

Aus dem Department für Pathobiologie
der Veterinärmedizinischen Universität Wien

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

**Untersuchung von Schnecken aus Wien (Prater, Friedensbrücke,
Leopoldau) auf Lungenwurmlarven**

Diplomarbeit

Veterinärmedizinische Universität Wien

vorgelegt von

Karoline Bettina Mohab

Wien, im Dezember, 2019

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

Begutachter: Dr.med.vet. Priv.-Doz. Akos Pakozdy
Universitätsklinik für Kleintiere
Klinische Abteilung für Interne Medizin Kleintiere
Veterinärmedizinische Universität Wien

INHALTSVERZEICHNIS

1.	EINLEITUNG UND FRAGESTELLUNG	3
2.	LITERATURÜBERSICHT	5
2.1.	GASTROPODA	5
2.1.1.	<i>Arion vulgaris</i>	6
2.1.2.	<i>Arion fuscus</i>	7
2.1.3.	<i>Cornu aspersum</i>	8
2.2.	GASTROPODA ALS VEKTOREN	10
2.2.1.	Trematoden	10
2.2.2.	Nematoden	14
2.3.	INVASIVE AUSBREITUNG VON <i>A. VULGARIS</i>	15
2.4.	ERKRANKUNGEN DURCH METASTRONGYLOIDEA	18
2.4.1.	<i>Crenosoma vulpis</i>	19
2.4.2.	<i>Troglostrongylus brevior</i>	19
2.4.3.	<i>Angiostrongylus vasorum</i>	20
2.4.4.	<i>Angiostrongylus chabaudi</i>	20
2.4.5.	<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	21
2.4.6.	Diagnose und Therapie	21
3.	TIERE, MATERIAL UND METHODIK	23
3.1.	SAMMELORTE	23
3.2.	SCHNECKEN	24
3.3.	AUFBEWAHRUNG UND TÖTUNG DER SCHNECKEN	24
3.4.	VERARBEITUNG VOR DER VERDAUUNG	24
3.5.	VERDAUUNGSLÖSUNG	25
3.6.	VERDAUUNGSVORGANG	26
3.7.	VERARBEITUNG NACH DER VERDAUUNG	26
3.8.	MIKROSKOPISCHE UNTERSUCHUNG	26
3.9.	STATISTIK	27

4.	ERGEBNISSE.....	28
4.1.	ÜBERSICHT.....	28
4.2.	ORTSBEZOGENE ERGEBNISSE.....	30
4.2.1.	Leopoldau.....	30
4.2.2.	Prater.....	30
4.2.3.	Friedensbrücke.....	30
4.3.	PARASITENBEZOGENE ERGEBNISSE.....	31
5.	DISKUSSION.....	36
5.1.	SCHNECKEN.....	36
5.2.	LUNGENWURMLARVEN.....	37
5.3.	SCHLUSSFOLGERUNG.....	38
6.	ZUSAMMENFASSUNG.....	40
7.	SUMMARY.....	41
8.	LITERATURVERZEICHNIS.....	42
8.1.	WEBSITES.....	48
9.	ABBILDUNGS- UND TABELLENVERZEICHNIS.....	49

Widmung

Für meine Eltern, Freunde und liebsten Tiere,
die mir immer die nötige Motivation gegeben haben.

Danke, dass ihr immer an mich geglaubt habt!

Abkürzungen

GPS	Global Positioning System (Globales Positionsbestimmungssystem)
FIP	fédération internationale de pharmacie
HCl	Chlorwasserstoff (= Salzsäure)
NaCl	Natriumchlorid (= Kochsalz)
Aqua dest.	Aqua destillata (= destilliertes Wasser)
<i>g</i>	Erdbeschleunigung
L1	Larvenstadium 1
L2	Larvenstadium 2
L3	Larvenstadium 3
<i>A. vulgaris</i>	<i>Arion vulgaris</i>
<i>A. fuscus</i>	<i>Arion fuscus</i>
<i>C. aspersum</i>	<i>Cornu aspersum</i>
<i>H. pomatia</i>	<i>Helix pomatia</i>
<i>C. vulpis</i>	<i>Crenosoma vulpis</i>
<i>A. vasorum</i>	<i>Angiostrongylus vasorum</i>
<i>A. chabaudi</i>	<i>Angiostrongylus chabaudi</i>
<i>A. abstrusus</i>	<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>
<i>T. brevior</i>	<i>Troglostrongylus brevior</i>

1. Einleitung und Fragestellung

Schnecken sind mittlerweile in fast jedem Garten in ganz Europa zu finden. Vor allem die Spanische Wegschnecke, *Arion vulgaris*, breitet sich immer weiter aus. Da sie sich meist von Gemüsearten und Pflanzen ernähren, werden sie vom Menschen als Schädlinge eingestuft (Dörler et al. 2018). Die weitaus größere Gefahr ist jedoch, dass Schnecken als Zwischenwirte für verschiedene Parasiten, sowohl für Trematoden als auch für Nematoden fungieren. Bei den Nematoden handelt es sich hierbei meist um verschiedene Arten von Lungenwürmern. Diese sind nicht nur für Hund (*Canis lupus familiaris*) und Katze (*Felis silvestris catus*) relevant, sondern stellen auch für den Menschen grundsätzlich eine potenzielle Gefahr dar (Giannelli et al. 2015, Lu et al. 2018, Spratt 2015).

Die Lungenwürmer benötigen Schnecken um sich von einer Larve im Stadium 1 (L1) zu einer Larve im infektiösen Stadium 3 (L3) zu entwickeln. Hunde und Katzen können sich dann durch eine direkte orale Aufnahme der Schnecke oder durch Ingestion eines paratenischen Wirtes, wie schneckenfressende Reptilien, Amphibien oder Vögel infizieren (Deplazes et al. 2013, Falsone et al. 2014, Giannelli et al. 2016a). Der Lungenwurm *Aelurostrongylus abstrusus* zählt zu den bekanntesten, häufigsten und weltweit wichtigsten Parasiten, die zu einer Infektion des Respirationstrakts bei Katzen führen können (Diakou et al. 2015, Elsheikha et al. 2016, Giannelli et al. 2017, Kiszely et al. 2019, Moskvina 2018, Pennisi et al. 2015, Traversa et al. 2015). Die Prävalenz der Infektion mit *A. abstrusus* in Katzenpopulationen nimmt anscheinend zu (Giannelli et al. 2015). Auch der bekannteste Lungenwurm des Hundes, *Angiostrongylus vasorum*, scheint sich immer weiter auszubreiten (Spratt 2015).

Im Rahmen eines umfangreichen Projekts des Instituts der Parasitologie der Veterinärmedizinischen Universität Wien in Zusammenarbeit mit dem Naturhistorischen Museum Wien und der Universität von Teramo, Italien, wurden im Jahr 2019 in verschiedenen Teilen Ostösterreichs rund 1 000 Schnecken von acht Diplomanden/Innen gesammelt. Diese wurden mittels einer dafür eigens etablierten Methode auf Lungenwurmlarven untersucht. Die weiteren Ergebnisse, einschließlich der Methode zur Untersuchung auf Lungenwurmlarven in Schnecken, werden in den sieben weiteren Diplomarbeiten beschrieben. In dieser Arbeit wurden zwei Arten von Nacktschnecken gesammelt, zum einen die eingewanderte Spanische Wegschnecke, *A. vulgaris* und zum anderen die heimische Braune Wegschnecke, *Arion fuscus*. Zusätzlich wurde noch eine Art von Gehäuseschnecken gesammelt, die Gefleckte Weinbergschnecke, *Cornu aspersum*. Alle gesammelten Schnecken wurden verortet und auf das Vorhandensein von Lungenwurmlarven hin untersucht.

Ziel dieser Arbeit war es, einen ersten Einblick über den Befall von Schnecken mit Lungenwürmern in Österreich zu bekommen, mit besonderem Augenmerk darauf, ob die eingewanderte Spanische Wegschnecke eine besonders hohe Infektionsrate aufweist.

2. Literaturübersicht

2.1. Gastropoda

Die Klasse Gastropoda macht den Großteil des Stammes der Mollusken aus. Es gibt zahlreiche Arten an Wasser- und Landschnecken, Nackt- und Gehäuseschnecken. Zur Taxonomie gibt es verschiedene Ansätze und viele überarbeitete Ausführungen (Barker 2001, Gruner 2000, Remane et al. 2004, Westheide und Alberti 2013). Die in dieser Arbeit gesammelten Schnecken gehören zum Stamm der Weichtiere (Mollusken), zu der Klasse der Schnecken (Gastropoda), zur Überordnung Lungenschnecken (Pulmonata) und der Ordnung der Landlungenschnecken (Stylommatophora) an (Remane et al. 2004, Westheide und Alberti 2013). In älterer Literatur (Gruner 2000) gehören diese Schnecken noch der Unterordnung Sigmurethra an. Jedoch ist die Einteilung der Unterordnung nach Lage und Form der Nieren und des Ureters nicht mehr aktuell (Westheide und Alberti 2013).

Da in dieser Arbeit nur Stylommatophora gesammelt wurden, wird nur auf diese genauer eingegangen. Charakteristischerweise haben Landlungenschnecken ihre Augen auf den Fühlern sitzen. Die Atmung erfolgt durch ein Atemloch (Gruner 2000) und zusätzlich über die gefäßreiche Wand der Lungenhöhle (Westheide und Alberti 2013). Mit Trockenheit können sie gut umgehen. Nacktschnecken produzieren eine große Mengen an Schleim (Gruner 2000) und Gehäuseschnecken ziehen sich bei Dürreperioden in ihr Haus zurück (Gruner 2000, Westheide und Alberti 2013).

Alle drei gesammelten Arten bevorzugen die gleichen Klimaverhältnisse und haben ähnliche ökologische Bedürfnisse. *A. fuscus* bevorzugt Wälder, Wiesen und Parks als Lebensraum, und auch *A. vulgaris* lebt vorzugsweise auf Forstwegen, Waldrändern und Halbtrockenwiesen. Die Braune Wegschnecke, *A. fuscus*, ist eine heimische Schnecke, wohingegen die Spanische Wegschnecke, *A. vulgaris*, aus Südwesteuropa eingeführt und im Jahre 1971 erstmals für Österreich beschrieben wurde (Dörler et al. 2018, Zemanova et al. 2016). Bei den Gehäuseschnecken wurde beim Sammeln darauf geachtet, die gefleckte Weinbergschnecke, *C. aspersum*, von der echten Weinbergschnecke, *Helix pomatia* (*H. pomatia*), zu unterscheiden, da letztere dem Naturschutz unterliegt (Frank und Reischütz 1994, Westheide und Alberti 2013).

2.1.1. *Arion vulgaris*

Die Schneckenart *A. vulgaris* zählt zur Familie der Arionidae und der Gattung *Arion*. Sie kann eine Größe von 80 bis 120 mm erreichen und hat einen schmutzig graugrünen, orangen, ziegelroten oder braunen Rücken (Abb. 1). Das Atemloch befindet sich auf der rechten Seite vor der Mantelmitte, das Schwanzende ist abgerundet und die Sohle weiß bis dunkelgrau. Der Schleim ist farblos. Die Jungtiere der *A. vulgaris* kommen in vielen verschiedenen Farbvariationen vor und haben eine starke Seitenbinde (Wiese 2016).

Das bevorzugte Habitat von *A. vulgaris* ist eher feucht; vor allem Biotop und Bachufer, aber auch Wälder, Friedhöfe und Bahndämme werden als Lebensraum genutzt. In Gärten ist die Schnecke auch öfters anzutreffen, da sie sehr anpassungsfähig ist, somit kann sie als synanthrop bezeichnet werden (Landesamt für Natur, Umwelt und Verbraucherschutz Nordrhein-Westfalen 2019, Schneckenatlas 2019).

A. vulgaris ist eine omnivore Schneckenart und verzehrt präferiert frisches Pflanzenmaterial. Jedoch werden auch Schnecken anderer Art, Aas und Abfall gefressen. Die Schnecken vertilgen in kurzer Zeit sehr viel Nahrung und werden aufgrund dieser Tatsache oft als Gartenschädling gesehen. In ihrem Verhalten ist die Spanische Wegschnecke, wie Nacktschnecken allgemein, eher träge und kriecht langsam (Wiese 1999).

Die Lebensdauer einer Spanische Wegschnecke beträgt meist ein Jahr, da sie normalerweise nach der Eiablage am Ende des Jahres stirbt. Ohne Fortpflanzung kann sie auch bis zu drei Jahre leben. Obwohl diese Schneckenart ein Zwitter ist, unterziehen sie sich einer Paarung (Fremdbefruchtung), aus dieser ca. 400 Eier entstehen können. Die Entwicklung der Eier ist temperatur- und feuchtigkeitsabhängig, bei optimalen Bedingungen schlüpfen die Schnecken innerhalb weniger Wochen (Dörler et al. 2018, Wiese 1999).



Abbildung 1: K142 *Arion vulgaris* aus Prater-Hundezone. Aufnahme: Mohab.

2.1.2. *Arion fuscus*

Die Schneckenart *A. fuscus* gehört zur Familie der Arionidae und der Gattung *Arion*. Diese Nacktschnecke zählt zu den am weitesten verbreiteten endemischen Wegschneckenarten (Weichtiere 2019). Sie kann eine Größe von 45 bis 75 mm erreichen und hat einen gelben bis dunkelbraunen Rücken. Sie hat eine dunkelbraune Seitenbinde und ihr Atemloch ist rechts vor der Mantelmitte und von der Seitenbinde umschlossen. Ihr Rücken ist dunkler und ihr Mantel heller als der Körper (Abb. 2). Das Schwanzende ist abgerundet und Sohle ist hellgrau bis gelb-weiß und unterteilt. Charakteristisch für *A. fuscus* ist der strahlend gelb oder orange Rückenschleim, ihr Sohlenschleim hingegen ist farblos, wie der vieler Nacktschnecken (Wiese 2016).

Der Lebensraum dieser Schneckenart ist weitreichend und umfasst sowohl Wälder, vor allem Laubwälder und Nadelwälder, als auch Wiesen, Parks und Straßenränder. Bei feuchten Wetterbedingungen ist sie auch auf Gestein zu finden. In künstlich angelegten menschnahen Grünflächen, zum Beispiel Gärten, kommt *A. fuscus* eher selten vor (Schneckenatlas 2019, Weichtiere 2019).

Ihre bevorzugte Nahrungsquelle sind Pilze, jedoch frisst sie als omnivore Schneckenart auch frische und verrottete Pflanzen und ebenso Früchte. Andere (tote) Schnecken und jeglicher Kot gehören ebenfalls zu ihrem Speiseplan. Durch dieses breite Nahrungsspektrum wird *A. fuscus* auch als Schädling eingestuft, jedoch weit weniger schwerwiegend als *A. vulgaris* (Schneckenatlas 2019, Weichtiere 2019).

Die Lebensdauer der Braunen Wegschnecke beschränkt sich meist auf ein Jahr. In ihrem Leben können sie alle ein bis drei Wochen ca. 50 Eier ablegen. Der Schlupf der Jungtiere ist stark temperaturabhängig und variiert zwischen einem Monat und mehr als 100 Tagen nach Eiablage (Weichtiere 2019).



Abbildung 2: K037 *Arion fuscus* von Leopoldau. Aufnahme: Mohab.

2.1.3. *Cornu aspersum*

Die Schneckenart *C. aspersum* gehört zur Familie der Schnirkelschnecken (Helicidae) und der Gattung *Cornu*. Sie ist auch unter dem Namen *Helix aspersa* bekannt und wird im Deutschen als gefleckte Weinbergschnecke bezeichnet. Sie zählt zu den am weitest verbreiteten Landschneckenarten. Sie kann von 30 bis 35 mm x 32 bis 40 mm groß werden und an ihrem charakteristischen braungelben Gehäuse mit dunklen Bändern gut zu erkennen, meist sind das zweite und dritte Band am breitesten. Zusätzlich besitzt sie ein gitterartiges Muster am

Gehäuse und die Oberfläche ist gerunzelt (Abb. 3). Die Mündung ist meist stark erweitert und die Mündungslippe ist hell gefärbt und spiegelnd. Ihr Weichkörper ist hellgrau bis schwarz mit einem dunklen Rückenband (Wiese 2016).

C. aspersum ist eine synanthrope Schneckenart (Wiese 2016) und kommt in den verschiedensten Habitaten vor. Ihr Vorkommen beschränkt sich somit nicht nur auf Wälder, Gebüsche, Mauern und Hecken, sie kommt auch in von Menschen gestalteten Parks und Gärten vor. Die gefleckte Weinbergschnecke lebt im Gegensatz zur echten Weinbergschnecke, *H. pomatia*, auf kalkarmen Böden. Ein bevorzugter Lebensraum dieser Schneckenart sind Felsenzwischenpalten (Schneckenatlas 2019, Weichtiere 2019).

Die gefleckte Weinbergschnecke ist im Gegensatz zu den zwei anderen gesammelten Schneckenarten eine herbivor lebende Schnecke. Sie bevorzugt Kräuter, Kulturpflanzen und Gartenpflanzen (Schneckenatlas 2019).

Die Fortpflanzung bei den Helicidae erfolgt mit einem Partner. Sie stoßen sich einen Liebespfeil aus Kalk, gebildet im Genitalbereich, in den lateralen Fuß des Partners. Eine Eliminierung der Vorgängerspermien wird somit pheromonell eingeleitet (Westheide und Alberti 2013).



Abbildung 3: K168 und K169 *Cornu aspersum* von Leopoldau. Aufnahme: Mohab.

2.2. Gastropoda als Vektoren

Viele verschiedene Parasiten benötigen Schnecken als Zwischenwirt, um sich weiter entwickeln zu können. Sie können, je nachdem welchen Parasiten sie übertragen, sowohl als alleiniger Zwischenwirt, als auch als erster Zwischenwirt dienen. Je nach Parasitenart kann es zu diversen Krankheiten und sogar Zoonosen kommen (Deplazes et al. 2013, Giannelli et al. 2015, Lu et al. 2018, Spratt 2015). *C. aspersum* ist Zwischenwirt für mehrere Parasiten der Familie Metastrongylidae, vor allem für jene, die Katzen befallen (Cavalera et al. 2018, Colella et al. 2017).

2.2.1. Trematoden

Digeneen (Tab. 1) werden über Schneckenwirte mit oder ohne weitere Zwischenwirte auf Säugerwirte übertragen (Lu et al. 2018). In Mitteleuropa spielen sie als Parasiten von Menschen, mit Ausnahme eher seltener zoonotischer Übertragung, eine untergeordnete Rolle (CDC – Center for Disease Control and Prevention 2019); dagegen gibt es veterinärmedizinisch wichtige Trematoden in den Familien der Fasciolidae, z.B. *Fasciola hepatica* (Großer Leberegel) oder den invasiven Amerikanischen Riesenleberegel (*Fascioloides magna*), der Paramphistomatidae (Pansenegel), der Opistorchidae (z.B. *Opistorchis felineus*, den Katzenleberegel) oder der Dicrocoeliidae (z. B. *Dicrocoelium dentriticum*, der Kleine Leberegel) (Deplazes 2006, Deplazes et al. 2013). Da in dieser Arbeit ausschließlich Nematodenlarven gefunden wurden, wird auf die Trematoden nicht weiter eingegangen.

Tabelle 1: Auflistung der veterinärmedizinisch wichtigsten Trematoden mit deren Schnecken als Zwischenwirt, sowie der Säugwirte (Endwirt) und die Verbreitung.

Quellen: CDC – Center for Disease Control and Prevention (2019), (Deplazes 2006, Deplazes et al. 2013, Taylor et al. 2016).

Parasit	Schneckenwirt	Säugwirt	Verbreitung
Fasciolidae			
<i>Fasciola hepatica</i>	Schlamm Schnecken (<i>Galba truncatula</i> , andere Lymnaeidae)	Rind, Ziege, Schaf, Wildwiederkäuer, Büffel, Pferd, Schwein, Mensch	Afrika, Asien, Europa, Lateinamerika, Ozeanien, mittlerer Osten und Karibik
<i>Fasciola gigantica</i>	Ohrschlamm Schnecke (<i>Radix auricularia</i>)	Rind, Büffel, Schaf, Ziege, Pferd, Esel, Kamel, Mensch	Afrika, Asien, Tropen, Hawaii
<i>Fascioloides magna</i>	Schlamm Schnecken (<i>Galba truncatula</i> , <i>Lymnaea modicella</i> , <i>L. caperata</i>)	Wapiti, Weißwedelhirsch, Karibu, Reh-, Rot-, Damwild, Schaf, Ziege, Rind	Nordamerika
<i>Parafasciolopsis fasciolaemorpha</i>	Posthornschncke (<i>Planorbarius corneus</i>)	Elch, Reh, Rotwild, Wisent, Schaf	Östliches u. südöstliches Europa
<i>Fasciolopsis buski</i>	Lungenschnecken (Planorbidae, Lymnaeidae)	Mensch, Schwein, Hund, Kaninchen	Asien
Echinostomatidae			
<i>Isthmiophora melis</i>	1.ZW: Süßwasserschnecken (<i>Lymnaea stagnalis</i>) 2.ZW: Amphibien, Fische	Musteliden, Fuchs, Igel, Hund, Katze, Schwein u.a.	holarktisch
Echinostoma spp.	1.ZW: Süßwasserschnecken (Planorbidae, Lymnaeidae, Bulinidae) 2.ZW: variabel, je nach Parasiten-Art	Hund, Katze, Mensch, Ratte	Kosmopolitisch, v.a. Süßost- und Ostasien
Paramphistomidae			
<i>Paramphistomum cervi</i>	Tellerschnecken (Planorbidae)	Rind, Büffel, Schaf, Ziege, Wildwiederkäuer	Europa, Nordamerika, Asien
<i>Paramphistomum ichikawa</i>	Tellerschnecken (Planorbidae)	Rind, Schaf, Rothirsch, Mufflon	Südostasien

Parasit	Schneckenwirt	Säugewirt	Verbreitung
<i>Calicophoron daubneyi</i> (syn. <i>Paramphistomum daubnei</i>)	Schlamm Schnecke (Lymnaeidae)	Rind, Ziege, Mufflon	Europa, Teile von Afrika
Dicrocoeliidae			
<i>Dicrocoelium dendriticum</i>	1.ZW: Landlungenschnecken (<i>Helicella</i> , <i>Zebrina</i> , <i>Cionella</i> , <i>Cochlicopa lubrica</i>) 2.ZW: Ameise (Formicidae)	Haus- und Wildwiederkäuer, Kamel, Neuweltkameliden, Kaninchen, Hase, Pferd, (Mensch)	Europa, Amerika, Nordafrika, Asien
<i>Dicrocoelium hospes</i>	1.ZW: Landlungenschnecke (<i>Limicolaria</i>) 2.ZW: Ameisen (<i>Dorylus</i> , <i>Camponotus</i> , <i>Crematogaster</i>)	Rind, Ziege, Schaf, Büffel, Schwein, Kaninchen, (Mensch)	Subsahara-Afrika
Opisthorchiidae			
<i>Opisthorchis felineus</i>	1.ZW: Süßwasserschnecken (<i>Bithynia</i>) 2.ZW: Fische (Süßwassertiere)	Katze, Hund, Fuchs, Schwein, Mensch	Europa, Asien
<i>Opisthorchis viverrini</i>	1.ZW: Süßwasserschnecken (<i>Bithynia</i>) 2.ZW: Fische (Süßwassertiere)	Katze, Hund, Fuchs, Schwein, Mensch	Nordost-Thailand, Laos, Kambodscha, Mittel- und Südost-Vietnam
Paragonimidae			
<i>Paragonimus westermani</i>	1.ZW: Wasserschnecke (Thiaridae, Pachychilidae, Pleuroceridae, Hydrobiidae) 2.ZW: Krabben, Krebse	Mensch, Hund, Katzenartige, Schwein	Amerika, Afrika, Südostasien
<i>Paragonimus</i> spp.	1.ZW: Wasserschnecke (Thiaridae, Pachychilidae, Pleuroceridae, Hydrobiidae) 2.ZW: Krabben, Krebse	Mensch, Hund, Katzenartige, Schwein	Südostasien, Japan, Nordamerika
Heterophyidae			
<i>Heterophyes heterophyes</i>	1.ZW: Brackwasser-Schlamm Schnecke (<i>Cerithidia</i> , <i>Pirenella</i>) 2.ZW: Süß-/Brackwasserfisch	Mensch, Hund, Katze (v.a. Fisch- fressende Säugetiere)	Ägypten, mittlerer und ferner Osten

Parasit	Schneckenwirt	Säugerwirt	Verbreitung
<i>Metagonimus yokogawai</i>	1.ZW: Süßwasserschnecke (Semisulcospiridae) 2.ZW: Süß-/Brackwasserfisch	Mensch, Hund, Katze (v.a. Fisch- fressende Säugetiere)	Ferner Osten, Sibirien, Mandschurei, Balkan, Israel, Spanien
Schistostomatidae			
<i>Schistosoma bovis</i>	<i>Bulinus</i> -Arten, Planorbidae	Rind, Schaf, Ziege, Schwein, Kamel, Antilopenarten, Nager, Affen, (Mensch)	Mittelmeergebiet, Naher Osten, Nord-, West- und Ostafrika, südl. bis Angola u. Sambia
<i>Schistosoma curassoni</i>	<i>Bulinus umbilicatus</i>	Rind, Schaf	Afrika
<i>Schistosoma mattheei</i>	<i>Bulinus africanus</i> -Gruppen	Rind, Schaf, Ziege, Wildwiederkäuer, Zebra, Nager, Affen, (Mensch)	Südliches Afrika
<i>Schistosoma indicum</i>	<i>Indoplanorbis exustus</i>	Rind, Büffel, Schaf, Ziege, Kamel Büffel, Rind, Schwein, Hund, andere Haustierarten, Wildtiere	Indien, Pakistan
<i>Schistosoma japonicum</i>	<i>Ocomelania</i> -Arten	[u.a. Nagetiere, Carnivoren, Wiederkäuer, Makaken], Mensch	Ostasien
<i>Schistoma spindale</i>	<i>Indoplanorbis exustus</i>	Rind, Büffel, Schaf, Ziege	Indien, Südostasien
<i>Schistosoma nasale</i>	<i>Indoplanorbis exustus</i> , <i>Lymnaea luteola</i> u.a.	Rind, Schaf, Ziege	Indien, Südost- u. Ostasien
<i>Orientobilharzia turkestanica</i>	<i>Lymnaea</i> -Arten	Rind, Schaf, Ziege, auch Wasserbüffel, Pferd, Kamel u.a.	Ostasien, Russland, Mittlerer Osten, Türkei, Ungarn
<i>Heterobilharzia americana</i>	<i>Lymnaea cubensis</i>	u.a. Waschbär, Luchs, Opossum, (Hund), Weißwedelhirsch (Fehlwirt)	USA
<i>Trichobilharzia</i> spp.	Lungenschnecke (Lymnaeidae); variabel, je nach Parasiten-Art	Hund, Waschbär, Wasservogel, Wiederkäuer, Mensch (Fehlwirt)	kosmopolitisch

2.2.2. Nematoden

Einige Nematodenarten nutzen nur Schnecken als Zwischenwirte (Tab. 2). Die L1 entwickeln sich in der Schnecke zur infektiösen L3 und diese befallen dann ihren Endwirt (Lu et al. 2018). Dies geschieht entweder durch direkte orale Aufnahme der Schnecke oder durch den Verzehr von Fröschen, Reptilien, Vögel oder Nagetiere (Stapelwirte), wenn diese eine infizierte Schnecke gefressen haben (Moskvina 2018). Ein weiterer Infektionsweg ist die Aufnahme von freien L3 mit Schneckenschleim (Hollingsworth et al. 2013, Spratt 2015) oder kontaminiertem Wasser (Giannelli et al. 2015, Morgan und Shaw 2010). Etliche Vertreter der Metastrongylidae pflegen einen solchen Lebenszyklus (Deplazes et al. 2013, Lucius et al. 2018). Manche davon, wie *A. cantonesis*, sind auch für den Menschen gefährlich (Lu et al. 2018, Spratt 2015). Sowohl die Crenosomose, als auch die Angiostrongylose kann bei unseren Haustieren zu akuten oder chronischen respiratorischen Symptomen führen. Zu der Familie der Crenosomatidae zählen einige Arten, die vor allem für Katzen pathogen sind (*T. brevior*, *T. subcrenatus*, *T. wilsoni*) (Tab. 2).

Tabelle 2: Auflistung der veterinärmedizinisch wichtigsten Nematoden mit deren Schnecken als Zwischenwirt, sowie der Säugewirte (Endwirt) und die Verbreitung.

Quellen: CDC – Center for Disease Control and Prevention (2019), (Deplazes 2006, Deplazes et al. 2013, Taylor et al. 2016).

Parasit	Schneckenwirt	Säugewirt	Verbreitung
Crenosomatidae			
<i>Crenosoma vulpis</i>	Nackt- und Gehäuse Schnecken (u.a. <i>Arion</i> , <i>Cepaea</i> , <i>Succinea</i> , <i>Ariolimax</i>)	Wildcarnivoren (u.a. Rotfuchs, Polarfuchs, Mader, Wolf), Hund	Europa, Asien, Nordamerika
<i>Troglostrongylus brevior</i>	Nackt- und Gehäuse Schnecken	Katze, Wildkatze	Mittlerer Osten
<i>Troglostrongylus subcrenatus</i>	Nackt- und Gehäuse Schnecken	Katze, Wildkatze	Südeuropa, Mittlerer Osten, Vereinigte Staaten von Amerika
<i>Troglostrongylus wilsoni</i>	Nackt- und Gehäuse Schnecken	Katze, Wildkatze	Vereinigte Staaten von Amerika
Angiostrongylidae			
<i>Angiostrongylus vasorum</i>	Land- und Wasserschnecken (v.a. Arionidae und Limacidae)	Fuchs, Dachs, Wolf, Hund	kosmopolitisch
<i>Angiostrongylus chabaudi</i>	Land- und Wasserschnecken	Katze, Wildkatze	Italien
<i>Angiostrongylus felineus</i>	Land- und Wasserschnecken	Katze, Wildkatze	Brasilien, Iberische Halbinsel
<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	Landschnecken (Limacidae, Arionidae, Hygromiidae)	Katze, Luchs	kosmopolitisch
Filaroididae			
<i>Oslerus rostratus</i>	Landschnecken	Katzen, Wildkatzen	Vereinigte Staaten von Amerika, Sri Lanka, Israel, selten Europa

2.3. Invasive Ausbreitung von *A. vulgaris*

Die Spanische Wegschnecke zählt zu den 100 invasivsten Spezies in Europa (Dörler et al. 2018, Penagos-Tabares et al. 2019). Vor allem durch ihr anspruchsloses Nahrungsspektrum, zu dem viele Gemüsearten und auch Zierpflanzen gehören, wird sie als häufigster Schädling

in privaten Gärten und in der Landwirtschaft gesehen. Sie hat sich seit der Ausbreitung in Österreich zu einem der bedeutendsten Garten-, Agrar- und Pflanzenschädlinge entwickelt (Dörler et al. 2018, Gismervik et al. 2015).

Ursprünglich lebte die Spanische Wegschnecke in Südwesteuropa und wurde in den 1960er Jahren nach Mittel- und Südosteuropa verschleppt (Dörler et al. 2018). Ihre Herkunft wird kontrovers diskutiert (Dörler et al. 2018, Pfenninger et al. 2014), es wird jedoch vermutet, dass die Spanische Wegschnecke von der Iberischen Halbinsel mit dem Gemüseimport eingeschleppt wurde (Reichholf 2004). Früher wurde diese invasive eingewanderte Schnecke oft als *Arion lusitanicus* beschrieben. Später stellte sich heraus, dass dies oft eine Verwechslung mit *A. vulgaris* war (Wiese 1999, 2016).

In der Schweiz trat diese Schneckenart erstmalig im Jahr 1955/56 auf. Ab dem Jahr 1969 wurde sie in Deutschland gesichtet (Reichholf 2011, Zemanova et al. 2016). Die erstmalige Entdeckung dieser Schneckenart in Österreich wurde im Jahr 1971 beschrieben. Gesichtet wurde sie in einem Dorf in der Nähe von Wien (Dörler et al. 2018, Zemanova et al. 2016). Im mittleren Ennstal in der Steiermark (Österreich) wurde die Spanische Wegschnecke in den frühen 80er Jahren das erste Mal beschrieben (Reischütz 2000, Zemanova et al. 2016). Auch in Kroatien wurde sie ab Ende Juli 1999 vermehrt gesichtet (Fischer et al. 1999, Zemanova et al. 2016) (Abb. 4).

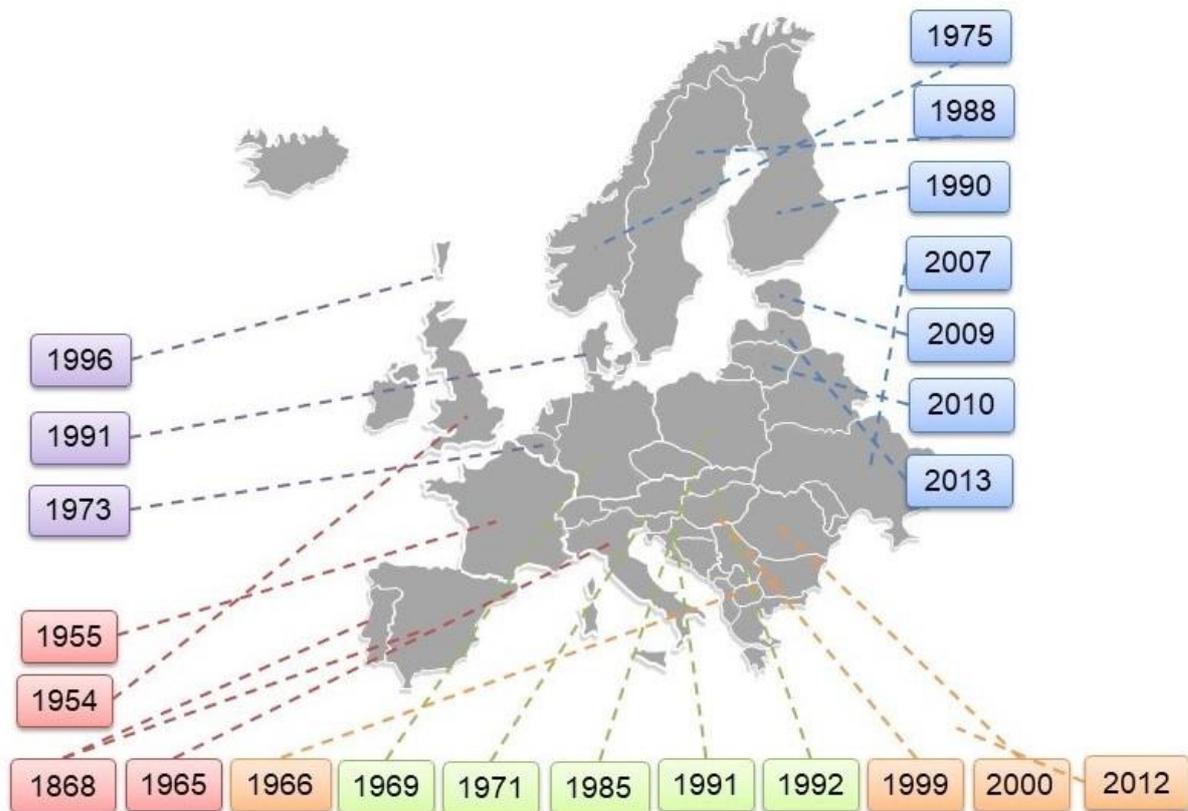


Abbildung 4: Berichte zum erstmaligen Auftreten von *Arion vulgaris* in Europa. Blau: Nordosteuropa, lila: Nordwesteuropa, grün: Zentraleuropa, rot: Westeuropa, orange: Südeuropa. Nach Zemanova et al. (2016).

In einem Projekt von Dörler et al. (2018) wurden in 1061 österreichischen Gärten Schnecken gesammelt. Das Gebiet erstreckte sich über fast ganz Österreich von der trockenen pannonischen Tiefebene bis zu den feuchten Gebieten der Alpen. Insgesamt 92 % der gesammelten Schnecken gehörten der Art *A. vulgaris* an. Die Schneckenarten wurden mittels DNA-Analyse unterschieden (Dörler et al. 2018).

Utschick beschrieb 1987 in einem Bekämpfungsversuch ein massenhaftes Auftreten dieser Art. Er untersuchte sein eignes 500 m² großes Gartengrundstück in Erlau nahe Passau (Deutschland) mit einer Ausgangspopulation von 6200 Spanischen Wegschnecken (Utschick 1987).

Die Spanische Wegschnecke bevorzugt das gleiche Habitat wie die heimische Rote Wegschnecke, *Arion rufus* und die heimische Schwarze Wegschnecke, *Arion ater*. Somit kann

es zum Konkurrenzkampf und zur Verdrängung der heimischen Arten kommen. Jedoch kann es durch die Koexistenz auch in der Fortpflanzung zu fertilen Hybriden dieser drei Schneckenarten kommen (Dörler et al. 2018, Roth et al. 2012). Die Spanische Wegschnecke stellt einen bedeutenderen Schadorganismus für die wirtschaftlich genutzten Kulturpflanzen dar, als ihre heimischen Verwandten (Dörler et al. 2018, Reichholf 2004). Es wird auch vermutet, dass sie einen Vektor für *Listeria monocytogenes* darstellt (Gismervik et al. 2015). Die Kausalität der drastischeren Schadwirkung ist jedoch noch nicht genügend erforscht (Reichholf 2011). Wichtig für das Habitat der Spanischen Wegschnecke sind der geologische Untergrund und die Entwicklung der Krautschicht (Reischütz 26.09.2008). Die in Mitteleuropa günstigen sommerfeuchten Klimabedingungen und die gut gedüngte Bodenvegetation an vielen Standorten, vor allem Gärten, kommen der Spanischen Wegschnecke zugute und begünstigen ihre Vermehrung (Reichholf 2004).

Die invasive Ausbreitung der Spanischen Wegschnecke fiel schon früh auf (Reischütz 1990), und man versuchte bald, Bekämpfungsmethoden zu entwickeln (Dörler et al. 2018). Die Bekämpfung der Schneckenpopulation gestaltet sich schwierig, da die Tiere bevorzugt abends und nachts aktiv sind (Utschick 1987) und die Aktivität der Tiere stark abhängig ist von der relativen Luftfeuchtigkeit und der Temperatur (Dörler et al. 2018).

2.4. Erkrankungen durch Metastrongyloidea

In der Überfamilie der Metastrongyloidea werden die Familien der Metastrongylidae, der Crenosomatidae, der Angiostrongylidae und der Filaroididae als Parasiten der Haustiere unterschieden (Deplazes et al. 2013). Crenosomatidae und Angiostrongylidae sowie manche Arten der Filaroididae benötigen Schnecken als Zwischenwirt um sich von L1 zur infektiösen L3 zu entwickeln. Einige Metastrongylidae sind Parasiten von Schweinen, die sich nicht über Schnecken, sondern über Regenwürmer entwickeln. Der Endwirt kann sich durch orale Aufnahme infizieren. Jedoch ist dies nicht der einzige Infektionsweg. Wahrscheinlicher ist die Aufnahme eines paratenischen Wirtes, der durch eine Schnecke infiziert wurde (Deplazes 2006, Deplazes et al. 2013, Lucius et al. 2018, Morgan und Shaw 2010, Moskvina 2018, Pennisi et al. 2015, Traversa et al. 2015) oder der Aufnahme des Schleims einer Schnecke, in diesem infektiöse L3 sind (Giannelli et al. 2015, Hollingsworth et al. 2013, Morgan und Shaw 2010, Spratt 2015). Ein weiterer Weg der Infektion ist die Aufnahme von Wasser, in dem infizierte Schnecken gestorben sind (Giannelli et al. 2015, Morgan und Shaw 2010).

Bei manchen Schnecken, wie zum Beispiel der Weinbergschnecke, *H. pomatia*, und der Zwergschlamm Schnecke, *Galba truncatula*, kann es zu einer parasitären Kastration der Schnecke kommen. Bei dieser befallen die Parasiten die Gonaden der Schnecke und verkleinern oder zerstören diese, somit hört die befallene Schnecke nicht auf zu wachsen und entwickelt einen Riesenwuchs (Lucius et al. 2018). Die Parasiten können dann länger in ihrem Zwischenwirt überleben und die Wahrscheinlichkeit, dass die Schnecke von einem Endwirt aufgenommen wird, steigt somit (Weichtiere 2019).

Im Folgenden werden nur die veterinärmedizinisch wichtigen Vertreter der Metastrongyloidea der Fleischfresser näher beschrieben.

2.4.1. *Crenosoma vulpis*

Der Lungenwurm *Crenosoma vulpis* befällt vor allem Wildcarnivoren, aber auch den Haushund. Er wird auch der Fuchs-Lungenwurm genannt, da er vor allem den Rotfuchs als natürlichen Endwirt befällt. Die adulten Würmer sind in der Trachea, den Bronchien und den Bronchiolen zu finden. Die L1 werden über die Trachea heraufgehustet und wieder abgeschluckt und werden dann mit dem Kot ausgeschieden. Von dort gelangt die L1 in eine Schnecke und entwickelt sich innerhalb von zwei bis drei Wochen zur infektiösen L3. (Colella et al. 2016b, Deplazes 2006, Deplazes et al. 2013).

Die Erkrankung kann subklinisch verlaufen. Die chronische Form äußert sich mit respiratorischen Symptomen, wie chronischer Husten und Auswurf. Meist im Zusammenhang mit Bronchiolitis, Bronchitis und eventuell entstehender Bronchopneumonie. Die Infektion verläuft im Allgemeinen nicht tödlich (Colella et al. 2016b, Deplazes 2006, Deplazes et al. 2013).

2.4.2. *Troglostrongylus brevior*

Troglostrongylus brevior ist ein Lungenwurm, der vor allem in jungen Katzen vorkommt (Cavalera et al. 2018, Diakou et al. 2015, Falsone et al. 2014). Die adulten Würmer leben in den oberen Atemwegen (Giannelli et al. 2017), wie der Trachea, den Bronchien und Bronchiolen (Brianti et al. 2012, Cavalera et al. 2018, Deak et al. 2017b, Gherman et al. 2016).

Klinische Anzeichen sind hauptsächlich respiratorische Symptome, ähnlich dem Befall mit *A. abstrusus* (Brianti et al. 2012). Auch Bronchopneumonie kann auftreten (Giannelli et al. 2017).

Im Gegensatz zu einem Befall mit *Aelurostrongylus abstrusus* führt *T. brevior* weniger oft zum Tod (Deak et al. 2017b). Die Prävalenzen von *T. brevior*-Infektionen scheinen im Anstieg begriffen zu sein (Colella et al. 2017, Giannelli et al. 2015).

2.4.3. *Angiostrongylus vasorum*

Die Angiostrongylose, hervorgerufen durch den Lungenwurm *Angiostrongylus vasorum* (*A. vasorum*), tritt vor allem bei Füchsen und Hunden auf (Deak et al. 2017a, Morgan und Shaw 2010), aber auch bei anderen Carnivoren (Cowie 2019, Helm et al. 2010, de Liberato et al. 2017, Schnyder et al. 2017). Die Prävalenz ist bei jungen Tieren höher als bei Adulten (Helm et al. 2010, Webster et al. 2017). Die adulten Würmer leben vor allem in der rechten Herzkammer und den Lungenarterien (Colella et al. 2016a, Helm et al. 2010, Spratt 2015, Webster et al. 2017). Die L1 werden aufgehustet und abgeschluckt und gelangen über die Exkremente in die Umwelt (Deplazes 2006, Deplazes et al. 2013, Helm et al. 2010, Spratt 2015).

Die Erkrankung kann asymptomatisch verlaufen oder es können unterschiedlichste Symptome auftreten. Häufig ist der Respirationstrakt mit Dyspnoe und Husten betroffen sein (Deak et al. 2017a, Deplazes et al. 2013, Helm et al. 2010, de Liberato et al. 2017, Schnyder et al. 2017). Die Auswirkung der Krankheit kann weitreichend sein und sowohl neurologische, kardiovaskuläre und gastrointestinale Symptome (Colella et al. 2016a, Colella et al. 2016b, Helm et al. 2010, Morgan und Shaw 2010, Schnyder et al. 2017) als auch Gerinnungsstörungen (Cowie 2019, Deak et al. 2017a, Helm et al. 2010, de Liberato et al. 2017, Schnyder et al. 2017, Webster et al. 2017) können auftreten. Eine Manifestation in den Augen von Haushunden ist selten, aber möglich (Colella et al. 2016a, Helm et al. 2010).

2.4.4. *Angiostrongylus chabaudi*

Angiostrongylus chabaudi ist ein Lungenwurm, der vor allem junge, unter zwei Jahre alte, Wild- und Hauskatzen befällt (Gherman et al. 2016, Giannelli et al. 2016b, Varcasia et al. 2014). Der Lebenszyklus von *A. chabaudi* ist noch nicht ausreichend erforscht (Colella et al. 2017, Diakou et al. 2016, Gherman et al. 2016, Giannelli et al. 2016b), jedoch weiß man, dass die adulten Würmer vorzugsweise im rechten Herzen (Diakou et al. 2016, Gherman et al. 2016) und in den kleinen Lungenarterien leben und dort Gefäßschäden verursachen (Diakou et al. 2016, Giannelli et al. 2016b). Die L1 müssen in die Umgebung gelangen, um von einem Zwischenwirt

aufgenommen zu werden. Als Zwischenwirt für *T. brevior* wird vor allem die Schneckenart *C. aspersum* genannt (Colella et al. 2017, Diakou et al. 2016).

2.4.5. *Aelurostrongylus abstrusus*

Aelurostrongylus abstrusus ist der am häufigsten nachgewiesene und bekannteste Lungenwurm bei Katzen und gilt somit weltweit als der wichtigste respiratorische Parasit bei Wild- und Hauskatzen (Diakou et al. 2015, Elsheikha et al. 2016, Giannelli et al. 2017, Kiszely et al. 2019, Moskvina 2018, Penagos-Tabares et al. 2019, Pennisi et al. 2015, Traversa et al. 2015). Junge Katzen bis zu zwei Jahren sind häufiger von der Aelurostrongylose betroffen. Befallen sind vor allem die Ductuli alveolares, die Bronchiolen (Cavalera et al. 2018, Kiszely et al. 2019, Moskvina 2018) und die Alveolen (Cavalera et al. 2018, Giannelli et al. 2017). Wie auch bei der Crenosomose und der Angiostrongylose werden die L1 aufgehustet und danach abgeschluckt und werden über den Gastrointestinaltrakt in die Umwelt abgegeben (Deplazes 2006, Deplazes et al. 2013, Moskvina 2018).

Die Aelurostrongylose verläuft oft subklinisch. Häufigere klinische Erscheinungen sind Husten, Niesen und Tachypnoe (Deplazes 2006, Deplazes et al. 2013, Kiszely et al. 2019). Als Folge der erschwerten Atmung kann es zu einer respiratorischen Azidose kommen. Häufig zeigt das Blutbild eine Eosinophilie, dies kann aber auch ausbleiben (Pennisi et al. 2015). Diese Erkrankung kann bei Katzen auch tödlich enden (Deak et al. 2017b, Moskvina 2018).

2.4.6. Diagnose und Therapie

Bei einem Befall mit Lungenwürmern kann manchmal eine Verdachtsdiagnose anhand der klinischen Symptome und einer Röntgenuntersuchung des Thorax gestellt werden. Dies ist nicht immer einfach, da das Spektrum der klinischen Anzeichen sehr groß ist und die Symptome oft unspezifisch sind (Colella et al. 2016a, Cowie 2019, Di Cesare et al. 2019, Lange et al. 2018b, Morgan und Shaw 2010). Mischinfektionen bei Katzen mit verschiedenen Lungenwurmartens sind beschrieben (Moskvina 2018, Traversa et al. 2015). Ein Befall tritt oft im Spätsommer auf (Morgan und Shaw 2010), da es aufgrund der warmen Sommermonate zu einer erhöhten Auftreten der Zwischenwirte kommt (Moskvina 2018).

Der Nachweis von L1 im Kot mit dem Auswandererverfahren (Baermann-Wetzel-Trichter-Verfahren) sichert die Diagnose der Lungenwurminfektion (Deplazes 2006, Deplazes et al.

2013, Diakou et al. 2016, Giannelli et al. 2016b, Giannelli et al. 2017, Morgan und Shaw 2010, Moskvina 2018). Geeignet sind dafür vor allem Drei-Tages-Sammelkotproben, da die Larven nur intermittierend ausgeschieden werden (Helm et al. 2010). Eine morphologische Differenzierung der Lungenwurmartarten erfolgt mittels Unterscheidung des Hinterendes im Mikroskop (Colella et al. 2016b, Deplazes 2006, Deplazes et al. 2013). Ein serologischer Nachweis von Antigenen (ELISA) kann für *A. vasorum* erfolgen (Cavalera et al. 2019b, Colella et al. 2016a), sollte aber immer in Zusammenhang mit dem Ergebnis des Auswandererverfahrens beurteilt werden (Di Cesare et al. 2019). Ebenso kann eine PCR (Helm et al. 2010) oder ein IFA-Test bei der Diagnosefindung behilflich sein. Diese gelten jedoch nicht als Goldstandard (Moskvina 2018). In manchen Fällen lassen sich Lungenwürmer auch mit einer zytologischen Untersuchung einer BAL nachweisen (Helm et al. 2010), jedoch ist die Abgrenzung anderer respiratorischer Krankheiten oft schwierig (Crisi et al. 2019). Alle Verfahren können falsch negativ sein, wenn eine zu geringe Larvenkonzentration vorhanden ist (Moskvina 2018).

Die Behandlung erfolgt mittels geeignetem Anthelminthikum und je nach Schweregrad der Erkrankung werden die hervorgerufenen Symptome mitbehandelt (Cavalera et al. 2019a, Deplazes 2006, Deplazes et al. 2013, Giannelli et al. 2017).

3. Tiere, Material und Methodik

3.1. Sammelorte

Von Ende Mai 2019 bis Mitte Juli 2019 wurden insgesamt 200 Schnecken an verschiedenen Plätzen in Wien gesammelt. Bevorzugt wurden Gebiete, in denen mit großer Wahrscheinlichkeit eine hohe Dichte an Hunden und Füchsen vorhanden war, um die Wahrscheinlichkeit von Lungenwurminfektionen zu erhöhen.

Hauptsächlich wurden Nacktschnecken der Gattung *Arion*, Art *A. vulgaris* und *A. fuscus* besammelt. Bei den Gehäuseschnecken wurde die gefleckte Weinbergschnecke, *C. aspersum*, besammelt.

In Leopoldau wurde sowohl am Wegrand als auch auf Wiesen und Feldern nach Schnecken gesucht. Dieser Ort wurde gewählt, da es ein Stadtrandgebiet mit vielen Grünflächen und weitläufigen Wiesen ist. Hunde sind in diesem Gebiet in großer Zahl anzutreffen (Hundebestand Wien, 2019).

Die Prater Hundezone wurde ausgewählt, da sie mit ca. 290 000 m² die größte Hundezone von Wien ist (Hundezone-Prater, 2019). Schnecken der Gattung *Arion* sind dort zahlreich anzufinden, da die ökologischen Verhältnisse dem bevorzugten Habitat dieser Tiere entsprechen (Schneckenatlas 2019). Sowohl durch die feuchtigkeitsspendenden Trinkbrunnen für Mensch und Hund als auch den bewaldeten Teilen ist der Prater ein beliebter Lebensraum für diese Schnecken.

Das besammelte Gebiet an der Friedenbrücke ist bekannt als Erholungsgebiet. Viele Leute sind dort bei sportlichen Aktivitäten mit ihren Hunden anzutreffen; zusätzlich ist noch eine kleine Hundezone für den Freilauf vorhanden. Zum Suchen von Schnecken war die Nähe zum Donaukanal an diesem Ort sehr hilfreich, da feuchtes Habitat vor allem von der Gattung *Arion* bevorzugt wird.

An allen beprobten Plätzen sind neben Hunden auch noch wildlebende Tiere, wie Füchse und vor allem Igel, zu finden (Stadtwildtiere, 2019). Zusätzlich wurde darauf geachtet, bevorzugt Schnecken zu sammeln, die auf liegen gelassenen Hundekothaufen anzutreffen waren.

Besammelt wurde hauptsächlich in den frühen Morgenstunden oder abends, jedoch meist nach Regenwetter, da diese Arten von Schnecken Feuchtigkeit bevorzugen (Weichtiere 2019).

3.2. Schnecken

Das Sammeln begann nach einer Einweisung in Körpermerkmale unterschiedlicher Arten, bevorzugten Lebensräume und Artenschutz im Bereich der Schnecken durch Dr. Helmut Sattmann, wissenschaftlicher Mitarbeiter des Naturhistorischen Museums Wien. Zudem wurde der Schnecken-Atlas von Nicole Eisschiel, der im Rahmen ihrer Diplomarbeit entstand, zur ergänzenden Hilfe während des Besammelns genommen, vor allem zur Vermeidung der versehentlichen Aufnahme von geschützten Arten (Schneckenatlas 2019).

Vor dem Einsammeln der Gastropoda wurde ihr natürliches Habitat mittels Fotografie festgehalten, jede einzelne Schnecke nummeriert und die GPS-Daten mit Hilfe von Google erfasst.

3.3. Aufbewahrung und Tötung der Schnecken

Nachdem die Schnecken fotografiert, nummeriert und die Fundstelle mit GPS-Daten erfasst wurde, wurden die Nacktschnecken in ein trockenes Plastikgefäß mit Luftlöchern gegeben. Gehäuseschnecken wurden ebenfalls in einem Plastikgefäß aufbewahrt, jedoch mit einem feuchten Leinentuch. Die Tiere wurden maximal eine Nacht in diesem Gefäß belassen und spätestens am darauffolgenden Tag getötet. Die Tötung erfolgte durch Übergießen mit flüssigem Stickstoff, die toten Schnecken wurden dann in beschrifteten Behältnissen bei -20 °C gelagert.

Ein Antrag auf Besammlung und Tötung von Schnecken zum Zweck der Forschung wurde von der Ethik- und Tierschutzkommission der Veterinärmedizinischen Universität Wien vorab bewilligt.

3.4. Verarbeitung vor der Verdauung

Vor dem Verarbeiten wurden die zuvor bei -20 °C gefrorenen Schnecken eine Stunde bei Raumtemperatur aufgetaut. Danach wurden die Schnecken einzeln in gekennzeichnete Wiegeschälchen aus Papier gelegt, um das Gewicht jeder einzelnen auf 0,1 g genau zu ermitteln. Gehäuseschnecken wurden sowohl mit Gehäuse als auch ohne Gehäuse abgewogen, um das Volumen der Verdauungslösung genau anpassen zu können.

Nach dem Notieren des Gewichtes erfolgte das Abtrennen eines stecknadelkopfgroßen Stückes des Kopfes der Schnecke mittels einer Skalpellklinge Nr. 23. Um später

gegebenenfalls eine DNA-Analyse der Schneckenart mittels PCR durchführen zu können, wurde für jede Schnecke eine neue Klinge verwendet um die Probe nicht zu verunreinigen. Dieses Stück wurde in ein beschriftetes 1,5 ml Eppendorfröhrchen gegeben und in den Gefrierschrank des Instituts bei -20 °C aufbewahrt. Anschließend wurde der restliche Körper der Schnecke mit der Skalpellklinge in mehrere Teile zu je ca. 0,5 cm Größe zerkleinert.

Diese Masse wurde in einen beschrifteten Erlenmeyerkolben geleert und anhand des Gewichtes wurde dann das passende Volumen der Verdauungslösung hinzugegeben. Es wurde nie mehr als 45 ml Verdauungslösung verwendet (Tab. 3). Wenn die Schnecke mehr als 6 g wog und somit 45 ml überschritten wurden, wurde die Verdauung auf mehrere Erlenmeyerkolben aufgeteilt.

Tabelle 3: Verwendetes Volumen der Verdauungslösung in ml in Bezug auf das Gewicht der Schnecken in g

Gewicht der Schnecke (g)	Verdauungslösung (ml)
< 1	20
1 bis 2	25
2 bis 3	30
3 bis 4	35
4 bis 5	40
5 bis 6	45

3.5. Verdauungslösung

Die verwendete Verdauungslösung bestand aus ≥ 2000 FIP-U/100 ml Pepsin (Carl Roth, Karlsruhe, Deutschland), 1,1 % HCl (Carl Roth GmbH, Wien) und 0,85 % NaCl in Aqua dest. (Tab. 4).

Tabelle 4: Zusammensetzung der Verdauungslösung

Volumen (ml)	Pepsin (g)	HCl (ml)	NaCl (g)	Aqua dest. (ml)
100	1,00	3,00	0,85	100
20	0,20	0,60	0,17	20,00
30	0,30	0,90	0,26	30,00
40	0,40	1,20	0,34	40,00

3.6. Verdauungsvorgang

Zum Verdauen wurden die Erlenmeyerkolben mit handelsüblicher Alufolie abgedeckt und auf einem Inkubationsschüttler der Marke IKA® KS 4000 i control (IKA-Werke, Staufen, Deutschland) mit 120 Umdrehungen bei 40 °C für 4 Stunden geschüttelt. Da Gehäuseschnecken durch ihren Eingeweidesack mehr Inhalt besitzen, konnten diese über einen längeren Zeitraum als 4 Stunden verdaut werden, maximal jedoch über Nacht von 18:00 bis 08:00. Die weitere Verarbeitung wurde somit erleichtert.

3.7. Verarbeitung nach der Verdauung

Nach Ablauf der Verdauungszeit wurde die übrig gebliebene Suspension durch ein Sieb mit 300 µm Maschenweite und einem Durchmesser von 100 mm, anschließend nochmals durch ein Sieb mit 25 µm Maschenweite und einem Durchmesser von 100 mm geleert. Die restlichen Bestandteile, die im 25 µm Sieb verblieben, wurden mit Hilfe einer Spritzflasche, die mit 0,9 % NaCl-Lösung befüllt wurde, in eine zuvor beschriftete Petrischale umgefüllt.

3.8. Mikroskopische Untersuchung

Die befüllten Petrischalen wurden unter einer Stereolupe der Marke OLYMPUS SZH10 Research Stereo (Olympus Austria, Wien, Österreich) bei mindestens fünf- bis siebenfacher Vergrößerung mit einem DF Planapo IX Objektiv durchgemustert, um Lungenwurmlarven oder andere Helminthenstadien zu finden. Nach Auffinden einer Larve wurde diese mit Hilfe einer Eppendorf Research Pipette (Volumen: 10 µl) extrahiert und auf einen beschrifteten Objektträger verbracht und dieser wurde mit einem Deckglas versehen. Der Fund wurde mittels Fotografie mit einem Durchlicht-Mikroskop der Marke OLYMPUS Provis AX70 (Olympus Austria) mit Hilfe des Programmes „cellSens“, Version 1.11 (Olympus Austria) dokumentiert. Die Vergrößerung des Mikroskops wurde so gewählt, dass einmal die gesamte Larve sichtbar war und jeweils ein genaues Bild von Kopf- und Schwanzende mit 40facher oder 60facher Vergrößerung gemacht werden konnte.

Die übrige Lösung wurde aus der Petrischale in ein zuvor gekennzeichnetes 50 ml Zentrifugenröhrchen gefüllt, um es dann bei 800 x g 10 Minuten lang in einer Eppendorf-Zentrifuge 5804 R (Eppendorf, Hamburg, Deutschland) zu zentrifugieren. Das danach vorhandene Sediment wurde mit einer Einmalpipette in ein beschriftetes 1,5 ml

Eppendorfröhrchen pipettiert. Dies wird ebenso wie das Stück vom Kopf der Schnecke im Gefrierschrank des Instituts bei -20 °C aufbewahrt. Aus dem Sediment soll später eine DNA-Extraktion zur näheren Bestimmung der Larven vorgenommen werden.

3.9. Statistik

Schon während des Besammelns wurde eine Tabelle in Excel (Microsoft Office 365 Plus, Microsoft Österreich) angelegt um alle Daten zu dokumentieren.

Es wurde eine Kennzeichnung jeder Schnecke angelegt, bestehend aus einem Buchstabenkürzel und der fortlaufenden Nummer (K001 bis K200). Neben der Kennzeichnung der Schnecke wurde die Art schon beim Sammeln bestimmt und sowohl der deutsche als auch der lateinische Name notiert. Der Fundort (Adresse mit Breiten- und Längengraden) und Uhrzeit und Datum des Fundes sowie eine Fundortbeschreibung (Hundezone, Garten, Wegrand, Wiese oder Sträucher) und die Lufttemperatur (ZAMG – Zentralanstalt für Meteorologie und Geodynamik 2019) wurden als Teil der Metadaten ebenso dokumentiert.

Weiters wurde beschrieben, ob die Schnecke eingefroren gelagert wurde und das Datum der weiteren Bearbeitung nach dem Auftauen.

Während der Verarbeitung wurde das Gewicht in Gramm (bei Gehäuseschnecken mit und ohne Gehäuse) und das Volumen der Verdauungslösung in Milliliter notiert. Der mikroskopische Nachweis von Nematodenlarven in Schnecken wurde ebenfalls dokumentiert.

Unterschiede im Befall für die einzelnen Schneckenarten wurden mittels χ^2 -Test untersucht.

4. Ergebnisse

4.1. Übersicht

Im Rahmen dieser Arbeit wurden insgesamt 200 Schnecken im Raum Leopoldau, Prater und Friedensbrücke gesammelt. Für die Verarbeitung im Labor wurden sowohl Nacktschnecken der Gattung *Arion* (*A. vulgaris* und *A. fuscus*) als auch Gehäuseschnecken der Art *C. aspersum* verwendet. Die meisten Schnecken (61,0 %) wurden in Leopoldau gesammelt. An der Friedensbrücke wurden die wenigsten Schnecken (12,5 %) gesammelt, im Prater 26,5 %. Mehr als die Hälfte (56,0 %) der gesammelten Tiere gehört der Art *A. vulgaris* an. *C. aspersum* war die am wenigsten vertretende Art (18,0 %) insgesamt und wurde nur in Leopoldau und an der Friedensbrücke gefunden (Abb. 5). Gesamt waren 104 (52,0 %) der untersuchten Schnecken positiv auf Lungenwurmlarven. *A. vulgaris* hatte mit 65,4 % die höchste Infektionsrate der 104 positiven Schnecken, gefolgt von *A. fuscus* (26,0 %) und *C. aspersum* (8,7 %). Innerartlich waren von den gesamt 112 gesammelten *A. vulgaris* 68 Proben positiv (60,7 %). Dies macht den Großteil der positiven Proben gesamt aus (34,0 %). Bei *A. fuscus* wiesen 27 (51,9 %) von 52 gesamt gesammelten Proben einen Befall auf. Von den 36 gesammelten *C. aspersum* waren neun (25,0 %) positiv.

Von dem gesamten Ergebnis von 104 positiven Schnecken waren die Unterschiede zwischen der Art und dem Befall signifikant (p-Wert: 0,0009481). Die gefundenen Lungenwurmlarven teilen sich in die Familie Angiostrongylidae und Crenosomatidae, wobei letztere mit 91,3 % der positiven Proben weit häufiger vertreten war und nur in 8,7 % der positiven Proben Larven von Angiostrongylidae zu finden waren.

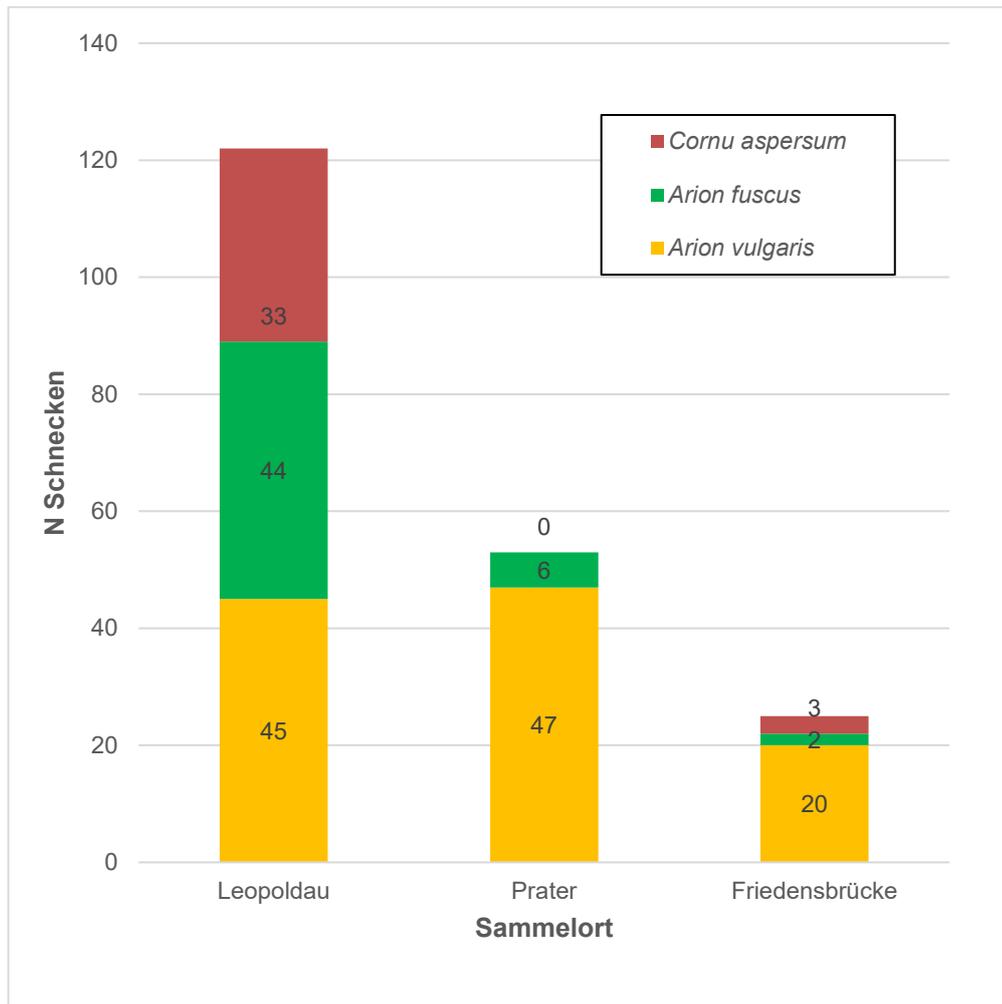


Abbildung 5: Gesamtzahl der gesammelten Schnecken in Bezug auf den Sammelort.

4.2. Ortsbezogene Ergebnisse

4.2.1. Leopoldau

In Leopoldau wurden insgesamt 122 Proben gesammelt. Diese teilten sich auf drei verschiedene Schneckenarten auf. 45 Proben davon gehörten der Art *A. vulgaris* an, 44 gesammelte Schnecken der Art *A. fuscus* und 33 Gehäuseschnecken der Art *C. aspersum*. Leopoldau war der Ort, an dem am meisten Schnecken der Art *C. aspersum* (16,5 %) gesammelt wurden.

In 41 der beprobten Schnecken (33,6 %) aus diesem Gebiet wurden Lungenwurmlarven gefunden. Zwölf positive Proben stammten von *A. vulgaris* und 20 der befallenen Proben gehörten der Art *A. fuscus* an. Bei der Art *C. aspersum* wiesen neun von den gesammelten 33 Proben einen Befall mit Lungenwürmern auf.

4.2.2. Prater

In der Hundezone am Prater wurden nur Nacktschnecken gesammelt, insgesamt 53. Davon gehörten 47 Schnecken (88,7 %) der Art *A. vulgaris* und sechs der gesammelten Tiere der Art *A. fuscus* an. Die zu untersuchenden Tiere wurden von drei verschiedenen Plätzen genommen. Gesamt von allen drei Sammelorten war die Schneckenart *A. vulgaris* aus der Prater-Hundezone am meisten (23,5 %) vertreten.

Insgesamt waren 46 Schnecken (86,8 %) positiv. Dieses Ergebnis teilte sich in 41 positive *A. vulgaris* und fünf der positiven Proben waren von der Art *A. fuscus*.

4.2.3. Friedensbrücke

In dem Erholungsgebiet an der Friedensbrücke wurden gesamt 25 Schnecken gesammelt. Am häufigsten vertreten war dort die Spanische Wegschnecke, *A. vulgaris*, mit 20 gesammelten Tieren. Von der Braune Wegschnecken, *A. fuscus*, wurden nur zwei Tiere gefunden. Von den Gehäuseschnecken, *C. aspersum*, wurden drei Schnecken gesammelt.

Von den 20 gesammelten *A. vulgaris* waren 15 Schnecken (60,0 %) infiziert. Gesamt teilte sich das Ergebnis von den 17 positiven Proben (68,0 %) auf der Friedensbrücke in 15 *A. vulgaris* und zwei *A. fuscus*.

4.3. Parasitenbezogene Ergebnisse

Im folgenden wurde bei der Bestimmung der Lungenwurmfamilien das Ergebnis der Mikroskopie herangezogen. Eine zuverlässigere und genauere Bestimmung wird später mittels molekularer Methoden (PCR und Sequenzierung) erfolgen.

Etwas mehr als die Hälfte (52,0 %) aller gesammelten Schnecken wiesen einen Befall mit Lungenwurmlarven auf. Gefunden wurden Lungenwurmlarven, die nach dem mikroskopischen Bild zu den Familien Angiostrongylidae und Crenosomatidae gehören, wobei Crenosomatidae sehr viel häufiger (91,3 %) vertreten waren. In neun (8,7 %) der untersuchten Proben wurden Larven der Familie Angiostrongylidae gefunden. Bei einigen der Proben waren nicht nur L3 zu finden, sondern auch L2 (Abb. 6 und 7) der Familie Crenosomatidae. Die Anzahl der Larven pro Schnecke variierte.



Abbildung 6: Probe K054 bei 20facher Vergrößerung; L2 von Crenosomatidae. Aufnahme: Mohab.



Abbildung 7: Probe K054 bei 40facher Vergrößerung; Hinterende L2 von Crenosomatidae. Aufnahme: Mohab.

Arion vulgaris war die am häufigste infizierte Schneckenart gesamt. Von den 112 gesammelten Tieren waren 68 positiv (60,7 %). In fünf dieser 68 positiven Proben befanden sich Larven der Familie Angiostrongylidae (Abb. 8), in den restlichen 63 Proben waren Larven der Familie Crenosomatidae (Abb. 9 und 10).

Von der Schneckenart *A. fuscus* wurden insgesamt 52 Proben untersucht. Eine von den 27 positiven Proben war mit Larven der Familie Angiostrongylidae befallen. Die Familie der Crenosomatidae (Abb. 11 und 12) war in den restlichen 26 Proben vertreten (Abb. 9).

Es wurden 36 Gehäuseschnecken der Art *C. aspersum* gesamt untersucht, diese stammen von zwei verschiedenen Fundstellen, wobei die drei gesammelten Schnecken von der Friedenbrücke alle negativ waren. 33 wurden im Gebiet Leopoldau gefunden und davon waren neun Proben positiv. Dieses Ergebnis teilte sich in drei Larven der Familie Angiostrongylidae (Abb. 13) und sechs Larven der Familie Crenosomatidae (Abb. 9).

Anhand der p-Werte ($> 0,05$) konnte kein signifikanter Unterschied zwischen Anzahl der positiven Proben und der Schneckenarten ermittelt werden.



Abbildung 8: Probe K200 bei 40facher Vergrößerung; L3 von Angiostrongylidae. Aufnahme: Mohab.

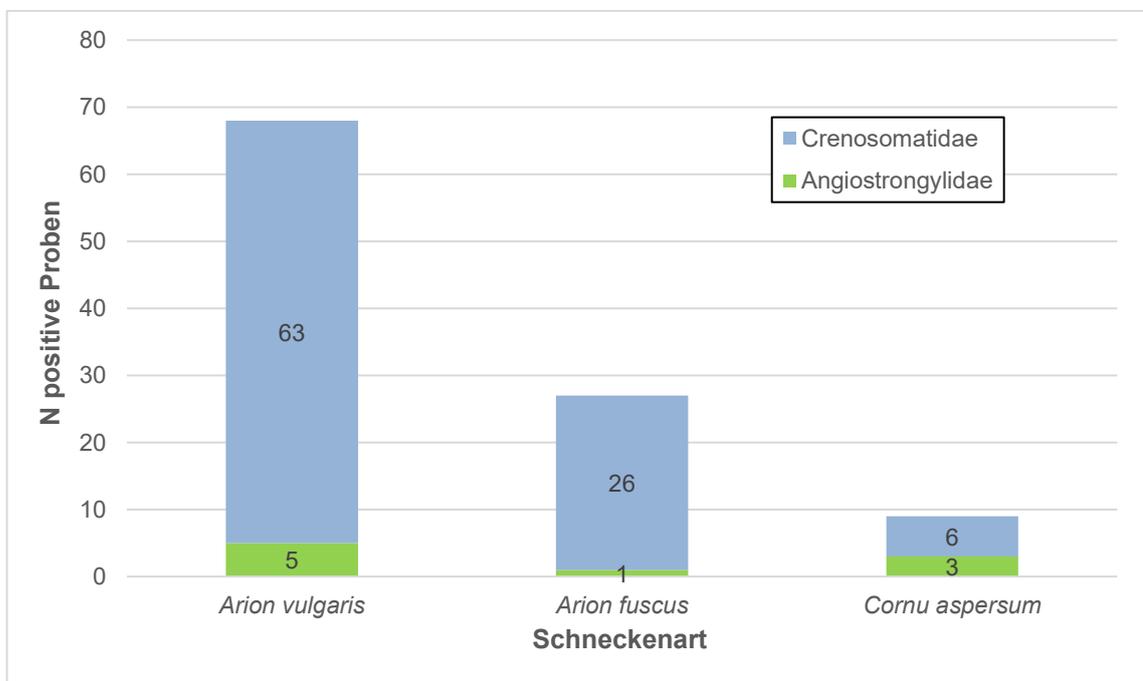


Abbildung 9: Anzahl der Lungenwurm-positiven Proben in Bezug auf die Schneckenarten.



Abbildung 10: Probe K087 bei 40facher Vergrößerung; Hinterende L3 von Crenosomatidae; Aufnahme: Mohab.

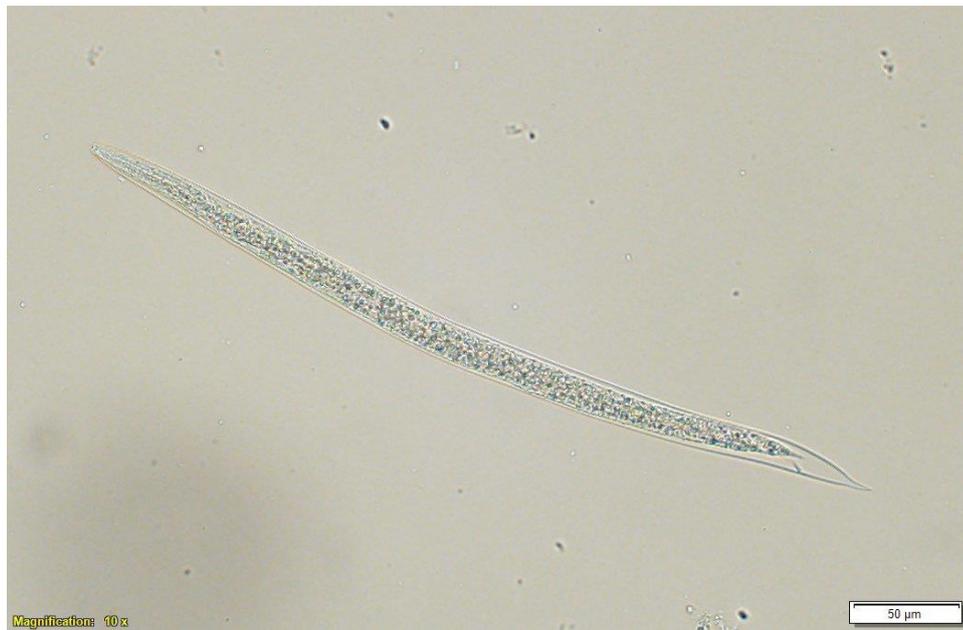


Abbildung 11: Probe K077 bei 20facher Vergrößerung; L3 von Crenosomatidae. Aufnahme: Mohab.



Abbildung 12: Probe K097 bei 40facher Vergrößerung; L3 von Crenosomatidae. Aufnahme: Mohab.



Abbildung 13: Probe K170 bei 60facher Vergrößerung; Hinterende L3 von Angiostrongylidae. Aufnahme: Mohab.

5. Diskussion

Ziel dieser Arbeit war es, den Lungenwurmbefall bei Schnecken zu erheben, da diese als Zwischenwirt für viele verschiedene Parasiten dienen. Hierfür wurden insgesamt 200 Schnecken an drei unterschiedlichen Gebieten in Wien gesammelt, um sie auf Lungenwurmlarven zu untersuchen. Zugleich wurden die Schneckenarten bestimmt, um eventuell einen Zusammenhang zwischen Schneckenart und Lungenwurmbefall zu finden. *Arion vulgaris* war die am häufigsten infizierte Schneckenart (60,7 % Infektionsrate) und am häufigsten wurden Lungenwürmer der Familie der Crenosomatidae (91,3 % aller Proben) gefunden.

5.1. Schnecken

Die Schnecken wurden an drei verschiedenen Orten gesammelt, wobei nur drei unterschiedliche Schneckenarten gesammelt wurden. Es handelt sich hierbei um zwei Nacktschneckenarten, die heimische Braune Wegschnecke, *A. fuscus* und die eingewanderte Spanische Wegschnecke, *A. vulgaris* und eine Gehäuseschneckenart, die gefleckte Weinbergschnecke, *C. aspersum*. Die Schneckenbestimmung erfolgt nach Besammlung anhand morphologischer Unterschiede der Schnecken. Da Schnecken innerhalb ihrer Arten in der Färbung sehr variieren (Reichholf 2004), ist eine genaue Bestimmung der Art nur aufgrund von optisch erkennbaren morphologischen Unterschieden eher unzuverlässig, weswegen in späterer Folge eine weiterführende Untersuchung zur genauen Klassifizierung vorgenommen wird.

Schneckenpopulationen nehmen nach Angaben in der Literatur zu, sowohl in privaten Gärten als auch in der Landwirtschaft. Vor allem wird hier die Spanische Wegschnecke genannt, da sie als Schädling für Gärten eingestuft wird (Dörler et al. 2018) und als Zwischenwirt vieler verschiedener Parasiten dient (Deplazes et al. 2013, Giannelli et al. 2015, Lu et al. 2018, Spratt 2015). Es wurde nicht von vorne herein darauf geachtet, welche Art besammelt wird. Dennoch zeigte sich, dass *A. vulgaris* die am häufigsten vertretene Schneckenart (56,0 %) insgesamt war. Die Berichte von Utschick (1987), der in seinem 500 m² großen Garten in sechs Monaten 6200 Exemplare der Spanischen Wegschnecke gesichtet hatte und Reichholf (2004), der im Jahr 2002 in München auf einem kleinen Weg (5 m² gesamt) eine Schneckendichte von ca. 10 *Arion* /m² beschreibt, zeigen, dass die Populationsdichte der Spanischen Wegschnecke sehr hoch sein kann (Reichholf 2004, Utschick 1987).

Durch erhöhte Populationsdichten der Spanischen Wegschnecke steigt eventuell das Risiko einer Lungenwurminfektion für unsere Haustiere. Lange und Mitautoren beschrieben 2018, dass *A. vulgaris* die Schneckenart mit der höchsten Prävalenz mit *A. vasorum* in Deutschland war. 2019 beschrieben Penagos-Tabares und Mitautoren das Vorhandensein von *A. vasorum*, *A. abstrusus* und *T. brevior* in der Spanischen Wegschnecke in Wien, Österreich. Somit besteht ein permanentes Risiko für Hunde und Katzen einer Infektion (Lange et al. 2018a, Penagos-Tabares et al. 2019).

Die Gehäuseschnecke der Art *C. aspersum* wurde gesammelt, da diese Zwischenwirt für Lungenwurmlarven der Art *A. abstrusus*, *A. chabaudi* und *T. brevior* sein können. Diese Parasiten befallen vor allem die Katzenpopulation und die Prävalenz einer Infektion mit diesen nimmt zu (Colella et al. 2017, Giannelli et al. 2015). Die Katzenlungenwürmer breiten sich offensichtlich pandemisch in früheren infektionsfreien Regionen aus. *T. brevior* und *A. chabaudi* befallen Katzen häufiger als angenommen, da sie früher oft mit dem viel bekannteren *A. abstrusus* verwechselt wurden (Traversa et al. 2015).

5.2. Lungenwurmlarven

Es konnten anhand der Mikrofotos zwei Familien von Lungenwurmlarven unterschieden werden. Die Unterscheidung erfolgte anhand des Hinterendes bei 40facher oder 60facher Vergrößerung im Durchlicht-Mikroskop. Auch hier wird aufgrund der schwierigen Differenzierung nur anhand der mikroskopischen Bilder eine weiterführende Untersuchung mittels DNA-Extraktion in späterer Folge durchgeführt¹.

Schnecken sind obligate Zwischenwirte für viele Lungenwurmlarven in ihrer Entwicklung, da sie sich nur in den Zwischenwirten zur infektiösen L3 entwickeln und ihren Endwirt infizieren können. In den untersuchten Proben wurden hauptsächlich L3 gefunden, die schon den Endwirt infizieren hätten können. Die Infektion des Endwirts kann über direkte orale Aufnahme der Schnecke erfolgen, es kann aber auch über einen paratenischen Wirt erfolgen. Bei Hunden und Katzen zählen Mäuse, Ratten, Vögel und Echsen zu den bevorzugten paratenischen Wirten (Deplazes et al. 2013, Giannelli et al. 2016a, Moskvina 2018). Die Aufnahme freier infektiösen Larven im Schleim von Schnecken oder die Aufnahme von Wasser, in welchem

¹ Dies ist Teil einer weiteren Studie und wurde nicht in dieser Diplomarbeit durchgeführt.

infektiöse Schnecken gestorben sind, ist ein weiterer Infektionsweg (Giannelli et al. 2015, Hollingsworth et al. 2013, Morgan und Shaw 2010).

In den vorliegenden Untersuchungen konnte gezeigt werden, dass die Infektionsrate der gesammelten Schnecken bei 52,0 % lag, wobei die überwiegende Mehrheit (91,3 %) der positiven Proben der Familie Crenosomatidae und nur 8,7 % der Familie Angiostrongylidae zugerechnet wurden.

Vor allem Rotfüchse dienen als Endwirte und damit zum Erhalt des Entwicklungskreislaufs vor allem von *A. vasorum* (Deak et al. 2017a) und *C. vulpis* (Colella et al. 2016b). Daneben werden vor allem Haushunde für die weitläufige Verbreitung der Angiostrongylose verantwortlich gemacht (Deak et al. 2017a). Die Prävalenz bei Rotfüchsen mit *A. vasorum* ist derzeit ansteigend (Deak et al. 2017a, Deplazes et al. 2013). Schug und Mitautoren beschrieben eine Infektionsrate bei Rotfüchsen mit *A. vasorum* in Deutschland (Hessen, Rheinland-Pfalz, Thüringen) von durchschnittlich 14,1 %. Die Prävalenz von *C. vulpis* (32,3 %) bei Rotfüchsen war noch höher (Schug et al. 2018). Die Crenosomose tritt mittlerweile auch in zuvor nicht endemischen Gebieten auf. Da der Fuchs als Endwirt gilt und aufgrund steigender Fuchsbestände eine zunehmende Urbanisierung dieser Tiere entsteht, besteht ein erhöhtes Infektionsrisiko für Schnecken in entsprechenden Naturräumen und für Hunde (Lange et al. 2018a). Die vorliegende Arbeit konnte eine Infektionsrate von 47,5 % für Crenosomatidae bei den gesammelten Schnecken ermitteln. Dies ist eine höhere Prävalenz als in der Studie von Schug et al. (2018) bei deren Studie 32,3 % der Schnecken mit *C. vulpis* infiziert waren. Diese Differenz kann in der unterschiedlichen Zuordnung der Larven liegen; bei Schug et al. (2018) wurden sie bis zur Spezies bestimmt, in der vorliegenden Arbeit nur bis zur Familie. Eine molekulare Speziesdeterminierung soll klären, wie hoch die Prävalenzen auf Artebene sind.

5.3. Schlussfolgerung

Insgesamt 52,0 % der in dieser Studie gesammelten Schnecken waren positiv auf Lungenwurmlarven, überwiegend mit Larven der Familie Crenosomatidae. Obwohl für Österreich kaum publizierte autochthone Fälle von Lungenwurminfektionen bei Haushunden und Katzen vorliegen, macht es die hohe Infektionsrate der Schnecken, zusammen mit einem häufigen Vorkommen der gesammelten Schneckenarten, wahrscheinlich, dass Infektionen bei Fleischfressern auch in Österreich vorkommen. Da Lungenwurmbefall zwar häufig klinisch

unauffällig verläuft, jedoch auch schwere klinische Anzeichen verursachen kann, ist bei entsprechenden Symptomen eine Berücksichtigung differentialdiagnostisch bedeutsam.

6. Zusammenfassung

Lungenwurmlarven benötigen Schnecken, um sich in ihrem Lebenszyklus von ersten Larven zu infektiösen Drittlarven zu entwickeln. Um einen Überblick über den Befall von Schnecken mit Lungenwurmlarven in einem Gebiet in der Umgebung von Wien (Friedensbrücke, Prater, Leopoldau) zu bekommen, und ein mögliches Infektionsrisiko für die Endwirte, vor allem Hunde und Katzen, abschätzen zu können, wurden in dieser Arbeit 200 Schnecken an drei unterschiedlichen Lokalisationen gesammelt und untersucht. Es erfolgte eine Bestimmung nach morphologischen Kriterien der Schneckenart. In Rahmen dieser Arbeit wurden die Schneckenarten *Arion vulgaris* (n=112), *Arion fuscus* (n=52) und *Cornu aspersum* (n=36) gesammelt. Nach Verdauung der getöteten Schnecken wurde die gewonnene Suspension unter einem Mikroskop durchgemustert, um eventuell vorhandene Lungenwurmlarven zu finden und so weit wie möglich zu bestimmen. In dieser Arbeit lag die Prävalenz basierend auf mikroskopischen Analysen bei den untersuchten Schnecken bei 52,0 %. Die höchste Infektionsrate hatte *A. vulgaris* mit 65,4 %. Bei *A. fuscus* waren 27 Proben (51,9 %) positiv, von den 36 *C. aspersum* 9 Proben (25,0 %). Die 104 positiven Proben teilen sich in Lungenwürmer der Familie Crenosomatidae (91,3 %) und Angiostrongylidae (8,7 %). Für eine genauere Differenzierung muss eine molekulare Analyse erfolgen. Das Ergebnis dieser Arbeit zeigt, dass von befallenen Schnecken ein nicht unerhebliches Infektionsrisiko für unsere Haustiere ausgeht und dass, auch aufgrund der vielfältigen klinischen Anzeichen der Erkrankung, mehr Bewusstsein für die Lungenwurminfektion von Hund und Katze geschaffen werden muss.

7. Summary

Examination of snails from Vienna (Prater, Friedensbrücke, Leopoldau) for lungworm larvae

Lungworm larvae need snail intermediate hosts to develop in their life cycle from first larvae to infectious third larvae. In order to get an overview of the infestation of snails with lungworm larvae in an area in the urban area of Vienna (Friedensbrücke, Prater, Leopoldau) and to be able to estimate a possible infection risk for the hosts, especially dogs and cats, 200 snails were collected and examined at three different locations. A determination was made according to morphological criteria of the type of snail. In this work the snail species *Arion vulgaris* (n = 112), *Arion fuscus* (n = 52) and *Cornu aspersum* (n = 36) were collected. After digestion of the killed snails the obtained suspension was screened under a microscope to find any lungworm larvae and to identify them as far as possible. In this work the prevalence of lungworms in the investigated snails was 52,0 % based on microscopic analysis. The highest infection rate was of *A. vulgaris* with 65.4 %. 27 samples (51,9 %) of *A. fuscus* were positive and 9 samples (25.0 %) of 36 collected *C. aspersum*. The 104 positive samples are divided into lungworms of the family Crenosomatidae (91.3 %) and Angiostrongylidae (8.7 %). For a more precise differentiation a molecular analysis must be carried out. The results of this study show that infested snails pose a considerable risk of infection for our pets and that because of the diverse clinical signs of the disease more awareness must be given to the lungworm infection of dogs and cats.

8. Literaturverzeichnis

- Barker G. 2001. Gastropods on Land: Phylogeny, Diversity and Adaptive Morphology. I. The Biology of Terrestrial Mollusca: 1–146.
- Brianti E, Gaglio G, Giannetto S, Annoscia G, Latrofa MS, Dantas-Torres F, Traversa D, Otranto D. 2012. *Troglostrongylus brevior* and *Troglostrongylus subcrenatus* (Strongylida: Crenosomatidae) as agents of broncho-pulmonary infestation in domestic cats. *Parasites & Vectors*, 5: 178.
- Cavalera MA, Iatta R, Colella V, Dantas-Torres F, Corsaro A, Brianti E, Otranto D. 2018. *Troglostrongylus brevior*: a feline lungworm of paediatric concern. *Veterinary Parasitology*, 253: 8–11.
- Cavalera MA, Colella V, Napoli E, Arfuso F, Panarese R, Brianti E, Otranto D. 2019a. Shedding of feline lungworm larvae and their infectivity to snail intermediate hosts after anthelmintic treatment. *International Journal for Parasitology*, 49 (6): 449–453.
- Cavalera MA, Schnyder M, Gueldner EK, Furlanello T, Iatta R, Brianti E, Strube C, Colella V, Otranto D. 2019b. Serological survey and risk factors of *Aelurostrongylus abstrusus* infection among owned cats in Italy. *Parasitology Research*, 118 (8): 2377–2382.
- Colella V, Cavalera MA, Deak G, Tarallo VD, Gherman CM, Mihalca AD, Otranto D. 2017. Larval development of *Angiostrongylus chabaudi*, the causative agent of feline angiostrongylosis, in the snail *Cornu aspersum*. *Parasitology*, 144 (14): 1922–1930.
- Colella V, Lia RP, Premont J, Gilmore P, Cervone M, Latrofa MS, D’Anna N, Williams D, Otranto D. 2016a. *Angiostrongylus vasorum* in the eye: new case reports and a review of the literature. *Parasites & Vectors*, 9: 161.
- Colella V, Mutafchiev Y, Cavalera MA, Giannelli A, Lia RP, Dantas-Torres F, Otranto D. 2016b. Development of *Crenosoma vulpis* in the common garden snail *Cornu aspersum*: implications for epidemiological studies. *Parasites & Vectors*, 9: 208.
- Cowie RH. 2019. Annotated catalogue of species of *Angiostrongylus* and the related genera *Gallegostrongylus*, *Rodentocaulus* and *Stefanskostrongylus* (Nematoda: Metastrongyloidea, Angiostrongylidae). *Journal of Helminthology*, 93 (4): 389–423.
- Crisi PE, Johnson LR, Di Cesare A, Santis F de, Di Tommaso M, Morelli S, Pantaleo S, Luciani A, Schaper R, Pampurini F, Boari A. 2019. Evaluation of bronchoscopy and

bronchoalveolar lavage findings in cats with *Aelurostrongylus abstrusus* in comparison to cats with feline bronchial disease. *Frontiers in Veterinary Science*, 6: 337.

Deak G, Gherman CM, Ionică AM, Vezendan AD, D'Amico G, Matei IA, Daskalaki AA, Marian I, Damian A, Cozma V, Mihalca AD. 2017a. *Angiostrongylus vasorum* in Romania: an extensive survey in red foxes, *Vulpes vulpes*. *Parasites & Vectors*, 10: 330.

Deak G, Ionică AM, Mihalca AD, Gherman CM. 2017b. *Troglostrongylus brevior*: a new parasite for Romania. *Parasites & Vectors*, 10: 599.

de Liberato C, Grifoni G, Lorenzetti R, Meoli R, Cocumelli C, Mastromattei A, Scholl F, Rombolà P, Calderini P, Bruni G, Eleni C. 2017. *Angiostrongylus vasorum* in wolves in Italy: prevalence and pathological findings. *Parasites & Vectors*, 10: 386.

Deplazes P. 2006. Helminthosen von Hund und Katze. In: *Veterinärmedizinische Parasitologie* (Hrsg. Schnieder T.). 6., vollst. überarb. und erw. Auflage. Stuttgart: Parey Verlag, 785.

Deplazes P, Eckert J, von Samson-Himmelstjerna G, Zahner H. 2013. *Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin*. 3., überarbeitete Auflage. Stuttgart: Enke Verlag, 639.

Di Cesare A, Gueldner EK, Traversa D, Veronesi F, Morelli S, Crisi PE, Pampurini F, Strube C, Schnyder M. 2019. Seroprevalence of antibodies against the cat lungworm *Aelurostrongylus abstrusus* in cats from endemic areas of Italy. *Veterinary Parasitology*, 272: 13–16.

Diakou A, Di Cesare A, Barros LA, Morelli S, Halos L, Beugnet F, Traversa D. 2015. Occurrence of *Aelurostrongylus abstrusus* and *Troglostrongylus brevior* in domestic cats in Greece. *Parasites & Vectors*, 8: 590.

Diakou A, Psalla D, Migli D, Di Cesare A, Youlatos D, Marcer F, Traversa D. 2016. First evidence of the European wildcat (*Felis silvestris silvestris*) as definitive host of *Angiostrongylus chabaudi*. *Parasitology Research*, 115 (3): 1235–1244.

Dörler D, Kropf M, Laaha G, Zaller JG. 2018. Occurrence of the invasive Spanish slug in gardens: can a citizen science approach help deciphering underlying factors? *BMC Ecology*, 18 (1): 23.

Elsheikha HM, Schnyder M, Traversa D, Di Cesare A, Wright I, Lacher DW. 2016. Updates on feline aelurostrongylosis and research priorities for the next decade. *Parasites & Vectors*, 9 (1): 389.

- Falsone L, Brianti E, Gaglio G, Napoli E, Anile S, Mallia E, Giannelli A, Poglayen G, Giannetto S, Otranto D. 2014. The European wildcats (*Felis silvestris silvestris*) as reservoir hosts of *Troglostrongylus brevior* (Strongylida: Crenosomatidae) lungworms. *Veterinary Parasitology*, 205 (1-2): 193–198.
- Fischer W, Reischütz A, Reischütz PL. 1999. Die Spanische Wegschnecke in Kroatien. *Club Conchylia Informationen*, (31): 15–17.
- Frank C, Reischütz PL. 1994. Rote Liste gefährdeter Weichtiere Österreichs (Mollusca: Gastropoda und Bivalvia). Bundesministerium für Land- und Forstwirtschaft, Umwelt und Wasserwirtschaft: 283–316.
- Gherman CM, Ionică AM, D'Amico G, Otranto D, Mihalca AD. 2016. *Angiostrongylus chabaudi* (Biocca, 1957) in wildcat (*Felis silvestris silvestris*, S) from Romania. *Parasitology Research*, 115 (6): 2511–2517.
- Giannelli A, Cantacessi C, Colella V, Dantas-Torres F, Otranto D. 2016a. Gastropod-borne helminths: a look at the snail-parasite interplay. *Trends in Parasitology*, 32 (3): 255–264.
- Giannelli A, Capelli G, Joachim A, Hinney B, Losson B, Kirkova Z, René-Martellet M, Papadopoulos E, Farkas R, Napoli E, Brianti E, Tamponi C, Varcasia A, Margarida Alho A, Madeira de Carvalho L, Cardoso L, Maia C, Mircean V, Mihalca AD, Miró G, Schnyder M, Cantacessi C, Colella V, Cavalera MA, Latrofa MS, Annoscia G, Knaus M, Halos L, Beugnet F, Otranto D. 2017. Lungworms and gastrointestinal parasites of domestic cats: a European perspective. *International Journal for Parasitology*, 47 (9): 517–528.
- Giannelli A, Colella V, Abramo F, do Nascimento Ramos RA, Falsone L, Brianti E, Varcasia A, Dantas-Torres F, Knaus M, Fox MT, Otranto D. 2015. Release of lungworm larvae from snails in the environment: potential for alternative transmission pathways. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, 9 (4).
- Giannelli A, Kirkova Z, Abramo F, Latrofa MS, Campbell B, Zizzo N, Cantacessi C, Dantas-Torres F, Otranto D. 2016b. *Angiostrongylus chabaudi* in felids: New findings and a review of the literature. *Veterinary Parasitology*, 228: 188–192.
- Gismervik K, Aspholm M, Rørvik LM, Bruheim T, Andersen A, Skaar I. 2015. Invading slugs (*Arion vulgaris*) can be vectors for *Listeria monocytogenes*. *Journal of Applied Microbiology*, 118 (4): 809–816.

- Gruner H-E. 2000. *Urania-Tierreich. Wirbellose Tiere 1*. 8. Auflage. Berlin: Urania Verlag, 666.
- Helm JR, Morgan ER, Jackson MW, Wotton P, Bell R. 2010. Canine angiostrongylosis: an emerging disease in Europe. *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care*, 20 (1): 98–109.
- Hollingsworth RG, Howe K, Jarvi SI. 2013. Control measures for slug and snail hosts of *Angiostrongylus cantonensis*, with special reference to the semi-slug *Parmarion martensi*. *Hawai'i Journal of Medicine & Public Health*, 72 (6 Suppl 2): 75–80.
- Kiszely S, Gyurkovszky M, Solymosi N, Farkas R. 2019. Survey of lungworm infection of domestic cats in Hungary. *Acta Veterinaria Hungarica*, 67 (3): 407–417.
- Lange MK, Penagos-Tabares F, Hirzmann J, Failing K, Schaper R, van Bourgonie YR, Backeljau T, Hermosilla C, Taubert A. 2018a. Prevalence of *Angiostrongylus vasorum*, *Aelurostrongylus abstrusus* and *Crenosoma vulpis* larvae in native slug populations in Germany. *Veterinary Parasitology*, 254: 120–130.
- Lange MK, Penagos-Tabares F, Vélez J, Gutiérrez J, Hirzmann J, Chaparro-Gutiérrez JJ, Piedrahita D, Taubert A, Hermosilla C. 2018b. Regional report on *Angiostrongylus vasorum* in Colombia: Genetic similarity to European lineage. *Veterinary Parasitology, Regional Studies and Reports*, 13: 21–23.
- Lu X-T, Gu Q-Y, Limpanont Y, Song L-G, Wu Z-D, Okanurak K, Lv Z-Y. 2018. Snail-borne parasitic diseases: an update on global epidemiological distribution, transmission interruption and control methods. *Infectious Diseases of Poverty*, 7 (1): 28.
- Lucius R, Loos-Frank B, Lane RP. 2018. *Biologie von Parasiten*. 3., aktualisierte und überarbeitete Auflage. Berlin, Heidelberg: Springer Spektrum, 268.
- Morgan E, Shaw S. 2010. *Angiostrongylus vasorum* infection in dogs: continuing spread and developments in diagnosis and treatment. *The Journal of Small Animal Practice*, 51 (12): 616–621.
- Moskvina TV. 2018. Current knowledge about *Aelurostrongylus abstrusus* biology and diagnostic. *Annals of Parasitology*, 64 (1): 3–11.
- Penagos-Tabares F, Groß KM, Hirzmann J, Hoos C, Lange MK, Taubert A, Hermosilla C. 2019. 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* (im Druck).

Pennisi MG, Hartmann K, Addie DD, Boucraut-Baralon C, Egberink H, Frymus T, Gruffydd-Jones T, Horzinek MC, Hosie MJ, Lloret A, Lutz H, Marsilio F, Radford AD, Thiry E, Truyen U, Möstl K. 2015. Lungworm disease in cats: ABCD guidelines on prevention and management. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 17 (7): 626–636.

Pfenninger M, Weigand A, Bálint M, Klusmann-Kolb A. 2014. Misperceived invasion: the Lusitanian slug (*Arion lusitanicus* auct. non-Mabille or *Arion vulgaris* Moquin-Tandon 1855) is native to Central Europe. *Evolutionary Applications*, 7 (6): 702–713.

Reichholf JH. 2004. Die Wirkung des trockenheißen Sommers 2003 auf eine nicht bekämpfte Stadtpopulation der Spanischen Wegschnecke *Arion lusitanicus* (MABILLE, 1848). *Mitteilung der Zoologischen Gesellschaft Braunau*, (4): 429–435.

Reichholf JH. 2011. Spanische Wegschnecke *Arion lusitanicus* MABILLE, 1868, als "Kletterkünstler" in Hochstauden. *Mitteilung der Zoologischen Gesellschaft Braunau*, (1): 227–235.

Reischütz A. 26.09.2008. Untersuchungen zur Landschneckenfauna (Mollusca: Gastropoda) des Nationalparks Thayatal. Diplomarbeit, Universität Wien.

Reischütz PL. 1990. Ergänzung der Nacktschneckenfauna Österreichs (1): *Arion lusitanicus* MABILLE und *Arion flagellus* COLLINGE. *Mitteilung der Zoologischen Gesellschaft Braunau*, (5): 185–186.

Reischütz PL. 2000. Die Nacktschnecken des Gesäuses (Ennstal, Steiermark). *Arianta III*: 52–55.

Remane A, Storch V, Welsch U. 2004. *Systematische Zoologie*. 6., bearb. und erw. Auflage. Heidelberg: Spektrum Akad. Verlag, 853.

Roth S, Hatteland BA, Solhøy T. 2012. Some notes on reproductive biology and mating behaviour of *Arion vulgaris* Moquin-Tandon 1855 in Norway including a mating experiment with a hybrid of *Arion rufus* (Linnaeus 1758) x *ater* (Linnaeus 1758). *Journal of Conchology*, (41): 249–257.

Schnyder M, Bilbrough G, Hafner C, Schaper R. 2017. *Angiostrongylus vasorum*, "The French Heartworm": a Serological Survey in Dogs from France Introduced by a Brief Historical Review. *Parasitology Research*, 116 (Suppl 1): 31–40.

- 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.
- Spratt DM. 2015. Species of *Angiostrongylus* (Nematoda: Metastrongyloidea) in wildlife: A review. *International Journal for Parasitology. Parasites and Wildlife*, 4 (2): 178–189.
- Taylor MA, Coop RL, Wall RL. 2016. *Veterinary Parasitology*. 4th Edition. Chichester, West Sussex, UK, Ames, Iowa, USA: John Wiley & Sons Ltd, 1006.
- Traversa D, Lepri E, Veronesi F, Paoletti B, Simonato G, Diaferia M, Di Cesare A. 2015. Metastrongyloid infection by *Aelurostrongylus abstrusus*, *Troglostrongylus brevior* and *Angiostrongylus chabaudi* in a domestic cat. *International Journal for Parasitology*, 45 (11): 685–690.
- Utschick H. 1987. Änderungen der Populationsdichte der Spanischen Wegschnecke (*Arion lusitanicus*) in einem Garten nach Bekämpfungsmaßnahmen. *Mitteilung der Zoologischen Gesellschaft Braunau*, (5): 43–47.
- Varcasia A, Tamponi C, Brianti E, Cabras PA, Boi R, Pipia AP, Giannelli A, Otranto D, Scala A. 2014. *Angiostrongylus chabaudi* Biocca, 1957: a new parasite for domestic cats? *Parasites & Vectors*, 7.
- Webster P, Monrad J, Kapel CMO, Kristensen AT, Jensen AL, Thamsborg SM. 2017. The effect of host age and inoculation dose on infection dynamics of *Angiostrongylus vasorum* in red foxes (*Vulpes vulpes*). *Parasites & Vectors*, 10 (1): 4.
- Westheide W, Alberti G, Hrsg. 2013. *Spezielle Zoologie. Einzeller und wirbellose Tiere*. 3. Auflage. Berlin: Springer Spektrum, 892.
- Wiese V. 1999. Die Spanische Wegschnecke. *Arion lusitanicus* MABILLE 1868. *Haus der Natur - Cismar*, (23).
- Wiese V. 2016. *Die Landschnecken Deutschlands. Finden - Erkennen - Bestimmen*. 2., durchgesehene Auflage. Wiebelsheim: Quelle & Meyer Verlag, 352.
- Zemanova MA, Knop E, Heckel G. 2016. Phylogeographic past and invasive presence of *Arion* pest slugs in Europe. *Molecular Ecology*, 25 (22): 5747–5764.

8.1. Websites

CDC – Center for Disease Control and Prevention. <https://www.cdc.gov/parasites/>; Zugriff: 10.11.2019

Hundebestand Wien. https://www.wien.gv.at/statistik/lebensraum/tabellen/hundebestand-bez.html?fbclid=IwAR0cQwCngyg5n7jNB1yTsH9IFjAZSJOX2B3rSY3hypUV-zmGg_2SB5qMbwo; Zugriff: 25.08.2019

Hundezone-Prater. <http://www.hunde-zone.at/hundezonen/hundezone-prater.html>; Zugriff: 25.08.2019

Landesamt der Natur. <https://neobiota.naturschutzinformationen-nrw.de/site/nav3/ArtInfo.aspx?ART=Tiere&ID=57537815-e2fc-462c-bf90-d66f761a0c7e&MENU=Kurzbeschreibung>; Zugriff: 10.09.2019

Schneckenatlas. <https://www.vetmeduni.ac.at/schnecken-atlas/index.html>; Zugriff: 25.08.2019

Stadtwildtiere. <https://wien.stadtwildtiere.at/beobachtung/suchen>; Zugriff: 01.09.2019

Weichtiere. <http://www.weichtiere.at/>; Zugriff: 01.09.2019, 24.09.2019

ZAMG – Zentralanstalt für Meteorologie und Geodynamik. <https://www.zamg.ac.at/cms/de/aktuell>; Zugriff: 13.07.2019

9. Abbildungs- und Tabellenverzeichnis

Abbildung 1: K142 <i>Arion vulgaris</i> aus Prater-Hundezone. Aufnahme: Mohab.	7
Abbildung 2: K037 <i>Arion fuscus</i> von Leopoldau. Aufnahme: Mohab.	8
Abbildung 3: K168 und K169 <i>Cornu aspersum</i> von Leopoldau. Aufnahme: Mohab.	9
Abbildung 4: Berichte zum erstmaligen Auftreten von <i>Arion vulgaris</i> in Europa. Blau: Nordosteuropa, lila: Nordwesteuropa, grün: Zentraleuropa, rot: Westeuropa, orange: Südeuropa. Nach Zemanova et al. (2016).	17
Abbildung 5: Gesamtzahl der gesammelten Schnecken in Bezug auf den Sammelort.	29
Abbildung 6: Probe K054 bei 20facher Vergrößerung; L2 von Crenosomatidae. Aufnahme: Mohab.	31
Abbildung 7: Probe K054 bei 40facher Vergrößerung; Hinterende L2 von Crenosomatidae. Aufnahme: Mohab.	32
Abbildung 8: Probe K200 bei 40facher Vergrößerung; L3 von Angiostrongylidae. Aufnahme: Mohab.	33
Abbildung 9: Anzahl der Lungenwurm-positiven Proben in Bezug auf die Schneckenarten.	33
Abbildung 10: Probe K087 bei 40facher Vergrößerung; Hinterende L3 von Crenosomatidae; Aufnahme: Mohab.	34
Abbildung 11: Probe K077 bei 20facher Vergrößerung; L3 von Crenosomatidae. Aufnahme: Mohab.	34
Abbildung 12: Probe K097 bei 40facher Vergrößerung; L3 von Crenosomatidae. Aufnahme: Mohab.	35
Abbildung 13: Probe K170 bei 60facher Vergrößerung; Hinterende L3 von Angiostrongylidae. Aufnahme: Mohab.	35
Tabelle 1: Auflistung der veterinärmedizinisch wichtigsten Trematoden mit deren Schnecken als Zwischenwirt, sowie der Säugewirte (Endwirt) und die Verbreitung.	11
Tabelle 2: Auflistung der veterinärmedizinisch wichtigsten Nematoden mit deren Schnecken als Zwischenwirt, sowie der Säugewirte (Endwirt) und die Verbreitung.	15
Tabelle 3: Verwendetes Volumen der Verdauungslösung in ml in Bezug auf das Gewicht der Schnecken in g	25
Tabelle 4: Zusammensetzung der Verdauungslösung	25

Danksagung

Ich möchte mich vor allem bei meinen Eltern bedanken, die mir dieses Studium ermöglicht und mich immer wieder neu motiviert haben. Ebenfalls einen großen Dank an meine Freunde, die immer zu mir gehalten haben. Danke, an die Person, die mir geholfen hat meine Diplomarbeit zu dem zu machen, was sie nun ist.

Ein besonderes Dankeschön an Frau Univ. Prof. Dr.med.vet. Joachim für Ihre konstruktiven Anregungen und schnellen Rückmeldungen.

Herzlich bedanken möchte ich mich auch bei Herrn Dr.rer.nat. Führer für seine Unterstützung und geduldige Hilfe im Labor.

Ich möchte mich auch bei Dr. Sattmann bedanken, für die grundlegende Einführung in die Schnecken-Morphologie und für die tatkräftige Unterstützung. Weiters möchte ich mich bei den Mitarbeitern des Instituts für Parasitologie dafür bedanken, dass Sie ihren Arbeitsplatz mit mir geteilt haben und stets freundlich und hilfsbereit waren.