

Ermittlung der Prävalenz der Paramphistomidose mit Bestimmung
vorkommender Pansenegelspezies und Ermittlung der Prävalenz des
großen und kleinen Leberegels auf Herdenebene bei Schafen und
Ziegen in Bayern und Niedersachsen

von Uta Katharina Alstedt

Inaugural-Dissertation zur Erlangung der Doktorwürde der Tierärztlichen Fakultät der
Ludwig-Maximilians-Universität München

Ermittlung der Prävalenz der Paramphistomidose mit Bestimmung
vorkommender Pansenegelspezies und Ermittlung der Prävalenz des
großen und kleinen Leberegels auf Herdenebene bei Schafen und
Ziegen in Bayern und Niedersachsen

von Uta Katharina Alstedt

aus Bremervörde

München 2022

Aus dem Zentrum für Klinische Tiermedizin der Tierärztlichen Fakultät
der Ludwig-Maximilians-Universität München

Lehrstuhl für Innere Medizin und Chirurgie der Wiederkäuer

Arbeit angefertigt unter der Leitung von:

Univ.-Prof. Dr. Gabriela Knubben-Schweizer

Mitbetreuung durch:

Dr. Christoph Wenzel und Dr. Katja Voigt

Gedruckt mit Genehmigung der Tierärztlichen Fakultät
der Ludwig-Maximilians-Universität München

Dekan: Univ.-Prof. Dr. Reinhard K. Straubinger, Ph.D.

Berichterstatter: Univ.-Prof. Dr. Gabriela Knubben-Schweizer

Korreferent: Univ.-Prof. Dr. Nikolai T. Siegel

Tag der Promotion: 30 Juli 2022

Die vorliegende Arbeit wurde gemäß § 6 Abs. 2 der Promotionsordnung für die Tierärztliche Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München in kumulativer Form verfasst.

Folgende wissenschaftliche Arbeit ist in dieser Dissertationsschrift enthalten:

Rumen and Liver Fluke Infections in Sheep and Goats in Northern and Southern Germany

Uta Alstedt¹, Katja Voigt¹, Miriam C. Jäger³, Gabriela Knubben-Schweizer¹, Yury Zablotski¹, Christina Strube², and Christoph Wenzel¹

¹ Clinic for Ruminants with Ambulatory and Herd Health Services, Centre for Clinical Veterinary Medicine, Ludwig-Maximilians-Universität München, 85764 Oberschleissheim, Germany; ² Institute for Parasitology, Centre for Infection Medicine, University of Veterinary Medicine Hannover, 30559 Hannover, Germany; ³ Labor ParaDocs, 85737 Ismaning, Germany

MDPI *Animals* 2022, 12, 876. <https://doi.org/10.3390/ani12070876>

Meinen Eltern und in Erinnerung an meine Großeltern

—

Ohne euch wäre ich nicht da, wo ich heute stehe.

VORABPUBLIKATIONEN

Zwischenergebnisse aus der Studie wurden bereits als Abstracts in folgenden Publikationen veröffentlicht:

Alstedt U., Wenzel C., Jäger M., Knubben-Schweizer G., Strube C., Voigt K. Vorkommen von Pansen- und Leberegelinfektionen bei Schaf- und Ziegenherden in Bayern und Niedersachsen. In: DVG, Hrsg. Tagung der DVG-Fachgruppe Krankheiten kleiner Wiederkäuer, Online-Tagung. Gießen: DVG Service (Verlag), 2021; 53-56

Alstedt U., Voigt K., Jäger M., Knubben-Schweizer G., Strube C., Wenzel C. Eine Prävalenzstudie zur Paramphistomidose bei Schaf- und Ziegenherden in Bayern und Niedersachsen. In: DVG, Hrsg. Tagung der DVG-Fachgruppe Parasitologie und parasitäre Krankheiten, Online-Tagung. Gießen: DVG Service (Verlag) 2021; 147-150

INHALTSVERZEICHNIS

I.	EINLEITUNG	1
II.	LITERATURÜBERSICHT	2
1.	Bedeutsame Trematoden bei Schafen und Ziegen in Europa mit Schwerpunkt auf den Paramphistomidae	2
1.1.	Paramphistomidae.....	2
1.1.1.	Entwicklungszyklus.....	2
1.1.2.	Zwischenwirte in Europa mit dem Fokus auf <i>G. truncatula</i>	5
1.1.3.	Klinik der Paramphistomidose	5
1.1.4.	Pathologie	7
1.1.5.	Immunität.....	7
1.1.6.	Diagnostik.....	8
1.1.7.	Speziesbestimmung	10
1.1.8.	Behandlungsmöglichkeiten.....	11
1.2.	Fasciolidae	13
1.2.1.	Entwicklungszyklus.....	14
1.2.2.	Klinik	14
1.2.3.	Diagnostik.....	15
1.3.	Dicrocoeliidae.....	16
1.3.1.	Entwicklungszyklus.....	16
1.3.2.	Klinik	17
1.3.3.	Diagnostik.....	17
2.	Verbreitung der Paramphistomidose	17
2.1.	Die Paramphistomidose bei Kleinwiederkäuern in Europa.....	18
2.2.	Die Paramphistomidose bei kleinen Wiederkäuern in Deutschland.....	20
3.	Verbreitung des großen und kleinen Leberegels bei kleinen Wiederkäuern in Europa	21
4.	Mischinfektionen mit Pansen- und Leberegeln bei kleinen Wiederkäuern in Europa	24
5.	Mögliche Risikofaktoren für die Paramphistomidose	25
6.	Schaf- und Ziegenhaltung in Deutschland, Bayern und Niedersachsen	27

III.	PUBLIKATION.....	28
IV.	ERWEITERTE ERGEBNISSE	50
1.	Herkunft der Betriebe im jeweiligen Bundesland	50
2.	Jahreszeitliche Verteilung der Herdenbeprobungen	50
3.	Verteilung der beprobten Tiere anhand der Altersklassen	52
4.	Herdengröße der untersuchten Betriebe	53
V.	ERWEITERTE DISKUSSION UND SCHLUSSFOLGERUNG	54
1.	Erweiterte Diskussion.....	54
2.	Schlussfolgerung	68
VI.	ZUSAMMENFASSUNG.....	70
VII.	SUMMARY	72
VIII.	LITERATURVERZEICHNIS	74
IX.	ANHANG	99
1.	Abbildungsverzeichnis	99
2.	Tabellenverzeichnis	100
3.	Tabellen im Anhang	101
4.	Anleitung zur Kotprobenentnahme	104
5.	Fragebogen	106
X.	DANKSAGUNG	108

ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS

bzw.	beziehungsweise
Bp	Basenpaar(e)
<i>C.</i>	<i>Calicophoron</i>
ca.	circa
CI	Confidence interval
<i>D.</i>	<i>Dicrocoelium</i>
DNA	Deoxyribonucleic acid (Desoxyribonukleinsäure)
ELISA	Enzyme-linked Immunosorbent Assay
EpG	Eizahl(en) pro Gramm Kot
<i>F.</i>	<i>Fasciola</i>
<i>G.</i>	<i>Galba</i>
g	Gramm
ha	Hektar
IgG	Immunglobulin G
ITS	internal transcribed spacer
kDa	Kilodalton
KG	Körpergewicht
KI	Konfidenzintervall
LMU	Ludwig-Maximilians-Universität München
LZ	Landwirtschaftszählung
mind.	mindestens
n	Anzahl
NCBI	National Center for Biotechnology Information (Nationales Zentrum für Biotechnologieinformation)
<i>P.</i>	<i>Paramphistomum</i>
<i>p</i>	Signifikanzwert
PCR	Polymerase chain reaction (Polymerasekettenreaktion)
p. i.	<i>post infectionem</i>
p. m.	<i>post mortem</i>

rDNA	Ribosomal deoxyribonucleic acid (ribosomale Desoxyribonukleinsäure)
RFLP	Restriktions-Fragment-Längen-Polymorphismus
sp.	Spezies (Singular)
spp.	Spezies (Plural)
s. u.	siehe unten
u. a.	unter anderem
v. a.	vor allem
z. B.	zum Beispiel
z. T.	zum Teil
z. Z.	zur Zeit

I. EINLEITUNG

Neueste Untersuchungen zeigen, dass sich Pansenegel auch bei kleinen Wiederkäuern in vielen europäischen Ländern mit teilweise hohen Prävalenzen verbreitet haben, so dass die Paramphistomidose in Europa als „emerging parasitic infection“ beschrieben wird (HUSON et al., 2017). Hohe Prävalenzen waren bei Wiederkäuern bis vor einigen Jahren vor allem aus tropischen und subtropischen Ländern bekannt (WHITTEN, 1955; BORAY, 1959). Infektionen mit dem großen und kleinen Leberegel sind dagegen schon seit langem bei kleinen Wiederkäuern in Deutschland und Europa etabliert (DARGIE, 1987; DITTMAR & TEEGEN, 2003; EPE et al., 2004; ROJO-VÁZQUEZ et al., 2012).

Aufgrund steigender Pansenegelprävalenzen in süd- und westeuropäischen Ländern (MARTÍNEZ-IBEAS et al., 2016), vermehrten Nachweisen bei deutschen Rinderherden (FORSTMAIER, 2021) und bisher nur vereinzelten Nachweisen bei kleinen Wiederkäuern in Deutschland (DÜVEL, 2016; MAY et al., 2022), war es das Ziel dieser Dissertationsarbeit, das Vorkommen des Pansenegels bei Schaf- und Ziegenherden mit Weidegang aus Bayern und Niedersachsen mittels Koprooskopie zu bestimmen. Bei jeder positiven Kotprobe sollte eine molekularbiologische Speziesbestimmung durchgeführt werden, um die in Deutschland vorherrschende Art im europäischen Vergleich einordnen zu können. Da sich Pansen- und großer Leberegel Habitate teilen, Co-Infektionen mit Pansenegeln im Endwirt vorkommen und Leberegel auch mittels Sedimentationsverfahren nachgewiesen werden können, sollten parallel aktuelle Prävalenzen für große und kleine Leberegel ermittelt werden. Mögliche Risikofaktoren für das Vorkommen der drei Trematoden wurden anhand eines Fragebogens untersucht.

Diese Arbeit ist somit ein erster wichtiger Schritt, um die tiergesundheitliche Bedeutung der Pansen- und Leberegelinfektionen für Schaf- und Ziegenherden in Deutschland besser einschätzen zu können.

II. LITERATURÜBERSICHT

1. Bedeutsame Trematoden bei Schafen und Ziegen in Europa mit Schwerpunkt auf den Paramphistomidae

Trematodeninfektionen domestizierter kleiner Wiederkäuer sind zwar seltener als ein Befall mit gastrointestinalen Nematoden, sie sind jedoch nicht von minderm Stellenwert (CHARLIER et al., 2020). Die bedeutendsten Trematoden in Europa stammen aus den Familien Dicrocoeliidae, Fasciolidae und Paramphistomidae (SARGISON, 2008; ROJO-VÁZQUEZ et al., 2012; TAYLOR, 2012). Dominierend ist die durch den großen Leberegel hervorgerufene Fasciolose (RINALDI et al., 2015). Im europäischen Nutztierbereich führt sie zu jährlichen Verlusten von 635 Millionen Euro (CHARLIER et al., 2020). Die Dicrocoeliose verläuft bei kleinen Wiederkäuern meist subklinisch und wird häufig durch andere Parasitosen maskiert, weshalb sie von Praktiker*innen oft vernachlässigt wird (OTRANTO & TRAVERSA, 2003). Pansenegel-Infektionen, bisher als Parasitose der (Sub-) Tropen geltend, haben im westlichen und südlichen Europa in den letzten Jahren erheblich zugenommen (HUSON et al., 2017).

1.1. Paramphistomidae

Die Familie der Paramphistomidae (Pansenegel) gehört zum Stamm der Plattwürmer (Platyhelmintha) und zum Unterstamm der Saugwürmer (Trematoden). Zu dieser Familie zählen die Gattungen *Calicophoron* (C.) und *Paramphistomum* (P.) mit den u. a. in Europa vorkommenden Arten *C. daubneyi*, *P. leydeni* und *P. cervi* (SILVESTRE et al., 2000; MARTÍNEZ-IBEAS et al., 2016; PLOEGER et al., 2017). Die Taxonomie von ehemals *P. daubneyi*¹ (DINNIK, 1962) wurde von EDUARDO (1983) in *C. daubneyi* geändert. In der Vergangenheit dominierte in Deutschland v. a. *P. cervi*. Die derzeitigen Speziesnachweise in Deutschland und anderen europäischen Ländern machen deutlich, dass inzwischen die bei uns vorherrschende Art *C. daubneyi* ist (HUSON et al., 2017; WENZEL et al., 2019; FORSTMAIER et al., 2021; WIEDERMANN et al., 2021; MAY et al., 2022).

1.1.1. Entwicklungszyklus

Für die Entwicklung aller Gattungen der Paramphistomidae werden Zwischenwirte

¹Wird in dieser Arbeit einheitlich als „*C. daubneyi*“ bezeichnet, auch wenn in älteren Publikationen die damalige Bezeichnung „*P. daubneyi*“ verwendet wird.

benötigt. Dies sind je nach Gattung verschiedene Wasserlungenschnecken. Endwirte sind domestizierte Wiederkäuer (Rinder, Schafe, Ziegen, Büffel), Wildwiederkäuer und Neuweltkameliden (BAUER et al., 2015; MILLAR et al., 2017; DEPLAZES et al., 2021a).

Der Entwicklungszyklus von *C. daubneyi* ist grafisch in Abbildung 1 dargestellt. Unentwickelte Pansenegleier gelangen mit dem Kot des Endwirts in die Umwelt (1). Die Eier von *P. cervi* sind bei Temperaturen von 0 °C bis 10 °C bis zu sechs Monate lebensfähig. Demgegenüber steht eine hohe Empfindlichkeit gegenüber Austrocknung (KRANEBURG, 1977; DEPLAZES et al., 2021a). Bei bestimmten Temperatur-, Licht- und Feuchtigkeitsverhältnissen entwickelt sich im Ei das Mirazidium (2). Bei Temperaturen zwischen 15 – 25 °C dauert diese Entwicklung bei *P. cervi* in etwa drei Wochen. Nach dem Schlupf der Mirazidie aus der Eihülle wandert diese über den Fuß oder Mantel in den Zwischenwirt ein (3) (SEY, 1979; CHRYSSAFIDIS et al., 2015). Sie durchläuft dort eine ungeschlechtliche Vermehrung (4) über drei Larvenstadien (Sporozyste, Redie, Zerkarie (5)). Diese Entwicklung findet unter anderem in der Mitteldarmdrüse und den Nieren der Schnecke statt (RONDELAUD et al., 2007). Die Zerkarien von *P. cervi* verlassen die Schnecke nach 33 – 70 Tagen und enzystieren sich an Pflanzenbestandteilen unterhalb der Wasseroberfläche zu Metazerkarien (6) (KRANEBURG, 1977; DREYFUSS et al., 2004). Die infektiösen Stadien gelangen über die Nahrungsaufnahme in ihren Endwirt (7), exzystieren sich und heften sich an die Mukosa und Submukosa des Dünndarms (SINGH et al., 1984; DEVOS, 2013; HUSON et al., 2017). Bei *C. microbothrium*² konzentrieren sich die Metazerkarien auf die ersten sechs Meter des Dünndarms. Weiter kaudal auftretende Metazerkarien werden mit dem Kot wieder ausgeschieden (HORAK, 1967). Die Mehrheit der Jungegel von *C. microbothrium* und *P. ichikawai* reift in den ersten drei Metern des Dünndarms heran (HORAK, 1967; ROLFE et al., 1994). Sie ernähren sich von der duodenalen Schleimhaut (ALZIEU & DORCHIES, 2007; FOSTER et al., 2008; ATCHESON et al., 2020; HUSON et al., 2021). Die ersten juvenilen Egel von *P. cervi* treten bereits nach 20 – 21 Tagen im Duodenum auf (KRANEBURG & BOCH, 1978; SINGH et al., 1984). *C. daubneyi*-Jungegel sind ab Tag 23 *post infectionem* (p. i.) im Duodenum anzutreffen (DEVOS, 2013). Je höher die Befallsrate, desto langsamer reifen die Jungegel heran. Grund hierfür ist ein geringeres Nahrungsangebot (HORAK, 1971). Um ihre retrograde

² Wird in dieser Arbeit einheitlich als „*C. microbothrium*“ bezeichnet, auch wenn in älteren Publikationen die Bezeichnung „*P. microbothrium*“ verwendet wird.

Wanderung zum Pansen antreten zu können, müssen die Jungegel eine gewisse Größe (1 – 3 mm) erreichen. Dies dauert bei *P. cervi* 1,5 bis 2 Monate (HORAK, 1967; KRANEBURG & BOCH, 1978; DEPLAZES et al., 2021a). Im Pansen angekommen saugen sie sich mit ihrem ventralen Saugnapf (Acetabulum) an der Pansenwand zwischen oder an den Pansenzotten fest (8) (KRANEBURG & BOCH, 1978; SINGH et al., 1984). HUSON et al. (2021) unterscheiden aufgrund der Größe zwischen den neu in den Pansen eingewanderten Migrationsstadien und den adulten Egel, welche zügig nach Erreichen des Pansens mit der Eiablage beginnen.

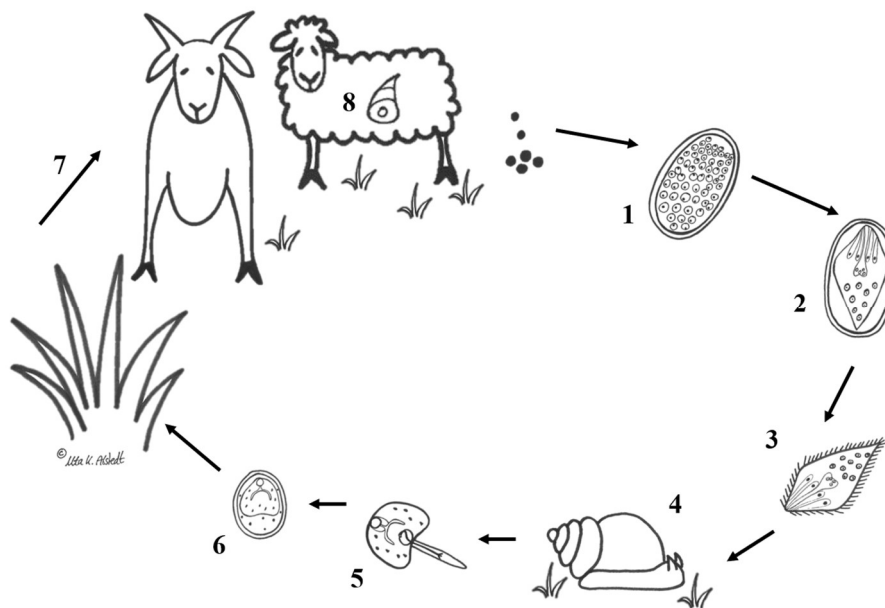


Abbildung 1: Schematische Darstellung des Entwicklungszyklus von *Calicophoron daubneyi*: 1= Eiausscheidung, 2= Entwicklung des Mirazidiums, 3= Schlupf des Mirazidiums, 4= ungeschlechtliche Vermehrung im Zwischenwirt, 5= Zerkarie, 6= Metazerkarie, 7= Infektion des Endwirts, 8= Entwicklung und Reifung im Endwirt. Zeichnung: Uta K. Alstedt

Für *C. microbothrium* wurde eine Präpatenz von 56 Tagen bei Rindern, 69 Tagen bei Ziegen und 71 – 93 Tage bei Schafen festgestellt. Die Patenz beträgt anschließend mindestens 984 Tage beim Schaf und 737 Tage beim Rind (HORAK, 1967). Die Präpatenz von *P. cervi* beträgt bei Rindern und Schafen ca. 3 bis 3,5 Monate. Die Eiausscheidung dieser Spezies erreicht neun bis 14 Monate p. i. ein Maximum (KRANEBURG & BOCH, 1978; HUSON et al., 2017; DEPLAZES et al., 2021a). Für *C. daubneyi* ist keine Präpatenz bekannt (ATCHESON et al., 2020). Natürlich infizierte Schaflämmer zeigten bis 80 Tage p. i. keine Eiausscheidung (DEVOS, 2013). Ein experimentell mit *C. daubneyi* infiziertes Ziegenlamm zeigte eine erste Eiausscheidung

12 – 13 Wochen p. i. (SEY, 1979).

1.1.2. Zwischenwirte in Europa mit dem Fokus auf *G. truncatula*

Die unterschiedlichen Pansenegelarten präferieren Wasserlungenschnecken aus den Familien der Teller- oder Schlammsschnecken. Haupt-Zwischenwirt von *C. daubneyi* in Mitteleuropa ist die Zwergschlammsschnecke *Galba (G.) truncatula*³, die auch *Fasciola (F.) hepatica* als Zwischenwirt dient (JONES et al., 2015; IGLESIAS-PIÑEIRO et al., 2016; JONES et al., 2017b; KÜCHLER, 2021). Weitere mögliche Zwischenwirte sind in Europa die Schlamm- und Blasenschnecken *Omphiscola glabra* (Längliche Sumpfschnecke) und *Physella acuta* (Spitze Blasenschnecke) (DEGUEURCE et al., 1999; ABROUS et al., 2000). *P. leydeni* und *P. cervi* nutzen die Tellerschnecken *Planorbis planorbis*, *Anisus vortex* und *Bathyomphalus contortus* (KRANEBURG, 1978; SEY, 1980; SAMNALIEV et al., 1984).

Die Zwergschlammsschnecke ist feuchtigkeitsliebend. In Europa ist sie sowohl im Flachland als auch in den Bergen anzutreffen. Man findet sie auf Sand-, Lehm- und Kalkböden (CARON et al., 2014; DEPLAZES et al., 2021a). Ihre natürlichen Lebensräume (Primärhabitate) sind Teiche, Moore, (Drainage-) Gräben, Wasserquellen, Schilfgebiete und die Ufer langsam fließender Wasserströme (SCHWEIZER et al., 2007; CARON et al., 2014). Selten findet man sie auch in Drainage-Schächten und verschlammten Viehtränken (SCHWEIZER et al., 2007; KNUBBEN-SCHWEIZER et al., 2011). Das Auftreten von *G. truncatula* steht in positiver Korrelation mit dem monatlichen Niederschlag und dem pH-Wert des Bodens und des Wassers (CHARLIER et al., 2014). Die Schnecken können passiv durch starke Regenfälle in Sekundärhabitate (wassergefüllte Wagenspuren und Trittsiegel) weitertransportiert werden (SCHADE-WESKOTT, 2019). Bei zeitlich begrenzter Austrocknung ihrer Habitate schützen sich die Schnecken, indem sie sich in Erdspalten oder weniger trockene Habitate z. B. unter Baum- oder Buschgruppen zurückziehen. Hohe Temperaturen über einen längeren Zeitraum wirken sich jedoch negativ auf die Schneckenpopulation aus (MEHL, 1932; RÖBLER, 2016; DEPLAZES et al., 2021a). Indikatorpflanze für *G. truncatula*-Habitate ist die spitzblütige Binse *Juncus acutiflorus* (RONDELAUD et al., 2011).

1.1.3. Klinik der Paramphistomidose

Klinisch werden zwei Phasen der Paramphistomidose unterschieden. Mit der Anheftung

³ Wird in dieser Arbeit einheitlich als „*G. truncatula*“ bezeichnet, auch wenn in älteren Publikationen die Bezeichnung „*Lymnaea (L.) truncatula*“ verwendet wird.

der juvenilen Pansenegel an die Dünndarmschleimhaut beginnt die intestinale Phase (DEPLAZES et al., 2021a). Sie wird klinisch durch inapparente oder subakute bis akute Verläufe geprägt. Die Schwere der klinischen Symptomatik ist u. a. abhängig von der Befallsstärke und der damit einhergehenden Schädigung der Darmschleimhaut, der Verweildauer der Jungegel im Dünndarm sowie dem Alter der Tiere. Mögliche Symptome sind Inappetenz, Schwäche, Gewichtsverlust, submandibuläre Ödeme, Dehydratation und / oder Durchfall (z. T. schwärzlich und stinkend). Vereinzelt treten Todesfälle acht bis zehn Tage nach dem Auftreten erster Symptome auf (HORAK, 1971; DE WAAL, 2010; MASON et al., 2012; PAVAN KUMAR et al., 2016; SAC CONSULTING VETERINARY SERVICES, 2018; DEPLAZES et al., 2021a). Bei 14 natürlich mit *C. daubneyi* infizierten Lämmern wurden außer weichem Kot jedoch keine weiteren Symptome beobachtet (DEVOS, 2013).

Mit Erreichen des Pansens beginnt die ruminale Phase. Ihr Verlauf ist meist subklinisch (DE WAAL, 2010; DEPLAZES et al., 2021a). Es wird vermutet, dass das Vorkommen von Pansenegeln in den Vormägen eine weichere Kotkonsistenz hervorruft (MALRAIT et al., 2015), allerdings konnten die Autor*innen diesen Zusammenhang in einer weiteren Studie nicht bestätigen. Die Anzahl der adulten Egel hatte laut SARGISON et al. (2016) zwar einen negativen Einfluss auf die Wachstumsraten und das Schlachtkörpergewicht bei Rindern, allerdings war dieser Zusammenhang nicht signifikant. Ein mit 40.000 *P. ichikawai*-Metazerkarien infiziertes Lamm zeigte während der ruminalen Phase Inappetenz, Gewichtsverlust und Lethargie (ROLFE et al., 1994). Bei befallenen Rindern trat eine Pansentympanie auf (ALZIEU & DORCHIES, 2007).

Der Krankheitsverlauf wird durch die Höhe der Infektionsdosis bestimmt. HORAK (1967) beschreibt, dass ein Befall mit weniger als 20.000 *C. microbothrium*-Jungegeln bei Schafen keine offensichtlichen Symptome hervorruft. Ein Befall mit mehr als 40.000 dieser Jungegel führte stets zum Tod der Schafe. Hingegen waren nur 2.000 immature *C. ijimai*⁴ nötig, um den Tod zahlreicher Mutterschafe hervorzurufen (WHITTEN, 1955). KRANEBURG und BOCH (1978) infizierten zwei Gruppen à vier Lämmer mit 1.500 (Gruppe 1) bzw. 10.000 (Gruppe 2) *P. cervi*-Metazerkarien. Die Tiere beider Gruppen zeigten bis zum Versuchsende an Tag 74 p. i. keinerlei Symptome. *Post mortem* (p. m.) wurden bei Gruppe 1 maximal 620 Jungegel im Dünndarm gezählt. Bei Gruppe 2 waren es maximal 3.800 Jungegel. Bei einem Infektionsversuch an Schafen mit *P. ichikawai*

⁴ Heute: *C. calicophorum* (EDUARDO, 1983)

zeigten ROLFE et al. (1994), dass 20.000 bis 25.000 *P. ichikawai* im Dünndarm vorhanden sein müssen, damit die Schafe akut erkranken. Bei den Infektionsversuchen wurden jeweils drei Lämmer entweder mit 5.000 oder 40.000 Metazerkarien infiziert. Lediglich ein mit 40.000 Metazerkarien infiziertes Lamm, das nach 84 Tagen geschlachtet wurde, erkrankte (Tag 65 p. i.). Bei den mit 40.000 Metazerkarien infizierten Lämmern fanden sich 21. Tage p. i. 18.088 Jungegel und 42 Tage p. i. 7.145 Jungegel im Dünndarm. Am 84. Tag p. i. konnten keine Jungegel mehr im Dünndarm detektiert werden. PARAUD et al. (2009) infizierte sechs Ziegen mit je 250 *C. daubneyi*-Metazerkarien. Die pathologische Untersuchung an Tag 138 p. i. ergab zwischen null und 84 adulte Pansenegel pro Ziege. Bei einem Feldversuch mit naiven Lämmern auf Weiden mit bekanntem Vorkommen von *C. daubneyi* traten bis zum Versuchsende (Tag 80 p. i.) keine klinischen Symptome auf. Es wurden zu diesem Zeitpunkt jedoch z. T. mehrere tausend Jungegel im Dünndarm gefunden (DEVOS, 2013).

1.1.4. Pathologie

Die intestinale Besiedelung durch die Jungegel ruft hämorrhagische Läsionen und Nekrosen im Dünndarm hervor (ROLFE et al., 1994). Die Jungegel saugen mit ihrem Acetabulum Schleimhautpfropfen ein, wodurch lokale Blutungen und Strangulation des betroffenen Gewebes und in der Folge eine katarrhalische und hämorrhagische Enteritis auftreten (BORAY, 1959; HORAK & CLARK, 1963; MASON et al., 2012; MILLAR et al., 2012; DEVOS, 2013; ATCHESON et al., 2020). Im Pansen führte ein Befall mit *C. daubneyi* bei Lämmern zur Atrophie der Pansenzotten (DEVOS, 2013). ROLFE et al. (1994) beobachteten 84 Tage p. i. mit 40.000 *P. ichikawai* Metazerkarien stark gerötete, miteinander verschmolzene und verkürzte Zotten, deren Oberfläche mit dem Panseninhalt verklebt war.

1.1.5. Immunität

Rinder entwickeln eine starke Immunität gegen *C. daubneyi* und andere Pansenegel. Sie erkranken nach einer Reinfektion selten, scheiden aber dennoch Pansenegeler aus und tragen somit zu ihrer Ausbreitung bei. Die genauen Mechanismen sind noch nicht bekannt, allerdings zeigten FUERTES et al. (2015), dass die Immunantwort auf der Polarisierung von T-Helfer-Zellen Typ 1 beruht. Versuche zeigten, dass bei einer Infektion mit *C. microbothrium* die Immunität bei Schafen und Ziegen geringer ausgeprägt ist als bei Rindern (HORAK, 1967, 1971; DÍAZ et al., 2006). Die entwickelte Immunität reduziert lediglich die Befallsstärke, schützt jedoch nicht vor einer erneuten

Infektion (ROLFE et al., 1991). Auch erwachsene Schafe können noch an der intestinalen Verlaufsform erkranken (MASON et al., 2012), dennoch sind Lämmer und Ziegenkitze häufig stärker betroffen als Adulte (HORAK, 1971; DE WAAL, 2010; GODARA et al., 2014). Wichtig für die Ausbildung einer Immunität ist es, dass die Pansenegel den kompletten Entwicklungszyklus im Endwirt durchlaufen. Durch eine orale Gabe adulter Egel wurde keine Immunität ausgebildet (HORAK, 1967; HUSON et al., 2021).

1.1.6. Diagnostik

Ein Pansenegelbefall lässt sich sowohl intravital als auch postmortal nachweisen. Die Methoden für die Routinediagnostik sind jedoch begrenzt. Mittels koproskopischer Verfahren zur Eizählung können ausschließlich patente Infektionen nachgewiesen werden, wenn bereits geschlechtsreife Egel ihre Eier in den Darm ausscheiden (SARGISON et al., 2016; HUSON et al., 2021). Die häufigste verwendete Methode ist der Nachweis von Eiern mittels Sedimentationsverfahren. Ein Kot-Wasser-Gemisch wird durch ein Sieb in ein Becherglas gespült. Diese Suspension wird anschließend mehrmals sedimentiert und dekantiert. Das letzte Sediment wird unter dem Mikroskop nach Parasiteneiern durchsucht. Für den Nachweis von *F. hepatica*-Eiern wird diesem Verfahren eine diagnostische Sensitivität von > 80 % bei Schafen zugeschrieben (DEPLAZES et al., 2021b).

Die Eier der Paramphistomidae ähneln grundsätzlich denen des großen Leberegels (Abbildung 2), sind jedoch gräulich-transparent und stärker granuliert (RIEU et al., 2007; DEPLAZES et al., 2021a, 2021b). Genaue Literaturangaben zur Morphologie liegen nur für wenige Pansenegelarten vor. *P. cervi*-Eier besitzen eine Größe von 142 – 180 x 76 – 95 µm und enthalten 60 bis 80 granulierte Dotterzellen. Im Zentrum gelegen befindet sich der Keim. Das Ei ist an einem Pol bedeckelt (KRANEBURG, 1977; DEPLAZES et al., 2021a). Eier von *C. daubneyi* sind zwischen 102 – 174 µm lang und 49 – 95 µm breit. Ein Pol hat ein Operculum und ist schmaler zulaufend als der andere Pol (SEY, 1979).

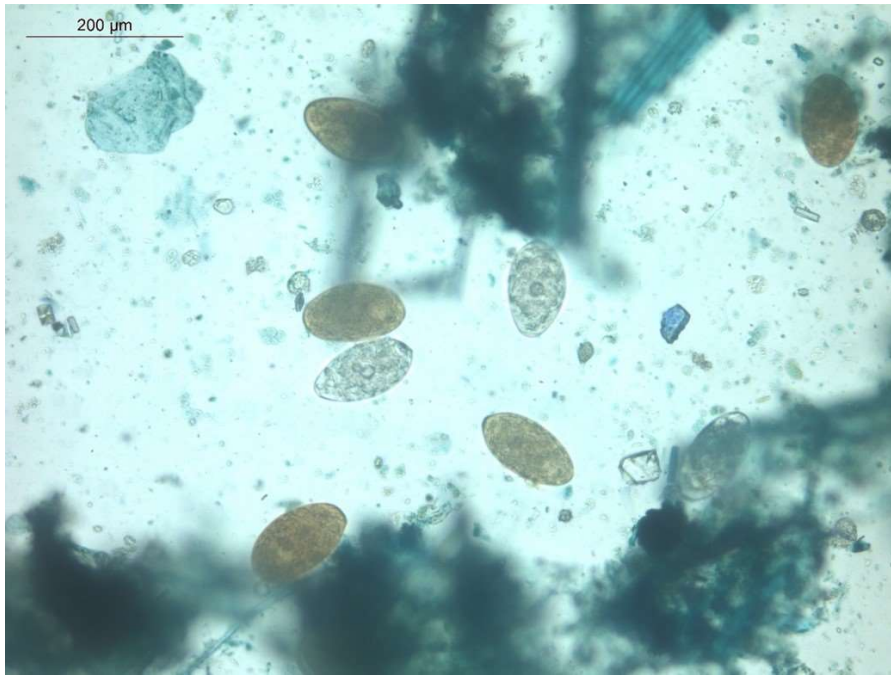


Abbildung 2: Eier des Pansenegels (gräulich) und großen Leberegel (goldgelb). Foto: Klinik für Wiederkäuer mit Ambulanz und Bestandsbetreuung, LMU München

Ein weiteres koproskopisches Nachweisverfahren ist ein modifiziertes McMaster-Verfahren, das mit Kaliumtetraiodomercurat als Flotationslösung durchgeführt wird (Dichte 1,44 g/ml) (RAYNAUD, 1970). Diese Methode wird mit einer Sensitivität von 94,0 % und einer Spezifität von 98,0 – 100 % beschrieben (RIEU et al., 2007). Auch (mini-) FLOTAC Verfahren sind sehr gut für den Nachweis von Pansenegeleiern geeignet. BOSCO et al. (2021) beschreiben hierfür eine analytische Sensitivität von 94,0 % und eine Spezifität von 98,0 %. Ein Vorteil dieser Verfahren ist, dass neben Eiern auch weitere parasitäre Elemente zuverlässig nachgewiesen werden können (z. B. Eischalen). Die Verfahren sind jedoch zeit-, arbeits- und kostenintensiver als z. B. McMaster-Verfahren (CRINGOLI et al., 2010; CRINGOLI et al., 2017). Es besteht eine positive Korrelation zwischen der Eizahl pro Gramm Kot (EpG) und der Anzahl adulter Pansenegel (RIEU et al., 2007; MALRAIT et al., 2015; PLOEGER et al., 2017). Bei einem Befall von weniger als 500 adulten Pansenegeln ist es möglich, dass die Kotuntersuchung negativ ausfällt (PLOEGER et al., 2017).

Um eine intestinale Paramphistomidose nachzuweisen, wird der Siebrückstand (Kot) aus dem Sedimentationsverfahren mikroskopisch auf juvenile Pansenegel untersucht („Sieb-Wasch-Verfahren“) (DEPLAZES et al., 2021a). DUIGNAN (2017) spülte den Siebrückstand mit einer Spritzflasche in eine Petrischale zurück und untersuchte das Material mit einem Stereomikroskop auf juvenile Stadien. Dieses Verfahren kann auch

p. m. mit Dünndarminhalt durchgeführt werden. Die juvenilen Stadien von *P. cervi* sind 1 – 5 mm lang, von konischer Form und rosa Farbe (SARGISON, 2008). Postmortal kann man die Dünndarmschleimhaut auf juvenile Pansenegel untersuchen. Außerdem kann die Pansenwand makroskopisch auf adulte Egel inspiziert werden. Diese sind von birnenförmiger Gestalt mit durchscheinend pinker bis fleischig-roter Farbe. Sie sind 2 – 6 mm breit und 3 – 15 mm lang. Am bauchigen Ende befindet sich das Acetabulum (DEPLAZES et al., 2021a).

Serologische Tests zum Nachweis von *C. daubneyi* und *P. cervi* wurden an Rindern untersucht. DÍAZ et al. (2006) zeigten, dass natürlich mit *C. daubneyi* infizierte Rinder IgG-Antikörper bilden und diese mittels Enzyme-linked Immunosorbent Assay (ELISA) im Blutserum nachgewiesen werden können. Es kam jedoch zu Kreuzreaktionen mit *F. hepatica*. ANURACPREEDA et al. (2013) untersuchten das Antigen-Profil von *P. cervi*. Eine einzige Proteinbande des Antigens (40kDa) reagierte mit dem Blutserum jedes infizierten Rindes. Diese Proteinbande zeigte keinerlei Kreuzreaktionen mit *F. gigantica*, *Trichuris* sp., Strongyliden und *Strongyloides* sp.

Der erste Koproantigen ELISA zum Nachweis von *C. daubneyi* wurde von HUSON et al. (2021) entwickelt (Sensitivität 93 %). Er weist *C. daubneyi*-Antigen aus dem Kot natürlich infizierter Rinder nach. Es kommt zu keinen Kreuzreaktionen mit *F. hepatica* und üblichen Nematoden.

1.1.7. Speziesbestimmung

Eine histomorphologische Bestimmung der Pansenegelart ist anhand der adulten Pansenegel möglich und war bis zur Einführung der molekularen Speziesbestimmung Methode der Wahl. Hierfür werden die Strukturen unterschiedlicher Muskelorgane (Pharynx, Genitalöffnung, Acetabulum) verglichen. Des Weiteren wird die Interaktion mit gewissen Zwischenwirten sowie die geographische Verbreitung der Paramphistomidae zur Bestimmung herangezogen (FISCHOEDER, 1901; SEY, 1980). Eine morphologische Speziesbestimmung der Pansenegeler ist laut ITAGAKI et al. (2003) nicht möglich. O'TOOLE et al. (2014) hingegen beschrieben morphologische Unterschiede der Eier von *C. daubneyi* (gräulich-weiß, lichtundurchlässig und in der Größe ähnlich der von *F. hepatica*) und *P. leydeni* (größer und dunkler als *C. daubneyi*-Eier).

Heutzutage steht die molekulare Identifizierung der Pansenegeler oder der Egel selbst im Vordergrund. Dazu wird die genomische DNA (Desoxyribonukleinsäure) extrahiert

und anschließend auf molekularer Ebene untersucht. Als genetischer Marker zur Speziesbestimmung von Pansenegeln eignet sich hierfür die ITS-2 Region (ITS: internal transcribed spacer) der rDNA (ribosomale DNA) (ITAGAKI et al., 2003; RINALDI et al., 2005). Hierzu wird nach vorangegangener Polymerasekettenreaktion (PCR) eine DNA-Sequenzierung der ITS-2+ Region durchgeführt, welche sich aus der ITS-2 Region, flankiert von der 5.8S und 28S rDNA zusammensetzt. Im Anschluss wird die ermittelte ITS-2+ Sequenz mit bekannten Sequenzen der NCBI GenBank (NCBI: National Center of Biotechnology Information) verglichen (GORDON et al., 2013; MARTÍNEZ-IBEAS et al., 2016; MAY et al., 2019). Es ist ebenfalls möglich, die Spezies anhand des Restriktions-Fragment-Längen-Polymorphismus (RFLP) zu bestimmen (ITAGAKI et al., 2003; RINALDI et al., 2005). RINALDI et al. (2005) bestimmten erstmals die Sequenz der ITS-2+ Region von adulten *C. daubneyi* in Europa (NCBI GenBank Nummer: AY790883.1), die zuvor histomorphologisch eindeutig identifiziert wurden. Die Autor*innen konnten keine intraspezifischen Genvariationen der ITS-2+ Region mittels der RFLP-Methode feststellen. Dies wurde ebenfalls von ITAGAKI et al. (2003) für *C. calicophorum* und von SANABRIA et al. (2011) für *P. leydeni* festgestellt. Die Länge der ITS-2 Sequenz wird für *C. daubneyi* in Italien mit 282 Basenpaaren (Bp) (RINALDI et al., 2005; SANNA et al., 2016) und in Bayern mit 287 Bp (WIEDERMANN et al., 2021) angegeben. Für die ITS-2+ Sequenz wurden Längen von 428 (RINALDI et al., 2005), 441 (CHRYSSAFIDIS et al., 2015; MARTÍNEZ-IBEAS et al., 2016) und 448 Bp ermittelt (ČERVENÁ et al., 2022). Die Länge der ITS-2+ Sequenz von *P. leydeni* wurde von SANABRIA et al. (2011) mit 441 Bp ermittelt. Sie ist zu 97 % identisch mit der von *C. daubneyi* und unterscheidet sich durch Transitionen oder Transversionen an den Positionen 114, 227, 275, 286, 301, 302, 303, 339 und 367 sowie einer Gendeletion an Position 304 von der *C. daubneyi* Sequenz (SANNA et al., 2016).

1.1.8. Behandlungsmöglichkeiten

Aktuell gibt es kein für die Behandlung der Paramphistomidose zugelassenes Präparat (VETIDATA, 2022). Ziel der Behandlung sollte das Abtöten der juvenilen und adulten Pansenegel sein. Eine Elimination der juvenilen Stadien wäre dabei von größerer Bedeutung als die Abtötung der adulten Stadien, da durch die intestinale Paramphistomidose der stärkere Krankheitsverlauf hervorgerufen wird. Derzeit eingesetzte Wirkstoffe sind Präparate, die zur Behandlung der Fasciolose oder anderer Parasitosen dienen. Bis jetzt wurde die Wirksamkeit mehrerer Präparate an Rindern, Schafen und / oder Ziegen in Feldversuchen überprüft. Dazu gehören u. a. Albendazol,

Closantel, Hexachlorophen, Niclosamid, Nitroxynil, Oxyclozanid, Praziquantel, Prophenophos, Resorantel und Triclabendazol (ROLFE & BORAY, 1987, 1988; SEY, 1989; PARAUD et al., 2009; ARIAS et al., 2013). Netobimin, Nitroxynil, Praziquantel, Prophenophos und Triclabendazol gelten als wenig bzw. unwirksam gegen Paramphistomidae (ROLFE & BORAY, 1988).

Bei experimentell infizierten Schafen beschrieb SEY (1989) die orale Gabe von Albendazol (20 mg/kg Körpergewicht (KG)) als hoch wirksam gegen immature Paramphistomidae. Demgegenüber steht eine Schafstudie, in der Albendazol in derselben Dosierung als wenig wirksam gegenüber adulten und unreifen Pansenegeln bewertet wird (ROLFE & BORAY, 1988). Niclosamid (100 mg/kg KG) zeigte bei Schafen eine therapeutische Wirksamkeit von 99,0 % gegen juvenile Pansenegel. Gegen adulte Pansenegel war dieser Wirkstoff jedoch unwirksam (ROLFE & BORAY, 1988). Hexachlorophen (20 mg/kg KG) reduzierte *C. calicophorum* im Dünndarm, Labmagen und Pansen von Kälbern signifikant. Mehrere Tiere reagierten jedoch mit starken neurologischen Symptomen (ROLFE & BORAY, 1987). LÄMMLER et al. (1969) untersuchten die therapeutische Wirksamkeit von Resorantel (65 mg/kg KG) an mit *C. microbothrium* infizierten Ziegen und beschrieben diese mit 100 % sowohl gegen juvenile als auch gegen adulte Pansenegel (SEY, 1989). Die hohe Wirksamkeit gegenüber unterschiedlichen Pansenegelarten (u. a. *Paramphistomum* sp., *Fischoederius* sp.) wurde bei mehreren natürlich infizierten Schafherden bestätigt (GUPTA et al., 1981). ARIAS et al. (2013) beschrieben eine signifikante Eizahlreduktion von *C. daubneyi* durch orale Gabe von Closantel (10 mg/kg KG) bei Rindern. Eine spanische Studie zeigte, dass die orale Gabe von Closantel (10 mg/kg KG) bei Schafen zu Eizahlreduktionen zwischen 0 – 81 % führte (GARCÍA-DIOS et al., 2020). Closantel scheint somit nicht effizient wirksam gegenüber Paramphistomidae. Aus Rinderstudien ist hingegen bekannt, dass Oxyclozanid die Eiausscheidung signifikant reduziert (ROLFE & BORAY, 1987). In einer neueren Rinderstudie ist eine hohe Wirksamkeit bei oraler Gabe von Oxyclozanid gegen *C. daubneyi* bereits mit einer Dosierung von 15 mg/kg KG bestätigt (ARIAS et al., 2013). In einer Studie an adulten Ziegen konnte gezeigt werden, dass Oxyclozanid gegen adulte Stadien von *C. daubneyi* hoch wirksam ist. Eine Dosis von 15 mg/kg KG zu Beginn der Patenz führte zu einer Reduktion der adulten Pansenegel von 95,6 %. Mit einer höheren Dosierung von 22,5 mg/kg KG konnte keine bessere Reduktion der Egelbürde erreicht werden. Eine Oxyclozanid-Gabe an Tag 10 p. i. (22,5 mg/kg KG) führte zu keiner signifikanten Reduktion der immaturen Egel, löste jedoch Durchfall bei

den behandelten Ziegen aus (PARAUD et al., 2009). Auch bei Schafen konnte die Wirksamkeit von Oxyclozanid (15 mg/kg KG) gegenüber adulten Paramphistomidae bestätigt werden (GARCÍA-DIOS et al., 2020). Die Autor*innen vermuten ebenfalls eine Wirksamkeit gegenüber unreifen Egel. Da die Jungegelbürde im Dünndarm zu Beginn der Studie nicht ermittelt wurde, ist diese Aussage jedoch nicht zuverlässig.

Niclosamid, Hexachlorophen und Resorantel sind in Deutschland für die Tiermedizin aktuell nicht verfügbar. Eine Anwendung bei Lebensmittel liefernden Tieren ist verboten, da sie nicht in Tabelle 1 des Anhangs der VO (EU) Nr. 37/2010 gelistet sind. Es steht jedoch in Deutschland ein Oxyclozanid-haltiges Präparat zur Verfügung: Distocur®, Dopharma Deutschland GmbH (VETIDATA, 2022). Für die Behandlung der Paramphistomidose bei Rindern, Schafen und Ziegen muss eine Umwidmung nach Stufe 1 der Umwidmungskaskade vorgenommen werden (VO (EU) 2019/6, Art. 113). In Stufe 1 muss bei einer der Lebensmittelgewinnung dienenden landlebenden Tierart ein Tierarzneimittel angewendet werden, das in Deutschland oder einem Mitgliedsstaat für dasselbe oder ein anderes Anwendungsgebiet zugelassen ist (EMMERICH & SOMMERHÄUSER, 2022). Bei Rindern wird vorgeschlagen, die ruminale Paramphistomidose zu behandeln, wenn eine Eiausscheidung von 100 EpG oder mehr vorliegt (RIEU et al., 2007). Ebenso wichtig ist es, durch das Weidemanagement den Entwicklungszyklus des Pansenegels zu unterbrechen und somit Neuinfektionen zu vermeiden. Bis zur vollständigen Erforschung der Epidemiologie einzelner Pansenegelspezies kann das Weidemanagement an die Prophylaxemaßnahmen zur Eindämmung der Fasciolose angelehnt werden (KNUBBEN-SCHWEIZER & TORGERSON, 2015). Das Hauptaugenmerk der Pansenegelprophylaxe sollte auf einer Verhinderung der Kontamination von Weideflächen im Winter und Frühling liegen. Die Zwischenwirte sind während dieser Jahreszeit besonders empfänglich für eine Infektion durch Mirazidien. Vor Weideaustrieb wird eine Anthelminthikabehandlung empfohlen (IGLESIAS-PÍÑEIRO et al., 2016).

1.2. Fasciolidae

Die Familie Fasciolidae ist ebenfalls den Saugwürmern zugeordnet. Als Erreger der Fasciolose in Europa ist v. a. der große Leberegel (*F. hepatica*) bedeutsam (DEPLAZES et al., 2021a). Der große amerikanische Leberegel (*Fascioloides magna*), ursprünglich in Nordamerika verbreitet, hat sich inzwischen auch bei Wildwiederkäuern in Europa etabliert (SATTMANN et al., 2014; PLÖTZ et al., 2015). Der Riesenleberegel (*F. gigantica*) existiert nur in (sub-) tropischen Regionen Afrikas und Asiens (ROJO-

VÁZQUEZ et al., 2012). *F. hepatica* kommt v. a. bei Wiederkäuern, aber auch bei Herbi- und Omnivoren vor. Die Fasciolose ist eine Zoonose, die in Europa v. a. in Portugal, Spanien und Frankreich beobachtet wird (DEPLAZES et al., 2021a). Menschen nehmen die infektiösen Metazerkarien mit der Nahrung auf. Vor allem Wasserkresse und Algen, kontaminiertes Trinkwasser und in diesem gewaschenes Gemüse gelten als Infektionsquelle (ROBINSON & DALTON, 2009).

1.2.1. Entwicklungszyklus

Der Entwicklungszyklus des großen Leberegels ist diheteroxen. Die Entwicklungsstadien entsprechen denen des Pansenegels. Der Haupt-Zwischenwirt von *F. hepatica* ist die Zwergschlammschnecke (DEPLAZES et al., 2021a).

Die adulten, geschlechtsreifen Leberegel befinden sich in den Gallengängen ihres Endwirts, wo die Eiablage stattfindet. Ein adulter großer Leberegel kann in einem Schaf ein Lebensalter von acht bis 11 Jahren erreichen (ROJO-VÁZQUEZ et al., 2012). Die Eier gelangen über den Kot in die Außenwelt, wo die Embryonalentwicklung bis zum Mirazidium stattfindet. Diese dauert je nach Temperatur ca. zwei Wochen bis zwei Monate. Durch Lichtreize schlüpft das Mirazidium, sucht sich einen Zwischenwirt und penetriert diesen. Im Zwischenwirt findet die ungeschlechtliche Vermehrung über drei Redien-Stadien bis zu den Zerkarien statt, welche nach frühestens sieben Wochen p. i. schubweise von der Schnecke ausgeschieden werden. Die Zerkarien heften sich an im Wasser liegende Pflanzenteile und enzystieren dort oder an der Wasseroberfläche zu infektiösen Metazerkarien (DREYFUSS et al., 2004; ROJO-VÁZQUEZ et al., 2012; CHRYSSAFIDIS et al., 2015; DEPLAZES et al., 2021a). Diese sind sehr sensibel gegenüber hohen Temperaturen und Austrocknung. Über das Futter gelangen sie in den Endwirt, wo sie im Duodenum zu Jungeregeln schlüpfen. Diese penetrieren die Darmwand, wandern durch die Peritonealhöhle bis zur Leber und schließlich durchs Lebergewebe bis in die Gallengänge, wo sie die Geschlechtsreife erlangen. Die Präpatenz beim Schaf beträgt 55 – 57 Tage (ROJO-VÁZQUEZ et al., 2012; DEPLAZES et al., 2021a).

1.2.2. Klinik

Die Fasciolose verläuft beim Kleinwiederkäuer subakut, akut oder chronisch (WESCOTT & FOREYT, 1986). Die akute bzw. subakute Form entsteht aufgrund der Aufnahme einer großen Anzahl an Metazerkarien über Wochen bis Monate, in deren Folge sehr viele Jungeregeln zur gleichen Zeit das Peritoneum oder Leberparenchym durchwandern. Aufgrund von Hämorrhagien in der Leber zeigen sich plötzliche Todesfälle zuvor

klinisch unauffälliger Tiere, reduzierte Futteraufnahme, Lethargie, blasse und / oder ikterische Schleimhäute, abdominale Schmerzen und Dyspnoe (SARGISON & SCOTT, 2011). Die subakute Fasciolose kann auch mit verringerten Trächtigkeitsraten und verlängerten Lammzeiten einhergehen (SARGISON, 2005). Die häufigere chronische Form entsteht aufgrund der Aufnahme einer deutlich geringeren Anzahl an Metazerkarien über einen längeren Zeitraum (KAHL et al., 2021). Diese Form geht hauptsächlich mit Abmagerung der Tiere und Einbußen bei der Wollqualität sowie Milch- und Reproduktionsleistung einher (SARGISON & SCOTT, 2011; DEPLAZES et al., 2021a). Aber auch Schwäche, Durchfall, Blässe, submandibuläre Ödeme und Aszites sind Symptome dieser Form (AL-SAFFAR, 2008). Rinder können aufgrund fibrotischer Reaktionen im Leberparenchym eine gewisse Resistenz bei erneuter Infektion mit hoher Egelbürde entwickeln. Bei Schafen und Ziegen ist diese natürliche Resistenz deutlich geringer ausgeprägt (SARGISON, 2008; DEPLAZES et al., 2021a).

1.2.3. Diagnostik

Das Sedimentationsverfahren ist für den koproskopischen Nachweis von *F. hepatica*-Eiern während der Patenz geeignet (DEPLAZES et al., 2021a). Die Sensitivität ist bei $\text{EpG} \leq 20$ und Einzeltieruntersuchungen jedoch sehr gering. BECKER et al. (2016) ermittelten bei 5 EpG eine methodische Sensitivität von 26,6 %, bei 15 EpG von 93,3 % und bei mehr als 20 EpG eine Sensitivität von 100 %. Aufgrund häufig niedriger Eizahlen und Schwankungen bei der Eiausscheidung ist es ratsam, bei Einzeltieruntersuchungen pro Probe drei Ansätze à 10 g Kot zu untersuchen. Die diagnostische Sensitivität kann auch schon durch die Untersuchung von zweimal 10 g Kot auf fast 90 % gesteigert werden (RAPSCH et al., 2006).

Durch einen ELISA ist der Nachweis von Antikörpern im Blut- oder Milchserum bereits während der Präpatenz möglich, da diese bereits zwei bis sieben Wochen p. i. im Schaf- und Rinder-Serum auftreten. Kommerzielle Tests für den Nachweis spezifischer Antikörper im Blutserum sind aktuell für Schafe und Rinder verfügbar. Der Antikörper-Nachweis über Tankmilchproben ist sehr gut zur Herdendiagnostik beim Rind geeignet (PFISTER, 1990; REICHEL, 2002; MEZO et al., 2007; DEPLAZES et al., 2021a; LÓPEZ CORRALES et al., 2021). Ein Nachteil dieser Tests ist, dass sie nicht zwischen einer akuten und einer überstandenen Infektion unterscheiden können, da Antikörper nach erfolgreicher Chemotherapie noch viele Monate persistieren. Beim Schaf beträgt dieser Zeitraum mind. 16 Wochen (SÁNCHEZ-ANDRADE et al., 2001; DEPLAZES et al., 2021a). Ein Nachweis des Koproantigens mittels ELISA ist bei experimentell

infizierten Schafen bereits ein bis fünf Wochen vor Beginn der Eiausscheidung möglich (DEPLAZES et al., 2021a). Dieser Vorteil konnte anhand eines Feldversuchs bei Schafen mit monatlichen Untersuchungsabständen jedoch nicht bestätigt werden (GORDON et al., 2012). Sensitivität und Spezifität liegen bei mehr als 90 % (DEPLAZES et al., 2021a).

1.3. Dicrocoeliidae

Der kleine Leberegel *Dicrocoelium (D.) dendriticum*, auch Lanzettegel genannt, ist ein in Europa vorkommender Saugwurm der Familie der Dicrocoeliidae aus der Klasse der Digenea. Er parasitiert in den Gallengängen und der Gallenblase seines Endwirts, welche in erster Linie Wiederkäuer, Herbivore (Kameliden, Hasenartige, Pferde), Schweine und Menschen sind (DEPLAZES et al., 2021a).

1.3.1. Entwicklungszyklus

Der Entwicklungszyklus des Lanzettegels ist triheteroxen und dauert sechs Monate (OTRANTO & TRAVERSA, 2002). Die geschlechtsreifen Egel legen ihre Eier in die Gallenwege, diese gelangen mit der Galle in den Darm und schließlich über den Kot in die Außenwelt. Als erster Zwischenwirt dienen zahlreiche gehäusetragende Landlungenschnecken (in Europa z. B. *Helicella itala*, *Zebrina detrita* oder *Cochlicopa lubrica*), die je nach Art in trockenen und kalkhaltigen Böden oder in mäßig feuchten Biotopen vorkommen. In der Schnecke durchläuft das Mirazidium eine ungeschlechtliche Vermehrung bis zu den Zerkarien, welche je nach Witterung drei bis fünf Monate dauern kann. Die Zerkarien werden umhüllt von einem Drüsensekret („Schleimballen“) von der Schnecke über das Atemloch ausgeschieden. Diese werden von dem zweiten Zwischenwirt, verschiedenen Ameisenarten, verzehrt. Die Zerkarien wandern aktiv zum Ameisenkopf, wo meist eine einzelne Zerkarie in das Unterschlundganglion einwandert („Gehirnwurm“), während die restlichen Zerkarien im Abdomen zu Metazerkarien heranreifen. Nach dem Reifungsprozess sorgt der „Gehirnwurm“ für eine Verhaltensänderung, so dass die Ameisen bei Temperaturen unter 15 °C an die Pflanzenspitzen wandern und sich dort festbeißen, wo sie vom Endwirt aufgenommen werden. Nach der Aktivierung der Metazerkarien im Dünndarm des Endwirts wandern die Jungegel über den *Ductus choledochus* in die Gallenblase ein und reifen zum geschlechtsreifen Egel heran (MANGA-GONZÁLEZ et al., 2001; OTRANTO & TRAVERSA, 2003; DEPLAZES et al., 2021a). Bereits 24 Stunden p. i. befinden sich die Jungegel in den Gallengängen (HOHORST & LÄMMLER, 1962). Die Präpatenz bei Schafen beträgt zwischen 49 und 79 Tagen (CAMPO et al., 2000; OTRANTO &

TRAVERSA, 2003; DEPLAZES et al., 2021a). Die Lebensdauer der adulten Egel ist sehr lang ($\geq$ sechs Jahre) (KIRKWOOD & PEIRCE, 1971).

1.3.2. Klinik

Die Dicrocoeliose verläuft bei kleinen Wiederkäuern häufig asymptomatisch (DEPLAZES et al., 2021a). Je nach Befallsstärke (> 1.000 Egel) kann es dennoch zum Auftreten von klinischen Symptomen kommen, die jedoch oft von anderen parasitären Erkrankungen maskiert werden (OTRANTO & TRAVERSA, 2003; ROJO-VÁZQUEZ et al., 2012). Bei natürlich infizierten Tieren können Anämien, Ödeme, Abmagerung, Leberzirrhose, erweiterte Gallengänge und eine vernarbte Leberoberfläche auftreten. Pathologische Befunde an der Leber sind erst in fortgeschrittenem Stadium diagnostizierbar (OTRANTO & TRAVERSA, 2002). Experimentell infizierte Lämmer zeigten neben reduzierten Gewichtszunahmen keine weiteren Symptome (MANGA-GONZÁLEZ et al., 2004). SARGISON et al. (2012) führten eine hepatogene Photosensibilisierung bei schottischen Schafen auf eine Infektion mit *D. dendriticum* zurück.

1.3.3. Diagnostik

Aufgrund des meist subklinischen Verlaufes der Dicrocoeliose wird sie häufig erst *post mortem* bei der Fleischuntersuchung nachgewiesen. Dennoch ist der koproskopische Ei-Nachweis die gängigste Nachweismethode. Für den Ei-Nachweis mittels Sedimentationsverfahren wird eine methodische Sensitivität von ca. 40 % angegeben. Aufgrund dessen und wegen des zeitlichen Aufwands sind modifizierte McMaster-Methoden mit Flotationslösungen von hoher Dichte (z. B. Kaliumtetraiodomercurat oder Zinksulfat) zu bevorzugen. Die besten Ergebnisse werden mit Kaliumtetraiodomercurat erzielt. Diese Flotationslösung ist jedoch aufgrund ihrer Toxizität nicht für die Routinediagnostik geeignet (REHBEIN et al., 1999; DEPLAZES et al., 2021a). Ein im Vergleich zur Koproskopie schnellerer Infektionsnachweis ist mittels serologischer Verfahren (Antikörper-ELISA) möglich (NAEEMIPOUR et al., 2016). Antikörper sind vier Wochen p. i. nachweisbar (GONZÁLEZ-LANZA et al., 2000).

2. Verbreitung der Paramphistomidose

Pansenegel sind weltweit verbreitet. In Europa wurden Nachweise beim Rind bereits vor über 100 Jahren publiziert (FISCHOEDER, 1901, 1903). Hohe Prävalenzen der Paramphistomidose sowie die intestinale Verlaufsform wurden ursprünglich v. a. bei

Wiederkäuern in (sub-) tropischen Ländern sowie in Osteuropa und mediterranen Ländern dokumentiert (WHITTEN, 1955; BORAY, 1959; HORAK, 1971; SINGH et al., 1984; SANABRIA & ROMERO, 2008). Die intestinale Paramphistomidose wurde laut BORAY (1959) und KAUR et al. (2009) weltweit das erste Mal im Jahr 1906 bei einem Schaf in Indien durch Baldrey beschrieben. Sie geht bei jungen Rindern und Schafen mit einer hohen Morbidität einher (BORAY, 1959; HORAK, 1967, 1971). Die Spezies *C. dabuneyi* wurde erstmals von DINNIK (1962) in Afrika beim Rind beschrieben. WHITTEN (1955) berichtet von einem Ausbruch der intestinalen Paramphistomidose in Neuseeland, bei dem 35 Mutterschafe an den Folgen des Pansenegelfalls starben. Die Weidefläche der Schafe, die mit Rindern geteilt wurde, wies mehrere sumpfige Abschnitte auf, die den Zwischenwirt *Planorbis kahuika* beheimateten. Es wurde die Spezies *C. ijimai* vermutet. Die meisten asiatischen Prävalenzstudien bei kleinen Wiederkäuern sind aus Indien und Pakistan bekannt (TARIQ et al., 2008; TEHMINA et al., 2014; PAVAN KUMAR et al., 2016; BANSAL et al., 2018). Prävalenzstudien aus Ost- und Südafrika wurden in einem Review-Artikel von PFUKENYI and MUKARATIRWA (2018) zusammengefasst.

2.1. Die Paramphistomidose bei Kleinwiederkäuern in Europa

Untersuchungen seit den 1990er Jahren zeigen bei Rind und Schaf eine Ausbreitung der Paramphistomidose in vielen europäischen Ländern mit z. T. hohen Prävalenzen (MAGE et al., 2002; CRINGOLI et al., 2004a; TOOLAN et al., 2015; MARTÍNEZ-IBEAS et al., 2016; SARGISON et al., 2016; PLOEGER et al., 2017), welche tabellarisch von HUSON et al. (2017) zusammengefasst wurden. In Deutschland ermittelten FORSTMAIER et al. (2021) eine Prävalenz von 5,5 % beim Rind. In den letzten Jahren wurde in Europa fast ausschließlich *C. daubneyi* nachgewiesen (HUSON et al., 2017), doch auch die Spezies *P. leydeni* wurde bestimmt. Sie wurde auf einem Schafbetrieb (MARTÍNEZ-IBEAS et al., 2016), acht Rinderbetrieben (PLOEGER et al., 2017; FORSTMAIER, 2021; WIEDERMANN et al., 2021) und mehrfach beim Wildwiederkäuer nachgewiesen (NIKANDER & SAARI, 2007; O'TOOLE et al., 2014; SINDIČIĆ et al., 2017).

PLOEGER et al. (2017) untersuchten in den Niederlanden über einen Zeitraum von fünf Jahren Rinder- und Schafherden auf das Vorkommen von Pansenegeln. Es wurden Kotproben von 489 Schaf- und 730 Rinderherden sowie Schlachtkörper von 10 Schaf- und 27 Rinderherden untersucht. Die Ergebnisse der Koproskopie ergaben eine Prävalenz von 8,0 % bei den untersuchten Schaf- und 15,8 % bei den Rinderherden. Bei der Schlachtkörperstudie waren 85,2 % (23/27) der Rinder- und 20,0 % (2/10) der

Schafherden mit Pansenegeln infiziert. Bei den zwei positiven Schlachtschafen wurde die Spezies *C. daubneyi* molekularbiologisch bestimmt. Bei den positiven Kühen konnte neben *C. daubneyi* bei einer Kuh auch *P. leydeni* nachgewiesen werden. Die Schlachthöfe lagen alle in Gebieten, die ein hohes Risiko für Infektionen mit dem großen Leber- und Pansenegel darstellten: Hohe Grundwasserspiegel und nasse Weidegebiete mit Gräben stellen gute Lebensbedingungen für *G. truncatula* dar.

Aufgrund eines Ausbruchs der intestinalen Paramphistomidose bei Schafen in England (MASON et al., 2012) und steigender Pansenegelnachweise bei landesweiten Kotuntersuchungen wurde eine Studie zur Herdenprävalenz in Wales durchgeführt. Bei 90 beprobten Schafherden zeigte sich eine Pansenegel-Herdenprävalenz von 42,0 %. Die Prävalenz in den westlichen, küstennahen Regionen war deutlich höher als in den östlichen, mehr im Landesinneren gelegenen Regionen. Bei der Sequenzierung von jeder positiven Probe wurde ausschließlich *C. daubneyi* nachgewiesen (JONES et al., 2017a).

In den Jahren 2010 bis 2013 stieg die Pansenegelprävalenz bei irischen Schafherden von 12,4 % auf 22,0 % (TOOLAN et al., 2015). Von November 2014 bis Januar 2015 wurden landesweit 304 Schafherden auf Pansenegelinfectionen untersucht. Die Studie ergab eine Herdenprävalenz von 77,3 %. Es wurden 54 Pansenegeleier von 14 positiven Herden molekularbiologisch untersucht. Daraus ergaben sich 52 Eier der Spezies *C. daubneyi*. Zwei Eier einer Schafherde wurden der Spezies *P. leydeni* zugeordnet (MARTÍNEZ-IBEAS et al., 2016). Die beiden Studien unterschieden sich stark in der Methode der Probenakquise. Außerdem untersuchten MARTÍNEZ-IBEAS et al. (2016) während eines Risikozeitraums für das Vorkommen des großen Leberegels. Diese Unterschiede müssen bei einem Vergleich der Prävalenzen berücksichtigt werden.

In der Region Basilikata in Süditalien untersuchten BOSCO et al. (2021) 2016 – 2017 307 Rinder-, 682 Schaf- und 73 Ziegenherden auf das Vorkommen von Pansenegeleiern im Kot. Sie ermittelten eine Prävalenz für *C. daubneyi* von 7,9 % bei Schaf-, 2,7 % bei Ziegen- und 55,0 % bei Rinderherden. SANNA et al. (2016) untersuchten in Sardinien über einen Zeitraum von drei Jahren 381 Schafherden koproskopisch und 356 weitere Schlachtkörper. Die untersuchten Tiere waren älter als drei Jahre. Bei 13,9 % der koproskopisch untersuchten Proben sowie 2,0 % der untersuchten Schlachtkörper konnte *C. daubneyi* molekularbiologisch nachgewiesen werden. Durch CRINGOLI et al. (2004a) wurden 197 Schafherden (n=3.940 adulte Schafe und Lämmer) im süditalienischen Apennin (Kampanien, Apulien und Basilikata) koproskopisch untersucht. In 16,2 % der Schafherden wurde ein Befall mit *C. daubneyi* nachgewiesen.

Fast parallel dazu wurden in Kampanien 121 Schafherden (n=2.420 Schafe) auf Endoparasiten untersucht. Es waren 14,0 % der untersuchten Herden mit *C. daubneyi* befallen (BIGGERI et al., 2007; MUSELLA et al., 2011). Zwar gaben die Autor*innen (CRINGOLI et al., 2004a; BIGGERI et al., 2007; MUSELLA et al., 2011; BOSCO et al., 2021) *C. daubneyi* als die vorkommende Pansenegelspezies an, jedoch nennen sie keine Methode zur Speziesbestimmung.

HORAK (1971) erwähnt einen Bericht von Cvetkovic aus dem Jahr 1968, in dem ein Ausbruch der intestinalen Paramphistomidose durch *C. microbothrium* bei einer Schafherde im ehemaligen Jugoslawien beschrieben wird. Demnach starben fast ein Drittel der Schafe und 77 % der Lämmer.

Neben der erwähnten Prävalenzstudie von BOSCO et al. (2021) gibt es nur eine weitere aktuelle in Europa veröffentlichte Studie zum Vorkommen des Pansenegels bei Ziegen. In einer Schlachtstudie aus Südfrankreich wurden 26 Milchziegen aus 16 Herden geschlachtet und auf das Vorkommen von Trematoden analysiert (SILVESTRE et al., 2000). Bei drei der Ziegen von zwei Betrieben wurden Paramphistomidae der Spezies *C. daubneyi* histomorphologisch nachgewiesen. Mitte des 20. Jahrhunderts beschrieben DEIANA et al. (1962) einen Ausbruch der intestinalen Paramphistomidose bei Ziegen auf Sardinien. Die Ziegen erkrankten an einer katarrhalischen Enteritis. Anhand histomorphologischer Merkmale wurde die Spezies *P. cervi* bestimmt.

2.2. Die Paramphistomidose bei kleinen Wiederkäuern in Deutschland

Gegenwärtige Informationen über das Vorkommen des Pansenegels bei kleinen Wiederkäuern in Deutschland sind bisher nur vereinzelt bekannt (WENZEL et al., 2019). Ein historischer Bericht beschreibt ein einzeln gehaltenes Schaf aus dem Oldenburger Raum in Niedersachsen, das an heftigen Durchfällen und Abmagerung litt. Bei der Kotuntersuchung konnten Pansenegeler nachgewiesen werden (JACOB, 1950). In dem durch die Schafweide ziehenden Graben fand der Autor lungenatmende Posthornschncken, die als Zwischenwirt von *P. cervi* beschrieben sind. GOTTSCHALK (1962) wertete alle Ergebnisse des Veterinäruntersuchungs- und Tiergesundheitsamtes Jena von Kotprobenuntersuchungen der Jahre 1953 – 1962 in den Bezirken Erfurt und Gera aus. In diesem Zeitraum wurde bei einem Schafbestand aus Ronneburg im Landkreis Greiz ein Befall mit *P. cervi* nachgewiesen. Die Beschreibung der Methode der Speziesbestimmung fehlte jedoch, so dass die Richtigkeit der Speziesangabe hinterfragt werden sollte. DÜVEL (2016) untersuchte 2.104 Ziegen von 48 Betrieben u. a. auf das

Vorkommen von Trematodeneiern. Lediglich bei einem Ziegenbetrieb aus Schleswig-Holstein im Landkreis Steinburg wurden Pansenegeler nachgewiesen. Dagegen konnte SIEBER (2014) in 87 Sammelkotproben aus 37 bayerischen Milchziegenbetrieben keine Pansenegeler detektieren. MAY et al. (2022) untersuchten in den Jahren 2015 – 2017 vier Schafbetriebe (n=474 Schafe) in Schleswig-Holstein (Halbinsel Eiderstedt) auf Endoparasiten. Hierbei konnten bei 3,8 % der untersuchten Proben (18/474) Pansenegeler detektiert werden.

3. Verbreitung des großen und kleinen Leberegels bei kleinen Wiederkäuern in Europa

Die in Europa seit Ende des 20. Jahrhunderts bei Schafen und Ziegen nachgewiesenen Prävalenzen des großen und kleinen Leberegels sind in Tabelle 1 und Tabelle 2 dargestellt.

Tabelle 1: Prävalenzen des großen Leberegels (*Fasciola hepatica*) bei Schafen und Ziegen in Europa

Land	Region	Tierart	Anzahl	Methode	Prävalenz (%)	Quelle
Deutschland	Halbinsel Eiderstedt	S ¹	474 Tiere	FEC ³	13,3	MAY et al. (2022)
	-	S	374 Tiere	FEC	5,1	RAUE et al. (2017)
	-	Z ²	98 Tiere	FEC	0,0	
	Bayern	Z	37 Herden	FEC	10,8	VOIGT et al. (2016)
	-	Z	48 Herden	FEC	2,1	DÜVEL (2016)
	vorwiegend Norddeutschland	S	524 Tiere	FEC	1,7	EPE et al. (2004)
		Z	118 Tiere	FEC	0,0	
Frankreich	Poitou-Charentes	Z	81 Herden	FEC, FLU ⁴	5,7	CHARTIER and RECHE (1992)
Griechenland	Thessalien	S	40 Herden	KoproAG ⁵ Serol. ⁶	20,0 85,0	KANTZOURA et al. (2011)
	Thessalien	Z	34 Herden	KoproAG Serol.	12,0 70,1	KANTZOURA et al. (2011)
Großbritannien	Wales	S	90 Herden	FEC	54,0	JONES et al. (2017a)
Irland	-	S	305 Herden	FEC	45,9	MUNITA et al. (2019)
	-	S	73 Herden	FEC	61,6	RINALDI et al. (2015)
Italien	-	S	89 Herden	FEC	7,9	RINALDI et al. (2015)
	Kampanien	S	121 Herden	FEC	12,4	BIGGERI et al. (2007); MUSELLA et al.
Niederlande	-	S	489 Herden	FEC	49,3	PLOEGER et al. (2017)
Polen	-	S	175.160 Tiere	FLU	4,72	GÓRSKI et al. (2021)
Schweiz	-	S	199 Herden	FEC	4,0	RINALDI et al. (2015)
Spanien	Nordwest	S	1697 Tiere	FEC	6,1	GARCÍA-DIOS et al. (2021)
		Z	103 Tiere	FEC	0,0	
	Südost	Z	84 Tiere	FEC, FLU	0,0	CARRAU et al. (2017)
	Nordwest	S	110 Herden	FEC	59,3	MARTÍNEZ-VALLADARES et al. (2013)

¹S=Schafe, ²Z=Ziegen, ³FEC=Faecal Egg Count / koproskopischer Ei-Nachweis, ⁴FLU= Fleisch- / Schlachtkörperuntersuchung, ⁵KoproAG=Nachweis des Koproantigens, ⁶Serol. =serologischer Antikörper-Nachweis

Tabelle 2: Prävalenzen des kleinen Leberegels (*Dicrocoelium dendriticum*) bei Schafen und Ziegen in Europa

Land	Region	Tierart	Anzahl	Methode	Prävalenz (%)	Quelle
Deutschland	Halbinsel Eiderstedt	S ¹	474 Tiere	FEC ³	0,0	MAY et al. (2022)
	-	S	374 Tiere	FEC	0,3	RAUE et al. (2017)
	-	Z ²	98 Tiere	FEC	0,0	
	Bayern	Z	37 Herden	FEC	0,0	VOIGT et al. (2016)
	-	Z	48 Herden	FEC	2,1	DÜVEL (2016)
	vorwiegend Norddeutschland	S	524 Tiere	FEC	0,0	EPE et al. (2004)
		Z	118 Tiere	FEC	0,0	
	Schwäbische Alb	S	59 Tiere	FLU ⁴	100,0	REHBEIN et al. (1998)
Frankreich	Poitou-Charentes	Z	81 Herden	FEC, FLU	20,0	CHARTIER and RECHE (1992)
Griechenland	Thessalien	S, Z	557 Tiere	FEC	0,2	KANTZOURA et al. (2012)
Italien	Sardinien	S	190 Herden	FEC	51,1	SCALA et al. (2019)
			770 Tiere	FLU	25,5	
	Kampanien	S	121 Herden	FEC	66,9	BIGGERI et al. (2007); MUSELLA et al. (2011)
Spanien	Nordwest	S	1697 Tiere	FEC	0,8	GARCÍA-DIOS et al. (2021)
	Nordwest	Z	103 Tiere	FEC	0,0	
	Südost	Z	84 Tiere	FEC	5,9	CARRAU et al. (2017)
	Südost		84 Tiere	FLU	20,2	

¹S=Schafe, ²Z=Ziegen, ³FEC=Faecal Egg Count / koproskopischer Ei-Nachweis, ⁴FLU= Fleisch- / Schlachtkörperuntersuchung

4. Mischinfektionen mit Pansen- und Leberegeln bei kleinen Wiederkäuern in Europa

Mischinfektionen mit *C. daubneyi* und *F. hepatica* im Endwirt und seltener auch im Zwischenwirt sind aufgrund ihrer Entwicklung im gemeinsamen Zwischenwirt keine Seltenheit (JONES et al., 2015; IGLESIAS-PIÑEIRO et al., 2016; JONES et al., 2017a; MUNITA et al., 2019). Co-Infektionen des großen Leberegels mit anderen Pansenegelarten werden selten beschrieben (KRANEBURG, 1978).

In Wales gab es bei 46,0 % der untersuchten Schaf- und Rinderherden Co-Infektionen mit Pansen- und großen Leberegeln (JONES et al., 2017a). Hohe EpG bei *C. daubneyi* gingen gleichzeitig mit niedrigen EpG bei *F. hepatica* einher und andersherum. Diese negative Korrelation war jedoch nur bei den untersuchten Rinderherden signifikant. In Irland wurde bei 40,0 % der mit *F. hepatica* befallenen Schafherden (n=140) auch eine Infektion mit *C. daubneyi* festgestellt (MUNITA et al., 2019). Als Risikofaktoren für eine Mischinfektion beider Trematoden galten u. a. eine Behandlung mit Triclabendazol sowie das Auftreten einer klinischen Fasciolose. Bei 7,8 % aller auf Pansenegel positiv getesteten Schafe in den Niederlanden bestand eine Co-Infektion mit *F. hepatica* (PLOEGER et al., 2017). Wenn *F. hepatica*-Eier im Kot gefunden wurden, war die Wahrscheinlichkeit hoch, auch Pansenegeler aufzufinden. Diese positive Korrelation wurde auch von SARGISON et al. (2016) beschrieben. Auch in Italien wurde eine hohe, positive Korrelation zwischen dem Auftreten von *F. hepatica* und *C. daubneyi* beschrieben (BIGGERI et al., 2007).

In Frankreich beobachteten MAGE et al. (2002) bei Rindern einen deutlichen Anstieg der Pansenegelinfektionen bei gleichzeitigem Rückgang der Fasciolose-Prävalenzen. Dies begründeten sie damit, dass die Bekämpfung der Fasciolose zugenommen hat und sich *C. daubneyi* dadurch im Zwischenwirt vermehrt etablieren konnte.

Mischinfektionen im Zwischenwirt sind eher selten (DEGUEURCE et al., 1999; ABROUS et al., 2000; MARTÍNEZ-IBEAS et al., 2013; JONES et al., 2015; KÜCHLER, 2021). *G. truncatula* weist deutlich häufiger entweder Infektionen mit *F. hepatica* oder mit *C. daubneyi* auf (ABROUS et al., 2000). Kommen beide Arten gemeinsam in ihrem Zwischenwirt vor, so dominiert in der Regel eine der beiden Spezies. Diese bringt dann deutlich mehr reife Zerkarien hervor als ihre Konkurrenz (RONDELAUD et al., 2007). Bei einer Mischinfektion findet die wellenförmige Ausscheidung der Zerkarien beider Trematodenarten zum gleichen Zeitpunkt statt (VIGNOLES et al., 2017). IGLESIAS-

PIÑEIRO et al. (2016) beschreiben eine positive Korrelation zwischen der Schneckengröße und einer Infektion mit *F. hepatica* und umgekehrt für *C. daubneyi*. Eine Infektion mit *F. hepatica* ist umso wahrscheinlicher, je größer die Schnecke ist. Einige Trematoden sind in der Lage ihren Zwischenwirt zu kastrieren. Dieser wird dadurch größer und kann mehr Parasiten beherbergen (WILSON & DENISON, 1980). Die geringere Schneckengröße bei *C. daubneyi*-Infektionen wird damit begründet, dass die Pansenegellarven die Entwicklung von *G. truncatula* hemmen. Ebenfalls wird eine altersabhängige Resistenz der Schnecke gegenüber *C. daubneyi* diskutiert (DAR et al., 2015; IGLESIAS-PIÑEIRO et al., 2016).

Die Lebensräume der Zwischenwirte von *C. daubneyi* und *D. dendriticum* unterscheiden sich stark. Während die Calicophoronose meist in feuchten Regionen auftritt, kommt die Dicrocoeliose eher in trockenen und warmen Regionen mit kalkhaltigen oder alkalischen Böden vor, abhängig von der als Zwischenwirt fungierenden Schneckenart werden aber auch mäßig feuchte Biotope bevorzugt (CHARTIER & RECHE, 1992; OTRANTO & TRAVERSA, 2003; DÍAZ et al., 2007a; ARIAS et al., 2011; DEPLAZES et al., 2021a). Aufgrund dessen sind durchaus auch Mischinfektionen von *D. dendriticum* mit *C. daubneyi* und *F. hepatica* möglich. Berichte über Co-Infektionen von *F. hepatica* und *D. dendriticum* im Endwirt sind bekannt (CRINGOLI et al., 2002; THEODOROPOULOS et al., 2002; SCHWEIZER et al., 2003; GOZ et al., 2014). Bei einer Schlachttierstudie in Nordportugal und im Nordwesten Spaniens waren 1 % der untersuchten Rinder gleichzeitig mit *F. hepatica*, *C. daubneyi* und *D. dendriticum* infiziert (ARIAS et al., 2011).

5. Mögliche Risikofaktoren für die Paramphistomidose

Einflussfaktoren auf das Auftreten von Pansenegelinfectionen sind v. a. auf die jeweils untersuchten Regionen anzuwenden. Sie lassen sich nicht verallgemeinern.

Risikofaktoren für das Vorkommen von *C. daubneyi* waren laut einer britischen Studie von JONES et al. (2017a) längere Sonnenscheindauer, größere Herden, regelmäßige Behandlungen gegen *F. hepatica*, bestimmte Weidetypen (Vorkommen von Bächen und Moorland) sowie Ollerenshaw-Index-Werte (s. u.). Längere Sonnenstunden begünstigen das Schlüpfen der Pansenegelleier. Größere Herden erhöhen die Menge der ausgeschiedenen Eier und somit die Neuinfektion innerhalb der Herde. Zudem besteht bei größeren Herden ein höheres Risiko, sich infizierte Tiere durch Zukauf einzuschleppen. Der Ollerenshaw-Index ist ein Wert, der zur Vorhersage von *F. hepatica*-

Risikogebieten (v. a. in Großbritannien) berechnet wird. Er errechnet sich aus den Niederschlags- und Verdunstungsmengen (mm/Monat) sowie der Anzahl an Regentagen pro Monat. Je höher die Werte, desto höher das Risiko (OLLERENSHAW & ROWLANDS, 1959; HALIMI et al., 2015). In einer neueren Studie wurden diese Ergebnisse z. T. bestätigt (JONES et al., 2021). So beeinflussen höhere Niederschläge im Sommer und wärmere Temperaturen im Winter das Vorkommen von Pansenegelinfectionen bei Schafen positiv. Daneben waren die Prävalenzen im Land ebenfalls höher in Gebieten mit einer höheren Schaf- bzw. Rinderdichte und wenn im Vorjahr Paramphistomidose-Fälle auftraten. Gleichzeitig war statistisch signifikant, dass es bei geringeren Niederschlägen im Sommer und geringeren Temperaturen im Winter zum Fehlen von Pansenegelinfectionen kam. Das Vorkommen des großen Leberegels korrelierte ebenfalls positiv mit vermehrten Niederschlägen und Regentagen im Sommer und Fasciolose im Vorjahr. Vermehrter Niederschlag wurde in weiteren Studien als Risikofaktor für das Vorkommen von Pansenegelinfectionen erwähnt (ROLFE et al., 1991; DÍAZ et al., 2007b; NARANJO-LUCENA et al., 2018). Demgegenüber steht die spanische Studie von DÍAZ et al. (2007a), in der höhere Prävalenzen bei weniger Niederschlag festgestellt wurden. Dieses Ergebnis war jedoch statistisch nicht signifikant. In einer Feldstudie mit Rindern im Nordwesten Spaniens wurden Mai, Juni, November und Dezember als Risikomonate für eine *C. daubneyi*-Infektion ermittelt (DÍAZ et al., 2007b).

In Irland waren Schafherden, die im Flachland weiden, stärker betroffen als Herden in Bergregionen. Tiere der Rasse Suffolk wiesen höhere EpG auf als andere Rassen. Als weiterer Risikofaktor galt die gemeinsame Weidenutzung v. a. mit Rindern (MARTÍNEZ-IBEAS et al., 2016).

In Italien wurde das Vorkommen von *C. daubneyi* durch Moore und Heidegebiete, Koniferenwälder, die Anwesenheit von Quellen, Bächen und Flüssen auf Weidegebieten sowie Höhenlagen zwischen 500 und 1.000 Höhenmetern begünstigt (CRINGOLI et al., 2004a). Ein Vorhersagemodell für *C. daubneyi*-Infektionen beruht auf der Eignung bestimmter Umweltbedingungen. Dazu gehören lehmige Böden, Anwesenheit von Rinnsalen und Bächen und Höhenlagen zwischen 500 und 1.500 Höhenmetern (BOSCO et al., 2021).

In Irland wurden höhere Prävalenzen bei koproskopischen Untersuchungen in den regenreicheren Wintermonaten ermittelt (TOOLAN et al., 2015; NARANJO-LUCENA et al., 2018).

Die intestinale Paramphistomidose wurde in Ungarn und Irland v. a. nach starken Regenfällen bei Temperaturen ab 15 °C beobachtet. Dies sind optimale Bedingungen für das Schlüpfen der Mirazidien, die Schneckenvermehrung und die larvale Entwicklung im Zwischenwirt (BORAY, 1959; TOOLAN et al., 2015). Hingegen beschreibt DE WAAL (2010) aus Großbritannien, dass Erkrankungen häufig in den trockeneren Monaten beobachtet wurden, da durch das Absinken des Wassers die mit Metazerkarien behafteten Gräser frei werden.

6. Schaf- und Ziegenhaltung in Deutschland, Bayern und Niedersachsen

Die Anzahl der bundesweiten Viehbestände wird alle zehn Jahre über die Landwirtschaftszählung erfasst. In dieser werden die Ergebnisse der Agrarstrukturerhebung berücksichtigt, die alle drei bis vier Jahre stattfindet. Im Vergleich von 2010 zu 2020 ist die Tendenz der Gesamtzahl der Schafbetriebe und die der gehaltenen Schafe rückläufig. Gleichzeitig zeigt sich ein leichter Rückgang der Ziegenbetriebe, jedoch mit zunehmender Betriebsgröße (Tabelle 3 im Anhang) (STATISTISCHES BUNDESAMT [DESTATIS], 2011, 2021b). Laut Agrarstrukturerhebung 2016 ist Bayern das Bundesland mit den meisten Schafbetrieben in Deutschland. Niedersachsen steht bei der Anzahl der Schafbetriebe und der Anzahl der Schafe an vierter Stelle im bundesweiten Ranking. Bayern ist ebenfalls das ziegenreichste Bundesland. Niedersachsen liegt bundesweit auf Platz drei (Tabelle 4 und Tabelle 5 im Anhang). Die Aufteilung der Betriebe nach Herdengröße ist in Tabelle 6 und Tabelle 7 im Anhang beschrieben (STATISTISCHES BUNDESAMT [DESTATIS], 2017b).

III. PUBLIKATION

Rumen and Liver Fluke Infections in Sheep and Goats in Northern and Southern Germany

Uta Alstedt¹, Katja Voigt¹, Miriam C. Jäger³, Gabriela Knubben-Schweizer¹,
Yury Zablotski¹, Christina Strube², and Christoph Wenzel¹

¹ Clinic for Ruminants with Ambulatory and Herd Health Services, Centre for Clinical Veterinary Medicine, Ludwig-Maximilians-Universität München, 85764 Oberschleissheim, Germany

² Institute for Parasitology, Centre for Infection Medicine, University of Veterinary Medicine Hannover, 30559 Hannover, Germany

³ Labor ParaDocs, 85737 Ismaning, Germany

MDPI *Animals* 2022, 12, 876. <https://doi.org/10.3390/ani12070876>

Rumen and Liver Fluke Infections in Sheep and Goats in Northern and Southern Germany

Uta Alstedt ¹, Katja Voigt ¹, Miriam C. Jäger ³, Gabriela Knubben-Schweizer ¹, Yury Zablotski ¹, Christina Strube ², and Christoph Wenzel ^{1,*}

¹ Clinic for Ruminants with Ambulatory and Herd Health Services, Centre for Clinical Veterinary Medicine, Ludwig-Maximilians-Universität München, 85764 Oberschleissheim, Germany; uta_alstedt@yahoo.de (U.A.); katja.voigt@lmu.de (K.V.); gknubben@med.vetmed.uni-muenchen.de (G.K.-S.); Y.Zablotski@med.vetmed.uni-muenchen.de (Y.Z.)

² Labor ParaDocs, 85737 Ismaning, Germany; m.jaeger@laborparadocs.de

³ Institute for Parasitology, Centre for Infection Medicine, University of Veterinary Medicine Hannover, 30559 Hannover, Germany; Christina.Strube@tiho-hannover.de

* Correspondence: c.wenzel@lmu.de



Citation: Alstedt, U.; Voigt, K.; Jäger, M.C.; Knubben-Schweizer, G.; Zablotski, Y.; Strube, C.; Wenzel, C. Rumen and Liver Fluke Infections in Sheep and Goats in Northern and Southern Germany. *Animals* 2022, 12, 876. <https://doi.org/10.3390/ani12070876>

Academic Editors:
Daniel Gutiérrez-Expósito and
María Martínez-Valladares

Received: 17 February 2022
Accepted: 29 March 2022
Published: 30 March 2022

Publisher's Note: MDPI stays neutral with regard to jurisdictional claims in published maps and institutional affiliations.



Copyright: © 2022 by the authors. Licensee MDPI, Basel, Switzerland. This article is an open access article distributed under the terms and conditions of the Creative Commons Attribution (CC BY) license (<https://creativecommons.org/licenses/by/4.0/>).

Simple Summary: Little is known about the distribution of rumen and liver flukes in sheep and goats in Germany or about the occurring rumen fluke species. These fluke infections can be detected by the parasite's eggs in the host animal's feces. Therefore, fecal samples from 223 sheep farms and 143 goat farms from northern and southern Germany were examined. The eggs of rumen flukes were detected on 2.2% of the samples, the eggs of common liver flukes on 2.7%, and the eggs of small liver flukes on 21.1% of the examined sheep farms. The rumen flukes were identified as the emerging species *Calicophoron daubneyi*. No rumen fluke eggs were detected on any of the goat farm samples, but common and small liver fluke eggs were detected in 5.6% and 7.0% of the goat herds, respectively. Differences in the geographical distribution of rumen and liver flukes between and within the two regions were identified. Rumen flukes were more frequently found in the north, while the two liver fluke species were more frequently found in the south of Germany. Sheep sharing the pasture with other ruminants were more likely to be infected with rumen flukes.

Abstract: Paramphistomidosis has recently been identified as an emerging parasitosis in Europe. This study estimated the prevalence of rumen flukes, *Fasciola hepatica* and *Dicrocoelium dendriticum*, in small ruminants in Germany and identified occurring rumen fluke species and potential predictors for fluke infections. Pooled fecal samples from 223 sheep farms and 143 goat farms in northern and southern Germany were examined by the sedimentation technique, and molecular species identification was performed on rumen-fluke-positive samples. In sheep, a flock prevalence of 2.2% was detected for rumen flukes. *Calicophoron daubneyi* was identified on four of five positive farms, while species identification failed in one flock. No rumen fluke eggs were detected in the examined goat herds. *F. hepatica* eggs were detected in 2.7% of the sheep flocks, while the herd prevalence was 5.6% in goats. Higher prevalence values of 21.1% (sheep) and 7.0% (goats) were observed for *D. dendriticum*. Mixed grazing with other ruminants and previously identified infections with rumen flukes and/or *F. hepatica* were identified as predictors for paramphistomidosis. The distribution of the three trematode species followed a geographical pattern associated with conditions favoring the relevant intermediate hosts. *C. daubneyi* is an established parasite in German sheep at a currently low prevalence.

Keywords: paramphistomidosis; rumen flukes; *Calicophoron daubneyi*; fasciolosis; *Fasciola hepatica*; dicrocoeliosis; *Dicrocoelium dendriticum*; trematodes; small ruminants; risk factors

1. Introduction

While infections with *Fasciola hepatica* (common liver fluke) and *Dicrocoelium dendriticum* (small liver fluke, lancet fluke) are well-established in European small ruminant flocks [1], paramphistomes (rumen flukes) and particularly *Calicophoron daubneyi* are increasingly being diagnosed in a variety of European countries. High rumen fluke prevalence was originally mostly reported in (sub)tropical regions [2–4]. Paramphistomidosis has thus been considered an emerging parasitic disease in Europe [5], and species identification revealed *C. daubneyi* as the dominant rumen fluke species in European cattle, sheep, and goats in the last fifteen years. In contrast, the other rumen fluke species recently reported in Europe, *Paramphistomum leydeni*, has only rarely been detected in cattle, sheep, and wild ruminants [5–10].

Rumen flukes have a diheteroxenous life cycle similar to *F. hepatica*. Both need airbreathing freshwater snails for their development [11]. *F. hepatica* and *C. daubneyi* share the same intermediate host, the amphibious snail *Galba truncatula* [12]. Hence, co-infections in the intermediate and final hosts are possible [13,14]. Favorable primary habitats of *G. truncatula* are drainage ditches, ponds, and the watersides of slow-moving streams [15,16]. The final hosts of rumen flukes are domestic and wild ruminants [17], as well as newworld camelids [18]. Infection follows the ingestion of encysted metacercariae on plants or floating metacercariae in water [19]. Rumen fluke metacercariae excyst in the small intestine, followed by retrograde migration towards the rumen [20,21], where they mature into adults and start egg production. Intestinal paramphistomidosis may cause clinical signs such as diarrhea, weight loss, submandibular oedema, and even death of the animals [22–24], while the ruminal phase is usually clinically inapparent. Atrophy of the ruminal papillae can, however, be seen in postmortem examinations [25].

F. hepatica is a well-known trematode, which causes severe clinical disease and production loss in the livestock industry across Europe [26,27]. Following the ingestion of encysted metacercariae, the life cycle includes an abdominal and hepatic migration of juvenile flukes before the adults settle in the bile ducts [28]. The disease can be (sub)acute, involving reduced feed intake, lethargy, anemia, and sudden death [27]. Chronic fasciolosis is often associated with weight loss, reduced wool quality and milk production, anemia, submandibular oedema, and ascites [27,29]. Both forms can also be associated with secondary reproductive failure [30,31].

D. dendriticum has a triheteroxenous life cycle including terrestrial snails as the first and ant species as the second intermediate host. Dicrocoeliosis is mostly prevalent in areas with dry pastures that favor the development of the intermediate hosts [32]. However, these parasites are also found in regions with high precipitation, due to both the large variety of terrestrial snail species serving as first intermediate hosts, and the ubiquitous occurrence of ants [33]. The final hosts are infected by ingestion of metacercariae-carrying ants. Excysted metacercariae migrate from the small intestine via the ductus choledochus into the hepatic bile ducts and the gall bladder [28]. The relevance of dicrocoeliosis is often underestimated due to its often subclinical course in domestic ruminants, and because clinical signs can be masked by other parasitic infections [1,34]. Infection, therefore, often remains untreated. However, the importance of dicrocoeliosis for sheep health has recently been highlighted [35], and it is assumed that the infection results in production losses [36].

Final hosts of both liver fluke species are ruminants, new world camelids, horses, pigs and other mammals [28]. Both have zoonotic potential following ingestion of metacercariae [37].

Increasing rumen fluke prevalence has been observed for cattle and sheep in Europe in recent years. Reported flock prevalence values for sheep were highly variable between different studies and regions and ranged from 7.9% in southern Italy to 77.3% in Ireland [8,38]. Only three studies so far have detected rumen fluke infections in European goats. Published reports of rumen fluke infections in German sheep or goats

are rare. Table 1 provides a detailed overview on rumen fluke prevalence or observed infections in sheep and goats in various European countries on a flock or individual animal level. Common liver fluke and lancet fluke infections have been long established in Europe, but prevalence studies from Germany in particular are rare, with previous studies limited to low flock or animal numbers, certain regions, or specific farm types. To provide a European context, Table 2 and **Table 3** show literature reviews of reported prevalence values or observed infections for *F. hepatica* and *D. dendriticum*, respectively, in both small ruminant species across Europe.

Table 1: Reported occurrence of rumen fluke infections in small ruminants in Europe specifying the number of flocks (a) or number of individual animals (b) examined, and diagnostic methods used.

(a)	Country (Region)	Host species	Method	Percentage of positive flocks (n)	Species (Identification method)	Reference
	Ireland	Sheep	FEC	77.3% (304)	<i>C. daubneyi</i> , <i>P. leydeni</i> (MOL)	[8]
	United Kingdom (Wales)	Sheep	FEC	42.0% (90)	<i>C. daubneyi</i> (MOL)	[39]
	Italy (Apennines)	Sheep	FEC	16.2% (197)	<i>C. daubneyi</i> (n. s.)	[40]
	Italy (Basilicata)	Sheep	FEC	7.9% (682)	<i>C. daubneyi</i> (n. s.)	[38]
		Goats	FEC	2.7% (73)	<i>C. daubneyi</i> (n. s.)	[38]
	The Netherlands	Sheep	FEC	8.0% (489)	not identified	[10]
	Germany	Goats	FEC	2.1% (48)	not identified	[41]
(b)	Country (Region)	Host species	Method	Percentage of positive individuals (n)	Species (Identification method)	Reference
	The Netherlands	Sheep	PM	4.9% (41)	<i>C. daubneyi</i> (MOL)	[10]
	Spain (Galicia)	Sheep	FEC	0.7% (1,697)	not identified	[42]
		Goats	FEC	0.0% (103)	not identified	[42]
	France (Quercy)	Goats	PM	11.5% (26)	<i>C. daubneyi</i> (HIS)	[43]
	Germany (Schleswig-Holstein)	Sheep	FEC	3.8% (474)	<i>C. daubneyi</i> (MOL)	[44]

Abbreviations: FEC, faecal egg counts / coproscopical methods; PM, post mortem examination / abattoir study; MOL, molecular species identification; HIS, histological species identification; n, number of examined farms / individuals; n. s., not specified.

Potential risk factors for patent rumen fluke infections were studied across various regions and countries. A Welsh study including sheep and cattle identified more sunshine hours, regular treatment against *F. hepatica*, higher Ollerenshaw-indexes (a score to predict the appearance of *F. hepatica* based on the amount of precipitation, evaporation, and rainy days per month), larger herd sizes, the presence of streams, boggy habitats, and higher precipitation during the summer as positive predictors for infections with *C. daubneyi*. Lower winter temperatures and lower rainfall during the summer were identified as negative predictors [39,52]. In Ireland, sheep grazing on lowland pastures were more likely to be infected with rumen flukes than sheep grazing on mountain pastures. Furthermore, sheep sharing the pasture with other livestock, mostly cattle, had a higher risk of infection [8]. Other Irish studies showed that higher prevalence was detected during the rainy winter months [53,54]. The presence of streams and springs on the pasture was also identified as a risk factor in southern Italy [40]. In a different Italian study, an altitude of 500 to 1500 m was identified as a positive predictor, in addition to the presence of streams and brooks [38].

There is currently only limited data available on the prevalence of trematode infections in small ruminants in Germany. The detection of rumen fluke infections, in particular, has so far been limited to anecdotal evidence and two publications identifying individual positive farms in the federal state of Schleswig-Holstein [41,44]. The more widespread occurrence and distribution of *F. hepatica*, which shares its

intermediate host with *C. daubneyi*, as well as recent findings of rumen fluke infections in German cattle [6], led to the assumption that paramphistomidosis may also be spreading in small ruminant flocks in Germany. The present study was therefore conducted to estimate a flock/herd prevalence of paramphistomidosis in participating northern and southern German sheep and goat farms from the federal states of Lower Saxony and Bavaria using fecal examination to identify the rumen fluke species involved and to concurrently record the prevalence of *F. hepatica* and *D. dendriticum*. In addition, it aimed to determine the potential risk factors associated with the occurrence of the three trematodes on the examined farms.

Table 2: Reported occurrence of *F. hepatica* infections in small ruminants in Europe specifying the number of flocks (a) or number of individual animals (b) examined, and diagnostic methods used.

(a)	Country (Region)	Host species	Method	Percentage of positive flocks (n)	Reference
	Ireland	Sheep	FEC	45.9% (305)	[14]
	Ireland	Sheep	FEC	61.6% (73)	[45]
	United Kingdom (Wales)	Sheep	FEC	54.0% (90)	[39]
	The Netherlands	Sheep	FEC	49.3% (489)	[10]
	Spain (Castilla y León)	Sheep	FEC	59.3% (110)	[46]
	Italy	Sheep	FEC	7.9% (89)	[45]
	Switzerland	Sheep	FEC	4.0% (199)	[45]
	Greece (Thessaly)	Sheep	COPRO	20.0% (40)	[47]
		Sheep	SERO	85.0% (40)	[47]
		Goats	COPRO	12.0% (34)	[47]
		Goats	SERO	70.1% (34)	[47]
	France (Poitou-Charentes)	Goats	FEC, PM	5.7% (81)	[32]
	Germany	Goats	FEC	2.1% (48)	[41]
	Germany (Bavaria)	Goats	FEC	10.8% (37)	[48]
(b)	Country (Region)	Host species	Method	Percentage of positive individuals (n)	Reference
	Spain (Galicia)	Sheep	FEC	6.1% (1,697)	[42]
		Goats	FEC	0.0% (103)	[42]
	Greece (Thessaly)	Sheep	COPRO	11.3% (346)	[47]
		Sheep	SERO	47.3% (499)	[47]
		Goats	COPRO	3.8% (234)	[47]
		Goats	SERO	15.9% (372)	[47]
	Poland	Sheep	PM	4.7% (175,160)	[49]
	Germany	Sheep	FEC	5.1% (374)	[50]
	(diagnostic samples, mostly northern & western Germany)	Goats	FEC	0.0% (98)	[50]
	Germany (Schleswig-Holstein)	Sheep	FEC	13.3% (474)	[44]

Abbreviations: FEC, faecal egg counts / coproscopical methods; COPRO, Coproantigen Test; SERO, Serology; PM, post mortem examination / abattoir study; n, number of examined farms / individuals; n. s., not specified.

Table 3: Reported occurrence of *D. dendriticum* infections in small ruminants in Europe specifying the number of flocks (a) or number of individual animals (b) examined, and diagnostic methods used.

(a)	Country (Region)	Host species	Method	Percentage of positive flocks (n)	Reference
	Italy (Sardinia)	Sheep	FEC	51.1% (190)	[35]
	France (Poitou-Charentes)	Goats	FEC, PM	20.0% (81)	[32]
	Spain (Region of Murcia)	Goats	FEC	5.9% (84)	[51]
		Goats	PM	20.2% (84)	[51]
	Germany	Goats	FEC	2.1% (48)	[41]
(b)	Country (Region)	Host species	Method	Percentage of positive individuals (n)	Reference
	Spain (Galicia)	Sheep	FEC	0.8% (1,697)	[42]
		Goats	FEC	0.0% (103)	[42]
	Germany (diagnostic samples, mostly northern & western Germany)	Sheep	FEC	0.3% (374)	[50]
		Goats	FEC	0.0% (98)	[50]

Abbreviations: FEC, faecal egg counts / coproscopical methods; PM, post mortem examination / abattoir study; n, number of examined farms / individuals; n. s., not specified.

2. Materials and Methods

2.1 Sample Population and Sample Collection

This study was undertaken between July 2019 and April 2021. The federal states of Bavaria and Lower Saxony were chosen because they are the two largest federal states and together amount to a third of the total area of Germany, with large sheep and goat populations in both regions. More than a third of the sheep and goat farms in Germany are situated in these two federal states [55]. Bavaria, followed by Lower Saxony, has the highest percentage of farmland of all 16 German federal states [56]. Both states vary geographically and climatically. Bavaria is located in southern Germany, and, while its northern part is relatively dry, the southern part includes some of the regions with the highest precipitation levels recorded in Germany and reaches into mountainous, Alpine areas. Lower Saxony is located in northern Germany between the North Sea to the northwest and a low mountain range at its southeastern border.

The planned sample size (number of farms) for a robust statistical analysis was calculated [57,58] based on the number of sheep and goat farms in the two regions and an assumption of a low rumen fluke prevalence of approximately 5% in both species. This was based on recent studies in German cattle [6,59,60] and little or no findings in sheep and goats in previous studies [41,48,50]. To achieve a 95% confidence level and a precision of 5% for a sheep population of 5140 Bavarian flocks and 2167 Lower Saxonian flocks [55], the calculated sample size was 72 and 71 sheep flocks, respectively. For a goat population of 3041 herds in Bavaria and 770 herds in Lower Saxony, the calculated sample size was 72 and 67 goat herds, respectively.

Diagnostic sample submissions for routine health monitoring were used. The farm selection was, therefore, based on voluntary participation. In return for consent being given for their samples and information being used in the study, additional coproscopical examination for gastrointestinal nematodes was offered to the participants free of charge (results not shown). The samples were submitted by veterinarians, local animal health services, or the farmers themselves following advertisements via veterinary organizations, regional and national breeding associations, and professional journals. Inclusion criteria for the participation of farms were (a) location in Bavaria or Lower Saxony, (b) access to pasture (at least temporarily), and (c) age of the sampled animals >3 months. For participating farms, the minimum

flock size was set at 15 animals. Difficulties in recruiting sufficient goat herds, particularly in Lower Saxony, led to the inclusion of smaller herds with less than 15 eligible animals. The minimum herd size was thus set at three eligible animals for goats.

Interested farmers or their veterinarians were sent a sampling kit, which contained three sample containers, a pair of gloves, an instruction sheet, a questionnaire, and a pre-paid, pre-addressed return label for sample delivery to the Clinic for Ruminants, Ludwig-Maximilians-Universität München, Germany. The sheep farmers were asked to submit three pooled samples, each from five different sheep. Sampling criteria were identical for larger goat herds. In herds with less than 15 eligible goats each animal was sampled and a minimum of three individual fecal samples was set per sample pool.

2.2 Coproscopical Examination for Fluke Eggs

To detect patent fluke infections each pooled sample was examined individually by a sedimentation technique according to Deplazes et al. [61]. Feces from each container were homogenized prior to examination using a combined spatula-spoon. An average amount of 9.9 g feces was used, ranging from 1 to 10 g depending on the amount of material submitted. This amount was further homogenized using a spoon, mixed with water, and washed through a 1500 µm mesh sieve into a 500 mL glass beaker using cold tap water. The supernatant was decanted after 15 min of sedimentation. This process was repeated until the supernatant was clear. The sediment was carefully resuspended and poured through a 300 µm mesh sieve into a petri dish. The whole sediment was then transferred successively into a counting dish, and all trematode eggs were counted using a stereomicroscope (Labophot-2, Nikon, Japan). A flock was defined as positive if at least one egg of the respective trematode species was detected in any of the examined samples. Liver and rumen fluke eggs were differentiated by color and size [34,62]. The eggs were counted and the egg counts were classified semi-quantitatively as “low” (1–10 eggs), “medium” (11–30 eggs), and “high” (>30 eggs). For rumen and common liver fluke eggs, the results were also assessed quantitatively by dividing the number of fluke eggs counted by the fecal weight to calculate the eggs per gram feces (epg). The numbers of lancet fluke eggs were counted until 31 eggs per sediment was reached. Each sample containing more than 30 *D. dendriticum* eggs was classified semi-quantitatively as “high” without further counting.

2.3 Molecular Species Identification

Rumen fluke eggs isolated from the sediment were incubated with 90 µL DirectPCR® Lysis Reagent Cell (Peqlab, Erlangen, Germany) and 10 µL Proteinase K (Peqlab, Germany) for 16 h at 55 °C, followed by 45 min at 85 °C to isolate genomic DNA. The subsequent PCR amplified the ITS-2 region and flanking 5.8S and 28S rDNA sequences. The primers ITS-2For (5′TGTGTCGATGAAGAGCGCAG 3′) and ITS-2Rev (5′TGGTTAGTTTCTTTTCTCCGC 3′) were used [8,63]. The reaction was carried out in a 50 µL reaction containing 0.5 µL HOT FIREPol® DNA Polymerase (5 U/µL) (Solis BioDyne, Tartu, Estonia), 5 µL buffer B (10×), 1 µL dNTP (10 mM each), 3 µL MgCl₂ (25 mM), 1 µL of each primer, 28.5 µL double-distilled water, and 10 µL of the extracted DNA. The thermocycling conditions were an initial denaturation at 95 °C for 15 min, followed by 40 cycles at 95 °C for 30 s, 53 °C for 1 min, 72 °C for 45 s, and a final elongation at 72 °C for 10 min. The PCR products were separated on a 1% agarose gel and subsequently Sanger-sequenced (SeqLab Sequence Laboratories Göttingen, Germany). Obtained nucleotide sequences were compared to published sequences in the NCBI GenBank database [59]. No molecular species identification was performed for liver fluke eggs, as *F. hepatica* and *D. dendriticum* are the only occurring species in Europe, and egg morphology is thus sufficient for reliable identification [1,28].

2.4 Questionnaire

Data on farm management and farm structure were collected by questionnaire. The multiple-choice survey was based on 11 semi-closed questions about (a) farm location as identified by the post code, (b) farm management: flock size, flock purpose,

and grazing management, (c) detailed information on pasture including potential intermediate host habitats and shared pastures with other livestock, and (d) previous coproscopic results, last anthelmintic treatment, and type of anthelmintic product used.

2.5 Statistical Analyses

The replies to the questionnaire were coded, entered, and sorted using Microsoft Excel 2019 (Microsoft Corporation, Redmond, WA, USA). The statistical analyses were performed in R version 4.0.3. (The R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria) [64]. The 95% confidence intervals (CI) for the prevalence values of patent rumen and liver fluke infections were calculated using the Wald-test. The Chi Square test was used to study the association between the small ruminant species and the use of fasciolicides, and between the two federal states and the use of fasciolicides. Simple logistic regressions were performed to study the influence of different predictors (species; federal state; potential habitat for *G. truncaatula* (for rumen and common liver fluke); dry pastures (for *D. dendriticum*); other potential final hosts on the farm; and previous coproscopic results) on the occurrence of patent rumen or liver fluke infections on the farms. For statistical analyses, other livestock was categorized as “ruminants”, “equids”, and “camelids”. Camelids were subsequently excluded from the statistical analysis due to low case numbers. Pastures containing a ditch, stream, or pond or described as (temporarily) wet were assumed to contain a possible habitat for *G. truncaatula*. Prior infections with rumen and/or common liver flukes were summarized as “prior infections with *G. truncaatula*-dependent trematodes”. *p*-values ≤ 0.05 were considered statistically significant.

3. Results

3.1 Descriptive Analysis

A total of 223 sheep flocks ($n = 666$ pooled samples) and 143 goat herds ($n = 392$ pooled samples) were included in the study. Farms that provided less than the requested number of pooled samples were also included in the final analysis ($n = 3$ sheep and $n = 3$ goat farms). Three sheep farmers only collected two pooled samples of a total of 10 sheep instead of the requested three pools from 15 animals. Two goat keepers provided only one pooled sample, and another provided only two instead of three. Therefore, a total of 220 sheep (98.7%) and 140 goat farmers (97.9%) complied with the sampling instructions. Participation exceeded the planned sample size in Bavaria, with 144 participating sheep farms and 80 goat farms. From Lower Saxony, the planned sample size was met for sheep flocks ($n = 79$) but narrowly missed by four farms for goats ($n = 63$). Of the 143 goat farmers, 37 (25.9%) kept less than fifteen eligible goats.

The participating farms showed a great variety regarding farm type, flock size, and breed. The flock or herd size was categorized based on the number of breeding ewes or adult female goats as “3–15”, “16–50”, “51–200”, “201–500”, “501–800” and “>801”. The majority of participating sheep flocks (36.8%) kept between 16 and 50 ewes, and the flock size ranged from 5 to 1700 ewes. For goats, the predominant herd size was 3–15 does (44.5%), with a minimum of three and a maximum of 280. Forty-seven different sheep breeds were kept on the examined farms. Merino and Merino crosses (23.9%) were the predominant breed, followed by German Blackhead Mutton and their crosses (10.9%). Within the 18 different goat breeds, Alpine Goats and their crosses (25.8%) were the most frequent breeds, followed by Boer Goats and their crosses (18.5%) and Saanen Goats (17.4%).

Over 80% of both species were kept for agricultural purposes, with the other purposes including pedigree breeding, hobby flocks, and zoos (Table 4). Sheep were most commonly grazed in a rotational pasture system (52.6%), whilst the majority of goats were grazed on permanent pastures (38.0%). Grazing systems for sheep also included permanent (12.5%) and strip-grazed pastures (14.9%), migratory flocks (10.4%), and stationary shepherding systems (9.7%). Goats were also kept on rotational

pastures (37.0%), strip-grazed pastures (18.8%), in migratory herds (2.6%), stationary shepherding systems (1.6%), and on community pastures (2.1%).

Table 4. Patent rumen and liver fluke infections on Bavarian and Lower Saxonian sheep (n=223) and goat farms (n=143) in relation to the purpose of animal husbandry.

Purpose of animal husbandry	Total		Negative		Rumen Flukes ¹		<i>F. hepatica</i> ¹		<i>D. dendriticum</i>	
	Sheep	Goat	Sheep	Goat	Sheep	Goat	Sheep	Goat	Sheep	Goat
<u>Agricultural purposes</u>										
Meat production ²	160	26	117	21	5	0	4	2	35	3
Dairy production ²	3	54	1	48	0	0	1	4	1	2
Meat and dairy production ²	4	13	4	12	0	0	0	1	0	0
Wool production	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0
Landscaping only	18	20	12	16	0	0	0	1	6	3
<u>Other purposes</u>										
Pedigree breeding ²	23	13	22	12	0	0	0	0	1	1
Hobby flock only	10	11	8	10	0	0	1	0	1	1
Zoo	4	4	1	4	0	0	0	0	3	0
Unspecified	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0

¹Co-infections included (n=1), ²Landscaping included.

Regarding pasture conditions, 52.5% of sheep and 44.1% of goat farmers indicated having (temporarily) wet pastures. The remaining farms were assumed to be dry. In addition, 9.4% of sheep and 4.9% of goat pastures which were not declared as (temporarily) wet contained a ditch, pond, or stream. A potential habitat for *G. truncatula* was therefore present on 61.9% of all sheep farms (56.3% of Bavarian and 27.2% of Lower Saxonian farms) and on 49.0% of the goat farms (45.0% of Bavarian and 54.0% of Lower Saxonian goat farms) according to the questionnaire results. Of all the farms with a potential habitat for *G. truncatula* (sheep: *n* = 138; goats: *n* = 70), 58.7% (sheep) and 51.4% (goats) were located in Bavaria.

Pastures were shared with one or more other livestock species (ruminants, equids, camelids) on 17.9% of sheep farms and 38.5% of goat farms. Sheep pastures were co-grazed by goats (40.9%), cattle (34.1%), horses (20.5%), llamas (2.3%), and donkeys (2.3%), while other livestock species on goat pastures included horses (36.1%), sheep (32.8%), cattle (27.9%), llamas (1.6%), and donkeys (1.6%).

Rumen flukes or common liver flukes had not previously been diagnosed on the majority of the participating sheep farms (69.1%) and goat farms (79.0%). Fourteen sheep farmers and one goat farmer reported previously identified rumen fluke infections. Of these, both rumen and common liver fluke infections had been diagnosed in 12 sheep flocks. Past infections with *F. hepatica* (including the farms with both diagnoses) were known in 40 sheep and 13 goat farms. No information was available on previously diagnosed *D. dendriticum* infections.

Anthelmintic treatment(s) up to six months prior to sample submission had been carried out on 61.9% (138/223) of sheep and 51.7% (74/143) of goat farms. Five sheep and six goat farmers did not provide any information on anthelmintic treatments. The remaining farmers had not carried out any treatments during this time period, and their flocks were classified as “not dewormed”. This included 36.7% (82/223) of sheep farms and 44.1% (63/143) of goat farms. The difference in treatments between the two species was statistically significant (*p* = 0.007). Thirty-nine sheep farms (17.6%) had used fasciolicides (12 albendazole, 2 closantel, 16 closantel + mebendazole, 8 triclabendazole + moxidectin, and 1 triclabendazole). Fasciolicides had also been applied on 11 goat farms (7.7%) (6 albendazole, 1 closantel + mebendazole, 3 triclabendazole + moxidectin, and 1 triclabendazole). None of the farmers had carried out any specific treatments against rumen flukes in the past six months. Further anthelmintic treatments were targeted at gastrointestinal nematodes or cestodes on 97 sheep farms and 63 goat farms. The use of fasciolicides including albendazole was slightly more frequent in Lower

Saxony than in Bavaria (16.3% vs. 12.1%). This difference was, however, not statistically significant. An opposite trend was observed for the use of albendazole alone, the only anthelmintic drug effective (in increased dosage) against *D. dendriticum* (Lower Saxony: 3.5%, Bavaria: 5.8%). **Table 5** summarizes the recent anthelmintic treatments on farms with and without diagnosed trematode infections.

Table 5. Patent rumen and liver fluke infections on German sheep (n=223) and goat farms (n=143) related to recent anthelmintic treatment. Treatments carried out >6 months prior to sample collection were classified as “none”.

Anthelmintic treatment in sheep	Total	Negative	Rumen Flukes ¹	<i>F. hepatica</i> ¹	<i>D. dendriticum</i>
	n	n	n	n	n
Sheep					
None	82	59	2	3	18
Fasciolicides ²	39	34	0	0	5
Albendazole only ³	12	11	0	0	1
Other	97	71	1	3	21
Unspecified	5	2	0	0	3
Goats					
None	63	53	0	5	5
Fasciolicides ²	11	8	0	2	1
Albendazole only ³	6	5	0	0	1
Other	63	60	0	0	3
Unspecified	6	4	0	1	1

¹Co-infections included; ²use of different drugs including albendazole; ³effective (in increased dosage) against *D. dendriticum*.

3.2 Rumen and Liver Fluke Prevalence Values

The estimated prevalence of patent rumen fluke infections in sheep flocks was 2.2% in the two investigated German federal states (95% CI 0.3–4.2%, 5/223). A higher prevalence was observed in Lower Saxony (5.1%) compared to Bavaria (0.7%) (odds ratio (OR): 5.07; $p=0.076$). Details are presented in **Figure 1** and **Table 6**. No rumen fluke eggs were detected in goat herds in either of the two federal states. The prevalence of patent *F. hepatica* infections on the examined sheep farms and goat farms was estimated at 2.7% (95% CI 0.6–4.8%, 6/223) and 5.6% (95% CI 1.8–9.4%, 8/143), respectively, with no significant difference between the two regions for either species. Details are provided in **Figure 1** and **Figure 2**. Co-infection with rumen and common liver flukes was diagnosed on one sheep farm in Bavaria (0.45%, 95% CI 0.0–1.3%). For *D. dendriticum*, the prevalence of patent infections was estimated at 21.1% (95% CI 15.7–26.4%, 47/223) for sheep flocks and 7.0% (95% CI 2.8–11.2%, 10/143) for goat farms. Further details are provided in **Figure 2**. Sheep farms and goat farms in Lower Saxony had significantly lower odds of being infected with *D. dendriticum* than farms located in Bavaria. Detailed results are listed in **Table 6**. **Figure 3** shows the geographical distribution of patent infections with the three trematodes within the two federal states by administrative district.

Eight samples from five sheep farms were found to be positive for rumen fluke eggs. Seven of these contained up to 10 eggs (semi-quantitatively classified as low), while one sample was classified as medium quantity (11 eggs). The average rumen fluke egg count was 0.3 epg (range, 0.1–1.1 epg) in the positive samples. *F. hepatica* was identified in 15 samples from 14 farms. Again, the majority (14/15) of these contained only low egg numbers (sheep: 5 samples; goats: 9 samples), and only one sheep sample was categorized as medium quantity (22 eggs). The average egg count in positive *F. hepatica* samples was 0.5 epg (range, 0.1–2.2 epg) in ovine samples and 0.4 epg (range, 0.1–0.9 epg) in caprine samples. Of all samples positive for *D. dendriticum* eggs, 76.2% of ovine ($n = 74/97$) and all caprine samples contained low to medium quantities, and the eggs were counted completely. *D. dendriticum* egg counts were low in 50 sheep samples and

14 goat samples, while 28 ovine samples and two caprine samples contained up to 30 eggs (medium quantity). The average egg count in the goat samples was 0.5 ep_g (range, 0.1–1.3). The remaining 23.7% of sheep samples ($n = 23/97$) contained more than 30 eggs and were semi-quantitatively classified as “high”.

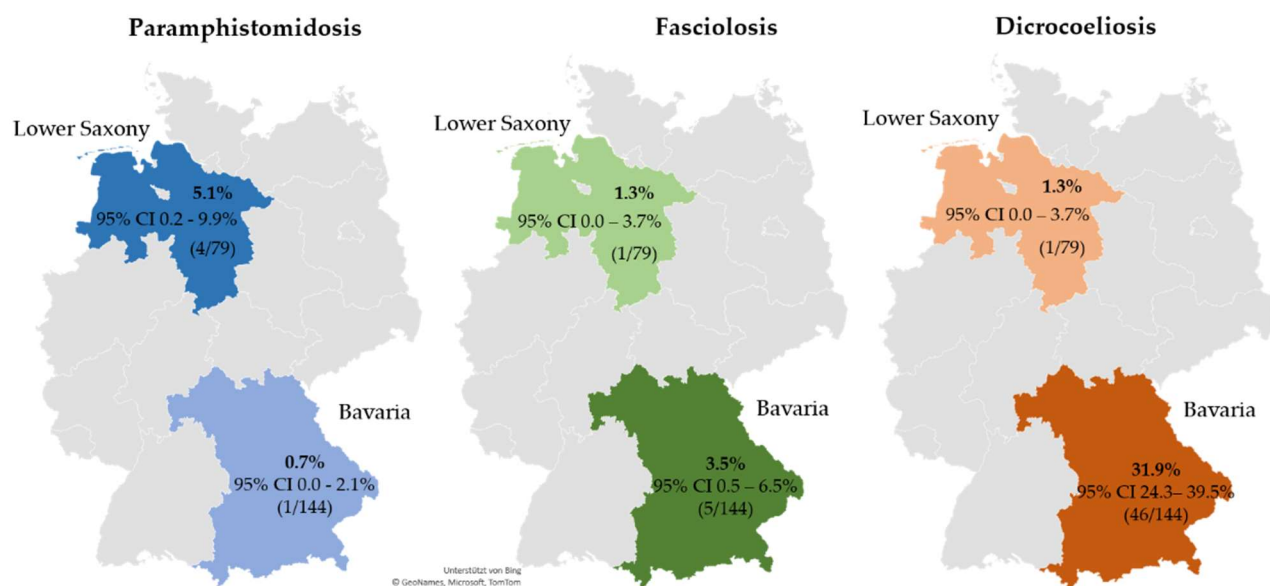


Figure 1. Prevalence of patent paramphistomidosis, fasciolosis and dicrocoeliosis including 95% CI for sheep farms in Bavaria and Lower Saxony (co-infections included). Abbreviations: CI, confidence interval.

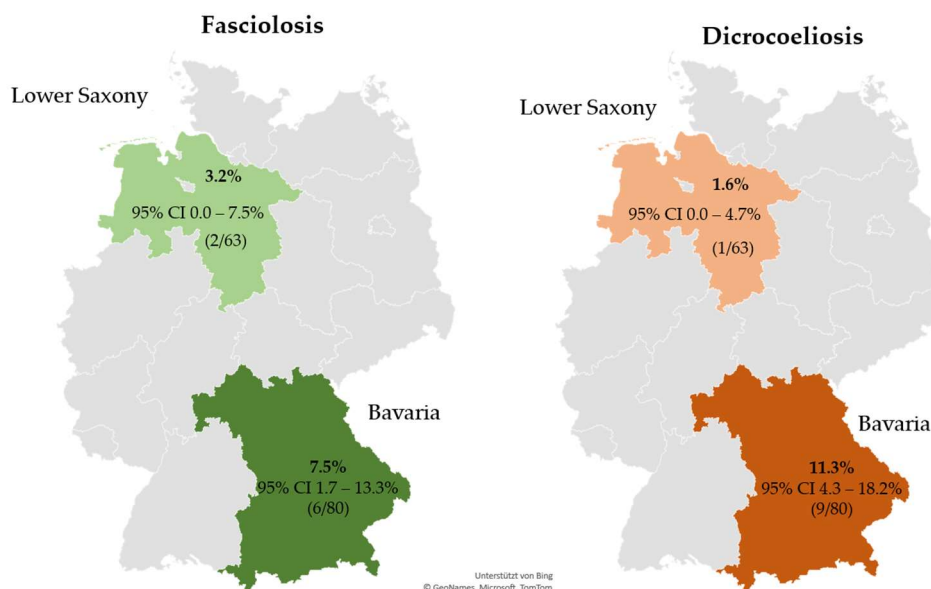
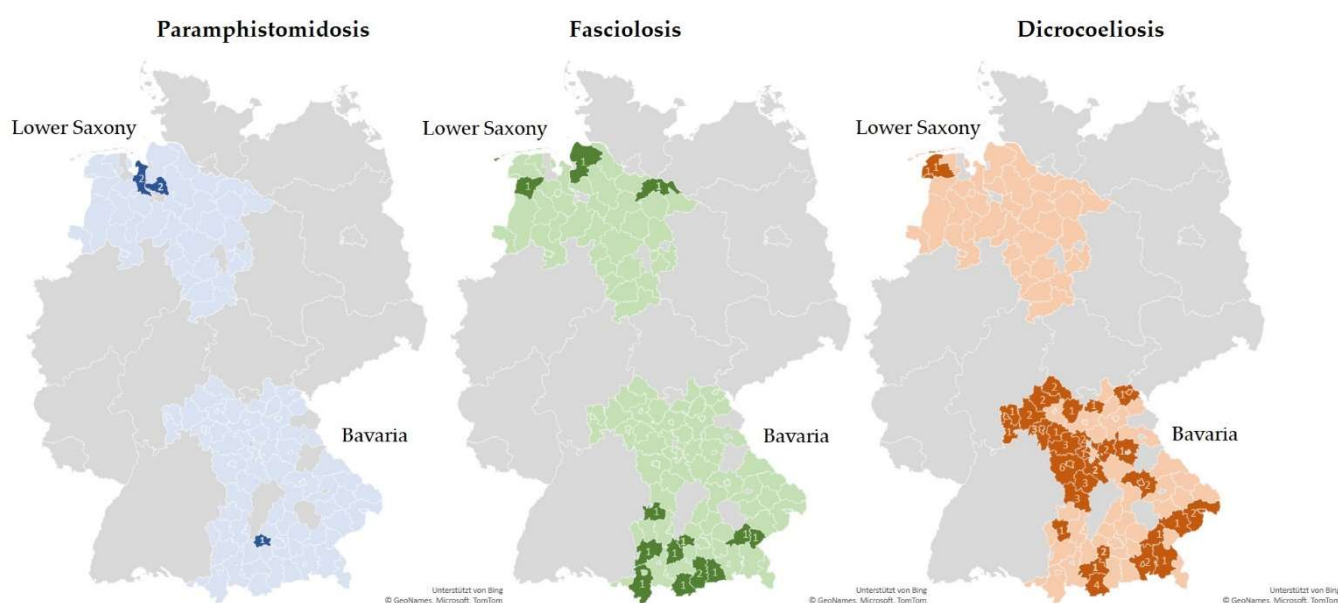


Figure 2. Prevalence of patent fasciolosis and dicrocoeliosis including 95% CI for goat farms in Bavaria and Lower Saxony. Note that no patent paramphistomidosis was diagnosed in the examined goat herds. Abbreviations: CI, confidence interval.

Table 6. Results of simple logistic regressions for the prevalence of patent rumen fluke, *F. hepatica* and *D. dendriticum* infections on sheep and goat farms by federal state.

Predictor	OR		95% CI		<i>p</i> -value	
	Sheep	Goat	Sheep	Goat	Sheep	Goat
<i>Rumen Flukes</i>						
Bavaria (Intercept)	0.01	n. a.	0.00–0.05	n. a.	<0.001	n. a.
Lower Saxony	5.07	n. a.	0.83–30.89	n. a.	0.076	n. a.
<i>F. hepatica</i>						
Bavaria (Intercept)	0.03	0.08	0.01–0.08	0.03–0.17	<0.001	<0.001
Lower Saxony	0.45	0.47	0.08–2.70	0.06–1.84	0.383	0.306
<i>D. dendriticum</i>						
Bavaria (Intercept)	0.46	0.12	0.33–0.66	0.06–0.25	<0.001	<0.001
Lower Saxony	0.04	0.18	0.01–0.02	0.03–1.00	<0.001	0.048

Abbreviations: OR, odds ratio; CI, confidence interval; n. a., not applicable.

**Figure 3:** Distribution and numbers of rumen fluke, *F. hepatica* and *D. dendriticum*-positive sheep and goat farms by administrative district within the federal states of Bavaria and Lower Saxony. Light colour: district with sample submission(s) but no egg detection; dark colour and number: district with detection of respective trematode eggs, and number of positive small ruminant farms from district.

3.3 Species Identification of Rumen Fluke Eggs

Molecular species identification was attempted for each rumen-fluke-positive sample ($n = 8$ originating from 5 farms). Four samples from four farms (Bavaria: $n = 1$, Lower Saxony: $n = 3$) resulted in PCR products of the expected size of approximately 440 bp and were identified as *C. daubneyi* by sequencing. The nucleotide sequences obtained showed 99.4–100% identity (query cover: 100% each) of the published top-hit *C. daubneyi* sequence (GenBank accession number KP201674). The remaining samples ($n = 4$ samples, including one from an additional farm) could not be identified because of insufficient DNA material due to very low egg quantities. The rumen fluke species present on one farm in Lower Saxony therefore remains unidentified.

3.4 Statistical Analyses

Potential predictors for patent rumen and liver fluke infections were evaluated by simple logistic regressions. The pasture of each rumen-fluke-positive flock contained a ditch, pond, or a stream and was described as (temporarily) wet according to the questionnaire results, thus providing a potential habitat for *G. truncatula*. However, this

was not statistically significant (OR: 8.41; $p = 0.138$). A positive relationship was determined between rumen fluke infection and pastures shared with other ruminants ($n = 4$ of 5 positive flocks; OR: 16.19, $p = 0.003$; **Figure 4a**). These included only cattle on two farms, cattle plus horses on another, and goats on the fourth. These goats were also examined and were negative for rumen and liver flukes. Each rumen fluke-positive farm stated a previously diagnosed rumen or common liver fluke infection in the questionnaire. One farmer reported a prior *F. hepatica* infection, another a prior rumen fluke infection, and three farmers reported previous infections with both rumen and common liver flukes. Sheep flocks with a history of rumen fluke and/or *F. hepatica* infections had higher odds of being positive for rumen fluke eggs than sheep farms with no history of these trematodes in their flocks (**Figure 4b**). Further details of the simple logistic regressions are presented in **Table 7**.

Table 7. Results of simple logistic regressions: predictors for patent rumen fluke infections in sheep flocks.

Predictor	OR	95% CI	<i>p</i> -value
No potential habitat for <i>G. truncatula</i> (Intercept)	0.00	0.00–0.07	<0.001
Potential habitat for <i>G. truncatula</i>	8.41	0.50–142.14	0.138
No other ruminants (Intercept)	0.01	0.00–0.04	<0.001
Co-grazing with other ruminants	16.19	2.53–103.53	0.003
No equids (Intercept)	0.02	0.01–0.05	<0.001
Co-grazing with equids	3.70	0.41–33.80	0.244
No history of rumen fluke infections (Intercept)	0.01	0.00–0.04	<0.001
History of rumen fluke infections	48.82	6.83–348.96	<0.001
No history of <i>F. hepatica</i> infections (Intercept)	0.01	0.00–0.04	<0.001
History of <i>F. hepatica</i> infections	11.82	1.85–75.71	0.009
No history of <i>G. truncatula</i> -dependent trematode infections (Intercept)	0.00	0.00–0.04	<0.001
History of <i>G. truncatula</i> -dependent trematode infections	49.80	2.59–958.16	0.009

Abbreviations: OR, odds ratio; CI, confidence interval.

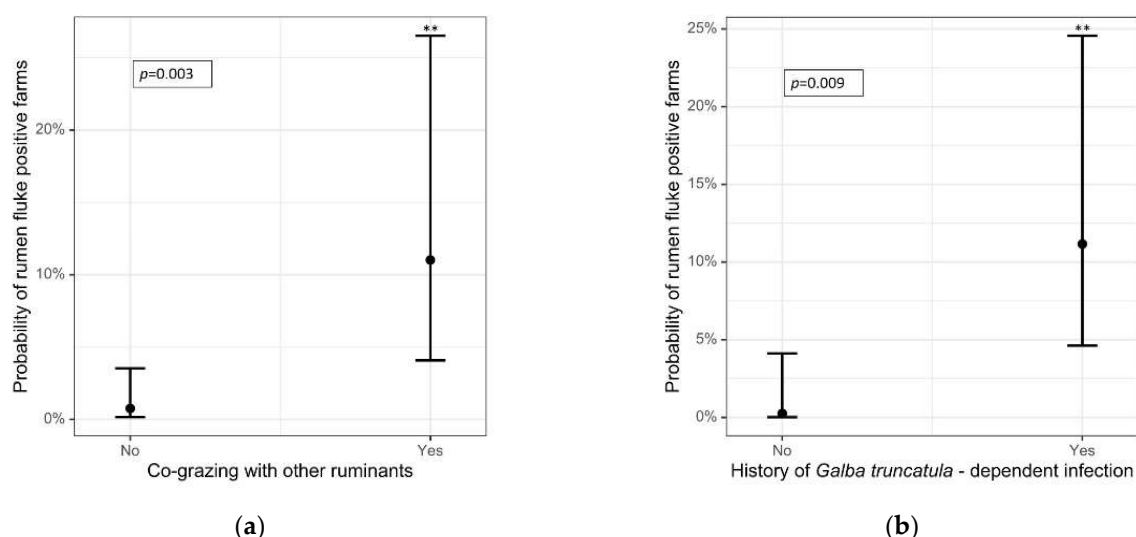


Figure 4: Predicted probabilities of patent rumen fluke infections in sheep in relation to (a) co-grazing with other ruminants ($p = 0.003$) and (b) history of prior *G. truncatula*-dependent trematode infections on the farm ($p = 0.009$). The error bars indicate the 95% confidence intervals. **: p -value < 0.01.

A potential habitat for *G. truncatula* (sheep: 5/6; goats: 6/8) was present on most of the 14 farms positive for *F. hepatica* according to the questionnaire results. However,

this result showed no statistical significance (sheep: OR: 2.42, $p = 0.327$, goats: OR: 2.71, $p = 0.180$). Similarly, co-grazing with other livestock was not associated with increased odds of testing positive for *F. hepatica* in our sample set. This applied to both species. While a history of *F. hepatica* infections, as well as a history of infections with *G. truncatula*-dependent trematodes, was associated with higher odds of patent fasciolosis ($p = 0.011$ and $p = 0.014$, respectively) in goat herds, no such relationship was observed in sheep flocks. Details of these analyses are presented in **Table 8**.

Table 8: Results of simple logistic regressions: predictors for patent *F. hepatica*-infections on sheep and goat farms.

Predictor	OR		95% CI		p-value	
	Sheep	Goat	Sheep	Goat	Sheep	Goat
No potential habitat for <i>G. truncatula</i> (Intercept)	0.01	0.03	0.00–0.08	0.00–0.09	<0.001	<0.001
Potential habitat for <i>G. truncatula</i>	2.42	2.71	0.41–14.34	0.71–22.95	0.327	0.180
No other ruminants (Intercept)	0.03	0.04	0.01–0.07	0.01–0.09	<0.001	<0.001
Co-grazing with other ruminants	0.26	2.75	0.01–4.92	0.71–14.30	0.368	0.141
No equids (Intercept)	0.03	0.05	0.01–0.06	0.02–0.11	<0.001	<0.001
Co-grazing with equids	0.51	1.70	0.02–14.43	0.26–8.97	0.690	0.503
No history of <i>F. hepatica</i> infections (Intercept)	0.02	0.01	0.01–0.05	0.00–0.09	<0.001	<0.001
History of <i>F. hepatica</i> infections	2.71	8.22	0.48–15.30	1.60–42.17	0.257	0.011
No history of rumen fluke infections (Intercept)	0.02	0.05	0.01–0.05	0.02–0.11	<0.001	<0.001
History of rumen fluke infections	2.84	0.81	0.33–24.55	0.01–53.73	0.339	0.922
No history of <i>G. truncatula</i> -dependent trematode infections (Intercept)	0.02	0.03	0.00–0.05	0.01–0.09	<0.001	<0.001
History of <i>G. truncatula</i> -dependent trematode infections	2.87	7.45	0.48–17.19	1.47–37.80	0.246	0.014

Abbreviations: OR, odds ratio; CI, confidence interval.

Based on the questionnaire results, dry pastures were assumed on 49.0% and 60.0% of *D. dendriticum*-positive sheep farms and goat farms, respectively. No statistical relationship was seen between dicrocoeliosis in sheep flocks and goat herds and environmental factors such as the pasture conditions ($p = 0.803$, $p = 0.511$) or shared pastures with other livestock. Details of the statistical analyses are presented in **Table 9**.

Table 9: Results of simple logistic regressions: predictors for patent *D. dendriticum* infections on sheep and goat farms.

Predictor	OR		95% CI		p-value	
	Sheep	Goat	Sheep	Goat	Sheep	Goat
Dry pastures (Intercept)	0.28	0.08	0.17–0.44	0.03–0.18	<0.001	<0.001
(Temporarily) wet pastures	0.92	0.64	0.48–1.76	0.12–2.38	0.803	0.511
No other ruminants (Intercept)	0.24	0.06	0.17–0.34	0.02–0.13	<0.001	<0.001
Co-grazing with other ruminants	1.73	1.91	0.76–4.00	0.50–7.7	0.181	0.312
No equids (Intercept)	0.28	0.07	0.20–0.39	0.03–0.14	<0.001	<0.001
Co-grazing with equids	0.12	1.32	0.01–2.13	0.20–6.11	0.146	0.714

Abbreviations: OR, odds ratio; CI, confidence interval.

4. Discussion

The rumen fluke prevalence on sheep farms and goat farms in northern and southern Germany was lower than expected and considerably lower than in recently published studies from other European countries [8,39]. It was also below the prevalence of 5.5% recently identified in German cattle by our research group using identical methods (Lower Saxony: 10.9%, Bavaria: 4.4%) [6]. In comparison to cattle, a lower rumen fluke prevalence in small ruminants has also been observed in most other European studies which simultaneously studied or conducted comparable studies in

all these species [10,38,39,42,44,54,65]. The detected prevalence of patent *F. hepatica* infections was similar to the percentages of positive farms or samples identified in previous German studies [41,48,50], despite considerable differences in farm numbers, representation, and farm or sample selection. Similar to rumen flukes, a comparable study concerning cattle recently revealed a higher prevalence in bovine samples; the nationwide *F. hepatica* prevalence was estimated to be 9.5% on German cattle farms (Lower Saxony: 6.5%, Bavaria: 16.1%) [6].

Statistical analyses in the present study were hampered by the low numbers of rumen and common liver fluke positive farms. In addition, the assessment of pasture conditions by questionnaire reflects the farmers' perceptions and may thus be subjective and possibly inaccurate. Both these limitations can serve as an explanation for the unexpected lack of statistically significant associations between pasture conditions and detected patent infections with the three trematode species. A farm history of rumen fluke and/or *F. hepatica* infection was associated with a higher risk of rumen and common liver fluke infections in the present study, an observation also made on Welsh farms [52]. This fact must be considered as a potential bias of the study.

The observed relationship between rumen-fluke-positive farms and shared pastures with other ruminants is in accordance with the results of other authors, who suggested that infected cattle grazing the same pasture spread the parasite eggs and therefore act as a predictor [8,65]. The similar geographical distribution of rumen fluke infections in German cattle also supports this assumption [6].

Despite recruiting representative farm numbers for the sheep and goat populations in the examined federal states (except for goat herds in Lower Saxony), a truly representative farm selection was not possible, as the study relied on voluntary participation and the submission of diagnostic samples. An attempt was made to avoid a bias related to farm participation by offering an additional, free of charge fecal examination for gastrointestinal nematodes, a universal problem in sheep and goat farming and thus relevant to nearly any animal keeper. However, a potential bias cannot be ruled out entirely. Farmers with a history of trematode problems may have been more likely to take part in a trematode study, thus leading to an overestimation of prevalence, or vice versa, i.e., farmers with knowledge of trematode infections on their farms may have been less inclined to submit additional samples, thus potentially leading to an underestimation of prevalence. Sample submissions, however, covered a wide range of farm types and sizes, correctly reflecting the diversity and predominantly small-scale structure of German sheep and goat husbandry [55]. To date, this is the most comprehensive study that has been undertaken to assess trematode prevalence in Germany, although only samples from Lower Saxony and Bavaria were included. The trematode prevalence in other federal states therefore remains unknown. The two selected federal states can, however, be considered representative for the whole country in terms of geographic and climatic variation [66], as well as in terms of livestock population [55,56,67].

A comparison of our results to previous European studies is difficult due to the great variation in the conditions for participation, sampling, examination methods, and climate and the lack of representativeness of the selected areas or farm types [10,38–40,42,43,46,48,50]. For example, a rumen fluke prevalence of 8.0% was reported in the Netherlands, but the authors discuss that this may be an overestimation due to a bias in participating flocks located in areas with a high risk of *F. hepatica* infections [10].

A history of rumen fluke infections in their flocks was mentioned by 6.3% of sheep (14/223; Bavaria: $n = 3$, Lower Saxony: $n = 11$) and 0.7% of goat farmers (1/143; in Bavaria) in the questionnaire. This exceeds the percentage of positive farms identified by coproscopical examination and may be an indication that the true prevalence of rumen fluke infections may be higher than detected, or that these farms have since established effective control measures. Detailed information on the date and diagnostic methods leading to previous diagnoses was not recorded in the questionnaire, but some farmers mentioned post-mortem diagnoses following slaughter. It is possible that the applied sedimentation technique was not sufficiently sensitive to detect low egg counts and

thus contributed to a potential underestimation of the prevalence in this coproscopical study. Sedimentation techniques are, however, a common method for the detection of rumen and liver fluke eggs [1,61] and have been widely used in comparable studies [8,9,14,39,42,44,46,54]. Further potential reasons for the difference between historically reported and coproscopically identified rumen fluke infections are examinations during the prepatent period [68], or very low egg excretion, possibly due to (still) low adult fluke burdens. Ploeger et al. [10] reported that rumen fluke burdens of up to 500 adult flukes can result in negative fecal egg counts. Anthelmintic treatment prior to sample collection is another potential reason leading to a possible underestimation of prevalence by coproscopical methods. The only effective anthelmintic compound available for the treatment of rumen flukes in Germany is oxiclozanide. However, its effectiveness on immature flukes has not been completely clarified [69,70]. According to the questionnaire data, no treatments with this drug had been carried out on the participating farms within six months prior to sample submission. The partial elimination of rumen flukes in cattle has, however, also been described following treatment with closantel [71], but its effectiveness on fecal egg reduction was only 0–81% in sheep [69]. Closantel was used on 18 sheep farms and one goat farm in the six months prior to sample submission. Therefore, partial fluke elimination could have resulted in low egg excretion and negative coproscopical examinations despite the presence of the parasite on the farm.

A major difficulty of this study was the recruitment of adequate numbers of goat farms with sufficient eligible animals contributing to the pooled fecal samples, especially from Lower Saxony. Goat farming is particularly small-scale in Germany, with 86.7% of all German goat farms (88.6% of Bavarian herds, 89.7% of Lower Saxonian herds) keeping between one and 19 animals and an average national herd size of 14 animals [55]. Smaller goat farms with fewer animals contributing to the sample pools thus had to be included to meet the required number of participating farms. Despite this limitation, it can, however, be assumed that the prevalence of rumen flukes in goats is indeed very low in Germany. The observed difference in prevalence between goats and sheep, as well as cattle, is also reflected in previous studies [10,38,39,42,50]. A possible explanation is the different feeding behavior of the three ruminant species. Whenever possible, goats prefer to selectively browse instead of grazing [72,73], and the grazing behaviour of cattle is even less selective than that of sheep [74]. Metacercariae of *C. daubneyi* are located closer to the ground, while those of *F. hepatica* prefer the grass tips [75]. Grazing cattle and sheep are therefore more likely to ingest rumen fluke metacercariae than browsing goats. It remains to be determined if there are any true differences in the susceptibility to rumen fluke infections between the three ruminant species. The observed differences in *F. hepatica* prevalence between sheep and goats may be explained by the significantly more frequent use of fasciolicides on the examined sheep farms, thus potentially leading to lower flock or within-flock infection and, consequently, less frequent detection of *F. hepatica* eggs in the ovine samples.

The identification of *C. daubneyi* as the predominant rumen fluke species agrees with the findings of other recent European studies [8,10,39,43,44]. As species identification was not possible for one rumen-fluke-positive farm, we can, however, not rule out the potential presence of other species, particularly *P. leydeni*, which has been identified in Irish sheep [8] and has also recently been reported in cattle from Lower Saxony [6] and Bavaria [7].

The geographical distribution of rumen and common liver flukes across the two federal states agrees with recent findings in cattle [6]. One possible reason for the inverse prevalence of rumen and common liver fluke infection in the two regions is the competition of miracidiae of *F. hepatica* and *C. daubneyi* in their intermediate host. If snails are concurrently infected with both trematodes, one species usually dominates [76]. Jones et al. [39] also detected a negative correlation between infection levels of the two fluke species in cattle herds.

Within the two German federal states, the distribution of the three trematode species followed a clear geographical pattern (**Figure 3**). The *G. truncatula*-dependent

rumen and common liver fluke infections were primarily identified in the north of Lower Saxony and the south of Bavaria, regions known to have a coastal climate and wet pastures including marshes and flood plains (northern Lower Saxony) or very high rainfall (southern Bavaria) [77]. This geographical distribution is thus not surprising, as these regions favor habitats for *G. truncatula*.

Animal movements have been discussed as an important factor in spreading rumen flukes [39,78,79]. For example, *C. daubneyi* is likely to have been introduced to the United Kingdom due to increased animal imports following foot and mouth disease [39]. Forstmaier et al. [6] assume that the higher rumen fluke prevalence in cattle in northern Germany is associated with the more active international animal trade in the north as opposed to the south of Germany, where local breeds such as German Simmental are predominant. The distribution in sheep seems to follow this geographical trend, and this may be an indication that cattle play a role in the infection of sheep. Interestingly, co-grazing with other ruminants, predominantly cattle, was identified as a predictor for rumen fluke infections, while no statistically significant association was observed for the two liver fluke species. Liver fluke infections have long been established in small ruminants in Germany [50,80], so they have probably reached a steady state in these species. In contrast, it is likely that rumen fluke infections were initially introduced to Germany by cattle imports and have subsequently spread to sheep and that cattle still play an important role in the propagation of this parasite. In contrast to the United Kingdom [52], a steady state for rumen fluke infections has most likely not yet been reached in Germany, and we expect an increasing prevalence in cattle as well as small ruminants in the future.

No comparable studies have so far been conducted to assess the prevalence of *D. dendriticum* in small ruminants in Germany. Previous studies in goats included only low farm numbers [41], individual samples from a certain region [50] or exclusively dairy goats [48], which are commonly grazed on improved pastures to satisfy their metabolic needs and thus less likely to be exposed to habitats favoring the intermediate hosts of the lancet fluke. Similar limitations regarding sample populations apply to previous studies in German sheep, which reported *D. dendriticum* infections in 31.1% of examined sheep flocks in a certain region [81] or in 100% of examined sheep from a single flock [82].

The majority (71.9%) of lancet-fluke-positive sheep farms and goat farms were located in the northern and western parts of Bavaria, coinciding with low rainfall regions [77] and the presence of a low limestone mountain range presenting ideal habitats for the two intermediate hosts [34,83]. However, *D. dendriticum* was also identified in some moderate or high rainfall regions in southern Bavaria (24.6%) and northern Lower Saxony (3.5%).

5. Conclusions

Rumen fluke infections with *C. daubneyi* are established in sheep in Germany with a currently low flock prevalence. Despite anecdotal evidence of infected goats, patent rumen fluke infections were not detected in any of the examined goat herds. The use of small ruminant pastures by other ruminants was identified as a positive predictor for patent rumen fluke infections in sheep. The geographical distribution of *F. hepatica* and *D. dendriticum* infections followed a pattern reflecting the presence of suitable habitats for the intermediate hosts. Many questions regarding the epidemiology and biology of rumen flukes remain unanswered and need to be addressed in future research. It is particularly interesting to monitor any potential future changes in rumen fluke prevalence and species distribution in Germany, as well as potential effects on animal health and production.

Author Contributions: Conceptualization, C.W., K.V., G.K.-S., C.S. and M.C.J.; methodology, C.W., K.V., M.C.J., Y.Z., C.S. and G.K.-S.; formal analysis, U.A. and Y.Z.; investigation, U.A. and C.S.; resources, G.K.-S. and C.S.; data curation, U.A. and Y.Z.; writing—original draft preparation, U.A. and K.V.; writing—review and editing, K.V., C.W., M.C.J., G.K.-S., C.S. and Y.Z.;

visualization, U.A.; supervision, C.W., K.V., G.K.-S., C.S. and M.C.J.; project administration, G.K.-S., C.S., C.W., K.V. and M.C.J.; funding acquisition, G.K.-S. All authors have read and agreed to the published version of the manuscript.

Funding: This research received no external funding.

Institutional Review Board Statement: Ethical review and approval were waived for this study, due to the fact that all animals were sampled for diagnostic reasons.

Informed Consent Statement: Informed consent was obtained from all subjects involved in the study

Data Availability Statement: The data presented in this study are available on request from the corresponding author. The data are not publicly available due to reasons of privacy and patient confidentiality.

Acknowledgments: The authors wish to thank all veterinarians and farmers who participated in farm acquisition and sample collection. Special thanks to Antje Hamann-Thölken, Ursula Domes, Christina Ambros, Matthias Hoops, Martin Ganter, Heinz Strobel, Philip Tegtmeier, Jessica Denner-Zirkel, the Federal Sheep Breeders' Association (Vereinigung Deutscher Landesschafzuchtverbände e. V.), the Federal Goat Breeders' Association (Bundesverband deutscher Ziegenzüchter e. V.), and the organic associations Bioland, Naturland, and Biokreis for submitting samples and helping to advertise the study. Further thanks to Sandra Kirsch, Ingrid Hartmann, Sue Jauernig, Lily Schöffmann, Sabrina Würfl, and Bettina Rinjes for help and assistance in laboratory questions, sample preparation, and laboratory management and to Ulla Küttler for excellent technical assistance in molecular analyses. Furthermore, we are grateful to Rita Radloff and Susanne Thubauville for logistical support

Conflicts of Interest: The authors declare no conflict of interest.

References

1. Rojo-Vázquez, F.A.; Meana, A.; Valcárcel, F.; Martínez-Valladares, M. Update on trematode infections in sheep. *Vet. Parasitol.* **2012**, *189*, 15–38. [[CrossRef](#)]
2. Boray, J.C. Studies on intestinal amphistomosis in cattle. *Aust. Vet. J.* **1959**, *35*, 282–287. [[CrossRef](#)]
3. Rangel-Ruiz, L.J.; Albores-Brahms, S.T.; Gamboa-Aguilar, J. Seasonal trends of *Paramphistomum cervi* in Tabasco, Mexico. *Vet. Parasitol.* **2003**, *116*, 217–222. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
4. Phiri, A.M.; Chota, A.; Phiri, I.K. Seasonal pattern of bovine amphistomosis in traditionally reared cattle in the Kafue and Zambezi catchment areas of Zambia. *Trop. Anim. Health Prod.* **2007**, *39*, 97–102. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
5. Huson, K.M.; Oliver, N.A.M.; Robinson, M.W. Paramphistomosis of ruminants: An emerging parasitic disease in Europe. *Trends Parasitol.* **2017**, *33*, 836–844. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
6. Forstmaier, T.; Knubben-Schweizer, G.; Strube, C.; Zablotzki, Y.; Wenzel, C. Rumen (*Calicophoron/Paramphistomum* spp.) and liver flukes (*Fasciola hepatica*) in cattle—Prevalence, distribution, and impact of management factors in Germany. *Animals* **2021**, *11*, 2727. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
7. Wiedermann, S.; Harl, J.; Fuehrer, H.P.; Mayr, S.; Schmid, J.; Hinney, B.; Rehbein, S. DNA barcoding of rumen flukes (*Paramphistomidae*) from bovines in Germany and Austria. *Parasitol. Res.* **2021**, *120*, 4061–4066. [[CrossRef](#)]
8. Martínez-Ibeas, A.M.; Munita, M.P.; Lawlor, K.; Sekiya, M.; Mulcahy, G.; Sayers, R. Rumen fluke in Irish sheep: Prevalence, risk factors and molecular identification of two paramphistome species. *BMC Vet. Res.* **2016**, *12*, 143. [[CrossRef](#)]
9. O'Toole, A.; Browne, J.A.; Hogan, S.; Bassière, T.; De Waal, T.; Mulcahy, G.; Zintl, A. Identity of rumen fluke in deer. *Parasitol. Res.* **2014**, *113*, 4097–4103. [[CrossRef](#)]
10. Ploeger, H.W.; Ankum, L.; Moll, L.; van Doorn, D.C.K.; Mitchell, G.; Skuce, P.J.; Zadoks, R.N.; Holzhauer, M. Presence and species identity of rumen flukes in cattle and sheep in the Netherlands. *Vet. Parasitol.* **2017**, *243*, 42–46. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
11. Iglesias-Piñeiro, J.; González-Warleta, M.; Castro-Hermida, J.A.; Córdoba, M.; González-Lanza, C.; Manga-González, Y.; Mezo, M. Transmission of *Calicophoron daubneyi* and *Fasciola hepatica* in Galicia (Spain): Temporal follow-up in the intermediate and definitive hosts. *Parasit. Vectors* **2016**, *9*, 610. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]

12. Jones, R.A.; Williams, H.W.; Dalesman, S.; Brophy, P.M. Confirmation of *Galba truncatula* as an intermediate host snail for *Calicophoron daubneyi* in Great Britain, with evidence of alternative snail species hosting *Fasciola hepatica*. *Parasit. Vectors* **2015**, *8*, 656. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
13. Abrous, M.; Rondelaud, D.; Dreyfuss, G. A field study of natural infections in three freshwater snails with *Fasciola hepatica* and/or *Paramphistomum daubneyi* in central France. *J. Helminthol.* **2000**, *74*, 189–194. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
14. Munita, M.P.; Rea, R.; Martínez-Ibeas, A.M.; Byrne, N.; McGrath, G.; Munita-Corbalan, L.E.; Sekiya, M.; Mulcahy, G.; Sayers, R.G. Liver fluke in Irish sheep: Prevalence and associations with management practices and co-infection with rumen fluke. *Parasit. Vectors* **2019**, *12*, 525. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
15. Caron, Y.; Martens, K.; Lempereur, L.; Saegerman, C.; Losson, B. New insight in lymnaeid snails (Mollusca, Gastropoda) as intermediate hosts of *Fasciola hepatica* (Trematoda, Digenea) in Belgium and Luxembourg. *Parasit. Vectors* **2014**, *7*, 66. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
16. Schweizer, G.; Meli, M.L.; Torgerson, P.R.; Lutz, H.; Deplazes, P.; Braun, U. Prevalence of *Fasciola hepatica* in the intermediate host *Lymnaea truncatula* detected by real time TaqMan PCR in populations from 70 Swiss farms with cattle husbandry. *Vet. Parasitol.* **2007**, *150*, 164–169. [[CrossRef](#)]
17. Sey, O. Revision of the amphistomes of European ruminants. *Parasit. Hung.* **1980**, *13*, 13–25.
18. Millar, M.; Foster, A.; Mitchell, G.; Skuce, P.; Wessels, J.; Elena, V.R.; Rachael, C.; Heather, S. Rumen fluke in South American camelids in Great Britain. *Vet. Rec.* **2017**, *181*, 123–124. [[CrossRef](#)]
19. Rondelaud, D.; Vignoles, P.; Vareille-Morel, C.; Abrous, M.; Mage, C.; Mouzet, R.; Dreyfuss, G. *Fasciola hepatica* and *Paramphistomum daubneyi*: Field observations on the transport and outcome of floating metacercariae in running water. *J. Helminthol.* **2004**, *78*, 173–177. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
20. Horak, I.G. Host-parasite relationships of *Paramphistomum microbothrium* Fischöder, 1901, in experimentally infested ruminants, with particular reference to sheep. *Onderstepoort J. Vet. Res.* **1967**, *34*, 451–540. [[PubMed](#)]
21. Sanabria, R.; Romero, J. Review and update of paramphistomosis. *Helminthologia* **2008**, *45*, 64–68. [[CrossRef](#)]
22. Mason, C.; Stevenson, H.; Cox, A.; Dick, I.; Rodger, C. Disease associated with immature paramphistome infection in sheep. *Vet. Rec.* **2012**, *170*, 343–344. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
23. Pavan Kumar, C.; Syaama Sundar, N.; Devi Prasad, V. Outbreak of immature paramphistomosis in Nellore Jodipi sheep. *J. Parasit. Dis.* **2016**, *40*, 533–535. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
24. Kahl, A.; von Samson-Himmelstjerna, G.; Krücken, J.; Ganter, M. Chronic wasting due to liver and rumen flukes in sheep. *Animals* **2021**, *11*, 549. [[CrossRef](#)]
25. Rolfe, P.F.; Boray, J.C.; Collins, G.H. Pathology of infection with *Paramphistomum ichikawai* in sheep. *Int. J. Parasitol.* **1994**, *24*, 995–1004. [[CrossRef](#)]
26. Charlier, J.; Rinaldi, L.; Musella, V.; Ploeger, H.W.; Chartier, C.; Vineer, H.R.; Hinney, B.; von Samson-Himmelstjerna, G.; Băcescu, B.; Mickiewicz, M.; et al. Initial assessment of the economic burden of major parasitic helminth infections to the ruminant livestock industry in Europe. *Prev. Vet. Med.* **2020**, *182*, 105103. [[CrossRef](#)]
27. Sargison, N.D.; Scott, P.R. Diagnosis and economic consequences of triclabendazole resistance in *Fasciola hepatica* in a sheep flock in south-east Scotland. *Vet. Rec.* **2011**, *168*, 159. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
28. Deplazes, P.; Eckert, J.; Mathis, A.; von Samson-Himmelstjerna, G.; Zahner, H. Part III. Parasites and Parasitoses: Metazoa. In *Parasitology in Veterinary Medicine*, 3rd ed.; Wageningen Academic Publishers: Wageningen, The Netherlands, 2016; pp. 163–506.
29. Al-Saffar, T.M. Some haematological changes in sheep with chronic fascioliasis in Mosul. *Al-Qadisiyah J. Vet. Med. Sci.* **2008**, *7*, 6–9.
30. Sargison, N.D. Poor scanning results associated with subacute liver fluke. *UK Vet.* **2005**, *10*, 53–57.
31. Dargie, J.D. The impact on production and mechanisms of pathogenesis of trematode infections in cattle and sheep. *Int. J. Parasitol.* **1987**, *17*, 453–463. [[CrossRef](#)]
32. Chartier, C.; Reche, B. Gastrointestinal helminths and lungworms of French dairy goats: Prevalence and geographical distribution in Poitou-Charentes. *Vet. Res. Commun.* **1992**, *16*, 327–335. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
33. Díaz, P.; Paz-Silva, A.; Sánchez-Andrade, R.; Suárez, J.L.; Pedreira, J.; Arias, M.; Díez-Baños, P.; Morrondo, P. Assessment of climatic and orographic conditions on the infection by *Calicophoron daubneyi* and

- Dicrocoelium dendriticum* in grazing beef cattle (NW Spain). *Vet. Parasitol.* **2007**, *149*, 285–289. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
34. Otranto, D.; Traversa, D. Dicrocoeliosis of ruminants: A little known fluke disease. *Trends Parasitol.* **2003**, *19*, 12–15. [[CrossRef](#)]
 35. Scala, A.; Tamponi, C.; Dessì, G.; Sedda, G.; Sanna, G.; Carta, S.; Corda, A.; Jacquet, P.; Varcasia, A.; Ligios, C. Dicrocoeliosis in extensive sheep farms: A survey. *Parasit. Vectors* **2019**, *12*, 342. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
 36. Sargison, N.D.; Baird, G.J.; Sotiraki, S.; Gilleard, J.S.; Busin, V. Hepatogenous photosensitisation in Scottish sheep caused by *Dicrocoelium dendriticum*. *Vet. Parasitol.* **2012**, *189*, 233–237. [[CrossRef](#)]
 37. Mas-Coma, S.; Bargues, M.D.; Valero, M.A. Fascioliasis and other plant-borne trematode zoonoses. *Int. J. Parasitol.* **2005**, *35*, 1255–1278. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
 38. Bosco, A.; Nocerino, M.; Santaniello, M.; Maurelli, M.P.; Cringoli, G.; Rinaldi, L. Mapping the spatial distribution of the rumen fluke *Calicophoron daubneyi* in a mediterranean area. *Pathogens* **2021**, *10*, 1122. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
 39. Jones, R.A.; Brophy, P.M.; Mitchell, E.S.; Williams, H.W. Rumen fluke (*Calicophoron daubneyi*) on Welsh farms: Prevalence, risk factors and observations on co-infection with *Fasciola hepatica*. *Parasitology* **2017**, *144*, 237–247. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
 40. Cringoli, G.; Taddei, R.; Rinaldi, L.; Veneziano, V.; Musella, V.; Cascone, C.; Sibilio, G.; Malone, J.B. Use of remote sensing and geographical information systems to identify environmental features that influence the distribution of paramphistomosis in sheep from the southern Italian Apennines. *Vet. Parasitol.* **2004**, *122*, 15–26. [[CrossRef](#)]
 41. Düvel, S. Investigations on the Occurrence of Endoparasite Infections and the Prevalence of Anthelmintic Resistance in Gastrointestinal Nematode Populations in Goat Herds in Germany. Dr.med.vet. Thesis, Justus Liebig University Giessen, VVB Lauferweiler Verlag, Giessen, Germany, 2016. (In German).
 42. García-Dios, D.; Panadero, R.; Díaz, P.; Viña, M.; Remesar, S.; Prieto, A.; López-Lorenzo, G.; Martínez-Calabuig, N.; Díez-Baños, P.; Morondo, P.; et al. The goat as a risk factor for parasitic infections in ovine flocks. *Animals* **2021**, *11*, 2077. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
 43. Silvestre, A.; Sauve, C.; Cabaret, J. Caprine *Paramphistomum daubneyi* (Trematoda) infection in Europe. *Vet. Rec.* **2000**, *146*, 674–675. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
 44. May, K.; Raue, K.; Blazejak, K.; Jordan, D.; Strube, C. Pasture rewetting in the context of nature conservation shows no long-term impact on endoparasite infections in sheep and cattle. *Parasit. Vectors* **2022**, *15*, 33. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
 45. Rinaldi, L.; Biggeri, A.; Musella, V.; De Waal, T.; Hertzberg, H.; Mavrot, F.; Torgerson, P.R.; Selemetas, N.; Coll, T.; Bosco, A.; et al. Sheep and *Fasciola hepatica* in Europe: The GLOWORM experience. *Geospat. Health* **2015**, *9*, 309–317. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
 46. Martínez-Valladares, M.; Robles-Pérez, D.; Martínez-Pérez, J.M.; Cordero-Pérez, C.; Famularo, M.R.; Fernández-Pato, N.; González-Lanza, C.; Castañón-Ordóñez, L.; Rojo-Vázquez, F.A. Prevalence of gastrointestinal nematodes and *Fasciola hepatica* in sheep in the northwest of Spain: Relation to climatic conditions and/or man-made environmental modifications. *Parasit. Vectors* **2013**, *6*, 282. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
 47. Kantzoura, V.; Kouam, M.K.; Demiris, N.; Feidas, H.; Theodoropoulos, G. Risk factors and geospatial modelling for the presence of *Fasciola hepatica* infection in sheep and goat farms in the Greek temperate Mediterranean environment. *Parasitology* **2011**, *138*, 926–938. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
 48. Voigt, K.; Sieber, P.L.; Sauter-Louis, C.; Knubben-Schweizer, G.; Scheuerle, M. Prevalence of pasture-associated metazoal endoparasites in Bavarian dairy goat herds and farmers' approaches to parasite control. *Berl. Munch. Tierarztl. Wochenschr.* **2016**, *129*, 323–332.
 49. Górski, K.; Niedziółka, R.; Horoszewicz, E. Evaluation of sanitary and veterinary inspection results of slaughtered sheep in Poland in 2017–2019. *Vet. Stanica* **2021**, *52*, 7. [[CrossRef](#)]
 50. Raue, K.; Heuer, L.; Böhm, C.; Wolken, S.; Epe, C.; Strube, C. 10-year parasitological examination results (2003 to 2012) of faecal samples from horses, ruminants, pigs, dogs, cats, rabbits and hedgehogs. *Parasitol. Res.* **2017**, *116*, 3315–3330. [[CrossRef](#)]
 51. Carrau, T.; Garijo, M.M.; Martínez-Carrasco, C.; Pérez, D.; Silva, L.M.R.; Taubert, A.; Hermosilla, C.; Ruiz De Ybáñez, R. Parasite prevalence in *Mycobacterium* spp. infected dairy goats in the region of Murcia (south-east Spain). *Rev. Sci. Tech.* **2017**, *36*, 905–916. [[CrossRef](#)]

52. Jones, R.A.; Williams, H.W.; Mitchell, S.; Robertson, S.; Macrelli, M. Exploration of factors associated with spatial-temporal veterinary surveillance diagnoses of rumen fluke (*Calicophoron daubneyi*) infections in ruminants using zero-inflated mixed modelling. *Parasitology* **2021**, *149*, 253–260. [CrossRef]
53. Naranjo-Lucena, A.; Munita Corbalan, M.P.; Martinez-Ibeas, A.M.; McGrath, G.; Murray, G.; Casey, M.; Good, B.; Sayers, R.; Mulcahy, G.; Zintl, A. Spatial patterns of *Fasciola hepatica* and *Calicophoron daubneyi* infections in ruminants in Ireland and modelling of *C. daubneyi* infection. *Parasit. Vectors* **2018**, *11*, 531. [CrossRef] [PubMed]
54. Toolan, D.P.; Mitchell, G.; Searle, K.; Sheehan, M.; Skuce, P.J.; Zadoks, R.N. Bovine and ovine rumen fluke in Ireland-Prevalence, risk factors and species identity based on passive veterinary surveillance and abattoir findings. *Vet. Parasitol.* **2015**, *212*, 168–174. [CrossRef]
55. Federal Statistical Office Germany (Destatis). Livestock Husbandry, Survey of agricultural structures. *Land Forstwirtschaft Fischerei* **2016**, *3*, 182. (In German)
56. Federal Statistical Office Germany (Destatis). Agricultural Farms in Total and Ecological Farms Specified for Each Federal State 2020; Total Results of the Agricultural Survey. 2020. Available online: <https://www.destatis.de/DE/Themen/BranchenUnternehmen/Landwirtschaft-Forstwirtschaft-Fischerei/Landwirtschaftliche-Betriebe/Tabellen/oekologischer-landbaubundeslaender.html> (accessed on 17 February 2022). (In German).
57. Israel, G.D. Determining Sample Size. 1992. Available online: https://www.researchgate.net/profile/Subhash-Basu-3/post/how_could_i_determine_sample_size_for_my_study/attachment/5ebaa4924f9a520001e613b6/AS%3A890361492811785%401589290130539/download/sampleSize1.pdf (accessed on 17 February 2022).
58. Thrusfield, M.; Brown, H. Surveys. In *Veterinary Epidemiology*, 4th ed.; Thrusfield, M., Christley, R., Eds.; John Wiley & Sons Ltd: Hoboken, NJ, USA, 2018; pp. 270–295.
59. May, K.; Brügemann, K.; König, S.; Strube, C. Patent infections with *Fasciola hepatica* and paramphistomes (*Calicophoron daubneyi*) in dairy cows and association of fasciolosis with individual milk production and fertility parameters. *Vet. Parasitol.* **2019**, *267*, 32–41. [CrossRef] [PubMed]
60. Wenzel, C.; Küchler, A.; Strube, C.; Knubben-Schweizer, G. Paramphistomidosis—An overview on epidemiology and clinical signs. *Tierarztl Praxis Ausg G Grosstiere Nutztiere* **2019**, *47*, 184–191. (In German) [CrossRef]
61. Deplazes, P.; Eckert, J.; Mathis, A.; von Samson-Himmelstjerna, G.; Zahner, H. Part V. Diagnostics. In *Parasitology in Veterinary Medicine*, 3rd ed.; Wageningen Academic Publishers: Wageningen, The Netherlands, 2016; pp. 520–538.
62. Rieu, E.; Recca, A.; Benet, J.J.; Saana, M.; Dorchie, P.; Guillot, J. Reliability of coprological diagnosis of *Paramphistomum* sp. infection in cows. *Vet. Parasitol.* **2007**, *146*, 249–253. [CrossRef]
63. Itagaki, T.; Tsumagari, N.; Tsutsumi, K.; Chinone, S. Discrimination of three amphistome species by PCR-RFLP based on rDNA ITS2 markers. *J. Vet. Med. Sci.* **2003**, *65*, 931–933. [CrossRef]
64. R Core Team. R: A Language and Environment for Statistical Computing. Available online: <https://www.r-project.org/> (accessed on 17 February 2022).
65. González-Warleta, M.; Lladosa, S.; Castro-Hermida, J.A.; Martínez-Ibeas, A.M.; Conesa, D.; Muñoz, F.; López-Quílez, A.; MangaGonzález, Y.; Mezo, M. Bovine paramphistomosis in Galicia (Spain): Prevalence, intensity, aetiology and geospatial distribution of the infection. *Vet. Parasitol.* **2013**, *191*, 252–263. [CrossRef]
66. German Weather Service. Climate status report of Germany, 2020. 2021. Available online: https://www.dwd.de/DE/leistungen/klimastatusbericht/publikationen/ksb_2020.pdf?__blob=publicationFile&v=3 (accessed on 17 February 2022).
67. Forstmaier, T.M. Investigation of the Prevalence of Paramphistomidosis at Herd Level with Determination of Occurring Rumen Fluke Species in Cattle in Germany. Dr.med.vet. Thesis, Ludwig-Maximilians-Universität München, München, Germany, 2021. (In German).
68. Devos, J. Paramphistomosis in sheep; Natural infection of lambs by *Calicophoron daubneyi*. *Rev. Med. Vet.* **2013**, *11*, 528–535.

69. García-Dios, D.; Díaz, P.; Viña, M.; Remesar, S.; Prieto, A.; López-Lorenzo, G.; Cao, J.M.D.; Panadero, R.; Díez-Baños, P.; López, C.M. Efficacy of oxyclozanide and closantel against rumen flukes (*Paramphistomidae*) in naturally infected sheep. *Animals* **2020**, *10*, 1943. [CrossRef]
70. Paraud, C.; Gaudin, C.; Pors, I.; Chartier, C. Efficacy of oxyclozanide against the rumen fluke *Calicophoron daubneyi* in experimentally infected goats. *Vet. J.* **2009**, *180*, 265–267. [CrossRef]
71. Arias, M.S.; Sanchís, J.; Francisco, I.; Francisco, R.; Piñeiro, P.; Cazapal-Monteiro, C.; Cortiñas, F.J.; Suárez, J.L.; Sánchez-Andrade, R.; Paz-Silva, A. The efficacy of four anthelmintics against *Calicophoron daubneyi* in naturally infected dairy cattle. *Vet. Parasitol.* **2013**, *197*, 126–129. [CrossRef]
72. García-González, R.; Cuartas, P. A comparison of the diets of the wild goat (*Capra pyrenaica*), domestic goat (*Capra hircus*), mouflon (*Ovis musimon*) and domestic sheep (*Ovis aries*) in the Cazorla mountain range. *Acta Biol. Mont.* **1989**, *9*, 123–132.
73. Jacquiet, P.; Cabaret, J.; Colas, F.; Dia, M.L.; Cheikh, D.; Thiam, A. Helminths of sheep and goats in desert areas of south-west Mauritania (Trarza). *Vet. Res. Commun.* **1992**, *16*, 437–444. [CrossRef]
74. Mohammed, A.S.; Animut, G.; Urge, M.; Assefa, G. Grazing behavior, dietary value and performance of sheep, goats, cattle and camels co-grazing range with mixed species of grazing and browsing plants. *Vet. Anim. Sci.* **2020**, *10*, 100154. [CrossRef] [PubMed]
75. Dreyfuss, G.; Abrous, M.; Vignoles, P.; Rondelaud, D. *Fasciola hepatica* and *Paramphistomum daubneyi*: Vertical distribution of metacercariae on plants under natural conditions. *Parasitol. Res.* **2004**, *94*, 70–73. [CrossRef]
76. Rondelaud, D.; Vignoles, P.; Dreyfuss, G. Parasite development and visceral pathology in *Galba truncatula* co-infected with *Fasciola hepatica* and *Paramphistomum daubneyi*. *J. Helminthol.* **2007**, *81*, 317–322. [CrossRef]
77. CDC (Climate Data Center) of the German Weather Service. Available online: https://opendata.dwd.de/climate_environment/CDC/observations_germany/climate/multi_annual/mean_91-20/ (accessed on 17 February 2022).
78. Sargison, N.D.; Shahzad, K.; Mazeri, S.; Chaudhry, U. A high throughput deep amplicon sequencing method to show the emergence and spread of *Calicophoron daubneyi* rumen fluke infection in United Kingdom cattle herds. *Vet. Parasitol.* **2019**, *268*, 9–15. [CrossRef]
79. Taylor, M.A. Emerging parasitic diseases of sheep. *Vet. Parasitol.* **2012**, *189*, 2–7. [CrossRef]
80. Epe, C.; Coati, N.; Schnieder, T. Results of parasitological examinations of faecal samples from horses, ruminants, pigs, dogs, cats, hedgehogs and rabbits between 1998 and 2002. *Dtsch. Tierarztl. Wochenschr.* **2004**, *111*, 243–247. (In German) [PubMed]
81. Stuhrberg, E.; Nickel, S.; Hiepe, T. *Dicrocoelium dendriticum* in sheep in the Democratic Republic of Germany district of Frankfurt/Oder. *Angew. Parasitol.* **1975**, *16*, 129–135. (In German) [PubMed]
82. Rehbein, S.; Visser, M.; Winter, R. Endoparasitic infections in sheep from the Swabian Alb. *Dtsch. Tierarztl. Wochenschr.* **1998**, *105*, 419–424. (In German) [PubMed]
83. Manga-González, M.Y.; González-Lanza, C. Field and experimental studies on *Dicrocoelium dendriticum* and dicrocoeliasis in northern Spain. *J. Helminthol.* **2005**, *79*, 291–302. [CrossRef] [PubMed]

IV. ERWEITERTE ERGEBNISSE

1. Herkunft der Betriebe im jeweiligen Bundesland

Eine gleichmäßige Verteilung der untersuchten Betriebe über das jeweilige Bundesland wurde angestrebt und auch weitgehend erreicht, wie der Abbildung 3 aus der Publikation entnommen werden kann. In Niedersachsen konnten Betriebe aus 35 Landkreisen und fünf kreisfreien Städten akquiriert werden (88,9 % aller Landkreise und kreisfreien Städte). Nur aus den Landkreisen Friesland und Peine sowie den drei kreisfreien Städten Delmenhorst, Salzgitter und Wolfsburg nahmen keine Betriebe teil. In Bayern wurden Betriebe aus 85,4 % aller Landkreise und kreisfreien Städte untersucht. Von insgesamt 71 bayerischen Landkreisen nahmen lediglich aus den sechs Landkreisen Aichach-Friedberg, Eichstätt, Landshut (inkl. kreisfreie Stadt), Neuburg-Schrobenhausen, Schwandorf und Tirschenreuth keine Betriebe teil. Des Weiteren wurden keine Kotproben von Betrieben aus den sieben kreisfreien Städten Amberg, Erlangen, Ingolstadt, Kaufbeuren, Memmingen, Schwandorf und Weiden in der Oberpfalz untersucht.

2. Jahreszeitliche Verteilung der Herdenbeprobungen

In Abbildung 3 und Abbildung 4 ist der prozentuale Anteil der im jeweiligen Monat entnommenen Kotproben für Schafe und Ziegen dargestellt. Für diese jahreszeitliche Darstellung wurden die jeweiligen zum Teil doppelt vorkommenden Monate des Untersuchungszeitraums (Juli 2019 bis April 2021) zusammengefasst.

Bei den Schafproben wird deutlich, dass die Mehrheit der Kotproben in den Sommer- und Herbstmonaten entnommen wurde (Juni – August: 39,9 %; September – November: 31,4 %). Nur 9,0 % aller Kotproben stammten aus den Wintermonaten Dezember bis Februar und 15,6 % aus dem Frühjahr (März – Mai). Die Kategorie „Unbekannt“ enthält Proben, die in den ersten Tagen eines neuen Monats eingesandt wurden und bei denen die Kotprobenentnahme aufgrund eines fehlenden Datums nicht eindeutig dem End- oder Folgemonat zugeordnet werden konnte.

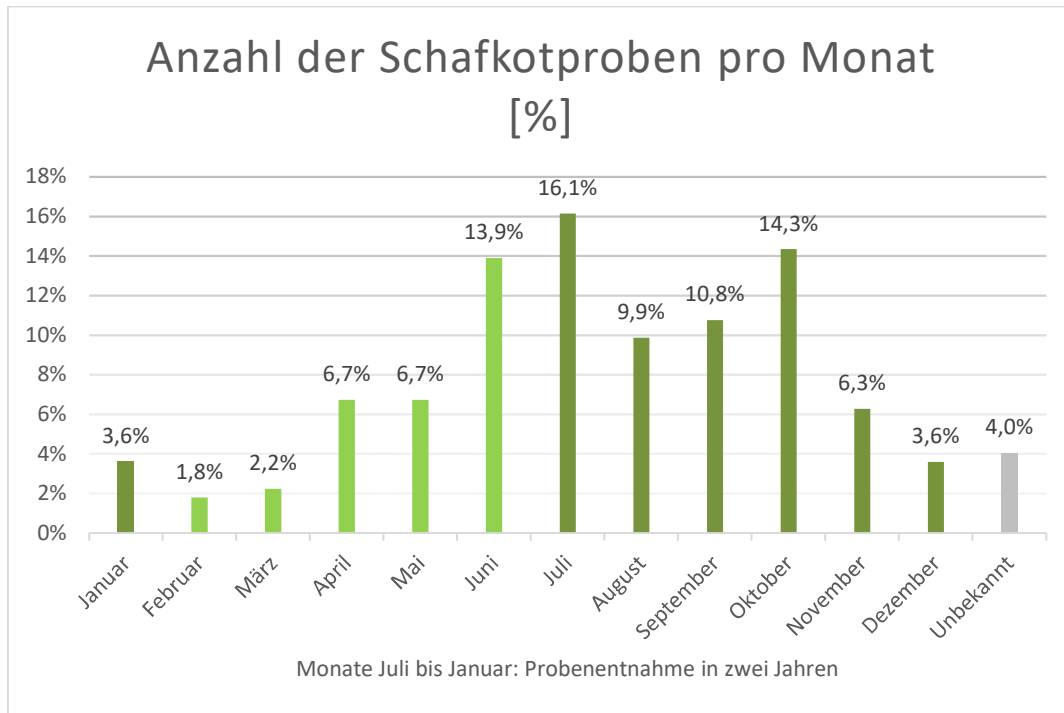


Abbildung 3: Prozentualer Anteil der pro Monat entnommenen Schafkotproben (n=223 über einen Zeitraum von 07/2019 bis 04/2021)

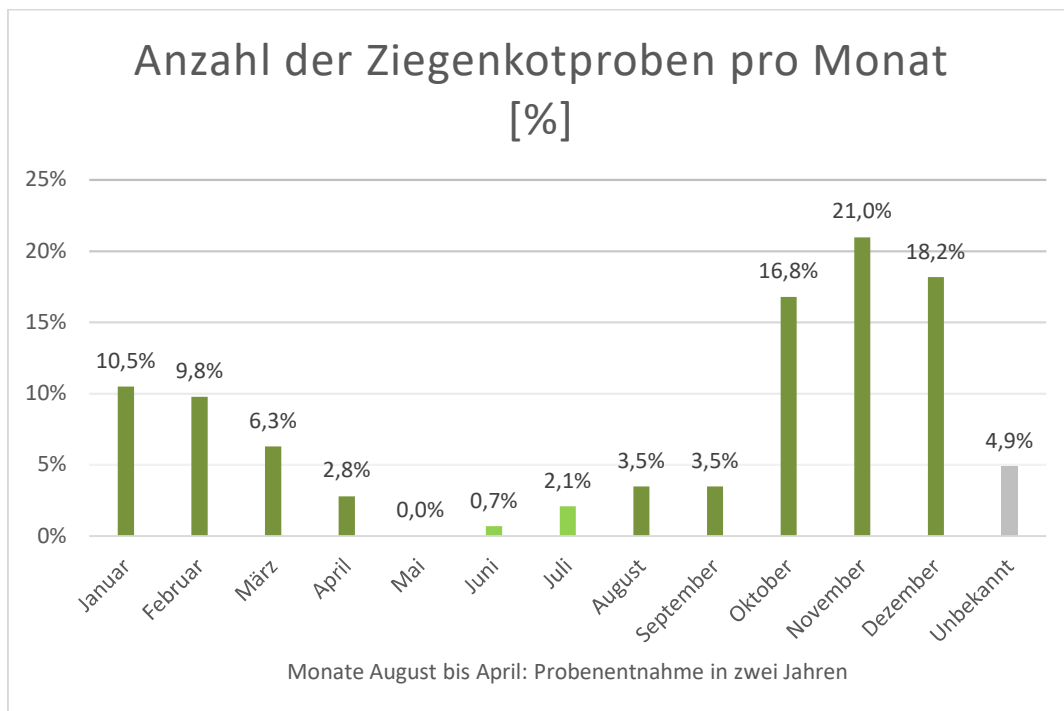


Abbildung 4: Prozentualer Anteil der pro Monat entnommenen Ziegenkotproben (n=143) über einen Zeitraum von 07/2019 bis 04/2021

Die Mehrheit der entnommenen Ziegenkotproben stammte aus den Herbst- und Wintermonaten (September – November: 41,3 %; Dezember – Februar: 38,5 %). Nur 15,4 % aller Proben wurden in den Frühjahrs- und Sommermonaten entnommen.

3. Verteilung der beprobten Tiere anhand der Altersklassen

Die Verteilung der jeweiligen Schaf- und Ziegenkotproben bezogen auf die Altersklassen ist in Abbildung 5 und Abbildung 6 dargestellt. Die Ergebnisse beziehen sich auf die Angaben der Landwirt*innen. Ein genaues Alter wurde nicht abgefragt. Da jede Sammelkotprobe Kot mehrerer Tiere enthielt, sind Mehrfachnennungen möglich und in diesen Prozentangaben enthalten. Die Kategorie „Mix“ beinhaltet Kot von beprobten Tieren aller Altersklassen.

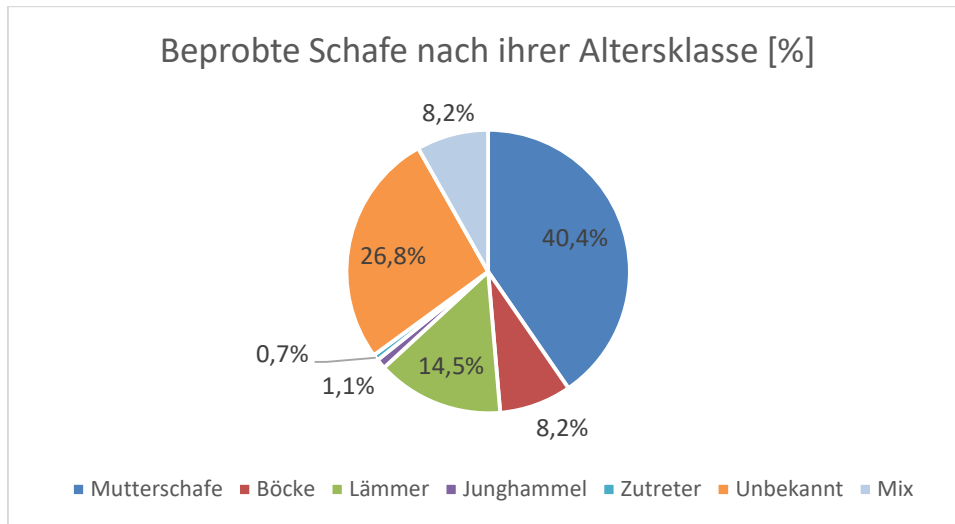


Abbildung 5: Prozentuale Verteilung der beprobten Schafe (n=666) anhand ihrer Altersklasse

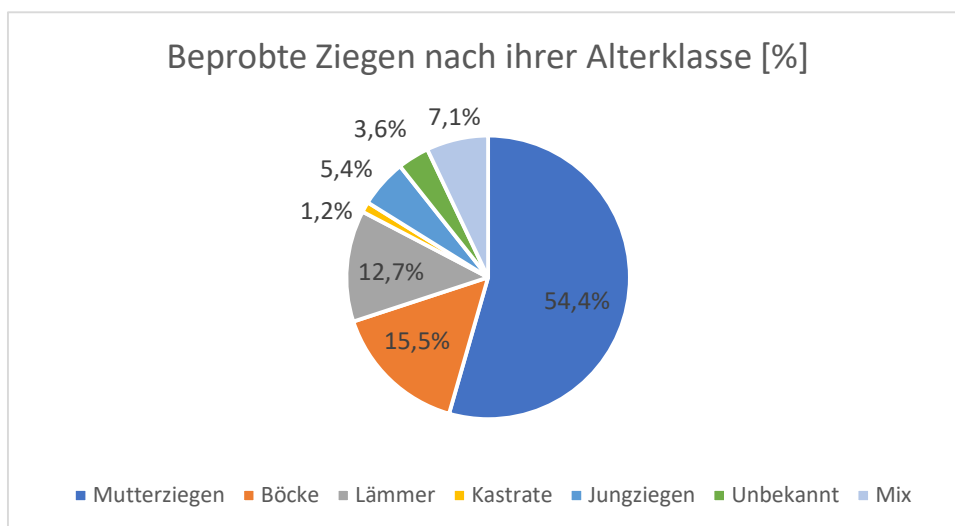


Abbildung 6: Prozentuale Verteilung der beprobten Ziegen (n=392) anhand ihrer Altersklasse

4. Herdengröße der untersuchten Betriebe

Bei 223 untersuchten Schafherden wurde eine durchschnittliche Herdengröße von 223 Mutterschafen ermittelt (Median 60). Die kleinste Herde bestand aus drei Mutterschafen, die größte Herde zählte 1.900 Mutterschafe. Jede Schafherde zählte mindestens 15 Tiere, die älter als drei Monate waren. Die Mehrheit der untersuchten Schafherden (36,8 %) umfasste 16 bis 50 Mutterschafe. Nur 4,5 % der Schafherden bestanden aus mehr als 800 Muttertieren.

Die durchschnittliche Größe der 143 untersuchten Ziegenherden betrug 50 Mutterziegen, wobei die kleinste Herde aus zwei Mutterziegen und die größte Herde aus 300 Mutterziegen bestand. Jede Ziegenherde bestand aus mindestens drei Ziegen, die älter als drei Monate waren. Der Großteil der teilnehmenden Ziegenbetriebe hielt eine Herdengröße von weniger als 16 Mutterziegen (44,8 %), hingegen wurden 5,6 % aller Ziegenherden der Herdengröße 201 bis 500 Mutterziegen zugeordnet.

V. ERWEITERTE DISKUSSION UND SCHLUSSFOLGERUNG

1. Erweiterte Diskussion

Bisher gibt es keine vergleichbare Studie in Deutschland, die flächendeckend eine ähnlich große Population kleiner Wiederkäuer auf das Vorkommen von Pansen- und Leberegeln in zwei Bundesländern untersucht hat. Sie dient interessierten Tierärzt*innen und Landwirt*innen als Einschätzung der aktuellen Verbreitung und Bedeutung der Paramphistomidose, Fasciolose und Dicrocoeliose in Schaf- und Ziegenherden der jeweiligen Bundesländer.

Die wenigen im deutschsprachigen Raum publizierten Untersuchungen an kleinen Wiederkäuern zu diesem Thema beschränkten sich in der Vergangenheit häufig auf bestimmte Regionen (STUHRBERG et al., 1975; SIEBER, 2014; MAY et al., 2022), Ergebnisse diagnostischer Einzeltierproben (EPE et al., 2004; RAUE et al., 2017), bestimmte Nutzungsrichtungen (SIEBER, 2014) oder bezogen sich auf kleine Stichprobengrößen (DÜVEL, 2016). Das gleichzeitige Vorkommen aller drei Trematodenarten bei Schafen und Ziegen wurde zudem bislang kaum berücksichtigt (EPE et al., 2004; RAUE et al., 2017). Die vorliegende Studie ist ein wichtiger Schritt, um die Bedeutung der Pansen- und Leberegelinfektionen in Schaf- und Ziegenherden hervorzuheben.

Unter der Vielzahl der Studien, die den Pansen- oder Leberegelbefall bei kleinen Wiederkäuern in Europa untersucht haben (z. B. SILVESTRE et al., 2000; CRINGOLI et al., 2004a; SANNA et al., 2016; JONES et al., 2017a), befassten sich nur wenige Studien mit der Bestimmung der Herdenprävalenz des ganzen Landes oder mehrerer großflächiger Regionen (RINALDI et al., 2015; TOOLAN et al., 2015; MARTÍNEZ-IBEAS et al., 2016; PLOEGER et al., 2017; MUNITA et al., 2019). Auch der Ansatz der vorliegenden Studie, Kotproben von Schafen und Ziegen parallel zu analysieren, wurde zuvor erst in zwei Publikationen verfolgt (BOSCO et al., 2021; GARCÍA-DIOS et al., 2021). Die zeitgleiche Prävalenzbestimmung für beide Tierarten ist jedoch eine wichtige Voraussetzung, um Parallelen und Unterschiede im Infektionsgeschehen der verschiedenen Kleinwiederkäuerspezies aufzeigen und erörtern zu können.

Entscheidend für die Aussagekraft einer epidemiologischen Betrachtung ist die robuste Datenbasis mit einer angemessenen Stichprobengröße. Die in der vorliegenden Studie ermittelte Pansenegelprävalenz bei Schafen ist zwar geringer als die zu Beginn der Studie

angenommene Prävalenz, dennoch war für die Prävalenz von 2,2 % in Schafherden (95 % Konfidenzintervall (KI): 0,3 % – 4,2 %) die Stichprobengröße der Schafherden angemessen (THRUSFIELD & BROWN, 2018). In den untersuchten Ziegenherden wurden keine Pansenegeler nachgewiesen. Die zuvor festgelegte Stichprobenanzahl für niedersächsische Ziegenbetriebe wurde um vier Betriebe verfehlt, eine zuverlässige Aussage der Pansenegelprävalenz ist anhand dieser Daten für die niedersächsische Ziegenpopulation daher nicht möglich: Angenommen, in einem der verfehlten vier Betriebe hätten Pansenegeler nachgewiesen werden können, hätte das zu einer Unterschätzung der Pansenegelprävalenz bei Ziegen geführt. Wären bei mindestens einem der fehlenden Ziegenbetriebe Leberegeler detektiert worden oder alle vier Betriebe koproskopsch negativ gewesen, so macht dies eine Unter- oder Überschätzung des Leberegelvorkommens bei Ziegen sehr wahrscheinlich. Das genaue Vorkommen von Pansenegeln bei Ziegenherden bleibt unbekannt, ist aber als sehr gering anzunehmen (< 5,0 %).

Eine vollständige Repräsentativität der vorliegenden Ergebnisse für Gesamt-Deutschland ist nicht gegeben, da nur Herden aus Bayern und Niedersachsen untersucht wurden. Dennoch können aufgrund der Ergebnisse aus diesen Bundesländern Rückschlüsse auf die Situation des ganzen Landes gezogen werden, da durch die Auswahl der Agrar-Bundesländer Bayern und Niedersachsen ein großes Spektrum des deutschlandweiten Klimas und der Geographie abgedeckt wurde (DEUTSCHER WETTERDIENST, 2020, 2021). Gleichzeitig wurden damit zwei Bundesländer gewählt, die eine bedeutende Anzahl an Schaf- und Ziegenbetrieben beheimaten (STATISTISCHES BUNDESAMT [DESTATIS], 2017b, 2021a). Wie die Abbildung 3 der Publikation sowie die erweiterte Ergebnisdarstellung (Kapitel IV) zeigt, wurde eine gleichmäßige Verteilung der Betriebe in dem jeweiligen Bundesland und eine nahezu vollständige Abdeckung aller Regionen erreicht. Eine Überschätzung der Prävalenz aufgrund einer Vorselektion von Betrieben in Trematoden-Risikogebieten (PLOEGER et al., 2017) konnte dadurch vermieden werden. In den Regionen mit fehlender Einsendung ist nur eine geringe Zahl von Betrieben ansässig, so dass die regionale Verteilung der teilnehmenden Betriebe als repräsentativ für die beteiligten Bundesländer angesehen werden kann.

Die untersuchten Betriebe spiegeln zudem die bundesweite Diversität in Bezug auf Herdengröße, Rasse, Nutzungsrichtung und Weidemanagement wider, wodurch eine Verzerrung der Ergebnisse aufgrund der Betriebsauswahl ausgeschlossen wird. Um innerhalb einer Herde eine Repräsentativität zu gewährleisten, wurden die

Probennehmenden angewiesen, die zu untersuchenden Tiere zufällig auszuwählen und nicht etwa kranke Tiere zu bevorzugen. Nur sehr wenige der eingesandten Probengefäße (3 Schafproben, 1 Ziegenprobe) waren mit dem Hinweis auf erkrankte Tiere beschriftet, weshalb eine Verzerrung der Ergebnisse durch die Auswahl der Tiere von Seiten der Tierhalter*innen als sehr gering anzusehen ist. Eine Verzerrung der Ergebnisse ist jedoch aufgrund der Freiwilligkeit bei der Studienteilnahme nicht auszuschließen. Dieser Punkt wurde in der Diskussion der Publikation ausführlich berücksichtigt. Mit dem Angebot, die Kotproben zusätzlich kostenfrei auf gastrointestinale Nematoden zu untersuchen, wurde diese Gefahr minimiert, da der Befall mit Magen-Darmwürmern ein weit verbreitetes Problem in der Schaf- und Ziegenhaltung darstellt und demnach auch für den Großteil der Tierhalter*innen von Interesse ist (EYSKER & PLOEGER, 2000; RINALDI et al., 2007; MAVROT et al., 2015).

Der zunächst für ein Jahr geplante Untersuchungszeitraum wurde im Verlauf der Studie auf 22 Monate verlängert, um die zu Beginn berechnete Stichprobengröße weitestgehend zu erreichen. Aufgrund einer nur geringen Resonanz der Tierhalter*innen zu Beginn der Studie wurden zudem weitere Werbemaßnahmen zu späteren Zeitpunkten eingeleitet. Dadurch kam es zu jahreszeitlichen Schwankungen bei den Einsendungen und es wurden zum Teil Kotproben in zwei Jahren untersucht (Kapitel IV, Abbildung 3 und Abbildung 4). Aufgrund der Freiwilligkeit der Teilnahme durch die Landwirt*innen unterlag die Einsendung der Proben zusätzlichen zeitlichen Schwankungen. Das primäre Interesse vieler Tierhalter*innen galt der Untersuchung auf gastrointestinale Nematoden, so dass die Kotprobeneinsendungen zu Zeitpunkten erfolgten, die für das Management oder eine geplante Behandlung dieser Parasiten relevant waren. Dieser Zeitpunkt ist bei Schafen vermehrt im Verlauf und zum Ende der Weidesaison (Sommer, Herbst) (SUTTLE, 1994) und bei Milchziegen zu Beginn des Trockenstellens (Spätherbst, Winter) (VOIGT et al., 2016). Um gezielter mit Trematoden infizierte Tiere detektieren zu können, wäre es von Vorteil gewesen, bevorzugt in den Monaten zu untersuchen, in denen unter Berücksichtigung des Ausschwärmens der Zerkarien aus dem Zwischenwirt und der Präpatenz, mit patenten Infektionen und höheren Eizahlen bei Pansen- oder großen Leberegeln zu rechnen ist (ABROUS et al., 1999b, 1999a; DEPLAZES et al., 2021a; KÜCHLER, 2021). Da jedoch die genaue Präpatenz sowie der Höhepunkt der Eiausscheidung *post infectionem* für *C. daubneyi* nicht bekannt ist (SEY, 1979; DEVOS, 2013) und sich zudem die Monate des bevorzugten Ausschwärmens der Zerkarien für *F. hepatica* und *C. daubneyi* unterscheiden, wurde eine gleichmäßige Verteilung über alle

Monate angestrebt. Zudem ist zu berücksichtigen, dass die Patenz der beiden Trematodenarten (möglicherweise) sehr lang ist (HORAK, 1967; KRANEBURG, 1978; ROJO-VÁZQUEZ et al., 2012), wodurch eine längerfristige kontinuierliche Ausscheidung der Eier wahrscheinlich ist. Da auch Behandlungen gegen den Pansenegel in den untersuchten Betrieben nur sehr selten durchgeführt wurden, ist eine Unterschätzung der Prävalenzen durch die Untersuchung zu allen Jahreszeiten vor allem für die Paramphistomidose als gering anzusehen. Jedoch kann die unterschiedliche zeitliche Verteilung der eingesandten Proben eine mögliche Erklärung für die Prävalenzunterschiede der patenten Paramphistomidose und Fasciolose bei Schafen und Ziegen sein. Die Mehrheit der Schafproben wurde in den Sommer- und Herbstmonaten entnommen, in denen eine erhöhte Eiausscheidung von *C. daubneyi* möglich ist. Hingegen wurde die Mehrheit der Ziegenproben in den Herbst- und Wintermonaten entnommen, wo erhöhte EpG von *F. hepatica* vorkommen können.

Die Altersgrenze der zu untersuchenden Tiere wurde größer drei Monate festgelegt, und pro Herde wurden 15 Schafe bzw. drei bis 15 Ziegen untersucht. Im Vergleich dazu wurden in der Mehrzahl der europäischen Prävalenzstudien 20 Tiere pro Herde in die Untersuchung eingeschlossen (CRINGOLI et al., 2004a; BIGGERI et al., 2007; RINALDI et al., 2015; MARTÍNEZ-IBEAS et al., 2016; JONES et al., 2017a; MUNITA et al., 2019; BOSCO et al., 2021), vereinzelt ebenfalls 15 Tiere pro Herde (SANNA et al., 2016). Der prozentuale Anteil der untersuchten Tiere an der Herdengröße variiert dabei je nach Studie. In der Mehrheit der Studien wird jedoch keine Angabe zur Größe der untersuchten Herden gemacht (CRINGOLI et al., 2004a; MARTÍNEZ-VALLADARES et al., 2013; RINALDI et al., 2015; MUNITA et al., 2019; SCALA et al., 2019; BOSCO et al., 2021). MARTÍNEZ-IBEAS et al. (2016) beprobten 13 % der Tiere gemessen an der durchschnittlichen Herdengröße (145 Mutterschafe; Spannweite 14 – 850). Hingegen beprobten JONES et al. (2017a) durchschnittlich 3,4 % der Tiere in einer Herde mit einer Größe von durchschnittlich 595 adulten Schafen (Spannweite 50 – 4.000). SANNA et al. (2016) beprobten 15 Mutterschafe bei einer durchschnittlichen Herdengröße von 352 Schafen. In der vorliegenden Studie wurden 6,7 % der Tiere gemessen an einer durchschnittlichen Herdengröße von 223 Mutterschafen untersucht. Gleichzeitig wurden bei einer Herde mit mehr als 15 adulten Ziegen 23,1 % der Ziegen beprobt. Die durchschnittliche Größe dieser Herden betrug 65 Mutterziegen. Bei den Ziegenherden mit weniger als 15 Tieren wurden 100 % der Tiere beprobt. Die durchschnittliche Herdengröße von Schafbetrieben in Deutschland beträgt 94 Tiere,

Ziegenherden umfassen im Durchschnitt 14 Tiere (STATISTISCHES BUNDESAMT [DESTATIS], 2017b). In Anbetracht der aufgeführten Vergleiche erscheint die gewählte Probenzahl von 15 Kotproben pro Schafherde und drei bis 15 Kotproben pro Ziegenherde als angemessen.

Unter Berücksichtigung der Präpatenz der hier untersuchten Trematoden sollte das Mindestalter der beprobten Tiere drei Monate nicht unterschreiten (SEY, 1979; CAMPO et al., 2000; OTRANTO & TRAVERSA, 2003; DEVOS, 2013; ATCHESON et al., 2020; DEPLAZES et al., 2021a). Auf weitere Alterseinschränkungen wurde bewusst verzichtet, um möglichst viele Tierhalter*innen zur Teilnahme zu bewegen und, um alle empfänglichen Altersklassen mit Weidekontakt in die Studie einzuschließen. Für den Großteil der veröffentlichten Pansenegelstudien wurden jedoch ausschließlich Mutterschafe bzw. Tiere älter als sechs Monate untersucht (MARTÍNEZ-IBEAS et al., 2016; SANNA et al., 2016; JONES et al., 2017a; GARCÍA-DIOS et al., 2021), was bezüglich einer möglichen Exposition zu infektiösen Trematodenstadien sinnvoll erscheint, da Lämmer älter als drei Monate und Adulte mit höherer Wahrscheinlichkeit von einer patenten Infektion betroffen sind. Dennoch finden sich in der eingesehenen Literatur auch Studien, die das Alter der Tiere nicht berücksichtigten (PLOEGER et al., 2017) bzw. Lämmer bereits ab Geburt oder älter als vier Monate beprobten (MUSELLA et al., 2011; RINALDI et al., 2015; BOSCO et al., 2021). Die Beprobung aller Altersklassen ist sinnvoll, um den Befall der gesamten Herde widerzuspiegeln. Dennoch ist eine Unterschätzung der Ergebnisse durch die Untersuchung von Lämmerkotproben möglich, da junge Lämmer eventuell noch keine Eier ausscheiden. Die Auswertung der Proben aus der vorliegenden Studie zeigte, dass nur 14,5 % der Schafproben von Lämmern und 12,7 % der Ziegenproben von Kitzen stammten. Da jede Sammelprobe Kot von drei bis fünf Tieren beinhaltete, sind Mehrfachnennungen pro Probe möglich und damit in diesen Prozentangaben enthalten. Das genaue Alter der Lämmer / Kitze wurde nicht abgefragt und schließt Tiere zwischen drei und 12 Monaten ein. Lediglich drei Schafbetriebe schickten ausschließlich Kot von Lämmern. Aufgrund dieses Aspektes ist eine Unterschätzung der Prävalenzen zwar möglich, jedoch als sehr gering anzunehmen.

Die Genauigkeit der Ergebnisse wird neben der Stichprobengröße, der Auswahl von Probanden, Untersuchungszeitraum und -region ebenfalls durch die Untersuchungsmethode und der damit einhergehenden Sensitivität und Spezifität beeinflusst. Die in der vorliegenden Arbeit angewandte Methode wurde so gewählt, dass eine Vergleichbarkeit mit vorangegangenen deutschen (RAUE et al., 2017;

FORSTMAIER, 2021; MAY et al., 2022) und europäischen Studien (TOOLAN et al., 2015; MARTÍNEZ-IBEAS et al., 2016; JONES et al., 2017a; PLOEGER et al., 2017) gewährleistet werden konnte. Sie ist einfach durchzuführen, weist eine hohe Spezifität auf und ist kostengünstig, was sie zu der Methode macht, die auch von Praktiker*innen gut anzuwenden ist. Die von DEPLAZES et al. (2021b) beschriebene Sedimentationsmethode wird für *F. hepatica* mit einer sehr hohen Spezifität und einer methodischen Sensitivität von fast 100 % für 10 – 1.000 EpG beschrieben, wobei die untere Nachweisgrenze laut BECKER et al. (2016) bei 5 EpG liegt (Sensitivität bei dieser Eiausscheidung 26,6 %). Hingegen liegt die diagnostische Sensitivität bei Schafen bei > 80 % (DEPLAZES et al., 2021a). Das bedeutet, dass bei der Untersuchung einer Kotprobe pro Tier bei weniger als 20 % der infizierten Tiere keine Eier nachgewiesen werden können und diese als falsch negativ erfasst werden. Mit Berücksichtigung der Schwankungen in der Eiausscheidung bei *F. hepatica* kann die diagnostische Sensitivität durch wiederholte Untersuchungen derselben Probe deutlich gesteigert werden (RAPSCH et al., 2006). Da sich Pansenegeler in Bezug auf die Größe und die Erkennbarkeit wenig von denen des großen Leberegels unterscheiden (RIEU et al., 2007; DEPLAZES et al., 2021a), lässt sich die Spezifität mit hoher Wahrscheinlichkeit auf die in dieser Studie angewandte modifizierte Sedimentationsmethode übertragen. Die methodische Sensitivität wurde nicht bestimmt, sie ähnelt aber wahrscheinlich der des von DEPLAZES et al. (2021b) beschriebenen Sedimentationsverfahrens, da aufgrund eines zusätzlichen Siebvorgangs am Ende der Sedimentation weniger Kot-Debris ins Sediment gelangt und Eier dadurch einfacher gesehen werden können. Es ist jedoch auch möglich, dass Eier im Siebrückstand hängen bleiben und die Sensitivität geringer ist. Ob die diagnostische Sensitivität ähnlich ist, bleibt insbesondere für den Pansenegelbefall offen, da noch keine Infektionsstudien zu *C. daubneyi* durchgeführt wurden, in der die Eiausscheidung während der Patenz untersucht wurde. Es ist anzunehmen, dass die diagnostische Sensitivität für den Nachweis von Pansenegeleriern höher ist als für *Fasciola*-Eier, da letztere aufgrund der Entleerung der Gallenblase nur schubweise in den Darm gelangen. In der vorliegenden Studie wurde immer das gesamte Sediment untersucht, um eine bestmögliche Sensitivität zu gewährleisten. Aufgrund der diskutierten Gründe ist jedoch davon auszugehen, dass die Prävalenzen der patenten Paramphistomidose, Fasciolose und Dicrocoeliose in dieser Studie unterschätzt wurden.

Eine Unterschätzung der ermittelten EpG bei Pansenegel- und *Fasciola*-Eiern ist ebenfalls anzunehmen, da die untere methodische Nachweisgrenze der

Sedimentationsmethode bei 5 EpG liegt (BECKER et al., 2016). In der vorliegenden Studie wurde ein Minimum von 0,1 EpG nachgewiesen. Es wurden je Probe durchschnittlich 9,9 g Sammelkot von fünf Schafen bzw. drei bis fünf Ziegen (bei 1 – 3 Proben je Herde daher insgesamt 15 Schafe bzw. 3 – 15 Ziegen) untersucht. Aufgrund der Untersuchung von Sammelproben ist davon auszugehen, dass einzelne positive Tiere möglicherweise nicht erfasst wurden, da jedes Einzeltier nur eine relativ geringe Kotmenge zu einer Sammelprobe beiträgt und insbesondere niedrige Eiausscheidungen bei Einzeltieren durch diesen Verdünnungseffekt unter die Nachweisgrenze kommen können. Die diagnostische Sensitivität auf das Einzeltier bezogen ist dadurch reduziert. Bezogen auf die Herdenebene ist jedoch mit einer verbesserten diagnostischen Sensitivität zu rechnen, da pro Probe der Kot mehrerer Tiere untersucht wurde. Viele andere Studien zeigen meist eine höhere Herdenprävalenz im Vergleich zur Einzeltier-Prävalenz (SILVESTRE et al., 2000; SANNA et al., 2016; PLOEGER et al., 2017; SCALA et al., 2019).

Die durchschnittliche Eiausscheidung ist in anderen Studien für alle drei Trematodenarten häufig sehr hoch (RINALDI et al., 2015; MARTÍNEZ-IBEAS et al., 2016; JONES et al., 2017a; PLOEGER et al., 2017; SCALA et al., 2019; BOSCO et al., 2021; GARCÍA-DIOS et al., 2021). Der Unterschied zu den in der vorliegenden Studie nachgewiesenen geringen Eiausscheidungen kann zum einen an den unterschiedlichen methodischen Sensitivitäten liegen, zum anderen aber auch an einem geringeren Befall mit adulten Egel n (MALRAIT et al., 2015; PLOEGER et al., 2017).

Eine alternative Untersuchungsmethode für den koproskopischen Nachweis von Pansen- und Leberegel n ist z. B. das (mini-) FLOTAC-Verfahren, welches in mehreren Studien zum Einsatz kam (CRINGOLI et al., 2004a; BIGGERI et al., 2007; RINALDI et al., 2015; SANNA et al., 2016; SCALA et al., 2019; BOSCO et al., 2021). Die untere methodische Nachweisgrenze wird je nach FLOTAC-Methode unter Anwendung einer Zinksulfat-Flotationslösung (Dichte 1,35 g/ml) mit 1 bis 5 EpG angegeben (CRINGOLI et al., 2010; CRINGOLI et al., 2017). Bei einer unteren diagnostischen Nachweisgrenze von 6 EpG wird die analytische Sensitivität mit 94 % und die Spezifität mit 96 – 98 % angegeben (DUTHALER et al., 2010; MALRAIT et al., 2015; RINALDI et al., 2015; BOSCO et al., 2021). Im Vergleich zur Sedimentationsmethode können mit der (mini-) FLOTAC-Methode auch sehr geringe EpG verlässlich nachgewiesen werden, die Sensitivität bei niedrigen Eizahlen ist demnach besser. Bei einer Bürde von mehr als 10 EpG ist die methodische Sensitivität der Sedimentationsmethode hingegen besser. Studien, die das

Sedimentationsverfahren direkt mit (mini-) FLOTAC-Methoden vergleichen, gibt es bisher nicht. Aufgrund der hohen Geräte- und Materialkosten für dieses Verfahren (CRINGOLI et al., 2010; CRINGOLI et al., 2017) kam es in der vorliegenden Studie nicht zum Einsatz. Wahrscheinlich hätten mit diesem Verfahren Herden mit einer sehr geringen Eiausscheidung besser detektiert werden können. Für die Praxis ist das Sedimentationsverfahren jedoch von Vorteil, da die Kotmenge nicht genau abgemessen werden muss und höhere Kotmengen die Sensitivität sogar noch etwas erhöhen.

Für den Nachweis von *D. dendriticum*-EpG wird die Sedimentationsmethode mit einer sehr geringen methodischen Sensitivität von zirka 40 % der tatsächlich in der Probe befindlichen Eier beschrieben (REHBEIN et al., 1999). Das bedeutet, dass 60 % aller in der gespikten Probe befindlichen Eier nicht nachgewiesen werden konnten. Im Vergleich brachte eine modifizierte McMaster-Methode mit einer Kaliumtetraiodomercurat-Lösung (spezifische Dichte 1,44 g/ml) eine Sensitivität von 91 % hervor. Vorteile von verschiedenen Flotationsmethoden mit einer Flotationslösung von hoher Dichte (Kaliumtetraiodomercurat oder Zinksulfat) sind ein geringerer Zeitaufwand und die Einfachheit beim Mikroskopieren aufgrund weniger Kot-Debris (REHBEIN et al., 1999; CRINGOLI et al., 2004b; DEPLAZES et al., 2021a). Kaliumtetraiodomercurat ist jedoch aufgrund der Toxizität nicht für den Einsatz in der täglichen Praxis geeignet. In der eingesehenen Literatur kommen für den Nachweis von *D. dendriticum* v. a. (mini-) FLOTAC-Verfahren mehrfach zum Einsatz (CRINGOLI et al., 2002; MUSELLA et al., 2011; NAEEMIPOUR et al., 2016; SCALA et al., 2019), dennoch wird auch eine (modifizierte) Sedimentationstechnik von vielen Autor*innen angewandt (SÁNCHEZ-ANDRADE et al., 2003; DÍAZ et al., 2007a; SIEBER, 2014; DÜVEL, 2016; RAUE et al., 2017; GARCÍA-DIOS et al., 2021). Da der Hauptfokus dieser Studie auf der Prävalenzbestimmung der Pansen- und großen Leberegel lag, wurde als Untersuchungsmethode die Sedimentationstechnik gewählt. Der Vorteil der Sedimentationsmethode ist, dass sie einfach in der Durchführung und sehr kostengünstig ist. Zudem fallen nur geringe Mengen ungiftigen und damit einfach zu entsorgenden Abfalls (Kot) an. Die (mini-) FLOTAC-Methode sollte aber aufgrund der hohen Sensitivität für zukünftige Studien für den Nachweis kleiner Leberegel in Betracht gezogen werden.

Auch postmortale Untersuchungen sind zum Nachweis von Pansen- und Leberegeln geeignet (SILVESTRE et al., 2000; MALRAIT et al., 2015; CARRAU et al., 2017; PLOEGER et al., 2017; SCALA et al., 2019). Sie haben den Vorteil, dass man auch

Infektionen vor Abschluss der (für *C. daubneyi* unbekannten) Präpatenz sowie einen geringen Befall besser nachweisen kann. In der Sektion ist zudem die Sensitivität bei der ruminalen Paramphistomidose sehr hoch, da die Egel makroskopisch gut identifiziert werden können. In Deutschland werden aber zum Großteil Lämmer geschlachtet (STATISTISCHES BUNDESAMT [DESTATIS], 2022), was wiederum zu einer Verzerrung der Studie geführt hätte, da diese im Vergleich zu Altschafen weniger Weideexposition und damit weniger möglichen Kontakt mit Metazerkarien haben und daher bei Jungtieren mit einer geringeren Wahrscheinlichkeit etablierter Infektionen zu rechnen ist. Außerdem wären Schlachttieruntersuchungen mit einem deutlichen Zeit- und Kosten-Mehraufwand verbunden, um repräsentative Daten für Deutschland zu ermitteln. Viele der eingesehenen Studien, die Schlachtkörper untersuchten, beschränkten sich daher auf einzelne Schlachthöfe in bestimmten Regionen (SILVESTRE et al., 2000; THEODOROPOULOS et al., 2002; OZDAL et al., 2010; SARGISON et al., 2016) oder kombinierten diagnostische Kot- und Schlachttieruntersuchungen (CHARTIER & RECHE, 1992; TOOLAN et al., 2015; SANNA et al., 2016; PLOEGER et al., 2017; SCALA et al., 2019). Die Ziele der vorliegenden Arbeit waren es jedoch, eine möglichst breitflächige Untersuchung aller Altersklassen und eine möglichst gleichmäßige Verteilung der untersuchten Herden über die beiden Bundesländer zu gewährleisten, weshalb die Untersuchung diagnostischer Kotproben bevorzugt wurde. HUSON et al. (2021) beschrieben den ersten Koproantigen-ELISA zum Nachweis von *C. daubneyi*. Diese Methode hat den Vorteil, dass eine Infektion bereits während der Präpatenz mittels Kotproben diagnostiziert werden könnte und ist damit ein großer Mehrwert für die zukünftige Forschung.

Wie bereits in der Publikation hervorgehoben wurde, waren in der Vergangenheit laut Fragebogen mehr Schaf- und Ziegenbetriebe bereits mit dem Pansen- oder großen Leberegel befallen gewesen, als über die Kotproben detektiert wurden. Es ist also möglich, dass die Prävalenz patenter Paramphistomidose und Fasciolose höher ist, als in dieser Studie dargestellt werden konnte. Die möglichen Gründe hierfür wurden ausführlich in der Publikation diskutiert. Es ist jedoch genauso wahrscheinlich, dass diese Prävalenzen auch tatsächlich nicht höher sind, da der Entwicklungszyklus der zuvor nachgewiesenen Trematoden inzwischen möglicherweise unterbrochen wurde. Die Weiterentwicklung der Trematoden wird verhindert, wenn infizierte Tiere geschlachtet oder erfolgreich entwurmt werden und danach auf eine Weide verbracht werden, die kein Habitat für den Zwischenwirt bietet (KNUBBEN-SCHWEIZER & TORGERSON,

2015). Auch durch die Wanderschafthaltung kann es zu dem Wegfall eines Schneckenhabitats kommen. Diese Art der Schaf- und Ziegenhaltung wurde jedoch nur von 10,4 % bzw. 2,6 % der teilnehmenden Schaf- und Ziegenbetriebe praktiziert.

Der in dieser Studie eingesetzte Fragebogen sollte möglichst objektive Angaben zu der Herde, dem Weidemanagement und dem Parasitenmanagement liefern. Er wurde bewusst auf eine Seite begrenzt und einfach gehalten, um eine möglichst hohe Rücklaufquote vollständig ausgefüllter Fragebögen zu erzielen. Dies konnte, z. T. mit schriftlichen und telefonischen Nachfragen, bei 100 % der Schafbetriebe und 99,3 % der Ziegenbetriebe erreicht werden. Lediglich der Fragebogen eines Ziegenbetriebes (0,7 %) wurde bis zum Abschluss der Studie nicht ausgefüllt. Gewisse Angaben der Landwirt*innen sind naturgemäß nicht objektiv. Die Fragen wurden zwar bewusst kurz und prägnant formuliert, dennoch bargen einzelne Fragen ein gewisses Fehlerpotential, was zu einer Verzerrung der Ergebnisse geführt haben kann. So ist z. B. bei der Frage nach früheren Infektionen mit Pansen- oder großen Leberegeln eine Verwechslung der einzelnen Trematodenarten durch die Tierhalter*innen denkbar. Das bedeutet, dass möglicherweise große mit kleinen Leberegeln verwechselt wurden oder Pansenegel mit Leberegeln und dadurch unkorrekte Annahmen entstanden sein können.

Eine solche mögliche Verzerrung muss bei der Interpretation der Ergebnisse bedacht werden. Bei den untersuchten Betrieben dieser Studie konnte ein statistischer Zusammenhang zwischen dem Auftreten von Pansen- und großen Leberegelinfektionen und vergangenen Infektionen festgestellt werden. Herden, die in der Vergangenheit mit Pansen- oder großen Leberegeln befallen waren, zeigten ein höheres Risiko, Eier dieser Trematoden auszuscheiden. Diese Beobachtung wurde auch bei walisischen Schaf- und Rinderherden festgestellt (JONES et al., 2017a; JONES et al., 2021). Da hinsichtlich vorbereitlich mitgeteilter, früherer Infektionen Zeitpunkt, Diagnostikmethode und darauf bezogene möglicherweise eingeleitete Maßnahmen nicht abgefragt wurden, ist es möglich, dass Tiere aufgrund eines geringen Befalls weder anthelminthisch behandelt wurden (RIEU et al., 2007), noch andere Maßnahmen getroffen wurden, die den Entwicklungszyklus der Egel beeinflussten und die Infektion dadurch bis zum Untersuchungszeitpunkt weiterhin bestand. Ebenfalls denkbar ist, dass die Tiere zwar anthelminthisch behandelt wurden, jedoch keine weiteren Maßnahmen zur Unterbrechung des Entwicklungszyklus wie z. B. Weiderotation (KNUBBEN-SCHWEIZER & TORGERSON, 2015) getroffen wurden und damit regelmäßige Reinfektionen im Betrieb stattfanden. Auch Fehler bei der Dosierung eingesetzter

Anthelminthika (FAIRWEATHER, 2011) oder Resistenzen (BEESLEY et al., 2018) und kontinuierliche Reinfektionen sind mögliche Ursachen für eine Perpetuierung vorangegangener Infektionen im Bestand.

Auch die Frage nach möglichen Gewässern oder Feuchtstellen auf der Weide führte möglicherweise zu ungenauen Angaben. Bei der Auswertung überraschte, dass kein statistisch signifikanter Zusammenhang zwischen den Weidekonditionen und einem Auftreten patentier Infektionen mit einer der drei Trematodenspezies dargestellt werden konnte, da ihr Vorkommen an die Zwischenwirt-Habitate angepasst ist (MEHL, 1932; SCHWEIZER et al., 2007; KNUBBEN-SCHWEIZER et al., 2011; RONDELAUD et al., 2011; CARON et al., 2014; CHARLIER et al., 2014; SCHADE-WESKOTT, 2019). Die Betriebe wurden aufgrund der Angaben im Fragebogen in die zwei Kategorien „Weiden mit möglichem Habitat für *G. truncatula*“ und „Weiden ohne Habitat für *G. truncatula* / trockene Weiden“ eingeteilt. Die Kategorisierung erfolgte ausschließlich aufgrund der Angaben der Tierhalter*innen, ob es sich um feuchte oder zeitweise feuchte Weiden handelt und ob die Weidegebiete einen Fluss, Graben oder Teich beinhalten. Einzelne Tierhalter*innen gaben in einem von ihnen hinzugefügten freien Text die Information an, dass das genannte Gewässer ausgezäunt sei und die Tiere keinen Zugang dazu hätten. Diese Information wurde jedoch im Fragebogen für alle Betriebe nicht explizit abgefragt. Auch die Wahrnehmung „feucht“ kann subjektiv beeinflusst sein. Die Antworten zur Frage der Weidekondition können daher unter Umständen zu falsch interpretierten Angaben führen. Eine mündliche Befragung oder eine Vor-Ort-Begehung wären zur detaillierten Einschätzung der Weidesituation zu bevorzugen gewesen, dies war jedoch im Rahmen der Studie nicht umsetzbar. Dennoch deckt sich dieses Ergebnis mit einer in Schleswig-Holstein durchgeführten Studie, die den Einfluss von Wiedervernässungsflächen auf das Vorkommen von Endoparasiten thematisierte. MAY et al. (2022) konnten in dieser Langzeitstudie keinen statistisch signifikanten Einfluss von Wiedervernässungsflächen auf das Vorkommen von Pansen- und großen Leberegelinfektionen feststellen. Die Autorinnen gehen davon aus, dass auch die Weidegebiete mit Drainage-Einrichtungen noch feucht genug waren, um die Entwicklung von Pansen- und großen Leberegeln zu unterstützen.

Ebenfalls war es auf den ersten Blick überraschend, dass kein Zusammenhang zwischen trockenen Weiden und dem Vorkommen von *D. dendriticum* festgestellt werden konnte. Das Vorkommen von kleinen Leberegeln wurde jedoch bereits von DÍAZ et al. (2007a) auch für Orte mit vermehrtem Niederschlag und niedrigen Temperaturen beschrieben.

Aufgrund der großen möglichen Speziesvielfalt der Schnecken- und Ameisen-Zwischenwirte (MANGA-GONZÁLEZ et al., 2001; OTRANTO & TRAVERSA, 2003) ist das Vorkommen der patenten Dicrocoeliose in feuchteren Gebieten daher auf den zweiten Blick wenig verwunderlich.

Ein statistisch signifikanter Zusammenhang konnte zwischen dem Vorkommen patenten Paramphistomidose und der Weidenutzung durch andere Wiederkäuer (vornehmlich Rinder) festgestellt werden. Dies bestätigt die Annahme, dass die gemeinsame Weidenutzung mit Rindern einen Risikofaktor für Pansenegelinfektionen darstellt. Eine Erklärung hierfür ist, dass infizierte Rinder, die dieselben Flächen beweiden, Pansenegelleier ausscheiden und verbreiten (GONZÁLEZ-WARLETA et al., 2013; MARTÍNEZ-IBEAS et al., 2016). Für die auch in anderen Studien beobachtete niedrigere Prävalenz bei kleinen Wiederkäuern (SISSAY et al., 2007; DUBE et al., 2010; GONZÁLEZ-WARLETA et al., 2013; TOOLAN et al., 2015; SANNA et al., 2016; JONES et al., 2017a; PLOEGER et al., 2017; NARANJO-LUCENA et al., 2018; BOSCO et al., 2021; GARCÍA-DIOS et al., 2021; MAY et al., 2022) sind mehrere mögliche Ursachen denkbar. Die Unterschiede in der Futterselektivität zwischen Rindern, Schafen und Ziegen (GARCÍA-GONZÁLES & CUARTAS, 1989; JACQUIET et al., 1992; MOHAMMED et al., 2020) und in den aufgrund ihrer unterschiedlichen Gravitaxis bevorzugten Lokalisationen der Metazerkarien an den Futterpflanzen (DREYFUSS et al., 2004), sind eine sehr wahrscheinliche Ursache, die bereits in der Publikation diskutiert wurde. Des Weiteren können Rinder am Tag aufgrund ihrer höheren Futteraufnahme potentiell mehr infektiöse Metazerkarien aufnehmen als kleine Wiederkäuer. Dies führt zu einer höheren Befallsstärke in kürzerer Zeit und dadurch auch zu höheren Eiausscheidungen pro Tier (MALRAIT et al., 2015). In der Folge werden mehr positive Tiere anhand der Kotprobenuntersuchung detektiert. DUBE et al. (2010) diskutierten eine vermehrte Aufnahme von Metazerkarien durch Rinder aufgrund der höheren Wasseraufnahme dieser Tiere. Andere Autor*innen argumentieren, dass sich freilebende *F. hepatica*-Metazerkarien bevorzugt an bestimmten Pflanzen exzystieren (DREYFUSS et al., 2005; MORLEY, 2018). Ein Beispiel hierfür ist die weltweit verbreitete Wasserkresse, die in fließenden, nährstoffreichen Gewässern vorkommt. Ob jedoch neben der echten Wasserkresse auch andere Pflanzen von bestimmten Trematoden-Metazerkarien bevorzugt werden, ist bisher nicht bekannt. Betrachtet man nun die Tatsache, dass die unterschiedlichen Tierarten häufig auf Weiden mit unterschiedlichen Ansprüchen gehalten werden, sind dies beides mögliche Gründe dafür, dass die

jeweiligen Tierarten unterschiedlich stark befallen sind. Schafe werden häufig im Bereich der Landschaftspflege und dem Naturschutz auch auf extensiven Weideflächen gehalten. Ziegen bevorzugen arten- und kräuterreiches Grünland, wobei Milchziegen eine Weide mit einer hohen Energiedichte benötigen. Dies kann zu Unterschieden in der Trematodenexposition führen. Ein weiterer Gesichtspunkt sind mögliche speziesspezifische Empfänglichkeiten der Endwirte. HORAK (1967) zeigte, dass die Spezies *C. microbothrium* besser daran angepasst ist Rinder zu infizieren, gefolgt von Schafen und zuletzt Ziegen, da die Pansenegel bei Rindern eine längere Lebenserwartung, schnellere Migration in den Pansen und eine höhere Eiproduktion erreichen als bei Schafen. Rinder erkranken nach wiederholten Infektionen nur noch selten und mit leichten Symptomen, obwohl die Pansenegel sich weiterhin in großer Zahl im Wirt entwickeln. Hingegen sorgt die Immunität beim Schaf dafür, dass der Wirt nicht mehr erkrankt und sich zeitgleich auch keine Trematodenstadien mehr entwickeln können. Diese bessere Adaptation der Pansenegel an das Rind führt zu einer besseren Co-Existenz zwischen dem Parasiten und Endwirt im Vergleich zu Schafen und Ziegen (HORAK, 1967, 1971; DÍAZ et al., 2006), wodurch sich Pansenegel effektiver in Rinderherden verbreiten können. Diese Anpassung ist auch für *C. daubneyi* denkbar (JONES et al., 2017a) und könnte die höheren Prävalenzen in Rinderherden erklären (NARANJO-LUCENA et al., 2018; BOSCO et al., 2021; MAY et al., 2022). Zwar gibt es Infektionsversuche, die zeigen, dass sowohl Schafe als auch Ziegen empfänglich für *C. daubneyi* sind (PARAUD et al., 2009; DEVOS, 2013; GARCÍA-DIOS et al., 2020), jedoch gibt es in der eingesehenen Literatur keine Infektionsstudien, die bei gleichen Haltungs- und Versuchsbedingungen die Empfänglichkeit von Rindern, Schafen und Ziegen für *C. daubneyi* unmittelbar vergleichen. Eine geringere Empfänglichkeit von Ziegen im Gegensatz zu Schafen wird ebenfalls für *D. dendriticum* diskutiert (JITHENDRAN & BHAT, 1996; OTRANTO & TRAVERSA, 2003).

Weitere mögliche Risikofaktoren, z. B. eine Rasseprädisposition (MARTÍNEZ-IBEAS et al., 2016) für das Auftreten von Pansen- und Leberegelinfektionen konnten im Rahmen dieser Studie aufgrund der großen Rassenvielfalt und der geringen Prävalenz nicht untersucht werden.

Die gegensätzliche geographische Verteilung von Pansen- und Leberegeln scheint zunächst überraschend, da *F. hepatica* und *C. daubneyi* sich den gleichen Zwischenwirt teilen (JONES et al., 2015). Die Epidemiologie von *C. daubneyi* ist jedoch noch nicht vollständig erforscht, so dass bislang unbekannte Unterschiede in Biologie und

Epidemiologe zwischen den beiden Trematodenarten hier eine Rolle spielen können (JONES et al., 2017a). Ein Konkurrenzverhalten beider Trematoden im Inneren von *G. truncatula* (RONDELAUD et al., 2007) und auch ihre unterschiedliche Entwicklung außerhalb des Zwischenwirtes können eine Erklärung dieser unterschiedlichen Verteilung sein. So wird die Entwicklung von *C. daubneyi*-Mirazidien im Gegensatz zu denen von *F. hepatica* durch Lichtstimulation beeinflusst (CHRYSSAFIDIS et al., 2015).

Laut Angaben der Tierhalter*innen wurden in niedersächsischen Betrieben (Schafe und Ziegen) geringgradig mehr Fasciolizide eingesetzt als in bayerischen Betrieben. Dieser Unterschied war zwar nicht signifikant, dennoch könnte er ein Grund dafür sein, dass die patente Fasciolose in Niedersachsen seltener vorkam als in Bayern. Die höhere Pansenegelprävalenz in Niedersachsen ist eine mögliche Folge, da die eingesetzten Fasciolizide nicht gegen Pansenegel wirken und sich *C. daubneyi* aufgrund der wegfallenden Konkurrenz der Mirazidien im Zwischenwirt (RONDELAUD et al., 2007) ungehindert ausbreiten kann.

C. daubneyi wurde als die in Schafherden vorherrschende Pansenegelart ermittelt (Bayern: 1 Herde; Niedersachsen: 3 Herden). Dieses Ergebnis deckt sich mit den Ergebnissen anderer europäischer Kleinwiederkäuerstudien (MARTÍNEZ-IBEAS et al., 2016; SANNA et al., 2016; HUSON et al., 2017; JONES et al., 2017a; PLOEGER et al., 2017) und den Nachweisen bei deutschen Rindern (MAY et al., 2019; FORSTMAIER, 2021; WIEDERMANN et al., 2021; MAY et al., 2022). Wie bereits in der Publikation erwähnt, konnte die Pansenegelspezies eines positiven Schafbetriebes aus Niedersachsen nicht ermittelt werden, weshalb das Vorkommen einer weiteren Spezies, wie z. B. *P. leydeni* (FORSTMAIER, 2021; WIEDERMANN et al., 2021), nicht ausgeschlossen werden kann.

Das Vorkommen von *C. daubneyi* in Deutschland wurde basierend auf histomorphologischen Untersuchungen bereits von ODENING et al. (1978) beim Rind beschrieben. Molekulardiagnostisch wurde *C. daubneyi* jedoch erstmalig im Jahr 2015 in Deutschland nachgewiesen (BAUER et al., 2015). Die im 20. Jahrhundert weit verbreitete Art *P. cervi* (NÖLLER & SCHMID, 1927; JACOB, 1950; GOTTSCHALK, 1962; KRANEBURG, 1977) wurde in neueren Studien nicht mehr detektiert. Es ist möglich, dass *P. cervi* im Laufe der Jahre von *C. daubneyi* und *P. leydeni* verdrängt wurde (ZINTL et al., 2014; FORSTMAIER, 2021). Ebenfalls ist nicht gänzlich auszuschließen, dass *P. cervi* und *C. daubneyi* schon für eine längere Zeit miteinander verwechselt wurden (PLOEGER et al., 2017), da die morphologische Unterscheidung der Egel fehlerbehaftet

sein kann (GORDON et al., 2013). Zudem könnte *C. daubneyi* längere Zeit übersehen worden sein (GORDON et al., 2013), da die Infektion bei geringen Befallsraten subklinisch verläuft (ZINTL et al., 2014). Diese Vermutung wurde ebenfalls von Autor*innen einer britischen Studie diskutiert (JONES et al., 2017a). Ebenfalls häufig diskutiert wird, dass sich *C. daubneyi* erst aufgrund des vermehrten internationalen Tierhandels ausbreiten konnte (TAYLOR, 2012; JONES et al., 2017a; SARGISON et al., 2019; FORSTMAIER, 2021). Es ist bekannt, dass Pansenegel durch Rinderimporte Ende des 20. (HEILE, 1999) und Anfang des 21. Jahrhunderts (TANDLER, 2004) nach Deutschland eingeführt wurden. Eine Speziesbestimmung wurde damals nicht durchgeführt. Aufgrund der *C. daubneyi*-Nachweise von ODENING et al. (1978) ist es allerdings wahrscheinlicher, dass verbesserte Lebensbedingungen aufgrund des Klimawandels wie z. B. höhere Jahres-Durchschnittstemperaturen und mehr Sonnenstunden (DEUTSCHER WETTERDIENST, 2020, 2021) dafür gesorgt haben, dass sich *C. daubneyi* in Deutschland vermehrt ausbreiten konnte, da dies Bedingungen sind, die der Entwicklung des Mirazidiums im Ei zugutekommen (CHRYSSAFIDIS et al., 2015) und auch das Überleben der *C. daubneyi*-Metazerkarien im Vergleich zu denen von *F. hepatica* begünstigen (ABROUS et al., 1999a; TURNER et al., 2016). Diese Ursache wird ebenfalls für die Ausbreitung in Großbritannien diskutiert (JONES et al., 2017a; JONES et al., 2021). Für zukünftige Forschungsarbeiten ist die molekularbiologische Bestimmung der Pansenegelspezies von großer Bedeutung, um ein differenziertes Lagebild zu erhalten und um zumindest die wenigen bekannten Eigenschaften der Spezies für tierärztliche Maßnahmen in Betracht ziehen zu können.

2. Schlussfolgerung

Im Gegensatz zu Infektionen mit großen und kleinen Leberegel, die schon sehr lange in Deutschland vorkommen (MEHL, 1932; DITTMAR & TEEGEN, 2003; EPE et al., 2004; RAUE et al., 2017), breitet sich *C. daubneyi* erst allmählich bei Rindern, Schafen und Ziegen aus. Während in Großbritannien davon ausgegangen wird, dass sich *C. daubneyi* bereits etabliert hat (JONES et al., 2021), sind für Deutschland für die nahe Zukunft ansteigende Prävalenzen bei Rindern und kleinen Wiederkäuern zu erwarten. Die hohe Prävalenz von *D. dendriticum* war überraschend, da der kleine Leberegel in Kleinwiederkäuer-Studien aus Deutschland in den letzten Jahren vergleichsweise selten nachgewiesen wurde (SIEBER, 2014; DÜVEL, 2016; RAUE et al., 2017; MAY et al., 2022). Da die angewandte Methode mit einer geringen diagnostischen Sensitivität einhergeht, ist zusätzlich von einer Unterschätzung des Ergebnisses auszugehen. Die

Bedeutung der Dicrocoeliose sollte mit Bezug auf die Tiergesundheit (SCALA et al., 2019) und Produktionseinbußen (SARGISON et al., 2012) nicht unterschätzt werden. Die Maskierung der Dicrocoeliose durch andere Parasitosen und eine damit einhergehende fehlende Behandlung der kleinen Leberegel können aufgrund der Langlebigkeit der adulten kleinen Leberegel auch hierzulande zu ansteigenden Prävalenzen führen (KIRKWOOD & PEIRCE, 1971; SCALA et al., 2019).

Die vorliegende Arbeit war ein wichtiger Schritt, um die Verbreitung und Bedeutung der Pansen- und Leberegelinfektionen in Schaf- und Ziegenherden in Deutschland zu untersuchen. Das Vorkommen der patenten Paramphistomidose, Fasciolose und Dicrocoeliose in Kleinwiederkäuerherden sollte in Anbetracht der Tiergesundheit und Wirtschaftlichkeit der deutschen Betriebe in einigen Jahren erneut ermittelt werden, wobei dabei vor allem die weitere Verbreitung der Paramphistomidose von besonderem Interesse ist. Mögliche sensitivere diagnostische Methoden könnten dafür in Betracht gezogen werden. Um Risikofaktoren besser einschätzen zu können, sind eine exakte Vor-Ort-Analyse der Haltungsbedingungen oder kontrollierte Feldstudien wünschenswert. Auch die bislang wenig bekannte Biologie, Epidemiologie und Pathogenität von *C. daubneyi* sind Gegenstände von großem Interesse für künftige Forschungsarbeiten.

VI. ZUSAMMENFASSUNG

Aufgrund der seit dem Ende des 20. Jahrhunderts steigenden Pansenegelprävalenzen bei kleinen Wiederkäuern in Süd- und Westeuropa war es das Ziel dieser Studie, die Herdenprävalenz der Paramphistomidose bei Schafen und Ziegen mit Weidehaltung exemplarisch in Bayern und Niedersachsen zu ermitteln. Zudem wurden die Prävalenzen für große und kleine Leberegel bestimmt und mögliche Prädiktoren für das Vorkommen von Pansen- und Leberegelinfektionen ermittelt. Die eingesandten Sammelkotproben wurden mittels Sedimentationsverfahren koproskopisch untersucht. Bei jeder einzelnen Kotprobe, die Pansenegeler aufwies, wurde außerdem versucht eine molekularbiologische Speziesbestimmung durchzuführen.

Insgesamt wurden 666 Sammelkotproben von 223 Schafbetrieben und 392 Sammelkotproben von 143 Ziegenbetrieben untersucht, wobei die geforderte Stichprobengröße für niedersächsische Ziegenbetriebe um vier Betriebe verfehlt wurde. Die mittels eines Fragebogens erhobenen Daten zu den Herden- und Betriebsstrukturen wurden deskriptiv ausgewertet und mögliche Zusammenhänge von Haltungsfaktoren mit dem Vorkommen der drei Trematodenarten statistisch untersucht.

Die ermittelte Pansenegelprävalenz für Bayern und Niedersachsen beträgt 2,2 % (95 % Konfidenzintervall (KI) von 0,3 – 4,2 %) bei Schafherden. Bei den untersuchten Ziegenherden wurden keine Pansenegeler nachgewiesen. Weiterhin wurde in den Schafherden beider Bundesländer eine Prävalenz von 2,7 % (95 % KI 0,6 – 4,8 %) für *F. hepatica* und 21,1 % (95 % KI 15,7 – 26,4 %) für *D. dendriticum* ermittelt. Das Vorkommen in den untersuchten Ziegenherden betrug 5,6 % (95 % KI 1,8 – 9,4 %) für *F. hepatica* und 7,0 % (95 % KI 2,88 – 11,2 %) für *D. dendriticum*. Die patente Paramphistomidose wurde mit 5,1 % (95 % KI 0,28 – 9,9 %) vor allem in Niedersachsen nachgewiesen (Bayern 0,7 %; 95 % KI 0,08 – 2,1 %). Hingegen dominierte die patente Fasciolose mit 3,5 % (95 % KI 0,58 – 6,5 %) bei Schafherden und 7,5 % (95 % KI 1,78 – 13,3 %) bei Ziegenherden in Bayern. Auch die patente Dicrocoeliose wurde mit 31,9 % (95 % KI 24,38 – 39,5 %) bei Schafherden und 11,3 % (95 % KI 4,38 – 18,2 %) bei Ziegenherden deutlich häufiger in Bayern als in Niedersachsen nachgewiesen. Bayerische Schaf- und Ziegenherden hatten ein höheres Risiko einer patenten Dicrocoeliose als Betriebe in Niedersachsen.

In vier von fünf Schafherden wurde die nachgewiesene Pansenegelart als

Calicophoron daubneyi identifiziert. Die Speziesbestimmung aus einem niedersächsischen Schafbetrieb war aufgrund geringer Eizahlen nicht möglich.

Es wurde ein positiver Zusammenhang zwischen dem Vorkommen der patenten Paramphistomidose und der Weidenutzung durch andere Wiederkäuer festgestellt. Zudem konnte ein positiver Zusammenhang zwischen zurückliegenden Infektionen mit Pansen- und / oder großen Leberegel und ermittelter Pansenegelinfektionen festgestellt werden. Ziegenherden, die zurückliegende Infektionen mit *F. hepatica* oder *G. truncatula*-abhängigen Trematoden aufwiesen, zeigten ein größeres Risiko einer patenten Fasciolose.

Die geographische Verbreitung der drei Trematoden folgte einem klaren Muster: Patente Infektionen wurden vornehmlich dort nachgewiesen, wo aufgrund der Geographie und des Klimas auch Habitate ihrer Zwischenwirte zu erwarten sind. Dieser Zusammenhang konnte jedoch anhand der vorliegenden Daten nicht statistisch abgesichert werden.

Abschließend bleibt festzustellen, dass sich *C. daubneyi* auch in deutschen Schafherden etabliert hat. Die Prävalenz ist im Vergleich zu anderen europäischen Ländern aktuell sehr niedrig. Es ist daher zu erwarten, dass sich die Paramphistomidose noch weiter in Deutschland ausbreiten wird. Künftige Untersuchungen zur bisher wenig bekannten Biologie und Epidemiologie von *C. daubneyi* sind wünschenswert.

VII. SUMMARY

Prevalence of rumen and liver fluke infections in small ruminants in pasture-based husbandry systems in Bavaria and Lower Saxony with an additional species identification of rumen flukes

In recent years increasing rumen fluke prevalences have been observed in small ruminants in southern and western Europe. This study was therefore conducted to exemplarily estimate the prevalence of paramphistomidosis in German sheep and goat flocks with access to pasture in the two federal states of Bavaria and Lower Saxony. Additionally, the prevalence of patent common and small liver fluke infections and possible predictors for the occurrence of rumen and liver flukes were also studied. Submitted faecal samples were examined using a sedimentation method. Molecular species identification was attempted for every sample positive for rumen fluke eggs.

A total of 666 pooled faecal samples from 223 sheep farms and 392 pooled samples from 143 goat herds were examined. The calculated sample size for goats was missed by four farms in Lower Saxony. Farm and flock management data collected by questionnaire were analysed descriptively. Statistical analyses were performed to detect potential associations between animal husbandry conditions and the occurrence of each trematode species.

The prevalence of patent rumen fluke infections in sheep flocks was estimated at 2.2 % (95% Confidence interval (CI) 0.3 – 4.2 %). No rumen fluke eggs were detected in any of the examined goat herds. *F. hepatica* and *D. dendriticum* prevalence values on the examined sheep farms were estimated at 2.7 % (95% CI 0.6 – 4.8 %) and at 21.1 % (95% CI 15.7 – 26.4 %), respectively. The estimated prevalence for *F. hepatica* and *D. dendriticum* in examined goat herds was 5.6 % (95% CI 1.8 – 9.4 %) and 7.0 % (95% CI 2.8 – 11.2 %), respectively. Patent paramphistomidosis was more frequently observed in Lower Saxony (5.1 %, 95 % CI 0.28 – 9.9 %) compared to Bavaria (0.7 %, 95 % CI 0.08 – 2.1 %), while patent fasciolosis and dicrocoeliosis were predominantly observed in Bavaria. *F. hepatica* eggs were detected on 3.5 % (95 % CI 0.58 – 6.5 %) and 7.5 % (95 % CI 1.78 – 13.3 %) of the examined sheep and goat farms. The prevalence of patent dicrocoeliosis was estimated at 31.9 % (95 % CI 24.38 – 39.5 %) in Bavarian sheep flocks and 11.3 % (95 % CI 4.38 – 18.2 %) in Bavarian goat herds. Sheep and goat farms in Lower Saxony had significantly lower odds of being infected with *D. dendriticum* than farms located in Bavaria.

In four of the five rumen fluke positive sheep flocks the occurring rumen fluke species was identified as *Calicophoron daubneyi*. Due to insufficient DNA material, the rumen fluke species on one farm in Lower Saxony remains unidentified.

A positive relationship was seen between the occurrence of patent paramphistomidosis and co-grazing with other ruminants. A higher probability of patent paramphistomidosis was also seen if the flock had a history of previous *Galba truncatula*-dependent infections. Goat herds with a history of *F. hepatica* or *G. truncatula*-dependent infections also had a higher probability of patent fasciolosis.

The geographical distribution of all three trematodes followed a clear pattern: Patent infections were predominantly detected in areas where geography and climate favoured habitats for their intermediate hosts. This relationship could however not be confirmed by statistical analyses.

In conclusion, it has to be noted that *C. daubneyi* is established in German sheep flocks. The rumen fluke prevalence is however considerably lower than in other European countries. Further spread of rumen fluke infections in Germany is therefore to be expected in the future. To date, little is known regarding epidemiology and biology of *C. daubneyi* and future research in these areas is desirable.

VIII. LITERATURVERZEICHNIS

Abrous M, Rondelaud D, Dreyfuss G. *Paramphistomum daubneyi* and *Fasciola hepatica*: influence of temperature changes on the shedding of cercariae from dually infected *Lymnaea truncatula*. Parasitol Res 1999a; 85: 765-769.

Abrous M, Rondelaud D, Dreyfuss G. Influence of low temperatures on the cercarial shedding of *Paramphistomum daubneyi* from the snail *Lymnaea truncatula*. Parasite 1999b; 6: 85-88.

Abrous M, Rondelaud D, Dreyfuss G. A field study of natural infections in three freshwater snails with *Fasciola hepatica* and/or *Paramphistomum daubneyi* in central France. J Helminthol 2000; 74: 189-194.

Al-Saffar TM. Some haematological changes in sheep with chronic fascioliasis in Mosul. Al-Qadisiyah J Vet Med Sci 2008; 7: 6-9.

Alzieu J-P, Dorchies P. Ré-émergence de la paramphistomose bovine en France: Synthèse des connaissances actuelles épidémiologiques, physiopathologiques et diagnostiques. Bull Acad Vet Fr 2007; 160: 93-99.

Anuracpreeda P, Poljaroen J, Chotwiwatthanakun C, Tinikul Y, Sobhon P. Antigenic components, isolation and partial characterization of excretion-secretion fraction of *Paramphistomum cervi*. Exp Parasitol 2013; 133: 327-333.

Arias M, Lomba C, Dacal V, Vázquez L, Pedreira J, Francisco I, Piñeiro P, Cazapal-Monteiro C, Suárez JL, Díez-Baños P, Morrondo P, Sánchez-Andrade R, Paz-Silva A. Prevalence of mixed trematode infections in an abattoir receiving cattle from northern Portugal and north-west Spain. Vet Rec 2011; 168: 408.

Arias M, Sanchís J, Francisco I, Francisco R, Piñeiro P, Cazapal-Monteiro C, Cortiñas FJ, Suárez JL, Sánchez-Andrade R, Paz-Silva A. The efficacy of four anthelmintics against *Calicophoron daubneyi* in naturally infected dairy cattle. Vet Parasitol 2013; 197: 126-129.

Atcheson E, Skuce PJ, Oliver NAM, McNeilly TN, Robinson MW. *Calicophoron daubneyi*-The path toward understanding its pathogenicity and host interactions. Front Vet Sci 2020; 7: 606.

Bansal DK, Agrawal V, Jayraw AK, Garg UK, Jatav GP, Jamra N, Singh N. Incidence of amphistome infection in sheep from Mhow, Madhya Pradesh. J Parasit Dis 2018; 42: 19-21.

Bauer C, Hirzmann J, Köhler K. Erster Fall einer Paramphistomeninfektion (*Calicophoron daubneyi*) bei Neuweltkameliden. In: DVG, Hrsg. Tagung der DVG-Fachgruppe Parasitologie und Parasitäre Krankheiten in Stralsund. Gießen: DVG Service (Verlag), 2015; 93-94.

Becker AC, Kraemer A, Epe C, Strube C. Sensitivity and efficiency of selected coproscopical methods-sedimentation, combined zinc sulfate sedimentation-flotation, and McMaster method. Parasitol Res 2016; 115: 2581-2587.

Beesley NJ, Caminade C, Charlier J, Flynn RJ, Hodgkinson JE, Martínez-Moreno A, Martínez-Valladares M, Perez J, Rinaldi L, Williams DJL. Fasciola and fasciolosis in ruminants in Europe: Identifying research needs. Transbound Emerg Dis 2018; 65 Suppl 1: 199-216.

Biggeri A, Catelan D, Dreassi E, Rinaldi L, Musella V, Veneziano V, Cringoli G. Multivariate spatially-structured variability of ovine helminth infections. Geospat Health 2007; 2: 97-104.

Boray JC. Studies on intestinal amphistomosis in cattle. Aust Vet J 1959; 35: 282-287.

Bosco A, Nocerino M, Santaniello M, Maurelli MP, Cringoli G, Rinaldi L. Mapping the Spatial Distribution of the Rumen Fluke *Calicophoron daubneyi* in a Mediterranean Area. Pathogens 2021; 10: 1122.

Campo R, Manga-González MY, González-Lanza C. Relationship between egg output and parasitic burden in lambs experimentally infected with different doses of *Dicrocoelium dendriticum* (Digenea). Vet Parasitol 2000; 87: 139-149.

Caron Y, Martens K, Lempereur L, Saegerman C, Losson B. New insight in lymnaeid snails (Mollusca, Gastropoda) as intermediate hosts of *Fasciola hepatica* (Trematoda, Digenea) in Belgium and Luxembourg. Parasit Vectors 2014; 7: 66.

Carrau T, Garijo MM, Martínez-Carrasco C, Pérez D, Silva LMR, Taubert A, Hermosilla C, Ruiz De Ybáñez R. Parasite prevalence in *Mycobacterium* spp. infected dairy goats in the region of Murcia (south-east Spain). Rev Sci Tech 2017; 36: 905-916.

Červená B, Anetová L, Nosková E, Pafčo B, Pšenková I, Javorská K, Příhodová P, Ježková J, Václavek P, Malát K, Modrý D. The winner takes it all: dominance of *Calicophoron daubneyi* (Digenea: Paramphistomidae) among flukes in Central European beef cattle. Parasitology 2022: 1-10.

Charlier J, Soenen K, De Roeck E, Hantson W, Ducheyne E, Van Coillie F, De Wulf R, Hendrickx G, Vercruysse J. Longitudinal study on the temporal and micro-spatial distribution of *Galba truncatula* in four farms in Belgium as a base for small-scale risk mapping of *Fasciola hepatica*. Parasit Vectors 2014; 7: 528.

Charlier J, Rinaldi L, Musella V, Ploeger HW, Chartier C, Vineer HR, Hinney B, von Samson-Himmelstjerna G, Băcescu B, Mickiewicz M, Mateus TL, Martinez-Valladares M, Quealy S, Azaizah H, Sekovska B, Akkari H, Petkevicius S, Hektoen L, Höglund J, Morgan ER, Bartley DJ, Claerebout E. Initial assessment of the economic burden of major parasitic helminth infections to the ruminant livestock industry in Europe. Prev Vet Med 2020; 182: 105103.

Chartier C, Reche B. Gastrointestinal helminths and lungworms of French dairy goats: prevalence and geographical distribution in Poitou-Charentes. Vet Res Commun 1992; 16: 327-335.

Chryssafidis AL, Fu Y, De Waal T, Mulcahy G. Standardisation of egg-viability assays for *Fasciola hepatica* and *Calicophoron daubneyi*: A tool for evaluating new technologies of parasite control. *Vet Parasitol* 2015; 210: 25-31.

Cringoli G, Rinaldi L, Veneziano V, Capelli G, Malone JB. A cross-sectional coprological survey of liver flukes in cattle and sheep from an area of the southern Italian Apennines. *Vet Parasitol* 2002; 108: 137-143.

Cringoli G, Taddei R, Rinaldi L, Veneziano V, Musella V, Cascone C, Sibilio G, Malone JB. Use of remote sensing and geographical information systems to identify environmental features that influence the distribution of paramphistomosis in sheep from the southern Italian Apennines. *Vet Parasitol* 2004a; 122: 15-26.

Cringoli G, Rinaldi L, Veneziano V, Capelli G, Scala A. The influence of flotation solution, sample dilution and the choice of McMaster slide area (volume) on the reliability of the McMaster technique in estimating the faecal egg counts of gastrointestinal strongyles and *Dicrocoelium dendriticum* in sheep. *Vet Parasitol* 2004b; 123: 121-131.

Cringoli G, Rinaldi L, Maurelli MP, Utzinger J. FLOTAC: new multivalent techniques for qualitative and quantitative copromicroscopic diagnosis of parasites in animals and humans. *Nat Protoc* 2010; 5: 503-515.

Cringoli G, Maurelli MP, Levecke B, Bosco A, Vercruysse J, Utzinger J, Rinaldi L. The Mini-FLOTAC technique for the diagnosis of helminth and protozoan infections in humans and animals. *Nat Protoc* 2017; 12: 1723-1732.

Dar Y, Rondelaud D, Vignoles P, Dreyfuss G. *Pseudosuccinea columella*: age resistance to *Calicophoron daubneyi* infection in two snail populations. *Parasite* 2015; 22: 6.

Dargie JD. The impact on production and mechanisms of pathogenesis of trematode infections in cattle and sheep. *Int J Parasitol* 1987; 17: 453-463.

De Waal T. Paramphistomum - a brief review. *Ir Vet J* 2010; 63: 313-315.

Degueurce F, Abrous M, Dreyfuss G, Rondelaud D, Gevrey J. *Paramphistomum daubneyi* and *Fasciola hepatica*: the prevalence of natural or experimental infections in four species of freshwater snails in eastern France. J Helminthol 1999; 73: 197-202.

Deiana S, Lei GM, Arru E. Paramphistomosi intestinale in carpe della Sardegna. Vet ital 1962; 1962: 1029-1039.

Deplazes P, Joachim A, Mathis A, Strube C, Taubert A, Von Samson-Himmelstjerna G, Zahner H. Teil 3 Parasiten und Parasitosen - Metazoa: Helminthen und Myxozoa; Stamm Plathyhelmintha (Plattwürmer). In: dies., Hrsg. Parasitologie für die Tiermedizin. 4. Aufl. Stuttgart: Georg Thieme Verlag, 2021a; 170-251.

Deplazes P, Joachim A, Mathis A, Strube C, Taubert A, Von Samson-Himmelstjerna G, Zahner H. Teil 6 Diagnostik. In: dies., Hrsg. Parasitologie für die Tiermedizin. 4. Aufl. Stuttgart: Georg Thieme Verlag, 2021b; 542-576.

Deutscher Wetterdienst. Klimastatusbericht Deutschland Jahr 2019. Deutscher Wetterdienst (DWD), Geschäftsbereich Klima und Umwelt, Offenbach. 23 Seiten. https://www.dwd.de/DE/leistungen/klimastatusbericht/publikationen/ksb_2019.html?nn=16102. Letzter Zugriff 23.03.2022.

Deutscher Wetterdienst. Klimastatusbericht Deutschland Jahr 2020. Deutscher Wetterdienst (DWD), Geschäftsbereich Klima und Umwelt, Offenbach. 29 Seiten. https://www.dwd.de/DE/leistungen/klimastatusbericht/publikationen/ksb_2020.html?nn=16102. Letzter Zugriff 23.03.2022.

Devos J. Paramphistomosis in sheep; Natural infection of lambs by *Calicophoron daubneyi*. Rev Med Vet 2013; 11: 528-535.

Díaz P, Lomba C, Pedreira J, Arias M, Sánchez-Andrade R, Suárez JL, Díez-Baños P, Morrondo P, Paz-Silva A. Analysis of the IgG antibody response against Paramphistomidae trematoda in naturally infected cattle. Application to serological surveys. Vet Parasitol 2006; 140: 281-288.

Díaz P, Paz-Silva A, Sánchez-Andrade R, Suárez JL, Pedreira J, Arias M, Díez-Baños P, Morondo P. Assessment of climatic and orographic conditions on the infection by *Calicophoron daubneyi* and *Dicrocoelium dendriticum* in grazing beef cattle (NW Spain). *Vet Parasitol* 2007a; 149: 285-289.

Díaz P, Pedreira J, Sánchez-Andrade R, Suárez JL, Arias M, Francisco I, Fernández G, Díez-Baños P, Morondo P, Paz-Silva A. Risk periods of infection by *Calicophoron daubneyi* (Digenea: Paramphistomidae) in cattle from oceanic climate areas. *Parasitol Res* 2007b; 101: 339-342.

Dinnik JA. *Paramphistomum daubneyi* sp.nov. from cattle and its snail host in the Kenya Highlands. *Parasitology* 1962; 52: 143-151.

Dittmar K, Teegen WR. The presence of *Fasciola hepatica* (liver-fluke) in humans and cattle from a 4,500 year old archaeological site in the Saale-Unstrut valley, Germany. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 2003; 98 Suppl 1: 141-143.

Dreyfuss G, Abrous M, Vignoles P, Rondelaud D. *Fasciola hepatica* and *Paramphistomum daubneyi*: vertical distribution of metacercariae on plants under natural conditions. *Parasitol Res* 2004; 94: 70-73.

Dreyfuss G, Vignoles P, Rondelaud D. *Fasciola hepatica*: epidemiological surveillance of natural watercress beds in central France. *Parasitol Res* 2005; 95: 278-282.

Dube S, Masanganise KE, Dube C. Studies on paramphistomes infecting goats and sheep from Gwanda District in Zimbabwe. *Zimbabwe J Sci and Technol* 2010; 5: 55-64.

Duignan G. Diagnosing acute larval paramphistomosis in ruminants. *Vet Rec* 2017; 180: 618.

Duthaler U, Rinaldi L, Maurelli MP, Vargas M, Utzinger J, Cringoli G, Keiser J. *Fasciola hepatica*: comparison of the sedimentation and FLOTAC techniques for the detection and quantification of faecal egg counts in rats. *Exp Parasitol* 2010; 126: 161-166.

Düvel S. Untersuchungen zum Vorkommen von Endoparasiten und zur Verbreitung anthelminthika-resistenter Strongylidenpopulationen in deutschen Ziegenherden. Inaugural-Dissertation, Fachbereich Veterinärmedizin, Justus-Liebig-Universität Gießen. 2016; <http://nbn-resolving.de/urn:nbn:de:hebis:26-opus-120153>, letzter Zugriff 23.03.2022.

Eduardo SL. The taxonomy of the family Paramphistomidae Fischöder, 1901 with special reference to the morphology of species occurring in ruminants. III. Revision of the genus *Calicophoron* Näsmark, 1937. Syst Parasitol 1983; 5: 25.

Emmerich I, Sommerhäuser J. Das neue Tierarzneimittelrecht - Erläuterungen zur geänderten Rechtssystematik, Umwidnungskaskade und Festlegung der Mindestwartezeit. Dtsch Tierärztebl 2022; 1: 14-20.

Epe C, Coati N, Schnieder T. Ergebnisse parasitologischer Kotuntersuchungen von Pferden, Wiederkäuern, Schweinen, Hunden, Katzen, Igel und Kaninchen in den Jahren 1998-2002. Dtsch Tierärztl Wschr 2004; 111: 243-247.

Eysker M, Ploeger HW. Value of present diagnostic methods for gastrointestinal nematode infections in ruminants. Parasitology 2000; 120 Suppl: 109-119.

Fairweather I. Liver fluke isolates: a question of provenance. Vet Parasitol 2011; 176: 1-8.

Fischöder F. Die Paramphistomiden der Säugethiere. Zool Anz 1901; 24: 367-375.

Fischöder F. Die Paramphistomiden der Säugethiere. Zoologische Jahrbücher 1903; 17: 485-660.

Forstmaier T, Knubben-Schweizer G, Strube C, Zablotzki Y, Wenzel C. Rumen (*Calicophoron/Paramphistomum* spp.) and Liver Flukes (*Fasciola hepatica*) in Cattle- Prevalence, Distribution, and Impact of Management Factors in Germany. Animals 2021; 11: 2727.

Forstmaier TM. Ermittlung der Prävalenz der Paramphistomidose auf Herdenebene mit Bestimmung vorkommender Pansenegelspezies bei Rindern in Deutschland. Inaugural-Dissertation, Tierärztliche Fakultät, Ludwig-Maximilians-Universität München. 2021; <https://doi.org/10.5282/edoc.28600>.

Foster AP, Otter A, O'Sullivan T, Cranwell MP, Twomey DF, Millar MF, Taylor MA. Rumen fluke (paramphistomosis) in British cattle. *Vet Rec* 2008; 162: 528.

Fuertes M, Manga-González Y, Benavides J, González-Lanza MC, Giráldez FJ, Mezo M, González-Warleta M, Fernández M, Regidor-Cerrillo J, Castaño P, Royo M, Ortega-Mora LM, Pérez V, Ferreras MC. Immunohistochemical study and mRNA cytokine profile of the local immune response in cattle naturally infected with *Calicophoron daubneyi*. *Vet Parasitol* 2015; 214: 178-183.

García-Dios D, Díaz P, Viña M, Remesar S, Prieto A, López-Lorenzo G, Cao JMD, Panadero R, Díez-Baños P, López CM. Efficacy of oxclozanide and closantel against rumen flukes (Paramphistomidae) in naturally infected sheep. *Animals* 2020; 10: 1943.

García-Dios D, Panadero R, Díaz P, Viña M, Remesar S, Prieto A, López-Lorenzo G, Martínez-Calabuig N, Díez-Baños P, Morrondo P, López CM. The goat as a risk factor for parasitic infections in ovine flocks. *Animals* 2021; 11: 2077.

García-González R, Cuartas P. A comparison of the diets of the wild goat (*Capra pyrenaica*), domestic goat (*Capra hircus*), mouflon (*Ovis musimon*) and domestic sheep (*Ovis aries*) in the Cazorla mountain range. *Acta Biol Mont* 1989; 9: 123-132.

Godara R, Katoch R, Yadav A, Rastogi A. Epidemiology of paramphistomosis in sheep and goats in Jammu, India. *J Parasit Dis* 2014; 38: 423-428.

González-Lanza C, Manga-González MY, Campo R, Del-Pozo P, Sandoval H, Oleaga A, Ramajo V. IgG antibody response to ES or somatic antigens of *Dicrocoelium dendriticum* (Trematoda) in experimentally infected sheep. *Parasitol Res* 2000; 86: 472-479.

González-Warleta M, Lladosa S, Castro-Hermida JA, Martínez-Ibeas AM, Conesa D, Muñoz F, López-Quílez A, Manga-González Y, Mezo M. Bovine paramphistomosis in Galicia (Spain): prevalence, intensity, aetiology and geospatial distribution of the infection. *Vet Parasitol* 2013; 191: 252-263.

Gordon DK, Zadoks RN, Stevenson H, Sargison ND, Skuce PJ. On farm evaluation of the coproantigen ELISA and coproantigen reduction test in Scottish sheep naturally infected with *Fasciola hepatica*. *Vet Parasitol* 2012; 187: 436-444.

Gordon DK, Roberts LC, Lean N, Zadoks RN, Sargison ND, Skuce PJ. Identification of the rumen fluke, *Calicophoron daubneyi*, in GB livestock: possible implications for liver fluke diagnosis. *Vet Parasitol* 2013; 195: 65-71.

Górski K, Niedziółka R, Horoszewicz E. Evaluation of sanitary and veterinary inspection results of slaughtered sheep in Poland in 2017-2019. *Vet Stanica* 2021; 52: 7.

Gottschalk C. Zur Verbreitung des Leberegels, des Lanzettegels und des Pansenegels in den thüringischen Bezirken Erfurt und Gera. *Angew Parasitol* 1962: 101-108.

Goz Y, Aydin A, Kilinc OO. The prevalence of liver flukes in sheep slaughtered in Yuksekova, Hakkari Province, Eastern Region of Turkey. *J Anim Vet Adv* 2014; 13: 287-289.

Gupta RP, Malik PD, Gautam OP. Efficacy of resorantel against paramphistomiasis in naturally infected sheep. *Trop Anim Health Prod* 1981; 13: 35-36.

Halimi M, Farajzadeh M, Delavari M, Arbabi M. Developing a climate-based risk map of fascioliasis outbreaks in Iran. *J Infect Public Health* 2015; 8: 481-486.

Heile C. Orientierende Untersuchungen zur Parasitenkontrolle bei Mutterkuhherden auf unterschiedlichen Standorten in Brandenburg. Inaugural-Dissertation, Fachbereich Veterinärmedizin, Freie Universität Berlin. 1999; <http://dx.doi.org/10.17169/refubium-14208>.

Hohorst W, Lämmler G. Experimentelle Dicrocoeliose-Studien. Z Tropenmed Parasitol 1962; 13: 377-397.

Horak IG, Clark R. Studies on paramphistomiasis. V. The pathological physiology of the acute disease in sheep. Onderstepoort J Vet Res 1963; 30 (2): 145-160.

Horak IG. Host-parasite relationships of *Paramphistomum microbothrium* Fischöder, 1901, in experimentally infested ruminants, with particular reference to sheep. Onderstepoort J Vet Res 1967; 34: 451-540.

Horak IG. Paramphistomiasis of domestic ruminants. Adv Parasitol 1971; 9: 33-72.

Huson KM, Oliver NAM, Robinson MW. Paramphistomosis of Ruminants: An Emerging Parasitic Disease in Europe. Trends Parasitol 2017; 33: 836-844.

Huson KM, Atcheson E, Oliver NAM, Best P, Barley JP, Hanna REB, McNeilly TN, Fang Y, Haldenby S, Paterson S, Robinson MW. Transcriptome and secretome analysis of intra-mammalian life-stages of the emerging helminth pathogen, *Calicophoron daubneyi* reveals adaptation to a unique host environment. Mol Cell Proteomics 2021; 20: 100055.

Iglesias-Piñeiro J, González-Warleta M, Castro-Hermida JA, Córdoba M, González-Lanza C, Manga-González Y, Mezo M. Transmission of *Calicophoron daubneyi* and *Fasciola hepatica* in Galicia (Spain): Temporal follow-up in the intermediate and definitive hosts. Parasit Vectors 2016; 9: 610.

Itagaki T, Tsumagari N, Tsutsumi K, Chinone S. Discrimination of three amphistome species by PCR-RFLP based on rDNA ITS2 markers. J Vet Med Sci 2003; 65: 931-933.

Jacob E. Parasitologische Notizen 17. Pansenegelfall (*Paramphistomum cervi*) bei einem Schaf. Berl Munch Tierarztl Wochenschr 1950; 12: 268.

Jacquet P, Cabaret J, Colas F, Dia ML, Cheikh D, Thiam A. Helminths of sheep and goats in desert areas of south-west Mauritania (Trarza). *Vet Res Commun* 1992; 16: 437-444.

Jithendran KP, Bhat TK. Prevalence of dicrocoeliosis in sheep and goats in Himachal Pradesh, India. *Vet Parasitol* 1996; 61: 265-271.

Jones RA, Williams HW, Dalesman S, Brophy PM. Confirmation of *Galba truncatula* as an intermediate host snail for *Calicophoron daubneyi* in Great Britain, with evidence of alternative snail species hosting *Fasciola hepatica*. *Parasit Vectors* 2015; 8: 656.

Jones RA, Brophy PM, Mitchell ES, Williams HW. Rumen fluke (*Calicophoron daubneyi*) on Welsh farms: prevalence, risk factors and observations on co-infection with *Fasciola hepatica*. *Parasitology* 2017a; 144: 237-247.

Jones RA, Williams HW, Dalesman S, Ayodeji S, Thomas RK, Brophy PM. The prevalence and development of digenean parasites within their intermediate snail host, *Galba truncatula*, in a geographic area where the presence of *Calicophoron daubneyi* has recently been confirmed. *Vet Parasitol* 2017b; 240: 68-74.

Jones RA, Williams HW, Mitchell S, Robertson S, Macrelli M. Exploration of factors associated with spatial-temporal veterinary surveillance diagnoses of rumen fluke (*Calicophoron daubneyi*) infections in ruminants using zero-inflated mixed modelling. *Parasitology* 2021: 1-8.

Kahl A, von Samson-Himmelstjerna G, Krücken J, Ganter M. Chronic Wasting Due to Liver and Rumen Flukes in Sheep. *Animals* 2021; 11: 549.

Kantzoura V, Kouam MK, Demiris N, Feidas H, Theodoropoulos G. Risk factors and geospatial modelling for the presence of *Fasciola hepatica* infection in sheep and goat farms in the Greek temperate Mediterranean environment. *Parasitology* 2011; 138: 926-938.

Kantzoura V, Kouam M, Theodoropoulou H, Feidas H, Theodoropoulos G. Prevalence and Risk Factors of Gastrointestinal Parasitic Infections in Small Ruminants in the Greek Temperate Mediterranean Environment. *Open J Vet Med* 2012; 2: 25-33.

Kaur S, Singla LD, Hassan S, Juyal P. Standardization and application of indirect plate ELISA for immunodiagnosis of paramphistomosis in ruminants. *J Parasit Dis* 2009; 33: 70-76.

Kirkwood AC, Peirce MA. The longevity of *Dicrocoelium dendriticum* in sheep. *Res Vet Sci* 1971; 12: 588-589.

Knubben-Schweizer G, Scheuerle M, Pfister K. Die Bekämpfung des großen Leberegels beim Rind. *Tierarztl Prax Ausg G* 2011; 39: 179-185.

Knubben-Schweizer G, Torgerson PR. Bovine fasciolosis: control strategies based on the location of *Galba truncatula* habitats on farms. *Vet Parasitol* 2015; 208: 77-83.

Kraneburg W. Beiträge zur Biologie und Pathogenität des einheimischen Pansenegels *Paramphistomum cervi* 1. Entwicklungsstadien in der Außenwelt und im Zwischenwirt. *Berl Munch Tierarztl Wochenschr* 1977; 90: 316-320.

Kraneburg W. Beiträge zur Biologie und Pathogenität des einheimischen Pansenegels *Paramphistomum cervi*. 2. Vorkommen bei Weiderindern in Marschgebieten. *Berl Munch Tierarztl Wochenschr* 1978; 91: 46-48.

Kraneburg W, Boch J. Beiträge zur Biologie und Pathogenität des einheimischen Pansenegels *Paramphistomum cervi*. 3. Entwicklung in Rind, Schaf und Reh. *Berl Munch Tierarztl Wochenschr* 1978; 91: 71-75.

Küchler AM. Untersuchung möglicher Zwischenwirte von *Calicophoron daubneyi* und *Fasciola hepatica* mittels Multiplex-PCR. Inaugural-Dissertation, Tierärztliche Fakultät, Ludwig-Maximilians-Universität München. 2021; <https://doi.org/10.5282/edoc.28886>.

Lämmle G, Sahai BN, Herzog H. Anthelmintic efficacy of 2,6-dihydroxybenzoic acid-4'-bromanilide (Hoe 296 V) against mature and immature *Paramphistomum microbothrium* in goats. Acta Vet Acad Sci Hung 1969; 19: 447-451.

López Corrales J, Cwiklinski K, De Marco Verissimo C, Dorey A, Lalor R, Jewhurst H, McEvoy A, Diskin M, Duffy C, Cosby SL, Keane OM, Dalton JP. Diagnosis of sheep fasciolosis caused by *Fasciola hepatica* using cathepsin L enzyme-linked immunosorbent assays (ELISA). Vet Parasitol 2021; 298: 109517.

Mage C, Bourgne H, Toullieu JM, Rondelaud D, Dreyfuss G. *Fasciola hepatica* and *Paramphistomum daubneyi*: changes in prevalences of natural infections in cattle and in *Lymnaea truncatula* from central France over the past 12 years. Vet Res 2002; 33: 439-447.

Malrait K, Verschave S, Skuce P, Van Loo H, Vercruysse J, Charlier J. Novel insights into the pathogenic importance, diagnosis and treatment of the rumen fluke (*Calicophoron daubneyi*) in cattle. Vet Parasitol 2015; 207: 134-139.

Manga-González MY, González-Lanza C, Cabanas E, Campo R. Contributions to and review of dicrocoeliosis, with special reference to the intermediate hosts of *Dicrocoelium dendriticum*. Parasitology 2001; 123 Suppl: 91-114.

Manga-González MY, Ferreras MC, Campo R, González-Lanza C, Pérez V, García-Marín JF. Hepatic marker enzymes, biochemical parameters and pathological effects in lambs experimentally infected with *Dicrocoelium dendriticum* (Digenea). Parasitol Res 2004; 93: 344-355.

Martínez-Ibeas AM, González-Warleta M, Martínez-Valladares M, Castro-Hermida JA, González-Lanza C, Miñambres B, Ferreras C, Mezo M, Manga-González MY. Development and validation of a mtDNA multiplex PCR for identification and discrimination of *Calicophoron daubneyi* and *Fasciola hepatica* in the *Galba truncatula* snail. Vet Parasitol 2013; 195: 57-64.

Martínez-Ibeas AM, Munita MP, Lawlor K, Sekiya M, Mulcahy G, Sayers R. Rumen fluke in Irish sheep: prevalence, risk factors and molecular identification of two paramphistome species. BMC Vet Res 2016; 12: 143.

Martínez-Valladares M, Robles-Pérez D, Martínez-Pérez JM, Cordero-Pérez C, Famularo Mdel R, Fernández-Pato N, González-Lanza C, Castañón-Ordóñez L, Rojo-Vázquez FA. Prevalence of gastrointestinal nematodes and *Fasciola hepatica* in sheep in the northwest of Spain: relation to climatic conditions and/or man-made environmental modifications. Parasit Vectors 2013; 6: 282.

Mason C, Stevenson H, Cox A, Dick I, Rodger C. Disease associated with immature paramphistome infection in sheep. Vet Rec 2012; 170: 343-344.

Mavrot F, Hertzberg H, Torgerson P. Effect of gastro-intestinal nematode infection on sheep performance: a systematic review and meta-analysis. Parasit Vectors 2015; 8: 557.

May K, Brügemann K, König S, Strube C. Patent infections with *Fasciola hepatica* and paramphistomes (*Calicophoron daubneyi*) in dairy cows and association of fasciolosis with individual milk production and fertility parameters. Vet Parasitol 2019; 267: 32-41.

May K, Raue K, Blazejak K, Jordan D, Strube C. Pasture rewetting in the context of nature conservation shows no long-term impact on endoparasite infections in sheep and cattle. Parasit Vectors 2022; 15: 33.

Mehl S. Die Lebensbedingungen der Lebergelschnecke (*Galba truncatula* Müller). Christmann G, Hrsg. In: Arbeiten aus der Bayer. Landesanstalt für Pflanzenbau und Pflanzenschutz, Heft 10. Freising-München: Verlag Dr. F. P. Datterer & Cie. (Sellier). 1932. 177 Seiten.

Mezo M, González-Warleta M, Ubeira FM. The use of MM3 monoclonal antibodies for the early immunodiagnosis of ovine fascioliasis. J Parasitol 2007; 93: 65-72.

Millar M, Colloff A, Scholes S. Disease associated with immature paramphistome infection. *Vet Rec* 2012; 171: 509-510.

Millar M, Foster A, Mitchell G, Skuce P, Wessels J, Elena VR, Rachael C, Heather S. Rumen fluke in South American camelids in Great Britain. *Vet Rec* 2017; 181: 123-124.

Mohammed AS, Animut G, Urge M, Assefa G. Grazing behavior, dietary value and performance of sheep, goats, cattle and camels co-grazing range with mixed species of grazing and browsing plants. *Vet Anim Sci* 2020; 10: 100154.

Morley NJ. Paramphistomosis of Ruminants: The Role of Free-Living Metacercariae. *Trends Parasitol* 2018; 34: 97-98.

Munita MP, Rea R, Martinez-Ibeas AM, Byrne N, McGrath G, Munita-Corbalan LE, Sekiya M, Mulcahy G, Sayers RG. Liver fluke in Irish sheep: prevalence and associations with management practices and co-infection with rumen fluke. *Parasit Vectors* 2019; 12: 525.

Musella V, Catelan D, Rinaldi L, Lagazio C, Cringoli G, Biggeri A. Covariate selection in multivariate spatial analysis of ovine parasitic infection. *Prev Vet Med* 2011; 99: 69-77.

Naeemipour M, Hashemitabar GR, Dastjerdi K, Mojaver MJ, Mohammadi HR. Comparison of Fecal Egg Counts and ELISA for the Diagnosis of *Dicrocoelium Dendriticum* Infection. *Pol J Vet Sci* 2016; 19: 573-580.

Naranjo-Lucena A, Munita Corbalan MP, Martínez-Ibeas AM, McGrath G, Murray G, Casey M, Good B, Sayers R, Mulcahy G, Zintl A. Spatial patterns of *Fasciola hepatica* and *Calicophoron daubneyi* infections in ruminants in Ireland and modelling of *C. daubneyi* infection. *Parasit Vectors* 2018; 11: 531.

Nikander S, Saari S. Notable seasonal variation observed in the morphology of the reindeer rumen fluke (*Paramphistomum leydeni*) in Finland. *Rangifer* 2007; 27: 47-57.

Nöller W, Schmid F. Zur Kenntnis der Entwicklung von *Paramphistomum cervi* (Schränk) s. *Amphistomum conicum* (Zeder). Sitzungsberichte der Gesellschaft Naturforschender Freunde zu Berlin 1927; 148-154.

O'Toole A, Browne JA, Hogan S, Bassière T, De Waal T, Mulcahy G, Zintl A. Identity of rumen fluke in deer. Parasitol Res 2014; 113: 4097-4103.

Odening K, Bockhardt I, Gräfner G. Zur Frage der Pansenegelarten in der DDR (Trematoda: Paramphistomidae) und ihren Zwischenwirtsschnecken. M Vet Med 1978; 25: 179-181.

Ollerenshaw CB, Rowlands WT. A method of forecasting the incidence of fascioliasis in Anglesey. Vet Rec 1959; 71: 591-598.

Otranto D, Traversa D. A review of dicrocoeliosis of ruminants including recent advances in the diagnosis and treatment. Vet Parasitol 2002; 107: 317-335.

Otranto D, Traversa D. Dicrocoeliosis of ruminants: a little known fluke disease. Trends Parasitol 2003; 19: 12-15.

Ozdam N, Gul A, Ilhan F, Deger S. Prevalence of *Paramphistomum* infection in cattle and sheep in Van Province, Turkey. Helminthologia 2010; 47: 20-24.

Paraud C, Gaudin C, Pors I, Chartier C. Efficacy of oxclozanide against the rumen fluke *Calicophoron daubneyi* in experimentally infected goats. Vet J 2009; 180: 265-267.

Pavan Kumar C, Syaama Sundar N, Devi Prasad V. Outbreak of immature paramphistomosis in Nellore Jodipi sheep. J Parasit Dis 2016; 40: 533-535.

Pfister K. Serodiagnosis of fasciolosis in ruminants. Rev Sci Tech 1990; 9: 511-518.

Pfukenyi DM, Mukaratirwa S. Amphistome infections in domestic and wild ruminants in East and Southern Africa: A review. Onderstepoort J Vet Res 2018; 85: 1-13.

Ploeger HW, Ankum L, Moll L, van Doorn DCK, Mitchell G, Skuce PJ, Zadoks RN, Holzhauser M. Presence and species identity of rumen flukes in cattle and sheep in the Netherlands. *Vet Parasitol* 2017; 243: 42-46.

Plötz C, Rehbein S, Bamler H, Reindl H, Pfister K, Scheuerle MC. *Fascioloides magna*-epizootiology in a deer farm in Germany. *Berl Munch Tierarztl Wochenschr* 2015; 128: 177-182.

Rapsch C, Schweizer G, Grimm F, Kohler L, Bauer C, Deplazes P, Braun U, Torgerson PR. Estimating the true prevalence of *Fasciola hepatica* in cattle slaughtered in Switzerland in the absence of an absolute diagnostic test. *Int J Parasitol* 2006; 36: 1153-1158.

Raue K, Heuer L, Böhm C, Wolken S, Epe C, Strube C. 10-year parasitological examination results (2003 to 2012) of faecal samples from horses, ruminants, pigs, dogs, cats, rabbits and hedgehogs. *Parasitol Res* 2017; 116: 3315-3330.

Raynaud JP. Etude de l'efficacité d'une technique de coproscopie quantitative pour le diagnostic de routine et le contrôle des infestations parasitaires des bovins, ovins, équins et porcins. *Ann Parasitol Hum Comp* 1970; 45: 321-342.

Rehbein S, Visser M, Winter R. Ein Beitrag zur Kenntnis des Endoparasitenbefalls der Schafe auf der Schwäbischen Alb. *Dtsch Tierarztl Wochenschr* 1998; 105: 419-424.

Rehbein S, Kokott S, Lindner T. Evaluation of techniques for the enumeration of *Dicrocoelium* eggs in sheep faeces. *J Vet Med* 1999; 46: 133-139.

Reichel MP. Performance characteristics of an enzyme-linked immunosorbent assay for the detection of liver fluke (*Fasciola hepatica*) infection in sheep and cattle. *Vet Parasitol* 2002; 107: 65-72.

Rieu E, Recca A, Benet JJ, Saana M, Dorchies P, Guillot J. Reliability of coprological diagnosis of *Paramphistomum* sp. infection in cows. *Vet Parasitol* 2007; 146: 249-253.

Rinaldi L, Perugini AG, Capuano F, Fenizia D, Musella V, Veneziano V, Cringoli G. Characterization of the second internal transcribed spacer of ribosomal DNA of *Calicophoron daubneyi* from various hosts and locations in southern Italy. *Vet Parasitol* 2005; 131: 247-253.

Rinaldi L, Veneziano V, Cringoli G. Dairy goat production and the importance of gastrointestinal strongyle parasitism. *Trans R Soc Trop Med Hyg* 2007; 101: 745-746.

Rinaldi L, Biggeri A, Musella V, De Waal T, Hertzberg H, Mavrot F, Torgerson PR, Selemetas N, Coll T, Bosco A, Grisotto L, Cringoli G, Catelan D. Sheep and *Fasciola hepatica* in Europe: the GLOWORM experience. *Geospat Health* 2015; 9: 309-317.

Robinson MW, Dalton JP. Zoonotic helminth infections with particular emphasis on fasciolosis and other trematodiasis. *Philos Trans R Soc Lond B Biol Sci* 2009; 364: 2763-2776.

Rojo-Vázquez FA, Meana A, Valcárcel F, Martínez-Valladares M. Update on trematode infections in sheep. *Vet Parasitol* 2012; 189: 15-38.

Rolfe PF, Boray JC. Chemotherapy of paramphistomosis in cattle. *Aust Vet J* 1987; 64: 328-332.

Rolfe PF, Boray JC. Chemotherapy of paramphistomosis in sheep. *Aust Vet J* 1988; 65: 148-150.

Rolfe PF, Boray JC, Nichols P, Collins GH. Epidemiology of paramphistomosis in cattle. *Int J Parasitol* 1991; 21: 813-819.

Rolfe PF, Boray JC, Collins GH. Pathology of infection with *Paramphistomum ichikawai* in sheep. *Int J Parasitol* 1994; 24: 995-1004.

Rondelaud D, Vignoles P, Dreyfuss G. Parasite development and visceral pathology in *Galba truncatula* co-infected with *Fasciola hepatica* and *Paramphistomum daubneyi*. J Helminthol 2007; 81: 317-322.

Rondelaud D, Hourdin P, Vignoles P, Dreyfuss G, Cabaret J. The detection of snail host habitats in liver fluke infected farms by use of plant indicators. Vet Parasitol 2011; 181: 166-173.

Rößler A-S. Grundlage für eine Beurteilung des Transmissionsrisikos von *Fasciola hepatica*. Inaugural-Dissertation, Tierärztliche Fakultät, Ludwig-Maximilians-Universität München. 2016; <https://doi.org/10.5282/edoc.20007>.

SAC Consulting Veterinary Services. Acute rumen fluke causing scour and death in store lambs. Vet Rec 2018; 182: 187-190.

Samnaliev P, Pino LA, Bayssade-Dufour C, Albaret JL. Structures argyrophiles superficielles du miracidium et de la cercaire de *Paramphistomum leydeni* Näsmark, 1937. Ann Parasitol Hum Comp 1984; 59: 151-159.

Sanabria R, Romero J. Review and update of paramphistomosis. Helminthologia 2008; 45: 64-68.

Sanabria R, Moré G, Romero J. Molecular characterization of the ITS-2 fragment of *Paramphistomum leydeni* (Trematoda: Paramphistomidae). Vet Parasitol 2011; 177: 182-185.

Sánchez-Andrade R, Paz-Silva A, Suárez JL, Panadero R, Pedreira J, Díez-Baños P, Morondo P. Effect of fasciolicides on the antigenaemia in sheep naturally infected with *Fasciola hepatica*. Parasitol Res 2001; 87: 609-614.

Sánchez-Andrade R, Paz-Silva A, Suárez JL, Arias M, López C, Morondo P, Scala A. Serum antibodies to *Dicrocoelium dendriticum* in sheep from Sardinia (Italy). Prev Vet Med 2003; 57: 1-5.

Sanna G, Varcasia A, Serra S, Salis F, Sanabria R, Pipia AP, Dore F, Scala A. *Calicophoron daubneyi* in sheep and cattle of Sardinia, Italy. *Helminthologia* 2016; 53: 87-93.

Sargison ND. Poor scanning results associated with subacute liver fluke. *UK Vet* 2005; 10: 53-57.

Sargison ND. Fluke diseases of UK ruminant livestock Part 1: Life cycles, economic consequences and diagnosis. *UK Vet* 2008; 13: 59-67.

Sargison ND, Scott PR. Diagnosis and economic consequences of triclabendazole resistance in *Fasciola hepatica* in a sheep flock in south-east Scotland. *Vet Rec* 2011; 168: 159.

Sargison ND, Baird GJ, Sotiraki S, Gilleard JS, Busin V. Hepatogenous photosensitisation in Scottish sheep caused by *Dicrocoelium dendriticum*. *Vet Parasitol* 2012; 189: 233-237.

Sargison ND, Francis E, Davison C, Bronsvoort BM, Handel I, Mazeri S. Observations on the biology, epidemiology and economic relevance of rumen flukes (Paramphistomidae) in cattle kept in a temperate environment. *Vet Parasitol* 2016; 219: 7-16.

Sargison ND, Shahzad K, Mazeri S, Chaudhry U. A high throughput deep amplicon sequencing method to show the emergence and spread of *Calicophoron daubneyi* rumen fluke infection in United Kingdom cattle herds. *Vet Parasitol* 2019; 268: 9-15.

Sattmann H, Hörweg C, Gaub L, Feix AS, Haider M, Walochnik J, Rabitsch W, Prosl H. Wherefrom and whereabouts of an alien: the American liver fluke *Fascioloides magna* in Austria: an overview. *Wien Klin Wochenschr* 2014; 126 Suppl 1: 23-31.

Scala A, Tamponi C, Dessì G, Sedda G, Sanna G, Carta S, Corda A, Jacquet P, Varcasia A, Ligios C. Dicrocoeliosis in extensive sheep farms: a survey. *Parasit Vectors* 2019; 12: 342.

Schade-Weskott E. Überprüfung eines logistischen Regressionsmodells zur Berechnung des Vorkommens von *Galba truncatula* als Grundlage zur kartographischen Darstellung von Risikogebieten für das Auftreten von *Fasciola hepatica* in Bayern. Inaugural-Dissertation, Tierärztliche Fakultät, Ludwig-Maximilians-Universität München. 2019; <https://doi.org/10.5282/edoc.24414>.

Schweizer G, Plebani GF, Braun U. Prävalenz von *Fasciola hepatica* und *Dicrocoelium dendriticum* beim Rind: Untersuchung in einem Ostschweizer Schlachthof. *Schweiz Arch Tierheilkd* 2003; 145: 177-179.

Schweizer G, Meli ML, Torgerson PR, Lutz H, Deplazes P, Braun U. Prevalence of *Fasciola hepatica* in the intermediate host *Lymnaea truncatula* detected by real time TaqMan PCR in populations from 70 Swiss farms with cattle husbandry. *Vet Parasitol* 2007; 150: 164-169.

Sey O. Life-Cycle and geographical distribution of *Paramphistomum daubneyi* Dinnik, 1962 (Trematoda: Paramphistomata). *Acta Vet Acad Sci Hung* 1979; 27: 115-130.

Sey O. Revision of the amphistomes of European ruminants. *Parasit Hung* 1980; 13: 13-25.

Sey O. A review of chemotherapy of paramphistomosis of domestic ruminants in Europe. *Parasit Hung* 1989; 22: 51-55.

Sieber PL. Status-quo-Erhebung des Gesundheitszustandes bayerischer Milchziegenherden anhand epidemiologischer Untersuchungen. Inaugural-Dissertation, Tierärztliche Fakultät, Ludwig-Maximilians-Universität München. 2014; <https://doi.org/10.5282/edoc.17473>.

Silvestre A, Sauve C, Cabaret J. Caprine *Paramphistomum daubneyi* (Trematoda) infection in Europe. Vet Rec 2000; 146: 674-675.

Sindičić M, Martinković F, Strišković T, Špehar M, Štimac I, Bujanić M, Konjević D. Molecular identification of the rumen flukes *Paramphistomum leydeni* and *Paramphistomum cervi* in a concurrent infection of the red deer *Cervus elaphus*. J Helminthol 2017; 91: 637-641.

Singh RP, Sahai BN, Jha GJ. Histopathology of the duodenum and rumen of goats during experimental infections with *Paramphistomum cervi*. Vet Parasitol 1984; 15: 39-46.

Sissay MM, Uggla A, Waller PJ. Prevalence and seasonal incidence of nematode parasites and fluke infections of sheep and goats in eastern Ethiopia. Trop Anim Health Prod 2007; 39: 521-531.

Statistisches Bundesamt [Destatis]. Viehhaltung der Betriebe; Landwirtschaftszählung 2010 / Agrarstrukturerhebung. Land- und Forstwirtschaft, Fischerei. Fachserie 3 Reihe 2.1.3. Artikelnummer: 2030213109004. Wiesbaden: Statistisches Bundesamt. 2011. https://www.statistischebibliothek.de/mir/servlets/MCRFileNodeServlet/DEHeft_derivate_00004135/2030213109004.pdf. Letzter Zugriff 23.03.2022.

Statistisches Bundesamt [Destatis]. Methodische Grundlagen der Agrarstrukturerhebung 2016. Land- und Forstwirtschaft, Fischerei. Fachserie 3 Reihe 2.S.5. Artikelnummer: 2032605169004. Wiesbaden: Statistisches Bundesamt. 2017a. https://www.statistischebibliothek.de/mir/receive/DESerie_mods_00001065. Letzter Zugriff 23.03.2022.

Statistisches Bundesamt [Destatis]. Viehhaltung der Betriebe, Agrarstrukturerhebung 2016. In: Land- und Forstwirtschaft, Fischerei. Fachserie 3 Reihe 2.1.3. Artikelnummer: 2030213169004. Wiesbaden: Statistisches Bundesamt. 2017b. https://www.statistischebibliothek.de/mir/receive/DEHeft_mods_00070851. Letzter Zugriff 23.03.2022.

Statistisches Bundesamt [Destatis] Web Site. Landwirtschaftliche Betriebe insgesamt und Betriebe mit ökologischem Landbau nach Bundesländern 2020; Totale Ergebnisse der Landwirtschaftszählung 2020. Statistisches Bundesamt [Destatis]. 2021a. Adresse: <https://www.destatis.de/DE/Themen/Branchen-Unternehmen/Landwirtschaft-Forstwirtschaft-Fischerei/Landwirtschaftliche-Betriebe/Tabellen/oekologischer-landbau-bundeslaender.html>. Letzter Zugriff: 20.03.2022.

Statistisches Bundesamt [Destatis]. Viehhaltung der Betriebe, Landwirtschaftszählung 2020. Land- und Forstwirtschaft, Fischerei. Fachserie 3 Reihe 2.1.3. Artikelnummer: 2030213209004. Statistisches Bundesamt. 2021b. https://www.statistischebibliothek.de/mir/receive/DEHeft_mods_00135612. Letzter Zugriff 23.03.2022.

Statistisches Bundesamt [Destatis] Online Datenbank. Geschlachtete Tiere, Schlachtmenge: Deutschland, Jahre, Tierarten, Schlachtungsart. Statistisches Bundesamt (Destatis). 2022. Adresse: <https://www-genesis.destatis.de/genesis//online?operation=table&code=41331-0001&bypass=true&levelindex=1&levelid=1647778310828#abreadcrumb>. Letzter Zugriff: 20.03.2022.

Stuhrberg E, Nickel S, Hiepe T. *Dicrocoelium dendriticum* beim Schaf im DDR-Bezirk Frankfurt/Oder. Angew Parasitol 1975; 16: 129-135.

Suttle NF. Seasonal infections and nutritional status. Proc Nutr Soc 1994; 53: 545-555.

Tandler F. Untersuchungen zum Vorkommen und zur Epidemiologie von Endoparasiten bei Kühen in verschiedenen Haltungssystemen. Inaugural-Dissertation, Tierärztliche Fakultät, Ludwig-Maximilians-Universität München. 2004; <https://doi.org/10.5282/edoc.3614>.

Tariq KA, Chishti MZ, Ahmad F, Shawl AS. The epidemiology of paramphistomosis of sheep (*Ovis aries* L.) in the north west temperate Himalayan region of India. Vet Res Commun 2008; 32: 383-391.

Taylor MA. Emerging parasitic diseases of sheep. *Vet Parasitol* 2012; 189: 2-7.

Tehmina S, Shahina R, Razzaq A, Marghazani I, Khosa AN. Prevalence of *Paramphistomum cervi* in different sheep breeds of Balochistan (Pakistan). *Rev Vet* 2014; 25: 12-15.

Theodoropoulos G, Theodoropoulou E, Petrakos G, Kantzoura V, Kostopoulos J. Abattoir condemnation due to parasitic infections and its economic implications in the region of Trikala, Greece. *J Vet Med B Infect Dis Vet Public Health* 2002; 49: 281-284.

Thrusfield M, Brown H. 13 Surveys. In: Thrusfield M, Christley R, Hrsg. *Veterinary Epidemiology*. 4. Aufl. Hoboken, NJ, USA: Wiley, 2018; 270-295.

Toolan DP, Mitchell G, Searle K, Sheehan M, Skuce PJ, Zadoks RN. Bovine and ovine rumen fluke in Ireland-Prevalence, risk factors and species identity based on passive veterinary surveillance and abattoir findings. *Vet Parasitol* 2015; 212: 168-174.

Turner J, Howell A, McCann C, Caminade C, Bowers RG, Williams D, Baylis M. A model to assess the efficacy of vaccines for control of liver fluke infection. *Sci Rep* 2016; 6: 23345.

VETIDATA Online Datenbank. Veterinärmedizinischer Informationsdienst für Arzneimittelanwendung, Toxikologie und Arzneimittelrecht. Universität Leipzig; Institut für Pharmakologie, Pharmazie und Toxikologie der Veterinärmedizinischen Fakultät. 2022. Adresse: www.vetidata.de. Letzter Zugriff: 20.03.2022.

Vignoles P, Titi A, Mekroud A, Rondelaud D, Dreyfuss G. *Calicophoron daubneyi* and *Fasciola hepatica*: characteristics of natural and experimental co-infections of these digeneans in the snail *Lymnaea glabra*. *J Helminthol* 2017; 91: 1-6.

Voigt K, Sieber PL, Sauter-Louis C, Knubben-Schweizer G, Scheuerle M. Prevalence of pasture-associated metazoal endoparasites in Bavarian dairy goat herds and farmers' approaches to parasite control. *Berl Munch Tierarztl Wochenschr* 2016; 129: 323-332.

Wenzel C, Kuchler A, Strube C, Knubben-Schweizer G. Paramphistomidose - Eine Übersicht zu Epidemiologie und klinischer Symptomatik. Tierarztl Prax Ausg G 2019; 47: 184-191.

Wescott RB, Foreyt WJ. Epidemiology and control of trematodes in small ruminants. Vet Clin North Am Food Anim Pract 1986; 2: 373-381.

Whitten LK. Paramphistomiasis in sheep. N Z Vet J 1955; 3: 144.

Wiedermann S, Harl J, Fuehrer HP, Mayr S, Schmid J, Hinney B, Rehbein S. DNA barcoding of rumen flukes (Paramphistomidae) from bovines in Germany and Austria. Parasitol Res 2021; 120: 4061-4066.

Wilson RA, Denison J. The parasitic castration and gigantism of *Lymnaea truncatula* infected with the larval stages of *Fasciola hepatica*. Z Parasitenkd 1980; 61: 109-119.

Zintl A, Garcia-Campos A, Trudgett A, Chrysafidis AL, Talavera-Arce S, Fu Y, Egan S, Lawlor A, Negredo C, Brennan G, Hanna RE, De Waal T, Mulcahy G. Bovine paramphistomes in Ireland. Vet Parasitol 2014; 204: 199-208.

IX. ANHANG

1. Abbildungsverzeichnis

<i>Abbildung 1: Schematische Darstellung des Entwicklungszyklus von Calicophoron daubneyi: 1= Eiausscheidung, 2= Entwicklung des Mirazidiums, 3= Schlupf des Mirazidiums, 4= ungeschlechtliche Vermehrung im Zwischenwirt, 5= Zerkarie, 6= Metazerkarie, 7= Infektion des Endwirts, 8= Entwicklung und Reifung im Endwirt. Zeichnung: Uta K. Alstedt</i>	<i>4</i>
<i>Abbildung 2: Eier des Pansenegels (gräulich) und großen Leberegels (goldgelb). Foto: Klinik für Wiederkäuer mit Ambulanz und Bestandsbetreuung, LMU München</i>	<i>9</i>
<i>Abbildung 3: Prozentualer Anteil der pro Monat entnommenen Schafkotproben (n=223 über einen Zeitraum von 07/2019 bis 04/2021)</i>	<i>51</i>
<i>Abbildung 4: Prozentualer Anteil der pro Monat entnommenen Ziegenkotproben (n=143) über einen Zeitraum von 07/2019 bis 04/2021</i>	<i>51</i>
<i>Abbildung 5: Prozentuale Verteilung der beprobten Schafe (n=666) anhand ihrer Altersklasse</i>	<i>52</i>
<i>Abbildung 6: Prozentuale Verteilung der beprobten Ziegen (n=392) anhand ihrer Altersklasse</i>	<i>52</i>
<i>Abbildung 7: Anleitung zur Kotprobenentnahme für Schaf- und Ziegenherden mit mindestens 15 adulten Tieren</i>	<i>104</i>
<i>Abbildung 8: Anleitung zur Kotprobenentnahme für Schaf- und Ziegenherden mit weniger als 15 adulten Tieren</i>	<i>105</i>
<i>Abbildung 9: Fragebogen, Vorderseite</i>	<i>106</i>
<i>Abbildung 10: Fragebogen, Rückseite</i>	<i>107</i>

2. Tabellenverzeichnis

<i>Tabelle 1: Prävalenzen des großen Leberegels (Fasciola hepatica) bei Schafen und Ziegen in Europa</i>	<i>22</i>
<i>Tabelle 2: Prävalenzen des kleinen Leberegels (Dicrocoelium dendriticum) bei Schafen und Ziegen in Europa</i>	<i>23</i>
<i>Tabelle 3: Schaf- und ziegenhaltende Betriebe in Deutschland laut Landwirtschaftszählung (LZ) 2010 und 2020 im Vergleich (STATISTISCHES BUNDESAMT [DESTATIS], 2011, 2021b).....</i>	<i>101</i>
<i>Tabelle 4: Anzahl der Schaf-Betriebe und Schafe in Deutschland (Stand März 2016) (STATISTISCHES BUNDESAMT [DESTATIS], 2017b, 2017a).....</i>	<i>101</i>
<i>Tabelle 5: Anzahl der Ziegen-Betriebe und Ziegen in Deutschland (Stand März 2016) (STATISTISCHES BUNDESAMT [DESTATIS], 2017b, 2017a).....</i>	<i>102</i>
<i>Tabelle 6: Aufteilung der Schafbetriebe in Deutschland nach Herdengröße (Stand März 2016) (STATISTISCHES BUNDESAMT [DESTATIS], 2017b)</i>	<i>102</i>
<i>Tabelle 7: Aufteilung der Ziegenbetriebe in Deutschland nach Herdengröße (Stand März 2016) (STATISTISCHES BUNDESAMT [DESTATIS], 2017b).....</i>	<i>103</i>

3. Tabellen im Anhang

Tabelle 3: Schaf- und ziegenhaltende Betriebe in Deutschland laut Landwirtschaftszählung (LZ) 2010 und 2020 im Vergleich (STATISTISCHES BUNDESAMT [DESTATIS], 2011, 2021b)

Tierart	LZ 2010		LZ 2020	
	Betriebe	Anzahl Tiere	Betriebe	Anzahl Tiere
Schafe	22.273	2.088.541	19.870	1.809.264
Ziegen	11.219	149.936	10.459	154.906

Tabelle 4: Anzahl der Schaf-Betriebe und Schafe in Deutschland (Stand März 2016) (STATISTISCHES BUNDESAMT [DESTATIS], 2017b, 2017a)

Land/Bundesland	Anzahl	
	Schaf-Betriebe	Schafe ¹
Bayern	5.140	317.507
Baden-Württemberg	2.716	243.558
Nordrhein-Westfalen	2.238	159.409
Niedersachsen	2.167	197.718
Schleswig-Holstein	1.580	205.685
Hessen	1.425	127.710
Sachsen	1.140	94.584
Rheinland-Pfalz	832	79.173
Thüringen	669	160.960
Mecklenburg-Vorpommern	531	73.811
Brandenburg	519	80.645
Sachsen-Anhalt	421	82.894
Saarland	137	8.307
Hamburg	23	1.649
Bremen	10	125
Berlin	8	540
Deutschland	19.556	1.834.275

¹Schafe unter 1 Jahr, Mutterschafe, Schafböcke zur Zucht und „andere Schafe“ (z. B. Hammel)

Tabelle 5: Anzahl der Ziegen-Betriebe und Ziegen in Deutschland (Stand März 2016)
(STATISTISCHES BUNDESAMT [DESTATIS], 2017b, 2017a)

Land/Bundesland	Anzahl	
	Ziegen-Betriebe	Ziegen ¹
Bayern	3.041	37.790
Baden-Württemberg	2.502	29.776
Niedersachsen	770	7.949
Nordrhein-Westfalen	759	10.645
Hessen	750	9.365
Schleswig-Holstein	397	4.287
Rheinland-Pfalz	395	5.743
Sachsen	325	7.365
Thüringen	310	12.519
Brandenburg	183	3.895
Sachsen-Anhalt	161	6.758
Mecklenburg-Vorpommern	127	1.924
Saarland	60	644
Hamburg	11	97
Bremen	11	31
Berlin	6	22
Deutschland	9.808	138.810

¹alle weiblichen Ziegen zur Zucht und „andere Ziegen“ (z. B. Zicklein, Ziegenböcke)

Tabelle 6: Aufteilung der Schafbetriebe in Deutschland nach Herdengröße (Stand März 2016)
(STATISTISCHES BUNDESAMT [DESTATIS], 2017b)

Herdengröße	Anzahl an Betrieben		
	Deutschland	Bayern	Niedersachsen
1 – 19	8.949	2.682	1.094
20 – 49	5.064	1.341	479
50 – 99	2.294	562	266
100 – 199	1.320	244	142
200 – 499	940	161	88
500 – 999	658	107	53
≥1.000	331	43	45
Insgesamt	19.556	5.140	2.167

Tabelle 7: Aufteilung der Ziegenbetriebe in Deutschland nach Herdengröße (Stand März 2016)
(STATISTISCHES BUNDESAMT [DESTATIS], 2017b)

Herdengröße	Anzahl an Betrieben		
	Deutschland	Bayern	Niedersachsen
1-19	8.508	2.695	691
20-49	800	200	47
50-99	256	63	17
100-199	151	50	9
200-499	82	32	6
≥500	11	1	-
Insgesamt	9.808	3.041	770

4. Anleitung zur Kotprobenentnahme



Klinik für Wiederkäuer • Sonnenstr. 16 • 85764 Oberschleißheim • Tel. 089/2180-78850 • Fax 089/2180-78851
 Prof. Dr. G. Knubben • Lehrstuhl für Innere Medizin und Chirurgie der Wiederkäuer

Bitte lesen Sie vor der Probenahme zunächst diese Anleitung:

Anleitung zur Kotprobenentnahme

1. Folgende Materialien sind im Paket enthalten:
 - 3 beschriftete Probengefäße à 100ml
 - Handschuhe
 - Fragebogen (wird evtl. separat vom betreuenden Tierarzt mitgebracht)
 - dieses Merkblatt
 - ein Adressaufkleber der Klinik für die Rücksendung
 2. Es sollen 3 Sammelkotproben von je maximal 5 erwachsenen Schafen/Ziegen entnommen werden. Dazu gehen Sie wie folgt vor:
 - Ziehen Sie die Handschuhe an.
 - Entnehmen Sie frisch gefallen Kot mit der Hand oder direkt rektal und geben Sie ihn in das beschriftete Probengefäß (von 5 unterschiedlichen Tieren pro Probengefäß). Sie können den Kot auch mit dem Handschuh auffangen und dann ins Gefäß verbringen.
- Bitte achten Sie vor allem bei Proben, die von der Weide aufgesammelt werden, darauf, dass sie frisch sind! ←
- Für eine Sammelkotprobe sollten Sie bitte 5 Tiere beproben. Das Probengefäß sollte anschließend zu maximal 2/3 gefüllt sein und nicht überquellen.
 - Sie sollten also 3x 5 Tiere (maximal 15 Tiere) beproben.
 - Nach Abschluss der Entnahmen haben Sie 3 Sammelkotproben für den Versand.
3. Bitte schließen Sie die Probengefäße dicht und säubern Sie sie falls nötig von außen. Sollte die Beschriftung unleserlich geworden sein, bitte ausbessern.
 4. Bitte füllen Sie den beigelegten Fragebogen aus.
 5. Legen Sie die 3 Probengefäße samt ausgefüllten Fragebogen dann bitte in das Paket, verschließen Sie es und kleben die den Adressaufkleber der Klinik in Oberschleißheim auf.
 6. Bitte versenden Sie das Paket sofort.

Bei Fragen kontaktieren Sie mich gerne direkt unter pansenegel@yahoo.com oder die Klinik unter 089/2180 – 78850.

Vielen herzlichen Dank für Ihre Unterstützung!

Uta Alstedt

Abbildung 7: Anleitung zur Kotprobenentnahme für Schaf- und Ziegenherden mit mindestens 15 adulten Tieren



Klinik für Wiederkäuer • Sonnenstr. 16 • 85764 Oberschleißheim • Tel. 089/2180-78850 • Fax 089/2180-78851
 Prof. Dr. G. Knubben • Lehrstuhl für Innere Medizin und Chirurgie der Wiederkäuer

Bitte lesen Sie vor der Probenahme zunächst diese Anleitung:

Anleitung zur Kotprobenentnahme

1. Folgende Materialien sind im Paket enthalten:
 - 3 beschriftete Probengefäße à 100ml
 - Handschuhe
 - Fragebogen
 - dieses Merkblatt
 - Frankierschein
 2. Es sollen 3 Sammelkotproben von je **3-5 erwachsenen Schafen/Ziegen** entnommen werden. Dazu gehen Sie wie folgt vor:
 - Ziehen Sie die Handschuhe an.
 - Entnehmen Sie frisch gefallen Kot mit der Hand oder direkt rektal und geben Sie ihn in das beschriftete Probengefäß (von 3-5 unterschiedlichen Tieren pro Probengefäß). Sie können den Kot auch mit dem Handschuh auffangen und dann ins Gefäß verbringen.
- Bitte achten Sie vor allem bei Proben, die von der Weide aufgesammelt werden, darauf, dass sie frisch sind! ←
- Für eine Sammelkotprobe sollten Sie bitte 3-5 Tiere beproben. Das Probengefäß sollte anschließend zu **mindestens 2/3 gefüllt** sein und nicht überquellen.
 - Sie sollten also **3x 3-5 Tiere (9-15 Tiere)** beproben.
 - Nach Abschluss der Entnahmen haben Sie 3 Sammelkotproben für den Versand.
3. Bitte schließen Sie die Probengefäße dicht und säubern Sie sie falls nötig von außen. Sollte die Beschriftung unleserlich geworden sein, bitte ausbessern.
 4. Bitte füllen Sie den beigelegten Fragebogen aus.
 5. Legen Sie die 3 Probengefäße samt ausgefüllten Fragebogen dann bitte in das Paket, verschließen Sie es und kleben die den Adressaufkleber der Klinik in Oberschleißheim auf.
 6. Bitte versenden Sie das Paket sofort.

Bei Fragen kontaktieren Sie mich gerne direkt unter pansenegel@yahoo.com oder die Klinik unter 0151/70102188.

Vielen herzlichen Dank für Ihre Unterstützung!

Uta Alstedt

Abbildung 8: Anleitung zur Kotprobenentnahme für Schaf- und Ziegenherden mit weniger als 15 adulten Tieren

5. Fragebogen

	LUDWIG- MAXIMILIANS- UNIVERSITÄT MÜNCHEN	TIERÄRZTLICHE FAKULTÄT	 Klinik für Wiederkäuer mit Ambulanz und Bestandsbetreuung
---	---	------------------------	--

Uta Alstedt • Klinik für Wiederkäuer • Sonnenstr. 16 • 85764 Oberschleißheim • Tel. 0151/70102188 • E-Mail: pansenegel@yahoo.com

Fragebogen zur Studie „Pansenegelbestimmung bei Schaf- und Ziegenherden“

Wichtiger Hinweis: Es dürfen mehrere Antwortmöglichkeiten angekreuzt werden!

Adresse*

Name _____

Anschrift _____

E-Mail, Telefon (wichtig für Befundmitteilung!) _____

betreuender Tierarzt:

Name _____

Anschrift _____

E-Mail _____

Beprobte Tiere? Probe 1: ☐ Muttertiere ☐ Böcke ☐ Lämmer/Kitze ☐ _____

Probe 2: ☐ Muttertiere ☐ Böcke ☐ Lämmer/Kitze ☐ _____

Probe 3: ☐ Muttertiere ☐ Böcke ☐ Lämmer/Kitze ☐ _____

Anzahl Muttertiere: _____ **Anzahl Böcke:** _____ **Anzahl Lämmer/Kitze:** _____

Rasse? _____

Nutzungsrichtung?

☐ Fleischgewinnung ☐ Milchgewinnung ☐ Hobbyhaltung ☐ andere: _____

☐ Landschafts- / Deichpflege ☐ Herdbuchzucht ☐ weiss nicht _____

Weideform?

☐ Koppelschafhaltung ☐ Hütehaltung ☐ Reine Stallhaltung

☐ Standweide ☐ Wanderschafhaltung ☐ Keine Weidehaltung

☐ Umtriebsweide ☐ Standortgebundene Hütehaltung ☐ weiss nicht

☐ Portionsweide ☐ Gemeinschaftsweide ☐ andere: _____

Läuft ein Fluss oder Bach durch Ihre Weide oder gibt es Feuchtstellen?

☐ Fluss/Bach ☐ Quellwasser ☐ Feuchtstellen ☐ weiss nicht

☐ Teich ☐ Graben ☐ zeitweise feucht ☐ nein

Werden zeitweise auch andere Tiere auf der Weide gehalten?

☐ Nein ☐ Ja ☐ Wenn ja welche? ☐ Rinder ☐ Sonstige: _____

☐ Weiss nicht

Ist bei Ihrer Herde bereits ein Befall mit dem Pansenegel und/oder großer Leberegel nachgewiesen worden?

☐ Ja, Pansenegel ☐ Ja, großer Leberegel ☐ Nein, kein Nachweis ☐ weiss nicht

Wann haben Sie zuletzt entwurmt?

☐ Datum: _____ ☐ Gar nicht

☐ Weiss nicht

Mit welchem Mittel haben Sie entwurmt?

☐ Name: _____ ☐ Weiss nicht

* Freiwillige Angabe. Wichtig für Befundmitteilung & Rücksprache bei besonderen Vorkommnissen in Bezug zum Probenergebnis. **Wenn Sie anonym bleiben möchten, geben Sie bitte den Landkreis Ihres Betriebes an, damit wir die Befunde einer Region zuordnen können. Vielen Dank.**

Abbildung 9: Fragebogen, Vorderseite



*Datenschutzhinweis und Einwilligung

Die Verarbeitung Ihrer Daten erfolgt unter Beachtung der maßgeblichen gesetzlichen Datenschutzvorschriften, insbesondere der Datenschutz-Grundverordnung (DSGVO).

Ihre Daten werden nicht an Dritte oder internationale Organisationen weitergegeben.

Die Daten werden ausschließlich für die oben genannte Studie „Pansenegelbestimmung bei Schaf- und Ziegenherden“ und den beschriebenen Zweck (Befundmitteilung, Rücksprache bei besonderen Vorkommnissen in Bezug zum Probenergebnis, Promotion an der Tierärztlichen Fakultät, Klinik für Wiederkäuer, Universität München) verwendet. Für die Verarbeitung – insbesondere Veröffentlichung – werden Ihre Daten anonymisiert.

Ihre Daten werden auf Grundlage von Art. 6 Abs. 1 Buchst. a) DSGVO – d.h. mit Ihrer Einwilligung - verarbeitet.

Die Speicherung Ihrer personenbezogenen Daten erfolgt für 10 Jahre.

Bei Vorliegen der gesetzlichen Voraussetzungen stehen Ihnen die in Art. 15-21 DSGVO genannten Rechte auf Auskunft, Berichtigung, Widerspruch, Löschung, Datenübermittlung und Widerruf zu.

Weiterhin besteht ein Beschwerderecht bei einer Datenschutz-Aufsichtsbehörde. Die für die LMU zuständige Datenschutz-Aufsichtsbehörde ist der Bayerische Landesbeauftragte für den Datenschutz (<https://www.datenschutz-bayern.de/vorstell/impresum.html>).

Wenn Sie in die Verarbeitung durch die LMU durch eine entsprechende Erklärung eingewilligt haben, können Sie die Einwilligung jederzeit für die Zukunft gegenüber der datenverarbeitenden Dienststelle widerrufen, solange ein Rückschluss auf Ihre Person möglich ist. Die Rechtmäßigkeit der aufgrund der Einwilligung bis zum Widerruf erfolgten Datenverarbeitung wird durch diesen nicht berührt.

Verantwortlicher & datenverarbeitende Dienststelle:

Klinik für Wiederkäuer mit Ambulanz und Bestandsbetreuung der Ludwig-Maximilians-Universität München
 Frau Uta Alstedt (Doktorandin)
 Sonnenstraße 16
 85764 Oberschleißheim
 uta.alstedt@campus.lmu.de
 Tel. +49 89 / 2180 -78850

Behördlicher Datenschutzbeauftragter der Universität München:

Ludwig-Maximilians-Universität München
 - Der behördliche Datenschutzbeauftragte -
 Geschwister-Scholl-Platz 1
 80539 München
 Web: www.lmu.de/datenschutz

Einwilligungserklärung (Nur bei Angabe der Adress- und Kontaktdaten)

Ich willige ein, dass meine Daten zum Zweck der wissenschaftlichen Forschung (Promotion) zum Thema „Pansenegelbestimmung bei Schaf- und Ziegenherden“ erhoben und verarbeitet werden dürfen. Die Veröffentlichung erfolgt in ausschließlich anonymisierter Form. Die Datenschutzhinweise habe ich zur Kenntnis genommen.

Datum

Unterschrift

Abbildung 10: Fragebogen, Rückseite

X. DANKSAGUNG

An erster Stelle möchte ich mich ganz herzlich bei Frau Prof. Dr. Gabriela Knubben-Schweizer für die Überlassung dieses Themas bedanken. Vielen Dank, dass Sie sich auch in den schwierigen und ungewissen Anfangszeiten der Corona-Pandemie so stark für diese Arbeitsgruppe eingesetzt haben und für Ihr entgegengebrachtes Vertrauen.

Ein großes Dankeschön gilt meinen Betreuern Dr. Christoph Wenzel, Dr. Katja Voigt und Dr. Miriam Jäger. Lieber Christoph, danke für Dein Vertrauen und Deine Unterstützung von Beginn an. Du hast Dich immer für dieses Projekt stark gemacht und warst immer erreichbar, wenn es Probleme gab. Deine norddeutsche Art und Dein „Denglisch“ haben mich stets zum Lachen gebracht. Liebe Katja, ich möchte Dir ganz besonders für Deine Unterstützung und Deine Nachtschichten während der Endphase der Diss und des Papers danken. Zwar haben mich Deine Korrekturen anfangs häufig zur Verzweiflung gebracht, doch waren sie immer sehr nützlich und konstruktiv. Du hast immer versucht das Beste raus zu holen. „Deine Bindestriche sind eine Seuche.“ bleibt mein Lieblingskommentar. Liebe Miriam, danke, dass Du mir mit einer solchen Begeisterung die parasitologische Diagnostik nähergebracht hast. Vielen Dank, dass Du Deine Meinung vielleicht manchmal in den Hintergrund gestellt hast, um mir eine dritte Korrekturschleife zu ersparen.

Mein Dank gilt auch Frau Prof. Dr. Strube und Ihren Mitarbeiter*innen für die gute Zusammenarbeit bei der Speziesbestimmung und der Veröffentlichung des Papers.

Vielen Dank an Dr. Yury Zablotzki für die Unterstützung bei der Statistik. Danke für Deine stets zeitnahe Umsetzung und Erreichbarkeit auch wenn nochmal alle Berechnungen über den Haufen geworfen werden mussten.

Von ganzem Herzen möchte ich mich bei allen Tierärzt*innen sowie Landwirt*innen bedanken, die mich bei dieser Arbeit durch die Einsendung von Proben und Werbung für meine Studie unterstützt haben und dadurch die Umsetzung der Studie überhaupt erst ermöglicht haben.

Ein großes Dankeschön gilt auch dem gesamten Labor-Team der Klinik für Wiederkäuer mit ganz besonderem Dank an Sandra Kirsch und Ingrid Hartmann für die besondere Unterstützung während der Anfangsphase. Danke Euch allen, dass ihr so unkompliziert wart, als es um die Logistik und die Bearbeitung der Proben ging. Danke Sandra, dass Du immer ein offenes Ohr hattest.

Mein großer Dank gilt auch Rita Radloff und Susanne Thubauville. Ihr wart immer zur Stelle, wenn es organisatorische Fragen gab und habt Euer Büro ganz selbstverständlich zur Paketpackstation werden lassen.

Ein besonderes Dankeschön gilt meinen Mitdoktorand*innen. Lieber Max, was wäre die Laborzeit ohne Dich gewesen. Wir haben gemeinsam geflucht, gelästert, gelacht, uns gefreut und uns gegenseitig für die viel zu langen Labortage bemitleidet. Ich bin sehr froh, dass ich diese Zeit mit Dir verbringen durfte. Liebe Tanja, danke für Deine Hilfe und Aufmunterung in den letzten Wochen und dafür, dass ich Dich mit den banalsten Fragen konfrontieren durfte. Du hast sie mir geduldig beantwortet und musstest dadurch wohl einen Teil Deiner Doktorandenzeit nochmal durchlaufen. Liebe Helena, auch Dir möchte ich danken für die große Unterstützung und Ermutigung in den letzten Wochen. Du hast die Gabe Probleme von allen Seiten zu beleuchten und findest auch den kleinsten Fehler im Detail.

Ganz besonders möchte ich meinen Freundinnen und Freunden danken. Nach dem Studium musstet ihr euch nun auch noch das Gejammer während der Doktorarbeit anhören. Ihr habt mir gezeigt, dass es auch andere Themen in diesem Leben gibt und mich immer wieder motiviert weiterzumachen. Ihr wurdet nie müde zu fragen, wie es läuft. Sabine, ich danke Dir für deine Sprachbegabung. Ihr seid die Besten.

Von Herzen danke ich meiner lieben Familie für die ständige Begleitung und den Zuspruch in jeder Lebenslage. Danke, dass Ihr nie an mir zweifelt und immer auf meiner Seite seid. Mama, danke, dass Du mit mir fühlst und dadurch oft schlaflose Nächte hast. Danke Papa, dass Du mir meinen Lieblings-Pille-Hund immer wieder für Urlaube und als Feel-Good-Managerin überlassen hast. Derek, danke für Deine sprachliche Unterstützung beim Paper. Liebe Anke, danke für Deine Käsekekse und lieben Päckchen. Micha, danke, dass Du immer hinter mir stehst und nie müde wurdest mich mit unzähligen Sprüchen aufzumuntern und mich an die frische Luft zu schleppen. Du warst immer für mich da und hast verstanden, dass ich die Wochenenden häufig am Schreibtisch verbringen musste. Du hast immer dafür gesorgt, dass ich einen kühlen Kopf bewahre. Danke für alles.