

Ronald Schmäscke

Die koproskopische Diagnostik von Endoparasiten in der Veterinärmedizin

Der Praktische Tierarzt

Vetpraxis Spezial



vet



schlütersche

Ronald Schmäscke

Die koproskopische Diagnostik
von Endoparasiten in der Veterinärmedizin

Ronald Schmäscke

Die koproskopische Diagnostik
von Endoparasiten in der Veterinärmedizin

schlütersche

Bibliografische Information der Deutschen Nationalbibliothek

Die Deutsche Nationalbibliothek verzeichnet diese Publikation in der Deutschen Nationalbibliografie; detaillierte bibliografische Daten sind im Internet über <http://dnb.ddb.de> abrufbar.

ISBN 978-3-89993-676-6 (Print)

ISBN 978-3-8426-8475-1 (PDF)

Autor

Dr. med. vet. R. Schmäscke
Universität Leipzig
Veterinärmedizinische Fakultät
Institut für Parasitologie
An den Tierkliniken 35
04103 Leipzig

© 2014 Schlütersche Verlagsgesellschaft mbH & Co. KG,
Hans-Böckler-Allee 7, 30173 Hannover

Alle Rechte vorbehalten.

Das Werk ist urheberrechtlich geschützt. Jede Verwertung außerhalb der gesetzlich geregelten Fälle muss vom Verlag schriftlich genehmigt werden.

Eine Markenbezeichnung kann warenzeichenrechtlich geschützt sein, ohne dass diese gesondert gekennzeichnet wurde. Die beschriebenen Eigenschaften und Wirkungsweisen der genannten pharmakologischen Präparate basieren auf den Erfahrungen der Autoren, die größte Sorgfalt darauf verwendet haben, dass alle therapeutischen Angaben dem derzeitigen Wissens- und Forschungsstand entsprechen. Darüber hinaus sind die den Produkten beigelegten Informationen in jedem Fall zu beachten.

Der Verlag und die Autoren übernehmen keine Haftung für Produkteigenschaften, Lieferhindernisse, fehlerhafte Anwendung oder bei eventuell auftretenden Unfällen und Schadensfällen. Jeder Benutzer ist zur sorgfältigen Prüfung der durchzuführenden Medikation verpflichtet. Jede Dosierung oder Applikation erfolgt auf eigene Gefahr.

Programmplanung: Dr. Ulrike Oslage

Illustration: Animavision, Ute Schmäscke, Leipzig

Satz: PER Medien+Marketing GmbH, Braunschweig

Druck und Bindung: Werbedruck Aug. Lönneker GmbH & Co. KG,
Stadtdendorf

Inhalt

1 Die koproskopische Untersuchung ..	10	2 Koproskopische Untersuchungsverfahren	32
1.1 Allgemeine Grundsätze der koproskopischen Diagnostik	10	2.1 Einfache Kotuntersuchungsverfahren	32
1.1.1 Der „Vorbericht“	10	2.1.1 Direkter Kotaustrich	32
Klinische Untersuchung auf einen Parasitenbefall	10	2.1.2 Aufschwemmungsmethode	33
Klinisch-chemische Laboruntersuchungen auf einen Parasitenbefall	11	2.1.3 Klebestreifenmethode	33
Vorbericht des Besitzers, Begleitschreiben zur Probe	11	2.1.4 Aufhellen gefundener Würmer	33
1.1.2 Das Untersuchungsmaterial	12	2.2 Konzentrationsverfahren	34
Entnahme, Entnahmetechniken	12	2.2.1 Sedimentationsverfahren	34
Einsendung der Proben	13	2.2.2 Flotationsverfahren	35
Fixierung/Aufbewahrung der Proben	14	2.2.3 Kombiniertes Sedimentations-Flotationsverfahren	37
1.1.3 Benötigte Ausstattung für die koproskopische Diagnostik	15	2.2.4 McMaster-Verfahren (nach Gordon und Whitlock, modifiziert nach Wetzel)	38
Geräte	15	2.2.5 Auswanderverfahren nach Baermann-Wetzel (Trichterverfahren)	40
Verbrauchsmaterialien	15	2.2.6 Larvenzucht, Larvenkultur	41
Chemikalien	15	2.2.7 Telemann-Verfahren, modifiziert nach de Rivas	42
Mikroskop	16	2.2.8 MIFC-Verfahren	43
1.1.4 Der Befund	17	2.2.9 SAF-Konzentrationsverfahren	44
1.2 Beschreibung von Adultstadien	19	2.3 Färbungen	44
1.2.1 Trematoden (Saugwürmer)	19	2.3.1 Karbolfuchsin-Färbung (Heine-Färbung)	44
1.2.2 Zestoden (Bandwürmer)	21	2.3.2 Modifizierte Ziehl-Neelsen-Färbung	45
1.2.3 Nematoden (Fadenwürmer)	23	2.3.3 Giemsa-Färbung	46
1.2.4 Kratzer	24	2.3.4 Alaun-Karmin-Färbung	46
1.2.5 Zungenwürmer (Pentastomiden)	25	2.3.5 Milchsäure-Karmin-Färbung	47
1.3 Beschreibung von Entwicklungsstadien tierischer Parasiten	26	2.4 Sonstige Verfahren	48
1.3.1 Eier	26	2.4.1 Sporulation der Oozysten	48
Form	26	2.4.2 Immundiagnostische Methoden	48
Größe	26	2.4.3 Autofluoreszenzverfahren	49
Inhalt	27	2.5 Arbeitsschutz	50
Schale	27		
1.3.2 Larven	28		
1.3.3 Oozysten	29		
1.3.4 Die Präpatentperiode	31		

3	Parasitenstadien bei verschiedenen Tierarten	51		
3.1	Wiederkäuer	51		
3.1.1	Trematoden	51		
	Großer Leberegel (<i>Fasciola hepatica</i>)	51		
	Pansenegel (<i>Paramphistomum</i> spp.)	52		
	Kleiner Leberegel, Lanzettegel (<i>Dicrocoelium dendriticum</i>)	53		
3.1.2	Zestoden	54		
	Bandwürmer der Familie Anoplocephalidae (<i>Moniezia expansa</i> , <i>M. benedeni</i>)	54		
3.1.3	Nematoden	55		
	Trichostrongyliden	55		
	Dritte Larvenstadien der Trichostrongyliden	57		
	Strongyliden (<i>Chabertia ovina</i> , <i>Oesophagostomum</i> spp.)	58		
	Hakenwürmer (<i>Bunostomum</i> spp.)	58		
	Zwergfadenwurm (<i>Strongyloides papillosus</i>)	59		
	Spulwurm (<i>Toxocara vitulorum</i>)	59		
	Oxyuren (<i>Skrjabinema ovis</i>)	60		
	Peitschenwurm (<i>Trichuris</i> spp.)	60		
	Haarwurm (<i>Capillaria bovis</i>)	60		
	Großer Rinderlungenwurm (<i>Dictyocaulus viviparus</i>)	61		
	Großer Schaflungenwurm (<i>Dictyocaulus filaria</i>)	61		
	Kleine Lungenwürmer (Protostrongyliden)	62		
3.1.4	Protozoenstadien	63		
	Kokzidien beim Rind	63		
	Kokzidien beim Schaf (<i>Eimeria</i> spp.)	67		
	Kokzidien bei der Ziege (<i>Eimeria</i> spp.)	68		
	Kryptosporidien (<i>Cryptosporidium</i> spp.)	69		
	Giardien (<i>Giardia duodenalis</i>)	70		
	<i>Buxtonella sulcata</i>	70		
3.2	Pferd	71		
3.2.1	Trematoden	71		
	Großer Leberegel (<i>Fasciola hepatica</i>)	71		
	Kleiner Leberegel, Lanzettegel (<i>Dicrocoelium dendriticum</i>)	71		
3.2.2	Zestoden	72		
	Pferdebandwurm (<i>Anoplocephala</i> spp.)	72		
3.2.3	Nematoden	73		
	Strongyliden	73		
	Große Strongyliden des Pferdes	74		
	Erstes Larvenstadium Strongyliden	75		
	Drittes Larvenstadium Strongyliden	75		
	Zwergfadenwurmei (<i>Strongyloides westeri</i>)	76		
	Zwergfadenwurmlarve (<i>Strongyloides westeri</i>)	76		
	Magenwurm (<i>Habronema</i> spp.)	77		
	Pfriemenschwanzei (<i>Oxyuris equi</i>)	77		
	Pferdespulwurmei (<i>Parascaris equorum</i>)	77		
	Lungenwurm (<i>Dictyocaulus arnfieldi</i>)	78		
	Lungenwurmlarve (<i>Dictyocaulus arnfieldi</i>)	78		
3.2.4	Protozoenstadien	79		
	Kokzidien (<i>Eimeria leuckarti</i>)	79		
	Kryptosporidien (<i>Cryptosporidium parvum</i>)	79		
	Giardien (<i>Giardia duodenalis</i>)	79		
	<i>Cycloposthium</i> sp.	80		
	Magendassellarve (<i>Gasterophilus intestinalis</i>)	80		
3.3	Schwein	81		
3.3.1	Nematoden	81		
	Roter Magenwurm (<i>Hyostrogylus rubidus</i>)	81		
	Knötchenwürmer (<i>Oesophagostomum</i> spp.)	82		
	Zwergfadenwurmei (<i>Strongyloides ransomi</i>)	83		
	Zwergfadenwurmlarve (<i>Strongyloides ransomi</i>)	83		
	Schweinelungenwürmer (<i>Metastrongylus</i> spp.)	83		
	Schweinespulwurmei (<i>Ascaris suum</i>)	84		
	Peitschenwurm (<i>Trichuris suis</i>)	84		
3.3.2	Protozoenstadien	85		
	Kryptosporidien (<i>Cryptosporidium</i> spp.)	85		
	Kokzidien	85		
	Zyste von <i>Balantidium coli</i>	86		
3.4	Hund und Katze	87		
3.4.1	Trematoden	87		
	Großer Leberegel (<i>Fasciola hepatica</i>)	87		
	Kleiner Leberegel, Lanzettegel (<i>Dicrocoelium dendriticum</i>)	87		
	Dunckersche Muskelegel (<i>Alaria alata</i>)	87		
3.4.2	Zestoden	88		
	Kürbiskernförmiger Bandwurm (<i>Dipylidium caninum</i>)	88		
	„Taenien“ (<i>Taenia</i> spp., <i>Hydatigera taeniaeformis</i> , <i>Multiceps</i> spp.)	89		

<i>Echinococcus</i> spp.	90	Rollschwänze, Spiruriden	111
<i>Mesocestoides</i> spp.	91	Haarwürmer in Ösophagus und Kropf	
<i>Spirometra erinaceieuropaei</i>	91	(<i>Capillaria annulata</i> , <i>C. contorta</i>)	112
Bandwurmköpfe verschiedener Bandwurmarten	92	Haarwürmer im Blinddarm (<i>Capillaria anatis</i>)	112
3.4.3 Nematoden	93	Haarwürmer im Dünndarm (<i>Capillaria bursata</i> ,	
Zwergfadenwurmlarve (<i>Strongyloides stercoralis</i>)	93	<i>C. caudinflata</i> , <i>C. obsignata</i>)	113
Hakenwurmei (<i>Ancylostoma</i> , <i>Uncinaria</i>)	93	3.5.4 Kratzer	114
Spulwurmei	94	3.5.5 Protozoenstadien	115
Peitschenwurm (<i>Trichuris vulpis</i>)	95	Kokzidien des Huhnes (<i>Eimeria</i> spp.)	115
Haarwurmei (<i>Capillaria</i> spp.)	95	Kokzidien der Pute (<i>Eimeria</i> spp.)	116
Lungenwürmer	96	Kokzidien der Taube (<i>Eimeria labbeana</i> ,	
3.4.4 Protozoenstadien	97	<i>E. columbarum</i>)	116
Kryptosporidien (<i>Cryptosporidium</i> spp.)	97	Kokzidien der Ente und Gans (<i>Eimeria</i> spp.,	
<i>Toxoplasma gondii</i>	97	<i>Wenyonella</i> spp., <i>Tyzzeria</i> spp.)	117
<i>Neospora caninum</i>	97	Kryptosporidien (<i>Cryptosporidium baileyi</i> ,	
Sarkosporidien (<i>Sarcocystis</i> spp.)	98	<i>C. meleagridis</i> , <i>C. galli</i>)	118
Kokzidien Hund (<i>Cystoisospora</i> spp.)	99	<i>Histomonas meleagridis</i>	118
Kokzidien Katze (<i>Cystoisospora</i> spp.)	100	Trichomonaden (<i>Trichomonas gallinae</i> ,	
Giardien (<i>Giardia duodenalis</i>)	101	<i>Tetratrichomonas</i> spp.)	118
<i>Tritrichomonas foetus</i>	101	3.6 Kaninchen	119
3.4.5 Pentastoma	102	3.6.1 Trematoden	119
Zungenwurm (<i>Linguatula serrata</i>)	102	Großer Leberegel (<i>Fasciola hepatica</i>)	119
3.5 Geflügel	103	Kleiner Leberegel, Lanzettegel	
3.5.1 Trematoden	103	(<i>Dicrocoelium dendriticum</i>)	119
Trematoden, die im Darm parasitieren	103	3.6.2 Zestoden	119
Trematoden, die im Blutgefäßsystem		Bandwürmer der Familie Anoplocephalidae	119
parasitieren (Familie Schistosomatidae)	104	3.6.3 Nematoden	120
3.5.2 Zestoden	105	<i>Graphidium strigosum</i>	120
Davaineidae (<i>Davainea</i> spp., <i>Raillietina</i> spp.) ..	105	<i>Trichostrongylus retortaeformis</i>	120
Dilepididae (<i>Choanotaenia</i> spp.,		Zwergfadenwurm (<i>Strongyloides papillosus</i>)	120
<i>Amoebotaenia</i> spp.)	106	Oxyuren (<i>Passalurus ambiguus</i>)	121
Hymenolepididae	107	Peitschenwurm (<i>Trichuris leporis</i>)	121
3.5.3 Nematoden	108	Kleine Lungenwürmer (<i>Protostrongylus</i> spp.) ..	121
Zwergfadenwurm (<i>Strongyloides avium</i>)	108	3.6.4 Protozoenstadien	122
Luftröhrenwürmer (<i>Syngamus trachea</i> ,		Kokzidien, Darmkokzidiose (<i>Eimeria</i> spp.)	122
<i>Cyathostoma bronchialis</i>)	108	Kokzidien, Leberkokzidiose (<i>Eimeria stiedai</i>) ..	123
Magenwurm (<i>Amidostomum anseris</i>)	109	Hefepilz (<i>Cyniclomyces guttulatus</i>)	123
<i>Trichostrongylus tenuis</i>	109	3.7 Meerschweinchen	124
Spulwürmer (<i>Ascaridia</i> spp.)	110	3.7.1 Trematoden	124
Spulwürmer bei Wassergeflügel (<i>Porrocaecum</i>		Großer Leberegel (<i>Fasciola hepatica</i>)	124
<i>crassum</i> , <i>Contraecaecum rudolphii</i>)	110	Kleiner Leberegel, Lanzettegel	
Pfriemenschwänze (<i>Heterakis</i> spp.)	110	(<i>Dicrocoelium dendriticum</i>)	124

3.7.2	Zestoden	124	3.9 Igel	133	
	Zwergbandwurm (<i>Hymenolepis nana</i>)	124	3.9.1 Trematoden	133	
3.7.3	Nematoden	125		Darmegel (<i>Brachylaemus erinacei</i>)	133
	<i>Paraspidodera uncinata</i>	125	3.9.2 Zestoden	133	
	<i>Trichuris gracilis</i>	125		Igelbandwurm (<i>Hymenolepis erinacei</i>)	133
3.7.4	Protozoenstadien	126	3.9.3 Nematoden	134	
	Kokzidien (<i>Eimeria caviae</i>)	126		Schachtelhalmförmiger Lungengwurm	
	Kryptosporidien (<i>Cryptosporidium wrairi</i>)	126		(<i>Crenosoma striatum</i>)	134
	Giardien (<i>Giardia</i> spp.)	126		Lungenhaarwurm (<i>Capillaria aerophila</i>)	134
3.8 Maus, Ratte, Hamster	127		Darmhaarwürmer (<i>Capillaria erinacei</i> ,	
3.8.1	Zestoden	127		<i>C. ooreticulata</i>)	135
	Zwergbandwurm (<i>Hymenolepis nana</i>)	127	3.9.4 Protozoenstadien	136	
	Rattenbandwurm (<i>Hymenolepis diminuta</i>)	127		Kokzidien (<i>Isospora rastegaivae</i>)	136
3.8.2	Nematoden	128		Kryptosporidien (<i>Cryptosporidium</i> spp.)	136
	Zwergfadenwurm (<i>Strongyloides ratti</i>)	128		Giardien (<i>Giardia</i> sp.)	136
	<i>Nippostrongylus brasiliensis</i>	128	3.10 Pseudoparasiten	137	
	<i>Heterakis spumosa</i>	128	3.10.1 Darmpassanten	137	
	Oxyuren	129	3.10.2 Pollen	138	
	Peitschenwurm (<i>Trichuris muris</i>)	130	3.10.3 Erdnematoden	139	
	Leberhaarwurm (<i>Capillaria hepatica</i>)	130	3.10.4 Milben, Milbeneier	140	
	Blasenhaarwurm (<i>Trichosomoides crassicauda</i>)	130	3.10.5 Futterbestandteile	141	
3.8.3	Protozoenstadien	131	3.10.6 Futtertierbestandteile	142	
	Kokzidien (<i>Eimeria</i> spp.)	131	3.10.7 Kunstprodukte	143	
	Kryptosporidien (<i>Cryptosporidium</i> spp.)	131	3.10.8 Fliegeneier, Fliegenlarven	144	
	Giardien (<i>Giardia muris</i> , <i>G. duodenalis</i>)	132	3.10.9 Andere Fehlerquellen	145	
	Trichomonaden (<i>Tritrichomonas muris</i> , <i>T. minuta</i>)	132			
			4 Literaturempfehlungen	146	

Vorwort

Die Versuche, Endoparasiten im Kot nachzuweisen, reichen weit zurück. Bereits A. van Leeuwenhoek fand 1681 mit seinem selbst konstruierten Mikroskop im eigenen Kot Protozoen, möglicherweise Giardien, und teilte seine „Entdeckung“ in einem Brief dem Sekretär der Royal Society mit. Seit dieser Zeit sind eine Vielzahl von Verfahren und Methoden zum Nachweis von Endoparasiten durch eine koproscopische Untersuchung entwickelt worden. Viele wurden wieder verworfen, da die Ergebnisse unbefriedigend waren, andere wurden übernommen und vielfach modifiziert, um sie weiter zu verbessern. Einige wurden auch erst in den letzten Jahren neu entwickelt.

Die mikroskopische Untersuchung von Kotproben gehört auch heute noch, trotz vielfältiger anderer diagnostischer Möglichkeiten, zum festen Bestandteil parasitologischer Diagnostik weltweit. Ohne eine angemessene Diagnostik ist keine zielgerichtete Therapie möglich. Am Anfang einer jeglichen Bekämpfung von Parasiten stehen daher stets auch entsprechende direkte oder indirekte Techniken zu deren Nachweis. Für die Durchführung einer hilfreichen Diagnostik müssen die geeigneten Verfahren ausgewählt und präzise durchgeführt werden. Die gefundenen Parasiten und deren Entwicklungsstadien müssen aufgrund ihrer speziellen morphologischen Eigenschaften erkannt und von einer Vielzahl anderer morphologischer Strukturen und „Pseudoparasiten“ unterschieden werden.

Dieses Buch ist ein praktischer Leitfaden, um sich in der Welt der koproscopischen Untersuchungen zurechtzufinden und die vielen „Fallstricke für Fehldiagnosen“ zu umgehen. Es soll ein hilfreiches Nachschlagewerk für den praktizierenden Tierarzt und die Tiermedizinische Fachangestellte, für die Mitarbeiter in

diagnostischen Laboratorien und nicht zuletzt auch für die Studierenden der Veterinärmedizin zur Prüfungsvorbereitung sein.

Hierfür wurde versucht, in den vielen eigenen Fotografien, die charakteristischen Merkmale darzustellen. Die kurzen Beschreibungen der Entwicklungsstadien, die Größenangaben sowie Hinweise zum Vorkommen sollen die Abbildungen dahingehend unterstützen. Die im vorliegenden Buch genannten Größenangaben sind „Zusammenfassungen“ aus eigenen Erfahrungen und den im Literaturverzeichnis genannten Quellen, in denen es oft erhebliche Variationen zwischen den einzelnen Autoren gibt.

Mein Dank gilt allen Mitarbeiter am Institut für Parasitologie, die mich bei meinem Vorhaben tatkräftig unterstützt haben und mich reichlich mit besonders schönen und fotogenen Entwicklungsstadien von Parasiten versorgt haben.

Dank gilt auch meiner Familie, die während der Erstellung des Buches auf viele gewohnte Aktivitäten verzichtet und mich von vielen sonst üblichen Aufgaben entlastet hat. Besonderer Dank gilt meiner Frau, Ute Schmäschke, die mit ihren Illustrationen das Buch wirkungsvoll ergänzt hat und auf „kurzem und direktem Weg“ auf meine Sonderwünsche eingehen konnte.

Besonderer Dank gilt der Schlüterschen Verlagsgesellschaft, die mein Vorhaben ermöglicht hat, insbesondere Frau Dr. Ulrike Oslage, für die vertrauensvolle Zusammenarbeit und stets gewährte Unterstützung.

Leipzig, im September 2013
R. Schmäschke

1 Die koproskopische Untersuchung

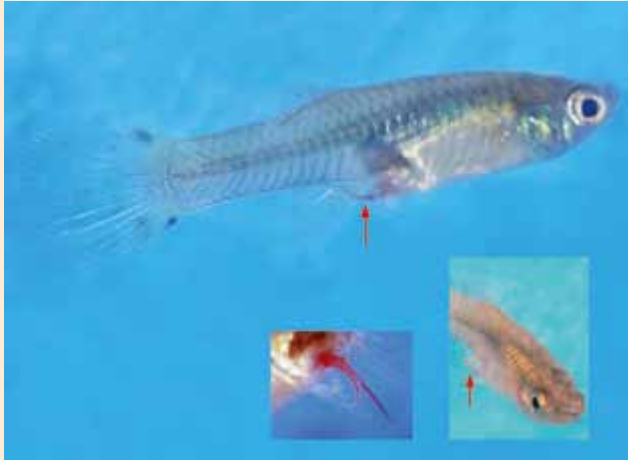


Abb. 1.1: Makroskopisch sichtbarer Helminthenbefall bei einem Fisch. Der blutsaugende Nematode *Camallanus cotti* ragt aus dem After heraus.



Abb. 1.2: Verschiedene Helmintheneier im mikroskopischen Bild: Strongylidenei (roter Pfeil), Trichurisei (grüner Pfeil), Strongyloideisei (blauer Pfeil), Monieziaei (gelber Pfeil).

1.1 Allgemeine Grundsätze der koproskopischen Diagnostik

Nicht immer ist ein Parasitenbefall intravital so einfach wie auf dem nebenstehenden Foto zu erkennen (Abb. 1.1), wo der rot gefärbte Nematode (*Camallanus cotti*) aus der Analöffnung eines Fisches herausschaut und mit bloßem Auge sichtbar ist. In der Regel ist in solchen Fällen eine koproskopische Diagnostik (Koproskopie) notwendig (Abb. 1.2).

Die Gründe für die Durchführung einer koproskopischen Untersuchung können sehr unterschiedlich sein. Im Vordergrund steht natürlich die Feststellung eines Parasitenbefalls, um gegebenenfalls eine erforderliche Behandlung einleiten zu können. Das Unterlassen einer parasitologischen Kotuntersuchung ist dementsprechend ein den Grundzügen der *evidence based medicine* widersprechendes Vorgehen (KAPLAN u. NIELSEN 2010). Je genauer die Diagnose, umso besser sind die Voraussetzungen für eine erfolgreiche Behandlung. Die koproskopische Untersuchung kann aber auch durchgeführt werden, um den Erfolg einer solchen Behandlung zu kontrollieren, bei epidemiologischen Fragestellungen, zur Bestandsüberwachung oder bei internationalen Tiertransporten. Besonders häufig werden Kotproben bei Abgabe oder Neuerwerb eines Tieres, während einer Quarantäne, bei Durchfall, abgemagerten Tieren oder im Zuge von Bekämpfungs- und Überwachungsprogrammen zur Tiergesundheit durchgeführt.

Erst die Diagnose, dann eine gezielte Therapie!

1.1.1 Der „Vorbericht“

Klinische Untersuchung auf einen Parasitenbefall

Die Ergebnisse einer klinischen Untersuchung durch den Tierarzt und/oder den Besitzer des Tieres können wichtige Hinweise für die koproskopische Diagnostik und zweckmäßige Verfahren liefern bzw. eine Koproskopie zur Abklärung der vorläufig gestellten Diagnose erforderlich machen. Unspezifische Hinweise auf einen Parasitenbefall können sein:

- Abmagerung;
- Zurückbleiben der Jungtiere im Wachstum;
- Leistungsdepressionen;
- Leichtere Ermüdung bei Anstrengungen;
- Durchfall (blutig, schleimig, übelriechend, intermittierend; s. Abb. 1.3);
- Tenesmus, Verstopfung, Blut und/oder Schleim im Kot;
- Glanzloses struppiges Fell/Gefieder;
- Aufgetriebener Bauch („Spulwurmbauch“);
- Blasse Schleimhäute, Ikterus oder Ödeme („Flaschenbildung“ am Kehlgang von Schafen) durch Anämie bei blutsaugenden Parasiten (z. B. *Haemonchus contortus*, *Fasciola hepatica*, Hakenwürmer).

Bei Befall der Atmungsorgane mit adulten Parasiten oder deren Wanderstadien (z. B. Lungenwürmer, wandernde *Strongyloides*- oder Spulwurmlarven):

- Husten, Atmungsgeräusche;
- Erschwerte Atmung, Änderung der Atemfrequenz;
- Niesen, Nasenausfluss.

Bei Befall der Haut mit eindringenden Infektionslarven (z. B. *Strongyloides*- oder Hakenwurmlarven):

- Juckreiz;
- Hautrötungen, Pustel- oder Papelbildung.

Klinisch-chemische Laboruntersuchungen auf einen Parasitenbefall

Auch die Ergebnisse von klinisch-chemischen und hämatologischen Laborbefunden können auf einen möglichen Parasitenbefall hindeuten:

- Eosinophilie: Die Anzahl der eosinen Granulozyten ist bei Parasitenbefall oft erhöht;
- Anämie, geringere Hämatokritwerte: Bei Leberegelbefall, Haemonchose, Hakenwurmbefall;
- Hypalbuminämie: Ostertagiose, Leberegelbefall, Haemonchose;
- Erhöhte Leberenzymwerte (GLDH, AST) im Serum: Leberegelbefall;
- Erhöhte Pepsinogenkonzentration im Serum: Trichostrongylienbefall im Labmagen.

Vorbericht des Besitzers, Begleitschreiben zur Probe

Neben den erwähnten Symptomen sollten vom Besitzer im Vorbericht noch Informationen zu den folgenden Punkten abgefragt bzw. im Begleitschreiben zur Kotprobe erwähnt werden:

- Tierart, Rasse, Kennzeichen, Name, Geschlecht des Tieres;
- Alter des Tieres:
 - Jungtierparasitosen (Kryptosporidien treten z. B. besonders häufig bei Kälbern in den ersten Lebenswochen, *Isopora suis* besonders häufig bei Saugferkeln auf),
 - Parasitosen, die besonders bei älteren Tieren vorkommen (Gallengangskokzidiose des Kaninchens);
- Datum der Probennahme;
- Beobachtete Symptome (seit wann?);
- Früher erfolgte parasitologische Untersuchungen und deren Ergebnisse;
- Vorbehandlungen des Tieres gegen Parasiten (wann und womit?);
- Auslandsaufenthalte des Tieres;
- Besondere Verhaltensweisen des Tieres (z. B. Fressen des Kotes anderer Tiere);
- Angaben zu Fütterung und Ernährungszustand:
 - Art der Futtermittel,
 - Fütterung der Schlangen mit Nagern (Abb. 1.4),
 - Fütterung roher Innereien,
 - Nutzung des Futters von Flächen, zu denen Wildtiere Zugang haben;



Abb. 1.3: Dünnlüssiger gelblicher Durchfallkot.



Abb. 1.4: Durch die Fütterung mit Mäusen werden in Schlangenkotproben häufig Eier von Mäuseparasiten (Darmpassanten) gefunden.

→ 1 Die koproskopische Untersuchung



Abb. 1.5: Hütehunde können durch Fressen von Schafkot Eier von Schafparasiten ausscheiden (Darmpassanten).



Abb. 1.6: Zwischenwirt Moosmilbe mit zwei Bandwurmfinnen (Zystizerkoide).



Abb. 1.7: Pferdekotprobe, die längere Zeit auf dem Boden liegt. Parasitäre Entwicklungsstadien entwickeln sich weiter und Erdnematoden wandern in die Probe ein, wodurch die Diagnose erschwert wird.

- Angaben zu Haltung und Nutzungsart:
 - Einzelhaltung,
 - Weidehaltung oder ausschließliche Stallhaltung,
 - Weitere Tiere im Haushalt und deren Gesundheitszustand,
 - Gemeinsame Haltung mit anderen Tierarten,
 - Sind Katzen „Freigänger“?
 - Herkunft der Tiere (Ausland, Tierheim, Haltung beim Vorbesitzer),
 - Hütehunde (Abb. 1.5);
- Kontakt zu möglichen Zwischenwirten, z.B. Flöhen, Moosmilben, Wasserflöhen, Regenwürmern, Schnecken, Ameisen, Fischen, Mäusen (Abb. 1.6);
- Kontakt zu Wildtieren (jagdlich genutzte Hunde, Grundstück am Wald, Wildwiederkäuern zugängliche Weiden);
- Angaben zum Biotop (z. B. Leberegelschadgebiete);
- Erkrankungen beim Menschen im gleichen Haushalt (Kryptosporidien).

1.1.2 Das Untersuchungsmaterial

Die Qualität und Aussagekraft des Befundes einer koproskopischen Untersuchung hängen in besonderem Maße von der richtigen Entnahme, Aufbewahrung und dem Transport der Kotprobe ab.

Entnahme, Entnahmetechniken

Für die koproskopische Untersuchung sollten möglichst rektal entnommene bzw. frisch abgesetzte Kotproben verwendet werden. Diese können den jeweiligen Tieren eindeutig zugeordnet werden und der Entwicklungsstatus darin enthaltener Parasitenstadien kann genauer abgeschätzt werden. Vermieden werden sollte Kot, der längere Zeit auf dem Erdboden gelegen hat, da hier oft Erdnematoden einwandern, die eine Diagnose unter Umständen erheblich erschweren können (Abb. 1.7). Lassen sich solche Proben nicht vermeiden, muss der Untersucher darüber unterrichtet werden.

Das Untersuchungsmaterial sollte in dicht schließenden, eindeutig beschrifteten Gefäßen gelagert (Abb. 1.8) und auf schnellstem Weg ins Labor gebracht bzw. durch den Tierarzt untersucht werden. Ist das nicht möglich, müssen die Proben im Kühlschrank zwischengelagert werden. Ungeeignet für den Transport/Versand von Kotproben sind folgende Gefäße (Abb. 1.9):

- Gefäße mit „engem Hals“: Die Proben sind hier schlecht zu entnehmen und zu begutachten (Bandwurmglieder!);
- Unsaubere, kotverschmutzte Probengefäße: Gefahr der Kontamination;
- Unsaubere Gefäße, in denen sich noch Reste von Nahrungsmitteln oder Kosmetika befinden: Können die Untersuchung beeinflussen;
- Zerbrechliche/nicht dicht schließende Gefäße: Gefahr des Auslaufens;
- Papier, Toilettenpapier, Alufolie etc. zum Einwickeln der Proben.

2 Koproskopische Untersuchungsverfahren



Abb. 2.1: Durch *Eimeria bovis* hervorgerufener blutiger Durchfall beim Kalb.



Abb. 2.2: Durch Kryptosporidien hervorgerufener, schleimiger dünnflüssiger Kot beim Fohlen.



Abb. 2.3: Normaler geformter Kot vom Kaninchen.

Zum Nachweis von Entwicklungsstadien tierischer Parasiten im Kot können verschiedene Untersuchungsverfahren eingesetzt werden. Dabei sollten diese Verfahren, wenn sie in der Routinediagnostik verwendet werden, nach ALBRECHT u. SCHUBERT (1991) die folgenden Bedingungen erfüllen:

- Zeitsparend bei der Durchführung;
- Geringer Kosten- und Materialaufwand;
- Möglichst viele Parasitenarten sollten damit nachgewiesen werden können;
- Sie sollten eine hohe Sensitivität besitzen;
- Sie sollten eine hohe Spezifität besitzen.

SCHUCHMANN u. KIEFER (1922) teilen die Koproskopie in einfache Kotuntersuchungs- und Konzentrationsverfahren ein. Am Anfang jedes Verfahrens stehen jedoch immer die makroskopische Beurteilung der Kotprobe (Farbe, Konsistenz, Blut- oder Schleimbeimengungen, Geruch; Abb. 2.1, 2.2, 2.3) und die Suche nach abgegangenen Würmern oder Bandwurmgliedern.

2.1 Einfache Kotuntersuchungsverfahren

2.1.1 Direkter Kotaustrich

Er wird zielgerichtet zum Nachweis beweglicher Protozoen (Trophozoiten von Flagellaten, Ziliaten, Amöben) eingesetzt und ist auch als Nativpräparat oder **Deckglasmethode** bekannt. Möglichst frischer Kot, etwa stecknadelkopfgroß, wird auf einem Objektträger ausgestrichen, mit zwei bis drei Tropfen Wasser oder physiologischer Kochsalzlösung versetzt, anschließend mit einem Deckglas bedeckt und unter dem Mikroskop durchmustert. Dabei ist darauf zu achten, dass die Schichtdicke des Kotausstriches nicht zu dick ist, Druckschrift sollte man durch den Ausstrich noch lesen können. Zur besseren Darstellung der Entwicklungsstadien kann man diese Probe mit Lugolscher Lösung anfärben. Dazu wird ein Tropfen Lugol an den Rand des Deckgläschens gegeben und mit einem an der gegenüberliegenden Seite platzierten Stück Fließpapier unter das Deckglas gesaugt.

Ähnlich wird das Mischverfahren nach Pataki durchgeführt: Von verschiedenen Lokalisationen der Kotprobe entnommenes Material wird auf einem Objektträger mit der zwei- bis dreifachen Menge Wasser versetzt und mit einer Pipette verrührt. Dann wird ein Tropfen entnommen, mit einem Deckglas bedeckt und unter dem Mikroskop untersucht.

Für den Nachweis von lebenden Protozoenstadien muss die Kotprobe sehr frisch sein, am besten unmittelbar nach dem Absatz genommen und man benutzt am besten einen beheizbaren Objektträgertisch am Mikroskop. Als Zusatz zur Kotprobe wird dann angewärmte (37 °C) physiologische Kochsalzlösung verwendet.

Diese direkten Methoden sind für die Veterinärmedizin wenig geeignet und werden nur selten oder gar nicht mehr eingesetzt, da sie sehr ungenau sind. Wesentlich übersichtlicher und effizienter sind die Konzentrationsverfahren.

3 Parasitenstadien bei verschiedenen Tierarten

3.1 Wiederkäuer

3.1.1 Trematoden

Großer Leberegel (*Fasciola hepatica*)

Form: Eiförmig, symmetrisch gewölbte Wände (Abb. 3.1.1).

Schale: Dünne glatte Schale, an einem Pol befindet sich ein Deckel (Operkulum), am gegenüberliegenden Pol oft eine schwache „Verdickung“ in der Schale (Abb. 3.1.2).

Inhalt: Zusammengesetztes Ei, viele granulierte Dotterzellen umgeben eine helle Eizelle. Der körnige gleichförmige, durch Gallenfarbstoffe gelbbraun bis goldgelb gefärbte Inhalt füllt das gesamte Ei bis zur Eischale aus.

Größe: Sehr großes Ei, 130–150 µm lang (in Einzelfällen bis 180 µm), 65–90 µm breit.

Besonderheiten: Sedimentationsverfahren für den Nachweis der schweren Eier. Verwechslungsmöglichkeit mit dem Pansenegelei. Für Prävalenzuntersuchungen steht auch ein ELISA für den Antikörpernachweis in der Milch zur Verfügung.

Häufigkeit: Der lorbeerblattähnliche Leberegel parasitiert in den Gallengängen der Leber und kommt bei Wiederkäuern in den Endemiegebieten häufig vor. Der Entwicklungszyklus ist an den Zwischenwirt (Zwergschlamm Schnecke, *Lymnaea truncatula*) gebunden, die in Niederungs- und Überschwemmungsgebieten, Ufergebieten von Flüssen und langsam fließenden Bächen, auf Weiden mit Meliorationsgräben, Teichen, Tümpeln, ständig stehenden flachen Wasseransammlungen (unbefestigte Tränkeumgebung, Pfützen, Wagenspuren, Trittsiegel der Tiere) oder auf feuchten sumpfigen Weideabschnitten vorkommt (Abb. 3.1.3).

Besonders Schaf, Ziege, Rind, Mufflon, Rothirsch, Damhirsch, Reh und Gemse, gelegentlich werden auch andere Tierarten und der Mensch befallen (Kaninchen, Ratte, Nutria, Pferd, Esel, Meer-schweinchen, Kamel u. a.). Sehr selten parasitiert *F. hepatica* auch bei Schwein, Hund, Katze und Hamster, wird hier aber nur sehr selten geschlechtsreif und produziert Eier.

Andere ähnliche Arten sind:

- *Fasciola gigantica*: Riesenleberegel, der in subtropischen/tropischen Ländern stellvertretend für *F. hepatica*, vorkommt. In Ländern am östlichen Mittelmeer sind beide Arten nebeneinander vertreten. Eier 125–204 µm lang, 60–110 µm breit;
- *Fascioloides magna*: Amerikanischer Riesenleberegel, ursprünglich aus Nordamerika stammend, in Europa bei Wildwiederkäuern gefunden. Parasitiert nicht in den Gallengängen sondern direkt im Lebergewebe. Kann auch bei Rind, Schaf und Ziege auftreten. Die rundovalen Eier sind etwas kleiner als die von *F. hepatica*, 109–172 µm lang, 72–115 µm breit, mit deutlich abgegrenzten Dotterzellen;
- *Parafasciolopsis fasciolaemorpha*: Ursprünglich in Osteuropa beim Elch und anderen Wildwiederkäuern, auch Schaf und Rind. Eier bräunlich, 120–135 µm lang, 80–90 µm breit.



Abb. 3.1.1: Ei vom Großen Leberegel (*Fasciola hepatica*).

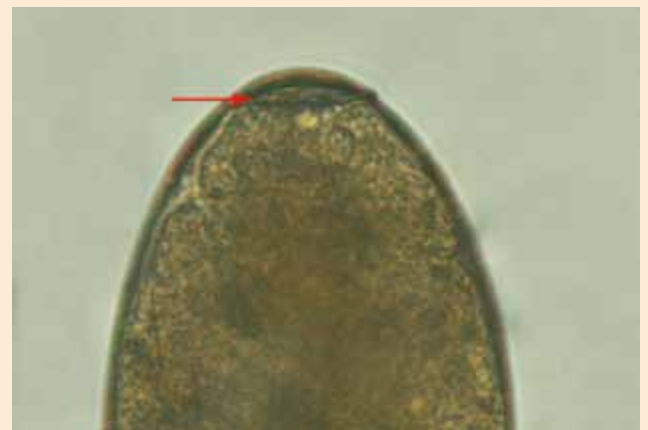


Abb. 3.1.2: Ei vom Großen Leberegel (*Fasciola hepatica*) mit Deckel (Pfeil).



Abb. 3.1.3: Zwergschlamm Schnecke (*Lymnaea truncatula*, oben, Pfeil).

Kryptosporidien (*Cryptosporidium* spp.)

Form: Rund. Helle stark lichtbrechende Oozysten.

Hülle: Dünne farblose Hülle.

Inhalt: Im Inneren vier langgestreckte Sporozysten.

Größe: Sehr kleine Kokzidienarten, *C. parvum* ca. 4–5 µm im Durchmesser, *C. andersoni* etwas größer (6–7 µm im Durchmesser).

Besonderheiten: Aufgrund der geringen Größe in der Koproskopie leicht zu übersehen (Abb. 3.1.54), sicherer ist der gezielte Nachweis mittels Färbung von Kotaustrichen (Heine-Färbung, Abb. 3.1.55 bzw. modifizierte Ziehl-Neelsen-Färbung, Abb. 3.1.56) oder durch einen geeigneten kommerziell verfügbaren Test zum Nachweis von Koproantigen.

Häufigkeit: Sehr häufig vorkommend, besonders bei bis zu 14 Tage alten Saugkälbern und -lämmern. Die Taxonomie/Systematik der Kryptosporidien ist gegenwärtig noch nicht eindeutig geklärt. Gegenwärtig beim Rind vorkommend (FAYER 2010, XIAO u. FAYER 2008):

- *Cryptosporidium parvum*: Rind, viele andere Säugetierarten, Mensch;
- *Cryptosporidium andersoni*: Im Magen vom Rind, gelegentlich Schaf;
- *Cryptosporidium bovis*: Rind, apathogen (Syn. *bovine genotype b*)
- *Cryptosporidium ryanae*: Rind, apathogen (Syn. *deer-like genotype*), Artstatus noch umstritten;
- *Cryptosporidium hominis* – Mensch, gelegentlich Rind, Schaf, Schwein;
- *Cryptosporidium felis*: Katze, selten Rind;
- *Cryptosporidium suis*: Schwein, selten Rind.

Zu beachten ist das zoonotische Potenzial der Kryptosporidien!



Abb. 3.1.54: Kryptosporidienoozysten (*Cryptosporidium parvum*).

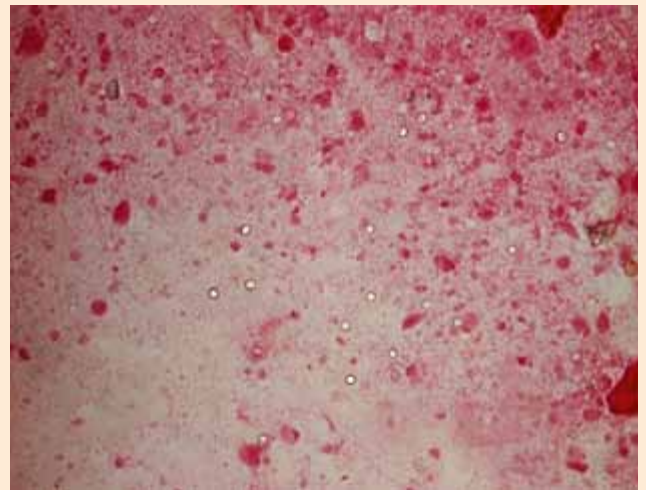


Abb. 3.1.55: Kryptosporidien, Heine-Färbung.

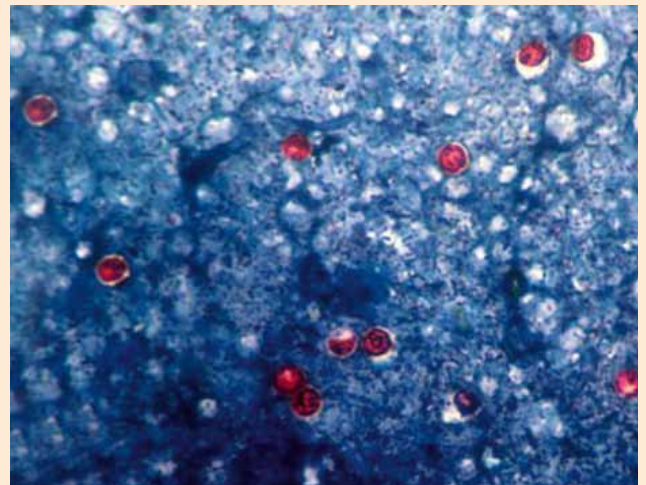


Abb. 3.1.56: Kryptosporidien, modifizierte Ziehl-Neelsen-Färbung.

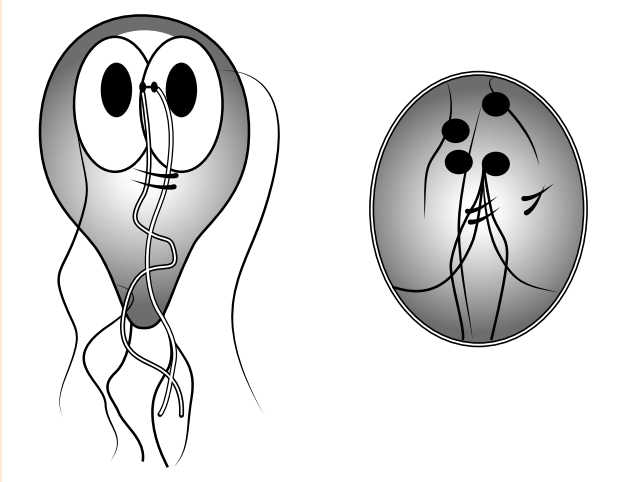


Abb. 3.1.57: Schema von *Giardia duodenalis*: Links Trophozoit, rechts Zyste.

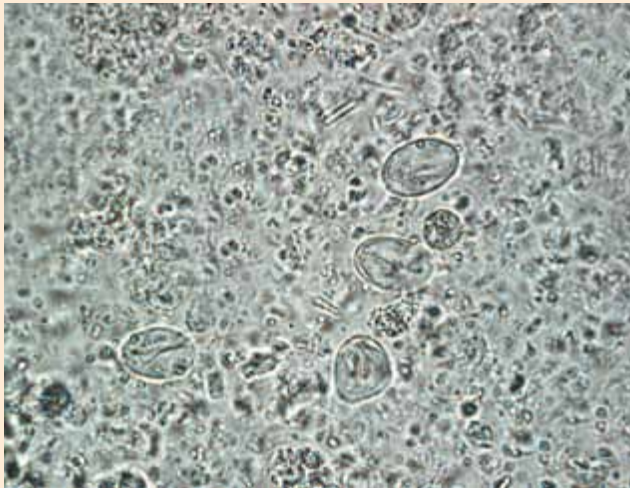


Abb. 3.1.58: Giardienzysten vom Kalb.



Abb. 3.1.59: Zyste eines apathogenen Ziliaten (*Buxtonella sulcata*).

Giardien (*Giardia duodenalis*)

Form: Trophozoiten birnenförmig. Zysten oval.

Hülle: Glatte farblose Hülle.

Inhalt: Die Trophozoiten enthalten eine Adhäsionsscheibe und zwei Zellkerne im vorderen Bereich, weiterhin vier Geißelpaare und Mediankörper. Zysten mit vier Zellkernen und einem Geißelkonvolut (Abb. 3.1.57).

Größe: Trophozoiten 9–21 µm lang, 5–12 µm breit. Zysten 8–15 µm lang, 7–10 µm breit.

Besonderheiten: Die Trophozoiten parasitieren im Darm und werden nur selten und nur in ganz frischem Kot gefunden. Üblicherweise werden die Zysten mit der Flotation, der SAF- oder der MIFC-Methode nachgewiesen. Sie verformen sich dabei häufig und können leicht übersehen oder verwechselt werden (Abb. 3.1.58). Daher sind diese Nachweismethoden etwas problematisch. Da die Zysten oft schubweise ausgeschieden werden, ist eine mehrmalige Untersuchung an verschiedenen Tagen sinnvoll. Sicherer ist der gezielte Nachweis durch einen geeigneten kommerziell verfügbaren Test zum Nachweis von Koproantigen. Die Genotypen können mit molekularbiologischen Methoden bestimmt werden (PCR, Sequenzierung).

Häufigkeit: *Giardia duodenalis* mit morphologisch nicht zu unterscheidenden Genotypen:

- Genotyp A (Rind, Mensch);
- Genotyp B (Rind, Mensch);
- Genotyp E (Paarhufer).

Das tatsächliche zoonotische Potenzial kann gegenwärtig noch nicht eindeutig eingeschätzt werden.

Buxtonella sulcata

Form: Kreisrunde Zysten.

Hülle: Dünne farblose Hülle.

Inhalt: Der körnige Inhalt füllt die gesamte Hülle aus. Im Inneren großer ovaler Makronukleus. Grüngraue Färbung (Abb. 3.1.59).

Größe: Große bis sehr große Zysten, die in der Größe variieren können (52–131 µm Durchmesser).

Besonderheiten: Durch diese Einzeller sind keine Schädwirkungen bekannt. Die vegetativen Formen mit Ziliensaum, Makronukleus und von zwei Kämmen eingerahmtem furchenartigem Zytostom sind selten und nur in ganz frischen Kotproben zu finden (60–138 µm lang, 46–100 µm breit).

Häufigkeit: Gelegentlich bei Rindern zu finden.



Abb. 3.4.16: Skolex von *Dipylidium caninum*.



Abb. 3.4.17: Skolex von *Taenia pisiformis*.



Abb. 3.4.18: Skolex von *Echinococcus granulosus*.

Bandwurmköpfe verschiedener Bandwurmarten

***Dipylidium caninum*:** Vier Saugnäpfe, keulenförmiges Rostellum, bewaffneter Skolex mit drei bis vier Hakenkränzen, Hakengröße unterschiedlich (größere Haken 12–15 µm, kleinere Haken 5–6 µm), Haken rosendornförmig (Abb. 3.4.16).

***Taenia* spp.:** Vier Saugnäpfe, Rostellum, bewaffneter Skolex mit zwei Hakenkränzen, die aus kleinen und großen Haken bestehen. Hakengröße und -form je nach Art unterschiedlich, Grundform aber immer aus Griffstück, Wurzelfortsatz und Kralle bestehend (Abb. 3.4.17).

- *Taenia hydatigena*: Skolex „viereckig“, Rostellum, 32–38 Haken. Große Haken 170–220 µm lang, mit schlanker, sichelförmiger Kralle und langem Griffstück, kleine Haken 110–160 µm lang, Wurzelfortsatz flügelmutterartig gespalten;
- *Taenia pisiformis*: Skolex rundlich, Rostellum, 34–48 Haken. Große Haken 225–295 µm lang, kleine Haken 130–177 µm lang (Abb. 3.4.17);
- *Taenia ovis*: Rostellum, 24–36 Haken. Große Haken 156–158 µm lang, kleine Haken 96–128 µm lang;
- *Taenia cervi*: Rostellum, 26–32 Haken. Große Haken 160–174 µm lang, kleine Haken 96–123 µm lang;
- *Taenia crassiceps*: 30–34 Haken. Große Haken 178–195 µm lang, kleine Haken 136–155 µm lang.

***Hydatigera taeniaeformis*:** Vier deutliche Saugnäpfe, großes Rostellum, bewaffneter Skolex mit zwei Hakenkränzen (26 bis 52 Haken), die aus kleinen (250–270 µm, Wurzelfortsatz flügelmutterartig geteilt) und großen Haken (380–430 µm) bestehen. Grundform der Haken immer aus Griffstück, Wurzelfortsatz und Kralle bestehend.

***Multiceps* spp.:** Vier deutliche Saugnäpfe, breit aufsitzendes Rostellum, bewaffneter Skolex mit zwei Hakenkränzen, die aus kleinen und großen Haken bestehen. Grundform der Haken immer aus Griffstück, Wurzelfortsatz und Kralle bestehend.

- *Multiceps multiceps*: 22–32 Haken. Große Haken 150–170 µm lang, kleine Haken 90–130 µm lang;
- *Multiceps serialis*: Deutliches Rostellum, 26–32 Haken. Große Haken 135–175 µm lang, kleine Haken 78–120 µm lang.

***Echinococcus* spp.:** Vier Saugnäpfe, Rostellum, bewaffneter Skolex mit zwei Hakenkränzen, die aus kleinen und großen Haken bestehen. Hakengröße deutlich kleiner als bei Gattung *Taenia*. Grundform aber wie bei *Taenia* aus Griffstück, Wurzelfortsatz und Kralle (Abb. 3.4.18):

- *Echinococcus granulosus*: 28–50 Haken. Große Haken 33–45 µm, kleine Haken 22–42 µm lang, Griff dick (Abb. 3.4.18);
- *Echinococcus multilocularis*: 26–30 Haken. Große Haken 27–34 µm, kleine Haken 23–31 µm lang, Griff schlank.

***Mesocestoides* spp.:** Vier deutliche, länglich-ovale Saugnäpfe, kein Rostellum, unbewaffneter, vorn abgeplatteter Skolex.

***Spirometra* spp.:** Skolex mit zwei Sauggruben, unbewaffnet.

Giardien (*Giardia duodenalis*)

Form: Trophozoiten birnenförmig. Zysten oval.

Hülle: Glatte farblose Hülle.

Inhalt: Die Trophozoiten enthalten eine Adhäsionsscheibe und zwei Zellkerne im vorderen Bereich, weiterhin vier Geißelpaare und Mediankörper. Zysten mit vier Zellkernen und einem Geißelkonvolut.

Größe: Trophozoiten 9–21 µm lang, 5–12 µm breit. Zysten 8–15 µm lang, 7–10 µm breit.

Besonderheiten: Die Trophozoiten parasitieren im Darm und werden nur selten und nur in ganz frischem Kot gefunden. Üblicherweise werden die Zysten mit der Flotation, der SAF- oder der MIFC-Methode nachgewiesen. Sie verformen sich dabei häufig und können leicht übersehen oder verwechselt werden (Abb. 3.4.46). Daher sind diese Nachweismethoden etwas problematisch. Da die Zysten oft schubweise ausgeschieden werden, ist eine mehrmalige Untersuchung an verschiedenen Tagen sinnvoll. Sicherer ist der gezielte Nachweis durch einen geeigneten kommerziell verfügbaren Test zum Nachweis von Koproantigen. Die Genotypen können mit molekularbiologischen Methoden bestimmt werden (PCR, Sequenzierung).

Häufigkeit: Häufig bei Hund und Katze. *Giardia duodenalis* mit morphologisch nicht zu unterscheidenden Genotypen:

- Genotyp A: Hund und Katze (relativ selten), Mensch (Zoonose);
- Genotyp B: Hund, Mensch (Zoonose);
- Genotyp C/D: Hund;
- Genotyp F: Katze.

Das tatsächliche zoonotische Potenzial kann gegenwärtig noch nicht eindeutig eingeschätzt werden.

Tritrichomonas foetus

Form: Langgestreckt-birnenförmig.

Inhalt: Drei Vordergeißeln und eine mit dem Trichomonadenkörper durch eine undulierende Membran verbundene lange Schleppgeißel. Großer ovaler Zellkern und röhrenförmiger Achsenstab (Axostyl), der das Hinterende etwas überragt (Abb. 3.4.47).

Größe: Trophozoiten 10–25 µm lang, 3–15 µm breit.

Besonderheiten: Der Nachweis im Direktausstrich oder Giemsa-gefärbten Ausstrichen (Abb. 3.4.48) aus frischem Kot besitzt nur eine geringe Sensitivität. Besser ist die kulturelle Anzucht der Trichomonaden aus frischem Kot (Inpouch®-TF-Verfahren) oder der Nachweis mittels PCR. Eventuell spielen auch Darmassistenten z. B. Trichomonaden der Maus eine Rolle (s. Abb. 3.8.17)?

Häufigkeit: Gelegentlich bei der Katze (besonders Jungtiere).



Abb. 3.4.46: *Giardia*-Zysten nach Flotation.

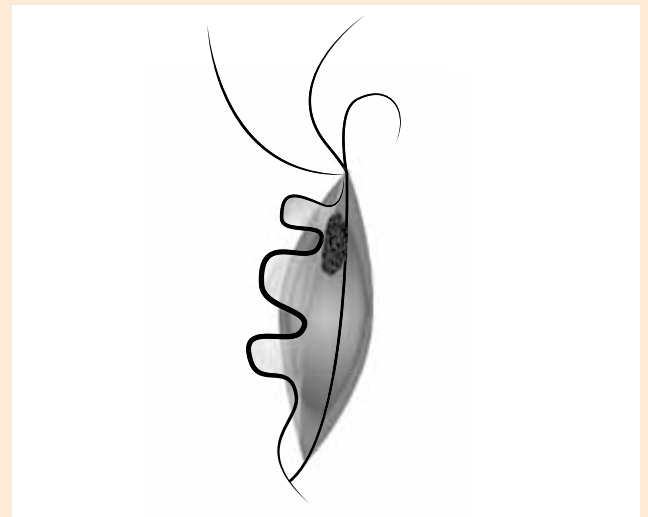


Abb. 3.4.47: *Tritrichomonas foetus*.



Abb. 3.4.48: Kotalstrich mit Trichomonaden (Giemsa-Färbung).



Abb. 3.8.10: Peitschenwurmei (*Trichuris muris*).



Abb. 3.8.11: Leberhaarwurmei (*Capillaria hepatica*).



Abb. 3.8.12: Blasenhaarwurmei (*Trichosomoides crassicauda*).

Peitschenwurm (*Trichuris muris*)

Form: Schlankoval, zitronenförmig. Mit deutlich vorgewölbten Seitenwänden.

Schale: Dicke mehrschichtige glatte Schale. An beiden Eipolen befinden sich deutlich vorgewölbte glasige Polpfröpfe (Abb. 3.8.10).

Inhalt: Ungefurchter körniger Eiinhalt ohne Blastomeren, mit sehr schmalen, an den Polen aber sichtbarem Perivitellinraum. Gelbbraune Farbe.

Größe: Mittelgroßes Ei, 67–70 µm lang, 31–34 µm breit.

Besonderheiten: Da die Eier verhältnismäßig schwer sind, sollte für den Nachweis mit dem Flotationsverfahren eine Flotationslösung mit hohem spezifischem Gewicht (1,3) eingesetzt werden.

Häufigkeit: Relativ selten bei Maus und Ratte.

Leberhaarwurm (*Capillaria hepatica*)

Form: Elliptisch, schlank. Mit wenig vorgewölbten gleichförmigen Seitenwänden.

Schale: Dicke glatte Schale, radiär gestreift. An beiden Eipolen befinden sich kaum sichtbare flache Polpfröpfe (Abb. 3.8.11).

Inhalt: Gefurchter körniger Eiinhalt, mit sehr schmalen, an den Polen aber sichtbarem Perivitellinraum. Braune Farbe.

größe: Mittelgroßes Ei, 48–62 µm lang, 28–37 µm breit.

Besonderheiten: Die Eier befinden sich im Lebergewebe und können bei den befallenen Tieren nur durch Sektion der Leber und nicht durch eine Koproskopie nachgewiesen werden! Sie gelangen erst durch den Tod des Wirtes mit anschließender Verwesung bzw. über Fressfeinde (z. B. Füchse, Greifvögel) mit anschließender Darmpassage mit dem Kot dieser Prädatoren in die Außenwelt. Verwechslungen sind mit dem ähnlichen Ei von *Trichosomoides crassicauda* möglich.

Häufigkeit: Breites Wirtsspektrum – besonders Ratte, Maus, aber auch Kaninchen, Meerschweinchen u. a., selten auch Hund, Katze und Mensch.

Gefährlicher Zoonoseerreger!

Blasenhaarwurm (*Trichosomoides crassicauda*)

Form: Elliptisches Ei mit nur leicht gewölbten Seitenwänden.

Schale: Dicke glatte Schale. An den beiden breiten und geraden Eipolen befinden sich die nur wenig vorstehenden flachen Polpfröpfe (Abb. 3.8.12).

Inhalt: Gefurchter körniger Eiinhalt, oft auch bereits mit Larve; sehr schmaler, an den Polen aber sichtbarer Perivitellinraum. Gelblich-braune Farbe.

Größe: Mittelgroßes Ei, 60–70 µm lang, 30–45 µm breit.

Besonderheiten: Diese Nematodenart parasitiert in der Harnblasenwand von Ratten. Die Eier werden mit dem Harn ausgeschieden und gelangen dabei gelegentlich auch in Kotproben.

Häufigkeit: Selten bei der Ratte.

4 Literatureempfehlungen

- ABADIE SH (1963): The life cycle of *Strongyloides ratti*. J Parasitol **49**: 241–248.
- ABENDROTH K, GÜHRING H (1964): Über die Strongyloidosis beim Menschen. Dt Gesundheitswes **19**: 1261–1264.
- ADAM KMG (1958): In vivo observations on the ciliate protozoa inhabiting the large intestine of horse. J Gen Microbiol **9**: 376–384.
- AGNEESSENS J, DEBEVER P, ENGELEN S, VERCRUYSSSE J (1998): The prevalence of *Anoplocephala perfoliata* in horses in Belgium, and evaluation of the diagnostic sedimentation/flotation technique. Vlaams Diergeneesk Tijdschr **67**: 27–31.
- ALBRECHT E, SCHUBERT S (1991): Die MIFC-Methode in verschiedenen Modifikationen für das parasitologische Routinelabor. Mitt Österr Ges Tropenmed Parasitol **13**: 183–190.
- ALCAINO HA, BAKER NF (1974): Comparison of two flotation methods for detection of parasite eggs in feces. J Am Vet Med Assoc **164**: 620–622.
- ALLEN PC, FETTERER RH (2002): Recent advances in biology and immunobiology of *Eimeria* species and in diagnosis and control of infection with these coccidian parasites of poultry. Clin Microbiol Rev **15**: 58–65.
- ALVES LC, BORGES CCA, DA SILVA S, COUTO SER, MENEZES RC (2007): Endoparasitos em cobaias (*Cavia porcellus*) (Mammalia, Rodentia, Caviidae) provenientes de biotérios de criação e experimentação do município do Rio de Janeiro, Brasil. Ciênc Rural **37**: 1380–1386.
- ANDERSEN FL, WALTERS GT (1973): Efficacy of the Baermann technique for recovery of *Dictyocaulus viviparus* larvae from bovine feces. Am J Vet Res **34**: 39–40.
- ANKROM SL, CHOBOTAR B, ERNST JV (1975): Life cycle of *Eimeria fersii* Levine & Ivans, 1965 in the mouse, *Mus musculus*. J Protozool **22**: 317–323.
- AUDEBERT F, CASSONE J, HOSTE H, DURETTE-DESSET MC (2000): Morphogenesis and distribution of *Trichostrongylus retortaeformis* in the intestine of the rabbit. J Helminthol **74**: 95–107.
- BAERMANN G (1917): Eine einfache Methode zur Auffindung von Ankylostomum (Nematoden) Larven in Erdproben. Geneesk Tijdschr Nederl-Indie **57**: 131–137.
- BAILENGER J (1979): Mechanisms of parasitic concentration in coprology and their practical consequences. J Am Med Tech **41**: 65–71.
- BANGOURA B, KEIDEL J, DAUGSCHIES A (2007): Rinderkokzidiose. Prakt Tierarzt **88** (Suppl 2): 3–8.
- BANGOURA B, MUNDT HC, SCHMÄSCHKE R, WESTPHAL B, DAUGSCHIES A (2011): Prevalence of *Eimeria bovis* and *Eimeria zuernii* in German cattle herds and factors influencing oocyst excretion. Parasitol Res **109** (Suppl 1): 129–138.
- BARNARD SM, UPTON SJ (1994): A veterinary guide to the parasites of reptiles. (vol. 1). Krieger Publishing Company, Malabar.
- BARTH D (1967): Parasitologische Diagnostik (Teil I). Koprologische Untersuchungen. In: Therapogen Praxisdienst. Therapogen-Werk, Zweigniederlassung der Sharp & Dohme GmbH, München.
- BARTH D (1972): Vorkommen, Diagnose und Therapie des Magen-Darm-Nematodenbefalls bei Reh- und Rotwild. Dt Tierärztl Wochenschr **79**: 508–514.
- BARTH D, VISSER M (1991): Magen-Darm-Nematoden des Rindes. Diagnostischer Atlas. Enke, Stuttgart.
- BARUS T, SERGEEVA TP, SONIN MD, RYZHIKOV KM (1978). Helminths of fish-eating birds of the palaearctic region. I. Nematoda. Czechoslovak Academy of Science, Moskau, Prag.
- BARUTZKI D, GOTHE C (1988): Zur Kokzidienfauna der Schafe: Artifizierung der Oozysten. Wien Tierärztl Monatsschr **75**: 494–498.
- BARUTZKI D, LAUBMEIER E, FORSTNER MJ (1987): Der Endoparasitenbefall wildlebender und in menschlicher Obhut befindlicher Igel mit einem Beitrag zur Therapie. Tierärztl Prax **15**: 325–331.
- BARUTZKI D, SCHAPER R (2003): Endoparasites in dogs and cats in Germany 1999–2002. Parasitol Res **90**: 148–150.
- BARUTZKI D, SCHAPER R (2009): Natural infections of *Angiostrongylus vasorum* and *Crenosoma vulpis* in dogs in Germany (2007–2009). Parasitol Res **105** (suppl. 1): 39–48.
- BARUTZKI D, SCHAPER R (2011): Results of parasitological examinations of faecal samples from cats and dogs in Germany between 2003 and 2010. Parasitol Res **109**: 45–60.
- BARUTZKI D, SCHMID K, HEINE J (1984): Untersuchungen über das Vorkommen von Endoparasiten beim Igel. Berl Münch Tierärztl Wochenschr **97**: 215–218.
- BARUTZKI D, VON SAMSON-HIMMELSTJERNA G, SCHAPER R (2012): Infektionen mit Endoparasiten: Unverändert hohe Befallsraten bei Hunden und Katzen. Tierärztl Umsch **67**: 114–119.
- BASS CC (1909): Mild *Uncinariasis* infection. Arch Int Med **3**: 446–450.
- BAUER C (2006): Untersuchungsmethoden. In: SCHNIEDER T (Hrsg): Veterinärmedizinische Parasitologie. 6. Aufl., Parey, Stuttgart: 84–104.
- BAUER C, STOYE M (1984): Ergebnisse parasitologischer Kotuntersuchungen von Equiden, Hunden, Katzen und Igel der Jahre 1974 bis 1983. Dt Tierärztl Wochenschr **91**: 253–304.
- BAUER T (1923): Untersuchungen über neuere Methoden zum Nachweis der Parasiteneier im Kote der Pferde. Tierärztl Rundsch **29**: 647–650.
- BECK W (2007): Endoparasiten beim Igel. Wien Klin Wochenschr **119**: 40–44.
- BECK W (2008): Endoparasiten beim Igel: Klinik, Diagnose und Therapie. Kleintiermedizin **2**: 85–90.
- BECK W, PANTCHEV N (2012): Praktische Parasitologie bei Heimtieren. 2. Aufl., Schlütersche, Hannover.
- BECKLUND WW, WALKER ML (1967): Nematodes of domestic sheep, *Ovis aries*, in the United States with a key to the species. J Parasitol **53**: 777–781.
- BEELITZ P, GOTHE R (1997): Endoparasitenfauna und Befallshäufigkeit der Arten bei Jährlingen und erwachsenen Pferden in oberbayrischen Zuchtbetrieben mit jahrelanger, regelmäßiger Anthelminthikaprophylaxe. Tierärztl Prax **25**: 445–450.
- BEHNKE JM, KEYMER AE, LEWIS JW (1991): *Heligmosomoides polygyrus* or *Nematospiroides dubius*? Parasitol Today **7**: 177–179.
- BENEDEK L (1943): Untersuchungen auf Leberegeleier durch Sedimentation. Állatorvosi Lapok **66**: 139.
- BERGMANN V, NICKEL S, FILIP H (1970): Beitrag zur Trichostrongylidose (*Cooperia-Ostertagia-Trichostrongylus*-Mischinfektion) des Jungrindes. Monatsh Veterinärmed **25**: 954–959.
- BERLIN OGW, NOVAK SM, PORSCHEN RK, LONG EG, STELMA GN, SCHÄFER FW (1994): Recovery of *Cyclospora* organisms from patients with prolonged diarrhea. Clin Infect Dis **18**: 606–609.
- BERLIN OGW, PETER JB, GAGNE C, CONTEAS CN, ASH LR (1998): Autofluorescence and detection of *Cyclospora* oocysts. Emerg Infect Dis **4**: 127–128.
- BETKE P, WILHELM A (1976): Zur Dünndarmkokzidiose bei Gänsen. Monatsh Veterinärmed **31**: 385–389.
- BETKE P, NICKEL S, WILHELM A (1982): Untersuchungen zu *Paraspidodera uncinata* (Nematoda, Heterakidae), einem Blinddarmparasiten von *Cavia porcellus*. Angew Parasitol **23**: 197–202.
- BEUG HJ (1961): Leitfaden der Pollenbestimmung für Mitteleuropa und angrenzende Gebiete. Lieferung 1, Fischer, Stuttgart.
- BEVERLEY-BURTON M (1975): Hymenolepidid cestodes from fresh-water birds in Britain. Acta Parasit Pol **23**: 195–200.

- BG CHEMIE (2001): Einstufung biologischer Arbeitsstoffe: Parasiten. Besondere Schutzmaßnahmen für den Umgang mit Parasiten. Merkblatt B 005, Berufsgenossenschaft Chem Ind, Heidelberg.
- BHATTACHARJEE M (1960): Beitrag zur Biologie und Epidemiologie von *Trichostrongylus tenuis* des Geflügels. Diss, Gießen.
- BLAGBURN BL, BUTLER JM (2006): Optimize intestinal parasite detection with centrifugal fecal flotation. VET MED **101**: 455–464.
- BLAGG W, SCHLOEGEL EL, MANSOUR NS, KHALAF GJ (1955): A new concentration technic for the demonstration of protozoa and helminth eggs in feces. Am J Trop Med Hyg **4**: 23–28.
- BLAXTER ML, DE LEY P, GAREY JR, LIU LX, SCHELDAMAN P, VIERSTRAETE A, VANFLETEREN JR, MACKEY LY, DORRIS M, FRISSE LM, VIDA JT, THOMAS WK (1998): A molecular evolutionary framework for the phylum Nematoda. Nature **392**: 71–75.
- BOAG B (1985): The incidence of helminth parasites from the wild rabbit *Oryctolagus cuniculus* (L.) in eastern Scotland. J Helminthol **59**: 61–69.
- BOECKER H (1953): Die Entwicklung des Kaninchenoxyuren *Passalurus ambiguus*. Z Parasitkd **15**: 491–518.
- BORCHERT A (1954): Lehrbuch der Parasitologie für Tierärzte. Hirzel, Leipzig.
- BORGWARDT J (1996): Untersuchungen zur Ekto- und Endoparasitenbürde bei Tauben (*Columba livia* forma *domestica*) aus dem Stadtgebiet von Halle/S. Diss, Leipzig.
- BRANDER P, DENZLER T, HENZI M (1996): *Capillaria hepatica* bei einem Hund und einem Igel. Schweiz Arch Tierheilkd **132**: 365–370.
- BUCHWALDER R (1963): Untersuchungen zur Technik des Lungenwurmnachweises bei Rind und Schaf. Monatsh Veterinärmed **18**: 457–460.
- BUNDLE A (1895): Ciliate Infusorien im Caecum des Pferdes. Z Wiss Zool **60**: 284–350.
- BÜRGER HJ, STOYE M (1968): Parasitologische Diagnostik (Teil II). Eizählung und Larvendifferenzierung. In: Therapogen Praxisdienst. Therapogen-Werk, Zweigniederlassung der Sharp & Dohme GmbH, München.
- BURGER NC, NESVADBA J, NESVADBA Z, BUSATO A, GOTTSTEIN B (2006): Untersuchungen zum Vorkommen von *Dicrocoelium dendriticum* im Emmental. Berl Münch Tierärztl Wochenschr **119**: 324–329.
- CARLSON A (1981): Diagnose und Therapie der Parasitosen der Igel. Prakt Tierarzt, Coll Vet. **62**: 73–75.
- ČERNÁ Ž, SÉNAUD J (1969): *Eimeria pragensis* sp. n., a new coccidian parasite from the intestine of mice (*Mus musculus*). Folia Parasitol **16**: 171–175.
- CHRISP CE, SUCKOW MA, FAYER R, ARROWOOD MJ, HEALEY, MC, STERLING CR (1992): Comparison of the host ranges and antigenicity of *Cryptosporidium parvum* and *Cryptosporidium wairi* from Guinea Pigs. J Protozool **39**: 406–409.
- COLES GC, BAUER C, BORGSTEEDE FHM, GEERTS S, KLEI TR, TAYLOR MA, WALLER, PJ (1992): World association for the advancement of veterinary parasitology (W.A.A.V.P.). Methods for the detection of anthelmintic resistance in nematodes of veterinary importance. Vet Parasitol **44**: 35–44.
- CRINGOLI G (2006): FLOTAC a novel apparatus for a multivalent faecal egg count technique. Parasitologia **48**: 381–384.
- CROMPTON DWT, NICKOL BB (1985): Biology of the Acanthocephala. Cambridge University Press, Cambridge.
- CZAPLINSKI B (1956): Hymenolepididae Fuhrmann 1907 (Cestoda), parasites of some domestic and wild anseriformes in Poland. Acta Parasit Pol **4**: 175–373.
- DAMEIYASA IM, BAUER C (2006): Prevalence and age-dependent occurrence of intestinal protozoan infections in suckling piglets. Berl Münch Tierärztl Wochenschr **119**: 287–290.
- DAUGSCHIES A, BIALEK R, JOACHIM A, MUNDT HC (2001): Auto-fluorescence microscopy for the detection on nematode eggs and protozoa, in particular *Isospora suis*, in swine faeces. Parasitol Res **87**: 409–412.
- DAUGSCHIES A, MEYER C, JOACHIM A (1999): Vorkommen von *Isospora suis* in Ferkelerzeuger- und Ferkelaufzuchtbetrieben. Prakt Tierarzt **80**: 530–537.
- DECOCK C, CADIERGUES MC, LARCHER M, VERMOT S, FRANC M (2003): Comparison of two techniques for diagnosis of giardiasis in dogs. Parasite **10**: 69–72.
- DENEGRI G, BERNHARDAINA W, PEREZ-SERRANO J, RODRIGUEZ-CAABEIRO F (1998): Anoplocephalid cestodes of veterinary and medical significance: a review. Folia Parasitol **45**: 1–8.
- de RIVAS, D (1928) An efficient and rapid method of concentration for the detection of ova and cysts of intestinal parasites. Am J Trop Med **8**: 63–72.
- DIETZ O, GÄNGEL H, LITZKE IJ (1994): Zur klinischen Relevanz der Anoplocephalose beim Pferd. Monatsh Veterinärmed **49**: 135–144.
- DITTMAR K (2002): Arthropod and helminth parasites of the wild Guinea Pig, *Cavia aperea*, from the Andes and the Cordillera in Peru, South America. J Parasitol **88**: 409–411.
- DÖNGES J (1962): Entwicklungsgeschichtliche und morphologische Untersuchungen an Notocotyliiden (Trematoda). Z Parasitkd **22**: 43–67.
- DÖNGES J (1967): Der modifizierende Einfluß des Endwirtes auf die Entwicklung des Darmegels *Isthmiophora melis* (Schränk 1788). Parasitol Res **29**: 1–14.
- DRYDEN MW, PAYNE PA, RIDLEY R, SMITH V (2005): Comparison of common fecal flotation techniques for recovery of parasite eggs and oocysts. Vet Ther **6**: 15–28.
- DUBEY JP (2002): A review of toxoplasmosis in wild birds. Vet Parasitol **106**: 121–153.
- DÜWEL, D (1971): Die Dictyocaulose des Rindes. Tierärztl Umsch **26**: 152–158.
- DÜWEL D (1982): Unusually large eggs of a *Fasciola hepatica* strain. Z Parasitenkd **67**: 121–124.
- DVOJNOS GM, HARCENKO VA (1990): Morphology and differential diagnostics of parasitic larvae of some Strongylidae (Nematoda) of horses. Angew Parasitol **31**: 15–28.
- DYACHENKO V, PANTCHEV N, GAWLOWSKA S, VRHOVEC MC, BAUER C (2008): *Echinococcus multilocularis* infections in domestic dogs and cats from Germany and other European countries. Vet Parasitol **157**: 244–253.
- DYACHENKO V, KUHNERT Y, SCHMÄSCHKE R, ETZOLD M, PANTCHEV N, DAUGSCHIES A (2010): Occurrence and molecular characterization of *Cryptosporidium* spp. genotypes in European hedgehogs (*Erinaceus europaeus* L.) in Germany. Parasitol **137**: 205–216.
- DYTRYCH JK, COOKE RPD (1995): Autofluorescence of *Cyclospora*. Br J Biomed Sci **52**: 76.
- ECKERT J (1960): Die Diagnose des Magen-Darmstrongylidenbefalles des Schafes durch Differenzierung der freilebenden dritten Larven. Zbl Vet Med **7**: 612–630.
- ECKERT J (1996): Der „gefährliche Fuchsbandwurm“ (*Echinococcus multilocularis*) und die alveoläre Echinokokkose des Menschen in Mitteleuropa. Berl Münch Tierärztl Wochenschr **109**: 202–210.
- ECKERT J, BÜRGER HJ (1979): Die parasitäre Gastroenteritis des Rindes. Berl Münch Tierärztl Wochenschr **92**: 449–457.
- ECKERT J, FRIEDHOFF KT, ZAHNER P, DEPLAZES P (2008): Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin. 2. Aufl., Enke, Stuttgart.
- EISELE K (1958): Diagnostische, biologische und morphologische Untersuchungen an der Echinuriöse der Wasservögel und ihrem Erreger *Echinuria uncinata* Rudolphi, 1819. Diss, Berlin.
- ENGELBRECHT H, ISSERSTEDT K, WEBER K (1966): Kritische Bemerkungen zur koprologischen Anreicherungsmethode nach Telemann und seinen gebräuchlichsten Modifikationen nach Miyagawa und Rivas. Dt Gesundheitsw **21**, 2479–2489.
- ENIGK K, DEY-HAZRA A (1971): Zur Verbreitung und Behandlung des *Trichostrongylus tenuis*-Befalles. Berl Münch Tierärztl Wochenschr **84**: 11–14.
- ENIGK K, STICINCKY E (1958): Die intravitale Diagnose des Bandwurmbeffalles beim Huhn. Arch Geflügelkd **22**: 149–156.

→ 4 Literatureempfehlungen

- ENIGK K, STICINCKY E (1959a): zur Biologie und Bekämpfung der häufigsten Hühnerbandwürmer. Arch Geflügelkd **23**: 247–256.
- ENIGK K, STICINCKY E (1959b): Die Zwischenwirte der Hühnerbandwürmer *Raillietina cesticillus*, *Choanotaenia infundibulum* und *Hymenolepis cariosa*. Z Parasitenkd **19**: 278–308.
- EPE C, BEHRENS T, SAMSON-HIMMELSTJERNA G, SCHNIEDER T (2001): Prävalenz von Bandwürmern bei Pferden (Anoplocephalidae) in Norddeutschland. Prakt Tierarzt **82**: 37–42.
- EPE C, SCHNIEDER T, STOYE M (1998): Ergebnisse parasitologischer Kotuntersuchungen von Equiden, Hunden, Katzen und Igelrn der Jahre 1993–1997. Wien Tierärztl Monatsschr **85**: 435–439.
- EYSKER M, VAN AARLE D, KOOYMAN FNJ, NIJZINK AM, ORSEL K, PLOEGER HW (2002): Exposure of dairy cows to nematode infections at the end of the grazing season in The Netherlands. Vet Parasitol **110**: 93–100.
- FAUST EC, SAWITZ W, TOBIE J, ODOM V, PERES C, LINCICOME DR (1939): Comparative efficiency of various techniques for the diagnosis of protozoa and helminthes in feces. J Parasitol **25**: 241–262.
- FAYER R (2010): Taxonomy and species delimitation in *Cryptosporidium*. Exp Parasitol **124**: 90–97.
- FAYER R, SANTÍN M, XIAO LH (2005): *Cryptosporidium bovis* n. sp. (Apicomplexa: Cryptosporidiidae) in cattle (*Bos taurus*). J Parasitol **91**: 624–629.
- FAYER R, SANTÍN M, TROUT JM (2008): *Cryptosporidium ryanae* n. sp. (Apicomplexa: Cryptosporidiidae) in cattle (*Bos taurus*). Vet Parasitol **156**: 191–198.
- FÜLLEBORN F (1920a): Neuere Methoden zum Nachweis von Helmintheneiern. Arch Schiffstropenhyg **24**: 174.
- FÜLLEBORN F (1920b): Die Anreicherung der Helmintheneier mit Kochsalzlösung. Dt Med Wochenschr **46**: 714–715.
- FRENCH D, CHAPMAN M (1993): Diagnose, Vorkommen und Bedeutung von equinen Bandwürmern. Tierärztl Umsch **48**: 135–144.
- GABRISCH K, ZWART P (2007): Krankheiten der Heimtiere. 7. Aufl., Schlütersche, Hannover.
- GAGLIO G, CRINGOLI G, RINALDI L, BRIANTI E, GIANETTO S (2008): Use the FLOTAC technique for the diagnosis of *Aelurostrongylus abstrusus* in the cat. Parasitol Res **103**: 1055–1057.
- GASSAL S, SCHMÄSCHKE R (2006): Zur Helminthen- und Kokzidienfauna des Jagdfasans (*Phasianus colchicus*) unter Berücksichtigung der spezifischen Umweltbedingungen in Fasanerien und in freier Wildbahn. Berl Münch Tierärztl Wochenschr **119**: 295–302.
- GESSWEIN S (1999): *Eimeria*-Infektionen bei Hausziegen verschiedener Altersgruppen unter besonderer Berücksichtigung unterschiedlicher Haltungformen. Diss, Leipzig.
- GIBSON SV, WAGNER JE (1986): Cryptosporidiosis in Guinea Pigs, a retrospective study. J Am Vet Med Assoc **189**: 1033–1034.
- GIBSON TE (1965): Examination of feces for helminth eggs and larvae. Vet Bull **35**: 403–410.
- GLASER S, DAHMS S, RÖHMEL J, WEISS H, KREIENBROCK L (2002): Statistische Grundlagen von “Good Clinical Practice” in der Veterinärmedizin – ein Positionspapier zur Planung, Durchführung und Auswertung empirischer Untersuchungen. Dt Tierärztl Wochenschr **109**: 68–72.
- GÖCMEN B, GURELLI G, DEHORITY BA (2013): Fecal ciliate composition of Zypriot domestic horses (*Equus caballus* Linnaeus, 1758). Turk J Zool **36**: 163–170.
- GORDO FP, HERRERA S, CASTRO AT, DURAN BG, DIAZ RAM (2002): Parasites from farmed ostriches (*Struthio camelus*) and rheas (*Rhea americana*) in Europe. Vet Parasitol **107**: 137–160.
- GORDON HML (1967): The diagnosis of helminthosis in sheep. Vet Med Rev **67**: 140–168.
- GORDON HML, WHITLOCK HV (1939): A new technique for counting nematode eggs in sheep faeces. J Counc Sci Ind Res Aust **12**: 50–52.
- GOTHE R (1983): Zur *Dictyocaulus arnfieldi*-Infektion der Equiden. Berl Münch Tierärztl Wochenschr **96**: 364–368.
- GOTTSCHALK C (1964): Zur Verbreitung des Leberegels, des Lanzettegels und des Pansenegels in den thüringischen Bezirken Erfurt und Gera. Angew Parasitol **3**: 101–108.
- GRACZYK TK, CRANFIELD MR, DUNNING C, STRANDBERG JD (1998): Fatal cryptosporidiosis in a juvenile captive African hedgehog (*Atelix albiventris*). J Parasitol **84**: 184–190.
- GRÄFNER G (1980): Überblick über Parasitosen des jagdbaren Wildes in der DDR. Angew Parasitol **21**: 177–182.
- GRÄFNER G, GRAUBMANN HD (1964a): *Eimeria kotlani* n.sp., eine neue pathogene Kokzidienart bei Gänsen. Monatsh Veterinärmed **19**: 819–821.
- GRÄFNER G (1964b): Die Geflügelcestoden *Cotugnia digonopora* und *Diorchis stefanski* für Deutschland erstmals nachgewiesen. Angew Parasitol **5**: 215–219.
- GRÄFNER G, GRAUBMANN HD, BETKE P (1965): Dünndarmkokzidiose bei Hausenten, verursacht durch eine neue Kokzidienart, *Eimeria danailovi* n.sp. Monatsh Veterinärmed **20**: 141–143.
- GRAUBMANN HD, GRÄFNER G, ODENING K (1978): Zur Paramphistomose des Rot- und Rehwildes. Monatsh Veterinärmed **33**: 892–898.
- GRÄFNER G, ZIMMERMANN GG, GRAUBMANN HD, WOLTER R (1967): Verbreitung, Krankheitsbild und Bekämpfung der Echinuriose in den nördlichen Bezirken der DDR. Monatsh Veterinärmed **22**: 427–431.
- GRUNIN KJ (1969): Gasterophilidae. 64a. in: LINDNER E (Hrsg.): Die Fliegen der paläarktischen Region. E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart.
- HALEY AJ (1961): Biology of the rat nematode *Nippostrongylus brasiliensis* (Travassos, 1914). I. Systematics, hosts and geographic distribution. J Parasitol **47**: 727–732.
- HAPPICH FA, BORAY JC (1969): Quantitative diagnosis of chronic fasciolosis. 1. Comparative studies on quantitative faecal examinations for chronic *Fasciola hepatica* infection in sheep. Aust Vet J **45**: 326–328.
- HARTWICH G (1975): Die Tierwelt Deutschlands – 62. Teil. Rhabditida und Ascaridida. Fischer, Jena.
- HARTWICH G (1994): Die Tierwelt Deutschlands – 68. Teil. Schlauchwürmer, Nematelminthes, parasitische Rundwürmer von Wirbeltieren. II Strongyloidea: Strongyloidea und Ancylostomatoidea. Fischer, Jena.
- HASSLINGER MA, HÄNICHEN T (1968): Parasitologische Diagnostik (Teil III). Geschlechtsreife Helminthen und ihre Zwischenstadien. In: Therapogen Praxisdienst. Therapogen-Werk, Zweigniederlassung der Sharp & Dohme GmbH, München.
- HASSLINGER MA, NAGLER M (1969): Zur Bedeutung des „Dunckerschen Muskelegels“ (*Agamodistomum suis*, Stiles 1908). Fleischwirtschaft **49**: 1062–1063.
- HASSLINGER MA, WIETHE T (1987): Zum Oxyurenbefall kleiner Labortiere und seiner Bekämpfung mit Ivermectin. Tierärztl Prax (K) **15**: 93–97.
- HAUPT W (1975): Untersuchungen zum Verlauf des Befalls mit *Trichostrongylus retortaeformis* (Zeder, 1800) Loos, 1905, beim Hauskaninchen (*Oryctolagus cuniculus*). Arch Exp Vet Med **29**: 135–141.
- HEINE J (1982): Eine einfache Nachweismethode für Kryptosporidien im Kot. Zbl Vet Med B **29**: 324–327.
- HENNE E (1977): Untersuchungen zur Endoparasitenfauna beim Wildschwein (*Sus crofa*). Diss, Berlin.
- HENRIKSON SA (1966): Ein verbessertes Nachweisverfahren von Leberegeleiern in Kotproben. Nord Vet Med Kop **18**: 226–270.
- HENRIKSEN SA (1995): *Isospora suis* of swine. in: ECKERT J, BRAUN R, SHIRLEY MW, COUDERT P (Hrsg.): Guidelines on techniques in coccidiosis research. Office for Official Publications of the European Communities, Luxembourg: 74–78.
- HENRIKSEN SA, AAGAARD K (1977): Eine einfache Flotations- und McMaster-Methode. Tierärztl Prax **5**: 401–406.
- HENRIKSEN SA, POHLENZ JFL (1981): Staining of cryptosporidia by a modified Ziehl-Neelsen technique. Acta Vet Scand **22**: 594–596.
- HENRIKSEN SA, CHRISTENSEN JPB (1992): Demonstration of *Isospora suis* oocysts in fecal samples. Vet Rec **131**: 443–444.

- HERTZBERG H, KOHLER L (2006): Prevalence and significance of gastrointestinal helminths and protozoa in South American camelids in Switzerland. *Berl Münch Tierärztl Wochenschr* **119**: 291–294.
- HEYMONS R, VITZTHUM H (1935/36): Beiträge zur Systematik der Pentastomiden. *Z Parasitkd* **8**: 1–103.
- HIEPE T, BUCHWALDER R, NICKEL S (1985): Veterinärmedizinische Helminthologie. Bd. 3. HIEPE T (Hrsg.): Lehrbuch der Parasitologie. Fischer, Jena.
- HIEPE T, BUCHWALDER R, RIBBECK R (1981): Allgemeine Parasitologie. Bd. 1. HIEPE T (Hrsg.): Lehrbuch der Parasitologie. Fischer, Jena.
- HIEPE T, GRÜNWOLDT J (1965): Untersuchungen über den Leberegelbefall bei Rindern unter besonderer Berücksichtigung des Fleischbeschaubefundes. *Berl Münch Tierärztl Wochenschr* **78**: 114–115.
- HIEPE T, JUNGMANN R (1983): Veterinärmedizinische Protozoologie. Bd. 2. HIEPE T (Hrsg.): Lehrbuch der Parasitologie. Fischer, Jena.
- HIEPE T, RIBBECK R (1982): Veterinärmedizinische Arachno-Entomologie. Bd. 4. HIEPE T (Hrsg.): Lehrbuch der Parasitologie. Fischer, Jena.
- HIEPE T, SCHUSTER R (1992): Helminthosen. In HEIDER G, MONREAL G, MÉSZAROS J (Hrsg.): Krankheiten des Wirtschaftsgeflügels. Band II, Spezieller Teil 2. Fischer, Jena: 407–437.
- HINNEY B, JOACHIM A (2013): Magen-Darm-Parasiten bei Hund und Katze. *Kleintierprax* **58**: 256–278.
- HOFMAN U, GRÄFNER G, TSCHERNER W (1989): Epizootiologie, klinischer Verlauf, Diagnostik der Akanthozephalose (Filikollose) bei Hausenten. *Monatsh Veterinärmed* **44**: 576–578.
- HORAK JK (1971): Paramphistomiasis of domestic ruminants. *Adv Parasitol* **9**: 33–72.
- HORÁK P, KOLÁŘOVÁ L, ADEMA CM (2002): Biology of the schistosome genus *Trichobilharzia*. *Adv Parasitol* **52**: 155–233.
- IPPEN R (1952): Zur Pathogenität des *Strongyloides ransomi* unter besonderer Berücksichtigung seines Sitzes in der Schleimhaut der Darmwand. Diss, Berlin.
- ISENBÜGEL E, FRANK W (1985): Heimtierkrankheiten. Ulmer, Stuttgart.
- JAEGER C (1921): Beiträge zur Anreicherung der Parasiteneier im Kot der Haustiere. Diss, München.
- JAMES AE, HAMILTON N, CAMPBELL N, PRESIDENTE P (1998): The pseudoparasite *Cynicomyces guttulatus* (Syn. *Saccharomycopsis guttulatus*) in rabbit faeces. *Animal Technol* **49**: 35–38.
- JEFFERIES R, VRHOVEC MG, WALLNER N, CATALAN DR (2010): *Aelurostrongylus abstrusus* and *Troglostrongylus* sp. (Nematoda: Metastrongyloidea) infections in cats inhabiting Ibiza, Spain. *Vet Parasitol* **173**: 344–348.
- KALETA EF, BOLTE AB (2000): Vorkommen und Bekämpfung der Kokzidiose der Taube. *Prakt Tierarzt* **81**: 476–482.
- KANAREK G (2011): Population biology of *Contracaecum rudolphii* Sensu Lato (Nematoda) in the Great Cormorant (*Phalacrocorax carbo*) from northeastern Poland. *J Parasitol* **97**: 185–191.
- KAPLAN RM (2011): It's time for a change: The rationale for Evidence-based parasite control in horses. WAAVP, Buenos Aires.
- KAPLAN RM, NIELSEN MK (2010). An evidence-based approach to equine parasite control: It ain't the 60s anymore. *Equine Vet Education* **22**, 306–316.
- KASSA H, HARRINGTON BJ, BISESI MS (2004): Cryptosporidiosis: A brief literature review and update regarding *Cryptosporidium* in feces of Canada geese (*Branta canadensis*). *J Environ Health* **66**: 34–39.
- KASSAI T (1957a): Die Differentialdiagnose der Protostrongyliden von Schafen auf Grund pathologisch-anatomischer Veränderungen. *Acta Vet Hung* **7**: 351–360.
- KASSAI T (1957b): Schnecken als Zwischenwirte der Protostrongyliden. *Z Parasitkd* **18**: 5–19.
- KAUFMANN J (1996): Parasitic infections of domestic animals. A diagnostic Manual. Birkhäuser, Basel, Boston, Berlin.
- KEFERBÖCK F (1982): Vergleichende Untersuchungen verschiedener Flotationsmedien zum Nachweis der Magendarm-Parasiten des Rindes. Diss, Wien.
- KHALIL LF, JONES A, BRAY RA (1994): Keys to the cestode parasites of vertebrates. CAB international, Wallingford, Oxon.
- KISILEV NP (1967): K biologii *Paramphistomum ichikawai* Fukui. *Veterinariya (Moskau)* **44**: 51–53.
- KLIMEŠ B (1963): Coccidian of the domestic goose (*Anser anser* dom.). *Zbl Vet Med B* **10**: 427–448.
- KÖGEL B (2009): Untersuchungen zu Igelpfleglingen ausgewählter deutscher Igelstationen und Erfolge der Therapie aus den Jahren 1984 bis 2006. Diss, Hannover.
- KOFOID CA, BARBER MA (1918): Rapid method for detection of ova of intestinal parasites in human stools. *J Am Med Ass* **71**: 1557–1561.
- KÖTSCHKE W, GOTTSCHALK C (1983): Krankheiten der Kaninchen und Hasen. 3. Aufl., Fischer, Jena.
- KOUTZ FR (1941): A comparison of flotation solutions in the detection of parasite ova in feces. *Am J Vet Res* **1–2**: 95–100.
- KRAEMER A (2005): Validierung ausgewählter koproskopischer Untersuchungsmethoden zum direkten Nachweis parasitärer Stadien verschiedener Parasitenspezies der Haussäugetiere. Diss, Hannover.
- KRANENBERG W (1977): Beiträge zur Biologie und Pathogenität des einheimischen Pansenegels *Paramphistomum cervi*. *Berl Münch Tierärztl Wochenschr* **90**: 316–320.
- KRANENBERG W, BOCH J (1978): Beiträge zur Biologie und Pathogenität des einheimischen Pansenegels *Paramphistomum cervi*. 3. Entwicklung in Rind, Schaf und Reh. *Berl Münch Tierärztl Wochenschr* **91**: 71–75.
- KRAUSE H (1964): Untersuchungen über das Vorkommen von Lungenswürmern bei Schlachtschweinen. Diss, Berlin.
- KUEHNER KA, MARKS SL, KASS PH, SAUTER-LOUIS C, GRAHN RA, BARUTZKI D, HARTMANN K (2011): *Tritrichomonas foetus* infection in purebred cats in Germany: prevalence of clinical signs and the role of co-infection with other enteroparasites. *J Feline Med Surg* **13**: 251–258.
- KÜLHORN F (1964): Über die Dipterenfauna des Stallbiotops. *Beitr Ent* **14**: 85–118.
- KUHNERT Y, SCHMÄSCHKE R, DAUGSCHIES A (2006): Vergleich verschiedener Verfahren zur Untersuchung von Saugferkelkot auf *Isospora suis*. *Berl Münch Tierärztl Wochenschr* **119**: 282–286.
- KUHNERT-PAUL Y (2013): Studien zur Eignung labordiagnostischer Verfahren zum Nachweis von Protozoen und Nematoden bei verschiedenen Säugetierarten. Diss, Leipzig.
- KUHNERT-PAUL Y, BANGOURA B, DITTMAR K, DAUGSCHIES A, SCHMÄSCHKE R (2012): Cryptosporidiosis: comparison of three diagnostic methods and effects of temperature on detection of infection in cattle faeces. *Parasitol Res* **111**: 165–171.
- KUHNERT-PAUL Y, SCHMÄSCHKE R, DAUGSCHIES A (2012): Einfluss der Verteilung von Strongyloiden- und Ascarideneiern in Pferdekotproben auf den Nachweis mit einem kombinierten Sedimentations-Flotationsverfahren. *Tierärztl Prax (G)* **40**: 21–26.
- KUTZER E (1978): Bemerkungen zum Hasen-Peitschwurm *Trichuris leporis* (Zeder, 1803). *Z Parasitenkd* **56**: 69–72.
- LAMBERT D (2003): Die Parasiten der Igel – Teil I: Endoparasiten. *Mikrokosmos* **92**: 283–288.
- LAMINA J (1980): Larva-migrans-visceralis-Infektionen durch *Toxocara*-Arten. *Dt Med Wochenschr* **105**: 769–799.
- LANE C (1922): The mass diagnosis of ankylostome infestation. Part I. *Trans Roy Soc Trop Med Hyg* **16**: 274–315.
- LANE C (1925): The mass diagnosis of ankylostome infestation. Part XIV. *Trans Roy Soc Trop Med Hyg* **19**: 156–176.
- LANE C (1928): The mass diagnosis of hookworm infection. *Am J Hyg* **8**: 1–148.
- LAPAGE G (1956): Mönnig's Veterinary Helminthology and Entomology. 4. Ed., Bailliere, Tindal and Cox, London.
- LAUBMEIER E (1985): Untersuchungen über die Endoparasiten des Igels (*Erinaceus europaeus*) bei freilebenden und in menschlicher Obhut überwinternden Tieren sowie Entwurmungsversuche mit Ivermectin. Diss, München.

→ 4 Literaturempfehlungen

- LAUX A (1987): Extensität und Intensität des Endoparasitenbefalls beim Igel. *Angew Parasitol* **28**: 137–141.
- LENTZE T, HOFER D, GOTTSTEIN B, GAILLARD C, BUSATO A (1999): Häufigkeiten und Bedeutung von Endoparasiten bei Kälbern aus Schweizer Mutterkuhbetrieben. *Dt Tierärztl Wochenschr* **106**: 275–281.
- LEVINE ND, IVENS V (1965): The coccidian parasites (Protozoa, Sporozoa) of rodents. *Illinois Biol Monogr* **33**.
- LEVINE ND, IVENS V (1970): The coccidian parasites (Protozoa, Sporozoa) of ruminants. *Illinois Biol Monogr* **44**.
- LEVINE ND, MEHRA KN, CLARK DT, AVES U (1960): A comparison of nematode egg counting techniques for cattle and sheep feces. *Am J Vet Res* **21**: 511–515.
- LICHTENFELS JR (1975): Helminths of domestic equids. Illustrated keys to genera and species with emphasis on north american forms. *Proc Helminth Soc Wash* **42**: 1–92.
- LICHTENFELS JR, PILITT PA (2000): Synopse patterns of the Haemonchinae of ruminants (Nematoda: Trichostrongyloidea). *J Parasitol* **86**: 1093–1098.
- LINDQUIST HDA, BENNETT, JW, HESTER JD, WARE MW, DUBEY JP, EVERSON WV (2003): Autofluorescence of *Toxoplasma gondii* and related coccidian oocysts. *J Parasitol* **89**: 865–867.
- LÖWENSTEIN M, PROSL H, LOUPAL G (1991): Parasitosen des Igels und deren Bekämpfung. *Wien Tierärztl Monatsschr* **78**: 127–135.
- LUCIUS R, LOOS-FRANK B (2008): *Biologie von Parasiten*. 2. Aufl., Springer, Berlin, Heidelberg.
- MARTI H, ESCHER E (1990): SAF – Eine alternative Fixierlösung für parasitologische Stuhluntersuchungen. *Schweiz Med Wochenschr* **120**: 1473–1476.
- MATTHIESEN T, KUNSTÝŘ I (1974): Lungenwurmbefall (*Crenosoma striatum*) beim Igel. *Berl Münch Tierärztl Wochenschr* **87**: 479–480.
- MATUSCHKA FR (1984): Endodyogeny in *Isoospora rastegaievae* from the Eurasian hedgehog (*Erinaceus europaeus* L.). *Parasitol* **88**: 9–12.
- MAYERHOFER J (1985): Vergleichende Untersuchungen über die Brauchbarkeit verschiedener Medien zum Nachweis der Intestinalparasiten von Hund und Katze mittels Kotflotationstechnik. Diss, Wien.
- MAYHEW RL (1962): Studies on bovine gastrointestinal parasites XXVI. A flotation method for the recovery of parasitic eggs using cane sugar. *Trans Am Micr Soc* **81**: 264–267.
- MEHLHORN H, DÜWEL D, RAETHER W (1986): *Diagnose und Therapie der Parasiten von Haus-, Nutz- und Heimtieren*. Fischer, Stuttgart, New York.
- MEHLHORN H, PIEKARSKI G (2002): *Grundriss der Parasitenkunde. Parasiten des Menschen und der Nutztiere*. 6. Aufl., Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg.
- MENZEL MA (2013): *Selektive Entwurmung der Pferde in einer Pferdepraxis: Einführung sowie wissenschaftliche und betriebswirtschaftliche Analyse*. Diss, München.
- MENZEL M, BECHER AM, GREITE L, PFISTER K (2013): Die Einführung der Methode der Selektiven Entwurmung in einem Pferdebestand. *Tierärztl Umsch* **68**: 116–120.
- MULISCH N, WELSCH U (2010): *Romeis Mikroskopische Technik*. 10. Aufl., Spektrum, Heidelberg.
- MÜLLER V, KIMMIG P (1994): *Trichobilharzia franki* n. sp. – die Ursache für Badedermatitiden in südwestdeutschen Baggerseen. *Appl Parasitol* **35**: 12–31.
- MUNDT HC, COHNEN A, DAUGSCHIES A, JOACHIM A, PROSL H, SCHMÄSCHKE R, WESTPHAL B (2005): Occurrence of *Isoospora suis* in Germany, Switzerland and Austria. *J Vet Med B* **52**: 1–5.
- NEMESÉRI L, HOLLÓ F (1964): *Tierärztliche parasitologische Diagnostik*. Fischer, Jena.
- NEUHAUS W (1952): *Biologie und Entwicklung von Trichobilharzia szidati* n. sp. (Trematoda, Schistosomatidae), einem Erreger von Dermatitis beim Menschen. *Z Parasitenkd* **15**: 203–266.
- NEUSER V (1974): Beiträge zur Morphologie, Anatomie und Biologie von *Aspicularis tetraptera* (Schulz). *Z Parasitkd* **43**: 151–168.
- NICKEL EA, HAUPT W (1986): Experimentelle Untersuchungen über Verlauf und Auswirkungen des Befalls mit *Graphidium strigosum* (Nematoda, Trichostrongylidae) bei *Oryctolagus cuniculus* (Hauskaninchen). *Angew Parasitol* **27**: 215–219.
- NICKEL S (1962): Experimentelle Untersuchungen zur Prüfung der Brauchbarkeit einiger koprologischer Verfahren zum Nachweis der Leberegelier (*Fasciola hepatica* L.) für die Herdendiagnostik. *Arch Exp Vet Med* **16**: 945–949.
- NICKEL S, HIEPE T, HANSEL U, JURKE E (1980): Beiträge zur Parasitenfauna der DDR. 5. Mitteilung. Untersuchungen zum Helminthenvorkommen beim Rotfuchs (*Vulpes vulpes* L.). *Angew Parasitol* **21**: 94–100.
- NICKEL S, HIEPE T, NESS H, PINGEL H (1978): Beiträge zur Parasitenfauna der DDR. 2. Mitteilung. Untersuchungen zum Helminthenvorkommen beim Reh (*Capreolus capreolus*). *Angew Parasitol* **19**: 194–202.
- NÖLLER W (1921): Die Kochsalzmethode bei der Untersuchung der Haustierkokzidiose. *Berl Tierärztl Wochenschr* **37**: 481–483.
- OCKERT G, SCHNEIDER W (1987): *Klinische Parasitologie*. Fischer, Jena.
- ODENING K (1959): Über *Plagiorchis*, *Omphalometra* und *Allocreadium* (Trematoda, Digenea). *Z Parasitkd* **19**: 14–34.
- ODENING K (1966): Die Lebenszyklen der Ententrematoden *Parastrigea robusta* und *Catantropis verrucosa* im Raum Berlin. *Monatsh Veterinärmed* **21**: 663–667.
- ODENING K (1969): Der Lanzettegel oder der Kleine Leberegel (*Dicrocoelium dendriticum*). *Beilage Angew Parasitol* **10**: Merkblatt 6.
- ODENING K, BOCKARDT I, GRÄFNER G (1978): Zur Frage der Panse-negelarten in der DDR (Trematoda: Paramphistomidae) und ihrer Zwischenwirtschnecken. *Monatsh Veterinärmed* **33**: 179–181.
- ODENING K, BOCKARDT I, GRÄFNER G (1979): Zwischenwirtspezifität, Cercarien- und Eimerkmale der drei einheimischen *Paramphistomum*-Arten (Trematoda). *Zool Jb Syst* **106**: 214–241.
- ODENING K, GRÄFNER G (1979): Zum systematischen Erforschungsstand der *Paramphistomum*-Arten (Trematoda) in Europa. *Mitt Zool Mus Berlin* **55**: 271–290.
- OSCHE G (1963): Die systematische Stellung und Phylogenie der Pentastomida. *Z Morphol Ökol Tiere* **52**: 487–596.
- OSSMANN S (2008): Untersuchungen zum Helminthenbefall beim Kormoran (*Phalacrocorax carbo*) und Graureiher (*Ardea cinerea*) aus sächsischen Teichwirtschaften – ein Beitrag zu Parasitenbefall, Epidemiologie und Schädigung. Diss, Leipzig.
- OTTEN L (1922): Die Kochsalzmethode bei der Untersuchung der Haustierkokzidiose. Diss, Berlin.
- PALLASKE G (1967): Zur Angiostrongylose des Hundes. *Dt Tierärztl Wochenschr* **74**: 166–171.
- PANTCHEV N, GLOBOKAR-VRHOVEC M, BECK W (2005): Endoparasitosen bei Kleinsäufern aus privater Haltung und Igel. Labordiagnostische Befunde der koprologischen, serologischen und Urinuntersuchung (2002–2004). *Tierärztl Prax (K)* **33**: 296–306.
- PECKA Z (1992): The life cycle of *Eimeria danailovi* from ducks. *Folia Parasitol* **39**: 13–18.
- PELLÉRDY LP (1965): *Coccidia and Coccidiosis*. Akadémiai Kiadó, Budapest.
- PFEIFFER H (1956): *Beitrag zur Diagnostik des Bandwurmbefalls der Hühner*. Diss, Wien.
- PFEIFFER H, SUPPERER R (1980): Die Dictyocaulose des Rindes. *Berl Münch Tierärztl Wochenschr* **93**: 365–370.
- PROSL H, JOACHIM A (2006): *Veterinärmedizinische Diagnostik*. In: HIEPE T, LUCIUS R, GOTTSTEIN B (Hrsg.): *Allgemeine Parasitologie*. Parey, Stuttgart: 355–377.
- PROUDMAN C J, EDWARDS GB (1992): Validation of a centrifugation/flotation technique for the diagnosis of equine cestodiasis. *Vet Rec* **131**: 71–72.
- RASCHKA C, HAUPT W, RIBBECK R (1994): Untersuchungen zum Endoparasitenbefall bei streunenden Katzen. *Monatsh Veterinärmed* **49**: 307–315.

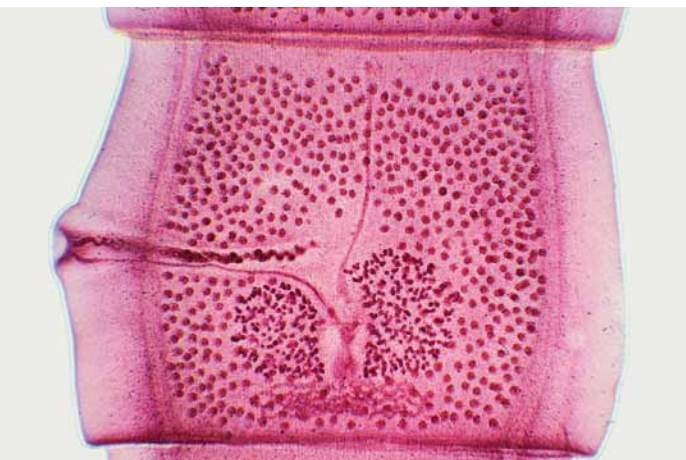
- RAYNAUD JP (1970): Efficacy of a routine technique for coprological examinations and control of parasitological infection in cattle, sheep, horses and pigs. *Ann Parasitol* **45**: 321–342.
- REHBEIN S, KOKOTT S, LINDNER T (1999): Evaluation of techniques for the enumeration of *Dicrocoelium* eggs in sheep faeces. *J Vet Med A* **46**: 133–139.
- REHBEIN S, LINDNER T, KOKOTT S (2002): *Dicrocoelium dendriticum* infection in sheep: faecal egg count, gall bladder egg count, gall bladder fluke count. *Helminthologia* **39**: 71–75.
- REHBEIN S, SCHMÄSCHKE R, EULENBERGER K, SCHÜPPEL KF (1997): Parasitäre Gastroenteritis bei Rentieren aus dem Zoologischen Garten Leipzig. – Verhandlungsber Int Sym Erkr Zoo Wildtiere: 371–375.
- REHBEIN S, VISSER M, WINTER R (2003): Beitrag zur Kenntnis des Helminthenbefalls von Rindern aus Schleswig-Holstein nach einer Weidesaison. *Berl Münch Tierärztl Wochenschr* **116**: 41–44.
- REICHEL D (2000): Magen-Darm-Parasiten-Befall bei Mutterschafen und Lämmern auf einer Mähstandweide. Diss, Leipzig.
- REICHENOW E, VOGEL H, WEYER, F (1969): Leitfaden zur Untersuchung der tierischen Parasiten des Menschen und der Haustiere. 4. Aufl., J.A. Barth, Leipzig.
- REICHEL MP, VANHOFF K, BAXTER B (2005): Performance characteristics of an enzyme-linked immunosorbent assay performed in milk for the detection of liver fluke (*Fasciola hepatica*) infection in cattle. *Vet Parasitol* **129**: 61–66.
- RYAN UM, XIAO L, READ C, SULAIMAN IM, MONIS P, LAI AA, FAYER R, PAVLASEK I (2003): A redescription of *Cryptosporidium galli* Pavlasek, 1999 (Apicomplexa: Cryptosporidiidae) from birds. *J Parasitol* **89**: 809–813.
- RYZHIKOV KM, RYŠAVÝ IG, KHOKHLOVA LM, TOLKATCHEVA LM, KORNÝUSHIN VV (1985): Helminths of fish-eating birds of the Palearctic region II. Cestoda and Acanthocephales. Czechoslovak Academy of Science, Moskau, Prag.
- SAUPE E (1967): Lungenwürmer der Gattung *Crenosoma* (Molin 1861); unter besonderer Berücksichtigung der Biologie von *Crenosoma striatum* (Zeder 1800). Diss, Gießen.
- SAUPE E (1976): Der schachtelhalmförmige Igel-Lungenwurm *Crenosoma striatum* (Zeder 1800) und seine Bekämpfung mit Tetramisol. *Vet Med Nachr* **1**: 91–96.
- SAWITZ W (1942): The buoyancy of certain nematode eggs. *J Parasitol* **28**: 95–102.
- SCHICHT-TINBERGEN M (1995): Der Igel-Patient. Fischer, Jena, Stuttgart.
- SCHIEFKE I, SCHMÄSCHKE R, OTT R, SCHIEFKE F, MÖSSNER J, SCHUBERT S (2006): Einheimische Helminthosen. *Der Internist* **47**: 793–800.
- SCHIEFKE I, SCHMÄSCHKE R, OTT R, SCHIEFKE F, MÖSSNER, J, SCHUBERT S (2006): Tropische und subtropische Helminthosen. *Der Internist* **47**: 801–809.
- SCHMÄSCHKE R (1997): Ascariose der Papageienvögel. – Handlexikon der Tierärztlichen Praxis. Enke, Stuttgart: 52–52e.
- SCHMÄSCHKE R (1998): Lungenwurmbefall des Igels. In: WIESNER E (Hrsg): Handlexikon der tierärztlichen Praxis. Enke, Stuttgart: 545–545f.
- SCHMÄSCHKE R (1998): Trematodosis (Trematodose) des Igels. In: WIESNER E (Hrsg): Handlexikon der tierärztlichen Praxis. Enke, Stuttgart: 831wa–831wb.
- SCHMÄSCHKE R (1999): Endoparasitosen beim Meerschweinchen. In: WIESNER E (Hrsg): Handlexikon der tierärztlichen Praxis. Enke, Stuttgart: 224db–224dc.
- SCHMÄSCHKE R, EULENBERGER K (1994): Zur Spulwurmproblematik bei Psittaziden. *Verhandlungsber Int Sym Erkr Zoo Wildtiere*: 415–431.
- SCHMÄSCHKE R, RIBBECK R, EULENBERGER K, SCHÜPPEL KF, SCHÜTZE B (1992): Eine durch *Trichobilharzia* sp. (Trematoda: Schistosomatidae) verursachte proliferative Konjunktivitis bei Hawaiiigänsen (*Branta sandvicensis*) im Zoologischen Garten Leipzig. *Verhandlungsber Int Sym Erkr Zoo Wildtiere*: 355–359.
- SCHMID F, HIERONYMI E (1949): Diagnose und Bekämpfung der parasitären Krankheiten unserer Haustiere. Verlagsbuchhandlung Richard Schoetz, Berlin.
- SCHMIDT GD (1986): Handbook of tapeworm identification. CRC Press, Boca Raton.
- SCHMIDT S, HAUPT W, RIBBECK R (1998): *Capillaria hepatica* – ein seltener Zoonose-Erreger. Vorkommen bei Mäusen. *Mitt Österr Ges Tropenmed Parasitol* **20**: 131–136.
- SCHMIDT S (2001): Untersuchungen zum Vorkommen von *Capillaria hepatica* und Metazestoden der Cyclophyllida bei Wildmäusen in Deutschland. Diss, Univ. Leipzig.
- SCHNIEDER T (2006): Veterinärmedizinische Parasitologie. 6. Aufl. Parey, Stuttgart.
- SCHRAGNER S (1986): Vergleichende Untersuchungen über die Brauchbarkeit verschiedener Medien zum Nachweis der Endoparasiten des Haus- und Wildschweines mittels Kotflotationstechnik. Diss, Wien.
- SCHUCHMANN K, KIEFER L (1922): Über den Nachweis von Parasiteneiern im Kot unserer Haustiere. *Berl Tierärztl Wochenschr* **38**: 357–359.
- SCHÜTZE HR (1980): Nachweis, Entwicklung und Behandlung wichtiger Parasiten des Igels (*Erinaceus europaeus*). *Prakt Tierarzt, Coll Vet* **61**: 142–146.
- SCHUCHMANN K, KIEFFER L (1922): Über den Nachweis von Parasiteneiern im Kot unserer Haustiere. *Berl Tierärztl Wochenschr* **38**: 357–359.
- SCHUMANN H (1961): Die Eier von Fliegen. *Mikrokosmos* **50**: 297–300.
- SCHUMANN H (1963): Zur Larvalsystematik der Muscinae nebst Beschreibung einiger Musciden- und Anthomyidenlarven. *Dt Ent Z (NF)* **10**: 188–208.
- SCHUSTER R, KAUFMANN A, HERING S (1997): Untersuchungen zur Endoparasitenfauna der Hauskatze in Ostbrandenburg. *Berl Münch Tierärztl Wochenschr* **110**: 48–50.
- SCOTT DW (1973): Current knowledge of aelurostrongylosis in the cat. *Cornell Vet* **63**: 483–500.
- SEIFERT L (1955): Untersuchungen über das Verhalten von parasitären Eigebliden in konzentrierter Kochsalzlösung. *Wiss Zschr Humboldt- Univ Berlin* **4**: 209–212.
- SEZEN IY, ENTZEROTH R, GREUEL E, SCHOLTYSECK E (1980): Untersuchungen an dem Nierenkoccid *Eimeria truncata* aus der Hausgans (*Anser anser domesticus*). *Berl Münch Tierärztl Wochenschr* **93**: 474–476.
- SEY O (1974): On the species of *Paramphistomum* of cattle and sheep in Hungary. *Acta Vet Acad Sci Hung* **24**: 19–37.
- SIEVERS PREKEHR GH (1973): Methode zur Gewinnung III. Strongylistenlarven aus dem Weidegras. Diss, Hannover.
- SIX F (1968): Zur Diagnose des Leberegels *Fasciola hepatica*. *Tierärztl Umsch* **23**: 412–418.
- SKRJABIN KI, SCHICHOBALOWA NP, LAGODOWSKAJA EA (1960): Oksjurati Schiwotnich i tscheloweka (Band 10, Teil 1): SKRJABIN KI (Hrsg.): Osnowi Hematologii. Isdatelctwo Akademii Nauk CCCR, Moskau.
- SKRJABIN KI, SCHICHOBALOWA NP (1961): Oksjurati Schiwotnich i tscheloweka (Band 10, Teil 2): SKRJABIN KI (Hrsg.): Osnowi Hematologii. Isdatelctwo Akademii Nauk CCCR, Moskau.
- SKUBALLA J, TARASCHEWSKI H, PETNEY TN, PFÄFFLE M, SMALES LR (2010): The avian acanthocephalan *Plagiorhynchus cylindraceus* (Palaeacanthocephala) parasitizing the European hedgehog (*Erinaceus europaeus*) in Europe and New Zealand. *Par Res* **106**: 431–437.
- ŠNÁBEL V, PERMIN A, MAGWISHA HB, SUO X, VÁRADY M, TOMAŠOVIČOVÁ O (2001): On the species identity of *Ascaridia galli* (Schränk, 1788) and *Ascaridia dissimilis* (Perez Vigueras, 1931): a comparative genetic study. *Helminthologia* **38**: 221–226.
- SOMMER C (1998): Quantitative characterization, classification and reconstruction of oocyst shapes of *Eimeria* species from cattle. *Parasitol* **116**: 21–28.
- SOPPER A (1960): Blütenstaub. *Mikrokosmos* **49**: 311–314.
- SRETER T, VARGA I (2000): Cryptosporidiosis in birds – a review. *Vet Parasitol* **87**: 261–279.

→ 4 Literaturempfehlungen

- STÖCKEL F, BANGOURA B, JOHN H, KERN A, KUHNERT Y, SEEWALD U, SCHMÄSCHKE R (2009): Untersuchungen zum Giardienbefall bei Igel. *Igel Bull* **41**: 5.
- STOLL NR (1923): Investigation on the control of hookworm disease. XV. An effective method of counting hookworm eggs in feces. *Am J Hyg* **3**: 58–70.
- STOLL NR (1930): On methods of counting nematode ova in sheep dung. *Parasitol* **22**: 116–136.
- STOYE M (1979): Spul- und Hakenwürmer des Hundes – Entwicklung, Epizootiologie, Bekämpfung. *Berl Münch Tierärztl Wochenschr* **92**: 464–472.
- STRAKA H (1957): Pollenanalyse und Vegetationsgeschichte. Die neue Brehm-Bücherei. A. Ziemsen, Wittenberg Lutherstadt.
- STRELKOW, A. (1929): Weiteres über die neuen Arten der Gattung *Cyclopothium* aus dem Darms des Pferdes und des Esels. *Zool Anz* **83**: 63–70.
- STRETER T, VARGA I (2000): Cryptosporidiosis in birds – a review. *Vet Parasitol* **87**: 261–279.
- SU YC, FEI ACY, TSAI FM (2003) Differential diagnosis of five avian *Eimeria* species by polymerase chain reaction using primers derived from the internal transcribed spacer 1 (ITS-1) sequence. *Vet Parasitol* **117**: 221–227.
- SUPPERER R (1959): Untersuchungen über Parasiten der Hausente *Anas platyrhynchos* dom. *Z Parasitkd* **19**: 259–277.
- SUPPERER R, PFEIFFER H (1965): Untersuchungen über die Gattung *Strongyloides*. V. Die Entwicklungsphase im Freien. *Wien Tierärztl Monatsschr* **52**: 9–16.
- TAUBERT A, PANTCHEV N, VRHOVEC M, BAUER C, HERMOSILLA C (2009): Lungworm infections (*Angiostrongylus vasorum*, *Crenosoma vulpis*, *Aelurostrongylus abstrusus*) in dogs and cats in Germany and Denmark in 2003–2007. *Vet Parasitol* **159**: 175–180.
- TAYLOR MA, HUNT KR, GOODYEAR KL (2002): Anthelmintic resistance detection methods. *Vet Parasitol* **103**: 183–194.
- TELEMANN W (1908): Eine Methode zur Erleichterung der Auffindung von Parasiteneiern in den Faeces. *Dt Med Wochenschr* **34**: 1510–1511.
- TETTENBORN W (1965): Koprologische Untersuchungen über das Vorkommen von *Fasciola hepatica* und *Dicrocoelium dendriticum* bei Herdschafen im Bezirk Gera. Diss, Berlin.
- THIENPONT D, ROCHETTE F, VANPARIJS OFJ (1979): Diagnose von Helminthosen durch koprologische Untersuchung. Janssen Research Foundation, Beerse.
- URQUHART GM, ARMOUR J, DUNCAN JL, DUNN AM, JENNINGS FW (1987): *Veterinary Parasitology*. Longman Scientific & Technical, Essex.
- URSPRUNG J, JOACHIM A, PROSL H (2006): Vorkommen und Bekämpfung des Amerikanischen Riesenleberegels, *Fascioloides magna*, in einer Schalenwildpopulation in den Donauauen östlich von Wien. *Berl Münch Tierärztl Wochenschr* **119**: 316–323.
- van WYK JA, CABARET J, MICHAEL LM (2004): Morphological identification of nematode larvae of small ruminants and cattle simplified. *Vet Parasitol* **119**: 277–306.
- VAREA M, CLAVEL A, DOIZ O, CASTILLO FJ, RUBIO MC, GOMEZ-LUZ R (1998): Fuchsin fluorescence and autofluorescence of *Cryptosporidium*, *Isospora* and *Cyclospora* oocysts. *Int J Parasitol* **28**: 1881–1883.
- VETTERLING JM (1965): Coccidian (Protozoa: Eimeriidae) of swine. *J Parasitol* **51**: 897–912.
- VETTERLING JM, JERVIS HR, MERRILL TG, SPRINZ H (1971): *Cryptosporidium wrairi* sp. n. from the Guinea Pig *Cavia porcellus*, with an emendation of the genus. *J Protozool* **18**: 243–247.
- WESTHEIDE W, RIEGER R (2007): *Spezielle Zoologie*. Teil 1: Einzeller und wirbellose Tiere. 2. Aufl., Elsevier, München.
- WETZEL R (1951): Verbesserte McMaster-Kammer zum Auszählen von Wurmeiern. *Tierärztl Umsch* **6**: 209–210.
- WHITLOCK HV (1948): Some modifications of the McMaster helminth egg-counting technique and apparatus. *J Councl Sci Ind Res* **21**: 177–180.
- WIESNER E, RIBBECK R (2000): *Lexikon der Veterinärmedizin*. 4. Aufl., Enke, Stuttgart.
- WILKINS RJ (1973): A simplified method of standardized fecal analysis for small animal practice. *Vet Med Small Anim Clin* **68**: 249–254.
- WILLIAMSON RMC, BEVERIDGE I, GASSER RB (1998): Coprological methods for the diagnosis of *Anoplocephala perfoliata* infection of the horse. *Aust Vet J* **76**: 618–621.
- WILLIS HH (1921): A simple levitation method for the detection of hookworm ova. *Med J Aust* **2**: 375–376.
- WOELK M (1966): Koprologische Untersuchungen zur Leistungsfähigkeit des NaCl-Flotationsverfahrens unter verschiedenen Bedingungen. Diss, Berlin.
- WOLF C (1999): Endoparasitenbefall bei Reisetauben im Großraum Hannover im Verlauf eines Reisejahres. Diss, Hannover.
- WOLFF K, ECKERT J (1979). *Giardia*-Befall bei Hund und Katze und dessen mögliche Bedeutung für den Menschen. *Berl Münch Tierärztl Wochenschr* **92**: 479–484.
- XIAO L, FAYER R (2008): Molecular characterisation of species and genotypes of *Cryptosporidium* and *Giardia* and assessment of zoonotic transmission. *Int J Parasitol* **38**: 1239–1255.
- XIAO LH, SULAIMAN IM, RYAN UM, ZHOU L, ATWILL ER, TISCHLER ML, ZHANG X, FAYER R, LAL AA (2002): Host adaptation and host-parasite co-evolution in *Cryptosporidium*: implications for taxonomy and public health. *Int J Parasitol* **32**: 1773–1785.
- ZAJAC AM, JOHNSON J, KING SE (2002): Evaluation of the importance of centrifugation as a component of zinc sulfate fecal flotation examinations. *J Am Anim Hosp Ass* **38**: 221–224.
- ZUBAIDY AJ, MAJEED SK (1981): Pathology of the nematode *Trichosomoides crassicauda* in the urinary bladder of laboratory rats. *Lab Anim* **15**: 381–384.

Der Praktische Tierarzt

Vetpraxis Spezial



Entlarvt!

Um Endoparasitenbefall richtig zu diagnostizieren, bedarf es einer präzisen Durchführung der koproskopischen Technik und einer souveränen Kenntnis der Morphologie von Parasiten und deren Entwicklungsstadien.

Mit über 400 brillanten Fotos ist das vorliegende Buch ein Methodikhandbuch, ein Bildatlas und ein unschlagbarer Diagnostikleitfaden für die Praxis. Das Buch präsentiert die wichtigsten Helminthen und Protozoen unserer Haus- und Nutztiere:

- Rind, Schaf und Ziege
- Pferd
- Schwein, Geflügel
- Hund und Katze
- Kaninchen, Maus, Ratte, Meerschweinchen und Igel
- Pseudoparasiten und andere Fehlerquellen für die Diagnostik

Studierende benötigen eine verlässliche Referenz für die Prüfungsvorbereitung, Tierärztinnen und Tierärzte ein praktisches Nachschlagewerk für die tägliche Arbeit. Hier ist die Antwort.

ISBN 978-3-89993-676-6

ISBN 978-3-89993-676-6



9 783899 936766

vet

