

Aus dem Department für Pathobiologie
der Veterinärmedizinischen Universität Wien

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

**Vorkommen von Endoparasiten auf deutschen Alpakabetrieben mit
besonderem Fokus auf die Trichostrongylidendifferenzierung**

Diplomarbeit

Veterinärmedizinische Universität Wien

vorgelegt von

Katharina Muhm, BsC

Wien, im August 2021

Betreuerin: Dr. med. vet. Dipl. EVPC Barbara Hinney

Institut für Parasitologie

Department für Pathobiologie

Veterinärmedizinische Universität Wien

Begutachterin: A. Univ. Prof. Dr. Sonja Franz

Universitätsklinik für Wiederkäuer

Department für Nutztiere und öffentliches Gesundheitswesen in der
Veterinärmedizin (Universitätsklinik)

Veterinärmedizinische Universität Wien

Inhaltsverzeichnis

1. Einleitung	6
2. Literaturübersicht	8
2.1. Systematik der Neuweltkamele	8
2.2. Haltung von Neuweltkamelen	8
2.3. Häufigste Erkrankungen von Neuweltkamelen	9
2.4. Protozoen bei Neuweltkamelen	9
2.4.1. <i>Giardia spp.</i>	10
2.4.1.1. Taxonomische Einordnung	10
2.4.1.2. Morphologie	10
2.4.1.3. Vorkommen und Lebenszyklus.....	10
2.4.1.4. Pathogenese und Klinik	11
2.4.1.5. Diagnose.....	11
2.4.2. <i>Cryptosporidium parvum</i>	11
2.4.2.1. Taxonomische Einordnung	11
2.4.2.2. Morphologie	11
2.4.2.3. Vorkommen und Lebenszyklus.....	11
2.4.2.4. Pathogenese und Klinik	12
2.4.2.5. Diagnose.....	12
2.4.3. <i>Eimeria spp.</i>	12
2.4.3.1. Taxonomische Einordnung	12
2.4.3.2. Morphologie	13
2.4.3.3. Vorkommen und Lebenszyklus.....	13
2.4.3.4. Pathogenese und Klinik	13
2.4.3.5. Diagnose.....	14
2.5. Nematoden bei Neuweltkamelen	14
2.5.1. Trichostrongyloiden	14
2.5.2. <i>Haemonchus contortus</i>	14
2.5.2.1. Taxonomische Einordnung	14
2.5.2.2. Morphologie	15
2.5.2.3. Vorkommen und Lebenszyklus.....	15
2.5.2.4. Pathogenese und Klinik	15
2.5.2.5. Diagnose.....	16
2.5.3. <i>Nematodirus spp.</i>	16
2.5.3.1. Taxonomische Einordnung	16
2.5.3.2. Morphologie	16
2.5.3.3. Vorkommen und Lebenszyklus.....	16
2.5.3.4. Pathogenese und Klinik	17
2.5.3.5. Diagnose.....	17
2.5.4. <i>Trichuris spp.</i>	17

2.5.4.1. Taxonomische Einordnung	17
2.5.4.2. Morphologie	17
2.5.4.3. Vorkommen und Lebenszyklus.....	18
2.5.4.4. Pathogenese und Klinik	18
2.5.4.5. Diagnose.....	18
2.5.5. <i>Capillaria spp.</i>	18
2.5.5.1. Taxonomische Einordnung	18
2.5.5.2. Morphologie	18
2.5.5.3. Vorkommen und Lebenszyklus.....	19
2.5.5.4. Pathogenese und Klinik	19
2.5.5.5. Diagnose.....	19
2.5.6. <i>Dictyocaulus spp.</i>	19
2.5.6.1. Taxonomische Einordnung	19
2.5.6.2. Morphologie	19
2.5.6.3. Vorkommen und Lebenszyklus.....	20
2.5.6.4. Pathogenese und Klinik	20
2.5.6.5. Diagnose.....	20
2.6. Plathelminthen bei Neuweltkamelen.....	20
2.6.1. <i>Moniezia spp.</i>	20
2.6.1.1. Taxonomische Einordnung	20
2.6.1.2. Morphologie	20
2.6.1.3. Vorkommen und Lebenszyklus.....	21
2.6.1.4. Pathogenese und Klinik	21
2.6.1.5. Diagnose.....	21
2.6.2. <i>Fasciola hepatica</i>	21
2.6.2.1. Taxonomische Einordnung	21
2.6.2.2. Morphologie	22
2.6.2.3. Vorkommen und Lebenszyklus.....	22
2.6.2.4. Pathogenese und Klinik	22
2.6.2.5. Diagnose.....	23
2.6.3. <i>Dicrocoelium dendriticum</i>	23
2.6.3.1. Taxonomische Einordnung	23
2.6.3.2. Morphologie	23
2.6.3.3. Vorkommen und Lebenszyklus.....	23
2.6.3.4. Pathogenese und Klinik	24
2.6.3.5. Diagnose.....	24
2.7. Therapiemöglichkeiten von Endoparasitosen bei Neuweltkamelen.....	24
2.7.1. Triazinderivate	24
2.7.1.1. Ponazuril	25
2.7.1.2. Toltrazuril	25
2.7.2. Makrozyklische Laktone	25
2.7.2.1. Ivermectin	25
2.7.2.2. Doramectin	25

2.7.2.3. Moxidectin.....	26
2.7.3. Benzimidazole	26
2.7.3.1. Albendazol	26
2.7.3.2. Triclabendazol	26
2.7.3.3. Fenbendazol	27
2.7.4. Imidazothiazole.....	27
2.7.4.1. Levamisol.....	27
2.7.5. Aminoacetonitril-Derivate.....	27
2.7.5.1. Monepantel	27
2.7.6. Isochinolin-Derivate	28
2.7.6.1. Praziquantel.....	28
2.7.7. Therapie einer Kryptosporidiose.....	28
2.8. Resistenzen gegen Anthelminthika	28
2.9. Selektives Behandeln und Überverteilung bei der MDS-Eiausscheidung	29
3. Material und Methoden	30
3.1. Betriebe	30
3.2. Parasitologische Kotuntersuchung	30
3.2.1. Eizählungen mittels Mini-FLOTAC.....	30
3.2.2. Sedimentationsverfahren.....	31
3.2.3. Larvenkultur	31
3.2.4. Datenauswertung.....	31
4. Ergebnisse	33
4.1. Prävalenz von Endoparasiten bei Alpakas.....	33
4.2. Eier pro Gramm Kot (EpG).....	36
4.3. Sedimentationsverfahren.....	38
4.4. Larvenkultur	38
4.5. Fecal Score.....	40
5. Diskussion	43
6. Zusammenfassung	46
7. Summary	47
8. Literaturverzeichnis	48
9. Abbildungsverzeichnis	56
10. Tabellenverzeichnis	57
11. Danksagung	58

1. Einleitung

Das Interesse an der Haltung von Neuweltkamelen wächst in Europa zunehmend. So werden die Tiere in Deutschland und Österreich nicht nur mehr als Hobbytiere, sondern auch in steigender Zahl für wirtschaftliche Zwecke gehalten und gezüchtet.

Vor allem Erkrankungen des Verdauungstraktes sind bei Neuweltkamelen häufig zu beobachten; nicht selten sind hierbei Endoparasiten beteiligt. Endoparasiten bei Neuweltkamelen sind sowohl wirtsspezifisch, wie *Eimeria spp.*, welche potentielle Pathogene darstellen, als auch für andere Nutztiere infektiöse Parasiten. So können bei gemeinsamer Haltung mit Schafen Magen-Darm-Strongyloiden (MDS) auf Neuweltkamele übertragen werden. *Eimeria spp.* und MDS können bei Neuweltkamelen mit teils sehr hohen Prävalenzen nachgewiesen werden (Lambacher et al. 2016).

Kultscher et al. (2018) zeigten, dass bei den nachgewiesenen MDS in deutschen und österreichischen Alpakabetrieben vor allem *Haemonchus contortus* vorkommt. Bei *H. contortus* handelt es sich um einen hochpathogenen und weltweit häufig verbreiteten Nematoden. Er befällt vornehmlich kleine Wiederkäuer und führt zu Produktionseinbußen und Tierverlusten bei Schafen und Ziegen, aber auch bei anderen Nutztieren (Besier et al. 2016). Die möglichen Schäden durch *H. contortus* werden bei Neuweltkamelen als hoch eingeschätzt. Die Bedeutung eines Befalles mit MDS und die durch sie verursachten Erkrankungen werden auch von Alpakabesitzern als wichtig eingestuft. So gaben deutsche Alpakabetriebe in einem Fragebogen an, Tiere aufgrund von Endoparasitosen verloren zu haben. Hierbei spielte vor allem eine Mono- oder Mischinfektion mit *H. contortus* eine entscheidende Rolle (Kultscher et al. 2018). Dementsprechend erweckt die Behandlung von Endoparasitosen und damit verbundene Resistenzen gegen Anthelminthika bei Neuweltkamelen steigendes Interesse und erhöht den Forschungsbedarf.

Ziel dieser Studie war, die geplante Frühjahrsentwurmung an ausgewählten Alpakabetrieben in Deutschland zu überwachen. Hierfür wurden qualitative und quantitative koproskopische Verfahren eingesetzt, um vor der Entwurmung der Tiere einen Überblick über die vorherrschenden Endoparasiten der jeweiligen Betriebe zu erhalten. Eine Larvenkultur sollte Aufschluss darüber geben, zu welchem Prozentsatz *H. contortus* in den Herden vorkommt.

Folgende Hypothesen wurden für diese Studie formuliert:

- 1.) MDS sind die häufigsten Endoparasiten der Neuweltkamele

- 2.) Ein kleiner Teil der Herde trägt zum Großteil der Eiausscheidung in einem Betrieb bei
- 3.) *Haemonchus* ist bei vielen Betrieben in hoher Anzahl vorhanden

2. Literaturübersicht

2.1. Systematik der Neuweltkamele

Die Familie der Kamelartigen (Camelidae) umfasst die Altweltkamele (*Camelus*) und die Neuweltkamele (Lamini). Als Angehörige der Ordnung der Paarhufer (Artiodactyla) zählen Kamelartige zur Unterordnung der Schwielensohler (Tylopoda) (Altmann 1990, Gauly et al. 2018). Kamelartige gehören trotz ihres komplexen Magens, welcher aus drei Kompartimenten besteht, nicht zu den Wiederkäuern. Dennoch ist ihre Verdauung ähnlich zu diesen (Fowler 2010).

Zu den Neuweltkamelen werden die domestizierten Alpakas (*Vicugna pacos*) und Lamas (*Lama glama*) sowie die wilden Vikunjas (*Vicugna vicugna*) und Guanakos (*Lama guanicoe*) gezählt (Wheeler 1995). Das Alpaka stellt die domestizierte Form des Vikunjas dar (Kadwell et al. 2001). Zwei Alpakarassen werden anhand ihrer Felleigenschaften voneinander unterschieden: Huacaya, mit kurzen eher gekräuselten Fellfasern, und Suri, mit langen glatten Fellfasern (Presciuttini et al. 2010, Gauly et al. 2018).

2.2. Haltung von Neuweltkamelen

Im Jahr 2005 wurde die kostenlose Datenbank LAREU (Llama and Alpaca Registry Europe) gegründet, um einen Überblick über die Zahlen an Neuweltkamelen, welche in Europa gehalten werden, zu bekommen. Im Jahr 2017 waren knapp 20.000 Tiere aus mehr als zehn europäischen Ländern, unter anderem Deutschland, Frankreich, Italien, Schweiz und Österreich, registriert. Davon waren etwa 5.600 Tiere Lamas und mehr als 14.000 Alpakas. Seit 2013 hat sich die Zahl der registrierten Neuweltkamele verdoppelt und mit dem Jahr 2022 wird eine weitere Verdoppelung der Registrierungen erwartet (Kiesling 2017).

Neuweltkamele werden für vielerlei wirtschaftliche Zwecke, wie Woll- und Fleischproduktion und Landschaftspflege, gehalten (Wolfthaler et al. 2020). Viele Tiere werden aber auch ausschließlich als Hobbytiere gehalten und gezüchtet (Hengrave Burri et al. 2005, Gauly et al. 2018).

Die europäischen Alpakabetriebe spezialisieren sich vermehrt auf die Zucht und Wollgewinnung, seltener auf tiergestützte Therapie oder Freizeitunternehmungen, wie Trekkingtouren. Aber auch eine Haltung mit Mehrfachnutzung findet im deutschen Raum vermehrt Zuspruch. Österreichische Alpakabetriebe haben im allgemeinen weniger Tiere als deutsche. Die insgesamt steigenden Tierzahlen in Europa und damit das erhöhte Interesse an Neuweltkamelen führt in weiterer Folge zu einem Anstieg an wissenschaftlichen Publikationen,

insbesondere im medizinischen Bereich (Lambacher et al. 2016, Bauerstatter et al. 2018, Kultscher et al. 2018).

2.3. Häufigste Erkrankungen von Neuweltkamelen

Eine retrospektive Studie von auf der Wiederkäuerklinik der Vetmeduni Wien behandelten Neuweltkamelen zeigte, dass Erkrankungen am häufigsten den Verdauungstrakt betrafen, gefolgt von Haut, Bewegungsapparat, Zähne/Kiefer, Atmungs- und Harntrakt (Epp 2016). Endoparasitosen und ihre Folgen zählen bei den Neuweltkamelen zu den häufigsten Erkrankungen. In einer retrospektiven Studie von Theuß et al. (2014) zu Sektionen von Neuweltkamelen konnte ebenso gezeigt werden, dass vor allem Erkrankungen des Magendarmtraktes und der Lunge vorkamen. Ein Befall mit Endoparasiten wurde bei etwa 46% der untersuchten Tiere gefunden. Riedl (2013) konnte mittels Fragebögen ebenfalls erheben, dass bei mehr als der Hälfte der befragten Betriebe Magen-Darm-Parasiten bei Neuweltkamelen vorkamen. Bei Jungtieren und adulten Neuweltkamelen sind Endoparasiten einer der häufigsten Auslöser von Enteritiden. Durchfälle werden bei diesen Tieren jedoch kaum in Zusammenhang mit Endoparasitosen beobachtet. Die Klinik ist meist unspezifisch und reicht von mangelnder Fresslust, Koliken bis hin zum Festliegen. Im chronischen Fall ist typischerweise eine Abmagerung der befallenen Tiere feststellbar (Franz 2018).

Kultscher et al. (2018) konnten mithilfe von Fragebögen ermitteln, dass die häufigsten Endoparasitosen bei Alpakas in deutschen und österreichischen Betrieben durch eine Infektion mit MDS oder Kokzidien hervorgerufen werden, wobei am häufigsten Mischinfektionen mit unterschiedlichen Parasiten beobachtet werden konnten. Häufig zeigen Neuweltkamele eine Mischinfektion mit MDS, Kokzidien, *Trichuris spp.* und *Capillaria spp.* (Schmäscke 2015, Lambacher et al. 2016). Kultscher et al. (2019) konnten in deutschen Alpakaherden vor allem *Eimeria* und, als häufigsten MDS, *H. contortus* nachweisen. In einer Studie von Schlögl (2010) konnten bei Neuweltkamelen in Deutschland ebenfalls vor allem Eimerien und MDS nachgewiesen werden. Seltener wurden *Trichuris spp.*, *Capillaria spp.*, *Moniezia spp.* und kleine sowie große Leberegel beobachtet.

2.4. Protozoen bei Neuweltkamelen

Verschiedene Protozoen werden bei Neuweltkamelen beobachtet. So sind hauptsächlich Jungtiere mit *Giardia spp.* oder *Cryptosporidium parvum* infiziert (Duncanson 2012). Viele Kokzidienarten bei Kamelartigen sind wirtsspezifisch, wie auch *Eimeria spp.* (Guerrero 1967).

2.4.1. *Giardia* spp.

2.4.1.1. Taxonomische Einordnung

Giardia sind Protozoa aus dem Stamm der Metamonada, der Ordnung der Diplomonadia und der Familie der Hexamitidae (Hiepe et al. 2006). Sechs Arten können unterschieden werden: *Giardia agilis*, *Giardia ardeae*, *Giardia lamblia* (Syn.: *G. duodenalis*; *G. intestinalis*), *Giardia muris*, *Giardia microti* und *Giardia psittaci* (Monis et al. 2009). Säugetiere werden nur von Giardien der *duodenalis*-Gruppe befallen, die in weitere mehr oder weniger wirtsspezifische Genotypen aufgeteilt werden kann (Deplazes et al. 2021).

2.4.1.2. Morphologie

Die vegetativen Stadien von *Giardia* (Trophozoiten) sind etwa 20µm x 10 µm, birnenförmig und dorsal gewölbt. Die ventrale Haftscheibe dient zur Anheftung an die Darmoberfläche. Drei der vier Flagellenpaare dienen der Fortbewegung, das vierte wird für die Nahrungsaufnahme verwendet. Die Zysten sind das infektiöse Stadium, beinhalten vier Kerne (Hiepe et al. 2006) und haben eine Größe von 8 bis 13 x 7 bis 10 µm (Deplazes et al. 2013).

2.4.1.3. Vorkommen und Lebenszyklus

Giardia ist weltweit verbreitet und zumeist sind Jungtiere infiziert (Duncanson 2012). Nach oraler Aufnahme werden durch das saure Milieu im Magen und Duodenum aus den Zysten die Trophozoiten freigesetzt. Die Trophozoiten finden sich vor allem im Duodenum und proximalen Jejunum, selten auch weiter distal bis zum Dickdarm oder auch in der Gallenblase (Deplazes et al. 2013). Diese wandern darmabwärts, differenzieren sich und vermehren sich mittels longitudinaler Zweiteilung. Die Trophozoiten bilden schließlich Zysten mit vier Kernen. Die widerstandsfähigen Zysten werden etwa eine bis drei Wochen nach der Infektion im Kot ausgeschieden. Die Präpatenz kann, je nach Tierart und auch abhängig vom Einzeltier, stark variieren. So beträgt sie beim Kalb vier bis sieben Tage, bei Lämmern zehn bis 21 Tage (Deplazes et al. 2021). Zur Präpatenz bei Neuweltkamelen ist nur wenig bekannt. Die Zysten werden meist in sehr großen Mengen abgegeben. Die Ausscheidung kann über Wochen bis Monate andauern, wobei die Menge an ausgeschiedenen Zysten variiert. Freie Trophozoiten gehen schnell zugrunde, Zysten können hingegen in feuchter Umgebung über Monate infektiös bleiben (Deplazes et al. 2013).

2.4.1.4. Pathogenese und Klinik

Die genauen Pathomechanismen sind nicht vollständig geklärt, jedoch steht eine Infektion mit *Giardia* in Zusammenhang mit Toxinproduktion, Störung der Darmflora bzw. der Funktion der Enterozyten (Tangtrongsup und Scorza 2010). Ein starker Befall mit Trophozoiten kann zu Schäden in der Darmmukosa, wie Entzündungen, und damit zu absorptiven und digestiven Störungen führen. Eine Infektion mit *Giardia* ist meist klinisch unauffällig, kann jedoch, vor allem bei Jungtieren, zu Blähungen, akutem oder chronischem Durchfall und Gewichtsverlust führen (Hiepe et al. 2006, Deplazes et al. 2013). *Giardia* bei Neuweltkamelen kann, vor allem bei jungen Tieren, im Zusammenhang mit Durchfällen stehen (Cebra et al. 2003).

2.4.1.5. Diagnose

Zur Diagnose einer Giardiose dienen eine mikroskopische Untersuchung von frischen Kot-Abklatschpräparaten auf Trophozoiten, Untersuchung auf Zysten nach Flotation und der direkte Immunfluoreszenztest. Weiters besteht die Möglichkeit des Nachweises von *Giardia*-Antigenen mittels enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA). Zur Genotypisierung kann die *Giardia*-DNA mittels Polymerasekettenreaktion (PCR) mit anschließender Sequenzierung verwendet werden (Tangtrongsup und Scorza 2010).

2.4.2. *Cryptosporidium parvum*

2.4.2.1. Taxonomische Einordnung

Cryptosporidia zählen zum Stamm der Apicomplexa, der Ordnung der Eucoccidiida und der Familie der Cryptosporidiidae (Rommel et al. 2000). Beim Alpaka kann *Cryptosporidium parvum* gefunden werden, welches zoonotisches Potential besitzt (Deplazes et al. 2013).

2.4.2.2. Morphologie

Die kugeligen Oozysten haben einen Durchmesser von 4 bis 4,5 µm (Kaufmann 1996). Unter dem Mikroskop erscheinen die Oozysten stark lichtbrechend mit vier Sporozoiten und kristallinem Inhalt. Die freigesetzten Sporozoiten sind 5,5 µm lang und gebogen. Die 5 x 5,6 µm großen Schizonten enthalten acht (Typ I) oder vier (Typ II) Merozoiten (Rommel et al. 2000).

2.4.2.3. Vorkommen und Lebenszyklus

Cryptosporidia kommen weltweit vor. Alle Entwicklungsstufen finden sich in den Enterozyten innerhalb einer parasitophoren Vakuole. Oozysten werden oral aufgenommen und setzen

Sporozoiten frei, die sich an das Darmepithel heften. In weiterer Folge entwickeln sich Schizonten des Typ I oder Typ II, wobei vermutlich nur aus letzterem Gamonten entstehen. Man unterscheidet Makrogamonten (weiblich) und Mikrogamonten (männlich), die sich zu Makrogameten und Mikrogameten entwickeln. Die Makrogameten verschmelzen mit den Mikrogameten und bilden so in weiterer Folge Oozysten, die über den Kot ausgeschieden werden. Die Präpatenz beträgt drei bis sechs Tage. Eine Autoinfektion ohne erneute Aufnahme von Oozysten kann zu einer persistierenden Infektion führen. Die ausgeschiedenen Oozysten können unter feuchtkühlen Bedingungen monatelang überleben (Rommel et al. 2000, Deplazes et al. 2013).

2.4.2.4. Pathogenese und Klinik

Cryptosporidia parasitieren im Dün- und Dickdarm, seltener in anderen Organen. Entzündungen des Gastrointestinaltraktes werden durch freigesetzte Cytokine und Chemokine hervorgerufen, wodurch es in weiterer Folge zu Zottenatrophien, Nekrosen und Epithelverlusten kommt. Vor allem jüngere Tiere sind von einer Kryptosporidiose betroffen und zeigen unterschiedlich schwere, therapieresistente Durchfälle, Ödeme und Vergrößerung der mesenterialen Lymphknoten. Symptome sind Inappetenz, Fieber, Apathie, Gewichtsverlust und Schwäche. *Cryptosporidia* verursachen bei immunkompetenten Tieren eine selbstlimitierende, klinisch unauffällige Infektion (Kaufmann 1996, Deplazes et al. 2013). Bei juvenilen Neuweltkamelen kann eine Kryptosporidiose zu Durchfällen, Gewichtsverlust und dem Tod der Tiere führen (Bidewell und Cattell 1998). Vor allem bei großen Herden kann ein Befall mit Kryptosporidien zu einem Bestandsproblem werden. In seltenen Fällen sind auch adulte Neuweltkamele für eine Kryptosporidiose empfänglich (Gauly et al. 2018).

2.4.2.5. Diagnose

Der Nachweis von Kryptosporidien kann mittels Kotflotation (Rommel et al. 2000) oder mit Ziehl-Neelsen Karbofuchsinfärbung von Kotasstrichen betroffener Tiere erfolgen (Kaufmann 1996). Zur Diagnose stehen auch Tests zum Nachweis von Antigenen oder Antikörpern zur Verfügung (Deplazes et al. 2013).

2.4.3. *Eimeria* spp.

2.4.3.1. Taxonomische Einordnung

Eimeria zählt zum Stamm der Apicomplexa, zur Ordnung der Eucoccidiida und der Familie der Eimeriidae (Rommel et al. 2000). Bei Neuweltkamelen können fünf verschiedene

Eimerienarten nachgewiesen werden: *Eimeria macusaniensis*, *Eimeria ivitaensis*, (Hertzberg und Kohler 2006, Cafrune et al. 2009), *Eimeria alpaca*, *Eimeria lamae* und *Eimeria punoensis* (Guerrero 1967).

2.4.3.2. Morphologie

Eimerien-Oozysten sind ellipsoid, oval bis rund mit variierender Größe je nach Art. So sind die Oozysten von *E. punoensis* mit im Durchschnitt 19,9 x 16,4 µm deutlich kleiner als die von *E. lamae* (35,6 x 24,5 µm). Im Inneren der Oozysten befinden sich ovoide Sporozysten (Guerrero 1967).

2.4.3.3. Vorkommen und Lebenszyklus

Eimeria sind weltweit verbreitete Kokzidien (Kaufmann 1996). Die Sporulation der über den Kot ausgeschiedenen Oozysten findet in der Umwelt statt, wobei feuchtwarme Bedingungen diesen Vorgang fördern. Unsporulierte Oozysten weisen eine geringere Tenazität als sporulierte auf. In gemäßigten Regionen können sie so bis zu ein Jahr lebensfähig bleiben. Werden sporulierte Oozysten oral aufgenommen, erfolgt die weitere Entwicklung, je nach Art in unterschiedlichen Darmabschnitten. Nur bei wenigen Eimerienarten ist die genaue endogene Entwicklung bekannt. Allgemein werden aus den Oozysten nach der Aufnahme durch den Wirt Sporozysten freigesetzt, die zu Makroschizonten heranreifen. Die in den Makroschizonten gebildeten Merozoiten bilden in weiterer Folge Makro- und Mikrogamonten, aus denen Mikro- und Makrogamonten entstehen, welche die Oozysten bilden (Rommel et al. 2000).

2.4.3.4. Pathogenese und Klinik

Eimeria finden sich in Ileum, Zäkum und Kolon (Kaufmann 1996). Die meisten Eimerienarten verursachen Schäden der Darmepithelien, was zu Resorptionsstörungen und Dehydrierung führen kann (Rommel et al. 2000). Die Infektion passiert meistens bei Jungtieren und persistiert, in niedrigen Leveln, auch bei adulten Tieren. Der Großteil an Infektionen mit Eimerien sind subklinisch, können aber, vor allem bei Jungtieren, milde bis schwerwiegende, teils blutige Durchfallerkrankungen hervorrufen. Alle Eimerienarten der Neuweltkamele können zu klinischen Erkrankungen führen (Zajac und Conboy 2012). *E. macusaniensis* und *E. ivitaensis* werden als die pathogensten Eimerienarten angesehen (Duncanson 2012) und können bei Neuweltkamelen Enteritiden verursachen, welche durch wässrigen bis blutigen Durchfall, Abmagerung und Dehydratation gekennzeichnet sind. Co-Infektionen mit *E.*

ivitaensis und *E. macusaniensis* können bei Jungtieren bis zum Tod führen (Palacios et al. 2006). Bei adulten Neuweltkamelen ist ein Befall mit *Eimeria* meist klinisch unauffällig (Schmäschke 2015).

2.4.3.5. Diagnose

Die Klinik und die in wiederholt durchgeführten Flotationsuntersuchungen detektierte hohe Anzahl an ausgeschiedenen Oozysten dienen der Diagnose (Kaufmann 1996, Rommel et al. 2000). Bei einer akuten Eimeriose kann es vorkommen, dass trotz beobachteten Symptomen keine oder nur wenige Oozysten im Kot nachgewiesen werden können. Dies kann durch abfallende Ausscheidung von Oozysten in der akuten Phase erklärt werden (Radostits et al. 2000).

2.5. Nematoden bei Neuweltkamelen

2.5.1. Trichostrongyloiden

Trichostrongyloiden sind verschiedenste Strongyliden, welche vornehmlich im Gastrointestinaltrakt ihres Wirtes zu finden sind. Neuweltkamele können mit einer großen Anzahl verschiedener Trichostrongyloiden infiziert werden. Hierbei handelt es sich sowohl um wirtsspezifische Parasiten, wie die zu den *Nematodirus* spp. zählende Art *Lamanema chavezii* (Cafrune et al. 2001), als auch solche, die bei anderen Wiederkäuern gefunden werden, wie beispielsweise *Chabertia ovina*, *Oesophagostomum* spp., *Cooperia* spp., *Ostertagia* spp., *H. contortus*, *Trichostrongylus* spp. (Hill et al. 1993), *Marshallagia* spp. (Beldomenico et al. 2003) und weniger wirtsspezifische *Nematodirus* spp. (Hertzberg und Kohler 2006). Bis auf die *Nematodirus* spp. mit deutlich größeren Eiern können die meisten Trichostrongyloiden in der Flotation nicht voneinander unterschieden werden. Daher werden sie in Folge als Magen-Darm-Strongyliden (MDS) zusammengefasst. Aufgrund der Vielzahl von Trichostrongyloiden wird in weiterer Folge das Hauptaugenmerk auf *Nematodirus* spp. und *H. contortus*, zwei der bei Neuweltkamelen häufigsten Strongyliden, gelegt.

2.5.2. *Haemonchus contortus*

2.5.2.1. Taxonomische Einordnung

H. contortus (roter Magenwurm) zählt zu den Nematoden, der Ordnung der Trichostrongyloidea und der Familie der Trichostrongylidae (Rommel et al. 2000).

2.5.2.2. Morphologie

Adulte sind 10 bis 30 mm lang, wobei die Weibchen länger sind als die Männchen. Die Männchen haben eine rötliche Färbung und eine Bursa mit Spikula und einen asymmetrischen Dorsallappen. Die weißen Uteri der Weibchen sind sichtbar um die blutgefüllten Darmschlingen gewunden. Weibliche Würmer besitzen eine Vulvafalte (Kaufmann 1996, Rommel et al. 2000). Die Eier von *Haemonchus* sind elliptisch und 62 bis 95 x 36 bis 50 µm groß. Der Inhalt weist viele Blastomeren auf, die das Ei fast zur Gänze ausfüllen (Thienpont et al. 1990).

2.5.2.3. Vorkommen und Lebenszyklus

H. contortus kommt weltweit vor, wobei die Art in feuchtwarmen Klimata öfter zu finden ist als in trockenen oder kalten Regionen (Hiepe et al. 2006). *H. contortus* ist einer der häufigsten und auch pathogensten Nematoden. Die Adulten sitzen im Labmagen befallener Tiere und ernähren sich vom Blut des Wirtes. *H. contortus* zählt außerdem zu den fruchtbarsten Parasiten, mit bis zu 10.000 produzierten Eiern pro Tag (Bhatia et al. 2006, Sutherland und Scott 2009). Die Entwicklung erfolgt monoxen. Ein bis zwei Tage nach Eiausscheidung entstehen die Erstlarven, welche sich schließlich zu bescheideten und infektiösen Drittlarven entwickeln. Die Drittlarve kriecht vom Kot weg und wird oral von ihrem Wirten aufgenommen. Nach Abwurf ihrer Scheide wandert die Larve in den Labmagen, dringt in die Schleimhaut ein und häutet sich zur L4-Larve (histiotrophe Phase). Nach etwa neun Tagen verlässt die Larve die Schleimhaut und beginnt mit dem Blutsaugen. Mit der letzten Häutung entstehen geschlechtsreife Adulte (Hiepe et al. 2006). Aufgenommene Larven können bei Bedarf den Winter im Wirt mit Hilfe einer Hypobiose überstehen. Die Entwicklung dieser Würmer wird im Frühjahr wieder aufgenommen. Hierbei kommt es zu einem enormen Anstieg der Eiausscheidung betroffener Tiere. Die Präpatenz beträgt 19 bis 21 Tage, bei immunsupprimierenden Umständen kann diese kürzer sein (Kaufmann 1996).

2.5.2.4. Pathogenese und Klinik

Die durch *H. contortus* hervorgerufene Haemonchose steht immer in Zusammenhang mit Anämien, da sowohl die L4-Larven als auch adulte Würmer Blut saugen. Ein Wurm kann etwa 50 µl Blut pro Tag im Labmagen aufnehmen. Bei chronischen Infektionen sind Ödeme, Eisenmangel-Anämien, Wollschäden, Kümern, Gewichtsverlust und Tod mögliche Folgen, wobei vor allem Jungtiere schnell und plötzlich versterben können (Kaufmann 1996, Hiepe et

al. 2006). Gastrointestinale Symptome, wie Durchfall, werden seltener beobachtet (Rommel et al. 2000). Bei Neuweltkamelen führt eine Infektion mit *H. contortus* zu Entzündungen des Darms, mangelhafter Nährstoffaufnahme sowie Blut- und Eiweißverlust (Gauly et al. 2018). Zusätzlich kann Blut im Kot befallener Tiere beobachtet werden (Fowler 2010).

2.5.2.5. Diagnose

Mithilfe von Flotation können Eier des Strongylidentypes festgestellt werden (Kaufmann 1996). Zur weiteren Differenzierung kann eine Kultur angelegt werden, mithilfe derer die Larven aufgrund ihrer Größe und Morphologie unterschieden werden können (Bowman 2014).

2.5.3. *Nematodirus* spp.

2.5.3.1. Taxonomische Einordnung

Nematodirus spp. zählen zu den Nematoden, der Ordnung der Trichostrongyloidea und der Familie der Molineidae (Rommel et al. 2000). Häufige *Nematodirus*-Arten bei Wiederkäuern in Mitteleuropa sind *Nematodirus battus*, *Nematodirus filicollis*, *Nematodirus spathiger* und *Nematodirus helvetianus* (Schnieder 2006). Die Neuweltkamel-spezifische Art *Lamanema chavezii* wurde bereits in Deutschland beschrieben; in Österreich aber noch nicht nachgewiesen (Bauer et al. 2019).

2.5.3.2. Morphologie

Bei den Adulten ist das Vorderende dünner als das Hinterende, welches bei Männchen eine Bursa copulatrix aufweist. Die Männchen sind kleiner als die Weibchen (Rommel et al. 2000). Eier von *Nematodirus* sind groß (150 bis 260 x 65 bis 110 µm) und können dadurch von anderen Trichostrongylideneiern unterschieden werden (Kaufmann 1996). Die Schale weist eine glatte Oberfläche auf und der Inhalt besteht aus zwei bis acht großen Blastomeren, welche von einem flüssigkeitsgefüllten Raum umgeben sind (Thienpont et al. 1990).

2.5.3.3. Vorkommen und Lebenszyklus

Nematodirus ist weltweit verbreitet. Die Entwicklung ist monoxen, wobei die infektiöse Drittlarve sich im Ei entwickelt (Kaufmann 1996). In Mitteleuropa benötigt diese Entwicklung bis zu zwei Monate. Etwa zwei bis drei Monate nachdem die Eier ausgeschieden wurden schlüpfen die Larven, welche dann zumeist auf der Weide von den Wirten aufgenommen werden. Die Entwicklung zur L5-Larve im Dünndarm dauert zehn bis zwölf Tage. Die Präpatenz liegt zwischen 15 und 26 Tagen (Rommel et al. 2000).

2.5.3.4. Pathogenese und Klinik

Die Larven, die im Dünndarm zu finden sind, schwächen den Wirt durch Zerstörung der Darmepithelzellen. Es entsteht eine Duodenitis und Jejunitis (Rommel et al. 2000). Symptome bei großer Wurmbürde können Durchfall und Inappetenz sein. In Zusammenhang mit anderen MDS-Infektionen kann es zu Kümmern bis hin zum Tod kommen (Kaufmann 1996). *L. chavezii* zählt bei Neuweltkamelen zu den pathogensten Nematoden und wurde bereits in einem Betrieb mit Lamas und Alpakas in Deutschland nachgewiesen. Die wandernden Larven führen zur Bildung von Zysten in Skelettmuskeln und Abszessen in der Leber. Adulte Würmer verursachen Entzündungen des Dünndarmes, welche mit Durchfall einhergehen. Ein Befall mit *L. chavezii* kann bei Neuweltkamelen bis zum Tod der Tiere führen (Cafrune et al. 2001, Bauer et al. 2019).

2.5.3.5. Diagnose

Die Diagnose einer *Nematodirus*-Infektion erfolgt durch Nachweis der typischen Eier mittels Flotation (Rommel et al. 2000). Mukosageschabsel verendeter Tiere können noch unreife Würmer nachweisen, wenn keine Eier im Kot gefunden werden konnten (Kaufmann 1996).

2.5.4. *Trichuris* spp.

2.5.4.1. Taxonomische Einordnung

Trichuris (Peitschenwurm) ist ein Nematode der Ordnung Trichurcephalida und der Familie Trichuridae (Rommel et al. 2000, Hodda 2011). Bei Neuweltkamelen können vier Arten unterschieden werden: *Trichuris tenuis*, *Trichuris discolor*, *Trichuris ovis* und *Trichuris skrjabini* (Schmäschke 2015).

2.5.4.2. Morphologie

Adulte Peitschenwürmer sind 3 bis 8 cm lang. Das Vorderende ist dünn und fadenförmig, das Hinterende hingegen dick und kurz (Kaufmann 1996). Weibchen haben ein leicht gebogenes Hinterende, wohingegen Männchen am eingerollten Hinterteil ein einzelnes Spikulum aufweisen. Die Eier sind 70 bis 80 µm lang und 30 bis 42 µm breit, braun, zitronenförmig mit dicker Schale und durchsichtigem Polpfropf an beiden Enden. Der körnige Inhalt der Eier weist keine Blastomere auf (Thienpont et al. 1990, Rommel et al. 2000).

2.5.4.3. Vorkommen und Lebenszyklus

Trichuris kann weltweit gefunden werden. Der Lebenszyklus ist direkt. Etwa drei Wochen nach der Ausscheidung entwickelt sich in den Eiern die infektiöse L2-Larve. Die Eier weisen eine hohe Tenazität auf und können über Jahre infektiös bleiben. Nach oraler Aufnahme finden sich die Larven im Dünndarm, welchen sie nach zwei bis zehn Tagen verlassen, um im Zäkum zu Adulten heranzureifen. Die Präpatenz beträgt 50-84 Tage (Thienpont et al. 1990, Rommel et al. 2000).

2.5.4.4. Pathogenese und Klinik

Trichuris parasitiert in Zäkum und Kolon des Wirtes. Zur Nahrungsaufnahme graben die Präadulten und Adulten Tunnel direkt unter dem Darmepithel. Dies verursacht Irritationen, Blutungen und diptheroide Beläge bis hin zu Erosionen. Milde Infektionen sind asymptomatisch. Infektionen mit mehr als 500 adulten Würmern können zu Entzündungen von Zäkum und Kolon, wässrig bis blutigem Durchfall, Dehydratation, Aszites, Anämien und Gewichtsverlust führen. Ödeme sind manchmal im Bereich von Hals und Brust zu beobachten (Thienpont et al. 1990, Rommel et al. 2000, Zajac und Conboy 2012). Die Trichuriose ist in ihrer Klinik daher ähnlich einer Infektion mit *H. contortus*. Bei Neuweltkamelen steht eine Infektion mit *Trichuris* in Zusammenhang mit Blutverlust sowie Durchfällen durch Darmschleimhautschädigung und katarrhalischer Enteritis (Fowler 2010, Gauly et al. 2018).

2.5.4.5. Diagnose

Der Nachweis der Eier erfolgt am besten über Flotation mittels Flotationsmedien mit einem spezifischen Gewicht über 1,2 (Kaufmann 1996, Rommel et al. 2000).

2.5.5. *Capillaria spp.*

2.5.5.1. Taxonomische Einordnung

Capillaria zählt zum Stamm der Nematoda, der Ordnung der Trichurcephalida und der Familie der Trichuridae (Rommel et al. 2000, Hodda 2011).

2.5.5.2. Morphologie

Die adulten Männchen sind 8 bis 13 mm lang, mit bursa-ähnlichen Kaudalflügeln. Die etwas größeren Weibchen haben eine Länge von 12 bis 20 mm. Der gesamte Körper der Adulten ist haardünn, weshalb sie auch als Haarwürmer bezeichnet werden. Die Eier sind 45 bis 50 x 22 bis 25µm groß und tönchenförmig. Die parallelen Seitenwände haben eine dicke, runzelige

Wand und zwei wenig stark hervorstehende, transparente Polpröpfe. Der unsegmentierte Inhalt der Eier ist granulös (Thienpont et al. 1990, Kaufmann 1996, Rommel et al. 2000).

2.5.5.3. Vorkommen und Lebenszyklus

Capillaria findet man vor allem in gemäßigten Regionen, aber auch in Afrika (Kaufmann 1996). *Capillaria* weisen einen monoxen Lebenszyklus auf, wobei die Entwicklung der Embryonen nach der Ausscheidung mehrere Monate andauert. Die Infektion erfolgt durch orale Aufnahme des larvenhaltigen Eies (Rommel et al. 2000).

2.5.5.4. Pathogenese und Klinik

Adulte Würmer besiedeln die Dünndarmschleimhaut des Wirtes. Details zur Pathogenese sind weitestgehend unbekannt. Zumeist finden sich keine oder kaum pathogene Effekte auf mit *Capillaria* infizierten Tieren (Rommel et al 2000, Fowler 2010).

2.5.5.5. Diagnose

Zur Diagnose eignet sich eine Flotation mit einem Medium hoher Dichte zum Nachweis der charakteristischen Eier (Rommel et al. 2000). Auch der Nachweis mittels Sedimentation ist möglich (Kaufmann 1996).

2.5.6. *Dictyocaulus* spp.

2.5.6.1. Taxonomische Einordnung

Dictyocaulus sind große Lungenwürmer vom Stamm der Nematoda, der Ordnung Trichostrongyloidea und der Familie der Dictyocaulidae (Rommel et al. 2000). Bei Neuweltkamelen können *Dictyocaulus viviparus* und *Dictyocaulus filaria* nachgewiesen werden (Beldomenico et al. 2003, Fowler 2010).

2.5.6.2. Morphologie

Die zigarrenförmige L1-Larve hat eine Größe von etwa 390 bis 490 x 25 µm und beinhaltet große graue Granula im Darm. Das Vorderende weist einen Knopf auf; das Hinterende ist stumpf. Die adulten Weibchen sind mit 6 bis 9 cm etwas größer als die Männchen mit 3 bis 7 cm. Das Vorderende hat eine ovale Mundöffnung mit vier Lippen (Thienpont et al. 1990, Kaufmann 1996, Rommel et al. 2000).

2.5.6.3. Vorkommen und Lebenszyklus

Dictyocaulus ist nahezu weltweit verbreitet. Wirte infizieren sich im Frühjahr auf den Weiden meist mit Larven, die aus der Hypobiose reaktiviert wurden oder mit Larven, die dort überwintert haben. Pro Weidesaison können in Mitteleuropa mehrere Generationen an Würmern beobachtet werden (Rommel et al. 2000).

2.5.6.4. Pathogenese und Klinik

Die Adulten parasitieren in der Trachea, den Bronchien und Bronchioli des Wirtes. Die Obstruktion der Atemwege durch Würmer führt zu Tracheitis, Bronchitis, Lungenemphysemen oder -atelektasen sowie bei Sekundärinfektionen zu Bronchopneumonien. Außerdem können Anämien, Fieber und in weiterer Folge Todesfälle beobachtet werden (Rommel et al. 2000). Vor allem junge Tiere zeigen bei starkem Befall mit *Dictyocaulus* respiratorische Erkrankungen (Zajac und Conboy 2012). Auch bei Neuweltkamelen kann eine Infektion zu respiratorischen Symptomen führen (Rohbeck et al. 2006). So ist ein Befall mit *Dictyocaulus* bei diesen Tieren gekennzeichnet durch Husten, Bronchitis, Dyspnoe und Nasenausfluss (Fowler 2010).

2.5.6.5. Diagnose

Im Kot infizierter Tiere können Larven ab dem 26. bis 35. Tag nach der Infektion nachgewiesen werden (Rommel et al. 2000). Mittels Baermann-Technik können im Auswanderverfahren Erstlarven aus dem Kot nachgewiesen werden (Kaufmann 1996).

2.6. Plathelminthen bei Neuweltkamelen

Plathelminthen (Plattwürmer) sind meist zwitterige Helminthen mit bilateral symmetrischem, abgeflachtem Körper und oftmals speziellen Haftorganen, wie Haken oder Saugnäpfen (Schnieder 2006).

2.6.1. *Moniezia* spp.

2.6.1.1. Taxonomische Einordnung

Moniezia zählt zu den Plathelminthen, zur Klasse der Zestoden, der Ordnung der Cyclophyllidea und der Familie der Anoplocephalidae (Rommel et al. 2000).

2.6.1.2. Morphologie

Die adulten Würmer sind 1,6 bis 2,6 cm breit und bis zu 6 m lang (Kaufmann 1996). Im Kot des Wirtes können die mehr breiten als langen graviden Endglieder (Proglottiden) gefunden

werden (Rommel et al. 2000). Die Eier von *Moniezia* haben einen Durchmesser von etwa 60 bis 80 µm. Die Form ist unregelmäßig rund bis mehreckig mit gebogenen Wänden und dicker, dunkelgrauer Schale. Im Inneren des Eies ist ein Embryo, umgeben von einem charakteristischen birnenförmigen Apparat (Thienpont et al. 1990).

2.6.1.3. Vorkommen und Lebenszyklus

Moniezia kommt weltweit vor und ist der einzige adulte Bandwurm, der bei Hauswiederkäuern in Mitteleuropa gefunden werden kann. Die Entwicklung verläuft indirekt über Moosmilben als Zwischenwirte. Die Milben benötigen einen feuchten und humusreichen Boden. Nachdem die Milbe die *Moniezia*-Eier aufgenommen hat, entwickelt sich in ihrer Leibeshöhle in ein bis drei Monaten ein infektiöses Zystizerkoid. Durch den Verzehr der Milbe durch einen Wirt, gelangen die Finnen in den Dünndarm und werden in einer Zeitspanne von 30 bis 52 Tagen zu adulten Würmern. Die Präpatenz beträgt bis zu 40 Tage (Rommel et al. 2000, Deplazes et al. 2013).

2.6.1.4. Pathogenese und Klinik

Die Adulten finden sich im Dünndarm, wo sie selten zu Verdickungen der Darmschleimhaut oder einer Enteritis führen können. Eine Infektion mit *Moniezia* ist zumeist klinisch unbedeutend. Vereinzelt finden sich Berichte über Kümern bei Jungtieren sowie Schwäche und gastrointestinale Verstopfungen betroffener Tiere. Meist handelt es sich hierbei um eine chronische Monieziose (Rommel et al. 2000, Fowler 2010, Zajac und Conboy 2012). Mit *Moniezia* infizierte Neuweltkamele zeigen zumeist keine klinischen Symptome. Bei hochgradigem Befall kann es zu Durchfällen und Kümern kommen (Fowler 2010, Gauly et al. 2018).

2.6.1.5. Diagnose

Die Proglottiden, mit je zwei am Rand befindlichen Geschlechtsöffnungen, können im Kot befallener Tiere sichtbar sein. Die Eier können mittels Flotation aus dem Kot nachgewiesen werden (Deplazes et al. 2013).

2.6.2. *Fasciola hepatica*

2.6.2.1. Taxonomische Einordnung

F. hepatica (großer Leberegel) ist ein Plathelminth der Klasse der Trematoda, der Ordnung der Digenidea und der Familie der Fasciolidae (Thienpont et al. 1990).

2.6.2.2. Morphologie

Die adulten Leberegel sind graubraun, flach, blattförmig und 30 x 15 mm groß. Der Kopf ist deutlich vom Körper abgesetzt, welcher sich zum Ende hin verjüngt. Mund- und Bauchsaugnapf liegen nahe beieinander und auf der Oberfläche finden sich mehrere Reihen an Dornen. Die inneren Organe, wie Geschlechtsorgane oder Darm, sind stark verzweigt. Die Adulten sind zwittrig (Kaufmann 1996, Rommel et al. 2000, Deplazes et al. 2013). Die *Fasciola*-Eier sind 130 bis 145 x 70 bis 90 µm groß mit einer elliptischen Form und gleichmäßig gewölbten Seitenwänden. Die dünne Schale umgibt einen körnigen gelbbraunen Inhalt ohne Blastomere. Poldeckel sind an beiden Enden sichtbar (Thienpont et al. 1990).

2.6.2.3. Vorkommen und Lebenszyklus

F. hepatica ist, bis auf Afrika und Südasien, weltweit bei allen pflanzenfressenden Säugetieren zu finden. Der Lebenszyklus ist diheteroxen (Wechsel zwischen zwei Wirtsarten). Zur Verbreitung benötigt der große Leberegel ein gemäßigtes Klima und die Anwesenheit von Süßgewässern, in welchen ihre Zwischenwirte leben. Zehn bis zwölf Tage nach der Eiausscheidung schlüpft die Erstlarve (Mirazidium), welche aktiv den Zwischenwirt, meist amphibische Schnecken, infiziert. Nach vier bis sieben Wochen haben sie sich zu Zerkarien entwickelt, verlassen die Schnecken und enzystieren sich, wodurch sie die infektiösen Metazerkarien bilden. Werden Metazerkarien von einem Wirten aufgenommen, penetrieren sie die Dünndarmwand und wandern durch die Abdomenhöhle zur Leber. Die jungen Egel durchwandern das Leberparenchym für sechs bis acht Wochen und erreichen das Adultstadium in den Gallengängen. Die Inkubationszeit beträgt zwei bis vier Wochen, wobei erste Symptome einer akuten Fasziole bereits fünf bis sieben Tage nach Infektion auftreten können (Kaufmann 1996, Rommel et al. 2000, Deplazes et al. 2013).

2.6.2.4. Pathogenese und Klinik

Die unterschiedlichen Entwicklungsstadien von *F. hepatica* führen zu verschiedenen Pathologien. So verursacht die Penetration der Dünndarmwand durch Jungegel kleine Läsionen und in weiterer Folge mögliche Verklebungen mit umliegenden Organen. Die Wanderung durch das Leberparenchym führt zu Fibrosierung des zerstörten Gewebes. Frische Bohrgänge sind als rote, vernarbte Bohrgänge, als weißgelbe Streifen oder Verhärtungen sichtbar. Sobald die Egel die Gallengänge erreicht haben, spricht man vom chronisch-fibrösem Stadium. Meistens kommt es zu einer chronischen Fasziole, welche durch Leberfibrose und Cholangitis gekennzeichnet ist. Dadurch kommt es schrittweise zu

Gewichtsverlust, Anämien, Ödemen, Durchfall oder Obstipation. Eine akute Fasziole wird deutlich seltener beobachtet und betrifft vornehmlich Schafe, welche vor allem eine Hepatitis erleiden, die zu plötzlichem Verenden der Tiere führen kann (Kaufmann 1996, Rommel et al. 2000). Bei Neuweltkamelen kann ein starker Befall zu chronischen Verdauungsstörungen, Kümmern, Schwäche, Inappetenz, Gewichtsverlust bis hin zu Anämien und dem Tod der Tiere führen (Gauly et al. 2018).

2.6.2.5. Diagnose

Eine chronische Fasziole kann meist durch ein Sedimentationsverfahren nachgewiesen werden (Deplazes et al. 2013).

2.6.3. *Dicrocoelium dendriticum*

2.6.3.1. Taxonomische Einordnung

D. dendriticum (kleiner Leberegel) zählt zu den Plathelminthen, der Klasse der Trematoda, der Ordnung der Digenidea und der Familie der Dicrocoeliidae (Thienpont et al. 1990).

2.6.3.2. Morphologie

Adulte sind lanzettförmig, abgeflacht, 5 bis 10 mm lang und bis zu 2 mm breit (Deplazes et al. 2013). Der Bauchsaugnapf ist größer als der Mundsaugnapf. Adulte Würmer besitzen sowohl ein Ovar, einen Uterus als auch zwei gelappte Hoden. Die gelblich braunen, gedeckelten Eier mit dicker Schale sind 38 bis 45 x 22 bis 30 µm (Rommel et al. 2000). Die Eier weisen eine unregelmäßig elliptische Form, schmale Pole und leicht gebogene, asymmetrische Seitenwände auf. Im Inneren befindet sich ein Mirazidium, in welchem zwei kugelige Keimballen deutlich zu sehen sind (Thienpont et al. 1990, Deplazes et al. 2013).

2.6.3.3. Vorkommen und Lebenszyklus

Dicrocoelium findet sich in Europa, Asien, Amerika und Nordafrika (Kaufmann 1996). Der Lebenszyklus läuft über zwei Zwischenwirte ab. Der erste Zwischenwirt ist eine Landschnecke; der zweite eine Ameise. Die Schnecke nimmt die Eier auf, aus denen sich Zerkarien entwickeln. Dies geschieht in einem Zeitraum von etwa vier Monaten. Die Zerkarien werden in einem Schleimballen von der Schnecke ausgeschieden, welcher von Ameisen gefressen wird. Mit Metazerkarien infizierte Ameisen klammern sich nachts an Weidepflanzen und werden von den grasenden Wirten morgens aufgenommen. Die immaturren Larven wandern sodann aus dem Dünndarm über den *Ductus choledochus* in die Gallengänge des Wirtes, wo sie zu

Adulten heranreifen. Die anschließend produzierten Eier werden über die Galle in den Darm abgegeben und von dort über den Kot ausgeschieden. Infektionen von Endwirten finden vor allem im Frühjahr statt. Die Präpatenz beträgt 47 bis 54 Tage (Kaufmann 1996, Rommel et al. 2000, Deplazes et al. 2013).

2.6.3.4. Pathogenese und Klinik

Adulte parasitieren in den Gallengängen und der Gallenblase, was hier zu chronischen Veränderungen, Cholangitiden und auch zu Leberfibrose führen kann. Oftmals gibt es keine klinischen Symptome. Jedoch können stark infizierte Tiere Gewichtsverlust, Anämien und Hypoproteinämien zeigen (Kaufmann 1996). Neuweltkamele reagieren sehr empfindlich auf eine Infektion mit *D. dendriticum*, da sie nur eine geringe Immunität gegen diesen Parasiten entwickeln. Es handelt sich hierbei um eine chronische Infektion, in deren weiterer Folge die Tiere an Leberzirrhosen und verstopften Gallengängen leiden und nicht selten daran zugrunde gehen (Zajac und Conboy 2012, Gauly et al. 2018). In Deutschland und in der Schweiz wurden Granulome und Abszesse der Leber bei Lamas und Alpakas mit *Dicrocoelium*-Befall festgestellt (Deplazes et al. 2013).

2.6.3.5. Diagnose

Zum Nachweis der Eier eignet sich eine Sedimentation mit anschließender Flotation mit einem Medium hoher Dichte (>1,3). Da die Eier nur schubweise ausgeschüttet werden, kann es oft zu falsch negativen Ergebnissen kommen (Rommel et al. 2000). So liegt die Sensitivität des Sedimentationsverfahrens für diesen Parasiten bei nur ca. 40% (Kaufmann 1996, Deplazes et al. 2013).

2.7. Therapiemöglichkeiten von Endoparasitosen bei Neuweltkamelen

Bisher gibt es noch wenig Wissen über die Anwendung und Wirksamkeit unterschiedlichster Arzneimittel bei Neuweltkamelen. Dazu zählen auch Anthelminthika (Rohbeck 2006). Das Ziel einer Entwurmung bei Neuweltkamelen sollte sein, die effektivste Endoparasitenkontrolle anzuwenden, welche möglichst geringe Nebenwirkungen aufweist und die Entstehung von Resistenzen niedrig hält (Franz et al. 2015).

2.7.1. Triazinderivate

Diese Antikozidien finden bei Neuweltkamelen Anwendung zur Behandlung einer Kokzidiose, wie eines Befalles mit *Eimeria*. Zusätzlich zählen hygienische Haltungsbedingungen zu den

wichtigsten Prophylaxemaßnahmen zum Schutz vor diesen Parasiten (Kaufmann 1996, Rommel et al. 2000).

2.7.1.1. Ponazuril

Ponazuril kann bei Neuweltkamelen in einer Dosierung von 20 mg/kg einmal täglich per os für drei bis fünf Tage zur Behandlung einer Eimeriose und Kokzidose eingesetzt werden (Emmerich et al. 2016).

2.7.1.2. Toltrazuril

Toltrazuril, ein weiteres Antikokzidium dieser Gruppe, kann bei Lamas und Alpakas mit 20 mg/kg per os ebenfalls angewandt werden (Emmerich et al. 2016).

2.7.2. Makrozyklische Laktone

Makrozyklische Laktone finden dank ihrer breiten Wirkung großflächigen Einsatz zur Behandlung parasitärer Erkrankungen in der Veterinärmedizin. So können diese gegen einen Großteil an Larven- und Adultstadien von MDS, wie *H. contortus* und *Nematodirus*, Lungenwürmern, wie *Dictyocaulus*, und anderen Nematoden, als auch gegen verschiedenste Ektoparasiten angewandt werden (Rommel et al. 2000, Frey und Löscher 2007).

2.7.2.1. Ivermectin

Ivermectin kann gegen verschiedenste Endo- und Ektoparasiten eingesetzt werden. So ist eine subkutane Injektion von Ivermectin wirksam zur Behandlung eines Befalles mit *Trichuris* und *Capillaria* bei Neuweltkamelen (Kaufmann 1996, Rommel et al. 2000). Das Wissen über die Pharmakokinetik dieses Anthelminthikums ist jedoch bei Neuweltkamelen noch sehr begrenzt. Es wird angenommen, dass bei diesen Tieren höhere Dosen bei subkutaner Verabreichung von Ivermectin notwendig sind, als bei anderen Nutztieren (Burkholder et al. 2004). In der Literatur finden sich große Unterschiede in der Dosierung von Ivermectin bei Neuweltkamelen. Emmerich et al. (2016) empfehlen bei Alpakas 0,2-0,5 mg/kg, bei Lamas 0,2 mg/kg, jeweils zweimal innerhalb von zwei Wochen als subkutane Injektion.

2.7.2.2. Doramectin

Doramectin, welches topisch eingesetzt wird, scheint bei Neuweltkamelen deutlich schlechter absorbiert zu werden als bei anderen Nutztieren (Hunter et al. 2004a) und es wurden bereits Resistenzen gegen dieses makrozyklische Lakton bei Alpakas nachgewiesen (Galvan et al.

2012). Bei Neuweltkamelen werden Dosierungen von 0,2 bis 0,4 mg/kg als intramuskuläre oder subkutane Injektion empfohlen (Emmerich et al. 2016).

2.7.2.3. Moxidectin

Topisch eingesetztes Moxidectin wird bei Neuweltkamelen ebenfalls schlechter absorbiert (Hunter et al. 2004b) und sollte daher oral verabreicht werden. Es konnten jedoch bereits Resistenzen gegen Moxidectin bei Neuweltkamelen nachgewiesen werden (Gillespie et al. 2010). Emmerich et al. (2016) beschreiben Dosierungen für Moxidectin bei Neuweltkamelen von 0,2 mg/kg einmalig als subkutane Injektion oder von 0,4 mg/kg einmalig per os.

2.7.3. Benzimidazole

Benzimidazole weisen ebenfalls ein breites Wirkspektrum auf und können gegen unterschiedlichste Entwicklungsstadien von Parasiten eingesetzt werden (Frey und Löscher 2007). Anthelminthika dieser Gruppe können bei Neuweltkamelen zur Behandlung eines Befalles mit Protozoen, Nematoden, Zestoden und Trematoden angewandt werden (Kaufmann 1996, Rommel et al. 2000, Deplazes et al. 2013).

2.7.3.1. Albendazol

Albendazol ist ein weitverbreitetes Breitspektrum-Anthelminthikum aus der Gruppe der Benzimidazole, welches bei Neuweltkamelen zur Behandlung von Endoparasitosen, wie einer Capillariose, Fasziose oder Dicrocoeliose, eingesetzt wird (Kaufmann 1996, Deplazes et al. 2013). Jedoch konnten Gruntman et al. (2009) in einer Studie die Möglichkeit einer Intoxikation bei Alpakas durch den Einsatz von Albendazol nachweisen. So können mehrmalige Gaben dieses Anthelminthikums sowohl bei Jungtieren als auch Adulten zu schweren klinischen Symptomen bis hin zum Tod der Tiere führen. Zur Behandlung eines Befalles mit gastrointestinalen Nematoden wird bei Lama und Alpaka eine Dosierung von 10 mg/kg einmalig per os, bei einem Befall mit Zestoden oder Trematoden eine Dosis von 15 mg/kg einmalig per os beschrieben (Emmerich et al. 2016).

2.7.3.2. Triclabendazol

Triclabendazol, oral verabreicht, kann bei Neuweltkamelen zur Behandlung einer Infektion mit *F. hepatica* sowohl gegen adulte als auch immature Stadien eingesetzt werden und scheint keine starken Nebenwirkungen hervorzurufen. Für Alpakas werden Dosierungen von 10-

15 mg/kg einmalig per os empfohlen. Die gleiche Dosis wird auch beim Lama eingesetzt, ist jedoch nicht durch Studien belegt (Puente 1997, Emmerich et al. 2016).

2.7.3.3. Fenbendazol

Fenbendazol, welches bei Wiederkäuern eine gute Wirkung gegen Bandwürmer zeigt, könnte auch bei Neuweltkamelen wirksam sein (Fowler 2010). So zeigte eine Studie an Lamas, dass dieses Benzimidazol zur Reduktion eines Befalles mit *Nematodirus*, *Trichuris* und *Strongyloides* eingesetzt werden kann (Beier et al. 2000). Fenbendazol kann weiters zur Behandlung einer Infektion mit *Giardia*, *Capillaria*, *D. dendriticum* und *Moniezia* verwendet werden (Kaufmann 1996, Rommel et al. 2000, Deplazes et al. 2013). Bei Neuweltkamelen wird Fenbendazol je nach Art des Endoparasitenbefalls in unterschiedlichen Dosierungen eingesetzt. Bei einem Befall mit MDS sollte eine Dosis von 5-20 mg/kg oral einmal täglich über fünf Tage verwendet werden. Eine Giardiose kann mit 50 mg/kg per os für fünf Tage behandelt werden. Zur Behandlung einer Trichuriose kann Fenbendazol mit 15 mg/kg eingesetzt werden (Emmerich et al. 2016).

2.7.4. Imidazothiazole

2.7.4.1. Levamisol

Aus der Gruppe der Imidazothiazole ist heutzutage nur mehr Levamisol in der Veterinärmedizin von Bedeutung (Frey und Löscher 2007). Es ist wirksam zur Therapie einer Infektion mit gastrointestinalen Nematoden, wie *H. contortus*, bei Neuweltkamelen (Rommel et al. 2000, Gillespie et al. 2010). Emmerich et al. (2016) empfehlen bei Neuweltkamelen eine Dosierung von 9 mg/kg per os mit einer Wiederholung nach acht bis zehn Tagen.

2.7.5. Aminoacetonitril-Derivate

2.7.5.1. Monepantel

Eine Studie von Dadak et al. (2013a) zeigte, dass Monepantel eine sehr gute Wirkung bei der Behandlung einer Infektion mit Nematoden bei Lamas aufweist. Franz et al. (2015) empfehlen jedoch, dieses Anthelminthikum nicht als erste Wahl einzusetzen, sondern dieses für jene Herden aufzuheben, bei denen Resistenzen gegen andere Mittel vermutet werden. Zur Behandlung eines MDS-Befalles kann Monepantel bei Neuweltkamelen mit einer Dosis von 7,5 mg/kg einmalig per os eingesetzt werden. Diese Dosierung erwies sich bei Lamas als höchst effektiv. Alle derartig in einer Studie behandelten Tiere wiesen zwei Wochen nach der Entwurmung keine Eiausscheidung mehr auf (Dadak et al. 2013a).

2.7.6. Isochinolin-Derivate

2.7.6.1. Praziquantel

Das Isochinolin-Derivat Praziquantel wird in der Veterinärmedizin zur Behandlung eines Zestoden- und Trematodenbefalls bei unterschiedlichsten Tierarten eingesetzt (Frey und Löscher 2007). Praziquantel kann neben Hygienemaßnahmen zur Behandlung einer Dicrocoeliose bei Lamas eingesetzt werden (Kaufmann 1996, Deplazes et al. 2013). Dadak et al. (2013b) stellten in einer Studie mit natürlich infizierten Lamas fest, dass Praziquantel in einer Dosierung von mindestens 50 mg/kg eine effektive Methode zur Behandlung einer Dicrocoeliose darstellt. Ein Befall von Neuweltkamelen mit *Moniezia spp.* kann ebenso durch den Einsatz von Praziquantel bekämpft werden (Fowler 2010).

2.7.7. Therapie einer Kryptosporidiose

Bisher ist keine spezifische Therapie gegen Kryptosporidien bekannt. Unterstützende Maßnahmen, wie Rehydratation und Gabe von Antibiotika, können fallweise helfen. Betroffene Tiere sollten von anderen separiert werden. Desinfektion ist schwierig, da bereits gegen viele Mittel Resistenzen bestehen. Hygiene und regelmäßiges Entfernen von kontaminiertem Material spielen eine bedeutende Rolle in der Bekämpfung (Kaufmann 1996).

2.8. Resistenzen gegen Anthelminthika

Resistenzen von Würmern gegen Anthelminthika werden auf der ganzen Welt bei unterschiedlichen Tierarten beobachtet. Besondere Bedeutung haben hierbei Resistenzen von *H. contortus*, *Nematodirus spp.*, *Ostertagia spp.* und *Trichostrongylus spp.* gegen Mittel aus verschiedensten Gruppen (Frey und Löscher 2007).

Eine Vielzahl an Publikationen beschäftigt sich mit der Resistenzlage von Anthelminthika bei Nutztieren. Eine Studie von Gillespie et al. (2010) zeigte, dass Resistenzen gegen eingesetzte Anthelminthika ein zunehmendes Problem bei Lamas und Alpakas in den USA darstellt. So konnten sie Resistenzen von Nematoden gegen makrozyklische Laktone und Benzimidazole bei Lamas feststellen.

Im weltweiten Vergleich sind Resistenzen in Europa seltener anzutreffen. Dennoch finden sich in vielen europäischen Ländern vor allem Benzimidazolresistenzen. Resistenzen gegen Ivermectin und Levamisol sind vergleichsweise gering und Moxidectinresistenzen wurden bisher nur vereinzelt gemeldet (Kaplan und Vidyashankar 2012). Höglund et al. (2009) untersuchten Anthelminthikaresistenzen von Nematoden bei Schafen in Schweden. Der eingesetzte Faecal Egg Count Reduction Test zeigte vorhandene Resistenzen gegen das oral

verabreichte Benzimidazol Albendazol. Die anschließende Larvenkultivierung ergab, dass vor allem *H. contortus* Resistenzen entwickelt hatte. Die schnelle Reproduktionsfähigkeit von *H. contortus* scheint ein Grund dafür zu sein, dass weltweit vermehrt Anthelminthikaresistenzen bei diesem Nematoden gefunden werden. So wurden beispielsweise in den Niederlanden weitverbreitete Resistenzen von *H. contortus* gegen unterschiedliche Anthelminthika bei Schafen festgestellt (Ploeger und Everts 2018). Eine weitere Studie zeigte vorhandene Resistenzen des Trichostrongyliden *Teladorsagia circumcincta* gegen Benzimidazole, Ivermectin und Levamisol bei Schafen in Schottland (Sargison et al. 2007).

Rashid et al. (2018) wiesen in einer Studie zur Resistenzlage von Endoparasiten bei Alpakas in Australien auf, dass Fenbendazol nur teilweise wirksam gegen *Cooperia spp.*, *Ostertagia ostertagia* und *Oesophagostomum spp.* war. Zusätzlich war dieses Benzimidazol komplett unwirksam gegen *H. contortus* und *Trichostrongylus spp.* In dieser Studie konnten außerdem mögliche Resistenzen gegen Moxidectin nachgewiesen werden. Dies ist der erste Bericht einer Moxidectinresistenz von MDS bei Alpakas.

Daraus geht hervor, dass das Wissen über Prävalenz und Bekämpfungsmöglichkeiten von Endoparasiten bei Neuweltkamelen steigende Bedeutung mit zunehmenden Tierzahlen gewinnt. Die Etablierung von an Neuweltkamele angepassten Dosierungen und Verabreichungsmethoden von Antiparasitika sollte, in Anbetracht der steigenden Anthelminthikaresistenzen, weiterhin Thema von zukünftigen Studien bleiben.

2.9. Selektives Behandeln und Überteuerung bei der MDS-Eiausscheidung

Um die Entwicklung von Anthelminthikaresistenzen zu verlangsamen wird unter anderem das selektive Behandeln empfohlen. Nur Hochausscheider sollen behandelt werden, um allgemein die Kontamination der Weiden gering zu halten. Niedrigausscheider sollen unbehandelt bleiben und weiter Parasiteneier ausscheiden, um die Anzahl der resistenten Würmer, die von behandelten Tieren ausgeschieden werden, zu verdünnen und somit der Selektion auf resistente Würmer entgegenzuwirken. Eine wichtige Voraussetzung für diese Strategie ist die Annahme, dass ein kleiner Prozentsatz der Herde zu einem Großteil der Eiausscheidung beiträgt. Dieses Phänomen wurde sowohl bei Schafen als auch bei Pferden beobachtet (Barger 1985, Nielsen et al. 2006).

3. Material und Methoden

3.1. Betriebe

Die geplante Frühjahrsentwurmung von sieben Alpakabetrieben aus Deutschland, mit je neun bis 46 Tieren, wurde im Zeitraum von 27.04. bis 18.08.2020 überwacht. Insgesamt wurden Kotproben von 224 Alpakas untersucht. Die Kotproben wurden von den BesitzerInnen vor der Entwurmung von jedem Tier einzeln gesammelt und per Post bzw. Botendienst an das Institut für Parasitologie der Vetmeduni Wien versandt. Nach dem Eintreffen der Proben wurden diese umgehend bearbeitet. In derselben Studie wurde auch ein Eizahlreduktionstest durchgeführt. Dieser ist Bestandteil der Diplomarbeit von Frau Xenia Vaneev.

3.2. Parasitologische Kotuntersuchung

Zur Bestimmung der Zahl an MDS-Eiern wurde ein quantitatives Verfahren (Mini-FLOTAC) eingesetzt. Mini-FLOTAC ist eine Technik zur Durchführung von Eizählungen (EZ) zur Ermittlung der Anzahl an Parasiteneier in Kotproben (Eier pro Gramm Kot = EpG). Es handelt sich hierbei um einen zylindrischen, durchsichtigen Gegenstand bestehend aus einem Boden, einem Deckel, einem Schlüssel und einem Mikroskopadapter. Der Boden enthält zwei je 1 ml Flotationskammern, auf dem Deckel sind Hilfslinien angebracht, welche das Ablesen unter dem Mikroskop vereinfachen (<https://www.parassitologia.unina.it/flotac/mini-flotac/?lang=en> 10.06.2020).

3.2.1. Eizählungen mittels Mini-FLOTAC

Exakt 5 g der jeweiligen Kotprobe wurden mit 45 ml gesättigter Kochsalzlösung mit einer Dichte von 1200 g/l in einer Reibschale mittels Pistills zu einer homogenen Masse vermischt, in einen Becher gesiebt und mittels Magnetrührer gerührt. Sollte nicht genügend Probe vorhanden gewesen sein, wurde die Menge an gesättigter Salzlösung der Menge des vorhandenen Kotes angepasst. Unter Rühren wurde mittels Einmal-Pipetten in die vorbereiteten Mini-FLOTAC jeweils 1 ml Kot-Salzlösung pro Kammer eingefüllt. Nach zehn Minuten Flotation wurde der Deckel um 90 Grad gegen den Boden verdreht und die Probe mithilfe des Adapters unter dem Mikroskop bei 100-facher Vergrößerung untersucht. In beiden Zählfeldern wurde die Zahl der MDS-Eier mittels Handzähler ermittelt und in eine Tabelle eingetragen. Zusätzlich wurde notiert, welche andere Endoparasiteneier gefunden wurden. Im Anschluss wurde die Menge an Strongylideneiern pro Gramm Kot errechnet. Hierbei wurde die Anzahl der MDS-Eier beider Kammern addiert und mit fünf multipliziert.

Da die Kotkonsistenzen der einzelnen Tiere innerhalb eines Betriebes teilweise sehr stark variierten, wurde zusätzlich ab dem dritten Betrieb ein Fecal Score ermittelt (1–physiologisch, 2–geformt aber weich, 3–Form gerade noch zu erkennen, 4–weich breiig, 5–flüssig).

3.2.2. Sedimentationsverfahren

Zusätzlich wurden mittels Sedimentation gepoolte Proben (je drei bis fünf Tiere, je nach Größe des Betriebes) auf Leberegelbefall (*F. hepatica*, *D. dendriticum*) und weitere große Parasiteneier, wie *E. macusaniensis*, untersucht. Hierfür wurden je 2 g Kot pro Tier verwendet und mit Wasser zu einer homogenen Masse in einer Reibschale mit Pistill vermischt, anschließend gesiebt und alle drei Minuten abgegossen und jeweils erneut mit Wasser aufgefüllt, bis der Überstand klar war. Nach einem letzten Abgießen wurde das Sediment unter dem Stereomikroskop untersucht.

3.2.3. Larvenkultur

Bei den Tieren mit einem EpG von 20 wurden die Kotproben für eine gepoolte Larvenkultur herangezogen. Hierfür wurde die restliche Menge an Kot zusammen mit Streu und Wasser zu einer homogenen Masse vermischt und in Einmachgläsern im Brutschrank gelagert, feuchtgehalten und Sauerstoff durch Rühren zugeführt. Die anschließende Larvendifferenzierung wurde durch MitarbeiterInnen des Institutes für Parasitologie der Vetmeduni Wien durchgeführt.

Das Ergebnis der Untersuchungen wurde den TierbesitzerInnen mitgeteilt und diese veranlassten im Anschluss die Entwurmung der Tiere.

3.2.4. Datenauswertung

Die gesammelten Daten wurden nach Betrieb sortiert und in Microsoft Excel Tabellen (Version 16.43) übertragen. Die Prävalenzen der unterschiedlichen gefundenen Endoparasiten wurden für jeden Betrieb berechnet und daraus der Mittelwert für die Gesamtheit der Betriebe ermittelt.

$$\text{Prävalenz} = \frac{\text{Anzahl der positiven Proben}}{\text{Anzahl der untersuchten Proben}}$$

Der Prozentsatz der verschiedenen in den Kulturen gefunden Larven wurde ermittelt und daraus der Mittelwert für die Gesamtheit der untersuchten Betriebe berechnet.

Aus den EpGs der Einzeltiere wurde der Mittelwert sowie der Median mit Minimum und Maximum für den jeweiligen Betrieb errechnet. Außerdem wurde für die Gesamtheit der Betriebe ein EpG Mittelwert und die Standardabweichung berechnet.

Die Mittelwerte des Fecal Scores der einzelnen Betriebe und die Prävalenzen der Endoparasiten wurden mittels Korrelation (r) und statistischer Signifikanz (p -Wert) auf Zusammenhänge untersucht. Hierfür wurde in Excel die Korrelation mit der Funktion KORREL: ermittelt und durch Berechnung eines t -Wertes der jeweilige p -Wert mit der Funktion T.VERT.2S erhoben.

$$t = \frac{r\sqrt{n} - 2}{\sqrt{1 - r^2}}$$

r ... Korrelation

n ... Anzahl der zu untersuchende Fälle, hier 5 Betriebe

Durch Verwendung der Funktion ABS konnte das Problem, dass Excel nur positive t -Werte akzeptiert, behoben werden.

4. Ergebnisse

4.1. Prävalenz von Endoparasiten bei Alpakas

Insgesamt wurden im Zeitraum von 27.04. bis 18.08.2020 Kotproben von 224 Alpakas aus sieben deutschen Betrieben koproskopisch untersucht.

Die Studie ergab, dass die häufigsten Endoparasiten der untersuchten Alpakas MDS, *Eimeria spp.* und *Nematodirus spp.* waren. Andere Nematoden, wie *Trichuris spp.* und *Capillaria spp.*, sowie Zestoden (*Moniezia spp.*) wurden seltener festgestellt. MDS, *Nematodirus spp.* und *Eimeria spp.* kamen in jedem der sieben Betriebe zumindest bei einem oder mehreren Tieren vor. *Trichuris spp.*, *Capillaria spp.* und *Moniezia spp.* konnten nicht bei allen untersuchten Alpakabetrieben nachgewiesen werden. In allen sieben untersuchten Betrieben gab es zumindest ein Tier, bei welchem keine MDS-Eier gefunden werden konnten (Tab. 1).

Tab. 1: Anzahl der mit Endoparasiten befallenen Tiere der untersuchten sieben Betriebe unter Angabe der jeweiligen Tiergesamtzahl

Betrieb	MDS	<i>Nematodirus spp.</i>	<i>Trichuris spp.</i>	<i>Capillaria spp.</i>	<i>Moniezia spp.</i>	<i>Eimeria spp.</i>
Nr. 1 (n = 35)	27	8	1	0	1	26
Nr. 2 (n = 30)	16	2	2	3	0	19
Nr.3 (n = 23)	22	10	3	5	0	15
Nr.4 (n = 46)	41	18	4	6	2	24
Nr.5 (n = 40)	33	6	0	6	0	30
Nr.6 (n = 9)	8	1	0	0	0	8
Nr.7 (n = 41)	37	11	3	0	1	17

Legende: n = Anzahl der Tiere im Betrieb

Tabelle 2 zeigt die Mittelwerte der errechneten Prävalenzen der unterschiedlichen Endoparasiten. Bei fünf der untersuchten Betriebe waren MDS die häufigsten Endoparasiten, die nachgewiesen werden konnten. Mit einer Prävalenz von 96 % kamen MDS bei Betrieb Nr. 3 am häufigsten vor, gefolgt von Betrieb Nr. 7 (90 %) und Betrieb Nr. 4 und Nr. 6 mit je 89 %. Bei Betrieb Nr. 2 waren *Eimeria spp.* (63 %) die am häufigsten und MDS (53 %) die am zweithäufigsten vorkommenden Parasiten.

Mit einer Prävalenz von je 89 % hatten gleich viele Tiere einen Befall mit MDS und *Eimeria spp.* bei Betrieb Nr. 6.

Nematodirus spp. war, bis auf einen Betrieb, der dritthäufigste Endoparasit der untersuchten Alpakabetriebe. Nur bei Betrieb Nr. 2 war *Capillaria spp.* häufiger als *Nematodirus spp.* und damit der dritthäufigste gefundene Endoparasit. Bei Betrieb Nr. 5 wurden *Nematodirus spp.* und *Capillaria spp.* mit einer Prävalenz von je 15 % gleich häufig nachgewiesen.

In Betrieben, die sowohl *Capillaria spp.* als auch *Trichuris spp.* positiv waren, kamen *Capillaria spp.* häufiger als *Trichuris spp.* vor. Insgesamt konnte jedoch bei mehr Betrieben ein Befall mit *Trichuris spp.* als mit *Capillaria spp.* festgestellt werden.

Moniezia spp. konnte nur bei drei der sieben Betriebe gefunden werden, wobei die Prävalenz bei Betrieb Nr. 4 mit 4 % am höchsten war (Abb. 1, Tab. 2).

Tab. 2: Mittelwerte der Prävalenzen der Endoparasiten in Prozent der sieben Betriebe unter Angabe der jeweiligen Tiergesamtzahl

Betrieb	MDS	<i>Nematodirus spp.</i>	<i>Trichuris spp.</i>	<i>Capillaria spp.</i>	<i>Moniezia spp.</i>	<i>Eimeria spp.</i>
Nr. 1 (n = 35)	77 %	23 %	3 %	0 %	3 %	74 %
Nr. 2 (n = 30)	53 %	7 %	7 %	10 %	0 %	63 %
Nr. 3 (n = 23)	96 %	43 %	13 %	22 %	0 %	65 %
Nr. 4 (n = 46)	89 %	37 %	9 %	13 %	4 %	52 %
Nr. 5 (n = 40)	83 %	15 %	0 %	15 %	0 %	75 %
Nr. 6 (n = 9)	89 %	11 %	0 %	0 %	0 %	89 %
Nr. 7 (n = 41)	90 %	27 %	7 %	0 %	2 %	41 %

Legende: n = Anzahl der Tiere im Betrieb

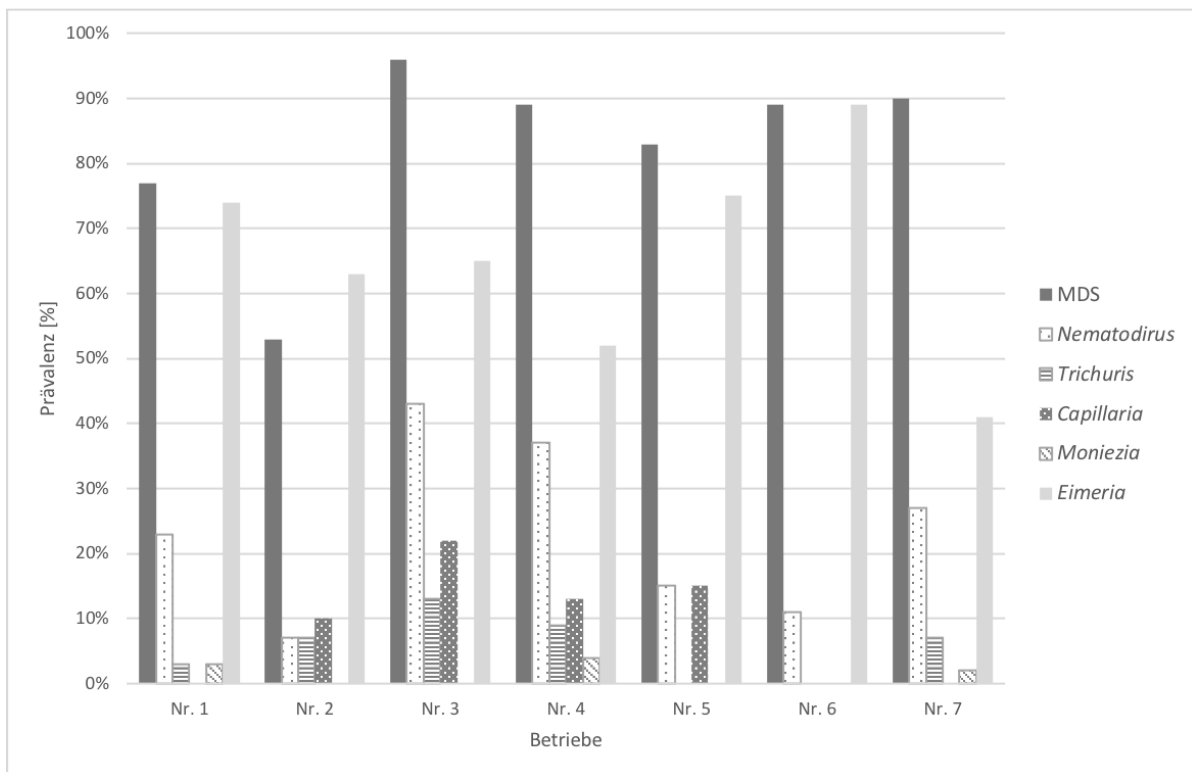


Abb. 1: Mittelwerte der Prävalenzen der Endoparasiten in Prozent der sieben untersuchten Alpakabetriebe

Betrachtet man alle Betriebe zusammen, zeigt sich, dass mit einer Prävalenz von 82 % MDS die häufigsten nachgewiesenen Endoparasiten waren. *Eimeria spp.* konnte mit einer Prävalenz von 62 % gefunden werden. Eier von *Nematodirus spp.* waren mit 25 % die dritthäufigsten Endoparasiteneier in den untersuchten Proben. Andere Nematoden bzw. Zestoden wurden seltener gefunden. Dazu zählen *Capillaria spp.* mit 9 %, *Trichuris spp.* mit 6 % und *Moniezia spp.* mit 2 % der untersuchten Kotproben (Abb. 2, Tab. 3).

Tab. 3: Anzahl der positiven Tiere und Mittelwerte der Prävalenzen der Endoparasiten aller Betriebe summiert

Endoparasiten	Anzahl positiver Tiere (n = 224)	Prävalenz (%)
MDS	184	82 %
<i>Nematodirus spp.</i>	56	25 %
<i>Capillaria spp.</i>	20	9 %
<i>Trichuris spp.</i>	13	6 %
<i>Eimeria spp.</i>	139	62 %
<i>Moniezia spp.</i>	4	2 %
<i>F. hepatica</i>	0	0 %
<i>D. dendriticum</i>	0	0 %

Legende: n = Anzahl der Tiere im Betrieb

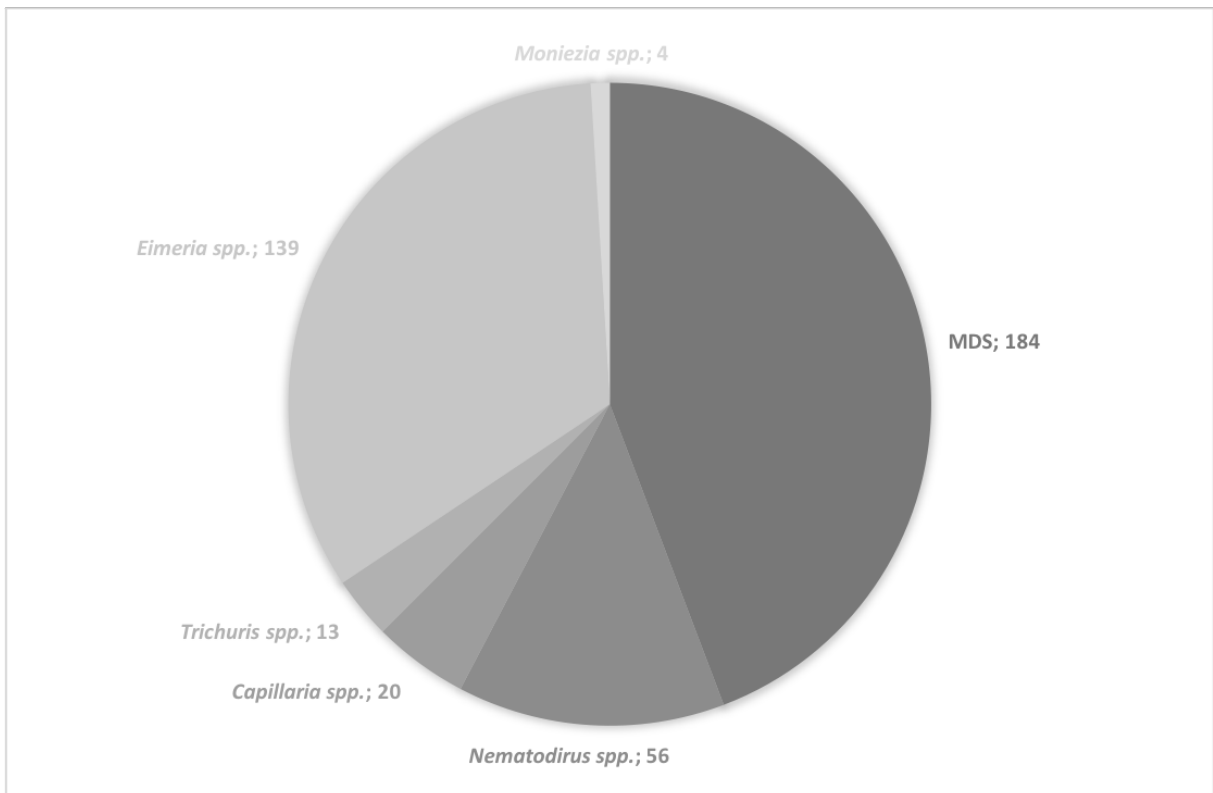


Abb. 2: Anzahl der mit den jeweiligen Endoparasiten befallenen Tiere aller untersuchten Betriebe. n = 224 Tiere

Bei 40 der 224 Tiere konnten keine MDS-Eier gefunden werden (Tab. 3).

Bei sieben der untersuchten Tiere konnten keine Endoparasiten nachgewiesen werden. Diese Tiere waren in den ersten fünf Betrieben zu finden. Die beiden als letztes untersuchten Alpakabetriebe hatten keine komplett negativen Tiere.

4.2. Eier pro Gramm Kot (EpG)

Der für jeden Betrieb berechnete EpG Mittelwert für die gefundenen MDS-Eier reichte von 65 bis 249 Eier pro Gramm Kot. Die größte Anzahl an MDS-Eiern konnte bei Betrieb Nr. 3 nachgewiesen werden. Betrieb Nr. 7 hatte im Mittel die geringste Menge an MDS-Eiern pro Gramm Kot. Die Ausscheidung an MDS-Eiern war pro Betrieb je nach Tier sehr unterschiedlich. So lag der Median der Eier pro Gramm Kot zwischen fünf und 60, wobei die Maximalwerte zwischen 525 und 2685 variierten (Abb. 3, Tab. 4). Der mittlere EpG der sieben Betriebe lag bei 118 Eiern pro Gramm Kot mit einer Standardabweichung von $\pm 65,3$.

Tab. 4: Mittelwert, Median mit Minimum und Maximum der Eier pro Gramm Kot (EpG) der sieben untersuchten Betriebe

Betrieb	Mittelwert EpG	Minimum EpG	Median EpG	Maximum EpG
Nr. 1	138	0	15	2680
Nr. 2	85	0	5	1750
Nr. 3	249	0	60	2685
Nr. 4	140	0	47,5	2050
Nr. 5	71	0	15	865
Nr. 6	80	0	20	525
Nr. 7	65	0	25	580

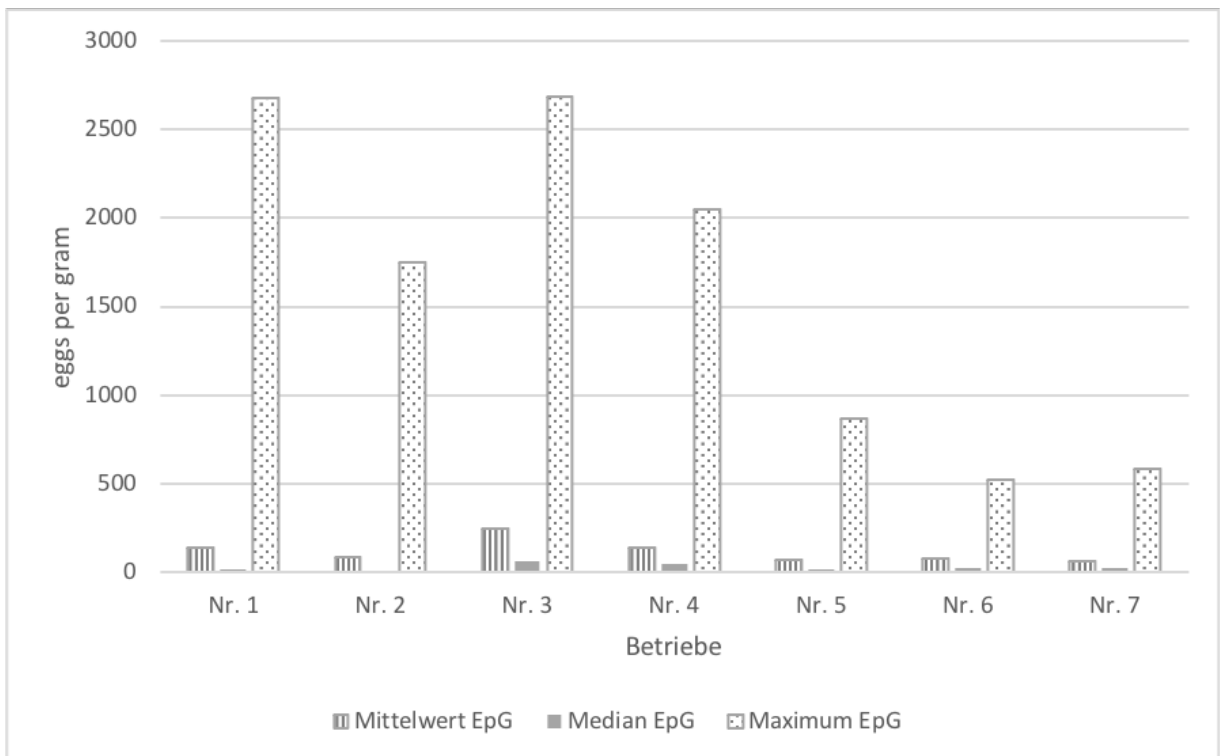


Abb. 3: Mittelwerte, Median und Maximum des berechneten EpG der sieben untersuchten Alpakabetriebe

Betrachtet man die Verteilung der Eiausscheidung, kann beobachtet werden, dass ein kleiner Teil der Herde (10 % oder weniger) zum Großteil der Eiausscheidung beitrug. In allen Betrieben lag diese teils bei deutlich über 50 %. Bei Betrieb Nr. 1 und Nr. 2 waren es über 80 % (Abb. 4).

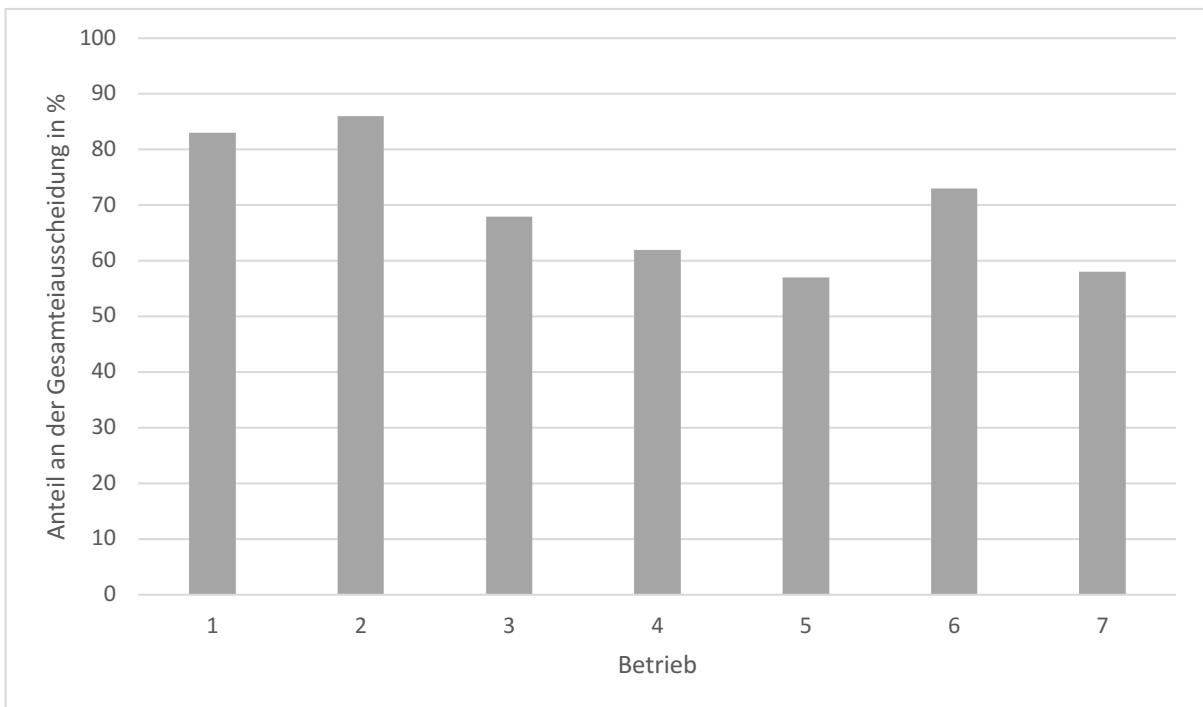


Abb. 4: Darstellung zu welchem Anteil die 10 % der Tiere mit der höchsten Eiausscheidung zu der Gesamteiausscheidung in dem Betrieb beitragen

4.3. Sedimentationsverfahren

Bei keiner der untersuchten Kotproben konnten Leberegel (*F. hepatica*, *D. dendriticum*) in der Sedimentation gefunden werden (Tab. 3).

Bei vier der sieben untersuchten Betriebe (Nr. 1, Nr. 3, Nr. 5 und Nr. 7) wurde *E. macusaniensis* mittels Sedimentationsverfahren nachgewiesen.

4.4. Larvenkultur

In der Larvenkultur konnten Nematodenlarven von fünf verschiedenen Gattungen aufgefunden werden. Am häufigsten konnten Larven von *Haemonchus spp.* nachgewiesen werden, wobei bei Betrieb Nr. 3 die meisten und bei Betrieb Nr. 1 die wenigsten gefunden wurden. Am zweithäufigsten fanden sich Larven der Gattung *Cooperia spp.* in den Kulturen mit Ausnahme von Betrieb Nr. 5 – hier waren es Larven von *Trichostrongylus spp.* – und Betrieb Nr. 3, welcher keine Cooperialarven aufwies. Larven von *Trichostrongylus spp.* und *Teladorsagia spp.* kamen insgesamt seltener vor. Knötchenwurmlarven konnten nur in der Kultur von Betrieb Nr. 1 gefunden werden. Keiner der sieben Betriebe hatte eine komplett negative Larvenkultur (Tab. 5, Abb. 5).

Tab.5: Ergebnisse der Larvenkultur der sieben untersuchten Alpakabetriebe in Prozent

Betrieb	<i>Haemonchus</i> <i>spp.</i>	<i>Trichostrongylus</i> <i>spp.</i>	<i>Teladorsagia</i> <i>spp.</i>	<i>Cooperia</i> <i>spp.</i>	Knötchenwurm
Nr. 1	52,9 %	1,9 %	0,0 %	43,3 %	1,9 %
Nr. 2	87,1 %	5,9 %	0,0 %	6,9 %	0,0 %
Nr. 3	97,0 %	0,0 %	3,0 %	0,0 %	0,0 %
Nr. 4	61,9 %	7,2 %	0,0 %	30,9 %	0,0 %
Nr. 5	93,1 %	5,0 %	0,0 %	2,0 %	0,0 %
Nr. 6	59,6 %	1,9 %	0,0 %	38,5 %	0,0 %
Nr. 7	94,0 %	1,0 %	2,0 %	3,0 %	0,0 %
MW	77,9 %	3,3 %	0,7 %	17,8 %	0,3 %

Legende: MW = Mittelwert

Im Mittelwert aller sieben untersuchten Betriebe zeigt sich, dass *Haemonchus spp.* (77,9 %) und *Cooperia spp.* (17,8 %) am häufigsten in der Larvenkultur nachgewiesen werden konnten. Die weiteren Nematodenlarven konnten nur in niedrigeren Prozentzahlen beobachtet werden (Tab. 5, Abb. 6).

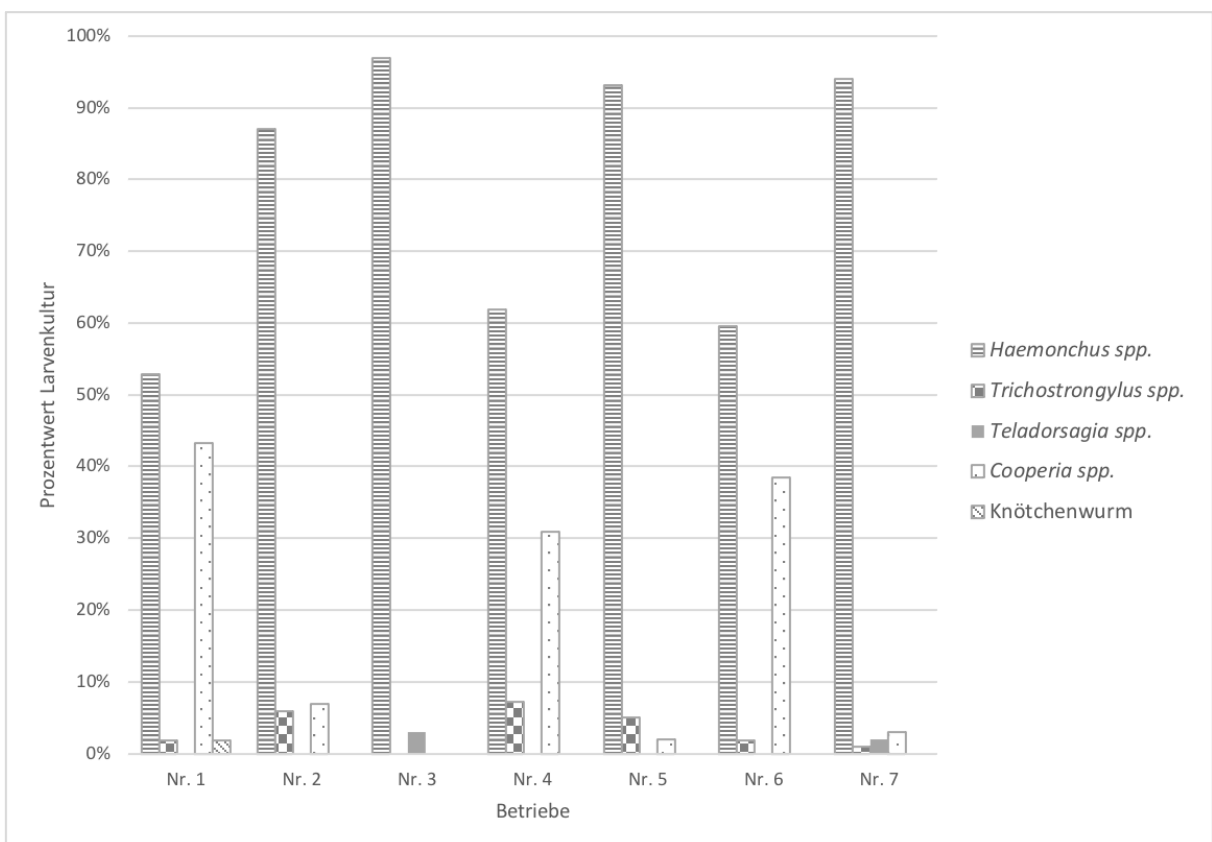


Abb. 5: Ergebnisse der Larvenkulturen der Kotproben der sieben Alpakabetriebe in Prozent

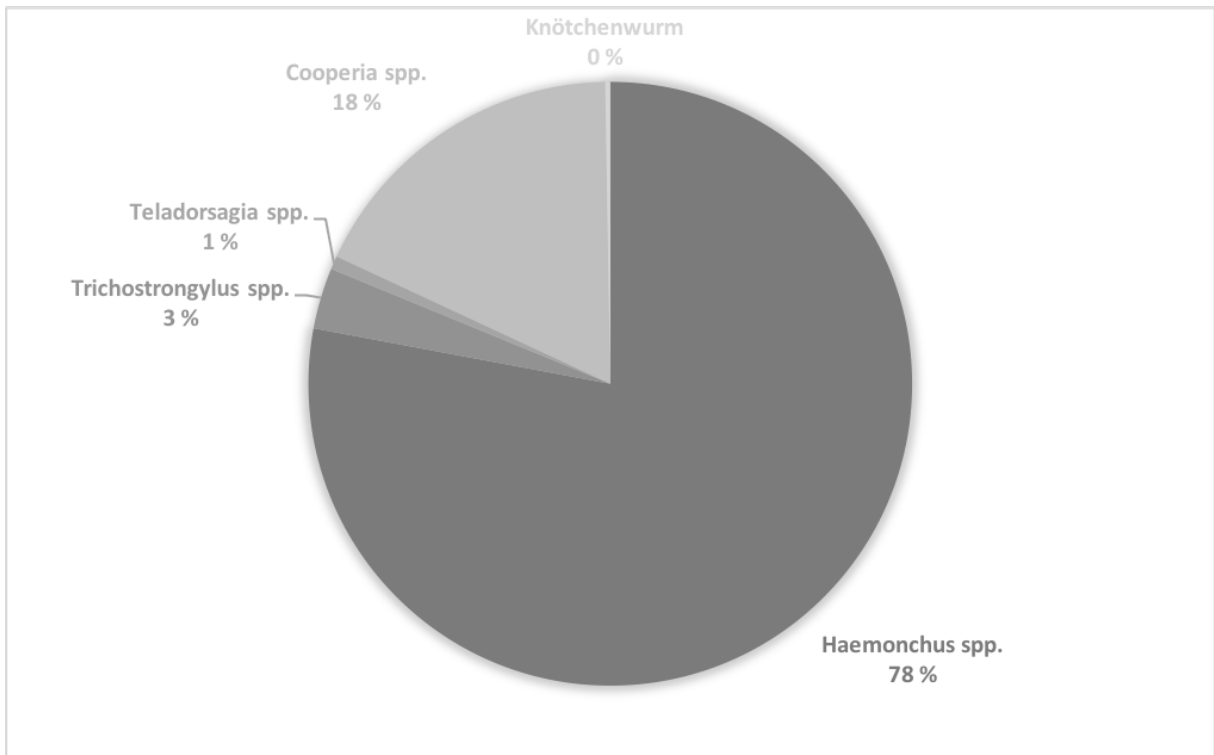


Abb. 6: Prävalenzmittelwerte der in den Kulturen nachgewiesenen Nematodenlarven aller Betriebe

4.5. Fecal Score

Die Kotkonsistenzen der einzelnen Proben wurden mit einem Zahlensystem von eins bis fünf bewertet. Der Fecal Score variierte innerhalb der Betriebe von eins bis vier. Keine der Kotproben wurde mit fünf bewertet. Der Betrieb mit dem im Mittel höchsten Fecal Score war Betrieb Nr. 6 (2,8); der mit dem geringsten Betrieb Nr. 7 (2).

Vergleicht man den Fecal Score mit den Prävalenzen der Endoparasiten, zeigt sich, dass der Betrieb mit der höchsten Prävalenz an *Eimeria* spp. (Nr. 6) den höchsten Fecal Score und der Betrieb mit der geringsten Prävalenz an *Eimeria* spp. (Nr. 7) den niedrigsten Fecal Score erhalten hat. Der Betrieb mit der höchsten Prävalenz an MDS hatte einen Fecal Score von 2,2 und lag damit im mittleren Bereich (Tab. 6).

Tab. 6: Mittelwerte des Fecal Scores und der ermittelten Prävalenzen der Endoparasiten der einzelnen Betriebe

Betrieb	Fecal Score	MDS	<i>Eimeria spp.</i>	<i>Nematodirus spp.</i>	<i>Trichuris spp.</i>	<i>Capillaria spp.</i>	<i>Moniezia spp.</i>
Nr.3	2,2	96 %	65 %	43 %	13 %	22 %	0 %
Nr.4	2,5	89 %	52 %	37 %	9 %	13 %	4 %
Nr.5	2,7	83 %	75 %	15 %	0 %	15 %	0 %
Nr.6	2,8	89 %	89 %	11 %	0 %	0 %	0 %
Nr.7	2	90 %	41 %	27 %	7 %	0 %	2 %

Legende: Fecal Score (1–physiologisch, 2–geformt aber weich, 3–Form gerade noch zu erkennen, 4–weich breiig, 5–flüssig).

Zur Untersuchung eines möglichen Zusammenhanges zwischen dem Fecal Score und den Prävalenzen der Endoparasiten wurden die Korrelation r und der p -Wert ermittelt. Zwischen der Kotkonsistenz und der Prävalenz an *Eimeria spp.* wurde ein starker positiver Zusammenhang (0,8) gefunden (Tab. 7, Abb. 7). Alle anderen Prävalenzen zeigten einen negativen Zusammenhang zum ermittelten Fecal Score. Der schwächste negative Zusammenhang, mit -0,05, bestand zwischen der Kotkonsistenz und der Prävalenz an *Capillaria spp.* Der stärkste negative Zusammenhang konnte zwischen der Prävalenz von *Nematodirus spp.* bzw. *Trichuris spp.* und dem Fecal Score der Kotproben mit einer Korrelation von jeweils -0,7 gefunden werden (Tab. 7).

Das Signifikanzniveau für eine statistisch signifikante Korrelation betrug 0,05. Keine der errechneten Korrelationen wies einen p -Wert unter 0,05 auf. Daher ist keiner der gefundenen Zusammenhänge signifikant (Tab. 7).

Tab. 7: Korrelation und Signifikanz zwischen Fecal Score und den Prävalenzen der einzelnen Endoparasiten

	MDS	<i>Eimeria spp.</i>	<i>Nematodirus spp.</i>	<i>Trichuris spp.</i>	<i>Capillaria spp.</i>	<i>Moniezia spp.</i>
Korrelation r	-0,6	0,8	-0,7	-0,7	-0,05	-0,3
p -Wert	0,292	0,082	0,229	0,156	0,942	0,665

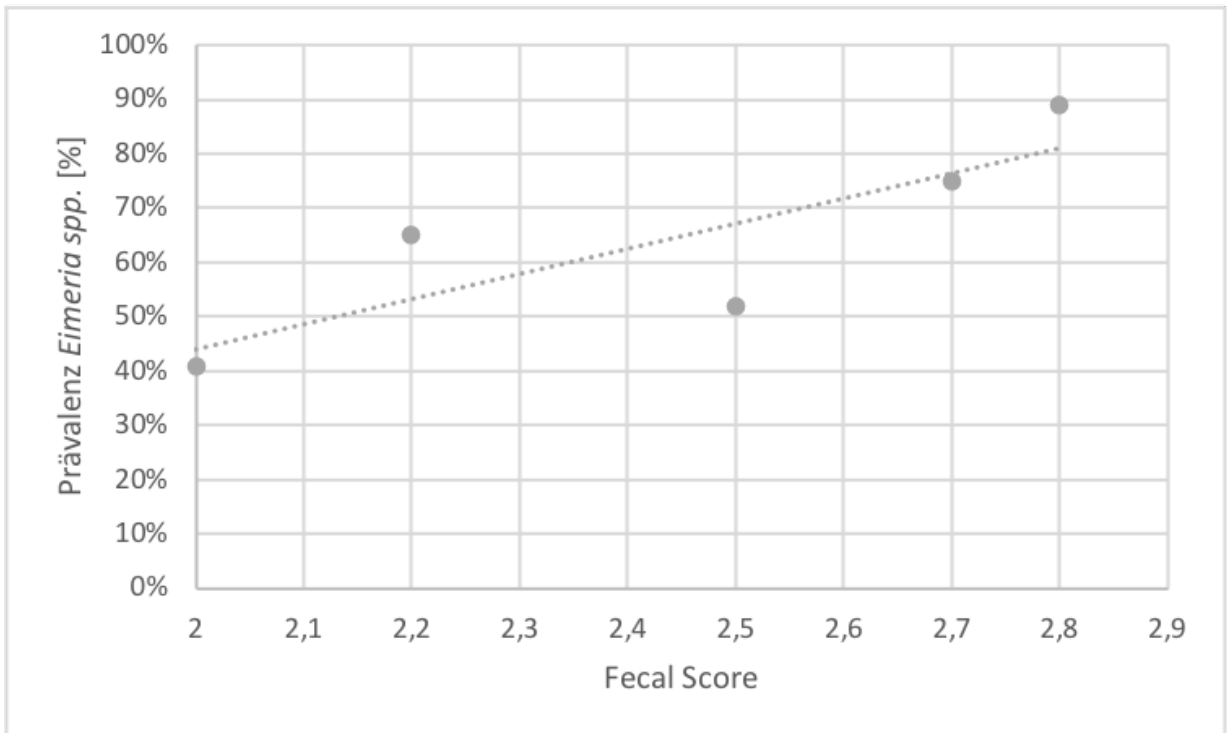


Abb. 7: Korrelation zwischen dem Fecal Score und der gefundenen Prävalenz von *Eimeria spp*

5. Diskussion

Ziel dieser Arbeit war es, die Prävalenz von Endoparasiten in einer Auswahl von sieben Alpakabetrieben in Deutschland zu erfassen. Hierfür wurden Kotproben vor der geplanten Frühjahrsentwurmung der Tiere koproskopisch untersucht. Zusätzlich wurden die MDS-Eier mit Hilfe von Larvenkulturen weiter differenziert.

Bezogen auf die Gesamtzahl der Betriebe zeigt sich, dass mit einer Prävalenz von 82 % MDS die häufigsten gefundenen Endoparasiten waren. Die erste Hypothese dieser Studie wurde damit bestätigt. *Eimeria spp.* waren mit 62 % die zweithäufigsten und *Nematodirus spp.* (25 %) die dritthäufigsten detektierten Parasiten. Geringere Prävalenzen hingegen zeigten sich bei *Capillaria spp.* (9 %), *Trichuris spp.* (6 %) und *Moniezia spp.* (2 %). In keinem der Betriebe konnte *F. hepatica* oder *D. dendriticum* nachgewiesen werden.

Diese Ergebnisse stimmen mit denen von Lambacher (2016) insofern überein, als dass die häufigsten Endoparasiten MDS (82,8 %), gefolgt von *Eimeria spp.* (77,2 %) und *Nematodirus spp.* (44,8 %) waren. *Trichuris spp.*, *Capillaria spp.* und *D. dendriticum* konnten durch Lambacher (2016) mit einer Prävalenz von 22,8 %, 16,6 % bzw. 17,2 % häufiger nachgewiesen werden, wohingegen *Moniezia spp.* (0,7 %) ähnlich selten gefunden wurde wie in der vorliegenden Studie.

Kultscher et al. (2019) fanden in deutschen Alpakabetrieben vor allem *Eimeria spp.* (75,1 %), gefolgt von Strongyliden (60,5 %) und *Nematodirus spp.* (19,3 %). *Trichuris spp.* (2,7 %) wurden deutlich seltener als in der vorliegenden Studie nachgewiesen. Zestoden (3,1 %) wurden hingegen mit einer ähnlichen Prävalenz gefunden.

Schlögl (2010) stellte in ihrer Studie eine höhere Prävalenz für *Eimeria spp.* (97,6 %) und eine geringere Prävalenz für MDS (52,4 %) fest. Die Prävalenz von *Trichuris spp.* (14 %) war höher, wohingegen *Capillaria spp.* mit 6,8 % in einem ähnlichen Bereich wie in der vorliegenden Studie lag. *F. hepatica* wurde mit geringen Häufigkeiten von 1-5 % und *D. dendriticum* mit 2 % nachgewiesen. Der sporadische Nachweis von Zestoden deckt sich mit der in dieser Studie niedrigen Prävalenz von 2 %.

Ein Grund für die Abweichungen könnte in den unterschiedlichen angewandten Untersuchungsmethoden liegen. In dieser Studie wurde das Augenmerk auf die quantitative Untersuchung von MDS-Eiern mithilfe des Mini-FLOTAC-Verfahrens mittels Kochsalzlösung

(Dichte 1,18) sowie einer qualitativen Untersuchung mittels eines Sedimentationsverfahrens und Larvenkultur gelegt. Kultscher et al. (2019) untersuchten die Kotproben mit einem kombinierten Sedimentations-Flotations-Verfahren ebenfalls mittels Kochsalzlösung (Dichte 1,18) und einem McMaster-Verfahren. Schlögl (2010) untersuchte die Kotproben durch ein Flotationsverfahren nach Fülleborn mit gesättigter $ZnCl_2/NaCl$ -Lösung (Dichte 1,3) und ein Sedimentationsverfahren nach Benedek. Lambacher (2016) nutzte ebenso eine Zinksulfatlösung, deren höhere Dichte ein Grund dafür sein könnte, weshalb *Trichuris* öfters als in der vorliegenden Studie nachgewiesen werden konnte.

Der Mittelwert des errechneten EpG für jeden Betrieb variierte von 65 bis 249 Eiern pro Gramm Kot. Bezogen auf die Gesamtheit der untersuchten Betriebe betrug der EpG im Mittel 118 Eier pro Gramm Kot mit einer Standardabweichung von $\pm 65,3$. Der maximale EpG lag bei 2.685. Innerhalb eines Betriebes waren die Eiausscheidungen teilweise sehr unterschiedlich, was darauf hinweist, dass Tiere des gleichen Betriebes unterschiedlich stark mit Endoparasiten befallen waren. Wie auch bei Schaf- und Pferdebetrieben bereits beobachtet wurde, lag auch bei den hier untersuchten Betrieben eine Überverteilung bei der Eiausscheidung vor. Ein kleiner Teil der Herde trug zum Großteil der Gesamteiausscheidung bei. Dies ist eine wichtige Voraussetzung für das selektive Behandeln und bestätigt die zweite Hypothese dieser Studie. Kultscher et al. (2019) fanden einen beinahe gleichen Mittelwert an MDS-Eiern pro Gramm Kot (114) mit einer größeren Standardabweichung von $\pm 251,5$ und einem ähnlichen Maximalwert von 2.650 in deutschen Alpakabetrieben. Die deutlich größere Standardabweichung könnte darauf zurückgeführt werden, dass in dieser Studie mehr als doppelt so viele Proben (617) von insgesamt 27 Betrieben untersucht wurden.

Die Larvenkultur ergab, dass die häufigsten Nematoden in den untersuchten Proben *Haemonchus* spp. (77,9 %) gefolgt von *Cooperia* spp. (17,8 %) waren. *Trichostrongylus* spp. (3,3 %), *Teladorsagia* spp. (0,7 %) und Knötchenwurmlarven (0,3 %) konnten insgesamt weniger häufig nachgewiesen werden. Die Hypothese, dass *Haemonchus* häufig in Neuweltkamelbetrieben vorkommt, konnte somit bestätigt werden.

Die Ergebnisse der Larvenkultur decken sich teilweise mit den Beobachtungen von Kultscher et al. (2019), welche *Haemonchus* mit einer Prävalenz von 87 %, *Cooperia* mit 43,3 %, *Trichostrongylus* mit 21,7 %, *Ostertagia* mit 13 % und *Oesophagostomum* mit 4,3 % in deutschen Alpakaherden fanden. Pichler (2010) zeigte ebenso mittels Larvenkultur, dass der

häufigste Nematode *H. contortus* (44,4 %) war. Weiters konnten *Oesophagostomum* (22,2 %), *Trichostrongylus* (22,2 %) und *Teladorsagia* (11,1 %) nachgewiesen werden.

Der erhobene Fecal Score der einzelnen Betriebe zeigte einen positiven Zusammenhang zwischen der Prävalenz von *Eimeria spp.* und der Kotkonsistenz. Die Korrelation zwischen hoher *Eimeria spp.* Prävalenz und schlechtem Fecal Score war jedoch nicht signifikant. Der Fecal Score wurde allerdings nicht für alle Betriebe erhoben, weshalb der Zusammenhang nicht für die Gesamtheit der gesammelten Proben untersucht werden konnte. Die fehlende Signifikanz dieser Korrelation könnte dadurch erklärt werden, dass trotz Krankheitssymptomatik bei einer akuten Kokzidiose die Ausscheidung von Oozysten stark abfallen kann (Radostits et al. 2000).

Die Ergebnisse dieser Arbeit decken sich größtenteils mit den Erkenntnissen aus vorangegangenen Studien über Prävalenzen von Endoparasiten bei Alpakas. Die Tatsache, dass die Haltung von Neuweltkamelen sich zunehmender Beliebtheit erfreut, unterstreicht die Bedeutung solcher Studien. Wissen über Art und Häufigkeit unterschiedlicher Endoparasiten kann TierbesitzerInnen und TierärztInnen dabei helfen, adäquate Bekämpfungsmöglichkeiten zu entwickeln. Das besonders starke Auftreten von *H. contortus* bei Neuweltkamelen sollte, im Hinblick auf mögliche Resistenzen gegen Anthelminthika und wie diesen entgegengewirkt werden kann, ein Hauptaugenmerk in zukünftigen Studien erhalten.

6. Zusammenfassung

Neuweltkamele werden in Europa zunehmend gehalten. Erkrankungen des Verdauungstraktes zählen zu den häufigsten Krankheiten dieser Tiere. Hierbei spielen Endoparasiten, vor allem Magen-Darm-Strongyliden und Kokzidien, eine tragende Rolle. *Haemonchus contortus* ist einer der häufigsten Nematoden und zählt, auch bei Neuweltkamelen, zu den pathogensten Endoparasiten. Durch Magen-Darm-Strongyliden hervorgerufene Tierverluste stehen oft im Zusammenhang mit Mono- oder Mischinfektionen mit *H. contortus*. Andere Endoparasiten, wie *Trichuris spp.*, *Capillaria spp.*, Zestoden oder Trematoden, sind insgesamt weniger häufig.

Ziel dieser Studie war, die geplante Frühjahrsentwurmung an sieben deutschen Alpakabetrieben zu überwachen. Hierfür wurden Kotproben von 224 Tieren vor der Entwurmung koproskopisch untersucht. Mithilfe des quantitativen Mini-FLOTAC Verfahrens konnten für die Magen-Darm-Strongyliden die Eier pro Gramm Kot (EpG) errechnet werden. Zusätzlich wurde die Prävalenz aller weiteren gefundenen Endoparasiten errechnet. Mithilfe eines Sedimentationsverfahrens wurden die Kotproben auf *Fasciola hepatica* und *Dicrocoelium dendriticum* untersucht. Die anschließende Larvenkultur ließ eine weitere Differenzierung der Magen-Darm-Strongyliden Eier zu.

Mit einer Prävalenz von 82 % waren Magen-Darm-Strongyliden die häufigsten Endoparasiten, gefolgt von *Eimeria spp.* (62 %) und *Nematodirus spp.* (25 %). Geringere Prävalenzen waren bei *Capillaria spp.* (9 %), *Trichuris spp.* (6 %) und *Moniezia spp.* (2 %) zu finden. *F. hepatica* oder *D. dendriticum* konnten in keinem Betrieb nachgewiesen werden. In den Larvenkulturen fand sich vor allem *Haemonchus spp.* (77,9 %), gefolgt von *Cooperia spp.* (17,8 %). *Trichostrongylus spp.* (3,3 %), *Teladorsagia spp.* (0,7 %) und Knötchenwurmlarven (0,3 %) wurden seltener nachgewiesen. Der mittlere EpG der einzelnen Betriebe variierte von 65 bis 249 Magen-Darm-Strongyliden Eiern pro Gramm Kot, mit einem Mittelwert der Gesamtheit der Betriebe von $118 \pm 65,3$ und einem Maximum von 2.685.

Diese Ergebnisse decken sich größtenteils mit bisherigen Erkenntnissen zur Prävalenz von Endoparasiten bei Alpakas. Die zunehmende Zahl an Neuweltkamelen in Europa unterstreicht die Relevanz solcher Studien, um adäquate Bekämpfungsmaßnahmen, auch in Hinblick auf Resistenzentwicklungen, zu etablieren.

7. Summary

South American camelids are becoming progressively more popular in Europe. Diseases of the gastrointestinal tract are one of the most common pathologies among these animals. Endoparasites, such as gastrointestinal nematodes or coccidia, are of special importance. *Haemonchus contortus* is one of the most frequent and pathogenic nematodes in South American camelids. Stock losses due to gastrointestinal nematodes are often connected with mono- or mixed infections with *H. contortus*. Other endoparasites, such as *Trichuris*, *Capillaria*, cestodes or trematodes are less frequent.

The aim of this study was to supervise the deworming in seven German alpaca herds. Fecal samples of 224 animals were examined prior to the planned deworming. A Mini-FLOTAC count was performed to determine the gastrointestinal nematode eggs per gram of feces (epg). The prevalence of other endoparasites was also recorded. The appearance of *Fasciola hepatica* or *Dicrocoelium dendriticum* was examined by using a sedimentation method. Subsequent to these examinations, a larval culture was performed to further differentiate the gastrointestinal nematodes.

Gastrointestinal nematodes were the most frequently detected endoparasites (82 %), followed by *Eimeria* (62 %) and *Nematodirus* (25 %). *Capillaria* (9 %), *Trichuris* (6 %) and *Moniezia* (2 %) were less common. *F. hepatica* and *D. dendriticum* could not be found in any of the herds. The larval cultures revealed that *Haemonchus spp.* (77,9 %) was the most frequent nematode. *Cooperia spp.* (17,8 %), *Trichostrongylus spp.* (3,3 %), *Teladorsagia spp.* (0,7 %) and *Oesophagostomum spp.* (0,3 %) were also detected. The mean epg of the herds varied between 65 and 249. The mean epg of all samples was $118 \pm 65,3$ with a maximum of 2.685. These results align in large parts with previous studies of endoparasites in alpacas. The rising numbers of South American camelids in Europe and the observed anthelmintic resistances confirm the importance of such studies.

8. Literaturverzeichnis

- Altmann D. 1990. Kamele – Abstammung, Domestikation und Verbreitung. In: Legel S, Hrsg. Nutztiere der Tropen und Subtropen: Büffel, Kamele, Schafe, Ziegen, Wildtiere. Band 2. Leipzig: Hirzel-Verlag.
- Barger IA. 1985. The statistical distribution of trichostrongylid nematodes in grazing lambs. *International Journal for Parasitology*, 15 (6): 645-649.
- Bauer C, Petzold J, Hirzmann J, Wagner H, Henrich M, Völker I. 2019. Hochpathogener Neuweltkameliden-Nematode: *Lamanema chavezii* erstmals in Europa nachgewiesen. *Tierärztliche Praxis Ausgabe Großtiere Nutztiere*, 47 (03): 200.
- Bauerstatter S, Lambacher B, Stanitznig A, Franz S, Wittek T. 2018. Neuweltkamele in Österreich – Untersuchung zur Population, Haltung, Herdenmanagement und Gesundheitsprophylaxe. *Wiener Tierärztliche Monatsschrift*, 105: 191-199.
- Beier E, Lehenbauer TW, Sangiah S. 2000. Clinical efficacy of fenbendazole against gastrointestinal parasites in llamas. *Small Ruminant Research* 36: 17-23.
- Beldomenico PM, Uhart M, Bono MF, Marull C, Baldi R, Peralta JL. 2003. Internal parasites of free-ranging guanacos from Patagonia. *Veterinary Parasitology*, 118: 71-77.
- Besier RB, Kahn LP, Sargison ND, Van Wyk JA. 2016. The Pathophysiology, Ecology and Epidemiology of *Haemonchus contortus* Infection in Small Ruminants. In: Gasser RB, Samson-Himmelstjerna G von. 2016. *Advances in Parasitology. Haemonchus contortus and Haemonchosis – Past, Present and Future Trends*. 1st edition. London, Oxford, Cambridge, San Diego: Elsevier-Ltd.
- Bhatia BB, Pathak KML, Banerjee DP. 2006. *Text Book of Veterinary Parasitology*. 2nd edition. New Delhi: Kalyani Publishers.
- Bidewell CA, Cattell JH. 1998. Cryptosporidiosis in young alpacas. *The Veterinary Record*, 142 (11): 287.

- Bowman DD. 2014. Georgi's Parasitology for Veterinarians. 10th edition. St.Louis: Elsevier Saunders.
- Burkholder TH, Jensen J, Chen H, Junkins K, Chatfield J, Boothe D. 2004. Plasmaevaluation for ivermectin in llamas (*Lama glama*) after standard subcutaneous dosing. Journal of Zoo and Wildlife Medicine, 35 (3): 395-396.
- Cafrune MM, Aguirre DH, Rickard LG. 2001. First report of *Lamanema chavezii* (Nematoda: Trichostrongyloidea) in llamas (*Lama glama*) from Argentina. Veterinary Parasitology, 97: 165-168.
- Cafrune MM, Marin RE, Rigalt FA, Romero SR, Aguirre DH. 2009. Prevalence of *Eimeria macusaniensis* and *Eimeria ivitaensis* in South American camelids of Northwest Argentina. Veterinary Parasitology, 162: 338-341.
- Cebra CK, Mattson DE, Baker RJ, Sonn RJ, Dearing PL. 2003. Potential pathogens in feces from unweaned llamas and alpacas with diarrhea. Journal of the American Veterinary Medical Association, 223: 1806-1808.
- Dadak AM, Asanger H, Tichy A, Franz S. 2013a. Establishing an efficacious dose rate of monepantel for treating gastrointestinal nematodes in llamas under field conditions. Veterinary Record, 172: 155.
- Dadak AM, Wieser C, Joachim A, Franz S. 2013b. Efficacy and safety of oral praziquantel against *Dicrocoelium dendriticum* in llamas. Veterinary Parasitology, 197: 122-125.
- Deplazes P, Eckert J, Samson-Himmelstjerna G von, Zahner H. 2013. Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin. 3. Auflage. Stuttgart: Enke.
- Deplazes P, Joachim A, Mathis A, Strube C, Taubert A, Samson-Himmelstjerna G von, Zahner H. 2021. Parasitologie für die Tiermedizin. 4. Auflage. Stuttgart: Thieme.
- Duncanson GR. 2012. Veterinary Treatment of Llamas and Alpacas. 1st edition. Oxfordshire, Cambridge: Cabi-Verlag.

Emmerich IU, Ganter M, Wittek T. 2016. Dosierungsvorschläge für Arzneimittel bei kleinen Wiederkäuern und Neuweltkameliden. 2. Auflage. Stuttgart: Schattauer.

Epp V. 2016. Lamas und Alpakas an der Klinik für Wiederkäuer der Veterinärmedizinischen Universität Wien [Diplomarbeit]. Wien: Veterinärmedizinische Universität.

Fowler ME. 2010. Medicine and Surgery of Camelids. 3rd edition. Ames: Wiley-Blackwell-Verlag.

Franz S, Wittek T, Joachim A, Hinney B, Dadak AM. 2015. Llamas and alpacas in Europe: Endoparasites of the digestive tract and their pharmacotherapeutic control. The Veterinary Journal, 204: 255-262.

Franz S. 2018. Lama und Alpaka Teil II – Bedeutende Erkrankungen der Neuweltkameliden. Veterinär Spiegel, 28: 15-21.

Frey HH, Löscher W, Hrsg. 2007. Lehrbuch der Pharmakologie und Toxikologie für die Veterinärmedizin. 2. Auflage. Stuttgart: Enke-Verlag.

Galvan N, Middleton JR, Nagy DW, Schultz LG, Schaeffer JW. 2012. Anthelmintic resistance in a herd of alpacas (*Vicugna pacos*). Canadian Veterinary Journal, 53 (12): 1310-1313.

Gauly M, Vaughan J, Cebra C. 2018. Neuweltkameliden: Haltung, Zucht, Erkrankungen. 4th edition. Stuttgart: Thieme.

Gillespie RA, Williamson LH, Terrill TH, Kaplan RM. 2010. Efficacy of anthelmintics on South American camelid (llama and alpaca) farms in Georgia. Veterinary Parasitology, 172: 168-171.

Gruntman A, Nolen-Walston R, Parry N, Wilborn R, Maxwell H. 2009. Presumptive albendazole toxicosis in 12 alpacas. Journal of Veterinary Internal Medicine, 23: 945-949.

Guerrero CA. 1967. Coccidia (Protozoa: Eimeridae) of the alpaca *Lama pacos*. The Journal of Protozoology, 14: 613-616.

- Hengrave Burri I, Martig J, Sager H, Liesegang A, Meylan M. 2005. Neuweltkameliden in der Schweiz. Population, Haltung und Gesundheitsprobleme. Schweizer Archiv für Tierheilkunde, 147: 325-334.
- Hertzberg H, Kohler L. 2006. Prevalence and significance of gastrointestinal helminths and protozoa in Switzerland. Berliner und Münchner Tierärztliche Wochenschrift, 119 (7-8): 291-294.
- Hiepe T, Lucius R, Gottstein B, Hrsg. 2006. Allgemeine Parasitologie mit den Grundzügen der Immunologie, Diagnostik und Bekämpfung. 1. Auflage. Stuttgart: Parey Verlag.
- Hill FI, Death AF, Wyeth TK. 1993. Nematode burdens of alpacas sharing grazing with sheep in New Zealand. New Zealand Veterinary Journal, 41 (4): 205-208.
- Hodda M. 2011. Phylum Nematoda Cobb 1932. In: Zhang ZQ, Hrsg. Animal biodiversity: an outline of higher-level classification and survey of taxonomic richness. Zootaxa, 3148: 63-95.
- Höglund J, Gustafsson K, Ljungstrom BL, Engstrom A, Donnan A, Skuce P. 2009. Anthelmintic resistance in Swedish sheepflocks based on a comparison of the results from the faecal egg count reduction test and resistant allele frequencies of the beta-tubulin gene. Veterinary Parasitology, 161: 60-68.
- Hunter RP, Isaza R, Koch DE, Dodd CC, Goatley MA. 2004a. The pharmacokinetics of topical doramectin in llamas (*Lama glama*) and alpacas (*Lama pacos*). Journal of Veterinary Pharmacology and Therapeutics, 27: 187-189.
- Hunter RP, Isaza R, Koch DE, Dodd CC, Goatley, MA. 2004b. Moxidectin plasma concentrations following topical administration to llamas (*Lama glama*) and alpacas (*Lama pacos*). Small Ruminant Research, 52: 275-279.
- Kadwell M, Fernandez M, Stanley HF, Baldi R, Wheeler JC, Rosario R, Bruford MW. 2001. Genetic analysis reveals the wild ancestors of the llama and the alpaca. The royal society, 268: 2575-2584.

Kaplan RM, Vidyashankar AN. 2012. An inconvenient truth: Global worming and anthelmintic resistance. *Veterinary Parasitology*, 186: 70-78.

Kaufmann J. 1996. *Parasitic Infections of Domestic Animals. A Diagnostical Manual*. 1st edition. Basel, Boston, Berlin: Birkhäuser.

Kiesling C. 2017. The Camelid Registry LAREU – What are we breeding in Europe. In: 7th European Symposium on South American Camelids, Assisi, Italy.

Kultscher L, Joachim A, Wittek T. 2018. Auftreten und Management von Endoparasiten bei Alpakas in Deutschland und Österreich. *Tierärztliche Praxis Ausgabe Großtiere Nutztiere*, 46 (4): 241-248.

Kultscher L, Hinney B, Schmäschke R, Joachim A, Wittek T. 2019. Current anthelmintic treatment is not always effective at controlling strongylid infections in German alpaca herds. *Parasites & Vectors*, 12: 330.

Lambacher B. 2016. Erhebung des Endoparasitenstatus bei Neuweltkamelen in Österreich [Dissertation]. Wien: Veterinärmedizinische Universität.

Lambacher B, Wittek T, Joachim A, Dadak A, Stanitznig A, Hinney B, Tichy A, Duscher G, Franz S. 2016. From the New World to the Old World: endoparasites of South American Camelids in Austria. *Wiener Tierärztliche Monatsschrift*, 103: 33-42.

Monis P, Caccio SM, Thompson ARC. 2009. Variation in *Giardia*: towards a taxonomic revision of the genus. *Trends in Parasitology* 25 (2): 93-100.

Nielsen MK, Haaning N, Olsen SN. 2006. Strongyle egg shedding consistency in horses on farms using selective therapy in Denmark. *Veterinary Parasitology* 135: 333-335.

Palacios CA, Perales RA, Chavera AE, Lopez MT, Braga WU, Moro M. 2006. *Eimeria macusaniensis* and *Eimeria ivitaensis* co-infection in fatal cases of diarrhoea in young alpacas (*Lama pacos*) in Peru. *The Veterinary Record*, 158: 344-345.

Ploeger HW, Everts RR. 2018. Alarming levels of anthelmintic resistance against gastrointestinal nematodes in sheep in the Netherlands. *Veterinary Parasitology*, 262: 11-15.

Presciuttini S, Valbonesi A, Apaza A, Antonini M, Huanca T, Renieri C. 2010. Fleece variation in alpaca (*Vicugna pacos*): a two-locus model for the Suri/Huacaya phenotype. *BMC Genetics*, 11: 70.

Puente GL. 1997. Acute and subacute fasciolosis of alpacas (*Lama pacos*) and treatment with triclabendazole. *Tropical Animal Health and Production*, 29: 31-32.

Radostits OM, Mayhew IGJ, Houston D M. 2000. *Veterinary clinical examination and diagnosis*. 1st edition. New York: Saunders Verlag.

Rashid MH, Vaughan JL, Stevenson MA, Campbell AJD, Beveridge I, Jabbar A. 2018. Anthelmintic resistance in gastrointestinal nematodes of alpacas (*Vicugna pacos*) in Australia. *Parasites & Vectors*, 11: 388.

Riedl K. 2013. Zur Haltung von Neuweltkameliden in Österreich [Diplomarbeit]. Wien: Veterinärmedizinische Universität.

Rohbeck S. 2006. Parasitosen des Verdauungstrakts und der Atemwege bei Neuweltkameliden: Untersuchungen zu ihrer Epidemiologie und Bekämpfung in einer südthessischen Herde sowie zur Biologie von *Eimeria macusaniensis*. 1. Auflage. Wettenberg: VVB Laufersweiler Verlag.

Rohbeck S, Gauly M, Bauer C. 2006. Course of gastro-intestinal parasite and lungworm infections in South American camelids on a farm in central Germany. In: Gerke M, Renieri C, Hrsg. *South American camelids research: Volume 1*. Wageningen Academic Publishers, 141-144.

Rommel M, Eckert J, Kutzer E, Körting W, Schnieder T. 2000. *Veterinärmedizinische Parasitologie*. 5. Auflage. Berlin, Wien: Blackwell Wissenschafts-Verlag.

Sargison ND, Jackson F, Bartley DJ, Wilson DJ, Stenhouse LJ, Penny CD. 2007. Observations on the emergence of multiple anthelmintic resistance in sheep flocks in the south-east of Scotland. *Veterinary Parasitology*, 145:65-76.

Schmäschke R. 2015. Endo- und Ektoparasiten bei Neuweltkameliden und ihre Bekämpfung *Tierärztliche Praxis Ausgabe Großtiere Nutztiere*, 43 (3): 169-179.

Schnieder T, Hrsg. 2006. *Veterinärmedizinische Parasitologie*. 6. Auflage. Stuttgart: Parey-Verlag.

Schlögl C. 2010. Erhebung zum Vorkommen von Endo- sowie Ektoparasiten bei Neuweltkameliden [Dissertation]. München: Tierärztliche Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität.

Sutherland I, Scott I. 2009. *Gastrointestinal Nematodes of Sheep and Cattle: Biology and Control*. 1st edition. Oxford: Wiley-Blackwell.

Tangtrongsup S, Scorza V. 2010. Update on the Diagnosis and Management of *Girardia spp* Infections in Dogs and Cats. *Topics in Companion Animal Medicine*. 25 (3): 155-162.

Theuß T, Goerigk D, Resenberger S, Starke A, Schoon H-A. 2014. Sektionsbefunde von Neuweltkameliden. Eine retrospektive Analyse des Sektionsgutes des Leipziger Instituts für Veterinär-Pathologie. *Tierärztliche Praxis*, 42 (G): 278-288.

Thienpont D, Rochette F, Vanparijs OFJ. 1990. *Diagnose von Helminthosen durch koproskopische Untersuchung*. 2. Auflage. Beerse: Janssen Research Foundation.

Wheeler JC. 1995. Evolution and present situation of the South American Camelidae. *Journal of Archaeological Science*, 22: 833-840.

Wolfthaler J, Franz S, Dadak A, Steiner K, Drillich M. 2020. Umfrage unter Neuweltkameliden-Züchtern zum Zucht- und Fortpflanzungsmanagement. *Tierärztliche Praxis Ausgabe Großtiere Nutztiere*, 48: 386-397.

Zajac AM, Conboy GA. 2012. *Veterinary Clinical Parasitology*. 8th edition. Chichester, Oxford: Wiley-Blackwell.

Links:

Veterinary Parasitology and Parasitic Diseases <https://www.parassitologia.unina.it/flotac/mini-flotac/?lang=en> (Zugriff 10.06.2020)

9. Abbildungsverzeichnis

- Abb.1: Mittelwerte der Prävalenzen der Endoparasiten in Prozent der sieben untersuchten Alpakabetriebe. S. 35
- Abb. 2: Anzahl der mit den jeweiligen Endoparasiten befallenen Tiere aller untersuchten Betriebe. S. 36
- Abb. 3: Mittelwerte, Median und Maximum des berechneten EpG der sieben untersuchten Alpakabetriebe. S. 37
- Abb. 4: Darstellung zu welchem Anteil die 10 % der Tiere mit der höchsten Eiausscheidung zu der Gesamteiausscheidung auf dem Betrieb beitragen. S. 38
- Abb. 5: Ergebnisse der Larvenkulturen der Kotproben der sieben Alpakabetriebe in Prozent. S. 39
- Abb. 6: Prävalenzmittelwerte der in den Kulturen nachgewiesenen Nematodenlarven aller Betriebe. S. 40
- Abb. 7: Korrelation zwischen dem Fecal Score und der gefundenen Prävalenz von *Eimeria spp.* S. 42

10. Tabellenverzeichnis

- Tab. 1: Anzahl der mit Endoparasiten befallenen Tiere der untersuchten sieben Betriebe unter Angabe der jeweiligen Tiergesamtzahl. S. 33
- Tab. 2: Mittelwerte der Prävalenzen der Endoparasiten in Prozent der sieben Betriebe unter Angabe der jeweiligen Tiergesamtzahl. S. 34
- Tab. 3: Anzahl der positiven Tiere und Mittelwerte der Prävalenzen der Endoparasiten aller Betriebe summiert. S. 35
- Tab. 4: Mittelwert, Median mit Minimum und Maximum der Eier pro Gramm Kot (EpG) der sieben untersuchten Betriebe. S. 37
- Tab. 5: Ergebnisse der Larvenkultur der sieben untersuchten Alpakabetriebe in Prozent. S. 39
- Tab. 6: Mittelwerte des Fecal Scores und der ermittelten Prävalenzen der Endoparasiten der einzelnen Betriebe. S. 41
- Tab. 7: Korrelation und Signifikanz zwischen Fecal Score und den Prävalenzen der einzelnen Endoparasiten. S. 41

11. Danksagung

Mein Dank gilt Frau Dr.med.vet. Dipl. EVPC Barbara Hinney für die kompetente und freundliche Betreuung während der Erstellung dieser Diplomarbeit, sowie den MitarbeiterInnen des Instituts für Parasitologie der Vetmed Uni Wien für die Unterstützung und das freundliche Arbeitsklima während der Probenbearbeitung.

Danke an meine Kommilitonin, Frau Xenia Vaneev, die mit mir zusammen die Proben bearbeitet und für einige nette Stunden im Labor gesorgt hat.

Ich danke meiner Familie, inklusive meiner Schwiegereltern, die mich allzeit auf verschiedenste Weise, egal ob persönlich oder aus der Ferne, während meines Studiums unterstützt und diese großartige Zeit ermöglicht haben.

Besonderer Dank gilt meinem Mann, Stefan, welcher mich über all die Jahre, auch in stressigsten Situationen, unterstützt hat und der, egal wie viele Kilometer gerade zwischen uns liegen, immer für mich da ist.

Danke!