

Aus dem Department für Pathobiologie
der Veterinärmedizinischen Universität Wien

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

**Untersuchung der Schneckenfauna in Niederösterreich (Gerasdorf,
Zillingdorf, Euratsfeld, Neufurth) auf Lungenwurmlarven**

Diplomarbeit

Veterinärmedizinische Universität Wien

vorgelegt von
Sigrun Lercher

Wien, im Jänner 2021

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

Begutachter: Priv.Doz. Dr.med.vet Michael Leschnik
Interne Medizin Kleintiere
Department/Universitätsklinik für Kleintier und Pferde
Veterinärmedizinische Universität Wien

INHALTSVERZEICHNIS

| | | |
|--------|--|----|
| 1. | EINLEITUNG UND FRAGESTELLUNG | 1 |
| 2. | LITERATURÜBERSICHT ZU <i>ANGIOSTRONGYLUS VASORUM</i> | 2 |
| 2.1. | LEBENSZYKLUS | 2 |
| 2.2. | KLINISCHE SYMPTOME | 2 |
| 2.3. | DIAGNOSTIK | 4 |
| 2.4. | PRÄVENTION UND THERAPIE | 5 |
| 2.5. | SCHNECKEN ALS ZWISCHENWIRTE | 6 |
| 2.6. | VERBREITUNG IN HUNDEN UND FÜCHSEN | 7 |
| 3. | TIERE, MATERIAL UND METHODIK..... | 8 |
| 3.1. | BESAMMELTE ORTE UND BESTIMMUNG DER SCHNECKEN | 8 |
| 3.2. | VERDAUUNG UND MIKROSKOPIE DER SCHNECKEN | 9 |
| 3.2.1. | Vorbereitung | 9 |
| 3.2.2. | Herstellung der Verdauungslösung und Verdauung der Schnecken | 9 |
| 3.2.3. | Weiterbearbeitung der verdauten Schnecken | 10 |
| 3.3. | STATISTIK | 11 |
| 4. | ERGEBNISSE | 12 |
| 4.1. | SCHNECKEN..... | 12 |
| 4.2. | LUNGENWÜRMER..... | 12 |
| 4.3. | FUNDORTE | 15 |
| 5. | DISKUSSION | 17 |
| 6. | ZUSAMMENFASSUNG | 20 |
| 7. | SUMMARY | 21 |
| 8. | LITERATURVERZEICHNIS | 22 |
| 9. | ABBILDUNGS- UND TABELLENVERZEICHNIS | 28 |

Abkürzungen

| | |
|----------------------|--|
| <i>A. vasorum</i> | <i>Angiostrongylus vasorum</i> |
| <i>A. vulgaris</i> | <i>Arion vulgaris</i> |
| ACE | Angiotensin-Converting-Enzym |
| <i>Ae. abstrusus</i> | <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> |
| AG | Antigen |
| AK | Antikörper |
| Aqua dest. | Aqua destillata (destilliertes Wasser) |
| BAL | Bronchoalveoläre Lavage |
| <i>C. aspersum</i> | <i>Cornu aspersum</i> |
| <i>C. vulpis</i> | <i>Crenosoma vulpis</i> |
| <i>D. immitis</i> | <i>Dirofilaria immitis</i> |
| <i>D. repens</i> | <i>Dirofilaria repens</i> |
| DIC | disseminated intravascular coagulation |
| <i>E. aerophilus</i> | <i>Eucoleus aerophilus</i> |
| HCl | Chlorwasserstoff (Salzsäure) |
| L1 | Larvenstadium 1 |
| L3 | Larvenstadium 3 |
| NaCl | Natriumchlorid (Kochsalz) |
| qPCR | quantitative PCR |

1. Einleitung und Fragestellung

Schnecken sind für viele Parasiten wichtige Zwischenwirte, auch für Lungenwürmer, die schwere Erkrankungen mit teils tödlichem Verlauf verursachen können. *Angiostrongylus vasorum* ist einer der Lungenwürmer der Fleischfresser und verursacht die Angiostrongylose des Hundes. Er ist ein weit verbreiteter Nematode aus der Familie der Metastrongyloidea (Familie Angiostrongylidae). Dieser Rundwurm parasitiert in den Lungenarterien und dem rechten Herzen vor allem bei wildlebenden Carnivoren wie Rotfüchsen, aber auch bei Haushunden. Canine Angiostrongylose kann Atemnot, Blutungen, neurologische Symptome und verschiedene andere Symptome verursachen. Erstmals wurde *A. vasorum* im 19. Jahrhundert im Süden von Frankreich beschrieben, wodurch er auch als „französischer Herzwurm“ bekannt ist. In den letzten Jahren wurden Lungenwurmerkrankungen bei Fleischfressern immer mehr Aufmerksamkeit geschenkt und Daten über die Ausbreitung in Schnecken, Hunden und Füchsen in verschiedenen Gebieten gesammelt. In Österreich ist über die Verbreitung von Lungenwürmern bei Fleischfressern nicht sehr viel bekannt. Aufgrund dessen wurde eine Studie zur Untersuchung von Schnecken auf Lungenwurmlarven in Ostösterreich initiiert, um mehr Informationen zu diesen Parasiten zu erhalten.

Diese Arbeit ist Teil einer umfangreicheren Studie zu Lungenwurmlarven in Schnecken in Ostösterreich am Institut für Parasitologie der Vetmeduni Vienna und befasst sich neben Schneckenfunden an verschiedenen Standorten in Niederösterreich und deren weiteren Analysen mit der Literaturübersicht mit dem von Schnecken übertragenen caninen Lungenwurm *Angiostrongylus vasorum*.

2. Literaturübersicht zu *Angiostrongylus vasorum*

2.1. Lebenszyklus

Angiostrongylus vasorum hat einen indirekten Lebenszyklus, in dem Schnecken als Zwischenwirte fungieren. Die adulten Stadien des *A. vasorum* leben in den Lungenarterien und im rechten Herzen, hier legt das Weibchen ihre Eier. Die daraus schlüpfenden ersten Larven (L1) werden in die Lungenkapillaren abgeschwemmt und dringen in Alveolen und Bronchien ein, von wo sie hochgehustet werden, durch Abschlucken weiter in den Verdauungstrakt gelangen und schließlich ausgeschieden werden. Die L1 dringt in einen Schneckenwirt ein und entwickelt sich in wenigen Wochen nach zwei Häutungen zum infektiösen dritten Larvenstadium (L3). Durch die Aufnahme der L3 (mit dem Zwischenwirt oder nach dessen Tod und Zersetzung aus der Umgebung) infiziert sich der Endwirt. Die L3 gelangen über dessen Darm in die Mesenteriallymphknoten und weiter über die Blutgefäße (Pfortader, Lebervenen, Vena cava caudalis) und Lymphgefäße in das rechte Herz und die Lungenarterien, wo sie sich zu Adulten weiterentwickeln (Tomlinson et al., 2006; Traversa u. Di Cesare, 2014).

2.2. Klinische Symptome

Hunde jedes Alters und jeder Rasse können sich mit *A. vasorum* infizieren. Jedoch scheint es so, dass jüngere Hunde eine Prädisposition für eine Infektion haben. Dieses Ergebnis ist sehr wahrscheinlich auf das unterschiedliche Fressverhalten von Junghunden im Gegensatz zu älteren Hunden zurückzuführen. Die Ausbildung einer erworbenen Immunität wurde bis jetzt noch nicht vollständig untersucht. Hunde, die schon einmal eine Infektion mit *A. vasorum* durchgemacht haben, können sich erneut infizieren. Die klinische Ausprägung der Angiostrongylose kann sich in vielen verschiedenen Symptomen manifestieren. Kardiorespiratorische Symptome werden am häufigsten beobachtet, jedoch wurden auch Anzeichen von Koagulopathien oder neurologische Symptome beobachtet (Helm et al., 2010, Rinaldi et al., 2014).

Die häufigsten Symptome sind respiratorisch bedingt und umfassen Husten, Dyspnoe oder Tachypnoe (Elsheikha et al., 2014). Diese klassischen Symptome entstehen durch die Wanderung der L1 durch das Lungengewebe und die Eiablage, dabei kommt es zur Ansammlung von Entzündungszellen, Zerstörung der alveolaren Architektur, Thrombusbildung und Fibrose der Lunge rund um die Parasiten (Traversa u. Di Cesare, 2014).

Diese schwerwiegenden Läsionen der Lunge können zu einer pulmonalen Hypertension und einem Cor pulmonale führen, was weiters auch zu einer Rechtsherzinsuffizienz führen kann (Corda et al., 2019; Nicolle et al., 2006). Die zweit häufigste Manifestation einer Infektion mit *A. vasorum* sind Koagulopathien (Helm et al., 2010). Die Blutungen im Zusammenhang mit einer *A. vasorum*-Infektion werden verursacht durch einen Mangel von Von-Willebrand-Faktor, immunmedierte Thrombozytopenie und Verbrauchskoagulopathie, außerdem sekundär durch Endothelschäden und Hyperfibrinolyse (Birkbeck et al., 2019). Der genaue Pathomechanismus für die Blutungsneigung ist noch nicht ganz geklärt. Es wird vermutet, dass Stoffwechselprodukte oder die Zerstörung von Endothel bzw. die Entzündungsreaktion durch adulte Würmer, Larven oder Eier zu Störungen der primären und sekundären Hämostase führen (Glaus et al., 2016; Sigrist et al., 2017). Die klinischen Symptome können sehr unterschiedlich ausgeprägt sein und umfassen Petechien, Ekchymosen, Skleralblutungen, Sublingualblutungen, Hämatome sowie Hämoperitonium und Hämothorax (Helm et al., 2010). Bei einem Teil der infizierten Hunde treten neurologische Auffälligkeiten wie Krampfanfälle, Ataxie, Paresen oder Paralysen auf. Weiters kann es zu Hirnnervendefiziten, wie z.B. Nystagmus, fehlender Pupillenlichtreflex oder Anisokorie kommen. Bei der neurologischen Untersuchung fallen veränderte Reflexe der Vorder- und Hinterextremitäten auf. Diese Symptome treten vermutlich aufgrund von Blutungen im Hirnstamm und Rückenmark auf. Es ist auch beschrieben, dass Larven in das zentrale Nervensystem wandern und dadurch das Nervengewebe schädigen können (Gredal et al., 2011). Die Manifestation der Infektion im Auge kommt seltener vor, jedoch können in diesen Fällen beispielweise Uveitis, Hyphäma, konjunktivale Injektionen, retinale Blutungen, Schwellungen der Iris, Subluxationen der Linse oder Netzhautablösungen auftreten. Außerdem können auch gelegentlich Larven oder adulte Würmer in der vorderen Augenkammer oder auch im Glaskörper festgestellt werden. In schweren Fällen kann das Auge irreversibel geschädigt werden (Ciuca et al., 2019; Colella et al., 2016). Unspezifische Symptome wie Gewichtsverlust, Lethargie, Apathie und Inappetenz können als alleinige Symptome oder im Zusammenhang mit den bereits beschriebenen Veränderungen auftreten. Gastrointestinale Symptome wie z.B. Erbrechen sind ebenfalls beschrieben. Bei hoher Wurmbürde können auch perakute Todesfälle vorkommen (Helm et al., 2010). Auch asymptomatische Fälle können auftreten, diese Tiere scheiden dennoch Larven über den Kot aus und tragen so zur Aufrechterhaltung des Lebenszyklus von *A. vasorum* bei (Lempereur et al., 2016; Maier et al., 2010). Die Vielzahl der klinischen Symptome machen es unmöglich eine

Infektion aufgrund der klinischen Anzeichen allein zu bestätigen oder auszuschließen (Helm et al., 2010).

2.3. Diagnostik

Aufgrund der unspezifischen Klinik, den unspezifischen Ergebnissen von Laboruntersuchungen und der bildgebenden Diagnostik und möglichen subklinischen Erkrankungen gestaltet sich die Diagnose der Angiostrongylose schwierig (Di Cesare et al., 2015). Hinzu kommt, dass die Larvenausscheidung intermittierend ist, was bei einmaligen Kotuntersuchungen zu falsch negativen Ergebnissen führen kann (Deplazes et al., 2012). Häufige Befunde in bildgebenden Verfahren sind eine Verdickung der Bronchialwände, multifokales oder peripheres alveoläres Muster und ggf. interstitielle Zeichnungen. Im Ultraschall kann es vorkommen Zeichen einer pulmonalen Hypertonie (Rechtsherzhypertrophie, erweiterte Pulmonalarterie) zu sehen (Kresken et al., 2019). Hämatologische Veränderungen wie erniedrigter Hämatokrit oder Thrombozytopenie können vorkommen, sowie weitere Veränderungen des weißen Blutbildes, wie z.B. Eosinophilie, Monozytose, neutrophile Leukozytose oder Lymphozytose. Auch Veränderungen der Blutchemie (Hyperkalzämie, erniedrigte Serum-Fruktosamin-Konzentration) sind ebenfalls beschrieben (Morgan and Shaw, 2010; Schnyder et al., 2010). Das Baermann-Wetzel-Auswanderverfahren ist ein weit verbreitetes Testverfahren und wird als Goldstandard zum Nachweis von L1 aus Kotproben angesehen. Dieser Test ist technisch nicht anspruchsvoll und ist sehr spezifisch, wenn die Larvenmorphologie intakt ist. Ein Nachteil sind die Testdauer von 12 – 48 h und falsch negative Ergebnisse aufgrund der Präpatenz, der intermittierenden Larvenausscheidung nach Beginn der Präpatenz und eine mögliche niedrige Wurmbürde. Die Sensitivität des Baermann-Wetzel-Auswanderverfahrens wird geringer durch tote oder deformierte Larven aufgrund langer Transportwege und zu später Analyse der Proben. FLOTAC ist eine human- und veterinärmedizinische Flotationsmethode zum Nachweis verschiedener Parasitenstadien. Im Vergleich mit drei weiteren Nachweisverfahren (McMaster Technik, Standardflotation und Baermann-Wetzel-Auswanderverfahren) war diese die sensitivste Methode (Schnyder et al., 2011). Der Mittelwert der gewonnenen Larven pro Gramm Kot durch FLOTAC war signifikant höher als bei den anderen drei Techniken. Noch sensitiver soll das Mini-FLOTAC Verfahren sein. Hier ist die Testdauer mit 15 min ein großer Vorteil. Beide Testverfahren, FLOTAC und Mini-FLOTAC, können dazu beitragen Infektionen besser zu diagnostizieren und sind eine gute Alternative für den Nachweis von *A. vasorum* Larven vor allem in Anbetracht von längeren Transportwegen und längerer Lagerung von

Kotproben (Ianniello et al., 2020; Schnyder et al., 2011). Eine weitere Möglichkeit zur Diagnose einer Infektion mit *A. vasorum* ist der Nachweis von Antigenen (AG) und Antikörpern (AK) in Blutserumproben. Ein Sandwich-ELISA, basierend auf monoklonalen und polyklonalen AK zum Nachweis von zirkulierenden AG hat einer Sensitivität von 95,7% und eine Spezifität von 94,0%. Eine Kreuzreaktion mit anderen Wurminfektionen (*Dirofilaria immitis*, *Crenosoma vulpis*, *Ancylostoma caninum* oder *Toxocara canis*) wurde nicht festgestellt (Schnyder et al., 2011). Weiters wurde ein ELISA zum Nachweis spezifischer AK mit einer Sensitivität von 85,7% und Spezifität von 98,8% entwickelt. Hier wurden allerdings Kreuzreaktionen mit *C. vulpis*, *D. immitis*, *D. repens* und *E. aerophilus* festgestellt (Schucan et al., 2012). Der Nachweis von L1 im Blut, Kot, Trachealsekret oder im Gewebe von Zwischenwirten mittels real-time PCR stellt eine weitere Nachweismethode da. Die beständigste und früheste Nachweismethode für zirkulierende AG sind ELISAs. Sie können auch als Monitoring nach Behandlung mit Antihelminthika verwendet werden (Schnyder et al., 2015). Ein kommerziell erhältlicher Test ist der AngioDetect™ Schnelltest (IDEXX Laboratories Inc., Westbrook, Maine, USA). Dieser Test hat eine Sensitivität von 97,1% und eine Spezifität von 98,9% und weist keine Kreuzreaktionen mit *D. immitis*, *D. repens*, *C. vulpis*, Hakenwürmern, Spulwürmern oder Peitschenwürmern auf (Liu et al., 2017).

In einer Studie mit sieben Hunden wurden die Kotuntersuchung nach Baermann, der AngioDetect™ Schnelltest, ELISAs zum Nachweis von zirkulierenden und spezifischen Antikörpern und eine quantitative PCR (qPCR) mit Material aus bronchoalveolären Lavagen miteinander verglichen. Das Ergebnis der Studie hat gezeigt, dass der Baermann-Test und der Schnelltest bei manchen Hunden negativ war, obwohl die qPCR positiv war. Deswegen ist es angeraten, bei klinisch auffälligen Hunden mit negativen Ergebnissen der Kotuntersuchung nach Baermann und dem negativen Nachweis von Antigenen einen Antikörper ELISA oder eine qPCR aus Lavage-Material als zusätzliche diagnostische Tests zu verwenden (Canonne et al., 2018).

2.4. Prävention und Therapie

Für die effektive Behandlung von *A. vasorum* stehen laut ESCCAP makrozyklische Laktone oder Benzimidazole zur Verfügung (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>). Ein Spot on Präparat (Advocate[®], Bayer, Monheim, Deutschland) mit den Wirkstoffen Imidacloprid und Moxidectin kann einmalig oder zweimalig (einer weiteren Gabe nach 30 Tagen) zur Behandlung von einer *A. vasorum* Infektion verwendet werden und zur Prävention alle vier Wochen verabreicht werden (Bird et al., 2018). Milbemycinoxime, ein oral zu verabreichendes Präparat kann auch zur Behandlung eingesetzt werden und soll einmal wöchentlich für vier Wochen gegeben werden (Morgan u. Shaw, 2010). Zur präventiven Behandlung in endemischen Gebieten hat sich eine Kombination aus den Wirkstoffen Sarolaner, Moxidectin und Pyrantel als sehr wirksam bewiesen (Becskei et al., 2020).

Je nachdem, mit welchen Symptomen der Patient vorgestellt wird, sollte eine symptomatische Therapie eingeleitet werden. Tieren mit Problemen bei der Atmung sollte Sauerstoff verabreicht werden. Bei einer möglichen bakteriellen Sekundärinfektion kann eine Antibiotikatherapie gestartet werden, ist aber routinemäßig nicht notwendig. Kortikosteroide können verabreicht werden, wenn z.B. eine immunmedierte Thrombozytopenie vorliegt oder gegen anaphylaktische Reaktionen nach Behandlung mit Parasitiziden. Tieren mit starkem Blutverlust sollte Vollblut oder andere Blutprodukte transfundiert werden. Bei Herzproblemen kann je nach Indikation und zugrundeliegender Erkrankung eine entsprechende Therapie eingeleitet werden (Traversa u. Di Cesare, 2014). Vor allem junge Tiere und jene, die sich in Gebieten aufhalten, wo viele Schnecken vorkommen, sind gefährdet sich anzustecken. Eine generelle Kontrolle der Schnecken mittels Molluskizid ist wegen der Belastung der Umwelt nicht das Mittel der Wahl. Eine biologische Variante, L1 zu dezimieren, ist der Einsatz nematophager Pilze, jedoch wurde diese Methode noch nicht ausreichend für die Umsetzung im Feld evaluiert. Regelmäßige koproskopische oder serologische Screenings sowie die regelmäßige Anwendung von Anthelminthika vor allem in endemischen Gebieten sind notwendig, um eine Infektion zu verhindern und den Lebenszyklus von *A. vasorum* zu unterbrechen (Traversa u. Di Cesare, 2014).

2.5. Schnecken als Zwischenwirte

Für viele Parasiten sind Schnecken wichtige Zwischenwirte, unter anderem auch für Nematoden wie Lungenwürmer, die in Säugetieren ihre Geschlechtsreife erlangen (Sattmann et al., 2019). Auch im Lebenszyklus von *A. vasorum* fungieren Schnecken als Zwischenwirte (Traversa u. Di Cesare, 2014). In verschiedenen Studien aus Europa und Südamerika wurden

A. vasorum-Larven in unterschiedlichen Schneckenarten festgestellt (Fuehrer et al., 2020; Helm et al., 2015; Lange et al., 2018; Majoros et al., 2010; Penagos-Tabares et al., 2018, 2020). *A. vasorum* hat ein hohes Potential, sich in infizierten Hunden zu vermehren, so kann ein einzelner Hund bis zu 17.000 L1 pro Gramm Kot ausscheiden. Demzufolge kann eine einzelne Schnecke, die solch einen Kot verzehrt, eine große Anzahl von L3 beherbergen und bei Hunden, die die Schnecke samt den Larven aufnehmen, entsprechend zu klinischen Symptomen einer Angiostrongylose führen. Da Hundebesitzer oft den gleichen Weg für Spaziergänge nutzen, ist es möglich, dass Hunde in wiederholten Kontakt mit Gastropoden kommen, die mit L3 infiziert sind. Somit können Untersuchungen von Gastropoden auf lokaler Ebene aufschlussreich für die Übertragung von *A. vasorum* sein (Schnyder, 2015).

2.6. Verbreitung in Hunden und Füchsen

Angiostrongylus vasorum ist mittlerweile weltweit verbreitet und in vielen europäischen Ländern, unter anderem Deutschland, Dänemark, Schweiz, sowie in Kanada (Neufundland), Südamerika (Brasilien, Kolumbien) und Afrika (Uganda) fokal endemisch. Ergebnisse aus Studien in Großbritannien, Dänemark, Deutschland und Griechenland zeigten eine Prävalenz zwischen 0,3 und 9,8% in Hundepopulationen. Studien mit Fuchspopulationen in Kanada, Dänemark, Ungarn, Italien und Spanien ergaben eine Prävalenz von 5-58%. Damit zeigt sich, dass Füchse eine sehr wichtige Rolle als Reservoir spielen (Elsheikha et al., 2014). Untersuchungen von Fuchspopulationen aus drei verschiedenen Bundesländern (Thüringen, Rheinland-Pfalz, Hessen) in Deutschland ergaben eine durchschnittliche Prävalenz von 14,1%. Außerdem wurde festgestellt, dass sich *A. vasorum* vom Südwesten Deutschlands in nordöstlichen Gegenden ausbreitet (Schug et al., 2018). In der nordöstlichen Schweiz wurde festgestellt, dass die Prävalenz von *A. vasorum* Infektion in Füchsen von 21,5% im Jahr 2012 auf 81,1% im Jahr 2017 anstieg. Diese Ergebnisse untermauern die wesentliche Rolle von Füchsen als Reservoirwirte, erklären die zunehmenden Fallzahlen von Angiostrongylose bei Hunden in der Schweiz und erscheint repräsentativ für die Entwicklung in Mitteleuropa (Gillis-Germitsch et al., 2020).

3. Tiere, Material und Methodik

3.1. Besammelte Orte und Bestimmung der Schnecken

An vier verschiedenen Orten in Niederösterreich wurden zwischen Mai und September 2019 164 Nackt- und Gehäuseschnecken gesammelt. Es wurden Orte ausgewählt, von denen angenommen wurde, dass sich dort vermehrt Hunde oder Füchse aufhalten. Außerdem wurde auf das natürliche Habitat der Schnecken Rücksicht genommen (Eisschiel 2020; <https://www.vetmeduni.ac.at/schnecken-atlas/index.html>) und auf die Wetterbedingungen geachtet. Es wurde vermehrt an feuchten und nicht zu sonnigen Tagen, bei Temperaturen zwischen 15 und 25 °C vormittags, abends oder nachts gesammelt.

In Euratsfeld wurde an verschiedenen Plätzen in der Nähe eines Bauernhofes gesammelt, entlang eines Baches, der in einen Wald verläuft, in der Wiese neben einem kleinen Teich und in bzw. neben einem Brunnenschacht.

Die Orte Neufurth und Gerasdorf wurden ausgewählt, weil es sich um Siedlungsgebiete handelt, wo Hunde anzutreffen sind. Die Schnecken wurden in Gärten unter Büschen, Sträuchern, im Blumen- und Gemüsebeet gesammelt.

Die besammelten Plätze in Zillingdorf waren ein Garten mit Sträuchern, Büschen und Blumenbeeten sowie ein große Wiesenfläche mit Bäumen, die als Hundefreilauf dient.

Die gefundenen Schnecken wurden in einen Plastikbecher geben und der Becher mit Datum, Ort, Tageszeit und Kürzel des Sammlers beschriftet. Es wurde darauf geachtet, nicht zu viele Schnecken und keine Pflanzen gemeinsam in einen Becher zu geben, da der Schleim und die Ausscheidungen der Schnecken dazu führen können, dass die Tiere verenden. Die Schnecken wurden innerhalb von 24 Stunden an das Institut für Parasitologie gebracht, wo sie mit flüssigem Stickstoff getötet und bei -20°C für die weitere Verarbeitung gelagert wurden.

Die Bestimmung der Schnecken wurde mit Hilfe von Dr. Sattmann vom Naturhistorischen Museum Wien und dem Schneckenatlas von Nicole Eisschiel (<https://www.vetmeduni.ac.at/schnecken-atlas/index.html>) durchgeführt.

Beim Sammeln und Bestimmen wurden folgende Daten erhoben und in einem Datenblatt protokolliert: Kennzeichnung der Schnecken, Koordinaten (<https://www.google.at/maps>) und Adresse des Fundortes, Funddatum, stichwortartige Fundortbeschreibung und die Wetterbedingungen, die Temperatur in °C (<https://weather.com/de-AT/wetter/heute//AUX0025:1:AU>) und der Name des Sammlers.

3.2. Verdauung und Mikroskopie der Schnecken

3.2.1. Vorbereitung

Die eingefrorenen Schnecken wurden zwischen Ende Juni und Anfang Oktober bearbeitet. Bevor die Schnecken verdaut wurden, wurden sie für ca. eine Stunde aufgetaut. Jede Schnecke bekam ihre eigene Kennzeichnung (L1 – L164). Nach dem Auftauen wurde jede Schnecke auf einem Wiegeschälchen gewogen und mit einer frischen Skalpellklinge ein stecknadelkopfgroßes Stück des Schneckenkopfes abgetrennt. Gehäuseschnecken wurde zuvor noch mit Hammer und Pinzette das Gehäuse entfernt. Das abgetrennte Stück wurde in ein 1,5 ml Eppendorf-Röhrchen gegeben, mit Datum, Kennzeichnung der Schnecke und Kürzel des Bearbeiters beschriftet, und für eine spätere DNA-Analyse in einer beschrifteten Kartonbox (Name des Bearbeiters, Kennzeichnung der Schnecken, Semester und Jahr) im Gefrierschrank bei -20 °C aufgehoben. Die restliche Schnecke wurde mit der Skalpellklinge in ca. 0,5 cm große Stücke zerteilt und in einen Erlenmeyerkolben gegeben.

3.2.2. Herstellung der Verdauungslösung und Verdauung der Schnecken

Für die Verdauung der Schnecken wurde eine Verdauungslösung aus Pepsin (≥ 2000 FIP-U/g; Carl Roth GmbH, Wien) Salzsäure (HCl, 37%, rauchend; Carl Roth GmbH, Wien), Natriumchlorid (NaCl $\geq 99,5\%$; Carl Roth GmbH, Wie) und destilliertem Wasser (Aqua dest.) hergestellt (Tab. 1).

Tabelle 1: Zusammensetzung der Verdauungslösung.

| Pepsin (g) | Salzsäure (ml) | Natriumchlorid (g) | Endvolumen in Aqua dest. (ml) |
|------------|----------------|--------------------|-------------------------------|
| 0,5 | 1,5 | 0,425 | 50 |
| 1,0 | 3,0 | 0,850 | 100 |
| 5,0 | 15,0 | 4,250 | 500 |
| 15,0 | 45,0 | 12,750 | 1500 |

Je nach Gewicht wurde das passende Volumen an Verdauungslösung in den Erlenmeyerkolben, indem sich die zerteilte Schnecke befindet, dazu gegeben (Tab. 2). Sehr große Schnecken wurden nach dem Zerteilen auf mehrere Erlenmeyerkolben aufgeteilt.

Tabelle 2: Verdauungsprotokolle für Schnecken verschiedener Größen.

| Kennzeichnung der Schnecke (Bsp.) | Gewicht der Schnecke (g) | Volumen der Verdauungslösung (ml) |
|-----------------------------------|--------------------------|-----------------------------------|
| L8 | 0,8 | 20 |
| L21 | 1,5 | 25 |
| L34 | 2,3 | 30 |
| L63 | 4,7 | 40 |
| L111 | 6,6 | 50 |

Nach dem Befüllen der Erlenmeyerkolben wurden diese mit Alufolie bedeckt, in einen Inkubationsschüttler (IKA KS 4000 i control; IKA-Werke GmbH & Co. KG, Staufen, Deutschland) gestellt und die Schnecken wurden bei 40°C und 120 Umdrehungen für mindestens 4 Stunden verdaut.

3.2.3. Weiterbearbeitung der verdauten Schnecken

Nach dem Verdauungsvorgang wurde die Suspension gesiebt. Dafür wurde als erstes ein Sieb mit einer Maschenweite von 300 µm und danach eines mit 25 µm Maschenweite verwendet. Das übrig gebliebene Material aus dem feineren Sieb wurde vorsichtig mit einer Spritzflasche, die mit 0,9% NaCl-Lösung befüllt war, in eine beschriftete Petrischale (Kennzeichnung der Schnecke, Kürzel des Bearbeiters) geleert. Die Petrischalen wurden unter einem Stereomikroskop (Olympus SZH10 research stereo; Olympus, Wien, Österreich) bei fünf- bis siebenfacher Vergrößerung auf Larven untersucht. Gefundene Larven wurden mit einer Pipette mit 10 µl Pipettenspitze aufgenommen, auf einen beschrifteten Objektträger (Kennzeichnung der Schnecke, Kürzel des Bearbeiters, Datum) gegeben und mit einem Deckglas fixiert. Unter einem Stereomikroskop (Olympus Provis AX70, Olympus, Wien, Österreich) wurden die Larven mittels Computersoftware cellSens Standard, (Version 2015,

Olympus, Wien, Österreich) fotografiert und in einem eigenen Dateordner gespeichert. Die Larven wurden in einer Übersichtsvergrößerung und in einer Detailvergrößerung, in der man die Morphologie des Kopfes oder Schwanzes beurteilen konnte, fotografiert und die Fotos wurden mit Datum, Kennzeichnung der Schnecke, Kürzel des Bearbeiters und bei näheren Aufnahmen mit „Kopf oder Schwanz“ beschriftet. Das restliche Material in den Petrischalen wurde vorsichtig in beschriftete 50 ml Zentrifugenröhrchen (Kennzeichnung der Schnecken, Kürzel des Bearbeiters) gefüllt und bei 800 x g 10 Minuten lang in einer Eppendorf-Zentrifuge 5804 R (Eppendorf Austria, Wien, Österreich) zentrifugiert. Der Überstand wurde abgegossen und das übrige Material in beschriftete 1,5 ml Eppendorf-Röhrchen (Datum, Kennzeichnung der Schnecke, Kürzel des Bearbeiters) pipettiert. Diese Eppendorf-Röhrchen wurden in einer beschrifteten Kartonbox in einem Gefrierschrank des Instituts bei -20 °C für eine spätere DNA-Analyse der Larven aufbewahrt.

3.3. Statistik

Während des Sammelns wurden die erhobenen Daten in einer Excel-Tabelle (Microsoft Office 365 Plus, Microsoft Österreich) dokumentiert. Die Schnecken wurden mit einem Buchstabenkürzel und einer fortlaufenden Nummer (L1-L164) gekennzeichnet. Ebenso wurde die Schneckenart, der Fundort mit Adresse und Koordinaten, das Funddatum, eine Fundortbeschreibung (Garten, Wiese, Brunnen, Bach, Wald), die Tageszeit (vormittags, nachmittags, abends, nachts), die Wetterbedingungen (feuchtes/eher trockenes Wetter, Sonne, Regen) und die Temperatur (s. Kapitel 3.1., Fundorte) notiert.

Bevor die Schnecken weiterverarbeitet wurden, wurde das Datum der weiteren Bearbeitung und ob die Schnecken gefroren gelagert wurden dokumentiert. Während der Verarbeitung wurde das Gewicht der Schnecken in Gramm (bei Gehäuseschnecken ohne Gehäuse), das benötigte Volumen der Verdauungslösung in Milliliter und das Ergebnis des Mikroskopierens notiert.

4. Ergebnisse

4.1. Schnecken

Im Rahmen dieser Diplomarbeit wurden insgesamt 164 Schnecken gesammelt. Davon wurden 137 Schnecken der Art *A. vulgaris* (Spanische Wegschnecke) und 27 der Art *C. aspersum* (Gefleckte Weinbergschnecke) zugeordnet. *C. aspersum* wurde nur in Gerasdorf besammelt. Die meisten Schnecken (65 Stück) wurden in Gerasdorf gesammelt, gefolgt von Euratsfeld (62 Stück), Zillingdorf (24 Stück) und Neufurth (13 Stück) (Abb. 1).

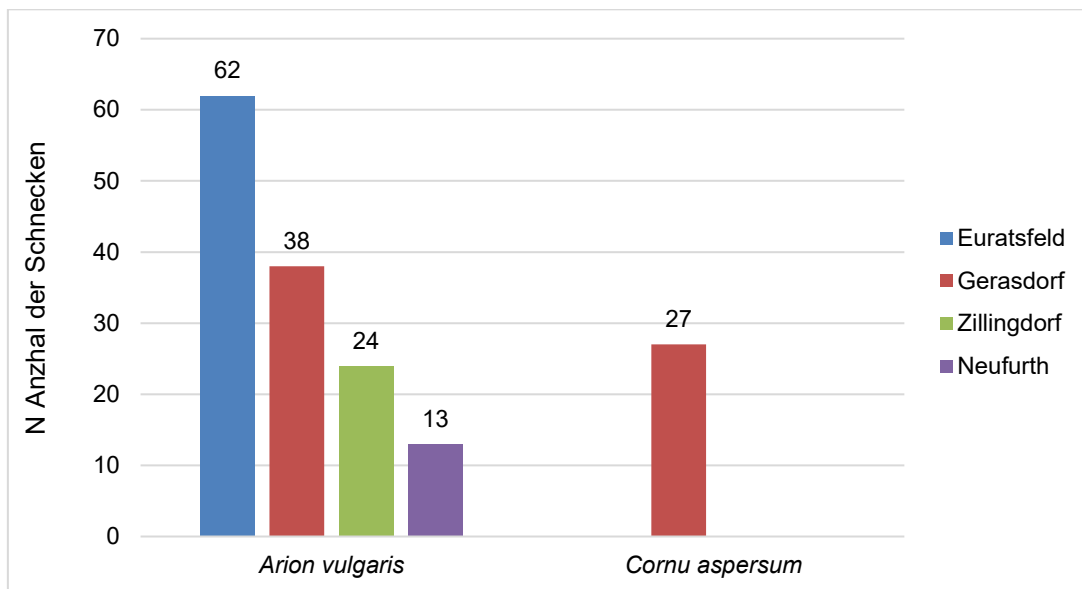


Abbildung 1: Gesammelte Schneckenarten.

4.2. Lungenwürmer

In 91 Schnecken (55,49%) wurden mikroskopisch Lungenwurmlarven festgestellt. Davon waren die meisten in *A. vulgaris* zu finden (Abb. 2).

Mithilfe morphologischer Merkmale wurden die Lungenwurmlarven der Familie Crenosomatidae zugeordnet (Abb. 3-6). Dazu wurde das hinter Ende der Larven betrachtet, das in allen Stadien gerade und spitz ist und sich nur in Proportion und Größe unterscheidet (Lange et al., 2018).

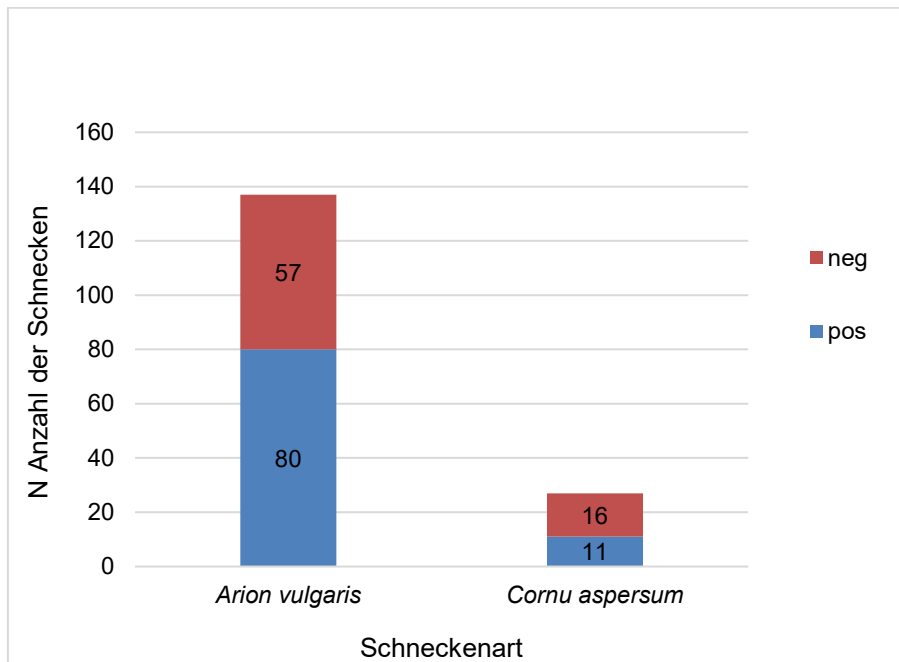


Abbildung 2: Funde von Lungenwurmlarven.



Abbildung 3: Probe L48; L2 von Crenosomatidae.

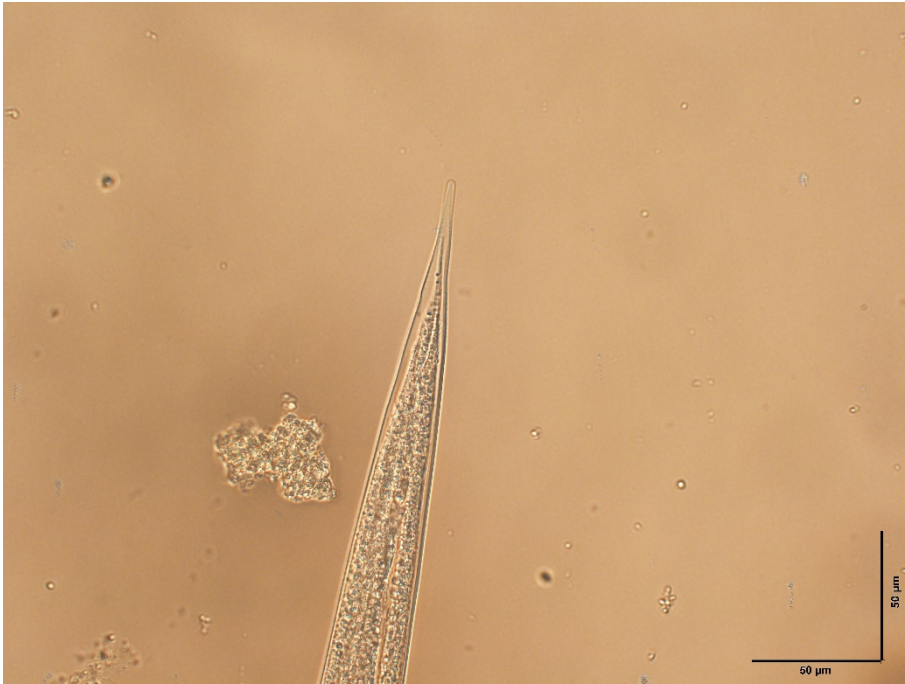


Abbildung 4: Probe L48; Detailaufnahme Hinterende; L2 von Crenosomatidae.



Abbildung 5: Probe L50; L2 von Crenosomatidae.



Abbildung 6: Probe L50; Detailaufnahme Hinterende; L2 von Crenosomatidae.

4.3. Fundorte

An vier verschiedenen Orten in Niederösterreich wurden Schnecken gesammelt. Die höchste Infektionsrate (79,17%) wies *A. vulgaris* in Zillingdorf auf. Hier wurden 24 Schnecken gesammelt und 19 waren positiv. In Euratsfeld wiesen 77,42% der 62 gesammelten Schnecken Lungenwurmlarven auf. In Neufurth wurden 13 Schnecken gesammelt und davon waren 38,64% positiv. In Gerasdorf wurden insgesamt 65 Schnecken gesammelt, davon 38 der Art *A. vulgaris* und 27 der Art *C. aspersum*. Hier wies *C. aspersum* die höchste Infektionsrate (40,74%) auf. Von den 38 gesammelten *A. vulgaris* waren 21,05% positiv (Abb. 7-8).

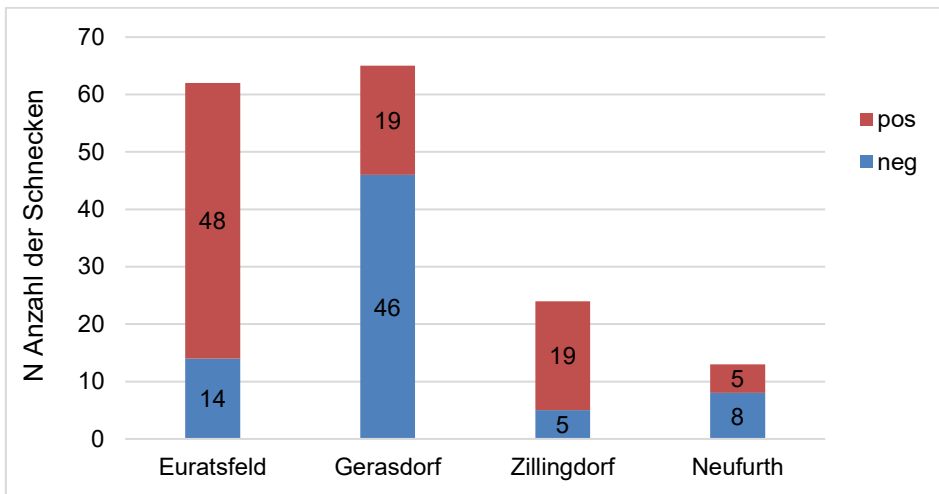


Abbildung 7: Ortsbezogene Ergebnisse der Funde von Lungenwurmlarven

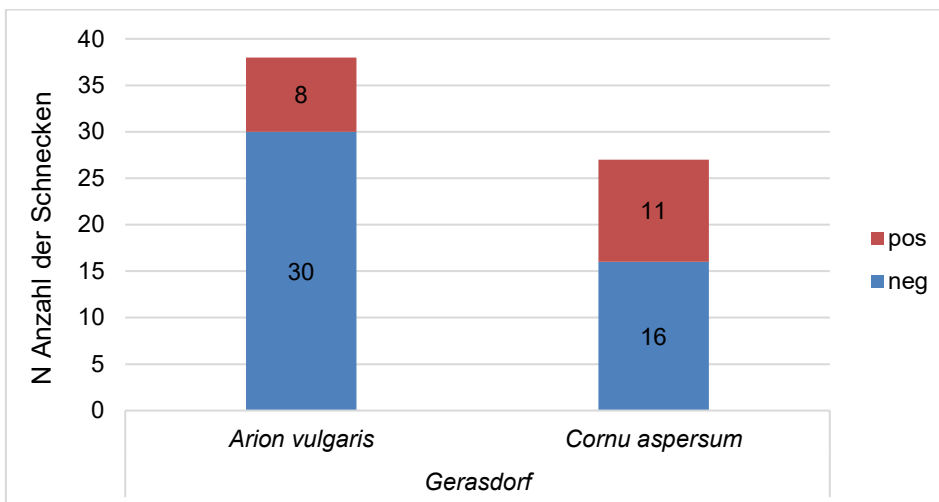


Abbildung 8: Funde von Lungenwurmlarven in Gerasdorf.

5. Diskussion

Schnecken sind für die Übertragung vieler Parasiten wichtige Zwischenwirte (Sattmann et al., 2019) einschließlich des caninen Lungenwurms *A. vasorum* (Traversa & Di Cesare, 2014). Diese Diplomarbeit befasste sich im Zuge eines größeren Projekts zum Vorkommen von Schnecken als Zwischenwirte für Lungenwürmer der Fleischfresser in Österreich mit der Literaturrecherche zu *A. vasorum* (vgl. Brauchart, 2020; Edler, 2020; Eisschiel, 2020; Führer et al., 2020; Mohab, 2020; Steßl, 2020).

Angiostrongylus vasorum, ein Nematode der Metastrongyloidea (Familie Angiostrongylidae) auch bekannt als der „Französische Herzwurm“, wurde mittlerweile weltweit beschrieben und kommt in Füchsen, Hunden und anderen Caniden vor (Deplazes et al., 2020). Er parasitiert in den Lungenarterien und dem rechten Herzen. Beim Hund ist er der Erreger der caninen Angiostrongylose. Die klinischen Symptome umfassen respiratorische und kardiovaskuläre Probleme, neurologische Ausfälle, Hämorrhagien und verschiedene andere Symptome (Schnyder et al., 2017). Diagnostische Nachweisverfahren sind der Nachweis der Larven im Kot (Auswanderverfahren) oder aus Bronchoalveolarlavagen. Hierbei muss man bedenken, dass die Larvenausscheidung aus dem Kot unregelmäßig ist. Weiters kann man zirkulierende Antigene mit hoher Sensitivität und Spezifität im Serum nachweisen. Es steht auch hochspezifischer Antigentest zur Verfügung, der kommerziell erhältlich ist. Der Nachweis von Parasiten DNA im Blut oder aus BAL Material ist ebenfalls möglich (Deplazes et al. 2020). Zur Behandlung stehen Moxidectin sowie Milbemycinoxim zur Verfügung (Bird et al., 2018; Morgan u. Shaw, 2010). Vor allem junge Tiere und jene die sich in Gebieten aufhalten, in denen viele Schnecken vorkommen, sind gefährdet sich anzustecken. Regelmäßige koproscopische oder serologische Screenings sowie die prophylaktische Behandlung mit Anthelminthika in vor allem endemischen Gebieten sind notwendig, um eine Infektion zu verhindern und den Lebenszyklus von *A. vasorum* zu unterbrechen (Traversa u. Di Cesare, 2014).

In dieser Arbeit wurden außerdem Schnecken aus Niederösterreich untersucht. Insgesamt wurden 164 Schnecken gesammelt. Davon wurden 137 Schnecken der Art *A. vulgaris* und 27 Schnecken der Art *C. aspersum* zugeordnet. In 55,49% der gesammelten Schnecken wurden Lungenwurmlarven mikroskopisch festgestellt. Mithilfe morphologischer Merkmale wurden die Lungenwurmlarven der Familie Crenosomatidae zugeordnet. Auch in einer anderen Arbeit, die sich mit der Untersuchung von Schnecken aus der Südoststeiermark und dem Südburgenland befasste, waren 53% aller gesammelten Schnecken mit Lungenwurmlarven der Familie

Crenosomatidae infiziert (Steßl 2020). In einer weiteren Arbeit mit Schneckenfunden aus Wien (Leopoldau, Prater, Friedensbrücke) waren insgesamt 52% der untersuchten Schnecken positiv. Die Mehrheit der Larven wurden mikroskopisch der Familie Crenosomatidae (91,3% der positiven Proben) und 8,7% wurden der Familie Angiostrongylidae zugeordnet (Mohab 2020). Die Untersuchung von Schnecken im Wiener Prater ergab eine Infektionsrate von 2,6%, hier wurden die Larven von *Aelurostrongylus abstrusus*, *Troglostrongylus brevior* und *Angiostrongylus vasorum* nachgewiesen (Penagos-Tabares et al., 2020). In einer anderen Arbeit, die sich mit der Untersuchung von Schnecken aus der Thayatal-Region beschäftigte, waren 115 der 160 gesammelten Schnecken (72%) mit Lungenwurmlarven der Familie Crenosomatidae infiziert. Aufgrund der Morphologie wurde festgestellt, dass der Großteil der Lungenwürmer der Familie angehört, jedoch wird auch vermutet, dass einige Schnecken mit *A. vasorum* und *Ae. abstrusus* infiziert waren (Brauchhart 2020). Eine Studie aus Deutschland, in der Schnecken auf Lungenwurmlarven untersucht wurden, ergab eine Prävalenz von 4,8% für *Angiostrongylus vasorum*, 2,3% der Proben waren mit *Crenosoma vulpis* infiziert und 0,2% mit *Aelurostrongylus abstrusus* (Lange et al., 2018). In Schottland wurden im Jahr 2009 Schnecken auf Lungenwurmlarven untersucht und eine Infektionsrate von 6,4% mit *A. vasorum* festgestellt (Helm et al., 2015).

Die hohe Infektionsrate mit Larven der Familie Crenosomatidae in der vorliegenden Arbeit bedeutet nicht, dass alle diese Larven den Arten zuzuordnen waren, die Hunde oder Katzen infizieren. Die Larven wurden nur anhand der morphologischen Merkmale bestimmt, eine molekulare Speziesbestimmung wurde in einer anderen Arbeit durchgeführt (Fuehrer et al., 2020). Eine weitere Erklärung für die hohe Infektionsrate sind die ausgewählten Sammelorte. Die besammelten Orte wurden ausgewählt, weil dort ein erhöhtes Aufkommen an Hunden aber auch Füchsen herrschte, was das Vorkommen infizierter Schnecken erklären könnte. Allerdings liegen zu den Infektionsraten der Endwirte in den besammelten Gebieten keine Daten vor.

Die molekulare Speziesbestimmung der Lungenwürmer aller gesammelten Schnecken aus allen acht Arbeiten aus dem Gesamtprojekt ergab eine Infektionsrate von 0,07% für *A. vasorum*, 0,4% waren mit *Crenosoma vulpis* infiziert, 0,17% mit *Ae. abstrusus* und eine Schnecke war mit dem Lungenwurm des Igels, *Crenosoma striatum*, infiziert (Fuehrer et al., 2020). Damit kann Ostösterreich als endemisch für *A. vasorum* angesehen werden. Fälle von Infektionen bei Hunden sind jedoch bisher für Österreich selten beschrieben (vgl. Fuehrer et al., 2020).

Die Prävalenz von *A. vasorum* in Hunde- und Fuchspopulationen wurde in verschiedenen Studien untersucht. Die Prävalenzraten sind stark schwankend zwischen 0,3 und 12,6% in Hundepopulationen verschiedener Länder (De Liberato et al., 2018; Elsheikha et al., 2014). Studien mit Fuchspopulationen in Kanada, Dänemark, Ungarn, Italien und Spanien ergaben eine Prävalenz von 5-58% mit *A. vasorum* Infektionen (Elsheikha et al., 2014; Schug et al., 2018). Eine Studie aus der Schweiz zeigt, dass die Prävalenz von *A. vasorum* in Fuchspopulationen innerhalb von fünf Jahren beinahe um das Fünffache anstieg, so dass anzunehmen ist, dass sich dieser Parasit innerhalb der Fuchspopulation verbreitet und parallel dazu eine steigende Infektionsrate bei Hunden in Gebieten mit einer solchen Situation zu erwarten ist (Gillis-Germitsch et al., 2020).

Die Ergebnisse dieser Arbeit zeigen, dass Schnecken in den besammelten Gebieten in Niederösterreich mit Lungenwurmlarven infiziert waren. Daher besteht dort auch ein Risiko für Hunde oder andere Caniden, sich mit *A. vasorum* zu infizieren. Außerdem verdeutlicht die Entwicklung der Ausbreitung von *A. vasorum* in Europa, wie wichtig es ist bei entsprechender Symptomatik eine Lungenwurminfektion bei Hunden in Betracht zu ziehen.

6. Zusammenfassung

Die canine Angiostrongylose wird vom Lungenwurm *Angiostrongylus vasorum* verursacht. Hunde können sich durch die Aufnahme von Schnecken mit den Larven infizieren. Im indirekten Lebenszyklus von *A. vasorum* fungieren Schnecken als Zwischenwirte, wie das auch bei anderen Lungenwurmartarten der Fall ist. Die Infektion kann unter anderem zu respiratorischen und kardiovaskulären Erkrankungen, neurologischen Ausfällen und Hämorrhagien führen. Schnecken nehmen die ersten Larven von *A. vasorum* aus dem Kot infizierte Endwirte auf. In der Schnecke entwickeln sich diese zum infektiösen dritten Larvenstadium. Wenn Endwirte (Hunde und andere Caniden) infizierte Schnecken oder freie infektiöse Drittlarven aufnimmt gelangen diese in den Verdauungstrakt und über die Blutgefäße weiter in die Lungenarterien und das rechte Herz, was zu den genannten Symptomen führen kann. Ein Überblick über die Verbreitung von Lungenwurmlarven in Schnecken kann über die Wahrscheinlichkeit einer Infektion der Endwirte Aufschluss geben. In Niederösterreich wurden an vier verschiedenen Orten insgesamt 164 Schnecken der Arten *Arion vulgaris* (n=137) und *Cornu aspersum* (n=27) gesammelt. Nach dem Sammeln wurden die Schnecken getötet, mit einer Verdauungslösung verdaut und mikroskopisch auf Lungenwurmlarven untersucht. In 91 Schnecken (55,5%) wurden Lungenwurmlarven festgestellt und anhand morphologischer Merkmale der Familie der Crenosomatidae zugeordnet. Molekulare Analysen von Lungenwurmlarven aus Schnecken in Ostösterreich konnten das Vorhandensein von *A. vasorum* zeigen und deuten auf ein mögliches Infektionsrisiko für Hunde hin. Regelmäßige Untersuchungen von Hunden in endemischen Gebieten sowie eine prophylaktische Behandlung mit Anthelminthika wären nützlich, um weitere Informationen zur Verbreitung von *A. vasorum* zu sammeln und den Lebenszyklus dieses Parasiten in Hunden zu unterbrechen.

7. Summary

Sigrun Lercher: Investigations on the snail fauna in Lower Austria (Gerasdorf, Zillingdorf, Euratsfeld, Neufurth) for lungworm larvae

Canine angiostrongylosis is caused by the lungworm *Angiostrongylus vasorum*. Dogs can become infected by ingestion of snails or slugs containing larvae. Like for other lungworms, snails/slugs play a role of intermediate hosts in the indirect life cycle of *A. vasorum*. Amongst others, the infection can cause respiratory and cardiovascular diseases, neurological disorders and haemorrhages. Snails/slugs ingest the first-stage larvae from the faeces of infected final hosts. In the snail/slug these develop to infectious third-stage larvae. When final hosts (dogs or other canids) ingest infected snails/slugs or free third-stage larvae, the larvae are transported from the intestinal tract to the blood vessels to the pulmonary artery to the right heart and can induced the clinical signs described above. An overview of the distribution of lungworm larvae in snails and slugs can provide information on the infection of the final hosts. In four location in Lower Austria a total of 164 snails/slugs (137 *Arion vulgaris* and 27 *Cornu aspersum*) were collected, killed, digested and microscopically examined for lungworm larvae. In 91 snails/slugs (55.5%) lungworm larvae were detected and identified as members of the family Crenosomatidae. Molecular analyses of snails/slugs in Eastern Austria could show the presence of *A. vasorum* and indicate a possible infection risk for dogs. Regular examinations of dogs in endemic regions and prophylactic anthelmintic treatment would be useful to collect further information on the distribution of *A. vasorum* and to interrupt the life cycle of this parasite in dogs.

8. Literaturverzeichnis

- Becskei, C., Willesen, J. L., Schnyder, M., Wozniakiewicz, M., Miroshnikova, N., Mahabir, S. P. (2020). Field safety and efficacy of an orally administered combination of sarolaner, moxidectin and pyrantel (Simparica Trio®) for the prevention of angiostrongylosis in dogs presented as veterinary patients. *Parasites & Vectors* 13(1), 1–10. <https://doi.org/10.1186/s13071-020-04262-4>.
- Bird, L. E., Bilbrough, G., Fitzgerald, R., Walker, D. J. (2018). Determining resolution of *Angiostrongylus vasorum* in dogs following anthelmintic treatment with an imidacloprid 10 per cent/moxidectin 2.5 per cent spot-on. *The Veterinary Record Open* 5(1), 5–8. <https://doi.org/10.1136/vetreco-2016-000215>.
- Birkbeck, R., Humm, K., Cortellini, S. (2019). A review of hyperfibrinolysis in cats and dogs. *Journal of Small Animal Practice* 60(11), 641–655. <https://doi.org/10.1111/jsap.13068>
- Brauchhart, T. (2020). Untersuchung der Schneckenfauna aus der Thayatal-Region auf Lungenwurm- und andere Helminthenlarven, Diplomarbeit, Veterinärmedizinische Universität Wien, 33 Seiten.
- Canonne, A. M., Billen, F., Losson, B., Peters, I., Schnyder, M., Clercx, C. (2018). Angiostrongylosis in dogs with negative fecal and in-clinic rapid serological tests: 7 cases (2013-2017). *Journal of Veterinary Internal Medicine* 32(3), 951–955. <https://doi.org/10.1111/jvim.15092>.
- Ciuca, L., Meomartino, L., Piantedosi, D., Cortese, L., Cringoli, G., Rinaldi, L., Lamagna, B. (2019). Irreversible ocular lesions in a dog with *Angiostrongylus vasorum* infection. *Topics in Companion Animal Medicine* 36, 4–8. <https://doi.org/10.1053/j.tcam.2019.05.001>.
- Colella, V., Lia, R. P., Premont, J., Gilmore, P., Cervone, M., Latrofa, M. S., D'Anna, N., Williams, D., Otranto, D. (2016). *Angiostrongylus vasorum* in the eye: New case reports and a review of the literature. *Parasites & Vectors* 9(1), 1–8. <https://doi.org/10.1186/s13071-016-1440-6>.
- Conda, A., Carta, S., Varcasia, A., Tamponi, C., Evangelisti, M. A., Scala, A., Pinna Parpaglia, M.L. (2019). Pulmonary arterial response to *Angiostrongylus vasorum* in naturally infected dogs: Echocardiographic findings in two cases. *Parasites & Vectors* 12(1), 1–8. <https://doi.org/10.1186/s13071-019-3544-2>.

- De Liberato, C., Berrilli, F., Odorizi, L., Scarcella, R., Barni, M., Amoruso, C., Scarito, A., Di Filippo, M. M., Carvelli, A., Iacoponi, F., Scaramozzino, P. (2018). Parasites in stray dogs from Italy: Prevalence, risk factors and management concerns. *Acta Parasitologica* 63(1), 27–32. <https://doi.org/10.1515/ap-2018-0003>.
- Di Cesare, A., Traversa, D., Manzocchi, S., Meloni, S., Grillotti, E., Auriemma, E., Pampurini, F., Garofani, C., Ibba, F., Venco, L. (2015). Elusive *Angiostrongylus vasorum* infections. *Parasites & Vectors* 8(1), 1–9. <https://doi.org/10.1186/s13071-015-1047-3>.
- Deplazes, P., Eckert, J., von Samson-Himmelstjerna, G., Zahner, H. (2012). Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin, 3. überarbeitete Auflage. Enke-Verlag: Stuttgart, Seite 304.
- Deplazes, P., Joachim, A., Mathis, A., Strube, C., Taubert, A., von Samson-Himmelstjerna, G., Zahner, H. (2020). Parasitologie für die Tiermedizin. 4. Auflage, Georg-Thieme-Verlag Stuttgart, Seite 320-322.
- Edler, M. (2020). Methodik der Sammlung und Bearbeitung von Nackt- und Gehäuseschnecken zur morphologischen Analyse von *Aelurostrongylus abstrusus*, *Angiostrongylus vasorum*, *Crenosoma vulpis* und *Troglostrongylus brevior*. Diplomarbeit, Veterinärmedizinische Universität Wien, 50 Seiten.
- Eisschiel, N. (2020). Ein Schneckenatlas für Ostösterreich. 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). <https://doi.org/10.1186/s13567-014-0092-9>.
- 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., Schaper, R., Traversa, D., Joachim, A. (2020). Detection of *Crenosoma spp.*, *Angiostrongylus vasorum* and *Aelurostrongylus abstrusus* in Gastropods in Eastern Austria. *Pathogens*, 9(12), 1046. <https://doi.org/10.3390/pathogens9121046>.

- Gillis-Germitsch, N., Tritten, L., Hegglin, D., Deplazes, P., Schnyder, M. (2020). Conquering Switzerland: The emergence of *Angiostrongylus vasorum* in foxes over three decades and its rapid regional increase in prevalence contrast with the stable occurrence of lungworms. *Parasitology*, 147(10), 1071–1079. <https://doi.org/10.1017/S0031182020000700>.
- Glaus, T. M., Sigrist, N., Hofer-Inteeworn, N., Kuemmerle-Fraune, C., Mueller, C., Geissweid, K., Beckmann, K., Wenger, M., Matos, J. N. (2016). Unexplained bleeding as primary clinical complaint in dogs infected with *Angiostrongylus vasorum*. *Schweizer Archiv für Tierheilkunde*, 158(10), 701–709. <https://doi.org/10.17236/sat00088>.
- Gredal, H., Willesen, J. L., Jensen, H. E., Nielsen, O. L., Kristensen, A. T., Koch, J., Kirk, R. K., Pors, S. E., Skerritt, G. C., Berendt, M. (2011). Acute neurological signs as the predominant clinical manifestation in four dogs with *Angiostrongylus vasorum* infections in Denmark. *Acta Veterinaria Scandinavica*, 53(1), 1–8. <https://doi.org/10.1186/1751-0147-53-43>.
- 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. <https://doi.org/10.1111/j.1476-4431.2009.00494.x>.
- Helm, J., Roberts, L., Jefferies, R., Shaw, S. E., Morgan, E. R. (2015). Paper : Epidemiological survey of *Angiostrongylus vasorum* in dogs and slugs around a new endemic focus in Scotland. *Veterinary Record* 177(2), 46. <https://doi.org/10.1136/vr.103006>.
- Ianniello, D., Pepe, P., Alves, L. C., Ciuca, L., Maurelli, M. P., Amadesi, A., Bosco, A., Musella, V., Cringoli, G., Rinaldi, L. (2020). Why use the Mini-FLOTAC to detect metastrongyloid larvae in dogs and cats? *Acta Parasitologica* 65(2), 546–549. <https://doi.org/10.2478/s11686-020-00171-9>.
- Kresken, J., Wendt, R., Modler, P. 2019. *Praxis der Kardiologie Hund und Katze*. 2. aktualisierte Auflage. Stuttgart: Thieme, Seite 352.
- 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. *Veterinary Parasitology* 254, 120–130. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2018.03.011>.

- Lempereur, L., Martinelle, L., Marechal, F., Bayrou, C., Dalemans, A. C., Schnyder, M., Losson, B. (2016). Prevalence of *Angiostrongylus vasorum* in southern Belgium, a coprological and serological survey. *Parasites & Vectors* 9(1), 1–7. <https://doi.org/10.1186/s13071-016-1820-y>.
- Liu, J., Schnyder, M., Willesen, J. L., Potter, A., Chandrashekar, R. (2017). Performance of the Angio Detect™ in-clinic test kit for detection of *Angiostrongylus vasorum* infection in dog samples from Europe. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports* 7, 45–47. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2016.12.007>.
- 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, 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. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2010.09.012>.
- Mohab K.B. 2020. Untersuchung von Schnecken aus Wien (Prater, Friedensbrücke, Leopoldau) auf Lungenwurmlarven. Diplomarbeit, Veterinärmedizinische Universität Wien, 54 Seiten.
- Morgan, E., Shaw, S. (2010). *Angiostrongylus vasorum* infection in dogs: Continuing spread and developments in diagnosis and treatment. *Journal of Small Animal Practice*, 51(12), 616–621. <https://doi.org/10.1111/j.1748-5827.2010.01000.x>.
- Nicolle, A. P., Chetboul, V., Tessier-Vetzel, D., Sampedrano, C. C., Aletti, E., Pouchelon, J. L. (2006). Severe pulmonary arterial hypertension due to *Angiostrongylosus vasorum* in a dog. *Canadian Veterinary Journal*, 47(8), 792–795.
- 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. <https://doi.org/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), 1–13. <https://doi.org/10.1186/s13071-018-2765-0>.
- 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. <https://doi.org/10.1186/s12917-014-0236-1>.
- Sattmann H, Aescht E, Haring E, Bisenberger A, Duda M. (2019). Streckt die Fühler aus! Schnecken in voller Pracht. *Kataloge des Oberösterreichischen Landesmuseum N.S.* 192, Seite 44.
- 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. <https://doi.org/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. <https://doi.org/10.1007/s00436-010-2221-3>.
- Schnyder, M., Tanner, I., Webster, P., Barutzki, D., Deplazes, P. (2011). An ELISA for sensitive and specific detection of circulating antigen of *Angiostrongylus vasorum* in serum samples of naturally and experimentally infected dogs. *Veterinary Parasitology*, 179(1–3), 152–158. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2011.01.054>.
- Schnyder, M. (2015). Slugs and *Angiostrongylus vasorum* – how much do we know? *Veterinary Record*, 177(2), 44–45. <https://doi.org/10.1136/vr.h3623>.
- Schnyder, M., Jefferies, R., Schucan, A., Morgan, E. R., Deplazes, P. (2015). Comparison of coprological, immunological and molecular methods for the detection of dogs infected with *Angiostrongylus vasorum* before and after anthelmintic treatment. *Parasitology* 142(10), 1270–1277. <https://doi.org/10.1017/S0031182015000554>.

- Schnyder, Manuela, Bilbrough, G., Hafner, C., & Schaper, R. (2017). *Angiostrongylus vasorum*, "The French Heartworm": A serological survey in dogs from France introduced by a brief historical review. *Parasitology Research*, 116, 31–40. <https://doi.org/10.1007/s00436-017-5489-8>.
- 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. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2011.09.040>.
- Schug, K., Krämer, F., Schaper, R., Hirzmann, J., Failing, K., Hermosilla, C., Taubert, A. (2018). Prevalence survey on lungworm (*Angiostrongylus vasorum*, *Crenosoma vulpis*, *Eucoleus aerophilus*) infections of wild red foxes (*Vulpes vulpes*) in central Germany. *Parasites & Vectors*, 11(1), 1–12. <https://doi.org/10.1186/s13071-018-2672-4>.
- Sigrist, N. E., Hofer-Inteeworn, N., Jud Schefer, R., Kuemmerle-Fraune, C., Schnyder, M., Kutter, A. P. N. (2017). Hyperfibrinolysis and hypofibrinogenemia diagnosed with rotational thromboelastometry in dogs naturally infected with *Angiostrongylus vasorum*. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 31(4), 1091–1099. <https://doi.org/10.1111/jvim.14723>.
- Steßl, T. (2020). Untersuchung der Schneckenfauna aus der Südoststeiermark und Südburgenland auf Lungenwurm- und andere Helminthenlarven. Diplomarbeit, Veterinärmedizinische Universität Wien, 32 Seiten.
- Traversa, D., Di Cesare, A. (2014). Canine angiostrongylosis: recent advances in diagnosis, prevention, and treatment. *Veterinary Medicine: Research and Reports* 181. <https://doi.org/10.2147/vmrr.s53641>.
- Tomlinson, A.J., Taylor, M., Roberts, E. (2006). *Angiostrongylus vasorum* in canids. *The Veterinary Record* 158, 558–563.

9. Abbildungs- und Tabellenverzeichnis

| | |
|---|----|
| Abbildung 1: Gesammelte Schneckenarten | 12 |
| Abbildung 2: Funde von Lungenwurmlarven | 13 |
| Abbildung 3: Probe L48; L2 von Crenosomatidae | 13 |
| Abbildung 4: Probe L48; Detailaufnahme Hinterende; L2 von Crenosomatidae | 14 |
| Abbildung 5: Probe L50; L2 von Crenosomatidae | 14 |
| Abbildung 6: Probe L50; Detailaufnahme Hinterende; L2 von Crenosomatidae | 15 |
| Abbildung 7: Ortsbezogene Ergebnisse der Funde von Lungenwurmlarven | 16 |
| Abbildung 8: Funde von Lungenwurmlarven in Gerasdorf..... | 16 |
| | |
| Tabelle 1: Zusammensetzung der Verdauungslösung. | 9 |
| Tabelle 2: Auszug aus dem Verdauungsprotokoll für Schnecken verschiedener Größen..... | 10 |

Danksagung

Ich möchte mich von Herzen bei meinen Eltern bedanken, die mir dieses Studium ermöglicht haben. Danke an meine Mama, die immer hinter mir gestanden ist und mir immer viel Kraft für die Prüfungen geben hat. Danke an meinen Papa, der mich immer unterstützt und motiviert hat. Ein großer Dank an den Rest der Familie und meine Freunde, die mit großem Interesse mein Studium verfolgt haben und mir stets Rückhalt gegeben haben. Danke an Tatjana, für die großartige Zeit in unserer WG und die vielen schönen Momente, die wir gemeinsam in Wien während des Studiums erlebt haben.

Ein herzliches Dankeschön an meine Betreuerin Frau Univ.Prof. Dr.med.vet Joachim für ihre Geduld, Hilfsbereitschaft und schnellen Rückmeldungen.

Weiter möchte ich mich bei Herr Dr.rer.nat. Priv.-Doz. Führer für die große Hilfe im Labor und allen Mitarbeitern des Instituts für Parasitologie, die stets freundlich und hilfsbereit waren, bedanken.

Ebenso gilt mein Dank Dr. Sattmann und Dr. Duda für die Hilfe bei der Schneckenbestimmung.