afoxolaner chewable tablets (NEXGARD SPECTRA®) against *Capillaria aerophila* and *Capillaria boehmi* in naturally infected dogs. *Parasites & vectors*, 14 (1): 143. DOI 10.1186/s13071-021-04648-y.

Di Cesare A, Veronesi F, Capelli G, Deuster K, Schaper R, Basano FS, Nazzari R, Paoletti B, Traversa D. 2017. Evaluation of the Efficacy and Safety of an Imidacloprid 10 % / Moxidectin 1 % Spot-on Formulation (Advocate®, Advantage® Multi) in Cats Naturally Infected with *Capillaria aerophila*. *Parasitology research*, 116 (Suppl 1): 55–64. DOI 10.1007/s00436-017-5491-1.

d'Ovidio D, Monticelli P, Santoro M, Adami C. 2019. Immersion anaesthesia with ethanol in African giant land snails (*Acathina fulica*). *Heliyon*, 5 (4): e01546. DOI 10.1016/j.heliyon.2019.e01546.

Edler M. 2020. Methodik der Sammlung und Bearbeitung von Nackt- und Gehäuseschnecken zur morphologischen Analyse von *Aelurostrongylus abstrusus*, *Angiostrongylus vasorum*, *Crenosoma vulpis* und *Troglostrongylus brevior*. Wien, 73 Blätter.

Ferdushy T, Hasan MT. 2010. Survival of first stage larvae (L1) of *Angiostrongylus vasorum* under various conditions of temperature and humidity. *Parasitology research*, 107 (6): 1323–1327. DOI 10.1007/s00436-010-2004-x.

Ferdushy T, Kapel CMO, Webster P, Al-Sabi MNS, Grønvold J. 2009. The occurrence of *Angiostrongylus vasorum* in terrestrial slugs from forests and parks in the Copenhagen area, Denmark. *Journal of Helminthology*, 83 (4): 379–383. DOI 10.1017/S0022149X09377706.

Ferdushy T, Kapel CMO, Webster P, Al-Sabi MNS, Grønvold JR. 2010. The effect of temperature and host age on the infectivity and development of *Angiostrongylus vasorum* in

the slug *Arion lusitanicus*. *Parasitology research*, 107 (1): 147–151. DOI 10.1007/s00436-010-1850-x.

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

Fuehrer H-P, Morelli S, Unterköfler MS, Bajer A, Bakran-Lebl K, Dwużnik-Szarek D, Farkas R, Grandi G, Heddergott M, Jokelainen P, Knific T, Leschnik M, Miterpáková M, Modrý D, Petersen HH, Skírnisson K, Vergles Rataj A, Schnyder M, Strube C. 2021. *Dirofilaria* spp. and *Angiostrongylus vasorum*: Current Risk of Spreading in Central and Northern Europe. *Pathogens* (Basel, Switzerland), 10 (10): 1268. DOI 10.3390/pathogens10101268.

Giannelli A, Ramos RAN, Annoscia G, Di Cesare A, Colella V, Brianti E, Dantas-Torres F, Mutafchiev Y, Otranto D. 2014. Development of the feline lungworms *Aelurostrongylus abstrusus* and *Troglostrongylus brevior* in *Helix aspersa* snails. *Parasitology*, 141 (4): 563–569. DOI 10.1017/S003118201300187X.

Globokar M, Pantchev N, Hinney B, Leschnik M, Peschke R, Schaper R, Schnyder M. 2021. Serological and faecal detection of *Angiostrongylus vasorum* in dogs from Austria. *Veterinary parasitology, regional studies and reports*, 26: 100641. DOI 10.1016/j.vprsr.2021.100641.

Hajnalová M, Svobodová V, Schnyder M, Schaper R, Svoboda M. 2017. Faecal detection of the lungworms *Crenosoma vulpis* and *Angiostrongylus vasorum* and serological detection of *A. vasorum* in dogs from the Czech Republic. *Acta Veterinaria Brno*, 86 (4): 393–398. DOI 10.2754/avb201786040393.

Harrus S, Nyska A, Colorni A, Markovics A. 1997. Sudden death due to *Paragonimus kellicotti* infection in a dog. *Veterinary parasitology*, 71 (1): 59–63. DOI 10.1016/S0304-4017(97)00007-1.

Lange MK. 2019. Untersuchungen zu *Angiostrongylus vasorum* und anderen Lungenwürmern von Hund und Katze im Zwischenwirt Nacktschnecke. Erste. Auflage. Giessen: VVB Laufersweiler Verlag, 213.

Lange MK, Penagos-Tabares F, Hirzmann J, Failing K, Schaper R, van Bourgonie YR, Backeljau T, Hermosilla C, Taubert A. 2018. Prevalence of *Angiostrongylus vasorum*, *Aelurostrongylus abstrusus* and *Crenosoma vulpis* larvae in native slug populations in Germany. *Veterinary parasitology*, 254: 120–130. DOI 10.1016/j.vetpar.2018.03.011.

Maksimov P, Hermosilla C, Taubert A, Staubach C, Sauter-Louis C, Conraths FJ, Vrhovec MG, Pantchev N. 2017. GIS-supported epidemiological analysis on canine *Angiostrongylus vasorum* and *Crenosoma vulpis* infections in Germany. *Parasites & vectors*, 10 (1): 108. DOI 10.1186/s13071-017-2054-3.

Morelli S, Diakou A, Colombo M, Di Cesare A, Barlaam A, Dimzas D, Traversa D. 2021. Cat Respiratory Nematodes: Current Knowledge, Novel Data and Warranted Studies on Clinical Features, Treatment and Control. *Pathogens (Basel, Switzerland)*, 10 (4). DOI 10.3390/pathogens10040454.

Morgan ER, Modry D, Paredes-Esquivel C, Foronda P, Traversa D. 2021. Angiostrongylosis in Animals and Humans in Europe. *Pathogens (Basel, Switzerland)*, 10 (10). DOI 10.3390/pathogens10101236.

Mozzer LR, Lima WS. 2015. *Gallus gallus domesticus*: paratenic host of *Angiostrongylus vasorum*. *Veterinary parasitology*, 207 (1-2): 81–84. DOI 10.1016/j.vetpar.2014.11.003.

Oliveira-Júnior SD, Barçante JMP, Barçante TA, Dias SRC, Lima WS. 2006. Larval output of infected and re-infected dogs with *Angiostrongylus vasorum* (Baillet, 1866) Kamensky, 1905. *Veterinary parasitology*, 141 (1-2): 101–106. DOI 10.1016/j.vetpar.2006.05.003.

Pechman RD. 1984. Newer Knowledge of Feline Bronchopulmonary Disease. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, 14 (5): 1007–1019. DOI 10.1016/S0195-5616(84)50104-1.

Penagos-Tabares F, Groß KM, Hirzmann J, Hoos C, Lange MK, Taubert A, Hermosilla C. 2020. 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 (1): 327–331. DOI 10.1007/s00436-019-06527-z.

- Penagos-Tabares F, Lange MK, Vélez J, Hirzmann J, Gutiérrez-Arboleda J, Taubert A, Hermosilla C, Chaparro Gutiérrez JJ. 2019. The invasive giant African snail *Lissachatina fulica* as natural intermediate host of *Aelurostrongylus abstrusus*, *Angiostrongylus vasorum*, *Troglostrongylus brevior*, and *Crenosoma vulpis* in Colombia. *PLOS Neglected Tropical Diseases*, 13 (4): e0007277. DOI 10.1371/journal.pntd.0007277.
- Peterson EN, Barr SC, Gould WJ, Beck KA, Bowman DD. 1993. Use of fenbendazole for treatment of *Crenosoma vulpis* infection in a dog. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 202 (9): 1483–1484. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/8496106/>.
- Reinelt S. Untersuchung von Schnecken aus dem Burgenland auf Lungenwurmlarven. Wien, 44 Blätter.
- Rinaldi L, Cortese L, Meomartino L, Pagano TB, Pepe P, Cringoli G, Papparella S. 2014. *Angiostrongylus vasorum*: epidemiological, clinical and histopathological insights. *BMC veterinary research*, 10: 236. DOI 10.1186/s12917-014-0236-1.
- Robbins W, Conboy G, Greenwood S, Schaper R. 2021. Infectivity of gastropod-shed third-stage larvae of *Angiostrongylus vasorum* and *Crenosoma vulpis* to dogs. *Parasites & vectors*, 14 (1): 307. DOI 10.1186/s13071-021-04802-6.
- Saini N, Ranjan R, Singla LD, Anand A, Randhawa CS. 2012. Successful treatment of pulmonary paragonimiasis in a German shepherd dog with fenbendazole. *Journal of parasitic diseases: official organ of the Indian Society for Parasitology*, 36 (2): 171–174. DOI 10.1007/s12639-012-0098-z.
- Schnieder T, Hrsg. 2006. *Veterinärmedizinische Parasitologie*. Sechste., vollständig überarb. und erw. Aufl. Stuttgart: Parey, 785.
- Schnyder M, Maurelli MP, Morgoglione ME, Kohler L, Deplazes P, Torgerson P, Cringoli G, Rinaldi L. 2011. Comparison of faecal techniques including FLOTAC for copromicroscopic detection of first stage larvae of *Angiostrongylus vasorum*. *Parasitology research*, 109 (1): 63–69. DOI 10.1007/s00436-010-2221-3.
- Schnyder M, Stebler K, Naucke TJ, 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.

Schucan A, Schnyder M, Tanner I, Barutzki D, Traversa D, Deplazes P. 2012. Detection of specific antibodies in dogs infected with *Angiostrongylus vasorum*. *Veterinary parasitology*, 185 (2-4): 216–224. DOI 10.1016/j.vetpar.2011.09.040.

Schug K, Krämer F, Schaper R, Hirzmann J, Failing K, Hermosilla C, Taubert A. 2018. Prevalence survey on lungworm (*Angiostrongylus vasorum*, *Crenosoma vulpis*, *Eucoleus aerophilus*) infections of wild red foxes (*Vulpes vulpes*) in central Germany. *Parasites & vectors*, 11 (1): 85. DOI 10.1186/s13071-018-2672-4.

Shaw DH, Conboy GA, Hogan PM, Horney BS. 1996. Eosinophilic bronchitis caused by *Crenosoma vulpis* infection in dogs. *The Canadian Veterinary Journal*, 37 (6): 361–363.

Singh TS, Sugiyama H, Rangsiruji A. 2012. *Paragonimus* & paragonimiasis in India. *The Indian Journal of Medical Research*, 136 (2): 192–204.

Stockdale PH, Hulland TJ. 1970. The pathogenesis route of migration, and development of *Crenosoma vulpis* in the dog. *Pathologia veterinaria*, 7 (1): 28–42. DOI 10.1177/030098587000700104.

Stunžėnas V, Binkienė R. 2021. Description of *Crenosoma vismani* n. sp., parasitic in the lungs of *Lynx lynx* (L.) (Carnivora: Felidae), with identification key to the species of the genus *Crenosoma* Molin, 1861 (Nematoda: Crenosomatidae). *Systematic parasitology*, 98 (1): 73–83. DOI 10.1007/s11230-020-09961-1.

Tolnai Z, Széll Z, Sréter T. 2015. Environmental determinants of the spatial distribution of *Angiostrongylus vasorum*, *Crenosoma vulpis* and *Eucoleus aerophilus* in Hungary. *Veterinary parasitology*, 207 (3-4): 355–358. DOI 10.1016/j.vetpar.2014.12.008.

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 (1): 7–20. DOI 10.1177/1098612X15623113.

Traversa D, Di Cesare A, Conboy G. 2010. Canine and feline cardiopulmonary parasitic nematodes in Europe: emerging and underestimated. *Parasites & vectors*, 3 (1): 62. DOI 10.1186/1756-3305-3-62.

Traversa D, Morelli S, Di Cesare A, Diakou A. 2021. Felid Cardiopulmonary Nematodes: Dilemmas Solved and New Questions Posed. *Pathogens* (Basel, Switzerland), 10 (1). DOI 10.3390/pathogens10010030.

Unterer S, Deplazes P, Arnold P, Flückiger M, Reusch CE, Glaus TM. 2002. Spontaneous *Crenosoma vulpis* infection in 10 dogs: laboratory, radiographic and endoscopic findings. *Schweizer Archiv für Tierheilkunde*, 144 (4): 174–179. DOI 10.1024/0036-7281.144.4.174.

Wetzel R, Müller FR. 1935. Die Lebensgeschichte des schachtelhalmförmigen Fuchslungenwurmes *Crenosoma vulpis* und seine Bekämpfung. *Deutsche Pelztierzüchter München*, 10: 361–365.

Willesen JL, Kristensen AT, Jensen AL, Heine J, Koch J. 2007. Efficacy and safety of imidacloprid/moxidectin spot-on solution and fenbendazole in the treatment of dogs naturally infected with *Angiostrongylus vasorum* (Baillet, 1866). *Veterinary parasitology*, 147 (3-4): 258–264. DOI 10.1016/j.vetpar.2007.05.001.

Yao C, O'Toole D, Driscoll M, McFarland W, Fox J, Cornish T, Jolley W. 2011. *Filaroides osleri* (*Oslerus osleri*): two case reports and a review of canid infections in North America. *Veterinary parasitology*, 179 (1-3): 123–129. DOI 10.1016/j.vetpar.2011.02.012.

9 Referenzen der verwendeten Bücher

Schnieder T, Hrsg. 2006. Veterinärmedizinische Parasitologie. Sechste., vollständig überarb. und erw. Aufl. Stuttgart: Parey, 400-500.

Deplazes P, Samson-Himmelstjerna G von, Zahner H, Joachim A, Mathis A, Taubert A, Strube C. 2020. Parasitologie für die Tiermedizin. Vierte. überarbeitete Auflage. Stuttgart: Thieme, 166-381.

Lange MK. 2019. Untersuchungen zu *Angiostrongylus vasorum* und anderen Lungenwürmern von Hund und Katze im Zwischenwirt Nacktschnecke. Erste. Auflage. Giessen: VVB Laufersweiler Verlag, 1-209.

10 Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Karte mit den Fundorten der untersuchten Schnecken im Raum Wien und Umgebung	34
Abbildung 2: Schotterweg nahe Nationalpark Donauauen in Groß Enzersdorf, Aufnahme: Bleicher.....	35
Abbildung 3: Garten in Wien, Aufnahme: Bleicher	35
Abbildung 4: Anzahl gesammelter Schnecken je Sammellokalisierung	41
Abbildung 5: Kategorisierung der Herkunft der Schnecken anhand der Umwelt.....	42
Abbildung 6: Anzahl gesammelter Schnecken pro meteorologische Jahreszeit	43
Abbildung 7: <i>Arion vulgaris</i> , Aufnahme: Bleicher.....	43
Abbildung 8: Anzahl Exemplare jeder Schneckenspezies anhand des jeweiligen Sammelorts	44
Abbildung 9: <i>Cornu aspersum</i> , Aufnahme: Bleicher	45
Abbildung 10: <i>Cepaea hortensis</i>	45
Abbildung 11: Anteil der Untersuchungsergebnisse von der Gesamtzahl der gesammelten Schnecken je Sammelort	47
Abbildung 12: Darstellung der prozentualen Anteile der Untersuchungsergebnisse anhand der Umgebung des Herkunftsortes	48
Abbildung 13: Untersuchungsergebnisse je meteorologische Jahreszeit, in der gesammelt wurde.....	49
Abbildung 14: Untersuchungsergebnisse anhand der jeweiligen Schneckenart.....	50
Abbildung 15: Nematodenlarve, vermutlich aus Familie Crenosomatidae; Aufnahme: Bleicher.....	51
Abbildung 16: Hinteres Ende einer Nematodenlarve, wahrscheinlich aus Familie Crenosomatidae, vermutlich L3; Aufnahme: Bleicher.....	52
Abbildung 17: Vorderes Ende einer Nematodenlarve, wahrscheinlich aus Familie Crenosomatidae; Aufnahme: Bleicher.....	52

11 Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Übersicht über veterinärmedizinisch Relevante Lungenwürmer der Kaniden und Feliden.....	11
Tabelle 2: Ermittlung der Volumina der Verdauungslösung anhand der Schneckenmasse .	38
Tabelle 3: Verteilung der Anzahl der gefunden Schnecken auf Art und Herkunftsort.....	44
Tabelle 4: Ergebnisse der mikroskopischen Untersuchung auf Parsitenlarven je Herkunftsort	46

12 Supplementärtabellen

Funddatum	GPS-Koordinaten ³	Fundortbezeichnung	Fundortbeschreibung	Wetter	Temperatur in °C	Kennzeichnung Schnecken	Anzahl Schnecken
28.05.2019	B: 48,2020 L: 16,5157	Wien – Essling Straßenrad	Bereich um Hundezone; Straßenrand; Nähe NP Donau- Auen	Bewölkt; Ggr. Regnerisch	17	C1-C18; C31-C32	20
28.05.2019	B: 48,2019 L: 16,5162	Wien – Essling Garten	Garten nahe Hundezone	Bewölkt; Ggr. Regnerisch	17	C1-C18; C31-C32	23
28.05.2019	B: 48,2011 L: 16,5155	Wien Essling – Grenze Donau-Auen	Schotterweg an Grenze zu NP Donau-Auen; Nähe Hundezone	Bewölkt; Ggr. Regnerisch	17	C76-C79	4
30.06.2019	B: 48,1831 L: 16,4081	Wien – Simmering	Garten Privathaushalt	Sonnig	34	C44-C52	9
12.07.2019	B: 48,2949 L: 16,4664	Gerasdorf, Niederösterreich	Garten Privathaushalt	Bewölkt	24	C53-C75; C80- C87	31
12.07.2019	B: 48,2533 L: 16,4315	Wien – Donaustadt	Garten Studentenheim gegenüber Veterinärmedizinischer Universität	Mgr. Regnerisch	16	C114-C151	38
19.09.2019	B: 48,1867 L: 16,5404	Groß-Enzersdorf, Niederösterreich	Schotterweg an Grenze zu NP Donau-Auen	Bewölkt	17	C88-C113	26

Supplementärtabelle 1: Herkunftsdaten der untersuchten Schnecken

³ L: Geographische Länge; B: Geographische Breite

Kennzeichnung der Schnecke	Schneckenart	Masse (g)	Bearbeitungsdatum	Untersuchungsergebnis	Fundort	Verdauungslösung (Anzahl Gefäße x ml)
C1	<i>A. vulgaris</i>	3,6	07.06.2019	Negativ	Wien – Essling Straßenrad	2 x 25
C2	<i>A. vulgaris</i>	2,5	07.06.2019	Positiv	Wien – Essling Straßenrad	1 x 30
C3	<i>A. vulgaris</i>	1,9	07.06.2019	Positiv	Wien – Essling Straßenrad	1 x 25
C4	<i>C. hortensis</i>	0,7	07.06.2019	Negativ	Wien – Essling Straßenrad	1 x 20
C5	<i>C. hortensis</i>	1,7	07.06.2019	Negativ	Wien – Essling Straßenrad	1 x 25
C6	<i>C. hortensis</i>	0,6	07.06.2019	Negativ	Wien – Essling Straßenrad	1 x 20
C7	<i>C. hortensis</i>	0,8	07.06.2019	Negativ	Wien – Essling Straßenrad	1 x 20
C8	<i>C. hortensis</i>	0,5	07.06.2019	Negativ	Wien – Essling Straßenrad	1 x 20
C9	<i>A. vulgaris</i>	1,7	09.06.2019	Negativ	Wien – Essling Straßenrad	1 x 25
C10	<i>A. vulgaris</i>	0,9	09.06.2019	Positiv	Wien – Essling Straßenrad	1 x 20
C11	<i>A. vulgaris</i>	1,8	09.06.2019	Positiv	Wien – Essling Straßenrad	1 x 25

C12	<i>A. vulgaris</i>	0,7	09.06.2019	Negativ	Wien – Essling Straßenrad	1 x 20
C13	<i>A. vulgaris</i>	7,3	24.06.2019	Positiv	Wien – Essling Straßenrad	2 x 30
C14	<i>A. vulgaris</i>	5,3	24.06.2019	Negativ	Wien – Essling Straßenrad	2 x 30
C15	<i>C. hortensis</i>	0,8	24.06.2019	Negativ	Wien – Essling Straßenrad	1 x 20
C16	<i>C. hortensis</i>	0,6	24.06.2019	Negativ	Wien – Essling Straßenrad	1 x 20
C17	<i>C. hortensis</i>	1,0	24.06.2019	Positiv	Wien – Essling Straßenrad	1 x 25
C18	<i>C. aspersum</i>	5,0	24.06.2019	Positiv	Wien – Essling Straßenrad	2 x 30
C19	<i>A. vulgaris</i>	1,6	26.06.2019	Positiv	Wien – Essling Garten	1 x 25
C20	<i>A. vulgaris</i>	3,4	26.06.2019	Positiv	Wien – Essling Garten	2 x 25
C21	<i>A. vulgaris</i>	2,1	26.06.2019	Positiv	Wien – Essling Garten	1 x 30
C22	<i>A. vulgaris</i>	1,1	26.06.2019	Positiv	Wien – Essling Garten	1 x 25
C23	<i>A. vulgaris</i>	1,8	26.06.2019	Positiv	Wien – Essling Garten	1 x 25

C24	<i>A. vulgaris</i>	0,7	26.06.2019	Positiv	Wien – Essling Garten	1 x 20
C25	<i>A. vulgaris</i>	0,8	26.06.2019	Positiv	Wien – Essling Garten	1 x 20
C26	<i>A. vulgaris</i>	1,2	28.06.2019	Positiv	Wien – Essling Garten	1 x 25
C27	<i>A. vulgaris</i>	0,8	28.06.2019	Positiv	Wien – Essling Garten	1 x 20
C28	<i>A. vulgaris</i>	2,1	28.06.2019	Positiv	Wien – Essling Garten	1 x 30
C29	<i>A. vulgaris</i>	1,8	28.06.2019	Positiv	Wien – Essling Garten	1 x 25
C30	<i>A. vulgaris</i>	0,6	28.06.2019	Positiv	Wien – Essling Garten	1 x 20
C31	<i>A. vulgaris</i>	1,7	28.06.2019	Positiv	Wien – Essling Straßenrad	1 x 25
C32	<i>C. aspersum</i>	7,7	28.06.2019	Positiv	Wien – Essling Straßenrad	2 x 30
C33	<i>A. vulgaris</i>	2,4	30.06.2019	Positiv	Wien – Essling Garten	1 x 30
C34	<i>A. vulgaris</i>	3,1	30.06.2019	Positiv	Wien – Essling Garten	2 x 25
C35	<i>A. vulgaris</i>	1,1	30.06.2019	Negativ	Wien – Essling Garten	1 x 25

C36	<i>A. vulgaris</i>	1,7	30.06.2019	Positiv	Wien – Essling Garten	1 x 25
C37	<i>A. vulgaris</i>	2,2	10.07.2019	Positiv	Wien – Essling Garten	1 x 30
C38	<i>A. vulgaris</i>	6,1	10.07.2019	Positiv	Wien – Essling Garten	2 x 30
C39	<i>A. vulgaris</i>	5,4	10.07.2019	Positiv	Wien – Essling Garten	2 x 25
C40	<i>A. vulgaris</i>	1,2	10.07.2019	Positiv	Wien – Essling Garten	1 x 25
C41	<i>A. vulgaris</i>	1,4	10.07.2019	Positiv	Wien – Essling Garten	1 x 25
C42	<i>A. vulgaris</i>	1,4	10.07.2019	Positiv	Wien – Essling Garten	1 x 25
C43	<i>A. vulgaris</i>	2,1	10.07.2019	Positiv	Wien – Essling Garten	1 x 30
C44	<i>A. vulgaris</i>	8,1	24.07.2019	Negativ	Wien – Simmering	2 x 30
C45	<i>A. vulgaris</i>	3,0	24.07.2019	Negativ	Wien – Simmering	1 x 30
C46	<i>A. vulgaris</i>	5,3	24.07.2019	Negativ	Wien – Simmering	2 x 25
C47	<i>A. vulgaris</i>	1,4	24.07.2019	Positiv	Wien – Simmering	1 x 25

C48	<i>A. vulgaris</i>	2,8	24.07.2019	Positiv	Wien – Simmering	1 x 30
C49	<i>A. vulgaris</i>	2,8	24.07.2019	Negativ	Wien – Simmering	1 x 30
C50	<i>A. vulgaris</i>	1,2	24.07.2019	Negativ	Wien – Simmering	1 x 25
C51	<i>A. vulgaris</i>	1,6	24.07.2019	Negativ	Wien – Simmering	1 x 25
C52	<i>A. vulgaris</i>	1,3	24.07.2019	Negativ	Wien – Simmering	1 x 25
C53	<i>A. vulgaris</i>	2,9	31.07.2019	Positiv	Gerasdorf, Niederösterreich	1 x 30
C54	<i>A. vulgaris</i>	5,6	31.07.2019	Positiv	Gerasdorf, Niederösterreich	2 x 25
C55	<i>A. vulgaris</i>	3,8	31.07.2019	Positiv	Gerasdorf, Niederösterreich	1 x 30
C56	<i>A. vulgaris</i>	5,8	31.07.2019	Positiv	Gerasdorf, Niederösterreich	2 x 25
C57	<i>A. vulgaris</i>	4,3	31.07.2019	Positiv	Gerasdorf, Niederösterreich	2 x 25
C58	<i>A. vulgaris</i>	2,8	31.07.2019	Positiv	Gerasdorf, Niederösterreich	1 x 30
C59	<i>A. vulgaris</i>	3,3	31.07.2019	Positiv	Gerasdorf, Niederösterreich	1 x 30

C60	<i>A. vulgaris</i>	5,3	31.07.2019	Positiv	Gerasdorf, Niederösterreich	2 x 25
C61	<i>A. vulgaris</i>	6,4	31.07.2019	Positiv	Gerasdorf, Niederösterreich	2 x 25
C62	<i>A. vulgaris</i>	5,9	31.07.2019	Positiv	Gerasdorf, Niederösterreich	2 x 25
C63	<i>A. vulgaris</i>	2,9	12.08.2019	Nicht beurteilbar	Gerasdorf, Niederösterreich	1 x 30
C64	<i>A. vulgaris</i>	4,5	12.08.2019	Positiv	Gerasdorf, Niederösterreich	2 x 25
C65	<i>A. vulgaris</i>	2,1	12.08.2019	Negativ	Gerasdorf, Niederösterreich	1 x 30
C66	<i>A. vulgaris</i>	3,6	12.08.2019	Nicht beurteilbar	Gerasdorf, Niederösterreich	1 x 30
C67	<i>A. vulgaris</i>	3,7	12.08.2019	Nicht beurteilbar	Gerasdorf, Niederösterreich	1 x 30
C68	<i>A. vulgaris</i>	1,7	12.08.2019	Positiv	Gerasdorf, Niederösterreich	1 x 25
C69	<i>A. vulgaris</i>	3,4	12.08.2019	Positiv	Gerasdorf, Niederösterreich	1 x 30
C70	<i>A. vulgaris</i>	1,8	12.08.2019	Positiv	Gerasdorf, Niederösterreich	1 x 25
C71	<i>A. vulgaris</i>	3,9	12.08.2019	Positiv	Gerasdorf, Niederösterreich	1 x 30

C72	<i>A. vulgaris</i>	3,3	12.08.2019	Negativ	Gerasdorf, Niederösterreich	1 x 30
C73	<i>A. vulgaris</i>	0,9	12.08.2019	Positiv	Gerasdorf, Niederösterreich	1 x 20
C74	<i>A. vulgaris</i>	4,2	12.08.2019	Positiv	Gerasdorf, Niederösterreich	2 x 25
C75	<i>A. vulgaris</i>	3,1	12.08.2019	Positiv	Gerasdorf, Niederösterreich	1 x 30
C76	<i>A. vulgaris</i>	2,0	20.08.2019	Negativ	Wien Essling – Grenze Donau-Auen	1 x 30
C77	<i>A. vulgaris</i>	2,1	20.08.2019	Positiv	Wien Essling – Grenze Donau-Auen	1 x 30
C78	<i>A. vulgaris</i>	2,3	20.08.2019	Positiv	Wien Essling – Grenze Donau-Auen	1 x 30
C79	<i>A. vulgaris</i>	4,2	20.08.2019	Positiv	Wien Essling – Grenze Donau-Auen	2 x 25
C80	<i>C. aspersum</i>	4,0	29.08.2019	Positiv	Gerasdorf, Niederösterreich	2 x 30
C81	<i>C. aspersum</i>	3,9	29.08.2019	Negativ	Gerasdorf, Niederösterreich	1 x 30
C82	<i>C. aspersum</i>	5,0	29.08.2019	Positiv	Gerasdorf, Niederösterreich	2 x 30
C83	<i>C. aspersum</i>	7,7	29.08.2019	Positiv	Gerasdorf, Niederösterreich	2 x 30

C84	<i>C. aspersum</i>	6,9	29.08.2019	Positiv	Gerasdorf, Niederösterreich	2 x 30
C85	<i>C. aspersum</i>	11,6	29.08.2019	Positiv	Gerasdorf, Niederösterreich	3 x 30
C86	<i>C. aspersum</i>	4,5	29.08.2019	Positiv	Gerasdorf, Niederösterreich	2 x 30
C87	<i>C. aspersum</i>	6,2	29.08.2019	Positiv	Gerasdorf, Niederösterreich	2 x 30
C88	<i>C. hortensis</i>	0,8	17.10.2019	Positiv	Groß-Enzersdorf, Niederösterreich	1 x 20
C89	<i>C. hortensis</i>	1,2	17.10.2019	Negativ	Groß-Enzersdorf, Niederösterreich	1 x 25
C90	<i>C. hortensis</i>	0,9	17.10.2019	Positiv	Groß-Enzersdorf, Niederösterreich	1 x 20
C91	<i>C. hortensis</i>	1,0	17.10.2019	Positiv	Groß-Enzersdorf, Niederösterreich	1 x 25
C92	<i>C. hortensis</i>	1,6	17.10.2019	Negativ	Groß-Enzersdorf, Niederösterreich	1 x 25
C93	<i>C. hortensis</i>	1,4	17.10.2019	Positiv	Groß-Enzersdorf, Niederösterreich	1 x 25
C94	<i>C. hortensis</i>	1,0	17.10.2019	Positiv	Groß-Enzersdorf, Niederösterreich	1 x 25
C95	<i>C. hortensis</i>	0,9	17.10.2019	Positiv	Groß-Enzersdorf, Niederösterreich	1 x 20

C96	<i>C. hortensis</i>	1,5	23.10.2019	Negativ	Groß-Enzersdorf, Niederösterreich	1 x 25
C97	<i>C. hortensis</i>	1,3	23.10.2019	Positiv	Groß-Enzersdorf, Niederösterreich	1 x 25
C98	<i>C. hortensis</i>	1,2	23.10.2019	Negativ	Groß-Enzersdorf, Niederösterreich	1 x 25
C99	<i>C. hortensis</i>	0,6	23.10.2019	Negativ	Groß-Enzersdorf, Niederösterreich	1 x 20
C100	<i>C. hortensis</i>	0,3	23.10.2019	Negativ	Groß-Enzersdorf, Niederösterreich	1 x 20
C101	<i>C. hortensis</i>	1,1	23.10.2019	Negativ	Groß-Enzersdorf, Niederösterreich	1 x 25
C102	<i>C. hortensis</i>	1,9	23.10.2019	Negativ	Groß-Enzersdorf, Niederösterreich	1 x 25
C103	<i>C. hortensis</i>	1,4	23.10.2019	Positiv	Groß-Enzersdorf, Niederösterreich	1 x 25
C104	<i>C. hortensis</i>	1,2	23.10.2019	Positiv	Groß-Enzersdorf, Niederösterreich	1 x 25
C105	<i>C. hortensis</i>	1,1	23.10.2019	Positiv	Groß-Enzersdorf, Niederösterreich	1 x 25
C106	<i>C. hortensis</i>	1,2	23.10.2019	Positiv	Groß-Enzersdorf, Niederösterreich	1 x 25
C107	<i>C. hortensis</i>	1,2	23.10.2019	Positiv	Groß-Enzersdorf, Niederösterreich	1 x 25

C108	<i>C. hortensis</i>	1,4	23.10.2019	Negativ	Groß-Enzersdorf, Niederösterreich	1 x 25
C109	<i>C. hortensis</i>	0,8	23.10.2019	Positiv	Groß-Enzersdorf, Niederösterreich	1 x 20
C110	<i>C. hortensis</i>	1,4	23.10.2019	Negativ	Groß-Enzersdorf, Niederösterreich	1 x 25
C111	<i>C. hortensis</i>	1,1	23.10.2019	Positiv	Groß-Enzersdorf, Niederösterreich	1 x 25
C112	<i>C. hortensis</i>	1,0	23.10.2019	Positiv	Groß-Enzersdorf, Niederösterreich	1 x 25
C113	<i>C. hortensis</i>	0,5	23.10.2019	Positiv	Groß-Enzersdorf, Niederösterreich	1 x 20
C114	<i>C. aspersum</i>	6,2	25.10.2019	Negativ	Wien – Donaustadt	2 x 25
C115	<i>C. aspersum</i>	5,9	25.10.2019	Positiv	Wien – Donaustadt	2 x 25
C116	<i>C. aspersum</i>	5,1	25.10.2019	Positiv	Wien – Donaustadt	2 x 25
C117	<i>C. aspersum</i>	6,5	25.10.2019	Positiv	Wien – Donaustadt	2 x 25
C118	<i>C. aspersum</i>	7,6	25.10.2019	Negativ	Wien – Donaustadt	2 x 30
C119	<i>C. aspersum</i>	9,1	25.10.2019	Positiv	Wien – Donaustadt	2 x 30

C120	<i>C. aspersum</i>	6,6	25.10.2019	Positiv	Wien – Donaustadt	2 x 25
C121	<i>C. aspersum</i>	7,8	25.10.2019	Positiv	Wien – Donaustadt	2 x 30
C122	<i>C. aspersum</i>	7,0	25.10.2019	Negativ	Wien – Donaustadt	2 x 30
C123	<i>C. aspersum</i>	5,5	25.10.2019	Nicht Beurteilbar	Wien – Donaustadt	2 x 25
C124	<i>C. aspersum</i>	4,9	25.10.2019	Positiv	Wien – Donaustadt	2 x 25
C125	<i>C. aspersum</i>	5,0	25.10.2019	Positiv	Wien – Donaustadt	2 x 25
C126	<i>C. aspersum</i>	9,9	27.10.2019	Negativ	Wien – Donaustadt	2 x 30
C127	<i>C. aspersum</i>	6,2	27.10.2019	Positiv	Wien – Donaustadt	2 x 25
C128	<i>C. aspersum</i>	6,0	27.10.2019	Negativ	Wien – Donaustadt	2 x 25
C129	<i>C. aspersum</i>	6,1	27.10.2019	Negativ	Wien – Donaustadt	2 x 25
C130	<i>C. aspersum</i>	6,8	27.10.2019	Negativ	Wien – Donaustadt	2 x 25
C131	<i>C. aspersum</i>	6,4	27.10.2019	Positiv	Wien – Donaustadt	2 x 25

C132	<i>C. aspersum</i>	7,3	27.10.2019	Positiv	Wien – Donaustadt	2 x 30
C133	<i>C. aspersum</i>	6,9	27.10.2019	Positiv	Wien – Donaustadt	2 x 25
C134	<i>C. aspersum</i>	8,1	27.10.2019	Positiv	Wien – Donaustadt	2 x 30
C135	<i>C. aspersum</i>	7,0	27.10.2019	Negativ	Wien – Donaustadt	2 x 30
C136	<i>C. aspersum</i>	8,6	27.10.2019	Positiv	Wien – Donaustadt	2 x 30
C137	<i>C. aspersum</i>	5,3	27.10.2019	Negativ	Wien – Donaustadt	2 x 25
C138	<i>C. aspersum</i>	9,0	27.10.2019	Positiv	Wien – Donaustadt	2 x 30
C139	<i>C. aspersum</i>	8,4	27.10.2019	Negativ	Wien – Donaustadt	2 x 30
C140	<i>C. aspersum</i>	5,8	27.10.2019	Positiv	Wien – Donaustadt	2 x 25
C141	<i>C. aspersum</i>	6,5	27.10.2019	Negativ	Wien – Donaustadt	2 x 25
C142	<i>C. aspersum</i>	7,9	27.10.2019	Negativ	Wien – Donaustadt	2 x 30
C143	<i>C. aspersum</i>	6,5	27.10.2019	Positiv	Wien – Donaustadt	2 x 25

C144	<i>C. aspersum</i>	6,4	29.10.2019	Negativ	Wien – Donaustadt	2 x 25
C145	<i>C. aspersum</i>	4,6	29.10.2019	Negativ	Wien – Donaustadt	2 x 25
C146	<i>C. aspersum</i>	8,2	29.10.2019	Positiv	Wien – Donaustadt	2 x 30
C147	<i>C. aspersum</i>	5,8	29.10.2019	Positiv	Wien – Donaustadt	2 x 25
C148	<i>C. aspersum</i>	3,3	29.10.2019	Positiv	Wien – Donaustadt	1 x 30
C149	<i>C. aspersum</i>	6,9	29.10.2019	Positiv	Wien – Donaustadt	2 x 25
C150	<i>C. aspersum</i>	4,8	29.10.2019	Positiv	Wien – Donaustadt	2 x 25
C151	<i>C. aspersum</i>	5,2	29.10.2019	Positiv	Wien – Donaustadt	2 x 25

Supplementärtabelle 2: Untersuchungsdaten der Schnecken

Danksagung

Ich möchte mich an erster Stelle insbesondere bei meinem Betreuer Dr. Hans-Peter Fuehrer bedanken, der mir immer sofort zur Seite stand, wenn ich eine Frage hatte oder sonstige Hilfe benötigte, egal ob während der Laborarbeit oder dem Schreibvorgang der Diplomarbeit. Es gibt nur sehr wenig andere Betreuer, die so engagiert im Umgang mit den Diplomanden an der Veterinärmedizinischen Universität sind, wie er. Es war mir eine sehr große Freude, von ihm bei dem Projekt betreut zu werden.

Außerdem möchte ich mich explizit bei meinem Studienkollegen und großartigem Freund Thomas Brauchart bedanken, der ebenfalls an dem Forschungsprojekt beteiligt war und der mich sehr bei meinen Schneckensammlungen unterstützt hat. Ohne seine Motivation und Teilnahme an dem Forschungsprojekt hätte ich mich damals vermutlich nicht gemeldet und ohne die gemeinsamen Ausflüge zu den Sammellocalisationen wären diese vermutlich deutlich langweiliger geworden.

Zudem möchte ich mich bei Dr. Helmut Sattmann vom Naturhistorischen Museum Wien für die Hilfe bei der Bestimmung der Schnecken bedanken. Ich habe ihn als ausgesprochen hilfsbereiten, freundlichen und geduldigen Menschen erlebt, der auch absoluten Anfängern in der Schneckenbestimmung diese sehr gut erklären kann und sofort seine Hilfe anbietet, wenn etwas unklar ist.

Des Weiteren möchte ich mich generell bei allen Kolleginnen des Forschungsprojekts und insbesondere bei Mirjam Edler bedanken, die viel Zeit und Mühe damit verbracht hat, das Arbeitsprotokoll und den Verdauungsvorgang der Schnecken auszuarbeiten. Vermutlich wurde den anderen Diplomand*Innen allein durch ihre Arbeit ein großer Teil der Arbeit und Zeit in diesem Projekt erspart.

Zu guter Letzt gebührt mein Dank meiner Familie und Vera E., die mich immer unterstützt und motiviert haben, mit der Arbeit weiterzumachen, auch wenn ich manchmal nicht ganz einfach bin.