

Wieland Beck | Nikola Pantchev

# Praktische Parasitologie bei Heimtieren

Kleinsäuger | Vögel | Reptilien  
Bienen | Zoo- und Wildtiere

E-Book PDF ohne Video-Zusatzmaterial (DVD) der Printausgabe



2., überarbeitete und erweiterte Auflage

schlütersche

vet

S

**Wieland Beck | Nikola Pantchev**

# Praktische Parasitologie bei Heimtieren





Wieland Beck | Nikola Pantchev

# Praktische Parasitologie bei Heimtieren

Kleinsäuger | Vögel | Reptilien | Bienen

## Mit DVD:

- Parasiten bei Zoo- und Wildtieren
- Videos zur mikroskopischen Diagnostik beweglicher Parasitenstadien (Einzeller + Helminthen)

2., überarbeitete und erweiterte Auflage

**Bibliografische Information der Deutschen Bibliothek**

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

**ISBN 978-3-89993-088-7 (Print)****ISBN 978-3-8426-8363-1 (E-Book PDF ohne Video-Zusatzmaterial [DVD] der Printausgabe)****ISBN 978-3-8426-8413-3 (E-Book PDF Praktische Parasitologie bei Zoo- und Wildtieren)**

Dr. Wieland Beck  
FTA für Parasitologie, FTA für Kleintiere, Dipl. EVPC  
München

Dr. Nikola Pantchev  
FTA für Parasitologie  
Ludwigsburg

© 2013, 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 beigefügten 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.

**Reihengestaltung:** Groothuis, Lohfert, Consorten | [glcons.de](http://glcons.de)

**Satz:** Dörlemann Satz, Lemförde

**Druck und Bindung:** Werbedruck Aug. Lönneker, Stadtoldendorf

# Inhaltsverzeichnis

<b>Vorworte</b>	IX	2.1.2.2	Zestoden	42
<b>Danksagung</b>	XI	2.1.2.3	Trematoden	42
<b>1 Parasitosen des Kaninchens</b>		2.2	Arthropoden	43
1.1 Endoparasiten	1	2.2.1	Milben	43
1.1.1 Protozoen	1	2.2.1.1	Pelzmilbenbefall	43
1.1.1.1 Kokzidiose	1	2.2.1.2	Sarkoptesräude	46
1.1.1.2 Toxoplasmose	6	2.2.1.3	Notoedresräude	52
1.1.1.3 Giardiasis	7	2.2.1.4	Demodikose	52
1.1.1.4 Enzephalitozoonose	7	2.2.1.5	Vorrats- und Futtermilben	53
1.1.2 Helminthen	10	2.2.2	Haarlinge	54
1.1.2.1 Nematoden	10	2.2.2.1	Mallophagidose	54
1.1.2.2 Zestoden	12	<b>3 Parasitosen des Hamsters</b>		
1.1.2.3 Trematoden	13	3.1 Endoparasiten	61	
1.2 Arthropoden	15	3.1.1 Protozoen	61	
1.2.1 Milben	15	3.1.1.1	Giardiasis, Spironukleose, Trichomoniasis und Kryptosporidiose	61
1.2.1.1 Ohrräude	15	3.1.1.2	Enzephalitozoonose	62
1.2.1.2 Cheyletiellose	18	3.1.2 Helminthen	62	
1.2.1.3 Demodikose	21	3.1.2.1	Nematoden	62
1.2.1.4 Sarkoptes- und Notoedresräude	22	3.1.2.2	Zestoden	64
1.2.2 Zecken	24	3.1.2.3	Trematoden	64
1.2.2.1 Schildzeckenbefall	24	3.1.2.4	Proliferative Ileitis »Wet Tail«	65
1.2.3 Läuse	25	3.2 Arthropoden	66	
1.2.3.1 Anopluridose	25	3.2.1 Milben	66	
1.2.4 Flöhe	26	3.2.1.1	Befall mit Tropischen Rattenmilben	66
1.2.4.1 Flohbefall	26	3.2.1.2	Befall mit Haarmilben	67
1.2.5 Fliegen	29	3.2.1.3	Demodikose	69
1.2.5.1 Myiasis	29	3.2.1.4	Sarkoptesräude	72
1.3 Pseudoparasiten	30	3.2.1.5	Notoedresräude	72
1.3.1 Hefepilze	30	3.2.1.6	Befall mit Nasenmilben	74
<b>2 Parasitosen des Meerschweinchens</b>		3.2.2	Fliegen	74
2.1 Endoparasiten	35	3.2.2.1	Myiasis	74
2.1.1 Protozoen	35	<b>4 Parasitosen bei Ratte, Maus und Gerbil</b>		
2.1.1.1 Trichomoniasis, Amöbiasis und Balantidiose	35	4.1 Endoparasiten	79	
2.1.1.2 Kryptosporidiose	36	4.1.1 Protozoen	79	
2.1.1.3 Giardiasis	36	4.1.1.1	Flagellaten-, Kryptosporidien- und Amöben-Infektionen	79
2.1.1.4 Kokzidiose	37	4.1.1.2	Kokzidiose	81
2.1.1.5 Toxoplasmose	38	4.1.1.3	Toxoplasmose	81
2.1.1.6 Mikrosporidien	39	4.1.2 Helminthen	82	
2.1.2 Helminthen	40	4.1.2.1	Nematoden	82
2.1.2.1 Nematoden	40			

4.1.2.2	Zestoden	86	6.1.2.2	Dirofilariose (Heartworm disease)	129
4.1.2.3	Trematoden	87	6.1.2.3	Zestoden	131
4.2	Arthropoden	88	6.1.2.4	Trematoden	131
4.2.1	Milben	88	6.2	Arthropoden	132
4.2.1.1	Befall mit Tropischen Rattenmilben	88	6.2.1	Milben	132
4.2.1.2	Befall mit Haarmilben	89	6.2.1.1	Ohrräude	132
4.2.1.3	Milbenbefall mit <i>Radfordia</i> spp.	92	6.2.1.2	Sarkoptesräude	135
4.2.1.4	Befall mit Psorergatidae	92	6.2.1.3	Demodikose	136
4.2.1.5	Sarkoptesräude	93	6.2.1.4	Befall mit Haarmilben	137
4.2.1.6	Notoedresräude	95	6.2.1.5	Befall mit Psorergatidae	138
4.2.1.7	Demodikose	96	6.2.2	Zecken	139
4.2.2	Zecken	97	6.2.2.1	Schildzeckenbefall	139
4.2.2.1	Schildzeckenbefall	97	6.2.2.2	Lederzeckenbefall	141
4.2.3	Läuse	98	6.2.3	Läuse	141
4.2.3.1	Anopluridose	98	6.2.3.1	Anopluridose	141
4.2.4	Flöhe	100	6.2.4	Haarlinge	142
4.2.4.1	Flohbefall	100	6.2.4.1	Mallophagidose	142
<b>5</b>	<b>Parasitosen bei Chinchilla, Degu und Hörnchen</b>		6.2.5	Flöhe	143
5.1	Endoparasiten	105	6.2.5.1	Flohbefall	143
5.1.1	Protozoen	105	6.2.6	Fliegen	145
5.1.1.1	Kokzidiose	105	6.2.6.1	Myiasis	145
5.1.1.2	Toxoplasmose	106	<b>7</b>	<b>Parasitosen beim Igel</b>	
5.1.1.3	Kryptosporidiose	106	7.1	Endoparasiten	150
5.1.1.4	Giardiasis	107	7.1.1	Protozoen	150
5.1.2	Helminthen	110	7.1.1.1	Kokzidiose	150
5.1.2.1	Nematoden	110	7.1.1.2	Kryptosporidiose	152
5.1.2.2	Zestoden	112	7.1.2	Helminthen	153
5.1.2.3	Trematoden	113	7.1.2.1	Nematoden	153
5.2	Arthropoden	114	7.1.2.2	Zestoden	157
5.2.1	Milben	114	7.1.2.3	Trematoden	168
5.2.1.1	Notoedresräude	114	7.1.2.4	Kratzer	169
5.2.1.2	Befall mit Larven von Herbstgrasmilben	116	7.2	Arthropoden	161
5.2.1.3	Befall mit der Roten Vogelmilbe	117	7.2.1	Milben	161
5.2.1.4	Demodikose	118	7.2.1.1	Demodikose	161
5.2.2	Zecken	119	7.2.1.2	Befall mit Grabmilben	163
5.2.2.1	Schildzeckenbefall	119	7.2.2	Zecken	167
5.2.3	Läuse	120	7.2.2.1	Schildzeckenbefall	167
5.2.3.1	Anopluridose	120	7.2.3	Flöhe	168
5.2.4	Flöhe	120	7.2.3.1	Flohbefall	168
5.2.4.1	Flohbefall	120	7.2.4	Fliegen	170
<b>6</b>	<b>Parasitosen der Musteliden</b>		7.2.4.1	Myiasis	170
6.1	Endoparasiten	125	<b>8</b>	<b>Parasitosen der Vögel</b>	
6.1.1	Protozoen	125	8.1	Endoparasiten	173
6.1.1.1	Kryptosporidiose	125	8.1.1	Protozoen	173
6.1.1.2	Giardiasis	125	8.1.1.1	Trichomoniasis	173
6.1.1.3	Kokzidiose	126	8.1.1.2	Histomoniasis	176
6.1.1.4	Toxoplasmose	127	8.1.1.3	Spironukleose, Hexamitiasis	177
6.1.2	Helminthen	128	8.1.1.4	Cochlosomiasis	178
6.1.2.1	Nematoden	128	8.1.1.5	Plasmodien und andere Blutparasiten	179
			8.1.1.6	Kokzidiose	180

8.1.1.7	Atoxoplasmose der Kanarienvögel	186	9.5.1.4	Amöben	259
8.1.1.8	Toxoplasmose der Passeriformes	186	9.5.1.5	Kokzidien	263
8.1.1.9	Sarkosporidiose	187	9.5.1.6	<i>Cryptosporidium</i> spp.	270
8.1.1.10	Kryptosporidiose	188	9.5.2	Protozoen (Blut)	275
8.1.1.11	Giardiasis	189	9.5.2.1	Trypanosomen	275
8.1.1.12	Andere seltene Protozoen	189	9.5.2.2	Hämogregarinen	275
8.1.2	Helminthen	190	9.5.2.3	<i>Haemoproteus</i> (Apicomplexa: Haemoproteidae)	278
8.1.2.1	Nematoden	190	9.5.3	Andere seltene Protozoen (mit wechselnder taxonomischer Zuordnung)	279
8.1.2.2	Zestoden	200	9.5.3.1	<i>Blastocystis</i> spp.	279
8.1.2.3	Trematoden	202	9.5.3.2	Microspora	279
8.2	Arthropoden	205	9.5.3.3	<i>Myxidium</i> (Myxosporaea, Bivalvulida)	280
8.2.1	Milben	205	9.5.4	Helminthen	281
8.2.1.1	Befall mit der Roten Vogelmilbe	205	9.5.4.1	Nematoden	281
8.2.1.2	Befall mit der Nordischen Vogelmilbe	207	9.5.4.2	Zestoden	304
8.2.1.3	Befall mit Raub-, Federbalg- und Federspulmilben	208	9.5.4.3	Trematoden	310
8.2.1.4	Befall mit Nestmilben	209	9.5.4.4	Acantocephala (Kratzer)	314
8.2.1.5	Befall mit Federmilben	210	9.5.5	Ringelwürmer (im Speziellen Egel)	316
8.2.1.6	Kalkbeinräude der Hühnervogel	213	9.5.6	Pentastomida (Zungenwürmer)	317
8.2.1.7	Knemidokoptesräude bei Wellensittich und anderen Vogelarten	214	9.6	Arthropoden	324
8.2.1.8	Befall mit Luftsackmilben	218	9.6.1	Milben	324
8.2.1.9	Sternostomose	219	9.6.1.1	Schlangenmilbenbefall	324
8.2.1.10	Knötchenmilbenbefall	220	9.6.1.2	Befall mit Pterygosomidae (Trombidiformes)	327
8.2.2	Zecken	221	9.6.1.3	Laufmilben ( <i>Trombiculidae</i> )	327
8.2.2.1	Lederzeckenbefall	221	9.6.1.4	Frei lebende Milben (Futter-/Vorratsmilben und andere)	328
8.2.2.2	Schildzeckenbefall	222	9.6.1.5	Kloakenmilben (Familie Cloacaridae)	328
8.2.3	Federlinge	223	9.6.1.6	Lungenmilben (Entonyssidae)	328
8.2.3.1	Befall mit <i>Amblycera</i> und <i>Ischnocera</i>	223	9.6.2	Zecken	329
8.2.3.2	Federlingsbefall bei Agaporniden und Wellensittichen	228	9.6.2.1	Schild- und Lederzecken	329
8.2.4	Flöhe	229	9.6.3	Fliegen	332
8.2.4.1	Flohbefall	229	9.6.3.1	Myiasis	332
8.2.5	Wanzen	230	9.6.3.2	Myiasis im Inkubator	333
8.2.5.1	Wanzenbefall	230			
8.2.6	Käfer	231			
8.2.6.1	Befall mit dem Getreideschimmelkäfer	231			
8.2.7	Fliegen	232			
8.2.7.1	Myiasis, Lausfliegen-Befall	232			
<b>9</b>	<b>Parasitosen bei Reptilien (Schlangen, Schildkröten und Echsen)</b>		<b>10</b>	<b>Parasitosen der Bienen</b>	
9.1	Einleitung	238	10.1	Endoparasiten	342
9.2	Pseudoparasiten im Kot von Reptilien	239	10.1.1	Protozoen	342
9.3	Parasitologische Untersuchungsmethoden	247	10.1.1.1	Nosemose der Bienen (»Bienenruhr«)	342
9.4	Allgemeine Hinweise zur Prophylaxe und Therapie wichtiger Parasitosen	251	10.1.1.2	Amöbenseuche	342
9.5	Endoparasiten	253	10.1.1.3	Gregarinen	343
9.5.1	Protozoen (Verdauungstrakt)	253	10.2	Arthropoden	343
9.5.1.1	Befall mit Flagellaten	253	10.2.1	Milben	343
9.5.1.2	Befall mit Trichomonaden	256	10.2.1.1	Tracheenmilbenkrankheit der Bienen	343
9.5.1.3	Ziliaten	257	10.2.1.2	Varroose (Syn.: Varroatose)	344
			10.2.1.3	Befall mit <i>Tropilaelaps</i> -Milbe	347
			10.2.1.4	Befall mit Futter- und Vorratsmilben	348
			10.2.2	Fliegen	348
			10.2.2.1	Bienenlaus	348
			10.2.3	Motten	349
			10.2.3.1	Große und Kleine Wachsmotte	349

10.2.4 Käfer	349	11.4.3.4 Hirschlausfliegen und Kriebelmücken	33
10.2.4.1 Kleiner Beutenkäfer	349	11.5 Antilope und Gazelle	34
<b>Stichwortverzeichnis</b>	351	11.5.1 Helminthen	34
		11.5.1.1 Nematoden	34
		11.6 Einhufer	35
		11.6.1 Helminthen	35
		11.6.1.1 Nematoden	35
		11.6.2 Arthropoden	37
		11.6.2.1 Läuse und Haarlinge	37
		11.7 Giraffe und Okapi	38
		11.7.1 Helminthen	38
		11.7.1.1 Nematoden	38
		11.8 Beuteltiere: Känguru und andere	
		Beuteltiere	39
		11.8.1 Protozoen	39
		11.8.1.1 Kokzidiose	39
		11.8.1.2 Toxoplasmose	39
		11.8.2 Helminthen	42
		11.8.2.1 Nematoden	42
		11.9 Elefant und Nashorn	43
		11.9.1 Helminthen	43
		11.9.1.1 Nematoden	43
		11.9.1.2 Trematoden	43
		11.9.2 Arthropoden	44
		11.9.2.1 Elefantenläuse	44
		11.9.2.2 Magendasselfliegenbefall	44
		11.10 Fuchs und Dachs	46
		11.10.1 Protozoen	46
		11.10.1.1 Kokzidien	46
		11.10.2 Helminthen	46
		11.10.2.1 Nematoden	46
		11.11 Verschiedene Kleinsäuger	49
		11.11.1 Protozoen, Helminthen, Pentastomiden	
		und Arthropoden	49
		11.11.1.1 Kokzidien, Nematoden, Zungenwürmer	
		und Milben	49
		11.12 Marine Säuger und Pinguine	51
		11.12.1 Protozoen	51
		11.12.1.1 Kokzidien bei Wasservögeln und Pinguinen	51
		11.12.1.2 »Vogelmalaria« bei Pinguinen	51
		11.12.2 Helminthen	52
		11.12.2.1 Nematoden	52
		11.13 Amphibien und Fische	53
		11.13.1 Helminthen, Zecken und Fliegen	53
		11.14 Wirbellose	58
		11.14.1 Helminthen, Milben und Fliegen	58

**Auf DVD:****11 Parasitosen der Zoo- und Wildtiere**

11.1 Primaten	3
11.1.1 Protozoen	3
11.1.1.1 Amöben	3
11.1.1.2 Balantidien	6
11.1.1.3 Giardiasis	7
11.1.2 Helminthen	8
11.1.2.1 Nematoden	8
11.1.2.2 Zestoden	13
11.1.3 Arthropoden	13
11.1.3.1 Milben	13
11.2 Große Raubkatzen	14
11.2.1 Protozoen	14
11.2.1.1 Kokzidien	14
11.2.1.2 Toxoplasmose	14
11.2.2 Helminthen	15
11.2.2.1 Nematoden	15
11.2.3 Arthropoden	16
11.2.3.1 Milben	16
11.3 Bären und Stinktiere	17
11.3.1 Protozoen	17
11.3.1.1 Kokzidien bei Bären, Ameisenbären und	
Stinktieren	17
11.3.2 Helminthen	18
11.3.2.1 Nematoden	18
11.3.3 Arthropoden	20
11.3.3.1 Milben	20
11.4 Alt- und Neuweltkameliden und andere	
Wiederkäuer	22
11.4.1 Protozoen	22
11.4.1.1 Kokzidien	22
11.4.1.2 Kryptosporidien	24
11.4.2 Helminthen	24
11.4.2.1 Nematoden	24
11.4.2.2 Trematoden	27
11.4.3 Arthropoden	27
11.4.3.1 Milben	27
11.4.3.2 Zecken	30
11.4.3.3 Läuse und Haarlinge	32

## Vorwort zur 2. Auflage

Die Autoren haben sich über die äußerst positive Resonanz zur 1. Auflage der »Praktischen Parasitologie bei Heimtieren« sehr gefreut. Nicht zuletzt wegen der zahlreichen Farbbildungen, Grafiken von Parasitenzyklen und detaillierten Empfehlungen zur Diagnostik und Therapie bei verschiedenen parasitären Infektionen bei Heimtieren hat das Buch bei praktischen Tierärzten offensichtlich großen Anklang gefunden. Gerade weil Heimtierparasiten in anderen parasitologischen Fachbüchern vergleichsweise stiefmütterlich behandelt werden, waren die Autoren über den großen Zuspruch zum Buch aus dem Kreise der praktischen Tierärzte sehr erfreut; hat es doch in vielen Labors und Praxisbibliotheken einen festen Platz im Bücherregal gefunden. Die zahlreichen Gespräche mit Tierärzten, Fachkollegen und Studenten der Veterinärmedizin sowie die hervorragende Zusammenarbeit mit dem Verlag haben uns ermuntert, eine 2., überarbeitete und erweiterte Auflage über Heimtierparasiten zu schreiben. Die ursprünglichen Kapitel wurden umfassend überarbeitet und gerade hinsichtlich neuer Diag-

noseverfahren und Therapiemöglichkeiten aktualisiert. Zahlreiche neue Abbildungen konnten ergänzt werden. Neben den Kleinsäugetern, Vögeln, Reptilien und Bienen wurde auf Anregung vieler Zootierärzte ein 11. Kapitel über Parasitosen der Zoo- und Wildtiere hinzugefügt, welches auf der neuen, dem Buch beigelegten DVD zu finden ist. Zusätzlich enthält diese DVD über 50 Videos beweglicher Parasitenstadien (Einzeller und Helminthen), was die Diagnostik verschiedener Parasiteninfektionen noch zusätzlich erleichtern dürfte.

Wir wünschen den Lesern viel Freude mit der 2. Auflage der »Praktischen Parasitologie bei Heimtieren« und hoffen, dass das Buch bei der Diagnose und Behandlung der verschiedenen parasitären Krankheitsbilder hilfreich sein kann.

*Wieland Beck, Nikola Pantchev  
München / Fellbach, Oktober 2012*

## Vorwort zur 1. Auflage

Neben Hund und Katze gewinnen Kleinsäuger, Vögel, Reptilien und andere Exoten sowie Bienen in der veterinärmedizinischen Praxis zunehmend an Bedeutung. Adäquate tierärztliche Untersuchungen und Behandlungen setzen fundierte Fachkenntnisse über Ätiologie sowie Pathogenese, Klinik, Diagnose und Therapie der durch verschiedene parasitäre Infektionserreger hervorgerufenen Krankheiten bei diesen Tierarten voraus. Obwohl wissenschaftliche Erkenntnisse und Daten über Erkrankungen und Behandlungsstrategien bei Heimtieren und gefiederten Patienten von praktischen Tierärzten immer häufiger nachgefragt werden, ist in der Literatur zu dieser Spezialdisziplin vergleichsweise wenig nachzulesen. Auch ist es bei der Vielzahl der vorgestellten Tierspezies mit ihrem facettenreichen Krankheitsgeschehen leicht möglich, den Überblick zu verlieren. Kurative Möglichkeiten bei Kleinsäufern, Vögeln und Reptilien finden in den letzten Jahren jedoch zunehmende Beachtung, wobei praktische Erfahrungswerte, zum Beispiel über Anwendungsmöglichkeiten ausgewählter Wirkstoffe bei bestimmten Patienten oder Dosierungsvorschläge, zum Teil stark voneinander abweichen. Da die meisten Präparate keine Zulassung für die Therapie der genannten Tierarten besitzen, muss der Veterinär zwangsläufig die für andere Spezies zugelassenen Arzneimittel umwidmen. Für die Umwidmung haftet grundsätzlich der Tierarzt. Vor der Anwendung sollte er sich vergewissern, ob nicht eine generelle Toxizität oder schlechte Verträglichkeit allgemein oder lokal bei der zu versorgenden Tierart vorliegt. Bestimmte Patienten können auf Wirkstoffe gegebenenfalls in unerwarteter Weise empfindlich reagieren.

Bei Heimtieren sehen sich Kleintierpraktiker mit einer Vielzahl von Krankheiten konfrontiert, die oft ihre Ursache in unzulänglicher Haltung haben. Immer wieder werden in der tierärztlichen Sprechstunde Tiere mit Parasitosen unterschiedlichster Genese präsentiert.

Dieses Buch hat es sich zur Aufgabe gemacht, sowohl häufige praxisrelevante Endo- und Ektoparasiten als auch seltene Parasitosen bei in der Kleintierpraxis vorgestellten Heimtieren, Vögeln und Reptilien im Überblick darzustellen und das wesentliche, für den Praktiker erforderliche Wissen über die parasitologischen Pathomechanismen herauszuarbeiten. Geeignete handelsübliche Antiparasitika werden nach dem Aspekt ihrer Einsatzmöglichkeiten bei diesen Tieren beschrieben. Das Buch richtet sich unter anderem an Kleintierpraktiker, veterinärmedizinische Untersuchungsämter, Studenten der Veterinärmedizin und spezialisierte Veterinärlaboratorien. Das Buch kann die Lehre im Fachgebiet Parasitologie ergänzen, da hier der Schwerpunkt erfahrungsgemäß bei den landwirtschaftlichen Nutztieren, Pferd, Hund und Katze liegt.

*Wieland Beck, Nikola Pantchev  
München / Stuttgart, November 2005*

## Danksagung

Die Autoren möchten den vielen praktischen Tierärzten, Fachkollegen der tierärztlichen Bildungsstätten, Veterinärämtern und Laboratorien sowie allen an der Parasitologie interessierten Studierenden danken, die uns durch ihr kritisches Interesse zu diesem Buch ermuntert haben. Ohne vielseitige Unterstützung und konstruktive Anregungen ist ein derartiges Werk nicht realisierbar. Ganz herzlich danken wir den Mitarbeiterinnen und Mitarbeitern der Schlüterschen Verlagsgesellschaft in Hannover, die mit viel Engagement an diesem Buch mitgewirkt haben. Die großzügige Gestaltung dieses Nachschlagewerkes gab nicht nur den Autoren Anlass zur Freude, sondern wird sicher auch den Lesern gefallen. Einen besonderen Anteil an diesem Buch haben hier Frau Dr. Simone Bellair, Frau Bettina Sodemann und Frau Dr. Ulrike Oslage, die uns mit viel Enthusiasmus jederzeit zur Seite standen und den entscheidenden Beitrag dazu geleistet haben, dass die Fertigstellung innerhalb eines kurzen Zeitraumes gelang. Sie sind bekannt durch ihre außerordentlich sorgfältige und fachkundige Arbeit. Mit Herzblut haben sie an der Gestaltung des Buches teilgehabt und es immer wieder optimiert. Ihnen sei herzlich für ihre manchmal nicht einfache, immer aber sehr zeit- und kraftaufwändige Arbeit gedankt. Frau Luitgart Kellner (München) hat die grafische Gestaltung der Parasitenzyklen übernommen, was die Autoren sehr zu würdigen wissen. Der umfangreiche Fundus an einzigartigem Bild- und Videomaterial ist nicht zuletzt der Zurverfügungstellung von erstklassigen Abbildungen zuzurechnen. Wir bedanken uns daher herzlich bei: Prof. Dr. Kurt Pfister (LMU München), Prof. Dr. Peernel Zwart (Bunnik), Prof. Dr. Rainer Gothe (LMU München), Prof. Dr. Dr. Theodor Hiepe (HU zu Berlin), Prof. Dr. Thomas Schnieder (TiHo Hannover), Prof. Dr. Eberhard Schein (FU Berlin), Prof. Dr. Rudolf Hoffmann (LMU München), Prof. Dr. Leo Brunberg (FU Berlin), Prof. Dr. Bretislav Koudela (Brno), Prof. Dr. David Modry (Brno), Prof. Dr. Frank Pasmans (Gent), Dr. Angelika Aue (Landeslabor Berlin-Brandenburg), Prof. Dr. Christian Bauer (JLU Gießen), Dr. Anja Brune (Tierarztpraxis Heiligenhaus), Dr. Helge Behnke (Waldkirch), Dr. Jana Bulantova (Universität Prag), Dr. Maurizio Colcuc (Wien), Dr. Peter Debatist (Borgerhout), Dr. Hans-Ulrich Eskens und Dr. Tobias Eisenberg (Hessisches Landeslabor Gießen), Dr. Anna Fischer (Neuburg), Dr. Urs Gilli (IDEXX Bäch), Majda Globokar-Vrhovec und Dr. Gerhard Kern (IDEXX Vet Med Labor Ludwigsburg), Dr. Christine Gohl

(Tierpark München), Dr. Julia Grenz (Neuhofen), Dr. Olaf Hansen (Leverkusen), Dr. Carlos Hermosilla (JLU Gießen), MVDr. Jan Hnizdo (Prag), Dr. Christoph Hörweg (NHM Wien), Dr. Torsten Hofmann (Sankt Augustin-Menden), Johannes, Gerhard und Henriette Jacob (Mainz), Dr. Michael Klein (Tierarztpraxis Freinsheim), Dr. Veit Kostka (Hamburg), Marc Kramer (Miami), Dr. Norbert Kummerfeld (TiHo Hannover), Dr. Monika Linek (Tierärztliche Spezialisten Hamburg), Dr. Gerhard Lösenbeck (Laboklin Bad Kissingen), Dr. Andrei Mihalca (Universität Cluj-Napoca), Dr. Udo Moosmann (Bedburg-Hau), Dr. Kerstin Müller (FU Berlin), Dr. Daniel Neumann (Tierarztpraxis Waldbreitbach), Dr. Wolfgang Osthold (Schwalmtal), Dr. Anne-Sylvie Passen-Borel (Tierarztpraxis Rüti), Dr. Birgit Rüschoff (Tierarztpraxis Hamburg), Dres. Rudolf Schenker und Bettina Schunack (Novartis Animal Health Inc. Basel), Dr. Ronald Schmäschke (Universität Leipzig), Dr. Steffen Schmidt (Meuselwitz), Dr. Volker Schmidt (Universität Leipzig), Dr. Martin Visser (Merial GmbH, Rohrdorf-Lauterbach), Dr. Jutta Wiechert (Niedernhausen), Bernd Wolff (Lingenfeld) und Prof. Dr. Heinrich Prosl (Veterinärmedizinische Universität Wien), der uns nicht nur mit zahlreichen ausgezeichneten Parasitenabbildungen, sondern auch mit immer wieder neuen Anregungen begeisternd zur Seite stand. Prof. Dr. Jean-Michel Hatt (Universität Zürich) sei an dieser Stelle ganz herzlich für die kritische, aber überaus hilfreiche Begutachtung des Zootier-Kapitels gedankt.

Lust but not least, ist dieses Buch meinen Eltern Sieglinde und Dr. Winfried Beck (Potsdam) gewidmet, die mich ein Leben lang immer mit Herzblut unterstützt haben. Ein besonderes Anliegen ist mir, meiner Freundin Dr. Ulrike Münder (Ulm) für ihre Liebe und Aufrichtigkeit zu danken, was mir stets eine große Stütze war (Wieland Beck).

Meinen Eltern Nevena und Pavel Pantchev, meiner Frau Alexandra und meinen Freunden, die mich immer tatkräftig auf meinem Weg unterstützt haben, sei an dieser Stelle ein ganz spezielles Dankeschön überbracht. Mein ganz besonderer Dank gilt Prof. Dr. Horst Zahner, der mir erst den Einstieg in die Parasitologie ermöglicht hat (Nikola Pantchev).

*Die Autoren*



# 1 | Parasitosen des Kaninchens

## 1.1 Endoparasiten

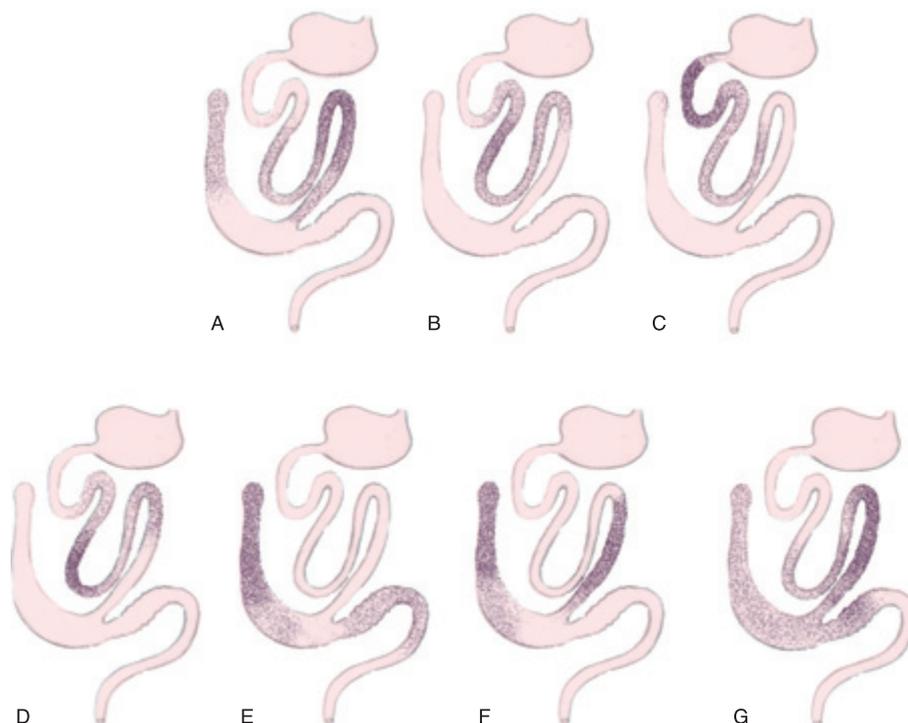
### 1.1.1 Protozoen

#### 1.1.1.1 Kokzidiose

*Eimeria stiedai* und andere *Eimeria* spp.

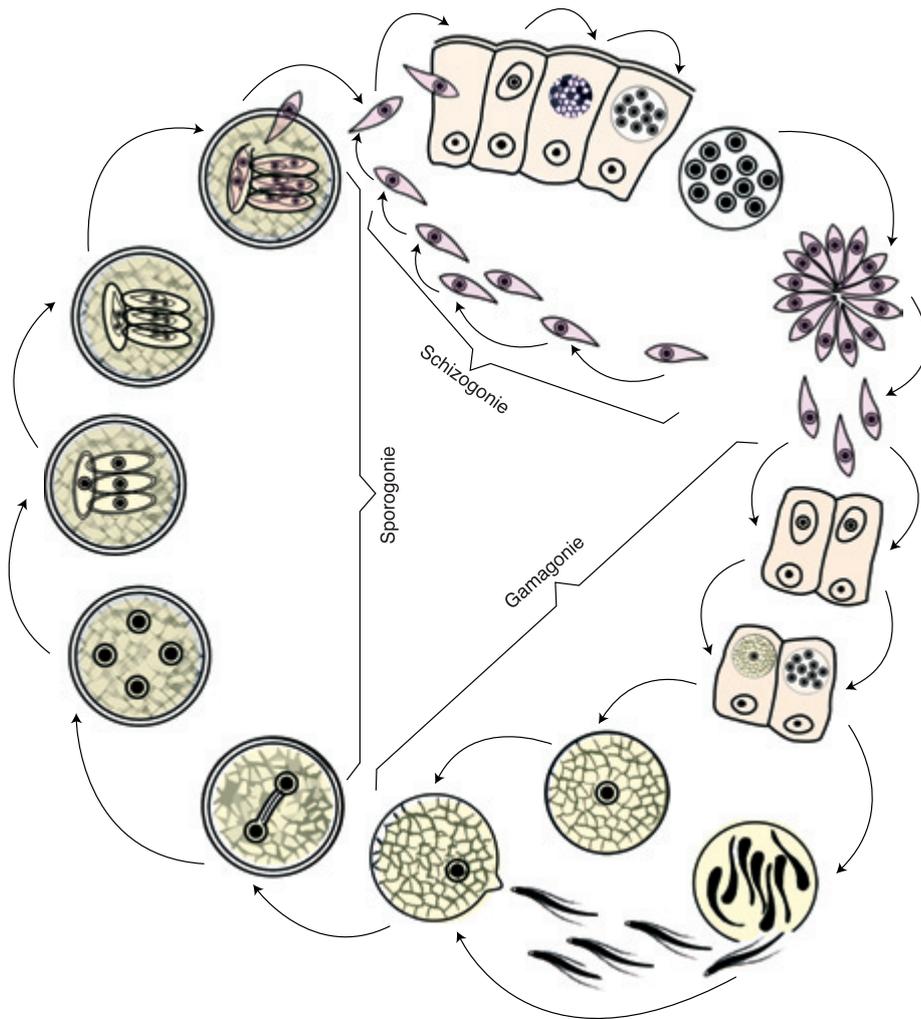
**Erreger:** Die Kokzidiose der Leporiden stellt eine Erkrankung des Verdauungstraktes mit hoher Mortalität dar, für die besonders Jungtiere anfällig sind. Je nach Lokalisation des Erregers werden Darm- und Leberkokzidiose unterschieden (**Abb. 1.1**), wenn auch Letztere besser als Gallengangkokzidiose zu bezeichnen ist (**Abb. 1.2**). Die Kokzidien sind wirtsspezifische Protozoen des Darms und der Gallengänge. Nach Ausscheidung mit dem Kot sporulieren die Oozysten (**Abb. 1.3**) in der Außenwelt und bleiben dort unter feucht-warmen Bedingungen monatelang infektiös. Die Ansteckung erfolgt

durch perorale Aufnahme der infektiösen Stadien. Im Wirtstier vermehren sich die Kokzidien in der Darmschleimhaut ungeschlechtlich (Schizogonie) und geschlechtlich (Gamogonie) (**Abb. 1.4, 1.5**). Die Präpatenzzeit beträgt 14–16 Tage – Symptome können aber bereits vorher auftreten. Die Patenz dauert 3–4 Wochen. Wenn sich Kaninchen infizieren, kann es zu einem seuchenhaften Verlauf im Bestand mit hoher Mortalität kommen. Ausbruch und Verlauf der Erkrankung werden weitgehend von der Infektionsdosis, der Pathogenität der *Eimeria*-Spezies und der körperlichen Verfassung der Kaninchen beeinflusst. Erwachsene Tiere sind nach Reinfektionen häufig monatelange Dauerausscheider. Moderate Infektionen führen zur Ausbildung einer Präimmunität. Es scheint aber keine Kreuzimmunität unter den verschiedenen Arten zu geben. *Eimeria stiedai* (**Abb. 1.2, 1.6, 1.7**) ruft die besonders verlustreiche Gallengangkokzidiose hervor. Prädisponiert sind landwirtschaftliche Kaninchenbestände (Beck u. Pfister 2005a, Kutsche 1993).

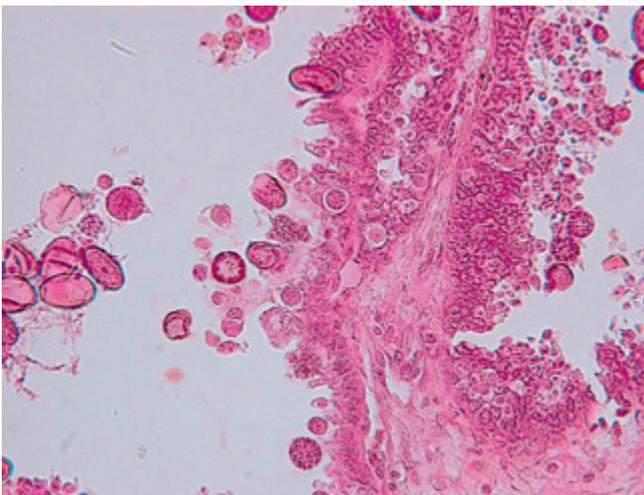


**Abb. 1.1**

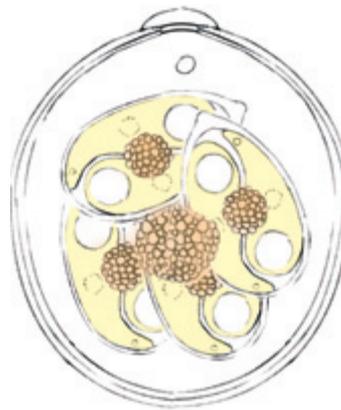
Darmlokalisation verschiedener intestinaler Eimeriosen beim Kaninchen: (A) *Eimeria magna*, (B) *Eimeria perforans*, (C) *Eimeria media*, (D) *Eimeria irresidua*, (E) *Eimeria piriformis*, (F) *Eimeria coecicola*, (G) *Eimeria intestinalis* (schematisch).



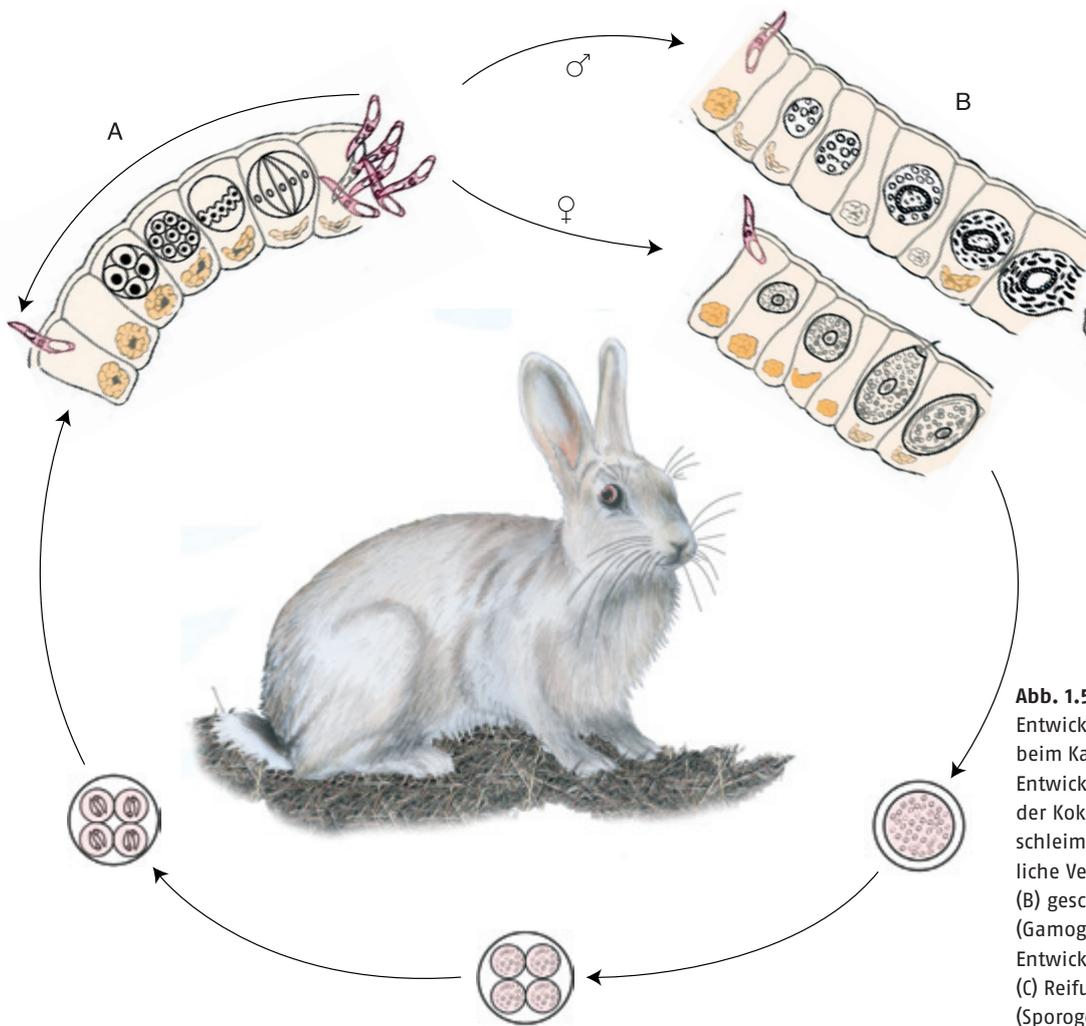
**Abb. 1.4**  
Schematische Darstellung des  
Entwicklungszyklus von Kokzidien:  
Sporogonie – Schizogonie – Gamogonie  
– Ausscheidung (schematisch).



**Abb. 1.2**  
Gallengangskokzidiose durch *Eimeria stiedai*: Querschnitt eines befallenen Gallengangs im histologischen Leberpräparat (400 ×).



**Abb. 1.3**  
Sporulierte Form einer *Eimeria*-Oozyste (4 Sporozysten mit jeweils 2 Sporozoiten) (schematisch).

**Abb. 1.5**

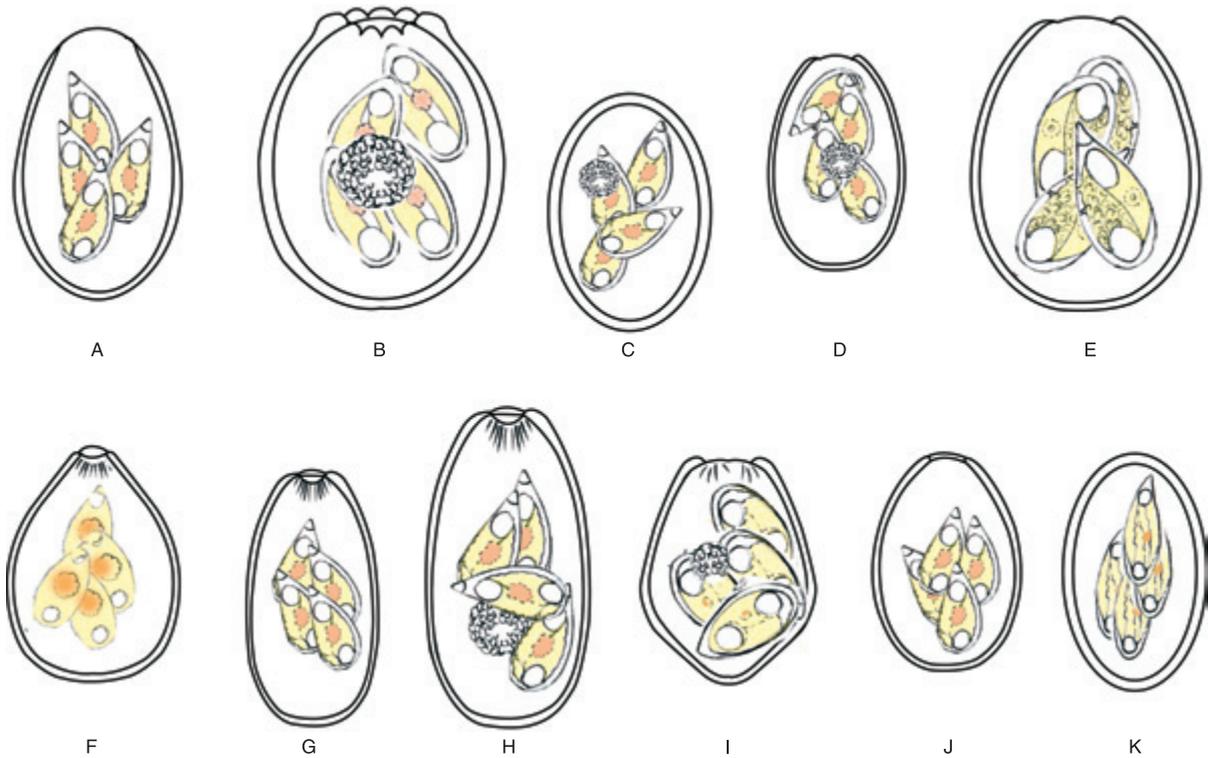
Entwicklungszyklus der Kokidien beim Kaninchen. Oben: Endogene Entwicklung und Vermehrung der Kokidien in der Darmschleimhaut: (A) ungeschlechtliche Vermehrung (Schizogonie), (B) geschlechtliche Vermehrung (Gamogonie). Unten: Exogene Entwicklung in der Außenwelt: (C) Reifung der Oozysten im Freien (Sporogonie) (schematisch).

**Abb. 1.6**

*Eimeria-stiedai*-Oozysten vom Kaninchen im Flotationspräparat (1000 ×).

**Abb. 1.7**

*Eimeria*-sp.-Oozyste (sporuliert) vom Kaninchen im Flotationspräparat (1000 ×).



**Abb. 1.8**

Sporulierte Oozysten verschiedener *Eimeria*-Spezies vom Kaninchen: (A) *Eimeria stiedai*, (B) *Eimeria magna*, (C) *Eimeria perforans*, (D) *Eimeria media*, (E) *Eimeria irrisidua*, (F) *Eimeria piriformis*, (G) *Eimeria coecicola*, (H) *Eimeria elongata*, (I) *Eimeria intestinalis*, (J) *Eimeria matsubajashii*, (K) *Eimeria nagpurensis* (schematisch). © Zool. Soc. Calcutta.



**Abb. 1.9**

Frei lebende Nematodenlarven (sekundäre Kontamination) und *Eimeria*-Oozysten von einem Kaninchen im Flotationspräparat (100 ×).

**Klinik:** Klinisch fallen oft dramatische Verdauungsstörungen, Tympanie, wässriger, übel riechender Durchfall, Appetit- und Teilnahmslosigkeit auf. Todesfälle können schon in der Präpatenz vorkommen, also noch vor der ersten Oozystenauscheidung. Die Schwere der klinischen Erscheinungen hängt von der Pathogenität der über 25 bei Kaninchen beschriebenen Eimerien-Arten (**Abb. 1.8, 1.10**) und den nachfolgenden bakteriellen Sekundärinfektionen ab (Gregory u. Catchpole 1986).

**Diagnose:** Der Nachweis der Oozysten gelingt sehr gut mithilfe der Kotflotation (**Abb. 1.7, 1.9**).

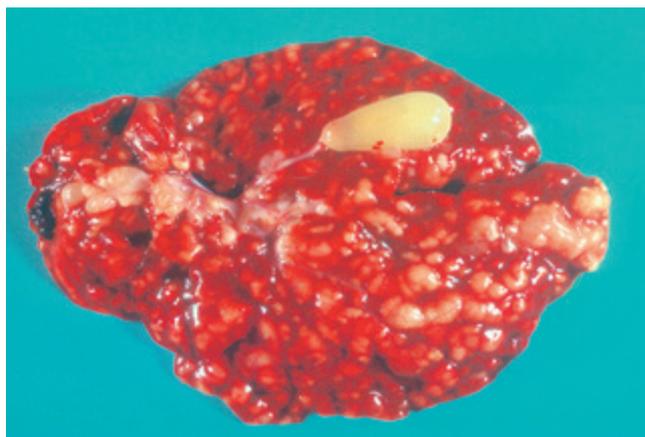
**Therapie:** Sulfonamidpräparate können zur Kokzidiotherapie beim Kaninchen herangezogen werden. Sulfadimethoxin (Kokzidiol SD®, Pulver, Pharmawerk Weinboehla) ist als Chemotherapeutikum und Kokzidiostatikum für Kaninchen zugelassen. Bei diesem Wirkstoff wird die außerordentlich gute kokzidiostatische Wirkung dem N-Dimethoxypyrimidinanteil zugeschrieben. Dabei wird unter den Entwicklungsstadien der Eimerien besonders die 2. Schizontengeneration in ihrem Wachstums- und Vermehrungskreislauf innerhalb der Epithelzellen blockiert. Dadurch kommt der gesamte Zyklus der

Kokzidiose-Infektion zum Erliegen (insbesondere Darm- und Nierenepithelien sowie Endothelzellenbereich der Leber). Die Toxizität von Sulfadimethoxin ist sehr gering. Das Pulver wird durch Einmischen in trockenes Futter bzw. nach Auflösen in Tränkwasser peroral verabreicht. Die entsprechende Pulvermenge ist täglich frisch in einer kleinen Menge Wasser vollständig zu lösen und dem Tränkwasser zuzufügen. Um eine gleichmäßige Wasseraufnahme für alle Tiere zu gewährleisten, ist ein ausreichendes Tränkplatzangebot sicherzustellen. Die Grunddosierung für dieses Präparat liegt bei 1,33 g/kg KM. Für die Behandlung von Kaninchen wird eine tägliche Dosis von 40 mg Sulfadimethoxin/kg KM über einen Zeitraum von 5 bis 10 Tagen empfohlen. Die Wartezeit beträgt für essbares Gewebe 14 Tage. Alternativ können dem Kaninchen auch 25 mg/kg KM (= 1 ml/kg KM) Amprolium (Amprolium®, Albrecht) zweimal täglich über 5 bis 7 Tage direkt ins Maul gegeben werden. Die Flasche enthält 50 ml Suspension und die passende Dosierspritze ist beigegefügt.

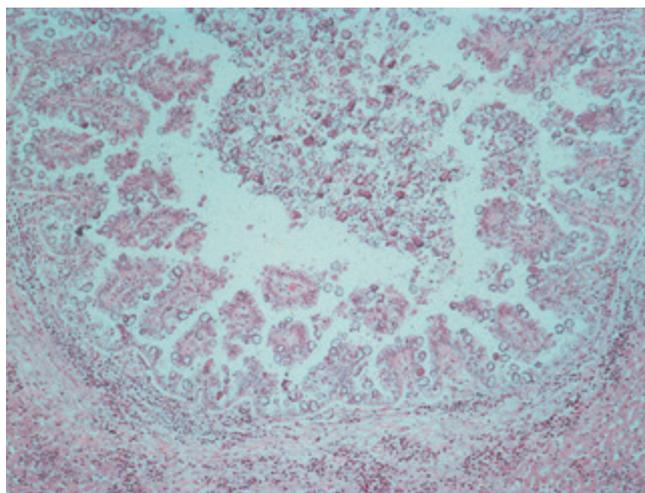
Wie praktische Erfahrungen gezeigt haben, eignet sich außerdem Toltrazuril (100 ml Baycox® 5 % für Ferkel, Bayer) zur Prophylaxe und Therapie der bei Kaninchen bevorzugt auftretenden Eimerien (*Eimeria flavescens*, *Eimeria intestinalis*, *Eimeria magna*, *Eimeria perforans* und *Eimeria stiedai*) hervorragend. Die 2,5%ige Baycox®-Formulierung für Geflügel (Bayer) ist zu alkalisch und führt bei Säugern zu Reizungen der Darmschleimhaut. Daher wurde diese früher angesäuert: 2 Teile Baycox® + 1 Teil Wasser + 1 Teil Propylenglykol. Dieses Vorgehen ist nach dem heutigen Stand des AMG nicht mehr gesetzeskonform. Der Wirkstoff reduziert die Oozysten-Ausscheidung und verhindert klinische Anzeichen und makroskopische Läsionen. Prophylaktisch können 10–15 mg/l (10–15 ppm) Toltrazuril kontinuierlich über 5 Wochen oder 1 Woche lang im Tränkwasser gegeben werden, ohne dass irgendwelche Leistungseinbußen auftreten (Bucklar et al. 1999). Die Behandlung erfolgt mit 25 mg/l (25 ppm) Tränkwasser über 2 Tage. Nach einer 5-tägigen Pause wird in derselben Dosierung erneut 2 Tage lang behandelt (Beck et al. 2004). Erfahrungsberichten aus der Praxis zufolge, ist aber auch eine einmalige 2-tägige Therapie ohne Wiederholungsapplikation ausreichend. Toltrazuril sollte nicht bei trächtigen Tieren appliziert werden. Die unverdünnte Gabe kann Schleimhautverätzungen zur Folge haben. Dem Flüssigkeits- und Elektrolytverlust muss begleitend durch intravenöse, intraperitoneale und gegebenenfalls auch subkutane Infusionen begegnet werden. Döbelt (pers. Mitteilung, 2011) erzielt mit 1–2 mg/kg KM Diclazuril (Vecoxan®, Elanco) über mehrere Wochen *per os* gute Behandlungserfolge. Zusätzlich zu den chemotherapeutischen Maßnahmen ist eine ausgewogene Diät wichtig, da insbesondere bei der Leberkokzidiose (Abb. 1.11) der Vitamin-Metabolismus gestört ist (Harcourt-Brown 2002). Eine Supplementierung von Vitamin A (Korvimin® ZVT, WDT) kann die Hei-



**Abb. 1.10**  
Darmkokzidiose durch *Eimeria* sp. beim Feldhasen.



**Abb. 1.11a**  
Leberkokzidiose durch *Eimeria stiedai* beim Kaninchen.



**Abb. 1.11b**  
Leberkokzidiose durch *Eimeria stiedai* beim Kaninchen in der Histologie.

Tabelle 1.1: Arzneimittel zur Kokzidiose-Therapie

Antikokzidium	Dosierung	Applikation	Bemerkungen
Sulfadimethoxin (Kokzidiol SD®, Pulver)	40 mg/kg KM  1,33 g/Tier	p. o.  p. o.	Einmischen in Futter, Auflösen in Trinkwasser, 5–10 Tg, WZ (Fleisch): 14 Tg
Amprolium (Amprolium® Suspension)	25 mg/kg KM	p. o.	2-mal täglich über 5–7 Tage direkt ins Maul eingeben
Toltrazuril (Baycox®)	10–15 mg/l  25 mg/l	p. o.  p. o.	Prophylaktisch: Trinkwasser Therapeutisch: Trinkwasser, 2 Tg – 5 Tg Pause – 2 Tg oder 2 Tg ohne Wdh.
Diclazuril (Vecoxan)	1–2 mg/kg	p. o.	Einmischen in Futter, mind. 6 Wo

lung unterstützen. In größeren Kaninchenbeständen sind Kokzidien oft hartnäckig und lassen sich nur schwer beseitigen. Deshalb hat neben der Auswahl eines geeigneten Wirkstoffs und einer gezielten Behandlungsstrategie auch die Vermeidung von Reinfektionen durch Hygienemaßnahmen (Reinigung und Desinfektion) außerordentliche Bedeutung. Da Kokzidien-Oozysten den Stallboden besiedeln, muss durch Reinigung und Desinfektion das Infektionsrisiko minimiert werden. Daher sollte ein gegen Kokzidien wirksames Desinfektionsmittel verwendet werden. Nur so lässt sich die Zahl infektionsfähiger Oozysten reduzieren. Von der Deutschen Veterinärmedizinischen Gesellschaft (DVG) sind mehrere Desinfektionsmittel getestet und für die Kokzidien-Bekämpfung bei Nutztieren anerkannt. Die Mittel enthalten Kresole, die gut wirksam sind. Nach Untersuchungen der DVG und den Angaben der Hersteller müssen diese Desinfektionsmittel nach einer Grundreinigung flächendeckend in der angegebenen Konzentration (3%ig) und bei einer Einwirkdauer von 4 Stunden verwendet werden. In einem Gutachten des Institutes für Parasitologie der TiHo Hannover von 1998 wurde in einem In-vitro-Versuch mit *Isoospora* sp. für »Neopredisan TM 135-1« (Menno-Chemie) in einer 3%igen Konzentration und bei einer Einwirkdauer von vier Stunden eine 98,9%ige Wirksamkeit festgestellt. Als Desinfektionsmittel im Rahmen der Kokzidien-Bekämpfung kann auch »Endosan forte S Neu« verwendet werden.

### 1.1.1.2 Toxoplasmose

#### *Toxoplasma gondii*

**Erreger:** Neben der Mehrzahl latenter Infektionen mit *Toxoplasma gondii* sind auch seuchenhaft verlaufende, akute To-

xoplasmose-Ausbrüche in Kaninchenbeständen bekannt (Bergmann et al. 1980). Für klinisch manifeste Verlaufsformen sind Hauskaninchen offenbar besonders prädestiniert (Peeters u. Halen 1978). Enzootisch verlaufende Krankheitsausbrüche können sehr verlustreich sein. Die Infektion vollzieht sich über aus Katzenkot aufgenommene Oozysten (im Grünfutter enthalten) bzw. intrauterin.

**Klinik:** Die klinischen Befunde sind oft sehr unspezifisch. Im Vordergrund stehen Mattigkeit, Apathie, Inappetenz oder Atemnot, die von wässrig-eitrigem Nasen- und Augenausfluss begleitet wird. Unter Umständen wird auch ein Anfallsleiden, Kopfschiefhaltung oder eine schlaffe Lähmung der Hintergliedmaßen (sog. Robbenstellung) beobachtet. Die Erkrankung dauert meist nur wenige Tage und Todesfälle können innerhalb 1 Woche eintreten. Die Verluste schwanken in Beständen zwischen 30–50 % (Bergmann et al. 1980). Pathomorphologisch entstehen herdförmige, granulomatös-nekrotisierende Veränderungen, von denen in erster Linie Milz, Leber, Lunge und Lymphknoten betroffen sind. Die Erregerdichte ist vor allem in der Milz außerordentlich hoch. Eine Infektionsgefahr für den Menschen über zystenhaltiges Fleisch kann als relativ unwahrscheinlich angesehen werden, allenfalls der Genuss von rohem Kaninchenfleisch kann unter Umständen bedenklich sein.

**Diagnose:** Antikörper gegen *Toxoplasma gondii* können frühestens eine Woche *post infectionem* serologisch z.B. mittels IFAT nachgewiesen werden (Wallner u. Berquist 1982).

**Therapie:** Eine wirksame Behandlung der Toxoplasmose beim Kaninchen ist nicht bekannt. Es können analog zur Katze Sulfonamid-Trimethoprim probiert werden.

### 1.1.1.3 Giardiasis

#### *Giardia* spp.

**Erreger:** Giardien parasitieren auf der Mukosa im kranialen Darmtrakt. Die  $10 \times 10\text{--}15 \mu\text{m}$  messenden, rübenförmigen vegetativen Formen (Trophozoiten) mit 8 Geißeln sind nur im Durchfallkot oder im Duodenalsaft nachweisbar. Die widerstandsfähigen Zysten finden sich im Blinddarm und Kolon und werden mit den Fäzes in die Umgebung ausgeschieden. Dort haben sie im kühl-feuchten Milieu eine hohe Tenazität.

**Klinik:** Die vergleichsweise selten beim Kaninchen nachgewiesenen Giardien verursachen bei dieser Tierspezies nur in wenigen Fällen Darmerkrankungen in Form katarrhalischer Enteritiden (Harcourt-Brown 2002), stellen aber möglicherweise ein Zoonoserisiko für den Menschen dar. Porter et al. (1990) berichten über schwere Erkrankungen (Durchfall, Fieber, Blähungen, Übelkeit und abdominale Krämpfe) infolge einer Infektion mit Giardien im Anschluss an eine Feier, bei der 25 Teilnehmer anwesend waren, die einen Fruchtsalat verspeist hatten. Bei 8 Gästen, welche alle vom Salat gekostet hatten, wurde definitiv *Giardia lamblia* in Stuhlproben gefunden. Die Frau, die den Fruchtsalat vorbereitet, und ihr 2-jähriges Kind, das davon genascht hatte, erkrankten ebenso 9 Tage nach dem Treffen. Die Verdachtsdiagnose wurde auch hier durch den Nachweis von Giardien gesichert. Wie später herausgefunden wurde, hatte das Kind 2 Tage zuvor ein Kaninchen geschenkt bekommen, das während des Vorgangs der Salatzubereitung in der Küche anwesend war und deren Kotuntersuchung Giardien-positiv ausfiel. Die Autoren stellten zwei Hypothesen für den Modus der Kontamination des Fruchtsalates mit *Giardia* sp. auf: Entweder hatte die Frau nach dem Wechseln der Windeln ihres Kindes die Zysten mit ihren verunreinigten Händen weitertransportiert oder die Erreger gelangten durch Streicheln des infizierten Kaninchens an die Hände und im Weiteren in den Salat. Der gelegentlich bei Kaninchen infolge Giardiasis auftretende Durchfall ist meist sehr übel riechend, schleimig und von heller Farbe. Je nach Befallsintensität kann es bei einzelnen Kaninchen zu Abmagerung kommen.

**Diagnose:** Vorzugsweise wird eine Immundiagnostik im Koproantigen-ELISA durchgeführt. Dieser Antigen-ELISA (Remel ProSpecT<sup>®</sup> *Giardia* Microplate Assay) weist ein *Giardia*-spezifisches Antigen (GSA 65) mithilfe monoklonaler Antikörper nach. Es handelt sich dabei um ein Makromolekül von 65 kDa (ein Protein), das bei der Vermehrung der *Giardia*-Trophozoiten im Dünndarm freigesetzt wird. Dieses Protein ist darmstabil und wird mit dem Kot ausgeschieden, und zwar auch unabhängig von den Zysten oder Trophozoiten. Das ist der große Vorteil dieses ELISA gegenüber mikroskopischen Verfahren und anderen ELISA, die nur Zellwand-Antigen nachweisen, die i. d. R. mit Zysten oder Trophozoiten assoziiert

sind. Zysten (in Phasen mit geformtem Kot) oder Trophozoiten (in Durchfall-Phasen) werden intermittierend ausgeschieden, wogegen die Ausscheidung von GSA 65 im Kot kontinuierlich erfolgt. Daher werden auch keine Sammelkotproben von 3 Tagen benötigt. Ab 3 Tagen nach erfolgreicher Therapie ist GSA 65 im ELISA nicht mehr nachweisbar. Von 365 Kaninchen-Kotproben, die in der Zeit von 2006 bis 2010 im Vet Med Labor Ludwigsburg auf Anforderung von Tierärzten im Koproantigen-ELISA auf Giardien untersucht wurden, waren 26 positiv (7,1 %), was etwa frühere Prävalenzdaten von Pantchev et al. (2005) bestätigt. Die Sequenzen eines kürzlich bei einem Kaninchen nachgewiesenen Assemblage-B-Giardien-Isolates waren identisch mit einem humanen Stamm (Lebbad et al. 2010); daher schlussfolgern Porter et al. (1990), dass eine Giardien-Übertragung zwischen Kaninchen und Menschen möglich erscheint.

**Therapie:** Infizierte Kaninchen können mit einmal täglich 20 mg/kg KM Fenbendazol (Panacur<sup>®</sup>-Suspension oder Pet-Paste, MSD) oder 2-mal täglich 20–40 mg/kg KM Metronidazol (Clont<sup>®</sup>, Infectopharm) über mindestens 5 Tage therapiert werden (Hillyer u. Quesenberry 1997). Zur Verhinderung von Reinfektionen sollte die Umgebung durch gründliche Reinigung (Beseitigung und Erneuerung der Einstreu), Desinfektion (quaternäre Ammoniumbasen, z. B. Benzethoniumchlorid) und Trockenlegung der Käfige entseucht werden.

### 1.1.1.4 Enzephalitozoonose

#### *Encephalitozoon cuniculi*

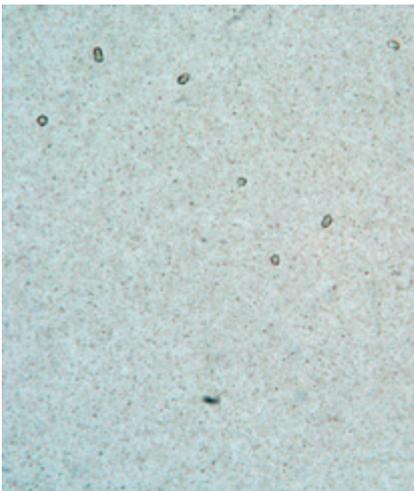
**Erreger:** Die Enzephalitozoonose des Kaninchens wird durch die obligat intrazellulär lebende Mikrosporidienart *Encephalitozoon cuniculi* hervorgerufen. Laut Künzel und Joachim (2009) haben in den letzten Jahren schwere Fälle der Enzephalitozoonose beim Kaninchen zugenommen. Als Prädispositionsorgane gelten Gehirn und Nieren. Bei befallenen Tieren sind histopathologisch eine nicht-eitrige, granulomatöse Meningoenzephalitis und eine granulomatöse interstitielle Nephritis nachweisbar. Über die genauen Modalitäten der Übertragung des Protozoons herrscht trotz einer Vielzahl an Infektionsversuchen noch keine Klarheit. Es ist bekannt, dass zu einem bestimmten Zeitpunkt der Erkrankung Sporen des Erregers mit dem Urin ausgeschieden werden, wodurch Futter und Einstreu kontaminiert und andere Kaninchen peroral angesteckt werden können (Koller 1969; Scharman et al. 1986; Kücken et al. 1987). Weitere Übertragungsmöglichkeiten bestehen durch Inhalation von Sporen sowie vertikal.

**Klinik:** Das Krankheitsbild verläuft meist latent, selten mit Manifestation in Form zentralnervöser Störungen wie Kopfschiefhaltung (**Abb. 1.12**), Ataxie und Paresen. Bei einigen

Kaninchen ist außerdem eine phakoklastische Uveitis der Augen zu beobachten. Es wird auch über Endemien mit hoher Mortalitätsrate in größeren Jungtier-Haltungen berichtet. Im Mittelpunkt stehen hierbei Nephritiden, die zu Polydipsie, Polyurie, Abmagerung und letztendlich zum Tode führen können (Kücken et al. 1987). Der Erreger soll auch auf andere Wirtstierspezies, z. B. Nager, übergehen können. Eine mögliche Pathogenität für den Menschen wird kontrovers diskutiert.



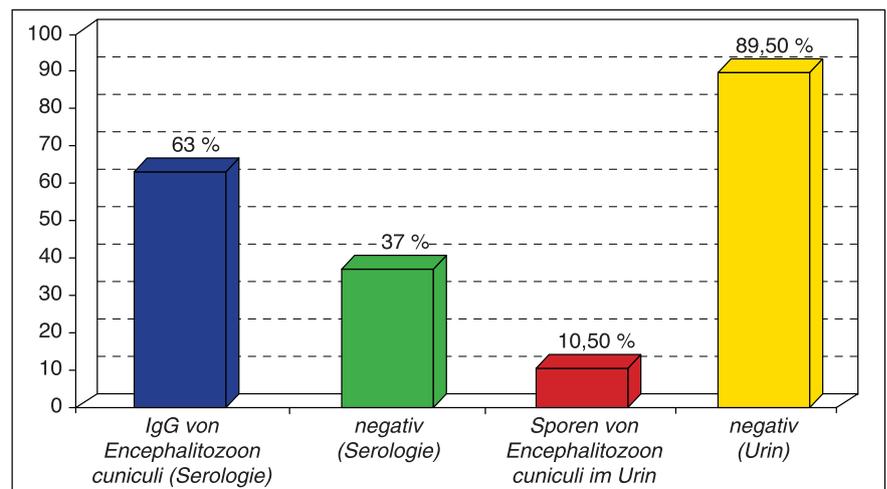
**Abb. 1.12**  
Encephalitozoonose des Kaninchens – charakteristische Kopfschiefhaltung und phakoklastische Uveitis.



**Abb. 1.13**  
*Encephalitozoon-cuniculi*-Sporen in der Immun-Tusche-Reaktion (1000 ×).

**Diagnose:** Zur Diagnostik ist die Tusche-Immunreaktion hilfreich, bei der Immunglobuline eines positiven Serums an Kohlepartikelchen der Tusche absorbiert werden (**Abb. 1.13**). Die so markierten Antikörper haften an der Oberfläche der *Encephalitozoon-cuniculi*-Sporen und machen sie mikroskopisch sichtbar. Der Test sowie IFAT und PCR können auch zum Nachweis der Sporen im Urin verwendet werden. Die Ausscheidung von Sporen über den Urin ist jedoch abhängig vom Befall der Nieren, sodass die serologische Untersuchung die sicherere Methode darstellt. Anhand des Antikörpernachweises lässt sich allerdings nicht zwischen Tieren mit einer aktiven Infektion, latenten Infektion oder Kaninchen, die Antikörper ausgebildet haben, aber nicht länger infektiös sind, unterscheiden (Lyngset 1981). **Abbildung 1.14** zeigt die Befunde von 1087 auf IgG von *Encephalitozoon cuniculi* getesteten Kaninchen-Seren und 57 auf *Encephalitozoon-cuniculi*-Sporen untersuchte Urinproben vom Kaninchen (Pantchev et al. 2005).

**Therapie:** Erfahrungsgemäß verläuft die Behandlung der Encephalitozoonose beim Kaninchen manchmal insuffizient. Verschiedene Therapieansätze versprechen unterschiedlichen Erfolg (**Tab. 1.2, 1.3**). Derzeit ist keine optimale Behandlung bekannt. Verschiedene Therapieansätze mit Albendazol, Fenbendazol, Antibiotika und Kortikosteroiden zeigen sehr variable Ergebnisse. Selbst ohne jegliche Behandlung genesen einige Kaninchen gut (Harcourt-Brown u. Holloway 2003). Günstig ist bei Kaninchen mit ausgeprägter ZNS-Symptomatik eine 14-tägige Therapie mit täglich 20 mg/kg KM Oxytetracyclin (Terramycin® LA, Pfizer) s. c., 0,2 mg/kg KM Dexamethason (Voren®, Boehringer) s. c., 0,5 ml/kg KM B-Vitamine (B-Neuron®, Vétoquinol) s. c. sowie 20–40 ml/kg KM Elektrolytlösung s. c. Nach Literaturangaben können



**Abb. 1.14**  
Serologische und urologische Befunde (*Encephalitozoon cuniculi*) von 1144 Kaninchen (nach Pantchev et al. 2005).

so mehr als 50 % der Kaninchen klinisch geheilt werden (Ewingmann u. Göbel 1999). Patienten mit phakoklastischer Uveitis erhalten zusätzlich 3-mal täglich eine tetrazyklinhaltige Augensalbe und dexamethasonhaltige Augentropfen. Zur Therapie von niereninsuffizienten Kaninchen eignen sich 2-mal täglich 5 mg/kg KM Enrofloxacin (Baytril®, Bayer) s. c., 40 ml/kg KM Elektrolytlösung s. c. oder i. v. sowie 1-mal täglich 1 ml/kg KM eines Multivitaminpräparates (z. B. Multivitaminirsirup-N, Mepro, Henry Schein, oder Multivitasel-flüssig

für Nager, Selectavet) (Beck 2004b). Zur Abschirmung gegen Sekundärinfektionen können alternativ auch 20 mg/kg KM einer Sulfonamid-Trimethoprim-Kombination s. c. über 14 Tage oder 30 mg/kg KM Chloramphenicol s. c., das die Blut-Hirn-Schranke überwindet, verwendet werden. Kausaltherapeutisch sind 2-mal täglich 5 mg/kg KM Albendazol (Valbazen®, Elanco) oral über 14 Tage oder 20 mg/kg KM Fenbendazol (Panacur®-Suspension oder PetPaste, MSD) oral über 2 bis 4 Wochen zu empfehlen (Suter et al. 2001).

**Tabelle 1.2: Arzneimittel zur Therapie der Enzephalitozoonose beim Kaninchen**

Wirkstoff	Dosierung	Applikation	Bemerkungen
Oxytetracyclin (Terramycin® LA)	tgl. 20 mg/kg KM	s. c.	2 Wo
Dexamethason (Voren®)	tgl. 0,2 mg/kg KM	s. c.	2 Wo
Vitamine B <sub>1</sub> , B <sub>6</sub> , B <sub>12</sub> (B-Neuron®)	tgl. 0,2–0,5 ml/kg KM	s. c.	2 Wo
Elektrolyte	tgl. 20–40 ml/kg KM	s. c., i. v., i. p.	2 Wo
Ringer-Laktat-Lösung	tgl. 100–120 ml/kg KM	s. c., i. v., i. p.	2 Wo
Fenbendazol (Panacur®)	tgl. 20 mg/kg KM	p. o.	2–4 Wo
Albendazol (Valbazen®)	2-mal tgl. 5 mg/kg KM	p. o.	2 Wo
Enrofloxacin (Baytril®)	2-mal tgl. 5 mg/kg KM	s. c.	bei Niereninsuffizienz
Elektrolyte	40–100 ml/kg KM	s. c., i. v., i. p.	bei Niereninsuffizienz
Furosemid (Dimazon®)	2-mal tgl. 0,3–2 mg/kg KM	s. c., p. o., i. v., i. p.	bei Niereninsuffizienz, evtl. alle 4–6 Std.
Multivitamine	tgl. 1 ml/kg KM	p. o.	–
Sulfonamid-Trimethoprim	2-mal tgl. 20–40 mg/kg KM	s. c., p. o.	2 Wo, Abschirmung von Sekundärinfektionen
Chloramphenicol (Chloromycetin Palmitat)	2-mal tgl. 30 mg/kg KM	s. c., i. m., p. o.	Abschirmung von Sekundärinfektionen
Tetracyclin-AS/AT	3– bis 4-mal tgl.	okulär	phakoklastische Uveitis
Dexamethason-AS/AT	3– bis 4-mal tgl.	okulär	phakoklastische Uveitis

**Tabelle 1.3: Therapieempfehlung zur Behandlung der klinisch-manifesten Enzephalitozoonose (nach Hein 2010)**

Zielgruppe	Therapie
<b>Therapie</b>	
Patient mit klinisch-manifester Enzephalitozoonose	<ul style="list-style-type: none"> <li>Fenbendazol (20 mg/kg KM p. o., 21[–28] Tg) + Antibiotikum (Oxytetracyclin, tgl. 20 mg/kg KM s. c., 10 Tg) bei Niereninsuffizienz z. B. Enrofloxacin (10 mg/kg KM p. o., 10 Tg) zusätzlich je nach Antibiotikum:</li> <li>Aufrechterhaltung der Futteraufnahme (ggf. Zwangsfütterung)</li> <li>Infusionen (mind. tgl. 50 mg/kg KM s. c., i. v.)</li> <li>Vitamin B (0,5 ml/kg KM s. c. i. D.)</li> <li>Augensalbe (Tetrazyklin-haltig)</li> <li>bei Anfällen ggf. kurzzeitig Diazepam (0,1 mg/kg KM s. c.)</li> </ul>
<b>Prophylaxe</b>	
<i>E. -cuniculi</i> -positive Tiere	<ul style="list-style-type: none"> <li>klinisch-inapparente Tiere (nach 1. Schub u./o. Begleittiere) bei vorhersehbarer Immunsuppression: Fenbendazol (20 mg/kg KM p. o., 10 Tg)</li> </ul>
<i>E. -cuniculi</i> -negative Tiere	<ul style="list-style-type: none"> <li>Schaffung von <i>E. -cuniculi</i>-freien Beständen, Aufklärung, Hygiene</li> </ul>
Besitzer	<ul style="list-style-type: none"> <li>Hygiene im Umgang mit dem Urin <i>E. -cuniculi</i>-Antikörper-positiver Kaninchen</li> <li>Kontakt zwischen <i>E. -cuniculi</i>-Antikörper-positiven Kaninchen und immunsupprimierten Personen (HIV, Chemotherapie etc.) vermeiden</li> </ul>

## 1.1.2 Helminthen

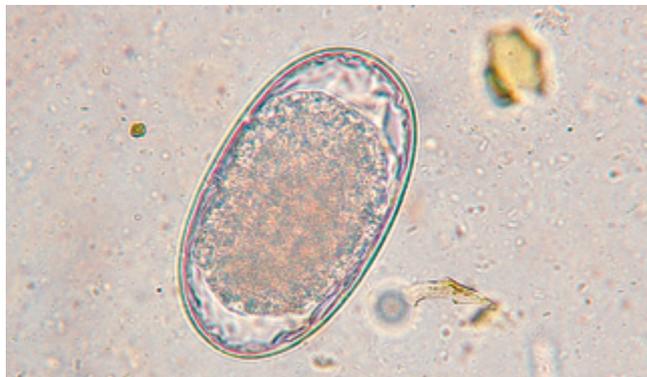
### 1.1.2.1 Nematoden

#### Rundwurmbefall

*Graphidium strigosum*, *Trichostrongylus retortaeformis*, *Passalurus ambiguus*

**Erreger:** Von den Helmintheninfektionen sind beim Kaninchen lediglich der Magenwurmbefall mit *Graphidium strigosum* (Abb. 1.15, 1.16), die Trichostrongylose durch *Trichostrongylus retortaeformis* (Abb. 1.17) und die Passalurose durch *Passalurus ambiguus* (»Pfriemenschwanz«) (Abb. 1.18–1.21) von Relevanz. Zu den seltenen Befunden gehören *Strongyloides* sp. und *Trichuris leporis* (Abb. 1.22). Koprologischen Befunde aus dem Flotationsverfahren von 3480 Kaninchen zeigt **Abbildung 1.23** (Pantchev et al. 2005).

**Klinik:** Von diesen Helminthosen sind in erster Linie Jungtiere betroffen, bei denen es zu Apathie, Inappetenz, Enteritiden, schleimig-wässrigem Durchfall und Kachexie kommen kann.



**Abb. 1.15**  
Ei von *Graphidium strigosum* vom Kaninchen im Flotationspräparat (95 × 50 µm).

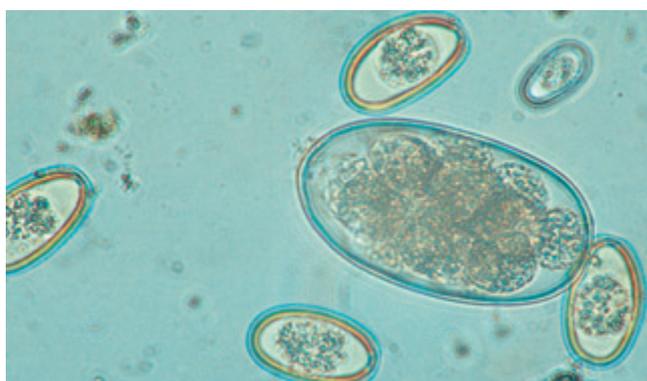
Bei massivem Befall bilden sich subakute bis chronische katarhalische Dünndarmentzündungen.

**Diagnose:** Die ausgeschiedenen Eier lassen sich mittels Flotationsverfahren nachweisen. Gelegentlich können Würmer auch *in toto* ausgeschieden werden.

**Therapie:** Zur Bekämpfung können p. o. 5–20 mg/kg KM Fenbendazol (Panacur®-Suspension oder PetPaste, MSD) (Schmid 2000), 10 mg/kg KM Febantel (Rintal® 10 %-Suspension, Bayer) oder 20 mg/kg KM Mebendazol (Telmin KH®-Tablette, Elanco) 1 bis 5 Tage lang verwendet werden. Auch die Applikation von 0,3 mg/kg KM Ivermectin (Ivomec®, Merial) oder 0,5 mg/kg KM Doramectin (Dectomax®, Elanco) s. c. entfaltet beim Kaninchen eine sehr gute anthelminthische Wirkung. Doramectin ist mit Sesamöl verdünnt auch sehr gut p. o. zu verabreichen. Parallel zur Behandlung ist eine gründliche Reinigung der Boxen durchzuführen. Vorbeugend sollte Grünfutter, über das die Infektionen meist vermittelt werden, nur von Flächen bezogen werden, zu denen Wildkaninchen und Hasen möglichst keinen Zugang haben (Beck 2004b).



**Abb. 1.16**  
Ei mit Larve von *Graphidium strigosum* aus älterem Kot vom Kaninchen im Flotationspräparat (400 ×).



**Abb. 1.17**  
Ei von *Trichostrongylus retortaeformis* vom Kaninchen im Flotationspräparat, daneben einige Kokzidien-Oozysten (600 ×).



**Abb. 1.18**  
Eier von *Passalurus ambiguus* vom Kaninchen im Flotationspräparat, daneben einige Kokzidien-Oozysten (400 ×).



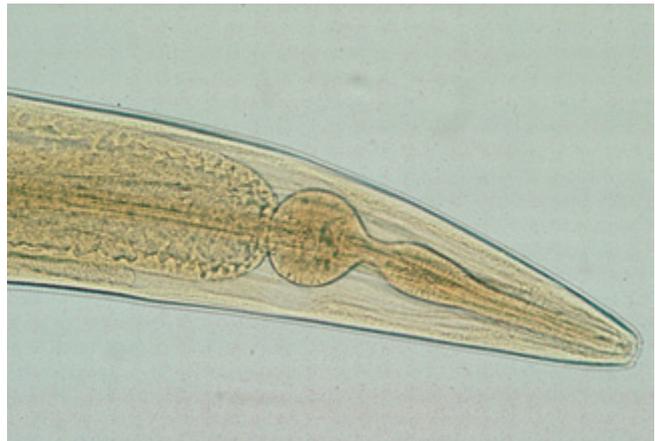
**Abb. 1.19**  
Eier von *Passalurus ambiguus* (rechts mit Larve) vom Kaninchen im Flotationspräparat (600 ×).



**Abb. 1.20**  
*Passalurus ambiguus* vom Kaninchen, Weibchen, Uterus mit Eiern (100 ×).



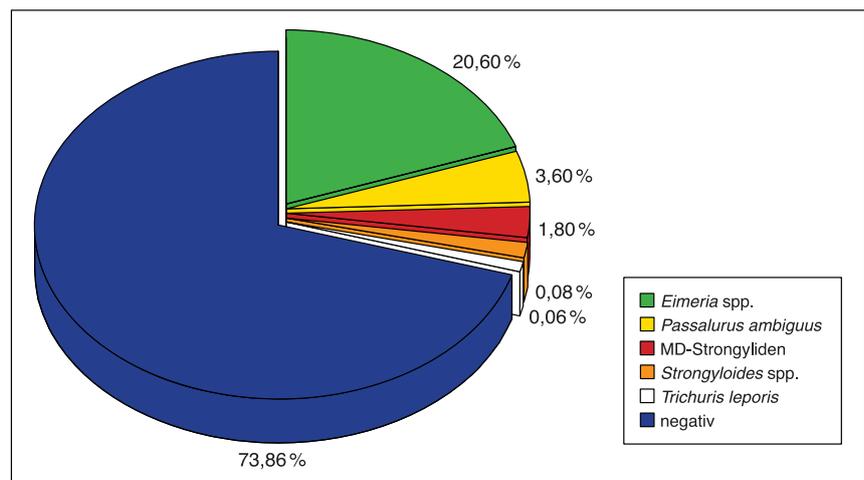
**Abb. 1.21a**  
Männchen von *Passalurus ambiguus* (»Pfriemenschwanz«, ein häufiger Nematode beim Kaninchen – mit dem Kot ausgeschiedener Wurm).



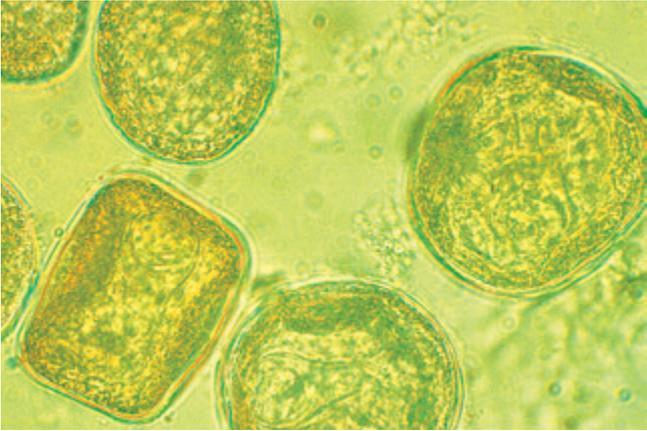
**Abb. 1.21b**  
*Passalurus ambiguus* vom Kaninchen, Männchen-Vorderende (100 ×).



**Abb. 1.22**  
Ei von *Trichuris leporis* vom Kaninchen im Flotationspräparat (1000 ×).



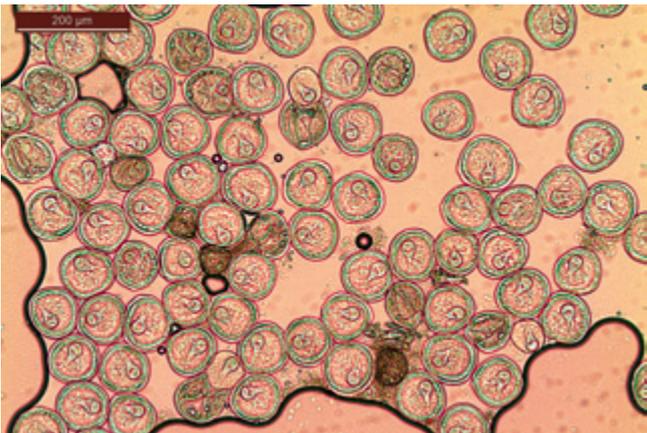
**Abb. 1.23**  
Koprologische Befunde (Flotation) von 3480 Kaninchen (Pantchev et al. 2005).



**Abb. 1.24**  
Bandwurmeier von *Cittotaenia* (Syn. *Mosgovoyia*) *pectinata moravica* vom Kaninchen im Flotationspräparat.



**Abb. 1.25**  
Ei von *Cittotaenia* spp. (Syn. *Mosgovoyia* spp.) vom Kaninchen im Flotationspräparat (400 ×).



**Abb. 1.26**  
Eier von *Cittotaenia* (Syn. *Mosgovoyia* spp.) *pectinata moravica* von einem Kaninchen im Flotationspräparat (100 ×).



**Abb. 1.27**  
Ei von *Cittotaenia* (Syn. *Mosgovoyia*) *pectinata moravica* von einem Kaninchen im Flotationspräparat (630 ×).



**Abb. 1.28a**  
Nach außen durchgebrochene »erbseförmige Finnen« von *Taenia pisiformis* (*Cysticercus pisiformis*) subserös in der Leber bei der Obduktion eines Kaninchens.



**Abb. 1.28b**  
Finnen von *Taenia pisiformis* (*Cysticercus pisiformis*) von einem Kaninchen (Nahaufnahme).

### 1.1.2.2 Zestoden

#### Bandwurmbefall

##### *Anoplocephalidae, Taeniidae*

**Erreger:** Anoplocephaliden sind bei Wildkaninchen eine Seltenheit und bei Hauskaninchen sind sie noch viel weniger anzutreffen. Es gibt davon insgesamt 7 Arten, z. B. *Mosgovoyia pectinata* und *Cittotaenia* spp. (Kötsch u. Gottschalk 1990, Boag et al. 2001). Charakteristisch sind der mit 4 Saugnapfen versehene Skolex sowie die kurzen und breiten Proglottiden. Die unregelmäßig geformten, rundlich bis eckigen Eier sind an der Onkosphäre und dem birnenförmigen Apparat gut auszumachen (**Abb. 1.24–1.27**). Nach Zerfall der mit dem Kot ausgeschiedenen Proglottiden werden die Eier frei und von verschiedenen Moos- (Orbatiden, z. B. *Scheloribates laevigatus*) und Hornmilben (*Scutovermex minutus*) aufgenommen. In diesen Milben schlüpfen die Onkosphären, penetrieren die Darmwand und entwickeln sich in der Leibeshöhle in 4–6 Monaten zu Finnen (Zystizerkoiden). Insgesamt 22 Monate können diese Zystizerkoiden in den Milben überleben. Kaninchen infizieren sich, indem sie Zystizerkoid-haltige Milben zusammen mit dem Grünfutter aufnehmen. Die Präpatenzzeit beläuft sich auf 6 bis 7 Wochen.

*Taenia pisiformis* parasitiert bei Kaniden. Intestinale Stadien zeigen eine geringe Pathogenität und führen zu inapparenten Infektionen. Als Zwischenwirt von *Taenia pisiformis* dienen Kaninchen, bei denen die Metazestoden zu schweren Lebererkrankungen und Todesfällen führen können. Die Onkosphären und heranwachsenden Finnen infiltrieren das Lebergewebe und wandern nach etwa 2 Wochen aus der Leber aus, um sich subserös in Netz und Gekröse, selten auch in anderen Organen, anzusiedeln. Die »erbsenförmige Finne« (*Cysticercus pisiformis*) ist 7–8 Wochen p. i. infektiös. Bei hochgradigem Befall sind die Finnen in traubenartigen Konglomeraten aggregiert (**Abb. 1.28a, 1.28b**).

**Klinik:** Patente Darminfektionen mit Adulten verlaufen in der Regel inapparent. Je nach Befallsintensität entwickelt sich v. a. bei Jungtieren eine mehr oder weniger ausgeprägte katarrhalische Enteritis, die zu leichten bis schweren Diarrhoen, Kachexie und Entwicklungsstörungen führen kann. Bei hochgradigem Befall können auch Obstipationen auftreten.

**Diagnose:** Mit dem Kot ausgeschiedene Proglottiden geben einen diagnostischen Hinweis. In der Kotflotation sind außerdem die Eier gut von Nematodeneiern zu unterscheiden, wobei man besonders auf Onkosphäre und birnenförmigen Apparat achten sollte.

**Therapie:** Für die Behandlung werden 10 mg/kg KM Praziquantel (Droncit® Tab., Inj., Bayer) s. c. oder p. o. appliziert. Auch eine Spot-on-Applikation (Droncit® Spot-on, Bayer) mit der für Katzen zugelassenen Formulierung ist möglich. Infektionen können vermieden werden, indem man kein Grünfutter anbietet.

### 1.1.2.3 Trematoden

#### Saugwurmbefall

##### *Fasciola hepatica, Dicrocoelium dendriticum*

**Erreger:** Ein Befall mit Saugwürmern ist bei Kaninchen eine Rarität und in den meisten Fällen ohne Bedeutung. Der Große Leberegel, *Fasciola hepatica*, und der Lanzettegel, *Dicrocoelium dendriticum*, treten dann auf, wenn die Metazerkarien von *Fasciola hepatica* oder Metazerkarien-haltige Ameisen von *Dicrocoelium dendriticum* über das Pflanzenfutter aufgenommen werden bzw. wenn Kaninchen in Auslaufhaltung Zugang zu derartigen Pflanzen haben.

**Klinik:** Infektionen mit dem Großen Leberegel rufen Hepatitiden, Cholangitiden und verschiedene klinische Symptome, wie beispielsweise Inappetenz, Kachexie, Ikterus und Ödembildung hervor. Völlig unbemerkt bleiben meist Infektionen mit dem Lanzettegel, weil klinische Anzeichen nicht erkennbar sind.

**Diagnose:** Bei chronischer Fasziose gelingt mit dem Sedimentationsverfahren der koproskopische Nachweis der Leberegeleier. Beim Kaninchen werden die wenigen Fälle aber meist erst *post mortem* in der Sektion bei der Untersuchung der Leber auffällig. *Dicrocoelium-dendriticum*-Eier sind im kombinierten Sedimentations-Flotations-Verfahren am besten nach-



**Abb. 1.29**  
Typisches Ei vom Kleinen Leberegel (*Dicrocoelium dendriticum*) im Sedimentations-Flotationsverfahren, 1000 ×

weisbar (**Abb. 1.29**). Wegen des schubweisen Ausstoßes von Eiern aus der Gallenblase ergeben sich nicht selten falsch negative Befunde, weshalb stets mehrere Kotuntersuchungen durchgeführt werden sollten.

**Therapie:** Futter von feuchten und sumpfigen Standorten (*Fasciola hepatica*) oder von Schafweiden (*Dicrocoelium dendriticum*) sollte nicht an Kaninchen verfüttert werden. Zur Behandlung stehen für das Kaninchen zugelassene Wirkstoffe nicht zur Verfügung. Deshalb müssen die für den Wiederkäuer

registrierten Substanzen entsprechend umgewidmet werden. Exemplarisch sei das Closantel (Flukiver®, Elanco) erwähnt, das in einer Dosierung von 10 mg/kg KM als Leberegelpräparat gegeben werden kann. Zum Triclabendazol (Fasinex® 10 %, Novartis) liegen wenig Erfahrungen beim Kaninchen vor. Geeignete Wirkstoffe gegen *Dicrocoelium dendriticum* sind z. B. 15 mg/kg KM Albendazol (Valbazen®, Elanco) p. o. oder 100 mg/kg KM Fenbendazol (Panacur®-Suspension oder Pet-Paste, MSD) p. o. Diese Benzimidazole müssen deutlich höher dosiert werden als gegen Nematoden gebräuchlich.

**Tabelle 1.4: Arzneimittel zur Bekämpfung von Helminthen beim Kaninchen**

Wirkstoff	Dosierung	Applikation	Bemerkungen
Albendazol (Valbazen®)	2-mal tgl. 5 mg/kg KM	p. o.	Enzephalitozoonose: 2 Wo
Closantel (Flukiver®)	10 mg/kg KM	p. o.	zur Leberegel-Bekämpfung
Doramectin (Dectomax®)	0,5 mg/kg KM	s. c.	–
Fenbendazol (Panacur®)	5–10–20 mg/kg KM	p. o.	1-mal tgl. 5 Tg. bzw. Wdh. nach 2 Wo, Enzephalitozoonose: 2–4 Wo
Flubendazol (FlubenoI® P)	22 mg/kg KM	p. o.	an 2 aufeinander folgenden Tg, Wdh. nach 3 Wo
Febantel (Rintal®)	5–20 mg/kg KM	p. o.	–
Ivermectin (Ivomec® Rind)	0,2–0,4 mg/kg KM	s. c.	2- bis 3-mal im Abstand von 7–14 Tg
Levamisol (Citarin®-L 10 %)	8–25 mg/kg KM	p. o., s. c.	–
Mebendazol (Telmin® KH, Ovitelmin®)	20 mg/kg KM	p. o.	–
Praziquantel (Droncit®)	10 mg/kg KM	p. o., Spot-on, s. c.	zur Bandwurmbekämpfung, Wdh. nach 10 Tg
Praziquantel + Pyrantel- bonat + Febantel (Drontal Plus®, Cazitel®)	1/2 Tbl./5 kg KM	p. o.	Breitspektrumanthelminthikum
Pyrantelpamoat	5–10 mg/kg KM	p. o.	Wdh. nach 2 Wo
Thiabendazol	25–100 mg/kg KM	p. o.	1-mal tgl., 5 Tg lang



**Abb. 1.30**  
Saugmilbe (*Psoroptes cuniculi*) aus dem Ohrensekret vom Kaninchen (100 ×).



**Abb. 1.31**  
Prätarsus von *Psoroptes cuniculi*: dreigliedriger Haftstiel mit trompetenförmigen Haftscheiben endend (400 ×).

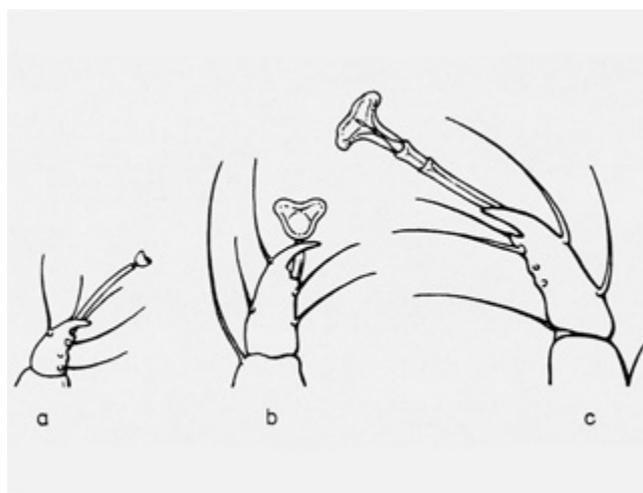
## 1.2 Arthropoden

### 1.2.1 Milben

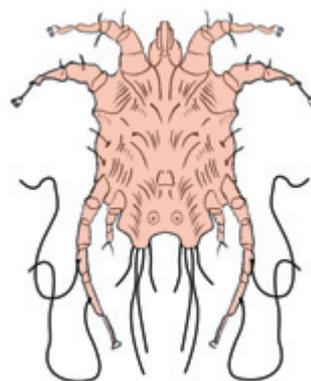
#### 1.2.1.1 Ohrräude

##### *Psoroptes cuniculi*

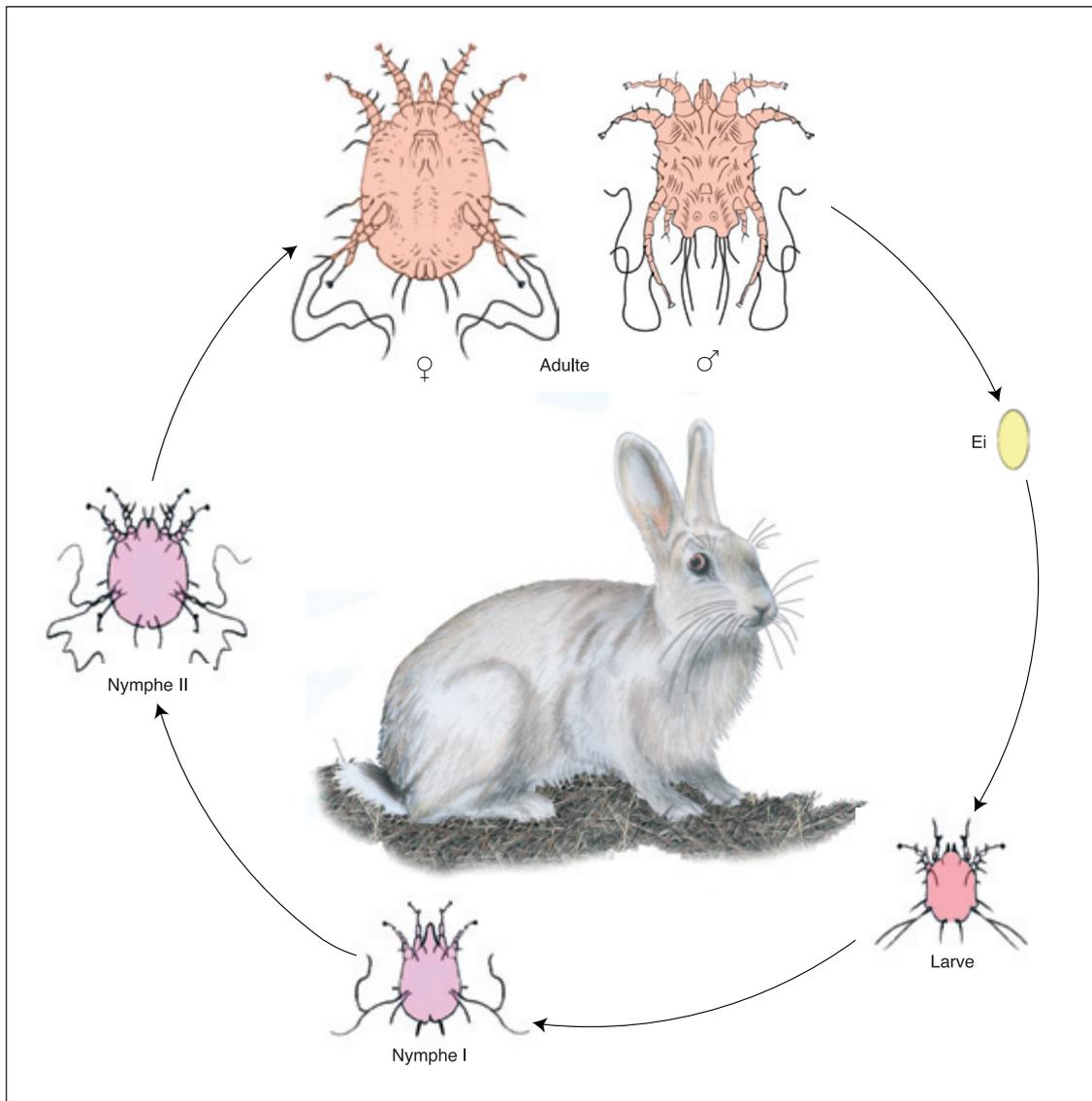
**Erreger:** *Psoroptes cuniculi* (**Abb. 1.30**) ist als Parasit des äußeren Gehörgangs und der Ohrmuschel bekannt. Bei seinen Übertragungsversuchen gelang es dem Franzosen Delafond (1859) mit entnommenem Borkenmaterial von an Ohrräude erkrankten Kaninchen, dasselbe klinische Bild bei gesunden Artgenossen zu erzeugen. In den Geschabselproben entdeckte er *Psoroptes*-Milben. Diese stationär-permanenten Erreger leben auf der Hautoberfläche. Die Männchen erreichen eine Länge von 565 µm und eine Breite von 460 µm; die Weibchen werden 820 µm lang und etwa 500 µm breit. Das 3. und 4. Beinpaar überragen den seitlichen Körperrand. Die Prätarsen sind lang und dreigliedrig und an ihren Enden mit trompetenförmigen Haftklappen ausgestattet (**Abb. 1.31, 1.32**). Das Capitulum ist länger als breit. Beim Männchen fallen die Analhaftnäpfe und sog. Opisthosomallappen auf (**Abb. 1.33**). Mit den stilettartigen Chelizeren durchstechen die Saugmilben die Epidermis bis zur obersten Koriumschicht und nehmen Lympflüssigkeit, gelegentlich auch Blutbestandteile auf. Der komplette Lebenszyklus (**Abb. 1.34**), der das Ei (**Abb. 1.35**), ein Larven- (sechsbeinig) und zwei Nymphenstadien (achtbeinig) (**Abb. 1.36**) einschließt, wird bei *Psoroptes cuniculi* in 2 bis 3 Wochen durchlaufen (**Abb. 1.37**).



**Abb. 1.32**  
Prätarsen der Räude milben; a) *Sarcoptes* sp., b) *Chorioptes* sp., c) *Psoroptes* sp. (Hiepe 1992).



**Abb. 1.33**  
Schematische Darstellung von *Psoroptes cuniculi* (♂), Erreger der Ohrräude des Kaninchens.



**Abb. 1.34**  
Entwicklungszyklus der Psoroptiden (schematisch).



**Abb. 1.35**  
*Psoroptes-cuniculi*-Ei vom Kaninchen (400 ×).



**Abb. 1.36**  
*Psoroptes-cuniculi*-Nympe (links) und -Weibchen (rechts) vom Kaninchen.



**Abb. 1.37**  
*Psoroptes-cuniculi*-Männchen vom Kaninchen.



**Abb. 1.38**  
Verwahrlostes Kaninchen mit generalisierter nässender Dermatitis infolge ektopischer *Psoroptes-cuniculi*-Infestation.

**Klinik:** Die Ohrräude des Kaninchens stellt ein Bestandsproblem dar und wird durch Kontaktinfektion von Tier zu Tier weitergegeben (Hansen et al. 2006). Symptomlose Carrier sorgen dafür, dass die Milbenpopulation weiterbesteht. Seltener werden die Milben durch Krusten und Borken übertragen, die beim Kratzen und Kopfschütteln aus dem Ohr herausgeschleudert werden. Bei einzeln gehaltenen Hobbytieren kommt diese Erkrankung kaum vor. Nur sehr selten ist sie bei Zwergkaninchen anzutreffen. Als Prädilektionsstellen von *Psoroptes cuniculi* gelten der Ohrgrund sowie die Falten an der Innenseite der Ohrmuschel. Gelegentlich kommt es auch zur Ausbreitung der Veränderungen auf die Außenseiten der Ohrmuscheln. Bei massivem Befall wandern die Erreger aus (ektopische Milben) und führen zu Dermatitis an Kopf, Hals, Schultern sowie in der Kreuzbeingegend (**Abb. 1.38**) (Cutler 1998). Die Tiere zeigen oft heftiges Kopfschütteln oder Kopfschiefhaltung. Der starke Juckreiz sorgt dafür, dass sie sich permanent in der Ohrgegend kratzen, wodurch auch Effloreszenzen im Gliedmaßenbereich entstehen können. Die Hautirritationen werden einerseits durch die mechanischen Einwirkungen der Mundwerkzeuge, verbunden mit der Abgabe von Speicheldrüsensekret, und andererseits durch die Aufnahme von Lymphe und Gewebsflüssigkeit hervorgerufen. Unter dem Einfluss des Milbenspeichels entstehen dermale Knötchen und Pusteln. Im weiteren Verlauf treten durch eine Hypertrophie des Stratum corneum und austretende Gewebsexsudate blätterteigähnliche, gelbbraunliche Borken in Erscheinung, die gegebenenfalls die gesamte Ohrmuschel und den äußeren Gehörgang ausfüllen können (**Abb. 1.39–1.42**). Bei hochgradigem Milbenbefall und bakteriellen Sekundärinfektionen können die Kaninchen abmagern. Greift die (Sekundär-)Infektion auf Mittel- und Innenohr über, treten mitunter auch ZNS-Störungen auf (Beck 2000a).



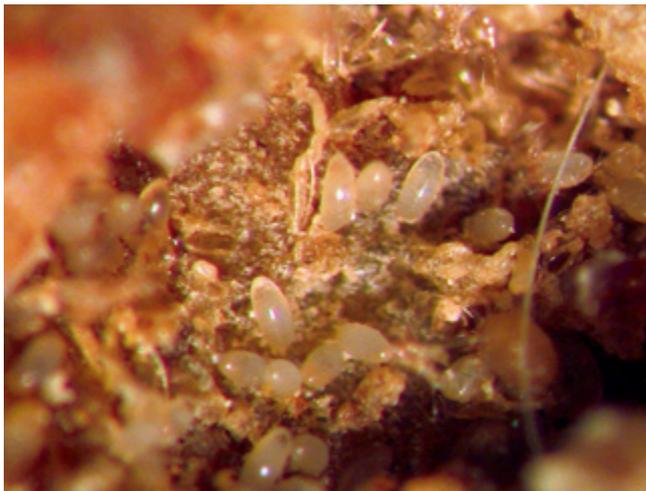
**Abb. 1.39**  
Ohrräude beim Kaninchen – typische bräunlich gelbe, blätterteigähnliche Borken auf der Innenseite der Ohrmuschel.



**Abb. 1.40**  
Mit Ohrräude durch *Psoroptes cuniculi* assoziierte typische Läsionen mit starker Entzündung bei einem Kaninchen nach experimenteller Infestation.



**Abb. 1.41**  
Bräunlich gelbe, blätterteigähnliche Borken am Ohr, die im Zuge einer experimentellen Infestation eines Kaninchens mit *Psoroptes cuniculi* entstanden sind.



**Abb. 1.42**  
*Psoroptes-cuniculi*-Eier auf den Borken bei einer Ohrträde des Kaninchens.

**Diagnose:** Neben dem klinischen Bild kann die mikroskopische Untersuchung eines Ohrgeschabsels diagnostisch hilfreich sein. Die Milben lassen sich aber auch otoskopisch sehr gut im Gehörgang nachweisen, da sie sich dort recht lebhaft bewegen. Die Parasiten sind relativ lichtscheu, weshalb das Licht des Otoskopes erst nach dem Einführen des Trichters in den äußeren Gehörgang eingeschaltet werden darf.

**Therapie:** Zunächst ist eine Reinigung der Ohrmuscheln und des Ohrgrundes mit einem mildem Antiseptikum durchzuführen. Dazu eignen sich Betaisodona®-Lösung (Mundipharma), Merbromin (Mercuchrom-Jod®, Krewel-Meuselbach) oder Penochron® OR (Merial). Bei subklinischen Formen eines Ohrmilbenbefalls genügen tägliche topische Applikationen mit Ohrsalben, die Ivermectin enthalten, z. B. Otimectin® (animedica). In ausgeprägten Fällen können Makrozyklische Laktone systemisch eingesetzt werden (Wilkins et al. 1980), wie 0,3–0,4 mg/kg KM Ivermectin (Ivomec®-Injektionslösung für Rinder, Merial) 2- bis 3-mal im Abstand von 7 bis 10 (bis 14) Tagen (Prosl u. Kanout 1985; Bowman et al. 1992; McKellar et al. 1992; Harikrishnan et al. 1996) oder 0,5 mg/kg KM des vergleichsweise reizärmeren Doramectin (Dectomax®, Elanco) s. c. 3-mal im Abstand von einer Woche (Beck 2004a) oder 1 Ampulle (< 2,5; 2,6–5 kg KM) mit 6–18 mg Selamectin (Stronghold®, Pfizer) als Spot-on auf die Nackenhaut (Beck 2001; McTier et al. 2003). Die Verabreichung von 0,2 mg/kg KM Moxidectin 2-mal im Abstand von 10 Tagen p. o. und s. c. führte zur raschen Tilgung von *Psoroptes cuniculi* und zu einer vollständigen klinischen Abheilung (Wagner u. Wendlberger 2000).



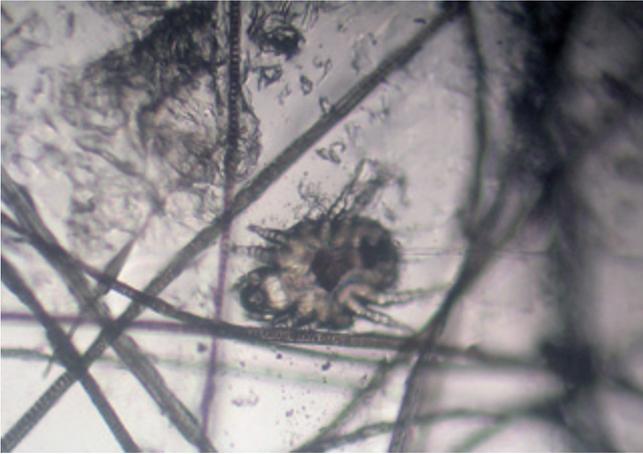
**Abb. 1.43**  
*Cheyletiella parasitovorax*, die Raubmilbe des Kaninchens mit typischem sattelförmigem Körper und 2 markanten Mandibularpalpen.

Auch eine Wirkstoffkombination aus Imidacloprid und Moxidectin (Advocate®, Bayer) 3-mal im Abstand von 4 Wochen zeigte bei der Bekämpfung der Ohrträde des Kaninchens unter Feldbedingungen einen 100%igen Therapieerfolg (Hansen et al. 2006). Es sind unbedingt alle Kontakttiere mitzubehandeln, da sonst Reinfektionen vorprogrammiert sind. Eine gründliche Reinigung der Käfigboxen versteht sich von selbst.

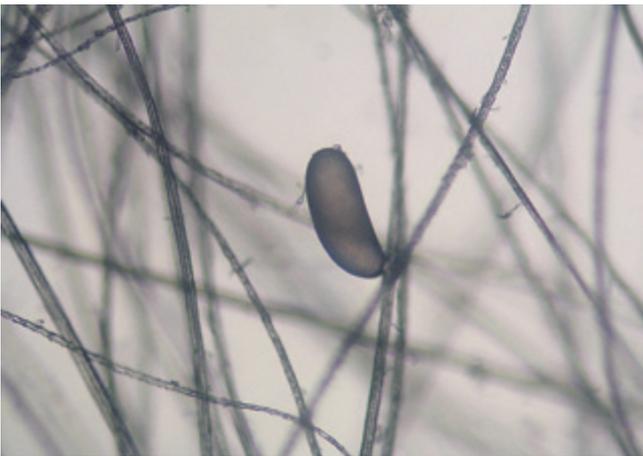
### 1.2.1.2 Cheyletiellose

#### *Cheyletiella parasitovorax*

**Erreger:** Die Raubmilbe des Kaninchens, *Cheyletiella parasitovorax* (Abb. 1.43–1.45), besitzt eine sechseckige Form und sehr kräftig ausgebildete Mandibularpalpen, die in mächtigen Klauen enden. Anhand dieser typischen Mundwerkzeuge lassen sich Cheyletiellen eindeutig von anderen Milbengattungen abgrenzen. Diese Parasiten ernähren sich überwiegend von Hautprodukten ihres Wirtes bzw. von einer anderen harmlosen Milbenspezies, *Listrophorus gibbus*. Neben den Raubmilben beim Kaninchen gibt es *Cheyletiella yaguri* beim Hund und *Cheyletiella blakei* bei der Katze. Die längsovalen Eier (Abb. 1.46) werden mit einem feinen Faden an den Haaren fixiert. Durch Beleckern werden manchmal Eier oral aufgenommen und finden sich dann im florierten Kot wieder (Abb. 1.47), was manchmal zu Fehlinterpretationen führt. Die Embryonalentwicklung verläuft über ein Larven- (Abb. 1.48) und zwei Nymphenstadien zur adulten Form (Pfeifer 1973).



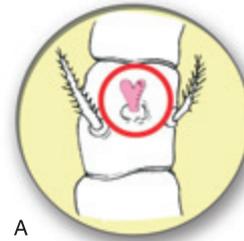
**Abb. 1.44**  
Trichogramm mit *Cheyletiella parasitovorax* vom Kaninchen.



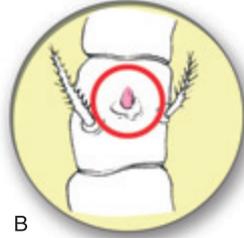
**Abb. 1.46**  
Ei von *Cheyletiella parasitovorax* vom Kaninchen.



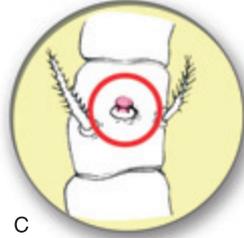
**Abb. 1.47**  
Ei von *Cheyletiella parasitovorax* vom Kaninchen aus der Flotation (600 ×).



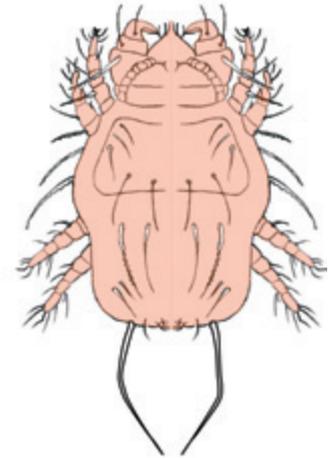
A



B



C



**Abb. 1.45**  
Adultes Weibchen von *Cheyletiella yasguri* mit charakteristischen Mandibularpalpen an den akzessorischen Mundwerkzeugen. Differenzialdiagnose: (A) herzförmiges Sinnesorgan am Genu I bei *Cheyletiella yasguri* (Hund), (B) kegelförmiges Sinnesorgan am Genu I bei *Cheyletiella blakei* (Katze), (C) kugelförmiges Sinnesorgan am Genu I bei *Cheyletiella parasitovorax* (Kaninchen) (schematisch).



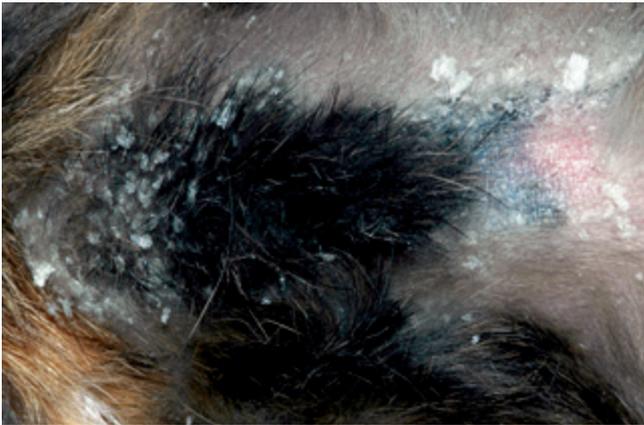
**Abb. 1.48**  
Larve von *Cheyletiella parasitovorax* (3 Beinpaare) vom Kaninchen im Tesafilm-Hautabklatsch (400 ×).



**Abb. 1.49**  
Kaninchen mit typischen Hautveränderungen infolge Infestation mit *Cheyletiella parasitovorax*.



**Abb. 1.50**  
Alopezie und Schuppenbildung auf dem Rücken bei Infestation mit *Cheyletiella parasitovorax* beim Kaninchen.



**Abb. 1.51**  
Die Cheyletiellose des Kaninchens geht mit starker Schuppenbildung einher (»Walking dandruff«).



**Abb. 1.52**  
Kaninchen mit Raubmilbenbefall – hier mit hochgradiger Alopezie und Schuppenbildung am Schwanzansatz.

**Klinik:** Der Raubmilbenbefall verläuft beim Kaninchen nicht selten asymptomatisch. Durch *Cheyletiella parasitovorax* werden an den Prädilektionsstellen Nacken sowie Rückenlinie charakteristische schuppige Ekzeme mit Alopezie und Juckreiz hervorgerufen (**Abb. 1.49–1.51**), die sich bis zum Schwanz erstrecken können (**Abb. 1.52**). Prädisponiert sind adipöse und im Putzverhalten gestörte Tiere (Zahnprobleme, Spondylitis, Angora-Kaninchen). Unbehandelt neigt die Parasitose zur Generalisation. Gelegentlich gehen die Zoonoseerreger auch auf den Menschen über, was insbesondere bei Kindern zu erythematösen, juckenden Hautreaktionen insbesondere an den Unterarmen führen kann (Hewitt u. Turk 1974; Beck 1996).

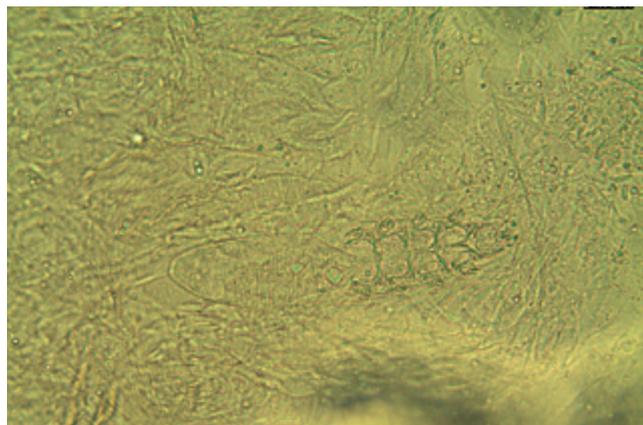
**Diagnose:** Die Raubmilben lassen sich im Tesafilm-Abklatschpräparat sehr gut mikroskopisch nachweisen. Besonders geeignet sind hierfür die Prädilektionsstellen im Nacken, zwischen

den Schulterblättern und auf der Rückenlinie. Die als »Wandernde Schuppen« bezeichneten Parasiten können auch gut aus dem Haarkleid abgebürstet und anschließend auf einer Unterlage untersucht werden. Im Abklatschpräparat findet man zugleich häufig die als harmlose Fellbewohner bekannten *Listrophorus-gibbus*-Milben (**Abb. 1.53**), die den Raubmilben als Nahrung dienen.

**Therapie:** Therapeutisch werden dieselben Präparate eingesetzt wie bei der Ohrträde des Kaninchens. Posthoff (2008) empfiehlt zur Cheyletiellose-Behandlung Imidacloprid plus Moxidectin (Advocate®, Bayer): 0,1 ml bis 1 kg KM und 0,2 ml bis 2 kg KM in wöchentlichen Abständen. Zusätzlich ist das Auskämmen der Schuppen und anhaftenden Haare mit einem Flohkamm sinnvoll. Empfindlich reagieren Kaninchen dagegen auf Fipronil (Frontline®, Merial), das bei dieser Tierart



**Abb. 1.53**  
Männchen von *Lystrophorus* (Syn.: *Leporacarus*) *gibbus* – harmloser Fellbewohner von einem Kaninchen (200 ×).



**Abb. 1.54a**  
*Demodex-cuniculi*-Milbe im Hautgeschabsel eines Kaninchens (400 ×).

aufgrund von möglichen unerwünschten Nebenwirkungen bzw. Todesfällen nicht eingesetzt werden sollte (Cooper u. Penaliggon 1997; Ibrahim et al. 1998; Beck 2000b). Zur Umgebungsdekontamination sind Beimengungen von 5 g Dichlorvos (Atgard®, WDT)/kg Einstreu oder Pyrethroide (Contr-Acar®, PlantaVet) jeweils 3 Tage/Woche insgesamt 3–4 Wochen lang hilfreich (Fehr 1990).

### 1.2.1.3 Demodikose

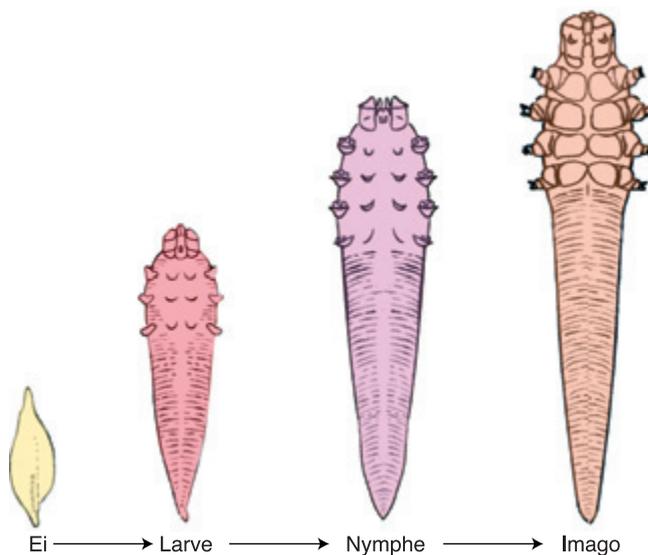
#### *Demodex cuniculi*

**Erreger:** Die Demodikose beim Kaninchen wird äußerst selten beobachtet. *Demodex-cuniculi*-Milben (**Abb. 1.54a, b**) können außerdem als vergleichsweise harmlose Kommensalen angesehen werden, die in den Haarbälgen leben.

**Klinik:** In der Regel bleiben Infestationen unauffällig. Beobachtungen zufolge ähnelt das klinische Bild zum Teil dem Raubmilbenbefall durch *Cheyletiella parasitovorax* (Harvey 1990). Manchmal kommt es zu vermehrter Schuppenbildung und auch mäßiger Juckreiz kann auftreten.

**Diagnose:** Durch ein tiefes Hautgeschabsel im Bereich der Haarbälge sind *Demodex*-Milben nachzuweisen. Wenn man eine Hautfalte mit Daumen und Zeigefinger unterhalb veränderter Areale zusammenpresst und mit einem scharfen Löffel oder einer Skalpellklinge schabt, können die Ektoparasiten zutage befördert und mikroskopisch untersucht werden.

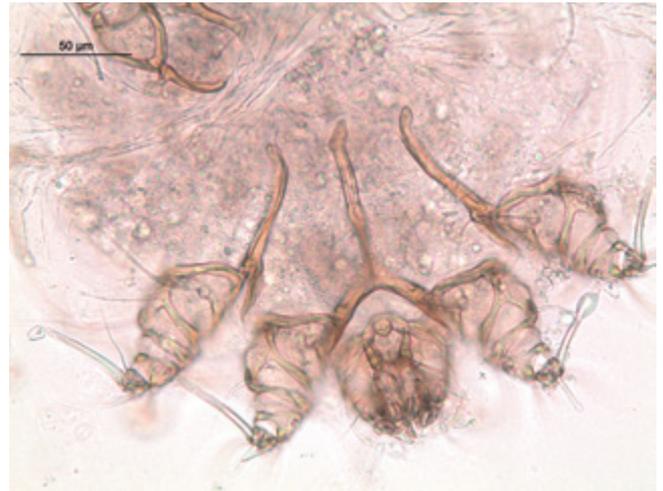
**Therapie:** Empfehlenswert sind subkutane Injektionen mit 0,3–0,4 mg/kg KM Ivermectin (Ivomec®, Merial) 2- bis 3-mal im Wochenabstand (McKellar et al. 1992). Alternativ können auch 12 mg/kg KM Selamectin (Stronghold®, Pfizer) als Spot-on verwendet werden.



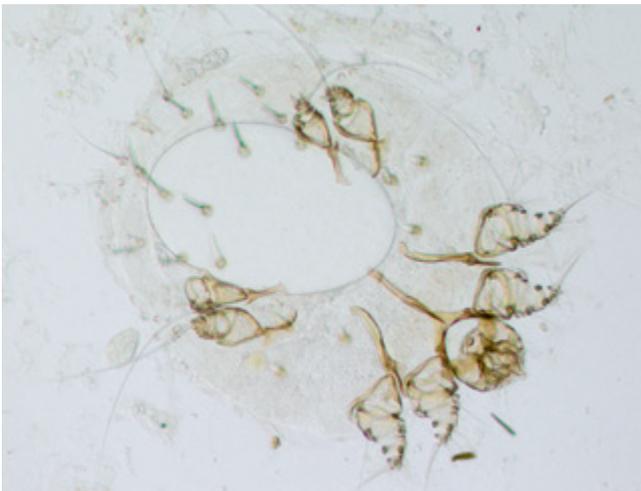
**Abb. 1.54b**  
Entwicklungszyklus von *Demodex cuniculi*: Ei – Larve – Nympe – Imago (schematisch).



**Abb. 1.55a**  
*Sarcoptes scabiei* var. *cuniculi* vom Kaninchen: dorsales Idiosoma mit Stacheln (200 ×).



**Abb. 1.55b**  
*Sarcoptes scabiei* var. *cuniculi* vom Kaninchen: Prätarsen (400 ×).



**Abb. 1.55c**  
Weibliche *Sarcoptes*-Milbe vom Kaninchen mit Ei (200 ×).

#### 1.2.1.4 Sarkoptes- und Notoedresräude

*Sarcoptes scabiei* var. *cuniculi*, *Notoedres cati* var. *cuniculi*

**Erreger:** Grabmilben der Gattung *Sarcoptes* und *Notoedres*, die durch Körperkontakt übertragen werden, kommen beim Kaninchen sehr selten vor, müssen aber differenzialdiagnostisch berücksichtigt werden. Die rundlich-schilddrüsenförmigen Grabmilben *Sarcoptes scabiei* var. *cuniculi* (♀: 425 × 330 µm, ♂: 240 × 175 µm) sind etwas größer als die Spezies *Notoedres cati* var. *cuniculi* (♀: 225 × 170 µm, ♂: 150 × 125 µm), ähneln morphologisch einander aber sehr (Seifried 1927). Die *Sarcoptes*-

Vertreter zeigen lange, ungegliederte Haftstiele, die in napfförmigen Haftscheiben enden. Das 3. und 4. Beinpaar überragen nicht den seitlichen Körper Rand. Auf dem dorsalen Idiosoma befindet sich bei *Sarcoptes* ein Stachelkranz, während dort bei *Notoedres* keine Stacheln, sondern dreieckige Schuppen zu finden sind. Im Gegensatz zu *Sarcoptes*, wo der Anus kaudal am Körper Rand lokalisiert ist, befindet sich dieser bei *Notoedres* dorsal (**Abb. 1.55a–c**). Der Entwicklungszyklus dauert etwa 21 Tage und verläuft vom Ei bis zum Adultstadium über ein Larven- und zwei Nymphenstadien. Die Weibchen bohren bis 1 cm lange Tunnel in die oberen Hautschichten, wo sie zur Eiablage kommen. Abseits des Wirtes vermögen die Hautparasiten nur bis längstens 3 Tage zu überleben.

**Klinik:** *Sarcoptes*-Infestationen sollen wesentlich dramatischer und ansteckender verlaufen als die durch *Notoedres* sp. Während die letztgenannte Art fast ausschließlich am Kopf lokalisiert ist, kann ein *Sarcoptes*-Befall auch an den Extremitäten und am gesamten Körper auftreten, wo sie mit mehr oder weniger schweren, borkenartigen Hautveränderungen einhergeht (**Abb. 1.55d–g**). Der Juckreiz bei der Sarkoptesräude des Kaninchens ist verhältnismäßig moderat. Die Tiere wirken aber matt, fressen schlecht, magern ab und können bei hochgradigem Befall auch zugrunde gehen (Seifried 1927).

**Diagnose:** Die durch Grabmilben verursachten Räden werden anhand des klinischen Bildes möglichst in Verbindung mit dem mikroskopischen Errgernachweis aus Hautgeschabseln diagnostiziert. Zur Gewinnung von milbenhaltigem Material sollte bis zum Erscheinen petechialer Blutpunkte von möglichst verschiedenen Stellen am Rand der Veränderungen mit einer Skalpellklinge oder mit einem scharfen Löffel geschabt werden. Die Aufbereitung des Materials mit 10%iger



Abb. 1.55d



Abb. 1.55e



Abb. 1.55d–f

Sarkoptesräude beim Kaninchen mit skabioiden Hautveränderungen an den Extremitäten.



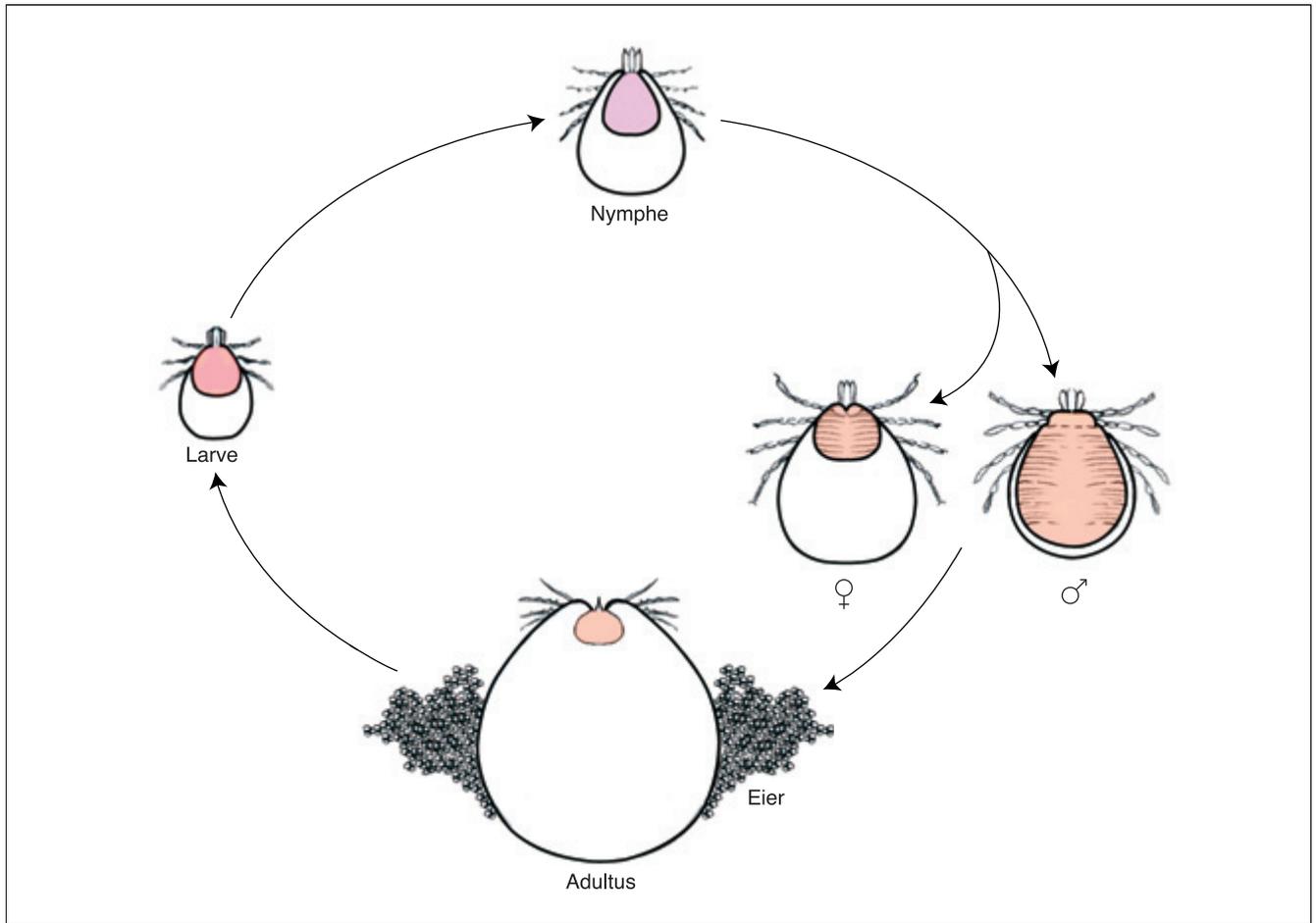
Abb. 1.55g

Sarkoptesräude beim Kaninchen mit skabioiden Hautveränderungen am Nasenspiegel.

KOH erhöht die Sensitivität der Untersuchung. Alternativ werden die Proben auf einen mit Paraffinöl beschichteten Objektträger verbracht und dann unter dem Mikroskop durchmustert.

**Therapie:** Zur Behandlung eignen sich 6–18 mg/kg KM Selamectin (Stronghold®, Pfizer) 2- bis 3-mal im Abstand von 3 Wochen. Auch mit einer Wirkstoffkombination aus

0,1 ml/kg KM Imidacloprid und Moxidectin (Advocate®, Bayer) alle 21 Tage werden gute Therapieerfolge erzielt. Ferner können 0,3–0,4 mg/kg KM Ivermectin (Ivomec®, Merial) bzw. 0,5 mg/kg KM Doramectin (Dectomax®, Elanco) als subkutane Injektionen in 3-wöchigen Intervallen appliziert werden. Es sollten unbedingt alle Kontakttiere gleichzeitig behandelt werden, da Reinfestationen sonst vorkommen können.



**Abb. 1.56**  
Entwicklungszyklus von Schildzecken: Ei – Larve – Nymphe – Adultus (schematisch).

## 1.2.2 Zecken

### 1.2.2.1 Schildzeckenbefall

#### *Ixodes ricinus* und andere Ixodidae

**Erreger:** Gelegentlich sind bei in Ausläufen oder im Freien gehaltenen Kaninchen bzw. häufiger bei wild lebenden Kaninchen und Feldhasen Schildzecken zu finden, von denen in Mitteleuropa der Gemeine Holzbock, *Ixodes ricinus* (♀: 3–4 mm [ungesaugt], bis 10 mm [gesaugt], ♂: 2,5–3 mm), die am häufigsten vertretene Spezies bei Kleintieren darstellt. *Ixodes ricinus* kommt nicht nur in Mischwaldbeständen mit viel Unterholz und an deren Waldrändern in hohen Populationsdichten vor, sondern auch in Parklandschaften der Städte, in Flussauen sowie entlang von Spazierwegen und an Wegrändern. In diesen Biotopen ist die Dichte der Zeckenpopulation direkt von der Anzahl erreichbarer potenzieller Wirtstiere abhängig. Je nach Aufenthaltsort, Aktivität, Lebensraum und Region findet

man bei Kaninchen gelegentlich auch andere Spezies wie z. B. *Ixodes hexagonus* und *Ixodes canisuga*. *Ixodes ricinus* ist eine dreiwirtige Zecke; die Entwicklung vom Ei bis zur Adultzecke dauert ca. 3 Jahre (**Abb. 1.56**). Die adulten Weibchen legen 1000 bis 2000 Eier ins Erdreich ab. Vorzugswirte von Zeckenlarven sind besonders Kleinsäuger. Zum Überleben benötigen Zecken bestimmte Umgebungsverhältnisse; etwa optimale Temperaturen zwischen 17 und 20 °C oder eine relative Luftfeuchte von > 80 %.

**Klinik:** Zeckenbefall führt meist nicht zu gravierenden klinischen Symptomen. Bevorzugte Lokalisationen für anhaftende Zecken sind dünnhäutige Regionen, etwa am Kopf (Ohren, Augenlider, Lippen) und im Perianalbereich. *Ixodes ricinus* parasitiert aber auch an anderen Körperpartien. Einzelne Tiere können auf Zeckenstiche mit deutlichen Hautveränderungen reagieren, z. B. lokale Dermatitis, erythematöse Effloreszenzen, Ödeme oder oberflächliche Ulzerationen. Bei hinzu-

tretenden bakteriellen Sekundärinfektionen können großflächigere Hautentzündungen mit sog. »Hot spots« auftreten. Eine Infestation mit Zecken führt oft zu Unruhe und Juckreiz; je nach Lokalisation am Körper können die Kaninchen ihre Zecken durch Wegbeißen auch selbst entfernen, wobei gelegentlich sekundäre Wundinfektionen entstehen (zurückbleibendes Capitulum in der Kutis). Über durch Zecken übertragene Krankheitserreger (*tick borne diseases*) bei Leporiden ist der Kenntnisstand noch unzureichend, sodass an dieser Stelle nicht näher darauf eingegangen werden soll.

**Diagnose:** Ein Zeckenbefall ist an den Prädilektionsstellen leicht erkennbar. Wegen der morphologischen Vielfalt der verschiedenen Zeckenarten ist stets eine mikroskopische Spezieszuordnung anzuraten. Gegebenenfalls können hierdurch wichtige Informationen über Infestationsquellen oder über durch Zecken übertragene Krankheiten gewonnen werden.

**Therapie:** Fipronil (Frontline®-Spray, Merial) wird vom Kaninchen schlecht vertragen. Über Todesfälle wurde mehrfach berichtet (Cooper u. Penaliggon 1997; Ibrahim et al. 1998; Beck 2000). Eine sehr gute Wirksamkeit gegen Zecken hat Permethrin (exspot®, MSD; Preventic®, Virbac), von dem 0,1–0,3 ml als Spot-on beim Kaninchen aufgetragen und nach eigenen Erfahrungen ohne Weiteres toleriert werden. Gleiches gilt für Imidacloprid und Permethrin (Advantix®, Bayer), das für Kaninchen zur Floh- und Zecken-Bekämpfung umgewidmet werden kann und auch gut toleriert wird (Beck u. Pfister 2005b). In seltenen Fällen können auch beim Kaninchen lokale Hautirritationen mit erythematösen Reaktionen und Juckreiz an der Applikationsstelle von Permethrin-haltigen Spot-on-Präparaten auftreten, wie sie vom Hund bekannt sind.

## 1.2.3 Läuse

### 1.2.3.1 Anopluridose

*Haemodipsus ventricosus*, *Haemodipsus lyriocephalus*

**Erreger:** *Haemodipsus ventricosus*, die Kaninchenlaus, und *Haemodipsus lyriocephalus*, die Hasenlaus, sind auf Kaninchen und Hasenartigen gelegentlich anzutreffen. Ihre gedeckelten, ca. 500 µm großen Nissen werden mit einer Kittsubstanz an den Haaren festgeklebt. 7 bis 10 Tage später schlüpfen die

Larven, die in 2 bis 3 Wochen nach 3-maliger Häutung geschlechtsreif werden. *Haemodipsus* spp. sind als Vektoren von *Francisella tularensis*, dem Erreger der Tularämie, bekannt.

**Klinik:** Hochgradiger Läusebefall wird insbesondere bei Jungtieren immer wieder beobachtet. Diese Ektoparasitose tritt verstärkt unter ungünstigen Haltungsbedingungen auf (Faktorenkrankheit). Infestationen sind bei schlecht gepflegten oder verwahrlosten Kaninchen keine Seltenheit. Die hämatophagen Lästlinge sind über den ganzen Körper verteilt; bei verendeten Tieren finden sich die Erreger vermehrt im Kopfbereich. Befallene Tiere fallen durch Unruhe und heftigen Juckreiz auf. Je nach Befallsintensität entstehen ausgeprägte Effloreszenzen, wie urtikarielle Ekzeme, Alopezie, Exkoriationen, dermale Nekrosen usw. In gravierenden Fällen können neben Inappetenz und Abmagerung auch Anämie und Todesfälle auftreten.

**Diagnose:** Gedeckelte, an den Haaren festgeklebte Nissen im Trichogramm sind typisch für Läusebefall beim Kaninchen. Unter Umständen können die Lästlinge mithilfe eines Tesafilm-Abklatschpräparates mit einigem Geschick von der Hautoberfläche abgenommen und mikroskopiert werden. Zur Erleichterung sollten zuvor die Haare gescheitelt werden, damit die Parasiten gut am Tesafilm haften bleiben.

**Therapie:** Für die Beseitigung der Ektoparasiten können die gleichen Substanzen eingesetzt werden, die zur Kausalbehandlung des Ohrmilbenbefalls bereits erwähnt wurden. Da Läuse blutsaugende Erreger sind, können insbesondere systemisch wirkende Antiparasitika wie das Ivermectin (Ivomec®, Merial) (0,2–0,4 mg/kg KM) im Wochenabstand s. c. appliziert werden. Am besten geeignet sind hierfür 0,02–0,04 ml Ivomec®-Injektionslösung für Rinder (Merial)/kg KM. Auch Imidacloprid (Advantage®, Bayer) kann als Spot-on (10 mg/kg KM = 0,1 ml/kg KM der 10%igen Lösung) verwendet werden. Konsequenterweise sind stets alle Tiere eines Bestandes in die Therapie mit einzubeziehen. Außerdem sind eine gründliche Reinigung der Stallungen und deren Desinfektion mit einem geeigneten Insektizid erforderlich. Da die Ektoparasiten der Kaninchen und Hasen mit Ausnahme der Flöhe sehr wirtstreu sind, gehen sie bei gemeinsamer Haltung, etwa mit Meer-schweinchen, nicht auf andere Wirtstierarten über.

## 1.2.4 Flöhe

### 1.2.4.1 Flohbefall

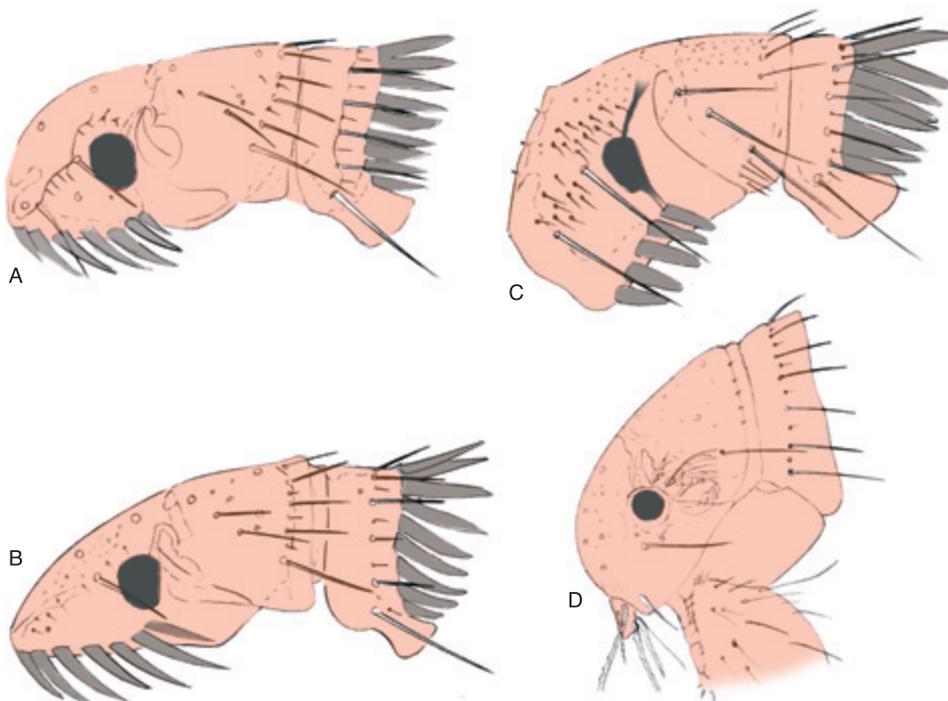
#### *Spilopsyllus cuniculi*

**Erreger:** Beim europäischen Wildkaninchen ist *Spilopsyllus cuniculi*, der Kaninchenfloh (**Abb. 1.57**), häufig anzutreffen, der die Myxomatose und die Tularämie übertragen kann. Die hämatophagen Parasiten halten sich vorzugsweise im Kaninchenbau auf und weniger, mit Ausnahme zur Blutaufnahme, auf dem Wirtstier. Eireifung und -ablage finden nur nach einer Blutmahlzeit an einer im letzten Trächtigkeitsdrittel befindlichen Häsin oder an Nestlingen statt, nicht jedoch, wenn das Flohweibchen an einem Rammler bzw. einer nicht-tragenden Häsin saugt. Der Entwicklungszyklus von *Spilopsyllus cuniculi* ist somit eng an den Fortpflanzungszyklus seines Hauptwirtes gekoppelt. Bei der gegenseitigen Körperpflege gehen die Flöhe leicht von einem zum anderen Tier über. Ein Befall von »Stubenkaninchen« findet nur ausnahmsweise statt, z. B. wenn die Möglichkeit des freien Auslaufs auf der Wiese bzw. in Außengehegen oder enger Kontakt zu wild lebenden oder anderen befallenen Tieren besteht. Über Flohpopulationen auf Hauskaninchen sind in der Literatur bislang wenig Berichte zu finden. Grundsätzlich setzt eine Infestation mit Kaninchenflöhen aber stets einen direkten oder indirekten Kontakt mit Wildkaninchen voraus (Timm 1988). Hauskaninchen sind jedoch oft einem anderen Risiko in der häuslichen Umgebung ausgesetzt – dem Katzenfloh (*Ctenocephalides felis*) (**Abb. 1.58, 1.59a, b**).



**Abb. 1.57**

*Spilopsyllus cuniculi*, der Kaninchenfloh, 1,4–2 mm lang, Stirn steil abfallend, Pronotal- und Genalctenidium vorhanden.

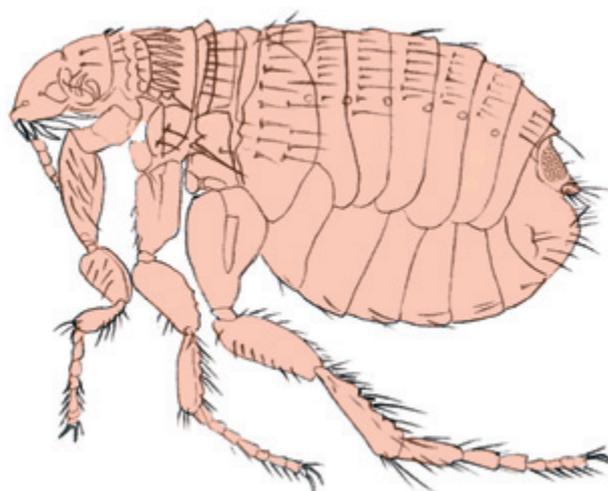


**Abb. 1.58**

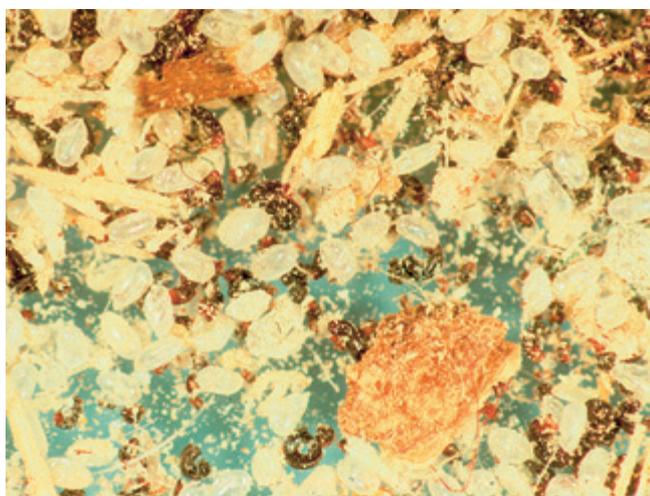
Differenzialdiagnose von Flöhen: (A) Hundefloh, *Ctenocephalides canis*, Weibchen. Mit Genal- und Pronotalctenidium, 1. Zahn am Genalctenidium halb so lang wie 2. Zahn. (B) Katzenfloh, *Ctenocephalides felis*, Weibchen. Mit Genal- und Pronotalctenidium, 1. Zahn am Genalctenidium gleich lang wie 2. Zahn. (C) Kaninchenfloh, *Spilopsyllus cuniculi*. Mit Genal- und Pronotalctenidium, steil abfallende Stirn. (D) Menschenfloh, *Pulex irritans*, Weibchen. Ohne Genal- und Pronotalctenidium (schematisch).



**Abb. 1.59a**  
*Ctenocephalides felis*, der Katzenfloh, wird nicht selten in Kaninchenbeständen angetroffen.



**Abb. 1.59b**  
*Ctenocephalides felis*, der Katzenfloh, wird nicht selten in Kaninchenbeständen angetroffen.



**Abb. 1.60**  
Floheier aus den Boxen einer Kaninchenhaltung.



**Abb. 1.61**  
Junges Wildkaninchen mit massivem Flohbefall und Myxomatose.

Abgesehen vom Vorzugswirt ist *Ctenocephalides felis* in vielen Ländern die häufigste Flohspezies bei Hunden, darüber hinaus akzeptiert er aber auch eine Reihe anderer Wirtstiere. Katzen und Hunde mit Katzenflöhen verbreiten Eier (**Abb. 1.60**) in der gesamten häuslichen Umgebung, die so zum Parasitenreservoir wird. Daher sind in menschlicher Obhut gepflegte Kaninchen eine leichte Beute wirtssuchender Katzenflöhe und werden immer häufiger deshalb dem Tierarzt vorgestellt.

**Klinik:** Die Flohstiche rufen erythematöse Effloreszenzen (Quaddeln, Papeln, Knötchen, krustöse Ekzeme sowie partielle Alopezie) verbunden mit zum Teil hochgradigem Pruri-

tus hervor; unter Umständen muss mit allergischen Erscheinungen gerechnet werden. Durch das permanente Kratzen kommt es auch zu Exkoriationen. Massenbefall kann besonders bei Jungtieren zu Dermatitiden, Kachexie oder Anämie führen. Neben Stechmücken sind auch Kaninchenflöhe bedeutende Vektoren für das Myxomatose-Virus. Nach einer Inkubationszeit von 3 bis 5 Tagen kommt es zu entzündlichen, ödematösen Schwellungen im Bereich von Mund, Nase, Augenlidern und Ohrbasis. Die Lider schwellen massiv an; die Augen sind insgesamt eitrig-schmierig verklebt, sodass die Kaninchen erblinden (**Abb. 1.61**). In vielen Fällen ist auch die Genitalregion massiv entzündet (**Abb. 1.62**). Myxomatose

**Abb. 1.62**

Teigige Schwellung und Entzündung an den Geschlechtsorganen bei einem Wildkaninchen mit Myxomatose.

ist regional sehr unterschiedlich verbreitet; die Erkrankung findet ihren Gipfel in den warmen Sommermonaten Juli und August.

**Diagnose:** Neben einer gründlichen Adspektion der Wirtstiere sollte auch die Umgebung, insbesondere die Kaninchen-Nester, unter Augenschein genommen werden. Als Prädilektionsstellen von *Spilopsyllus cuniculi* gelten Ohren und Ohrbasis bzw. deren Umgebung. Bei Infestationen mit *Ctenocephalides felis* ist im Haarkleid der Tiere meist eine große Menge Flohkot zu finden (**Abb. 1.63**) (Beck u. Pfister 2005b).

**Therapie:** Für die Flohbekämpfung beim Kaninchen gibt es in Deutschland keine zugelassenen Präparate. Die Anwendungsempfehlungen für Hund und Katze können nicht einfach auf Kaninchen übertragen werden, da diese andere Hautcharakteristika und einen anderen Haartyp aufweisen. Unterschiede hinsichtlich der Verteilung und des Metabolismus einer Substanz können deren Wirksamkeit beeinflussen oder gegebenenfalls zu unerwünschten Nebenwirkungen führen. Deshalb sind wissenschaftlich fundierte Daten zur Anwendung von Ektoparasitika beim Kaninchen von großer Bedeutung für eine gut verträgliche und effiziente Therapie dieser Patienten. In einer englischen Studie zur Wirksamkeit und Wirkdauer von Imidacloprid (Advantage®, Bayer) gegen Flöhe auf Kaninchen wurde innerhalb von 8 Stunden *post applicationem* der Flohbefall um 96 % und nach 24 Stunden um 100% reduziert

**Abb. 1.63**

Flohkot im Haarkleid eines Kaninchens.

(Hutchinson et al. 2001). In Großbritannien wurde für Advantage® offiziell auch die Zieltierart Kaninchen zugelassen. Die Dosierung lautet 10 mg/kg KM, wobei Kaninchen jünger als 10 Wochen von der Behandlung auszuschließen sind. Eine Wiederholungstherapie mit Imidacloprid sollte im Bedarfsfall wöchentlich erfolgen (Jacobs 2001). In Deutschland ergab eine ähnliche kontrollierte Studie mit künstlich herbeigeführtem Flohbefall von Kaninchen ebenfalls eine 100%ige Wirksamkeit 24 Stunden nach der Behandlung. Dazu wurde den unter 4 kg schweren Tieren 0,4 ml der 10%igen topischen Darreichungsform aus einem gebrauchsfertigem Applikator (Advantage® 40 für Katzen) direkt perkutan unmittelbar hinter der Schädelbasis aufgetragen. Eine Wirkstoffkombination aus Imidacloprid und Permethrin (Advantix®, Bayer) zeigte nach einmaliger Applikation ebenfalls vielversprechende Ergebnisse bei der Tilgung von Katzenflöhen auf Kaninchen (Hansen et al. 2006). Da Selamectin (Stronghold®, Pfizer) gleichfalls sehr gut von Kaninchen vertragen wird und auch sehr gut wirksam ist, kann es ohne Weiteres zur Flohbekämpfung bei dieser Patientengruppe eingesetzt werden (Beck 2004a). Nach Literaturangaben können zur Ektoparasiten-Bekämpfung beim Kaninchen ebenfalls Permethrin (Wellcare®-Puder) und Propoxur (Bolfo®-Flohschutzpuder, Bayer), jedoch nicht bei Masttieren eingesetzt werden.

## 1.2.5 Fliegen

### 1.2.5.1 Myiasis

#### *Lucilia sericata*

**Erreger:** Der Fliegenmadenbefall kommt bei Kaninchen in erster Linie in den warmen Sommermonaten vor, wenn Gold-, Schmeiß- oder andere Fliegenarten ihre Eier in Wunden, in der verschmutzten Analregion bzw. in den Skrotalfalten ablegen. Gelegentlich sind auch sehr schwere, lethargische Kaninchen von Myiasen betroffen, bei denen die Fliegen in Hautfalten ideale Eiablage-Bedingungen vorfinden. Besonders häufig tritt in diesem Zusammenhang *Lucilia sericata* (Abb. 1.64) auf. Aus den von *Lucilia*-Arten abgelegten Eiern schlüpfen je nach Temperatur nach 8 Stunden bis 3 Tagen Erstlarven, die in die Haut eindringen (Abb. 1.65).

**Klinik:** Die massenhaft schlüpfenden Maden führen zu akut entzündlichen Hautveränderungen und können insbesondere im Bereich des Enddarms auch die Mukosa penetrieren und in die Bauchhöhle vordringen. Diese Patienten sind meist nicht mehr zu retten und müssen manchmal aus tierschützerischen Gründen euthanasiert werden, da die Besitzer das Krankheitsgeschehen oft erst sehr spät bemerken. Betroffen sind meist



Abb. 1.64

*Lucilia sericata* (Ei – Larve – Puppe – adultes Weibchen), Erreger des Fliegenmadenbefalls beim Kaninchen.

verwahrloste Tiere aus schlechten Haltungsformen oder auch Kaninchen mit längerdauernden Durchfallerkrankungen und kotverschmierter Analregion (Beck 2004b).

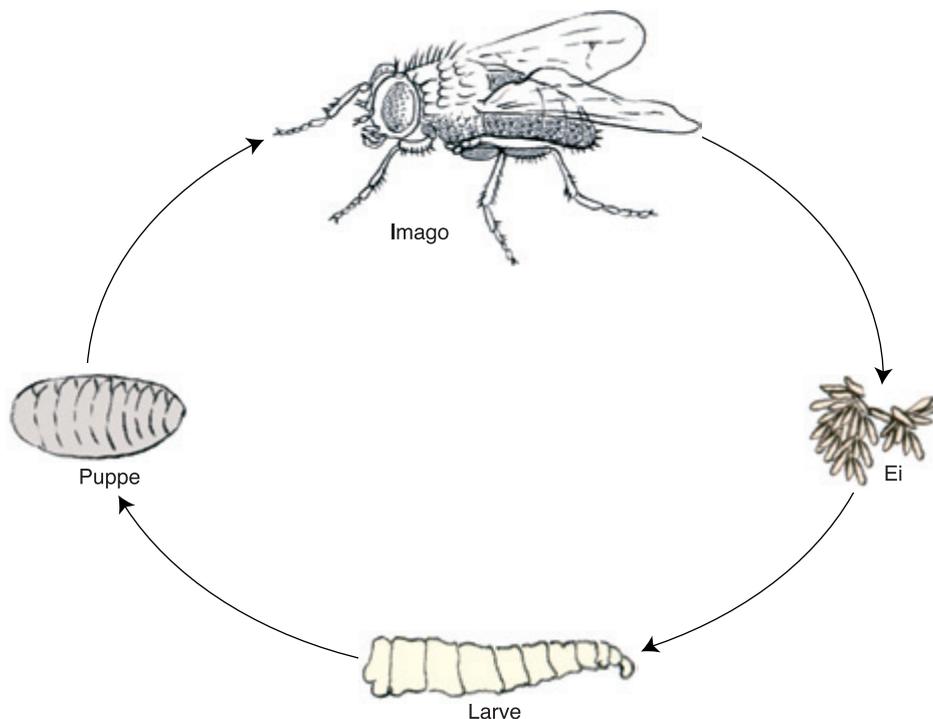


Abb. 1.65

Holometaboler Lebenszyklus von Fliegen (Diptera): Ei – madenähnliche Larve – Puppe – Imago (schematisch).



**Abb. 1.66**  
Hochgradige Myiasis bei einem Kaninchen.

**Diagnose:** Die Fliegenmaden bleiben häufig lange unbemerkt, obwohl sie sich massenhaft aus den zahlreich in Hautfalten oder Wunden abgelegten Eiern entwickeln. Prophylaktisch sollten regelmäßig besonders die Analregion und der Bereich der Skrotalfalten gründlich inspiziert werden (**Abb. 1.66**).

**Therapie:** Zur Prophylaxe des Schmeißfliegenbefalls (*Lucilia sericata*) ist der Insektenwachstumsregulator Dicyclanil (Click® 5 % Pour-on für Schafe, Novartis) hervorragend geeignet (Beck 2005). Dieses Präparat wird in Deutschland nicht mehr vertrieben und muss daher über die internationale Apotheke bezogen werden. Dichmann (pers. Mitteilung, 2011) beobachtete bei einem Kaninchen nach Auftragen von Click® im Sprühverfahren Unverträglichkeitsreaktionen (Apathie und Dyspnoe), was sich nach Infusionen von Kortisongaben besserte. Das Tier hatte sich intensiv abgeleckt und den Wirkstoff wahrscheinlich oral aufgenommen. Da die Kaninchen diesen Wirkstoff bei fachgerechter Anwendung gut vertragen, kann er ohne Weiteres umgewidmet werden. Die Applikation erfolgt einmalig vor Beginn der Aktivitätsphase der Schmeißfliegen im Frühjahr. Die Schutzwirkung des Wachstumsregulators hält 16 Wochen an. Das Produkt wird am besten prophylaktisch aufgetragen oder dann, wenn ein Fliegenbefall zu erwarten ist oder auf dem Hof bzw. in dessen Umgebung festgestellt wurde. Die Behandlung mit Click® 5 % Pour-on erfolgt mit einer manuellen oder automatischen Dosierpistole in einer Dosierung von 0,6–2 ml (30–100 mg Dicyclanil) pro kg KM. Bei bereits eingetretenem hochgradigem Befall sollte eine Schadensbegrenzung angestrebt werden. Müller (2011) empfiehlt zur Kausalbehandlung orale Gaben von 1 mg/kg KM Nitenpyram (Capstar®, Novartis), das von den Patienten gut vertragen wurde und zu einer raschen Abtötung der weit infiltrierten



**Abb. 1.67**  
Heilungsverlauf bei einem Kaninchen mit Myiasis nach mehrfachen Wundrevisionen und Débridement.

Fliegenmaden führt. Ferner eignen sich hierzu auch 0,2–0,5 mg/kg KM Ivermectin (Ivomec®, Merial). Wird die Myiasis rechtzeitig erkannt, sind Waschungen der befallenen Region mit warmen Seifenlösungen oder milden Antiseptika hilfreich. Außerdem sollte man versuchen, mit einer Pinzette möglichst alle Maden abzusammeln. Damit sich die Haut beruhigt, kann sie mit Penochron® N (Merial), Wundbalsam-Spray® oder Vulnoplant®-Salbe (PlantaVet) bestrichen werden (**Abb. 1.67**). Je nach Zustand der Wunden muss eine symptomatische (z. B. Infusion von Elektrolytlösung, Analgetika, Antiphlogistika, Sedativa) oder auch antibiotische Begleittherapie durchgeführt werden. Hochgradiger Fliegenmadenbefall ist häufig ein Hinweis darauf, dass die Tiere in äußerst unhygienischen Verhältnissen gehalten werden. Hier muss der Tierarzt vor dem Hintergrund des Tierschutzes auf den Halter aufklärend einwirken.

## 1.3 Pseudoparasiten

### 1.3.1 Hefepilze

*Cyniclomyces* (Syn.: *Saccharomyces*) *guttulatus*

**Erreger:** In Kotproben vom Kaninchen finden sich regelmäßig Askosporen von *Cyniclomyces guttulatus* (**Abb. 1.68**), die Anlass zu Fehldiagnosen geben. Häufig werden diese Hefepilze, die im Darmtrakt vorkommen, als Wurmeier fehlinterpretiert. Deshalb soll an dieser Stelle darauf hingewiesen werden, dass fast alle Kaninchen im Verdauungssystem diese Hefen beherbergen, die dort als physiologisch gelten.

**Klinik:** Eigenen Erfahrungen nach können bei übermäßiger Vermehrung von *Cyniclomyces guttulatus* und Zurückdrängung der physiologischen Darmflora Durchfälle auftreten. Die Ursache hierfür ist wahrscheinlich eine zu Kohlenhydrat-reiche Fütterung.

**Diagnose:** Die Askosporen kann man sowohl durch Flotation als auch (am besten) durch nativen Ausstrich darstellen. Die Aussage ob es sich um physiologische oder erhöhte Mengen handelt, ist jedoch schwierig. Eine ätiologische Diagnose lässt sich daher nur bei Auftreten deutlicher klinischer Symptome und unter Ausschluss anderer Erreger wie Eimerien bzw. pathogene Bakterien stellen.

**Therapie:** Erfahrungsgemäß können Diarrhoen mit Nystatin sehr gut behandelt werden. Daraufhin sollte allerdings auf artgerechte Fütterung geachtet werden (Pantchev 2005).



**Abb. 1.68**

*Cyniclomyces-guttulatus*-Askosporen (Hefepilz; Pseudoparasit) im Kot vom Kaninchen, Nativausstrich (400 ×).

**Tabelle 1.5: Akarizide/Insektizide zur Bekämpfung von Arthropoden beim Kaninchen**

Wirkstoff	Dosierung	Applikation	Bemerkungen
Chlorpyrifos, Fenoxycarb (Kadox <sup>®</sup> )	–	Spray	Umgebungsbehandlung gegen Ektoparasiten (Insektizid + IGR)
Dichlorvos (Atgard <sup>®</sup> )	5 g/kg Einstreu	Einstreubeimengen	–
Dicyclanil (Click <sup>®</sup> 5%)	30–100 mg/kg KM	Pour-on	einmalig im Frühjahr: 16 Wo Schutz (IGR), zur Myiasis-Prophylaxe
Doramectin (Dectomax <sup>®</sup> )	0,5 mg/kg KM	s. c.	3-mal alle 7–10 Tg
Fenthion (Tiguvon <sup>®</sup> )	10 mg/kg KM	Spot-on	1-mal alle 4 Wo
Imidacloprid (Advantage <sup>®</sup> )	10 mg/kg KM	Spot-on	0,1 ml/kg KM der 10%igen Lösung
Imidacloprid + Moxidectin (Advocate <sup>®</sup> )	10 + 1–2 mg/kg KM	Spot-on	–
Imidacloprid + Permethrin (Advantix <sup>®</sup> )	10 + 50 mg/kg KM	Spot-on	gegen Flöhe und Zecken
Ivermectin (Ivomec <sup>®</sup> Rind)	0,2–0,4 mg/kg KM	s. c.	3-mal alle 7–10 Tg, u. a. bei Myiasis
Ivermectin (Otimectin <sup>®</sup> )	kleiner Salbenstrang	topisch in die Ohren (äußerer Gehörgang)	alle 2 Tg bis zur Heilung
Methopren + Permethrin (Vet-Kem <sup>®</sup> )	–	Spray	Umgebungsbehandlung gegen Ektoparasiten (Insektizid + IGR)
Nitenpyram (Capstar <sup>®</sup> )	1 mg/kg KG	p. o.	bei Fliegenmadenbefall
Permethrin (Wellcare <sup>®</sup> -Puder, exspot <sup>®</sup> )	je nach Tiergröße lokal	Spot-on	Puder: Einstäuben 0,1–0,3 ml/Tier
Propoxur (Bolfo <sup>®</sup> )	je nach Tiergröße	lokal	Flohschuttpuder: Einstäuben
Pyrethrum (ContrAcar <sup>®</sup> )	–	Spray	Umgebungsbehandlung
Selamectin (Stronghold <sup>®</sup> )	6–18 mg/kg KM	Spot-on	streng perkutan

## Literatur

- Anonymus** (1995): Fipronil. Informationsbroschüre Pflanzenschutz, Rhône-Poulenc.
- Barth D** (1974): Die Wirksamkeit von Thiabendazol gegenüber *Passalurus ambiguus* (Rudolphi 1819) beim Hauskaninchen. Dtsch Tierärztl Wochenschr **81**: 489–491.
- Beck W** (1996): Tierische Milben als Epizoonoseerreger und ihre Bedeutung in der Dermatologie. Hautarzt **47**: 744–748.
- Beck W** (2000a): Ohrräude durch *Psoroptes cuniculi* (Acari: Psoroptidae) beim Hauskaninchen – Erregerbiologie, Pathogenese, Klinik, Diagnose und Therapie. Kleintierprax **45**: 257–326.
- Beck W** (2000b): Zur Wirksamkeit von Fipronil (FRONTLINE®) gegen Ektoparasiten: Anwendung gegen Läuse, Milben, Haar- und Federlingsbefall bei diversen Kleintieren. Tierärztl Umsch **55**: 244–250.
- Beck W** (2001): Ohrräude beim Kaninchen durch *Psoroptes cuniculi* – Erfahrungen zur Therapie mit Selamectin (Stronghold®). Kleintiermed **4**: 200–203.
- Beck W** (2003a): Humanpathogene tierische Milben als Epizoonoseerreger und ihre Bedeutung in der tierärztlichen Praxis. Kleintiermed **4**: 354–357.
- Beck W** (2003b): Praxisrelevante Ektoparasitosen und Dermatophytosen bei kleinen Heimsäugern, Vögeln und Reptilien. Prakt Tierarzt **84**: 752–762.
- Beck W** (2004a): Praxisrelevante Ektoparasiten beim Kaninchen und ihre Bekämpfungsmöglichkeiten. Kleintiermed **7**: 6–14.
- Beck W** (2004b): Häufige Endo- und Ektoparasitosen bei kleinen Heimsäugern – Klinik, Diagnostik und Therapie. Tierärztl Prax **32**(K): 311–321.
- Beck W** (2005): Myiasis beim Kaninchen. Kleintiermed **8**: 182–183.
- Beck W, Pantchev N** (2009): Enzephalitozoonose. In: Beck W, Pantchev N: Parasitäre Zoonosen, Schlütersche, Hannover, S. 86–87
- Beck W, Pfister K** (2005a): Kokzidiose beim Kaninchen – Epidemiologie, Pathogenese, Klinik, Diagnostik und Bekämpfung. Kleintiermed **8**: 6–10.
- Beck W, Pfister K** (2005b): Feldstudie zur Wirksamkeit einer Imidacloprid/Permethrin-Kombination (Advantix®) gegen *Ctenocephalides felis* beim Kaninchen. Tag. »Epidemiologie und Bekämpfung von Parasitosen«. DVG, Potsdam, 22.–24.6.2005.
- Beck W, Arnold S, Hansen O, Pfister K** (2004): Bekämpfung der *Eimeria*- und *Passalurus-ambiguus*-Infektion beim Kaninchen mit Toltrazuril (Baycox®) und einer Wirkstoffkombination aus Praziquantel, Pyrantelmonat und Febantel (Drontal®Plus). Kleintierprax **49**: 273–340.
- Bergmann V, Heidrich R, Kiüpel H** (1980): Akute Toxoplasmose-Ausbrüche in Kaninchenbeständen. Angew Parasitol **21**: 1–6.
- Boag B, Lello J, Fenton J, Tompkins DM, Hudson PJ** (2001): Patterns of parasite aggregation in the wild European rabbit (*Oryctolagus cuniculus*). Int J Parasitol **31**: 1421–1428.
- Bowman DD, Fogelson ML, Carbone LG** (1992): Effect of ivermectin on the control of ear mites (*Psoroptes cuniculi*) in naturally infested rabbits. Am J Vet Res **53**: 105–109.
- Bucklar H, Wolff K, Eckert J** (1999): Heft 6 – Igel, Kaninchen, Meerschweinchen, Vögel und Bienen. Institut für Parasitologie, Zürich und Bern (CH), 50.
- Chalmers RM, Elwin K, Hadfield SJ, Robinson G** (2011): Sporadic human cryptosporidiosis caused by *Cryptosporidium cuniculus*, United Kingdom, 2007–2008, www.cdc.gov/eid, **17**(3): 536–538.
- Cooper PE, Penaliggon J** (1997): Use of frontline spray on rabbits. Vet Rec **133**: 535–536.
- Curtis JK, Brooks DL** (1990): Eradication of ear mites from naturally infected conventional research rabbits using ivermectin. Lab Anim Sci **40**: 406–408.
- Cutler SL** (1998): Ectopic *P. cuniculi* infestation in a pet rabbit. J Small Anim Pract **39**: 86–87.
- Dade A, Williams J, Whitenack D, Williams C** (1975): An epizootic of cerebral nematodiasis in rabbits due to *Ascaris columbianis*. Lab Anim Sci **25**: 65–69.
- Deeb B, Digiacocono R** (1994): Cerebral larva migrans caused by *Bayliascaris* sp. in pet rabbits. J Am Vet Med Assoc **205**: 1744–1747.
- Dichmann B** (2011): Persönliche Mitteilung.
- Döbelt F** (2011): Persönliche Mitteilung
- DVG** (2003): 12. Desinfektionsmittelliste der DVG für die Tierhaltung.
- Eckert J** (2000): Helminthosen des Kaninchens. In: Rommel M, Eckert J, Kutzer E, Körting W, Schnieder T (Hrsg.): Veterinärmedizinische Parasitologie. Parey, Berlin, 661–667.
- Ewringmann A, Göbel T** (1999): Untersuchungen zur Klinik und Therapie der Encephalitozoonose beim Heimtierkaninchen. Kleintierprax **44**: 357–372.
- Fehr M** (1990): Hautkrankheiten beim Heimtier. Prakt Tierarzt **10**: 19–23.
- Fukase T, Stanneck D, Mencke N** (2000): Efficacy and safety of an imidacloprid spot-on formulation for treating flea infestations in domestic rabbits. Proc WSAVA-FECAVA Congr Amsterdam, 25.–29.4.2000.
- Genz EJ, Carpenter JW** (1997): Neurologic and musculoskeletal disease. In: Hillyer EV, Quesenberry KE (eds.): Ferrets, Rabbits, and Rodents – Clinical Medicine and Surgery. Saunders, Philadelphia, 220–226.
- Gregory MW, Catchpole J** (1986): Coccidiosis in rabbits: the pathology of *Eimeria flavescens* infection. Int J Parasitol **16**: 131–145.