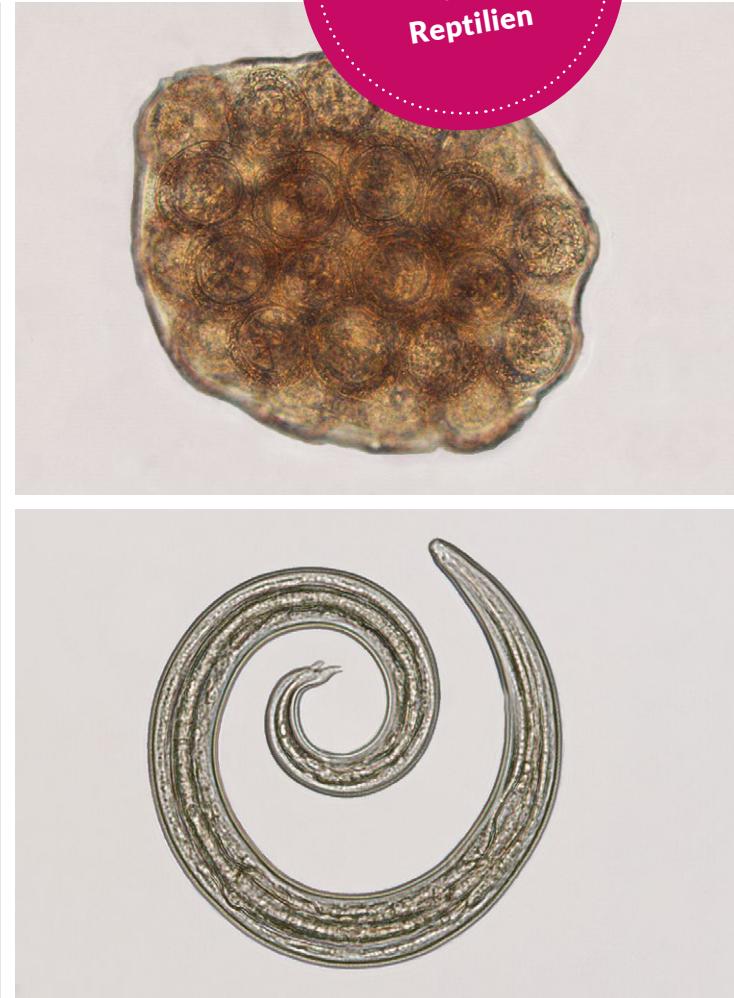


Ronald Schmäschke

Die koproskopische Diagnostik von Endoparasiten in der Veterinärmedizin

2., vollständig überarbeitete und erweiterte Auflage



Ronald Schmäschke

Die koproskopische Diagnostik von Endoparasiten in der Veterinärmedizin

Ronald Schmäschke

Die koproskopische Diagnostik von Endoparasiten in der Veterinärmedizin

2., vollständig überarbeitete und erweiterte Auflage

Mit 541 Abbildungen

schlütersche

Bibliografische Information der Deutschen Nationalbibliothek

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

ISBN 978-3-8426-0076-8 (print)

ISBN 978-3-8426-0077-5 (PDF)

ISBN 978-3-8426-0078-2 (epub)

Autor

Dr. med. vet. Ronald Schmäschke

Rotkäppchenweg 27

04277 Leipzig

stomoxys59@gmail.com

© 2025 Schlütersche Fachmedien GmbH, Hans-Böckler-Allee 7, 30173 Hannover,
buchvertrieb@schluedersche.de, www.schluedersche.de

Das Werk ist urheberrechtlich geschützt. Alle Rechte liegen beim Verlag.

Jede Verwertung außerhalb der gesetzlich geregelten Fälle ist ohne schriftliche Zustimmung des Verlages unzulässig und strafbar. Das gilt auch für jede Reproduktion von Teilen des Buches. Produkt- und Unternehmensbezeichnungen können markenrechtlich geschützt sein, ohne dass diese im Buch besonders gekennzeichnet sind. 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 Wissens- und Forschungsstand zum Zeitpunkt der Drucklegung des Buches entsprechen. Ungeachtet dessen sind bei der Auswahl, Anwendung und Dosierung von Therapien, Medikamenten und anderen Produkten in jedem Fall die den Produkten beigefügten Informationen sowie Fachinformationen der Hersteller zu beachten; im Zweifelsfall ist ein geeigneter Spezialist zu konsultieren. 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. Für jede Medikation, Dosierung oder Applikation ist der Benutzer verantwortlich.

Projektleitung: Sabine Poppe, Hannover

Lektorat: Martina Kunze, Ehringshausen

Illustrationen: Ute Schmäschke, Leipzig

Icons: Iconic Prototype – stock.adobe.com; Yuliia – stock.adobe.com; Giorgi – stock.adobe.com

Satz, Layout und Umschlaggestaltung: Sandra Knauer Satz/Layout-Service, Garbsen

Inhaltsverzeichnis

Vorwort zur 2. Auflage	X	1.3.3	Oozysten	24
Vorwort zur 1. Auflage	XI	1.3.4	Die Präpatentperiode	27
1 Die koproskopische Untersuchung	1	2	Koproskopische Untersuchungsverfahren	29
1.1 Allgemeine Grundsätze der koproskopischen Diagnostik	1	2.1	Einfache Kotuntersuchungsverfahren ..	30
1.1.1 Der Vorbericht	2	2.1.1	Direkter Kotasstrich	30
1.1.1.1 Klinische Untersuchung auf einen Parasitenbefall	2	2.1.2	Aufschwemmmethode	30
1.1.1.2 Klinisch-chemische Laboruntersuchungen auf einen Parasitenbefall	2	2.1.3	Klebestreifenmethode	30
1.1.1.3 Vorbericht des Besitzers, Begleitschreiben zur Probe	3	2.1.4	Aufhellen gefundener Würmer	31
1.1.2 Das Untersuchungsmaterial	4	2.2	Konzentrationsverfahren	31
1.1.2.1 Entnahme und Entnahmetechniken	4	2.2.1	Sedimentationsverfahren	32
1.1.2.2 Einsendung der Proben	5	2.2.2	Flotationsverfahren	33
1.1.2.3 Fixierung bzw. Aufbewahrung der Proben	6	2.2.3	Kombiniertes Sedimentations-Flotationsverfahren	36
1.1.3 Benötigte Ausstattung für die koproskopische Diagnostik	7	2.2.4	McMaster-Verfahren (nach Gordon und Whitlock, modifiziert nach Wetzel)	37
1.1.3.1 Geräte	7	2.2.5	Mini-FLOTAC-Verfahren, Fili-FLOTAC ..	40
1.1.3.2 Verbrauchsmaterialien	8	2.2.6	Auswandlerverfahren nach Baermann-Wetzel (Trichterverfahren)	41
1.1.3.3 Chemikalien	8	2.2.7	Larvenzucht, Larvenkultur	42
1.1.3.4 Mikroskop	8	2.2.8	Telemann-Verfahren modifiziert nach de Rivas	44
1.1.4 Der Befund	9	2.2.9	MIFC-Verfahren	44
		2.2.10	SAF-Konzentrationsverfahren	46
1.2 Beschreibung von Adultstadien	12	2.3	Färbungen	47
1.2.1 Trematoden (Saugwürmer)	12	2.3.1	Karbolfuchsinfärbung (Heine-Färbung) ..	47
1.2.2 Zestoden (Bandwürmer)	14	2.3.2	Modifizierte Ziehl-Neelsen-Färbung	48
1.2.3 Nematoden (Fadenwürmer)	16	2.3.3	Giemsa-Färbung	48
1.2.4 Akanthozephale (Kratzer)	19	2.3.4	Alaun-Karmin-Färbung	49
1.2.5 Pentastomiden (Zungenwürmer)	20	2.3.5	Milchsäure-Karmin-Färbung	50
1.3 Beschreibung von Entwicklungsstadien tierischer Parasiten	20	2.4	Sonstige Verfahren	51
1.3.1 Eier	21	2.4.1	Sporulation der Oozysten	51
1.3.1.1 Form	21	2.4.2	Immundiagnostische Methoden	51
1.3.1.2 Größe	21	2.4.3	Autofluoreszenzverfahren	52
1.3.1.3 Inhalt	22			
1.3.1.4 Schale	23			
1.3.2 Larven	23	2.5	Arbeitsschutz	54

3	Parasitenstadien bei verschiedenen Tierarten	55	3.2.3	Nematoden	80
3.1	Wiederkäuer	55	3.2.3.1	Trichostrongyliden (<i>Haemonchus, Graphinema, Ostertagia, Teladorsagia, Mazamastrongylus, Camelostrongylus, Marshallagia, Lamanema, Trichostrongylus, Cooperia</i>)	80
3.1.1	Trematoden.....	55			
3.1.1.1	Großer Leberegel (<i>Fasciola hepatica</i>)	55			
3.1.1.2	Pansenegel (<i>Paramphistomum, Calicophoron</i>)	57	3.2.3.2	Trichostrongyliden (<i>Nematodirus spp.</i>)	81
3.1.1.3	Kleiner Leberegel, Lanzettegel (<i>Dicrocoelium dendriticum</i>)	58	3.2.3.3	Dritte Larvenstadien der Trichostrongyliden	82
3.1.2	Zestoden	59	3.2.3.4	Strongyliden (<i>Chabertia ovina, Oesophagostomum spp.</i>)	82
3.1.2.1	Bandwürmer der Familie Anoplocephalidae (<i>Moniezia expansa, M. benedeni</i>)	59	3.2.3.5	Hakenwurm (<i>Bunostomum trigonocephalum</i>)	83
3.1.3	Nematoden	60	3.2.3.6	Zwergfadenwurm (<i>Strongyloides papillosus</i>)	84
3.1.3.1	Trichostrongyliden	60	3.2.3.7	Oxyuren (<i>Skrjabinema ovis</i>)	84
3.1.3.2	Dritte Larvenstadien der Trichostrongyliden	62	3.2.3.8	Peitschenwurm (<i>Trichuris spp.</i>)	85
3.1.3.3	Strongyliden (<i>Chabertia ovina, Oesophagostomum spp.</i>)	63	3.2.3.9	Haarwurm (<i>Capillaria sp.</i>)	85
3.1.3.4	Hakenwürmer (<i>Bunostomum spp.</i>)	64	3.2.3.10	Großer Rinderlungenwurm (<i>Dictyocaulus viviparus</i>)	86
3.1.3.5	Zwergfadenwurm (<i>Strongyloides papillosus</i>)	64	3.2.3.11	Großer Schaflungenwurm (<i>Dictyocaulus filaria</i>)	86
3.1.3.6	Spulwurm (<i>Toxocara vitulorum</i>)	65	3.2.3.12	Kleine Lungenwürmer (Protostrongyliden)	87
3.1.3.7	Oxyuren (<i>Skrjabinema ovis</i>)	65	3.2.3.13	„Hirnwurm“ (<i>Parelaphostrongylus tenuis</i>)	87
3.1.3.8	Peitschenwurm (<i>Trichuris spp.</i>)	66	3.2.4	Protozoen	88
3.1.3.9	Haarwurm (<i>Capillaria bovis</i>)	66	3.2.4.1	Kokzidien	88
3.1.3.10	Großer Rinderlungenwurm (<i>Dictyocaulus viviparus</i>)	66	3.2.4.2	Kryptosporidien (<i>Cryptosporidium spp.</i>)	90
3.1.3.11	Großer Schaflungenwurm (<i>Dictyocaulus filaria</i>)	67	3.2.4.3	Giardien (<i>Giardia duodenalis</i>)	90
3.1.3.12	Kleine Lungenwürmer (Protostrongyliden)	68	3.3	Pferd	91
3.1.4	Protozoen	69	3.3.1	Trematoden	91
3.1.4.1	Kokzidien beim Rind (<i>Eimeria spp.</i>)	69	3.3.1.1	Großer Leberegel (<i>Fasciola hepatica</i>)	91
3.1.4.2	Kokzidien beim Schaf (<i>Eimeria spp.</i>)	73	3.3.1.2	Kleiner Leberegel, Lanzettegel (<i>Dicrocoelium dendriticum</i>)	91
3.1.4.3	Kokzidien bei der Ziege (<i>Eimeria spp.</i>)	74			
3.1.4.4	Kryptosporidien (<i>Cryptosporidium spp.</i>)	75	3.3.2	Zestoden	92
3.1.4.5	Giardien (<i>Giardia duodenalis</i>)	76	3.3.2.1	Pferdebandwurm (<i>Anoplocephala spp.</i>)	92
			3.3.3	Nematoden	93
3.2	Neuweltkameliden	78	3.3.3.1	Strongyliden	93
3.2.1	Trematoden.....	78	3.3.3.2	Große Strongyliden des Pferdes	94
3.2.1.1	Großer Leberegel (<i>Fasciola hepatica</i>)	78	3.3.3.3	Erstes Larvenstadium der Strongyliden	96
3.2.1.2	Kleiner Leberegel, Lanzettegel (<i>Dicrocoelium dendriticum</i>)	78	3.3.3.4	Drittes Larvenstadium der Strongyliden	96
3.2.2	Zestoden	79	3.3.3.5	Zwergfadenwurm (<i>Strongyloides westeri</i>)	97
3.2.2.1	Bandwürmer der Familie Anoplocephalidae (<i>Moniezia expansa, M. benedeni</i>)	79	3.3.3.6	Zwergfadenwurmlarve (<i>Strongyloides westeri</i>)	97
			3.3.3.7	Magenwurm (<i>Habronema spp.</i>)	98
			3.3.3.8	Pfriemenschwanz (<i>Oxyuris equi</i>)	98
			3.3.3.9	Pferdespulwurm (<i>Parascaris equorum</i>)	98
			3.3.3.10	Lungenwurm (<i>Dictyocaulus arnfieldi</i>)	98
			3.3.3.11	Lungenwurmlarve (<i>Dictyocaulus arnfieldi</i>)	98

3.3.4	Protozoen	100	3.5.3	Nematoden	120
3.3.4.1	Kokzidien (<i>Eimeria leuckarti</i>)	100	3.5.3.1	Zwergfadenwurmlarve (<i>Strongyloides stercoralis</i>)	120
3.3.4.2	Kryptosporidien (<i>Cryptosporidium parvum</i>)	100	3.5.3.2	Hakenwürmer (<i>Ancylostoma, Uncinaria</i>) ...	120
3.3.4.3	Giardien (<i>Giardia duodenalis</i>)	101	3.5.3.3	Spulwürmer	121
3.3.4.4	<i>Cycloposthium</i> sp.	101	3.5.3.4	Peitschenwurm (<i>Trichuris vulpis</i>).....	122
3.3.5	Insektenlarven (Magendasseln Gattung <i>Gasterophilus</i>)	102	3.5.3.5	Haarwürmer (<i>Capillaria</i> spp.)	123
			3.5.3.6	Spiruriden (<i>Spirocerca lupi</i>)	123
3.4	Schwein	103	3.5.3.7	Lungenwürmer	124
3.4.1	Nematoden	103	3.5.4	Protozoen	125
3.4.1.1	Roter Magenwurm (<i>Hyostrongylus rubidus</i>)	103	3.5.4.1	Kryptosporidien (<i>Cryptosporidium</i> spp.) ...	125
3.4.1.2	Knötchenwürmer (<i>Oesophagostomum</i> spp.)	104	3.5.4.2	<i>Toxoplasma gondii</i>	126
3.4.1.3	Zwergfadenwurm (<i>Strongyloides ransomi</i>) ..	105	3.5.4.3	<i>Neospora caninum</i>	126
3.4.1.4	Zwergfadenwurmlarve (<i>Strongyloides ransomi</i>)	105	3.5.4.4	Sarkosporidien (<i>Sarcocystis</i> spp.)	127
3.4.1.5	Schweinelungenwürmer (<i>Metastrongylus</i> spp.)	106	3.5.4.5	Kokzidien beim Hund (<i>Cystoisospora</i> spp.) ..	128
3.4.1.6	Schweinespulwurm (<i>Ascaris suum</i>)	106	3.5.4.6	Kokzidien bei der Katze (<i>Cystoisospora</i> spp.)	129
3.4.1.7	Peitschenwurm (<i>Trichuris suis</i>)	106	3.5.4.7	Giardien (<i>Giardia duodenalis</i>)	130
3.4.2	Protozoen	107	3.5.4.8	<i>Tritrichomonas foetus</i>	130
3.4.2.1	Kryptosporidien (<i>Cryptosporidium</i> spp.) ...	107	3.5.5	Pentastomida (Zungenwürmer)	131
3.4.2.2	Giardien (<i>Giardia duodenalis</i>)	108	3.6	Kaninchen	132
3.4.2.3	Kokzidien	108	3.6.1	Trematoden	132
			3.6.1.1	Großer Leberegel (<i>Fasciola hepatica</i>)	132
3.5	Hund und Katze	110	3.6.1.2	Kleiner Leberegel, Lanzettegel (<i>Dicrocoelium dendriticum</i>)	132
3.5.1	Trematoden	110	3.6.2	Zestoden	133
3.5.1.1	Großer Leberegel (<i>Fasciola hepatica</i>)	110	3.6.2.1	Bandwürmer der Familie Anoplocephalidae	133
3.5.1.2	Kleiner Leberegel, Lanzettegel (<i>Dicrocoelium dendriticum</i>)	110	3.6.3	Nematoden	133
3.5.1.3	Katzenleberegel (<i>Opisthorchis felineus</i>) ...	110	3.6.3.1	<i>Graphidium strigosum</i>	133
3.5.1.4	Dunckerscher Muskelegel (<i>Alaria alata</i>) ...	111	3.6.3.2	<i>Trichostrongylus retortaeformis</i>	134
3.5.2	Zestoden	112	3.6.3.3	Zwergfadenwurm (<i>Strongyloides papillosus</i>)	134
3.5.2.1	Kürbiskernförmiger Bandwurm (<i>Dipylidium caninum</i>)	112	3.6.3.4	Oxyuren (<i>Passalurus ambiguus</i>)	134
3.5.2.2	„Taenien“ (<i>Taenia</i> spp., <i>Hydatigera taeniaeformis, Multiceps</i> spp.) ..	113	3.6.3.5	Peitschenwurm (<i>Trichuris leporis</i>)	135
3.5.2.3	<i>Echinococcus</i> spp.	115	3.6.3.6	Kleine Lungenwürmer (<i>Protostrongylus</i> spp.)	135
3.5.2.4	<i>Mesocestoides</i> spp.	116	3.6.4	Protozoen	136
3.5.2.5	<i>Spirometra erinaceieuropaei</i>	117	3.6.4.1	Kokzidien	136
3.5.2.6	Fischbandwurm, Breiter Grubenkopfbandwurm (<i>Diphyllobothrium latum</i>)	118	3.6.4.2	Kryptosporidien (<i>Cryptosporidium cuniculus</i>)	138
3.5.2.7	Bandwurmköpfe verschiedener Bandwurmarten	118	3.6.5	Hefepilz (<i>Cyniclomyces guttulatus</i>)	138

3.7	Meerschweinchen	139	3.9.4	Kratzer	156
3.7.1	Trematoden	139	3.9.5	Protozoen	157
3.7.1.1	Großer Leberegel (<i>Fasciola hepatica</i>)	139	3.9.5.1	Kokzidien (<i>Isospora rastegaiae</i>)	157
3.7.1.2	Kleiner Leberegel, Lanzettiegel (<i>Dicrocoelium dendriticum</i>)	139	3.9.5.2	Kryptosporidien (<i>Cryptosporidium spp.</i>) ...	157
3.7.2	Zestoden	140	3.9.5.3	Giardien (<i>Giardia sp.</i>)	158
3.7.2.1	Zwergbandwurm (<i>Hymenolepis nana</i>)	140	3.10	Geflügel	159
3.7.3	Nematoden	140	3.10.1	Trematoden	159
3.7.3.1	<i>Paraspidodera uncinata</i>	140	3.10.1.1	Trematoden, die im Darm parasitieren ...	159
3.7.3.2	<i>Trichuris gracilis</i>	141	3.10.1.2	Trematoden, die im Blutgefäßsystem parasitieren (Familie Schistosomatidae) ...	160
3.7.3.3	Leberhaarwurm (<i>Capillaria hepatica</i>)	141	3.10.2	Zestoden	161
3.7.4	Protozoen	142	3.10.2.1	Davaineidae (<i>Davainea spp.</i> , <i>Raillietina spp.</i>)	161
3.7.4.1	Kokzidien (<i>Eimeria caviae</i>)	142	3.10.2.2	Dilepididae (<i>Choanotaenia spp.</i> , <i>Amoebotaenia spp.</i>) ...	163
3.7.4.2	Kryptosporidien (<i>Cryptosporidium wrrairi</i> , <i>C. homai</i>)	142	3.10.2.3	Hymenolepididae	164
3.7.4.3	Giardien (<i>Giardia spp.</i>)	143	3.10.3	Nematoden	165
3.8	Maus, Ratte, Hamster	144	3.10.3.1	Zwergfadenwurm (<i>Strongyloides avium</i>) ...	165
3.8.1	Zestoden	144	3.10.3.2	Luftröhrenwürmer (<i>Syngamus trachea</i> , <i>Cyathostoma bronchialis</i>)	166
3.8.1.1	Zwergbandwurm (<i>Hymenolepis nana</i>)	144	3.10.3.3	Magenwürmer	166
3.8.1.2	Rattenbandwurm (<i>Hymenolepis diminuta</i>) ..	145	3.10.3.4	Spulwürmer (<i>Ascaridia spp.</i>)	167
3.8.2	Nematoden	145	3.10.3.5	Spulwürmer bei Wassergeflügel (<i>Porrocaecum crassum</i> , <i>Contraecaecum rudolphii</i>)	168
3.8.2.1	Zwergfadenwurm (<i>Strongyloides ratti</i>)	145	3.10.3.6	Pfriemenschwänze (<i>Heterakis spp.</i>)	168
3.8.2.2	<i>Nippostrongylus brasiliensis</i>	146	3.10.3.7	Rollschwänze, Spiruriden	169
3.8.2.3	<i>Heterakis spumosa</i>	146	3.10.3.8	Haarwürmer in Ösophagus und Kropf (<i>Capillaria annulata</i> , <i>C. contorta</i>)	170
3.8.2.4	Oxyuren	146	3.10.3.9	Haarwürmer im Blinddarm (<i>Capillaria anatis</i>)	170
3.8.2.5	Peitschenwurm (<i>Trichuris muris</i>)	148	3.10.3.10	Haarwürmer im Dünndarm (<i>Capillaria bursata</i> , <i>C. caudinflata</i> , <i>C. obsignata</i>)	170
3.8.2.6	Leberhaarwurm (<i>Capillaria hepatica</i>)	148	3.10.4	Kratzer	172
3.8.2.7	Blasenhaarwurm (<i>Trichosomoides crassicauda</i>)	149	3.10.5	Protozoen	172
3.8.2.8	Nasenhaarwurm (<i>Trichosomoides nasalis</i>) ..	149	3.10.5.1	Kokzidien beim Huhn (<i>Eimeria spp.</i>)	172
3.8.3	Protozoen	150	3.10.5.2	Kokzidien bei der Pute (<i>Eimeria spp.</i>)	174
3.8.3.1	Kokzidien (<i>Eimeria spp.</i>)	150	3.10.5.3	Kokzidien bei der Taube (<i>Eimeria labbeana</i> , <i>E. columbarum</i>)	175
3.8.3.2	Kryptosporidien (<i>Cryptosporidium spp.</i>) ...	151	3.10.5.4	Kokzidien bei der Ente und Gans (<i>Eimeria spp.</i> , <i>Wenyonella spp.</i> , <i>Tyzzeria spp.</i>)	175
3.8.3.3	Giardien (<i>Giardia spp.</i>)	151	3.10.5.5	Kryptosporidien (<i>Cryptosporidium baileyi</i> , <i>C. meleagridis</i> , <i>C. galli</i> , <i>C. avium</i> , <i>C. ornithophilus</i> , <i>C. proventriculi</i>)	176
3.8.3.4	Trichomonaden (<i>Tritrichomonas muris</i> , <i>T. minuta</i>)	152	3.10.5.6	Giardien (<i>Giardia psittaci</i>)	177
3.9	Igel	153	3.10.5.7	Histomonaden (<i>Histomonas meleagridis</i>) ...	177
3.9.1	Trematoden	153	3.10.5.8	Trichomonaden (<i>Trichomonas gallinae</i> , <i>Tetratrichomonas spp.</i>)	178
3.9.1.1	Darmegel (<i>Brachylaemus erinacei</i>)	153			
3.9.2	Zestoden	153			
3.9.2.1	Igelbandwurm (<i>Hymenolepis erinacei</i>)	153			
3.9.3	Nematoden	154			
3.9.3.1	Schachtelhalmförmiger Lungengewurm (<i>Crenosoma striatum</i>)	154			
3.9.3.2	Igelmagenwurm (<i>Physaloptera clausa</i>)	155			
3.9.3.3	Lungenhaarwurm (<i>Capillaria aerophila</i>)	155			
3.9.3.4	Darmhaarwürmer (<i>Capillaria erinacei</i> , <i>C. ovoreticulata</i>)	156			

3.11	Reptilien	179	3.11.4	Acanthocephala (Kratzer)	211
3.11.1	Trematoden	179	3.11.5	Protozoen	212
3.11.1.1	<i>Styphlodora</i> spp.	179	3.11.5.1	Kokzidien	212
3.11.1.2	<i>Spirorchis</i> spp.	180	3.11.5.2	Kryptosporidien (<i>Cryptosporidium serpentis</i> , <i>C. varanii</i> , <i>C. ducis</i> , <i>C. testudinis</i>)	216
3.11.2	Zestoden	181	3.11.5.3	Gregarinen	217
3.11.2.1	Proteocephalida	181	3.11.5.4	Ziliaten (<i>Nictotherus</i> spp., <i>Balantidium</i> spp.)	218
3.11.2.2	Pseudophyllida (<i>Bothridium</i> , <i>Duthiersia</i> , <i>Scyphocephalus</i>) ...	183	3.11.5.5	Flagellaten	218
3.11.2.3	Cyclophyllida (<i>Oochoristica</i>)	184	3.11.5.6	Amöben (<i>Entamoeba invadens</i>)	220
3.11.3	Nematoden	186	3.11.6	Pentastomida (Zungenwürmer)	221
3.11.3.1	Zwergfadenwürmer (<i>Strongyloides</i> spp.) ..	186			
3.11.3.2	Lungengwürmer (<i>Rhabdias</i> , <i>Entomelas</i> , <i>Serpentirhabdias</i> , <i>Pneumonema</i> , <i>Neoentomelas</i> , <i>Kurilonema</i>) ..	186	3.12	Pseudoparasiten	224
3.11.3.3	Strongyliden (<i>Kalicephalus</i> spp., <i>Oswaldocruzia</i> spp.)	188	3.12.1	Darmpassanten	224
3.11.3.4	Spulwürmer bei der Schlange	189	3.12.2	Pollen	225
3.11.3.5	Spulwürmer beim Krokodil	192	3.12.3	Erdnematoden	226
3.11.3.6	Spulwürmer bei der Schildkröte (<i>Angusticaecum holopterum</i>)	193	3.12.4	Milben, Milbeneier	228
3.11.3.7	Heterakidae (<i>Strongyluris</i> , <i>Spinicauda</i> , <i>Africana</i> , <i>Meteterakis</i>)	194	3.12.5	Futterbestandteile	230
3.11.3.8	Cosmocercoidea	196	3.12.6	Futtertierbestandteile	232
3.11.3.9	Oxyuren bei der Landschildkröte (<i>Tachygonetria</i> , <i>Mehdiella</i> , <i>Alaeuris</i> , <i>Thaparia</i> , <i>Thelandros</i>)	200	3.12.7	Kunstprodukte	233
3.11.3.10	Oxyuren bei der Echse (<i>Alaeuris</i> , <i>Ozolaimus</i> , <i>Parapharyngodon</i> , <i>Pharyngodon</i> , <i>Skrjabinodon</i> , <i>Spauligodon</i> , <i>Tachygonetria</i> , <i>Thelandros</i>)	203	3.12.8	Fliegeneier, Fliegenlarven	234
3.11.3.11	Spiruriden (Rollschwänze)	206	3.12.9	Andere Fehlerquellen	235
3.11.3.12	Haarwürmer	210			

Anhang

Literatur	239
-----------------	-----

Vorwort zur 2. Auflage

Die koproskopische Untersuchung von Kotproben ist weiterhin ein wichtiger Bestandteil der parasitologischen Diagnostik. Auch wenn sich seit dem Erscheinen der 1. Auflage besonders die molekularbiologischen Methoden rasant weiterentwickelt haben, bleibt die „traditionelle“ Untersuchung von Kotproben mit mikroskopischen Untersuchungstechniken und die Bestimmung der Parasiten anhand von morphologischen Merkmalen ein wichtiger Bestandteil der Diagnostik und ermöglicht eine zielgerichtete Therapie. Besonders praktizierenden Tierärzten, Tierarzthelferinnen, Laboranten und Studierenden der Veterinärmedizin soll dieses Buch weiterhin ein praktisches Nachschlagewerk bleiben.

Die überarbeitete, um neue Erkenntnisse ergänzte und korrigierte 2. Auflage wurde um zwei Kapitel über die Parasiten der Neuweltkameliden sowie der Reptilien erweitert, die zunehmend als Haustiere bzw. Heimtiere gehalten werden. Besonders die Reptilienspezies mit den zahlreichen unterschiedlichen Wirtsarten, angefangen bei Echsen, über Schildkröten, Schlangen bis hin zu den Krokodilen, weisen eine sehr große Artenvielfalt auf, die sich oft deutlich von den bekannten Parasiten der anderen Heimtierarten unterscheidet. Die 2. Auflage wurde um über 100 neue Abbildungen erweitert und ist mit einem umfangreichen Literaturverzeichnis versehen, um es Interessenten zu ermöglichen, tiefer in die Welt der Parasiten „einzutauchen“.

Mein Dank gilt auch diesmal allen Mitarbeiter am Institut für Parasitologie, meiner Frau, die mit ihren Illustrationen das Buch wirkungsvoll ergänzt hat, sowie allen Einsendern von Proben, die es so überhaupt erst ermöglichten, die vielen Parasitenarten zu finden und zu fotografieren.

Besonderer Dank gilt der Schlütersche Fachmedien GmbH, die mein Vorhaben ermöglicht hat, insbesondere Frau Sabine Poppe für die angenehme und unkomplizierte Zusammenarbeit und die stets gewährte fachkundige und kompetente Hilfe und Unterstützung, sowie Martina Kunze für das Lektorat und Sandra Knauer für das Layout und die Gestaltung.

Leipzig, im Frühjahr 2025
Ronald Schmäschke

Vorwort zur 1. Auflage

Die Versuche, Endoparasiten im Kot nachzuweisen, reichen weit zurück. Bereits A. van Leeuwenhoeck 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 koproskopische 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 koproskopischen 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

Ronald Schmäschke



1 Die koproskopische Untersuchung

1.1 Allgemeine Grundsätze der koproskopischen Diagnostik

Nicht immer ist ein Parasitenbefall intravital einfach zu erkennen. Auf den nebenstehenden Fotos hingegen ist der rot gefärbte Nematode (*Camallanus cotti*, ► Abb. 1-1), der aus der Analöffnung eines Fisches herausragt, mit bloßem Auge sichtbar und der Schweinespulwurm (*Ascaris suum*, ► Abb. 1-2), der mit dem Kot ausgeschieden wurde, aufgrund seiner Größe leicht zu identifizieren. In der Regel ist für den intravitalen Nachweis eines Endoparasitenbefalls eine koproskopische Diagnostik (Koproskopie) notwendig (► Abb. 1-3).

Die Gründe für die Durchführung einer koproskopischen Untersuchung können sehr unterschiedlich sein. Im Vordergrund steht die Feststellung eines Parasitenbefalls, um gegebenenfalls eine erforderliche Behandlung einzuleiten. Das Unterlassen einer parasitologischen Kotuntersuchung ist dementsprechend ein den Grundzügen der *evidence based medicine* widersprechendes Vorgehen (Kaplan u. Nielsen 2010). Je genauer die Diagnose ist, desto besser sind die Voraussetzungen für eine erfolgreiche Behandlung. Die

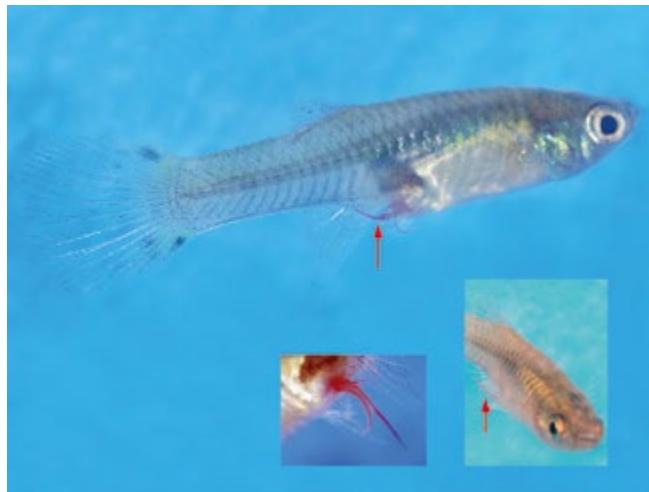


Abb. 1-1 Makroskopisch sichtbarer Helminthenbefall bei einem Fisch: Der blutsaugende Nematode *Camallanus cotti* ragt aus dem After heraus.



Abb. 1-2 Mit dem Kot ausgeschiedener Schweinespulwurm (*Ascaris suum*). Spulwürmer sind aufgrund ihrer Größe oft bereits mit bloßem Auge zu erkennen.



Abb. 1-3 Verschiedene Helmintheneier im mikroskopischen Bild: Strongylidenei (roter Pfeil), *Trichuris*-Ei (grüner Pfeil), *Strongyloides*-Ei (blauer Pfeil), *Moniezia*-Ei (gelber Pfeil)

koproskopische Untersuchung kann ebenfalls durchgeführt werden, um den therapeutischen Erfolg einer Behandlung zu kontrollieren und ist bei epidemiologischen Fragestellungen, zur Bestandsüberwachung, bei internationalen Tiertransporten oder bei Gefahr der Übertragung von Parasiten auf den Menschen (Zoonosen) von Bedeutung. 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.



BEACHTE

Erst die Diagnose, dann eine gezielte Therapie!



Abb. 1-4 Dünnflüssiger, gelblicher Kot

1.1.1 Der Vorbericht

1.1.1.1 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
- Leistungsdepression
- leichtere Ermüdung bei Anstrengung
- Durchfall (dünnflüssig, blutig, schleimig, übelriechend, intermittierend, ▶ Abb. 1-4)
- Tenesmus, Verstopfung
- Blut und/oder Schleim im Kot
- glanzloses struppiges Fell/Gefieder
- aufgetriebener Bauch („Spulwurmbauch“)
- blasses 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. wandernde *Strongyloides*- oder Spulwurmlarven, Lungenwürmer, ▶ Abb. 1-5) können folgende Symptome auftreten:

- Husten
- Atmungsgeräusche
- erschwerte Atmung, Änderung der Atmungsfrequenz
- Niesen, Nasenausfluss

Bei Befall der Haut mit eindringenden Infektionslarven (z. B. *Strongyloides*- oder Hakenwurm-Larven) ist zu beobachten:

- Juckreiz
- Hautrötungen
- Pustel- oder Papelbildung

Bei Hunden mit Bandwurmbefall können aus dem Anus wandernde gravide Bandwurmglieder folgende Symptome hervorrufen:

- vermehrtes Lecken in der Analregion
- scheuern/rutschen mit dem Anus auf dem Boden („Schlittenfahren“)

1.1.1.2 Klinisch-chemische Laboruntersuchungen auf einen Parasitenbefall

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

- Eosinophilie: Die Anzahl der eosinophilen Granulozyten ist bei Parasitenbefall oft erhöht.
- Anämie, niedrige Hämatokritwerte: bei Leberegelbefall, Haemonchose, Hakenwurmbefall
- Hypalbuminämie: bei Ostertagiose, Leberegelbefall, Haemonchose
- erhöhte Leberenzymwerte (GLDH, AST) im Serum: bei Leberegelbefall
- erhöhte Pepsinogenkonzentration im Serum: bei Trichostrongylidenbefall im Labmagen

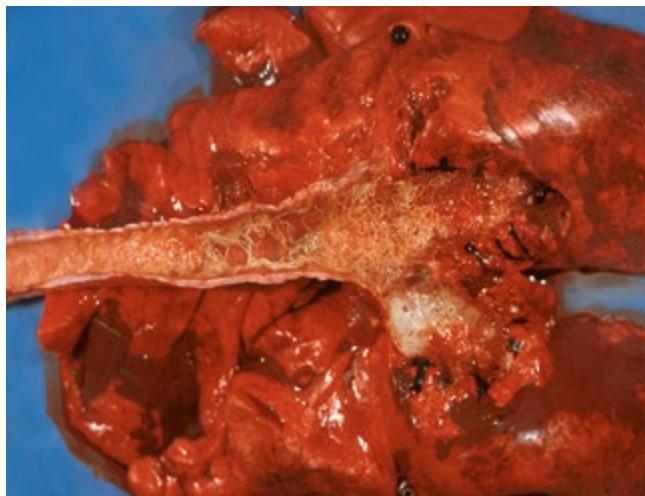


Abb. 1-5 Stark mit Lungenwürmern (*Dictyocaulus sp.*) befallene Lunge



Abb. 1-6 Durch die Fütterung mit Mäusen werden in Kotproben von Schlangen häufig Eier von Mäuseparasiten (Darmpassanten) gefunden.

1.1.1.3 Vorbericht des Besitzers, Begleitschreiben zur Probe

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

- Tierart, Rasse, Kennzeichen, Name und Geschlecht des Tieres
- Alter des Tieres:
 - Jungtierparasiten (Kryptosporidien treten z. B. besonders häufig bei Kälbern in den ersten Lebenswochen und *Isopora suis* besonders häufig bei Saugferkeln auf)
 - Parasitosen, die besonders bei älteren Tieren vorkommen (z. B. 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 zur Fütterung und zum Ernährungszustand:
 - Art der Futtermittel
 - Fütterung von Schlangen mit Nagern (► Abb. 1-6)
 - Fütterung roher Innereien
 - Nutzung des Futters von Flächen, zu denen Wildtiere Zugang haben

- Angaben zur Haltung/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. 1-7)



Abb. 1-7 Hütehunde können durch Fressen von Schafkot Eier von Schafparasiten ausscheiden (Darmpassanten).

1 Die koproskopische Untersuchung

1

Für die Artbestimmung von Bandwürmern spielen besonders die Morphologie des Skolex (Anzahl, Form und Größe der Haken, ► Abb. 1-39, Rostellum, Saugnäpfe), die Lage und Form der Geschlechtsorgane in den geschlechtsreifen Gliedern (► Abb. 1-40, ► Abb. 1-41) bzw. die Lage der Genitalpori sowie die Uterusform und die darin enthaltenen Eier in den graviden Gliedern (► Abb. 1-42) eine Rolle. Dafür müssen die Zestoden in der Regel angefärbt werden (Alaun-Karmin-, Milchsäure-Karmin- oder Borax-Karmin-Färbung). Auch die Größe und Form der Proglottiden ist bedeutsam.

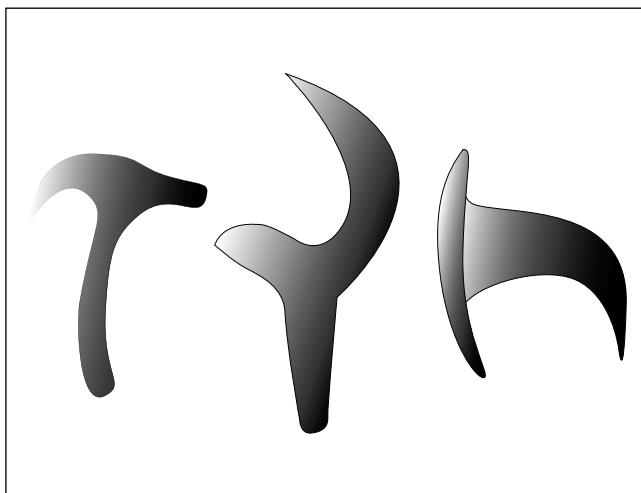


Abb. 1-39 Verschiedene geformte Haken von Bandwürmern
links: hammerförmige Haken (*Davainea*, *Raillietina*), **Mitte:** aus Kralle, Wurzelfortsatz und Griffstück bestehender Haken (*Taenia*, *Echinococcus*, *Choanotaenia*, *Amoebotaenia*), **rechts:** rosendornförmiger Haken (*Dipylidium*)

1.2.3 Nematoden (Fadenwürmer)

Der Stamm Nematoda (Syn. Nemathelminthes), dessen Vertreter auch als Nematoden, Faden-, Schlauch- oder Rundwürmer bezeichnet werden, umfasst über 20.000 Arten. Viele dieser Arten sind freilebend, nur etwa ein Drittel lebt parasitisch bei Pflanzen, Tieren und beim Menschen. Es werden die beiden Klassen **Secernentea** und **Adenophorea** unterschieden.

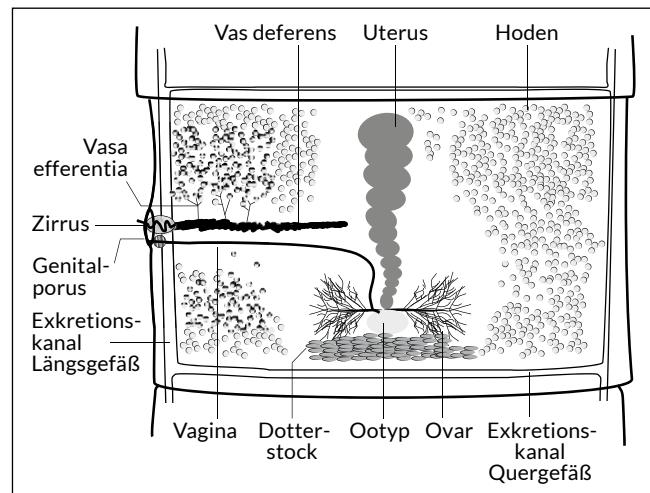


Abb. 1-40 Schematischer Bauplan einer geschlechtsreifen Proglottide von einem cyclophylliden Bandwurm

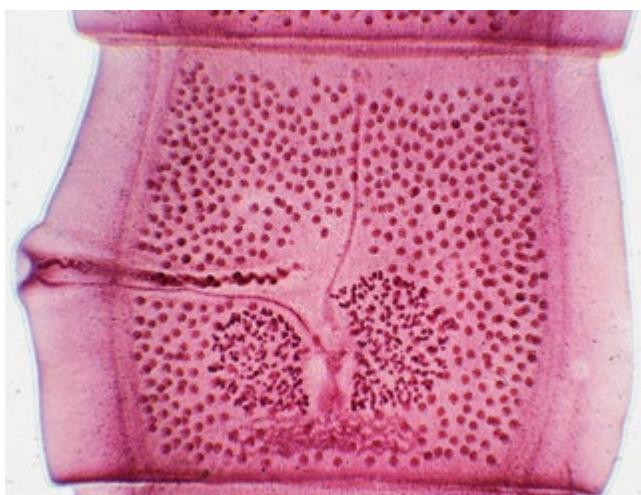


Abb. 1-41 Geschlechtsreifes Bandwurmglied (*Taenia* sp.)

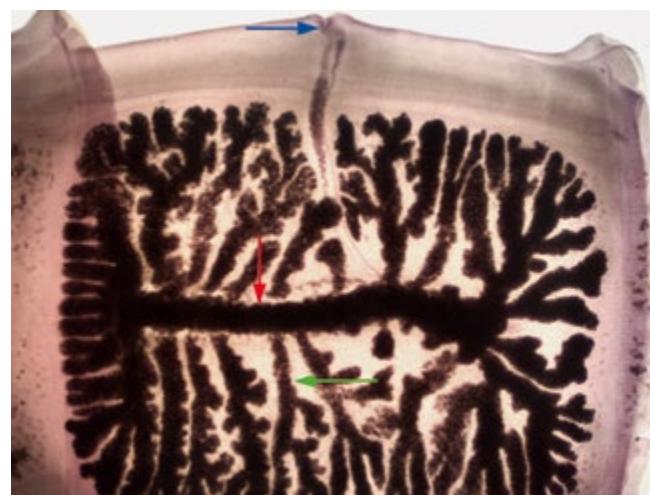


Abb. 1-42 Gravides Bandwurmglied (*Taenia* sp.): Uterus mit Medianstamm (**roter Pfeil**) und Lateralästen (**grüner Pfeil**), Genitalporus (**blauer Pfeil**)

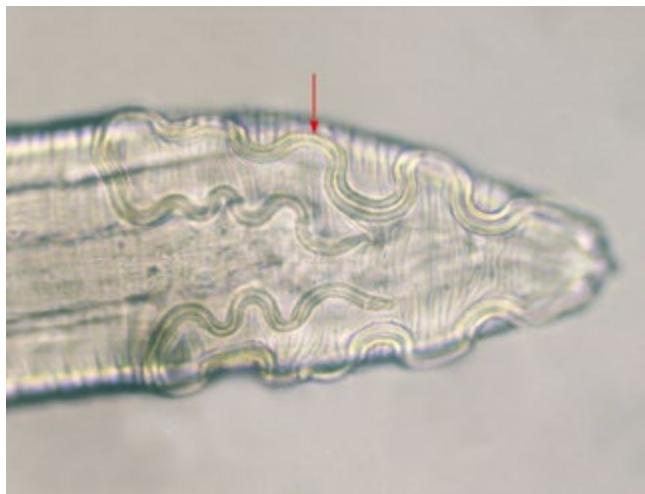


Abb. 1-43 Kutikularbildung am Vorderende eines Spiruriden (*Dispharynx spiralis*): Kordons (Kutikularbänder)



Abb. 1-44 Gestreifte Kutikula (roter Pfeil) und Kutikularbildungen am Vorderende von *Strongylus vulgaris*: Blätterkränze (grüner Pfeil), Zähne (blauer Pfeil)

Morphologische Merkmale:

- kreisrunder Körperquerschnitt
- langgestreckte, ungegliederte Körperform (je nach Art 1 mm bis 1 m lang, haardünn [Haarwürmer der Gattung *Capillaria*] bis bleistiftdick [Spulwürmer])
- meist weißlich bis grau-weißlich gefärbt, einige wenige Arten (Blutsauger) haben auch eine rote Körperfärbung z. B. Roter Magenwurm (*Haemonchus contortus*), Gabelwurm (*Syngamus trachea*)
- Hautmuskelschlauch, gebildet aus Kutikula, Hypodermis und Längsmuskelschicht
- Die Hypodermis bildet dorsal und ventral nach innen vorspringende Medianlinien, in denen ein Dorsal- bzw. Ventralnerv von vorn nach hinten durch den Nematoden zieht. Jeweils lateral liegen zwei leistenartige Seitenfelder, in denen die Exkretionskanäle durch den Nematoden ziehen und sich am Vorderende H-förmig in einen Ausführungsgang vereinigen und im Exkretionsporus nach außen münden (Secernentea). Die Adenophorea (*Trichinella*, *Trichuris*, *Capillaria*) besitzen am Vorderkörper nur eine einzellige Exkretionsdrüse.
- Die äußere Hülle wird von einer aus Keratin bestehenden, mehrschichtigen, glatten, quer- oder längsgestreiften Kutikula gebildet, die häufig für die Diagnose sehr wichtige artspezifische Kutikularbildungen aufweist (► Abb. 1-43, ► Abb. 1-44, ► Abb. 1-45):
 - Dornen, Platten, bandförmige Verstärkungen auf der äußeren Körperhülle
 - Mundkapsel (z. B. Große Strongyliden der Gattung *Strongylus*, *Chabertia ovina*)
 - Lippen, Zwischenlippen (z. B. Spulwürmer)

- Blätterkränze (z. B. Palisadenwürmer)
- Zähne, Schneidplatten (z. B. Hakenwürmer, *Strongylus vulgaris*, *Strongylus equinus*)
- Kordons (Kutikularbänder)
- Kopfblasen (*Oesophagostomum* spp.)
- flügelartige Zervikal-, Kaudalflügel (z. B. *Toxocara* spp., *Heterakis*)
- Analpapillen (z. B. *Ascaridia galli*)
- Zervikalhaken, Zervikalpapille (z. B. *Haemonchus contortus*)
- In der flüssigkeitsgefüllten primären Leibeshöhle, die als Pseudozooel bezeichnet wird (weil sie nicht von einer eigenen Wand begrenzt wird), „schwimmen“ die inneren Organe.



Abb. 1-45 Kutikularbildung am Vorderende von *Haemonchus contortus*: Zervikalhaken

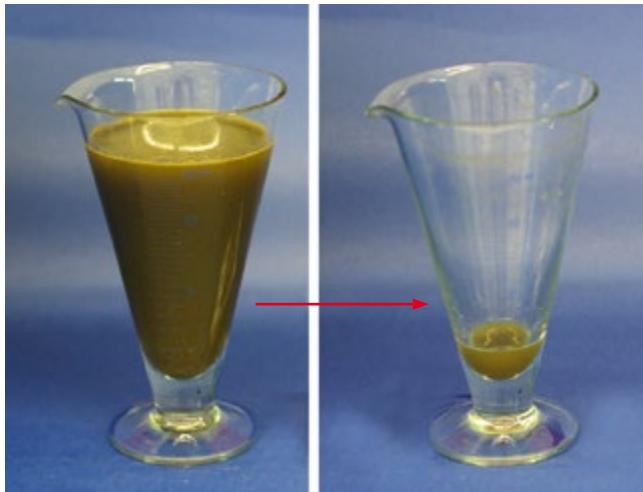


Abb. 2-16 Kombiniertes Sedimentations-Flotations-Verfahren: erster Teilschritt – Sedimentation



Abb. 2-17 Kombiniertes Sedimentations-Flotations-Verfahren: zweiter Teilschritt – Flotation in einer Zentrifuge

2.2.3 Kombiniertes Sedimentations-Flotationsverfahren

PRAXISTIPP

Bei diesem Verfahren wird die Voranreicherung durch das Sedimentationsverfahren mit der besseren Übersichtlichkeit und Konzentration der Entwicklungsstadien tierischer Parasiten durch die Flotation kombiniert.

Die Kombination der beiden grundlegenden Verfahren bringt wesentliche Vorteile, ohne dass ein wesentlich größerer Aufwand erforderlich wird. In vielen Untersuchungslaboratorien zählt dieses Verfahren daher zu den etablierten Standardmethoden.

Technik: Eine bestimmte Menge Kot wird im Mörser mit einem Pistill und Wasser (oder mit dem Holzspatel in einem Waageschälchen) zu einer homogenen Kotsuspension verrührt. Zur Abtrennung der groben Kotbestandteile wird diese Suspension durch ein auf ein Spitzglas (oder Becherglas) aufgesetztes Sieb (Maschenweite 250–300 µm) in ein anderes Spitzglas (250 ml) gegossen und mit scharfem Wasserstrahl gründlich nachgespült, bis das Glas voll ist. Das Spitzglas bleibt 30 Minuten ruhig stehen (Sedimentation). Dann wird der Überstand dekantiert (► Abb. 2-16) und vom verbleibenden Sediment, nach dessen Aufwirbeln und Durch-

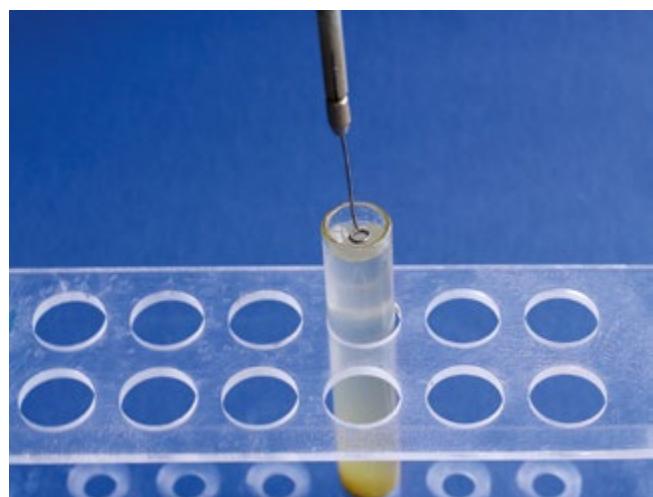


Abb. 2-18 Kombiniertes Sedimentations-Flotations-Verfahren: dritter Teilschritt – Abnahme der flotierten Entwicklungsstadien mit einer Öse

mischen, mit einer Pipette 1 ml in ein 15-ml-Zentrifugenröhrchen überführt und mit einer Flotationslösung aufgefüllt. Nach dem Zentrifugieren (3–5 Minuten bei 1500–2000 U/min, ► Abb. 2-17) werden mit einer abgeflammtten, rechtwinklig abgebogenen Drahtöse (Durchmesser = 5 mm) von der Oberfläche der Flüssigkeitssäule drei bis fünf Tropfen entnommen (► Abb. 2-18), auf einen Objektträger gebracht und nach Auflegen eines Deckglases unter dem Mikroskop durchmustert.



Abb. 2-19 McMaster-Verfahren: Kot und Flotationslösung zu einer Kotsuspension verrühren und durch ein Sieb in einen Messzylinder geben



Abb. 2-20 McMaster-Verfahren: Flotationslösung wird auf 60 ml aufgefüllt und mit einem Magnetrührer zwei Minuten homogenisiert

2.2.4 McMaster-Verfahren (nach Gordon und Whitlock, modifiziert nach Wetzel)

Beim McMaster-Verfahren handelt es sich um ein Nachweisverfahren von Entwicklungsstadien tierischer Parasiten im Kot mittels Flotation und konkreten Aussagen zur Eizahl/Oozystenzahl je Gramm Kot.

Mit diesem quantitativen Nachweisverfahren sind konkrete Angaben über die Anzahl der Eier oder Oozysten je Gramm Kot möglich. Es wird häufig zur Kontrolle eines Therapieerfolges, zur Bestimmung eines Infektionsverlaufes und für epidemiologische Untersuchungen eingesetzt.

Prinzip: Flotation von Wurmeiern oder Kokzidien-Oozysten in einer Zählkammer, die an die Oberfläche der Flotationsflüssigkeit und damit unter die Zählfläche eines Deckglases steigen, wo sie ausgezählt werden können. Die Berechnung ergibt die Anzahl Eier pro Gramm Kot (= EpG) oder Oozysten pro Gramm Kot (= OpG).

Technik: Vier Gramm Kot werden abgewogen und zunächst mit 15 ml einer Flotationslösung (z.B. Zinksulfat-Lösung; spezifisches Gewicht 1,3) mit Mörser und Pistill oder in einer Einwegschale zu einer Kotsuspension verrührt und durch ein Teesieb (Maschenweite ca. 250–300 µm), das sich in einem Trichter befindet, in einen 100 ml-Messzylinder gegeben (► Abb. 2-19). Anschließend füllt man die Suspension im Messzylinder auf 60 ml mit Flotationslösung auf,

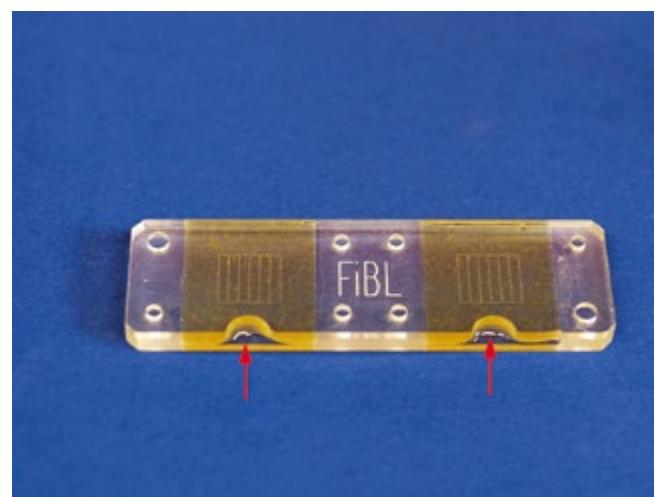


Abb. 2-21 Gefüllte McMaster-Kammer: Die Pfeile zeigen auf die Einfüllöffnungen der beiden Zählkammern.

gibt ein Magnetrührstäbchen dazu und stellt den Zylinder auf einen Magnetrührer, wo sie für zwei Minuten bei höchster Stufe gemischt wird, so dass ein „Zentralstrudel“ deutlich erkennbar ist (► Abb. 2-20). Danach werden mit einer Pipette für jedes Zählfeld jeweils 2 ml der Suspension direkt aus dem „Strudel“ entnommen, der erste Tropfen verworfen und die McMaster-Kammer damit gefüllt (► Abb. 2-21). Zur Vermeidung von Luftblasen die Zählkammer leicht neigen. Nach zwei bis drei Minuten Flotationszeit können unter dem Mikroskop die in den Zählfeldern emporgestiegenen Eier ausgezählt werden.

2 Koproskopische Untersuchungsverfahren

2

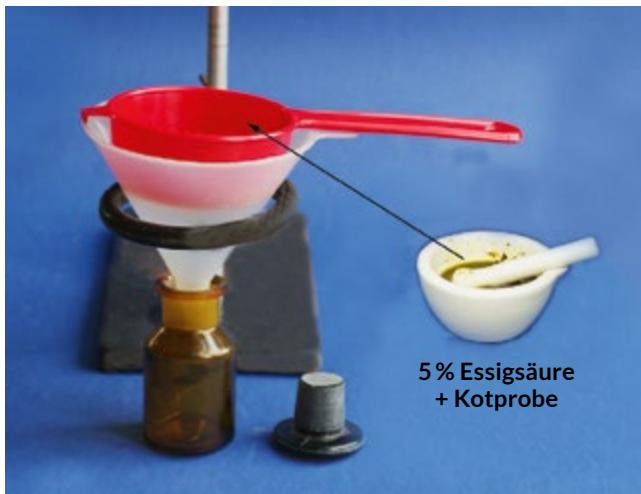


Abb. 2-34 Telemann-Verfahren



Abb. 2-35 Telemann-Verfahren: Nach dem Zentrifugieren haben sich vier Schichten gebildet: Etherschicht (**grüner Pfeil**), Detritusschicht (**schwarzer Pfeil**), Essigsäureschicht (**gelber Pfeil**), Sedimentschicht (**roter Pfeil**).

2.2.8 Telemann-Verfahren modifiziert nach de Rivas

Ein Sedimentationsverfahren mit anschließender Zentrifugation und Aufschluss des Kotes mit Chemikalien.

Das Telemann-Verfahren wurde besonders zum Nachweis von Wurmeiern in der Humanmedizin eingesetzt. Telemann (1908) arbeitete ursprünglich mit Salzsäure, die aber viele Wurmeier veränderte und zu Schädigungen an den Objektivfassungen des Mikroskopes führte. De Rivas (1928) ersetzte diese daher durch die weniger aggressive Essigsäure. Das Verfahren eignet sich besonders bei der Untersuchung von sehr fettreichem Kot (Fleischfresser), wird heute in der Veterinärmedizin aber nur noch relativ selten eingesetzt.

Technik: Eine erbsen- bis bohnengroße Kotmenge wird in einem Mörser mit dem Pistill und 5%iger Essigsäure zu einer homogenen Kotsuspension verrührt. Zur Abtrennung der groben Kotpartikel wird diese Suspension durch ein Sieb (Maschenweite 250–300 µm) in eine Schüttelflasche gefüllt (► Abb. 2-34), die gleiche Menge Ether hinzugegeben, kräftig geschüttelt, der Inhalt in ein Zentrifugenröhrchen gegossen und anschließend ein bis zwei Minuten zentrifugiert (ca. 2000 U/min). Es bilden sich vier deutlich voneinander abgesetzte Schichten (► Abb. 2-35, ► Abb. 2-36):

- eine obere Etherschicht mit gelösten Fetten
- eine mittlere Detritusschicht
- eine darunterliegende Essigsäureschicht
- eine untere Sedimentschicht

In der Sedimentschicht (► Abb. 2-37) befinden sich zusammen mit den noch nicht aufgeschlossenen Nahrungsresten (Muskelfasern, Zellulose u.a.) die Entwicklungsstadien der tierischen Parasiten. Nach Lösen des Detrituspropfes von der Glaswand und Abgießen der oberen Schichten wird das Sediment auf einen Objektträger gebracht und mikroskopisch untersucht.

Vorteile: Alle parasitären Entwicklungsstadien sind im Sediment enthalten und liefern übersichtliche mikroskopische Bilder.

Nachteile: Das Verfahren setzt eine Zentrifuge und entsprechende Chemikalien voraus. Es eignet sich für Kotproben von Wiederkäuern und Pferden weniger gut.

2.2.9 MIFC-Verfahren

Geeignetes Verfahren zum Nachweis von Protozoen.

Die MIFC-Technik ist ein aus der Humanmedizin stammendes Fixierungs-, Färbe- und Anreicherungsverfahren zum Nachweis von vegetativen und enzytierten Protozoen sowie von Helmintheneiern (Blagg et al. 1955), wobei die Nachweissicherheit für Wurmeier gegenüber der Flotationstechnik etwas geringer ist. Die Bezeichnung MIFC ergibt sich aus den Bestandteilen der Fixierungslösung (*merthiolate, iodine, formaline*) und aus der Tatsache, dass es sich bei dieser Methode um ein Anreicherungsverfahren handelt (*concentration*).

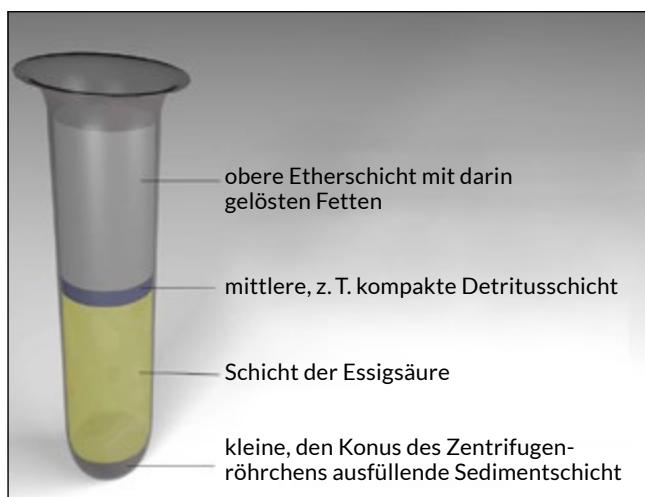


Abb. 2-36 Telemann-Verfahren modifiziert nach de Rivas: Im Zentrifugenröhrcchen haben sich nach dem Zentrifugieren vier deutlich voneinander abgesetzte Schichten gebildet.

Technik: Ein etwa erbsengroßes Stück einer frisch abgesetzten Kotprobe muss sofort in 10 ml Fixierungsflüssigkeit (Merthiolat-Lösung) überführt werden:

- 200 ml Merthiolat-Tinktur 1:1000 (Merthiolat-Tinktur 1 : 1000 kann als fertige Lösung bezogen werden)
- 1,5 g Eosin
- 25 ml Formaldehyd (38%ig)
- 5 ml Glycerin
- 250 ml Aqua dest.

Die Fixierungslösung ist bei Aufbewahrung in einer braunen Flasche und Lagerung bei Zimmertemperatur mehrere Monate haltbar. Nach intensivem Mischen der Probe wird

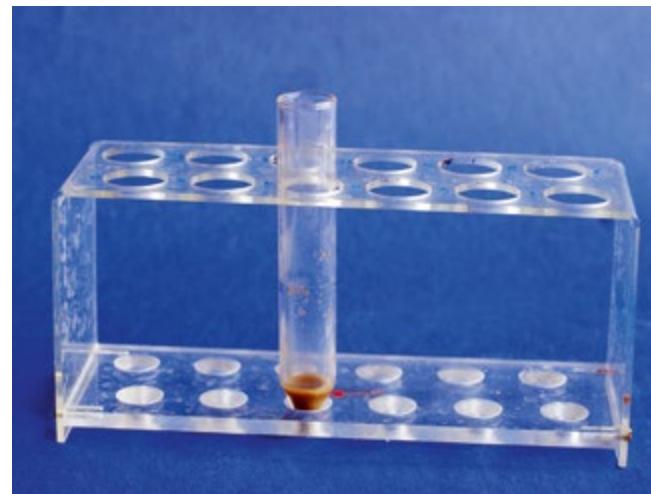


Abb. 2-37 Telemann-Verfahren: Die Sedimentschicht wird unter dem Mikroskop untersucht (**roter Pfeil**).

von dieser Suspension die Hälfte durch Gaze in ein Zentrifugenröhrcchen filtriert und ca. 2ml Ether zugegeben. Nach einem erneuten Durchmischen der Probe wird diese eine Minute stehen gelassen und dann für eine Minute bei 1600 U/min zentrifugiert. Von den sich bildenden vier Schichten (Ether- und Lipidschicht, Detritusschicht, MIF-Schicht, Sedimentschicht) dekantiert man die oberen drei, das verbleibende Sediment gibt man tropfenweise auf einen Objekträger. Zu einem der Tropfen wird zum Anfärben ein Tropfen Lugolscher Lösung dazugegeben und nach Auflegen eines Deckglases werden die Proben unter dem Mikroskop durchmustert (► Abb. 2-38, ► Abb. 2-39).

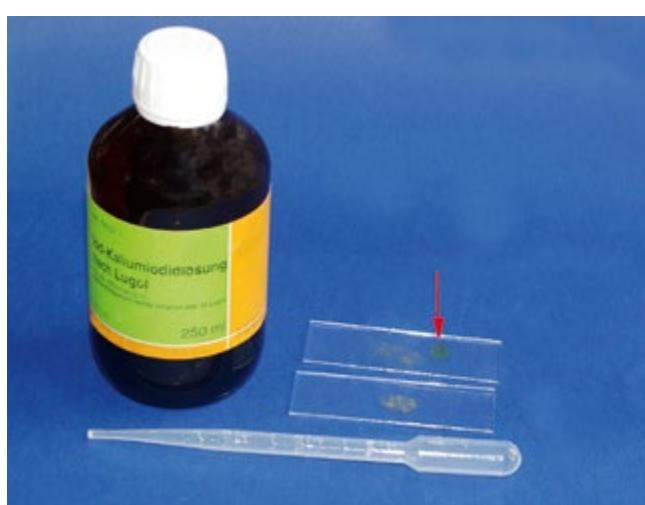


Abb. 2-38 Anfärbung des Präparates aus der MIFC-Technik mit einem Tropfen Lugolscher Lösung (**roter Pfeil**)



Abb. 2-39 *Balantidium coli* in der MIFC-Technik, mit Lugolscher Lösung angefärbt



Abb. 3-35 Larve vom Kleinen Lungenwurm (*Muellerius capillaris*)



Abb. 3-36 Larve vom Kleinen Lungenwurm (*Protostrongylus rufescens*)

3.1.3.12 Kleine Lungenwürmer (Protostrongyliden)

Form: bewegliche Larve ohne Nährstoffgranula in der Darmregion (durchscheinend hell)

Hülle: unbesiedelt

Inhalt: filariformer (fadenförmiger) Ösophagus

Größe: kleiner als die Larvenstadien der Großen Lungenwürmer:

- *Muellerius capillaris*: 250–300 µm lang, Hinterende leicht eingerollt, kommaförmig eingeknickte, wellig auslaufende Schwanzspitze mit Dorsaldorn (► Abb. 3-35, ► Abb. 3-37a)
- *Protostrongylus rufescens*, *P. brevispiculum*: 300–400 µm bzw. 240–310 µm lang, bajonettartig auslaufende, sich gleichmäßig verjüngende Spitze (► Abb. 3-36, ► Abb. 3-37b)
- *Cystocaulus ocreatus*: 340–480 µm lang, zweigeteilte Schwanzspitze, vorderer Abschnitt mit Dorsaldorn, hinterer spitz auslaufend, am Übergang zum vorderen Abschnitt zwei kleine Zähnchen (► Abb. 3-37c)
- *Neostrongylus linearis*: 300–400 µm lang, ähnlich gestaltet wie *C. ocreatus*, vorderer Abschnitt quadratisch, hinterer lanzettförmig, kürzerer Dorsaldorn (► Abb. 3-37d)
- *Capreocaulus capreoli*: 220–250 µm lang, Schwanzende ähnlich *M. capillaris*

Besonderheiten: Landlebende Nackt- oder Gehäuseschneckenarten als Zwischenwirte. Nachweis der ersten Larvenstadien mit dem Auswandlerverfahren. Die Differenzierung der kleinen Lungenwürmer kann anhand der Larvengröße und der unterschiedlichen Schwanzenden der ersten Larvenstadien vorgenommen werden.

Verwechslungsmöglichkeiten mit *Dictyocaulus filaria* (deutlich größer, mit Darmgranula, Kopfknopf, stumpfes Schwanzende). Weiterhin mit Erdnematoden-Larven (Darmpassanten), wenn die Kotprobe vom Boden aufgesammelt oder von den Wiederkäuern mit Erde verunreinigtes Futter aufgenommen wurde, in älteren Kotproben auch mit bereits geschlüpften Magen-Darm-Strongyliden- oder mit *Strongyloides*-larven. Eine postmortale Diagnose ist durch unterschiedliche Ausbildung von Brut- und Wurmknoten in der Lunge möglich (► Abb. 3-38).

M. capillaris, *P. rufescens*, *C. ocreatus* häufig bei Schaf, Ziege, Mufflon, *N. linearis* besonders bei Mufflon und Gemse, gelegentlich auch Ziege und Schaf, *C. capreoli* bei Reh und Mufflon; oft Mischinfektionen mit verschiedenen Arten der Kleinen Lungenwürmer sowie mit *Dictyocaulus filaria*

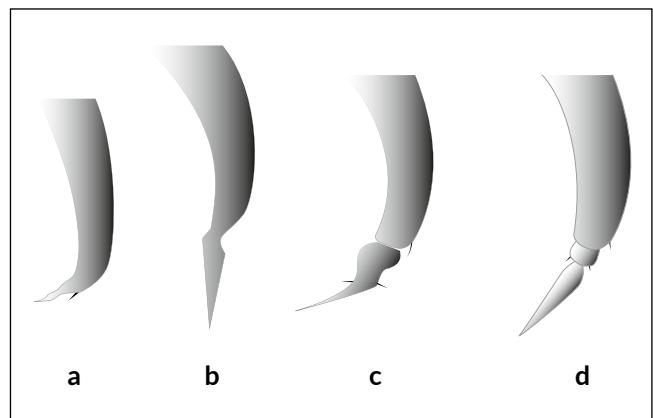


Abb. 3-37 Hinterenden der ersten Larvenstadien Kleiner Lungenwürmer: **a** *Muellerius capillaris*, **b** *Protostrongylus* spp., **c** *Cystocaulus ocreatus*, **d** *Neostrongylus linearis*

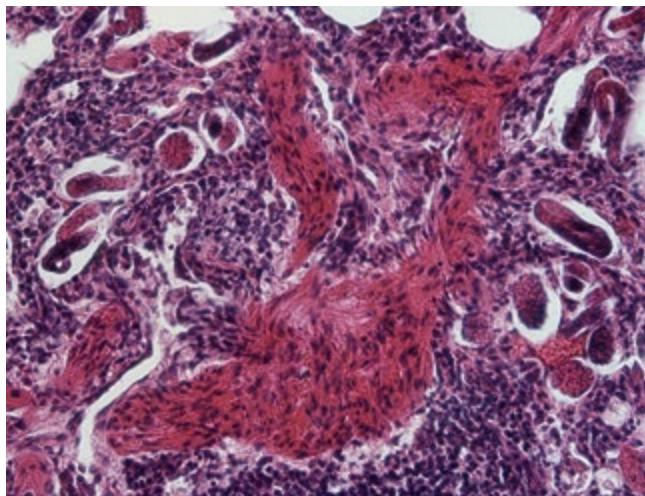
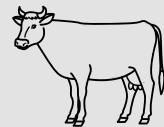


Abb. 3-38 Brutknoten mit Eiern und Larven in der Lunge eines Schafes, histologischer Schnitt (HE-Färbung)

3.1.4 Protozoen



PRAXISTIPP

Aufgrund der unterschiedlichen Pathogenität der Kokzidienarten beim Rind, ist eine Artbestimmung sinnvoll. Nur *E. bovis*, *E. zuernii* und *E. alabamensis* und mit Einschränkungen *E. auburnensis* besitzen eine klinische Relevanz! Die Differenzierung der Rinderkokzidien erfordert zwar etwas Übung, ist aber auch an unsporulierten Oozysten recht gut möglich.

3.1.4.1 Kokzidien beim Rind (*Eimeria* spp.)

Eimeria bovis

Form: oval, an einem Pol etwas zugespitzt

Hülle: glatt, dünn, äußere Hülle farblos, innere orange-braun. Mikropyle am spitzen Pol, oft schwer zu sehen

Inhalt: großer runder Sporont. Sporulierte Kokzidien der Gattung *Eimeria* besitzen vier Sporozysten mit je zwei Sporozoiten. Neben der Sporulationsdauer sind Größe und Form der Sporozysten und Sporozoiten, das Vorhandensein/Fehlen von Oozysten- und Sporozystenrestkörpern, Stiedakörperchen und Polkörperchen von Bedeutung. *E. bovis*-Oozysten besitzen keine Oozystenrestkörper und Polkörperchen, die Sporozysten haben jeweils kleine Sporozystenrestkörper, die Sporozoiten Stiedakörperchen (► Abb. 3-39).

Größe: mittelgroße Kokzidienart, 23–34 µm lang, 17–23 µm breit; länglich-ovale Sporozyste, 13–18 µm lang, 5–8 µm breit

Besonderheiten: sehr pathogene Art

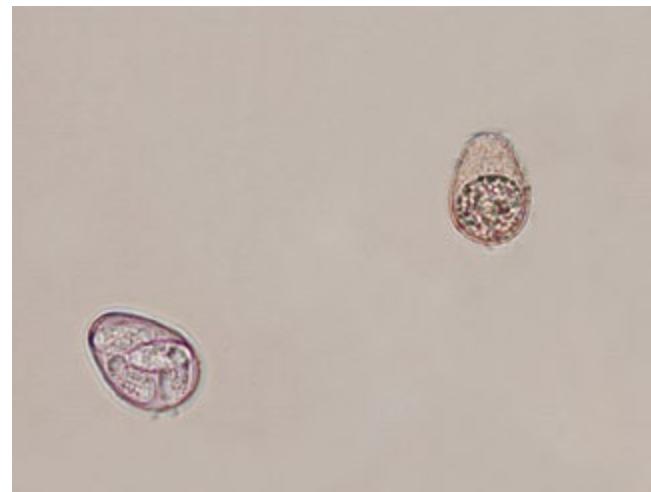


Abb. 3-39 Kokzidienoozyt, Rind: links sporuliert, rechts unsporuliert (*Eimeria bovis*)

Häufigkeit/Vorkommen: häufige Art beim Rind, Zebu, Waserbüffel; oft als Mischinfektion mit anderen *Eimeria*-Arten

Eimeria zuernii

Form: rund bis leicht elliptisch

Hülle: glatt, dünn, farblos; keine Mikropyle

Inhalt: runder Sporont. Sporulierte *E. zuernii*-Oozysten besitzen keinen Oozystenrestkörper und kein Polkörperchen. Sporozysten mit kleinen Sporozystenrestkörpern, Sporozoiten mit Stiedakörperchen (► Abb. 3-40).

Größe: kleine Kokzidienart, 12–29 µm lang, 10–21 µm breit; längliche Sporozyste, 8–13 µm lang, 4–7 µm breit

Besonderheiten: sehr pathogene Art

Häufigkeit/Vorkommen: häufige Art beim Rind, Zebu, Waserbüffel; oft als Mischinfektion mit anderen *Eimeria*-Arten



Abb. 3-40 Sporulierte Kokzidienoozyt, Rind (*Eimeria zuernii*)



Abb. 3-41 Unsporulierte Kokzidienoozyt, Rind (*Eimeria alabamensis*)

Eimeria alabamensis

Form: oval bis leicht birnenförmig, an einem Pol deutlich zugespitzt

Hülle: glatt, dünn, farblos bis hellgelb. Keine Mikropyle

Inhalt: runder Sporont. Sporulierte *E. alabamensis*-Oozysten haben keinen Oozystenrestkörper und kein Polkörperchen, die Sporozysten keine Sporozystenrestkörper. Stiedakörperchen sind vorhanden (► Abb. 3-41).

Größe: kleine Kokzidienart, 13–25 µm lang, 11–17 µm breit; längliche Sporozyste, 10–16 µm lang, 4–6 µm breit

Besonderheiten: pathogene Art

Häufigkeit/Vorkommen: häufige Art beim Rind (Weidekokzidiose), Zebu, Wasserbüffel; oft als Mischinfektion mit anderen *Eimeria*-Arten

Eimeria auburnensis

Form: länglich oval, erscheint relativ schlank, an einer Seite etwas zugespitzt mit abgeflachtem Pol

Hülle: raue bis höckrige Oberfläche, dünn, orange-grün bis bräunlich-gelb; deutliche Mikropyle am spitzen Pol

Inhalt: großer runder Sporont. Sporulierte *E. auburnensis*-Oozysten besitzen keinen Oozystenrestkörper, die Sporozysten haben meist längliche Sporozystenrestkörper, die Sporozooten Stiedakörperchen. Ein Polkörperchen ist vorhanden (► Abb. 3-42).

Größe: sehr große Kokzidienart, 36–46 µm lang, 19–28 µm breit; längliche Sporozyste, 16–23 µm lang, 7–11 µm breit

Besonderheiten: gering pathogene Art

Häufigkeit/Vorkommen: häufige Art beim Rind, Zebu, Wasserbüffel; oft als Mischinfektion mit anderen *Eimeria*-Arten



Abb. 3-42 Unsporulierte Kokzidienoozyt, Rind (*Eimeria auburnensis*)

Eimeria ellipsoidalis

Form: elliptisch

Hülle: glatt, dünn, farblos; keine Mikropyle

Inhalt: runder Sporont. Sporulierte *E. ellipsoidalis*-Oozysten besitzen keinen Oozysten- und einen nur aus wenig Granula bestehenden Sporozystenrestkörper. Ein Polkörperchen ist nicht vorhanden, die Sporozooten haben abgeflachte Stiedakörperchen (► Abb. 3-43).

Größe: kleine bis mittelgroße Kokzidienart, 12–32 µm lang, 10–29 µm breit; länglich-ovale Sporozyste, 11–16 µm lang, 5–6 µm breit

Besonderheiten: gering pathogene Art; kann leicht mit *E. cylindrica* verwechselt werden (etwas kleiner, parallele Seitenwände mit breiteren Polen)

Häufigkeit/Vorkommen: häufige Art beim Rind, Zebu, Wasserbüffel; oft als Mischinfektion mit anderen *Eimeria*-Arten



Abb. 3-43 Sporulierte Kokzidienoozyt, Rind (*Eimeria ellipsoidalis*)

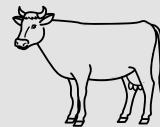


Abb. 3-44 Sporulierte Kokzidienoozyt, Rind (*Eimeria cylindrica*)



Abb. 3-45 Sporulierte Kokzidienoozyt, Rind (*Eimeria subspherica*)

Eimeria cylindrica

Form: länglich-elliptisch, parallel verlaufende Seitenwände; breite und flache Pole

Hülle: glatt, dünn, farblos; keine Mikropyle

Inhalt: runder Sporont. Sporulierte *Eimeria cylindrica*-Oozyten besitzen keinen Oozystenrestkörper und Polkörperchen, die Sporozysten haben kleine Sporozystenrestkörper, die Sporozoiten haben keine Stiedakörperchen (► Abb. 3-44).

Größe: kleine Kokzidienart, 16–30 µm lang, 12–17 µm breit; länglich-elliptische Sporozyste, 12–16 µm lang, 4–6 µm breit

Besonderheiten: nichopathogene Art; kann leicht mit *Eimeria ellipsoidalis* verwechselt werden (etwas größer und breiter, Seitenwände leicht bauchig)

Häufigkeit/Vorkommen: gelegentlich beim Rind, Zebu, Wasserbüffel; oft als Mischinfektion mit anderen *Eimeria*-Arten

Eimeria subspherica

Form: rund

Hülle: glatt, dünn, hell (gelegentlich leicht hellgelb); keine Mikropyle

Inhalt: großer runder Sporont. Sporulierte *Eimeria subspherica*-Oozyten besitzen keine Oozysten- und Sporozystenrestkörper sowie kein Polkörperchen, die Sporozoiten haben Stiedakörperchen (► Abb. 3-45).

Größe: sehr kleine Kokzidienart (kleinste Art des Rindes), 9–14 µm lang, 8–14 µm breit, 8–13 µm lang; längliche Sporozyste, 7–10 µm lang, 3–5 µm breit

Besonderheiten: nichopathogene Art

Häufigkeit/Vorkommen: gelegentlich beim Rind, Zebu, Wasserbüffel; oft als Mischinfektion mit anderen *Eimeria*-Arten

Eimeria brasiliensis

Form: elliptisch, breiter und flacher Pol auf beiden Seiten

Hülle: teilweise mit Auflagerungen, dünn; gelblich-braun, innen bräunliche Membran; mit Mikropyle und deutlicher Polkappe

Inhalt: runder Sporont. Sporulierte *Eimeria brasiliensis*-Oozyten besitzen keinen Oozystenrestkörper, die Sporozysten haben jeweils kleine Sporozystenrestkörper, die Sporozoiten keine Stiedakörperchen. Ein Polkörperchen ist vorhanden (► Abb. 3-46).

Größe: sehr große Kokzidienart, 31–49 µm lang, 21–33 µm breit; länglich-elliptische Sporozyste, 16–22 µm lang, 7–10 µm breit

Besonderheiten: nichopathogene Art

Häufigkeit/Vorkommen: seltene Art bei Rind, Zebu, Wasserbüffel; oft als Mischinfektion mit anderen *Eimeria*-Arten

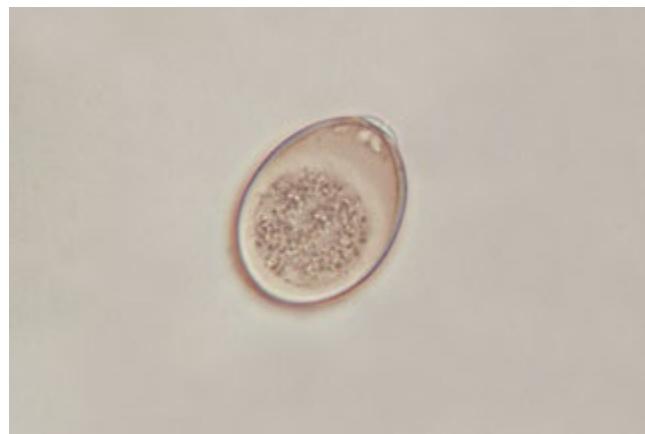


Abb. 3-46 Unsporulierte Kokzidienoozyt, Rind (*Eimeria brasiliensis*)

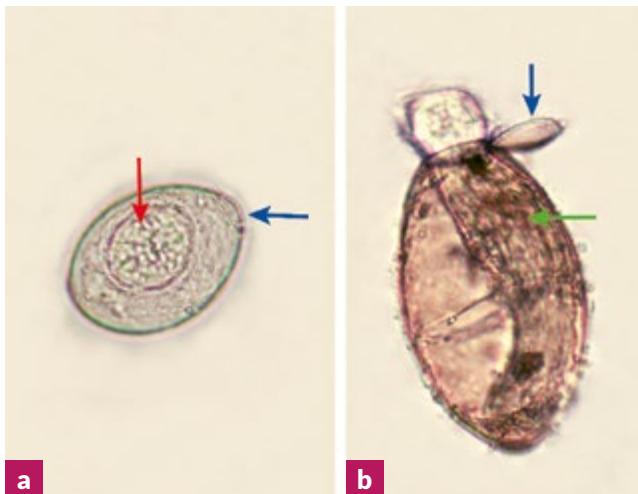


Abb. 3-158 Eier mit Deckel (blauer Pfeil)

- a Ei eines pseudophylliden Bandwurms: Fischbandwurm (*Diphyllobothrium latum*) mit Korazidium im Inneren (roter Pfeil)
- b Ei eines Trematoden: Leberegel (*Fasciola hepatica*) mit Miracidium im Inneren (grüner Pfeil; Foto: Landesuntersuchungsanstalt für das Gesundheits- und Veterinärwesen Sachsen, Dresden)



Abb. 3-159 Skolex von *Dipylidium caninum*

3.5.2.6 Fischbandwurm, Breiter Grubenkopfbandwurm (*Diphyllobothrium latum*)

Form: ovale Eier

Schale: dünne glatte Schale mit deutlichem Deckel an einem Pol

Inhalt: körniger gleichförmiger goldgelber Inhalt, der das gesamte Ei ausfüllt

Größe: mittelgroße Eier, ca. 55–76 µm lang, 37–56 µm breit

Besonderheiten: gehören wie die Bandwürmer der Gattung *Spirometra* zur Ordnung Pseudophyllida. Da die Eier einen deutlich sichtbaren Deckel besitzen, können sie leicht mit Trematodeneiern (z. B. die Eier von *Fasciola hepatica*, die aber deutlich größer sind) verwechselt werden. Zur Differenzialdiagnose kann man die Eier in einer Schale mit flachem Wasserstand bei Zimmertemperatur weiterentwickeln lassen. Entsteht im Inneren ein Miracidium (längliche Wimpernlarve), handelt es sich um ein Trematodenei. Entwickelt sich ein Korazidium (bewimperte Onkosphäre mit Embryonalhäckchen), handelt es sich um ein Zestodenei der Pseudophyllida (► Abb. 3-158). Die Bandwurmglieder sind breiter als lang, am Bandwurmende quadratisch, mit zentral gelegenen spiralförmig gewundenen Uterusschlingen und medial gelegenem Genitalporus. Der gesamte Bandwurm kann bis zu 4000 Glieder umfassen und 1–3 m lang werden (im Menschen bis 25 m). Der Skolex hat nur zwei längliche schlitzförmige Sauggruben und ist unbewaffnet. Als erste

Zwischenwirte fungieren Kleinkrebse (Prozerkoid), als zweite Zwischenwirte Fische (Plerozerkoid). Nachweis der Eier mit dem Sedimentationsverfahren.

Häufigkeit/Vorkommen: in Mitteleuropa nur selten (Skandinavien, Baltikum, Alpenraum) bei fischfressenden Säugetieren (Hund, Fuchs, selten Schwein). Auch der Mensch kann sich durch Verzehr von rohem Fisch infizieren.

3.5.2.7 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. 1-39, ► Abb. 3-159)

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. 1-39).

- *T. 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

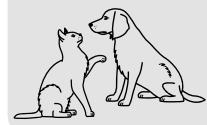


Abb. 3-160 Skolex von *Taenia pisiformis*



Abb. 3-161 Skolex von *Echinococcus granulosus*

- *T. pisiformis*: Skolex rundlich, Rostellum, 34–48 Haken; große Haken 225–295 µm lang, kleine Haken 130–177 µm lang (► Abb. 3-160)
- *T. ovis*: Rostellum, 24–36 Haken; große Haken 156–158 µm lang, kleine Haken 96–128 µm lang
- *T. cervi*: Rostellum, 26–32 Haken; große Haken 160–174 µm lang, kleine Haken 96–123 µm lang
- *T. 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 (26–52 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 (► Abb. 1-39).

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 (► Abb. 1-39).

- *M. multiceps*: 22–32 Haken; große Haken 150–170 µm lang, kleine Haken 90–130 µm lang
- *M. 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. 1-39):

- Dreigliedriger Hundebandwurm (*Echinococcus granulosus*): 28–50 Haken; große Haken 33–45 µm, kleine Haken 22–42 µm lang, Griff dick (► Abb. 3-161)
- Fuchsbandwurm *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

Diphyllobothrium latum: Skolex mit zwei länglichen schlitzförmigen Sauggruben, unbewaffnet

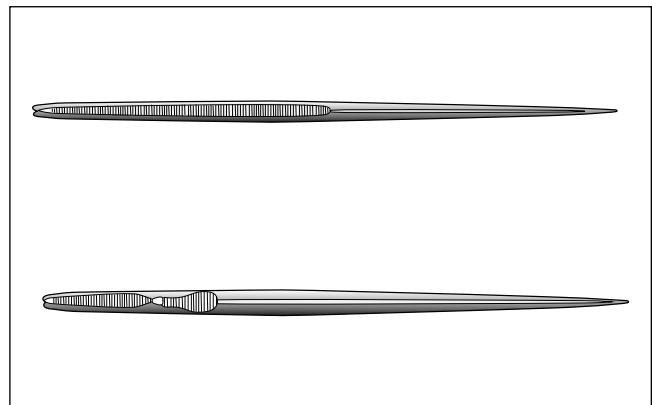


Abb. 3-162 Schema der Larvenstadien von *Strongyloides stercoralis*: oben drittes Larvenstadium mit langem filariformen Ösophagus, unten erstes Larvenstadium mit kurzem rhabditiformen Ösophagus



Abb. 3-163 Drittes Larvenstadium von *Strongyloides stercoralis*

3.5.3 Nematoden

3.5.3.1 Zergfadenwurmlarve (*Strongyloides stercoralis*)

Form: plumpes erstes und schlankes drittes Larvenstadium
Hülle: unbescheidet

Inhalt: Das erste Larvenstadium hat einen rhabditiformen, das dritte Larvenstadium einen sehr langen, hell erscheinenden filariformen Ösophagus, der fast bis zur Körpermitte reicht. Keine Mitteldarmzellen erkennbar (► Abb. 3-162, ► Abb. 3-163).

Größe: erstes Larvenstadium ca. 180–350 µm lang; drittes Larvenstadium 490–630 µm lang

Besonderheiten: Die Larven schlüpfen bereits im Darm, für den Nachweis ist daher das Auswandlerverfahren notwendig. Da sie schwimmfähig sind, muss der Ansatz mindestens zwölf Stunden stehen, damit sie auswandern und absinken können. Das erste Larvenstadium ist verhältnismäßig dick und kann leicht mit Erdnematoden-Larven verwechselt werden. Da es sich sehr schnell weiterentwickelt, wird in nicht ganz frischem Kot oft schon das dritte Larvenstadium nachgewiesen, dass charakteristisch gestaltet und einfacher zu bestimmen ist.

Häufigkeit/Vorkommen: gelegentlich bei Hund und Katze, besonders Welpen; in wärmeren Regionen häufiger



BEACHTE

Strongyloides stercoralis ist ein Zoonoseerreger, der auch den Menschen befallen kann!

3.5.3.2 Hakenwürmer (*Ancylostoma, Uncinaria*)

Form: elliptisch, Seitenwände bei *Ancylostoma* leicht gewölbt mit relativ breiten Polen (► Abb. 3-164); bei *Uncinaria* Seitenwände fast parallel mit etwas abgerundeten Polen (► Abb. 3-165)

Schale: dünne glatte Schale

Inhalt: in frisch abgesetztem Kot nur wenige große und dunkle Furchungskugeln (4–8), Perivittelinraum; in älteren Kotproben können bereits mehrere Furchungskugeln vorhanden sein

Größe: mittelgroße Eier; *Ancylostoma* 55–75 µm lang, 35–55 µm breit; *Uncinaria* etwas größer 65–85 µm lang, 35–50 µm breit

Besonderheiten: Die Eier der beiden Gattungen sind oft schwer zu unterscheiden. Vorsicht bei Funden einzelner Eier, besonders wenn diese in frischen Kotproben schon viele Furchungskugeln enthalten. Dabei handelt es sich oft um Eier von Magen-Darm-Strongyliden anderer Tierarten als Darmpassanten (z. B. Hütehunde, die Schafkot gefressen haben).

Häufigkeit/Vorkommen: gelegentlich bei Hund und Katze:

- *Ancylostoma caninum*: Hund, Fuchs, in wärmeren Regionen
- *Ancylostoma tubaeforme*: Katze
- *Uncinaria stenocephala*: Hund, Fuchs



BEACHTE

Ancylostoma ist ein Zoonoseerreger (*Larva migrans cutanea*)!

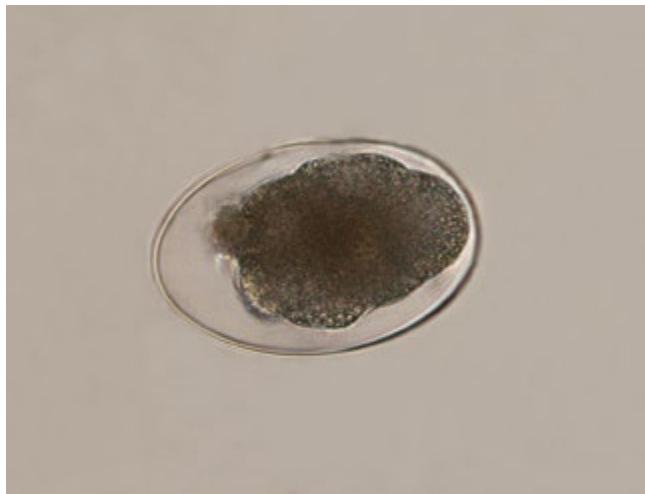
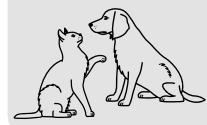


Abb. 3-164 Hakenwurmei (*Ancylostoma* sp.)

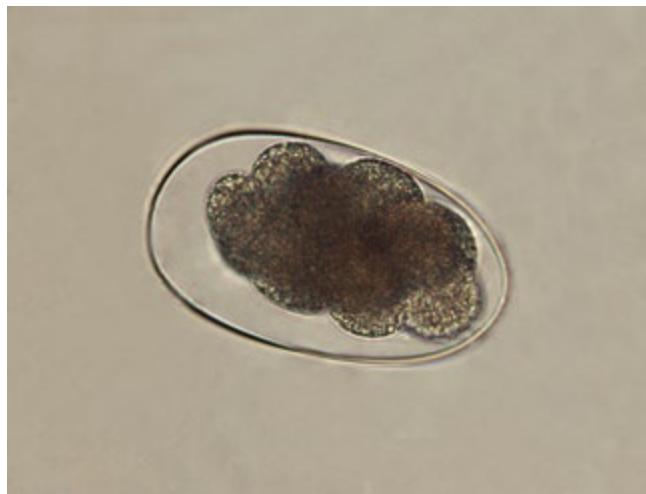


Abb. 3-165 Hakenwurmei (*Uncinaria stenocephala*)

3.5.3.3 Spulwürmer

Toxocara canis, Toxocara cati

Form: rund-oval

Schale: dicke braungelbliche Schale mit strukturierter Oberfläche (golfballartig); an der klebrigen Schale haften oft noch Kotbestandteile

Inhalt: ungefurchter Eiinhalt, von Perivittelinraum umgeben

Größe: mittelgroße Eier, 65–75 µm (*T. cati*); 75–90 µm (*T. canis*) im Durchmesser

Besonderheiten: durch die strukturierte golfballähnliche Schale leicht von *Toxascaris*-Eiern zu differenzieren

Häufigkeit/Vorkommen: sehr häufig

- *T. canis* bei Hund, Fuchs (► Abb. 3-166)
- *T. cati* (Syn. *Toxocara mystax*) bei der Katze (► Abb. 3-167)



BEACHTE

Toxocara ist ein Zoonoseerreger (*Larva migrans visceralis*)!

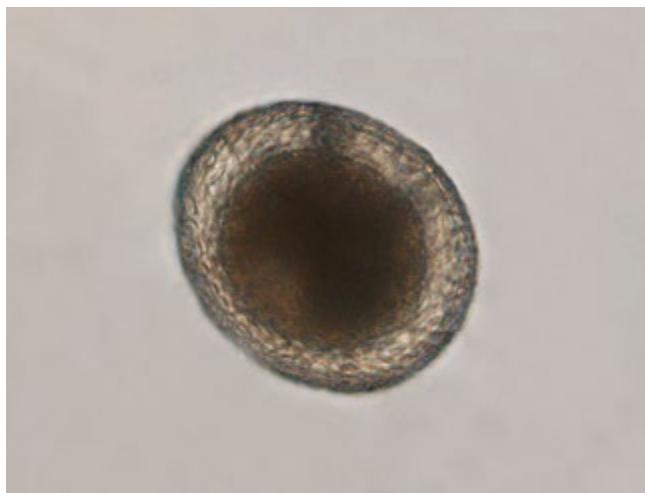


Abb. 3-166 Spulwurmei (*Toxocara canis*), strukturierte Oberfläche der dicken Schale (golfballartig)



Abb. 3-167 Spulwurmei (*Toxocara cati*), strukturierte Oberfläche der dicken Schale (golfballartig)



Abb. 3-329 Oxyurei von einer Vierzehenlandschildkröte

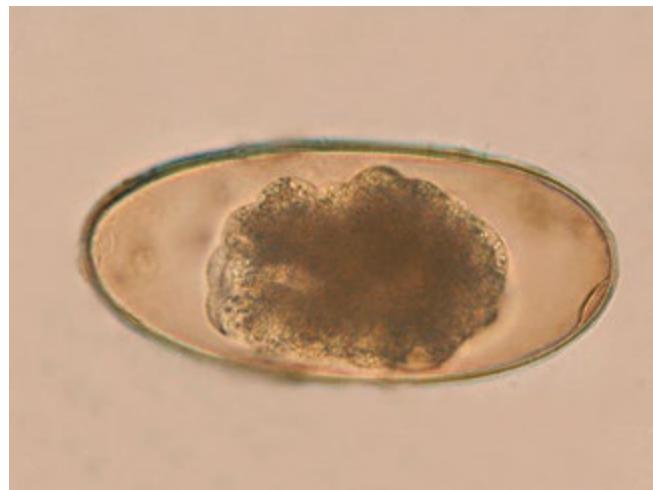


Abb. 3-330 Oxyurei von einer Griechischen Landschildkröte

3.11.3.9 Oxyuren bei der Landschildkröte (*Tachygonetria*, *Mehdiella*, *Alaeuris*, *Thaparia*, *Thelandros*)

Form: oval, mit gleichen abgerundeten Eipolen und gewölbten Seitenwänden. Einige Arten auch leicht asymmetrisch (► Abb. 3-329, ► Abb. 3-330)

Schale: dünne, farblose bis leicht bräunliche glatte Schale

Inhalt: gefurchter Einhalt, deutlicher Perivitellinraum; bei einigen Arten auch bereits mit Larvenstadium oder vivipar

Größe: große Eier (z. B. *Tachygonetria longicollis*, z. B. 121–150 × 73–89 µm)

Besonderheiten: zahlreiche im Dickdarm parasitierende wirtsspezifische Arten der Familie Pharyngodonidae aus den Gattungen *Tachygonetria*, *Mehdiella*, *Alaeuris*, *Thaparia* und *Thelandros*. Aufgrund der hohen Widerstandsfähigkeit der Eier in der Umgebung kann es im Terrarium oder Freilandgehege zu einer Anreicherung der Eier im Bodengrund und zu ständigen Reinfektionen und einen Massenbefall kommen. Bis auf einige Arten wenig pathogen. Nachweis der Eier mit dem Flotationsverfahren. Differenzialdiagnostisch müssen Ziliatenzysten (*Nyctotherus*) beachtet werden, da sie in Größe und Aussehen den Oxyureneiern gleichen! Für eine Artbestimmung benötigt man adulte Würmer, die oft mit dem Kot ausgeschieden werden. Die kleinen Nematoden (Weibchen: 3–8 mm lang; Männchen deutlich kleiner: 2–3 mm lang) besitzen eine oxyuroide Ösophagusform (► Abb. 3-331) mit langem schmalen Ösophagus (der oft auch eine „Schlinge“ bildet) und gut ausgebildeten Ösophagalbulbus mit einem Klappenapparat darin (► Abb. 3-332). Viele Arten haben eine quergeringelte Kutikula und die Weibchen ein langes spitz

zes Hinterende (► Abb. 3-333), daher auch die Bezeichnung „Pfriemenschwänze“ für die Oxyuren. Besonders die Männchen, die am Hinterende unterschiedlich gestaltete Papillen, ein Spikulum, ein Y-förmiges Gubernakulum sowie einen stumpf (z. B. *T. longicollis*, ► Abb. 3-334) oder spitz (z. B. *M. microstoma*) endenden Schwanzfortsatz besitzen, eignen sich dafür, während die Weibchen sich bei vielen Arten oft nicht/ kaum unterscheiden lassen. Für die Artbestimmung wird Spezialliteratur benötigt (► Literaturverzeichnis).

Häufigkeit/Vorkommen: sehr häufige Parasiten bei Landschildkröten, oft Mischinfektionen aus mehreren Arten. Es ist mit der Beschreibung weiterer neuer Arten zu rechnen. *Tachygonetria*-Arten parasitieren im Lumen des Dickdarms:

- *Tachygonetria* spp. bei Griechischer Landschildkröte:
T. combesi, *T. conica*, *T. dentata*, *T. longicollis*, *T. paleoarcticus*, *T. robusta*, *T. setosa*
- *Tachygonetria* spp. bei Maurischer Landschildkröte:
T. conica, *T. dentata*, *T. khallaayounei*, *T. longicollis*, *T. marocoana*, *T. microlaimus*, *T. palearcticus*, *T. poulini*, *T. pusilla*, *T. robusta*, *T. setosa*, *T. settatensis*, *T. seurati*
- *Tachygonetria* spp. bei Vierzehenlandschildkröte:
T. conica, *T. dentata*, *T. longicollis*, *T. microlaimus*, *T. palearcticus*, *T. pusilla*, *T. robusta*, *T. rosickyi*
- *Tachygonetria* spp. bei seltener gehaltenen Schildkrötenarten: *T. africana* (Pantherschildkröte), *T. dentata* (Ägyptische Landschildkröte), *T. dessetae* (Spinnen- und Strahlenschildkröte, Madagassische Schnabelbrustschildkröte), *T. fitzsimmonsi* (Pantherschildkröte), *T. longispiculum* (Zeltschildkröte), *T. macrolaimus* und *T. microlaimus* (Pantherschildkröte), *T. nearctica* (Kalifornische und Texas-Gopherschildkröte), *T. pretoriensis*



Abb. 3-331 Oxyurenvorderende mit langem Ösophagus (**grüner Pfeil**) und Bulbus mit Klappenapparat (**roter Pfeil**)

(Pantherschildkröte), *T. quentini* (Panther- und Zeltschildkröte), *T. richardae* (Spinnen- und Strahlenschildkröte), *T. robusta* (Ägyptische Landschildkröte, Leiths Weichschildkröte), *T. testudinis* (Galapagos-Riesen-schildkröte), *T. tetrapapillata* (Georgia-, Kalifornische-, Texas- und Gelbrand-Gopherschildkröte), *T. verreauxi* (Zeltschildkröte)

Die pathogeneren *Mehdiella*-Arten parasitieren an der Darmschleimhaut und schädigen diese. Die Befallsintensität nimmt oft während der Winterruhe zu:



Abb. 3-332 Oxyurenvorderende mit Bulbus (**blauer Pfeil**) und Klappenapparat (**roter Pfeil**)

- *Mehdiella* spp. bei Griechischer Landschildkröte: *M. microstoma*, *M. petterae*, *M. stylosa*, *M. uncinata*
- *Mehdiella* spp. bei Maurischer Landschildkröte: *M. microstoma*, *M. stylosa*, *M. uncinata*
- *Mehdiella* spp. bei Vierzehenschildkröte: *M. longisima*, *M. microstoma*, *M. stylosa*, *M. uncinata*
- *Mehdiella* spp. bei seltener gehaltenen Schildkrötenarten: *M. cristata* (Spinnen- und Strahlenschildkröte), *M. dollfusi* (Spinnen- und Strahlenschildkröte, Madagassische Schnabelbrustschildkröte), *M. grassei* (Strahlenschildkröte), *M. microstoma* und *M. uncinata* (Ägyptische Landschildkröte)



Abb. 3-333 Oxyurenhinterende, Weibchen



Abb. 3-334 Hinterende von *Tachygonetria* sp. mit Spiculum (**roter Pfeil**), Gubernakulum (**blauer Pfeil**) und stumpfen Schwanzfortsatz (**grüner Pfeil**)



Abb. 3-370 Eier eines Magen-Darm-Strongyliden von einem Schaf (*Haemonchus contortus*) als Darmpassant beim Hund, rechts bereits mit Larvenstadium



Abb. 3-371 Ei von *Trichuris muris* von der Maus als Darmpassant beim Pferd

3.12 Pseudoparasiten



BEACHTE

Bei der mikroskopischen Untersuchung von Kotproben können nicht nur Parasiten und deren Entwicklungsstadien gefunden werden, sondern auch eine Vielzahl weiterer „Strukturen“, z.B. Pflanzen- und Futterbestandteile, Pollenkörnern, Pilze, Larven freilebender Nematodenarten, Kunstprodukte bzw. -strukturen oder auch Eier von Parasiten der Futtertiere, die beim Verdauungsprozess im Beutegreifer freigesetzt werden und einen Befall vortäuschen. Parasiteier können auch durch „Kotfressen“ aufgenommen werden und den Wirt mehr oder weniger unverändert „passieren“ – die sogenannten „Darmpassanten“. Bei all diesen sehr vielfältigen Strukturen handelt es sich um „Pseudoparasiten“, die zu Verwechslungen und falschen Diagnosen führen können und die koproskopische Untersuchung erschweren.

Pseudoparasiten können bei allen Tierarten gefunden werden. Einige sind leicht zu erkennen, andere nur mit viel praktischer Erfahrung. Einige wenige, besonders manche Darmpassanten, lassen sich gar nicht von echten Parasiten unterscheiden. Auf den folgenden Seiten sollen einige häufig bei der koproskopischen Diagnostik gefundene Pseudoparasiten vorgestellt werden.

3.12.1 Darmpassanten

Sie zählen zu den am schwierigsten zu erkennenden Pseudoparasiten. Als Darmpassanten werden Parasitenstadien bezeichnet, die zwar bei der koproskopischen Untersuchung in der Kotprobe gefunden werden, aber nicht zu diesem Wirt gehören, sondern auf verschiedenen Wegen in diesen gelangt sein können. Sie passieren dann den Verdauungstrakt mit mehr oder weniger großen Veränderungen und werden wieder ausgeschieden. Einige Hunde fressen Kot anderer Tierarten, z. B. Kot von Wasservögeln. Die darin häufig enthaltenen Trematodeneier können dann einen Trematodenbefall beim Hund vortäuschen, z. B. einen tatsächlich möglichen Befall mit *Alaria alata* oder Lebereggeln. Andere Hunde fressen gern Schafkot (Hütehunde!). Die darin häufig enthaltenen Magen-Darm-Strongyliden-Eier der Schafe sind oft schon weit entwickelt oder enthalten bereits ein Larvenstadium und täuschen dann einen beim Hund möglichen Hakenwurmbefall vor (► Abb. 3-370). Bei der Diagnosestellung kann unter Umständen ein Gespräch mit dem Besitzer über die Gewohnheiten des Hundes oder auch der Versuch einer Larvenkultur helfen, allerdings reicht in der Regel die Anzahl der gefundenen Eier für eine Kultur nicht aus. Gelegentlich werden auch *Trichuris*-Eier in Pferdekotproben gefunden. Würmer dieser Gattung kommen aber bei Pferden nicht vor – hier sind oft Schadnager, die das Pferdefutter mit ihrem Kot und damit auch möglicherweise mit Eiern verunreinigen, die Ausgangsquelle (► Abb. 3-371). Durch das Fressen parasitenbefallener innerer Organe kann bei Fleischfressern ein Parasitenbefall vorgetäuscht werden, z. B. ein Leberegelbefall durch Aufnahme von mit Lebereggeln befallenen Lebern (► Abb. 3-372).



Abb. 3-372 Eier vom Kleinen Leberegel beim Hund nach Verfütterung einer befallenen Leber

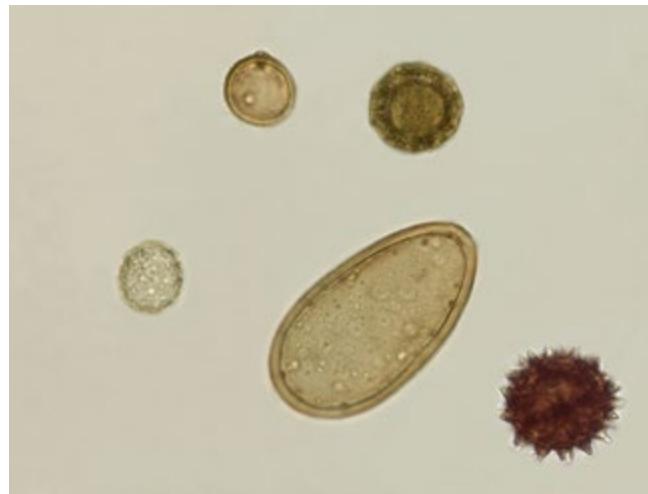


Abb. 3-373 Verschiedene Pollenarten in unterschiedlicher Größe und Form

3.12.2 Pollen

Sehr häufig werden Pollenkörner in Kotproben gefunden. Besonders vielfältig und in großer Anzahl im Kot von Pflanzenfressern, aber auch bei Fleischfressern. Die Form und die Größe (5–100 µm) der verschiedenen Pollenarten kann sehr variabel sein: rund, elliptisch, oval, dreieckig mit abgerundeten Ecken, polymorph. Meistens ist der Inhalt einheitlich und relativ homogen strukturiert. Auf der Oberfläche finden sich bei vielen Arten, besonders bei denen, die durch Insekten weiterverbreitet werden, Dornen, Haken, Leisten, Warzen oder ähnliche Strukturen (► Abb. 3-373). Oft sind auf der Oberfläche Poren oder Keimfalten zu sehen, aus denen der

Keimschlauch durch die sehr widerstandsfähige äußere Hülle austreten kann. Gelegentlich ist an einem Pol auch schon ein mehr oder weniger langer Keimschlauch zu erkennen, der dem Pollen dann ein tennisschlägerartiges Aussehen verleiht (► Abb. 3-374). Bei den Pollenkörnern die durch den Wind verbreitet werden, sind häufig „Flugeinrichtungen“ zu finden, z. B. der typisch geformte Koniferenpollen mit zwei „ohrenähnlichen“ Luftsäcken am Rand, woran er leicht zu erkennen ist (Pollen von Kiefern, ► Abb. 3-375). Besonders die runden oder ovalen Formen, die einen schalenförmigen Außenrand besitzen und so einen Eiinhalt und eine Eischale vortäuschen, führen schnell zu Verwechslungen mit Parasiteiern oder Kokzidienoozytzen. Ein möglicher Hinweis

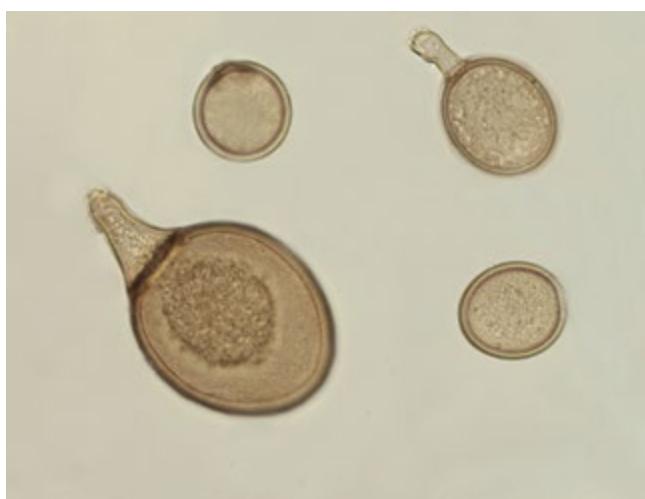


Abb. 3-374 Pollen, tennisschlägerförmig, mit auswachsenden Keimschläuchen



Abb. 3-375 Koniferenpollen (Kiefer) mit zwei „ohrenförmigen“ Luftsäcken am Rand



Dr. med. vet. Ronald Schmäschke, Fachtierarzt für Parasitologie, Fachparasitologe der Deutschen Gesellschaft für Parasitologie. Nach dem Studium der Veterinärmedizin an der Universität Leipzig war er seit 1985 am dortigen Institut für Parasitologie tätig: zunächst dreijähriges Forschungsstudium, dann wissenschaftlicher Assistent, seit 1997 wissenschaftlicher Mitarbeiter; langjähriger Laborleiter am Diagnostischen Labor für Parasitologie. Schwerpunkte der wissenschaftlichen Arbeit: parasitologische Diagnostik, Parasiten der Zoo- und Wildtiere, Federmilben.

Heimliche Untermieter entlarvt!

Viele Parasiten der Haus-, Heim- und Nutztiere können auch den Menschen befallen und als sogenannte Zoonosen mitunter lebensbedrohliche Erkrankungen hervorrufen. Nach wie vor ist die traditionelle Untersuchung von Kotproben mit mikroskopischen Untersuchungstechniken und die Bestimmung der Parasiten sowie ihrer verschiedenen Entwicklungsstadien anhand von morphologischen Merkmalen ein wichtiger Bestandteil der parasitologischen Diagnostik. Denn nur eine gezielte koproskopische Untersuchung kann die unerwünschten Schmarotzer nachweisen und ermöglicht so eine zielgerichtete Therapie. Besonders Studierenden der Veterinärmedizin und praktizierenden Tierärzten, Tiermedizinischen Fachangestellten oder Laboranten ist dieses Buch ein unverzichtbares und praxisnahe Nachschlagewerk zur Prüfungsvorbereitung und für die tägliche Arbeit.

VON ALPAKA ÜBER HUND UND KATZE BIS ZIEGE

Die wichtigsten Helminthen und Protozoen unserer Haus-, Heim- und Nutztiere

VOM EI ÜBER DIE ENTWICKLUNGSSTADIEN BIS ZUM ADULTEN PARASITEN

Ein Referenzwerk mit über 500 mikro- und makroskopischen Abbildungen

STRINGENT UND DIDAKTISCH AUFBEREITET, ANSCHAULICH GESTALTET

Parasitologisches Wissen praxisnah und leicht verständlich vermittelt

ISBN 978-3-8426-0072-0



VET PRAXIS Aktuell, konkret, lösungsorientiert!