

Aus dem Department für Pathobiologie
der Veterinärmedizinischen Universität Wien

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

Endoparasitäre Zoonoseerreger bei Hunden in Kärntner Tierheimen

Diplomarbeit

Veterinärmedizinische Universität Wien

vorgelegt von
Valerie Auersperg

Wien, im April 2022

Betreuerin: Univ.Prof. Dr.med.vet. Anja Joachim

Institut für Parasitologie

Department für Pathobiologie

Veterinärmedizinische Universität Wien

BegutachterIn: Dipl.ECZM Dr.med.vet. Priv.-Doz. Frank Künzel

Klinische Abteilung für Interne Medizin Kleintiere

Department Universitätsklinik für Kleintiere und
Pferde

Veterinärmedizinische Universität Wien

INHALTSVERZEICHNIS

| | |
|--|----|
| 1. EINLEITUNG UND FRAGESTELLUNG | 1 |
| 2. LITERATURÜBERSICHT | 3 |
| 2.1. ZOONOTISCHE ENDOPARASITEN | 3 |
| 2.2. IM FOKUS: GIARDIEN, HAKENWÜRMER, PEITSCHENWÜRMER | 6 |
| 2.2.1. <i>Giardia duodenalis</i> | 6 |
| 2.2.2. Hakenwürmer | 8 |
| 2.2.3. Peitschenwürmer | 10 |
| 2.3. HERAUSFORDERUNGEN IM TIERHEIM | 11 |
| 2.3.1. Parasitenmanagement | 13 |
| 2.3.1.1. Prophylaktische Maßnahmen | 13 |
| 2.3.1.2. Metaphylaktische Maßnahmen | 16 |
| 2.3.1.3. Kurative Maßnahmen | 16 |
| 2.3.1.4. Aufklärung und Schulungen | 16 |
| 3. MATERIAL, TIERHEIME UND METHODIK | 17 |
| 3.1. MATERIAL | 17 |
| 3.1.1. Probensammelkit | 17 |
| 3.1.2. Dokumentation der Proben | 17 |
| 3.1.3. Giardien- und Kryptosporidien-Koproantigentests | 18 |
| 3.1.4. Flotationsverfahren | 18 |
| 3.1.5. Auswanderverfahren | 18 |
| 3.2. METHODIK | 19 |
| 3.2.1. Vorbereitung: Tierheime und Labor in Kärnten | 19 |
| 3.2.2. Tierheimbestand | 20 |
| 3.2.3. Probenentnahme und –abholung | 20 |
| 3.2.4. Koprooskopie | 21 |
| 3.2.4.1. Vorbereitung | 21 |
| 3.2.4.2. Koproantigentests | 21 |

| | | |
|----------|---|----|
| 3.2.4.3. | Flotationsverfahren..... | 22 |
| 3.2.4.4. | Auswanderverfahren | 22 |
| 3.2.5. | Aufbewahrung und Konservierung der Proben | 23 |
| 3.2.6. | PCR Analysen | 23 |
| 3.2.6.1. | DNA-Extraktion..... | 23 |
| 3.2.6.2. | <i>gdh</i> -PCR..... | 23 |
| 3.2.6.3. | <i>tpi</i> -PCR..... | 24 |
| 3.2.6.4. | <i>bg</i> -PCR..... | 25 |
| 3.3. | STATISTIK..... | 27 |
| 4. | ERGEBNISSE..... | 28 |
| 4.1. | STUDIENPOPULATION | 28 |
| 4.2. | KOPROSKOPIE | 29 |
| 4.3. | PCR ANALYSEN..... | 31 |
| 4.4. | PARASITENMANAGEMENT DER TIERHEIME BEI HUNDEN | 31 |
| 5. | DISKUSSION..... | 35 |
| 6. | ZUSAMMENFASSUNG | 48 |
| 7. | SUMMARY..... | 49 |
| 8. | LITERATURVERZEICHNIS..... | 50 |
| 8.1. | ZEITSCHRIFTEN, BUCHARTIKEL, DISSERTATION UND BÜCHER | 50 |
| 8.2. | WEBSITES | 55 |
| 9. | ABBILDUNGS- UND TABELLENVERZEICHNIS | 56 |
| 10. | ANHANG..... | 57 |
| 10.1. | PROBENPROTOKOLL..... | 57 |
| 10.2. | ANLEITUNG PROBENSAMMELN..... | 58 |
| 10.3. | FRAGEBOGEN TIERHEIMANAGEMENT | 59 |
| 10.4. | EINVERSTÄNDNISERKLÄRUNG..... | 61 |
| 10.5. | BEFUNDBOGEN | 63 |
| 10.6. | NESTED PCR: GIARDIEN SEQUENZ HUND A3 GDH | 64 |

| | |
|--|----|
| 10.7. NESTED PCR: GIARDIEN SEQUENZ HUND A3 TPI | 64 |
|--|----|

Widmung

Für meine Familie.

Für Frau Dr. med. vet. Sabine Frank.

Für Patrick Zöhrer.

Abkürzungen

| | |
|----------|--|
| bg | B-Giardin |
| ESCCAP | European Scientific Counsel Companion Animal Parasites |
| EW | Endwirt |
| gdh | Glutamatdehydrogenase |
| L1 | Erstlarve |
| L3 | Drittlarve |
| n/a | nicht angegeben |
| spp. | subspecies pluralis |
| ssu rRNA | Small subunit ribosomal RNA |
| tpi | Triosephosphatisomerase |
| ZW | Zwischenwirt |

Gattungsbezeichnungen der behandelten Parasiten

| | |
|-----|------------------------|
| A. | <i>Ancylostoma</i> |
| C. | <i>Cryptosporidium</i> |
| D. | <i>Dipylidium</i> |
| E. | <i>Echinococcus</i> |
| G. | <i>Giardia</i> |
| T. | <i>Toxocara</i> |
| Tr. | <i>Trichuris</i> |
| U. | <i>Uncinaria</i> |

1. Einleitung und Fragestellung

Parasiten sind Lebewesen, die auf oder in einem Wirt leben, um ihr Überleben zu sichern. Manche davon können dabei Krankheiten auslösen (Singh Dhaliwal und Juyal 2013). In der Regel sind die Parasiten der Hunde an Hundartige angepasst und werden nur gelegentlich auf andere Tierarten übertragen. Allerdings gibt es auch etliche Parasiten, die von Hunden auf andere Tiere und den Menschen übertragen werden können (Otranto et al. 2017). Dabei muss der jeweilige Parasit nicht gleich zwingend pathogen für jeden potenziellen Wirt sein. Das Infektionsrisiko kann außerdem je nach Parasitenart gering bis hochgradig ausfallen (Weese et al. 2011). Parasiten, die von Tieren auf Menschen übertragen werden können und umgekehrt, nennt man zoonotisch (Deplazes et al. 2021).

Effiziente Übertragungswege, Umweltpersistenz sowie klinisch häufig inapparente Überträgertiere, die als Reservoir dienen, machen viele Parasiten erfolgreich. Durch die physische Nähe zwischen Mensch und Haustier sind es auch viel häufiger Haustiere als Wildtiere, die für die Übertragung parasitärer Zoonosen verantwortlich sind. Tatsächlich werden einige der relevantesten Zoonosen durch Haustierparasiten verursacht (Baneth et al. 2016).

Im Rahmen des Projektes „*Endoparasitäre und bakterielle Zoonoseerreger bei Hunden und Katzen in Kärntner Tierheimen*“ in Kooperation der Vetmeduni Wien und dem Land Kärnten wurden für diese Studie in ausgewählten Tierheimen in Kärnten Kotproben von Hunden und Katzen in Einzel- und Gruppenhaltung auf Endoparasiten und bakterielle Krankheitserreger untersucht.

Aus dieser Studie gingen fünf verschiedene Diplomarbeiten hervor, von denen sich drei mit Endoparasiten von Hunden und Katzen beschäftigen. Die vorliegende Arbeit hatte dabei die Endoparasiten von Hunden im Fokus.

Die vorliegende Arbeit beschäftigt sich dabei mit der Frage, welche Endoparasiten koproskopisch bei Hunden in Kärntner Tierheimen nachweisbar sind und welche davon Zoonosepotenzial haben. Für jeden beprobten Hund wurde dafür auch die Nationale erhoben. Außerdem wurden die Strategien hinsichtlich des Parasitenmanagements aller beteiligten Tierheime erfasst. Auf Grundlage dessen sollte geklärt werden, welche Risikofaktoren eine Ausscheidung von Endoparasiten potenziell beeinflussen können.

Ganz allgemein werden innerhalb des Lebenszyklus‘ eines Parasiten verschiedene Risikofaktoren für eine Infektion definiert. Für das Vorkommen von Parasiten bei Haustieren

sind im Allgemeinen die Umwelt und die Pflege (einschließlich antiparasitärer Behandlungen) ausschlaggebend (Otranto et al. 2017).

Der verfügbare Raum, der Kontakt zu Artgenossen und die angewandten Hygienemaßnahmen haben großen Einfluss auf die parasitäre Kontamination der Umwelt und somit auf eine mögliche Übertragung. Je mehr Tiere auf einem Raum gehalten werden, desto größer ist die Herausforderung, eine potenzielle Kontamination der Umgebung mit Infektionsstadien zu verhindern. Vor diesem Hintergrund finden sich parasitäre Erkrankungen häufiger in Tierheimen als bei Einzelhaltungen (Ortuno und Castella 2011, Raza et al. 2018).

Aktuelle Studien zur Prävalenz von Zoonoseerregern in österreichischen Tierheimen fehlen bislang. Ziel dieser Arbeit war es, Daten zu erheben, um zum Wissensstand der Forschung zu diesem Thema beizutragen. Darüber hinaus sollte ein Überblick über häufig vorkommende endoparasitäre Zoonoseerreger in Österreich gegeben und die Herausforderungen in Bezug auf das Parasitenmanagement in Tierheimen beschrieben werden.

Es wurde die Hypothese aufgestellt, dass einer oder mehrere Endoparasiten und auch parasitäre Zoonoseerreger in den untersuchten Hundekotproben aus Kärntner Tierheimen nachgewiesen werden können.

2. Literaturübersicht

2.1. Zoonotische Endoparasiten

Haustiere stellen ein großes potenzielles Reservoir für Parasiten dar. Manche dieser Parasiten können auch den Menschen infizieren und werden als parasitäre Zoonoseerreger klassifiziert (Weese et. al 2011).

Man geht davon aus, dass weltweit derzeit über 15 Protozoen-Arten und etwa 50 Helminthen sowie Arthropoden vom Tier auf den Menschen übertragen werden können und im Menschen parasitäre Infektionen auslösen können. Manche dieser parasitären Zoonoserreger kommen weltweit vor, andere nur in bestimmten Regionen. Allgemeine Einflussfaktoren auf die Übertragung von parasitären Zoonosen sind Klima, Sauberkeit von Trinkwasser, das Vorkommen von Streunertieren, Tierkotmanagement, persönliche Hygiene und die Populationsdichte von Mensch und Tier. Vor diesem Hintergrund ist es verständlich, dass zoonotische Parasitosen insbesondere in Entwicklungsländern eine bedeutende Rolle spielen (Singh Dhaliwal et Juyal 2013).

In Österreich kommen beim Hund unter anderem folgende zoonotische Endoparasiten vor: die Protozoen *Giardia duodenalis*, *Cryptosporidium* spp. und die Helminthen *Toxocara canis*, *Ancylostoma caninum* und *Uncinaria stenocephala*, *Echinococcus* spp. und, mit fraglich zoonotischem Potential, *Trichuris vulpis* (Hinney et al. 2017). Diese Endoparasiten (s. Tabelle 1) wurden auf die Studienfokusliste gesetzt und als „zu erwartende endoparasitäre Zoonoseerreger in Tierheimen“ klassifiziert.

Tabelle 1: Überblick caniner Endoparasiten mit Zoonosepotential (nach Deplazes et al. 2021, Bowman et al. 2010, Miller und Hurley 2009). EW: Endwirt, ZW: Zwischenwirt.

| Parasit | Grundlagen | Übertragung | Krankheit | Zoonoserisiko |
|-------------------------|---|--|---|--|
| <i>G. duodenalis</i> | Trophozoiten siedeln sich im Dünndarm des Wirtes an und bilden Zysten aus, die mit dem Kot ausgeschieden werden. | fäkal-peroral (Zysten in Umwelt, Wasser oder Lebensmitteln) | Giardiose bei Hund und Mensch: asymptomatisch bis schwerer Durchfall | Nur spezifische Genotypen von <i>G. duodenalis</i> sind für den Mensch und Mensch gleichzeitig pathogen: Gruppe A (<i>G. duodenalis</i>) + Gruppe B (<i>G. enterica</i>) Der Hund ist am häufigsten Träger der Gruppe C/D (<i>G. canis</i>) |
| <i>C. parvum</i> | Im Dünndarm findet die Vermehrung innerhalb der Enterozyten statt. Reife Oozysten werden mit dem Kot ausgeschieden. | fäkal-peroral (Oozysten in Umwelt, Wasser oder Lebensmitteln) | Kryptosporidiose der Hunde Adulte: meist asymptomatisch Welpen: meist Durchfall Mensch: wässriger Durchfall, Fieber (lebensgefährlich bei Immunsuppression) | Hauptüberträger von <i>C. parvum</i> auf den Menschen ist das Kalb. Der Hund ist am häufigsten Träger der wirtsspezifischen Art <i>C. canis</i> . In der Regel löst diese Art nur in Menschen mit Immunsuppression eine Klinik aus. |
| <i>T. canis</i> | Adulte Weibchen leben im Dünndarm des EW. Dort produzierte Eier werden mit dem Kot ausgeschieden. In der Umwelt entwickeln sich in den Eiern infektiöse Drittlarven, die peroral von einem Wirt aufgenommen werden können. Nach Körperwanderung kommt es entweder zur Ansiedelung der Würmer im Darm mit anschließender Eiausscheidung oder zur Entwicklungsruhe im Gewebe mit möglicher Reaktivierung (Trächtigkeit, Laktation). | perorale Aufnahme embryonierter Eier aus der Umwelt Verzehr von infizierten Stapelwirten vertikale Übertragung Muttertier – Welpen nach Reaktivierung und diaplazentarer bzw. laktogener Infektion der Föten/Welpen. | Toxokarose der Hunde Adulte: meist asymptomatisch Welpen: Durchfall, Erbrechen, Entwicklungsverzögerungen Mensch: Larva migrans, inapparente, gewöhnliche oder Neurotoxokarose | Hauptrisikogruppe sind Kleinkinder, die kontaminierte Erde oder Sand von Spielplätzen aufnehmen. Auch im Haarkleid von Hunden können sich embryonierte Eier von <i>T. canis</i> befinden, die man durch Hände-Mund-Kontakt aufnehmen kann. |
| <i>Ancylostoma</i> spp. | Adulte wohnen im Dünndarm. Eier werden mit dem Kot ausgeschieden. Erst in der Umwelt kommt es zur Entwicklung in ein infektiöses L3 Stadium. | peroral oder perkutan (Drittlarve) | Ancylostomatose / Uncinarirose bei Hund und Mensch: Larva migrans cutanea, eosinophile Enteritis, Anämie (<i>A. caninum</i>) | Während <i>A. caninum</i> Menschen auch perkutan infizieren und Krankheiten auslösen kann, ist über das perkutane Zoonosepotential von <i>U. stenocephala</i> weniger bekannt. |

| Parasit | Grundlagen | Übertragung | Krankheit | Zoonoserisiko |
|--|---|--|--|---|
| <i>Tr. vulpis</i> | Adulte leben im Blinddarm des Wirtes und produzieren dort Eier, welche mit dem Kot ausgeschieden werden. Das infektiöse L1 Stadium entwickelt sich in der Umwelt | perorale Aufnahme von embryonierten Eiern aus der Umwelt | Trichuriasis bei Hunden; asymptomatisch bis blutiger Durchfall | Bisher sind nur Einzelfälle nicht-humaner Trichuriasinfektionen beim Menschen bekannt. Es wurden Durchfall und Bauchschmerzen als Symptome beschrieben. Eindeutige Beweise fehlen (Traversa 2011) |
| <i>E. granulosus</i> (Hunde- bandwurm) | Adulte formen im Dünndarm des EW Proglottiden, die Eier enthalten. Im Ei entwickelt sich eine Onkosphäre, die sich nach peroraler Aufnahme durch den eines ZW zur Metazestode (Finne) entwickelt. | perorale Aufnahme von embryonierten Eiern aus der Umwelt | Echinokokkose der Hunde: Asymptomatisch, selten Durchfall Mensch: cystische Echinokokkose (betroffene Organe sind insbesondere Leber und Lunge) | <i>E. granulosus</i> gilt in Österreich als getilgt. Im Falle einer Infektion, kann die Inkubationszeit mehrere Jahre betragen. Die Letalität ist hoch. |
| <i>E. multilocularis</i> (Fuchs- bandwurm) | | | Echinokokkose der Hunde: Asymptomatisch, selten Durchfall Mensch: alveoläre Echinokokkose (in der Regel ist die Leber betroffen) | <i>E. multilocularis</i> ist in Österreich endemisch (Hinney et al. 2017). Die Inkubationszeit kann mehrerer Jahre betragen. Die Letalität ist hoch. |

2.2. Im Fokus: Giardien, Hakenwürmer, Peitschenwürmer

Im Folgenden werden gastrointestinale Erreger mit zoonotischem Potenzial, die in den untersuchten Hundekotproben nachgewiesen wurden (s. Ergebnisse), näher beschrieben (s. Tabelle 1).

2.2.1. *Giardia duodenalis*

Giardien gehören als Protozoen zur Ordnung der Diplomonadida. Im Teilungsstadium existieren sie als begeißelte Trophozoiten. Ansiedlungsorte sind die Schleimhautoberflächen des Duodenums und des Jejunums. Die Vermehrung erfolgt über Zweiteilung. Im Darm bilden die Trophozoiten Zysten aus, die das infektiöse Stadium kennzeichnen. Diese Zysten werden mit dem Kot ausgeschieden und gelangen so in die Umgebung. Die Menge an ausgeschiedenen Zysten ist individuell stark variabel. Tiere können über Wochen bis Monate infektiöse Zysten ausscheiden. Dabei kann die Ausscheidung auch zeitweise sistieren. In der Umwelt können die Zysten bei ausreichender Feuchtigkeit einige Wochen und in kaltem Wasser sogar etwa drei Monate lang infektiös bleiben (Deplazes et al. 2021).

Die Übertragung erfolgt über die perorale Aufnahme von mit Zysten kontaminiertem Wasser oder Lebensmitteln oder auch über das Belecken von mit Kot kontaminierten Gegenständen (Singh Dhaliwal und Juyal 2013). Die Präpatenz beträgt etwa vier bis zehn Tage (Deplazes et al. 2021).

Zu den Wirten von *Giardia* spp. zählen viele verschiedene Tiere. Derzeit sind sechs Arten der Gattung *Giardia* beschrieben: *G. duodenalis* (Mensch, Säugetiere), *G. muris* sowie *G. microti* (Nager), *G. ardeae* sowie *G. psittaci* (Vögel) und *G. agilis* (Reptilien) (Tangtrongsup und Scorza 2010). Auslöser der Giardiose bei Menschen und Haustieren ist *G. duodenalis* (syn. *G. intestinalis*, *G. lamblia*). Diese Art kann weiters in verschiedene Genotypen unterteilt werden. Jeder Genotyp zeichnet sich durch eine andere Wirtsspezifität aus. Die Genotypen der Gruppe A (*G. duodenalis* sensu stricto) und B (*G. enterica*) haben als Hauptwirt den Menschen und andere Säugetiere. *Giardia canis* ist den Genotypgruppen C und D zugeteilt. Hauptwirte sind Hunde und andere Caniden. Die meisten bei Menschen gefundenen Giardien stammen von Gruppe A und B ab. Allerdings gibt es auch Berichte von *G. canis* Infektionen beim Menschen (Cacciò et al. 2018). In der Regel sind subadulte Wirte stärker betroffen als adulte (Acha und

Szyfres 2003). Die verschiedenen Genotypen werden auch als Assemblages bezeichnet (Cacciò et al. 2018). Eine Übersicht über die verschiedenen Assemblages mit zugehörigen Wirtsspektren gibt Tabelle 2.

Tabelle 2: Übersicht über die Assemblages/Genotypen von *G. duodenalis* (nach Cacciò et al. 2018).

| Assemblage/Genotyp | Bezeichnung | Wirtsspektrum |
|--------------------|----------------------|--------------------------------------|
| A | <i>G. duodenalis</i> | Menschen, Säugetiere (einschl. Hund) |
| B | <i>G. enterica</i> | Menschen, Säugetiere (einschl. Hund) |
| C/D | <i>G. canis</i> | Hunde u. andere Caniden |
| E | <i>G. bovis</i> | Huftiere |
| F | <i>G. cati</i> | Katzen |
| G | <i>G. simondi</i> | Nager (Ratten, Mäuse) |

Darüber hinaus lassen sich die verschiedenen Assemblages in Subassemblages unterteilen. Dabei zeigen die diversen Subtypen oftmals eine ähnliche Wirtsherkunft. Der Genotyp A lässt sich in Subassemblages I-IV unterteilen: Während der Subtyp IV in diversen Säugetieren zu finden ist, ist Subtyp III der Katze, Subtyp II dem Menschen und Subtyp I dem Menschen und dem Hund zugeordnet. Die Subtypen I-IV des Genotyp B lassen sich wiederum am ehesten dem Affen, Hund und Mensch zuordnen (Monis et al. 2003).

Die meisten Hunde, die positiv auf Giardien getestet werden, sind mit dem wirtsspezifischen Genotyp *G. canis* infiziert (Lappin und Spindel 2009). Da nur die Genotypen A und B als definitiv humanpathogen gelten, ist das Zoonoserisiko für von Hunden ausgeschiedene Giardienzysten entsprechend gering. Aufschluss über ein potenzielles Zoonoserisiko kann eine Genotypisierung mittels PCR und Amplifikatsequenzierung geben (Cacciò et al. 2018).

Für eine Analyse der unterschiedlichen Assemblages werden unterschiedliche Genloki der Giardien herangezogen. Die meistgenutzten Genabschnitte sind dabei Glutamatdehydrogenase (*gdh*), die Triosephosphatisomerase (*tpi*), das β -Giardin (*bg*) sowie die Small subunit ribosomal RNA (*ssu rRNA*). Um Mischinfektionen mit unterschiedlichen Genotypen besser detektieren zu können, werden oftmals mehrere Genlokalisationen für die Sequenzierung eingesetzt. Darüber hinaus können die unterschiedlichen Genabschnitte teilweise nur begrenzte Assemblages identifizieren.

Da das *tpi*-Gen mäßige Erfolge bei der Identifikation von Assemblages D von *G. duodenalis* zeigte, wurde der *tpi-D* Genlokus durch eine Primerverschiebung zusätzlich einsetzbar. Dadurch kann der hundespezifische Genotyp D besser nachgewiesen werden (Lebdad et al. 2010).

Die Giardiose kann sich bei Hund und Mensch mit einem ähnlichen klinischen Bild präsentieren. Eine Infektion kann asymptomatisch verlaufen oder leichten bis schweren Durchfall verursachen. Dieser kann akut, intermittierend oder chronisch sein. Weitere beschriebene Symptome sind Erbrechen, Gewichtsverlust und Übelkeit (Snowden und Budke 2013). Klinische Manifestationen beim Menschen sind insbesondere bei Immunsuppression (z.B. Acquired Immune Deficiency Syndrom, AIDS) und bei Kleinkindern zu beobachten (Mahadavi et al. 2021).

Ein Nachweis kann durch einen Koproantigen-Schnelltest (basierend auf einem Immuno-Assay) bzw. durch eine Flotation der Zysten erfolgen. Die Diagnose wird nach positivem Ergebnis in Zusammenschau mit einem korrespondierenden klinischen Bild gestellt. Es gilt zu beachten, dass oftmals Hunde asymptomatisch mit Giardien infiziert sind und dass ein Nachweis keinen Beweis für die Ursache eines aktuellen Durchfalls darstellt (Miller und Hurley 2009).

2.2.2. Hakenwürmer

Hakenwürmer (Ancylostomatidae) gehören als Helminthen zur Ordnung der Strongylida. Zu den in Europa bei Hunden vorkommenden Hakenwürmern zählen *A. caninum* und *U. stenocephala*. Während *A. caninum* in eher wärmeren Regionen vorkommt, findet man die weniger pathogene Art *U. stenocephala* eher in kühleren Regionen (Postigo et al. 2006, Epe 2009). Beim Menschen spielen vor allem die Hakenwürmer *A. duodenale*, *A. americanus* und *Necator americanus* eine Rolle. In Europa ist dabei *A. duodenale* am häufigsten zu finden (Loukas et al. 2016).

Beide Arten leben im Dünndarm. Dort produzieren die Weibchen Eier, die mit dem Kot des Wirtes ausgeschieden werden. In den Eiern entwickeln sich nach ein bis zwei Tagen Erstlarven. Nach Schlupf der ersten Larve dauert es etwa fünf bis acht Tage, bis eine infektiöse Drittlarve (L3) entsteht. Die jeweilige Dauer dieser Entwicklung ist temperaturabhängig und kann sich bei ungünstigen Bedingungen verzögern. Dabei bevorzugt *A. caninum* wärmere Außentemperaturen als *U. stenocephala*. Die

Drittlarven beider Arten können in feuchter Umwelt drei bis vier Monate überleben. In Trockenheit ist die Überlebensdauer sehr kurz (Deplazes et al. 2021).

Infektiöse Stadien von *A. caninum* infizieren Hunde peroral oder perkutan. Nach peroraler Infektion gelangen die Larven direkt in den Darm. Bei perkutaner Infektion gelangen die Larven über den Blutweg zur Lunge. Von dort erfolgt eine Wanderung über die Trachea zum Ösophagus weiter in den Darm. Im Darm entwickeln sich die Larven zu Adulten. Unabhängig vom Infektionsweg gibt es immer einen Teil der in den Körper eingedrungenen Larven, die auf somatische Wanderung gehen. Einmal in der Muskulatur bzw. im Fettgewebe angekommen, können die Larven in Hypobiose gehen und jahrelang persistieren. Bei Trächtigkeit können die Larven aus ihrer Hypobiose erwachen und über die Muttermilch die Welpen laktogen infizieren. Auch eine Infektion über Stapelwirte ist möglich. Die Präpatenz beträgt bei Welpen etwa 14 bis 17 Tage und etwa 26 Tage bei älteren Hunden (Deplazes et al. 2021).

Klinische Manifestationen äußern sich in der Regel bei Welpen oder adulten Hunden, die noch keine Infektion mit *A. caninum* durchgemacht haben. Zu den bekannten Symptomen zählen (blutiger) Durchfall und Anzeichen einer Anämie, denn *A. caninum* ist hämatophag. Sind Welpen allerdings massiv befallen, kann eine Infektion auch letal enden. Wandern Larven durch die Lunge, kann Husten, Nasenausfluss und Fieber auftreten (Epe 2009). Außerdem können perkutan infizierende Larven von *A. caninum* beim Hund Entzündungen der Haut hervorrufen (Morgan 2013).

Als Zoonoseerreger infiziert *A. caninum* den Menschen in der Regel perkutan. Da *A. caninum* jedoch canidenspezifisch ist, verharren die Larven meist nach Penetration unter der Haut, weil ein Weiterwandern nicht möglich ist. Diese Larven lösen dann eine sogenannte „Larva migrans cutanea“ aus, welche mit einer massiven Hautentzündung einhergeht. In seltenen Fällen kann *A. caninum* im Menschen auch eine eosinophile Enteritis auslösen (Aziz und Ramphul 2021).

Die infektiösen Drittlarven von *U. stenocephala* werden in der Regel vom Hund peroral aufgenommen. Während ein Teil der Larven im Darm verbleibt, um sich zu Adulten zu entwickeln, begibt sich ein zweiter Teil auf somatische Wanderung. Auch die Larven von *U. stenocephala* können in der Muskulatur bzw. im Fettgewebe des Wirtes persistieren. Allerdings gibt es bisher keine Beweise für einen laktogenen

Infektionsweg (Deplazes et al. 2021). Eine perkutane Übertragung ist zwar selten, aber möglich.

Chu et al. beschreiben beispielsweise einen Fall, in welchem Ursache für eine persistierende Dermatitis bei einem Hund Immunreaktionen gegen Larven von *U. stenocephala* in der Haut war. Im beschriebenen Fall konnten nach Flotation auch zahlreiche Eier von *U. stenocephala* im Kot des betroffenen Hundes nachgewiesen werden. In Experimenten schafften es nur wenige Larven von *U. stenocephala* die Haut der Hunde zu penetrieren. Jene Larven, die perkutan in den Körper des Wirtes eindringen konnten, erreichten nur selten den Darm. Eine erfolgreiche Beendigung des Lebenszyklus blieb so in der Regel aus. Laut Autoren passiert die perkutane Infektion wahrscheinlich nur zufällig. Trotzdem sollte man bei einem Hund, der Hakenwurmeier von *U. stenocephala* ausscheidet und unter einer Dermatitis leidet, einen perkutanen Infektionsweg nicht ausschließen (Chu et al. 2013). Die Präpatenz beträgt etwa 14 bis 18 Tage (Deplazes et al. 2021).

In der Regel verlaufen Infektionen mit *U. stenocephala* beim Hund asymptomatisch oder chronisch. Bei massivem Befall kann Durchfall auftreten, der in seltenen auch Fällen blutig ist (Epe 2009). Das Zoonosepotential von *U. stenocephala* ist nicht eindeutig geklärt. Eine „Larva migrans cutanea“ im Menschen ist zumeist mit *A. caninum* assoziiert (Bowman et al. 2010).

Ein Nachweis beider Hakenwurmartentypen kann durch Flotation der Eier erfolgen. Die Eier unterscheiden sich geringfügig in ihrer Größe und eine Differenzierung anhand der Morphologie ist nicht immer eindeutig. Für eine sichere Differenzierung kann eine PCR Untersuchung durchgeführt werden (Deplazes et al. 2021).

2.2.3. Peitschenwürmer

Trichuris spp. werden aufgrund ihrer Körperform, die einer Peitsche ähnelt, auch Peitschenwürmer genannt. Sie gehören als *Helminthen* zur Ordnung der *Enoplida* (Deplazes et al. 2021). *Trichuris vulpis* ist der Peitschenwurm des Hundes und ist auch für andere Caniden wie Füchse infektiös. Die Peitschenwurmart des Menschen ist *Trichuris trichiura* (Weese et al. 2011).

Trichuris vulpis parasitiert im Dickdarm von Hunden. Die produzierten Eier werden mit dem Kot ausgeschieden (Weese et al. 2011). Erst in der Außenwelt entwickelt sich temperaturabhängig innerhalb von Wochen bis Monaten ein infektiöses Larvenstadium

im Ei. Da die Eier sehr widerstandsfähig sind, ist es auch fast unmöglich, sie aus der Umwelt zu entfernen (Bowman 2009). Bei günstigen Bedingungen können die Eier sogar jahrelang infektiös bleiben (Traversa 2011). Wenn ein neuer potenzieller Wirt das gereifte Ei peroral aufnimmt, schlüpft die infektiöse Erstlarve im Dünndarm. Nach vier Häutungen entwickeln sich Adulte (Singh Dhaliwal und Juyal 2013, Deplazes et al. 2021).

Es gibt zwar Berichte über intestinale Infektionen mit *Tr. vulpis* beim Menschen, allerdings fehlen laut Traversa (2011) dabei eindeutige Beweise. Zwar sind die Eier von *Tr. vulpis* in der Regel doppelt so groß wie jene von *T. trichuria*, allerdings kann die Größe allein nicht eindeutig beweisend sein. Das liegt einerseits daran, dass Weibchen von *T. trichuria* abnormal große Eier produzieren können, andererseits braucht es für einen patenten Befall sowohl Männchen als auch Weibchen im Darm. Darüber hinaus zweifelt Traversa auch Fallberichte von einer *Tr. vulpis* induzierten *Larva migrans* bei Menschen an, da auch jenen Fällen eindeutige Beweise fehlten (Traversa 2011).

In der Regel verläuft die Trichuriose beim Hund asymptomatisch. Bei starkem Befall können aber unter anderem Gewichtsverlust und Durchfall auftreten. Die Präpatenz ist mit drei Monaten im Vergleich zu anderen Nematoden recht lang. Die Diagnose erfolgt durch Nachweis der charakteristischen zitronenförmigen Eier nach Flotation gemeinsam mit dem klinischen Bild (Bowman 2009).

2.3. Herausforderungen im Tierheim

Tierheime bieten Raum für verlorene, herrenlose oder abgegebene Tiere. Das können Haustiere, aber auch Wildtiere sein. Die Gründe für eine Abgabe eines Haustiers sind vielfältig. Beispiele für besitzerassoziierte Ursachen sind Erkrankung oder Tod der BesitzerInnen, finanzielle oder familiäre Probleme oder aber behördliche Anordnung. Gerade wenn Menschen Tiere nicht artgemäß bzw. zu viele Tiere auf zu engem Raum halten, kann von der Behörde ein Tierhalteverbot ausgesprochen werden. Viele Fälle davon betreffen „Animal hoarding“. Das bedeutet, dass zu viele Tiere auf zu engem Raum nicht artgerecht gehalten werden. In solchen Haushalten herrscht meist auch unzureichende Hygiene (Busch 2014, Ly et al. 2021). Zu tierassoziierten Ursachen zählen meist Verhaltens- und Gesundheitsprobleme der Tiere selbst. Beispielsweise können sich BesitzerInnen an Verhaltensstörungen, Zuchtuntauglichkeit, Inkontinenz oder der Unfähigkeit, alleine bleiben zu können, stören. Jensen und KollegInnen haben

in einem Tierheim in Aarhus, Dänemark, Abgabegründe von Hunden und Katzen zwischen 1996 und 2017 gesammelt und ausgewertet. Dabei war auffällig, dass die besitzerassoziierten (75%) die tierassoziierten Gründe (25%) weit überstiegen (Jensen et al. 2020).

Unabhängig von der Herkunft der Tiere können prinzipiell alle neu aufgenommenen Hunde im Tierheim mit Endoparasiten infiziert sein. Stressfaktoren wie hohe Besetzungsdichte in einem Raum, wenig Auslauf und Futterumstellung sowie häufige Ankünfte können dabei einer Erregerübertragung förderlich sein. Endoparasiten ausscheidende Hunde können ein potenzielles Infektionsrisiko für andere Hunde sowie evtl. andere Tiere, die TierheimmitarbeiterInnen sowie BesucherInnen darstellen (Raza et al. 2018.)

Manche Tierheime nehmen auch Fundtiere aus dem Ausland auf. Oftmals handelt es sich dabei um gerettete Straßenhunde. Aber auch Einzelpersonen können durch vorherige Adoption Tiere aus dem Ausland in Tierheime bringen (Busch 2014). Es gilt zu bedenken, dass Tiere aus dem Ausland im Aufnahmeland nicht endemische Krankheiten bzw. Krankheitserreger, wie beispielsweise Tollwut oder Leishmaniose, mitbringen können. Aus einer Umfrage von 2005 ging hervor, dass von 111 Leishmanien-seropositiven Hunden in Österreich, Schweiz und Deutschland 103 aus dem Ausland importiert wurden. Dabei waren 95 Hunde nicht direkt an eine/n BesitzerIn vermittelt worden, sondern warteten vor Adoption noch in einem deutschen Tierheim. Die restlichen acht von insgesamt 111 positiven Hunden hatten mit ihren eigenen BesitzerInnen Auslandsaufenthalte hinter sich (Mettler et al. 2005). Zwar müssten insbesondere kommerziell gehandelte Importhunde laut EU-Vorgabe (EU 2019/294) einen standardisierten Gesundheitsbescheid vorweisen, jedoch werden viele Hunde, obwohl kommerziell gehandelt, privat transportiert. Privater Transport bedeutet dabei, dass das Tier im Zielland keinen BesitzerInnenwechsel erfährt. Für diese Hunde gelten dann weitaus weniger strenge Gesundheitskontrollen. In Großbritannien geht man außerdem davon aus, dass das vermehrte Auftreten von Zecken, wie der Braunen Hundezecke *Rhipicephalus sanguineus*, die ein potenter Vektor für verschiedenste Krankheitserreger des Hundes ist, nicht nur durch den Klimawandel, sondern auch durch vermehrten Hundeimport bedingt ist (Norman et al. 2020).

Ein Tierheim stellt sich dementsprechend mit vielen Tieren unterschiedlicher Herkunft und mit unterschiedlichem Gesundheitsstatus auf engem Raum vielen Herausforderungen.

2.3.1. Parasitenmanagement

Erfolgreiches Parasitenmanagement basiert auf technischen und betrieblichen Bekämpfungsmethoden, in einzelnen Fällen auf gesetzlichen und behördlichen Maßnahmen sowie auf physikalischen Verfahren und dem Einsatz von Antiparasitika (Deplazes et al. 2021). Essenziell für das Verständnis dieser Maßnahmen sind die Kenntnis und die Aufklärung über die Übertragungswege und die gesundheitlichen Risiken der einzelnen Parasiten.

2.3.1.1. Prophylaktische Maßnahmen

Zu den prophylaktischen Maßnahmen zählen die Quarantäne von neu aufgenommenen Tieren, Hygienemaßnahmen und das Verfüttern hygienisch einwandfreier Futtermittel. Im Tierheim kommen in der Regel alle neu ankommenden Tiere in eine Quarantänestation. Die Quarantänedauer ist von der Vorgeschichte und der gesundheitlichen Verfassung des Tieres abhängig. Diese Maßnahme soll sicherstellen, dass eine Einschleppung von Krankheitserregern (einschließlich Parasiten) verhindert bzw. das Risiko dafür minimiert wird (Busch 2014).

In der Tierschutz-Sonderhaltungsverordnung, Abschnitt 4, § 18 Betreuung der Tiere, wird den Tierheimen eine genaue Regelung zur Isolierung von neu ankommenden Tieren vorgeschrieben. Dabei sollen Tiere direkt nach Aufnahme in Isolation gebracht werden. Die Rahmenbedingungen der Isolation werden im Gesetzestext nicht genau definiert: *„Neu aufgenommene Tiere sind unverzüglich entweder in einem abgesonderten Bereich oder in einer zur Eingewöhnung geeigneten Ruhezone unterzubringen“*. Innerhalb von drei Tagen muss das Tier von einem Tierarzt bzw. einer Tierärztin untersucht werden. Erst wenn das Tier als gesund erachtet wurde, darf es Kontakt zu anderen Tieren haben (Tierschutz-Sonderhaltungsverordnung 2018).

Zu den Hygienemaßnahmen zählen das rasche Entfernen von Kot und die gründliche Reinigung von Materialien, die mit einem potenziell infizierten Tier in Kontakt gekommen sind. Diese sind laut den Empfehlungen von ESCCAP für die Minimierung eines Infektionsdrucks essenziell. Nicht nur Böden und Wände sollen desinfiziert und

getrocknet werden, sondern auch Futter- sowie Wasserschüsseln, Decken und Spielzeuge sollten gründlich gesäubert werden. Feuchte Stellen, zu denen die Tiere Zugang haben, sollten trockengelegt werden. Da mit dem Kot ausgeschiedene Parasitenstadien auch am Fell der Tiere haften bleiben können, wird ein Baden/Schamponieren der Tiere empfohlen. Außerdem können längere Haare im Perianalbereich geschoren werden, damit weniger Kotreste am Fell der Tiere haften bleiben (ESCCAP 2021).

Allgemein sind die Hygienemaßnahmen im Tierheim an die Tiere selbst sowie an die baulichen Gegebenheiten angepasst. In der Regel bestimmt der Platz eines Tierheims die Anzahl an maximal unterbringbaren Tieren. Der Platz sollte dabei in Hinblick auf Quarantäne- und Krankheitsstationen, aber auch Einzel- und Gruppenplätzen für unterschiedliche Tierarten gut aufgeteilt werden. Wichtig ist auch das Naheverhältnis dieser Räume. Eine Quarantänestation sollte im besten Fall nicht direkt neben dem Besuchereingang platziert sein. Auch die detaillierte Ausstattung der einzelnen Räume für Gruppen- oder Einzeltiere ist wichtig. Diese sollte nicht nur artgerecht, sondern auch leicht zu reinigen sein. Empfohlen werden glatte, nicht perforierte Boden- und Wandmaterialien, die Desinfektionsmittel und heißes Wasser gut tolerieren (Lappin und Spindel 2009).

Hinsichtlich der Desinfektion der Räumlichkeiten ist nicht nur auf ein passendes Präparat, sondern auch auf die Umgebungstemperatur und die Einwirkzeit zu achten. Gemäß der Desinfektionsmittelliste der Deutschen Veterinärmedizinischen Gesellschaft (DVG) werden derzeit gegen Protozoen und Wurmeier lediglich Desinfektionsmittel auf Basis von Kresolen bzw. ein Zweikomponentenpräparat aus o-Hydroxy-diphenyl-Fettsäure-Eutektikum und Peressigsäure zur Anwendung in der Tierhaltung empfohlen. Zur Inaktivierung von Parasitenstadien (Giardien) im Bereich tierärztlicher Praxen und Tierheime werden derzeit keine Desinfektionsmittel gelistet (Deutsche Veterinärmedizinische Gesellschaft 2021).

Neben diesen genannten Maßnahmen ist auch die adäquate Fütterung Teil eines erfolgreichen Parasitenmanagements. In Tierheimen erhalten Hunde und Katzen in der Regel Alleinfuttermittel in Form von Trocken- und/oder Feuchtfutter. Das ist nicht nur für die Deckung aller Bedarfswerte wichtig, sondern dient auch der Vermeidung von Infektionen (Busch 2014). Die Verfütterung von rohem Fleisch bzw. Innereien wäre mit einem höheren Infektionsrisiko vor allem für Erreger, die damit übertragen werden

können, behaftet. Werden diese Futtermittel nicht korrekt verarbeitet, könnten Krankheitserreger bzw. infektiöse Parasitenstadien verbleiben (Calder und Miller 2009). Hunde können sich so über den Verzehr von rohem Fleisch oder Innereien infizieren und - je nach zoonotischem Potential der Erreger – wiederum eine Ansteckungsquelle für Menschen darstellen. Dies gilt vor allem für zoonotische Cestoden und Trematoden. Aber auch Protozoen können über die Fütterung von rohem Fleisch übertragen werden (Deplazes et al. 2021).

Rinder, Schweine und Schafe stellen für viele Parasiten Zwischenwirte dar. Es sind auch jene Tiere, deren Fleisch und Organe besonders oft an Hunde verfüttert werden. Enthält deren verfüttertes Schlachtmaterial Bandwurmfinnen von beispielsweise *Echinococcus granulosus*, können im Hund neue Bandwurmstadien entstehen. Der Hund scheidet in weiterer Folge Bandwurmeier mit dem Kot aus. Diese Eier können dann von Menschen peroral aufgenommen werden. Auch einige *Sarcocystis*-Arten (allerdings nicht die Arten, die für den Menschen infektiös sind) können im Hund replizieren und infektiöse Stadien können über den Kot ausgeschieden werden. Trichinen in Schweinefleisch können sowohl Hunde infizieren, als auch bei der Rohfleischzubereitung vom Menschen aufgenommen werden. Durch die engmaschigen Veterinärkontrollen bzw. Schlachtuntersuchungen in vielen Ländern sind Parasitenstadien im Fleisch lebensmittelliefernder Haustiere, insbesondere von Zoonoseerregern, zumindest in Mitteleuropa selten geworden (Ahmed et al. 2021). Doch nicht in jedem Land werden Veterinärkontrollen durchgeführt und weltweit gesehen sind jene Parasitenstadien noch immer höchst bedeutende Krankheitserreger (FAO, 2021). Auch kommerzielles Haustierfutterfleisch (roh oder verarbeitet) muss einwandfrei hygienisch und geprüft sein. Ein gewisses Restrisiko kann jedoch bestehen bleiben. Darüber hinaus ist vor diesem Hintergrund gerade bei der Verfütterung von selbstgeschossenem Wild Vorsicht geboten. Um parasitäre Stadien in Rohfleisch unschädlich zu machen, sollte dieses gekocht oder für mehrere Tage eingefroren werden (Ahmed et al. 2021). Es gilt dabei zu bedenken, dass das Einfrieren von rohem Fleisch bei -20 °C für mindestens drei Tage die meisten Parasitenstadien unschädlich macht, aber gegen pathogene Bakterien keine Wirkung zeigt (Hinney 2018).

2.3.1.2. Metaphylaktische Maßnahmen

Um dem Ausbruch einer Parasitose vorzubeugen, werden in regelmäßigen Abständen Entwurmungen der Tiere in einem Tierheim durchgeführt. Es empfiehlt sich, die Hunde direkt nach Aufnahme im Tierheim noch in Quarantäne zu entwurmen. Diese Maßnahme kann das Risiko für eine nachfolgende Umweltkontamination in Gruppenräumen minimieren und so den Infektionsdruck im Tierheim senken. Im besten Fall wird erst nach einer Kotuntersuchung und Identifikation der Erreger entwurmt, damit ein spezifisches Anthelminthikum verabreicht werden kann (Raza et al. 2018).

Gerade bei Protozoen, die nicht mittels Entwurmung bekämpft werden können, sind auch nicht-medikamentöse Präventionsmaßnahmen, wie beispielsweise Hygiene und Stressreduktion, essenziell. Giardien können über Monate im Darm von Hunden persistieren. In der Umwelt können ausgeschiedene Zysten abhängig von Feuchtigkeit und Temperatur lange infektiös bleiben. Letzteres gilt auch für Oozysten von Kryptosporidien und anderen Kokzidien (Lappin und Spindel 2009).

2.3.1.3. Kurative Maßnahmen

Werden endoparasitäre Infektionen diagnostiziert, sollte eine adäquate Therapie durch den Tierarzt bzw. die Tierärztin eingeleitet werden. Dabei umfasst eine Therapie nicht nur die Gabe von Antiparasitika, sondern auch begleitende und nachgehende Maßnahmen, wie beispielsweise eine Schonkost oder Diät, um die Wiederherstellung der Verdauungsfunktionen zu fördern. Um einer Ausbreitung der Infektion entgegenzuwirken, ist die Isolation nachweislich positiver Tiere wichtig (Lappin und Spindel 2009).

2.3.1.4. Aufklärung und Schulungen

Damit alle Maßnahmen zur Verhinderung der Krankheitsentstehung oder Einschleppung von Erregern sorgfältig eingehalten werden, ist es essenziell, Tierheimpersonal zu schulen. Es ist wichtig die allgemeinen Krankheitsentstehungswege und Auswirkungen einzelner Infektionen zu verstehen, um alle Vorgaben richtig befolgen zu können. Dazu gehört auch die Kenntnis über mögliche Zoonosen und inapparente Krankheitsträger sowie über die Persistenz von Parasiten und wirksame Hygienemaßnahmen (Hurley und Miller 2009).

3. Material, Tierheime und Methodik

3.1. Material

3.1.1. Probensammelkit

Für die Probenentnahme bzw. das Sammeln der Proben wurden den vier teilnehmenden Tierheimen per Post je ein Probensammelkit (s. Abbildung 1) zugesendet. Folgende Inhalte waren in den Paketen enthalten:

- Urinbecher als Kotsammelbehältnis (bereitgestellt vom Institut für Parasitologie der Veterinärmedizinischen Universität Wien)
- Etiketten, Permanentmarker, Händedesinfektionsmittel in einem Plastikkuvert inkl. Kurzanleitung
- ein beschriftetes „Turnsacker!“ für die Aufbewahrung der Kotbehältnisse
- Fact-Sheet für das Tierheimpersonal
- Süßigkeiten als Dankeschön für das Tierheimpersonal



Abbildung 1: Probensammelkit (Copyright Valerie Auersperg).

3.1.2. Dokumentation der Proben

Für die Übernahme der Proben vor Ort wurden Probenprotokolle (s. Anhang 1) erstellt. Darüber hinaus wurden die Proben mit mitgebrachten farbigen Etikettenstickern farblich markiert. Jedem Tierheim wurde eine Farbe zugeteilt. Das sollte die spätere Organisation der Proben erleichtern.

Als „Gastgeschenk“ erhielt das Tierheimpersonal Handschuhe in Größe Small und Medium. Außerdem wurden Reserveurinbecher und Permanentmarker mitgenommen.

3.1.3. Giardien- und Kryptosporidien-Koproantigentests

Für die Untersuchung von Giardien wurde der Koproantigenschnelltest IDEXX SNAP® *Giardia* Test eingesetzt (IDEXX GmbH, Ludwigsburg, Deutschland). Für die Detektion von Kryptosporidien wurden die FASTest® CRYPTO Strip von Megacor verwendet (Megacor Diagnostik GmbH, Hörbranz, Österreich).

3.1.4. Flotationsverfahren

Das Flotationsverfahren wurde mittels Zentrifugation mit Zinksulfatlösung ($ZnSO_4$, spezifisches Gewicht 1,3) durchgeführt.

Verwendetes Material:

- | | |
|------------------------|---|
| • Mörser inkl. Pistill | • Mundspatel |
| • Haushaltssiebe | • Objektträger |
| • Hartplastiktrichter | • Deckgläser |
| • Drahtösen | • Zentrifugenröhrchen mit Schraubdeckel (15 ml) |
| • Messbecher, 100 ml | |
| • Urinbecher | |

Verwendete Geräte:

- Zentrifuge (Rotina 420 R, Hettich, Tuttlingen, Deutschland)
- Mikroskope mit Messokular
- Vortex

3.1.5. Auswanderverfahren

Für das Auswanderverfahren wurden Getränkehalter aus dem Baumarkt umfunktioniert. Je zwei Getränkehalter wurden mittels Heißkleber aneinandergeklebt und umgedreht aufgestellt (s. Abbildung 2). Die Halterungen für die Trichter wurden mithilfe einer Bohrmaschine und Schneidaufsatz gebohrt.

Insgesamt kamen folgende Materialien zum Einsatz:

- Getränkehalter (OBI, Wien)
- Plastiktrichter, Durchmesser 10 cm
- PVC-Schlauch, ca. 15 cm lang, Innendurchmesser 7 mm)
- Schlauchklemmen
- Haushaltssiebe, Maschenweite 250 bis 300 μm
- Gaze



Abbildung 2: Prototyp eines mobilen Auswanderverfahrenständers (Copyright Valerie Auersperg).

Für gefundene Larven nach Auswanderverfahren standen für die Beurteilung bzw. Konservierung folgende Materialien zur Verfügung:

- Plastikpetrischalen
- Plastikpipetten
- Plastikröhrchen mit Schraubdeckel, 15 ml
- Ethanol (70%, vergällt)

3.2. Methodik

3.2.1. Vorbereitung: Tierheime und Labor in Kärnten

Die Rekrutierung der Tierheime erfolgte durch das Studienorganisationsteam des Landes Kärnten. Es wurden insgesamt vier Tierheime in unterschiedlichen Orten in Kärnten ausgewählt, die sowohl Hunde als auch Katzen beherbergen. Die TierheimmitarbeiterInnen wurden telefonisch über das Studienziel und den zeitlichen Ablauf informiert.

Nach einer virtuellen Besprechung mit allen Studienverantwortlichen wurden die Kontaktdaten der Tierheime inkl. der Anzahl an derzeit gelisteten Hunden und Katzen an die DiplomandInnen weitergeleitet.

Im Anschluss erfolgte ein telefonischer Erstkontakt mit den Tierheimen durch die DiplomandInnen selbst. Für eine standardisierte Informationsweitergabe wurde ein Kontaktaufnahmeprotokoll erstellt. Das jeweilige Tierheimpersonal wurde gebeten, zu den vereinbarten Abholungsterminen frische Kotproben von Hunden und Katzen in Urinbechern bereitzuhalten. Die Kotproben sollten vom Tag der Abholung stammen. Darüber hinaus wurde betont, dass die Tiere unter Beibehaltung aller Therapieprotokolle nicht extra entwurmt werden sollten. Die benötigten Materialien wurden im Probensammelkit per Post zugesendet. In diesem Paket waren auch Anleitungen für das Personal zu finden (s. Anhang 2).

Um Hintergrundinformationen der beprobten Tiere zu erhalten (z.B. Alter, Geschlecht, Herkunft), wurde eine individuelle Vereinbarung zur Einsichtnahme in die Tierdatenblätter getroffen. Darüber hinaus wurden Informationen bezüglich des Parasitenmanagements über einen Fragebogen (s. Anhang 3) ermittelt. Diese Vereinbarung wurde im Rahmen einer Einverständniserklärung schriftlich festgehalten (s. Anhang 4). Die Einverständniserklärungen wurden der jeweiligen Tierheimleitung per Mail zugesendet und nach Unterzeichnung gegengezeichnet digital zurückgesendet.

3.2.2. Tierheimbestand

Die Anzahl an Hunden und Katzen variierte je nach Tierheim stark. Darüber hinaus waren die jeweiligen Gruppengrößen ausschlaggebend für die jeweilige Probenanzahl pro Tierheim. Während ein Tierheim wenige, aber große Gruppen listete, hatte ein anderes wiederum mehrere kleine Gruppen.

Unter den Hunden befanden sich neben einem einzigen Fundtier nur Abgabebtiere.

3.2.3. Probenentnahme und –abholung

Mit jedem Tierheim wurde ein individueller Abholungstermin vereinbart. Die Analysen liefen über zwei Arbeitswochen. Wöchentlich wurden zwei Tierheime angefahren.

Die Probenentnahme wurde vom Tierheimpersonal während der regulären Reinigungsarbeiten selbst vorgenommen. Lediglich in einem Tierheim, in welchem nur die Katzenproben vom Personal genommen wurden, erfolgte die Probenentnahme von Hunden durch die DiplomandInnen selbst.

Vor Ort wurden die jeweiligen Tierdatenblätter zur Verfügung gestellt. Die gegebenen Informationen wurden in der Regel noch vor Ort auf die Probenprotokollblätter übertragen.

Die Proben wurden auf direktem Weg ins Institut für Lebensmitteluntersuchung, Veterinärmedizin und Umwelt des Landes Kärnten (ILV) gebracht und erhielten zusätzlich fortlaufende Studiennummern. Nach Organisation der Proben vor Ort wurden diese zunächst von den Diplomandinnen aus der Gruppe der Bakteriologie bearbeitet. Danach wurden die Proben der Gruppe der Parasitologie für die koproskopischen Analysen übergeben.

Nach Abschluss der Arbeiten in Kärnten, erhielt die Studiengruppe nachträglich noch sieben weitere Kotproben von Tierheim B per Post. Diese wurden nach derselben Methodik im Institut für Parasitologie der Veterinärmedizinischen Universität Wien untersucht.

3.2.4. Koproskopie

3.2.4.1. Vorbereitung

Zur Vorbereitung der koproskopischen Untersuchungen wurden im Rahmen eines Praktikums in der Diagnostik des Instituts für Parasitologie der Veterinärmedizinischen Universität Wien die jeweiligen Analysen in der Gruppe erprobt und ein „Parasitenatlas“ angelegt. Dazu durften Parasiteneier in positiv befundenen Proben mithilfe eines Fotoprogramms abfotografiert und gespeichert werden.

3.2.4.2. Koproantigentests

Start der koproskopischen Untersuchungsreihe waren die Koproantigentests. Bei diesem Untersuchungsschritt erfolgte auch die erste makroskopische Untersuchung der Kotproben.

Zur Detektion von Giardien in den Kotproben wurden IDEXX SNAP® *Giardia* Tests eingesetzt. Dieser Koproantigentest basiert auf einem Enzym-Immunoassay-Verfahren, das Antigene von Giardien in Hunde- und Katzenkot nachweisen kann. Mithilfe des Abstrichtupfers wurde eine vordefinierte Probenmenge aufbereitet und anschließend auf die SNAP©-Testeinheit verbracht. Ein spezifischer Farbumschlag auf

der Testeinheit gab Auskunft über das Vorhandensein von Giardien-Antigenen in der vorliegenden Probe.

Auch der eingesetzte *FASTest® CRYPTO Strip* zur Untersuchung von Kryptosporidien im Kot von Hunden und Katzen basiert auf einem schnellen Enzym-Immunoassay-Verfahren. Dabei wird eine vordefinierte Menge an Kot mithilfe des Testlöffels in die Konjugatlösung verbracht und mit dieser vermengt. Im Anschluss wird ein Teststreifen in die Substrat-Konjugatlösung getaucht. Nachdem der Teststreifen die Lösung aufgenommen hat, wird der Streifen auf eine saubere Unterlage gebracht. Auch hier ist ein spezifischer Farbumschlag Indikator für das Vorhandensein von Kryptosporidienantigenen in der vorliegenden Probe.

3.2.4.3. Flotationsverfahren

Für das Flotationsverfahren wurden die Kotproben zuerst mit Wasser und anschließend mit Zinksulfatlösung ($ZnSO_4$, spezifisches Gewicht 1,3) zentrifugiert. Die Zentrifugenröhrchen hatten spitz zulaufende Böden und wurden zum Schutz vor Auslaufen oder Verspritzen mit einem Schraubdeckel verschlossen. Nach Zentrifugation mit Wasser und vor Hinzufügen der Zinksulfatlösung wurde das Sediment am Grund des Röhrchens erneut mit einem gebrochenen Mundspatel aufgemischt.

Die Proben wurden für je acht Minuten bei 2500 rpm (ca. 300 g) zentrifugiert.

Mikroskopisch detektierte Parasitenstadien wurden mittels Messokular abgemessen und abfotografiert.

3.2.4.4. Auswanderverfahren

Das Auswanderverfahren nach Baermann-Wetzel zum Nachweis von Lungenwurm- und Zwergfadenwurmbefall wurde mithilfe der selbstgemachten mobilen Auswanderständer realisiert. Es wurden nur diejenigen Proben mittels Auswanderverfahren untersucht, die eine genügende Menge an Kot aufwiesen. Nach 16-20 Stunden wurden die angesetzten Proben analysiert.

Zuerst wurden die in Lösung gebrachten Proben auf einen Objektträger ausgelassen. Bei Larvenfund wurde ein weiterer Teil der Lösung in eine Petrischale verbracht und unter einem Stereomikroskop beurteilt. Die gefundenen Larven wurden mitsamt der Lösung in ein Probenröhrchen verbracht und mit Ethanol (70%, vergällt) versetzt.

3.2.5. Aufbewahrung und Konservierung der Proben

Alle Kotproben von Hunden und Katzen wurden nach den koproskopischen Analysen in einem Laborkühlschrank bei unter 4 °C gelagert. Positive Proben wurden je nach gefundenen Parasitenstadien spezifisch gekennzeichnet.

Am Ende jeder Arbeitswoche wurden negative Proben entsorgt und positive Proben in einer Kühlbox nach Wien an das Institut für Parasitologie der Veterinärmedizinischen Universität Wien verbracht. Dort wurden die Proben im Kühlraum bei 6-8 °C gelagert.

3.2.6. PCR Analysen

Kotproben, die positiv auf Giardien getestet wurden, wurden mittels nested-PCR untersucht. Die Analysen fanden im Institut für Parasitologie der Veterinärmedizinischen Universität Wien statt. Für eine Differenzierung der *Giardia duodenalis* Genotypen wurden drei verschiedene Genloki herangezogen: Glutamatdehydrogenase (*gdh*), die Triosephosphatisomerase (*tpi*) und das β -Giardin (*bg*). Die Sequenzierung erfolgte nach SANGER.

3.2.6.1. DNA-Extraktion

Die DNA der Giardien-positiven Proben wurde direkt aus dem Kot mittels NucleoSpin® Soil Kit (MACHEREY-NAGEL GmbH & Co. KG, Düren, Deutschland) extrahiert. Für die Durchführung der nested-PCR erfolgte mittels Mastermix aus destilliertem Wasser, 1xGreen Taq Reaction Buffer (Promega, Wisconsin, USA), je 25 mM dNTPs und Taq-Polymerase (Konzentration 5u/ μ l) (Promega). Außerdem enthielt der Mastermix auch Primer und extrahierte DNA aus den Proben.

3.2.6.2. *gdh*-PCR

Für die Untersuchung auf den Genlocus *gdh* wurden für die erste Runde der nested-PCR (Nest 1) der Forward Primer *gdh_1F* und der reverse Primer *gdh_2R* eingesetzt. Die Produktgröße für Nest 1 betrug 754 bp (Basenpaare). Für die zweite Runde der nested-PCR (Nest 2) wurde der Forward Primer *gdh_3F* und der reverse primer *gdh_4R* benutzt. Das DNA-Volumen betrug jeweils 5 μ l/Reaktion bei einem Gesamtvolumen von 25 μ l/Mastermix. Die Produktgröße für Nest 2 betrug 530 bp. Die genauen Primersequenzen und deren Konzentrationen zeigt Tabelle 3.

Die initiale Denaturierung erfolgte bei 95 °C für zwei Minuten. Danach erfolgten je 35 Zyklen: 94 °C für je 30 Sekunden, 60 °C bei Nest 1 für 30 Sekunden bzw. 58 °C bei Nest 2 für 30 Sekunden und anschließend 72 °C für 60 Sekunden. Die finale Elongation erfolgte bei 72 °C für 7 Minuten. Anschließend wurden die Proben auf 15 °C heruntergekühlt und gelagert.

Tabelle 3: Giardia PCR Analyse: Primerpaare Genlokus *gdh*.

| Primerpaare: Genlokus <i>gdh</i> | | | |
|---|--------|--------------------------------------|-------------|
| Nest 1 | | | |
| Forward Primer | gdh_1F | 5'-TTC CGT RTY CAG TAC AAC TC-3' | 100 pmol/μl |
| Reverse Primer | gdh_2R | 5'-ACC TCG TYC TGR GTG GCG CA-3' | 100 pmol/μl |
| Nest 2 | | | |
| Forward Primer | gdh_3F | 5'-ATG ACY GAG CTY CAG AGG CAC GT-3' | 100 pmol/μl |
| Reverse Primer | gdh_4R | 5'-GTG GCG CAR GGC ATG ATG CA-3' | 100 pmol/μl |

3.2.6.3. *tpi*-PCR

Für die Amplifikation des Genlokus *tpi* wurden Forward Primer AL3543-for und Reverse Primer AL3546-rev (Nest 1) sowie Forward Primer AL3544-for und Reverse Primer AL3545-rev (Nest 2) herangezogen. Die Produktgröße von Nest 1 betrug 605 bp und für Nest 2 530 bp. Die genauen Primersequenzen und deren Konzentrationen zeigt Tabelle 4. Der Mastermix (50 μl) bestand aus destilliertem Wasser, Green Taq Reaction Buffer sowie Taq-Polymerase (Konzentration 5u/μl) (Promega, Wisconsin, Vereinigte Staaten), dNTPs (25 mM), Magnesiumchlorid (MgCl₂, 50 mM), Primer (Konzentration 100 pmol/μl) und einem spezifischen Template (1 μl). Die initiale Denaturierung erfolgte bei 94 °C für 2 Minuten. Im Anschluss daran erfolgten 35 Zyklen: 94 °C für 45 Sekunden, 50 °C für 45 Sekunden und 72 °C für 60 Sekunden. Die letzte Elongation dauerte 10 Minuten und fand bei 72 °C statt. Danach wurden die Proben wiederum auf 15 °C gekühlt und gelagert.

Tabelle 4: *Giardia* PCR Analyse: Primerpaare Genlokus *tpi*

| Primerpaare: Genlokus <i>tpi</i> | | | |
|----------------------------------|------------|----------------------------------|-------------|
| Nest 1 | | | |
| Forward Primer | AL3543-for | 5'-AAA TIA TGC CTG CTC GTC G-3' | 100 pmol/μl |
| Reverse Primer | AL3546-rev | 5'-CAA ACC TTI TCC GCA AAC C-3' | 100 pmol/μl |
| Nest 2 | | | |
| Forward Primer | AL3544-for | 5'-CCC TTC ATC GGI GGT AAC TT-3' | 100 pmol/μl |
| Reverse Primer | AL3545-rev | 5'-GTG GCC ACC ACI CCC GTG CC-3' | 100 pmol/μl |
| Nest 2, Assemblage D | | | |
| Forward Primer | TPIDF | 5'-CCG TTC ATA GGT GGC AAC TT-3' | 100 pmol/μl |
| Reverse Primer | TPIDR | 5'-GTA GCC ACT ACA CCA GTT CC-3' | 100 pmol/μl |

3.2.6.4. bg-PCR

Der Genlokus *bg* sollte durch den Forward Primer G7 sowie den Reverse Primer G759 für Nest 1 und durch Forward Primer β-GIAR2-F sowie Reverse Primer β-GIAR2-R für Nest 2 detektiert werden. Die Produktgröße von Nest 2 betrug 511 bp. Die genauen Primersequenzen und deren Konzentrationen zeigt Tabelle 5. Die Reagenzien des Mastermix entsprachen denen für die Untersuchung auf Genlokus *gdh*; es wurden jeweils 5 μl DNA/Reaktion in einem Gesamtvolumen von 25μl eingesetzt. Die initiale Denaturierung erfolgte bei 95 °C für 5 Minuten. In 35 Zyklen wechselten die Temperaturen je von 95 °C (30 Sekunden) auf 65 °C für Nest 1 und 55 °C für Nest 2 (30 Sekunden) auf schließlich 72 °C (60 Sekunden). Final erfolgte die letzte Elongation bei 72 °C für 7 Minuten. Zum Schluss wurden die Proben auf 15 °C abgekühlt und gelagert.

Tabelle 5: *Giardia* PCR Analyse: Primerpaare Genlokus *bg*

| Primerpaare: Genlokus <i>bg</i> | | | |
|---------------------------------|-----------|---|-------------|
| Nest 1 | | | |
| Forward Primer | G7 | 5'-AAG CCC GAC GAC CTC ACC CGC AGT GC-3' | 100 pmol/μl |
| Reverse Primer | G759 | 5'-GAG GCC GCC CTG GAT CTT CGA GAC GAC-3' | 100 pmol/μl |
| Nest 2 | | | |
| Forward Primer | β-GIAR2-F | 5'-GAA CGA GAT CGA GGT CCG-3' | 100 pmol/μl |
| Reverse Primer | β-GIAR2-R | 5'-CTC GAC GAG CTT CGT GTT-3' | 100 pmol/μl |

3.2.4.4. PCR für Ancylostomatidae

Für den Nachweis *U. stenocephala* wurde eine PCR mit Forward Primer COI-Nema_fw und Reverse Primer COI_Nema_rv durchgeführt. Die genauen Primersequenzen und deren Konzentrationen zeigt Tabelle 6. Das Gesamtvolumen betrug 25 µl/Mastermix, darin waren jeweils 5 µl DNA-Template enthalten. Damit sollte der Genlocus *Cytochromoxidase-Unterheit I* (COI) aufgefunden werden. Dieser Locus dient als DNA-Barcode für diverse Nematoden und kann somit für eine Genotypisierung herangezogen werden (Führer et al. 2015).

Tabelle 6: PCR Analyse: Primer für den Nachweis von *U. stenocephala*

| Primer für den Nachweis von <i>U. stenocephala</i> | | | |
|--|-------------|------------------------------------|------------|
| Forward Primer | COI_Nema_fw | 5'- GAAAGTTCTAATCATAARGATATTGG -3' | 10 pmol/µl |
| Reverse Primer | COI_Nema_rv | 5'- ACCTCAGGATGACCAAAAAAYCAA -3' | 10 pmol/µl |

Von den zwei Proben, die koproskopisch positiv auf *U. stenocephala* getestet worden waren, wurde die DNA zunächst direkt vom Kot mittels NucleoSpin® Soil Kit (MACHEREY-NAGEL GmbH & Co. KG) extrahiert. Nachdem durch dieses Verfahren keine DNA von *U. stenocephala* nachgewiesen werden konnte, wurden die Proben flotiert und die DNA wurden dann aus dem Überstand der Flotation extrahiert. Der Mastermix enthielt folgende Reagenzien: destilliertes Wasser, Green Tag Reaction Buffer sowie Taq-Polymerase (Konzentration 5u/µl) (Promega, Wisconsin, Vereinigte Staaten), 25 mM dNTPs und Primer. Die erste Denaturierung erfolgte bei 95 °C für 2 Minuten. Danach erfolgten 35 Zyklen: 95 °C (1 Minute), 50 °C (1 Minute) und 72 °C (1 Minute). Anschließend wurde die finale Elongation bei 72 °C für 5 Minuten durchgeführt. Die Proben wurden dann auf 4 °C heruntergekühlt und gelagert. Die Produktgröße betrug 710 bp.

3.3. Statistik

Positive Befunde wurden auf einem Befundbogen (s. Anhang 5) schriftlich festgehalten. Die dadurch erhobenen Daten wurden in eine Microsoft Excel-Liste (Microsoft Excel für Mac 2011, Version 14.6.2) übertragen und auch mithilfe dieses Programms ausgewertet.

4. Ergebnisse

4.1. Studienpopulation

Zum Zeitpunkt der Studie lebten in den vier Tierheimen insgesamt 122 Hunde: 47 Hunde in Tierheim A, 28 Hunde in Tierheim B, 27 Hunde in Tierheim C und 20 Hunde in Tierheim D. Davon waren 13 Hunde als Welpen (bis 6 Monate) und 109 Hunde als adult (älter als 6 Monate) definiert (siehe Abbildung 3).

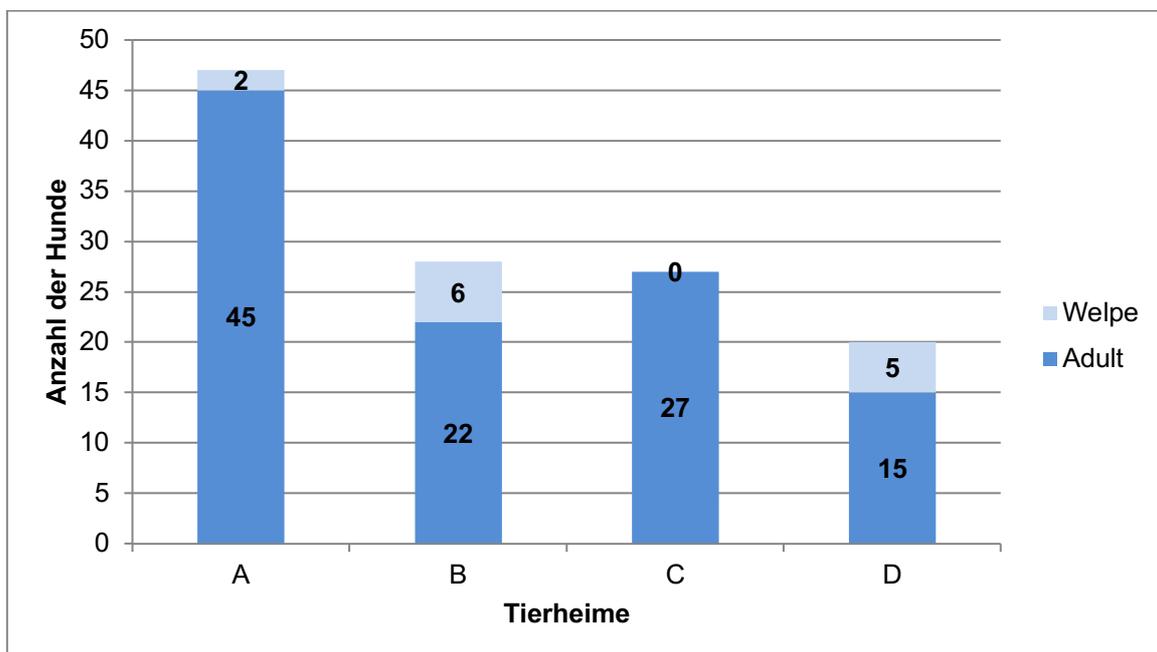


Abbildung 3: Alter der Hunde in der vorliegenden Studie. Welpen: bis 6 Monate. Adult: älter als 6 Monate. Tierheim A: 47 Hunde insgesamt. Tierheim B: 28 Hunde insgesamt. Tierheim C: 27 Hunde insgesamt. Tierheim D: 20 Hunde insgesamt.

Für die Studie wurden uns von allen Tierheimen insgesamt 71 Kotproben übergeben. Dabei handelte es sich meist um Einzelproben. Nur in sieben Fällen wurde eine Sammelkotprobe für eine ganze Hundegruppe vermittelt. Drei von den insgesamt 71 Kotproben stammten von Hunden unter einem Jahr. Von neun beprobten Hunden wurden keine Angaben zum Alter übermittelt.

4.2. Koprokopie

Von insgesamt 71 untersuchten Hundekotproben waren zwölf Proben positiv. In Abbildung 4 ist die untersuchte Probenanzahl von jedem Tierheim den positiven Proben gegenübergestellt. In Tierheim A konnten von 29 übermittelten Proben 3 als positiv befundet werden. In den Hundekotproben von Tierheim B konnten keine Endoparasiten gefunden werden. In Tierheim C waren vier von 14 Proben und in Tierheim D fünf von 14 Proben positiv.

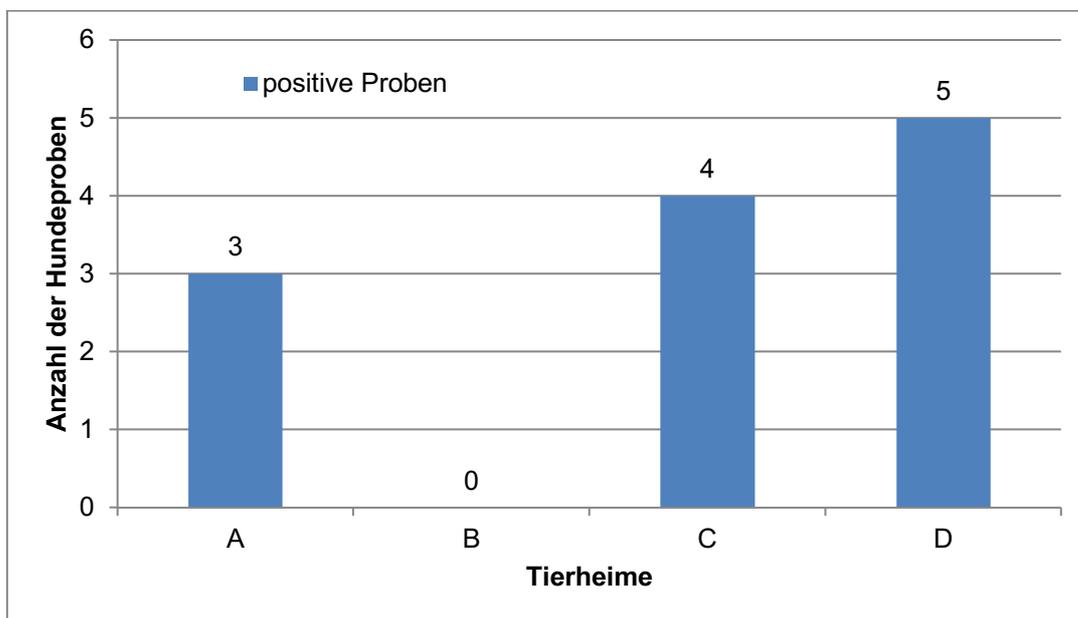


Abbildung 4: Positive Befunde nach Tierheimen im Überblick. Tierheim A: 29 übermittelte Proben. Tierheim B: 14 übermittelte Proben. Tierheim C: 14 übermittelte Proben. Tierheim D: 14 übermittelte Proben.

In jeder positiven Probe wurde nur je eine Endoparasitenart nachgewiesen. Von den insgesamt zwölf positiven Proben wurden in sieben Giardien, in zwei *Cystoisospora* spp. in zwei *U. stenocephala* und in einer *Trichuris vulpis* diagnostiziert.

In Abbildung 5 sind die gefundenen Parasiten den einzelnen Tierheimen zugeordnet. Während in den Hundekotproben von Tierheim A Giardien und *Cystoisospora* spp. festgestellt wurde und in den Proben von Tierheim C sowohl Giardien, *U. stenocephala* und *Tr. vulpis* gefunden wurden, wurden in den positiven Proben von Tierheim D Giardien identifiziert.

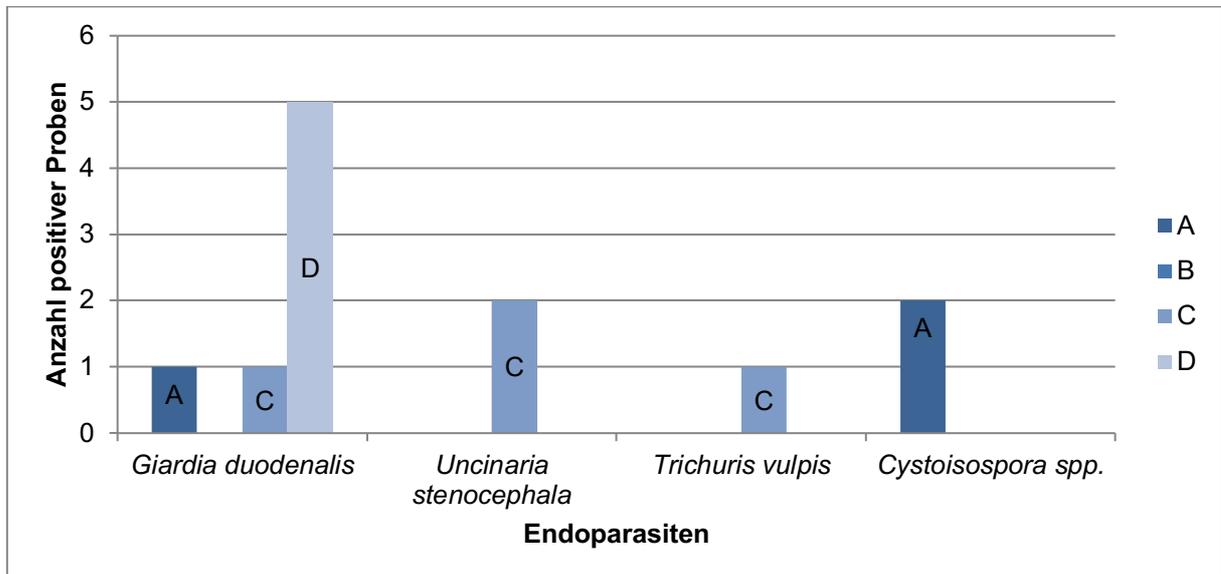


Abbildung 5: Positive Befunde nach Parasiten: A bis D: Tierheime aus denen die Proben stammen. A (n = 29 untersuchte Hunde). B (n = 14 untersuchte Hunde). C (n = 14 untersuchte Hunde). D (n = 14 untersuchte Hunde).

Von den zwölf positiv befundenen Hunden waren elf adult und wurden in Gruppen gehalten. Alle zwölf waren Abgabetierr. Der mit Giardien infizierte Welpe (Rasse Karabaş) aus Tierheim A war 10 Wochen alt und zum Zeitpunkt der Testung in Quarantäne. Der Hund wurde am 21. August 2021 von der Amtstierärztin an der österreichischen Grenze den BesitzerInnen abgenommen. Die BesitzerInnen kamen von der Türkei und es fehlten Gesundheitsnachweise für den Welpen. Dem Hund wurde Blut entnommen. Außerdem erfolgen Untersuchungen auf Parvovirose und auf Endoparasiten. Nachdem am 30. August 2021 der Befund „geringgradiger Kokzidienbefall“ vorlag, wurde der Welpe für vier Tage mit Toltrazuril behandelt (5mg/kg Körpergewicht, zwei Mal täglich). Nach den vier Behandlungstagen war der koproscopische Befund negativ. Auch Parvovirose wurde ausgeschlossen. Die Studienprobe wurde am 6. September 2021 entnommen. Am 1. Oktober 2021 wurde der Hund von den Besitzern abgeholt und in deren Heimat Frankreich gebracht. Dort musste das Tier für sechs Monate in Heimquarantäne.

Das letzte Entwurmungsdatum war nur bei vier positiven Hunden nachvollziehbar. Diese vier Hunde lebten alle in Tierheim C und waren erst eine Woche vor Probenentnahme mit Milbemycinoxim und Praziquantel entwurmt worden.

4.3. PCR Analysen

Alle zehn Proben, die im IDEXX SNAP[®] *Giardia* Test positiv auf Giardien waren, wurden auch mittels einer nested-PCR untersucht. Durch die PCR-Untersuchungen konnte dabei nur eine Probe positiv auf DNA von *G. duodenalis* getestet werden, die dem Genotyp C zugeordnet werden konnte (s. Anhang 6 und 7). Die Probe stammte vom Welpen aus dem Tierheim A, der bereits mit Toltrazuril gegen Kokzidien vorbehandelt wurde. Die zwei Proben, die koproskopisch positiv auf *Uncinaria stenocephala* getestet wurden, wurden mittels konventioneller PCR untersucht. Durch dieses Verfahren konnte jedoch in den beiden Proben keine entsprechende DNA nachgewiesen werden.

4.4. Parasitenmanagement der Tierheime bei Hunden

Drei Tierheime gaben an, ausschließlich Abgabehunde in Betreuung zu haben. Als Hauptgrund für die Abgabe nannte ein Tierheim Überforderung und familiäre Probleme der VorbesitzerInnen. Aus den Tierkarteien eines anderen Tierheims ging hervor, dass einige Hunde auch aufgrund behördlicher Anordnung den Besitzern weggenommen wurden. Ein Tierheim beherbergte zum Zeitpunkt der Studie neben Abgabehunden auch einen Fundhund.

Drei Tierheime berichteten von Aufnahmen von Hunden aus dem Ausland. Die Herkunftsländer waren Türkei, Griechenland, Bosnien, Serbien und Kroatien. Allerdings erhielt die Studiengruppe von den ausländischen Hunden nur Proben von jenen aus Kroatien. So befanden sich im Probenpool insgesamt vier Kotproben von Hunden aus diesem Land. Ein Tier davon wurde positiv auf Giardien getestet. Dieser Hund war zum Zeitpunkt der Studie seit ca. sechs Wochen im Tierheim. In den restlichen drei Proben wurden keine Parasitenstadien nachgewiesen. Da der Giardien-infizierte Welpe aus Tierheim C quer durch Europa gereist war, war kein eindeutiges Herkunftsland vermerkt.

Neu eintreffende Hunde wurden nur in einem der befragten Tierheime verpflichtend für vier Wochen in Quarantäne gehalten. In allen anderen Tierheimen wurden Neankömmlinge nur unter bestimmten Voraussetzungen in Quarantäne verbracht. Angegebene Quarantänegründe waren:

- Gesundheitsstatus unbekannt (inkl. Fundtiere)

- Impfstatus unbekannt
- offensichtliche Erkrankungen
- Einfuhr aus dem Ausland

Auch Kastration, Impfung oder diagnostische Maßnahmen waren Gründe für eine Quarantäne (s. Abbildung 6). In allen Tierheimen wurden die Hunde während einer Quarantäne entwurmt und gegen Flöhe behandelt.

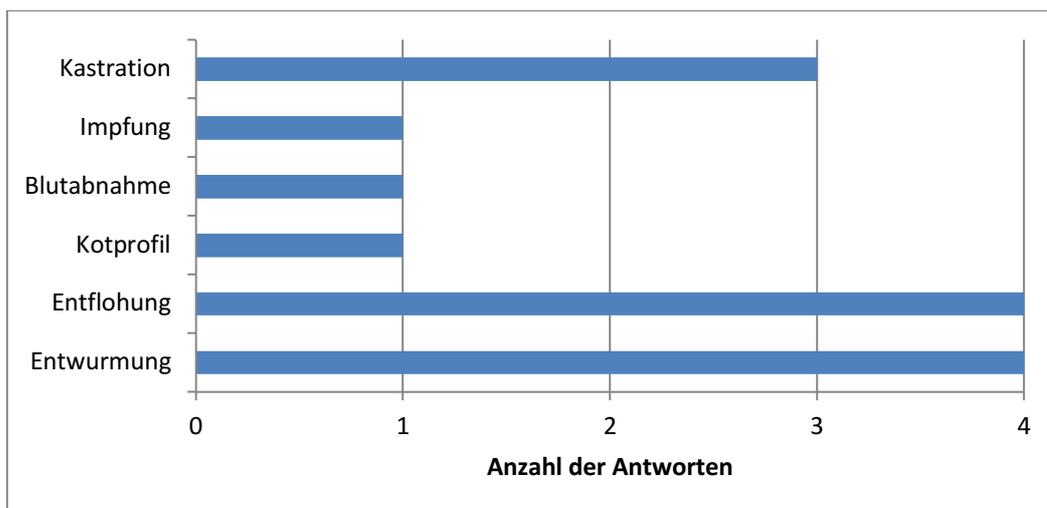


Abbildung 4: Angegebene Quarantänemaßnahmen der Tierheime.

Je nach Tierheim wurden die Quarantänerräumlichkeiten mit Desinfektionsmitteln basierend auf Alkohol und/oder Ammoniumverbindungen sowie Chlor gereinigt. Die regulären Einzel- oder Gruppenräume der Hunde wurden je nach Tierheim auch mittels Alkohol-, Allzweck- und Essigreiniger gesäubert. Die Reinigung erfolgte in jedem Tierheim täglich. Dazu gehörte auch das Entfernen von Kot. In einem Tierheim wurde der Kot zwei Mal täglich beseitigt. Die Räumlichkeiten selbst waren je nach Tierheim unterschiedlich ausgestattet (s. Tabelle 3).

Tabelle 7: Bodenmaterial und -qualität in den Hunderäumlichkeiten

| Tierheim | Bodenmaterial | Oberfläche |
|----------|-------------------|--------------------------------------|
| A | Fliesen | glatt/unporös |
| B | Fliesen | glatt/unporös sowie porös/perforiert |
| C | Beton und Holz | glatt/unporös |
| D | Beton und Fliesen | porös/perforiert |

In jedem Tierheim gab es Freilaufräume für die Hunde. In drei von vier Tierheimen hatte jede Gruppe einen eigenen abgetrennten Freilaufräumbereich. In einem Tierheim teilten sich die Tiere teilweise einen Freilaufräumbereich. In jedem Außenbereich der Tierheime gab es Wasserstellen, die regelmäßig kontrolliert und entleert wurden. Zwei Tierheime entfernten den Kot im Freien täglich, ein Tierheim sogar zwei Mal täglich. In einem anderen Tierheim wurden die Freilaufräume jeden zweiten Tag von Kot befreit. Entwurmungen wurden im Abstand von drei bis sechs Monaten mit verschiedenen Präparaten durchgeführt (s. Tabelle 4).

Tabelle 8: Entwurmungsstrategien der Tierheime bei Hunden

| Tierheim | Routine-Entwurmungsintervall | Präparat | Wirkstoffe ¹ | Anwendung ¹ |
|----------|------------------------------|---------------------|---|--|
| A | alle 3 Monate | Exitel® | Praziquantel, Pyrantel, Febantel | <i>T. canis</i> , <i>Toxascaris leonina</i> , <i>U. stenocephala</i> , <i>A. caninum</i> , <i>Tr. vulpis</i> , <i>Echinococcus</i> spp., <i>Taenia</i> spp., <i>Dipylidium caninum</i> |
| B | alle 3 Monate | Milpro®, Milbemax® | Milbemycinoxim, Praziquantel | <i>D. caninum</i> , <i>Taenia</i> spp., <i>Echinococcus</i> spp., <i>Mesocestoides</i> spp., <i>A. caninum</i> , <i>T. a. canis</i> , <i>Toxascaris leonina</i> , <i>Tr. vulpis</i> |
| C | 2-mal jährlich | Milbemax® | | <i>Thelazia callipaeda</i> , <i>Crenosoma vulpis</i> , <i>Angiostrongylus vasorum</i> |
| D | alle 3 Monate | Milbemax®, Cazitel® | Milbemax®: Milbemycinoxim, Praziquantel Cazitel®: Praziquantel, Pyrantel, Febantel | Milbemax® s.o. Cazitel®: <i>T. canis</i> , <i>Toxascaris leonina</i> , <i>U. stenocephala</i> , <i>A. caninum</i> , <i>Tr. vulpis</i> , <i>Echinococcus</i> spp., <i>Taenia</i> spp., <i>D. caninum</i> |

Kotuntersuchungen wurden in keinem der vier Tierheime routinemäßig durchgeführt.

¹ Quelle: Arzneispezialitätenregister AGES

Alle Tierheime betrieben eine Hundepensionsstation. An allen Standorten musste für Pensionshunde ein gültiger Impfpass vorgelegt werden. Zwei Tierheime forderten auch eine Bestätigung über eine aktuelle Entwurmungstherapie ein. Ein Tierheim wollte außerdem über Auslandsaufenthalte der Hunde informiert werden. Die Pensionshunde durften in drei Tierheimen Kontakt zu anderen Tierheimhunden haben.

Alle Hunde in den vier Tierheimen wurden mit Feucht- und/oder Trockenfutter gefüttert. Tierheime B und C gaben an, auch zusätzlich gekochtes Fleisch zu verfüttern.

5. Diskussion

Insgesamt lebten zum Zeitpunkt der Studie 122 Hunde in den vier Kooperationstierheimen in Kärnten. Davon wurden 71 Einzelkotproben von Hunden in Einzel- sowie Gruppenhaltung auf Endoparasiten untersucht. Aufgrund der Haltung in Gruppen konnte nicht jede Probe einem einzelnen Hund zugeordnet werden. Da zum Zeitpunkt der Probenabholung nicht in allen Einzel- und Gruppenräume Kot vorgefunden wurde, konnten nicht alle Hunde beprobt werden.

Die Probenentnahmen wurde vom Tierheimpersonal selbst durchgeführt. Nur in Tierheim C wurden die Proben von den StudienleiterInnen gesammelt, da zum Zeitpunkt der Abholung nur Katzenkotproben bereitstanden.

In den Tierheimen lebten vor allem adulte Hunde. Von insgesamt 122 Hunden waren nur 13 Welpen. Von den 71 untersuchten Proben stammte nur eine von einem Welpen. Darüber hinaus waren alle beprobten Hunde ausschließlich Abgabetierr, die unmittelbar nach Aufnahme in das jeweilige Tierheim vorsorglich entwurmt worden waren. In den Tierheimen wurde zusätzlich ein Entwurmungsintervall von drei bzw. sechs Monaten eingehalten. Vor diesem Hintergrund war die Anzahl an erwarteten positiven Proben hinsichtlich Helminthen gering.

Mittels Flotationsverfahren sowie Koproantigentests konnten in zwölf von 71 untersuchten Proben Endoparasiten nachgewiesen werden: in sechs Proben befanden sich *Giardia* spp., in je zwei Proben *U. stenocephala* und *Cystoisospora* spp, sowie in einer Probe *Tr. vulpis*. Dies entspricht einer Infektionsrate der untersuchten Hunde von 16,9%. Für die einzelnen Tierheime konnte die Ausscheidungsrate wie folgt berechnet werden: Tierheim A ca. 10% (3/29), Tierheim B 0% (0/14), Tierheim C ca. 28% (4/14), Tierheim D ca. 35% (5/14). Da jeweils nur ein einzelner Kotabsatz untersucht wurde und nicht von allen stationären Tierheimhunden Kotproben verfügbar waren, war eine genaue Berechnung der exakten Infektionsrate für jedes Tierheim nicht möglich. Parasitenstadien werden nicht kontinuierlich durch den Wirt ausgeschieden. Die Ausscheidungsrate erfolgt vielmehr intermittierend und kann sogar innerhalb eines Tages schwanken. Die Produktivität von Parasiten im Darm ist von wirtsendogenen Faktoren wie Alter, Genetik und Immunstatus abhängig. Darüber hinaus ist die Erregerlast ein wichtiger/bedeutender Einflussfaktor auf die Ausscheidung (Krämer 2005). Auch die interpersonelle Variabilität sowie die eingesetzten Testverfahren sowie

Methodik ((Flotationslösung, Zentrifugationsdauer und -drehzahl) setzen dem Nachweis von Parasitenstadien Grenzen.

Dass die Erfahrung der UntersucherInnen und die Nachweismethode einen wesentlichen Einfluss auf die jeweilige Sensitivität haben, zeigt beispielsweise eine Studie von Little et al. (2019). In dieser Studie wurden 1202 Kotproben von Hunden auf Nematodenbefall (Spulwürmer, Hakenwürmer, *Trichuris*) untersucht. Die Proben wurden jeweils von einer erfahrenen Person, einer unerfahrenen Person sowie mittels ELISA Schnelltest analysiert. Während die ungeübtere Person weitaus weniger Parasitenstadien nach Flotation feststellen konnte, als die geübte Person, erzielte der ELISA Schnelltest die besten Ergebnisse (Little et al. 2019). Eine Studie von Adolph et al. (2017) berechnete die Sensitivität und Spezifität von passiver Flotation, Flotation durch Zentrifugation, ELISA Schnelltest sowie von der Kombination aus Flotation durch Zentrifugation und ELISA Schnelltest. Hinsichtlich der Sensitivität erzielte als Einzeltest der Koproantigentest die besten Ergebnisse. Insgesamt war die Sensitivität bei Kombination aus Flotation durch Zentrifugation und ELISA Test am höchsten. Die Spezifität variierte für jeden einzelnen ELISA Test. Gründe dafür wurden nicht angegeben (Adolph et al. 2017). Ursachen für einen positiven Flotationsnachweis bei negativem Koproantigennachweis, könnten passagierete Wurmeier sein, die insbesondere Hunde durch Koprophagie aufnehmen. Der Vorteil von Koproantigentests besteht darin, dass diese Testsysteme spezifische Biomoleküle von Parasiten nachweisen können, welche von metabolisch aktiven Stadien produziert werden. So können Infektionen noch während der Präpatenz, bei intermittierender Eiausscheidung sowie bei monogeschlechtlichem Befall mit Würmern ohne Eiproduktion nachgewiesen werden und rein passagierete Eier führen nicht zu einem falsch positiven Ergebnis (Elsemore 2020). Vor diesem Hintergrund lässt sich festhalten, dass Koproantigentests in der Regel eine höhere Sensitivität als Flotationsverfahren haben. Trotzdem müssen ELISA Testsysteme nicht immer zu 100% zuverlässig sein. Bei einer zu geringen Antigenkonzentration können falsch negative Ergebnisse geliefert werden (Adolph et al. 2017).

Giardienzysten sind im Vergleich zu vielen Wurmeiern mittels Flotationsverfahren schwieriger nachzuweisen. Das liegt nicht zuletzt daran, dass Giardienzysten vergleichsweise klein sind und leicht durch Flotationslösungen verformt werden können. In der Studie von Adolph et al. (2017) konnte die unerfahrene Person in nur

zwölf Proben Giardienzysten unter dem Mikroskop erkennen, während die erfahrene Person in 37 Proben Giardienzysten feststellen konnte. Dabei gilt zu beachten, dass die Ergebnisse beider UntersucherInnen nur in einem Fall übereinstimmte. Elf der zwölf Proben, die von der ungeübteren Person als Giardien-positiv befundet wurden, wurden von dem/der ExpertIn als negativ bewertet. Eine Diagnose von Giardien mittels ELISA basierendem Schnelltest kann daher von Vorteil sein. Eine Studie über die Detektion von Giardien von Dryden et al. (2006) hat gezeigt, dass zwar die Sensitivität von Flotation mit Zinksulfat und dem IDEXX SNAP® *Giardia* Test gleich zu bewerten ist, aber dass gerade ungeübte UntersucherInnen nicht immer Zysten im Mikroskop erkennen können. So könnte die Sensitivität des Flotationsverfahren fälschlicherweise als geringer eingeschätzt werden, als sie tatsächlich ist (Dryden et al. 2006). Auch in der vorliegenden Studie konnten nicht in allen Proben, die durch den IDEXX SNAP® *Giardia* Test positiv auf Giardien getestet wurden, auch mikroskopisch Zysten nachgewiesen werden.

Aufgrund der häufig intermittierenden Ausscheidung von Endoparasiten, der limitierten Anzahl von Proben pro Tier und die geringe Sensitivität der Koproskopie muss die Rate von 12 Ausscheidern aus einer Gesamtzahl von 71 Einzelhunden bzw. Hundegruppen als Mindestrate für die Parasitenprävalenz angenommen werden.

Trotz der erwähnten Einschränkungen bei der Beurteilung der Infektionsraten und der geringen Gesamtprobenanzahl kann trotzdem eindeutig festgestellt werden, dass Giardien mit 9,8% (7/71) positiven Proben am häufigsten vorkamen. Die berechnete Prävalenz für Hakenwürmer und *Cystoisospora* spp. lag bei je 2,8% (je 2/71) und für *Tr. vulpis* bei 1,4% (1/71).

Von den sieben *Giardia*-positiven Hunden lebten sechs in Gruppenhaltung. Fünf von den sieben positiven Hunden befanden sich in Tierheim D. Sie waren adult und wurden in Gruppen gehalten. Die untersuchten Proben waren jedoch jedem Hund einzeln zuordenbar, da die TierheimmitarbeiterInnen die Proben nach direkter Beobachtung eines Kotabsatzes nahmen. Das Tierheim D hatte laut eigener Auskunft schon in der Vergangenheit Probleme mit Giardienbefall in den Hundegruppen. Interessant ist, dass die Hunde in diesem Tierheim jedoch seit einiger Zeit symptomlos waren. Diese Tatsache unterstreicht die Fähigkeit von Giardien, im Wirt lange und auch ohne Symptome zu verursachen persistieren zu können (Deplazes et al. 2021). Die beiden anderen positiven Hunde befanden sich in Tierheim A und C. Während in Tierheim A

ein Welpen in Einzelhaltung betroffen war, fand sich in Tierheim C ein positiver adulter Hund in Gruppenhaltung. Da in Tierheim C die Proben von den UntersucherInnen selbst gesammelt werden mussten und nur der Zugang zu leeren Boxen bzw. Freilaufzonen erlaubt war, ist lediglich ein einzelner Giardien-Nachweis nicht verblüffend. In Tierheim C lebten laut eigenen Angaben 27 Hunde. Alle davon waren adult. Neunzehn Proben konnten gesammelt werden, wobei nur elf eindeutig einem Hund zugeordnet werden konnten.

Proben, die positiv für Giardien waren, wurden mithilfe von einer nested-PCR und anschließender Sequenzierung weiter untersucht. Ziel war es, die entsprechenden Gensequenzen den einzelnen Assemblages zuzuordnen, um ein potentielles Zoonoserisiko ermitteln zu können. Von den sieben untersuchten Giardien-positiven Proben konnte nur in einer Probe erfolgreich die Gensequenz einer Assemblage isoliert werden. Da der Genotyp C für den Hund spezifisch ist (Cacciò et al. 2018), konnte in diesem Fall ein zoonotisches Potential ausgeschlossen werden. Beweisend waren dabei die Genotyp-C-positiven Genloki *tpi* und *gdh*. Es kann davon ausgegangen werden, dass dieser Genotyp keine klinische Manifestation im Mensch auslösen kann. Die Probe stamme von dem Welpen aus Tierheim A, der von der Türkei durch Europa nach Österreich kam und an der Grenze aufgrund fehlender Gesundheitsbescheide im Tierheim aufgenommen wurde. Mögliche Gründe dafür, dass in den restlichen sechs Proben keine entsprechenden Assemblagesequenzen isoliert werden konnte, sind eine geringe Zystenanzahl in den entsprechenden Proben oder Inhibitionsfaktoren im Kot (Tangtrongsup und Scorza 2010).

Vor diesem Hintergrund lässt sich eine gänzliche Freiheit von zoonotischen Endoparasiten in den untersuchten Hunden nicht ausschließen. Allerdings gilt zu berücksichtigen, dass die meisten Hunde nur wirtsspezifische Giardien-Genotypen tragen (Lappin und Spindel 2009). Das Zoonoserisiko ist daher trotz aller Einschränkungen der Befundung in der vorliegenden Studie als gering einzuschätzen. Ein absoluter Ausschluss des in dieser Studie gefundenen Genotyps *G. canis* als möglicher Zoonoseerreger ist jedoch auch nicht zulässig. In Deutschland wurden Reiserückkehrer mit Giardien der Assemblage D beschrieben. In China, Ägypten und der Slowakei gibt es Berichte über Giardieninfektionen von Menschen mit Assemblage C (Caccio et al. 2018).

Mit dem Verschwimmen von Wirtsgrenzen der diversen Giardien-Assemblages beschäftigt sich zum Teil auch eine österreichische Studie, in welcher 65 Stuhlproben von Menschen, die nachweislich mit Giardien infiziert waren, hinsichtlich Assemblage-Zugehörigkeit untersucht wurden. Dabei konnten 52 von den 65 Proben erfolgreich sequenziert werden. Die gefundenen Amplifikate konnten der Assemblage B zu 65,4% und der Assemblage A zu 34,6% zugeordnet werden (Lee et al. 2017). Die Assemblages A und B können weiters in Subassemblages aufgeteilt werden. Man geht davon aus, dass Assemblage AI als Wirtsherkunft sowohl Hunde als auch Menschen, AII nur Menschen, AIII nur Katzen und AIV diverse Tiere haben. Assemblage B wird als wirtsspezifischer beschrieben: Assemblage BI soll ursprünglich von Affen und Hunden, BII von Affen und BIII sowie BIV alleine vom Menschen isoliert worden sein (Monis et al. 2003). In der Studie von Lee et al. (2017) konnten Isolate den Subassemblages AI (9,6%), AII (25%), BIII (19,2%) und BIV (46,2%) zugeschrieben werden. Zwar werden insbesondere die Assemblages von Typ B als sehr menschspezifisch beschrieben, jedoch konnten diverse Subassemblages dieser Typen bereits in diversen Tieren nachgewiesen werden (Lee et al. 2017).

In Tierheim C konnten zwei Proben positiv auf *U. stenocephala* und eine auf *Tr. vulpis* getestet werden. Eine der Proben, in der *U. stenocephala* gefunden wurde, war eine Sammelprobe und konnte auf drei Hunde eingegrenzt werden. Zwei Hunde davon waren adult (je sechs Jahre alt). Vom dritten Hund wurde kein Alter übermittelt. Alle drei Hunde waren Abgabehunde. Da die Eier von *U. stenocephala* und *A. caninum* nicht immer eindeutig anhand der Größe bzw. Morphologie differenziert werden können (Deplazes et al. 2021), wurde die entsprechende positive Probe im Institut für Parasitologie der Veterinärmedizinischen Universität Wien erneut untersucht. Nach Flotation wurden die Eier erfahrenen Labormitarbeiterinnen präsentiert (s. Abbildung 5). Die Verdachtsdiagnose *U. stenocephala* wurde bestätigt. *Uncinara stenocephala* gilt in Zentraleuropa auch als prävalenter als *A. caninum* (Hinney et al. 2018). Ein entgültiger Beweis hätte eine PCR liefern können, doch eine Amplifikation der eingesetzten Proben-DNA schlug trotz Anreicherungsversuchen fehl. Eine mögliche Ursache dafür ist eine zu geringe Wurmeikonzentration in der entsprechenden Probe. Eine eindeutige Differenzierung wäre für die Einschätzung des Zoonosepotentials wichtig gewesen. Während *A. caninum* eine „Larva migrans cutanea“ und in seltenen Fällen eine eosinophile Enteritis im Menschen auslösen kann, ist das Zoonosepotential

von *U. stenocephala* ungeklärt (Bowman et al. 2010). Die Probe, die Eier von *Tr. vulpis* enthielt, konnte einem adulten Hund (fünf Jahre alt) zugeordnet werden. Ein zoonotische Potential von *T. vulpis* ist bis heute nicht bewiesen (Traversa 2011). Im Tierheim C hatten alle Hunde in Freilaufzonen Kontakt zueinander. Vor diesem Hintergrund lässt sich nicht ausschließen, dass weitere Hunde mit Hakenwürmern oder *Tr. vulpis* infiziert waren.



Abbildung 5: Wurmeier in Hundeprobe bei 20-facher Vergrößerung, Verdachtsdiagnose: *U. stenocephala* (Copyright Valerie Auersperg).

In Tierheim A konnten zwei Proben positiv auf *Cystoisospora* spp. getestet werden. Die Proben ließen sich zwei Hunden direkt zuordnen. Beide Hunde waren adult (je fünf Jahre alt). Ein Hund lebte in Gruppenhaltung, der zweite in Einzelhaltung. Aufgrund dieser Tatsache lässt sich nicht ausschließen, dass weitere Hunde mit *Cystoisospora* spp. infiziert waren. Für den Hund sind die *Cystoisospora*-Arten *C. ohioensis*, *C. burrowsi*, *C. neorivolta* und *C. canis* bekannt. Der Mensch wird nicht als Wirt dieser Arten erachtet (Dubey und Lindsay 2019). Beim Menschen parasitieren die Arten *C.*

belli und *C. natalensis* (Lindsay et al. 1997). Vor diesem Hintergrund wurden Proben, in denen *Cystoisospora* spp. festgestellt wurden, nicht weiter differenziert, da die Arten des Hundes als nicht infektiös für Menschen gelten.

In Tierheim B lebten zum Zeitpunkt der Studie 28 Hunde. Insgesamt wurden 14 Einzelkotproben, die je einem einzelnen adulten Hund zugeordnet werden konnten, übermittelt. Die Tiere lebten einzeln oder in Gruppen. Alle Proben waren negativ. Das Tierheim war erst vor ein paar Monaten komplett neu errichtet worden. Während die Hundeproben negativ waren, waren in einigen Katzenproben Giardien, *Toxocara canis*, *Capillaria* spp. *Cystoisospora* spp. und in einem Fall ein Lungenwurmbefall festgestellt worden². Dass die 14 Hundeproben negativ waren, spricht für ein gutes Hygienemanagement. Da jedoch nicht alle Hunde beprobt werden konnten und auch pro Hund nur eine Einzelkotprobe entnommen worden ist, kann eine vollkommene Parasitenfreiheit in den Hunden nicht mit Sicherheit bestätigt werden.

Allgemein lässt sich sagen, dass das Vorkommen von den unterschiedlichen Endoparasiten je nach Land, Zusammensetzung der Tierpopulation und Testverfahren variiert.

In Sachsen, Deutschland, wurde eine Studie durchgeführt, in der neben Katzen auch 445 Fund- und Abgabehunde in einem Tierheim auf gastrointestinale Parasiten untersucht wurden. Für die koproskopischen Untersuchungen wurde der erste Kot in der Quarantäne ohne vorherige Entwurmung verwendet. *Toxocara* spp. waren dabei die am häufigsten gefundenen Parasiten nach Flotation. Allerdings wurde keine Differenzierung zwischen *T. canis* und *T. cati* durchgeführt (obwohl diese beiden Arten jeweils hunde- bzw. katzenspezifisch sind, kann bei Hunden eine Ausscheidung von *T. cati*-Eiern aufgrund von Koprophagie nicht ausgeschlossen werden; Deplazes et al., 2021). Im Rahmen der Flotationen wurden in 0,9% Giardienzysten entdeckt. Der IDEXX SnapTest erfasste jedoch 11,4%. Die Prävalenzen lassen sich für diese Studie wie folgt reihen: Giardien (11,4%), *T. canis* (4,0%), *Cystoisospora* spp. (2,5%), Hakenwürmer (0,9%), *Tr. vulpis* (0,9%), *Capillaria* spp. (0,4%) sowie *Toxascaris leonina* und *Hammondia* sp. (je 0,2%) (Becker et al. 2012).

² Die Untersuchungen der Katzen aus den Kärntner Tierheimen sind in den Diplomarbeiten von Janina Mayr und Miriam John beschrieben.

Eine Studie aus der Slowakei, in welcher zwischen 2016 und 2021 Hundekotproben von Haustierhunden, Tierheimhunden, Jagdhunden, Wach- sowie Arbeitshunden und Hunden von Roma-Siedlungen auf Endoparasiten untersucht wurden, zeigte hohe Prävalenzen bei der Gruppe der Tierheimhunde und jener von Hunden aus Roma-Siedlungen. Die Untersuchung der 97 Tierheimhunde fand vor einer Entwurmung in der Quarantäne statt. Die Prävalenzen für die Studie hinsichtlich der Tierheimhunde lassen sich wie folgt reihen: *T. canis* (27,8%), Hakenwürmer (15,5%), *Tr. vulpis* (9,3%), *Toxascaris leonina* (1,0%), Taeniiden (Echinokokken ausgeschlossen; 2,1%). In dieser Studie wurden die Hunde nicht auf Giardieninfektionen untersucht (Jarosova et al. 2021).

Für die Prävalenz von Endoparasiten in Hunden in Prag, Tschechische Republik, lieferte eine 2007 veröffentlichte Studie Zahlen. Neben Hundekotproben aus dem städtischen und ländlichen Bereich von Prag wurden auch Kotproben von Hunden aus zwei Prager Tierheimen untersucht. Insgesamt wurden 524 Hundekotproben in den Tierheimen gesammelt. Dabei handelte es sich um Proben von direkt aufgenommenen Hunden und von jenen Hunden, die bereits seit zwei Monaten oder länger im Tierheim wohnten. Während Aufnahmehunde in Quarantäne eine *Toxocara*-Prävalenz von fast 8% zeigten, hatten jene Hunde, die bereits seit über zwei Monaten im Heim lebten, eine *Toxocara*-Prävalenz von unter 6%. Während dagegen die Aufnahmehunde eine Giardien-Prävalenz von unter 2% hatten, wurde für die anderen Hunde eine Giardien-Prävalenz von fast 10% erfasst (Dubna et al. 2007).

Eine italienische Studie, veröffentlicht im Jahr 2015, gibt Aufschluss über das Vorkommen von Endoparasiten in Tierheimhunden aus Norditalien (Regionen Veneto und Friuli-Venezia Giulia). Dabei wurden zwischen 2008 und 2012 318 Hundekotproben gesammelt. Die Proben stammten sowohl von nicht entwurmt als auch von entwurmt Hunden. Die Prävalenzen der einzelnen Endoparasiten lassen sich wie folgt reihen: *Tr. vulpis* (29,2%), Giardien (15,1%), *T. canis* (9,7%), Hakenwürmer (8,2%), *Cystoisospora* spp. (5,7%), *Eucolus aerophilus* (2,2%), *Dipylidium caninum* (1,6%). Die gefundenen Giardienzysten wurden mittels nested-PCR sequenziert. Von 165 positiven Proben war die PCR in 106 Fällen erfolgreich. Davon ließen sich 79 Amplifikate auch sequenzieren: 78 Amplifikate konnten der Assemblage C bzw. D (eher hundespezifisch) zugeordnet werden. Ein Amplifikat war der Assemblage B (potenziell zoonotisch) zugehörig (Simonato et al. 2015).

Toxocara canis zeigte in allen vier Studien aus Deutschland (4% von 445 Hunden), Slowakei (27,8% von 97 Hunden), Tschechische Republik (ca. 8% in Aufnahmehunden) und Norditalien (9,7% von 318 Hunden) eine relativ hohe Prävalenz im Vergleich zu der hier vorliegenden Studie.

Eine Studie von Hinney et al. (2017) die sich mit dem Vorkommen von Endoparasiten in anonymen Hundekotproben beschäftigte, zeigte für die Region Wien und Umgebung eine Prävalenz für *T. canis* zwischen 0,6% und 1,9% bei einer Gesamtprobenanzahl von 1481. Dabei gilt zu beachten, dass die Proben von Hundezonen stammten, zu welchen vor allem Haushunde Zutritt haben. Darüber hinaus weisen die Autoren dieser Studie darauf hin, dass die Prävalenz von *T. canis* vom Alter der Hunde abhängt und dass vor allem Hunde unter einem Jahr von einer Infektion betroffen sind. Die Annahme, dass Hunde unter einem Jahr oftmals nicht in Hundezonen unterwegs sind, da ihre Impfgrundimmunisierung nicht abgeschlossen ist, relativiert die geringe Prävalenz von *T. canis* in dieser Studie (Hinney et al. 2017).

Das Alter der beprobten Hunde aus den beschriebenen Studien aus Deutschland, Slowakei, Tschechische Republik und Italien ist nicht immer nachvollziehbar. Die Tierheimhunde aus Prag waren zwischen 3 Wochen und 12 Jahren alt (Dubna et al. 2007). Die Autoren der Studie aus Italien gaben an, dass die Prävalenz von *T. canis* bei Hunden unter einem Jahr am höchsten war (Simonata et al. 2015). Auch Becker und KoautorInnen gaben in ihrer Studie an, dass Hunde unter einem Jahr häufiger mit Endoparasiten infiziert waren und dass vor allem *Toxocara spp.* signifikant häufiger in jungen Hunden gefunden wurde (Becker et al. 2012). Die slowakische Studie gab keine Auskunft über das genaue Alter der Tiere.

In der vorliegenden Studie stammten von insgesamt 71 untersuchten Proben nur drei von Hunden unter einem Jahr (10 Woche, 8 Monate, 10 Monate). Von weiteren neun beprobten Hunden wurden keine Informationen zum Alter übermittelt.

Vor diesem Hintergrund könnte sich auch die Prävalenz von *T. canis* in vorliegender Studie von 0,0% relativieren. Tabelle 9 zeigt neben den Prävalenzzahlen der vorliegenden Studie eine Übersicht über die Ergebnisse der vier beschriebenen Studien aus einzelnen Nachbarländern von Österreich.

Tabelle 9: Vergleichende Endoparasiten-Prävalenzen in dieser und anderen Studien zu Tierheimhunden in Europa.

| | Diese Studie | Becker et al. 2012 | Jarosova et al. 2021 | Dubna et al. 2007*** | Simonato et al. 2015 |
|-------------------------------|------------------------|---------------------|----------------------|--------------------------------|-------------------------|
| N Proben Tierheimhunde | 71 | 445 | 97 | 524 | 318 |
| Land/Region | Österreich/ Kärnten | Deutschland/Sachsen | Slowakei | Tschechische Republik/ Prag | Italien/ Norditalien |
| Giardien | 9,8% | 11,4% | n/a | ca. 1%* / 9,5%** | 15,1% |
| Toxocara | 0,0% | 4,0% | 27,8% | ca. 8%* / 5,5%** | 9,7% |
| Tr. vulpis | 1,4% | 0,9% | 9,3% | n/a | 29,2% |
| Hakenwürmer | 2,8% | 0,9% | 15,5% | ca. 0,8%* / 1%** | 8,2% |
| Cystoisospora spp. | 2,8% | 2,5% | n/a | ca. 3%* / 10%** | 5,7% |

* Hunde direkt nach Aufnahme in Quarantäne. ** Hunde, die seit mehr als zwei Monaten im Tierheim lebten. *** die Prozentzahlen wurden aus einer Grafik abgelesen.

In den erwähnten Tierheimstudien wurden Hygienestandards der einzelnen Tierheime nicht näher beschrieben. Doch auch Reinigung und Desinfektion haben Einfluss auf die Ergebnisse der einzelnen Studien.

Zu den Hygienemaßnahmen der in dieser Studie teilgenommenen Tierheimen zählten die regelmäßige Entfernung von Kot in Innen- und Außenbereichen sowie das tägliche Einsetzen von Desinfektionsmitteln in den Innenräumen. Laut DVG-Desinfektionsmittelliste sind lediglich Desinfektionsmittel auf Basis von Kresolen oder Zweikomponentenpräparat aus o-Hydroxy-diphenyl-Fettsäure-Eutektikum mit Peressigsäure gut gegen Wurmeier und Einzeller (Testorganismen: *Ascaris suum* und *Cryptosporidium parvum*) wirksam. Geprüft gegen Giardien wirksame Desinfektionsmittel zur Anwendung in Tierheimen sind nicht gelistet (Deutsche Veterinärmedizinische Gesellschaft 2021). Die Tierheime dieser Studie setzten Desinfektion auf Basis von Alkohol, Ammonium und Chlor ein. Die Reinigung erfolgte mit Allzweck-, Alkohol- und/oder Essigreinigern ein. Da jene Desinfektionsmittel keine Inaktivierung von Parasitenstadien, die durch Reinigung nicht beseitigt wurden, garantieren können, lässt sich nicht ausschließen, dass eine gewisse Menge an

Parasitenstadien in den Räumlichkeiten der Tierheime verblieben. Darüber hinaus waren die Böden der Innenräume nicht immer glatt, sondern teilweise auch perforiert. Da in Löchern, Spalten und Rissen Krankheitserreger - Parasiten eingeschlossen - nur schwer entfernt werden können, kann ein Verbleiben von Parasiten nicht immer verhindert werden (Lappin und Spindel 2009). Eine weitere Rolle spielt das Material der Tierräume. In einer Studie von Ortuno und Castella (2011) wurden in Hunderäumlichkeiten aus Holz (74%) mehr positive Kotproben von Hunden gefunden, als in jenen aus Metall (67%) und Beton (58%). In Bezug auf das Bodenmaterial wurden in derselben Studie mehr positive Proben auf Betonboden als auf Böden, welche mit wasserfester Farbe behandelt wurden, gefunden (Ortuno und Castella 2011). Eine mögliche Ursache dafür ist, dass Beton schwieriger zu reinigen ist (Lappin und Spindel 2009).

In Tierheim A und B waren die Tierräumlichkeiten gefliest. In Tierheim C wurde sowohl Beton als auch Holz als Bodenmaterial vorgefunden. Eine Kombination aus Beton und Fliesen fand man in Tierheim D. In Zusammenspiel mit der Oberflächenbeschaffenheit, kann davon ausgegangen werden, dass in Räumen, welche mit porösen und/oder perforierten Beton- und Holzböden ausgestattet waren, ein mögliche Umweltkontamination höher war, als in jenen mit glatten Fliesen.

Informationen darüber, inwiefern das Tierheimpersonal auch Decken, Spielzeuge, Maulkörbe und anderen Tierbedarf säuberte, wurden nicht erhoben. Eine gründliche Reinigung würde einen Infektionsdruck weiter minimieren (ESCCAP 2021). Vor diesem Hintergrund lässt sich nicht ausschließen, dass jene Objekte auch zu einer Umweltkontaminierung in den jeweiligen Tierheimen dargestellt haben könnten.

Die beprobten Hunde hatten in allen vier Tierheimen Zugang zu einem Außenbereich. Davon ausgeschlossen waren Tiere in Quarantäne. Da gerade Grünflächen naturgemäß schwer zu reinigen sind, können Außenbereiche immer eine Infektionsquelle für Endoparasiten darstellen. Außerdem befanden sich in allen Freilaufzonen im Freien Wasserstellen. Diese wurden zwar regelmäßig kontrolliert und entleert, jedoch kann trotzdem davon ausgegangen werden, dass jegliche Wasseransammlungen, insbesondere künstlich oder natürlich entstandene Pfützen, für Giardien ein Reservoir darstellen könnten (ESCCAP 2021; Deplazes et al. 2021).

Weiters könnten prinzipiell Pensionshunde und Neuankömmlinge in den Tierheimen ein Infektionsrisiko darstellen. In drei Tierheimen durften die Pensionshunde Kontakt zu den Tierheimhunden haben.

Darüber hinaus war nur in einem Tierheim eine verpflichtende Quarantäne für alle Neuaufnahmen gegeben. Zwar wurden unabhängig von der Quarantäne alle Neuankömmlinge entwurmt, Kotuntersuchungen waren jedoch in keinem Tierheim für Neuaufnahmen vorgeschrieben. Koproskopische Untersuchungen wären jedoch essenziell, um den Erfolg einer Entwurmung zu überprüfen. Werden Hunde direkt nach Entwurmung bereits in eine Gruppe integriert, könnte das sogar zu einer großen Umweltkontamination und Ansteckung anderer Hunde führen, denn nach Entwurmung können parasitäre Stadien noch über mehrere Tage ausgeschieden werden (Raza et al. 2018).

Da kein Tierheim Rohfleisch an die Hunde verfütterte, kann davon ausgegangen werden, dass kein Infektionsrisiko durch die Fütterung ausging.

Während in den vorgestellten Tierheimstudien aus Deutschland, Slowakei, Tschechische Republik und Italien die Hunde in der Regel vor Entwurmung beprobt worden waren, lassen sich jene Ergebnisse mit jenen der vorliegenden Studie auch nicht exakt vergleichen. Die teilnehmenden Tierheime hielten einen Entwurmungsintervall von drei bzw. sechs Monaten ein. Das genaue Datum der letzten Entwurmung ließ sich in der Regel nicht nachvollziehen. Nur von Tierheim C war bekannt, dass alle Hunde ca. eine Woche vor Probenentnahme mit einem Kombinationspräparat mit Milbemycinoxim und Praziquantel Milbemax® (Elanco, Basel, Schweiz) entwurmt worden waren. Die vorletzte Entwurmung fand sechs Monate davor statt. Dabei gilt das Präparat als sehr wirksam. In einer Studie, die die Wirksamkeit von Milbemycinoxim + Praziquantel (Milbemax®), Pyrantelmonat + Febantel + Praziquantel (Drontal Plus®, Elanco, Basel, Schweiz) und Pyrantelpamoat + Oxantelpamoat + Praziquantel (Nemex®, Zoetis, Berlin, Deutschland) in drei unterschiedlichen Hundegruppen in Zwingern in Italien untersuchte, wurde die Effizienz von Milbemax® gegen alle vorab diagnostisch festgestellten Nematoden (Hakenwürmer ohne weitere Spezifikation, *T. canis*, *Tr. vulpis*) mit 100% berechnet (Rinaldi et al. 2015). Ein möglicher Grund für das Auffinden von Helmintheneiern trotz zeitnaher Entwurmung in Tierheim C ist Reinfektion durch hohe Umweltkontamination nach Ablauf der Präpatenz (Raza et al. 2018). Außerdem besteht die Möglichkeit, dass nicht

alle Hunde tatsächlich das Präparat in Form einer Kautablette aufgenommen hatten, sondern womöglich wieder ausgespuckt haben.

Zu einer hohen Umweltkontamination könnten auch Pensionshunde beitragen. Zwar verlangten zwei Tierheime Informationen über einen aktuellen Entwurmungsstatus, aber eine Entwurmung ist nie ein Garant für die Freiheit von Endoparasiten. Nicht alle Präparate sind außerdem gegen alle endoparasitären Spezies und Stadien wirksam. Protozoen werden etwa nicht von Anthelminthika erfasst, und einige Bandwurmartarten benötigen höhere Dosen für eine wirksame Eliminierung als andere (Raza et al. 2018). Speziell bei Hakenwürmern sind einige Anthelminthika nicht genügend effektiv gegen alle Arten. Milbemycin ist gegen *A. caninum* zu >95% effektiv, gegen *U. stenocephala* jedoch nur ungenügend wirksam (Niamatali et al. 1992, Jimenez Castro et al. 2019, 2020). Außerdem haben auch die Dosierung, die Resistenzlage und die Erregerlast Einfluss auf die Wirksamkeit von Anthelminthika.

Zusammenfassend lässt sich festhalten, dass zum Zeitpunkt der Studie Giardien, *U. stenocephala*, *T. vulpis* und *Cystoisospora spp.* bei 71 Kotproben von Hunden in den vier Kärntner Tierheimen gefunden werden konnten. Das zoonotische Potential ist insgesamt als gering einzustufen. Während von *Cystoisospora spp.* gar kein zoonotisches Potential ausgeht, ist jenes ausgehend von *U. stenocephala* und *T. vulpis* ungeklärt. Da in nur einer Giardien-positiven Probe eine Sequenzierung erfolgreich durchgeführt werden konnte und diese dem Genotyp *G. canis* zugeordnet werden konnte, scheint das Zoonosepotential gering, kann aber nicht völlig ausgeschlossen werden. Aufgrund der genannten Einschränkungen der eingesetzten Nachweisverfahren und der Tatsache, dass pro Hundegruppe nur eine Kotprobe untersucht worden war, ist die berechnete Infektionsrate von insgesamt 16,9% als Mindestrate anzusehen. Alle vier Tierheime hielten Hygienstandards und ein regelmäßiges Entwurmungsregime ein und stellten ihren Hunden sichere Futtermittel bereit. Teilweise konnten fehlende Quarantänemaßnahmen, fehlende koproskopische Untersuchungen nach Entwurmung, der Kontakt zu Pensionshunden, der Einsatz von gegen Parasitenstadien unwirksamen Desinfektionsmittel sowie eine zum Teil schwer zu reinigende Innenaustattung als Risikofaktoren für eine mögliche persistierende Umweltkontamination von Endoparasiten ermittelt werden.

6. Zusammenfassung

Endoparasitäre Zoonoseerreger bei Hunden in Kärntner Tierheimen

Die vorliegende Arbeit beschäftigt sich mit der Prävalenz von endoparasitären Zoonoseerregern bei Hunden in vier Kärntner Tierheimen in Zusammenhang mit spezifischen Risikofaktoren im Raum Tierheim. Dabei wurden insgesamt 71 Kotproben von Hunden untersucht und eine Mindestinfektionsrate von 16,9% konnte berechnet werden. Eingesetzte Nachweisverfahren beinhalteten eine makroskopische Begutachtung der Proben, den Einsatz des Koproantigenschnelltests IDEXX SNAP® *Giardia* Test sowie des FASTest® CRYPTO Strip von Megacor, eine Flotation (ZnSO₄) und ein Auswanderungsverfahren. Anschließend wurden PCR Untersuchungen für eine Genotypisierung der ermittelten Parasitenstadien durchgeführt. In allen untersuchten Hunden der vier Kooperationstierheimen in Kärnten konnten Giardien (*Giardia canis*), Hakenwürmer (*Uncinaria* sp.), *Cystoisospora* spp. und *Trichuris vulpis* nachgewiesen werden. Ein von diesen Erregern ausgehendes Zoonoserisiko ist dabei als gering einzuschätzen. Allerdings kann dieses aufgrund der nicht vollständig zu ermittelnden Genotypen auch nicht ganz ausgeschlossen werden. Das Parasitenmanagement beinhaltet prophylaktische (Hygiene, sichere Futtermittel, Quarantäne), metapyhlaktische (Entwurmungen) sowie kurative Maßnahmen. Ausgehend davon konnten in den vier Tierheimen geringe Abweichungen in Empfehlungen im Bereich Quarantäne, koproskopischer Nachuntersuchung, Kontakt zu Pensionshunden, eingesetzte Desinfektionsmittel und Innenausstattungsmaterial festgestellt werden. Die Arbeit entstand im Rahmen des Projektes „Endoparasitäre und bakterielle Zoonoseerreger bei Hunden und Katzen in Kärntner Tierheimen“ in Kooperation der Vetmeduni Wien und dem Land Kärnten.

7. Summary

Zoonotic Endoparasites in Dogs from Shelters of Carinthia

In this study, the prevalence of zoonotic endoparasites in dogs from four different shelters in Carinthia as well as risk factors emerging from animal shelters were investigated. Stool samples of 71 dogs were examined and a minimum infection rate of 16,9% was determined. The samples were examined macroscopically and by using the IDEXX SNAP® *Giardia* Test as well as the FASTest® CRYPTO Strip from Megacor, flotation (ZnSO₄) and Baerman-Wetzel migration method. If parasites were found, a PCR test was carried out for genotyping. Out of all samples *Giardia canis*, *Uncinaria sp.*, *Cystoisospora spp.* and *Trichuris vulpis* were detected. Thus, the overall zoonotic risk was ranked as low. However, as genotyping only succeeded in the involvement of one sample, a zoonotic potential must not be ruled out entirely. The management of parasites relies on hygiene, safe dog food, quarantine, deworming and proper treatment. Within this study, only minor variations of recommendations concerning quarantine, coproscopic follow-ups after deworming, enabling contact to visiting dogs, applied disinfection as well as interior materials were found. This thesis was part of the project „Zoonotic Endoparasites and Bacteria in Dogs and Cats from Shelters of Carinthia“ set up by a cooperation of the Veterinary University of Vienna and the State of Carinthia.

8. Literaturverzeichnis

8.1. Zeitschriften, Buchartikel, Dissertation und Bücher

Acha PN, Szyfres B, Hrsg. 2003. Zoonoses and communicable diseases common to man and animals. Vol. III: Parasitoses. 2. Aufl., Washington, DC, USA: Pan American Health Organization.

Adolph C, Barnett S, Beall M, Drake J, Elsemore D, Thomas J, Little S. 2017. Diagnostic strategies to reveal covert infections with intestinal helminths in dogs. *Veterinary Parasitology*, 247: 108-112.

Ahmed F, Cappai MG, Morrone S, Cavallo L, Berlinguer F, Dessi G, Tamponi C, Scala A, Varcasia A. 2021. Raw meat based diet (RMBD) for household pets as potential door opener to parasitic load of domestic and urban environment. Revival of understated zoonotic hazards? A review. *One Health*, 13: 100327.

Aziz MH, Ramphul K. 2021. *Ancylostoma*. Treasure Island, USA: StatPearls Publishing.

Baneth G, Thamsborg S M, Otranto D, Guillot J, Blaga R, Deplazes P, Solano-Gallego L. 2016. Major parasitic zoonoses associated with dogs and cats in Europe. *Journal of Comparative Pathology*, 155: 54-74.

Becker AC, Rohen M, Epe C, Schnieder T. 2012. Prevalence of endoparasites in stray and fostered dogs and cats in Northern Germany. *Parasitology Research*, 111: 849-857.

Bowman D D, Montgomery S P, Zajac A M, Eberhard M L, Kazacos K R. 2010. Hookworms of dogs and cats as agents of cutaneous larva migrans. *Trends in Parasitology*, 26: 162-167.

Bowman DD. 2009. Internal parasites. In: Miller L, Hurley Kate F (Hrsg). *Infectious Disease Management in Animal Shelters*. Ames, IO, USA: Wiley-Blackwell. 209-222.

Busch B. 2014. *Der Tierheim-Leitfaden*. 2. Aufl. Stuttgart: Schattauer.

Cacciò SM, Lalle M, Svard SG. 2018. Host specificity in the *Giardia duodenalis* species complex. *Infection, Genetics and Evolution*, 66: 335-345.

- Calder J, Miller L. 2009. Zoonosis. In Miller L, Hurley Kate F (Hrsg). Infectious Disease Management in Animal Shelters. Ames, IO, USA: Wiley-Blackwell. 349-374.
- Chu S, Myers SL, Wagner B, Snead ECR. 2013. Hookworm dermatitis due to *Uncinaria stenocephala* in a dog from Saskatchewan. Canadian Veterinary Journal, 54: 743-747.
- Deplazes P, Joachim A, Mathis A, Strube C, Taubert A, von Samson-Himmelstjerna G, Zahner H. 2021. Parasitologie für die Tiermedizin. 4. Aufl. Stuttgart: Thieme.
- Deplazes D, Staebler S, Gottstein B. 2006. Reisemedizin parasitärer Erkrankungen des Hundes. Schweizer Archiv für Tierheilkunde, 148: 447-461.
- Dryden MW, Payne PA, Smith V. 2006. Accurate Diagnosis of *Giardia* spp and Proper Fecal Examination Procedures. Veterinary Therapeutics, 7.
- Dubey J, Lindsay D. 2019. Coccidiosis in dogs – 100 years of progress. Veterinary Parasitology, 266: 34-55.
- Dubna S, Langrova I, Napravnik J, Jankovska I, Vadlejch J, Pekar S, Fechtner J. 2007. The prevalence of intestinal parasites in dogs from Prague, rural areas, and shelters of the Czech Republic. Veterinary Parasitology, 145: 120-128.
- Elsemore DA. 2020. Antigen detection: Insights into Toxocara and other ascarid infections in dogs and cats. Advances in Parasitology, 109: 545-559.
- Epe C. 2009. Intestinal Nematodes: Biology and Control. Veterinary Clinic of North America: Small Animal Practice, 39: 1091-1107.
- FAO. 2021. Parasites in food: An invisible threat. Food safety technical toolkit for Asia and the Pacific No. 7. Bangkok, Thailand.
- Führer HP, Silbermayr K, Glawischnig W, Joachim A. 2015. Barcoding parasitischer Würmer – eine Sammlung ungeliebter Tiere? Das Fallbeispiel *Onchocerca jakutensis*. Acta ZooBot Austria, 152: 173-178.
- Hinney B, Gottwald M, Moser J, Reicher B, Schäfer B J, Schaper R, Joachim A, Künzel F. 2017. Examination of anonymous canine faecal samples provides data on endoparasite prevalence rates in dogs for comparative studies. Veterinary Parasitology, 245: 106-115.

Hinney B. 2018. The trend of raw meat-based diets: risks to people and animals. *Veterinary Record*, 182: 47-49.

Hurley Kate F, Miller L. 2009. Introduction to disease management in animal shelters. In Miller L, Hurley Kate F (Hrsg). *Infectious Disease Management in Animal Shelters*. Ames, IO, USA: Wiley-Blackwell. 5-16.

Jarosova J, Antolova D, Lukac B, Madari A. 2021. A survey of intestinal helminths of dogs in Slovakia with an emphasis on zoonotic species. *Animals*, 11: 3000.

Jimenez Castro PD, Howell SB, Schaefer JJ, Avramenko RW, Gilleard JS, Kaplan RM, 2019.. Multiple drug resistance in the canine hookworm *Ancylostoma caninum*: an emerging threat? *Parasites & Vectors*, 12: 576.

Jimenez Castro PD, Mansour A, Charles S, Hostetler J, Settje T, Kulke D, Kaplan RM. 2020. Efficacy evaluation of anthelmintic products against an infection with the canine hookworm (*Ancylostoma caninum*) isolate Worthy 4.1F3P in dogs. *International Journal of Parasitology, Drugs and Drug Resistance*, 13: 22-27.

Krämer A. 2005. Validierung ausgewählter koproskopischer Untersuchungsmethoden zum direkten Nachweis parasitärer Stadien verschiedener Parasitenspezies der Haussäugetiere [Dissertation]. Hannover: Tierärztliche Hochschule.

Lappin Michael R, Spindel M. 2009. Bacterial and protozoal gastrointestinal disease. In: Miller L, Hurley Kate F (Hrsg). *Infectious Disease Management in Animal Shelters*. Ames, IO, USA: Wiley-Blackwell. 197-208.

Lebdad, M, Mattsson J G, Christensson, B, Ljungstrom, B, Backhans, A, Andersson, J O, Svard, S G. 2010. From mouse to moose: multilocus genotyping of *Giardia* isolates from various animal species. *Veterinary Parasitology*. 168: 231-239.

Lee MF, Auer H, Lindo JF, Walochnik J. 2017. Multilocus sequence analysis of *Giardia* spp. isolated from patients with diarrhea in Austria. *Parasitology Research*, 116: 477-481.

Lindsay D. et al. 1997. Biology of *Isospora* spp. from humans, nonhuman primates, and domestic animals. *Clinical Microbiology Reviews*, 10: 19-34.

Little SE, Barrett AW, Beall MJ, Bowman DD, Dangoudoubiyam S, Elsemore DA, Liotta J, Lucio-Forster A, McCrann DJ, Snowden KF, Starkey LA, Tasse S. 2019. Coproantigen Detection Augments Diagnosis of Common Nematode Infections in

Dogs. Topics in Companion Animal Medicine, 35: 42-46.

Loukas A, Hotez PJ, Diemert D, Yazdanbakhsh, McCarthy JS, Correa-Oliveira R, Croese J, Bethony J. 2016. Hookworm infection. Nature Reviews Disease Primers, 2: 16088.

Ly LH, Gordon E, Protopopova A. 2021. Inequitable flow of animals in and out of shelters: comparison of community-level vulnerability for owner-surrendered and subsequently adopted animals. Frontiers in Veterinary Science, 8: 784389.

Niamatali S, Bhopale V, Schad G A. 1992. Efficacy of milbemycin oxime against experimentally induced *Ancylostoma caninum* and *Uncinaria stenocephala* infections in dogs. Journal of the American Veterinary Medical Association 1992, 201: 1385-1387.

Mahdavi F, Shams M, Sadrebazzaz A, Shamsi L, Omidian M, Asghari A, Hassanipour S, Salemi AM. 2021. Global prevalence and associated risk factors of diarrheagenic *Giardia duodenalis* in HIV/AIDS patients: A systematic review and meta-analysis. Microbial Pathogenesis, 160: 105-202.

Mettler M, Grimm F, Naucke TJ, Maajost C, Deplazes P. 2005. Canine Leishmaniose in Mitteleuropa: retrospektive Umfrage und serologische Untersuchung importierter und reisebegleitender Hunde. Berliner und Münchener Tierärztliche Wochenschrift 118: 37-44.

Monis PT, Andrews RH, Mayrhofer G, Ey PL. 2003. Genetic diversity within the morphological species *Giardia intestinalis* and its relationship to host origin. Infection, Genetics and Evolution, 3: 29-38.

Morgan ER. 2013. Dogs and nematode zoonoses. In: Macpherson CNL, Meslin FX, Wandeler AI (Hrsg). Dogs, Zoonoses and Public Health. 2. Aufl. Wallingford, OX, UK: CABI. 127-153.

Norman C, Stavisky J, Westgarth C. 2020. Importing rescue dogs into the UK: reasons, methods and welfare considerations. The Veterinary Record, 186: 248.

Jensen JBH, Sandoe P, Nielsen SS. 2020. Owner-related reasons matter more than behavioural problems – a study of why owners relinquished dogs and cats to a danish animal shelter from 1996 to 2017. Animals, 10: 1064.

Ortuno A, Castella J. 2011. Intestinal parasites in shelter dogs and risk factors associated with the facility and its management. *Israel Journal of Veterinary Medicine*, 66: 1-5.

Otranto D, Dantas-Torres F, Mihalca AD, Traub R J, Lappin M, Baneth G. 2017. Zoonotic parasites of sheltered and stray dogs in the era of the global economic and political crisis. *Trends in Parasitology*, 33: 813-825.

Postigo I, Martinez J, Guisantes JA. 2006. *Uncinaria stenocephala*: Assessment of antigens for the immunodiagnosis of canine uncinariosis. *Experimental Parasitology*, 114: 215-219.

Raza A, Rand J, Quamar A G, Jabbar A, Kopp S. 2018. Gastrointestinal parasites in shelter dogs: occurrence, pathology, treatment and risk to shelter workers. *Animals*, 8: 108.

Rinaldi L, Pennachio S, Musella V, Maurelli MP, La Torre F, Cringoli G. 2015. Helminth control in kennels: is the combination of milbemycin oxime and praziquantel a right choice? *Parasites & Vectors*, 8, 30.

Simonato G, Frangipane di Regalbono A, Cassini R, Traversa D, Beraldo P, Tessarin C, Pietrobelli M. 2015. Copromicroscopic and molecular investigations on intestinal parasites in kenneled dogs. *Parasitology Research*, 114: 1963-1970.

Singh Dhaliwal BB, Juyal PD. 2013. *Parasitic Zoonoses*. Stuttgart: Springer.

Snowden Karen F, Budke Christine M. 2013. Dogs and protozoan zoonoses. In: Macpherson CNL, Meslin FX, Wandeler AI (Hrsg). *Dogs, Zoonoses and Public Health*. 2. Aufl., Wallingford, UK: CABI. 93-108.

Tangtrongsup S, Scorza V. 2010. Update on the diagnosis and management of *Giardia* spp. infections in dogs and cats. *Topics in Companion Animal Medicine* 25: 155-62.

Traversa D. 2011. Are we paying too much attention to cardio- pulmonary nematodes and neglecting old-fashioned worms like *Trichuris vulpis*? *Parasites & Vectors*, 4: 32.

Weese JS, Fulford MB, Hrsg. 2011. *Companion Animal Zoonoses*. Ames, IO, USA: Wiley-Blackwell.

8.2. Websites

Tierschutz-Sonderhaltungsverordnung 2018, Abschnitt 4, § 18 Betreuung der Tiere.
Rechtsinformationssystem des Bundes (RIS)

<https://www.ris.bka.gv.at/GeltendeFassung.wxe?Abfrage=Bundesnormen&Gesetzesnummer=20010231> (Zugriff 23.09.2021)

European Scientific Counsel Companion Animal Parasites, ESCCAP.

<https://www.esccap.de> (Zugriff 03.10.2021)

Arzneispezialitätenregister AGES.

<https://aspreregister.basg.gv.at/aspreregister/faces/aspreregister.jspx> (Zugriff 01.11.2021)

IDEXX, Packungsbeilage und Ressourcen zum SNAP *Giardia*-Test.

<https://www.idexx.de/de/veterinary/support/documents-resources/snap-giardia-test-resources/> (Zugriff 07.12.2021)

MEGACOR, Packungsbeilage FASTest[®] CRYPTO Strip. https://www.megacor.at/useruploads/files/flyer_cryptostrip_de_web.pdf (Zugriff 07.12.2021)

Deutsche Veterinärmedizinische Gesellschaft, Desinfektionsmittellisten.

<https://www.desinfektion-dvg.de/> (Zugriff 25.12.2021)

9. Abbildungs- und Tabellenverzeichnis

| | |
|---|----|
| Abbildung 1: Probensammelkit (Copyright Valerie Auersperg)..... | 17 |
| Abbildung 2: Prototyp eines mobilen Auswanderverfahrenständers (Copyright Valerie Auersperg)..... | 19 |
| Abbildung 3: Alter der Hunde in der vorliegenden Studie. Welpen: bis 6 Monate. Adult: älter als 6 Monate. Tierheim A: 47 Hunde insgesamt. Tierheim B: 28 Hunde insgesamt. Tierheim C: 27 Hunde insgesamt. Tierheim D: 20 Hunde insgesamt..... | 28 |
| Abbildung 4: Positive Befunde nach Tierheimen im Überblick. Tierheim A: 29 übermittelte Proben. Tierheim B: 14 übermittelte Proben. Tierheim C: 14 übermittelte Proben. Tierheim D: 14 übermittelte Proben. | 29 |
| Abbildung 5: Positive Befunde nach Parasiten: A bis D: Tierheime aus denen die Proben stammten. A (n = 29 untersuchte Hunde). B (n = 14 untersuchte Hunde). C (n = 14 untersuchte Hunde). D (n = 14 untersuchte Hunde)..... | 30 |
| Abbildung 4: Angegebene Quarantänemaßnahmen der Tierheime..... | 32 |
| Abbildung 5: Wurmeier in Hundeprobe bei 20-facher Vergrößerung, Verdachtsdiagnose: <i>Uncinaria stenocephala</i> (Copyright Valerie Auersperg)..... | 40 |
| | |
| Tabelle 1: Überblick caniner Endoparasiten mit Zoonosepotential (nach Deplazes et al. 2021, Bowman et al. 2010, Miller und Hurley 2009). EW: Endwirt, ZW: Zwischenwirt. | 4 |
| Tabelle 2: Übersicht über die Assemblages/Genotypen von <i>G. duodenalis</i> (nach Cacciò et al. 2018)..... | 7 |
| Tabelle 3: Giardia PCR Analyse: Primerpaare Genlokus <i>gdh</i> | 24 |
| Tabelle 4: <i>Giardia</i> PCR Analyse: Primerpaare Genlokus <i>tpi</i> | 25 |
| Tabelle 5: <i>Giardia</i> PCR Analyse: Primerpaare Genlokus <i>bg</i> | 25 |
| Tabelle 6: PCR Analyse: Primer für den Nachweis von <i>U. stenocephala</i> | 26 |
| Tabelle 7: Bodenmaterial und -qualität in den Hunderäumlichkeiten..... | 33 |
| Tabelle 8: Entwurmungsstrategien der Tierheime bei Hunden..... | 33 |
| Tabelle 9: Vergleichende Endoparasiten-Prävalenzen in dieser und anderen Studien zu Tierheimhunden in Europa..... | 44 |

10. Anhang

10.1. Probenprotokoll

Proben-Protokoll

„Endoparasitäre und bakterielle Zoonoseerreger bei Katzen und Hunden in
Kärntner Tierheimen“

| PROBENDATEN | | |
|-------------|--------|----------|
| Tierheim: | Probe: | Datum: |
| Gruppe: | ID: | Student: |
| Microchip: | | |

| TIERDATEN | |
|---|---|
| Art <input type="checkbox"/> Hund <input type="checkbox"/> Katze | Geschlecht <input type="checkbox"/> männlich <input type="checkbox"/> weiblich <input type="checkbox"/> kastriert |
| Alter: | Herkunft <input type="checkbox"/> Abgabe/Abnahme <input type="checkbox"/> Fundtier |
| Rasse <input type="checkbox"/> reinrassig: _____ <input type="checkbox"/> Unbekannter Mischling <input type="checkbox"/> Mischling mit [...] | |
| Haltung <input type="checkbox"/> Einzeltierhaltung <input type="checkbox"/> Gruppenhaltung [] | |

| MEDIZINISCHE DATEN |
|---|
| Vorerkrankungen <input type="checkbox"/> Ja <input type="checkbox"/> Nein Wenn ja, welche: |
| Vorbehandlungen <input type="checkbox"/> Ja <input type="checkbox"/> Nein Wenn ja, welche: |
| Entwurmungsstatus <input type="checkbox"/> Ja <input type="checkbox"/> Nein <input type="checkbox"/> unbekannt Wenn ja, wann: Präparat/Intervall: |

10.2. Anleitung Probensammeln



INFORMATIONEN PROBENSAMMLUNG

LIEBES TEAM,

wir, das sind fünf Studierende der Vetmeduni in Wien, möchten im Rahmen einer Studie, die durch eine Kooperation des Landes Kärnten und der Vetmeduni initiiert wurde, von allen Hunden und Katzen in Kärntner Tierheimen Kotproben auf Parasiten und bakterielle Erreger untersuchen.

Ziel ist es, den Erregerdruck im Tierheim festzustellen und zu überprüfen, ob manche Erreger auch für Sie, das Personal oder ggf. neue Tierbesitzer potentiell krankmachend sein können. Je nachdem, ob die Proben von gerade behandelten oder unbehandelten Tieren stammen, kann so auch der Therapieerfolg überprüft werden.

Für diese Arbeit möchten wir Sie um Ihre Hilfe bitten.

Im Probensammelkit finden Sie Probenbehältnisse und Stifte. Wir würden Sie bitten, dass Sie uns während der Spaziergänge mit den Hunden bzw. den Hygienearbeiten bei den Katzen die Behältnisse befüllen (5-10g Kot, frisch) und eindeutig kennzeichnen. Die Proben werden dann von uns persönlich abgeholt und es werden im Zuge dessen noch weitere Hintergrundinformationen zu den Tieren erhoben.

Kennzeichnung:

- Hd für Hund / Ktz für Katze
- Name und ggf. Kennzeichnungsnummer
- Datum

Beispiel:
Mia, Ktz, 136
01.08.21

Die Proben werden im veterinärmedizinischen Labor ILV in Klagenfurt untersucht. Werden potentiell zoonotische Erreger gefunden, werden die Proben für eine weiterführende Analyse auf die Vetmeduni in Wien gebracht. Die Ergebnisse werden nach Vereinbarung an die Tierheimleitung gesendet.

Probenabholung und Hintergrundinformationen:

Nach Absprache werden wir bei der Probenabholung weitere Informationen zu den Tieren erheben:

- | | | |
|--|-----------------------------------|--|
| <input type="checkbox"/> Art und Rasse | <input type="checkbox"/> Herkunft | <input type="checkbox"/> Mikrochipnummer |
| <input type="checkbox"/> Geschlecht | <input type="checkbox"/> Haltung | <input type="checkbox"/> Vorerkrankungen |
| <input type="checkbox"/> Alter | <input type="checkbox"/> ID | <input type="checkbox"/> Vorbehandlungen (inkl. Entwurmungsstatus) |

Kontakt bei Rückfragen

Bei weiteren Fragen zu unserer Studie, stehen wir Ihnen gerne zur Verfügung:

Diplomandinnen Parasitologie:

Janina Mayr: *E-Mail und Telefonnummer*

Mirjam John: *E-Mail und Telefonnummer*

Valerie Auersperg: *E-Mail und Telefonnummer*

DiplomandInnen Bakteriologie:

Lydia Hofstätter: *E-Mail und Telefonnummer*

Joel Drüe: *E-Mail und Telefonnummer*

VIELEN DANK FÜR IHRE HILFE!

10.3. Fragebogen Tierheimmanagement

Hintergrundinformationen Management Hunde

| Bestand Hunde | |
|---|--|
| Anzahl Hunde: | |
| Anzahl an Abgabehunden: | |
| Anzahl an Fundhunden: | |
| Anzahl der aus dem Ausland aufgenommenen Hunde: | |
| Herkunftsländer: | |
| Häufigkeit Neuaufnahmen: | |
| Anzahl an adulten Hunden: | |
| Anzahl an Welpen: | |

| Aufnahme und Quarantäne Hunde | | ja | nein |
|--|--|--------------------------|--------------------------|
| Besteht eine Quarantänepflicht für alle ankommende Hunde? | | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> |
| Wenn ja, standardmäßige Quarantänedauer (Freitext) | | | |
| Wenn nein, in welchen Fällen kommen Hunde in Quarantäne? (Freitext) | | | |
| Welche Maßnahmen (Entwurmung, Untersuchungen, ggf. Kastration, etc) werden während der Quarantäne getroffen? (Freitext) | | | |
| Haben die Hunde während der Quarantänezeit Zugang zu einem Außenauslauf? | | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> |
| Wie und mit welchen Mitteln werden die Quarantänerräumlichkeiten gereinigt? (Freitext) | | | |
| Wie erfolgt die Integration eines neuen Hundes in eine Gruppe? (Freitext) | | | |
| Haben die einzelnen Hundegruppen Austausch untereinander? | | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> |
| Dürfen tierheimfremde Hunde Zugang zu den Freiausläufen der Tierheimhunde haben? | | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> |
| Werden auch Hunde zur Pension aufgenommen? | | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> |
| Wenn ja, dürfen diese Kontakt zu den Tierheimhunden haben? | | | |
| Wenn ja, müssen die Pensionshunde Gesundheitsnachweise wie letzte Entwurmung, Impfstatus, letzte Auslandsbesuche nachweisen? | | | |
| Welche Nachweise müssen erbracht werden? (Freitext) | | | |

| Ausstattung Räume Hunde | |
|-------------------------------------|---|
| Material Boden | <input type="checkbox"/> Beton <input type="checkbox"/> Holz <input type="checkbox"/> Plastik <input type="checkbox"/> anders: _____ |
| Beschaffenheit Boden | <input type="checkbox"/> glatt/unporös <input type="checkbox"/> porös/perforiert <input type="checkbox"/> anders: _____ |
| Reinigung Boden/Box | Intervall: _____ Reinigungsmittel: _____ |
| Intervall Entfernung Kot (Freitext) | |

| Freilauizonen Hunde | | |
|--|--------------------------|--------------------------|
| | ja | nein |
| Hat jede Gruppe einen eigenen abgetrennten Freiauslauf? | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> |
| Teilen sich alle Gruppen einen gemeinsamen Freiauslauf? | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> |
| Sind Wasserstellen in den Freiausläufen vorhanden? | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> |
| Wenn ja, werden diese Wasserstellen kontrolliert/entleert? | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> |
| Haben die Hunde Zugang zu Regentonnen o.Ä? | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> |
| Intervall Entfernung Kot (Freitext) | | |
| Wie erfolgt die Pflege/ggf Reinigung der Freilauizonen? (Freitext) | | |

| Entwurmung Hunde | | |
|---|--------------------------|---|
| Entwurmungsintervall: | | |
| Angewendete Präparate: | | |
| Werden routinemäßig Kotuntersuchungen vor den Entwurmungen durchgeführt? | <input type="checkbox"/> | ja <input type="checkbox"/> nein <input type="checkbox"/> |
| Werden routinemäßig Kotuntersuchungen nach den Entwurmungen durchgeführt? | <input type="checkbox"/> | ja <input type="checkbox"/> nein <input type="checkbox"/> |

| Fütterung Hunde | | |
|---|--------------------------|--------------------------|
| | ja | nein |
| Trockenfutter | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> |
| Feuchtfutter | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> |
| rohes Fleisch | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> |
| gekochtes Fleisch | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> |
| Sonstiges (bitte beschreiben): (Freitext) | | |

| weitere Anmerkungen Parasiten-/Hundemanagement |
|---|
| |

Kontakt Daten:
xxx

Vielen Dank für Ihre Teilnahme! Ihre Informationen sind mir eine sehr große Hilfe!
Die Daten werden anonymisiert aufbereitet.

10.4. Einverständniserklärung



INFORMATION UND EINWILLIGUNG DER TIERHEIME

WISSENSCHAFTLICHE STUDIE EINER KOOPERATION DES
LANDES KÄRNTEN UND DER VETMEDUNI WIEN

Endoparasitäre und bakterielle Zoonoseerreger bei Hunden und Katzen in Kärntner Tierheimen

Ziel der Studie ist es, das Vorkommen von Endoparasiten sowie bakteriellen Erregern bei Katzen und Hunden in ausgewählten Kärntner Tierheimen zu erfassen und deren zoonotisches Potential festzuhalten.

Dazu sollen von allen Katzen und Hunden in den Kooperationstierheimen, Kotproben für Untersuchungen gesammelt werden. Die Analysen werden sowohl im veterinärmedizinischen Untersuchungslabor ILV in Klagenfurt, als auch an der Veterinärmedizinischen Universität Wien durchgeführt.

Die Erhebung der endoparasitären und bakteriellen Erregerbelastung im Kot der Tiere kann bei Vorbehandlung den Therapieerfolg überprüfen oder bei fehlender Vorbehandlung ein Wegbereiter für eine Therapie darstellen.

Dadurch kann gegebenenfalls das gesundheitliche Wohlbefinden der Tiere gesteigert werden und so der Infektionsdruck im jeweiligen Tierheim gesenkt werden.

Die Einschätzung des zoonotischen Potentials der Erreger kann Aufschluss über Risiken für das Tierheimpersonal bzw. potentielle Neubesitzer geben.

Maßnahmen und Vereinbarung

Jedem Tierheim wird ein „Probensammelskit“ zur Verfügung gestellt. Darin befinden sich nicht nur Probenbehälter, sondern auch zusammenfassende Informationen für das Probesammeln. Die MitarbeiterInnen werden gebeten während den Spaziergängen mit den Hunden bzw. während der Hygienearbeiten bei den Katzen, die Kotproben in die Probenbehälter zu füllen und eindeutig zu kennzeichnen.

Nach Vereinbarung werden die Proben persönlich abgeholt und die Proben-Protokolle (siehe Beilage) gemeinsam mit den jeweiligen Verantwortlichen im Tierheim ausgefüllt.

Hauptsächlich werden die Untersuchungen im ILV stattfinden. Werden potentiell zoonotische Erreger gefunden, werden die jeweiligen Proben nach Wien verbracht, um dort weiterführende Analysen durchzuführen.

Die Ergebnisse werden dem Tierheim zeitnah mitgeteilt.

individuelle Vereinbarung

AnsprechpartnerIn im Tierheim: _____

E-Mail und Telefon: _____

Folgende Daten dürfen erhoben werden:

- | | | |
|--|-----------------------------------|--|
| <input type="checkbox"/> Art und Rasse | <input type="checkbox"/> Herkunft | <input type="checkbox"/> Mikrochipnummer* |
| <input type="checkbox"/> Geschlecht | <input type="checkbox"/> Haltung | <input type="checkbox"/> Vorerkrankungen |
| <input type="checkbox"/> Alter | <input type="checkbox"/> ID* | <input type="checkbox"/> Vorbehandlungen (inkl. Entwurmungsstatus) |

*nur für statistische Erfassung notwendig, diese Daten werden nicht publiziert

Die Auskunft darüber erfolgt über: _____

Die Übermittlung der Ergebnisse erfolgt über: _____

Datenverarbeitung

Daten und Proben der Tiere, die im Rahmen der Studie gewonnen werden, dürfen in anonymisierter Form in der Lehre und Forschung der Vetmeduni verwendet und insbesondere publiziert werden.

Kontakt bei Rückfragen

Bei weiteren Fragen zu unserer Diplomarbeit, stehen wir Ihnen gerne zur Verfügung:

DiplomandInnen Parasitologie:

DiplomandInnen Bakteriologie:

Einwilligungserklärung

Ich bestätige hiermit, dass mir der Aufbau der Studie erklärt wurde und dass ich Gelegenheit hatte, Fragen zur Durchführung der Studie zu stellen. Ich habe die obenstehenden Informationen zur Kenntnis genommen und stimme den Vornahmen Probensammlung und Offenlegung der studienrelevanten Hintergrundinformationen der jeweiligen Tiere sowie der Verwendung der daraus resultierenden Daten zu.

| | |
|---------------------|--|
| Tierheim: | |
| Verantwortung: | |
| Adresse: | |
| E-Mail und Telefon: | |

 Unterschrift, Ort und Datum
 Tierheim

 Unterschrift, Ort und Datum
 Studienverantwortliche/r

10.5. Befundbogen

| | | |
|---|--|--|
| Probennummer: | | Foto <input type="checkbox"/> |
| Giardien <input type="checkbox"/> pos. <input type="checkbox"/> neg. | | Cryptosporidien <input type="checkbox"/> pos. <input type="checkbox"/> neg. |
| Flotation <input type="checkbox"/> neg. <input type="checkbox"/> Toxocara <input type="checkbox"/> Toxascaris <input type="checkbox"/> Trichuris <input type="checkbox"/> Capillaria | | <input type="checkbox"/> Ancylostomatidae <input type="checkbox"/> Taeniiden <input type="checkbox"/> Isospora <input type="checkbox"/> Eimeria/Kokzidien <input type="checkbox"/> Sonstige: |
| Trichter <input type="checkbox"/> pos <input type="checkbox"/> neg. | | Inpouch <input type="checkbox"/> pos <input type="checkbox"/> neg. |
| Proglottiden/Würmer <input type="checkbox"/> pos <input type="checkbox"/> neg. | | |

10.6. Nested PCR: Giardien Sequenz Hund A3 gdh

TTTATGACCGAAGGCTTCAGAGGCACGTCGGCGCTGACACCGACCTTCCTGCTGGCGACA
 TTGGTGTTCGGCGCTCGCGAGATCGGCTACCTGTCTGGGCAGTACAAGCGCCTCAGGAACG
 AGTTCACAGGGGTCCTCACTGGTAAGAACGTCAAGTGGGGCGGTTCCCTCATCAGGCCAA
 AGGCCACCGGATATGGCGCTGTCTACTTCCTCGAGGAGATGTGCAAGGACAACAACACCA
 TAATCAGGGGTAAAGACGTCCTCCTCTCCGGGTCGGCAACGTTGCCAGTTCGCGTGCG
 AGAAGCTCATCCAGCTCGGGCGAAAGGTCCTCACCTTCTCTGACTCCAACGGAACCATCG
 TCGACAAGGATGGCTTCAACGAGGAGAAGCTTGCCACATCAAGTATCTTAAGAACGAGA
 AGCGCGCTCGCATCTCTGAGTTCAAGGACAAGTATCCCAGTGTACGTACTACGAAAACA
 AGAAGCCCTGGGAGTGCTTCGAGGGCCATGTGGAC

10.7. Nested PCR: Giardien Sequenz Hund A3 tpi

TTTAAGTGCAACGGGTCGCTTGACTTTATCAAAGCCATGTAGCGGCCATCGCGTCCCAC
 AAGATTCCTGACTCTGTTGATGTGATCATCGCCCCCTCGTCCGTGCATCTGTCTACGGCC
 ATCGCAGCGAACACATCGAAGCAGCTGAAGATAGCAGCGCAGAATGTGTACCTCGAGGGA
 AACGGCGCATGGACGGGCGAGACAAGTGTGAGATGCTTCAGGACATGGGCCTGAGTCAC
 GTGATAGTAGGGCACTCTGAAAGACGTAGGATCATGGGCGAGACCAACGAGCAGAGTGCC
 AAGAAGGCTAAGCGTGCTCTGGAGAAGGGCATGATGGTCATCTTCTGCACTGGGGAGACA
 CTGGACGAGCGCAAGGCCAACAAGACTATGGATGTGAACATTGGACAGCTCGAGGCCCTT
 AAGAAGGAAGTCGGTGACGCTAAGGCGCTCTGGAAGAGTGTGTCATCGCCTACGAGCCC
 GTGTGGTCTATC

Danksagung

Ich bedanke mich besonders bei Frau Univ.-Prof. Dr. med. vet. Anja Joachim für Ihre individuelle und sehr sorgfältige Betreuung, für die immer unmittelbare Hilfestellung sowie konstruktive Kritik und für das Teilhaben an der Begeisterung für die spannende Welt der Parasiten.

Ich danke auch Frau Dr.med.vet. Barbara Hinney für die zuvorkommende Unterstützung und Beratung;

Frau Dr. Renate Edelhofer, Frau Radinka Selista, Frau Mylene Salvatierra für das lehrreiche Vorpraktikum in einer positiven Atmosphäre;

dem Land Kärnten und Herrn Univ.-Prof. Dr. Dipl.Ing. Doblhoff-Dier für das Ermöglichen der Studie sowie dem veterinärmedizinischen Labor ILV und allen teilnehmenden Tierheimen für die gute Kooperation.

Darüber hinaus möchte ich mich sehr bei Frau Sandra Wiedermann, MSc. für die großartige Unterstützung bei der Projektorganisation und –abwicklung bedanken.

Ich danke auch Melanie Lux für ihre Unterstützung; meinen KollegInnen Janina Mayr und Mirjam John sowie Lydia Hofstätter und Joel Drüe für die gute Zusammenarbeit.