

Evaluation der Leistung des VetScan Imagyst® zur Diagnose von  
*Giardia duodenalis* in Kotproben von Hunden

von Sabrina Kanski

aus Essen

München 2025

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

Evaluation der Leistung des VetScan Imagyst® zur Diagnose von  
*Giardia duodenalis* in Kotproben von Hunden

von Sabrina Kanski

aus Essen

München 2025

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

Lehrstuhl für Innere Medizin der Kleintiere

Arbeit angefertigt unter der Leitung von:

Priv.-Doz. Dr. Karin Weber

Mitbetreuung durch:

Dr. Kathrin Busch

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

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

Berichterstatter: Priv.-Doz. Dr. Karin Weber

Korreferent: Univ.-Prof. Dr. Stefan Unterer

Tag der Promotion: 08. Februar 2025

Für Philipp, Ozzy und Charly

---

**INHALTSVERZEICHNIS**

<b>I. EINLEITUNG.....</b>	<b>1</b>
<b>II. PUBLIKATION ZUR LITERATURÜBERSICHT .....</b>	<b>4</b>
<b>III. PUBLIKATION ZUR STUDIE.....</b>	<b>20</b>
<b>IV. DISKUSSION.....</b>	<b>29</b>
<b>V. ZUSAMMENFASSUNG.....</b>	<b>36</b>
<b>VI. SUMMARY .....</b>	<b>37</b>
<b>VII. LITERATURVERZEICHNIS .....</b>	<b>38</b>
<b>VIII. DANKSAGUNG .....</b>	<b>44</b>

**ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS**

BID	Bis in die
ELISA	Enzyme-linked Immunosorbent Assay
ESCCAP	European Scientific Counsel Companion Animal Parasites
<i>G. duodenalis</i>	<i>Giardia duodenalis</i>
IEP	Institute of Experimental Parasitology
IFA	Immunfluoreszenztest/ immunofluorescence assay
kg	Kilogramm
MIFC	Merthiolat-Iodine-Formalin-Concentration-Methode
mg	Milligramm
NPV	Negative predictive value
p.o.	Per os
POC	Point-of-Care
PCR	Polymerasekettenreaktion/ polymerase chain reaction
PPV	Positive predictive value
SID	Semel in die
SNAP	SNAP <sup>®</sup> <i>Giardia</i> test; IDEXX
VetScan	VetScan Imagyst <sup>®</sup> ; Zoetis

## I. EINLEITUNG

*Giardia duodenalis* (*G. duodenalis*) ist ein einzelliger Parasit des Magen-Darm-Trakts, welcher sowohl Menschen als auch Tiere infizieren kann (THOMPSON et al., 2008; BALLWEBER et al., 2010). Bei Hunden und Katzen ist *G. duodenalis* einer der am häufigsten vorkommenden Darmparasiten (BARUTZKI & SCHAPER, 2011). *G. duodenalis* wird in verschiedene Genotypen (A-H), auch Assemblages genannt, eingeteilt (FENG & XIAO, 2011). Die verschiedenen Assemblages haben keine strikte Wirtsspezifität, jedoch kommen bei Hunden am häufigsten die Assemblages C und D und bei der Katze die Assemblages A und F vor. Menschen sind vor allem von den Assemblages A und B betroffen (FENG & XIAO, 2011; CACCIO et al., 2018). In Studien wurden die potenziell zoonotischen Assemblages A und B in Kotproben von Hunden und Katzen gefunden. Da es jedoch kaum Studien gibt, welche die Übertragung der Giardien vom Haustier auf den Menschen beweisen konnten und nur wenige Fallberichte bekannt sind, in denen die gleiche Assemblage bei Haustier und Besitzer eines Haushalts nachgewiesen wurde, bleibt das zoonotische Potential der Giardien unklar. (SPRONG et al., 2009; ESPELAGE et al., 2010; SOMMER et al., 2018; BARBOSA et al., 2023; SUN et al., 2023). In der Literatur gibt es neue Vorschläge zur Anpassung der Taxonomie der verschiedenen Giardienspezies (WIELINGA et al., 2023). In der vorliegenden Arbeit wurden die unterschiedlichen Genotypen nicht bestimmt. Da keine offizielle Einführung einer neuen Nomenklatur vorgenommen wurde, wird in dieser Arbeit weiterhin der Begriff „*G. duodenalis*“ verwendet, obwohl die in den Proben vorkommenden Spezies nicht bekannt sind.

Giardien haben einen einfachen Lebenszyklus mit zwei Entwicklungsstadien: Den infektiösen Zysten und den vermehrungsfähigen Trophozoiten (ANKARKLEV et al., 2010). Die Zysten kommen ubiquitär in der Umwelt vor und weisen eine hohe Tenazität gegenüber äußeren Einflussfaktoren auf (ERICKSON & ORTEGA, 2006). Die Infektion erfolgt fäkal-oral durch den Kontakt mit Kot, infizierten Tieren oder der Aufnahme von kontaminiertem Wasser sowie kontaminierten Lebensmitteln (DIXON, 2021). Nach dem Abschlucken der Zysten kommt es zur Exzystierung und somit zur Entstehung von Trophozoiten (HAGEN et al., 2020). Die Trophozoiten können sich mit ihrer ventralen Adhäsionsscheibe an das Epithel der Enterozyten anheften (BURET, 2008; ANKARKLEV et al., 2010; HAGEN et

al., 2020). Infolgedessen kann es zu einer Verkürzung der Mikrovilli mit Zottenatrophie (COTTON et al., 2011) sowie Apoptose von Enterozyten (ARGUELLO-GARCIA & ORTEGA-PIERRES, 2021) und somit zu einer Reduktion der absorptiven Oberfläche des Darmepithels sowie Malabsorption kommen (VIVANCOS et al., 2018). Eine zusätzliche Hypersekretion von Chlorid in Verbindung mit nicht ausreichend absorbierten Nährstoffen kann osmotisch bedingten Durchfall auslösen (COTTON et al., 2011). Typische Symptome infizierter Tiere sind dünnbreiig bis wässriger Durchfall mit oder ohne Schleimbeimengungen sowie teilweise Erbrechen, Übelkeit, Gewichtsverlust und Lethargie. Viele infizierte Tiere bleiben symptomfrei (SOMMER et al., 2018; SMIT et al., 2023).

Die Prävalenz der Giardieninfektion unterscheidet sich in verschiedenen Populationen je nach Alter und Haltungform, wobei sie aufgrund unterschiedlicher Sensitivitäten und Spezifitäten verschiedener Diagnostikmethoden unter- oder überschätzt werden kann (BOUZID et al., 2015). Bei Welpen und Kitten unter sechs Monaten kann die Prävalenz auf bis zu 50,0 % ansteigen (BARUTZKI & SCHAPER, 2013), währenddessen nur ca. 12,0 – 15,0 % der adulten Hunde und Katzen betroffen sind (BOUZID et al., 2015). Jagdhunde und Hunde aus Tierheimen waren in einer Studie von 2019 mit einer Prävalenz von 88,2 % und 48,0 % signifikant häufiger mit Giardien infiziert als privat gehaltene Haushunde. (UITERWIJK et al., 2019). Häufig genutzte Verfahren zum Test auf *G. duodenalis* in Kotproben sind Antigen basierte Schnelltests (Lateral Flow Tests) vor Ort in der Klinik oder Praxis sowie der Immunfluoreszenztest und der Enzyme-linked Immunosorbent Assay (ELISA) im Einsendelabor zur Detektion von Giardien-Antigenen (TANGTRONGSUP & SCORZA, 2010; SOMMER et al., 2018). Weitere diagnostische Methoden sind die Polymerasekettenreaktion (PCR) mit den unterschiedlichen Genloci 18S rRNA, Glutamatdehydrogenase, Elongationsfaktor 1- $\alpha$ , Triose-Phosphat-Isomerase sowie  $\beta$ -Giardin (RYAN & ZAHEDI, 2019), die Zinksulfatflotation mit vorheriger Zentrifugation und die mikroskopische Analyse nach Direktausstrich.

Ziel der ersten Publikation war es, einen Überblick der bestehenden Literatur zum Lebenszyklus der Giardien, der Pathogenese, der klinischen Symptomatik der Giardiose und dem Zoonosepotential von *G. duodenalis* zu geben. Der Schwerpunkt der ersten Publikation lag auf dem Vergleich der verschiedenen

diagnostischen Methoden zur Detektion einer Giardien-Infektion bezüglich ihrer Anwendung und Leistung. Zudem wurden verschiedene Therapieoptionen mit möglichen Nebenwirkungen für das betroffene Tier im Zusammenhang mit der klinischen Symptomatik dargelegt.

Der VetScan Imagyst® (VetScan) von Zoetis ist ein neues veterinärmedizinisches Point-of-Care Analysegerät, welches Giardienzysten mithilfe künstlicher Intelligenz identifizieren kann. Das System basiert auf einer Zinksulfatflotation mit Zentrifugation und einem Scanner, der Fotos des probenbenetzten Objektträgers zur Auswertung in eine Online-Cloud einspeist (NAGAMORI et al., 2020). Das Ziel der zweiten Publikation war der Vergleich des VetScan von Zoetis und des SNAP® *Giardia* Test von IDEXX (SNAP) als Point-of-Care (POC) Methoden mit einem Immunfluoreszenztest (IFA) im Einsendelabor zum Nachweis von *G. duodenalis* in Kotproben vom Hund.

## **II. PUBLIKATION ZUR LITERATURÜBERSICHT**

Kanski S, et al. Ein Update zur feline und canine Giardiose. Tierarztl Prax Ausg K Kleintiere Heimtiere 2023; 51: 411–421.

<https://doi.org/10.1055/a-2191-1723>

# Ein Update zur feline und caninen Giardiose

## Feline and canine giardiosis: An Update



### Autorinnen/Autoren

Sabrina Kanski, Karin Weber, Kathrin Busch

### Institut

Medizinische Kleintierklinik, Ludwig-Maximilians-Universität München

### Schlüsselwörter

*Giardia duodenalis*, Parasiten, Kotuntersuchung, Durchfall, Hund, Katze

### Key words

*Giardia duodenalis*, parasite, fecal examination, diarrhea, dog, cat

eingereicht 02.05.2023

akzeptiert 22.06.2023

### Bibliografie

Tierärztl Prax Ausg K Kleintiere Heimtiere 2023; 51: 411–421

DOI 10.1055/a-2191-1723

ISSN 1434-1239

© 2023. Thieme. All rights reserved.

Georg Thieme Verlag, Rüdigerstraße 14,  
70469 Stuttgart, Germany

### Korrespondenzadresse

Sabrina Kanski

Medizinische Kleintierklinik

Ludwig-Maximilians-Universität München

Veterinärstr 13

80539 München

Deutschland

S.Kanski@medizinische-kleintierklinik.de

### ZUSAMMENFASSUNG

*Giardia duodenalis* ist ein fakultativ pathogener Darmparasit. Die Giardiose bei Hund und Katze kann symptomatisch oder asymptomatisch verlaufen, wobei typische Symptome Durchfall mit und ohne Erbrechen sind. Die Prävalenz bei Jungtieren ist hoch und kann bis zu 50 % betragen. Es gibt 8 verschiedene Genotypen (A–H), welche als Assemblages bezeichnet werden. Bei Hunden kommen am häufigsten die Assemblages C und D

und bei Katzen die Assemblages F und A vor. Tiere können somit auch mit den zoonotischen Assemblages A und B oder auch mit mehreren Genotypen gleichzeitig infiziert sein. Als Diagnostikmethoden werden der Immunfluoreszenztest (IFA), der Enzymimmunoassay (ELISA) und die Fäkalzentrifugation mittels Zinksulfatlösung empfohlen. Mittels Polymerasekettenreaktion (PCR) kann die entsprechende Assemblage bestimmt werden. Zur Therapie der caninen und feline Giardiose sind die Wirkstoffe Fenbendazol und Metronidazol zugelassen. Zudem sollten bestimmte Hygienemaßnahmen beachtet werden. Behandelt werden nur symptomatische Tiere oder solche, welche im selben Haushalt mit Risikopatienten (z. B. immunsupprimierten Menschen) leben. Ziel der Behandlung ist die klinische Verbesserung der Symptomatik der erkrankten Hunde und Katzen. Zu einer vollständigen Elimination der Giardien kommt es oftmals nicht.

### ABSTRACT

*Giardia duodenalis* is a facultative pathogenic intestinal parasite. Giardiosis in dogs and cats may appear with or without clinical signs. Typical signs include diarrhea with or without vomiting. The prevalence in young animals is high and may amount to up to 50%. There are 8 different genotypes (A–H), which are called assemblages. Assemblages C and D are most common in dogs and assemblage F most frequent in cats. However, animals may also be infected with the zoonotically effective assemblages A and B or exhibit mixed infections. The immunofluorescence test (IFA), the enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA) and fecal centrifugation using zinc sulphate solution are currently recommended as diagnostic methods. Polymerase chain reaction (PCR) may be used to determine the corresponding assemblage. Approved treatments for giardiosis include fenbendazole and metronidazole. In addition, undertaking specific hygiene measures is warranted. Only animals showing clinical signs or those living in the same household with high-risk patients (e. g. immunosuppressed humans) are recommended to receive medication. The aim of treatment is clinical improvement of the diseased dogs and cats. Frequently, complete elimination of *Giardia* is not attained.

## Einleitung

Bei Hunden und Katzen gehören Giardien zu den am häufigsten vorkommenden Parasiten des Magen-Darm-Traktes [1–7]. Jungtiere sind besonders oft betroffen [4, 8, 13]. Ob und wie die Infektion mit Giardien behandelt werden soll, ist für viele Tierärzt\*innen nach wie vor Grund zur Diskussion. Der folgende Artikel gibt eine Übersicht über den Erreger, seine Lebensweise, Pathogenese und mögliche Diagnostikmethoden. Darüber hinaus werden verschiedene Therapiemöglichkeiten und deren Folgen für das Tier sowie dessen Umwelt diskutiert.

## Taxonomie

*Giardia spp.* gehören zur Familie der Hexamitidae in der Ordnung Diplomonada [14]. Bekannte Giardienspezies sind *G. agilis*, *G. ardeae*, *G. cricetidarium*, *G. microti*, *G. muris*, *G. peramelis*, *G. psittaci*, *G. varani* und *G. duodenalis*, auch *G. lamblia* oder *G. intestinalis* genannt [14, 15]. Die Giardiose von Hunden und Katzen, sowie die Giardiasis des Menschen werden durch die Infektion mit *G. duodenalis* ausgelöst. Diese Spezies kann in verschiedene Genotypen, auch Assemblages genannt, aufgeteilt werden (► **Tab. 1**). Den verschiedenen Assemblages können bevorzugte Wirte zugeteilt werden, jedoch gibt es keine obligatorische Wirtsspezifität [16–18]. Assemblages A und B bergen das höchste zoonotische Potenzial und haben die größte Bandbreite an Wirten. Diese umfassen neben dem Menschen unter anderem Nutztiere, Hunde und Katzen [1]. Die Assemblage A lässt sich in weitere 3 Untergruppen AI, All und AIII einteilen [17]. Tiere werden bevorzugt durch den Genotyp AI infiziert, Menschen dagegen eher durch den Genotyp All [19, 20]. Die Assemblage AIII konnte bisher nur bei wildlebenden Huftieren nachgewiesen werden [20, 21]. Bei Menschen, Rindern, Pferden und Hasen wird besonders oft die Assemblage B identifiziert [17]. Die Assemblages C und D finden sich bevorzugt bei Hunden [17]. Die Assemblage F kommt am häufigsten bei Katzen vor [17], wobei eine Studie von 2020 eine Prävalenz von 14 % bei slowakischen Kindern vorfand, welche in ärmeren Verhältnissen leben [22]. Es ist

davon auszugehen, dass 8–30 % der mit Giardien infizierten Tiere von zoonotischen Genotypen betroffen sind [13, 23]. Mischinfektionen mit verschiedenen Assemblages können vorgefunden werden [13, 24, 25].

## Zoonosepotenzial von *G. duodenalis*

In Deutschland gehört die Giardiasis des Menschen zu den meldepflichtigen Erkrankungen. Eine Ansteckung kann durch verunreinigtes Wasser, kontaminierte Lebensmittel oder in seltenen Fällen den Kontakt zu infizierten Tieren erfolgen [29–33]. Die Prävalenz der Giardiasis bei Menschen in sozial schwächeren Gesellschaften sowie in Gebieten mit schlechter sanitärer Ausstattung ist hoch: In Indien wurden Infektionsraten von 50 bis 70 % gefunden, in Uganda von 40,7 %, in Ägypten von 34,6 % sowie in Peru und Brasilien von 23,8 % [17, 34]. Industrieländer weisen im Vergleich deutlich niedrigere Prävalenzen mit z. B. 1,5 % in Deutschland, 2 % in den Niederlanden und 7,6 % in Australien auf [17]. Diese Umstände machen die Giardiasis zu einer typisch reiseassoziierten Infektion [29–31]. Im Jahr 2020 wurden dem Robert Koch-Institut in Deutschland 1665 positive Fälle gemeldet [35]. Dies entspricht im Vergleich zum Vorjahr einer Reduzierung um 50 %. Experten gehen davon aus, dass der abnehmende Trend der Fallzahlen auf einen deutlichen Rückgang von Reisen im Zuge der Corona-Pandemie zurückgeht [35].

Eine Übertragung von Haustieren zu Menschen ist zwar möglich, spielt vermutlich jedoch eine untergeordnete Rolle [36]. In einer Studie von Espelage et al. [31] von 2010 konnte bei 273 symptomatischen Giardiasisfällen in Deutschland kein Zusammenhang zwischen der Infektion und dem Kontakt zu Tieren hergestellt werden. Weitere Studien aus Neuseeland, England und Kanada bestätigen dieses Ergebnis [37–39]. Nichtsdestotrotz gibt es Fallberichte, in welchen dieselbe Assemblage bei Menschen und Tieren innerhalb desselben geographischen Gebiets gefunden wurden [40–44]. Dabei handelt es sich jedoch meistens um Regionen mit schlechten Hygienestandards [45]. Ein ernstzunehmendes Gefährdungsrisiko besteht für immunsupprimierte Personen [17]. Ältere Studien konnten zeigen, dass Patient\*innen mit einer Hypogammaglobulinämie häufiger mit *G. duodenalis* infiziert waren und vermehrt gastrointestinale Symptome zeigten als immunkompetente Personen [46–48]. In neueren Studien wiesen vor allem Menschen mit erniedrigten IgA-Konzentrationen im Blut eine höhere Prävalenz von *G. duodenalis* auf [49–52].

## Symptomatik

Eine Infektion mit *G. duodenalis* kann asymptomatisch oder symptomatisch verlaufen [8, 9, 53, 56]. Typische Symptome der Giardiose bei Hund und Katze sind akuter oder chronisch intermittierender, dünnbreiiger bis wässriger Durchfall mit oder ohne Schleimbeimengungen. Übelkeit, Erbrechen, Malabsorption, Gewichtsverlust und Lethargie werden ebenfalls häufig beobachtet [57–60]. Ob ein infiziertes Tier asymptomatisch bleibt oder klinische Symptome entwickelt, hängt vom Gesundheitsstatus, Ernährungszustand, Alter und Immunstatus ab [10, 13, 61, 62]. Bisher gibt es keine Hinweise darauf, dass Durchfall durch die Infektion mit einer bestimmten Assemblage ausgelöst wird [23, 63]. Des Weiteren konnte eine

► **Tab. 1** Die verschiedenen Giardienotypen und ihre Hauptwirte [1, 14, 17, 20, 22, 26–28].

► **Table 1** The different Giardia genotypes and their main hosts [1, 14, 17, 20, 22, 26–28].

Genotyp	Hauptwirte
Assemblage A	Mensch, nicht menschliche Primaten, Wiederkäuer, Alpaka, Schwein, Pferd, Hund, Katze, Nager, Beuteltiere
Assemblage B	Mensch, nicht menschliche Primaten, Rinder, Hund, Pferd, Hase, Biber, Bisamratte
Assemblage C	Hund
Assemblage D	Hund
Assemblage E	Wiederkäuer, Schwein
Assemblage F	Katze, Mensch
Assemblage G	Nager
Assemblage H	Robbe, Möwe

Studie von 2019 keine Korrelation zwischen der Menge der ausgeschiedenen Giardienzysten und der Kotkonsistenz nachweisen [10].

## Lebensweise der Giardien

Der Lebenszyklus der Giardien wird durch 2 Hauptstadien geprägt: den proliferierenden Trophozoiten und den infektiösen Zysten [59, 61]. Die Infektion des Tiers erfolgt fäkal-oral durch die Aufnahme der Zysten (► **Abb. 1**) [63]. In feuchter Umgebung können die Giardienzysten bis zu 3 Monate und in Kot ca. 1 Woche lang infektiös bleiben [54, 64]. Gegen Austrocknung sind die Zysten jedoch empfindlich [54]. Nach dem Eintritt in den Dünndarm exzystieren die Zysten und entwickeln sich zu Trophozoiten [59, 61]. Diese sind ca. 12–15 µm lang und 5–9 µm breit [65]. Auslöser der Exzystierung ist das saure Milieu der Magensäure [66]. Die Trophozoiten sind tropfenförmig und ihr Zytoskelett besteht aus einem mittleren Körperstück, der ventralen Haftscheibe und den 8 Flagellen mit ihren Basalstücken (► **Abb. 2**) [19, 61]. Im Dünndarm heften sich die mobilen Trophozoiten mithilfe der Haftscheibe ihres Zytoskeletts nicht-invasiv an das intestinale Epithel [63, 67, 68]. Die Anheftung ist essenziell für die Pathogenese der Giardien [67, 69]. Trophozoiten, welche sich an Enterozyten anlagern, befinden sich unter einer Schleimschicht. Dort herrscht ein nahezu neutraler pH-Wert und eine geringe Gallensäurenkonzentration [66]. Im Laufe

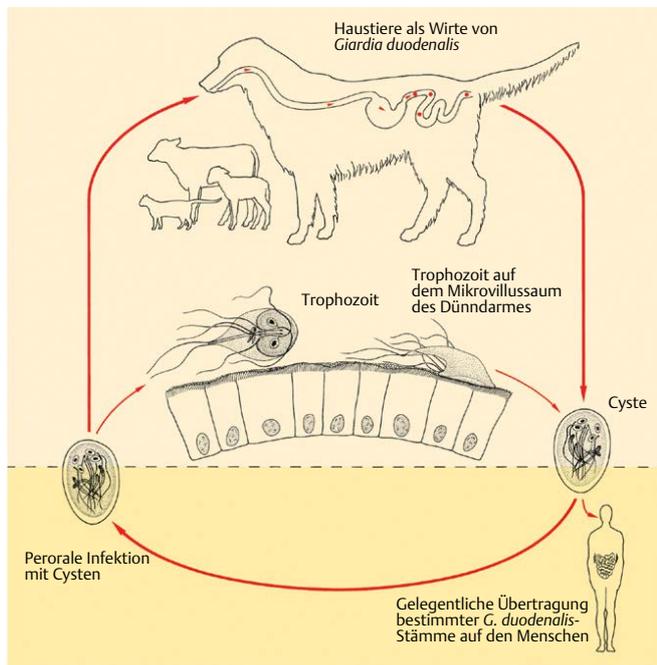
der Zellregeneration der Enterozyten werden die Trophozoiten abgestoßen und schwimmen in Richtung des Darmlumens, um sich erneut anheften zu können. Dort angekommen führen der leicht alkalische pH-Wert und die erhöhte Gallenkonzentration zur Enzystierung der Trophozoiten. Während dieser Phase verliert die ventrale Scheibe ihre Adhäsionsfähigkeit, der Trophozoit rundet ab und sein Metabolismus wird verlangsamt [61, 66, 70, 71]. Endprodukt der Enzystierung sind die infektiösen Zysten, welche weiter in den Dickdarm gelangen und ausgeschieden werden [67]. Die Präpatenz der Giardien liegt bei 4–16 Tagen [54].

## Pathogenese

Auf pathophysiologischer Ebene geht man davon aus, dass es durch die Aktivierung von Caspasen zur Apoptose von Enterozyten sowie zu einer Verkürzung der Mikrovilli mit oder ohne gleichzeitiger Zottenatrophie kommt [61, 72–78]. Durch die Verkürzung der Mikrovilli kommt es zu einer Reduktion der absorptiven intestinalen Oberfläche, woraus eine Malabsorption resultieren kann [73, 74, 77, 79–81]. Studien belegen zusätzlich eine aktivierte Hypersekretion von Chlorid, welche zur Entstehung des Durchfalls beitragen kann [73, 77, 82]. Ebenso können durch die Malabsorption nicht adäquat absorbierte Nährstoffe und Elektrolyte zu einer osmotischen Diarrhoe führen [73]. Im Rahmen der Giardiose kann es zu einer erhöhten Permeabilität des Dünndarmepithels durch die Zerstörung von tight junctions kommen [73, 83–85].

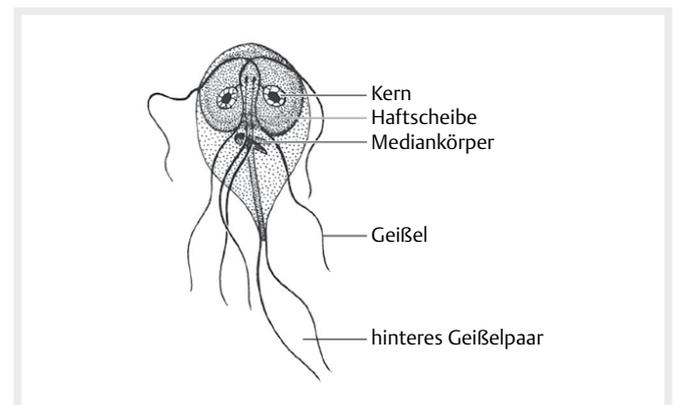
## Prävalenz

Giardien gehören zu den am häufigsten vorkommenden Parasiten des Gastrointestinaltraktes bei Hund und Katze [1–4, 6]. Die Prävalenz kann je nach Diagnostikmethode variieren [17, 53]. Gemäß



► **Abb. 1** Lebenszyklus von *G. duodenalis*. Quelle: Grafik: Salome Ehrat, nach einer Vorlage von Johannes Eckert und Peter Deplazes, Vetsuisse-Fakultät, Universität Zürich; In: Deplazes P, Joachim A, Mathis A, Strube C, Taubert A, von Samson-Himmelstjerna G, Zahner H, Hrsg, Parasitologie für die Tiermedizin. Stuttgart: Thieme; 2020.

► **Fig. 1** Life cycle of *G. duodenalis*. Source: Graphic: Salome Ehrat, based on a draft by Johannes Eckert and Peter Deplazes, Vetsuisse Faculty, University of Zurich; In: Deplazes P, Joachim A, Mathis A, Strube C, Taubert A, von Samson-Himmelstjerna G, Zahner H, Hrsg, Parasitologie für die Tiermedizin. Stuttgart: Thieme; 2020.



► **Abb. 2** *G. duodenalis* Trophozoit. Quelle: Marianne Mathys, nach einer Vorlage von Johannes Eckert, Vetsuisse-Fakultät, Universität Zürich; In: Deplazes P, Joachim A, Mathis A, Strube C, Taubert A, von Samson-Himmelstjerna G, Zahner H, Hrsg, Parasitologie für die Tiermedizin. Stuttgart: Thieme; 2020.

► **Fig. 2** *G. duodenalis* trophozoite. Source: Marianne Mathys, based on a draft by Johannes Eckert, Vetsuisse Faculty, University of Zurich; In: Deplazes P, Joachim A, Mathis A, Strube C, Taubert A, von Samson-Himmelstjerna G, Zahner H, Hrsg, Parasitologie für die Tiermedizin. Stuttgart: Thieme; 2020.

einer Studie von Bouzid et al. [53], in welcher 127 Veröffentlichungen über die Prävalenz von Giardien bei Hunden und 68 Veröffentlichungen über die Prävalenz bei Katzen weltweit verglichen wurden, beträgt die mittlere Prävalenz bei Hunden 15,2 % und Katzen 12 %. In einer Studie aus Deutschland, in welcher Kotproben von 2003 bis 2010 gesammelt wurden, betrug die Prävalenz von *G. duodenalis* bei Hunden 18,6 % und bei Katzen 12,6 % [4]. Bei jungen Hunden und Katzen unter 6 Monaten kann die Prävalenz auf bis zu 50 % ansteigen. Ein vermehrtes Auftreten konnte ebenfalls bei Hunden aller Altersstufen aus Tierheimen und bei Jagdhunden nachgewiesen werden [4, 5, 8, 10–12, 23, 36, 53, 86–92]. Bezüglich der Prävalenz der Giardiose bei symptomatischen und asymptomatischen Tieren finden sich in der Literatur unterschiedliche Ergebnisse. In einigen Studien waren symptomatische Tiere häufiger mit *G. duodenalis* infiziert als asymptomatische [9, 24, 53, 93]. Allerdings zeigen andere Studien eine höhere Prävalenz von *G. duodenalis* bei asymptomatischen im Vergleich zu symptomatischen Hunden [10, 13, 55, 56]. Bei älteren Katzen über 9 Jahren konnte eine Studie, welche den Kot von 1566 Katzen untersucht hat, keine Giardien mehr nachweisen [86].

## Labordiagnostik

Zu den gängigen Labortests zum Nachweis von *G. duodenalis* gehören der Direktausstrich, die Merthiolat-Iodine-Formalin-Concentration-Methode (MIFC), die zentrifugale Fäkalflotation mittels Zinksulfat- oder Zuckerlösung, der Nachweis von Antigenen durch einen Enzymimmunoassay (ELISA), der Immunfluoreszenztest (IFA) und die Untersuchung auf Giardien-DNA mittels Polymerasekettenreaktion (PCR) [94] (► **Tab. 2**).

Aufgrund der intermittierenden Ausscheidung der Giardienzysten sollten zur Untersuchung des Kots Sammelkotproben von 2–3 Kotabsätzen genutzt werden [95]. Für die Diagnostik der Giardiose gibt es in der Veterinärmedizin keine definierte Standardmethode [96]. In der Humanmedizin ist der mikroskopische Nachweis der Giardien als Standardmethode anzusehen [97]. Meldepflichtig sind beim Menschen jedoch auch Fälle, welche mittels Antigennachweis (z. B. ELISA oder IFA) oder Nukleinsäurenachweis (PCR) diagnostiziert wurden [98].

► **Tab. 2** Diagnostikmethoden zum Nachweis von *G. duodenalis* [99].

► **Table 2** Diagnostic methods for the detection of *G. duodenalis* [99].

Methode	Zielstruktur	Testergebnis
Direktausstrich	Zysten, Trophozoiten	Qualitativ
MIFC	Zysten	Qualitativ
Flotation	Zysten	Qualitativ/Quantitativ
ELISA	Antigen	Qualitativ/Quantitativ
Schnelltest (Lateral-Flow-Test)	Antigen	Qualitativ
Immunfluoreszenz	Zysten	Qualitativ/Quantitativ
PCR	DNA	Qualitativ/Quantitativ

## Direktausstrich

Der Direktausstrich dient dazu, die Trophozoiten unter dem Mikroskop darzustellen. Hierbei wird der Kot mit Kochsalzlösung vermischt, auf einen Objektträger aufgetragen und mit einem Deckgläschen abgedeckt. Mit 100-facher Vergrößerung sollte zügig nach den Trophozoiten gesucht werden. Diese haben ein typisches Bewegungsmuster, welches einem „fallenden Blatt“ gleicht. Die Anwendung von Lugolscher Lösung oder Methylenblau hilft die Strukturen der Trophozoiten sichtbar zu machen [94]. Aufgrund der geringen Sensitivität und der Verwechslungsgefahr der Trophozoiten mit Hefepilzen wird diese Methode jedoch nicht mehr empfohlen [100].

## MIFC

Die Giardienzysten können mithilfe der MIFC-Methode fixiert, angefärbt und angereichert werden. Dies ist auch dann möglich, wenn nur eine geringe Erregermenge vorhanden ist. Eine erbsengroße Kotprobe wird mit der MF-Lösung (Aqua dest. + Merthiolat + Formaldehyd + Glycerin) verrührt, durch eine Gaze gefiltert, in ein Zentrifugenröhrchen überführt und kräftig geschüttelt. Anschließend wird Diethyläther hinzugefügt, die Probe erneut geschüttelt, 1 Minute stehen gelassen und zentrifugiert. Die folgenden 4 Schichten bilden sich im Probengefäß: Äther und Lipide, Detritus, MF-Schicht und das Sediment mit den Parasitenzysten. Die obersten 3 Schichten werden dekantiert und das übrig gebliebene Sediment tropfenweise auf den Objektträger gegeben und mit 1 Tropfen Lugolscher Lösung vermischt. Nachdem das Deckgläschen aufgelegt wurde, kann die Probe bei 100- bis 400-facher Vergrößerung untersucht werden [101]. Aktuelle Studien raten jedoch aufgrund der niedrigen Sensitivität von der alleinigen Nutzung der MIFC-Methode zur Diagnostik der Giardiose ab [36, 102]. Des Weiteren sind Formaldehyd und Diethyläther Gefahrstoffe, welche toxische Eigenschaften besitzen und spezielle Vorsichtsmaßnahmen bei der Anwendung erfordern [103, 104].

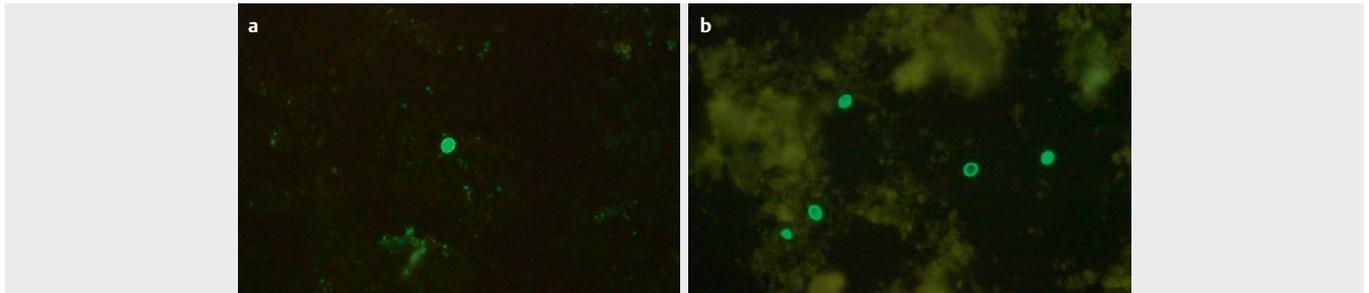
## ELISA

Der Koproantigen-ELISA ist ein immunologisches Nachweisverfahren, mit welchem Kot auf das Vorhandensein von Giardia-Antigenen getestet werden kann. Es handelt sich hierbei um einen Sandwich-ELISA. Spezifische Antikörper binden an Giardia-Antigene. An diesen Antikörpern hängt ein Enzym, welches mittels eines zugefügten Substrates einen Farbumschlag erzeugt, sobald das Antigen an den Antikörper bindet. Dieser Farbumschlag kann photometrisch gemessen werden [105].

Kommerziell erhältliche Schnelltests (Lateral-Flow-Tests) liefern ein qualitatives Ergebnis. Studien, in denen verschiedene Schnelltests miteinander verglichen wurden, ergeben eine Sensitivität von 67–100 % und eine Spezifität von 71,1–98 % [100, 106–108].

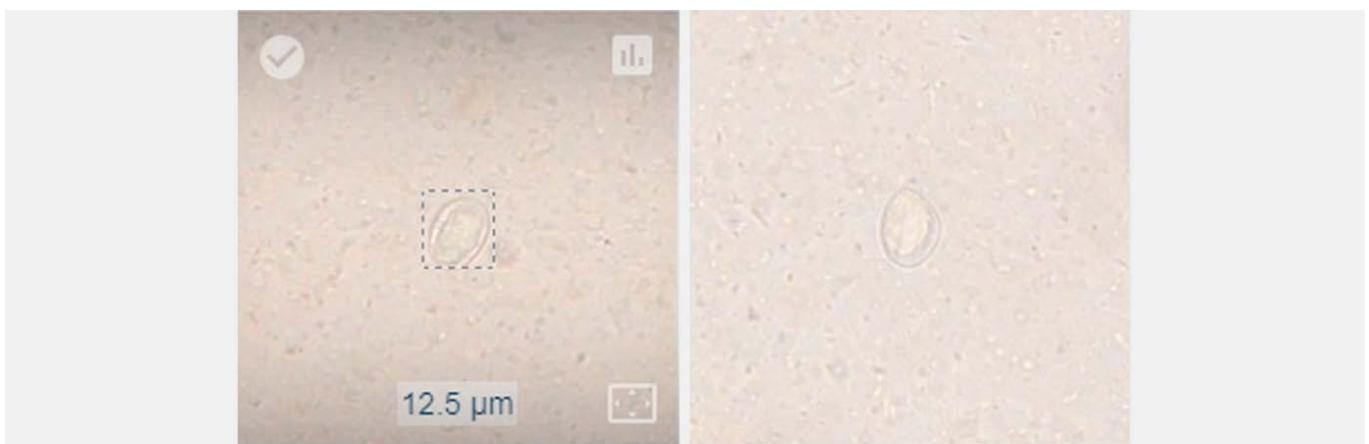
## Immunfluoreszenz

Ein zweites immunologisches Nachweisverfahren ist der Immunfluoreszenztest. Hierbei kommt es zur Bindung von fluoreszenzmarkierten Antikörpern an bestimmte Antigene der Zellwand der Giardienzysten [109]. Unter dem Fluoreszenzmikroskop kann man bei einer positiven Probe die fluoreszierenden Antikörper-Antigen-Komplexe erkennen (► **Abb. 3**) [110]. Mehrere Studien, in welchen verschiedene Diagnostikmethoden miteinander verglichen wur-



► **Abb. 3** Zysten von *G. duodenalis* mittels Immunfluoreszenz in 400facher Vergrößerung. Quelle: Lehrstuhl für Experimentelle Parasitologie, Ludwig-Maximilians-Universität München.

► **Fig. 3** Cysts of *G. duodenalis* visible by immunofluorescence in 400x magnification. Source: Department of Experimental Parasitology, Ludwig-Maximilians-University Munich.



► **Abb. 4** Zysten von *G. duodenalis* mittels Mikroskopie nach Zentrifugalfotation mithilfe des VetScan Imagyst (Zoetis). Quelle: Medizinische Kleintierklinik, Ludwig-Maximilians-Universität München.

► **Fig. 4** Cysts of *G. duodenalis* visible by microscopy after centrifugal flotation using the VetScan Imagyst (Zoetis). Source: Medizinische Kleintierklinik, Ludwig-Maximilians-University Munich.

den, kamen zum Ergebnis, dass der IFA mit einer Sensitivität von 82–99,2 % und einer Spezifität von 90–100 % der sensitivste Test ist [96, 100, 111]. Aufgrund dessen wird der IFA immer häufiger als Standardtest für klinische Studien verwendet [96, 100, 111, 112].

### Flotation

Flotationsverfahren nutzen die höhere Dichte der Flotationslösungen gegenüber dem niedrigeren spezifischen Gewicht der Giardienzysten, wodurch diese an die Oberfläche der Flotationslösung treiben. Anschließend wird aus der obersten Schicht der Probenflüssigkeit eine kleine Menge abpipettiert und auf einen Objektträger aufgetragen, welcher weitergehend mikroskopisch untersucht wird. Typische Flotationslösungen sind Zuckerlösungen (Dichte 1,3) und Zinksulfatlösungen (Dichte 1,18). Vorteil der Zinksulfatlösung ist, dass die Zysten ihre Form beibehalten (► **Abb. 4**), wohingegen die Zuckerlösung eine Verformung dieser bewirkt [113]. Eine Zentrifugation der Probe mit der Flotationslösung erhöht die Sensitivität der Methode [114]. In einer Studie von Uehlinger et al. [108] wies die Zentrifugalfotation eine Sensitivität von 86 % und eine Spezifität von 98 % auf [108]. In einer anderen Studie erwies

sich die Zentrifugalfotation im Vergleich mit dem ELISA, der Immunchromatographie und der PCR als der beste Test [115].

### PCR

Morphologisch sehen die verschiedenen Giardien-Assemblages gleich aus. Mittels der PCR-Untersuchung mit anschließender Sequenzierung können Kotproben auf bestimmte Genloci der Erreger-DNA getestet und somit deren Genotyp bestimmt werden. Die zur Typisierung verwendeten Loci sind 18S rRNA, Glutamatdehydrogenase, Elongationsfaktor 1- $\alpha$ , Triose-Phosphat-Isomerase und  $\beta$ -Giardin [116]. Aufgrund eines fehlenden standardisierten Testverfahrens zeigen 2 Studien eine sehr variable Sensitivität von 58 %–97,4 % und eine Spezifität von jeweils 56 % [108, 117]. Vor allem bei Infektionen mit einer geringen Erregerlast zeigt die PCR eine niedrige Sensitivität [115]. Allerdings ermittelte die PCR in einer Studie von Uiterwijk et al. [10] die höchste Prävalenz von *Giardia duodenalis* im Vergleich zum ELISA und IFA.

► **Tab. 3** Diagnostikmethoden und deren Vor- und Nachteile [36, 95, 109].

► **Table 3** Diagnostic methods and their advantages and disadvantages [36, 95, 109].

Methode	Vorteile	Nachteile
Direktausstrich	<ul style="list-style-type: none"> <li>Geringe Kosten</li> <li>Geringer Zeitaufwand</li> <li>Durchführung vor Ort möglich</li> <li>Ergebnis sofort verfügbar</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>Keine Bestimmung der Assemblage möglich</li> <li>Keine Rücksichtnahme auf intermittierende Ausscheidung</li> </ul>
MIFC	<ul style="list-style-type: none"> <li>Geringer Zeitaufwand</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>Keine Bestimmung der Assemblage möglich</li> <li>Gebrauch von Gefahrstoffen</li> </ul>
ELISA	<ul style="list-style-type: none"> <li>Qualitatives und quantitatives Ergebnis</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>Keine Bestimmung der Assemblage möglich</li> <li>Test auf Antigen, nicht auf den Erreger selbst</li> <li>ELISA-Reader notwendig</li> </ul>
Schnelltests (Lateral-Flow-Test)	<ul style="list-style-type: none"> <li>Geringer Zeitaufwand</li> <li>Einfache Durchführung</li> <li>Durchführung vor Ort möglich</li> <li>Ergebnis sofort verfügbar</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>Keine Bestimmung der Assemblage möglich</li> <li>Test auf Antigen, nicht auf den Erreger selbst</li> </ul>
Zinksulfatflotation	<ul style="list-style-type: none"> <li>Durchführung vor Ort möglich</li> <li>Ergebnis sofort verfügbar</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>Keine Bestimmung der Assemblage möglich</li> </ul>
Immunfluoreszenztest	<ul style="list-style-type: none"> <li>Qualitatives und quantitatives Ergebnis</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>Keine Bestimmung der Assemblage möglich</li> <li>Mikroskop mit Fluoreszenzlicht notwendig</li> </ul>
PCR	<ul style="list-style-type: none"> <li>Bestimmung der Assemblage nach zusätzlicher Sequenzierung möglich</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>Hoher Zeitaufwand</li> <li>Durchführung nur im Einsendelabor möglich</li> <li>Höhere Kosten</li> </ul>

► **Tab. 4** Diagnostikmethoden und deren Sensitivität und Spezifität.

► **Table 4** Sensitivity and specificity of the various diagnostic methods.

Methode	Sensitivität	Spezifität
Direktausstrich	34–65 %	92–94 %
MIFC	Keine Angaben	Keine Angaben
ELISA	88,9–100 %	83–96 %
Schnelltests (Lateral-Flow-Test)	67–91 %	71,1–99,3 %
Zinksulfatflotation	86 %	98 %
Immunfluoreszenztest	82–99,2 %	90–100 %
PCR	58–97,4 %	56 %

## Fazit

Als Diagnostikmethoden zur Erkennung einer Giardieninfektion sind sowohl der ELISA, Schnelltests (Lateral-Flow-Test), die Zinksulfatflotation mit Zentrifugation, als auch der Immunfluoreszenztest aufgrund ihrer Sensitivität zu empfehlen. Werden mit einer dieser Methoden Giardien nachgewiesen, kann eine PCR-Untersuchung zur Bestimmung der Assemblage genutzt werden. In ► **Tab. 3** und ► **Tab. 4** werden die Vor- und Nachteile der einzelnen Methoden sowie ihre Spezifität und Sensitivität zusammenfassend dargestellt.

## Therapie

Das Expertengremium der ESCCAP (European Scientific Counsel Companion Animal Parasites) empfiehlt eine Behandlung der Giardiose nur bei klinisch auffälligen Hunden und Katzen [54]. Befinden sich Risikopatienten (wie z. B. Kleinkinder oder immunsupprimierte Menschen) in unmittelbarer Nähe der infizierten Tiere, kann unter Abwägung der Vor- und Nachteile eine Therapie bei asymptomatischen Tieren in Erwägung gezogen werden [54]. Reinfektionen sind nach Ende der Behandlung keine Seltenheit [118]. Ziel einer Behandlung der Giardiose sollte die Verbesserung der klinischen Symptomatik sein.

### Fenbendazol

Fenbendazol gehört zur Gruppe der Benzimidazole und wird bei Hunden und Katzen als Anthelminthikum gegen Spulwürmer, Hakenwürmer, Bandwürmer (*Taenia spp.*) und Giardien sowie beim Hund zusätzlich gegen Peitschenwürmer eingesetzt [119, 120]. Durch die Bindung der Benzimidazolverbindung an Tubulinproteine als Bestandteil der Mikrotubuli der Giardien kommt es zu einer irreversiblen Schädigung des Zytoskeletts [121] sowie zu einer Veränderung der Morphologie und schlussendlich zu einer Ablösung der Trophozoiten [119]. Frühere Studien zeigten eine Eliminierung der Giardienzysten aus den zu untersuchenden Kotproben durch den Einsatz von Fenbendazol [122]. Aktuelle Studien weisen jedoch darauf hin, dass es zwar zu einer Reduktion der Zysten kommt, jedoch nicht immer zu einer vollständigen Beseitigung dieser. Wichtig hierbei ist zu erwähnen, dass es durch die Therapie mit Fenbendazol vor allem zu einer Verhinderung der Vermehrung der Trophozoiten und nicht einer Eliminierung der bereits entwickelten Zysten kommt. Nichtsdestotrotz konnte in jeder der genannten Studien

eine deutliche Verbesserung der klinischen Symptomatik gezeigt werden [123–125]. Fenbendazol bewirkt laut derzeitigem Wissensstand keine unerwünschten Nebenwirkungen und führt lediglich zu geringgradigen, temporären Veränderungen im intestinalen Mikrobiom [126–128]. Es ist jedoch nicht für trächtige Hündinnen bis zum 39. Tag der Trächtigkeit zugelassen, da es in seltenen Fällen durch den Metabolit Oxfendazol zu Fruchtschädigungen führen kann [120].

### Metronidazol

Metronidazol ist ein Antibiotikum und gehört zur Gruppe der Nitroimidazole [129]. Es ist ein Prodrug, welches erst durch Reduktion seiner Nitrogruppe im Rahmen der Interaktion mit den Parasiten in dessen wirksame Form (Nitroradikalionen) überführt wird. Durch Schädigung der Parasiten-DNA kommt es zum Absterben der Erreger [130–132]. Obwohl Metronidazol eine Reduktion der Giardienzysten bewirken kann [125], sollte das Medikament nur mit Bedacht eingesetzt werden. Studien zeigen eine negative Beeinflussung des intestinalen Mikrobioms, Dysbiose genannt, und eine signifikante Verringerung der Bakterienvielfalt im Gastrointestinaltrakt [133, 134]. In mehreren Fallberichten reagierten Hunde und Katzen mit neurologischen Symptomen auf die Gabe von Metronidazol. Bei einigen Patienten waren die Nebenwirkungen reversibel, andere mussten euthanasiert werden [135–138].

### Febantel, Pyrantel und Praziquantel

Febantel, Pyrantel, Praziquantel und deren Kombination sind in Deutschland nicht zur Therapie der Giardiose bei Hund und Katze zugelassen und müssen umgewidmet werden [54]. Studien zeigen eine mäßige bis gute Wirksamkeit vor allem bei Kombinationspräparaten. Allerdings wurden in diesen Studien meist nur eine geringe Anzahl an Tieren eingeschlossen [139–142]. Reinfektionen wurden auch bei dieser Therapieoption häufig festgestellt [143].

### Ronidazol

Ronidazol ist, genau wie Metronidazol, ein Antibiotikum der Gruppe der Nitroimidazole und kein zugelassener Wirkstoff zur Behand-

lung gegen *G. duodenalis*. Bei Hund und Katze wurden nur wenige klinische Studien durchgeführt, welche die Wirksamkeit gegenüber Giardien bestätigen [144, 145]. Ronidazol sollte aufgrund der Gefahr von neurologischen Nebenwirkungen nur nach reiflicher Überlegung eingesetzt werden [146].

### Fazit

Für die Behandlung der felinen und caninen Giardiose sind nur Präparate mit den Wirkstoffen Fenbendazol und Metronidazol zugelassen [54]. Ciuca et al. [118] konnten zeigen, dass es sowohl im Rahmen der Therapie mit Fenbendazol als auch mit Metronidazol zu einer signifikanten Reduktion der Anzahl der Giardienzysten im Kot der Hunde kommt. Hinsichtlich der Verbesserung der klinischen Symptomatik zeigten beide Medikamente eine gute Wirksamkeit [123, 125]. Aufgrund des negativen Einflusses von Metronidazol auf das intestinale Mikrobiom und dessen mögliche Neurotoxizität bevorzugen die Autorinnen Fenbendazol zur Behandlung der Giardiose. Des Weiteren sehen die Autorinnen keine Notwendigkeit der Nutzung der zur Behandlung der Giardiose nicht zugelassenen Wirkstoffe Febantel und Ronidazol. Die empfohlenen Dosierungen sowie die Risiken und Nebenwirkungen der einzelnen Wirkstoffe sind in ► **Tab. 5** zusammengefasst.

## Therapievorschläge der Giardiose bei Hund und Katze nach Meinung der Autorinnen

### Fallbeispiel 1

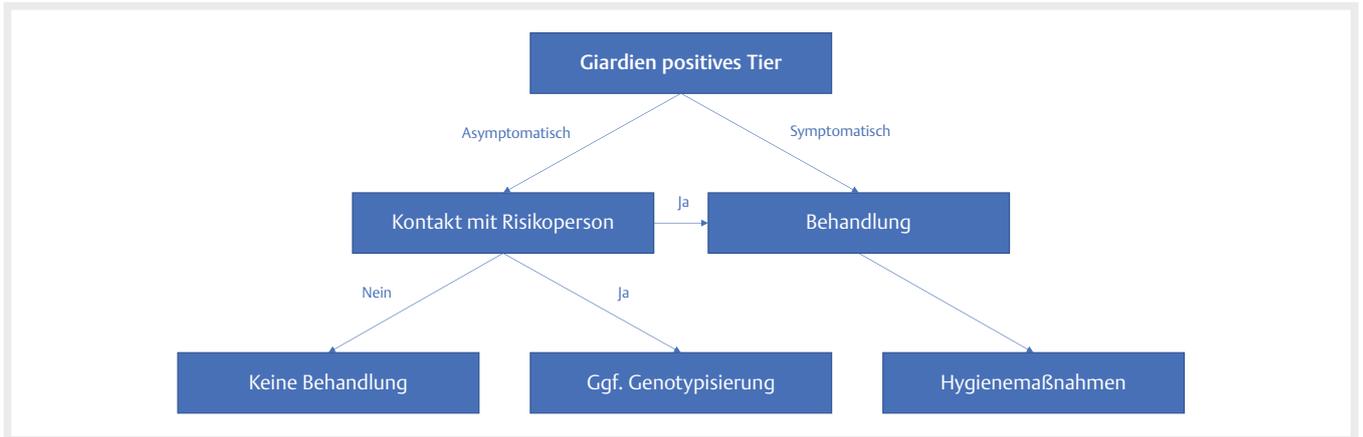
#### Patient mit gastrointestinalen Symptomen und einem positiven Testergebnis

Tiere, welche Symptome einer Giardiose zeigen und positiv getestet wurden, können mit Fenbendazol behandelt werden. Ziel der Therapie sollte die klinische Verbesserung der Symptomatik und eine Reduktion der Zystausscheidung sein. Zudem ist die Einhaltung der oben genannten Hygienemaßnahmen zu empfehlen.

► **Tab. 5** Mögliche Therapieoptionen bzw. Behandlungsschemata basierend auf den ESCCAP-Guidelines, sowie deren Risiken und möglichen Nebenwirkungen [54, 118, 122, 133, 134, 147–149] p. o. = per os; SID = semel in die (einmal täglich); BID = bis in die (zweimal täglich).

► **Table 5** Possible treatment options based on the ESCCAP guidelines, as well as their risks and possible side effects [54, 118, 122, 133, 134, 147–149] p. o. = per os; SID = semel in die (once daily); BID = bis in die (twice daily).

Wirkstoff	Dosierung	Risiken und Nebenwirkungen
Fenbendazol	Hund und Katze: 50mg/kg p.o. SID für 3–5 Tage	<ul style="list-style-type: none"> <li>Potenziell embryotoxisch, teratogen; Nicht bei trächtigen Hündinnen zugelassen</li> <li>Geringgradige Beeinflussung des intestinalen Mikrobioms</li> </ul>
Metronidazol	Hund und Katze: 25mg/kg p.o. BID für 5–7 Tage	<ul style="list-style-type: none"> <li>Negative Beeinflussung des intestinalen Mikrobioms (Dysbiose)</li> <li>Mögliche Neurotoxizität</li> <li>Potenziell kanzerogen</li> <li>Mögliche Antibiotikaresistenzbildung</li> </ul>
Febantel	Hund: 15mg/kg p.o. SID für 3 Tage Katze: 30 mg/kg p.o. SID für 5 Tage	<ul style="list-style-type: none"> <li>Nicht zugelassen: Umwidmung der Indikation notwendig</li> <li>Potenziell embryotoxisch, teratogen; nicht bei trächtigen Hündinnen zugelassen</li> </ul>
Ronidazol	Hund: 30–50mg/kg p.o. BID für 7 Tage Katze: 30mg/kg p.o. SID für 14 Tage	<ul style="list-style-type: none"> <li>Nicht zugelassen: Umwidmung der Indikation und der Tierart notwendig</li> <li>Mögliche Antibiotikaresistenzbildung</li> </ul>



► **Abb. 5** Entscheidungshilfe bei einem positivem Giardienbefund. Quelle: S. Kanski.

► **Fig. 5** Flow chart for decision support in cases of positive Giardia findings. Source: S. Kanski.

► **Tab. 6** Prävention und Hygienemaßnahmen bei einer Infektion mit *G. duodenalis* gemäß ESCCAP-Empfehlungen [54]. Quelle: www.esccap.de.

► **Table 6** Prevention and specific hygiene measures in case of infection with *G. duodenalis* according to ESCCAP recommendations [54]. Source: www.esccap.de.

Einsatzbereich	Hygienemaßnahme
Prävention	Schulung und konkrete Anweisung des Pflegepersonals bzw. der Tierbesitzer*innen
	Auf sammeln von Kot und Entfernung des Kots über den Hausmüll
	Feuchte Areale in Ausläufen/Gärten beseitigen und nach Möglichkeit befestigen
Bekämpfung/ Desinfektion der Giardien in der Umgebung	Reinigung aller kontaminierten Oberflächen mit anschließender Abtrocknung (wenn möglich mittels Dampfstrahler >60 °C)
	Näpfe regelmäßig mit Wasser >65 °C reinigen und trocknen
	Katzen toiletten täglich mit Wasser >65 °C reinigen und trocknen
	Decken/Kissen >65 °C waschen
Hygiene am Tier	Spielzeuge täglich mit Wasser >65 °C reinigen und trocknen
	Analbereich vorsichtig scheren
	Hunde ggf. auch Katzen gründlich mit z. B. chlorhexidindigluconathaltigen Produkten shampooen
	Anhaftende Kotreste entfernen

### Fallbeispiel 2

#### Patient ohne gastrointestinale Symptome und mit einem positiven Testergebnis

Asymptomatische Tiere sollten nicht standardmäßig therapiert werden, auch wenn sie wiederholt positive Testergebnisse aufweisen. Bei diesen Hunden und Katzen wird eine Behandlung nur empfohlen, wenn Risikopatient\*innen im Haushalt leben. Alternativ kann mittels PCR-Diagnostik die Assemblage der Giardien identifiziert und somit auf das zoonotische Potenzial der Parasiten geschlossen werden (► **Abb. 5**).

### Fallbeispiel 3

#### Patient mit anhaltenden gastrointestinalen Symptomen trotz Therapie gegen Giardien und einem positiven oder negativen Testergebnis nach Behandlung

Bleibt ein Tier trotz Therapie symptomatisch, ist es möglich, dass die Symptomatik und die persistierende Giardieninfektion auf eine chronisch entzündliche Darmerkrankung zurückzuführen ist. Diese Patienten sollten auf weitere gastrointestinale und extragastrointestinale Erkrankungen untersucht werden. Die Fütterung einer hydrolysierten Diät oder eines Futters mit maximal einer Proteinquelle (Monoprotein) sowie die Unterstützung des intestinalen Mikrobioms mit Pro- und Präbiotika führen nach Erfahrung der Autorinnen in vielen Fällen zu einer langfristigen Verbesserung der Symptomatik und etwaigen Eradikation der Giardien. Eine Kottransplantation kann ins-

besondere nach vorangegangener Metronidazoltherapie als zusätzliche Therapieoption in Erwägung gezogen werden.

## Hygiene

Ergänzend zur medikamentösen Therapie wird die Beachtung besonderer Hygienemaßnahmen empfohlen (► **Tab. 6**). Das Einhalten dieser Richtlinien erhöht die Wahrscheinlichkeit auf eine Reduktion der Zysten in der Umwelt und kann Reinfektionen vorbeugen [144].

### FAZIT FÜR DIE PRAXIS

*G. duodenalis* ist einer der am häufigsten vorkommenden Darmparasiten bei Hunden und Katzen. Betroffene Tiere können Symptome wie Durchfall mit und ohne Erbrechen zeigen oder asymptomatisch bleiben. Empfohlene Diagnostikmethoden zur Erkennung einer Giardieninfektion sind sowohl der ELISA, Schnelltests (Lateral-Flow-Test), die Zinksulfatflotation mit Zentrifugation, als auch der Immunfluoreszenztest. Als Therapie wird die Gabe von Fenbendazol bevorzugt. Antibiotika sollten zur Bekämpfung der Giardiose aufgrund ihrer negativen Auswirkungen auf das intestinale Mikrobiom vermieden werden. Trotz Therapie und der Durchführung von Hygienemaßnahmen, kommt es oftmals zu Reinfektionen. Hunde und Katzen, welche langfristig symptomatisch bleiben, sollten weitergehend internistisch abgeklärt werden.

## Interessenkonflikt

Hiermit erkläre ich, dass zu den Inhalten des Artikels „Ein Update zur felines und caninen Giardiose“ kein Interessenkonflikt vorliegt.

## Literatur

Das Literaturverzeichnis findet sich online unter <http://dx.doi.org/10.1055/a-2191-1723>.

## Punkte sammeln auf CME.thieme.de



Diese ATF-anerkannte Fortbildungseinheit ist in der Regel online 12 Monate für die Teilnahme von Abonnent\* innen dieser Zeitschrift verfügbar. Einsendeschluss für diese Fortbildungseinheit ist der **15.12.2024**. Sollten Sie Fragen zur Online-Teilnahme haben, finden Sie unter <https://cme.thieme.de/hilfe> eine ausführliche Anleitung. Wir wünschen viel Erfolg beim Beantworten der Fragen!

Unter <https://www.thieme-connect.de/products/ejournals/html/10.1055/a-2191-1723> oder über den QR-Code kommen Sie direkt zum Artikel.



### Frage 1

Durch welche Giardien-Spezies kann die feline und canine Giardiose ausgelöst werden?

- A *G. microti*
- B *G. agilis*
- C *G. duodenalis*
- D *G. muris*
- E *G. ardeae*

### Frage 2

Welche Giardien-Assemblages kommen vor allem bei der Katze vor?

- A A + F
- B C + D
- C B + D
- D D + F
- E A + B

### Frage 3

In welchem Alter ist die Prävalenz von Giardien bei Hunden und Katzen am höchsten?

- A < 1 Jahr
- B 1–3 Jahre
- C 3–5 Jahre
- D 5–7 Jahre
- E > 7 Jahre

### Frage 4

Wie nennt man das infektiöse Stadium von *Giardia* spp.?

- A Zyste
- B Larve
- C Gamont
- D Trophozoit
- E Sporozoit

### Frage 5

Was wird mithilfe eines Giardien-Schnelltests nachgewiesen?

- A Zysten
- B Antigen
- C Antikörper
- D Trophozoiten
- E DNA

### Frage 6

Welche Testmethode eignet sich für die Differenzierung der Assemblages?

- A Flotation
- B PCR
- C Schnelltest
- D MIFC
- E IFA

### Frage 7

Welche Testmethode hat die niedrigste Sensitivität?

- A IFA
- B Direktausstrich
- C PCR
- D Flotation
- E Schnelltest

### Frage 8

Welcher Wirkstoff wird bevorzugt für die Behandlung einer Infektion mit *G. duodenalis* eingesetzt?

- A Metronidazol
- B Ronidazol
- C Fenbendazol
- D Milbemycin-Oxim
- E Praziquantel

## Punkte sammeln auf CME.thieme.de

Fortsetzung ...

### Frage 9

Was sind mögliche Nebenwirkungen bei der Gabe von Metronidazol?

- A Polyphagie
- B Polyurie
- C Husten
- D Juckreiz
- E Neurologische Symptome

### Frage 10

Wann sollte eine Behandlung einer Giardien-Infektion gestartet werden?

- A Bei einem positiven Testergebnis ohne klinische Symptomatik
- B Bei einem positiven Testergebnis mit klinischer Symptomatik
- C Bei einem negativen Testergebnis ohne klinische Symptomatik
- D Bei einem negativen Testergebnis mit klinischer Symptomatik
- E Sobald ein anderes Tier im Haushalt positiv getestet wurde

## Zusatzmaterial

## Literatur

- [1] Thompson RC, Palmer CS, O'Handley R. The public health and clinical significance of *Giardia* and *Cryptosporidium* in domestic animals. *Vet J* 2008; 177: 18–25. DOI: 10.1016/j.tvjl.2007.09.022
- [2] Pallant L, Barutzki D, Schaper R et al. The epidemiology of infections with *Giardia* species and genotypes in well cared for dogs and cats in Germany. *Parasit Vectors* 2015; 8: 2. DOI: 10.1186/s13071-014-0615-2
- [3] Ballweber LR, Xiao L, Bowman DD et al. Giardiasis in dogs and cats: update on epidemiology and public health significance. *Trends Parasitol* 2010; 26: 180–189. DOI: 10.1016/j.pt.2010.02.005
- [4] Barutzki D, Schaper R. Results of parasitological examinations of faecal samples from cats and dogs in Germany between 2003 and 2010. *Parasitol Res* 2011; 109: S45–S60. DOI: 10.1007/s00436-011-2402-8
- [5] Little SE, Johnson EM, Lewis D et al. Prevalence of intestinal parasites in pet dogs in the United States. *Vet Parasitol* 2009; 166: 144–152. DOI: 10.1016/j.vetpar.2009.07.044
- [6] Sobotyk C, Upton KE, Lejeune M et al. Retrospective study of canine endoparasites diagnosed by fecal flotation methods analyzed across veterinary parasitology diagnostic laboratories, United States, 2018. *Parasit Vectors* 2021; 14: 439. DOI: 10.1186/s13071-021-04960-7
- [7] Beck W. Giardien – Nr. 1 der Parasiten bei Hund und Katze. teamkonkret 2020
- [8] Alves J, Santos A. Prevalence of *Giardia* spp. in young dogs using a combination of two diagnostic methods. *Acta Parasitol* 2016; 61: 261–266. DOI: 10.1515/ap-2016-0036
- [9] Salant H, Kuzi S, Navarro D et al. Prevalence and molecular characterization of *Giardia duodenalis* in dogs in Israel. *Comp Immunol Microbiol Infect Dis* 2020; 73: 101548. DOI: 10.1016/j.cimid.2020.101548
- [10] Uiterwijk M, Nijse R, Kooyman FNJ et al. Host factors associated with *Giardia duodenalis* infection in dogs across multiple diagnostic tests. *Parasit Vectors* 2019; 12: 556. DOI: 10.1186/s13071-019-3810-3
- [11] Nguyen ST, Fukuda Y, Nguyen DT et al. Prevalence, genotyping and risk factors of *Giardia duodenalis* from dogs in Vietnam. *J Vet Med Sci* 2018; 80: 92–97. DOI: 10.1292/jvms.17-0498
- [12] Barutzki D, Schaper R. Age-dependant prevalence of endoparasites in young dogs and cats up to one year of age. *Parasitol Res* 2013; 112: 119–131. DOI: 10.1007/s00436-013-3286-6
- [13] Murnik LC, Dausgshies A, Dellling C. Gastrointestinal parasites in young dogs and risk factors associated with infection. *Parasitol Res* 2022. DOI: 10.1007/s00436-022-07760-9. 10.1007/s00436-022-07760-9
- [14] Ryan UM, Feng Y, Fayer R et al. Taxonomy and molecular epidemiology of *Cryptosporidium* and *Giardia* – a 50 year perspective (1971-2021). *Int J Parasitol* 2021; 51: 1099–1119. DOI: 10.1016/j.ijpara.2021.08.007
- [15] Thompson RC, Monis PT. Variation in *Giardia*: implications for taxonomy and epidemiology. *Adv Parasitol* 2004; 58: 69–137. DOI: 10.1016/S0065-308X(04)58002-8
- [16] Leonhard S, Pfister K, Beelitz P et al. The molecular characterisation of *Giardia* from dogs in southern Germany. *Vet Parasitol* 2007; 150: 33–38. DOI: 10.1016/j.vetpar.2007.08.034
- [17] Feng Y, Xiao L. Zoonotic potential and molecular epidemiology of *Giardia* species and giardiasis. *Clin Microbiol Rev* 2011; 24: 110–140. DOI: 10.1128/CMR.00033-10
- [18] Harvey TV, Carvalho J, Aquino MCC et al. Giardiasis in children and dogs, and the first report of assemblage E in dogs from northeastern Brazil. *Rev Bras Parasitol Vet* 2023; 32: e012222. DOI: 10.1590/S1984-29612023010
- [19] Adam RD. *Giardia duodenalis*: Biology and Pathogenesis. *Clin Microbiol Rev* 2021; 34: e0002419. DOI: 10.1128/CMR.00024-19
- [20] Sprong H, Cacció SM, van der Giessen JW et al. Identification of zoonotic genotypes of *Giardia duodenalis*. *PLoS Negl Trop Dis* 2009; 3: e558. DOI: 10.1371/journal.pntd.0000558
- [21] Cacció SM, Beck R, Lalle M et al. Multilocus genotyping of *Giardia duodenalis* reveals striking differences between assemblages A and B. *Int J Parasitol* 2008; 38: 1523–1531. DOI: 10.1016/j.ijpara.2008.04.008
- [22] Pipikova J, Papajova I, Majlathova V et al. First report on *Giardia duodenalis* assemblage F in Slovakian children living in poor environmental conditions. *J Microbiol Immunol Infect* 2020; 53: 148–156. DOI: 10.1016/j.jmii.2018.04.007
- [23] Scorza AV, Buch J, Franco P et al. Evaluation for associations amongst *Giardia duodenalis* assemblages and diarrhea in dogs. *Vet Parasitol* 2021; 300: 109581. DOI: 10.1016/j.vetpar.2021.109581
- [24] Sui Y, Zhang X, Wang H et al. Prevalence and genetic diversity of *Giardia duodenalis* in pet dogs from Zhengzhou, central China and the association between gut microbiota and fecal characteristics during infection. *One Health* 2022; 14: 100401. DOI: 10.1016/j.onehlt.2022.100401
- [25] Guadano Procesi I, Carnio A, Berrilli F et al. *Giardia duodenalis* in colony stray cats from Italy. *Zoonoses Public Health* 2022; 69: 46–54. DOI: 10.1111/zph.12894
- [26] Monis PT, Cacció SM, Thompson RC. Variation in *Giardia*: towards a taxonomic revision of the genus. *Trends Parasitol* 2009; 25: 93–100. DOI: 10.1016/j.pt.2008.11.006
- [27] Lasek-Nesselquist E, Welch DM, Sogin ML. The identification of a new *Giardia duodenalis* assemblage in marine vertebrates and a preliminary analysis of *G. duodenalis* population biology in marine systems. *Int J Parasitol* 2010; 40: 1063–1074. DOI: 10.1016/j.ijpara.2010.02.015
- [28] Asghari A, Ebrahimi M, Shamsi L et al. Global molecular prevalence of *Giardia duodenalis* in pigs (*Sus domesticus*): A systematic review and meta-analysis. *Heliyon* 2023; 9: e13243. DOI: 10.1016/j.heliyon.2023.e13243
- [29] Duplessis CA, Gutierrez RL, Porter CK. Review: chronic and persistent diarrhea with a focus in the returning traveler. *Trop Dis Travel Med Vaccines* 2017; 3: 9. DOI: 10.1186/s40794-017-0052-2
- [30] Control ECfDPa. Giardiasis (lambliasis) – Annual Epidemiological Report for 2019 [https://www.ecdc.europa.eu/sites/default/files/documents/giardiasis-%20annual-epidemiological-report-2019\\_0.pdf](https://www.ecdc.europa.eu/sites/default/files/documents/giardiasis-%20annual-epidemiological-report-2019_0.pdf) 2022
- [31] Espelage W, an der Heiden M, Stark K et al. Characteristics and risk factors for symptomatic *Giardia lamblia* infections in Germany. *BMC Public Health* 2010; 10: 41. DOI: 10.1186/1471-2458-10-41
- [32] Wittler RR. Foodborne and Waterborne Illness. *Pediatr Rev* 2023; 44: 81–91. DOI: 10.1542/pir.2022-005621
- [33] Krumrie S, Capewell P, Smith-Palmer A et al. A scoping review of risk factors and transmission routes associated with human giardiasis outbreaks in high-income settings. *Curr Res Parasitol Vector Borne Dis* 2022; 2: 100084. DOI: 10.1016/j.crvbd.2022.100084
- [34] Laishram S, Kang G, Ajjampur SS. Giardiasis: a review on assemblage distribution and epidemiology in India. *Indian J Gastroenterol* 2012; 31: 3–12. DOI: 10.1007/s12664-012-0161-9
- [35] Institut R-K. Infektionsepidemiologisches Jahrbuch meldepflichtiger Krankheiten für 2020 In; 2020
- [36] Sommer MF, Rupp P, Pietsch M et al. *Giardia* in a selected population of dogs and cats in Germany – diagnostics, coinfections and assemblages. *Vet Parasitol* 2018; 249: 49–56. DOI: 10.1016/j.vetpar.2017.11.006
- [37] M.E. H. Children at risk of giardiasis in Auckland: a case-control analysis. 2003.

- [38] Hoque ME, Hope VT, Kjellstrom T et al. Risk of giardiasis in Aucklanders: a case-control study. *Int J Infect Dis* 2002; 6: 191–197. DOI: 10.1016/s1201-9712(02)90110-4
- [39] Stuart JM, Orr HJ, Warburton FG et al. Risk factors for sporadic giardiasis: a case-control study in southwestern England. *Emerg Infect Dis* 2003; 9: 229–233. DOI: 10.3201/eid0902.010488
- [40] Inpankaew T, Traub R, Thompson RC et al. Canine parasitic zoonoses in Bangkok temples. *Southeast Asian J Trop Med Public Health* 2007; 38: 247–255
- [41] Traub RJ, Robertson ID, Irwin P et al. Humans, dogs and parasitic zoonoses--unravelling the relationships in a remote endemic community in northeast India using molecular tools. *Parasitol Res* 2003; 90: S156–S157. DOI: 10.1007/s00436-003-0925-3
- [42] Traub RJ, Monis PT, Robertson I et al. Epidemiological and molecular evidence supports the zoonotic transmission of *Giardia* among humans and dogs living in the same community. *Parasitology* 2004; 128: 253–262. DOI: 10.1017/s0031182003004505
- [43] Volotao AC, Costa-Macedo LM, Haddad FS et al. Genotyping of *Giardia duodenalis* from human and animal samples from Brazil using beta-giardin gene: a phylogenetic analysis. *Acta Trop* 2007; 102: 10–19. DOI: 10.1016/j.actatropica.2007.02.010
- [44] Xiao L, Fayer R. Molecular characterisation of species and genotypes of *Cryptosporidium* and *Giardia* and assessment of zoonotic transmission. *Int J Parasitol* 2008; 38: 1239–1255. DOI: 10.1016/j.ijpara.2008.03.006
- [45] Marangi M, Berrilli F, Otranto D et al. Genotyping of *Giardia duodenalis* among children and dogs in a closed socially deprived community from Italy. *Zoonoses Public Health* 2010; 57: e54–e58. DOI: 10.1111/j.1863-2378.2009.01304.x
- [46] Stark D, Barratt JL, van Hal S et al. Clinical significance of enteric protozoa in the immunosuppressed human population. *Clin Microbiol Rev* 2009; 22: 634–650. DOI: 10.1128/CMR.00017-09
- [47] Boyd WP Jr., Bachman BA. Gastrointestinal infections in the compromised host. *Med Clin North Am* 1982; 66: 743–753. DOI: 10.1016/s0025-7125(16)31419-5
- [48] Faubert G. Immune response to *Giardia duodenalis*. *Clin Microbiol Rev* 2000; 13: 35–54. table of contents. DOI: 10.1128/CMR.13.1.35
- [49] Malamut G, Verkarre V, Suarez F et al. The enteropathy associated with common variable immunodeficiency: the delineated frontiers with celiac disease. *Am J Gastroenterol* 2010; 105: 2262–2275. DOI: 10.1038/ajg.2010.214
- [50] Yazdani R, Habibi S, Sharifi L et al. Common Variable Immunodeficiency: Epidemiology, Pathogenesis, Clinical Manifestations, Diagnosis, Classification, and Management. *J Investig Allergol Clin Immunol* 2020; 30: 14–34. DOI: 10.18176/jiaci.0388
- [51] Swain S, Selmi C, Gershwin ME et al. The clinical implications of selective IgA deficiency. *J Transl Autoimmun* 2019; 2: 100025. DOI: 10.1016/j.jtauto.2019.100025
- [52] Diaz-Alberola I, Gutierrez-Bautista JF, Espuch-Oliver A et al. Incidence, Management Experience and Characteristics of Patients with Giardiasis and Common Variable Immunodeficiency. *J Clin Med* 2022; 11. DOI: 10.3390/jcm11237007
- [53] Bouzid M, Halai K, Jeffreys D et al. The prevalence of *Giardia* infection in dogs and cats, a systematic review and meta-analysis of prevalence studies from stool samples. *Vet Parasitol* 2015; 207: 181–202. DOI: 10.1016/j.vetpar.2014.12.011
- [54] Deutsche Adaption der ESCCAP-Empfehlung Nr. 6 J. Bekämpfung von intestinalen Protozoen bei Hunden und Katzen. 2017.
- [55] Jacobs SR, Forrester CP, Yang J. A survey of the prevalence of *Giardia* in dogs presented to Canadian veterinary practices. *Can Vet J* 2001; 42: 45–46
- [56] Itoh N, Muraoka N, Kawamata J et al. Prevalence of *Giardia intestinalis* infection in household cats of Tohoku district in Japan. *J Vet Med Sci* 2006; 68: 161–163. DOI: 10.1292/jvms.68.161
- [57] Thompson RC, Reynoldson JA, Mendis AH. *Giardia* and giardiasis. *Adv Parasitol* 1993; 32: 71–160. DOI: 10.1016/s0065-308x(08)60207-9
- [58] Allain T, Buret AG. Pathogenesis and post-infectious complications in giardiasis. *Adv Parasitol* 2020; 107: 173–199. DOI: 10.1016/bs.apar.2019.12.001
- [59] Einarsson E, Ma'ayeh S, Svard SG. An up-date on *Giardia* and giardiasis. *Curr Opin Microbiol* 2016; 34: 47–52. DOI: 10.1016/j.mib.2016.07.019
- [60] Katelaris PH, Farthing MJ. Diarrhoea and malabsorption in giardiasis: a multifactorial process. *Gut* 1992; 33: 295–297. DOI: 10.1136/gut.33.3.295
- [61] Ankarklev J, Jerlstrom-Hultqvist J, Ringqvist E et al. Behind the smile: cell biology and disease mechanisms of *Giardia* species. *Nat Rev Microbiol* 2010; 8: 413–422. DOI: 10.1038/nrmicro2317
- [62] Roxstrom-Lindquist K, Palm D, Reiner D et al. *Giardia* immunity--an update. *Trends Parasitol* 2006; 22: 26–31. DOI: 10.1016/j.pt.2005.11.005
- [63] Dixon BR. *Giardia duodenalis* in humans and animals – Transmission and disease. *Res Vet Sci* 2021; 135: 283–289. DOI: 10.1016/j.rvsc.2020.09.034
- [64] Erickson MC, Ortega YR. Inactivation of protozoan parasites in food, water, and environmental systems. *J Food Prot* 2006; 69: 2786–2808. DOI: 10.4315/0362-028x-69.11.2786
- [65] Adam RD. Biology of *Giardia lamblia*. *Clin Microbiol Rev* 2001; 14: 447–475. DOI: 10.1128/CMR.14.3.447-475.2001
- [66] Lauwaet T, Davids BJ, Reiner DS et al. Encystation of *Giardia lamblia*: a model for other parasites. *Curr Opin Microbiol* 2007; 10: 554–559. DOI: 10.1016/j.mib.2007.09.011
- [67] Hagen KD, Hirakawa MP, House SA et al. Novel structural components of the ventral disc and lateral crest in *Giardia intestinalis*. *PLoS Negl Trop Dis* 2011; 5: e1442. DOI: 10.1371/journal.pntd.0001442
- [68] Friend DS. The fine structure of *Giardia muris*. *J Cell Biol* 1966; 29: 317–332. DOI: 10.1083/jcb.29.2.317
- [69] Gillin FD, Reiner DS, McCaffery JM. Cell biology of the primitive eukaryote *Giardia lamblia*. *Annu Rev Microbiol* 1996; 50: 679–705. DOI: 10.1146/annurev.micro.50.1.679
- [70] Palm D, Weiland M, McArthur AG et al. Developmental changes in the adhesive disk during *Giardia* differentiation. *Mol Biochem Parasitol* 2005; 141: 199–207. DOI: 10.1016/j.molbiopara.2005.03.005
- [71] Paget TA, Macechko PT, Jarroll EL. Metabolic changes in *Giardia intestinalis* during differentiation. *J Parasitol* 1998; 84: 222–226
- [72] Halliez MC, Buret AG. Extra-intestinal and long term consequences of *Giardia duodenalis* infections. *World J Gastroenterol* 2013; 19: 8974–8985. DOI: 10.3748/wjg.v19.i47.8974
- [73] Cotton JA, Beatty JK, Buret AG. Host parasite interactions and pathophysiology in *Giardia* infections. *Int J Parasitol* 2011; 41: 925–933. DOI: 10.1016/j.ijpara.2011.05.002
- [74] Scott KG, Yu LC, Buret AG. Role of CD8 + and CD4 + T lymphocytes in jejunal mucosal injury during murine giardiasis. *Infect Immun* 2004; 72: 3536–3542. DOI: 10.1128/IAI.72.6.3536-3542.2004
- [75] Buret AG. Pathophysiology of enteric infections with *Giardia duodenalis*. *Parasite* 2008; 15: 261–265. DOI: 10.1051/parasite/2008153261
- [76] Chin AC, Teoh DA, Scott KG et al. Strain-dependent induction of enterocyte apoptosis by *Giardia lamblia* disrupts epithelial barrier function in a caspase-3-dependent manner. *Infect Immun* 2002; 70: 3673–3680. DOI: 10.1128/IAI.70.7.3673-3680.2002

- [77] Troeger H, Epple HJ, Schneider T et al. Effect of chronic *Giardia lamblia* infection on epithelial transport and barrier function in human duodenum. *Gut* 2007; 56: 328–335. DOI: 10.1136/gut.2006.100198
- [78] Panaro MA, Cianciulli A, Mitolo V et al. Caspase-dependent apoptosis of the HCT-8 epithelial cell line induced by the parasite *Giardia intestinalis*. *FEMS Immunol Med Microbiol* 2007; 51: 302–309. DOI: 10.1111/j.1574-695X.2007.00304.x
- [79] Oberhuber G, Kastner N, Stolte M. Giardiasis: a histologic analysis of 567 cases. *Scand J Gastroenterol* 1997; 32: 48–51. DOI: 10.3109/00365529709025062
- [80] Scott KG, Logan MR, Klammer GM et al. Jejunal brush border microvillous alterations in *Giardia muris*-infected mice: role of T lymphocytes and interleukin-6. *Infect Immun* 2000; 68: 3412–3418. DOI: 10.1128/IAI.68.6.3412-3418.2000
- [81] Buret AG. Mechanisms of epithelial dysfunction in giardiasis. *Gut* 2007; 56: 316–317. DOI: 10.1136/gut.2006.107771
- [82] Gorowara S, Ganguly NK, Mahajan RC et al. Study on the mechanism of *Giardia lamblia* induced diarrhoea in mice. *Biochim Biophys Acta* 1992; 1138: 122–126. DOI: 10.1016/0925-4439(92)90051-n
- [83] Scott KG, Meddings JB, Kirk DR et al. Intestinal infection with *Giardia* spp. reduces epithelial barrier function in a myosin light chain kinase-dependent fashion. *Gastroenterology* 2002; 123: 1179–1190. DOI: 10.1053/gast.2002.36002
- [84] Fink MY, Singer SM. The Intersection of Immune Responses, Microbiota, and Pathogenesis in Giardiasis. *Trends Parasitol* 2017; 33: 901–913. DOI: 10.1016/j.pt.2017.08.001
- [85] Buret AG, Mitchell K, Muench DG et al. *Giardia lamblia* disrupts tight junctional ZO-1 and increases permeability in non-transformed human small intestinal epithelial monolayers: effects of epidermal growth factor. *Parasitology* 2002; 125: 11–19. DOI: 10.1017/S0031182002001853
- [86] Gates MC, Nolan TJ. Endoparasite prevalence and recurrence across different age groups of dogs and cats. *Vet Parasitol* 2009; 166: 153–158. DOI: 10.1016/j.vetpar.2009.07.041
- [87] Gultekin M, Ural K, Aysul N et al. Prevalence and molecular characterization of *Giardia duodenalis* in dogs in Aydin, Turkey. *Int J Environ Health Res* 2017; 27: 161–168. DOI: 10.1080/09603123.2017.1310187
- [88] Tzannes S, Batchelor DJ, Graham PA et al. Prevalence of Cryptosporidium, Giardia and Isospora species infections in pet cats with clinical signs of gastrointestinal disease. *J Feline Med Surg* 2008; 10: 1–8. DOI: 10.1016/j.jfms.2007.05.006
- [89] Batchelor DJ, Tzannes S, Graham PA et al. Detection of endoparasites with zoonotic potential in dogs with gastrointestinal disease in the UK. *Transbound Emerg Dis* 2008; 55: 99–104. DOI: 10.1111/j.1865-1682.2007.01005.x
- [90] Mundim MJ, Rosa LA, Hortencio SM et al. Prevalence of *Giardia duodenalis* and *Cryptosporidium* spp. in dogs from different living conditions in Uberlandia, Brazil. *Vet Parasitol* 2007; 144: 356–359. DOI: 10.1016/j.vetpar.2006.09.039
- [91] Fontanarrosa MF, Vezzani D, Basabe J et al. An epidemiological study of gastrointestinal parasites of dogs from Southern Greater Buenos Aires (Argentina): age, gender, breed, mixed infections, and seasonal and spatial patterns. *Vet Parasitol* 2006; 136: 283–295. DOI: 10.1016/j.vetpar.2005.11.012
- [92] Agresti A, Berrilli F, Maestrini M et al. Prevalence, Risk Factors and Genotypes of *Giardia duodenalis* in Sheltered Dogs in Tuscany (Central Italy). *Pathogens* 2021; 11. DOI: 10.3390/pathogens11010012
- [93] Capelli G, Frangipane di Regalbono A, Iorio R et al. Giardia species and other intestinal parasites in dogs in north-east and central Italy. *Vet Rec* 2006; 159: 422–424. DOI: 10.1136/vr.159.13.422
- [94] Tangtrongsup S, Scorza V. Update on the diagnosis and management of *Giardia* spp infections in dogs and cats. *Top Companion Anim Med* 2010; 25: 155–162. DOI: 10.1053/j.tcam.2010.07.003
- [95] Decock C, Cadiergues MC, Larcher M et al. Comparison of two techniques for diagnosis of giardiasis in dogs. *Parasite* 2003; 10: 69–72. DOI: 10.1051/parasite/2003101p69
- [96] Saleh MN, Heptinstall JR, Johnson EM et al. Comparison of diagnostic techniques for detection of *Giardia duodenalis* in dogs and cats. *J Vet Intern Med* 2019; 33: 1272–1277. DOI: 10.1111/jvim.15491
- [97] Soares R, Tasca T. Giardiasis: an update review on sensitivity and specificity of methods for laboratorial diagnosis. *J Microbiol Methods* 2016; 129: 98–102. DOI: 10.1016/j.mimet.2016.08.017
- [98] Institut R-K [https://www.rki.de/DE/Content/Infekt/IfSG/Falldefinition/Downloads/Falldefinitionen\\_des\\_RKI\\_2019.pdf?\\_\\_blob=publicationFile](https://www.rki.de/DE/Content/Infekt/IfSG/Falldefinition/Downloads/Falldefinitionen_des_RKI_2019.pdf?__blob=publicationFile) Abruf zuletzt am 19.01.2023
- [99] Tysnes KR, Skancke E, Robertson LJ. Subclinical Giardia in dogs: a veterinary conundrum relevant to human infection. *Trends Parasitol* 2014; 30: 520–527. DOI: 10.1016/j.pt.2014.08.007
- [100] Geurden T, Berkvens D, Casaert S et al. A Bayesian evaluation of three diagnostic assays for the detection of *Giardia duodenalis* in symptomatic and asymptomatic dogs. *Vet Parasitol* 2008; 157: 14–20. DOI: 10.1016/j.vetpar.2008.07.002
- [101] Moritz A. Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin 2017, Hrsg. 7., vollständig überarbeitete und erweiterte Auflage.
- [102] Barutzki DS R, Thompson A. Die Giardiose des Hundes – eine weit verbreitete Erkrankung in Deutschland. *kleintier konkret* 2008
- [103] GESTIS-Stoffdatenbank <https://gestis.dguv.de/data?name=010520> Abruf zuletzt 19.01.2023.
- [104] GESTIS-Stoffdatenbank <https://gestis.dguv.de/data?name=013600> Abruf zuletzt am 19.01.2023.
- [105] Berg JM, Tymoczko JL, Gatto GJ, Stryer L. Stryer – Biochemie 2017
- [106] Papini R, Carreras G, Marangi M et al. Use of a commercial enzyme-linked immunosorbent assay for rapid detection of *Giardia duodenalis* in dog stools in the environment: a Bayesian evaluation. *J Vet Diagn Invest* 2013; 25: 418–422. DOI: 10.1177/1040638713485583
- [107] Barbecho JM, Bowman DD, Liotta JL. Comparative performance of reference laboratory tests and in-clinic tests for Giardia in canine feces. *Parasit Vectors* 2018; 11: 444. DOI: 10.1186/s13071-018-2990-6
- [108] Uehlinger FD, Naqvi SA, Greenwood SJ et al. Comparison of five diagnostic tests for *Giardia duodenalis* in fecal samples from young dogs. *Vet Parasitol* 2017; 244: 91–96. DOI: 10.1016/j.vetpar.2017.07.030
- [109] Adeyemo FE, Singh G, Reddy P et al. Methods for the detection of Cryptosporidium and Giardia: From microscopy to nucleic acid based tools in clinical and environmental regimes. *Acta Trop* 2018; 184: 15–28. DOI: 10.1016/j.actatropica.2018.01.011
- [110] Kim RH, Brinster NK. Practical Direct Immunofluorescence. *Am J Dermatopathol* 2020; 42: 75–85. DOI: 10.1097/DAD.0000000000001516
- [111] Alles AJ, Waldron MA, Sierra LS et al. Prospective comparison of direct immunofluorescence and conventional staining methods for detection of *Giardia* and *Cryptosporidium* spp. in human fecal specimens. *J Clin Microbiol* 1995; 33: 1632–1634. DOI: 10.1128/jcm.33.6.1632-1634.1995
- [112] Rishniw M, Liotta J, Bellosa M et al. Comparison of 4 Giardia diagnostic tests in diagnosis of naturally acquired canine chronic subclinical giardiasis. *J Vet Intern Med* 2010; 24: 293–297. DOI: 10.1111/j.1939-1676.2010.0475.x

- [113] Ballweber LR, Beugnet F, Marchiondo AA et al. American Association of Veterinary Parasitologists' review of veterinary fecal flotation methods and factors influencing their accuracy and use--is there really one best technique? *Vet Parasitol* 2014; 204: 73–80. DOI: 10.1016/j.vetpar.2014.05.009
- [114] Zajac AM. Evaluation of the importance of centrifugation as a component of zinc sulfate fecal flotation examinations 2002
- [115] Uchoa FFM, Sudre AP, Campos SDE et al. Assessment of the diagnostic performance of four methods for the detection of *Giardia duodenalis* in fecal samples from human, canine and feline carriers. *J Microbiol Methods* 2018; 145: 73–78. DOI: 10.1016/j.mimet.2018.01.001
- [116] Ryan U, Zahedi A. Molecular epidemiology of giardiasis from a veterinary perspective. *Adv Parasitol* 2019; 106: 209–254. DOI: 10.1016/bs.apar.2019.07.002
- [117] Traub RJ, Inpankaew T, Reid SA et al. Transmission cycles of *Giardia duodenalis* in dogs and humans in Temple communities in Bangkok--a critical evaluation of its prevalence using three diagnostic tests in the field in the absence of a gold standard. *Acta Trop* 2009; 111: 125–132. DOI: 10.1016/j.actatropica.2009.03.006
- [118] Ciuca L, Pepe P, Bosco A et al. Effectiveness of Fenbendazole and Metronidazole Against *Giardia* Infection in Dogs Monitored for 50-Days in Home-Conditions. *Front Vet Sci* 2021; 8: 626424. DOI: 10.3389/fvets.2021.626424
- [119] Morgan UM. Activities of several benzimidazoles and tubulin inhibitors against *Giardia* spp. in vitro 1993
- [120] Tiergesundheits M. <https://www.msd-tiergesundheits.de/produkte/panacur-tabletten-500-mg/> Abruf zuletzt am 18.12.2022
- [121] MacDonald LM, Armson A, Thompson AR et al. Characterisation of benzimidazole binding with recombinant tubulin from *Giardia duodenalis*, *Encephalitozoon intestinalis*, and *Cryptosporidium parvum*. *Mol Biochem Parasitol* 2004; 138: 89–96. DOI: 10.1016/j.molbiopara.2004.08.001
- [122] Barr SC, Bowman DD, Heller RL. Efficacy of fenbendazole against giardiasis in dogs. *Am J Vet Res* 1994; 55: 988–990
- [123] Kaufmann H, Zenner L, Benabed S et al. Lack of efficacy of fenbendazole against *Giardia duodenalis* in a naturally infected population of dogs in France. *Parasite* 2022; 29: 49. DOI: 10.1051/parasite/2022048
- [124] Barko PC, McMichael MA, Swanson KS et al. The Gastrointestinal Microbiome: A Review. *J Vet Intern Med* 2018; 32: 9–25. DOI: 10.1111/jvim.14875
- [125] Faure L. A Field Clinical Study to Confirm the Efficacy & Safety of a Metronidazole- based Oral Suspension in Dogs Naturally Infested by Giardiasis: Comparison to Fenbendazole 2018
- [126] Lee NN, Bidot WA, Ericsson AC et al. Effects of *Giardia lamblia* Colonization and Fenbendazole Treatment on Canine Fecal Microbiota. *J Am Assoc Lab Anim Sci* 2020. DOI: 10.30802/AALAS-JAALAS-19-000113. 10.30802/AALAS-JAALAS-19-000113
- [127] Schwartz RD, Donoghue AR, Baggs RB et al. Evaluation of the safety of fenbendazole in cats. *Am J Vet Res* 2000; 61: 330–332. DOI: 10.2460/ajvr.2000.61.330
- [128] Fujishiro M, Lidbury JA, Pilla R, Steiner JM, Lappin MR, Suchodolski JS. Evaluation of the effects of anthelmintic administration on the fecal microbiome of healthy dogs with and without subclinical *Giardia* spp. and *Cryptosporidium canis* infections. *PLoS One* 2020
- [129] Dingsdag SA, Hunter N. Metronidazole: an update on metabolism, structure-cytotoxicity and resistance mechanisms. *J Antimicrob Chemother* 2018; 73: 265–279. DOI: 10.1093/jac/dkx351
- [130] Ordóñez-Quiroz A, Ortega-Pierres MG, Bazan-Tejeda ML et al. DNA damage induced by metronidazole in *Giardia duodenalis* triggers a DNA homologous recombination response. *Exp Parasitol* 2018; 194: 24–31. DOI: 10.1016/j.exppara.2018.09.004
- [131] Leitsch D. A review on metronidazole: an old warhorse in antimicrobial chemotherapy. *Parasitology* 2019; 146: 1167–1178. DOI: 10.1017/S0031182017002025
- [132] Riches A, Hart CJS, Trenholme KR et al. Anti-Giardia Drug Discovery: Current Status and Gut Feelings. *J Med Chem* 2020; 63: 13330–13354. DOI: 10.1021/acs.jmedchem.0c00910
- [133] Pilla R, Gaschen FP, Barr JW et al. Effects of metronidazole on the fecal microbiome and metabolome in healthy dogs. *J Vet Intern Med* 2020; 34: 1853–1866. DOI: 10.1111/jvim.15871
- [134] Chaitman J, Ziese AL, Pilla R et al. Fecal Microbial and Metabolic Profiles in Dogs With Acute Diarrhea Receiving Either Fecal Microbiota Transplantation or Oral Metronidazole. *Front Vet Sci* 2020; 7: 192. DOI: 10.3389/fvets.2020.00192
- [135] Caylor KB, Cassimatis MK. Metronidazole neurotoxicosis in two cats. *J Am Anim Hosp Assoc* 2001; 37: 258–262. DOI: 10.5326/15473317-37-3-258
- [136] Olson EJ, Morales SC, McVey AS et al. Putative metronidazole neurotoxicosis in a cat. *Vet Pathol* 2005; 42: 665–669. DOI: 10.1354/vp.42-5-665
- [137] Tauro A, Beltran E, Cherubini GB et al. Metronidazole-induced neurotoxicity in 26 dogs. *Aust Vet J* 2018; 96: 495–501. DOI: 10.1111/avj.12772
- [138] Dow SW, LeCouteur RA, Poss ML et al. Central nervous system toxicosis associated with metronidazole treatment of dogs: five cases (1984-1987). *J Am Vet Med Assoc* 1989; 195: 365–368
- [139] Payne PA, Ridley RK, Dryden MW et al. Efficacy of a combination febantel-praziquantel-pyrantel product, with or without vaccination with a commercial *Giardia* vaccine, for treatment of dogs with naturally occurring giardiasis. *J Am Vet Med Assoc* 2002; 220: 330–333. DOI: 10.2460/javma.2002.220.330
- [140] Giangaspero A, Traldi G, Paoletti B et al. Efficacy of pyrantel embonate, febantel and praziquantel against *Giardia* species in naturally infected adult dogs. *Vet Rec* 2002; 150: 184–186. DOI: 10.1136/vr.150.6.184
- [141] Montoya A, Dado D, Mateo M et al. Efficacy of Drontal Flavour Plus (50 mg praziquantel, 144 mg pyrantel embonate, 150 mg febantel per tablet) against *Giardia* sp in naturally infected dogs. *Parasitol Res* 2008; 103: 1141–1144. DOI: 10.1007/s00436-008-1107-0
- [142] Olson ME, Heine J. Synergistic effect of febantel and pyrantel embonate in elimination of *Giardia* in a gerbil model. *Parasitol Res* 2009; 105: S135–S140. DOI: 10.1007/s00436-009-1504-z
- [143] Bowman DD, Liotta JL, Ulrich M et al. Treatment of naturally occurring, asymptomatic *Giardia* sp. in dogs with Drontal Plus flavour tablets. *Parasitol Res* 2009; 105: S125–S134. DOI: 10.1007/s00436-009-1503-0
- [144] Fiechter R, Deplazes P, Schnyder M. Control of *Giardia* infections with ronidazole and intensive hygiene management in a dog kennel. *Vet Parasitol* 2012; 187: 93–98. DOI: 10.1016/j.vetpar.2011.12.023
- [145] Zanzani SA, Gazzonis AL, Scarpa P et al. Coinfection with *Trichostrongylus axei* and *Giardia duodenalis* in Two Cats with Chronic Diarrhea. *Case Rep. Vet Med* 2016; 2016: 5705168. DOI: 10.1155/2016/5705168
- [146] (BTK) B. Leitlinien für den sorgfältigen Umgang mit antibakteriell wirksamen Tierarzneimitteln 2015
- [147] Zajac AM, LaBranche TP, Donoghue AR et al. Efficacy of fenbendazole in the treatment of experimental *Giardia* infection in dogs. *Am J Vet Res* 1998; 59: 61–63
- [148] Barr SC, Bowman DD, Frongillo MF et al. Efficacy of a drug combination of praziquantel, pyrantel pamoate, and febantel against giardiasis in dogs. *Am J Vet Res* 1998; 59: 1134–1136
- [149] Council CAP <https://capcvet.org/guidelines/giardia/> Abruf zuletzt am 18.12.2022

### **III. PUBLIKATION ZUR STUDIE**

Kanski S, et al. Performance of the Vetscan Imagyst in point-of-care detection of *Giardia duodenalis* in canine fecal samples. J Vet Diagn Invest 2025;37(1). Accepted.

<https://doi.org/10.1177/10406387241279177>



# Performance of the Vetscan Imagyst in point-of-care detection of *Giardia duodenalis* in canine fecal samples

Sabrina Kanski, Kathrin Busch, Regina Hailmann, Karin Weber<sup>1</sup>

**Abstract.** *Giardia duodenalis* is a common parasite of the gastrointestinal tract of dogs, with an especially high prevalence in dogs <1-y-old. Methods for detecting *G. duodenalis* are point-of-care (POC) tests such as lateral-flow tests or fecal flotation. The Vetscan Imagyst (Zoetis) is a new POC device for the detection of *G. duodenalis* in fecal samples using zinc sulfate flotation, automated slide scanning, and image recognition with artificial intelligence. Vetscan results are the number of *Giardia* cysts per coverslip. We compared the performance of the Vetscan and another POC test (SNAP *Giardia* test; Idexx) with a direct immunofluorescence assay (IFA) performed in a specialized parasitology laboratory as the reference test. We included 164 dogs <19-mo-old. We used pooled fecal samples from 3 defecations gained within 2–3 d and tested the repeatability of the Vetscan by triplicate measurement. Compared to IFA, Vetscan had a diagnostic sensitivity of 88.4% and specificity of 98.1%; SNAP had a diagnostic sensitivity of 74.4% and specificity of 98.1%. A variation coefficient of 67.0% was determined for the Vetscan results. The performance of the Vetscan is acceptable for the qualitative evaluation of fecal samples (*Giardia* positive or negative), and the device can be used by untrained personnel. Given its high variation coefficient, we do not recommend the Vetscan for monitoring the number of cysts.

**Keywords:** artificial intelligence; dogs; *Giardia*; immunofluorescence assay; Vetscan Imagyst.

*Giardia duodenalis* is one of the most common parasites of the gastrointestinal tract in dogs and cats.<sup>2,19,23,25,30,35</sup> Infection with *G. duodenalis* may either cause clinical signs or remain subclinical.<sup>5</sup> Typical clinical signs of giardiasis in dogs and cats are acute or chronic intermittent, thin-to-watery diarrhea, with or without mucus. Nausea, vomiting, malabsorption, weight loss, and lethargy are also observed frequently.<sup>1,10,34</sup> Worldwide, the mean prevalence of *G. duodenalis* has been reported as 15% in adult dogs and 12% in adult cats.<sup>5</sup> In animals <6-mo-old, the prevalence can be up to 50%.<sup>4,38</sup> Prevalence may vary depending on the test method used<sup>5,12</sup> as well as the amount of fecal samples tested, due to the intermittent shedding of *Giardia* cysts.<sup>9,16,17,21,36</sup>

Given its high sensitivity and specificity, several studies consider the direct immunofluorescence assay (IFA) as the reference method for the detection of *G. duodenalis* in dogs.<sup>3,14,15,31,32</sup> The IFA is a direct detection method that uses specific monoclonal antibodies against epitopes of the *Giardia* cyst wall. Combined with fluorescence microscopy, this technique is considered to have an exceptionally low detection limit.<sup>13</sup> For point-of-care (POC) testing of fecal samples, lateral-flow rapid tests or centrifugal flotation with zinc sulfate solution are recommended due to their ease of use as well as their good sensitivity and specificity.<sup>32,33</sup> The SNAP *Giardia* test (SNAP; Idexx) is a lateral-flow test that is used frequently in veterinary practices.<sup>3,8,11</sup> The principle of the

SNAP test is based on the detection of soluble *Giardia* antigen, which occurs freely in the feces and is not attached to the cyst wall.<sup>18,29</sup>

The Vetscan Imagyst (Vetscan; Zoetis) is a POC device for the detection of *Giardia* cysts in fecal samples.<sup>28</sup> The system is based on centrifugal flotation of the fecal sample with zinc sulfate solution. The centrifuged sample is applied to a glass slide and coverslipped. The area under the coverslip is automatically scanned by the Vetscan, and the composed digital image of the area is screened for cysts using artificial intelligence. The Vetscan provides a quantitative result of the cysts found per slide.<sup>26,28</sup> A 2021 study examined 100 samples for *G. duodenalis* and found a sensitivity of 76% and a specificity of 97% for the Vetscan compared to conventional centrifugal flotation and microscopic analysis of sample slides by an experienced parasitologist. Sensitivity increased to 95% when samples that contained <10 cysts per gram of feces were excluded.<sup>28</sup>

SNAP and Vetscan are used as POC tests that, unlike the IFA, can be performed quickly and without any special prior

Small Animal Clinic, Centre for Clinical Veterinary Medicine, Ludwig-Maximilians-University, Munich, Germany.

<sup>1</sup>Corresponding author: Karin Weber, Small Animal Clinic, Centre for Clinical Veterinary Medicine, Ludwig-Maximilians-University, Veterinärstr 13, München 80539, Germany. Karin.Weber@lmu.de

knowledge or training. The Vetscan also offers the possibility of having questionable results evaluated by an experienced parasitologist from Zoetis. Our objectives were to compare the Vetscan and SNAP tests to a reference test (IFA) for the detection of *G. duodenalis* and to test the repeatability of *Giardia* cyst quantification by the Vetscan.

## Material and methods

### Study overview

The collection and use of fecal samples was approved by the ethics committee of the veterinary faculty of Ludwig-Maximilians-University Munich (LMU Munich, Germany; 270-12-05-2021). We examined fecal samples for *G. duodenalis* in the laboratory of the Small Animal Clinic of LMU Munich using Vetscan and SNAP tests. In addition, an IFA was performed at the Institute of Experimental Parasitology (IEP) of LMU Munich. For each measurement, 3 fecal samples were collected as a pooled sample. The sample collection and pooling method used in our study reflects the method used in practice for *Giardia* tests: scoops from the 3 samples were taken separately and pooled; sample weight was not standardized. We included pooled samples from 164 dogs of which 150 were measured by all 3 detection methods. To determine the repeatability of the Vetscan results, we performed the measurement 3 consecutive times per sample. For 14 of the 164 samples, we only performed the triplicate measurement using the Vetscan given the small amount of sample material.

### Fecal specimen collection

We collected fecal samples between January 2022 and August 2023 in the wider Munich area. Dogs of all breeds and both sexes, up to 19-mo-old were enrolled regardless of fecal scoring. The dog owners collected 3 fecal samples from each dog over 2–3 d and brought them immediately to LMU Munich. The fecal samples were stored in sample tubes at 4°C and tested within 72 h of the start of individual sample collection using the Vetscan and SNAP tests. Technicians at the IEP at LMU Munich examined the samples within 14 d of submission using IFA. Fecal consistency was recorded using the Purina Fecal Scoring Chart (Suppl. Material).

### POC testing with the Vetscan Imagyst

As a POC test, the Vetscan is intended to be a simple time-saving tool for testing fecal samples for intestinal parasites. The Vetscan sample preparation kit for *Giardia* cysts includes stir sticks, glass slides, sample tubes with zinc sulphate solution (specific gravity 1.18) and an attached scoop, a transfer loop, coverslips, and collection tubes and caps. From each of the 3 fecal samples per dog, we placed a scoop (which is attached to the collection tube of the sample material of the

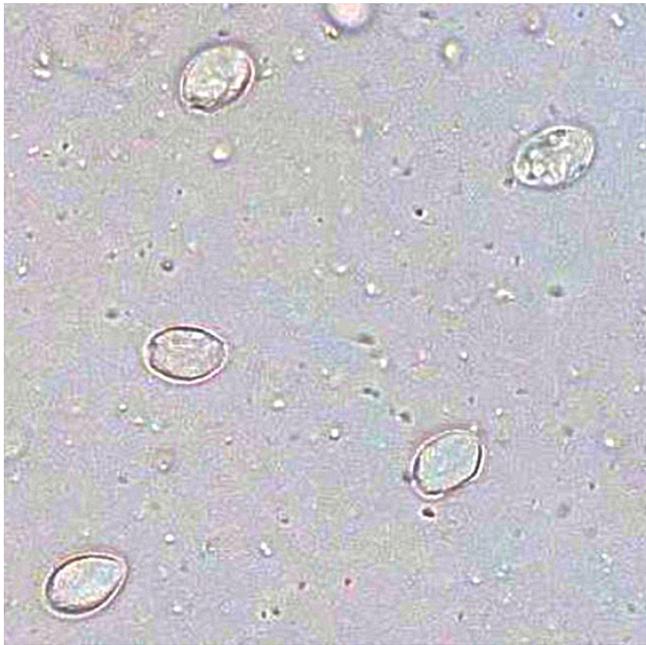
Vetscan) of feces in the sample tube and stirred with the stir stick. We then sealed the tube, and centrifugation was performed at 500×g for 2 min. After centrifugation, we applied the top layer of the sample to the glass slide with the transfer loop and placed the coverslip on top. The glass slide was inserted into the Vetscan Ocus 40 scanner (Grundium), and the scanning process was started via the Vetscan online platform. We tested each pooled fecal sample 3 consecutive times. At the end of the scanning process, the images from the scan were uploaded to a cloud-based server, analyzed, and the results uploaded to the online platform. In the case of a positive test result, photos of the objects found were provided by the Vetscan, and the number of objects classified as *Giardia* cysts was indicated. The Vetscan workflow requires confirmation of each result before it is logged into the patient file. For each sample that the Vetscan marked positive, and to avoid false-positive results, a trained veterinarian checked the photos to see whether the structures shown were *Giardia* cysts. If only structures other than *Giardia* cysts were visible, the measurement was assigned negative. We considered pooled samples with 2 or 3 positive measurements positive, and samples with 1 or no positive result negative.

### POC testing with the SNAP *Giardia* test

We tested 150 samples with the SNAP test, and then tested the same samples with the IFA reference method. The SNAP lateral-flow rapid test is an enzyme immunoassay for the qualitative detection of *Giardia* antigen in feces. We coated the swab included in the test kit with the material from 3 fecal samples per dog and placed the tube over the swab. We then mixed the conjugate solution with the sample material by pressing the plastic bulb according to the manufacturer's instructions. We used the swab as a pipette and added 5 drops of conjugate solution to the sample well of the SNAP device. After pressing down the activator, we waited 8 min and then read the result according to the manufacturer's instructions. The positive control must be positive with every test.

### Reference test using an immunofluorescence assay

The testing of the fecal samples for *G. duodenalis* using the direct IFA was carried out by parasitologists of the IEP LMU Munich. We sent sample material of 3 fecal samples per dog to the IEP as a pooled sample. A spatula tip sample of the pooled fecal sample was used for testing. Soft-to-liquid feces were mixed before sampling; if the feces were solid, the sample material was collected from several locations. The laboratory uses a commercial *Cryptosporidium/Giardia* test kit (Merifluor; Meridian Bioscience) and fluorescence microscopy at a wavelength of 495 nm. Fluorescence-labeled antibodies bind to antigens on the cell wall of *Giardia* cysts. Thereby the cysts can be visualized on a slide under a fluorescence microscope. The fecal samples were scored by the



**Figure 1.** Objects counted as *Giardia* cysts by the Vetscan. True positive measurement with multiple cysts in a sample that was also *Giardia* positive by direct immunofluorescence assay and SNAP test.

parasitology laboratory according to the number of cysts as follows: negative (–); low (+): 1–50; moderate (++) : 51–500; high (+++): >500 (each per slide).

### Statistical analysis

Data collection and statistical analysis were performed using Excel v.16.76 (Microsoft) and Prism v.5.04 (GraphPad). We calculated the sensitivity and specificity of the Vetscan and SNAP in comparison to the IFA using contingency tables with a 95% CI. We determined the repeatability of the Vetscan measurements of the 3 test results per sample using the CV.

## Results

We collected fecal samples from 164 dogs. In the study population, 79 (48.2%) of the dogs were male (4 castrated); 80 (48.8%) of the dogs were female (3 spayed); the sex of 5 (3%) dogs was not specified. We included dogs 1–18-month old (median 9.0) in our study. The fecal consistencies of 156 of the 164 samples were recorded according to the Purina Fecal Scoring Chart; a score of 1–3.5 (no diarrhea) was found in 95 (60.9%) dogs. The 61 (39.1%) remaining dogs had a fecal score of 4–7 (diarrhea). Samples from 150 dogs were tested with all 3 tests: IFA, Vetscan, and SNAP. The remaining 14 samples were analyzed exclusively with the Vetscan. Of these 14 samples, 7 samples were positive (3 of 3 measurements positive) and the other 7 samples were negative (3 of 3 measurements negative) for *Giardia*

**Table 1.** Combination pattern of qualitative test results for *Giardia duodenalis* in canine fecal samples.

No. of samples	Vetscan	SNAP	IFA
31	+	+	+
103	–	–	–
7	+	–	+
4	–	–	+
2	–	+	–
2	+	–	–
1	–	+	+

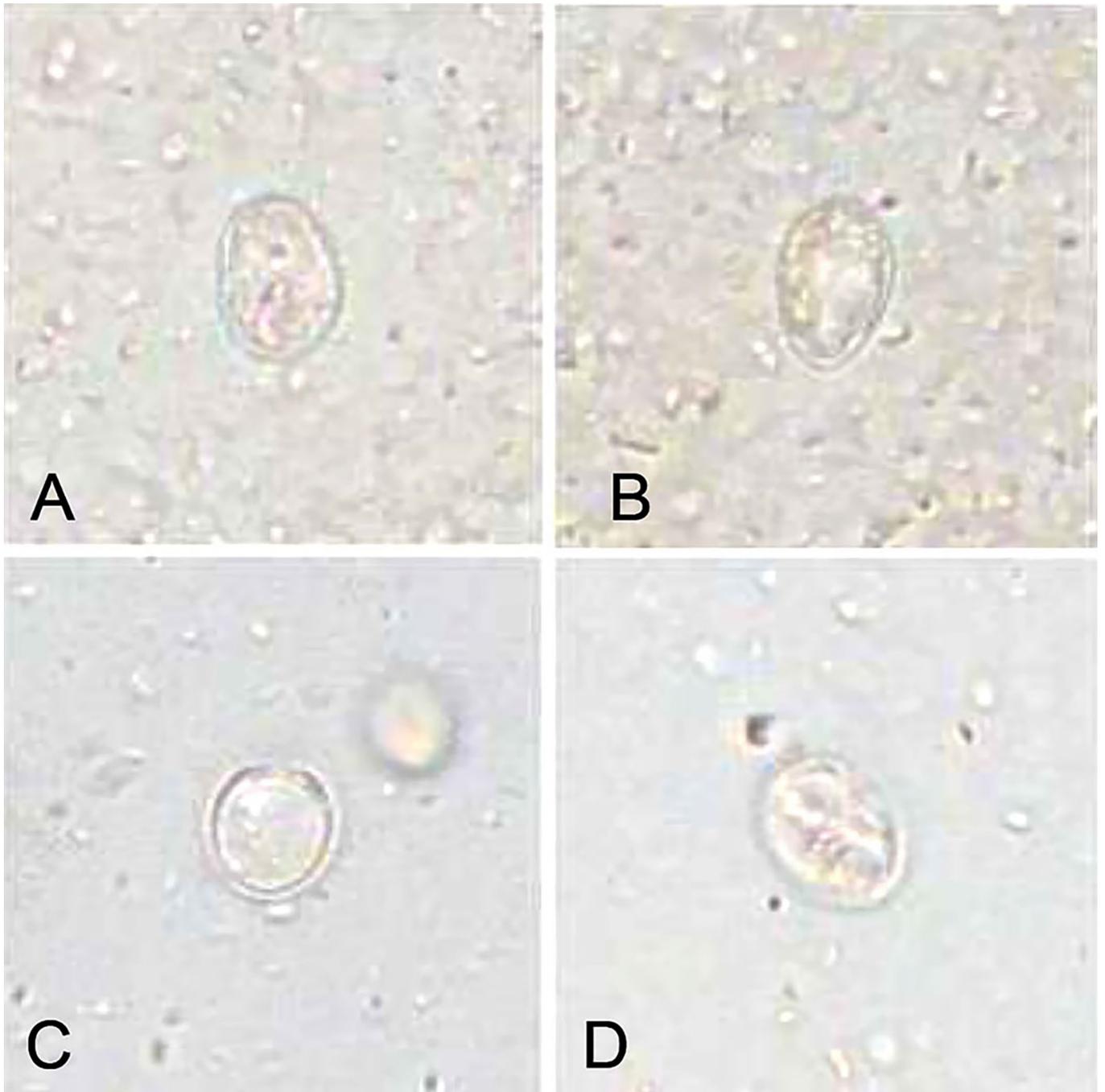
+ = positive; – = negative; IFA = direct immunofluorescence assay for *Giardia*; SNAP = SNAP *Giardia* test (Idexx); Vetscan = Vetscan Imagyst, *Giardia* test kit (Zoetis).

**Table 2.** Fecal samples with discordant results, with qualitative results of the Vetscan, SNAP, and IFA, interpretation and quantitative results of the triplicate Vetscan measurements, and interpretation and semiquantitative results of the IFA measurements.

Vetscan	Vetscan			SNAP	IFA	Semiquantitative
	1	2	3			
+	86	28	53	–	+	Moderate
+	43	83	105	–	+	Moderate
+	16	39	9	–	+	Moderate
+	4	3	1	–	+	Low
+	3	0	2	–	+	Low
+	1	2	3	–	+	Low
+	1	2	0	–	+	Low
–	3	0	0	–	+	Low
–	1	0	0	+	+	Low
–	0	0	1	–	+	Low
–	0	0	0	–	+	Low
–	0	0	0	–	+	Low
+	23	11	31	–	–	
+	4	1	4	–	–	
–	0	0	0	+	–	
–	0	0	0	+	–	

IFA = direct immunofluorescence assay for *Giardia* (*Giardia* cysts per slide: low = 1–50, moderate = 51–500); SNAP = SNAP *Giardia* test (Idexx); Vetscan = Vetscan Imagyst, *Giardia* test kit (Zoetis).

cysts. Of the 150 samples examined with all 3 detection methods, 107 were negative with the reference method (IFA). The remaining 43 samples were positive with the reference method, representing ~28.7% of the study population. Semiquantitative measurement by IFA showed a low number of cysts in 37.2% of the positive samples, a moderate amount in 53.5%, and a high number of cysts in 9.3% of the measurements. The Vetscan test was positive in 40 samples (Fig. 1) and the SNAP in 34 of the 150 pooled samples. For the 150 samples that were tested with all 3 methods, results were concordant with all 3 methods in 134 samples (89.3%); results were discordant in 16 samples (Table 1). Most of the 16 samples with discordant results either tested negative or had a low cyst count with the IFA (Table 2). Two



**Figure 2.** Objects consistent with cysts and counted as *Giardia* cysts by the Vetscan in 2 samples (sample 1: **A**, **B**; sample 2: **C**, **D**) that were negative for *Giardia* by direct immunofluorescence assay, SNAP, and PCR tests. The objects resemble *Giardia* cysts in form and size and were visible in all 3 measurements conducted with the Vetscan, the samples were therefore counted as positive. The objects may represent cysts other than *Giardia*, explaining the negative results of all other tests.

of the 150 samples analyzed with each test method were positive solely with the Vetscan. The results of the triplicate measurement showed 23, 11, and 31 cysts and 4, 1, and 4 cysts in these samples. Because size and form of the cysts in these samples did not differ from real *Giardia* cysts (Fig. 2A–D), we decided to have them tested by PCR in a specialized laboratory (Anicura Tierärztliches Labor, Freiburg, Germany).

The result of the PCR assay (target: 18S rRNA gene) was negative for *Giardia* DNA for both samples.

Diagnostic sensitivity and specificity of the Vetscan and SNAP were compared to the IFA. The Vetscan had higher sensitivity than the SNAP test compared to the reference method in our study. The specificity was equal for both the Vetscan and SNAP tests (Table 3).

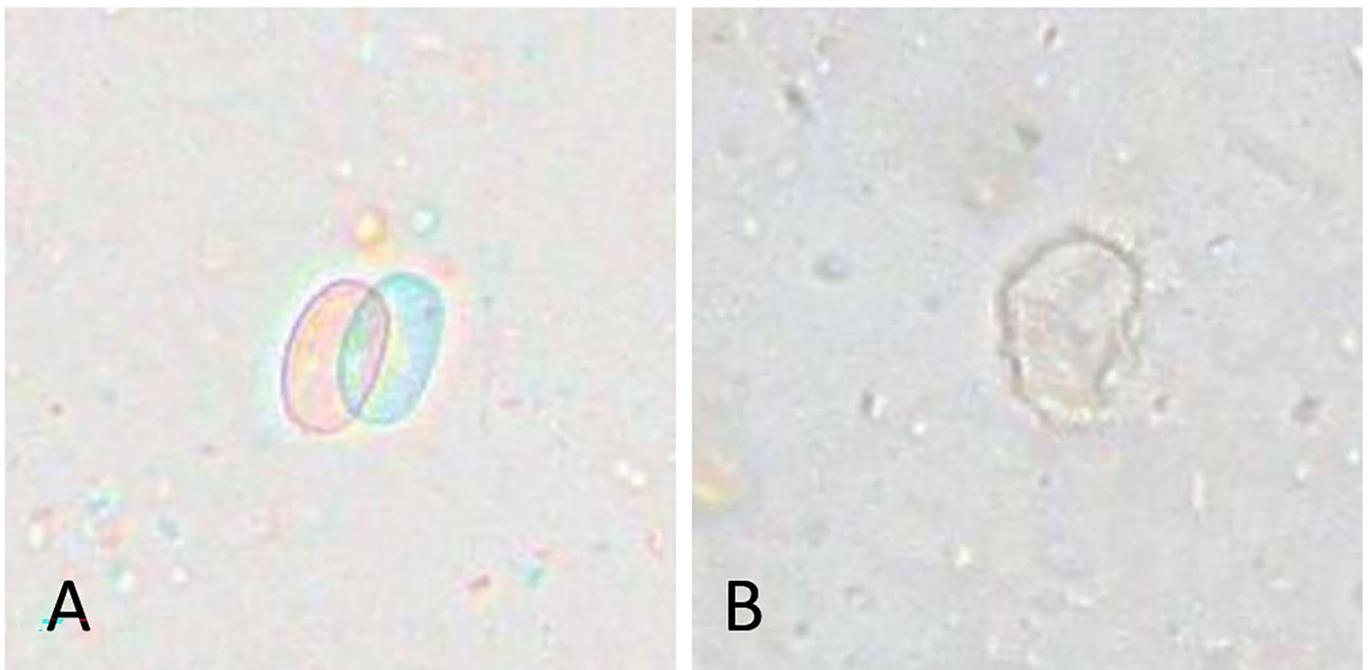
Vetscan Imagyst detection of *Giardia duodenalis*

5

**Table 3.** Sensitivity and specificity of the Vetscan and SNAP tests compared to IFA as the reference method for the detection of *Giardia* cysts in canine fecal samples.

Test	Sensitivity, % (95% CI)	Specificity, % (95% CI)	PPV, % (95% CI)	NPV, % (95% CI)
Vetscan	88.4 (74.9–96.1)	98.1 (93.4–99.8)	95.0 (83.1–99.4)	95.4 (89.7–98.5)
SNAP	74.4 (58.8–86.5)	98.1 (93.4–99.8)	94.1 (80.3–99.3)	90.5 (83.7–95.2)

IFA=direct immunofluorescence assay for *Giardia*; NPV=negative predictive value; PPV=positive predictive value; SNAP=SNAP *Giardia* test (Idexx); Vetscan=Vetscan Imagyst, *Giardia* test kit (Zoetis).

**Figure 3.** Single objects that do not resemble *Giardia* cysts but counted as *Giardia* cysts in 2 samples (sample 1: **A**; sample 2: **B**) by the Vetscan. By reviewing the photos, the measurements were considered negative for *Giardia* cysts.

To test repeatability, we measured the pooled samples of all 164 dogs 3 times with the Vetscan for a total of 492 measurements. In 7 of the 492 measurements, the Vetscan showed irregularly shaped structures that did not resemble *Giardia* cysts (Fig. 3). In these false-positive measurements, 4 structures other than *Giardia* cysts were found in 2 measurements and 1 structure in each of the 5 other measurements. A false-positive result was displayed in 1.4% of the measurements. Consequently, we were able to confirm 47 pooled samples as correctly positive. In 42 samples, 3 of 3 measurements were positive; in 5 samples, 2 of 3 measurements were positive. Seven pooled samples had 1 positive and 2 negative test results, and 110 samples had 3 negative results. For the quantitative results (cysts per slide), the CV was 20.0–141%, with an average of 67.0%.

### Discussion

In most measurements, the qualitative Vetscan results were concordant with the IFA results. In specimens in which the

IFA was positive and the Vetscan result was negative, only low cyst counts could be detected with the IFA. For samples in which the IFA cyst counts were moderate or high, results were always positive with the Vetscan. The Vetscan image recognition detected structures that, in our opinion, were not *Giardia* cysts in 1.4% of our measurements; these false-positive results were rejected manually. This problem only occurred in samples with a low count of structures (<5), which are also difficult to assign as positive or negative with manual microscopic methods.

Our calculated sensitivity and specificity of the Vetscan and SNAP tests are comparable with the results from the literature. Comparisons of zinc sulfate flotation with IFA have reported a sensitivity of 49–88.1% and a specificity of 65–94%.<sup>31,32</sup> In one study, the Vetscan sensitivity was 75.8%; after excluding samples with <10 cysts per gram, the sensitivity increased to 95.2% compared to the results of microscopic evaluation by a parasitologist.<sup>28</sup> Although we excluded no samples with a small number of cysts in our study, the sensitivity of 88.4% is higher than in the aforementioned study.

**Table 4.** Reported sensitivity and specificity of different *Giardia* lateral-flow tests with the direct immunofluorescence assay as reference method.

Trade name (manufacturer) of <i>Giardia</i> lateral-flow tests	Sensitivity, %	Specificity, %	Reference
SNAP <i>Giardia</i> test (Idexx)	87.1	93.4	3
	91.0	96.0	37
	85.3	100	24
Vetscan canine <i>Giardia</i> rapid test (Abaxis)	70.0	85.5	3
Anigen rapid CPV-CCV- <i>Giardia</i> antigen test (BioNote)	80.2	80.3	3
Witness <i>Giardia</i> test (Zoetis)	73.3	71.1	3
ProSpecT (Remel)	100.0	83.0	3
	91.2	99.4	24
ImmunoCard STAT! <i>Cryptosporidium</i> / <i>Giardia</i> rapid assay (Meridian)	72.7	99.0	24
Xpect <i>Giardia</i> / <i>Cryptosporidium</i> (Remel)	79.4	99.0	24

In another study, the performance of the Vetscan with 2 different scanners, the Ocus 40 and the EasyScan One, was compared with the results of an expert parasitologist; 174 canine and feline fecal samples were examined with the Ocus 40 and 87 samples with the EasyScan One scanner. Due to a recording error, the results of the canine and feline samples were combined. The Ocus 40 achieved a sensitivity of 92.1% and a specificity of 98.8%, whereas the sensitivity of the EasyScan One was 73.6% and the specificity 100% compared to the expert parasitologist. The authors concluded that the Ocus 40 was able to achieve better sensitivity due to the higher quality of the scanned images.<sup>27</sup> Despite the fact that we used the Ocus 40 in our study, the sensitivity was lower at 88.4%. This may be because we used the IFA as the reference method, whereas the previous study<sup>27</sup> compared the Vetscan to manual examination of the same fecal slide by experienced personnel without immunofluorescent labeling.

We collected the published performance parameters of 7 frequently used lateral-flow tests for *Giardia* detection with the IFA as the reference method. The sensitivity was 70–100%; specificity was 71–100% (Table 4). Compared to the IFA in previous studies, the sensitivity of the SNAP test was 85–91% and specificity was 96–100%.<sup>3,24,37</sup> The sensitivity of the SNAP is lower in our study at 74.4%, whereas the specificity of the SNAP test that we found was similar to the aforementioned studies. Test performance varies with the disease prevalence in the study population and with the patient spectrum, which might explain the differences.<sup>22</sup>

Two samples in our study had cysts that were consistent with *Giardia* cyst morphology in all 3 measurements with the Vetscan, but were negative with all other test methods applied, including PCR for the target 18S rRNA gene. These 2 samples are the false-positive Vetscan measurements. Cysts may be distributed irregularly in feces, which may occasionally lead to discrepant results in the same sample. Information about the sensitivity of the PCR assay used for these samples is not available, but the sensitivity of some PCR assays has been shown to be low compared to IFA in previous studies.<sup>36,37</sup> Given that the SNAP and IFA were also

negative, the objects may also be cysts of parasites other than *Giardia* that do not infect dogs, but are found in dog feces by ingestion of mice or feces of other animals. The Vetscan may not be able to differentiate these cysts and may then yield false-positive results.

Repeated measurements using the Vetscan had a CV of 67%, although the measurements were performed with sample material from the same 3 fecal samples per dog. One possible reason for these discrepancies could be that the sample material was taken from different parts of the fecal samples and the cysts may not be distributed evenly. It is also possible that the consistency of the feces and possible admixtures such as mucus or blood could affect the results. As *Giardia* cysts are small, transparent, and fragile, cysts may not have been detected, leading to differences in quantitative measurements. The automated cyst count of the Vetscan may also not be consistent or may not include cysts that are slightly tilted or damaged. In 12 samples, the triplicate measurements of the Vetscan yielded 1 or 2 negative results. In these dogs, low-level infection might have been missed with a single measurement despite the use of a pooled fecal sample.

Due to the scatter of results, we believe that it is not possible to determine an exact quantitative *Giardia* cyst count with the Vetscan. Current recommendations advise retesting dogs with clinical signs of giardiasis and a positive *Giardia* test after treatment, especially in dogs that continue to have clinical signs.<sup>7,9</sup> Studies have shown that some dogs were still positive after standard therapy with fenbendazole or metronidazole, yet the clinical signs of the dogs had improved significantly.<sup>6,20</sup> The World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology defines therapeutic success in canine giardiasis as a reduction in *Giardia* cysts of  $\geq 90\%$  using a quantitative immunofluorescence approach.<sup>15</sup> Based on our results, we believe that quantitative determination of the number of cysts with the Vetscan should not be used to monitor cyst reduction.

The nomenclature of *Giardia* species is currently being critically reconsidered.<sup>39</sup> As no PCR tests were performed

in our study to determine the assemblages, we cannot say with certainty which genotypes were involved in our fecal samples.

The design of our study was based on the procedures for *Giardia* tests in clinical practice. The Vetscan and SNAP tests were performed according to the manufacturer's instructions, without standardized sample weight, as was the IFA method used in the external parasitology laboratory. This lack of standardization with all 3 methods contributes to the variation in results. However, >95% of the qualitative Vetscan results are concordant with the reference test, making it a useful qualitative POC test for *Giardia* detection in canine fecal samples.

### Acknowledgments

We thank the staff of the Small Animal Clinic of LMU Munich, who helped with the preparation of fecal samples. Our special thanks go to the colleagues from the laboratory who helped with the testing procedures and sample storage. Many thanks to the colleagues of the IEP of the Faculty of Veterinary Medicine of LMU Munich for their cooperation and support.

### Declaration of conflicting interests

The authors declared no potential conflicts of interest with respect to the research, authorship, and/or publication of this article.

### Funding

The positions of Sabrina Kanski and Regina Hailmann were supported by the Federal Ministry for Economic Affairs and Climate Action (BMWK) based on a decision by the German Bundestag.

### ORCID iDs

Kathrin Busch  <https://orcid.org/0000-0002-3107-2440>

Karin Weber  <https://orcid.org/0000-0002-0541-4355>

### Supplemental material

Supplemental material for this article is available online.

### References

- Allain T, Buret AG. Pathogenesis and post-infectious complications in giardiasis. *Adv Parasitol* 2020;107:173–199.
- Ballweber LR, et al. Giardiasis in dogs and cats: update on epidemiology and public health significance. *Trends Parasitol* 2010;26:180–189.
- Barbecho JM, et al. Comparative performance of reference laboratory tests and in-clinic tests for *Giardia* in canine feces. *Parasit Vectors* 2018;11:444.
- Barutzki D, Schaper R. Age-dependant prevalence of endoparasites in young dogs and cats up to one year of age. *Parasitol Res* 2013;112(Suppl 1):119–131.
- Bouzid M, et al. The prevalence of *Giardia* infection in dogs and cats, a systematic review and meta-analysis of prevalence studies from stool samples. *Vet Parasitol* 2015;207:181–202.
- Ciuca L, et al. Effectiveness of fenbendazole and metronidazole against *Giardia* infection in dogs monitored for 50-days in home-conditions. *Front Vet Sci* 2021;8:626424.
- Companion Animal Parasite Council. *Giardia*. 2022. [cited 2023 Sep 6]. <https://capcvet.org/guidelines/giardia/>
- de Waal T, et al. Retrospective survey of dog and cat endoparasites in Ireland: antigen detection. *Animals (Basel)* 2022;13:137.
- Deutsche Adaption der ESCCAP-Empfehlung Nr. 6 J. Bekämpfung von intestinalen Protozoen bei Hunden und Katzen [German adaptation of ESCCAP Recommendation No. 6 J. Control of intestinal protozoa in dogs and cats]. 2017. German. [https://www.esccap.de/v2/wp-content/uploads/2020/09/ESCCAP\\_DE\\_Protozoen\\_GL\\_04\\_2021.pdf](https://www.esccap.de/v2/wp-content/uploads/2020/09/ESCCAP_DE_Protozoen_GL_04_2021.pdf)
- Einarsson E, et al. An up-date on *Giardia* and giardiasis. *Curr Opin Microbiol* 2016;34:47–52.
- Eppler ME, et al. Survey of U.S. based veterinarians' knowledge, perceptions and practices about canine giardiasis. *Vet Parasitol Reg Stud Reports* 2022;34:100768.
- Feng Y, Xiao L. Zoonotic potential and molecular epidemiology of *Giardia* species and giardiasis. *Clin Microbiol Rev* 2011;24:110–140.
- Garcia LS, et al. Fluorescence detection of *Cryptosporidium* oocysts in human fecal specimens by using monoclonal antibodies. *J Clin Microbiol* 1987;25:119–121.
- Geurden T, et al. A Bayesian evaluation of three diagnostic assays for the detection of *Giardia duodenalis* in symptomatic and asymptomatic dogs. *Vet Parasitol* 2008;157:14–20.
- Geurden T, et al. World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (WAAVP): guideline for the evaluation of drug efficacy against non-coccidial gastrointestinal protozoa in livestock and companion animals. *Vet Parasitol* 2014;204:81–86.
- Hiatt RA, et al. How many stool examinations are necessary to detect pathogenic intestinal protozoa? *Am J Trop Med Hyg* 1995;53:36–39.
- Hooshyar H, et al. *Giardia lamblia* infection: review of current diagnostic strategies. *Gastroenterol Hepatol Bed Bench* 2019;12:3–12.
- Idexx Laboratories. Frequently asked questions about SNAP *Giardia* test. 2017. [cited 2024 Feb 14]. <https://www.idexx.de/files/snap-giardia-test-faqs.pdf>
- Joachim A, et al. Parasites and zoonotic bacteria in the feces of cats and dogs from animal shelters in Carinthia, Austria. *Res Vet Sci* 2023;164:105022.
- Kaufmann H, et al. Lack of efficacy of fenbendazole against *Giardia duodenalis* in a naturally infected population of dogs in France. *Parasite* 2022;29:49.
- Koehler AV, et al. *Giardia*/giardiasis—a perspective on diagnostic and analytical tools. *Biotechnol Adv* 2014;32:280–289.
- Leefflang MMG, et al. Variation of a test's sensitivity and specificity with disease prevalence. *Can Med Assoc J* 2013;185:E537–E544.
- Mateo M, et al. Prevalence and public health relevance of enteric parasites in domestic dogs and cats in the region of Madrid (Spain) with an emphasis on *Giardia duodenalis* and *Cryptosporidium* sp. *Vet Med Sci* 2023;9:2542–2558.
- Mekaru SR, et al. Comparison of direct immunofluorescence, immunoassays, and fecal flotation for detection of *Cryptosporidium* spp. and *Giardia* spp. in naturally exposed cats in 4 Northern California animal shelters. *J Vet Intern Med* 2007;21:959–965.

25. Murnik L-C, et al. Gastrointestinal parasites in young dogs and risk factors associated with infection. *Parasitol Res* 2023;122:585–596.
26. Nagamori Y, et al. Evaluation of the VETSCAN IMAGYST: an in-clinic canine and feline fecal parasite detection system integrated with a deep learning algorithm. *Parasit Vectors* 2020;13:346.
27. Nagamori Y, et al. Multicenter evaluation of the Vetscan Imagyst system using Ocus 40 and EasyScan One scanners to detect gastrointestinal parasites in feces of dogs and cats. *J Vet Diagn Invest* 2024;36:32–40.
28. Nagamori Y, et al. Further evaluation and validation of the VETSCAN IMAGYST: in-clinic feline and canine fecal parasite detection system integrated with a deep learning algorithm. *Parasit Vectors* 2021;14:89.
29. O'Connor TP. SNAP assay technology. *Top Companion Anim Med* 2015;30:132–138.
30. Pallant L, et al. The epidemiology of infections with *Giardia* species and genotypes in well cared for dogs and cats in Germany. *Parasit Vectors* 2015;8:2.
31. Rishniw M, et al. Comparison of 4 *Giardia* diagnostic tests in diagnosis of naturally acquired canine chronic subclinical giardiasis. *J Vet Intern Med* 2010;24:293–297.
32. Saleh MN, et al. Comparison of diagnostic techniques for detection of *Giardia duodenalis* in dogs and cats. *J Vet Intern Med* 2019;33:1272–1277.
33. Symeonidou I, et al. Rapid on-site diagnosis of canine giardiasis: time versus performance. *Parasit Vectors* 2020;13:544.
34. Thompson RC, et al. *Giardia* and giardiasis. *Adv Parasitol* 1993;32:71–160.
35. Thompson RCA, et al. The public health and clinical significance of *Giardia* and *Cryptosporidium* in domestic animals. *Vet J* 2008;177:18–25.
36. Uchôa FFM, et al. Assessment of the diagnostic performance of four methods for the detection of *Giardia duodenalis* in fecal samples from human, canine and feline carriers. *J Microbiol Methods* 2018;145:73–78.
37. Uehlinger FD, et al. Comparison of five diagnostic tests for *Giardia duodenalis* in fecal samples from young dogs. *Vet Parasitol* 2017;244:91–96.
38. Uiterwijk M, et al. Host factors associated with *Giardia duodenalis* infection in dogs across multiple diagnostic tests. *Parasit Vectors* 2019;12:556.
39. Wielinga C, et al. Proposed taxonomic revision of *Giardia duodenalis*. *Infect Genet Evol* 2023;111:105430.

## IV. DISKUSSION

Als Point-of-Care Tests werden diagnostische Methoden bezeichnet, welche vor Ort in der Praxis durchgeführt werden können. Vorteile dieser Testmethoden sind die einfache Handhabung sowie die sofortige Verfügbarkeit der Ergebnisse (BUSIN et al., 2016).

Das Ziel der vorliegenden Studie war der Vergleich der Leistung des VetScan Imagyst® von Zoetis und des SNAP® *Giardia* Tests von IDEXX als Point-of-Care Tests mit dem Immunfluoreszenztest (IFA) als Referenzmethode zur Untersuchung von Kotproben auf *G. duodenalis*. Zum jetzigen Zeitpunkt ist in der Veterinärmedizin keine Methode zum Test auf *G. duodenalis* als Goldstandard definiert. Der IFA wird jedoch aufgrund seiner guten Leistung in Studien als Referenztest genutzt (GEURDEN et al., 2008; UEHLINGER et al., 2017; SALEH et al., 2019). Das Prinzip des IFA basiert auf der Bindung von fluoreszenzmarkierten Antikörpern mit Antigenen der Giardienzysten. Unter einem Fluoreszenzmikroskop können bei einem positiven Befund die fluoreszierenden Giardienzysten erkannt werden (ADEYEMO et al., 2018). Die „World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology“ empfiehlt den IFA als diagnostische Methode, um die Wirksamkeit von Medikamenten zur Eliminierung der Giardienzysten zu testen (GEURDEN et al., 2014).

In die Studie wurden Kotproben von 164 Hunden eingeschlossen. Die Hunde kommen vorwiegend aus Einzelhaltungen in Privatwohnungen. Da die Prävalenz von Giardien bei Jungtieren höher ist als bei adulten Tieren (BARUTZKI & SCHAPER, 2013), wurden Hunde mit einem Alter unter 19 Monaten aller Rassen und beider Geschlechter eingeschlossen. Um eine mögliche intermittierende Ausscheidung der Zysten zu berücksichtigen (HIATT RA; DEUTSCHE ADAPTION DER ESCCAP-EMPFEHLUNG NR. 6, 2017), wurden die Besitzer\*innen der teilnehmenden Hunde gebeten, Kotproben von drei unterschiedlichen Kotabsätzen innerhalb von zwei bis drei Tagen zu sammeln, zu kühlen und unverzüglich an die Kleintierklinik der LMU München zu bringen. In anderen Studien, welche diagnostische Methoden zur Detektion von *G. duodenalis* verglichen haben, variiert die Probenanzahl von 20 – 1291 Hunden aus unterschiedlichen Haltungsformen (Haushunde, Zwingerhunde, Jagdhunde, Hunde

aus einer kommerziellen Zucht für wissenschaftliche Studien). Trotz der vermuteten ungleichmäßigen Ausscheidung der Giardienzysten, wurde in keiner der genannten Studien Sammelkot für die Testdurchführung verwendet. (RISHNIW et al., 2010; UITERWIJK et al., 2018; SALEH et al., 2019). In der Studie von Gabrielli et al. wurde jeweils nur eine Kotprobe von 200 privat gehaltenen Hunden untersucht. Diese Vorgehensweise wird als Limitation genannt. Als Verbesserungsvorschlag wurde die Untersuchung von mindestens drei Kotproben je Hund vorgeschlagen (GABRIELLI et al., 2024), wie es in der vorliegenden Arbeit durchgeführt wurde. Basierend auf den genannten Parametern ist davon auszugehen, dass die vorliegenden Ergebnisse vergleichbar mit bestehender Literatur sind.

150 der 164 Sammelkotproben wurden mit dem VetScan und dem SNAP vor Ort getestet. Die Durchführung des IFA fand in einem Einsendelabor des Instituts der Experimentellen Parasitologie der LMU München statt. Die 14 weiteren Proben wurden aufgrund einer geringen Probenmenge nur mit dem VetScan getestet. Zum Test auf Reproduzierbarkeit der Ergebnisse des VetScan wurden die 164 Kotproben drei Mal mit dem VetScan gemessen. Das Ergebnis der Probe wurde als positiv gewertet, wenn in zwei von drei Messungen Zysten gefunden werden konnten. In bisherigen Studien zum Giardiennachweis wurden keine Mehrfachmessungen mit einem Test durchgeführt, somit liegen keine Daten für die Reproduzierbarkeit anderer Tests vor. Die Durchführung der Studie wurde so nah wie möglich an die Realität der Tierarztpraxen angepasst, weswegen die Probenmenge je Testdurchlauf nicht genau abgewogen, sondern geschätzt wurde. Andere Testvergleichsstudien geben ebenso oftmals nur ungefähre Angaben oder keine Informationen zur Menge des genutzten Probenmaterials bei der Testdurchführung an (SALEH et al., 2019; GABRIELLI et al., 2024; KTENAS et al., 2024). Ungenauigkeiten der quantitativen Messungen können aufgrund der genutzten Probenmenge pro Test nicht ausgeschlossen werden. In den Packungsbeilagen der kommerziell erhältlichen Tests sowie bei der Vorgehensweise des IFA im Einsendelabor wird kein exaktes Abwiegen der Probenmengen erfordert, weswegen diese Limitation vernachlässigbar ist.

Von den 150 Proben, welche mit allen drei Testmethoden (VetScan, SNAP und IFA) getestet wurden, waren mit der Referenzmethode (IFA) gemessen 107 Proben negativ und dementsprechend 43 Proben positiv auf *G. duodenalis*. Somit waren

28,7 % der Proben positiv, was vergleichbar zu anderen Studienpopulationen der Altersgruppe mit einer Prävalenz von 29,0 % bis 32,8 % ist (SALANT et al., 2020; MURNIK et al., 2023). In der semi-quantitativen Messung des IFA konnten bei 37,2 % der Proben vereinzelt Zysten (1-50 Zysten pro Objektträger), bei 53,5 % zahlreiche Zysten (51-500 Zysten pro Objektträger) und bei 9,3 % massenhaft Zysten (> 500 Zysten pro Objektträger) festgestellt werden. Weitere Studien, in welchen der IFA genutzt wurde, teilen die Ergebnisse lediglich qualitativ in positiv und negativ ein (SALEH et al., 2019; MURNIK et al., 2023; GABRIELLI et al., 2024). Die Messungen des VetScan ergaben bei 40/150 Proben ein positives Ergebnis und mittels SNAP in 34/150 Proben ein positives Ergebnis. Die qualitativen Testergebnisse der drei Tests stimmten in 89,3 % der Fälle überein. Ein Vorteil der Probenbeurteilung mittels des IFA gegenüber dem VetScan ist, dass alle fluoreszierenden Zysten (sowohl intakte als auch bereits kollabierte oder beschädigte Zysten) durch fachkundiges Personal ausgezählt werden. Der VetScan hingegen wertet nur Zysten als positives Ergebnis, welche in der intakten Form vorliegen. Zudem zeigen die Vergleichsbilder, die das System des VetScan zur Kontrolle der Ergebnisse bereitstellt, ausschließlich intakte Zysten an. Sollte der VetScan auf den Ergebnisbildern kollabierte Giardienzysten anzeigen, könnte es sein, dass das Personal aufgrund fehlender Vergleichsbilder diese nicht intakten Zysten als anderweitige Strukturen identifiziert und diesen Befund als negativ bewertet. Eine weitere Schwierigkeit stellt die Morphologie der Giardienzysten dar. Diese sind im Vergleich zu anderen Parasiteneiern klein, fragil und nahezu transparent. Aufgrund dieser Tatsache kann es vorkommen, dass Zysten beim Scan durch die künstliche Intelligenz übersehen oder nicht erkannt werden. Eine weitere Fehlerquelle könnte sein, dass der VetScan die verschiedenen Ebenen des Objektträgers nicht ausreichend erfasst und nicht jede Zyste markiert und zählt (NAGAMORI et al., 2021). Dadurch könnte es passieren, dass der VetScan häufiger negative Ergebnisse oder niedrigere quantitative Ergebnisse als der Parasitologe mittels manueller Durchsicht des Objektträgers bestimmt.

Ein weiterer Grund für die Diskrepanz der Ergebnisse könnte das Probenmaterial darstellen. Kot ist ein heterogenes Probenmaterial, welches sich von Probe zu Probe stark unterscheiden kann. Konsistenzen reichen von flüssig-wässrig, über breiig bis zu trocken und sandig. Diese Grundvoraussetzungen erschweren die Vereinheitlichung der Kotprobe und könnten somit einen Einfluss auf die

Vergleichbarkeit der Ergebnisse haben. Oftmals erschweren Beimengungen wie Blut, Schleim, Tierhaare oder Verschmutzungen aus der Umwelt, wie Gras oder Erde, den Verarbeitungsprozess. Abhängig von der Fütterung der Tiere können stückige Beimengungen schwerverdaulicher Bestandteile im Probenmaterial vorkommen. Des Weiteren wird der Fettgehalt des Kots durch die Zusammensetzung des Futters verändert (ZENTEK, 2022). Es kommt vor, dass Fettteilchen im Verbund mit zellulären Debris auf dem Objektträger schwimmen, was die Befundung der vorhandenen Strukturen erschweren kann (NAGAMORI et al., 2021). Typischerweise wird zur Durchführung der verschiedenen Testmethoden je Probe ungefähr ein Gramm Kot verwendet. Es gibt unseres Wissens nach keine Studie, in der die Verteilung der Giardienzysten im Probenmaterial untersucht wurde. Es ist unklar, ob die Zysten gleichmäßig verteilt, an der Außenseite oder im Inneren des Kots aufzufinden sind. Da für jeden Testdurchlauf der vorliegenden Studie neues Material genutzt wurde, könnte die fragliche Verteilung der Zysten zu der Abweichung der Ergebnisse führen. Das Probenmaterial wurde von drei unterschiedlichen Kotabsätzen entnommen. Durch die intermittierende Ausscheidung kann es trotz dieser Maßnahme zu einer ungleichmäßigen Verteilung der Zystenmengen in den Proben gekommen sein.

Die Sensitivität des VetScan beträgt in der vorliegenden Studie im Vergleich zur Referenzmethode (IFA) 88,4 %, die Spezifität 98,1 %. Zum aktuellen Zeitpunkt gibt es drei Studien, die sich mit der Leistung des VetScan zur Untersuchung von caninen und feline Kotproben auf *G. duodenalis* beschäftigen. Nagamori et al. untersuchten 2021 100 Kotproben mit dem VetScan und verglichen die Ergebnisse mit der herkömmlichen Zentrifugalfotation und der mikroskopischen Analyse von Objektträgern durch einen erfahrenen Parasitologen. Es wurde eine Sensitivität von 75,8 % und eine Spezifität von 97,0 % für den VetScan berechnet. Die Sensitivität stieg auf 95,2 %, als Proben, die weniger als zehn Zysten pro Gramm Kot enthielten, ausgeschlossen wurden (NAGAMORI et al., 2021). Im Januar 2024 veröffentlichten Nagamori und Kolleg\*innen eine weitere Vergleichsstudie, in welcher ein neuer Scanner (Ocus 40) und der zuvor evaluierten Scanner (EasyScan One) (NAGAMORI et al., 2021) mit der mikroskopischen Analyse durch einen erfahrenen Parasitologen verglichen wurde. Beide Scanner wurden mit einem zum System passenden Algorithmus getestet. Die getesteten Kotproben wurden in vier verschiedenen amerikanischen Bundesstaaten im Rahmen der Multicenter Studie

gesammelt. Die Ergebnisse der Hunde- und Katzenkotproben mussten aufgrund eines Aufzeichnungsfehlers zusammengefasst werden. Für den Ocus 40 Scanner wurde eine Sensitivität von 92,1 % und eine Spezifität von 98,8 % und für den Easy Scan One Scanner eine Sensitivität von 73,6 % und eine Spezifität von 100,0 % berechnet. Die Autor\*innen vermuten den Grund für die höhere Sensitivität des Ocus 40 in der besseren Qualität der gescannten Fotos und des genutzten Algorithmus. Als weitere Limitation nennen die Autor\*innen die mikroskopische Auswertung der Objektträger durch Parasitolog\*innen als Referenzmethode. Die Auswertungen der Parasitolog\*innen wurden somit als korrekt gewertet, obwohl bei einigen Proben Zysten aufgrund menschlichen Versagens übersehen wurden. Da die Berechnung der Sensitivität und Spezifität des VetScan auf dieser Referenzmethode basieren, hätten die Ergebnisse bei der Wahl einer anderen Referenzmethode vermutlich besser ausfallen können (NAGAMORI et al., 2024).

Bei zwei Proben der vorliegenden Studie zeigte nur der VetScan positive Ergebnisse an. In diesen Proben fand der VetScan 23, 11 und 31 Zysten sowie 4, 1 und 4 Zysten in den Dreifachmessungen. Um weitere Erkenntnisse zu erlangen, wurden diese Proben zusätzlich zu SNAP und IFA mittels PCR untersucht. Das Ergebnis der PCR-Untersuchung war in beiden Fällen negativ. Eine mögliche Erklärung hierfür könnte sein, dass es sich bei den Objekten um transiente Zysten anderer Parasiten handelt, welche die Hunde nicht infizieren, jedoch im Hundekot durch die Aufnahme von Mäusen oder Kot anderer Tiere gefunden werden können. Der VetScan ist möglicherweise nicht in der Lage, diese Zysten zu unterscheiden, und liefert dementsprechend falsch-positive Ergebnisse. Nach Begutachtung der gescannten Fotos haben wir die gefundenen Strukturen aufgrund ihrer Größe und Morphologie als Giardienzysten gewertet. Eine andere Erklärung könnte eine ungleichmäßige Verteilung der Zysten im Kot sein. Es wurde zwar für jede Testmethode die gleiche Sammelprobe genutzt, jedoch wurde aufgrund der unterschiedlichen Testverfahren für jeden Test neues Material der Kotprobe entnommen.

Zum Test auf Reproduzierbarkeit der quantitativen Ergebnisse des VetScan wurden Dreifachmessungen der insgesamt 164 Kotproben durchgeführt. Dies ist die erste Studie, welche Ergebnisse von Mehrfachmessungen des VetScan vergleicht. Die Variationskoeffizienten dieser 492 Einzelmessungen liegen im Durchschnitt bei 67,0 % mit einer Bandbreite zwischen 20,0 % und 141,0 %. Bei sieben der 492

(1,4 %) Messungen zeigte der VetScan unregelmäßig geformte Strukturen an, welche wir nicht als Zysten bestätigen konnten. Insgesamt waren 47 der 164 Kotproben positiv im VetScan. Bei 42 Proben fand der VetScan in jeder der drei Messungen Zysten, bei fünf Proben wurden in zwei von drei Messungen Zysten gefunden. Eine positive und zwei negative Messungen je Probe kamen bei sieben Kotproben vor und 110 Proben hatten drei negative Messungen. Wie bereits oben dargelegt, könnte auch hier die unregelmäßige Verteilung der Zysten in der Kotprobe eine Rolle spielen. Ein weiterer Grund für die Unterschiede der quantitativen Ergebnisse könnte die Morphologie der Zysten sein. Aufgrund dessen ist es möglich, dass Zysten während des Scanvorgangs übersehen oder geschädigte Zysten nicht erkannt werden (JOAO et al., 2023; NAGAMORI et al., 2024).

Die Sensitivität des SNAP ist mit 74,4 % in unserer Studie niedriger als in zwei weiteren Studien, welche den SNAP mit dem IFA verglichen haben. Die Spezifität ist mit 98,1 % ähnlich wie in den genannten Studien (MEKARU et al., 2007; UEHLINGER et al., 2017). Verglichen mit sechs weiteren auf dem Markt erhältlichen Schnelltests, liegen die Ergebnisse unserer Studie in einem ähnlichen Bereich. Die Sensitivität der sechs Tests verglichen mit einem IFA schwankt zwischen 70,0 – 100,0 %, die Spezifität zwischen 71,0 – 100,0 % (MEKARU et al., 2007; BARBECHO et al., 2018). Die von uns genutzten Tests wurden innerhalb des Haltbarkeitsdatums nach Packungsanweisung verwendet. Das Kontrollfeld musste bei jedem Test erscheinen. Trotzdem kann nicht ausgeschlossen werden, dass einzelne Tests nicht adäquat funktioniert haben. Eine Ursache hierfür könnte sein, dass zu wenig Antigen in der genutzten Probe vorhanden war, um ein positives Ergebnis zu erzeugen. Des Weiteren könnte es durch Beimengungen wie Blut oder Schleim im Probenmaterial zu einer Beeinflussung oder Inhibierung der Antikörper auf der Probenmatrix gekommen sein.

Der SNAP hat in unserer Studie in 91,0 % der Fälle übereinstimmende Ergebnisse mit dem IFA angezeigt und wies somit eine schlechtere Leistung auf als der VetScan. Vorteile des Tests liegen in der simplen Anwendung und der schnellen Anzeige eines Ergebnisses in unter zehn Minuten. Zur Testdurchführung braucht es keine zusätzlichen Gerätschaften wie Zentrifugen oder eine Internetverbindung.

Die Resultate des VetScans zeigen, dass über 95,0 % der qualitativen Ergebnisse mit der Referenzmethode (IFA) übereinstimmen. Die Anwendung des Testsystems ist einfach erlernbar und kann auch von ungeschultem Personal durchgeführt

werden. Die Ergebnisse liegen nach einer kurzen Wartezeit von unter 15 Minuten vor und können somit zur Erstellung des Therapieplans im Rahmen der Sprechstunde herangezogen werden. Nicht empfehlenswert ist die Kontrolle der Anzahl der Zysten mittels des VetScan aufgrund der Schwankungen der Ergebnisse der quantitativen Messungen. Weitergehend sollte die Einschätzung des Schweregrads der Erkrankung aufgrund der klinischen Symptome und nicht der Anzahl der gefundenen Zysten basieren. Der VetScan Imagyst ist schlussfolgernd ein hilfreiches Point-of-Care Gerät zur Feststellung einer Infektion mit *G. duodenalis* beim Hund, jedoch nicht zur Therapieerfolgsbeurteilung.

## V. ZUSAMMENFASSUNG

In der vorliegenden Arbeit wurde die Leistung des VetScan Imagyst® (VetScan) und des SNAP® *Giardia* Tests (SNAP) für den Nachweis von *G. duodenalis* im Kot von Junghunden im Vergleich mit einem Immunfluoreszenztest (IFA) evaluiert. Eingeschlossen wurden Sammelkotproben von 164 Hunden im Alter von unter 19 Monaten. Die Kotproben stammen von drei unterschiedlichen Kotabsätzen und wurden innerhalb von zwei bis drei Tagen gesammelt. Zudem wurden mithilfe des VetScan Dreifachmessungen der Sammelkotproben zum Test auf Reproduzierbarkeit der quantitativen Ergebnisse durchgeführt. Für den VetScan ergab sich im Vergleich zum IFA eine Sensitivität von 88,4 % und eine Spezifität von 98,1 %. Der SNAP wies im Vergleich mit der Referenzmethode eine Sensitivität von 74,4 % und eine Spezifität von 98,1 % auf. Für die Dreifachmessungen des VetScan wurde ein Variationskoeffizient von 67,0 % ermittelt.

Die Varianz der Testergebnisse kann zum einen durch die Beschaffenheit des Probenmaterials, die ungleichmäßigen Verteilung der Zysten im Kot oder die intermittierende Ausscheidung der Zysten begründet sein. Zum anderen können die unterschiedlichen Ergebnisse aufgrund der verschiedenen Zielstrukturen und Vorgehensweisen der diagnostischen Methoden variieren. Fraglich ist, inwiefern die Konsistenz des Kots oder mögliche Beimengungen, wie Blut oder Schleim, die Ergebnisse beeinflussen. Ein weiterer Faktor könnte die ungleichmäßige Verteilung der Zysten bzw. des Antigens im genutzten Material darstellen.

Die vorliegende Studie zeigt, dass der VetScan als qualitative Nachweismethode für Giardien geeignet ist. Aufgrund der Varianz der quantitativen Ergebnisse der Dreifachmessungen des VetScan sollten diese nicht zur Kontrolle der Infektionslast oder des Therapieerfolgs im Rahmen einer Reduktion der Zysten genutzt werden. Der SNAP ergab in unserer Studie eine schlechtere Sensitivität als in bisherigen Studien der Literatur. Die Testdurchführung ist bei beiden Point-of-Care Tests schnell erlernbar und die Ergebnisse stehen in kurzer Zeit zur Verfügung.

## VI. SUMMARY

In the present study, the performance of the VetScan Imagyst<sup>®</sup> (VetScan) and the SNAP<sup>®</sup> *Giardia* Tests (SNAP) for the detection of *G. duodenalis* in the feces of young dogs was evaluated in comparison with an immunofluorescence assay (IFA). Collective fecal samples from 164 dogs under 19 months of age were included. The fecal samples used were taken from three different defecations over a time period of two to three days. In addition, the VetScan was used to perform triplicate measurements of the fecal samples to test the repeatability of the quantitative results. The VetScan showed a sensitivity of 88.4 % and a specificity of 98.1 % compared to the IFA. In comparison with the reference method, the SNAP showed a sensitivity of 74.4 % and a specificity of 98.1 %. A coefficient of variation of 67.0 % was determined for the triple measurements of the VetScan.

The variance in the test results may be due to the nature of the sample material, the uneven distribution of the cysts in the feces or the intermittent excretion of the cysts. On the other hand, the different results can vary due to the different target structures and procedures of the diagnostic methods. It is questionable to what extent the consistency of the feces or possible admixtures such as blood or mucus influence the results. Another factor could be the uneven distribution of cysts or antigens in the material used.

The present study shows that the VetScan is suitable as a qualitative detection method for *Giardia*. Due to the variance of the quantitative results of the triple measurements of the VetScan, these should not be used to control the infection load or evaluate the success of therapy in the context of a reduction of cysts. In our study, the SNAP showed a poorer sensitivity than in previous studies found in literature. Both point-of-care tests can be learned quickly, and the results are available in a short time.

## VII. LITERATURVERZEICHNIS

Adeyemo FE, Singh G, Reddy P, Stenstrom TA. Methods for the detection of *Cryptosporidium* and *Giardia*: From microscopy to nucleic acid based tools in clinical and environmental regimes. *Acta Trop* 2018; 184: 15-28.

Ankarklev J, Jerlstrom-Hultqvist J, Ringqvist E, Troell K, Svard SG. Behind the smile: cell biology and disease mechanisms of *Giardia* species. *Nat Rev Microbiol* 2010; 8: 413-22.

Arguello-Garcia R, Ortega-Pierres MG. *Giardia duodenalis* Virulence - "To Be, or Not To Be". *Curr Trop Med Rep* 2021; 8: 246-56.

Ballweber LR, Xiao L, Bowman DD, Kahn G, Cama VA. Giardiasis in dogs and cats: update on epidemiology and public health significance. *Trends Parasitol* 2010; 26: 180-9.

Barbecho JM, Bowman DD, Liotta JL. Comparative performance of reference laboratory tests and in-clinic tests for *Giardia* in canine feces. *Parasit Vectors* 2018; 11: 444.

Barbosa AD, Egan S, Feng Y, Xiao L, Ryan U. *Cryptosporidium* and *Giardia* in cats and dogs: What is the real zoonotic risk? *Curr Res Parasitol Vector Borne Dis* 2023; 4: 100158.

Barutzki D, Schaper R. Results of parasitological examinations of faecal samples from cats and dogs in Germany between 2003 and 2010. *Parasitol Res* 2011; 109 Suppl 1: S45-60.

Barutzki D, Schaper R. Age-dependant prevalence of endoparasites in young dogs and cats up to one year of age. *Parasitol Res* 2013; 112 Suppl 1: 119-31.

Bouزيد M, Halai K, Jeffreys D, Hunter PR. The prevalence of *Giardia* infection in

dogs and cats, a systematic review and meta-analysis of prevalence studies from stool samples. *Vet Parasitol* 2015; 207: 181-202.

Buret AG. Pathophysiology of enteric infections with *Giardia duodenalis*. *Parasite* 2008; 15: 261-5.

Busin V, Wells B, Kersaudy-Kerhoas M, Shu W, Burgess ST. Opportunities and challenges for the application of microfluidic technologies in point-of-care veterinary diagnostics. *Mol Cell Probes* 2016; 30: 331-41.

Caccio SM, Lalle M, Svard SG. Host specificity in the *Giardia duodenalis* species complex. *Infect Genet Evol* 2018; 66: 335-45.

Cotton JA, Beatty JK, Buret AG. Host parasite interactions and pathophysiology in *Giardia* infections. *Int J Parasitol* 2011; 41: 925-33.

Deutsche Adaption der ESCCAP-Empfehlung Nr. 6 J. Bekämpfung von intestinalen Protozoen bei Hunden und Katzen [German adaptation of ESCCAP Recommendation No. 6 J. Control of intestinal protozoa in dogs and cats]. 2017;

Dixon BR. *Giardia duodenalis* in humans and animals - Transmission and disease. *Res Vet Sci* 2021; 135: 283-9.

Erickson MC, Ortega YR. Inactivation of protozoan parasites in food, water, and environmental systems. *J Food Prot* 2006; 69: 2786-808.

Espelage W, an der Heiden M, Stark K, Alpers K. Characteristics and risk factors for symptomatic *Giardia lamblia* infections in Germany. *BMC Public Health* 2010; 10: 41.

Feng Y, Xiao L. Zoonotic potential and molecular epidemiology of *Giardia* species and giardiasis. *Clin Microbiol Rev* 2011; 24: 110-40.

Gabrielli S, Milardi GL, Scarinci L, Fani C, Trotta M. Comparative performance evaluation of four different methods for diagnosing *Giardia* infection in dogs and zoonotic assemblages' identification. *Vet Parasitol* 2024; 329: 110192.

Geurden T, Berkvens D, Casaert S, Vercruyse J, Claerebout E. A Bayesian evaluation of three diagnostic assays for the detection of *Giardia duodenalis* in symptomatic and asymptomatic dogs. *Vet Parasitol* 2008; 157: 14-20.

Geurden T, Olson ME, O'Handley RM, Schettters T, Bowman D, Vercruyse J. World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (WAAVP): Guideline for the evaluation of drug efficacy against non-coccidial gastrointestinal protozoa in livestock and companion animals. *Vet Parasitol* 2014; 204: 81-6.

Hagen KD, McNally SG, Hilton ND, Dawson SC. Microtubule organelles in *Giardia*. *Adv Parasitol* 2020; 107: 25-96.

Hiatt RA ea. How many stool examinations are necessary to detect pathogenic intestinal protozoa? *Am J Trop Med Hyg* 1995;53:36-39

Joao LM, Proenca LR, Loiola SHN, Inacio SV, Dos Santos BM, Rosa SL, Soares FA, Stefano VC, Osaku D, Suzuki CTN, Bresciani KDS, Gomes JF, Falcao AX. Toward automating the diagnosis of gastrointestinal parasites in cats and dogs. *Comput Biol Med* 2023; 163: 107203.

Ktenas S, Roeber F, Meggiolaro MN, Ktenas A, Ward MP, Slapeta J. Comparison of *Giardia duodenalis* point-of-care antigen faecal tests to reference laboratory assays in non-symptomatic dogs. *Vet Parasitol* 2024; 327: 110139.

Mekaru SR, Marks SL, Felley AJ, Chouicha N, Kass PH. Comparison of direct immunofluorescence, immunoassays, and fecal flotation for detection of *Cryptosporidium* spp. and *Giardia* spp. in naturally exposed cats in 4 Northern California animal shelters. *J Vet Intern Med* 2007; 21: 959-65.

Murnik LC, Dauschies A, Delling C. Gastrointestinal parasites in young dogs and risk factors associated with infection. *Parasitol Res* 2023; 122: 585-96.

Nagamori Y, Hall Sedlak R, DeRosa A, Pullins A, Cree T, Loenser M, Larson BS, Smith RB, Goldstein R. Evaluation of the VETSCAN IMAGYST: an in-clinic canine and feline fecal parasite detection system integrated with a deep learning algorithm. *Parasit Vectors* 2020; 13: 346.

Nagamori Y, Sedlak RH, DeRosa A, Pullins A, Cree T, Loenser M, Larson BS, Smith RB, Penn C, Goldstein R. Further evaluation and validation of the VETSCAN IMAGYST: in-clinic feline and canine fecal parasite detection system integrated with a deep learning algorithm. *Parasit Vectors* 2021; 14: 89.

Nagamori Y, Scimeca R, Hall-Sedlak R, Blagburn B, Starkey LA, Bowman DD, Lucio-Forster A, Little SE, Cree T, Loenser M, Larson BS, Penn C, Rhodes A, Goldstein R. Multicenter evaluation of the Vetscan Imagyst system using Ocus 40 and EasyScan One scanners to detect gastrointestinal parasites in feces of dogs and cats. *J Vet Diagn Invest* 2024; 36: 32-40.

Rishniw M, Liotta J, Bellosa M, Bowman D, Simpson KW. Comparison of 4 *Giardia* diagnostic tests in diagnosis of naturally acquired canine chronic subclinical giardiasis. *J Vet Intern Med* 2010; 24: 293-7.

Ryan U, Zahedi A. Molecular epidemiology of giardiasis from a veterinary perspective. *Adv Parasitol* 2019; 106: 209-54.

Salant H, Kuzi S, Navarro D, Baneth G. Prevalence and molecular characterization of *Giardia duodenalis* in dogs in Israel. *Comp Immunol Microbiol Infect Dis* 2020; 73: 101548.

Saleh MN, Heptinstall JR, Johnson EM, Ballweber LR, Lindsay DS, Werre S, Herbein JF, Zajac AM. Comparison of diagnostic techniques for detection of *Giardia duodenalis* in dogs and cats. *J Vet Intern Med* 2019; 33: 1272-7.

Smit I, Potocnjak D, Matijatko V, Torti M, Jovic I, Grden D, Crnogaj M, Beck R. The Influence of *Giardia duodenalis* on the Occurrence of Clinical Signs in Dogs. *Vet Sci* 2023; 10

Sommer MF, Rupp P, Pietsch M, Kaspar A, Beelitz P. *Giardia* in a selected population of dogs and cats in Germany - diagnostics, coinfections and assemblages. *Vet Parasitol* 2018; 249: 49-56.

Sprong H, Caccio SM, van der Giessen JW, network Z, partners. Identification of zoonotic genotypes of *Giardia duodenalis*. *PLoS Negl Trop Dis* 2009; 3: e558.

Sun J, Qin Z, Fu Y, Qin H, Sun M, Dong H, Chao L, Zhang L, Li J. Assessment of potential zoonotic transmission of *Giardia duodenalis* from dogs and cats. *One Health* 2023; 17: 100651.

Tangtrongsup S, Scorza V. Update on the diagnosis and management of *Giardia* spp infections in dogs and cats. *Top Companion Anim Med* 2010; 25: 155-62.

Thompson RC, Palmer CS, O'Handley R. The public health and clinical significance of *Giardia* and *Cryptosporidium* in domestic animals. *Vet J* 2008; 177: 18-25.

Uehlinger FD, Naqvi SA, Greenwood SJ, McClure JT, Conboy G, O'Handley R, Barkema HW. Comparison of five diagnostic tests for *Giardia duodenalis* in fecal samples from young dogs. *Vet Parasitol* 2017; 244: 91-6.

Uiterwijk M, Nijssse R, Kooyman FNJ, Wagenaar JA, Mughini-Gras L, Koop G, Ploeger HW. Comparing four diagnostic tests for *Giardia duodenalis* in dogs using latent class analysis. *Parasit Vectors* 2018; 11: 439.

Uiterwijk M, Nijssse R, Kooyman FNJ, Wagenaar JA, Mughini-Gras L, Ploeger HW. Host factors associated with *Giardia duodenalis* infection in dogs across multiple diagnostic tests. *Parasit Vectors* 2019; 12: 556.

---

Vivancos V, Gonzalez-Alvarez I, Bermejo M, Gonzalez-Alvarez M. Giardiasis: Characteristics, Pathogenesis and New Insights About Treatment. *Curr Top Med Chem* 2018; 18: 1287-303.

Wielinga C, Williams A, Monis P, Thompson RCA. Proposed taxonomic revision of *Giardia duodenalis*. *Infect Genet Evol* 2023; 111: 105430.

Zentek J. Ernährung des Hundes. Georg Thieme Verlag KG 2022; ISBN 978-3-13-242728-0

## VIII. DANKSAGUNG

An dieser Stelle möchte ich allen Personen danken, ohne deren Mithilfe diese Doktorarbeit nicht zustande gekommen wäre:

Mein besonderer Dank gilt meiner Doktormutter Dr. Karin Weber für die Betreuung sowie meiner Mitbetreuerin Frau Dr. Kathrin Busch, welche durch ihre Liebe und Begeisterung für die Tiermedizin und die Versorgung unserer Patienten immer ein großes Vorbild für mich sein wird. Vielen Dank für eure Ideen, eure Hilfsbereitschaft, Kritik und Geduld.

Lieben Dank an die Mitarbeiter\*innen aus dem Labor der Kleintierklinik und der Parasitologie der LMU München, welche mir mit Rat und Tat zur Seite standen und mich immer unterstützt haben. Danke an meine wunderbaren Kolleg\*innen mit denen ich nicht nur meinen Humor, sondern auch meine Sorgen teilen durfte. Besondern Dank möchte ich an Regina Hailmann, Lilly Baum, Helene Stübing, Dr. Anna-Lena Ziese, Andrea Reisinger und Clara Stumpf aussprechen. Die Zeit mit euch war eine wahre Bereicherung. Vielen Dank an Prof. Dr. Stefan Unterer und Prof. Dr. Jan Suchodolski für euer offenes Ohr und den stetigen Zuspruch.

Von ganzen Herzen möchte ich mich bei meinen wundervollen Freunden und meiner Familie bedanken. Vielen Dank an Selina Kim, Dr. Benjamin Kim, Dr. Susanne Carstens, Dr. Charlotte Carstens und Sina Weiss für das Korrekturlesen der Publikationen und euren wertvollen Input. Danke an meine Eltern Heike und Norbert Kanski, meinen Bruder Kevin Hufsky und meine Freunde Felix Prell, Katharina Fraunhofer, Felix Gard und Ella Fritzenschaft, dass ihr immer an mich geglaubt und die ausgiebigen Gespräche über Kotproben und Parasiten ausgehalten habt.

Vielen Dank an meinen Partner, Dr. Philipp Carstens, der mich stets mit seinem unendlichen Optimismus, seinem beeindruckenden Fachwissen sowie seiner Ruhe und Geduld unterstützt hat.

Mit euch an meiner Seite ist nichts unmöglich! Vielen lieben Dank an jeden Einzelnen von euch.