

Aus dem Department für Pathobiologie  
der Veterinärmedizinischen Universität Wien

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

**Untersuchung der Schneckenfauna auf der Donauinsel, einem  
Naherholungsgebiet in Wien, auf Lungenwurmlarven**

Diplomarbeit

Veterinärmedizinische Universität Wien

vorgelegt von

Tatjana Hering

Wien, im Juli 2022

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

Begutachter: Ao.Univ.-Prof. Dr.med.vet. Peter Paulsen, Dipl.ECVPH  
Institut für Lebensmittelsicherheit, Lebensmitteltechnologie und öffentliches  
Gesundheitswesen in der Veterinärmedizin  
Abteilung für Hygiene und Technologie von Lebensmitteln  
Department für Nutztiere und öffentliches Gesundheitswesen in der  
Veterinärmedizin  
Veterinärmedizinische Universität Wien

## INHALTSVERZEICHNIS

ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS.....	2
1. EINLEITUNG UND FRAGESTELLUNG.....	3
2. LITERATURÜBERSICHT.....	6
2.1 <i>ANGIOSTRONGYLUS VASORUM</i> UND CANINE ANGIOSTRONGYLOSE.....	6
2.1.1 Der Lebenszyklus von <i>Angiostrongylus vasorum</i> .....	6
2.1.2 Symptome.....	7
2.1.3 Diagnostik.....	8
2.1.4 Therapie und Prophylaxe.....	11
2.2 EPIDEMIOLOGIE IM ZWISCHENWIRT.....	12
2.2.1 Gesamtprävalenzen der Stichproben.....	12
2.2.2 Prävalenzen an verschiedenen besammelten Lokalisationen.....	13
2.2.3 Prävalenzen urbaner, suburbaner und ländlicher Habitats im Vergleich.....	16
2.2.4 Jahreszeitliche Begutachtung der Prävalenzen.....	17
2.2.5 Ko-Infektionen.....	17
2.2.6 Infektionsraten der untersuchten Schnecken.....	18
2.2.7 Prävalenzen verschiedener Schneckenarten und Familien.....	19
2.2.8 Beurteilung des Gewichts <i>An. vasorum</i> -positiver Schnecken.....	21
3. TIERE, MATERIAL UND METHODIK.....	22
3.1 SAMMELPLÄTZE.....	22
3.2 SAMMLUNG UND BEARBEITUNG DER SCHNECKEN.....	22
3.2.1 Sammlung der Schnecken.....	22
3.2.2 Bestimmung der Schnecken.....	22
3.2.3 Tötung und Lagerung der Schnecken vor der Verdauung.....	23
3.2.4 Vorbereitung der Schnecken zur Verdauung.....	23
3.2.5 Herstellung der Verdauungslösung.....	23
3.2.6 Verdauung der Schnecken.....	24

3.2.7	Bearbeitung im Anschluss der Verdauung .....	24
3.2.8	Mikroskopieren der Proben .....	24
3.2.9	Bestimmung der Larven .....	25
3.3	ERHEBUNG DER DATEN .....	25
3.4	STATISTIK .....	26
4.	ERGEBNISSE .....	27
4.1	GESAMMELTE SCHNECKEN INSGESAMT .....	27
4.2	FUNDORTE .....	30
4.3	LUNGENWURMLARVEN .....	32
4.3.1	Überblick .....	32
4.3.2	Ergebnisse nach Lungenwurmspezies .....	32
4.3.3	Larvennachweis nach Schneckenart .....	35
4.3.4	Ergebnisse nach Fundorten .....	36
5.	DISKUSSION .....	38
5.1	SCHNECKEN .....	38
5.2	FUNDORTE .....	39
5.3	LUNGENWURMLARVEN .....	39
5.4	PRÄVALENZEN DER SCHNECKENARTEN .....	41
5.5	PRÄVALENZEN DER FUNDORTE .....	42
5.6	SCHLUSSFOLGERUNG .....	43
6.	ZUSAMMENFASSUNG .....	45
7.	SUMMARY .....	46
8.	LITERATURVERZEICHNIS .....	47
9.	ABBILDUNGSVERZEICHNIS .....	55
10.	TABELLENVERZEICHNIS .....	56

Für meine Omi – Du wirst immer bei uns sein

## Abkürzungsverzeichnis

<i>A. ater</i>	<i>Arion ater</i> , Schwarze Wegschnecke
<i>A. ater rufus</i>	<i>Arion ater rufus</i> , Synonym für <i>Arion rufus</i> , Rote Wegschnecke
<i>A. lusitanicus</i>	<i>Arion lusitanicus</i> , Synonym für <i>Arion vulgaris</i> , Spanische Wegschnecke
<i>A. rufus</i>	<i>Arion rufus</i> , Synonym für <i>Arion ater rufus</i> , Rote Wegschnecke
<i>An. vasorum</i>	<i>Angiostrongylus vasorum</i>
<i>A. vulgaris</i>	<i>Arion vulgaris</i> , Spanische Wegschnecke
<i>Ae. abstrusus</i>	<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>
<i>C. aspersum</i>	<i>Cornu aspersum</i> , Gefleckte Weinbergschnecke
<i>Cr. striatum</i>	<i>Crenosoma striatum</i>
<i>Cr. vulpis</i>	<i>Crenosoma vulpis</i>
<i>D. reticulatum</i>	<i>Deroceras reticulatum</i> , Genetzte Ackerschnecke
L1	Erstes Larvenstadium
L3	Drittes Larvenstadium
L5	Fünftes Larvenstadium
<i>L. fulica</i>	<i>Lissachatina fulica</i> , Große Achatschnecke
<i>T. brevior</i>	<i>Troglostrongylus brevior</i>

## 1. Einleitung und Fragestellung

Schnecken fungieren als Zwischenwirte und Überträger unterschiedlicher Krankheitserreger (einschließlich Parasiten) von Mensch und Tier (Sattmann et al., 2019). Die häufigste Rolle der Weichtiere ist die von Zwischenwirten für verschiedene Helminthen, wobei auch noch weitere Wirte zwischen der Schnecke als erstem Zwischenwirt und dem Endwirt eingeschaltet sein können (Poulin und Cribb, 2002; Sattmann und Hörweg, 2019). Aufgrund dessen, dass die Würmer in vielen Fällen hinsichtlich ihrer Endwirte und (ersten) Zwischenwirts sehr wirtsspezifisch sind, kann eine Weiterentwicklung des Parasiten nur in bestimmten Wirtsarten stattfinden. Wegen der langen gemeinsamen Evolutionsgeschichte und daraus folgenden gegenseitigen Anpassung kommt es bei moderatem Befall oft zu einem unauffälligen Krankheitsbild (Aspöck und Walochnik, 2007). Manche dieser Parasiten haben jedoch eine große medizinische Bedeutung, wie die Gattung *Schistosoma*, Erreger der Bilharziose, oder große landwirtschaftliche Bedeutung, wie zum Beispiel die ertragsmindernden Parasiten der Gattung *Fasciola*. Neben diesen Trematoden (Plattwürmer) fungieren Schnecken auch für Nematoden (Fadenwürmer) als Zwischenwirte. Bei den Nematoden dienen Schnecken als Zwischenwirte für Lungenwürmer aus der Überfamilie der Metastrongyloidea (Sattmann et al., 2019). Bei den digenen Trematoden (Digenea) findet in der Schnecke eine ungeschlechtliche Reproduktion statt (Poulin und Cribb, 2002), wohingegen die Mollusken von Nematodenlarven als Wartestadien, als Zwischenwirte oder als Endwirte besiedelt werden. Während die Arten, die Schnecken als Wartestadium (hypobiotisch) besiedeln, ohne einen echten Zwischenwirt auskommen, benötigen viele Lungenwürmer, unter anderem Vertreter der Angiostrongylidae und Crenosomatidae, Schnecken als Zwischenwirte für die Weiterentwicklung der Larven, wobei die Entwicklung zum geschlechtsreifen Stadium erst im Endwirt stattfindet (Grewal et al., 2003; Traversa et al., 2010).

*Angiostrongylus vasorum*, umgangssprachlich auch bekannt als „Französischer Herzwurm“, gilt als einer der pathogensten cardiopulmonalen Nematoden bei Caniden und anderen Carnivoren (Lange et al., 2018; Penagos-Tabares et al., 2019, 2020). *Angiostrongylus vasorum* gehört zur Gattung *Angiostrongylus* (Metastrongyloidea) (Ferdushy und Hasan, 2010). Zu den wichtigsten Endwirten gehören Haushunde (*Canis lupus familiaris*) und der Rotfuchs (*Vulpes vulpes*), welcher als wichtigstes wildlebendes Reservoir gilt, aber auch andere wildlebende Caniden wie Wölfe und Kojoten (Elsheikha et al., 2014; Penagos-Tabares et al., 2018). Um ihren indirekten Lebenszyklus zu vervollständigen (Ferdushy et al., 2009), nutzen die Nematoden eine große Bandbreite an Gastropoden als Zwischenwirte (Ferdushy

und Hasan, 2010). Die Infektion der Schnecken mit Larven des ersten Stadiums (L1) geschieht durch Ingestion bei Aufnahme von larvenhaltigen Faeces oder durch aktive Penetration der Epidermis durch die L1. In der Schnecke entwickeln sich die Larven weiter zum infektiösen dritten Larvenstadium (L3). Die Infektion des Endwirtes geschieht durch Aufnahme von infizierten Zwischenwirten oder L3-haltigem Schneckensekret (Ferdushy und Hasan, 2010; Morgan et al., 2005). Die adulten Würmer leben im Endwirt im rechten Herzen und den Lungenarterien (Schnyder et al., 2010; Traversa und Guglielmini, 2008). Die Symptome der Erkrankungen können von asymptomatisch bis hin zu schweren cardiopulmonären Störungen, Koagulopathien und plötzlichem Tod reichen (Chapman et al., 2004; Schnyder et al., 2010). In den letzten Jahren hat diese Lungenwurmspezies immer mehr an Aufmerksamkeit erlangt (Penagos-Tabares et al., 2019). Nach der Entdeckung in Frankreich im 19. Jahrhundert schien sich der Parasit auf gut isolierte endemische Herde zu beschränken. In den letzten Jahrzehnten gab es allerdings immer mehr Berichte darüber, dass sich *An. vasorum* in ursprünglich nicht endemische Gebiete in Europa, Südamerika, Afrika und Nordamerika ausbreitet (Bourque et al., 2008; Elsheikha et al., 2014; Morgan et al., 2005; Taubert et al., 2009; Traversa et al., 2010). Auch aus Österreich sind mehrere Fälle bekannt, wobei es sich dabei jedoch bisher um aus dem Ausland importierte Fälle handelte (Maier et al., 2010). Es wird angenommen, dass bei der Ausbreitung des Parasiten Faktoren wie Reisen, Änderungen in der Dynamik der Zwischenwirtspopulationen, Bewegungen in der Population domestizierter Tiere, die zunehmende Urbanisierung des Rotfuchses und die Klimaerwärmung eine Rolle spielen (Elsheikha et al., 2014; Lange et al., 2018). Die systematische Untersuchung natürlicher Gastropoden-Populationen auf Infektionen mit Lungenwürmern ist eine gute Methode, um in bestimmten geographischen Regionen das aktuelle Vorkommen der Parasiten zu evaluieren (Penagos-Tabares et al., 2020), allerdings gibt es bislang keine systematischen Studien für Österreich.

Diese Diplomarbeit entstand im Rahmen eines größeren Projektes des Instituts für Parasitologie der Veterinärmedizinischen Universität Wien, bei dem von acht DiplomandInnen insgesamt über 1300 Nackt- und Gehäuseschnecken in Ostösterreich gesammelt und auf Infektionen mit Lungenwürmern untersucht wurden. Ziel war es, einen Überblick über die aktuelle Situation hinsichtlich möglicher Infektionen mit Lungenwürmern innerhalb der Schneckenpopulationen verschiedener Standorte in Ostösterreich zu erhalten. Neben den Befunden der auf der Donauinsel, einem Naherholungsgebiet innerhalb Wiens, gesammelten

Schnecken befasst sich die vorliegende Arbeit in einer Literaturübersicht mit der Epidemiologie von *Angiostrongylus vasorum* in seinem Zwischenwirt.

## 2. Literaturübersicht

### 2.1 *Angiostrongylus vasorum* und canine Angiostrongylose

#### 2.1.1 Der Lebenszyklus von *Angiostrongylus vasorum*

*Angiostrongylus vasorum* durchläuft einen indirekten Lebenszyklus (Ferdushy und Hasan, 2010; Helm et al., 2010; Morgan et al., 2005). Die Infektion des Endwirtes geschieht über die Aufnahme eines infizierten Zwischenwirtes oder dessen Ausscheidungen (Helm et al., 2010). Der Haushund (*C. familiaris*) sowie der Rotfuchs (*V. vulpes*) zählen zu den wichtigsten Endwirten von *An. vasorum* (Ferdushy und Hasan, 2010; Koch und Willesen, 2009), wobei Füchse als bedeutendes Reservoir für die Infektion von Hunden gelten (Elsheikha et al., 2014; Morgan et al., 2005). Weitere natürliche Infektionen wurden bei Maikong (*Cerdocyon thous*), Brasilianischem Kampffuchs (*Dusicyon vetulus*), Wolf (*Canis lupus*), Europäischem Dachs (*Meles meles*), Kojote (*Canis latrans*), Westlichem Kleinen Panda (*Ailurus fulgens*), Europäischem Otter (*Lutra lutra*), bei der Hauskatze (*Felis domesticus*), sowie Erdmännchen (*Suricata suricatta*), Iltis (*Mustela putorius*), Marderhund (*Nyctereutes procyonoides*) und dem Amerikanischen Nerz (*Neovison vison*) beschrieben (Bertelsen et al., 2010; Elsheikha et al., 2014; Ferdushy und Hasan, 2010; Gillis-Germitsch et al., 2017; Koch und Willesen, 2009; Lemming et al., 2020). Auch experimentelle Infektionen bei Goldschakal (*Canis aureus*), Nilratte (*Arvicanthis niloticus*) und Fennek (*Fennecus zerda*) wurden beschrieben (Ferdushy und Hasan, 2010; Koch und Willesen, 2009). Als Zwischenwirt fungieren eine große Bandbreite an terrestrischen und aquaristischen Nackt- und Gehäuseschnecken (Ferdushy und Hasan, 2010). Über 25 verschiedene Schneckenspezies wurden als Zwischenwirt für *An. vasorum* identifiziert (Helm et al., 2010). Darüber hinaus kann der Grasfrosch (*Rana temporaria*) nach Aufnahme infizierter Schnecken als paratenischer Wirt oder Zwischenwirt fungieren (Bolt et al., 1993). Ebenfalls gilt das Haushuhn (*Gallus gallus domesticus*) nach experimenteller Infektion als paratenischer Wirt für *An. vasorum* (Mozzer und Lima, 2015).

Die Präpatenz beträgt durchschnittlich 40 bis 60 Tage (Ferdushy und Hasan, 2010; Morgan et al., 2005), kann aber von 28 bis 108 Tagen variieren (Ferdushy und Hasan, 2010; Helm et al., 2010; Koch und Willesen, 2009).

Nach einer Infektion mit *An. vasorum* können Endwirte die Erstlarven über mehrere Jahre (Helm et al., 2010; Morgan et al., 2005) oder sogar über ihre gesamte Lebensdauer ausscheiden (Ferdushy und Hasan, 2010; Koch und Willesen, 2009; Morgan et al., 2005), mit

einer Ausscheidungshöhe von bis zu 280 000 Larven pro Gramm Kot (Elsheikha et al., 2014), wobei die Ausscheidungsmenge über das Jahr sehr variieren kann (Ferdushy und Hasan, 2010). Die *An. vasorum*-Erstlarven überleben bei niedrigeren Temperaturen besser als bei höheren. Bei 5° C bleiben die L1 bis zu 15 Tage aktiv und bis zu 24 Tage am Leben (Elsheikha et al., 2014).

Die adulten Parasiten bewohnen im Endwirt die Pulmonalarterien und den rechten Ventrikel des Herzens (Ferdushy und Hasan, 2010; Helm et al., 2010; Morgan et al., 2005), wo auch die Eiablage durch die weiblichen Nematoden stattfindet (Ferdushy und Hasan, 2010; Morgan et al., 2005). Über den Blutstrom werden die *An. vasorum*-Eier zu den Lungenkapillaren transportiert, entwickeln sich dort weiter und die L1 schlüpfen (Ferdushy und Hasan, 2010; Morgan et al., 2005). Über Penetration der Kapillar- und Alveolarwände gelangen die L1 in die Alveoli, migrieren zum Pharynx, werden heruntergeschluckt und mit den Faeces ausgeschieden (Ferdushy und Hasan, 2010; Helm et al., 2010; Morgan et al., 2005). Die Infektion der Zwischenwirte geschieht durch Aufnahme von mit L1 kontaminierten Faeces und / oder Pflanzenmaterial bei der Futtersuche (Ferdushy und Hasan, 2010; Morgan et al., 2005) oder durch direkte Penetration der L1 durch die Epidermis des Zwischenwirtes (Morgan et al., 2005). Im Zwischenwirt häuten sich die Larven zweimal (Ferdushy und Hasan, 2010; Helm et al., 2010; Morgan et al., 2005) um, unter optimalen Bedingungen, nach zehn bis 16 Tagen das infektiöse dritte Larvenstadium (L3) zu erreichen (Elsheikha et al., 2014; Morgan et al., 2005).

Der Endwirt nimmt die L3 entweder durch direkte Aufnahme infizierter Gastropoden oder paratenischer Wirte oder durch Aufnahme von L3-haltigem Schneckensekret z.B. mit Pflanzen auf (Ferdushy und Hasan, 2010; Morgan et al., 2005). Nach der Aufnahme penetrieren die L3 die Darmwand und migrieren in die Mesenteriallymphknoten (Helm et al., 2010; Morgan et al., 2005), um sich die L3 über die dritte und vierte Häutung zum fünften Larvenstadium (L5) weiterzuentwickeln (Helm et al., 2010; Morgan et al., 2005). Die frühen L5 treten in den Pfortaderkreislauf ein, migrieren über die Leber und Vena cava caudalis in den rechten Ventrikel und die Lungenarterien um hier zum adulten Stadium heranzureifen (Ferdushy und Hasan, 2010; Morgan et al., 2005).

### **2.1.2 Symptome**

Die Erkrankung, die durch *An. vasorum* verursacht wird, ist bekannt als „Französische Herzwurmkrankheit“ oder „Canine pulmonale Angiostrongylose“ (Ferdushy und Hasan, 2010). Die klinischen Symptome variieren von subklinischen Verläufen bis zu einem großen Spektrum

klinischer Manifestationen und plötzlichem Tod (Elsheikha et al., 2014; Ferdushy und Hasan, 2010; Koch und Willesen, 2009; Morgan et al., 2005).

Zu den häufigsten Krankheitserscheinungen gehören dabei neben respiratorischen Symptomen, wie Dyspnoe und Husten, auch Koagulopathien mit Epistaxis, intrakraniellen, petechialen, subkonjunktivalen, kutanen, abdominalen, oralen und gastrointestinalen Blutungen sowie postoperativen Hämatomen. Kardiovaskuläre Symptome, wie pulmonale Hypertension, Synkopen und Herzversagen, und neurologische Störungen, wie Gliedmaßenparese, Hypermetrie, Ataxie, Kreisgehen, Anfälle Verhaltensänderung, Nystagmus, Blindheit, aber auch unspezifische Symptome, wie Würgen, Erbrechen, Ödeme, Depression, Anorexie, Gewichtsverlust und Leistungsintoleranz, können klinische Anzeichen einer caninen Angiostrongylose sein (Alho et al., 2018; Chapman et al., 2004; Elsheikha et al., 2014; Ferdushy und Hasan, 2010; Koch und Willesen, 2009; Morgan et al., 2005; Nabais et al., 2014; Rinaldi et al., 2014; Taylor et al., 2015). Von okulären Symptomen, einschließlich intraokulärer Larvenmigration, wird jedoch selten berichtet (Elsheikha et al., 2014). Respiratorische Symptome, ausgelöst durch die Entzündungsreaktionen auf die Eier und die migrierenden Larven (Chapman et al., 2004; Rinaldi et al., 2014), sind am häufigsten, während Gerinnungsstörungen zwar weniger häufig, dafür aber öfter letal sind (Elsheikha et al., 2014). Oft bleiben unspezifische oder milde Anzeichen auch über Monate bis Jahre unerkant (Ferdushy und Hasan, 2010).

### **2.1.3 Diagnostik**

Aufgrund der multiplen klinischen Präsentation und der vielen Differentialdiagnosen ist die Diagnose herausfordernd (Nabais et al., 2014). Die definitive Diagnose einer Infektion mit *An. vasorum* geschieht durch den Nachweis von Adulten oder Larven im ersten Stadium im Endwirt (Koch und Willesen, 2009). Die frühere Gold-Standard-Methode für den Larvennachweis in Kot war das Auswanderverfahren nach Baermann-Wetzel (Chapman et al., 2004; Elsheikha et al., 2014; Ferdushy et al., 2009; Koch und Willesen, 2009). Jedoch zeigten mehrere Fallberichte, dass es mit der Baermann-Methode zu falsch negativen Ergebnissen kommen kann (Rinaldi et al., 2014). Als Ursache hierfür werden die intermittierende Ausscheidung der Larven, die große Variation hinsichtlich der Menge der ausgeschiedenen Larven und der lange Zeitraum der Präpatenz herangezogen. Daher sollten immer Sammelkotproben von drei aufeinanderfolgenden Tagen untersucht werden (Elsheikha et al., 2014; Koch und Willesen, 2009; Rinaldi et al., 2014). Als weitere koproskopische

Untersuchungen werden ebenso der Nachweis im direkten Kotausstrich oder mittels Flotation beschrieben (Rinaldi et al., 2014). Im Zusammenhang mit einer geringen oder intermittierenden Larvenausscheidung zeigten sich diese jedoch als wenig sensitiv. Insofern kann es bei Tieren mit klinischen Symptomen einer *An. vasorum*-Infektion bei einer koproscopischen Untersuchung mittels direktem Kotausstrich oder einfacher Flotation trotz einer bestehenden Infektion zu negativen Ergebnissen kommen (Oliveira-Júnior et al., 2006). Als weitere Problematik zeigte sich, dass sich die Larven in der einfachen Flotation schnell verformen. Ursächlich sind die konzentrierten Salz- oder Zuckerlösungen die durch ihr hohes spezifisches Gewicht eine Dehydratation induzieren. Sie können die Larven vollständig schädigen, weshalb sie nicht nachweisbar sind oder morphologische Details verlieren, was eine Larvenidentifikation schwierig oder gar unmöglich macht (Traversa et al., 2010). In einem Vergleich vier verschiedener Methoden der Kotuntersuchung, darunter FLOTAC, McMaster, einfache Flotation und Baermann-Wetzels, erwies sich FLOTAC als die Methode mit der höchsten Sensitivität und als das einheitlichste Verfahren (Schnyder et al., 2011).

Eine weitere Möglichkeit des direkten Nachweises von Larven sind zytologische Untersuchungen von Trachealspülungen und Bronchoalveolarlavage. Jedoch besteht dabei die Gefahr der Aspiration, vor allem bei Patienten mit Dyspnoe (Chapman et al., 2004; Elsheikha et al., 2014; Koch und Willesen, 2009; Rinaldi et al., 2014). Weiterhin wurde die Diagnose einer Infektion mit *An. vasorum* anhand von L1 in Feinnadelaspirationsbiopsien der Lunge (Tebb et al., 2007) und bei einer routinemäßigen mikroskopischen Untersuchung von Harnsediment gestellt (Koch und Willesen, 2009).

Der Nachweis von im Blut zirkulierenden parasitären Antigenen ist mithilfe des Enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA) schon fünf Wochen nach Infektion und somit auch während der präpatenten Periode der Infektion möglich. Sowohl die Spezifität (95 %) als auch die Sensitivität (94 %) sind deutlich höher als bei Kotuntersuchungen. Inzwischen sind die Schnelltests zum Nachweis von zirkulierendem Antigen auch kommerziell verfügbar (Elsheikha et al., 2014). Auch der Nachweis von spezifischen Antikörpern im Serum birgt Potential für die klinische Diagnostik (Schnyder et al., 2013; Schnyder et al., 2013) Eine hohe Sensitivität und Spezifität erreichte ein neuartiger ELISA für den Antigen-Nachweis auf Basis von monoklonalen Antikörpern gegen *An. vasorum* (Schucan et al., 2012).

Der Nachweis von Nukleinsäuresequenzen von *An. vasorum* im Blut oder Kot vom Endwirt oder Zwischenwirt mittels real-time-PCR ist ebenfalls möglich. Dieses Verfahren ist zwar

hochspezifisch, zeigt jedoch in der Sensitivität keinen Vorteil gegenüber der Baermann-Methode (Jefferies et al., 2011).

Neben dem direkten Nachweis können auch weitere diagnostische Möglichkeiten einen Hinweis auf eine Infektion geben. Bei mit *An. vasorum* infizierten Hunden wurden verschiedene hämatologische und biochemische Veränderungen festgestellt (Elsheikha et al., 2014). Zu den am häufigsten beschriebenen Befunden gehören (zumeist regenerative) Anämie, Eosinophilie, Thrombozytopenie, Hypercalcämie, erhöhte Serumglobuline (vor allem Beta- und Gamma-Fraktion) sowie eine niedrige Konzentration an Fruktosaminen im Serum. Allerdings variieren die pathologischen Veränderungen zwischen den Fällen (Chapman et al., 2004; Elsheikha et al., 2014; Helm et al., 2010; Koch und Willeßen, 2009).

Ebenfalls sehr unterschiedlich verhält es sich mit den Gerinnungszeiten, auch bei Fällen mit klinischen Koagulopathien (Elsheikha et al., 2014). So kommt es vor, dass bei einigen Hunden sowohl die Prothrombinzeit (PT) als auch die aktivierte partielle Thromboplastinzeit (aPTT), bei anderen nur die PT oder die aPTT, oder auch keine der beiden Gerinnungszeiten verlängert waren. Dabei zeigte sich dies unabhängig einer Thrombozytose (Chapman et al., 2004).

Röntgenologische Untersuchungen des Thorax eignen sich wahrscheinlich am besten, um die Schwere patenten Infektionen einschätzen zu können (Koch und Willeßen, 2009). Die häufigsten Befunde sind ein interstitielles Verschattungsmuster und ein ungleichmäßiges oder peripheres alveoläres Muster (Chapman et al., 2004; Helm et al., 2010), wobei nicht immer klinische Symptome einer Atemwegserkrankung vorhanden sein müssen (Chapman et al., 2004). Weitere mögliche röntgenologische Auffälligkeiten sind ein geringgradiger Pleuraerguss (Chapman et al., 2004; Helm et al., 2010), ein vergrößerter rechter Ventrikel, verkürzte Lungenarterien und ein erhöhter Heart-Vertebra-Score (Elsheikha et al., 2014; Helm et al., 2010).

Post mortem untersuchte Hunde zeigten einen verdickten rechten Ventrikel mit Zeichen einer Pneumonie sowie einen Zusammenbruch der Alveolarstruktur (Bourque et al., 2008; Morgan et al., 2008). Histopathologisch zeigen sich typischerweise Entzündungszellen, insbesondere neutrophile Granulozyten, und granulomatöse Herde mit multinukleären Riesenzellen. Diese Veränderungen werden der Reaktion auf die Eier und migrierenden Larven zugesprochen (Bourque et al., 2008).

#### 2.1.4 Therapie und Prophylaxe

Da *An. vasorum* für eine große Breite an anthelmintischen Präparaten empfänglich ist, wurde schon eine große Anzahl verschiedener Behandlungsprotokolle verwendet (Elsheikha et al., 2014; Ferdushy und Hasan, 2010; Koch und Willeßen, 2009). Während in der Vergangenheit routinemäßig Ivermectin und Levamisol zur Behandlung von Angiostrongylose eingesetzt wurden, hat sich inzwischen Fenbendazol in unterschiedlichen Dosierungsschemata als das bevorzugte Medikament durchgesetzt (Elsheikha et al., 2014; Koch und Willeßen, 2009). Begründet wird dies mit einem erhöhten Risiko einer anaphylaktischen Reaktion auf die Antigene der Nematoden, die beim Einsatz von Levamisol schnell in das Blut freigesetzt werden, sowie mit dem potentiellen Risiko einer Ivermectin-Toxikose bei Hunden mit einer MDR1-Mutation (Elsheikha et al., 2014; Ferdushy und Hasan, 2010; Koch und Willeßen, 2009). Der European Scientific Counsel Companion Animal Parasites (ESCCAP) empfiehlt ebenfalls die Verwendung von makrozyklischen Laktonen, bei einmaliger Gabe mit möglicher Wiederholung nach einer Woche, oder von Benzimidazolen mit täglicher Applikation über fünf Tage bis mehrere Wochen (European Scientific Counsel Companion Animal Parasites, 2014: Bekämpfung von Würmern (Helminthen) bei Hunden und Katzen, Deutsche Adaption der ESCCAP-Empfehlung Nr. 1. <https://www.esccap.de/v2/wp-content/uploads/2020/10/ESCCAP-empf-helminthen-2014.pdf>, Zugriff: 23.05.2022). Die Dosierung von Fenbendazol wird mit 20 – 50 mg/kg über fünf bis 21 Tage angegeben, abhängig von Schwere der klinischen Symptome (Chapman et al., 2004; Ferdushy und Hasan, 2010; Helm et al., 2010; Koch und Willeßen, 2009). Zusätzlich zur anthelminthischen Therapie können je nach Symptomatik und Schweregrad eine ergänzende Sauerstofftherapie, Corticosteroide, Bronchodilatoren, Antibiotika und Diuretika verabreicht werden (Chapman et al., 2004). Bei Koagulopathien können Behandlungen mit Gerinnungsfaktoren über Plasma oder Vollblut von Nöten sein (Elsheikha et al., 2014; Koch und Willeßen, 2009). Ebenfalls wird eine strenge Käfigruhe in den ersten zwei bis drei Tagen der Behandlung empfohlen (Koch und Willeßen, 2009).

Eine prophylaktische anthelminthische Behandlung ist vor allem in endemischen oder hyperendemischen Gebieten angezeigt. Die Kontamination der Umwelt mit L1 kann durch das Aufsammeln und korrekte Entsorgen des Hundekots durch die Besitzer verhindert werden, wodurch auch der Lebenszyklus von *An. vasorum* wirksam durchbrochen wird. Bei der Einfuhr von Hunden in Gebiete, in denen *An. vasorum* noch nicht etabliert ist, sollten die Hunde zuvor anthelminthisch behandelt oder ein Auswanderverfahren durchgeführt werden (Koch und

Willesen, 2009). Vom Einsatz von Mollusciziden wird abgeraten, da die meisten nicht sicher für Haustiere sind und durch Pestizide getötete Gastropoden in Gärten Hunden leichter zugänglich sind und somit das Risiko einer Infektion erhöhen (Elsheikha et al., 2014).

## 2.2 Epidemiologie im Zwischenwirt

Die Epidemiologie befasst sich vor allem mit der Häufigkeit und Verteilung von Krankheiten in einer Population (<https://www.gesundheit.gv.at/lexikon/e/epidemiologie-hk>; Zugriff: 23.05.2022). Grundbegriffe der Epidemiologie sind unter anderem die Inzidenz, die Prävalenz sowie die Reproduktionszahl (<https://flexikon.doccheck.com/de/Epidemiologie#Grundbegriffe>; Zugriff: 22.05.2022). Hinsichtlich der Epidemiologie von *An. vasorum* im Zwischenwirt ist lediglich die Prävalenz, also der Anteil der erkrankten Individuen einer betrachteten Population (<https://de.wikipedia.org/wiki/Epidemiologie#Prävalenz>; Zugriff: 23.05.2022), von größerer Bedeutung.

Bislang existieren weltweit nur wenige Informationen zur Prävalenz von *An. vasorum* in seinen Zwischenwirten. Studien kommen hierzu aus Europa (Aziz et al., 2016; Ferdushy et al., 2009; Fuehrer et al., 2020; Helm et al., 2015; Hicklenton und Betson, 2019; Jefferies et al., 2009; Lange et al., 2018; Majoros et al., 2010; Patel et al., 2014; Penagos-Tabares et al., 2020; Rogers, 2015; Segeritz et al., 2021) und aus Südamerika (Penagos-Tabares et al., 2019) (Tab. 1).

### 2.2.1 Gesamtprävalenzen der Stichproben

Mit Ausnahme einer Untersuchung von 68 Gefleckten Weinbergschnecken in Swansea, Wales aus dem Jahr 2015 (Rogers, 2015), konnte in jeder der durchgeführten Studie Infektionen mit *An. vasorum* nachgewiesen werden (Aziz et al., 2016; Ferdushy et al., 2009; Fuehrer et al., 2020; Helm et al., 2015; Hicklenton und Betson, 2019; Jefferies et al., 2009; Lange et al., 2018; Majoros et al., 2010; Patel et al., 2014; Penagos-Tabares et al., 2019, 2020; Rogers, 2015; Segeritz et al., 2021). Die Gesamtprävalenzen der Stichproben variierten in den Studien zwischen 0,07 % in Ostösterreich (Fuehrer et al., 2020) und 43 % in Swansea im Vereinigten Königreich (Jefferies et al., 2009). Neun der 13 Studien ergaben Gesamtprävalenzen zwischen 1,6 und 10,42 % (Aziz et al., 2016; Ferdushy et al., 2009; Helm et al., 2015; Hicklenton und Betson, 2019; Lange et al., 2018; Majoros et al., 2010; Patel et al., 2014; Penagos-Tabares et al., 2019).

Tabelle 1: Prävalenzen von *An. vasorum* im Zwischenwirt.

Land	Region/Stadt	Prävalenz (%)	Prävalenz absolut	Quelle
Vereinigtes Königreich	Swansea	0	0/68	Rogers 2015
Österreich	Ostösterreich	0,1	1/1320	Fuehrer et al. 2020
Österreich	Wiener Prater / Wien	0,5	1/193	Penagos-Tabares et al. 2020
Vereinigtes Königreich	Großraum London	1,6	6/381	Patel et al. 2014
Kolumbien		3,9	24/609	Penagos-Tabares et al. 2019
Vereinigtes Königreich	Surrey	4,1	4/97	Hicklenton und Betson 2019
Spanien	Makaronesisches Archipel	4,6	6/131	Segeritz et al. 2021
Deutschland	Hessen, Rheinland-Pfalz	4,7	127/2701	Lange et al. 2018
Ungarn		5,7	5/88	Majoros et al. 2010
Vereinigtes Königreich	Schottland	6,7	16/240	Helm et al. 2015
Dänemark	Kopenhagen	9,4	28/298	Ferdushy et al. 2009
Vereinigtes Königreich	Swansea & Bristol	10,4	54/518	Aziz et al. 2016
Vereinigtes Königreich	Swansea	43,0	20/47	Jefferies et al. 2009

### 2.2.2 Prävalenzen an verschiedenen besammelten Lokalisationen

Während die Prävalenzen der beiden besammelten Orte in Ungarn, Kislippó und Matty, mit 4,2 % und 6,25 % dicht beieinander lagen (Majoros et al., 2010), zeigten sich bei Aziz et al., 2016 in Bristol (0,3 %) und Swansea (35,2 %) deutliche Unterschiede in der Befallsrate der Gastropoden. Diese Unterschiede zeigen eine hohe Heterogenität in der Verteilung des Parasiten zwischen den Wirtspopulationen (Aziz et al., 2016). In den Studien von Aziz et al.

(2016) und Majoros et al. (2010) konnten in allen besammelten Regionen Infektionen mit *An. vasorum* nachgewiesen werden. Gleiches gilt auch für die Untersuchungen in Deutschland (Lange et al., 2018), und Schottland (Helm et al., 2015). In Kopenhagen waren in zwei Bereichen, Frederiksberg Botanical Garden und Assistens Cemetery Park, keine *An. vasorum*-Larven nachweisbar. Die wahrscheinlichsten Gründe hierfür waren die zentrale, urbane Lage der Parkanlagen mit einer geringen Fauna-Diversität sowie die geringe Anzahl der untersuchten Schnecken (Ferdushy et al., 2009). Neben zwei Bereichen ohne einen Nachweis von Parasiten zeigten sich auch deutliche Unterschiede in der Prävalenz zwischen den anderen untersuchten Arealen in und um Kopenhagen. Während die Prävalenz im Frederiksberg Park bei 4,0 % lag, betrug sie im Rude Forest 26,0 % (Ferdushy et al., 2009). Auf den Kanarischen Inseln erwartete man mehr Lungenwurm-positive Bereiche, da die Kanaren über eine gute Infrastruktur verfügen, für den Tourismus sehr beliebt sind und ein Überseetransportsystem mit Fähren zwischen den Inseln besteht, wodurch eine erleichterte Übertragung von infizierten Endwirten wahrscheinlicher ist (Segeritz et al., 2021). Jedoch konnten nur auf zwei der sechs Inseln, auf denen Schnecken gefunden wurden, Lungenwurm-Infektionen nachgewiesen werden. Auf Teneriffa betrug die Prävalenz 10,7 %, auf El Hierro lag die Prävalenz mit 15,0 % etwas höher (Segeritz et al., 2021). Weitere Studien in denen nicht an allen untersuchten Lokalisationen Infektionen mit *An. vasorum* in Schnecken nachgewiesen werden konnten, sind die Studien aus dem Großraum London (Patel et al., 2014) und Kolumbien (Penagos-Tabares et al., 2019). Im Großraum London waren es lediglich drei von 14 Standorten, mit Prävalenzen zwischen 1,7 % und 8,3 % (Patel et al., 2014), in Kolumbien wurden Penagos-Tabares et al. (2019) in drei der fünf Arealen fündig. Die Prävalenzen der drei Areale Andes (4,6 %), Tuluá (6,3 %) und Puerto Leguízamo (8,4 %) sind etwas höher als die Gesamtprävalenz der Studie (3,9 %) (Penagos-Tabares et al., 2019) (Tab. 2).

Die Gründe für die Ungleichmäßigkeit der geographischen Verteilung von *An. vasorum* sind immer noch unbekannt (Aziz et al., 2016; Lange et al., 2018). Sie könnten aber räumliche Schwankungen in der Dichte der Zwischenwirte und Artenzusammensetzung, die lokale Ausbreitung infizierter Zwischenwirte aus Gebieten mit neuen Parasiteneinschleppungen sowie umweltbedingte Faktoren wie das Klima umfassen (Aziz et al., 2016; Ferdushy und Hasan, 2010; Hicklenton und Betson, 2019; Lange et al., 2018).

Tabelle 2: Prävalenzen verschiedener Gebiete innerhalb verschiedener Studien

Land	Gebiet	Prävalenz	Quelle
Deutschland	GESAMT	4,7 %	Lange et al. 2018
	Weilburg (Hessen)	5,7 %	
	Eppstein (Hessen)	1,8 %	
	Rockenhausen (Rheinland-Pfalz)	1,5 %	
	Otterberg (Rheinland-Pfalz)	9,9 %	
Dänemark	GESAMT	9,4 %	Ferdushy et al. 2009
	Frederiksberg Botanical Garden	0,0 %	
	Assistens Cemetery Park	0,0 %	
	Frederiksberg Park	4,0 %	
	West Amager Forest	18,0 %	
	Rude Forest	26,0 %	
	Jaegersborg Forest and Deer Park	8,3 %	
Wales & England (UK)	GESAMT	10,42 %	Aziz et al. 2016
	Swansea	35,2 %	
	Bristol	0,3 %	
Ungarn	GESAMT	5,7 %	Majoros et al. 2010
	Kislippó	4,2 %	
	Matty	6,25 %	
Schottland (UK)	GESAMT	6,7 %	Helm et al. 2015
	Pollok Park (Glasgow)	11,0 %	
	Mugdock Park (Glasgow)	6,4 %	
	Eglinton Park (Ayrshire)	2,2 %	
Greater London, England (UK)	GESAMT	1,6 %	Patel et al. 2014
	Royal Veterinary College playing fields, Potters Bar (Hertfordshire)	0,0 %	
	Parkfield Open Space, Potters Bar (Hertfordshire)	0,0 %	
	Oakmere Park, Potters Bar (Hertfordshire)	0,0 %	
	Welham Green Recreation Ground (Hertfordshire)	0,0 %	
	Higham Hill/Walthamstow allotments, Waltham Forest	1,7 %	
	Battersea Park, Wandsworth	0,0 %	
	Beckenham Place Park, Lewisham	0,0 %	
	Elmfield Wood, Bromley	3,2 %	
	Whitehall Recreation Ground, Bromley	0,0 %	
	Southborough Recreation Ground, Bromley	0,0 %	
	Norman Park, Bromley	0,0 %	

Land	Gebiet	Prävalenz	Quelle
	Havelock Recreation Ground, Bromley	0,0 %	
	Queensmead Recreation Ground, Bromley	8,3 %	
	Harvington Estate, Bromley	0,0 %	
Spanien	GESAMT	4,6 %	Segeritz et al. 2021
	Teneriffa	10,7 %	
	Gran Canaria	0,0 %	
	Lanzarote	0,0 %	
	La Palma	0,0 %	
	El Hierro	15,0 %	
	Fuerteventura	0,0 %	
Kolumbien	GESAMT	3,9 %	Penagos-Tabares et al. 2019
	Andes	4,6 %	
	Cañasgordas	0,0 %	
	Ciudad Bolívar	0,0 %	
	Tuluá	6,3 %	
	Puerto Leguízamo	8,4 %	

### 2.2.3 Prävalenzen urbaner, suburbaner und ländlicher Habitate im Vergleich

In den meisten Studien wurden Schneckenpopulationen entweder aus suburbanen (Lange et al., 2018; Rogers, 2015) oder urbanen (Penagos-Tabares et al., 2020) Gebieten untersucht. Aziz (2016) verglich die Prävalenzen verschiedener Habitate in Bristol und Swansea. Hier ergaben sich signifikante Unterschiede in der Prävalenz von *An. vasorum* zwischen besammelten Lebensräumen (urban, suburban und ländlich) ( $p < 0,001$ ). Infektionen in suburbanen Nacktschnecken waren signifikant häufiger als in ländlichen ( $p < 0,001$ ). Auch Schnecken aus städtischen Gebieten wiesen eine signifikant höhere Prävalenz auf als Schnecken aus ländlichen Gebieten ( $p < 0,001$ ). Allerdings lag kein signifikanter Unterschied zwischen urbanen und suburbanen Standorten ( $p < 0,15$ ) vor (Aziz et al., 2016). Dasselbe Bild bietet die Untersuchung von Hickleton und Betson (2019). Je zwei der vier via PCR bestätigten *An. vasorum*-positiven Nacktschnecken stammten aus suburbaner und urbaner Umgebung (Hickleton und Betson, 2019). In Kopenhagen zeigte sich, dass in zwei der drei zentralen urbanen Parks, Frederiksberg Have (Frederiksberg Park) und Landbohøjskolens Have (Frederiksberg Botanical Garden) keine *An. vasorum*-Larven nachgewiesen werden konnten.

Dahingegen wiesen der, in einer eher suburbanen Umgebung liegende West Amager Forest sowie der ländliche gelegene Rude Skov (Rude Forest) die höchsten Prävalenzen auf (18,0 % und 26,0%) (Ferdushy et al., 2009).

#### 2.2.4 Jahreszeitliche Begutachtung der Prävalenzen

Saisonale Unterschiede in den Prävalenzen zeigten sich bei der Untersuchung der Schnecken aus Deutschland. Die höchste Zahl an infizierten Schnecken fand sich im Sommer (9,1 %) und Herbst (4,7%). Deutlich niedriger fiel die Zahl dagegen im Frühling (1,1 %) und im Winter aus (0,8 %) (Lange et al., 2018). Ein anderes Bild stellte sich jedoch im Großraum London dar. Zwar wurden die infizierten Schnecken sowohl im Sommer als auch im Winter gesammelt. Jedoch wurden vier der sechs *An. vasorum*-positiven Schnecken im Winter und die anderen zwei in den Sommermonaten (Patel et al., 2014). Ein noch deutlicheren Unterschied der Prävalenzen zwischen verschiedenen Jahreszeiten zeigen die Zahlen aus Bristol und Swansea. Die Schnecken wurden im Herbst 2012 in Swansea und im Sommer 2014 in Bristol gesammelt. Die Zahl der infizierten Schnecken lag im Herbst 2012 bei 35,2 %. Im Sommer 2014, waren lediglich 0,3 % der Schnecken mit *An. vasorum* infiziert (Aziz et al., 2016). Zu berücksichtigen ist allerdings, dass die Schnecken aus zwei verschiedenen Regionen entnommen wurden, wodurch ein direkter Vergleich nicht möglich ist.

#### 2.2.5 Ko-Infektionen

Auf *A. vasorum* positiv getestete Schnecken wiesen in einigen Studien Ko-Infektionen mit anderen Lungenwurm-Arten auf (Lange et al., 2018; Penagos-Tabares et al., 2019, 2020; Segeritz et al., 2021). Die Hälfte aller *A. vasorum*-positiven Proben der spanischen Studie wiesen Ko-Infektionen auf. Zwei der drei Ko-Infektionen waren Infektionen mit *An. vasorum* und *Aelurostrongylus abstrusus*. Bei der dritten Probe konnten sowohl *An. vasorum* als auch *Angiostrongylus cantonesis* nachgewiesen werden (Segeritz et al., 2021). Neben 108 Monoinfektionen wurden bei 2701 in Deutschland gesammelten Schnecken 16 Ko-Infektionen von *A. vasorum* und *C. vulpis* (0,59%), zwei Ko-Infektionen von *A. vasorum* mit *Aelurostrongylus abstrusus* (0,07%), sowie zwei Dreifach-Infektionen mit *An. vasorum*, *Crenosoma vulpis* als auch *Ae. abstrusus* (0,07%) nachgewiesen (Lange et al., 2018). Die in Kolumbien untersuchten *L. fulica* (n = 609) zeigten keine Ko-Infektionen mit mehr als zwei Lungenwurmartarten, jedoch sieben Infektionen mit *An. vasorum* und *Aelurostrongylus* spp. sowie eine Infektion mit *An. vasorum* und *Troglostrongylus brevior*. Bei den restlichen 16

nachgewiesenen *An. vasorum*-Infektionen handelte es sich um Monoinfektionen (Penagos-Tabares et al., 2019). Keine Ko-Infektionen von *An. vasorum* und anderen Lungenwurm-Arten konnten bei den aus dem Wiener Prater untersuchten Schnecken festgestellt werden. Hier gab es lediglich eine Ko-Infektion von *Ae. abstrusus* und *T. brevior* (Penagos-Tabares et al., 2020).

### 2.2.6 Infektionsraten der untersuchten Schnecken

In den betrachteten Studien zeigten sich deutliche Unterschiede in der Anzahl der *An. vasorum*-Larven pro Schnecke. Infektionsraten von einer bis 546 Larven pro Schnecke konnten in Deutschland festgestellt werden, wobei die meisten positiven Nacktschnecken eine niedrige Rate von weniger als zehn pro Exemplar aufwiesen (78,9 %). Zwischen elf und 49 Larven fanden sich bei 15,5 % der untersuchten Exemplare und 2,4 % der Schnecken enthielten mehr als 50 Larven. Mehr als 100 Larven pro Nacktschnecke konnten in 3,2 % der Proben nachgewiesen werden. Die höchsten Belastungen erwiesen sich in Schnecken, die im Sommer (546, 230, 195 Larven/Schnecke) und Herbst (301 Larven/Schnecke) gesammelt wurden. Die Unterschiede der mittleren Gesamtlarvenbelastung waren zwischen den Jahreszeiten signifikant ( $p = 0,001$ ). Während sich die Anzahl der Larven pro Exemplar im Sommer und Herbst nicht signifikant unterschied, war die Belastung durch *An. vasorum*-Larven im Herbst signifikant höher als im Winter ( $p = 0,016$ ) und Frühjahr ( $p < 0,001$ ) (Lange et al., 2018). Ebenfalls signifikant waren die Unterschiede der mittleren Gesamtlarvenbelastung zwischen den Lokalisationen ( $p < 0,001$ ). Die Anzahl der Larven pro Schnecke in Weilburg (Hessen) zwar signifikant niedriger als in Otterberg (Rheinland-Pfalz) ( $p < 0,001$ ) aber höher als in Eppstein (Hessen) ( $p = 0,033$ ) (Lange et al., 2018). Bei dem Exemplar mit der höchsten Belastung (546 Larven) handelte es sich um eine *D. reticulatum* mit einem Gewicht von 0,9 g (Lange et al., 2018). In der aus dem Wiener Prater stammenden Lungenwurm-positiven *A. vulgaris* konnten elf *An. vasorum*-Larven nachgewiesen werden (Penagos-Tabares et al., 2020). Ähnliche Zahlen wie die aus Deutschland kommen aus Dänemark (Ferdushy et al., 2009) und Spanien (Segeritz et al., 2021). Der Großteil der Schnecken enthielt weniger als zehn Larven pro Schnecke (82,0 % in Dänemark und 50,0 % in Spanien) (Ferdushy et al., 2009; Segeritz et al., 2021). Jedoch ist die Anzahl der Schnecken mit mehr als 100 Larven pro Probe verglichen mit den Studiendaten aus Deutschland in Kopenhagen deutlich höher. In den um Kopenhagen gesammelten Schnecken waren in 14,0 % der Proben mehr als 100 Laven nachweisbar (Ferdushy et al., 2009). Die Studie aus Spanien ergab sogar in einem Drittel der *An. vasorum*-positiven Schnecken mehr als 100

Larven (Segeritz et al., 2021). In den Daten aus Deutschland waren es nur 3,2% (Lange et al., 2018). Die höchsten Larvenbelastungen konnten in Dänemark in Nacktschnecken der Arten *A. lusitanicus* und *A. ater* nachgewiesen werden. Und obwohl die höchsten Belastungen hier in größeren Exemplaren gefunden wurden, wurden keine statistisch signifikanten Unterschiede in der Larvenbelastung hinsichtlich des Schneckengewichtes festgestellt (Ferdushy et al., 2009). Auch bei der Untersuchung der Schnecken aus dem Großraum London, bei der die Larvenbelastung der sechs *A. vasorum*-positiven Schnecken zwischen zwei und 23 lag, tendierte die Larvenbelastung bei schwereren Schnecken dazu, höher zu sein, doch auch hier war der Unterschied statistisch nicht signifikant (Patel et al., 2014).

### 2.2.7 Prävalenzen verschiedener Schneckenarten und Familien

In den 13 betrachteten Studien, in denen Schnecken auf *An. vasorum*-Infektionen untersucht wurden, sind fünf Schnecken-Familien am häufigsten untersucht worden. Hierbei handelte es sich um Schnecken der Familien Arionidae, Limacidae, Agriolimacidae, Milacidae und Helicidae (Aziz et al., 2016; Ferdushy et al., 2009; Fuehrer et al., 2020; Helm et al., 2015; Hicklenton und Betson, 2019; Jefferies et al., 2009; Lange et al., 2018; Majoros et al., 2010; Patel et al., 2014; Penagos-Tabares et al., 2019, 2020; Rogers, 2015; Segeritz et al., 2021).

Lediglich in den Untersuchungen von Ferdushy et al. (2009) in und um Kopenhagen, Dänemark sowie von Jefferies et al. (2009) in Surrey, Vereinigtes Königreich konnten in jeder der untersuchten Arten Infektionen mit *An. vasorum* nachgewiesen werden.

Während in Deutschland die Prävalenz bei *A. lusitanicus* signifikant höher war als bei *D. reticulatum* ( $p = 0,038$ ) (Lange et al., 2018), konnte in Dänemark kein signifikanter Unterschied zwischen der Schneckenart und der Präsenz einer Infektion mit *An. vasorum* festgestellt werden ( $p = 0,11$ ) (Ferdushy et al., 2009). Auch in Schottland ( $p = 0,0167$ ) und Swansea, Wales gab es keinen signifikanten Unterschied in der Prävalenz zwischen den Weichtierarten (Helm et al., 2015; Jefferies et al., 2009); die bei *A. ater* beobachtete, höhere Prävalenz in Swansea 2009 war marginal (Jefferies et al., 2009).

Die höchsten Larvenbelastungen in Kopenhagen wurden in Exemplaren der Arten *A. lusitanicus* und *A. ater* nachgewiesen (Ferdushy et al., 2009), in Deutschland waren die Belastungen bei positiven *D. reticulatum* signifikant höher als bei *A. lusitanicus* ( $p < 0,001$ ) (Lange et al., 2018).

In Schottland variierte die Fauna der Gastropoden zwischen den Parks etwas, wobei die positiven Exemplare eher unter den zahlreicheren Arten in der Probe zu finden waren. Das Fehlen positiver Ergebnisse bei seltener beprobten Arten, wie z. B. milaciden und limaciden Nacktschnecken, wurde daher eher auf die geringe Probenzahl zurückgeführt als auf eine Infektionsresistenz, da diese Taxa in anderen Studien schon positiv auf Infektionen mit *An. vasorum* getestet worden waren (Helm et al., 2015). Die Anwesenheit von Gastropoden sowie ihre Parasitenbelastung scheinen von unterschiedlichen klimatischen, ökologischen und umweltbedingten Faktoren abhängig zu sein (Segeritz et al., 2021). Es wird angenommen, dass das Klima die Übertragung von *An. vasorum* beeinflusst, da die Aktivität seiner Zwischenwirtsart und seine Populationsdynamik stark von Temperatur- und Feuchtigkeitsbedingungen abhängen. Es ist ebenfalls bekannt, dass die Entwicklung von metastrongyloiden Nematodenlarven im Zwischenwirt abhängig von der Temperatur ist (Alho et al., 2018). Die lokalen Unterschiede im Vorkommen von Schneckenarten beruhen höchstwahrscheinlich auf der Vielfalt des Grundlebensraums, wohingegen die räumlichen Unterschiede der parasitären Prävalenz in den Schnecken komplexer erscheint und abhängig von Anfälligkeit, Dichte und Verhalten der Population, wie speziesspezifisches koprophiles/koprophages Verhalten, ebenso wie von Menge und Infektiosität der von den lokalen carnivoren Endwirten ausgeschiedenen Larvenpopulation sein kann (Ferdushy et al., 2009; Segeritz et al., 2021).

Exemplare, die der Familie der Arionidae angehören, wurden in zehn Studien untersucht und damit waren Arionidae die am häufigsten begutachtete Schneckenfamilie. Innerhalb der Familie der *Arionidae* sind in den Studien die Arten *A. vulgaris* (= *A. lusitanicus*), *A. ater*, *A. rufus*, *A. hortensis*, *A. fasciatus*, *A. flagellus*, *A. subfuscus*, *A. distinctus*, *A. owenii*, *A. fuscus*, *A. intermedius* sowie ein Exemplar der Art *Geomalucus maculosus*. (Aziz et al., 2016; Ferdushy et al., 2009; Fuehrer et al., 2020; Helm et al., 2015; Hicklenton und Betson, 2019; Jefferies et al., 2009; Lange et al., 2018; Majoros et al., 2010; Patel et al., 2014; Penagos-Tabares et al., 2020). Die Spanische Wegschnecke, *A. vulgaris*, war, sofern *A. vulgaris* vorzufinden war, in fast allen Studien, die Art mit den meisten gesammelten und untersuchten Exemplaren. Von insgesamt 2701 untersuchten Schnecken in Deutschland wurden 1587 Exemplare als *A. vulgaris* bestimmt und von diesen waren 6,3 % (100/1587) positiv auf *An. vasorum*-Larven (Lange et al., 2018). Während die Prävalenzen für Infektionen bei *A. vulgaris* in Ostösterreich 0,11 % (1/882 *A. vulgaris*) (Fuehrer et al., 2020) und Kopenhagen 1,8 % (3/167) (Ferdushy et al., 2009) deutlich darunter lagen, war die Prävalenz in Ungarn mit

11,36 % (5/44) (Majoros et al., 2010) fast doppelt so hoch. *Arion vulgaris* war sowohl in der Studie aus Ungarn als auch bei den in Ostösterreich gesammelten Exemplaren die einzige Art, in der Infektionen mit *An. vasorum* nachgewiesen werden konnten (Fuehrer et al., 2020; Majoros et al., 2010).

In fünf Untersuchungen wurden Exemplare der Familie Milacidae untersucht, jedoch konnte nur Patel et al., 2014 in zwei Exemplaren der Art *Tandonia sowerbyi* Infektionen mit *An. vasorum* nachweisen (Aziz et al., 2016; Helm et al., 2015; Lange et al., 2018; Majoros et al., 2010; Patel et al., 2014).

### **2.2.8 Beurteilung des Gewichts *An. vasorum*-positiver Schnecken**

In Deutschland lag das Gewicht bei 77,2 % der positiven Schnecken über 5 g, wobei sich das Gewicht der Schnecke mit der höchsten Anzahl an nachgewiesenen Larven in einem Exemplar auf 0,9 g belief (*D. reticulatum*, 546 Larven) (Lange et al., 2018). Statistisch signifikante Unterschiede zwischen dem Schneckengewicht und der Höhe der Larvenbelastung waren weder in Kopenhagen (Ferdushy et al., 2009) noch im Großraum London (Patel et al., 2014) erkennbar, obwohl in Kopenhagen die höchsten Belastungen in größeren Exemplaren gefunden wurden (Ferdushy et al., 2009) und auch im Großraum London die Larvenbelastung tendenziell bei schwereren Schnecken höher war (Patel et al., 2014). Einen statistisch signifikanten Unterschied zwischen der Schneckengröße und der Präsenz einer Infektion mit *An. vasorum* konnte in Kopenhagen nicht festgestellt werden (Ferdushy et al., 2009). Bei den Schnecken von Patel et al. (2014) unterschied sich das Gewicht der Schnecken signifikant zwischen den Sammelstellen ( $p < 0,001$ ), wodurch es schwierig war zu unterscheiden, ob es einen Zusammenhang zwischen den Schnecken und dem Gesamt-Infektionsstatus gibt. Wenn man jedoch die Schnecken aus dem Queensmead Recreation Ground, der einzigen Sammelstelle, an der multiple infizierte Nacktschnecken entnommen wurden, betrachtet, waren diese signifikant schwerer als die nicht infizierten Exemplare (Patel et al., 2014).

### **3. Tiere, Material und Methodik**

#### **3.1 Sammelplätze**

Die bevorzugten Sammelplätze sollten pflanzenbedeckte siedlungsnahen Orte sein, an denen mit einer hohen Dichte an Füchsen und/oder Hunden zu rechnen ist. Auf der Donauinsel befindet sich nördlich der „Floridsdorfer Brücke“ eine Hundeauslaufzone, in der sich viele Hunde aufhalten. Auch auf den Wegen darum sind häufig Menschen mit Hunden anzutreffen, weshalb nicht nur im Bereich der Hundeauslaufzone beprobt wurde, sondern auch weitläufigere Bereiche. Aufgrund der beobachteten hohen Anzahl von *C. aspersum* im Bereich des Gebäudes der Parasitologie auf der Veterinärmedizinischen Universität Wien und einigen Schnecken im Bereich eines Katzenfutternapfes am Eingang zum Gebäude der Parasitologie, wurde das beprobte Gebiet auf die Veterinärmedizinische Universität ausgeweitet (Tab. 5). Einige Sammelplätze wurden mit zeitlichem Abstand ein zweites Mal besammelt. Die Sammelzeitpunkte wurden je nach Wetterlage gewählt. Es sollte eine hohe Luftfeuchtigkeit vorherrschen, wie etwa in den Morgenstunden und nach Regen oder aber auch sehr regnerisches Wetter, da dieses von Weinbergschnecken bevorzugt wird. Die Orte der Besammlungen wurden fotografisch mit einer Handykamera (Samsung Galaxy J3 2017, Samsung Electronics, Schwalbach, Deutschland) dokumentiert.

#### **3.2 Sammlung und Bearbeitung der Schnecken**

##### **3.2.1 Sammlung der Schnecken**

Die Schnecken wurden lebend gesammelt. Bis zur Bestimmung wurden die Schnecken in Plastikbechern mit Luftschlitzen möglichst trocken aufbewahrt. Außerdem wurde darauf geachtet, dass sich nicht zu viele Schnecken in einem Becher befanden, damit sich die Tiere nicht gegenseitig mit ihrem Schleim ertränkten.

##### **3.2.2 Bestimmung der Schnecken**

Mit Hilfe von Dr. Helmut Sattmann (Naturhistorisches Museum Wien) und dem „Schneckenatlas“ von Nicole Eisschiel (Eisschiel, 2020) wurden die Schnecken bestimmt und die jeweiligen Schneckenarten mit der Handykamera eines Smartphone (Samsung Galaxy J3 2017, Samsung Electronics) oder einer Digitalkamera (Canon SX280 HS, Canon Österreich, Wien, Österreich) fotografiert.

### 3.2.3 Tötung und Lagerung der Schnecken vor der Verdauung

Die Tötung der Schnecken geschah durch Übergießen mit flüssigem Stickstoff. Im Anschluss wurden sie bis zur Verdauung bei -20°C gelagert.

### 3.2.4 Vorbereitung der Schnecken zur Verdauung

Die Schnecken wurden etwa eine Stunde vor der geplanten Verdauung bei Zimmertemperatur aufgetaut. Im Anschluss wurde jede Schnecke in einem eigenen beschrifteten Wägeschälchen gewogen und das Gewicht im Datenblatt eingetragen. Bevor die Schnecke in einen mit der Kennzeichnung der Schnecke beschrifteten 50-ml-Erlenmeyerkolben gegeben wurde, wurde ein etwa Stecknadelkopf-großes Stück Gewebe vom Schneckenkopf mit einer frischen Skalpellklinge abgetrennt, dieses in einem beschrifteten 1,5-ml-Eppendorf-Röhrchen für eine anschließende DNA-Analyse zurückbehalten und die Schnecke in etwa 0,5 cm breite Stücke zerteilt. Schnecken mit einem Gewicht von über acht Gramm wurden auf zwei Erlenmeyerkolben aufgeteilt. Die Eppendorf-Röhrchen wurden beschriftet und in einer beschrifteten Box tiefgekühlt aufbewahrt.

### 3.2.5 Herstellung der Verdauungslösung

Für die Verdauungslösung wurden Pepsin ( $\geq 2000$  FIP-U/g), Salzsäure (HCl, 37%, rauchend), Natriumchlorid (NaCl,  $\geq 99,5\%$ ) sowie destilliertes Wasser (Aqua dest.) verwendet (Tab. 3).

Tabelle 3: Zusammensetzung der Verdauungslösung unterschiedlicher Gesamtvolumina.

<b>Gesamtvolumen</b>	<b>Pepsin</b>	<b>HCl</b>	<b>NaCl</b>	<b>Aqua dest. ad</b>
100 ml	1 g	3 ml	0,85 g	100 ml
500 ml	5 g	15 ml	4,25 g	500 ml
1000 ml	10 g	30 ml	8,5 g	1000 ml
2000 ml	20 g	60 ml	17 g	2000 ml

### 3.2.6 Verdauung der Schnecken

Je nach Gewicht der Schnecke ein entsprechendes Volumen an Verdauungslösung hinzugegeben (Tab. 4).

Tabelle 4: Volumen Verdauungslösung bezogen auf das Gewicht der Schnecken

<b>Gewicht der Schnecke (in Gramm)</b>	<b>Volumen Verdauungslösung (in Millilitern)</b>
< 1	20
1 – 2	25
2 – 3	30
3 – 4	35
4 – 5	40
5 – 6	45
6 – 7	50
7 – 8	55
8 – 9	60
9 – 10	65
10 – 11	70

Die Erlenmeyerkolben wurden mit Alufolie bedeckt und die Schnecken vier Stunden bei 40 °C im Inkubationsschüttler (IKA KS® 4000 i control; IKA-Werke, Staufen, Deutschland) bei 120 Umdrehungen/Minute verdaut.

### 3.2.7 Bearbeitung im Anschluss der Verdauung

Nach dem Verdauen wurde die Suspension durch eine Kombination aus zwei Sieben mit zwei verschiedenen Maschenweiten gegeben. Das obere Sieb hatte eine Maschenweite von 300 µm und das untere Sieb eine von 25 µm. Das Material, das sich in dem Sieb mit der Maschenweite von 300 µm angesammelt hatte (größere, nicht oder schlecht verdaute Schneckenteile), wurde verworfen. Das Material aus dem unteren Sieb wurde mit 0,9 %iger NaCl-Lösung aus einer Spritzflasche in eine mit der Probennummer der Schnecke gekennzeichnete Petrischale gewaschen.

### 3.2.8 Mikroskopieren der Proben

Das gesiebte Material wurde zunächst unter einem Stereomikroskop (OLYMPUS SZH10 Research Stereo; Olympus Austria, Wien, Österreich) bei mindestens 50 – 70x Vergrößerung durchmustert. Bei positivem Befund in der Probe wurde mit Hilfe einer Eppendorf-Pipette die Larve mit etwas Flüssigkeit aus der Probe extrahiert, auf einen Objektträger übertragen und mit einem Deckglas bedeckt. Unter einem Durchlicht-Mikroskop (OLYMPUS Provis AX70; Olympus Austria, Wien, Österreich) wurde das Objekt dann zunächst erneut gesucht und bei

einem positiven Befund die Larve in ihrer Gesamtheit, und jeweils das Mundstück sowie der Schwanz mit Hilfe des Programmes „cellSens“, Version 1.1 (Olympus Austria, Wien, Österreich) fotografiert und dokumentiert. Die Bilder wurden zentral im jeweiligen Ordner gespeichert. Die Objektträger wurden beschriftet bei -20 °C für die PCR-gestützte Larven-Bestimmung eingefroren.

Die restliche Lösung wurde aus der Petrischale in ein, mit der laufenden Probennummer und dem Kürzel des Bearbeiters beschriftetes 50 ml-Zentrifugenröhrchen verbracht und 10 min bei 800 x g in einer Eppendorf-Zentrifuge (Modell 5804R, Eppendorf, Hamburg, Deutschland) zentrifugiert. Im Anschluss wurde der Überstand abgenommen, das Sediment mit einer Einmalpipette in ein beschriftetes 1,5-ml-Eppendorf-Röhrchen pipettiert und, wie auch das Stück des Schneckenkopfes, bei -20°C für die spätere DNA-Extraktion gelagert.

### **3.2.9 Bestimmung der Larven**

Für die Bestimmung der Larven wurden zwei verschiedene Verfahren verwendet. Die Larven wurden vorrangig aufgrund ihrer morphologischen Eigenschaften bestimmt. Hierzu wurde die Arbeit von Lange und MitautorInnen (Lange et al., 2018) herangezogen. Neben der optischen Bestimmung wurden die Larven später auch mit Hilfe einer PCR bestimmt. Dieses Verfahren wurde aber nicht im Rahmen dieser Diplomarbeit durchgeführt und wird hier nur der Vollständigkeit halber erwähnt.

### **3.3 Erhebung der Daten**

Zur Erhebung der Daten wurden zwei Datenblätter angelegt, eines für die Fundorte und eines für die gefundenen Schnecken. Die Erstellung der Datenblätter erfolgte mit Hilfe von Microsoft® Excel® (Microsoft Office 365 ProPlus, 2019).

Das Datenblatt für die Fundorte enthielt neben den Angaben zum Fundort, wie die Koordinaten, die Adresse und Beschreibung des Fundortes sowie die Außentemperatur in Grad Celsius am Sammeltag, auch die Kennzeichnung der Schnecken (Probennummern), den Finder und die Stückzahl der gesammelten Schnecken (Abb. 1).

	A	B	C	D	E	F	G	H
1	<b>Kennzeichnung Schnecken</b>	<b>Koordinaten</b>	<b>Adresse</b>	<b>Funddatum</b>	<b>Fundortbeschreibung</b>	<b>Grad in Celsius</b>	<b>Finder</b>	<b>Stückzahl</b>
2								
3	Buchstabe Student + Schnecken- nummer	aus Google Maps	Strasse/Strassennr.  Postleitzahl Ort	TT/MM/JJJJ	Auswahl: Garten, Wegrand, Siedlung, Hundezone etc.	Zahl	Kürzel Student	Zahl
4								
5								
6								
7								
8								
9								
10								

Abbildung 1: Datenblatt Fundorte.

Für die Daten der Schnecken wurde ein eigenes Datenblatt erstellt. Hier wurden die Kennzeichnung der Schnecke, die Art, das Gewicht in Gramm, das Bearbeitungsdatum, der Bearbeiter der Schnecke, die Information, ob die Schnecke vor der Verarbeitung tiefgefroren gelagert wurde, die Menge der hinzugefügten Verdauungslösung, das Ergebnis der Untersuchung sowie sonstige Anmerkungen vermerkt (Abb. 2).

	A	B	C	D	E	F	G	H	I
1	<b>Schnecke</b>	<b>Art</b>	<b>Gewicht</b>	<b>Bearbeitungs- datum</b>	<b>Bearbeiter</b>	<b>Eingefroren gelagert</b>	<b>Verdauungs- lösung</b>	<b>Ergebnis</b>	<b>Sonstiges</b>
2	Buchstabe des Studenten + Schneckennummer	Lateinische Bezeichnung	in Gramm	TT/MM/JJJJ	Kürzel des Studenten	Ja/nein	in Milliliter	Pos./neg.	Stichwortartige Bemerkungen
3									
4									
5									
6									
7									

Abbildung 2: Datenblatt Schnecken.

### 3.4 Statistik

Für die Ermittlung statistisch signifikanter Unterschiede in der Prävalenz der befallenen Schneckenarten wurde der Chi-Quadrat-Test mit der Yates-Kontinuitäts-Korrektur sowie der Exakte Fisher-Test verwendet. Als statistisch signifikant wurde ein p-Wert  $p < 0,05$  gesetzt. Die Werte wurden mithilfe von XLSTAT (Addinsoft 2021, XLSTAT statistical and data analysis solution, New York, USA, <https://www.xlstat.com>) ermittelt.

## 4. Ergebnisse

### 4.1 Gesammelte Schnecken insgesamt

Insgesamt wurden 226 Schnecken sieben verschiedener Arten gesammelt (Tab. 5).

Tabelle 5: Anzahl und gesammelte Arten von Schnecken

<b>Spezies</b>	<b>Anzahl</b>
<i>Arion vulgaris</i>	176
<i>Limax maximus</i>	16
<i>Cornu aspersum</i>	24
<i>Helix pomatia</i>	4
<i>Cepaea hortensis</i>	4
<i>Arianta arbustorum</i>	1
<i>Macrogastra ventricosa</i>	1
<b>GESAMT</b>	<b>226</b>

Obwohl fünf der sieben gesammelten Arten Gehäuseschnecken waren, machten Nacktschnecken den größten Teil der gesammelten Schnecken aus. Es wurden insgesamt 176 Exemplare der Art *Arion vulgaris* (Spanische Wegschnecke; Abb. 3) und 16 *Limax maximus* (Tigerschnecke; Abb. 4) gesammelt. Die Gehäuseschnecken waren mit 24 *Cornu aspersum* (Gefleckte Weinbergschnecke; Abb. 5), vier *Helix pomatia* (Weinbergschnecke; Abb. 5), vier *Cepaea hortensis* (Gartenbänderschnecken; Abb. 3), einer *Arianta arbustorum* (Gemeine Baumschnecke; Abb. 6) sowie einer *Macrogastra ventricosa* (Bauchige Schließmundschnecke) vertreten.



Abbildung 3: *Cepaea hortensis* in verschiedenen Färbungen, sowie ein kleines Exemplar von *Arion vulgaris*. Abbildungsquelle: T. Hering.



Abbildung 4: *Limax maximus*. Abbildungsquelle: T. Hering.



Abbildung 5: *Helix pomatia* (oben) und *Cornu aspersum* (unten). Abbildungsquelle: T. Hering.



Abbildung 6: *Arianta arbustorum*. Abbildungsquelle: T. Hering.

## 4.2 Fundorte

Acht der elf Fundorte (F2 – F4, F6, F8 – F11; Tab. 4) befanden sich auf der Donauinsel, Wien, Österreich. In diesen Gebieten hielten sich nach eigener Beobachtung häufig und in hoher Frequenz Spaziergänger mit Hunden auf. F1 befindet sich im Wasserpark Floridsdorf. Auch hier hielten sich häufig Hunde auf. Allerdings konnte hier trotz des regnerischen Wetters am Sammeltag nur eine Schnecke gesammelt werden. Die Fundorte F5 und F7 befanden sich auf dem Gelände der Veterinärmedizinischen Universität Wien, Wien, Österreich, in direkter Nähe zum Institut für Parasitologie.

Tabelle 6: Fundorte der Schnecken.

Fundort Nr.	Kennzeichnung Schnecken (SammelerIn + Schneckennummer)	Koordinaten (aus Google Maps)	Fundort	Fundzeit (TT/MM/JJJJ, Uhrzeit)	Fundortbeschreibung (Auswahl: Garten, Wegrand, Siedlung, Hundezone etc.)	Temperatur (°C)	Anzahl
1	H1	4.251563/ 16.393498	Wasserpark Floridsdorf	20.05.2019, 05:15	Wegrand	16	1
2	H2 - H47, H53 - H76, H148 - H155	48.2509794/ 16.3866013	Donauinsel	20.05.2019, 05:30	Wegrand, Unterholz, Gebüsch	16	78
3	H48 - H52	48.26000/ 16.381400	Neue Donau	28.05.2019, 19:30	Wegrand	19	5
4	H77 - H83, H127 - H147	48.2533031/ 16.3808908	Donauinsel	07.07.2019, 21:50	Hundezone, Wegrand, Unterholz	18	28
5	H84 - H91	48.251872/ 16.429274	Eingang Parasitologie, Veterinärplatz 1, 1210 Wien	14.07.2019, 23:45	im Katzennapf	15	8
6	H92 - H112	48.24841/ 16.38612	Donauinsel	07.07.2019, 22:20	Radweg, Straßenrand	19	21
7	H113 - H119	48.252485/ 16.428351	Vetmed Uni Garage, Veterinärplatz 1, 1210 Wien	04.07.2019, 09:00	offene Garage, Asphalt	25	7
8	H120 - H126	48,249427/ 16,384438	Donauinsel	07.07.2019, 20:57	Wegrand, Böschung runter zur Donau	18	7
9	H156 - H184	48.2526423/ 16.3849202	Donauinsel	06.08.2019, 06:45	Wegrand, Unterholz, Gebüsch	19	29
10	H185 - H204	48.2920931/ 16.349358	Donauinsel	06.08.2019, 07:00 Uhr	Wegrand	19	20
11	H205 - H226	48258230, 16.379799	Donauinsel	06.08.2019, 09:50 Uhr	Wegrand	22°C	22

Zur besseren Übersicht wurden Karten mit Ortsmarkierungen der Fundorte angefertigt (Abb. 7 und 8).

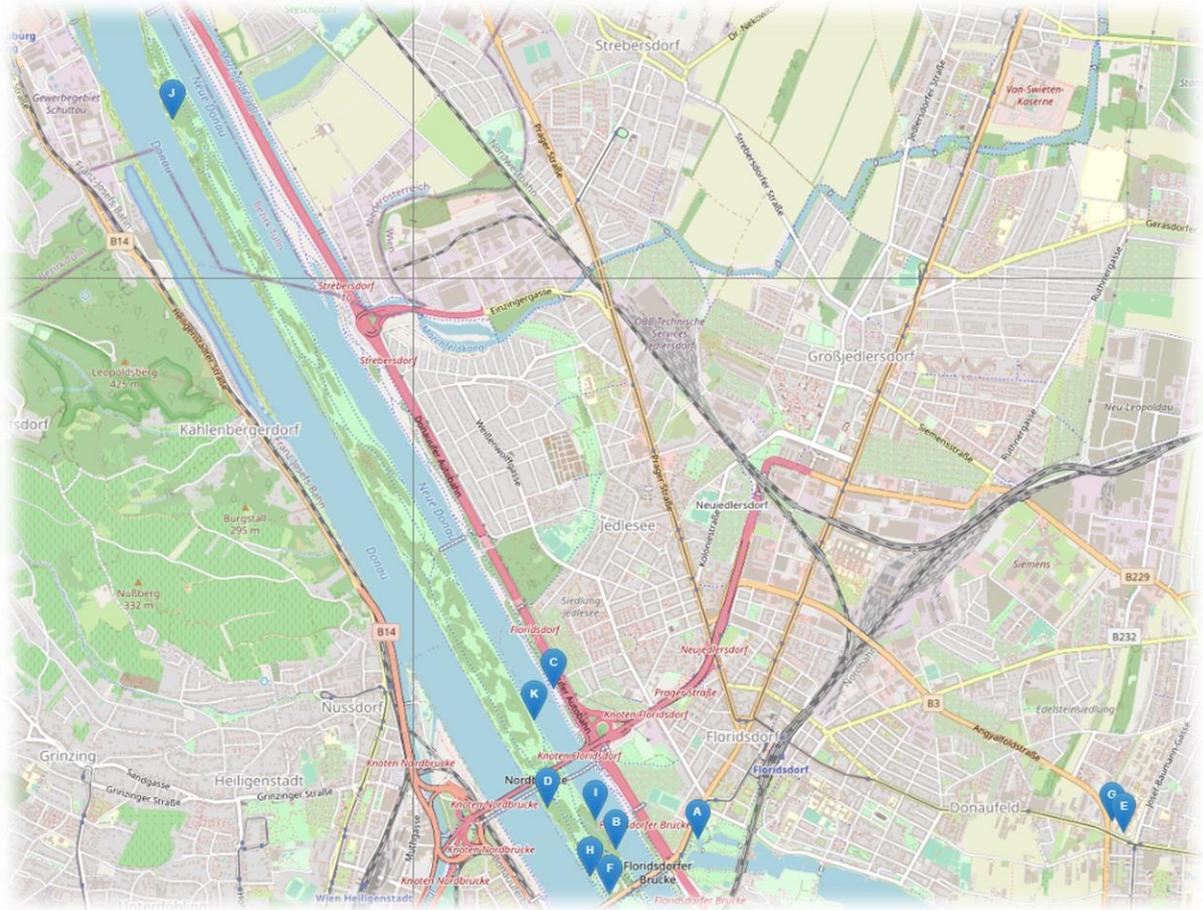


Abbildung 7:: Karte mit allen Fundorten (F1 = A, F2 = B, F3 = C, F4 = D, F5 = E, F6 = F, F7 = G, F8 = H, F9 = I, F10 = J, F11 = K). Quelle: geoplaner.de, Geoplaner V3.1, © 2009-2021 Martin Nathansen, verfügbar unter Creative Commons Attribution-ShareAlike 2.0 Unported: <https://creativecommons.org/licenses/by-sa/2.0/>, Ingenieurbüro Martin Nathansen, München, Deutschland.

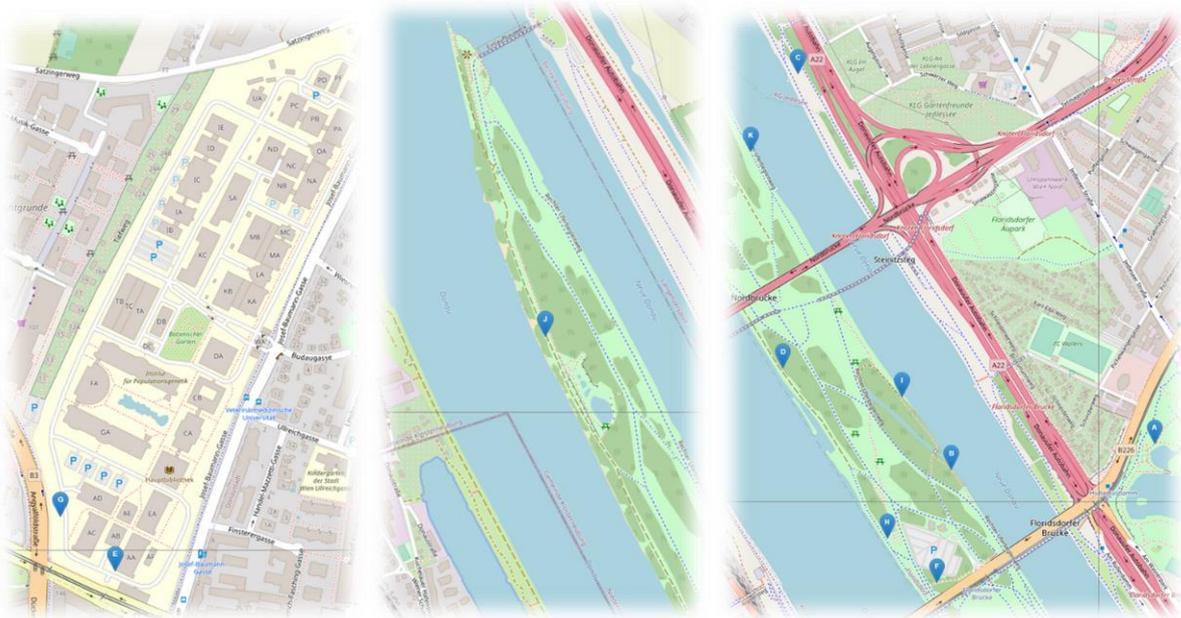


Abbildung 8: Detailansichten. Quelle: geoplaner.de, Geoplaner V3.1, © 2009-2021 Martin Nathansen, verfügbar unter Creative Commons Attribution-ShareAlike 2.0 Unported: <https://creativecommons.org/licenses/by-sa/2.0/>, Ingenieurbüro Martin Nathansen, München, Deutschland

### 4.3 Lungenwurmlarven

#### 4.3.1 Überblick

In 129 der 226 Schnecken (57,1%) wurden Larven bzw. Larventeile mikroskopisch detektiert (Tab. 7). Drei weitere Proben enthielten Bestandteile, bei denen es sich um zerrissene Larven handeln könnte, aber nicht mehr bestimmbar sind und somit als fraglich positiv bezeichnet wurden.

#### 4.3.2 Ergebnisse nach Lungenwurmspezies

Bei 95,3% der mikroskopisch bestimmten Larven handelte es sich um *Crenosoma* spp. (Tab. 7). In einer Probe wurde eine Infektion mit *Ae. abstrusus* vermutet (Abb.12), welche sich jedoch mit einer molekularen Untersuchung nicht bestätigen ließ. *Angiostrongylus vasorum* wurden in drei (2,3%) der positiven Proben detektiert und eine davon mittels PCR bestätigt (Abb. 10, Abb. 11) (Führer, pers. Mitt.). In einer weiteren Probe wurde mithilfe der PCR Genmaterial von *Crenosoma vulpis* (0,8%) nachgewiesen (Abb. 9). Nicht mikroskopisch bestimmbar waren 3,10 % der positiven Proben.

Tabelle 7: Lungenwurmfunde nach Lungenwurmart.

Lungenwurm-Spezies	N	Anteil [%]	N PCR bestätigt
<i>Crenosoma</i> spp.	123	95,3	1
<i>An. vasorum</i>	3	2,3	1
<i>Ae. abstrusus</i>	1	0,8	0
Nicht bestimmbar	2	1,6	0
<b>GESAMT</b>	<b>129</b>	<b>100</b>	<b>0</b>

Abbildung 9: Probe 192: *Crenosoma* spp. Aufnahme: T. Hering



Abbildung 10: Probe 183, *Angiostrongylus vasorum* (bestätigt mittels PCR). Aufnahme: T. Hering.



Abbildung 11: Probe 193, Detailaufnahme Vorder- und Hinterende von *Angiostrongylus vasorum* (bestätigt mittels PCR). Aufnahme T. Hering

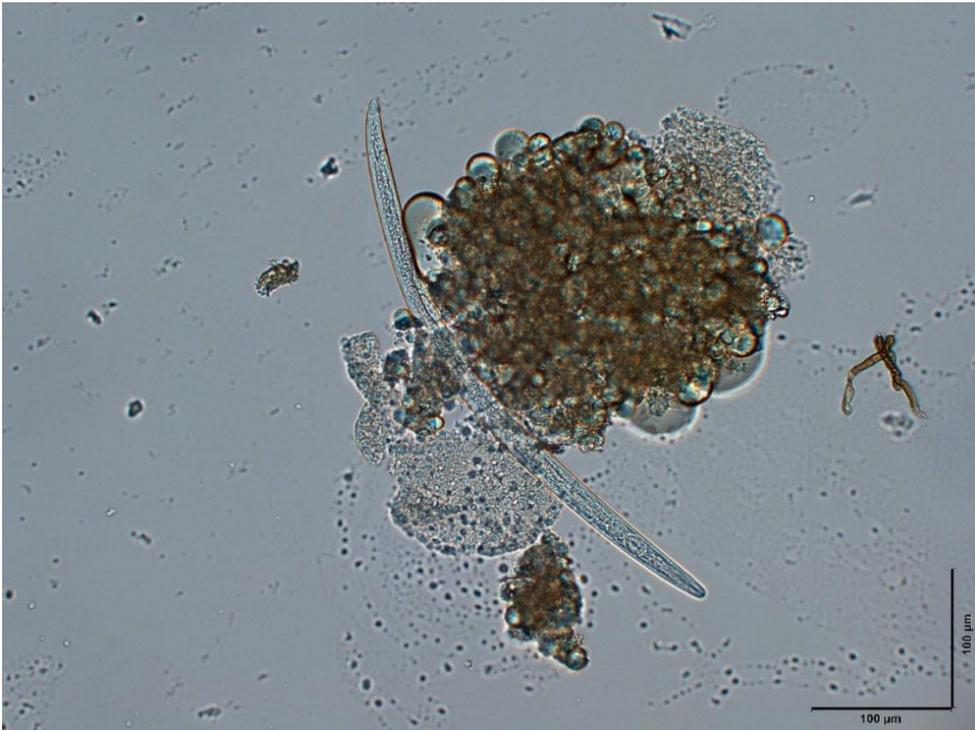


Abbildung 12: Probe 226, vermutlich *Aelurostrongylus abstrusus*. Aufnahme T. Hering

#### 4.3.3 Larvennachweis nach Schneckenart

*Arion vulgaris* machte mit insgesamt 176 Proben die größte Gruppe der besammelten Schnecken aus. Bei der mikroskopischen Durchmusterung wurden in 106 davon (60,2%) Larven festgestellt. Eine der Proben (0,6%) wurde als fraglich positiv eingestuft, da lediglich Teile von zerrissenen Larven gesehen wurden. Die zweitgrößte Gruppe an Schnecken machte die Gefleckte Weinbergschnecke (*C. aspersum*) aus. In neun Schnecken dieser Art (37,5%) waren Larven nachweisbar. *Limax maximus* war zu 81,3% (13 von 16 Exemplaren) positiv für Lungenwurmlarven. In den vier Proben von *H. pomatia* waren in einem Exemplar Larven nachweisbar. Die anderen Arten waren negativ für Lungenwurmlarven (Tab. 8).

Der Unterschied in der Befallsrate der vier positiven Schneckenarten war insgesamt signifikant ( $p = 0,028$ ). Bei Betrachtung der einzelnen Arten untereinander wurde deutlich, dass lediglich der Vergleich der Befallsraten von *C. aspersum* und *L. maximus* ergab einen signifikanten Unterschied ( $p = 0,016$ ) ergab. Vergleiche der beiden größten Gruppen, *A. vulgaris* und *C. aspersum* ( $p = 0,05$ ) oder aber auch von *A. vulgaris* und *L. maximus* ( $p = 0,181$ ) ergaben keine signifikanten Unterschiede in der Befallsrate.

Tabelle 8: Lungenwurmlarvenfunde nach Schneckenarten.

Spezies	N Schnecken	N positiv für Larven [%]	Arten [Anzahl]
<i>A. vulgaris</i>	176	106 [60,2]	<i>Crenosoma</i> spp. [102], <i>An. vasorum</i> [3], nicht bestimmbar [1]
<i>L. maximus</i>	16	13 [81,3]	<i>Crenosoma</i> spp. [12], <i>Ae. abstrusus</i> [1]
<i>C. aspersum</i>	24	9 [37,5]	<i>Crenosoma</i> spp. [9]
<i>H. pomatia</i>	4	1 [25,0]	<i>Crenosoma</i> spp. [1]
<i>Ce. hortensis</i>	4	0	
<i>Ar. arbustorum</i>	1	0	
<i>Macrogastrea ventricosa</i>	1	0	
<b>GESAMT</b>	<b>226</b>	<b>129 [57,1]</b>	<b><i>Crenosoma</i> [124], <i>An. vasorum</i> [3], <i>Ae. abstrusus</i> [1], nicht bestimmbar [1]</b>

#### 4.3.4 Ergebnisse nach Fundorten

In den Proben von zehn der elf Fundorte konnten Lungenwurmlarven nachgewiesen werden. An fünf der zehn Fundorte waren ausschließlich Lungenwurmlarven der Gattung *Crenosoma* detektierbar, bei drei Fundorten waren *Crenosoma* spp. sowie je eine *An. vasorum* (F4 5,3%, F8 16,7%, F9 3,7%), an einem Standort wurden in den Proben *Crenosoma* spp. sowie eine *Ae. abstrusus* (F11 6,7%). Am Fundort F10 wurde mikroskopisch neben *Crenosoma* spp. in einer weiteren Probe (Tab.9) Larvenreste entdeckt, welche aber aufgrund des Zustandes nicht bestimmt werden konnte.

Tabelle 9: Lungenwurmlarvenfunde nach Fundorten.

<b>Fundort</b>	<b>N <i>Crenosoma</i> spp. [%]</b>	<b>N <i>An. vasorum</i> [%]</b>	<b>N <i>Ae.</i> <i>abstrusus</i> [%]</b>	<b>N Nicht bestimmbar [%]</b>
F1	0	0	0	0
F2	22 [100,0]	0	0	0
F3	5 [100,0]	0	0	0
F4	18 [94,7]	1 [5,3]	0	0
F5	5 [100,0]	0	0	0
F6	8 [100,0]	0	0	0
F7	2 [100,0]	0	0	0
F8	5 [83,3]	1 [16,7]	0	0
F9	26 [96,3]	1 [3,7]	0	0
F10	19 [95,0]	0	0	1 [5,0]
F11	14 [93,3]	0	1 [6,7]	0
<b>GESAMT</b>	<b>124</b>	<b>3</b>	<b>1</b>	<b>1</b>

## 5. Diskussion

In den letzten Jahren erlangte das Thema der Lungenwurminfektionen in Carnivoren immer größer werdende Aufmerksamkeit (Traversa et al., 2010). In Anbetracht dessen, dass viele Lungenwurmartarten Schnecken als Zwischenwirte zur Vollendung ihres indirekten Lebenszyklus nutzen, eignet sich das Screenen natürlicher Schneckenpopulationen auf Infektionen mit Lungenwurmlarven, um das aktuelle Vorkommen von *An. vasorum* in bestimmten geographischen Regionen zu evaluieren (Penagos-Tabares et al., 2020). Da es in Österreich bisher kaum Daten für das Vorkommen von Lungenwürmern in Gastropoden gibt, war das Ziel dieser Arbeit, welche Teil einer umfangreicheren Studie in Ostösterreich ist, einen aktuellen Stand der Infektionen mit Lungenwürmern im Zwischenwirt zu ermitteln (Brauchart, 2020; Edler, 2020; Eisschiel, 2020; Fuehrer et al., 2020; Lercher, 2021; Mohab, 2019; Reinelt, 2021; Stessl, 2020).

### 5.1 Schnecken

An elf Standorten wurden insgesamt 226 Nackt- und Gehäuseschnecken sieben verschiedener Arten gesammelt. Bei knapp 78 % der Exemplare handelte es sich um die Spanische Wegschnecke, *A. vulgaris*. Gleichzeitig war es, neben dem Tigerschneegel, *Limax maximus* (7 %), auch die einzig gesammelte Nacktschneckenart. In anderen Arbeiten dieses Projektes in Ostösterreich war der Anteil an *A. vulgaris* sogar noch höher. In der Südoststeiermark und dem Südburgenland lag der Anteil bei 92 % (Stessl, 2020), in den besammelten Orten in Niederösterreich bei 84% (Lercher, 2021), im Burgenland bei 85% (Reinelt, 2021) und auch bei den in Wien und Niederösterreich gesammelten Schnecken für die Etablierung der Methoden zur Bearbeitung von Schnecken für die Analyse handelte es sich bei 83% um *A. vulgaris* (Edler, 2020). In der Thayatal-Region lag der Anteil von *A. vulgaris* allerdings bei nur 17 %. Hier war die meist gesammelte Schneckenart *Helix pomatia* (37 %) (Brauchart, 2020). Die Daten lassen darauf schließen, dass *A. vulgaris* in Ostösterreich, wie auch in vielen anderen Regionen Zentraleuropas immer dominanter wird und native Arten verdrängt (Dörler et al., 2018). Es ist allerdings zu erwähnen, dass eine Artbestimmung bei *Arion*-Arten anhand morphologischer Merkmale nicht eindeutig möglich ist, da es zwischen der invasiven *A. vulgaris* und den nativen Arten *A. rufus* (Rote Wegschnecke) und *A. ater* (Schwarze Wegschnecke) keine Paarungsbarriere gibt und auch fertile Hybride auftreten können. Eine eindeutige Bestimmung ist somit nur anhand genetischer Analysen möglich (Dörler et al., 2018).

## 5.2 Fundorte

In dieser Arbeit wurde der Fokus vor allem auf die Schneckenpopulationen der Donauinsel gelegt. Die Auswahl des Bereiches fiel auf den Bereich nördlich der Floridsdorfer Brücke bis zu einem Punkt etwa 750 m südlich des „Donauinsel Nordende“, womit nur die nördlichen etwa 5,7 km der 21 km langen Donauinsel in den Untersuchungsbereich fielen (<https://www.wien.info/de/ganz-wien/familien/outdoor/donauinsel-344706>). Aus diesem Grund kann über das Larvenvorkommen in den Schneckenpopulationen südlich der Floridsdorfer Brücke keine Aussage gemacht werden. Weitere Schnecken wurden sowohl im Wasserpark Floridsdorf (n = 1) und auf dem Gelände der Veterinärmedizinischen Universität Wien (n = 15) gesammelt. Die einzelne Schnecke aus dem Wasserpark Floridsdorf wurde an einem regnerischen Morgen gesammelt. Weitere Schnecken waren zu diesem Zeitpunkt im Wasserpark nicht aufzufinden. Als mögliche Ursachen kommen zu nasses Regenwetter oder aber auch die zahlreichen Wasservögel des Wasserschutzgebietes, wie Stockenten, Möwen, Blässhühner, Schwäne und Graureiher, die Schneckenpopulationen bzw. deren Habitate negativ beeinflussen können (<https://www.wien.gv.at/umwelt/parks/anlagen/wasser.html>, Zugriff: 23.05.2022), infrage. Um einen besseren Überblick über die Schneckenpopulation des Wasserparks zu erhalten und die einzelne Schnecke besser in den Vergleich ziehen zu können, hätte der Wasserpark mehr als einmal auf das Vorkommen von Schnecken untersucht werden müssen.

## 5.3 Lungenwurmlarven

In 57,1 % der Proben konnten Nematoden-Larven nachgewiesen werden. Dabei handelte es sich in 95,3 % der positiven Proben um *Crenosoma* spp. Eine morphologische Differenzierung der *Crenosoma* spp. auf Artebene ist aufgrund der ähnlichen Larvenstadien nur schwer möglich (Lange et al., 2018), daher konnten bis auf eine Probe, in der eine Artbestimmung mittels PCR für *Cr. vulpis* gelang (Fuehrer et al., 2020), keine Zuordnung zu *Cr. vulpis* oder *Cr. striatum* gemacht werden. In drei der untersuchten Exemplare (1,3 %) wurden Larven detektiert, die morphologisch der Lungenwurmart *An. vasorum* zugeordnet wurden. Eine der Larven (0,4 %) konnte per PCR bestätigt werden (Fuehrer et al., 2020). Bei einer weiteren Probe wurde aufgrund morphologischer Merkmale eine Larve der Art *Ae. abstrusus* vermutet, wobei dies ohne PCR-Bestätigung blieb.

Der hohe Anteil von 57,1 % Nematodenlarven-positiven Schnecken deckt sich mit den Ergebnissen der KollegInnen, die an diesem Projekt mitgearbeitet haben. Ebenfalls 57 %

positive Proben fanden sich in der Untersuchung der Schnecken von Reinelt im Burgenland (Reinelt, 2021). In den von Lercher untersuchten Proben waren in 55,5 % der Proben Larven zu finden (Lercher, 2021), in den Proben von Stessl waren 53 % positiv (Stessl, 2020), die Untersuchungen im Wiener Prater, an der Wiener Friedensbrücke und in Leopoldau ergaben 52 % (Mohab, 2019). Lediglich in der Thayatal-Region lag der Anteil mit knapp 71 % höher. Weiterhin fanden sich auch nur in den Proben aus dem Thayatal weitere Lungenwurmlarven neben *Crenosoma* spp. So wurden bei sechs der 113 positiven Schnecken *An. vasorum*-Larven und bei weiteren vier Proben *Ae. abstrusus*-Larven vermutet (Brauchart, 2020).

Da auch 2016 im Wiener Prater sowohl *An. vasorum* (0,5 %) als auch *Ae. abstrusus* (1,5 %) nachgewiesen wurden (Penagos-Tabares et al., 2020) und ebenfalls in der Thayatal-Region der Verdacht besteht (Brauchart, 2020), sind, neben der bestätigten *An. vasorum*-Larve auch weitere Infektionen mit *An. vasorum* und *Ae. abstrusus* auch auf der Donauinsel durchaus in Betracht zu ziehen. Mit dem Nachweis von sowohl *Cr. vulpis* sowie *An. vulgaris* kann der beprobte Abschnitt der Donauinsel somit als ein Bereich mit einem Infektionsrisiko für Hunde mit *Cr. vulpis*, unter um Umständen auch *Cr. striatum*, vor allem aber für *An. vasorum* gesehen werden. Rotfüchse, die ein Reservoir für *An. vasorum* darstellen können (Elsheikha et al., 2014; Morgan et al., 2005), konnten schon häufiger auf der Donauinsel beobachtet werden. Sichtungen von Rotfüchsen gab es laut der Website <https://wien.stadtwildtiere.at/> (Zugriff 26.05.2022) am 14.08.2020 im untersuchten Bereich, unweit der Landesgrenze Wien-Niederösterreich eine Sichtung eines Rotfuchses. Deutlich mehr Sichtungen gab es südlich des untersuchten Bereiches (<https://wien.stadtwildtiere.at/beobachtungen/suchen>, Zugriff: 26.05.2022).

Der Verdacht, dass der untersuchte Bereich und weitere Gebiete in Österreich endemisch für *An. vasorum* sind, verstärkt sich unter Berücksichtigung einer Studie aus Österreich, bei der 1279 Serumproben sowie 1040 Kotproben untersucht wurden. Das Ergebnis der Serumproben zeigte, dass 1,2% nur antigen-positiv, 1,5% nur seropositiv für Antikörper und 0,1% positiv auf Antigene und Antikörper waren. Auch die koproskopischen Untersuchungen ergaben Infektionen mit Lungenwürmern. Insgesamt 1,3% der Proben waren positiv auf *An. vasorum* und 3,0% waren positiv auf *Cr. vulpis*. Eine Kotprobe brachte sowohl eine Infektion mit *An. vasorum* und *Cr. vulpis* hervor (0,1%) (Globokar et al., 2021).

Im Gegensatz zu den Studien in Kopenhagen, Deutschland und im Prater 2016 konnten in dieser Arbeit keine Ko-Infektionen von zwei oder mehr Lungenwurmartarten festgestellt werden (Ferdushy et al., 2009; Lange et al., 2018; Penagos-Tabares et al., 2020) .

#### 5.4 Prävalenzen der Schneckenarten

Für eine Aussage über die Prävalenzen der Schneckenarten wurden von der Mehrheit der untersuchten Schneckenarten nicht genügend Exemplare pro Art gefangen und untersucht.

Im Vergleich mit den Prävalenzen anderer Studien in denen *A. vulgaris* auf *An. vasorum* untersucht wurden, liegt die Prävalenz der hier untersuchten *A. vulgaris* (1,70%) im unteren Bereich. Die beiden Untersuchungen aus Österreich lagen unter diesem Wert. In dem Projekt aus Ostösterreich, zu dem auch diese Arbeit gehört, lag die Prävalenz nach molekulargenetischer Bestimmung bei 0,11% (Fuehrer et al., 2020) und im Wiener Prater bei 0,5% (Penagos-Tabares et al., 2020). In Dänemark ist die Prävalenz mit 1,8% (Ferdushy et al., 2009) der hiesigen sehr ähnlich. Deutlich darüber war sie in Deutschland (6,30%) (Lange et al., 2018) und Ungarn (11,36%) (Majoros et al., 2010). Die Funde sind jedoch alle molekulargenetisch bestätigt worden, wohingegen in dieser Arbeit nur eine der drei *An. vasorum*-Funde auch per PCR bestätigt werden konnte.

Die anderen sechs Schneckenarten blieben ohne Funde von *An. vasorum*-Larven. Jedoch ist zu berücksichtigen, dass von diesen Arten teilweise nur wenige oder auch nur ein einzelnes Exemplar gefangen wurde. Aus diesem Grund lässt sich zu den Infektionsraten kaum eine Aussage tätigen.

*Crenosoma spp.* konnten in 102 der 176 *A. vulgaris* detektiert werden (58,0%). Jedoch konnte keiner dieser Befunde per PCR bestätigt und weiter spezifiziert werden, sodass nicht klar ist, ob es sich bei den gefundenen Larven um *Cr. vulpis* oder *Cr. striatum* handelt. Und ein Vergleich mit anderen Studien schwer möglich ist.

Die einzige molekulargenetisch bestätigte *Cr. vulpis*-Larve dieser Arbeit befand sich in einem Exemplar von *Limax maximus*. Elf weitere *Crenosoma spp.* wurden in den insgesamt 16 untersuchten *L. maximus* mikroskopisch detektiert und auch eine *Ae. abstrusus*-Larve wurde anhand morphologischer Kennzeichen identifiziert. Da *L. maximus* als Zwischenwirt für *An. vasorum*, *Cr. vulpis* und *Ae. abstrusus* fungiert (Conboy et al., 2017; Ferdushy et al., 2009; Lange et al., 2017), ist der mikroskopische Fund der *Ae. abstrusus* durchaus ernst zu nehmen und auch potentielle Infektionen der *L. maximus* mit *An. vasorum* sind in Betracht zu ziehen. Allerdings ist hierfür eine Untersuchung von *L. maximus* mit einer deutlich größeren Stichprobe nötig.

Insgesamt wurden in dieser Arbeit 24 *C. aspersum* gesammelt von denen mikroskopisch 37,5% positiv auf Crenosomatidae waren. Ebenso wurden in Niederösterreich und Wien

(Bereich Friedensbrücke, Wiener Prater und Leopoldau) in den untersuchten *C. aspersum* *Crenosoma* spp.-Larven gefunden (Lercher, 2021; Mohab, 2019). Die Prävalenz in Niederösterreich ist mit 40,75°% (Lercher, 2021) ähnlich hoch, wie auf der Donauinsel. Etwas niedriger war die Prävalenz in den in Wien untersuchten Bereichen Friedensbrücke, Wiener Prater und Leopoldau (23,08°%) (Mohab, 2019). Auch wenn in dieser Arbeit keine Infektionen mit *An. vasorum* oder *Ae. abstrusus* festgestellt wurden, ist *C. aspersum* als Zwischenwirt für *An. vasorum*, *Ae. abstrusus*, und *Cr. vulpis* anzusehen (Colella et al., 2016; Segeritz et al., 2021). Auch hier sollte für eine bessere Aussage über die Infektion von *C. aspersum* mit Lungenwürmern eine Untersuchung mit einer deutlich größeren Stichprobe angestrebt werden.

Die Schneckenarten, in denen in dieser Untersuchung Lungenwurmlarven nachgewiesen werden konnten (*A. vulgaris*, *L. maximus*, *C. aspersum* und *H. pomatia*) waren schon zuvor für ihre Funktion als Zwischenwirt bekannt (Colella et al., 2016; Conboy et al., 2017; Ferdushy et al., 2009; Guilhon und Cens, 1973; Lange et al., 2017, 2018; Segeritz et al., 2021). Auch in Exemplaren der Art *Ar. arbustorum* wurden schon Nematodenlarven nachgewiesen, wobei diese nicht weiter spezifiziert wurden (Antzée-Hyllseth et al., 2020). Jedoch gibt es keine Aufzeichnungen über Lungenwurminfektionen von *Ce. hortensis* und *Macrogastrea ventricosa*. Eine Abwesenheit von Infektionen kann somit entweder in der sehr geringen Stichprobengröße oder aber auch in einer erhöhten Infektionsresistenz zusammenhängen. Für eine Bestätigung wäre auch hier die Untersuchung einer größeren Stichprobe nötig.

## 5.5 Prävalenzen der Fundorte

Insgesamt wurden elf verschiedene Fundorte untersucht. Die Prävalenzen der einzelnen Orte schwanken für *Crenosoma* spp. zwischen 28,2°% und 100,0°% sowie für *An. vasorum* zwischen 0,0°% und 14,3°%. Für den einen Fund einer *Ae. abstrusus*-Larve ergab dies an dieser Stelle eine Prävalenz von 4,5°%. Zu beachten ist, dass an den Sammelorten F1, F3, F5, F7 und F8 jeweils weniger als zehn Schnecken pro Stelle gesammelt wurden, was eine Aussage zu den Prävalenzen erschwert. An den anderen Stellen (F2, F4, F6, F9, F10 und F11) wurden 20 oder mehr Schnecken gefangen. Wie auch in den anderen Studien unterscheiden sich die Prävalenzen der einzelnen Fundorte teilweise sehr voneinander. In Schottland wurden Prävalenzen für *An. vasorum* für die Lokalisationen zwischen 2,2°% und 11,0°% beschrieben (Helm et al., 2015). Während es in Schottland in jedem besammelten Gebiet Larvenfunde gab, war dies in Kopenhagen, Dänemark nicht der Fall. Aber auch hier

gingen die Infektionsrate der Schnecken an den unterschiedlichen Stellen deutlich auseinander (4,0% bis 26%)(Ferdushy et al., 2009).

Da bislang erst eine Sichtung eines Rotfuchses nördlich der Floridsdorfer Brücke laut dem Projekt "StadtWildTiere" gemeldet wurde (<https://wien.stadtwildtiere.at/beobachtungen/suchen>, Zugriff: 26.05.2022) und der Fuchs als Reservoir für *An. vasorum* gilt (Morgan et al., 2005), kann man davon ausgehen, dass die niedrige Infektionsrate der Schnecken mit den wenigen Füchsen in diesem Bereich und der teilweise niedrigen Stichprobengröße zusammenhängt. Auch die Abwesenheit von *An. vasorum*-Infektionen der auf der Vetmed Uni gesammelten Schnecken, kann man auf die auf dem Gelände nicht vorhandenen Füchse zurückführen,

Die beiden PCR bestätigten Funde von *Cr. vulpis* und *An. vasorum* stammen von den Fundorten F2 und F9, unweit voneinander. Es handelt sich dabei um ein kleines Waldstück etwas nördlich der Floridsdorfer Brücke auf der Seite der Neuen Donau, in dem auch viele Hundehalter mit ihren Hunden unterwegs sind. Füchse wurden in diesem Bereich zwar laut dem Projekt „StadtWildTiere“ noch nicht gesichtet, jedoch würden das Waldstück, die Picknick- und Grillplätze um die Fundorte auch den urbanen Rotfüchsen einen möglichen Lebensraum bieten.

## 5.6 Schlussfolgerung

Mit dem molekulargenetisch bestätigten *An. vasorum*-Fund und den beiden weiteren *An. vasorum*-Funden kann man den hier untersuchten Bereich der Donauinsel als endemisch für *An. vasorum* einstufen. Die Donauinsel erscheint ebenfalls endemisch für *Crenosomatidae*. Bei dem einzelnen Verdacht für eine *Ae. abstrusus*-Infektion bei einer Schnecke, für welche die Katze als Reservoir gilt (Nabais et al., 2014), kann man hier nicht von einem endemischen Bereich auf der Donauinsel sprechen, auch unter dem Gesichtspunkt, dass auf der Donauinsel keine Wildkatzen zu finden sind.

Die drei *An. vasorum*-Funde stammen von den Fundorten F4, F8 und F9. Alle drei Sammelpunkte befinden sich im Bereich zwischen der Floridsdorfer Brücke und der Nordbrücke. Aus eigener Erfahrung wird dieser Bereich von Hundebesitzern und ihren Vierbeinern häufig besucht. Vor allem in diesem Bereich erscheint ein erhöhtes Infektionsrisiko mit *An. vasorum* für Hunde zu bestehen. Hundebesitzer sollten beim Spaziergang mit ihren Hunden darauf achten, dass die Hunde nichts vom Boden aufnehmen und um eine weitere Infektion der Schnecken einzudämmen den Kot ihrer Hunde aufzusammeln und korrekt zu

entsorgen. Auch eine regelmäßige Kotuntersuchung oder Lungenwurm-Prophylaxe sollten bei regelmäßigen Besuchen in diesem endemischen Gebiet durchgeführt werden.

## 6. Zusammenfassung

Schnecken fungieren als Zwischenwirt für verschiedene Parasiten. Dazu gehören auch verschiedene Lungenwurmart, darunter *Angiostrongylus vasorum*, Die Endwirte des „Französischen Herzwurms“ sind Hunde und andere Caniden. Der indirekte Lebenszyklus des Lungenwurms wird durch die Schnecke als Zwischenwirt vervollständigt. Die Infektion der Schnecke geschieht über Aufnahme von ersten Larven aus dem Kot infizierter Endwirte. In der Schnecke entwickeln sich die Larven zum infektiösen dritten Larven weiter. Der Endwirt infiziert sich durch Aufnahme infizierter Schnecken oder infektiöser Larven im Schneckensekret. Vom Verdauungstrakt gelangen die Larven in die Blutgefäße und von dort weiter in die Lungenarterien und den rechten Ventrikel, wo das adulte Stadium residiert. Eine Infektion mit *An. vasorum* kann von subklinischen Verläufen bis Verläufen mit schweren respiratorischen und kardiovaskulären Symptomen, neurologischen Ausfällen, Hämorrhagien und plötzlichem Tod reichen. Zur Beurteilung der aktuellen Situation in der Schneckenpopulation des nördlichen Teils der Donauinsel, Wien, Österreich, wurden insgesamt 226 Schnecken sieben verschiedener Arten gesammelt. Im Anschluss wurden diese getötet, mithilfe einer Verdauungslösung verdaut und mikroskopisch auf Lungenwurmlarven untersucht. Insgesamt konnten in 57,1% der Proben (n=129) Lungenwürmer nachgewiesen werden. Anhand morphologischer Kennzeichen wurden die Larven weiter differenziert. Bei 95,3% der positiven Proben handelte es sich um *Crenosoma spp.* (n=123), 2,3% wurden als *An. vasorum* identifiziert (n=3) und eine Probe enthielt eine *Ae. abstrusus*-Larve (0,8%). Molekulargenetisch wurden davon eine Probe mit *An. vasorum* sowie eine Probe mit *Cr. vulpis* bestätigt. Daher kann von einem Infektionsrisiko für Hunde in diesem Bereich gesprochen werden. Die Erkenntnis ist insofern relevant, dass durch den erhöhten Infektionsdruck und einer Erkrankung mit einer vielfältigen Symptomatik auch eine Infektion mit *An. vasorum* in Betracht gezogen werden sollte.

## 7. Summary

### **Tatjana Hering: Investigation of the slug and snail population from the Danube Island, a nearby recreational area in Vienna, Austria, for the presence of lungworm larvae**

Slugs and snails act as intermediate hosts for various parasites. This includes several species of lungworm, including *Angiostrongylus vasorum*. The definitive hosts of the so-called "French heartworm" are dogs and other canids. Gastropods as intermediate hosts complete the indirect lifecycle of the lungworm. They become infected by ingesting the first-stage larvae from the faeces of infected definitive hosts. In the gastropod, the larvae develop into the infective third-stage larvae. The definitive host becomes infected by ingesting infected slugs/snails or infectious larvae in slug/snail secretions. From the digestive tract, the larvae enter the blood vessels. From there, they were transported into the pulmonary arteries and the right ventricle, where the adult stage resides. Infection with *An. vasorum* can range from subclinical to severe respiratory and cardiovascular symptoms, neurological disorders, haemorrhage, and sudden death. To assess the current situation in the snail population of the northern part of the Danube Island, Vienna, Austria, a total of 226 slugs/snails of seven different species were collected. These were then sacrificed, digested using a digestion solution and examined microscopically for lungworm larvae. Overall, lungworms could be detected in 57.1% of the samples (n=129). The larvae were further differentiated based on morphological characteristics. 95.3% of the positive specimens were *Crenosoma spp.* (n=123), 2.3% were classified as *An. vasorum* (n=3) and one sample contained an *Ae. abstrusus* larva (0.8%). Molecular analysis confirmed one sample with *An. vasorum* and one sample with *Cr. vulpis*. Therefore, there is a risk of infection for dogs in this area. The finding is relevant insofar as, due to the increased infection pressure and a disease with occurring symptoms, an infection with *An. vasorum* should be considered.

## 8. Literaturverzeichnis

- Alho, A. M., Meireles, J., Schnyder, M., Cardoso, L., Belo, S., Deplazes, P., Madeira de Carvalho, L. (2018). *Dirofilaria immitis* and *Angiostrongylus vasorum*: The current situation of two major canine heartworms in Portugal. *Veterinary Parasitology* 252: 120–126. doi: 10.1016/j.vetpar.2018.01.008.
- Antzée-Hyllseth, H., Trandem, N., Torp, T., Haukeland, S. (2020). Prevalence and parasite load of nematodes and trematodes in an invasive slug and its susceptibility to a slug parasitic nematode compared to native gastropods. *Journal of Invertebrate Pathology* 173(1431): 107372. doi: 10.1016/j.jip.2020.107372.
- Aspöck, H. Walochnik, J. (2007). Die Parasiten des Menschen aus der Sicht der Koevolution. *Denisia* 20: 179–254.
- Aziz, N. A. A., Daly, E., Allen, S., Rowson, B., Greig, C., Forman, D., Morgan, E. R. (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). doi: 10.1186/s13071-016-1338-3.
- Bertelsen, M. F., Meyland-Smith, F., Willesen, J. L., Jefferies, R., Morgan, E. R., Monrad, J. (2010). Diversity and prevalence of metastrongyloid nematodes infecting the red panda (*Ailurus fulgens*) in European zoos. *Veterinary Parasitology* 172(3–4): 299–304. doi: 10.1016/j.vetpar.2010.04.043.
- Bolt, G., Monrad, J., Frandsen, F., Henriksen, P., Dietz, H. H. (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.
- Bourque, A. C., Conboy, G., Miller, L. M., Whitney, H. (2008). Pathological findings in dogs naturally infected with *Angiostrongylus vasorum* in Newfoundland and Labrador, Canada. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation* 20(1): 11–20. doi: 10.1177/104063870802000103.
- Brauchart, T. (2020). Untersuchung der Schneckenfauna aus der Thayatal-Region auf Lungenwurm- und andere Helminthenlarven. Diplomarbeit, Veterinärmedizinische Universität Wien, 77 Seiten.

- Chapman, P. S., Boag, A. K., Guitian, J., Boswood, A. (2004). *Angiostrongylus vasorum* infection in 23 dogs (1999-2002). *Journal of Small Animal Practice* 45(9): 435–440. doi: 10.1111/j.1748-5827.2004.tb00261.x.
- Colella, V., Mutafchiev, Y., Cavalera, M. A., Giannelli, A., Lia, R. P., Dantas-Torres, F., Otranto, D. (2016). Development of *Crenosoma vulpis* in the common garden snail *Cornu aspersum*: Implications for epidemiological studies. *Parasites & Vectors* 9(1): 1–7. doi:10.1186/s13071-016-1483-8.
- Conboy, G., Guselle, N., Schaper, R. (2017). Spontaneous shedding of metastrongyloid third-stage larvae by experimentally infected *Limax maximus*. *Parasitology Research* 116: 41–54. doi: 10.1007/s00436-017-5490-2.
- Dörler, D., Kropf, M., Laaha, G., Zaller, J. G. (2018). Occurrence of the invasive Spanish slug in gardens: Can a citizen science approach help deciphering underlying factors? *BMC Ecology* 18(1): 1–11. doi:10.1186/s12898-018-0179-7.
- Edler, M. (2020). Methodik der Sammlung und Bearbeitung von Nackt- und Gehäuseschnecken zur morphologischen Analyse von *Aelurostrongylus abstrusus*, *Angiostrongylus vasorum*, *Crenosoma vulpis* *Troglostrongylus brevior*. Diplomarbeit, Veterinärmedizinische Universität Wien, 73 Seiten.
- Eisschiel, N. (2020). Ein Schneckenatlas für Österreich. Diplomarbeit, Veterinärmedizinische Universität Wien, 50 Seiten.
- Elsheikha, H. M., Holmes, S. A., Wright, I., Morgan, E. R., Lacher, D. W. (2014). Recent advances in the epidemiology, clinical and diagnostic features, and control of canine cardio-pulmonary angiostrongylosis. *Veterinary Research* 45(1). doi:10.1186/s13567-014-0092-9.
- Ferdushy, T., Hasan, M. T. (2010). *Angiostrongylus vasorum*: The “French Heartworm”. *Parasitology Research* 107(4): 765-71. doi: 10.1007/s00436-010-2026-4.
- Ferdushy, T., Kapel, C. M. O., Webster, P., Al-Sabi, M. N. S., 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.

- 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, L. N., Bakran-Lebl, K., Duda, M., Sattmann, H., ... Joachim, A. (2020). Detection of *Crenosoma* spp., *Angiostrongylus vasorum* and *Aelurostrongylus abstrusus* in gastropods in Eastern Austria. *Pathogens*, 9(12), 1–11. <https://doi.org/10.3390/pathogens9121046>
- Gillis-Germitsch, N., Manser, M. B., Hilbe, M., Schnyder, M. (2017). Meerkats (*Suricata suricatta*), a new definitive host of the canid nematode *Angiostrongylus vasorum*., 6(3): 349–353. doi: 10.1016/j.ijppaw.2017.10.002.
- 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.
- Grewal, P. S., Grewal, S. K., Tan, L., Adams, B. J. (2003). Parasitism of molluscs by nematodes: Types of associations and evolutionary trends. *Journal of Nematology* 35(2): 146–156.
- Guilhon, J., Cens, B. (1973). *Angiostrongylus vasorum* (Baillet, 1866). Etude biologique et morphologique. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparee* 48(4): 567–596. doi: 10.1051/parasite/1973484567.
- Helm, J. R., Morgan, E. R., Jackson, M. W., Wotton, P., Bell, R. (2010). Canine angiostrongylosis: An emerging disease in Europe. *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care* 20(1): 98-109. doi: 10.1111/j.1476-4431.2009.00494.x.
- Helm, J., Roberts, L., Jefferies, R., Shaw, S. E., Morgan, E. R. (2015). Epidemiological survey of *Angiostrongylus vasorum* in dogs and slugs around a new endemic focus in Scotland. *Veterinary Record* 177(2): 46. doi: 10.1136/vr.103006.
- Hicklenton, L., Betson, M. (2019). Molecular detection of *Angiostrongylus vasorum* in gastropods in Surrey, UK. *Parasitology Research* 118(3): 1051–1054. doi: 10.1007/s00436-018-6191-1.
- Jefferies, R., Morgan, E. R., Helm, J., Robinson, M., Shaw, S. E. (2011). Improved detection of canine *Angiostrongylus vasorum* infection using real-time PCR and indirect ELISA., 109(6): 1577–1583. doi: 10.1007/s00436-011-2414-4.

- Jefferies, R., Morgan, E. R., Shaw, S. E. (2009). A SYBR green real-time PCR assay for the detection of the nematode *Angiostrongylus vasorum* in definitive and intermediate hosts. *Veterinary Parasitology* 166(1–2): 112–118. doi:10.1016/j.vetpar.2009.07.042.
- Koch, J., Willesen, J. L. (2009). Canine pulmonary angiostrongylosis: An update. *Veterinary Journal* 179(3): 348–359. doi: 10.1016/j.tvjl.2007.11.014.
- Lange, M. K., Penagos-Tabares, F., Hirzmann, J., Failing, K., Schaper, R., Van Bourgonie, Y. R., Backeljau, T., Hermosilla, C., Taubert, A. (2018). Prevalence of *Angiostrongylus vasorum*, *Aelurostrongylus abstrusus* and *Crenosoma vulpis* larvae in native slug populations in Germany., 254: 120–130. doi: 10.1016/j.vetpar.2018.03.011.
- Lange, M. K., Penagos-Tabares, F., Muñoz-Caro, T., Gärtner, U., Mejer, H., Schaper, R., Hermosilla, C., Taubert, A. (2017). Gastropod-derived haemocyte extracellular traps entrap metastrongyloid larval stages of *Angiostrongylus vasorum*, *Aelurostrongylus abstrusus* and *Troglostrongylus brevior*. *Parasites & Vectors* 10(1): 1–12. doi.org/10.1186/s13071-016-1961-z.
- Lemming, L., Jørgensen, A. C., Nielsen, L. B., Nielsen, S. T., Mejer, H., Chriél, M., Petersen, H. H. (2020). Cardiopulmonary nematodes of wild carnivores from Denmark: Do they serve as reservoir hosts for infections in domestic animals? *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife* 13: 90–97. doi: 10.1016/j.ijppaw.2020.08.001.
- Lercher, S. (2021). *Untersuchung der Schneckenfauna in Niederösterreich ( Gerasdorf , Zillingdorf , Euratsfeld , Neufurth ) auf Lungenwurmlarven*. Diplomarbeit, Veterinärmedizinische Universität Wien, 33 Seiten.
- Maier, K., Löwenstein, M., Duscher, G., Leschnik, M., Joachim, A. (2010). *Angiostrongylus vasorum*, der “Französische Herzwurm”: Auch ein Problem in Österreich? *Wiener Tierärztliche Monatsschrift* 97(7–8): 171–180.
- Majoros, G., Fukár, O., Farkas, R. (2010). Autochthonous infection of dogs and slugs with *Angiostrongylus vasorum* in Hungary. *Veterinary Parasitology* 174(3–4): 351–354. doi: 10.1016/j.vetpar.2010.09.012.
- Mohab, K. B. (2019). *Untersuchung von Schnecken aus Wien (Prater, Friedensbrücke, Leopoldau) auf Lungenwurmlarven*. Diplomarbeit, Veterinärmedizinische Universität Wien, 54 Seiten.

- Morgan, E. R., Shaw, S. E., Brennan, S. F., De Waal, T. D., Jones, B. R., Mulcahy, G. (2005). *Angiostrongylus vasorum*: A real heartbreaker. *Trends in Parasitology* 21(2): 49-51. doi: 10.1016/j.pt.2004.11.006.
- Morgan, E. R., Tomlinson, A., Hunter, S., Nichols, T., Roberts, E., Fox, M. T., Taylor, M. A. (2008). *Angiostrongylus vasorum* and *Eucoleus aerophilus* in foxes (*Vulpes vulpes*) in Great Britain. *Veterinary Parasitology* 154(1-2): 48-57. doi: 10.1016/j.vetpar.2008.02.030.
- Mozzer, L. R., Lima, W. S. (2015). *Gallus gallus domesticus*: Paratenic host of *Angiostrongylus vasorum*. *Veterinary Parasitology* 207(1-2): 81-84. doi: 10.1016/j.vetpar.2014.11.003.
- Nabais, J., Alho, A. M., Gomes, L., Ferreira Da Silva, J., Nunes, T., Vicente, G., Madeira De Carvalho, L. (2014). *Aelurostrongylus abstrusus* in cats and *Angiostrongylus vasorum* in dogs from Lisbon, Portugal. *Acta Parasitológica Portuguesa* 20(12): 35-39.
- Oliveira-Júnior, S. D., Barçante, J. M. P., Barçante, T. A., Dias, S. R. C., Lima, W. S. (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.
- Patel, Z., Gill, A. C., Fox, M. T., Hermosilla, C., Backeljau, T., Breugelmans, K., Keevash, E., McEwan, C., Aghazadeh, M., Elson-Riggins, J. G. (2014). Molecular identification of novel intermediate host species of *Angiostrongylus vasorum* in Greater London. *Parasitology Research* 113(12): 4363-4369. doi:10.1007/s00436-014-4111-6.
- Penagos-Tabares, F., Groß, K. M., Hirzmann, J., Hoos, C., Lange, M. K., 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, M. K., Chaparro-Gutiérrez, J. J., Taubert, A., Hermosilla, C. (2018). *Angiostrongylus vasorum* and *Aelurostrongylus abstrusus*: Neglected and underestimated parasites in South America. *Parasites & Vectors* 11(1): 208. doi: 10.1186/s13071-018-2765-0.

- Penagos-Tabares, F., Lange, M. K., Vélez, J., Hirzmann, J., Gutiérrez-Arboleda, J., Taubert, A., Hermosilla, C., Chaparro Gutiérrez, J. J. (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). doi: 10.1371/journal.pntd.0007277.
- Poulin, R., Cribb, T. H. (2002). Trematode life cycles: Short is sweet? *Trends in Parasitology* 18(4): 176–183. doi: 10.1016/S1471-4922(02)02262-6.
- Reinelt, S. (2021). Untersuchung von Schnecken aus dem Burgenland auf Lungenwurmlarven. Diplomarbeit, Veterinärmedizinische Universität Wien, 54 Seiten.
- Rinaldi, L., Cortese, L., Meomartino, L., Pagano, T. B., Pepe, P., Cringoli, G., Papparella, S. (2014). *Angiostrongylus vasorum*: Epidemiological, clinical and histopathological insights. *BMC Veterinary Research* 10(1): 1–7. doi: 10.1186/s12917-014-0236-1.
- Rogers, A. D. P. (2015). An investigation into the behavioural ecology and management of the common garden snail (*Cornu aspersum*) and its role in the transmission of canine lung worm (*Angiostrongylus vasorum*). Masterarbeit, University of Exeter, 64 Seiten.
- Sattmann, H., Hörweg, C. (2019). Schnecken als Zwischenwirte von parasitischen Würmern. *Denisia* 42: 555-556.
- Schnyder, M., Fahrion, A., Rioud, B., Ossent, P., Webster, P., Kranjc, A., Glaus, T., Deplazes, P. (2010). Clinical, laboratory and pathological findings in dogs experimentally infected with *Angiostrongylus vasorum*. *Parasitology Research* 107(6): 1471–1480. doi:10.1007/s00436-010-2021-9.
- Schnyder, M., Maurelli, M. P., Morgoglione, M. E., 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., Schaper, R., Bilbrough, G., Morgan, E. R., Deplazes, P. (2013). Seroepidemiological survey for canine angiostrongylosis in dogs from Germany and the UK using combined detection of *Angiostrongylus vasorum* antigen and specific antibodies. *Parasitology* 140(11): 1442-50. doi: 10.1017/S0031182013001091.

- Schnyder, M., Schaper, R., Pantchev, N., Kowalska, D., Szwedko, A., Deplazes, P. (2013). Serological detection of circulating *Angiostrongylus vasorum* antigen and parasite-specific antibodies in dogs from Poland. *Parasitology Research* 112(1 SUPPL.): 109–117. doi: 10.1007/s00436-013-3285-7.
- 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.
- Segeritz, L., Cardona, A., Taubert, A., Hermosilla, C., Ruiz, A. (2021). Autochthonous *Angiostrongylus cantonensis*, *Angiostrongylus vasorum* and *Aelurostrongylus abstrusus* infections in native terrestrial gastropods from the Macaronesian Archipelago of Spain. *Parasitology Research* 120(7): 2671–2680. doi: 10.1007/s00436-021-07203-x.
- Stessl, T. (2020). Untersuchung der Schneckenfauna aus der Südoststeiermark und Südburgenland auf Lungenwurm- und andere Helminthenlarven. Diplomarbeit, Veterinärmedizinische Universität Wien, 32 Seiten.
- Taubert, A., Pantchev, N., Vrhovec, M. G., Bauer, C., Hermosilla, C. (2009). Lungworm infections (*Angiostrongylus vasorum*, *Crenosoma vulpis*, *Aelurostrongylus abstrusus*) in dogs and cats in Germany and Denmark in 2003-2007. *Veterinary Parasitology* 159(2): 175–180. doi: 10.1016/j.vetpar.2008.10.005.
- Taylor, C. S., Garcia Gato, R., Learmount, J., Aziz, N. A., Montgomery, C., Rose, H., Coulthwaite, C. L., McGarry, J. W., Forman, D. W., Allen, S., Wall, R., Morgan, E. R. (2015). Increased prevalence and geographic spread of the cardiopulmonary nematode *Angiostrongylus vasorum* in fox populations in Great Britain. *Parasitology* 142(9): 1190–1195. doi: 10.1017/S0031182015000463.
- Tebb, A. I., Johnson, V. S., Irwin, P. J. (2007). *Angiostrongylus vasorum* (French heartworm) in a dog imported into Australia. *Australian Veterinary Journal* 85(1–2): 23–28. doi: 10.1111/j.1751-0813.2006.00085.x.
- Traversa, D., Di Cesare, A., Conboy, G. (2010). Canine and feline cardiopulmonary parasitic nematodes in Europe: Emerging and underestimated. *Parasites & Vectors* 3(1): 1–22. doi: 10.1186/1756-3305-3-62.

Traversa, D., Guglielmini, C. (2008). Feline aelurostrongylosis and canine angiostrongylosis: A challenging diagnosis for two emerging verminous pneumonia infections. *Veterinary Parasitology* 157(3–4): 163–174. doi: 10.1016/j.vetpar.2008.07.020.

## 9. Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Datenblatt Fundorte .....	26
Abbildung 2: Datenblatt Schnecken.....	26
Abbildung 3: <i>Cepaea hortensis</i> in verschiedenen Färbungen, sowie ein kleines Exemplar von <i>Arion vulgaris</i> . Abbildungsquelle: T. Hering.....	28
Abbildung 4: <i>Limax maximus</i> . Abbildungsquelle: T. Hering.....	28
Abbildung 5: <i>Helix pomatia</i> (oben) und <i>Cornu aspersum</i> (unten). Abbildungsquelle: T. Hering. .....	29
Abbildung 6: <i>Arianta arbustorum</i> . Abbildungsquelle: T. Hering. ....	29
Abbildung 7:: Karte mit allen Fundorten (F1 = A, F2 = B, F3 = C, F4 = D, F5 = E, F6 = F, F7 = G, F8 = H, F9 = I, F10 = J, F11 = K). Quelle: geoplaner.de, Geoplaner V3.1, © 2009-2021 Martin Nathansen, verfügbar unter Creative Commons Attribution-ShareAlike 2.0 Unported: <a href="https://creativecommons.org/licenses/by-sa/2.0/">https://creativecommons.org/licenses/by-sa/2.0/</a> , Ingenieurbüro Martin Nathansen, München, Deutschland. ....	31
Abbildung 8: Detailansichten. Quelle: geoplaner.de, Geoplaner V3.1, © 2009-2021 Martin Nathansen, verfügbar unter Creative Commons Attribution-ShareAlike 2.0 Unported: <a href="https://creativecommons.org/licenses/by-sa/2.0/">https://creativecommons.org/licenses/by-sa/2.0/</a> , Ingenieurbüro Martin Nathansen, München, Deutschland .....	32
Abbildung 9: Probe 192: <i>Crenosoma</i> spp. Aufnahme: T. Hering.....	33
Abbildung 10: Probe 183, <i>Angiostrongylus vasorum</i> (bestätigt mittels PCR). Aufnahme: T. Hering.....	34
Abbildung 11: Probe 193, Detailaufnahme Vorder- und Hinterende von <i>Angiostrongylus vasorum</i> (bestätigt mittels PCR). Aufnahme T. Hering .....	34
Abbildung 12: Probe 226, vermutlich <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> . Aufnahme T. Hering.....	35

## 10. Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Prävalenzen von <i>An. vasorum</i> im Zwischenwirt.....	13
Tabelle 2: Prävalenzen verschiedener Gebiete innerhalb verschiedener Studien.....	15
Tabelle 3: Zusammensetzung der Verdauungslösung unterschiedlicher Gesamtvolumina. ....	23
Tabelle 4: Volumen Verdauungslösung bezogen auf das Gewicht der Schnecken.....	24
Tabelle 5: Anzahl und gesammelte Arten von Schnecken.....	27
Tabelle 6: Fundorte der Schnecken. ....	30
Tabelle 7: Lungenwurmfunde nach Lungenwurmart.....	33
Tabelle 8: Lungenwurmlarvenfunde nach Schneckenarten.....	36
Tabelle 9: Lungenwurmlarvenfunde nach Fundorten. ....	37

### **Danksagung**

Ich möchte mich aus tiefstem Herzen bei meinen Eltern bedanken. Ohne euch wäre mir dieses Studium so nicht möglich gewesen. Danke, dass ihr immer hinter mir steht und eure Geduld mit mir. Danke an meine Schwester, für dein immer offenes Ohr und die stundenlangen Telefonate. Danke an meine ganze wunderbare Familie und meine Freunde, für eure aufbauenden Worte, für euer Interesse an meinem Studium und diesen wahnsinnigen Zusammenhalt. Danke an Sigrun. Ich werde die Zeit in unserer WG niemals vergessen mitsamt all den wunderbaren Momenten, die die Zeit in Wien unvergesslich gemacht haben.

Ein großes und herzliches Dankeschön auch an meine Betreuerin Frau Univ.Prof. Dr.med.vet Joachim für Ihre unglaubliche Geduld mit mir, ihre Hilfsbereitschaft und schnellen Rückmeldungen.

Des Weiteren möchte ich mich auch Herrn Dr.rer.nat. Priv.-Doz. Führer für die große Hilfe im Labor und das immer offene Ohr bei Fragen bedanken. Mein Dank gilt auch allen weiteren Mitarbeitern des Instituts für Parasitologie.

Für die Hilfe bei der Schneckenbestimmung danke ich Dr. Sattmann und Dr. Duda vom Naturhistorischen Museum Wien.

Ein großes Dankeschön auch an Dr. Müller, Frau Klumps und Dr. Dorn sowie das ganze Team für die Unterstützung.