

Aus dem Institut für Parasitologie
der Justus-Liebig-Universität Gießen

Betreuer: Prof. Dr. H. Zahner

**Parasitosen des Verdauungs- und Respirationstrakts
bei Fundhunden und Fundkatzen in Hessen
und Hunden und Katzen aus einer hessischen Kleintierpraxis
sowie Vektor-übertragene Infektionen bei Importhunden**

Inaugural-Dissertation
zur Erlangung des Grades eines
Dr. med. vet.
beim Fachbereich Veterinärmedizin
der Justus-Liebig-Universität Gießen

Eingereicht von
Marion Fenn
Tierärztin aus Offenbach

Gießen 2012

Mit Genehmigung des Fachbereiches Veterinärmedizin
der Justus-Liebig-Universität Gießen

Dekan: Prof. Dr. M. Kramer

1. Gutachter: Prof. Dr. H. Zahner

2. Gutachter: Prof. Dr. R. Neiger

Tag der Disputation: 10.12.2013

Meinen Eltern

Teile der Dissertation wurden bereits auf Tagungen präsentiert:

FENN, M., ZAHNER, H. & BAUER, C. (2010):

Prävalenz von Parasitosen des Verdauungs- und Atmungstrakts bei Fundhunden und Fundkatzen in Hessen.

Deutsche Veterinärmedizinische Gesellschaft, München/D, 2010, Abstract

Inhaltsverzeichnis

1	Einleitung	1
2	Literaturübersicht	3
2.1	Gastrointestinalparasiten von Hunden	3
2.1.1	<i>Giardia</i> spp.	3
2.1.2	<i>Isospora</i> spp.	4
2.1.3	<i>Sarcocystis</i> spp.	4
2.1.4	<i>Neospora caninum</i> / <i>Hammondia heydorni</i>	5
2.1.5	Taeniide Zestoden	11
2.1.5.1	<i>Taenia</i> spp.	11
2.1.5.2	<i>Echinococcus</i> spp.	11
2.1.6	Hakenwurm-Arten	12
2.1.7	<i>Toxocara canis</i>	12
2.1.8	<i>Toxascaris leonina</i>	13
2.1.9	<i>Trichuris vulpis</i>	14
2.1.10	<i>Capillaria</i> spp.	14
2.2	Lungenwürmer des Hundes	15
2.2.1	<i>Crenosoma vulpis</i>	15
2.2.2	<i>Angiostrongylus vasorum</i>	15
2.3	Im Blut nachweisbare Erreger des Hundes	16
2.3.1	<i>Leishmania</i> spp.	16
2.3.2	<i>Babesia</i> spp.	17
2.3.3	<i>Ehrlichia</i> spp.	18
2.3.4	<i>Dirofilaria immitis</i>	18
2.4	Gastrointestinalparasiten von Katzen	22
2.4.1	<i>Giardia</i> spp.	22
2.4.2	<i>Isospora</i> spp.	22
2.4.3	<i>Sarcocystis</i> spp.	23
2.4.4	<i>Toxoplasma gondii</i> / <i>Hammondia hammondi</i>	23

Inhaltsverzeichnis

2.4.5	Taeniide Zestoden	24
2.4.5.1	<i>Taenia</i> spp.	24
2.4.5.2	<i>Echinococcus multilocularis</i>	24
2.4.6	Hakenwurm-Arten	25
2.4.7	<i>Toxocara cati</i>	31
2.4.8	<i>Toxascaris leonina</i>	31
2.4.9	<i>Capillaria</i> spp.	32
2.5	Lungenwurm der Katze	32
3	Material und Methoden	34
3.1	Erfassung von Tierheimdaten	34
3.2	Parasitologische Untersuchungen und Probennahme	35
3.2.1	Praxistiere	37
3.2.2	Fundtiere	37
3.2.3	Importtiere	38
3.3	Labormethoden	38
3.3.1	Koproskopische Untersuchungsmethoden	38
3.3.2	Serologische Untersuchungsmethoden	39
3.3.2.1	Nachweis von Antikörpern gegen <i>Ehrlichia canis</i>	39
3.3.2.2	Nachweis von Antikörpern gegen <i>Babesia canis</i>	39
3.3.2.3	Nachweis von Antigen von <i>Dirofilaria immitis</i>	39
3.3.2.4	Nachweis von Antikörpern gegen <i>Leishmania infantum</i>	39
3.3.3	Nachweis von <i>Leishmania infantum</i> -spezifischer DNA	39
3.4	Statistische Auswertung	40
4	Ergebnisse	41
4.1	Ergebnisse der Fragebogenaktion in Tierheimen	41
4.2	Ergebnisse der Tierdatensammlung	48
4.2.1	Allgemeine Daten	48
4.2.2	Fundtiere	49

Inhaltsverzeichnis

4.2.3	Importtiere	51
4.2.4	Praxistiere	54
4.3	Ergebnisse der parasitologischen Untersuchungen	57
4.3.1	Querschnittsstudie Hunde	57
4.3.2	Querschnittsstudie Katzen	62
4.3.3	Longitudinalstudie Hunde und Katzen	63
4.3.4	Vergleich der diagnostischen Effizienz des SAF- und des kombinierten Sedimentations-/Flotationsverfahrens	67
5	Diskussion	71
5.1	Tierheime	71
5.2	Individualdaten von Fund- und Importtieren	74
5.3	Parasitologische Befunde Hunde und Katzen	76
5.4	Vergleich der koproskopischen Methoden	90
6	Zusammenfassung	93
7	Summary	95
8	Literaturverzeichnis	97
9	Anhang	122

1 Einleitung

Die Hunde- und Katzenhaltung in deutschen Haushalten erfreut sich großer Beliebtheit. Im Jahr 2008 lebten in Deutschland schätzungsweise 5.500.000 Hunde und 8.200.000 Katzen in 14% bzw. 17% der Haushalte (Anonym, 2009). Da Hunde und Katzen in unserer Gesellschaft teilweise den Status von Kindern angenommen haben und sich frei in ihrem Zuhause bewegen, kann man keine hygienische Grenze zwischen Mensch und Tier finden.

Hunde- und Katzenbesitzer nutzen die unterschiedlichsten Wege, um ein Haustier zu erwerben. Quellen sind u.a. erwerbsmäßige Züchter, Hobbyzüchter und Tierheime. Vor allem Hunde werden offenbar seit Jahren in zunehmendem Maße aus dem Ausland nach Deutschland eingeführt. Dies erfolgt zum einen durch „tierliebe“ Reisende, die aus ihrem Urlaubsort Einzeltiere mitbringen, oder im großen Maßstab durch Tierschutzorganisationen, deren Mitglieder im Ausland (meist Süd- und Südosteuropa) vermeintliche Streunertiere einsammeln, in lokalen Auffangstationen aufnehmen und schließlich an Einzelpersonen vermitteln oder in größerer Zahl in deutsche Tierheime verbringen. Zum anderen werden offenbar Hunde in osteuropäischen Ländern gewerbsmäßig gezüchtet und anschließend häufig illegal nach Deutschland gebracht (Heesen, 2009).

Da in Deutschland keine neuere Studie über Endoparasitosen bei Hunden und Katzen, die in Tierheimen aufgenommen wurden, vorliegt, waren Ziele dieser Arbeit,

- Informationen über Tierhaltung und Betriebsmanagement in Tierheimen des Bundeslandes Hessen zu sammeln;
- Daten über die Häufigkeit des Vorkommens von Endoparasitosen bei Fundhunden und -katzen in Hessen zu erhalten;

1 Einleitung

- Daten über die Häufigkeit des Vorkommens von Endoparasitosen bei Importhunden zu erhalten;
- die für Fund- und Importhunde erhaltenen parasitologischen Untersuchungsergebnisse mit jenen zu vergleichen, die bei Patienten einer hessischen Kleintierpraxis gesammelt wurden.
- Außerdem sollten zwei gängige qualitative Methoden zum Nachweis von Parasitenstadien im Kot verglichen werden.

2 Literaturübersicht

2.1 Gastrointestinalparasiten von Hunden

2.1.1 *Giardia* spp.

Giardia-Infektionen sind weltweit verbreitet. Beim Hund treten drei morphologisch nicht zu unterscheidende Genotypen (A, B, C/D) auf, die nach neueren Erkenntnissen jeweils einer Art zugeordnet werden: *Giardia duodenalis*, *Giardia enterica*, bzw. *Giardia canis* (Monis et al., 2009). Die ersten beiden Genotypen sind auch für den Mensch infektiös und daher Zoonoseerreger. Ein *Giardia*-Befall wurde mit Prävalenzen von 1-30% bei Hunden in Tierheimen (Tab. 1), streunenden Hunden in Süd- und Südosteuropa (Tab. 2) sowie bei Haus-, Wach- und Jagdhunden (Tab. 3) diagnostiziert. Tendenziell ist in der Schweiz die Nachweishäufigkeit in den letzten 20 Jahren zurückgegangen (Tab. 3), wohingegen in Spanien eine Zunahme der Nachweishäufigkeit festgestellt wurde (Tab. 1). Der Erreger tritt bei Jungtieren und in Gruppenhaltung besonders häufig auf (Seiler et al., 1983; Beugnet et al., 2000; Fisher, 2002; Gottschalk & Prange, 2004; Capelli et al., 2006; Batchelor et al., 2008). In ländlichen Gebieten muss mit einer höheren Infektionsrate als in Städten gerechnet werden (Dubná et al., 2006). Über eine saisonal unterschiedliche Zystenausscheidung gibt es widersprüchliche Angaben: So stellten Dubná et al. (2006) in den Sommermonaten eine stärkere Ausscheidungsprävalenz als in den Wintermonaten fest, während Gracenea et al. (2009) das Gegenteil beobachteten. Eine Infektion erfolgt durch orale Aufnahme der mit dem Kot ausgeschiedenen Zysten. Die Zysten können bei günstigen Bedingungen in der Umwelt bis zu drei Monate überleben (Olson et al., 2004). Ein häufiges aber nicht regelmäßig bei Hunden beschriebenes Symptom einer *Giardia*-Infektion ist Durchfall (Capelli et al., 2006; Guest et al., 2007).

2.1.2 *Isospora* spp.

Bei Hunden sind als wirtsspezifische Arten *Isospora canis*, *Isospora ohioensis* und *Isospora burrowsi* bekannt. Alle drei Arten treten weltweit auf. In Mitteleuropa betragen die Prävalenzen von *Isospora*-Infektionen 1-8%, in Südeuropa bis zu 45% (Tab. 1-3). Eine Infektion mit *Isospora* spp. wurde vorwiegend bei Jungtieren beobachtet (Gottschalk & Prange, 2004; Szabová et al., 2007), bei Hunden in engen Haltungsformen (Zwinger, Zuchtbetrieb, Tierheim) und bei mangelnden hygienischen Voraussetzungen (Fisher, 2002; Capelli et al., 2006; Sager et al., 2006). *Isospora*-Infektionen kommen in ländlichen Gebieten öfter als in Städten vor (Dubná et al., 2006). In einigen Studien wurden im Herbst vermehrt Infektionen beobachtet als während den anderen Jahreszeiten (Martínez-Carrasco et al., 2007; Batchelor et al., 2008). Die mit dem Kot ausgeschiedenen Oozysten sind unsporuliert und müssen in der Außenwelt erst sporulieren, bevor sie infektiös sind. Nach der Sporulation bleiben sie für mehrere Monate infektiös. Eine Infektion erfolgt durch orale Aufnahme der sporulierten Oozysten aus der Umwelt oder durch Verzehr von mit Dormozoiten infiziertem Fleisch eines paratenischen Wirtes, z.B. Nagetiere (Fisher, 2002). Die Dormozoiten in einem paratenischen Wirt können bis zu zwei Jahre infektiös bleiben (Tenter & Deplazes, 2006).

2.1.3 *Sarcocystis* spp.

Bei Hunden treten mehrere weltweit verbreitete *Sarcocystis*-Arten (u.a. *Sarcocystis miescheriana*, *Sarcocystis cruzi*, *Sarcocystis tenella*, *Sarcocystis capracanis*) auf. In den letzten Jahrzehnten ist es in Europa tendenziell zu einer Abnahme der Nachweishäufigkeit gekommen (Tab. 1-3). Ein Infektionsrisiko besteht für Hunde, die häufig rohes Fleisch als Nahrung erhalten oder die auf Bauernhöfen leben (Sager et al., 2006). In ländlichen Regionen ist das Infektionsrisiko höher als in Städten (Dubná et al., 2006). Für ihren Entwicklungszyklus benötigt jede Art einen spezifischen Zwischenwirt (Herbi- oder Omnivore).

Der Hund als Endwirt infiziert sich durch Verzehr von Fleisch des betreffenden Zwischenwirtes, in dem sich infektiöse Muskelzysten gebildet haben. Hunde scheiden mit dem Kot bereits für den jeweiligen Zwischenwirt infektiöse Sporozysten aus. Die Sporozysten bleiben in der Umwelt bei günstigen Bedingungen mehrere Monate überlebensfähig (Tenter & Deplazes, 2006).

2.1.4 *Neospora caninum* / *Hammondia heydorni*

Die Oozysten von *Neospora caninum* und *Hammondia heydorni* können morphologisch nicht unterschieden werden; daher werden diese Arten gemeinsam besprochen. Beide Arten kommen weltweit vor. In der Mehrzahl der auswertbaren, in europäischen Ländern durchgeführten Studien war die Prävalenz der Ausscheidung von „*Neospora*-ähnlichen“ Oozysten bei Hunden unter 1% (Tab. 1-3). In einer Untersuchung, deren Methode eine Speziesdiagnose zuließ, wurde bei Hunden aus Deutschland die Prävalenz der Ausscheidung von *N. caninum*- und von *H. heydorni*-Oozysten jeweils mit < 0,1% geschätzt (Schaes et al., 2005). Ein erhöhtes Infektionsrisiko besteht für Hunde, die auf Bauernhöfen gehalten werden (Schaes et al., 2005; Sager et al., 2006) und Junghunde (Fisher, 2002). Der Hund kann sowohl Endwirt als auch Zwischenwirt für *N. caninum* und *H. heydorni* sein. Der Endwirt scheidet in unterschiedlichen Frequenzen unsporulierte Oozysten aus, die in der Umwelt sporulieren und für Zwischenwirte wie auch Endwirte infektiös sind. Die sporulierten Oozysten bleiben in der Umwelt monatelang infektiös. Der Endwirt kann sich über den Verzehr von zystenhaltigem Fleisch von Zwischenwirten (Herbivore), intrauterin und wahrscheinlich auch galaktogen infizieren. Nicht geklärt ist, ob sich Hunde unter natürlichen Bedingungen auch mit sporulierten Oozysten infizieren können (Fisher, 2002; Tenter & Deplazes, 2006).

unters.

¹ F=Floitation; ?=keine Angaben; MS=MIF-oder SAF-Verfahren; FA=Formalin-Äther-Methode

² -=keine Angabe

2 Literaturübersicht

Tabelle 2: Prävalenz von Gastrointestinalparasiten bei streunenden Hunden in europäischen Ländern

Land (Region)	Zeitraum	Methode ¹	n unters.	Prävalenz (%) ²	Autor(en)
				<i>Giardia</i>	
				<i>Isoospora</i>	
				<i>Neospora/Hammondia</i>	
				<i>Sarcocystis</i>	
				Taeniiden	
				<i>Toxocara</i>	
				<i>Toxascaris</i>	
				Hakenwürmer	
				<i>Trichuris</i>	
				<i>Capillaria</i>	
Belgien	1980-1990	F	2324	-	Vanparijs et al. (1991)
Belgien	vor 1973	F	1832	-	Vanparijs & Thienpont (1973)
Schweiz	vor 1995	F+MS	217	1	Deplazes et al. (1995)
Frankreich	vor 1997	F	106	-	Franc et al. (1997)
Irland (Cork)	1993-1994	F	100	-	O' Sullivan (1997)
Italien	2001-2003	F	87	16	Capelli et al. (2006)
Spanien	2001-2004	F	81-100	-	Martínez-Carrasco et al. (2007)
Spanien (Barcelona)	1999-2000	FA	424	6	Gracenea et al. (2009)
Polen	2006-2007	F	763	-	Tylkowska et al. (2010)
Bulgarien	1998	S	20	-	Georgieva et al. (1998)

¹ F=Flotation; MS=MIF-oder SAF-Verfahren; FA=Formalin-Äther-Methode; S=Sektion

2 --keine Angabe

2 Literaturübersicht

Fortsetzung Tab. 3

Land (Region)	Zeitraum	Methode ¹	n	Prävalenz (%) ²		Autor(en)								
			unters.											
				<i>Giardia</i>										
				<i>Isospora</i>										
				<i>Neospora/Hammondia</i>										
				<i>Sarcocystis</i>										
				Taeniiden										
				<i>Toxocara</i>										
				<i>Toxascaris</i>										
				Hakenwürmer										
				<i>Trichuris</i>										
				<i>Capillaria</i>										
Deutschland	1979	?	500	-	7	1	-	Böhm (1979)						
Deutschland (Dortmund)	1973	?	512	-	7	-	10	Brahm (1973)						
Niederlande	1994-1995	F	445	-	-	-	31	13	19	-	Overgaauw & Boersema (1998)			
Niederlande	1993-1994	MS	272	-	-	-	-	3	0,4	0	1	-	Overgaauw (1997)	
Österreich (Wien)	1996-2003	F	3106	5	5	-	-	0,1	3	1	0,3	1	0,1	Arnold et al. (2004)
Schweiz	vor 2010	F	92	-	-	-	7	2	12	-	13	4	3	Frey et al. (2010)
Schweiz	vor 2006	F	505	2	4	0,2	4	1	7	1	7	6	1	Sager et al. (2006)
Schweiz	1981	F+MS	662	7	5	-	5	1	7	2	2	7	-	Seiler et al. (1998)
Frankreich	vor 2001	F	392	-	-	-	-	-	33	5	10	41	-	Bourdeau et al. (2001)
Frankreich (Paris)	1998-1999	F+FA	93	13	9	-	-	-	5	-	2	5	-	Beugnet et al. (2000)
Frankreich	vor 1997	F	274	-	-	-	-	-	8	-	4	6	-	Franc et al. (1997)
Dänemark	2004-2005	F	517	-	-	-	-	0,2	-	-	-	-	-	Dyachenko et al. (2008)
Großbritannien	vor 2007	F	608	9	2	-	-	-	3	-	2	-	-	Guest et al. (2007)
Großbritannien	2003-2005	F	4526	8	5	-	-	-	1	0,1	0,1	0,1	-	Batchelor et al. (2008)

Fortsetzung Tab. 3

10

2.1.5 Taeniide Zestoden

2.1.5.1 *Taenia* spp.

Der Hund dient als Endwirt für mehrere *Taenia*-Arten wie *Taenia crassiceps*, *Taenia martis*, *Taenia serialis*, *Taenia polyacantha*, *Taenia taeniaeformis* und *Taenia pisiformis* (Dyachenko et al., 2008). *Taenia*-Arten sind weltweit verbreitet, sie besiedeln den Dünndarm. Prävalenzen bis 10% wurden in Mitteleuropa und bis 40% in Osteuropa nachgewiesen (Tab. 1-3). Die niedrige Nachweishäufigkeit von *Taenia*-Arten spiegelt sicherlich nicht die tatsächliche Verbreitung wieder, da Proglottiden unregelmäßig ausgeschieden werden (Barutzki & Schaper, 2003). Ein erhöhtes Infektionsrisiko besteht offenbar im Frühjahr (Dubná et al., 2006). In Städten ist die Infektionsgefahr geringer als in ländlichen Gebieten, Hunde auf Bauernhöfen sind besonders gefährdet (Dubná et al., 2006; Sager et al., 2006). Die oben genannten Taenien entwickeln sich nur über das Einschalten eines Zwischenwirtes (u.a. Kleinsäuger). Mit dem Kot scheidet der Hund Eier und gravide Proglottiden aus. Zwischenwirte nehmen oral Eier auf. In ihnen entwickeln sich die für den Endwirt infektiösen Finnen, die der Hund oral aufnimmt. In der Umwelt können die Proglottiden mehrere Stunden bis Tage überleben, Eier können sogar bis zu 10 Monate überleben (Lawson & Gemmell, 1983).

2.1.5.2 *Echinococcus* spp.

Hunde und Füchse stellen Endwirte für *Echinococcus multilocularis* und *Echinococcus granulosus* dar (Eckert, 1988; Dyachenko et al., 2008). Bei Hunden treten Infektionen mit *E. granulosus* weltweit auf. Die Parasiten sind wichtige Zoonoseerreger. In Süddeutschland wurden signifikant häufiger Eier in Kotproben von Hunden nachgewiesen als in Norddeutschland (Dyachenko et al., 2008). Für die Entwicklung benötigen *Echinococcus*-Arten einen Zwischenwirt (*E. multilocularis* = Kleinsäuger, *E. granulosus* = andere Säuger). Hunde scheiden gravide Proglottiden und Eier mit dem Kot aus. Diese werden vom Zwischenwirt oral aufgenommen und entwickeln sich zu infek-

tiösen Finnen weiter. Hunde infizieren sich durch den Verzehr von finnenhaltigen Beutetieren oder, wenn sie die Rolle eines Zwischenwirts einnehmen, über mit dem Kot ausgeschiedenen Eiern. Die Eier können in der Umwelt bis zu 200 Tage überlebensfähig bleiben, Metazestoden können in Tierkadavern bis zu zwei Wochen überleben (Deplazes, 2006).

2.1.6 Hakenwurm-Arten

Bei Hunden in Mitteleuropa ist vor allem *Uncinaria stenocephala* von Bedeutung (Prociv, 1998). Hakenwurm-Arten besiedeln im adulten Zustand den Dünndarm, kommen weltweit vor und besitzen zoonotisches Potenzial. Ein Hakenwurm-Befall wurde häufig bei Hunden in Tierheimen diagnostiziert (Tab. 1). Auch bei streunenden Hunden in Südosteuropa waren Hakenwurm-Infektionen gehäuft nachzuweisen (Tab. 2). Bei Hunden, die im Haushalt oder als Wach- oder Jagdhunde gehalten werden, wurde ein Befall mit Hakenwurm-Arten dagegen nur gelegentlich diagnostiziert (Tab. 3). Erhöhte Prävalenzen wurden für junge Hunde (Barutzki & Schaper, 2003; Pullola et al., 2006), für Hunde, die in Ausläufen (Georgieva et al., 1999) oder auf kleiner Fläche gehalten wurden (Pullola et al., 2006), sowie für Hunde auf Bauernhöfen und freilaufende Hunde (Sager et al., 2006) festgestellt. Mit dem Kot werden Eier ausgeschieden, in der Umwelt entwickeln sich daraus infektiöse Larven. Der Hund infiziert sich durch orale Aufnahme der Larve oder durch perkutanes Einwandern der Larve (Stoye, 1983). Bei günstigen Witterungsbedingungen sind die Infektionslarven bis zu 10 Monate überlebensfähig (Anderson, 2000).

2.1.7 *Toxocara canis*

Bei Hunden parasitiert *Toxocara canis* als Dünndarmparasit weltweit und ist eine der am häufigsten diagnostizierten Helminthenarten. Dieser Parasit hat ein hohes Zoonosepotential, Eier finden sich sehr häufig im Sand von Kinderspielplätzen (Ochsenbein, 1984; Georgieva et al., 1999). Zwischen den Nachweishäufigkeiten von *T. canis* und der Herkunft der Hunde (Tierheimtier, Streuner, Haus-, Wach- oder Jagdhund) gibt es keine großen Unterschiede. In allen drei Gruppen wurden in Euro-

pa Prävalenzen bis 33% nachgewiesen (Tab. 1-3). In Deutschland scheint die Nachweishäufigkeit in den letzten 30 Jahren abgenommen zu haben (Tab. 1-3). Vermehrt nachgewiesen wurde dieser Parasit im Herbst (Dubná et al., 2006). Eine Infektion mit *Toxocara* spp. tritt gehäuft bei Jungtieren auf (Barutzki & Schaper, 2003; Gottschalk & Prange, 2004; Pullola et al., 2006; Senlik et al., 2006; Szabová et al., 2007; Gracenea et al., 2009) und wird häufiger bei männlichen Tieren als bei weiblichen Tieren nachgewiesen (Jacobs & Prole, 1976; Senlik et al., 2006). Ein erhöhtes Infektionsrisiko besteht in ländlichen Regionen (Dubná et al., 2006), besonders für Streuner (Gracenea et al., 2009) und in engen Haltungsformen (Overgaauw & Boersma, 1998; Pullola et al., 2006). Mit dem Kot werden Eier ausgeschieden, in der Umwelt entwickeln sich darin Larven. Diese larvenhaltigen Eier werden dann wiederum vom Endwirt (Hund) oder einem paratenischen Wirt aufgenommen. Neben der Entwicklung im Darm können Larven auch in peripheres Gewebe auswandern und ruhen dann dort als eingekapselte hypobiotische Stadien. Während der Trächtigkeit werden diese Larven dann wieder aktiv und wandern über die Plazenta in die Feten ein oder gelangen in die Milchdrüsen und werden so auf die Feten übertragen (Stoye, 1979). Eine Infektion durch orale Aufnahme eines paratenischen Wirtes ist ebenfalls möglich. Die Eier können in der Umwelt bei optimalen Witterungsbedingungen mehrere Jahre überleben (Lloyd, 1998). Regelmäßige Medikation mit gängigen Präparaten verringert die Eiausscheidung kaum (Barutzki & Schaper, 2003; Sager et al., 2006).

2.1.8 *Toxascaris leonina*

Ein Befall mit *Toxascaris leonina* betrifft den Dünndarm und kommt weltweit vor, jedoch weitaus weniger häufig als ein Befall mit *T. canis*. In Süd- und Osteuropa wurden Nachweishäufigkeiten von 34% festgestellt, in Mitteleuropa bis 15% (Tab. 1-3). Bei Tierheimhunden und Streunern wurde dieser Parasit öfter als bei Haus-, Wach- und Jagdhunden nachgewiesen (Tab. 1-3). Mit dem Kot werden Eier ausgeschieden, in denen sich in der Umwelt die infektiösen Larven entwickeln. Der End-

wirt (Hund) infiziert sich durch orale Aufnahme dieser larvenhaltigen Eier oder infizierter paratenischer Wirte, z.B. Nager (Stoye, 1983; Anderson, 2000).

2.1.9 *Trichuris vulpis*

Beim Hund treten Infektionen mit *Trichuris vulpis* weltweit auf. Die Parasiten leben im Zaekum, seltener im Kolon des Hundes. In Osteuropa wurde die Infektion bei teilweise 90% der untersuchten Proben diagnostiziert, in Mitteleuropa bei 47% (Tab. 1-3). Tierheim- und Streunerhunde waren öfter befallen als Haus-, Wach- und Jagdhunde (Tab. 1-3). *T. vulpis* findet sich vermehrt bei Hunden, die älter als 12 Monate sind (Szabová et al., 2007) und Hunden, die in beengter Haltung leben (Seiler et al., 1983; Capelli et al., 2006). Vereinzelt wurde auch bei jungen Hunden eine signifikante Häufung des Erregernachweises festgestellt (Barutzki & Schaper, 2003). Es zeigte sich, dass männliche Tiere signifikant häufiger infiziert sind als weibliche Tiere (Gracenea et al., 2009). Der Hund scheidet mit dem Kot Eier aus, in denen sich die infektiösen Larven entwickeln. Die larvenhaltigen Eier werden wieder vom Endwirt oral aufgenommen. Die Eier sind in der Umwelt mehrere Jahre überlebensfähig, was die Verbreitung dieses Parasiten begünstigt (Acha & Szyfres, 1994).

2.1.10 *Capillaria* spp.

Im Kot können beim Hund sowohl die Eier von *Capillaria aerophila*, einem Parasiten im respiratorischen Bereich als auch, seltener, von *Capillaria putorii*, einem Magenparasiten, meist bei der Katze, gefunden werden. *Capillaria*-Arten sind in Europa weit verbreitet. In Mitteleuropa wurden Prävalenzen von 0%-2% ermittelt, in Osteuropa bis 14% (Tab. 1-3). Tierheimhunde waren häufiger als Streuner und Haus-, Wach- und Jagdhunde infiziert (Tab. 1-3). Der Endwirt (Hund) scheidet mit dem Kot Eier aus, in denen sich in der Umwelt die infektiöse Larve entwickelt. Eine Infektion erfolgt durch orale Aufnahme dieser larvenhaltigen Eier oder über das Fressen von Zwischenwirten (Regenwürmer), die die Eier aufgenommen haben (Moravec, 1982; Anderson, 2000).

2.2 Lungenwürmer des Hundes

2.2.1 *Crenosoma vulpis*

Crenosoma vulpis-Infektionen treten kosmopolitisch auf und sind auch in Wildkandidenpopulationen in Europa endemisch. In Mitteleuropa liegt die Nachweishäufigkeit beim Hund bei 2%. In Deutschland scheint diese Infektion in den letzten 10 Jahren tendenziell in der Häufigkeit angestiegen zu sein (Tab. 4). Vermehrt wurde *C. vulpis* in Wintermonaten nachgewiesen (Taubert et al., 2009). Mit dem Kot werden Larven ausgeschieden, die dann in den Zwischenwirt (Landschnecken) einwandern und sich dort zu infektiösen Larven entwickeln. Der Endwirt infiziert sich durch Verzehr des Zwischenwirtes (Anderson, 2000).

2.2.2 *Angiostrongylus vasorum*

Angiostrongylus vasorum-Infektionen treten beim Hund weltweit auf. In Mitteleuropa wurden Prävalenzen bis 15% nachgewiesen, in Deutschland zeigte sich in den letzten Jahren ein tendenzieller Anstieg der Nachweishäufigkeiten (Tab. 4). Vermehrt wurde dieser Parasit in Wintermonaten nachgewiesen (Taubert et al., 2009). Mit dem Kot scheidet der Endwirt (Hund) Larven aus, die in Zwischenwirte (Land- und Wasserschnecken) eindringen und sich dort zur infektiösen Larve entwickeln. Der Hund infiziert sich durch Fressen der larvenhaltigen Schnecken (Eckert, 2000; Deplazes, 2006).

2 Literaturübersicht

Tabelle 4: Prävalenz von Lungenwurminfektionen bei **Hunden** in europäischen Ländern

Land (Region)	Zeitraum	Methode ¹	n untersucht	Prävalenz (%) ²				Autor(en)
				<i>Crenosoma vulpis</i>	<i>Angiostrongylus vasorum</i>			
Deutschland	2007-2009	A	810	6	7			Barutzki & Schaper (2009)
Deutschland	2003-2007	A	958	2	1			Taubert et al. (2009)
Deutschland (Hannover)	1998-2002	A	1281	1	-			Epe et al. (2006)
Deutschland	1999-2002	F+MS+A	8438	0,3	0,1			Barutzki & Schaper (2003)
Niederlande	2008	A	485	-	1			Van Door et al. (2009)
Dänemark	2003-2007	A	4151	1	2			Taubert et al. (2009)
Großbritannien	vor 2010	A	186	-	15			Humm & Adamantos (2010)
Großbritannien	1976	A	276	-	0,4			Jacobs & Prole (1976)

¹ A=Auswanderverfahren; F=Flotation; MS=MIF- oder SAF-Verfahren

² -=keine Angabe

2.3 Im Blut nachweisbare Erreger des Hundes

2.3.1 *Leishmania* spp.

Leishmanien sind im Vertebraten intrazelluläre Parasiten des mononukleären phagozytierenden Systems. Die am häufigsten vorkommende Art beim Hund ist *Leishmania infantum*. Dieser Parasit kommt im Mittelmeerraum, im Nahen Osten sowie regional in Asien und den USA vor. Einzelfälle sind auch in Mitteleuropa bekannt (Friedhoff, 1981; Trotz-Williams & Trees, 2003). Autochthone Infektionen in Deutschland sind beschrieben (Naucke, 2007). In Mittel- und Südeuropa wurden Nachweishäufigkeiten von 40% beobachtet (Tab. 5). Ein höheres Infektionsrisiko besteht für Streunerhunde (Jensen et al., 2003; Martin-Sánchez et al., 2009), Hunde die in der Nacht draußen gehalten werden (Martin-Sánchez et al., 2009) und für Hunde, die in einem Haushalt mit seropositiven Hunden leben (Alonso et al., 2009). Eine höhere Seroprävalenz von *Leishmania* spp. besteht bei älteren Hunden im Vergleich zu Junghunden und bei Rüden im Vergleich zu Hündinnen (Miró et al.,

2007; Alonso et al., 2009; Maresca et al., 2009; Martin-Sánchez et al., 2009). Der Hund agiert als Endwirt. Eine Übertragung des Parasiten erfolgt durch Sandmücken. In Europa sind 23 Arten mit allerdings unterschiedlicher Überträgerkapazität bekannt; unklar ist, ob die in Deutschland beobachtete Art *Phlebotomus mascittii* Leishmanien übertragen kann (Naucke, 2007). Die Sandmücken nehmen bei der Blutmahlzeit die amastigote Form der Leishmanien in den Wirtszellen auf. In der Mücke erfolgt eine Weiterentwicklung zur promastigoten begeißelten Form und die ungeschlechtliche Vermehrung. Bei der nächsten Blutmahlzeit werden die Parasitenstadien wieder auf den Hund übertragen (Tenter & Deplazes, 2006).

2.3.2 *Babesia* spp.

Die wichtigste Art der *Babesia* spp. bei Hunden ist *Babesia canis* mit drei Unterarten (*B. canis canis*, *B. canis vogeli*, *B. canis rossi*). Diese Unterarten werden von unterschiedlichen Zecken übertragen, in Mitteleuropa von Bedeutung ist die autochthone Übertragung von *B. canis canis* durch *Dermacentor reticulatus* (Heile et al., 2007). *B. c. vogeli* ist weltweit in warmen Klimazonen verbreitet. In Deutschland ist die von *Rhipicephalus sanguineus* übertragene Infektion eine wichtige Importerkrankung, meist aus dem Mittelmeerraum. *B. c. rossi* kommt in Südafrika vor. Die Hundebabesiose ist weit verbreitet, in Europa ist diese Infektion u.a. in Frankreich und Deutschland endemisch (Trotz-Williams & Trees, 2003; Barutzki et al., 2007). Die Prävalenzen aus Deutschland in Tabelle 5 beinhalten sowohl importierte als auch autochthone Fälle. In Südeuropa zeigten sich Prävalenzen von 58%, in Mitteleuropa bis 26% und in Osteuropa bis 6% (Tab. 5). Bei Hunden im Alter von 3-5 Jahren sind Antikörper gegen *Babesia* spp. häufiger anzutreffen als bei Junghunden (Hornok et al., 2006). Ein erhöhtes Erkrankungsrisiko besteht vor allem für geschwächte Tiere oder für in Deutschland geborene Tiere, die noch nicht immun und daher hoch empfänglich für diese Infektion sind (Jensen et al., 2003). Zecken nehmen bei der Blutmahlzeit Babesien auf, die sich dann in ihnen geschlechtlich vermehren und zu infektiösen Stadien weiterentwickeln und bei der Blutmahlzeit des nächsten Ze-

ckenstadiums wieder auf den Hund übertragen werden (transstadiale Übertragung). Bei Zecken findet zudem eine transovarielle Übertragung der Babesien auf die Nachkommen statt (Tenter & Deplazes, 2006; Heile et al., 2007).

2.3.3 *Ehrlichia* spp.

Ehrlichia-Arten gehören zu den Rickettsien. Die beim Hund bedeutendsten Arten sind *Ehrlichia canis*, *Ehrlichia platys* und *Ehrlichia ewingii*. Die Übertragung erfolgt durch die Braune Hundezecke, *Rhipicephalus sanguineus* (Heile et al., 2007). Der Holzbock, *Ixodes ricinus* spielt ebenfalls eine große Rolle bei der Übertragung von granulozytären Ehrlichien (Krupka et al., 2007). *Ehrlichia* spp. sind in Südeuropa weit verbreitet. Autochthone Fälle wurden in Mittel- und Nordeuropa nachgewiesen. In Mitteleuropa lagen die Nachweishäufigkeiten bei 23%, in Südeuropa bei 50% (Tab. 5). Endemische Gebiete in Europa stellen Italien und Spanien dar (Trotz-Williams & Trees, 2003). Die Zecke nimmt bei der Blutmahlzeit Ehrlichien auf, die sich in der Zecke zu für den Endwirt (Hund) infektiöse Stadien weiterentwickeln und vermehren. Ehrlichien werden von den Zecken transstadial übertragen (Tenter & Deplazes, 2006).

2.3.4 *Dirofilaria immitis*

Die Herzwurmerkrankung bei Hunden wird von der Filarie *Dirofilaria immitis* verursacht. Es besteht ein zoonotisches Potenzial. Dieser Parasit ist unter anderem in vielen Gebieten Südeuropas endemisch, hauptsächlich im Norden Spaniens, Frankreich sowie in Italien (Trotz-Williams & Trees, 2003). In Mitteleuropa sind Nachweishäufigkeiten von 8%, in Osteuropa von 35% und in Südeuropa von 59% festgestellt worden (Tab. 6). In Deutschland zeigte die Prävalenz bei (Import-) Hunden in den letzten 15 Jahren einen tendenziellen Anstieg (Tab. 6). Eine Infektion mit *D. immitis* wurde signifikant häufiger bei älteren Hunden (> 3 Jahre) als bei jungen Hunden (Morchón et al., 2009), bei Wach- und Jagdhunden häufiger als bei Haushunden, bei Rüden häufiger als bei Hündinnen und bei Langhaarrassen häufiger als bei Kurzhaarrassen diagnostiziert (Montoya et al., 1998, 2006; Miterpáková et al.,

2 Literaturübersicht

2008; Lefkaditis et al., 2010). Streuner sind einem größeren Infektionsrisiko ausgesetzt als Tierheimhunde, die schon längere Zeit im Tierheim lebten (Jensen et al., 2003). Weibliche *Dirofilarien* produzieren Mikrofilarien, die in den Blutstrom abgegeben werden. Diese Mikrofilarien werden bei der Blutmahlzeit vom Zwischenwirt (zahlreiche Stechmückenarten) aufgenommen. Dort entwickeln sie sich zu den für den Endwirt infektiösen Larven und werden bei der nächsten Blutmahlzeit wieder auf ihn übertragen. Nach einer Infektion können in einem Hund über Jahre hinweg Filarien persistieren (Abraham, 1988). Um eine Infektion mit *Dirofilaria* spp. diagnostizieren zu können, kann Vollblut auf das Vorhandensein von Mikrofilarien untersucht werden, doch ist der Nachweis von zirkulierendem *D. immitis*-Antigen im Serum wesentlich sensitiver und heutzutage Methode der Wahl (Just & Pfister, 2008). Neben *D. immitis* kommen noch andere Filarien-Arten (z.B. *Dirofilaria repens*) vor, auf die an dieser Stelle nicht eingegangen werden soll.

2 Literaturübersicht

Tabelle 5: Prävalenz von Infektionen mit im Blut nachweisbaren Erregern des **Hundes** in europäischen Ländern

Land (Region)	Zeitraum	Methode ¹	n untersucht	Prävalenz (%) ²			Autor(en)
				<i>Leishmania</i>	<i>Babesia</i>	<i>Ehrlichia</i>	
Deutschland	2004-2009	IF	4681 ³	12 ⁴	24 ⁴	10 ⁴	Menn et al. (2010)
Deutschland	vor 2007	IF	111	-	-	6	Jensen et al. (2007)
Deutschland	2004-2007	IF	5881	-	-	1	Krupka et al. (2007)
Deutschland	1995-1996	IF+GI	484 ³	44 ⁴	26 ⁴	18 ⁴	Glaser & Gothe (1998a)
Österreich	2000-2007	IF	119 ³	46 ⁴	-	-	Leschnik et al. (2008)
Österreich	2000-2007	IF	107 ³	-	-	23 ⁴	Leschnik et al. (2008)
Schweiz	1991-1998	IF	996	-	-	10	Pusterla et al. (1998)
Schweiz	vor 1995	EL	371	0	1	-	Deplazes et al. (1995)
Italien	2005-2007	IF	100	8	-	-	Maresca et al. (2009)
Italien (Süden)	2005-2006	IF	831	10	-	15	Otranto et al. (2009)
Italien (Süden)	2005-2006	EL	837	17	-	-	Otranto et al. (2009)
Italien (Süden)	2001-2002	IF	131	7	-	23	Corrain et al. (2007)
Italien (Elba)	1984-1985	IF	914	19	-	-	Mancianti et al. (1986)
Albanien (Tirana)	2008	IF	30	0	13	50	Hamel et al. (2009)
Griechenland	1999	IF	79	12	-	-	Leontides et al. (2002)
Griechenland	1995-1996	IF+AU	484	18	3	41	Jensen et al. (2003)
Spanien	2006	IF	439	13	-	-	Martin-Sánchez et al. (2009)
Spanien (Madrid)	1996-2006	IF	1803	8	-	-	Miró et al. (2007)
Spanien (Teneriffa)	vor 1999	IF+GI	700	0,3	7	2	Stenzenberger & Gothe (1999)
Spanien	1985-1994	IF+EL	2110	9	-	-	Fisa et al. (1999)
Spanien	1992	IF	344	35	-	-	Morillas et al. (1996)
Portugal	2007-2008	IF	331	9	58	25	Menn et al. (2010)
Türkei (Ankara)	vor 2005	IF	116	3	-	-	Aslantaş et al. (2005)
Türkei	vor 2001	IF	284	-	-	21	Batmaz et al. (2001)
Türkei	1999	IF+EL	109	9	-	-	Özensoy Töz et al. (2005)
Türkei	1993-1997	IF	490	5	-	-	Ozbel et al. (2000)
Polen (Warschau)	2003-2004	P	408	-	12	-	Zygner et al. (2009)
Ungarn	2005	IF	651	-	6	-	Hornok et al. (2006)

¹ IF=IFAT; GI=Giemsa-Färbung; EL=ELISA; AU=Ausstrich; P=PCR

² -=keine Angabe

³=Importthunde

⁴=importierte Fälle

2 Literaturübersicht

Tabelle 6: Prävalenz von Infektionen mit *Dirofilaria* spp. des **Hundes** in europäischen Ländern

Land (Region)	Zeitraum	Methode ¹	n unters.	Prävalenz (%) ²			Autor(en)
				<i>Dirofilaria</i> spp.	<i>D. immitis</i>	<i>D. repens</i>	
Deutschland	2004-2009	KN	4681	8 ³	nd	nd	Menn et al. (2010)
Deutschland	1995-1996	EL	484	-	5 ³	0,5 ³	Glaser & Gothe (1998a)
Österreich	2000-2007	KN	174	-	3 ³	-	Leschnik et al. (2008)
Schweiz	vor 1995	?	371	-	1	-	Deplazes et al. (1995)
Albanien (Tirana)	2008	KN	30	-	3	-	Hamel et al. (2009)
Albanien	1995-1996	EL	260	-	14	-	Rapti & Rehbein (2010)
Griechenland	2006-2008	EL	341	-	18	-	Lefkaditis et al. (2010)
Griechenland	1995-1996	EL	484	-	13	-	Jensen et al. (2003)
Spanien (Norden)	vor 2009	EL	100	-	12	-	Morchón et al. (2009)
Spanien	vor 2000	KN	114	23	nd	nd	Cancrini et al. (2000)
Spanien (Teneriffa)	vor 1999	?	700	-	23	-	Stenzenberger & Gothe (1999)
Spanien (Gran Canaria)	2002-2003	EL	823	-	21	-	Montoya et al. (2006)
Spanien (Gran Canaria)	1994-1996	HA	2034	-	59	-	Montoya et al. (1998)
Spanien	1987-1988	KN	1723	-	4	-	Ortega-Mora et al. (1991)
Portugal	2007-2008	KN	331	5	nd	nd	Menn et al. (2010)
Türkei	2005-2006	EL	280	-	10	-	Yildirim et al. (2006)
Türkei	2002-2003	EL	380	-	1	-	Öncel & Vural (2005)
Mittelmeerraum	vor 2008	EL	1837	-	4	-	Just & Pfister (2008)
Mittelmeerraum	vor 2008	KN	1329	-	8	-	Just & Pfister (2008)
Tschechische Rep.	2005-2006	KN	77	-	0	9	Svobodová et al. (2006)
Slowakei	2007	KN	287	-	2	32	Miterpáková et al. (2008)
Bulgarien	1997-1999	KN	258	-	7	-	Georgieva et al. (2001)
Bulgarien	1998	S	20	-	2	-	Georgieva et al. (1999)

¹ KN=Knott-Test; EL=Nachweis von zirkulierendem *D. immitis*-Antigen mittels ELISA; ?=keine Angaben;

HA=Nachweis von zirkulierendem *D. immitis*-Antigen mittels Hämagglutinationstest; S=Sektion

² nd=nicht differenziert; -=keine Angabe

³=importierte Fälle

2.4 Gastrointestinalparasiten von Katzen

2.4.1 *Giardia* spp.

Giardia-Infektionen sind weltweit verbreitet. Bei der Katze treten zwei morphologisch nicht zu unterscheidende Genotypen (A, F) auf, die nach neueren Erkenntnissen jeweils einer Art zugeordnet werden: *Giardia duodenalis* und *Giardia cati* (Monis et al., 2009). Die erstgenannte Art kommt auch beim Mensch vor und ist daher ein Zoonoseerreger. In Europa zeigten sich Nachweishäufigkeiten zwischen 0,3% und 13% (Tab. 7-9). Ein *Giardia*-Befall wurde häufiger bei Hauskatzen und Tierheimtieren als bei streunenden Katzen festgestellt (Tab. 7-9). Jungkatzen erkrankten häufiger als ältere Tiere, bei Rassekatzen war die Nachweishäufigkeit höher als bei Mischlingstieren und in Wintermonaten wurde der Parasit häufiger nachgewiesen als in Sommermonaten (De Santis-Kerr et al., 2006). Eine Übertragung erfolgt durch orale Aufnahme der mit dem Kot ausgeschiedenen Zysten. Die Zysten können bei günstigen Bedingungen in der Umwelt bis zu drei Monate überleben (Olson, 2000).

2.4.2 *Isospora* spp.

Isospora felis und *Isospora rivolta* sind die bei der Katze parasitierenden *Isospora*-Arten. In Mitteleuropa lagen die Prävalenzen bei 69%, in Ost- und Südeuropa bei 14% (Tab. 7-9). Streunende Katzen haben ein höheres Infektionsrisiko als Hauskatzen (Beelitz et al., 1992) (Tab. 8 und 9). *Isospora* spp. sind in Tierheimen und Tierzuchten endemisch (Tab. 7). *Isospora*-Infektionen sind häufiger bei Jungtieren als bei älteren Tieren anzutreffen (Mircean et al., 2010). Die mit dem Kot ausgeschiedenen Oozysten sind unsporuliert und müssen erst sporulieren, bevor sie für die Katze infektiös werden. Nach der Sporulation bleiben sie mehrere Monate infektiös. Eine Infektion erfolgt durch orale Aufnahme der sporulierten Oozysten aus der Umwelt oder durch Verzehr von mit Dormozoiten infiziertem Fleisch eines paratenischen Wirtes, z.B. eines Nage-

tiers. Die Dormozoit in einem paratenischen Wirt können bis zu zwei Jahre infektiös bleiben (Tenter & Deplazes, 2006).

2.4.3 *Sarcocystis* spp.

Die Katze ist Endwirt für verschiedene *Sarcocystis*-Arten (u.a. *Sarcocystis hirsuta*, *Sarcocystis gigantea*, *Sarcocystis porcifelis*) (Boch, 1984). In Europa zeigten sich Nachweishäufigkeiten von 8% (Tab. 7-9). Ein *Sarcocystis*-Befall wurde häufiger bei streunenden Katzen und Hauskatzen als bei Tierheimkatzen diagnostiziert (Tab. 7-9). Jungkatzen sind nach De Santis-Kerr et al. (2006) häufiger als ältere Tiere und Mischlingstiere häufiger als Rassekatzen infiziert. Vermehrt wurde der Parasit in Sommermonaten als in Wintermonaten nachgewiesen (De Santis-Kerr et al., 2006). Die Katze als Endwirt infiziert sich durch Aufnahme von Fleisch eines Zwischenwirtes, in dem sich infektiöse Muskelzysten gebildet haben. Die Katzen scheiden mit dem Kot Sporozysten aus, die für den Zwischenwirt infektiös sind. Die Sporozysten bleiben in der Umwelt bei günstigen Bedingungen mehrere Monate überlebensfähig (Tenter & Deplazes, 2006).

2.4.4 *Toxoplasma gondii* / *Hammondia hammondi*

Die Oozysten von *Toxoplasma gondii* und *Hammondia hammondi* können morphologisch nicht unterschieden werden; daher werden diese Arten gemeinsam besprochen. Beide Arten kommen weltweit vor. In Mitteleuropa lagen Prävalenzen zwischen 0,3% und 17%, in Südeuropa bei 37% (Tab. 7-9). Ein höheres Infektionsrisiko wurde für streunende Katzen im Vergleich zu Hauskatzen festgestellt (Miró et al., 2004). Außerdem zeigte es sich, dass Tierheimkatzen ein geringeres Infektionsrisiko als Hauskatzen und Streuner hatten (Tab. 7-9). Die Prävalenz war bei älteren Katzen höher als bei Jungtieren und bei männlichen Tieren höher als bei weiblichen Tieren (Miró et al., 2004). Der Nachweis gelang häufiger bei Mischlingstieren als bei Rassekatzen, ebenso häufiger in Sommermonaten als in Wintermonaten (De Santis-Kerr et al., 2006). *T. gondii* zeigt ein breites Zwi-

schenwirtsspektrum, wozu auch der Mensch zählt. Dieser Einzeller ist somit ein Zoonoseerreger. Im Zwischenwirt entwickeln sich Gewebezysten, die bei oraler Aufnahme für Katzen als Endwirte, wie auch für andere Zwischenwirte infektiös sind. Die Zysten können ein Leben lang im Zwischenwirt persistieren. Die Katze scheidet unsporulierte Oozysten aus, die in der Umwelt sporulieren und für den Zwischenwirt wie auch für den Endwirt über orale Aufnahme infektiös sind (Dubey, 1986). Die sporulierten Oozysten können in der Umwelt viele Monate infektiös bleiben. Ein dritter Übertragungsweg stellt die diaplazentare Übertragung vom Muttertier auf die Nachkommen dar (Fisher, 2002; McGarry et al., 2003). *Hammondia*-Arten sind obligat zweiwirtig. Zwischenwirte der bei der Katze vorkommenden Spezies *H. hammondi* sind Nager (Fisher, 2002).

2.4.5 Taeniide Zestoden

2.4.5.1 *Taenia* spp.

Bei der Katze ist *Taenia taeniaeformis* die häufigste *Taenia*-Art (Dyachenko et al., 2008). In Europa zeigten sich Nachweishäufigkeiten zwischen 0,1% und 77% (Tab. 7-9). Männliche Tiere waren häufiger als weibliche Tiere befallen (Gottschalk & Pranger, 2004). Ein ausgeprägtes Jagdverhalten von Katzen erhöht das Risiko einer Infektion (Mundhenke & Dangsches, 1999).

Taenia-Arten entwickeln sich nur über das Einschalten eines Zwischenwirtes (Kleinnager). Mit dem Kot scheidet die Katze Eier und gravide Proglottiden aus. Zwischenwirte nehmen die Eier oral auf. In ihnen entwickeln sich die für den Endwirt infektiösen Finnen, die die Katze beim Verzehr eines Beutetieres aufnimmt. In der Umwelt können Eier bis zu 10 Monate überleben (Lawson & Gemmell, 1983).

2.4.5.2 *Echinococcus multilocularis*

Die Katze ist Endwirt für *Echinococcus multilocularis*. Für die Entwicklung benötigt diese *Echinococcus*-Art Kleinnager als Zwischenwirte. *E. multilocularis* hat

ein zoonotisches Potential. Katzen können gelegentlich gravide Proglottiden und Eier mit dem Kot ausscheiden. Diese werden vom Zwischenwirt oral aufgenommen und entwickeln sich zu infektiösen Finnen weiter. Katzen infizieren sich durch den Verzehr von finnenhaltigen Beutetieren oder über mit dem Kot ausgeschiedenen Eiern. Die Eier können in der Umwelt bis zu 200 Tage überlebensfähig bleiben, finnenhaltige Zysten können in Tierkadavern bis zu zwei Wochen überleben (Deplazes, 2006).

2.4.6 Hakenwurm-Arten

Bei Katzen tritt am häufigsten *Ancylostoma tubaeforme* als Infektionserreger auf. In Europa variiert die Nachweishäufigkeit zwischen 0,1% und 37% (Tab. 7-9). Katzen aus Tierheimen zeigten einen geringeren Erregernachweis als streunende Katzen und Hauskatzen (Tab. 7-9). Eine höhere Prävalenz besteht für ältere Tiere im Vergleich zu Jungtieren (Mircean et al., 2010). Mit dem Kot werden Eier ausgeschieden, in der Umwelt entwickeln sich daraus infektiösen Larven. Die Katze infiziert sich durch orale Aufnahme der Larve oder perkutan durch Einwandern der Larve. Bei günstigen Witterungsbedingungen sind die Larven bis zu 10 Monate überlebensfähig (Anderson, 2000).

Tabelle 7: Prävalenz von Gastrointestinalparasiten bei Katzen aus Tierasylen/Tierheimen in europäischen Ländern

Land (Region)	Zeitraum	Methode ¹	n	Prävalenz (%) ²		Autor(en)		
			unters.					
						<i>Giardia</i>		
						<i>Isospora</i>		
						<i>Toxoplasma/Hammondia</i>		
						<i>Sarcocystis</i>		
						Taeniiden		
						<i>Toxocara</i>		
						<i>Toxascaris</i>		
						Hakenwürmer		
						<i>Capillaria</i>		
Deutschland (Niedersachsen)	2006-2007	F	837	1	8	5	Rohen (2009)	
Niederlande	vor 2004	F	305	1	19	3	11	Robben et al. (2004)
Frankreich	vor 1997	F	15	-	-	-	0	Franc et al. (1997)
Spanien (Barcelona)	1999-2000	F	50	6	6	-	4	Gracenea et al. (2009)

¹ F=Flotation² --=keine Angabe

Tabelle 8: Prävalenz von Gastrointestinalparasiten bei streunenden Katzen in europäischen Ländern

Land (Region)	Zeitraum	Methode ¹	n	Prävalenz (%) ²								Autor(en)		
				unters.										
				<i>Giardia</i>	<i>Isospora</i>	<i>Toxoplasma/Hammondia</i>		<i>Sarcocystis</i>	Taeniiden	<i>Toxocara</i>	<i>Toxascaris</i>	Hakenwürmer	<i>Capillaria</i>	
Deutschland	1993-2002	S	15	-	-	-	-	-	53	73	60	-	27	Krone et al. (2007)
Deutschland (M' gladbach)	1998	F	293	0,3	6	-	-	-	4	43	-	2	1	Hocking-Veltman et al. (2001)
Deutschland (Osten)	1990-1992	F	111	-	30	4	-	-	20	55	-	-	4	Raschka et al. (1994)
Deutschland (Süden)	vor 1992	F+A+MS	152	1	69	17	-	-	10	77	-	1	10	Beelitz et al. (1992)
Deutschland (Wuppertal)	1983-1986	F	821	-	3	-	0,1	1	14	0,1	0,1	-	-	Emde (1991)
Deutschland	vor 1980	F	369	-	4	3	8	3	65	-	-	12	4	Hansel & Ruscher (1980)
Deutschland (Kiel)	vor 1979	S	129	-	-	-	-	19	42	-	-	-	-	Große & Böckler (1979)
Deutschland (Kiel)	vor 1979	F	51	-	10	-	-	-	-	-	-	-	4	Große & Böckler (1979)
Niederlande	1993	MS	56	-	-	-	-	-	-	21	5	0	-	Overgaauw (1997)
Belgien	1980-1990	F	30	-	30	-	-	-	20	60	-	37	-	Vanparijs et al. (1991)
Frankreich	vor 1997	F	24	-	-	-	-	-	-	25	-	-	-	Franc et al. (1997)
Dänemark (Kopenhagen)	1980-1981	S	230	-	-	-	-	-	11	79	-	-	-	Engbæk et al. (1984)
Schottland	1975-1978	S	22	-	-	-	-	-	59	-	-	-	-	Burt et al. (1980)
Schottland	vor 1980	S	72	-	-	-	-	-	15	33	4	-	-	Mc Colm et al. (1980)

Fortsetzung Tab. 8

Fortsetzung Tab. 8

Land (Region)	Zeitraum	Methode ¹	n	Prävalenz (%) ²	Autor(en)
			unters.		
				<i>Giardia</i>	
				<i>Isospora</i>	
				<i>Toxoplasma/Hammondia</i>	
				<i>Sarcocystis</i>	
				Taeniiden	
				<i>Toxocara</i>	
				<i>Toxascaris</i>	
				Hakenwürmer	
				<i>Capillaria</i>	
Spanien	vor 2004	F	231	-	Miró et al. (2004)
Spanien	vor 2004	IF	317	-	Miró et al. (2004)
Bulgarien	vor 1982	S	56	-	Stoichev et al. (1982)

¹ F=Flotation; A=Auswanderverfahren; MS=MIF-oder SAF-Verfahren; IF=IFAT

² --keine Angabe

Tabelle 9: Prävalenz von Gastrointestinalparasiten bei Hauskatzen in europäischen Ländern

Land (Region)	Zeitraum	Methode ¹	n	Prävalenz (%) ²	Autor(en)
			unters.		
				<i>Giardia</i>	
				<i>Isospora</i>	
				<i>Toxoplasma/Hammondia</i>	
				<i>Sarcocystis</i>	
				Taeniiden	
				<i>Toxocara</i>	
				<i>Toxascaris</i>	
				Hakenwürmer	
				<i>Capillaria</i>	
Deutschland	2004-2005	F	9064	-	Dyachenko et al. (2008)
Deutschland	1993-2002	S	17	-	Krone et al. (2007)
Deutschland (Halle)	1998-2002	F	127	-	Gottschalk & Prange (2004)
Deutschland (Hannover)	1998-2002	F	441	1	Epe et al. (2004)
Deutschland	1999-2002	F+MS	3167	13	Barutzki & Schaper (2003)
Deutschland/Frankreich	1997-2002	F	3941	-	Coati et al. (2003)
Deutschland (Hannover)	1996-1997	F	932	-	Mundhenke & Dangschies (1999)
Deutschland (Norden)	1993-1997	F	1496	2	Epe et al. (1998)
Deutschland (Brandenburg)	1993-1995	S	155	-	Schuster et al. (1997)
Deutschland (Rostock)	1988-1993	F	638	0,3	Dibbert & Methling (1995)
Deutschland (Süden)	vor 1992	F+A+MS	71	7	Beelitz et al. (1992)
Deutschland (Berlin)	vor 1986	MS	13	0	Jungmann et al. (1986)

Fortsetzung Tab. 9

Land (Region)	Zeitraum	Methode ¹	n	Prävalenz (%) ²							Autor(en)		
			unters.										
				<i>Giardia</i>	<i>Toxoplasma/Hammondia</i>	<i>Sarcocystis</i>	Taeniiden	<i>Toxocara</i>	<i>Toxascaris</i>	Hakenwürmer	<i>Capillaria</i>		
Deutschland (Süden)	vor 1979	?	694	-	8	1	4	1	12	1	-	5	Walter (1979)
Österreich	2004-2005	F	451	-	-	-	-	0,2	-	-	-	-	Dyachenko et al. (2008)
Österreich (Wien)	1996-2003	F	2424	3	4	-	-	0,1	3	0,2	0,2	0,1	Arnold et al. (2004)
Schweiz	1981	F+MS	94	5	11	-	3	3	15	-	-	-	Seiler et al. (1983)
Niederlande	2004-2005	F	361	-	-	-	-	0,6	-	-	-	-	Dyachenko et al. (2008)
Niederlande	1993-1994	MS	236	-	-	-	-	-	5	0	0	-	Overgaauw (1997)
Frankreich	2004-2005	F	370	-	-	-	-	0,3	-	-	-	-	Dyachenko et al. (2008)
Frankreich (Paris)	1998-1999	F+FA	34	9	3	-	-	3	3	-	-	-	Beugnet et al. (2000)
Frankreich	vor 1997	F	58	-	-	-	-	-	14	-	0	-	Franc et al. (1997)
Dänemark	2004-2005	F	169	-	-	-	-	0,6	-	-	-	-	Dyachenko et al. (2008)
Spanien	vor 2004	F	103	-	5	0	-	3	11	1	1	0	Miró et al. (2004)
Spanien	vor 2004	IF	220	-	-	26	-	-	-	-	-	-	Miró et al. (2004)
Großbritannien	1976	F	180	-	-	-	-	10	28	6	1	-	Else et al. (1977)
Rumänien (Transsilvanien)	vor 2010	F	414	1	14	1	1	3	20	-	10	3	Mircean et al. (2010)

¹ F=Flotation; MS=MIF-oder SAF-Verfahren; A=Auswanderverfahren; ?=keine Angaben; IF=IFAT

2 --keine Angabe

2.4.7 *Toxocara cati*

Bei Katzen ist *Toxocara cati* weltweit anzutreffen und stellt die am häufigsten diagnostizierte Helminthenart dar. Es handelt sich um einen Zoonoseerreger. Nachweishäufigkeiten lagen in Südeuropa bei 22%, in Mitteleuropa bei 79% und in Osteuropa bei 91% (Tab. 7-9). Streunende Katzen wiesen häufiger Infektionen auf als Hauskatzen (Beelitz & Pfister, 1992; Ladczuk & Balicka-Ramisz, 2010), doch lässt sich diese Aussage bei Wertung der Gesamtliteratur nicht eindeutig verifizieren (Tab. 7-9). Bei Katern war dieser Parasit häufiger nachzuweisen als bei Kätzinnen (Gottschalk & Prange, 2004; Krone et al., 2007). Jungtiere sind häufiger betroffen als ältere Tiere (Mundhenke & Dangsches, 1999). Im Unterschied zu *T. canis* wurde bei *T. cati* keine pränatale Infektion beobachtet, eine Infektion über die Milchdrüsen ist aber möglich (Coati et al., 2004). Mit dem Kot werden Eier ausgeschieden, in denen sich in der Umwelt die Larven entwickeln. Diese larvenhaltigen Eier werden dann wiederum von der Katze oder einem paratenischen Wirt aufgenommen. Die Katze kann sich auch über den Verzehr eines paratenischen Wirtes infizieren. Die Eier können in der Umwelt bei optimalen Witterungsbedingungen über mehrere Jahre überleben (Lloyd, 1998).

2.4.8 *Toxascaris leonina*

Toxascaris leonina kommt weltweit vor, jedoch bei Katzen weitaus weniger häufig als *T. cati*. In Südeuropa lagen die Nachweishäufigkeiten bei 2% und in Mitteleuropa bei 60% (Tab. 7-9). Ein *Toxascaris*-Befall wurde häufiger bei streunenden Katzen und bei Hauskatzen als bei Tierheimkatzen nachgewiesen (Tab. 7-9). Mit dem Kot werden Eier ausgeschieden, in denen sich in der Umwelt die infektiösen Larven entwickeln. Der Endwirt (Katze) infiziert sich durch die orale Aufnahme dieser larvenhaltigen Eier oder über paratenische Wirte (z.B. Nager) (Anderson, 2000).

2.4.9 *Capillaria* spp.

Bei der Katze kommen in Europa *Capillaria putorii* und *Capillaria aerophila* als Parasiten des Magen-Darm-Trakts bzw. des Respirationstrakts vor. Die Eier dieser Arten treten in den Fäzes auf und sind morphologisch nicht zu unterscheiden. Zusätzlich kann in der Harnblase *Capillaria plica* auftreten. *Capillaria*-Arten sind in Europa weit verbreitet. Die Nachweishäufigkeiten sind variabel und lagen z.B. in Südeuropa bei 1% und in Mitteleuropa bei bis zu 27% (Tab. 7-9). Die Katze scheidet mit dem Kot Eier aus, in denen sich in der Umwelt die infektiöse Larve entwickelt. Eine Infektion erfolgt durch orale Aufnahme dieser larvenhaltigen Eier oder über das Fressen von Zwischenwirten (Regenwürmer), die die Eier aufgenommen haben (Moravec, 1982; Anderson, 2000).

2.5 Lungenwurm der Katze

Bei Katzen ist ein Befall mit *Aelurostrongylus abstrusus* weltweit nachgewiesen worden. Die Prävalenz lag in Mitteleuropa bei 10% und in Osteuropa bei 33% (Tab. 10). Dieser Parasit wurde häufiger in Wintermonaten als in Sommermonaten (Taubert et al., 2009) und häufiger bei älteren Tieren als bei Jungtieren nachgewiesen (Mircean et al., 2010). Der Endwirt (Katze) scheidet mit dem Kot Larven aus, die in Zwischenwirte (Landschnecken) eindringen und sich in diesen zu infektiösen Larven weiterentwickeln. Frösche, Vögel und Nagetiere können infizierte Schnecken aufnehmen und als Stapelwirte fungieren. Die Katzen infizieren sich durch orale Aufnahme von larvenhaltigen Zwischen- oder Stapelwirten (Reinhardt et al., 2004).

2 Literaturübersicht

Tabelle 10: Prävalenz von Infektionen mit *Aelurostrongylus abstrusus* bei **Katzen** in europäischen Ländern

Land (Region)	Zeitraum	Methode ¹	n untersucht	Prävalenz (%)	Autor(en)
Deutschland	2003-2007	A	231	6	Taubert et al. (2009)
Deutschland (Hannover)	1998-2002	?	441	1	Epe et al. (2004)
Deutschland	1999-2002	F+MS+A	3167	1	Barutzki & Schaper (2003)
Deutschland (Hannover)	1996-1997	F	932	0,1	Mundhenke & Dangsches (1999)
Deutschland (Norden)	1993-1997	F+A	1496	0,2	Epe et al. (1997)
Deutschland (Brandenburg)	1993-1995	S	155	10	Schuster et al. (1997)
Niederlande	vor 2004	F	305	3	Robben et al. (2004)
Belgien	vor 1973	S	500	4	Vanparijs & Thienpont (1973)
Spanien	vor 2004	F	231	2	Miró et al. (2004)
Bulgarien	vor 1982	S	56	33	Stoichev et al. (1982)
Rumänien (Transsilvanien)	vor 2010	F	414	6	Mircean et al. (2010)

¹ A=Auswanderverfahren; ?=keine Angaben; F=Flotation; MS=MiF-SAF-Verfahren, S=Sektion

3 Material und Methoden

In Deutschland gibt es 541 inoffiziell gelistete Tierheime/Tierschutzvereine (Anonym, 2010a). Im Bundesland Hessen befinden sich 44 Tierheime/Tierschutzvereine (Anonym, 2007), die als Zielgruppe für diese Studie ausgewählt wurden.

Ziele dieser Studie waren, Informationen über Tierhaltung und Betriebsmanagement in Tierheimen des Bundeslandes Hessen zu sammeln, Daten über die Häufigkeit des Vorkommens von Endoparasiten bei Fundhunden und -katzen in Hessen, bei Importtieren und bei Patienten einer südhessischen Kleintierpraxis zu sammeln und diese zu vergleichen sowie mögliche Risikofaktoren zu bestimmen. Zudem sollten Daten über die Seroprävalenz von Antikörpern gegen einige Infektionserreger bei Importhunden bestimmt werden und zwei gängige qualitative Nachweismethoden für Parasitenstadien im Kot verglichen werden.

3.1 Erfassung von Tierheimdaten

Die Erfassung von Daten über geographische Lage, Tierzahlen, Betriebsmanagement, Haltung, medizinische Betreuung und eventuelle Probleme **hessischer Tierheime** erfolgte mittels eines mehrseitigen Fragebogens (Anhang 1). Dieser Fragebogen wurde im Vorfeld dieser Studie erstellt. Fragen zu qualitativen Merkmalen waren anhand vorgegebener Antworten zu beantworten (closed-ended questions), Mehrfachnennungen waren möglich; Fragen zu quantitativen Merkmalen waren mit Zahlen zu beantworten (open-ended questions). Die Beantwortung der Fragebögen erfolgte durch die Tierheimleitung.

In Hessen gab es zum Zeitpunkt der Studienplanung 44 registrierte Tierheime/Tierschutzvereine (Anonym, 2007). Zu allen Tierheimen wurde persönlich, telefonisch oder brieflich Kontakt aufgenommen, um die geplante Studie vorzustellen und um Mitarbeit zu bitten. 35 Tierheime lehnten aus unterschiedlichsten Gründen eine Mitarbeit ab. Ablehnungsgründe waren u.a.: Arbeitsüberlas-

tung, zu wenig Personal, Mitarbeit nur bei kostenloser Bereitstellung von Medikamenten, Furcht vor unangenehmen Studienergebnissen. Letztlich konnten neun hessische Tierheime für eine regelmäßige Mitarbeit an der Studie gewonnen werden.

3.2 Parasitologische Untersuchungen und Probennahme

Die parasitologischen Untersuchungen wurden in drei Studienpopulationen durchgeführt:

(I) Hunde und Katzen, die als **Fundtiere** in den 9 hessischen Tierheimen im Zeitraum von 01.06.2006 bis 29.02.2008 aufgenommen worden waren;

(II) Hunde, die von 01.06.2006 bis 29.02.2008 als **Importtiere** nach Deutschland verbracht und anschließend in drei Tierheimen oder einer Hilfsorganisation in Hessen aufgenommen worden waren;

(III) Hunde und Katzen, die von 01.02.2007 bis 29.02.2008 als **Praxistiere** in einer Tierarztpraxis in einer südhessischen Großstadt vorgestellt worden waren.

Von jedem Tier wurde eine frische Kotprobe für das kombinierte Sedimentations-/Flotationsverfahren sowie Trichterauswanderverfahren und das SAF-Verfahren genommen. Für die erstgenannten Methoden wurde ein Kotröhrchen zu $\frac{3}{4}$ mit Kot befüllt, für letzteres Verfahren wurde ein mit SAF-Lösung befülltes Röhrchen mit einem bohngroßen Stück Kot befüllt und nach dem Verschließen kräftig geschüttelt. Die Proben wurden im Kühlschrank aufbewahrt und innerhalb der nachfolgenden drei Tage untersucht (siehe Kapitel 3.1.1). Dabei wurden alle Hunde und Katzen im Sinne einer Querschnittsstudie einmalig beprobt und untersucht. Ein Teil der in Tierheimen aufgenommenen Fundtiere und Importtiere konnte außerdem im Sinne einer Longitudinalstudie über einen jeweils dreiwöchigen (Katzen) oder vierwöchigen Zeitraum (Hunden) wiederholt beprobt und untersucht werden. Bei den Importtieren fanden zudem Eingangsuntersuchungen auf „Blutparasiten“ statt. Hierzu wurden 2-4ml Blut mittels Einmalkanü-

3 Material und Methoden

len aus der Vena cephalica entnommen. Das Blut wurde zentrifugiert und das entstandene Serum wurde bei -20°C eingefroren (Tab. 11+12). Angaben wie Rasse, Alter (Welpen= <6 Monate; Junghunde= 6-12 Monate Adulte= >12 Monate), Geschlecht, etwaige Durchfallsymptomatik, „Ausgehmanagement“ und Zeitpunkt der letzten Entwurmung sowie einige Parameter mehr wurden mittels Fragebogen gesammelt.

Tabelle 11: Anzahl der in der Querschnittsstudie einmalig untersuchten Hunde und Katzen

Population	Kotuntersuchung	Blutuntersuchung
Fundtiere		
- Hunde	212	-
- Katzen	421	-
Importhunde	241	12
Importhunde	-	172
Importkatzen	25	-
Praxispatienten		
- Hunde	88	-
- Katzen	73	-

Tabelle 12: Anzahl der in der Longitudinalstudie mehrfach untersuchten Hunde und Katzen

Population	1. Untersuchung	2. Untersuchung	3. Untersuchung	4. Untersuchung
Fundtiere				
- Hunde	212	44	15	9
- Katzen	421	97	22	-
Importhunde	241	89	53	25

3.2.1 Praxistiere

Alle Tierbesitzer, die im Zeitraum vom 01.02.2007 bis 29.02.2008 in die Routinesprechstunde der Kleintierpraxis kamen, wurden um Mitarbeit bei der Studie gebeten. Etwa die Hälfte von ihnen willigte ein und nahm an der Studie teil. Hunde und Katzen aus dem täglichen Praxisbetrieb hatten ein geregeltes Leben mit Nahrungsaufnahme und Gassigehen bzw. Freigang oder waren reine Hauskatzen. Sie stammten alle aus dem Raum Offenbach und Frankfurt. Die zu untersuchenden Kotproben wurden von den einzelnen Tierbesitzern nach vorheriger Einweisung und Aushändigung eines Merk- und Datenzettels Zwecks Anamnese (Anhang 2) genommen. Die Proben wurden dann direkt in der Praxis abgegeben oder mit der Post zugeschickt.

3.2.2 Fundtiere

Die Fundhunde und Fundkatzen aus diesen Untersuchungen wurden in dem Zeitraum vom 01.06.2006 bis 29.02.2008 beprobt und untersucht. Sie stammten aus Tierheimen, Tierherbergen oder Tierschutzvereinen in Hessen. Dabei erstreckte sich das Gebiet der an dieser Studie teilnehmenden Organisationen von Südhessen über Mittel- und Osthessen bis nach Nordhessen. Die Fundtiere wurden nach unbestimmter Zeit, die sie allein im Freien verbracht hatten und in der sie sich ihre Nahrung selbst suchen mussten, von den Tierheimen aufgenommen. Eine Anamnese zu den Tieren gab es nicht, also auch keine Hinweise auf etwaige vorherige antiparasitäre Behandlungen. Die zu untersuchenden Kotproben wurden alle vom Tierheimpersonal nach Einweisung und Aushändigung eines Merktzettels genommen. Zudem wurde ein Datenblatt (Anhang 3 und 4) ausgehändigt, das zu jeder Kotprobe auszufüllen war. Die Probennahme fand 1-2 Tage nach der Aufnahme der Tiere im Tierheim statt. Sie sollte 1, 2 und 4 Wochen nach erfolgter antiparasitärer Behandlung (freie Wahl der Medikation) erneut durchgeführt werden. Die Proben wurden dann innerhalb der nächsten drei Tage nach der Entnahme abgeholt oder mit der Post zugesandt.

3.2.3 Importtiere

Die Kotproben der Importtiere dieser Studie stammten von Tieren, die erst vor wenigen Tagen einzeln oder in Gruppen aus dem europäischen Ausland nach Deutschland gebracht worden waren. Der Untersuchungszeitraum erstreckte sich vom 01.06.2006 bis 29.02.2008. Die Tiere waren in Deutschland noch keiner antiparasitären Behandlung unterzogen worden. Die Kotproben wurden 1-2 Tage nach Ankunft in Deutschland von den Mitarbeitern der Tierschutzorganisationen nach vorheriger Einweisung und Aushändigung eines Merkzettels sowie eines Datenzettels (Anhang 5) zur Informationssammlung genommen und sollten 1, 2 und 4 Wochen nach antiparasitären Behandlung (freie Wahl) erneut genommen werden. Nach der Entnahme wurden die Proben innerhalb von drei Tagen abgeholt oder mit der Post zugesandt.

3.3 Labormethoden

3.3.1 Koproskopische Untersuchungsmethoden

Die parasitologischen Untersuchungen der Individualkotproben von Hunden und Katzen erfolgten

(a) mit dem **kombinierten Sedimentations-/Flotationsverfahren** unter Verwendung von Zinksulfat-Lösung (spez. Gewicht 1,3) als Flotationsflüssigkeit (Bauer, 2006) zum Nachweis von Nematoden- und Zestodeneiern, Kokzidienoozysten sowie von Giardienzysten;

(b) mit der **SAF-Zentrifugationsmethode** (Bauer, 2006) zum Nachweis von Giardienzysten, Kokzidienoozysten und Helmintheneiern;

(c) mit dem **Trichterauswanderverfahren** (Bauer, 2006) zum Nachweis von Lungewurmlarven;

Die Befundung erfolgte qualitativ (nachgewiesen-nicht nachgewiesen).

3.3.2 Serologische Untersuchungsmethoden

3.3.2.1 Nachweis von Antikörpern gegen *Ehrlichia canis*

Der Nachweis von Antikörpern gegen *E. canis* im Serum erfolgte mittels eines indirekten Immunfluoreszenztests unter Verwendung eines kommerziell erhältlichen Kits (MegaScreen Fluorehrlichia canis ®; Fa. Megacor, A-6912 Hörbranz; Anleitung siehe Anhang 6).

3.3.2.2 Nachweis von Antikörpern gegen *Babesia canis*

Der Nachweis von Antikörpern gegen *B. canis* im Serum erfolgte mittels eines indirekten Immunfluoreszenztests unter Verwendung eines In-Haus-Testverfahrens (R. Edelhofer, Institut für Parasitologie und Zoologie, Veterinärmedizinische Universität Wien; Anleitung siehe Anhang 7).

3.3.2.3 Nachweis von Antigen von *Dirofilaria immitis*

Der Nachweis von zirkulierendem *D. immitis*-spezifischen Antigen im Serum erfolgte mit einem kommerziellen ELISA (FastTest® HWAntigen; Fa. Megacor; A-6912 Hörbranz; Anleitung siehe Anhang 8).

3.3.2.4 Nachweis von Antikörpern gegen *Leishmania infantum*

Der Nachweis von Antikörpern gegen *L. infantum* im Serum erfolgte mittels eines indirekten ELISA unter Verwendung eines nicht kommerziell erhältlichen In-Haus-Testverfahrens (Institut für Parasitologie, Universität Zürich; Anleitung siehe Anhang 9).

3.3.3 Nachweis von *Leishmania infantum*-spezifischer DNA

Der Nachweis von *L. infantum*-spezifischer DNA im Serum erfolgte mittels eines In-Haus-Verfahrens (Institut für Parasitologie, Universität Giessen; Lachaud et al., 2002; Anleitung siehe Anhang 10).

3.4 Statistische Auswertung

Die Datenauswertung wurde an der AG Biomathematik und Datenverarbeitung des Fachbereiches Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität Giessen unter Verwendung des Statistik-Programms BMDP/Dynamic, Release 7.0 (Dixon, 1993) sowie des Programms BiAS für Windows (Ackermann, 1998) durchgeführt. Die erhobenen Daten wurden mit Hilfe der explorativen Datenanalyse univariant auf signifikante Zusammenhänge überprüft. Für die Gegenüberstellung qualitativer Merkmale wurden Häufigkeitstabellen mit dem Programm BMDP4F erzeugt und mit dem (verallgemeinerten) Fisher-Test/Chi-Quadrat-Test auf signifikante Zusammenhänge geprüft. Zur Bewertung der statistischen Signifikanzen wurde das Signifikanzniveau $\alpha=0,05$ zugrunde gelegt. Zum Vergleich zweier Testverfahren wurden mittels Vierfeldertafel (s.u.) die relative Sensitivität, relative Spezifität, „scheinbare“ und „wahre“ Prävalenz (Conraths et. al, 2011) sowie, wenn nötig, der Kappa-Koeffizient berechnet:

		Test A (= „Goldstandard“)		
		pos.	neg.	Summe
Test B	pos.	a	b	a + b
	neg.	c	d	c + d
Summe		a + c	b + d	a + b + c + d

$$\text{Relative Sensitivität} = a/(a+c)$$

$$\text{Relative Spezifität} = d/(b+d)$$

$$\text{„scheinbare“ Prävalenz} = (a+b)/(a+b+c+d)$$

$$\text{„wahre“ Prävalenz} = (a+c)/(a+b+c+d)$$

Auf multiple Analysen wurde aufgrund der Zusammensetzung des vorliegenden Datenmaterials verzichtet, da es zu viele „unvollständige“ Fälle enthielt, so dass es zu einer Verringerung der Fallzahlen führen würde und damit systemische Fehler („Verzerrungen“) entstehen könnten.

4 Ergebnisse

4.1 Ergebnisse der Fragebogenaktion in Tierheimen

Die Auswertung der Fragebögen, die an die 44 Tierheime verteilt und von neun Tierheimen beantwortet worden waren, ergab folgende Ergebnisse: Die an der Studie teilnehmenden Tierheime verteilten sich auf das ganze Bundesland Hessen. Die meisten Standorte der Tierheime lagen am Stadtrand oder auf dem Land (Tab. 13).

Tabelle 13: Standorte der 9 in der Studie teilnehmenden Tierheime

Standort	n Tierheime
Stadt	1
Stadtrand	4
Land	3
Wald	1

Die Mehrzahl der Tierheime waren große städtische Einrichtungen, aber auch kleine ländliche Institutionen waren vertreten. Es gab Neubauten, die für den Zweck der Tierhaltung errichtet wurden aber auch umfunktionierte ältere Gebäude. Die Zahl der Mitarbeiter(innen) und deren zeitliche Verfügbarkeit variierten. Eine feste Tierheimleitung existierte in 4 der 9 Tierheime, meist bestehend aus einer Person. Einen Vorstand, bestehend aus 1-2 Personen, gab es bei 6 der 9 Tierheime. 3 Tierheime hatten fest angestellte Tierärzte (1-2), bei anderen Tierheimen wurden externe Tierärzte nur bei Bedarf konsultiert. Fest angestellte Tierpfleger waren bei 5 der 9 Tierheime vorhanden, zumeist 2-3 Personen; alle Tierheime verfügten über freiwillige oder ehrenamtliche Helfer. 3 Tierheime hatten fest angestelltes Personal, welches die Hunde ausführte, in allen anderen Tierheimen wurde dies von ehrenamtlichen Helfern durchgeführt.

4 Ergebnisse

In allen Tierheimen waren Hunde die am häufigsten aufgenommene Tierart, Katzen waren die am zweithäufigsten aufgenommene Tierart, gefolgt von Kleinnagern und Vögeln. In einem Tierheim wurden auch Reptilien und landwirtschaftliche Nutztiere aufgenommen (Tab. 14).

Tabelle 14: In 9 hessischen Tierheimen aufgenommene Tierarten

Tierheim	Hunde	Katzen	Kleinnager	Vögel	Reptilien	Sonstige
1	X	X	X	X	-	X
2	X	X	X	X	-	X
3	X	X	X	-	-	-
4	X	X	X	X	-	X
5	X	X	-	-	-	-
6	X	X	X	X	-	-
7	X	X	X	-	-	-
8	X	X	-	X	X	-
9	X	-	X	X	-	X

Die temporäre Unterbringungskapazität der Tierheime für Hunde und Katzen war sehr unterschiedlich, sie lag bei Hunden zwischen 1-80 und bei Katzen zwischen 12-100 Tieren. Damit variierte die Zahl der jährlich aufgenommenen Tiere erheblich. So wurden 3-400 Hunde pro Jahr sowie 6-332 Katzen pro Jahr aufgenommen (Tab. 15).

Das Alter der aufgenommenen Hunde und Katzen variierte stark und reichte von wenigen Wochen bis > 10 Jahre. Die Länge des individuellen Aufenthalts lag im Mittel bei Hunden zwischen zwei Wochen und sechs Monaten, wobei viele als Fundtiere eingelieferte Hunde bereits nach einem Tag vom Besitzer wieder abgeholt wurden. Bei Katzen wurden meist längere Unterbringungszeiten festgestellt (bis zu drei Jahre).

Hunde wurden in 4 von 9 Tierheimen in Gruppen von > 3 Tieren mit Auslauf gehalten, in 3 von 9 Tierheimen wurde die Einzelboxenhaltung angewandt. Die zwi-

4 Ergebnisse

schen diesen beiden Haltungsformen möglichen Varianten waren in unterschiedlichsten Formen vorhanden. Katzen wurden in 6 von 9 Tierheimen in Einzelboxen und in Gruppen > 3 Tieren mit Auslauf (Katzenzimmer) gehalten, andere Haltungsformen wurden ebenfalls verwendet (Tab. 16). Bei einzeln gehaltenen Tieren war eine zeitlich ausreichend lange individuelle Beschäftigung durch das Tierheimpersonal nur in Ausnahmefällen gegeben.

Neuankömmlinge kamen in allen Tierheimen zuerst in eine Quarantänestation.

Tabelle 15: Aufnahmekapazität in 9 hessischen Tierheimen

Tierheim	Maximale pro Jahr aufgenommene Tierzahl	
	Hunde	Katzen
1	10	100
2	250	300
3	175	255
4	187	257
5	400	250
6	8	6
7	38	151
8	350	332
9	80	-
Gesamt	1498	1651

Tabelle 16: Haltung von Hunden und Katzen in 9 hessischen Tierheimen (Mehrfachnennungen möglich)

Haltungsform	Anzahl Tierheime	
	Hund	Katze
Einzelbox	3	6
Einzelbox mit Auslauf	2	1
Gruppenbox	-	6
Gruppenbox mit Auslauf	6	7

4 Ergebnisse

Die Boxenbeschaffenheit (Boden und Wände) war bei 5 der 9 Tierheime aus Stein, bei 4 Tierheimen aus Kacheln. Die Boxen waren bei 4 der 9 Tierheime so gestellt, dass die Tiere Sichtkontakt untereinander hatten. Die Liegeplätze waren bei 8 der 9 Tierheime aus Teppichen/Decken, bei 5 Tierheimen aus Kunststoffunterlagen. Alle Boxen oder Räume wurden ausreichend mit Licht und Frischluft versorgt und waren heizbar. Nicht in allen Boxen war ausreichend Bodenfläche für jedes Tier entsprechend seiner Widerristhöhe verfügbar. Die Ausläufe bestanden aus Gras/Erde oder Beton/Kacheln (Tab. 17).

Ausgeführt wurden die Hunde in 7 der 9 Tierheime auf nahegelegenen Wiesen und Feldern durch Eigenpersonal oder externe Gassigänger.

Tabelle 17: Bodenbeschaffenheiten in Hundeboxen in 9 hessischen Tierheimen (Mehrfachnennungen möglich)

Parameter	Tierheim								
	1	2	3	4	5	6	7	8	9
Liegefläche Hundeboxen									
- Kunststoff	x	x	-	x	-	x	-	-	x
- Holz	-	-	-	-	-	-	x	x	-
- Teppich	x	x	x	x	x	-	x	x	x
- Sonstige	-	x	-	-	-	x	-	-	-
Bodenbeschaffenheit Auslauf									
- Beton/Stein/Kacheln	x	-	x		x	-	x	x	x
- Kies	-	-	-	-	-	-	-	-	-
- Gras/Erde	x	x	-	x	x	x	-	-	x
- Sonstige	-	-	-	-	-	x	-	-	-
Bodenbeschaffenheit Hundeboxen									
- Edelstahl	-	-	-	-	-	-	-	-	-
- Kacheln	x	-	x	-	-	-	x	-	x
- Stein	-	x	-	x	x	x	-	x	-
- Kunststoff	x	-	-	-	-	-	-	-	-
- Teppich	-	-	-	-	-	-	-	-	-
- Sonstige	-	-	-	-	-	x	-	-	-

Gereinigt wurden die Hundeboxen bei 7 der 9 Tierheime 1x täglich mit Wasser-schlauch, Eimer und Lappen. Der Hochdruckreiniger kam bei 4 Tierheimen als Arbeitsgerät zum Einsatz. Desinfiziert wurde 1x die Woche (2 Tierheime) oder seltener (4 Tierheime). Die Katzenräume wurden ebenfalls bei 7 der 9 Tierheime

4 Ergebnisse

1x täglich gereinigt, zumeist (8 Tierheime) mit Wasser, Eimer und Lappen. Desinfiziert wurde hier wöchentlich oder seltener (Tab. 18). Zur chemischen Desinfektion verwendeten die Tierheime verschiedenste Mittel aus Supermärkten oder Fachmärkten (z.B. Sagrotan®, Lysovet® und Rodasept®).

Tabelle 18: Reinigung und Desinfektion von Hunde- und Katzenboxen in 9 hessischen Tierheimen (Mehrfachnennungen möglich)

Parameter	Anzahl Tierheime	
	Hund	Katze
Reinigung		
- 1x täglich	7	7
- jeden 2. Tag	1	-
- 1x wöchentlich	1	2
Reinigungsmethode		
- Wasser+Eimer+Lappen	5	8
- Wasserschlauch	6	1
- Hochdruckreiniger	4	2
Desinfektion		
- 1x täglich	-	1
- mehrmals wöchentlich	1	1
- 1x wöchentlich	2	1
- seltener 1x wöchentlich	4	3
- keine	2	3
Einsatz von antiparasitären Foggern	4	4

Hunde wurden in 7 von 9 Tierheimen einzeln gefüttert und bei 4 Tierheimen wurde jedem Tier ein fester Napf zugeordnet. Katzen wurden gleichermaßen einzeln wie in Gruppen ohne feste Napfzuordnung versorgt. Gefüttert wurde im Schnitt 1-2x täglich, sowohl Nass- als auch Trockenfutter. 2 der 9 Tierheime verfütterten an Hunde Schlachtabfälle. Die Tränken wurden 1-2x am Tag erneu-

4 Ergebnisse

ert. Näpfe wurden bei der Hälfte aller Tierheime nach jeder Fütterung gereinigt (Tab. 19).

In 8 von 9 hessischen Tierheimen wurden Hunde und Katzen bei der Aufnahme mit einem Anthelminthikum behandelt. Als Wirkstoffe kamen Pyrantelpamoat, Benzimidazole, makrozyklische Laktone (z.T. mit umgewidmeten Präparaten aus der Großtierpraxis) und Praziquantel zum Einsatz. In 5 der 9 hessischen Tierheime wurden Hunde und Katzen bei der Aufnahme mit Ektoparasitiziden behandelt. Als Wirkstoffe wurden Fipronil, Selamectin, Imidacloprid und Permethrin genannt. Hunde wurden in 8 Tierheimen gegen Tollwut+SHPPiL geimpft, Katzen in 8 der 9 Tierheime gegen Tollwut+ Katzenschnecken/Katzenschnupfen geimpft (Tab. 20).

Nach Angaben der Tierheimverantwortlichen traten in 8 der 9 Tierheime bei maximal 25% der Hunde und in einem Tierheim bei bis zu 50% der Hunde Neuerkrankungen während des Aufenthalts auf. Diese betrafen vor allem den Magen-Darm-Trakt, die Lunge und den Bewegungsapparat. In jeweils 2 von 9 Tierheimen betrug der Anteil von Neuerkrankungen bei Katzen während des Aufenthaltes 25-50% bzw. 50-75%. Hier waren die am häufigsten betroffenen Organsysteme der Magen-Darm-Trakt, die Lunge sowie die Harnorgane.

4 Ergebnisse

Tabelle 19: Fütterungs- und Tränkemanagement in 9 hessischen Tierheimen
(Mehrfachnennungen möglich)

Parameter	Anzahl Tierheime	
	Hunde	Katzen
Fütterung		
- einzeln	7	6
- in Gruppen	3	6
- feste Näpfe	4	2
- Napfhobbing	2	3
- sonstiges	2	1
Fütterungshäufigkeit		
- 1x täglich	5	-
- 2x täglich	4	7
- > 2x täglich	3	1
Futtermittel		
- Nassfutter	7	8
- Trockenfutter	8	7
- Küchenabfälle	-	-
- Schlachtabfälle	2	-
- sonstiges	3	2
Tränkeerneuerung		
- 1x täglich	6	7
- 2x täglich	4	1
- > 2x täglich	1	-
Reinigung der Näpfe		
- nach jeder Fütterung	5	5
- 1x täglich	2	3
- seltener 1x täglich	2	-

4 Ergebnisse

Tabelle 20: Medizinische Standardversorgung von neu aufgenommenen Hunden und Katzen in 9 hessischen Tierheimen

Parameter	Anzahl Tierheime mit Versorgung bei	
	Hund	Katze
Behandlung mit		
- Anthelminthika	8	8
- Ektoparasitizid	5	5
Impfung gegen		
- Tollwutvirus	8	8
- CAV-1+CAV-2	6	-
- Leptospirose	7	-
- CDV/CAV-1+2/CPV-2/CPiV/Leptospirose	8	-
- CPV-2	5	-
- CPiV	4	-
- FeLV	-	2
- FePV/FeHV+FeCV	-	8
- FeCoV	-	1

4.2 Ergebnisse der Tierdatensammlung

4.2.1 Allgemeine Daten

Insgesamt wurden 713 individuelle Hundeproben und 519 individuelle Katzenproben mit mehr oder weniger vollständigen Angaben zu den Tieren einmalig untersucht. Bei der Herkunft kamen 12% der Hunde aus dem Praxisklientel, 30% waren Fundhunde und 58% Importhunde. Bei den Katzen verteilte es sich mit 14% auf das Praxisklientel, mit 81% auf Fundkatzen und mit 5% auf Importtiere.

Allgemeine Daten wurden erfragt betreffend der Rasse, des Alters (Welpen <6 Monate, Jungtiere =6-12 Monate, adulte >12 Monate) und des Geschlechts.

Das Gewicht der Hunde unterlag großen Unterschieden, die Spanne lag zwischen 0,4 kg und 75,0 kg; bei den Katzen war die Spanne mit 0,2 kg bis 8,8 kg nicht ganz so groß.

4.2.2 Fundtiere

Bei den erstmalig untersuchten Fundhunden und Fundkatzen stellte den Fundort mit der größten Anzahl an im Tierheim aufgenommenen Hunden Nordhessen dar, bei den Katzen war es Mittelhessen (Tab. 21).

Tabelle 21: Fundorte der Hunde und Katzen aus 9 hessischen Tierheimen

Parameter	Hunde	Katzen
Nordhessen	26	61
Mittelhessen	14	145
Südhessen	14	118
Sonstige	3	13
k.A.	155	84

Bei den Fundtieren wurden Daten über die Rasse, das Alter und das Geschlecht erhoben (Tab. 22).

Das Tierheimpersonal protokollierte nach eigener Einschätzung den Pflegezustand und Gesundheitszustand der neu aufgenommenen Fundtiere (Tab. 23). Der Pflegezustand (530 Angaben) der Hunde konnte bei 88% gut, bei 9% mittel und bei 3% als schlecht eingestuft werden. Der Gesundheitszustand (530 Angaben) war bei 83% gut, bei 15% mittel und bei 3% schlecht. Der Pflegezustand der Katzen (448 Angaben) wurde in 63% als gut, in 26% als mittel und in 11% als schlecht befunden. Bei dem Gesundheitszustand (448 Angaben) wurden 70% als gut, 21% als mittel und 9% als schlecht beurteilt. Eine antiparasitäre Vorbehandlung (445 Angaben) war bei 16% der Katzen bekannt.

4 Ergebnisse

Tabelle 22: Rasse-, Alters- und Geschlechterverteilung bei den Fundhunden und -katzen

Parameter	Hunde		Katzen	
	N	%	N	%
Rasse				
- Mischling	58	27	7	2
- kleine Hunderasse	22	10	-	-
- große Hunderasse	39	18	-	-
- Rassekatze	-	-	346	82
- K.A.	93	44	68	16
Alter				
- Welpen (<6 Mo.)	22	10	166	40
- Jungtier (6-12 Mo.)	12	6	21	5
- Adult (>12 Mo.)	85	40	85	20
- k.A.	93	44	149	35
Geschlecht				
- männlich	47	22	147	35
- weiblich	72	34	225	53
- kastriert	32	27	57	15
- k.A.	93	44	49	12

4 Ergebnisse

Tabelle 23: Pflege- und Gesundheitszustand der Fundtiere bei Aufnahme

Parameter	Anzahl	
	Hunde	Katzen
Pflegezustand		
- gut	74	190
- mittel	30	114
- schlecht	15	48
- k.A.	93	69
Gesundheitszustand		
- gut	73	226
- mittel	34	85
- schlecht	12	41
- k.A.	93	69

4.2.3 Importtiere

Die verschiedenen Herkunftsländer der erstmalig beprobten Importhunde schlüsselten sich so auf, dass 45% (n=185) aus Spanien (Festland), 8% (n=31) aus Rumänien, 7% (n=30) aus Ungarn, 6% (n=23) aus der Türkei und 5% (n=22) aus Fuerteventura stammten. Vereinzelt kamen Tiere auch aus Griechenland, Ibiza, Polen, Italien, Frankreich, Kreta, der Schweiz, Malta, Lanzarote, Portugal und Ägypten. Bei 18% (n=74) wurden keine Angaben zur Herkunft gemacht (Abbildung 1).

4 Ergebnisse

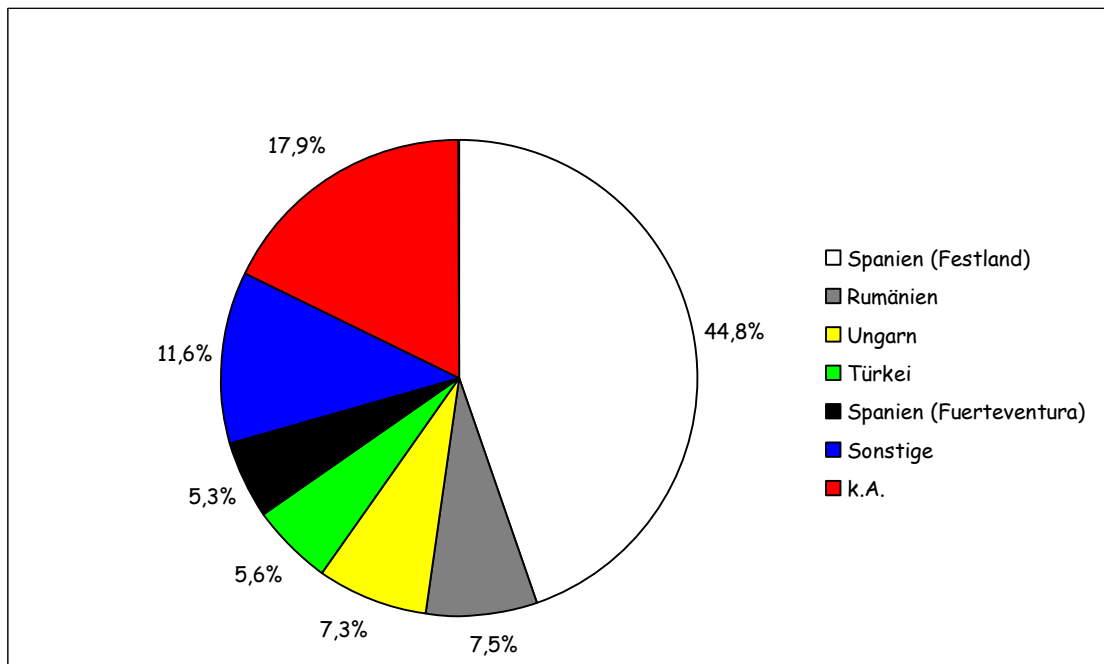


Abbildung 1: Herkunftsländer der Importhunde (n=413)

Von den 25 importierten Katzen kamen drei Tiere aus Spanien und 22 aus der Schweiz.

Bei den Importhunden wurden Daten bezüglich ihrer Rasse, des Alters und des Geschlechts gesammelt (Tab. 24).

Bei den Importtieren wurde erfragt, wie sie nach Deutschland verbracht wurden, ob zum Zeitpunkt der Einfuhr bereits Parasitosen im Ausland diagnostiziert wurden und ob im Ausland eine antiparasitäre Behandlung durchgeführt wurde (Tab. 25).

Waren Parasitosen bekannt, so hatten acht Hunde eine Ehrlichiose, fünf Hunde hatten Flohbefall kombiniert mit *T. canis*, drei Hunde hatten eine Leishmaniose, je zwei Hunde hatten Demodex-, Giardien- und Flohbefall, sowie je ein Hund einen Befall mit *D. immitis*, Milben, Zecken, *Borellia* spp. und *T. canis* gepaart mit Giardien. Wurde eine antiparasitäre Behandlung durchgeführt bevor das Tier nach Deutschland kam, wurden zumeist Fenbendazol, Praziquantel und Milbemycin eingesetzt.

4 Ergebnisse

Tabelle 24: Rasse-, Alters- und Geschlechtsverteilung der Importhunde

Parameter	Hunde	
	n	%
Rasse		
- Mischling	291	70
- kleine Rassen	14	3
- große Rassen	27	7
- k.A.	81	20
Alter		
- Welpen (<6 Mo.)	86	21
- Jungtier (6-12 Mo.)	69	17
- Adult (>12 Mo.)	173	42
- k.A.	85	20
Geschlecht		
- männlich	154	37
- weiblich	174	43
- kastriert	190	60
- k.A.	85	20

4 Ergebnisse

Tabelle 25: Einfuhr der Importtiere nach Deutschland, das Vorhandensein von Parasitosen zum Zeitpunkt der Einfuhr und antiparasitäre Vorbehandlungen

Parameter	Hunde	Katzen
Einfuhr		
- einzeln	85	3
- in einer Gruppe	224	22
- k.A.	104	-
Parasitose		
- bekannt	27	1
- unbekannt	301	24
- k.A.	85	-
Vorbehandlung		
- ja	169	24
- nein	157	1
- k.A.	87	-

4.2.4 Praxistiere

Bei den erstmalig untersuchten Praxistieren (Hunde n=88, Katzen n=73) wurden Daten bezüglich ihrer Rasse, des Alters und des Geschlechtes gesammelt (Tab. 26).

Des Weiteren wurde erfragt, ob die Praxiskatzen sich nur in der Wohnung aufhielten oder Freigang hatten. Bei den Praxishunden wurde erfragt, durch welches Gebiet die tägliche Strecke des Gassigehens führte. Bei beiden Tierarten wurde zudem erfragt, wie lange der Zeitraum bis zur letzten durchgeführten Entwurmung zurück lag (Tab. 27).

4 Ergebnisse

Tabelle 26: Rasse, Alter und Geschlecht der Patienten einer südhessischen Kleintierpraxis

Parameter	Hunde	Katzen
Rasse		
- Mischling	21	3
- kleine Hunderasse	28	-
- große Hunderasse	37	-
- Rassekatze	-	68
- K.A.	2	2
Alter		
- Welpen (<6 Mo.)	10	10
- Jungtier (6-12 Mo.)	7	13
- adult (>6 Mo.)	69	47
- k.A.	2	3
Geschlecht		
- männlich	39	24
- weiblich	47	46
- kastriert	25	40
- k.A.	2	3

4 Ergebnisse

Tabelle 27: Aufenthalt der Praxiskatzen, Gassistrecken der Praxishunde und letzte Entwurmung der Praxistiere

Parameter	Hunde	Katzen
Aufenthalt der Katzen		
- Wohnung	-	62
- Freigang	-	8
- k.A.	-	3
Gassistrecke der Hunde		
- Stadt	24	-
- Wiese/Feld	29	-
- Wald	7	-
- Stadt/Wald/Wiese	26	-
- k.A.	2	-
letzte Entwurmung		
- < 4 Wochen	9	7
- 4-24 Wochen	22	16
- > 24 Wochen	28	17
- k.A.	29	23

4.3 Ergebnisse der parasitologischen Untersuchungen

4.3.1 Querschnittsstudie Hunde

Insgesamt erwiesen sich nach Verwendung des kombinierten Sedimentations-/Flotationsverfahrens und/oder des SAF-Verfahrens sowie des Trichterauswanderverfahrens von den koproskopisch untersuchten Hunden bei der ersten Untersuchung 10% der *Giardia* spp.-, 2% als *I. canis*- und 4% als *I. ohioensis/burrowsi*-infiziert. Zwei Hunde schieden Oozysten von *Neospora/Hammondia*, ein Hund Eier von *Alaria alata*, zwei Hunde Eier von *Spirometra* sp. und vier Hunde Eier von Taeniiden aus. 2% der Hunde waren mit Hakenwürmern, 1% mit *Crenosoma* sp., 5% mit *T. canis* und 1% mit *T. vulpis* infiziert. 5 Hunde waren Ausscheider von *T. leonina*-Eiern (Tab. 28). Bei Importhunden wurden außerdem bei 9% Antikörper gegen *Ehrlichia* spp., bei 13% gegen *Leishmania* spp. und bei 12% gegen *Babesia* spp. gefunden. Zwei Hunde zeigten im Blut zirkulierendes *D. immitis*-Antigen. *Leishmania*-spezifische DNA wurde bei 5% der Importhunde nachgewiesen (Tab. 29).

Für den Nachweis einer Infektion mit *T. canis* wurde lediglich das Alter als Risikofaktor identifiziert: Welpen (<6 Monate) waren signifikant häufiger betroffen als ältere Hunde (Tab. 31). Eier von *T. vulpis* waren bei Fundhunden signifikant häufiger nachzuweisen als bei Import- oder Praxishunden (Tab. 31). Ein *Giardia*-Befall wurde signifikant häufiger bei Hunden mit Durchfall als bei klinisch unauffälligen Hunden nachgewiesen (Tab. 30). Ein signifikanter Zusammenhang bestand bei *Isospora* spp.-Infektionen und dem Alter der Hunde: Welpen (<6 Monate) waren häufiger betroffen als ältere Hunde (Tab. 30). Bei Importhunden erwies sich lediglich das Alter als ein Risikofaktor für den serologischen Nachweis von Antikörpern gegen *Babesia* spp: Bei adulten Hunden (>12 Monate) wurden solche Antikörper signifikant häufiger nachgewiesen als bei Junghunden (6-12 Monate) (Tab. 32). Die Prävalenz von *Leishmania*-Antikörpern war bei Hunden

4 Ergebnisse

aus Südeuropa mit 14% höher als bei Hunden aus Osteuropa (2%) oder anderen Regionen (0%), jedoch war dieser Unterschied knapp nicht signifikant (Tab. 32).

Tabelle 28: Nachweis von Parasitenstadien im Kot (kombiniertes Flotations-/Sedimentationsverfahren+SAF-Verfahren+Trichterauswanderverfahren) von Fundhunden (n=212), Importhunden (n=241) und Praxishunden (n=88)

Fäkalstadien von ...	Fundhunde %	Importhunde %	Praxishunde %	Gesamt %
<i>Giardia</i> spp.	12,3	9,1	5,7	9,8
<i>Isospora canis</i>	1,9	3,3	0,0	2,2
<i>Isospora ohioensis/burrowsi</i>	1,9	6,6	1,1	3,9
<i>Neospora/Hammondia</i> -ähnlich	0,9	0,0	0,0	0,1
<i>Alaria alata</i>	0,5	0,0	0,0	0,2
<i>Spirometra</i> sp.	0,0	0,8	0,0	0,4
Taeniiden	1,4	0,8	0,0	0,9
Hakenwurm-Arten	0,9	2,1	2,3	1,7
<i>Crenosoma vulpis</i>	0,0	2,0	0,0	0,9
<i>Toxocara canis</i>	3,3	5,8	6,8	4,9
<i>Toxascaris leonina</i>	1,4	0,8	0,0	0,9
<i>Trichuris vulpis</i>	3,3	0,8	0,0	1,7

Tabelle 29: Ergebnisse der serologischen und molekularbiologischen Untersuchungen von Importhunden (n=184)

Nachweis von ...	%
<i>Ehrlichia canis</i> -Antikörpern (IFAT)	9,2
<i>Leishmania infantum</i> -Antikörpern (ELISA)	13,0
<i>Babesia canis</i> -Antikörpern (IFAT)	11,9
<i>Dirofilaria immitis</i> -Antigen (ELISA)	1,1
<i>Leishmania</i> - spezifische DNA (PCR)	5,0

Tabelle 30: Risikofaktoren für den Nachweis von Infektionen mit Protozoen bei Hunden

Parameter	n unters. ¹	<i>Giardia</i>		<i>Isospora canis</i>		<i>Isospora ohioensis/burrowsi</i>	
		n pos.	% pos.	p-Wert	n pos.	% pos.	p-Wert
Herkunft				0,195			0,011
- Praxistiere	88	5	6		0	0	1
- Fundtiere	212	26	12		4	2	2
- Importtiere	241	22	9		8	3	7
Alter				0,119			< 0,001
- Welpen (<6 Mo.)	113	15	12		8	7	13
- Junghund (6-12 Mo.)	41	2	5		0	0	0
- adult (>12 Mo.)	245	18	7		0	0	0
Geschlecht				0,570			0,838
- männlich	172	13	8		4	2	4
- weiblich	227	22	10		4	2	4
Durchfall				< 0,001			0,462
- ja	131	24	18		4	3	5
- nein	410	29	7		8	2	3
Gassigehweg Praxishunde				0,465			0,771
- Stadt	26	1	4		0	0	0
- Wiese	36	5	14		0	0	3
- Wald	10	1	10		0	0	0
- überall	4	1	25		0	0	0
Letzte Entwurmung Praxistiere				0,308			0,114
- < 4 Wochen	38	6	16		1	3	5
- 4-24 Wochen	51	3	6		0	0	0
- > 24 Wochen	30	3	10		0	0	0

¹ variierende Untersuchungszahlen durch fehlende Angaben bedingt

Tabelle 31: Risikofaktoren für den Nachweis von Helmintheninfektionen bei Hunden

Parameter	n unters. ¹	<i>Toxocara</i>			<i>Toxascaris</i>			Hakenwurm			<i>Trichuris</i>		
		n pos.	% pos.	p-Wert	n pos.	% pos.	p-Wert	n pos.	% pos.	p-Wert	n pos.	% pos.	p-Wert
Herkunft				0,327			0,669			0,571			0,050
- Praxistiere	88	6	7		0	0		2	2		0	0	
- Fundtiere	212	7	3		2	1		2	1		7	3	
- Importtiere	241	14	6		2	1		5	2		2	1	
Alter				0,013			0,532			0,242			0,196
- Welpen (<6 Mo.)	113	13	12		0	0		1	1		0	0	
- Junghund (6-12 Mo.)	41	4	10		0	0		2	5		1	2	
- adult (>12 Mo.)	245	9	4		2	1		4	2		7	3	
Geschlecht				0,366			0,361			0,710			0,494
- männlich	172	9	5		2	1		3	2		2	1	
- weiblich	227	17	7		0	0		4	2		6	3	
Durchfall				0,831			0,762			0,801			0,187
- ja	131	7	5		1	1		2	2		0	0	
- nein	410	20	5		4	1		7	2		9	2	
Gassigehweg Praxishunde				0,809			-			< 0,001			-
- Stadt	26	1	4		0	0		0	0		0	0	
- Wiese	36	3	8		0	0		0	0		0	0	
- Wald	10	1	10		0	0		0	0		0	0	
- überall	4	0	0		0	0		1	25		0	0	
Letzte Entwurmung Praxis-tiere				0,126			-			-			0,689
- < 4 Wochen	38	6	16		0	0		0	0		1	3	
- 4-24 Wochen	51	2	4		0	0		0	0		1	2	
- > 24 Wochen	30	2	7		0	0		0	0		0	0	

¹ variierende Untersuchungszahlen durch fehlende Angaben bedingt

Tabelle 32: Risikofaktoren für den serologischen Nachweis von Infektionen mit durch Arthropoden übertragenden Erregern bei Importhunden

Parameter	n unters. ¹	<i>Babesia</i> -Ak ²			<i>Leishmania</i> -Ak ²			<i>Ehrlichia</i> -Ak ²			<i>Dirofilaria</i> -Ag ³		
		n pos.	% pos.	P-Wert	n pos.	% pos.	p-Wert	n pos.	% pos.	p-Wert	n pos.	% pos.	p-Wert
Alter				0,036			0,324			0,098			0,755
- Welpen (<6 Mo.)	18	0	0		1	6		0	0		0	0	
- Junghund (6-12 Mo.)	53	2	4		3	6		2	4		1	2	
- adult (>12 Mo.)	112	16	14		14	13		13	12		1	1	
Herkunftsgebiet				0,131			0,051			0,103			0,656
- Südeuropa	128	10	8		18	14		15	12		2	2	
- Osteuropa	52	9	17		1	2		1	2		0	0	
- andere	4	0	0		0	0		0	0		0	0	

¹ variierende Untersuchungszahlen durch fehlende Angaben bedingt

² Antikörper-Nachweis

³ Antigen-Nachweis

4.3.2 Querschnittsstudie Katzen

Insgesamt erwiesen sich nach Verwendung des kombinierten Sedimentations-/Flotationsverfahrens und/oder des SAF-Verfahrens sowie des Trichterauswanderverfahrens von den koproskopisch untersuchten Katzen bei der ersten Untersuchung 4% als *Giardia* spp.-, 6% als *I. felis*-, sechs Katzen mit Zysten von *I. rivolta*-, eine Katze mit Oozysten von *T. gondii*/*Hammondia* sp.- zwei Katzen mit Zysten von *Sarcocystis* spp.-, 4% als Taeniiden-, vier Katzen mit Eiern von Hakenwurm-, 1% als *Aelurostrongylus* sp.-, 20% als *T. cati*- und vier Katzen mit Eiern von *Capillaria* spp.-infiziert (Tab. 33).

Tabelle 33: Nachweis von Parasitenstadien im Kot (kombiniertes Flotations-/Sedimentationsverfahren+SAF-Verfahren+Trichterauswanderverfahren) von Fundkatzen (n=421), Importkatzen (n=25) und Praxiskatzen (n=73)

Fäkalstadien von ...	Fundtiere %	Importtiere %	Praxistiere %	Gesamt %
<i>Giardia</i> spp.	2,9	4,0	10,9	4,0
<i>Isospora felis</i>	7,4	4,0	1,4	6,4
<i>Isospora rivolta</i>	1,2	0,0	1,4	1,2
<i>Toxoplasma gondii</i> / <i>Hammondia</i> sp.	0,2	0,0	0,0	0,2
<i>Sarcocystis</i> spp.	0,5	0,0	0,0	0,4
Taeniiden	4,9	0,0	2,7	4,4
Hakenwurm-Arten	0,7	0,0	1,4	0,8
<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	1,7	0,0	0,0	1,3
<i>Toxocara cati</i>	22,6	0,0	12,3	20,0
<i>Capillaria</i> spp.	0,9	0,0	0,0	0,8

Für den Nachweis eines *T. cati*-Befalls erwiesen sich als Risikofaktoren die Herkunft der Tiere (Fundkatzen waren häufiger infiziert als Praxis- oder Importtiere), das Alter (Katzenwelpen (<6 Monate) waren signifikant häufiger infiziert als ältere Tiere), sowie bei Fundkatzen die Fundregion (Tiere aus Nordhessen

4 Ergebnisse

waren häufiger betroffen als Tiere aus Mittel- oder Südhessen) und bei Praxistieren der Aufenthalt (Freigänger waren signifikant häufiger infiziert als Wohnungskatzen) (Tab. 35). Ein Taeniiden-Befall wurde signifikant häufiger bei adulten Tieren (>12 Monate) als bei jüngeren Tieren nachgewiesen sowie signifikant häufiger bei Freigängern als bei Wohnungskatzen festgestellt (Tab. 35). Einen signifikanten Unterschied stellte die Herkunft beim Auftreten von *Giardia*-spp.-Infektionen dar: Praxistiere waren häufiger betroffen als Fund- und Importkatzen. Bei Katzen mit einer *Giardia* spp.-Infektion trat signifikant häufiger Durchfall auf als bei nicht infizierten Katzen (Tab. 34).

Für den Nachweis einer Infektion mit *Isospora* spp. wurde lediglich das Alter als Risikofaktor identifiziert: Katzenwelpen (<6 Monate) waren signifikant häufiger betroffen als ältere Katzen (Tab. 34).

4.3.3 Longitudinalstudie Hunde und Katzen

Ziel der Longitudinalstudie war es festzustellen, ob bei Fundhunden und -katzen, die in einem der überprüften 9 hessischen Tierheime aufgenommen worden waren, im Verlauf des Tierheimaufenthaltes Neu- oder Reinfektionen mit Darmparasiten auftraten. Dazu wurden Hunde und Katzen in Abhängigkeit von ihrer Aufenthaltsdauer wiederholt 2-4x koproskopisch untersucht.

Neu- und Reinfektionen von Hunden und Katzen mit mehrwöchigem Aufenthalt in einem der Tierheime ließen sich weder für *T. canis* (Hunde) und *T. cati* (Katzen), noch für *Giardia*-Infektionen absichern (Tab. 36+40+41). Dagegen ließen sich Neu- oder Reinfektionen für *I. ohioensis/burrowsi* (Hunde) und *I. felis* (Katzen) absichern (Tab. 37 und 38) nicht aber für *I. rivolta* (Tab. 39).

Tabelle 34: Risikofaktoren für den Nachweis von Infektionen mit Protozoen bei Katzen

Parameter	n unters. ¹		<i>Giardia</i>		<i>Isospora felis</i>		<i>Isospora rivolta</i>		p-Wert
			n pos.	% pos.	p-Wert	n pos.	% pos.	n pos.	
Herkunft					0,005				0,849
- Praxistiere	73	8	11			1	1	1	
- Fundtiere	421	12	3			31	7	5	
- Importtiere	25	1	4			1	4	0	
Alter					0,514				0,023
- Welpen (<6 Mo.)	180	6	3			23	13	5	
- Jungtier (6-12 Mo.)	43	3	7			2	5	0	
- adult (>12 Mo.)	225	8	4			5	2	0	
Geschlecht					0,794				0,691
- männlich	185	6	3			11	6	3	
- weiblich	263	11	4			19	7	2	
Durchfall					0,034				0,976
- ja	45	5	11			4	9	0	
- nein	474	16	3			29	6	6	
Fundregion Fundtiere					0,642				0,037
- Nordhessen	61	2	3			5	8	2	
- Mittelhessen	145	2	1			8	6	1	
- Südhessen	118	4	3			12	10	0	
Aufenthalt Praxistiere					0,758				0,127
- Wohnung	89	8	9			2	2	1	
- Freigang	9	1	13			0	0	0	
Letzte Entwurmung Praxistiere					0,071				-
- < 4 Wochen	16	4	25			0	0	0	
- 4-24 Wochen	34	4	12			1	3	0	
- > 24 Wochen	19	0	0			0	0	0	

¹ variierende Untersuchungszahlen durch fehlende Angaben bedingt

Tabelle 35: Risikofaktoren für den Nachweis von Helmintheninfektionen bei Katzen

Parameter	n unters. ¹	<i>Toxocara</i>			Hakenwurm			<i>Capillaria</i>			Taeniiden		
		n pos.	% pos.	p-Wert	n pos.	% pos.	p-Wert	n pos.	% pos.	p-Wert	n pos.	% pos.	p-Wert
Herkunft				0,005			0,758			0,626			0,375
- Praxistiere	73	9	12		1	1		0	0		2	3	
- Fundtiere	421	95	23		3	1		4	1		21	5	
- Importtiere	25	0	0		0	0		0	0		0	0	
Alter				< 0,001			0,784			0,148			0,024
- Welpen (<6 Mo.)	180	69	38		1	1		2	1		3	2	
- Jungtier (6-12 Mo.)	43	3	7		0	0		1	2		1	2	
- adult (>12 Mo.)	225	20	9		2	1		0	0		16	7	
Geschlecht				0,723			0,384			0,691			0,911
- männlich	185	36	19		0	0		2	1		8	4	
- weiblich	263	56	21		3	1		3	1		12	5	
Durchfall				0,078			0,784			0,976			0,701
- ja	45	4	9		1	2		1	2		3	7	
- nein	474	100	21		3	1		5	1		20	4	
Fundregion Fundtiere				0,002			0,292			0,085			0,785
- Nordhessen	61	11	18		0	0		1	2		4	7	
- Mittelhessen	145	28	19		0	0		0	0		7	5	
- Südhessen	118	41	3		2	2		4	3		7	6	
Aufenthalt Praxistiere				< 0,001			0,127			-			< 0,001
- Wohnung	89	3	3		0	0		0	0		0	0	
- Freigang	8	6	75		1	13		0	0		2	25	
Letzte Entwurmung Praxistiere				0,653			-			-			
- < 4 Wochen	16	0	0		0	0		0	0		0	0	
- 4-24 Wochen	34	1	3		0	0		0	0		0	0	
- > 24 Wochen	19	1	5		0	0		0	0		0	0	

¹ variierende Untersuchungszahlen durch fehlende Angaben bedingt

4 Ergebnisse

Tabelle 36: Ergebnisse der Mehrfachuntersuchungen auf *Giardia* spp. bei Hunden

Untersuchung Wochen		1		2		4	
nach Aufnahme							
Zystennachweis		pos.	neg.	pos.	neg.	pos.	neg.
bei Aufnahme	pos.	2	9	2	1	0	2
	neg.	7	26	2	11	2	6
p-Wert		0,83		0,65		0,43	

Tabelle 37: Ergebnisse der Mehrfachuntersuchungen auf *Isospora ohioensis/burrowsi* bei Hunden

Untersuchung Wochen		1		2		4	
nach Aufnahme							
Zystennachweis		pos.	neg.	pos.	neg.	pos.	neg.
bei Aufnahme	pos.	1	1	0	2	0	2
	neg.	3	39	0	14	1	7
p-Wert		0,04		-		0,59	

Tabelle 38: Ergebnisse der Mehrfachuntersuchungen auf *Isospora felis* bei Katzen

Untersuchung Wochen		1		2	
nach Aufnahme					
Oozystennachweis		pos.	neg.	pos.	neg.
bei Aufnahme	pos.	4	15	0	4
	neg.	2	76	3	16
p-Wert		0,003		0,39	

Tabelle 39: Ergebnisse der Mehrfachuntersuchungen auf *Isospora rivolta* bei Katzen

Untersuchung Wochen		1		2	
nach Aufnahme					
Oozystennachweis		pos.	neg.	pos.	neg.
bei Aufnahme	pos.	0	1	0	1
	neg.	4	92	1	21
p-Wert		-		0,83	

4 Ergebnisse

Tabelle 40: Ergebnisse der Mehrfachuntersuchungen auf *Toxocara canis* bei Hunden

Untersuchung Wochen nach Aufnahme		1		2		4	
Einachweis		pos.	neg.	pos.	neg.	pos.	neg.
bei Aufnahme	pos.	0	4	0	1	0	1
	neg.	2	39	1	14	1	8
p-Wert		0,75		0,79		0,73	

Tabelle 41: Ergebnisse der Mehrfachuntersuchungen auf *Toxocara cati* bei Katzen

Untersuchung Wochen nach Aufnahme		1		2	
Einachweis		pos.	neg.	pos.	neg.
bei Aufnahme	pos.	5	31	0	8
	neg.	3	53	3	12
p-Wert		0,12		0,18	

4.3.4 Vergleich der diagnostischen Effizienz des SAF- und des kombinierten Sedimentations-/Flotationsverfahrens

Der Vergleich der beiden koproskopischen Untersuchungsverfahren erbrachte für den Nachweis von Helminthenstadien (Tab. 42 und 43) und Protozoenstadien (Tab. 44 und 45) bei Hunden und Katzen unterschiedliche Ergebnisse. Das kombinierte Sedimentations-/Flotationsverfahren erbrachte dabei für Helmintheneier (Ausnahme *T. vulpis*-Eier) und *Isospora* spp.-Oozysten häufiger ein positives Ergebnis als das SAF-Verfahren; das SAF-Verfahren war aber beim Nachweis von *T. vulpis*-Eiern und *Giardia*-Zysten der erstgenannten Methode überlegen. Die Übereinstimmung der Resultate beider Verfahren war mäßig gut (Kappa = 0,32-0,72). Für das SAF-Verfahren wurde im Vergleich zum kombinierten Sedi-

mentations-/Flotationsverfahren als „Goldstandard“ meist eine nur geringe relative Sensitivität, jedoch eine hohe relative Spezifität ermittelt (Tab. 42-45).

Tabelle 42: Vergleich der mittels kombiniertem Sedimentations-Flotationsverfahren und SAF-Verfahren gewonnenen Ergebnisse (Helminthen) bei Hunden

		Kombinierte Sedimentation-Flotation (= "Goldstandard")					
		<i>Toxocara</i>	<i>Toxascaris</i>	Hakenwürmer	<i>Trichuris</i>		
SAF	+	17	9 (3,4%) ¹	2	0 (0,3%) ¹	4	1 (0,7%) ¹
	-	14 (4%) ²	723	3 (0,7) ²	758	7 (1,4%) ²	751
Relative Sensitivität (%)		54,8 (36,0-72,7) ³	40 (5,3-85,3) ³	36,4 (10,9-69,2) ³	66,7 (9,4-99,2) ³		
Relative Spezifität (%)		98,8 (97,7-99,4) ³	100 (99,5-100) ³	99,9 (99,3-100) ³	99,1 (98,1-99,6) ³		
Kappa-Koeffizient		0,58 (0,51-0,65) ³	0,56 (0,50-0,63) ³	0,49 (0,42-0,56) ³	0,32 (0,26-0,39) ³		

¹ „scheinbare“ Prävalenz, ² „wahre“ Prävalenz, ³ 95%-Konfidenzintervall

4 Ergebnisse

Tabelle 43: Vergleich der mittels kombiniertem Sedimentations-Flotationsverfahren und SAF-Verfahren gewonnenen Ergebnisse (Helminthen) bei Katzen

		Kombinierte Sedimentation-Flotation (= "Goldstandard")					
		<i>Toxocara</i>		Hakenwürmer		Taeniiden	
		pos.	neg.	pos.	neg.	pos.	neg.
SAF	pos.	26	0 (4,1%) ¹	2	1 (0,4%) ¹	7	8 (2,4%) ¹
	neg.	78 (16,4%) ²	530	1 (0,4%) ²	630	9 (2,5%) ²	610
Relative Sensitivität (%)		25 (17,0-34,4) ³		66,7 (9,4-99,2) ³		43,8 (19,8-70,1) ³	
Relative Spezifität (%)		100 (99,3-100) ³		99,8 (99,1-100) ³		98,7 (97,4-99,4) ³	
Kappa-Koeffizient		0,35 (0,29-0,41) ³		0,66 (0,58-0,74) ³		0,43 (0,36-0,51) ³	

¹ „scheinbare“ Prävalenz, ² „wahre“ Prävalenz, ³ 95%-Konfidenzintervall

Tabelle 44: Vergleich der mittels kombiniertem Sedimentations-Flotationsverfahren und SAF-Verfahren gewonnenen Ergebnisse (Protozoen) bei Hunden

		Kombinierte Sedimentation-Flotation (= "Goldstandard")					
		<i>Giardia</i>		<i>I. canis</i>		<i>I. ohioensis/burrowsi</i>	
		pos.	Neg.	pos.	neg.	pos.	neg.
SAF	pos.	45	38 (10,9%) ¹	13	6 (2,4%) ¹	20	5 (3,3%) ¹
	neg.	4 (6,4%) ²	676	8 (2,7%) ²	736	10 (3,9%) ²	728
Relative Sensitivität (%)		91,8 (80,4-97,7) ³		61,9 (38,4-81,9) ³		60,7 (47,2-82,7) ³	
Relative Spezifität (%)		94,7 (92,8-96,2) ³		99,2 (98,3-99,7) ³		99,3 (98,4-99,8) ³	
Kappa-Koeffizient		0,65 (0,58-0,72) ³		0,64 (0,56-0,71) ³		0,71 (0,64-0,78) ³	

¹ „scheinbare“ Prävalenz, ² „wahre“ Prävalenz, ³ 95%-Konfidenzintervall

4 Ergebnisse

Tabelle 45: Vergleich der mittels kombiniertem Sedimentations-Flotationsverfahren und SAF-Verfahren gewonnenen Ergebnisse (Protozoen) bei Katzen

		Kombinierte Sedimentation-Flotation (=Goldstandard)					
		Giardia		I. felis		I. rivolta	
		pos.	neg.	pos.	neg.	pos.	neg.
SAF	pos.	14	10 (3,8%) ¹	25	5 (4,7%) ¹	5	1 (0,9%) ¹
	neg.	4 (2,8%) ²	606	13 (6%) ²	591	6 (1,7%) ²	622
Relative Sensitivität (%)		77,8 (52,4-93,6) ³		65,8 (48,7-80,4) ³		45,4 (16,8-76,6) ³	
Relative Spezifität (%)		98,4 (97,0-99,2) ³		99,2 (98,1-99,7) ³		99,8 (99,1-100) ³	
Kappa-Koeffizient		0,65 (0,58-0,73) ³		0,72 (0,64-0,79) ³		0,58 (0,50-0,65) ³	

¹ „scheinbare“ Prävalenz, ² „wahre“ Prävalenz, ³ 95%-Konfidenzintervall

5 Diskussion

5.1 Tierheime

In Deutschland liegen bislang keine repräsentativen Erhebungen zum Betriebs- und Haltungsmanagement in Tierheimen vor. Die einzige Studie zu diesem Thema stammt aus der Schweiz (Micciché & Steiger, 2008). Dies war Anlass, eine derartige Untersuchung in Hessen zu initiieren. Leider waren nur 9 (29%) der 44 ursprünglich angefragten hessischen Tierheime bereit, an der Studie mitzuwirken. Dagegen nahmen 76 (96%) angefragte Tierheime in der Schweiz an einer ähnlichen Umfrage teil (Micciché & Steiger, 2008). Über die Gründe der enttäuschend niedrigen Beteiligung an der eigenen Studie lässt sich nur spekulieren. Soweit Äußerungen erfolgten, hatten die Tierheimvorsitzenden für solche Studien kein Verständnis, keine Zeit, kein Personal oder sie verlangten für ihre Mitwirkung Gegenleistungen. In der Schweizer Studie (Micciché & Steiger, 2008) wurde von den drei Betrieben, die eine Zusammenarbeit ablehnten, Betriebs-schließung, Zeitmangel und private Gründe genannt. Mit der insgesamt unbefriedigenden Beteiligung an der eigenen Studie lassen sich keine verallgemeinernden Aussagen über die hessischen Tierheime treffen. Somit wurde das ursprünglich angestrebte Studienziel, Daten über das Betriebs- und Haltungsmanagement sowie die möglichen Gefahren eines erhöhten Infektionsrisikos und der Verbreitung von Endoparasiten in hessischen Tierheimen zu erhalten, nicht erreicht. Die gesammelten Daten lassen aber immerhin einige tendentielle Aussagen über das Tierheimmanagement zu.

Die an der Studie beteiligten 9 hessischen Tierheime waren in ihrer personellen Struktur recht unterschiedlich. 4 der 9 Einrichtungen hatten eine Tierheimleitung, 6 der 9 Tierheime hatten einen oder mehrere Vorstände. In nur 3 der 9 Tierheime gab es einen fest angestellten Tierarzt, alle anderen konsultierten einen Tierarzt nur bei Bedarf. 5 der 9 Einrichtungen verfügten über angestellte Pfleger und 3 der 9 Tierheime hatten weiteres angestelltes Personal, welches

die Hunde ausführte. Diese Unterschiede sind mit den verschiedenen Größen und Kapazitäten der einzelnen Institutionen zu begründen (8-400 Hunde bzw. 6-332 Katzen).

Die Tierheime reinigten häufig nur mit Wasser unter Verwendung von Eimer und Lappen oder spritzen die Boxen mit dem Schlauch aus, seltener mit einem Hochdruckreiniger (Tab. 18). Die Wirksamkeit der ersteren Verfahren erscheint fraglich, denn festsitzender Schmutz wurde oftmals nicht vollständig abgelöst und Verschmutzungen wurden nur verteilt oder verrieben. Das Reinigungsmittel gelangte zudem nicht in jede Ecke und bei der relativ niedrigen Temperatur des Wassers mit Reinigungsmittel war in Anbetracht der hohen Tenazität parasitärer Dauerstadien (vgl. Eckert et al., 2008) keine abtötende Wirkung zu erwarten.

Mögliche Risikofaktoren, die eine Gefahr für die Tier-zu-Tier-Übertragung von Parasiten darstellen, waren die Gruppenfütterung mit nicht zugeteilten Näpfen sowie die nicht regelmäßige Reinigung der Näpfe nach jeder Fütterung oder dem Tränken (Tab. 19).

Alle überprüften Tierheime setzten Neuankömmlinge in Quarantäne, was prinzipiell die Gefahr einer Einschleppung von Erregern in das Tierheim verringert, sofern die Quarantänezeiten richtig eingehalten werden. Allerdings liegen der Verfasserin keine gezielten Untersuchungen zu dieser Fragestellung in Tierheimen vor. In 8 der 9 Tierheime erfolgte bei Neuankömmlingen eine Behandlung mit Anthelmintika. Dies ist, wenn sachgerecht durchgeführt, sicherlich eine sinnvolle Maßnahme, um das Risiko der Einschleppung von Endoparasiten in ein Tierheim zu verringern. Allerdings wurden Neuankömmlinge in nur etwa der Hälfte der Tierheime auch gegen Ektoparasiten behandelt. Insektizide Fogger zur Vernichtung exogener Flohstadien wurden in nicht einmal 50% der Tierheime eingesetzt. In den Tierheimen ohne diese Maßnahmen war somit kein ausreichen-

der Schutz vor einem Einschleppen oder einer Ausbreitung von Ektoparasiten gegeben (Tab. 20).

Wie in der Schweiz (Micciché & Steiger, 2008) befanden sich in Hessen die meisten Tierheime auf dem Land und die wenigsten in der Innenstadt (Tab. 13). Die Tierheime unterschieden sich vor allem in der Größe der Gebäude und dem dazugehörigen Areal (Kap. 4.1), wie auch die Schweizer Studie von Micciché & Steiger (2008) zeigte. Einige Tierheime verfügten nur über eine sehr geringe Grundstücksfläche zur Nutzung, eine Ursache, warum die Tiere teilweise auf sehr engem Raum in großer Anzahl gehalten werden mussten. Große Unterschiede waren auch in dem funktionellen Zustand der zu nutzenden Gebäude zu sehen. Es gab Neubauten aber auch ältere Gebäude, die durch ihre Bauweise oder unzureichende Umbaumaßnahmen kaum Möglichkeiten einer tiergerechten Sanierung zuließen. Auslaufflächen waren in Einrichtungen im Stadtgebiet weitaus geringer vorhanden als in Tierheimen auf dem Land. Das Ausführen der Hunde beschränkte sich in der Stadt oftmals nur auf wenige Straßengebiete, auf dem Land hingegen nutzten die „Gassigänger“ weitläufige Felder und Wiesen.

Die Möglichkeit, Hunden und Katzen sowie andere Tierarten (Reptilien, Schafe usw.) aufzunehmen, hing naturgemäß von den in einzelnen Tierheimen verfügbaren Räumlichkeiten ab (Tab. 14+15).

In jedem Tierheim lagen Mischformen der Haltung (einzeln oder in Gruppen, mit oder ohne Auslauf, Tab. 16) vor, wie es auch die Schweizer Studie (Micciché & Steiger, 2008) zeigte.

Häufig kamen die Tiere nacheinander in die Ausläufe, ohne daß zuvor eine Reinigung und Desinfektion durchgeführt worden war. Die unterschiedlichen Bodenbeschaffenheiten von Boxen, Liegeplätzen und Ausläufen (Kacheln, Stein, Kunststoff, Holz, Decken, Erde; Tab. 17) ließen eine sichere und einheitliche Reinigung und Desinfektion des Areals nicht zu.

Die gesetzlichen Vorgaben an die Tierhaltung und speziell an die Hundehaltung nach dem geltenden Tierschutzgesetz (TierSchG) vom Juli 2009 und nach der Tierschutz-Hundeverordnung (TierSchHuV) vom Mai 2001 wurden in den überprüften hessischen Tierheimen nicht in allen Fällen erfüllt. In allen Tierheimen gab es die in §2 der TierSchHuV geforderte Auslaufhaltung im Freien und bei mehreren Hunden die Gruppenhaltung (Tab. 16). Andererseits war es - aufgrund des allgemein bestehenden Personalmangels - meist nicht möglich, die in der TierSchHuV geforderte ausreichende individuelle Tierbetreuung zu gewährleisten. Alle in §5 TierSchHuV geforderten Voraussetzungen, die das Halten von Hunden in Räumen betrifft, wurden in den 9 überprüften Tierheimen erfüllt. So war in Räumen und Boxen ausreichend Licht und Frischluft gewährleistet und die Räume waren heizbar. Die Anforderungen des §6 TierSchHuV (Halten von Hunden in Zwingern) wurden nicht von jedem Tierheim erfüllt. In einigen Einrichtungen - bedingt durch die räumlichen oder baulichen Gegebenheiten oder die zu große Tierzahl - hatten nicht alle Hunde entsprechend ihrer Widerristhöhe ausreichend Bodenfläche zur Verfügung. Allen der in §8 TierSchHuV genannten Forderungen, die die artgerechte und ausreichende Fütterung und Pflege betreffen, wurde in den 9 Tierheimen nachgekommen.

5.2 Individualdaten von Fund- und Importtieren

Repräsentative Erhebungen über **Hunde**, die aus dem Ausland in deutsche Tierheime verbracht wurden, fehlen weitgehend. Es liegen nur Schätzungen aus Berichten von Tierärzten vor, wobei allerdings nicht jeder importierte Hund bei einem Tierarzt vorstellig wird. Das Problem bei der Erhebung von Daten über die Einfuhr von Hunden aus dem Ausland ist, dass es nicht möglich ist, die Zahl der Organisationen/Personen, die die Tiere nach Deutschland importieren, festzustellen. Über das Internet lassen sich registrierte Organisationen/Vereine finden (Anonym, 2010b), allerdings gibt es zusätzlich sehr viele Organisationen o-

der Einzelpersonen, die nicht öffentlich registriert sind. Eine weitere Grauzone stellt der illegale Handel mit Importtieren dar. Viele Tiere kommen per Flugzeug, jedoch werden auf Flughäfen keine Aufzeichnungen über Tiere gemacht, sofern diese gekennzeichnet sind und ein gültiger Impfpass vorliegt. Tiere werden auch mit Autos oder Transportern über Autobahnen nach Deutschland verbracht. Somit lassen sich keine genauen Daten erstellen, in welcher Anzahl Tiere nach Deutschland importiert werden (Heesen, 2009). Nach Aussagen einer Organisation und zweier Tierheime, die an dieser Studie teilnahmen, stieg die Zahl der Importhunde im Vergleich zu den Vorjahren stetig.

In der eigenen Untersuchungspopulation waren etwa 2/3 der Hunde Mischlinge, was durch den großen Anteil von Importhunden (Kap. 4.2.1) leicht zu erklären ist. Die Gewichtsunterschiede bei den untersuchten Tieren waren sehr groß (Kap. 4.2). Dies ist mit den unterschiedlichen Altersstufen aber auch durch die verschiedenen Rassen zu begründen.

Mehr als die Hälfte der Importhunde kam aus Spanien (Abb. 1); dies entspricht früheren Beobachtungen von Glaser & Gothe (1998b) sowie Menn et al. (2010). Dies ist damit zu erklären, dass Spanien eines der meist besuchten Urlaubsländer der Deutschen ist (Anonym, 2010c). Dadurch sind Sensibilisierung z.B. von Urlaubern für bestehende oder vermutete Leiden von Tieren und eine entsprechende Hilfsbereitschaft größer und Transportmöglichkeiten für diese Tiere viel besser ausgebaut als z.B. für Hunde aus Osteuropa.

Aufgrund der großen Anzahl an jungen Importhunden, die an der Studie teilnahmen, ist die Aussagekraft der Ergebnisse über Blutparasiten kritisch zu hinterfragen. Die jungen Tiere hielten sich nur kurze Zeit im Gefahrengebiet, sprich dem Ausland auf, was eine verringerte Infektionsgefahr darstellt. Ebenfalls kritisch einzuschätzen ist die Repräsentativität der Ergebnisse von Importhunden im Hinblick auf im Blut nachweisbare Erreger. Die Blutproben wurden direkt nach der Ankunft in Deutschland genommen. Damit entstand eine diagnostische

Lücke. Hunde könnten kurz vor der Ausfuhr nach Deutschland infiziert worden sein und die Präpatenz kann im Einzelfall, wie bei *D. immitis*, bis zu sechs Monaten dauern (Abraham, 1988).

Über die für die eigene Studie untersuchten **Katzen** wurden verschiedene Daten gesammelt, um einen Überblick über die Tiere zu bekommen und Vergleichswerte zu ermitteln. In der Untersuchungspopulation stellten Fundkatzen mit 80% den am häufigsten vertretenen Anteil dar. Über 90% der untersuchten Studienpopulation waren Rassekatzen. Dies resultiert aus der Einteilung, in der eine Europäische Kurzhaarkatze als Rassekatze gewertet wurde. Aufgrund der Altersstrukturen (Katzenwelpen und adulte Tiere) kam es zu größeren Gewichtsunterschieden (Kap. 4.2).

5.3 Parasitologische Befunde Hunde und Katzen

Mit dieser zweidimensionalen Häufigkeitsauszählung sollten eventuelle Zusammenhänge zwischen dem Vorhandensein einer Parasitose und verschiedenen Faktoren, die auf die Tiere Einfluß haben, untersucht werden.

Das in dieser Studie vorhandene Endoparasitenspektrum bei **Hunden** umfasste zwölf verschiedene Gattungen bzw. Arten (4 Protozoenarten, 8 Helminthenarten, 4 im Blut nachweisbare Erreger, Tab. 28+29). Mehrfachinfektionen waren vorhanden. Rohen (2009) wies in einer ähnlichen Studie bei niedersächsischen Tierheimhunden acht verschiedene Parasitengattungen bzw. -arten nach.

Bei Praxishunden wurde *T. canis* mit 6,8% als häufigster Parasit diagnostiziert. Der Befall mit diesem Parasit lag im Rahmen der Prävalenzen von 2-17%, die andere Untersuchungen aus Deutschland in den letzten 20 Jahren ergeben haben (Dibbert & Reichel, 1995; Epe et al., 1997; Barutzki & Schaper, 2003; Epe et al., 2004; Gottschalk & Prange, 2004; Beck, 2006).

Bei den Hunden aus der Tierarztpraxis wurden mit 5,7% am zweithäufigsten *Giardia*-Infektionen festgestellt, womit Daten aus früheren deutschen Studien

bestätigt wurden (2-17%; Barutzki & Schaper, 2003; Epe et al., 2004; Beck, 2006).

Hakenwürmer waren mit 2,3% der Erreger, der bei Praxishunden am dritthäufigsten im Kot nachgewiesen wurde. Dieses Ergebnis lag ebenfalls im Bereich der Prävalenzen von 1-11%, die in Studien der vergangenen Jahre nachgewiesen wurden (Emde, 1988; Gothe & Reichler, 1990; Epe et al., 1997; Barutzki & Schaper, 2003; Epe et al., 2004; Gottschalk & Prange, 2004; Beck, 2006).

Weniger häufig wurde mit 1,1% *I. ohioensis/burrowsi* und mit 0% gar nicht *I. canis* bei Praxishunden diagnostiziert. Damit lagen die Nachweishäufigkeiten unter den Prävalenzen der vergangenen 20 Jahre (2-41% für *Isospora* spp.; Jungmann et al., 1986; Emde, 1988; Gothe & Reichler, 1990; Epe et al., 1997; Barutzki & Schaper, 2003; Gottschalk & Prange, 2004; Beck, 2006). Für die niedrigeren Prävalenzen der eigenen Studie bezüglich des Nachweises von *Isospora* spp. zu den Nachweishäufigkeiten der letzten Jahre ließ sich keine Erklärung finden.

Giardia-Infektionen wurden in der eigenen Studie mit dem SAF- und/oder kombinierten Sedimentations-/Flotationsverfahren bei 12,3% der Fundhunde am häufigsten koproskopisch nachgewiesen. Dieses Ergebnis stand im Gegensatz zu jenem von Rohen (2009) in Niedersachsen; dort wurde bei nur 0,9% der Fundhunde mittels kombiniertem Sedimentations-/Flotationsverfahren ein *Giardia*-Befall diagnostiziert. Der erheblich häufigere Nachweis von *Giardia*-Infektionen in der eigenen Studie dürfte insbesondere durch die zusätzliche Untersuchung der Kotproben mit der SAF-Methode zu begründen sein, da beim Nachweis von *Giardia*-Zysten die SAF-Methode sensitiver war als das kombinierte Sedimentations-/Flotationsverfahren (siehe auch Marti & Escher, 1990).

Der zweithäufigste Nachweis wurde bei den Fundhunden mit 3,3% für *T. canis* erbracht. Damit kam dieser Parasit etwas seltener vor als in früheren Studien bei Tierheimhunden in Deutschland mit Prävalenzen von 4-9% (Schwennicke,

5 Diskussion

1985; Gottschalk & Prange 2004; Rohen, 2009) und sogar 33% in Frankreich (Franc et al., 1997).

T. vulpis wurde mit 3,3% bei Fundhunden am dritthäufigsten nachgewiesen. Die Prävalenz von *T. vulpis* lag etwas höher als die Prävalenzen von 1-2% aus anderen Untersuchungen in Deutschland (Schwennicke, 1985; Gottschalk & Prange, 2004; Rohen, 2009).

Mit jeweils 1,9% wurden *I. canis* und *I. ohioensis/burrowsi* weniger häufig bei Fundhunden diagnostiziert. Dieses Ergebnis lag etwas unter den Nachweishäufigkeiten anderer Studien aus Deutschland (3-5%; Schwennicke, 1985; Rohen, 2009).

Ebenfalls weniger häufig wurden *T. leonina* und Taeniiden mit je 1,4% nachgewiesen. *T. leonina* kam mit 1,4% häufiger vor als bei den Untersuchungen von Rohen (2009) mit nur 0,2% Prävalenz. Für Taeniiden gab es keine Vergleichswerte bei Tierheimhunden in Deutschland in den letzten 25 Jahren. Selten wurden bei Fundhunden Hakenwurm-Arten (0,9%), *Neospora/Hammondia*-ähnliche (0,9%) und *C. vulpis* (0,9) nachgewiesen. Damit lag die Prävalenz für Hakenwurm-Arten im Bereich der Ergebnisse aus anderen deutschen Studien (1%; Schwennicke, 1985; Gottschalk & Prange, 2004; Rohen, 2009). *Neospora/Hammondia*-ähnliche zeigten eine etwas höhere Prävalenz als bei Rohen (2009) mit 0,2%. Die Prävalenz von *C. vulpis* lag mit 0,9% im Rahmen der Nachweishäufigkeit anderer Untersuchungen bei Tierheimhunden in Deutschland von 0,3-6% (Barutzi & Schaper, 2003; Epe et al., 2006; Taubert et al. 2009, Barutzki & Schaper, 2009).

Bei Importhunden wurde ebenfalls am häufigsten eine *Giardia*-Infektion mit 9,1% nachgewiesen. Bei streunenden Hunden aus dem europäischen Ausland lagen die Prävalenzen der letzten Jahre für *Giardia*-Infektionen zwischen 1-16% (Deplazes et al., 1995; Capelli et al., 2006; Gracenea et al., 2009), womit das Ergebnis von 9,1% im Rahmen dieser Prävalenzen lag.

5 Diskussion

Bei Importhunden war der zweithäufigste Erreger *I. ohioensis/burrowsi* mit 6,6%. Die beobachtete Prävalenz entsprach denen anderer Untersuchungen (1-45%; Vanparijs et al., 1991; Deplazes et al., 1995; Georgieva et al., 1998; Capelli et al., 2006; Gracenea et al., 2009).

T. canis war mit einer Häufigkeit von 5,8% bei Importhunden der Erreger, der am dritthäufigsten diagnostiziert wurde. Somit wurde *T. canis* bei Importhunden etwas seltener nachgewiesen als in Studien der letzten 10 Jahre mit 7-21% bei streunenden Hunden im europäischen Ausland (Capelli et al., 2006; Martínez-Carrasco et al., 2007; Gracenea et al., 2009; Tylkowska et al., 2010).

Weniger häufig wurden *I. canis* bei 3,3%, Hakenwurm-Arten bei 2,1% und *C. vulpis* bei 2% der Importhunde nachgewiesen. In Untersuchungen der vergangenen Jahre bei streunenden Hunden in Europa waren Prävalenzen von 1-45% für *I. canis* festgestellt worden (Vanparijs et al., 1991; Deplatzen et al., 1995; Georgieva et al., 1998; Capelli et al., 2006; Gracenea et al., 2009). Die Prävalenzen der letzten Jahre für Hakenwurm-Arten bei streunenden Hunden in europäischen Ländern lagen bei 2-90% (Vanparijs et al., 1991; Deplazes et al., 1995; Franc et al., 1997; Georgieva et al., 1998; Capelli et al., 2006; Martínez-Carrasco et al., 2007; Tylkowska et al., 2010), womit das Ergebnis der eigenen Studie im unteren Bereich der Prävalenzen anderer Untersuchungen lag.

Selten, jeweils mit 0,8% wurden *T. leonina*, *Trichuris* sp. und Taeniiden bei Importhunden nachgewiesen. Für *T. leonina* ergeben sich in anderen Untersuchungen Nachweishäufigkeiten von 1-30% (Vanparijs et al., 1991; Deplazes et al., 1995; Georgieva et al., 1998; Martínez-Carrasco et al., 2007; Gracenea et al., 2009; Tylkowska et al., 2010). Etwas unter den Prävalenzen anderer Studien mit 2-40% lag die Nachweishäufigkeit der eigenen Studie für *Trichuris* sp. von 0,8% (Vanparijs et al., 1991; Deplazes et al., 1995; Georgieva et al., 1998; Tylkowska et al., 2010).

5 Diskussion

Taeniiden-Eier wurden im eigenen Untersuchungsgut nur vereinzelt nachgewiesen (Tab. 27); das kann daran liegen, dass die Eier sich in den Proglottiden befinden, diese aber nicht regelmäßig ausgeschieden werden und Eier meist nur nach dem Zerstören dieser Proglottiden nachweisbar sind (Barutzki & Schaper, 2003). Die geringe Prävalenz von 0,9% (0% Praxishunde, 1,4% Fundhunde, 0,8% Importhunde) sollte allerdings nicht außer Acht gelassen werden. In den eigenen Untersuchungen wurde wegen der morphologischen Identität nicht zwischen Eiern von *Taenia* spp. und *Echinococcus* spp. unterschieden, weshalb die Gefahr von *Echinococcus*-Infektionen nicht ausgeschlossen werden kann. Dyachenko et al. (2008) wiesen eine Prävalenz von 0,24% für *E. multilocularis* bei Taeniiden-Eierpositiven Hunden in Deutschland nach.

Der Unterschied in der Nachweishäufigkeit von *Giardia*-Infektionen bei den drei Untersuchungsgruppen (5,7% Praxishunde, 12,3% Fundhunde, 9,1% Importhunde) lässt sich mit den Annahmen von Dubna et al. (2006) erklären, dass *Giardia* spp. vermehrt in ländlichen Regionen anzutreffen sind anstatt in Städten.

Isospora spp. wurden bei Importhunden häufiger nachgewiesen als bei Praxishunden und Fundhunden. Dieser Unterschied in der Prävalenz entspricht einem häufigeren Nachweis von *Isospora* spp. auf dem Land als in der Stadt (Dubna et al., 2006) sowie den höheren Prävalenzen in Südeuropa als in Mitteleuropa (Tab. 1-3).

T. vulpis wurde signifikant häufiger ($p=0,050$) bei Fundhunden als bei Praxis- und Importhunden nachgewiesen (Tab. 31). Diese Beobachtung stimmt mit früheren Literaturangaben überein (Tab. 1-3) und dürfte damit zusammenhängen, dass der Erreger vermehrt bei streunenden Tieren vorkommt (Tab. 1-3). Bei den Ergebnissen muss jedoch berücksichtigt werden, dass durch eine einmalige Kotuntersuchung und die hier angewandten Methoden ein Parasitenbefall nicht immer sicher diagnostiziert werden kann.

5 Diskussion

Ein Zusammenhang zwischen dem Alter von Hunden und der Infektion mit *T. canis*, wie von Barutzki & Schaper (2003), Gottschalk & Prange (2004), Pullola et al. (2006), Senlik et al. (2006), Szabová et al. (2007) und Gracenea et al. (2009) beschrieben, bestätigte sich auch in der eigenen Untersuchung. Dabei waren Welpen (<6 Monate) signifikant häufiger befallen ($p=0,013$) als ältere Hunde (Tab. 32). Dies dürfte durch die pränatale und galaktogene Übertragung von *Toxocara*-Larven begründet sein (Deplazes, 2006).

Keine der überprüften Wurminfektionen war signifikant mit Durchfall als klinischer Erscheinung assoziiert. Ausschließlich bei Hunden mit einer *Giardia*-Infektion trat hochsignifikant häufiger ($p<0,001$) Durchfall auf als bei nicht infizierten Tieren (Tab. 30). Dies wurde u.a. auch von Capelli et al. (2006) sowie Guest et al. (2007) beobachtet und zeigt die potentiell pathogene Bedeutung dieses Einzellers.

Welpen (<6 Monate) waren hochsignifikant ($p<0,001$) häufiger mit *Isospora* spp. infiziert als ältere Tiere. Diese Beobachtung bestätigt die Angaben von Gottschalk & Prange (2004) sowie Szabová et al. (2007) und begründet sich mit dem Entstehen einer spezifischen Immunität nach Erstinfektion (Tenter & Deplazes, 2006).

13% der Importhunde hatten Antikörper gegen *Leishmania* spp. (Tab. 29). Aufgeschlüsselt nach der Herkunft ließen sich Antikörper bei 14% der Hunde aus Südeuropa und nur bei 2% der Tiere aus Osteuropa nachweisen. Dieser Unterschied hielt allerdings mit $p=0,051$ einer statistischen Prüfung nicht stand. Die Antikörperprävalenz lag mit 13% in der eigenen Studie im Bereich der Nachweisfrequenzen anderer deutscher Untersuchungen bei Importhunden (12-44%; Glaser & Gothe, 1998a; Menn et al., 2010). Zudem lag die Prävalenz der Serumantikörper von *Leishmania* spp. mit 14% im Rahmen der Werte, die in verschiedenen Untersuchungen in unterschiedlichen südeuropäischen Ländern ermittelt wurden (0-35%; Fisa et al., 1999; Miró et al., 2007; Jensen et al., 2007; Hamel et al.,

2009; Otranto et al., 2009). Auffallend ist allerdings unter Berücksichtigung der neueren Literatur eine Diskrepanz zwischen den Ergebnissen der serologischen Untersuchungen – 13% der importierten Hunde reagierten – und denen der molekularbiologischen Tests, bei denen bei nur 5% der Tiere Leishmanien-DNA nachweisbar war. Zahlreiche neuere, in endemischen Gebieten durchgeführte Untersuchungen haben eine ausgeprägte Dichotomie aufgezeigt, nach der Hunde auf eine *Leishmania*-Infektion entweder präferenziell mit zellulären Immunreaktionen im Sinne einer Th 1-Antwort oder im humoralen System reagieren. Im ersten Fall ist damit zu rechnen, dass sich Parasiten zwar etablieren, sie aber in ihrer Proliferation über aktivierte Makrophagen soweit limitiert werden, dass trotz auf niedrigem Niveau persistierender Parasiten eine klinische Ausprägung der Erkrankung unterbleibt, während es in den Tieren, die vorwiegend humoral, d.h. mit Bildung von Antikörpern reagieren, nicht zur Kontrolle der Parasitenvermehrung kommen kann. Letztere Tiere werden demnach mit hoher Wahrscheinlichkeit klinisch erkranken (Baneth et al., 2008; Miró et al., 2008; Reis et al., 2010). Entscheidend ist für diese Unterschiede, ob mit Konfrontation der antigenpräsentierenden Zellen mit *Leishmania*-Antigenen bei der Infektion eine ausreichende, die Immunantwort in Richtung Th 1 treibenden IL-12-Synthese oder eine IL-10/TGF- β -dominierte Antwort erfolgt (Santos-Gomes et al., 2002; Quinnell et al., 2003; Chamizo et al., 2005; Reis et al., 2006; Correa et al., 2007; Lage et al., 2007). Nach Modellstudien existiert hierfür eine genetische Basis (Gumy et al., 2004; Foote and Handman, 2005; Sakthianandeswaren et al., 2010). Den obigen Ausführungen entsprechend zeigte sich in endemischen Gebieten regelmäßig, dass nur ein relativ kleiner Prozentsatz der Hunde klinisch krank war, ein höherer Anteil serologisch reagierte (weil auch disponierte Tiere dabei erfasst werden) und deutlich mehr Hunde Erreger enthielten. Ein typisches Beispiel gibt eine Studie von Solano-Gallego et al. (2001) aus Spanien: 13% der untersuchten Hunde waren klinisch an einer Leishmaniose erkrankt, 26% waren se-

ropositiv und bei 63% konnte mittels PCR Leishmanien-DNA nachgewiesen werden. So gesehen verwundert der geringe Anteil von 5% PCR-positiven Importhunden gegenüber einer Seroprävalenz von 13%. Technisch fehlerhafte Analysen scheiden in Anbetracht korrekter Kontrollwerte als Ursache aus. Auch die Methode, d.h. dass die PCR-Diagnose aus dem Patientenblut erfolgte, dürfte keinen negativen Einfluß gehabt haben, da im Gegensatz zu früher gelegentlich vertretenen Meinungen nach neueren Studien Blut sich durchaus als Untersuchungsmaterial für Leishmanien-PCR eignet (de Paiva Cavalcanti et al., 2009; Maia et al., 2009; Wang et al., 2011; Galletti et al., 2011). Letzlich kann wohl nur vermutet werden, dass die Erklärung in der relativ geringen Fallzahl in der vorliegenden Untersuchung zu sehen ist. Unabhängig von diesen Fragen muß aber in der Befallshäufigkeit von Importhunden mit Leishmanien in Übereinstimmung mit anderen Autoren (Gothe et al., 1997; Naucke et al., 2008; Stark et al., 2009; Fischer et al., 2010, 2011) ein Alarmzeichen gesehen werden, denn mit solchen Importen besteht die Gefahr einer Etablierung von autochthonen Leishmaniosen in Deutschland. Bereits vor Jahren und auch in letzter Zeit traten beim Menschen und bei Tieren in Mitteleuropa autochthone *Leishmania*-Infektionen auf (Bogdan et al., 2001; Köhler et al., 2002; Müller et al., 2009; Lobsiger et al., 2010), eine Entwicklung, die sich mit einem anstehenden Klimawandel verstärken kann (Fischer et al., 2010).

Bei 12% der Importhunde wurden Antikörper gegen *Babesia* spp. nachgewiesen (Tab. 29). Somit war die Prävalenz der eigenen Untersuchung weitaus niedriger als in Studien von Glaser & Gothe (1998a) mit 26% und Menn et al. (2010) mit 24% für Importhunde in Deutschland. 8% der Hunde aus Südeuropa und 17% der Hunde aus Osteuropa zeigten Antikörper gegen *Babesia* spp. (Tab. 32). Die Prävalenz der Hunde aus Südeuropa lag mit 8% im Bereich der Nachweishäufigkeiten anderer Untersuchungen bei Hunden aus südeuropäischen Ländern (3-58%; Stenzenberger & Gothe, 1999; Jensen et al., 2003; Hamel et al., 2009; Menn et

al., 2010). Mit 17% lag die Prävalenz bei Hunden aus Osteuropa höher als in vergleichbaren Studien von Hornok et al. (2006) und Zygner et al. (2009) mit 6% bzw. 12%. Die Prävalenzen der eigenen Studie bei Hunden in Süd- und Osteuropa belegen die Angaben von Deplazes (2004), dass dies Endemiegebiete für diesen Erreger sind. Bei 14% der erwachsenen Hunde (<12 Monate) aus dem Ausland wurden *B. canis*-Antikörper nachgewiesen. Welpen (<6 Monate) waren nie, Junghunde (6-12 Monate) nur zu 4% positiv (Tab. 32). Somit bestand ein signifikanter Unterschied ($p=0,036$) beim Vergleich des Antikörpernachweis gegen *Babesia* spp. und dem Alter der positiven Hunde, was auch Hornok et al. (2006) beobachtete.

9% der Importhunde zeigten Antikörper gegen *Ehrlichia* spp. (Tab. 29). Davon waren 12% der Importhunde aus Südeuropa und 2% der Importhunde aus Osteuropa betroffen. Die Prävalenz der Importhunde lag mit 9% nur geringfügig unter den Prävalenzen von 10-18% anderer Studien von Importhunden in Deutschland (Glaser & Gothe, 1998a; Menn et al., 2010). Die Nachweishäufigkeit bei Importhunden aus südeuropäischen Ländern lag mit 12% im Bereich der Prävalenzen von 2-50% anderer Untersuchungen von Hunden aus Ländern Südeuropas (Stenzenberger & Gothe, 1999; Jensen et al., 2003; Otranto et al., 2009; Menn et al., 2010) und bestätigt die Angaben, dass für *Ehrlichia* spp. in den Ländern Südeuropas ein endemisches Gebiet besteht (Gradoni et al., 2003; Anonym, 2011c). Die Prävalenz von 12% für *Ehrlichia* spp. in Südeuropa der eigenen Studie belegt zudem die Aussage von Hillyard (1996), dass Südeuropa ein endemisches Gebiet des Vektors (*Rhipicephalus sanguineus*) von *Ehrlichia* spp. ist. Bei älteren Hunden (>12 Monate) wurden gegenüber Jungtieren vermehrt Antikörper gegen *E. canis* (12% zu 4%, Tab. 32) nachgewiesen. Diese Ergebnisunterschiede waren allerdings nicht statistisch signifikant, legen jedoch die Vermutung nahe, dass die Tiere über einen längeren Zeitraum in der gefährdeten Region leben müssen, um einer Ansteckung ausgesetzt zu sein (Jensen et al., 2006).

5 Diskussion

Antigen von *D. immitis* wurde bei 1% der Importhunde nachgewiesen. Somit lag die Prävalenz niedriger als bei Glaser & Gothe (1998a) mit 5% für *D. immitis* bei Importhunden in Deutschland. 2% der Hunde aus Südeuropa zeigten *D. immitis*-Antigen im Blut. Die Prävalenz lag damit im Rahmen der Befallshäufigkeiten für *D. immitis*, die in anderen Studien für Hunde aus Südeuropa ermittelt wurden (1-59%; Ortega-Mora et al., 1991; Montoya et al., 1998; Jensen et al., 2003; Öncel & Vural, 2005; Rapti & Rehbein, 2010). Keiner der Hunde aus Osteuropa wurde positiv auf *D. immitis* getestet. Somit stimmt die eigene Studie mit den Ergebnissen von Svobodová et al. (2006) überein, nicht aber mit den Untersuchungen von Georgieva et al. (1991), Georgieva et al. (2001) sowie Miterpáková et al. (2008), in denen Prävalenzen von 2-8% nachgewiesen wurden. Die Aussagen von Provic (1998), Bucklar et al. (1998) und Deplazes (2004), dass die Länder Südeuropas den Herzwurm beheimaten, der Parasit hingegen in osteuropäischen Ländern weniger häufig nachgewiesen wird, bestätigte sich in dieser Studie (Tab. 32). Im Zusammenhang mit dem Alter konnte anders als bei Morchón et al. (2009) kein signifikanter Unterschied für den Nachweis von *D. immitis*-Antigen gefunden werden.

Beim Vergleich von in verschiedenen Studien beobachteten Prävalenzen von im Blut nachweisbaren Erregern sollte berücksichtigt werden, dass aufgrund differierender Untersuchungsmethoden Abweichungen entstehen können.

Das in dieser Studie vorhandene Endoparasitenspektrum bei **Katzen** umfasste zehn verschiedene Endoparasitengattungen bzw.-arten (5 Protozoenarten, 5 Helminthenarten, Tab. 33), die koproskopisch mittels des SAF- und/oder kombinierten Sedimentations-/Flotationsverfahrens nachgewiesen wurden. Mehrfachinfektionen waren vorhanden. Rohen (2009) wies in einer ähnlichen Studie bei Katzen aus niedersächsischen Tierheimen acht verschiedene Gattungen bzw. Arten nach.

5 Diskussion

Bei den „Praxiskatzen“ wurde *T. cati* mit 12,3% am häufigsten diagnostiziert. Der Befall mit diesem Parasiten lag im Rahmen der Prävalenzen von 3-53%, die andere Studien aus Deutschland in den letzten Jahren ergeben haben (Beelitz et al., 1992; Dibbert & Methling, 1995; Epe et al., 1998; Barutzki & Schaper, 2003; Gottschalk & Prange, 2004; Krone et al., 2007). Bei den Katzen aus der Tierarztpraxis wurden am zweithäufigsten *Giardia* spp. mit 10,9% festgestellt, womit Daten aus früheren deutschen Studien mit 0-13% bestätigt wurden (Jungmann et al., 1986; Beelitz et al., 1995; Epe et al., 1998; Barutzki & Schaper, 2003; Epe et al., 2004). Taeniiden waren mit 2,7% die Erreger, die am dritthäufigsten bei Praxiskatzen nachgewiesen wurden. Dieses Ergebnis lag ebenfalls im Bereich der Prävalenzen, die in den vergangenen 30 Jahren in Deutschland ermittelt wurden (0-53%; Jungmann et al., 1986; Schuster et al., 1997; Coati et al., 2003; Epe et al., 2004; Gottschalk & Prange, 2004; Krone et al., 2007; Dyachenko et al., 2008). Weniger häufig wurden bei Katzen aus der Tierarztpraxis mit jeweils 1,4% Hakenwurm-Arten, *I. felis* und *I. rivolta* diagnostiziert. Damit lag die Nachweishäufigkeit für Hakenwurm-Arten im Bereich früherer Studien (0-17%; Schuster et al., 1997; Epe et al., 1998; Mundhenke & Dangsches, 1999; Barutzki & Schaper, 2003; Epe et al., 2004). Die Prävalenz für *Isospora* spp. lag etwas unter den Werten, die in den vergangenen 20 Jahren mit 2-53% ermittelt wurden (Beelitz et al., 1992; Dibbert & Methling, 1995; Mundhenke & Dangsches, 1999; Barutzki & Schaper, 2003; Epe et al., 2004).

Toxocara-Infektionen wurden in der eigenen Studie mit dem SAF- und/oder kombinierten Sedimentations-/Flotationsverfahrens bei 22,6% der Fundkatzen gleichfalls am häufigsten koproskopisch nachgewiesen. Dieses Ergebnis war übereinstimmend mit jenen von Rohen (2009) in Niedersachsen und anderen Untersuchungen in Europa (22-28%; Robben et al., 2004; Gracenea et al., 2009). Am zweithäufigsten wurde bei Fundkatzen mit 7,4% *I. felis* diagnostiziert. Damit lag die Nachweishäufigkeit im Rahmen der Werte, die in anderen Untersu-

chungen in Europa bei Tierheimkatzen für *Isospora* spp. (ohne Differenzierung zwischen *I. felis* und *I. rivolta*) ermittelt wurden (6-19%; Robben et al., 2004; Gracenea et al., 2009; Rohen, 2009). Taeniiden wurden mit 4,9% am dritthäufigsten bei Fundkatzen nachgewiesen. Die Häufigkeit lag etwas höher als die Werte von Rohen (2009) und Robben et al. (2004), die für Fundkatzen Prävalenzen von 2% bzw. 3% feststellten. Weniger häufig wurden bei Fundkatzen *Giardia* spp. (2,9%), *A. abstrusus* (1,7%) und *I. rivolta* (1,2%) diagnostiziert. Die Nachweishäufigkeit von *Giardia* spp. lag im Bereich anderer Untersuchungsergebnisse von Tierheimkatzen in Europa (1-6%; Robben et al., 2004; Gracenea et al., 2009; Rohen, 2009). In der Studie von Rohen (2009) aus Niedersachsen wurde mit 1% eine niedrigere Prävalenz für *Giardia* spp. bei deutschen Tierheimkatzen ermittelt. Der häufigere Nachweis von *Giardia*-Infektionen in der eigenen Studie dürfte insbesondere durch die zusätzliche Untersuchung der Kotproben mit der SAF-Methode begründet sein, die für den Nachweis von *Giardia*-Zysten die SAF-Methode sensitiver war, als das kombinierte Sedimentations-/Flotationsverfahren, welches von Rohen (2009) angewandt wurde (siehe auch Marti & Escher, 1990). Mit 1,7% lag der Nachweis von *A. abstrusus* im Rahmen der Prävalenzen von 0,1-10% aus anderen deutschen Untersuchungen (Schuster et al., 1997; Epe et al., 1997; Mundhenke & Dangsches, 1999; Barutzki & Schaper, 2003; Epe et al., 2004; Taubert et al., 2009). *I. rivolta* wurde mit 1,2% bei Tierheimkatzen relativ selten nachgewiesen. Andere Studien bei Tierheimkatzen in Europa, in denen *Isospora*-Arten mit Häufigkeiten von 6-19% auftraten (Robben et al., 2004; Gracenea et al., 2009; Rohen, 2009), sind nicht direkt vergleichbar, weil in diesen Untersuchungen nicht zwischen *I. felis* und *I. rivolta* differenziert wurde. Selten wurden bei Fundkatzen *Capillaria* spp. (0,9%) und Hakenwürmern (0,7%) nachgewiesen. Der Nachweis von *Capillaria* spp. lag deutlich unter den Prävalenzen anderer Untersuchungen bei Tierheimkatzen in Europa (5-11%; Robben et al., 2004; Rohen, 2009). Für diese Abweichung gibt es kei-

ne plausible Erklärung. Die Prävalenz von Hakenwürmern lag im Bereich anderer Untersuchungsergebnisse (0-4%) bei Tierheimkatzen in Europa (Franc et al., 1997; Robben et al., 2004; Gracenea et al., 2009; Rohen, 2009). Ebenfalls selten wurden mit 0,5% *Sarcocystis* spp. und mit 0,2% *T. gondii*-*Hammondia* sp. bei Fundkatzen diagnostiziert. Für *Sarcocystis* spp. liegen keine Vergleichswerte von anderen Studien bei Tierheimkatzen vor. Bei Tierheimkatzen in Europa lagen die Prävalenzen der letzten Jahre für *T. gondii*-*Hammondia* sp. zwischen 0,1-0,3% (Robben et al., 2004; Rohen, 2009), womit das Ergebnis der eigenen Studie im Rahmen dieser Ergebnisse lag.

Bei Importkatzen wurden *Giardia* spp. und *I. felis* jeweils mit 4% als einzige Parasiten diagnostiziert. Dies kann an der geringen Studienpopulation von nur 25 Importkatzen liegen. Für streunende Katzen in europäischen Ländern gibt es zum Nachweis von *Giardia* spp. keine vergleichbaren Literaturangaben. *Isospora* spp. wurden im Vergleich zu streunenden Katzen in Spanien (7%; Míro et al., 2004) mit einer Prävalenz von 4% etwas seltener nachgewiesen.

In den eigenen Untersuchungen wurde nicht zwischen Eiern von *Taenia* spp. und *Echinococcus* spp. unterschieden, weil eine morphologische Differenzierung nicht möglich ist. Im Prinzip müßte deshalb jedem Ei vom Teanien-Typ ein zoonotisches Potenzial zugeordnet werden. Ein tatsächlicher Befall von Katzen mit Echinococcen ist jedoch erheblich niedriger einzuschätzen. Dyachenko et al. (2008) wiesen z.B. eine Prävalenz von 0,23% für *E. multilocularis* bei Taeniiden-Eier positiven Katzen in Deutschland nach.

Bei Fundkatzen traten signifikant häufiger ($p=0,005$) *Toxocara*-Infektionen auf als bei Praxistieren und Importkatzen (Tab. 35). Dies dürfte daran liegen, dass Fundkatzen, bevor sie in ein Tierheim kommen, bei der Nahrungssuche auf Nager stoßen, die als paratenischer Wirt und Überträger für *T. cati* bekannt sind (Anderson, 2000). Zudem belegt dieses Ergebnis die Aussagen von Beelitz & Pfister

(1992) und Ladczuk & Balicka-Ramisz (2010), wonach streunende Katzen häufiger Infektionen mit *T. cati* aufweisen als Hauskatzen.

Bei Praxistieren wurde signifikant häufiger ($p=0,005$) eine *Giardia*-Infektion als bei Fundkatzen diagnostiziert (Tab. 34); das kann dadurch begründet werden, dass im Praxisklientel Katzen von Züchtern und Katzenwelpen aus Züchterhand untersucht wurden und *Giardia*-Infektionen gehäuft unter engen Haltungsbedingungen anzutreffen sind (Bowman et al., 2002), wie sie ja gewöhnlich bei Zuchtkatzen und ihren Würfen gegeben sind. Der Unterschied in der Nachweishäufigkeit von *I. felis* bei Praxiskatzen (1,4%) und Fundkatzen (7,4%) könnte daran liegen, dass streunende Katzen ein höheres Infektionsrisiko als Hauskatzen besitzen (Beelitz et al., 1992) (Tab. 8+9) und für *Isospora* spp. Nager als Zwischenwirte fungieren (Tenter & Deplazes, 2006).

Bei den Ergebnissen muss jedoch berücksichtigt werden, dass durch eine einmalige Kotuntersuchung und die hier angewandten Methoden ein Parasitenbefall nicht immer sicher diagnostiziert werden kann.

Bei Freigängern wurden hochsignifikant häufiger ($p<0,001$) *Toxocara*-Infektionen nachgewiesen als bei Wohnungskatzen (Tab. 35). Dies ist durch den Zugang von Freigängern zu Nagern als paratenische Wirte und Beutetiere zu erklären (Anderson, 2000). Die eigenen Daten entsprechen den Aussagen von Beelitz & Pfister (1992) und Ladczuk & Balicka-Ramisz (2010) zu, wonach streunende Katzen häufiger mit *T. cati* infiziert sind als Hauskatzen. Ein Zusammenhang zwischen einer Infektion mit *T. cati* und dem Alter, wie von Mundhenke & Dangsches (1999) beschrieben, bestätigte sich auch in der eigenen Untersuchung. Dabei waren Katzenwelpen (<6 Monate) hochsignifikant häufiger ($p<0,001$) als ältere Katzen befallen (Tab. 35). Dies dürfte die galaktogene Übertragung von *Toxocara*-Larven widerspiegeln (Anderson, 2000).

Taeniiden-Eier wurden hochsignifikant häufiger ($p<0,001$) bei Freigängern als bei Wohnungskatzen, sowie signifikant häufiger ($p=0,024$) bei älteren Tieren als bei

Jungkatzen nachgewiesen (Tab. 35). Dieses dürfte gleichfalls seine Ursache darin haben, dass Freigänger Nager zur Beute haben, die als Zwischenwirte für Taeniiden der Katze dienen (Eckert, 2000). Zudem zeigen ältere Tiere ein ausgeprägteres Jagdverhalten als Katzenwelpen.

Keine der überprüften Wurminfektionen war signifikant mit Durchfall als klinischer Erscheinung assoziiert.

Im Gegensatz zu den Aussagen von De Santis-Kerr et al. (2006), wurde in der eigenen Untersuchung kein signifikanter Zusammenhang zwischen einer *Giardia*-Infektion und dem Alter der Katzen festgestellt (Tab. 34). Bei Katzen mit einer *Giardia*-Infektion trat, wie bei Hunden, signifikant häufiger ($p=0,034$) Durchfall auf als bei nicht infizierten Tieren (Tab. 34). Dies wurde u.a. auch von Tenter & Deplazes (2006) beobachtet.

Katzenwelpen (<6 Monate) waren signifikant häufiger ($p<0,001$ bzw. $p=0,023$) mit *Isospora* spp. infiziert als ältere Tiere (Tab. 34). Diese Beobachtung bestätigt die Angaben von Mircean et al. (2010) und spricht für die Ausbildung einer schützenden Immunität nach Erstinfektion (Tenter & Deplazes, 2006). Im Gegensatz zu Ergebnissen von Tenter & Deplazes (2006), wurde in der eigenen Untersuchung kein signifikanter Zusammenhang zwischen einer *Isospora* spp.-Infektion und Durchfall nachgewiesen (Tab. 34).

5.4 Vergleich der koproskopischen Methoden

Im methodischen Teil dieser Studie wurde die Effektivität von zwei qualitativen Verfahren (kombiniertes Sedimentations-/Flotationsverfahren und SAF-Verfahren) zum Nachweis von Giardienzysten, Kokzidienoozysten, Nematoden- und Zestodeneiern miteinander verglichen, wobei das kombinierte Sedimentations-/Flotations-verfahren als „Goldstandard“ angesehen wurde.

Der Kappa-Wert lag beim Nachweis von Askarideneiern beim Hund zwischen 0,56-0,58, die relative Sensitivität betrug 40 bzw. 54,8 (Tab. 42), was einer mäßigen Übereinstimmung entspricht. Bei den Katzen lag der Kappa-Wert für Aska-

rideneier bei 0,35; hier betrug die relative Sensitivität 25 (Tab. 43), was einer noch ausreichenden Übereinstimmung entspricht. Aus diesen Ergebnissen ist zu empfehlen, bei Untersuchungen auf Askaridenbefall dem kombinierten Sedimentations-/Flotationsverfahren mit Zinksulfat den Vorzug zu geben. Die Übereinstimmung der Verfahren beim Nachweis von *Trichuris*-Eiern beim Hund war bei einem Kappa-Wert von 0,32 gerade noch ausreichend bei einer relativen Sensitivität von 66,7 (Tab. 42). Hier gilt ebenfalls das kombinierte Sedimentations-/Flotationsverfahren mit Zinksulfat als Nachweisverfahren der ersten Wahl. Hakenwurmeier wurden beim Hund mit einer relativen Sensitivität von 36,4 mäßig übereinstimmend nachgewiesen (Tab. 42). Bei Katzen war der Kappa-Wert mit 0,66 und einer relativen Sensitivität von 66,7 bei Hakenwurmeiern gut übereinstimmend (Tab. 43). Beim Nachweis von Nematodeneiern sollte bezüglich der relativen Sensitivität berücksichtigt werden, dass im Kot oftmals ein großer Anteil an Schmutz und Haaren enthalten ist, der bei der Probenaufarbeitung im SAF-Verfahren in der Gaze zurück bleibt und eventuell die Nematodeneier ebenfalls zurückhält. Ebenfalls könnte ein Grund für die niedrige relative Sensitivität die geringe Menge an Kot sein, die bei dem SAF-Verfahren verwendet wird. Da Nematodeneier meist nicht in großen Mengen ausgeschieden werden und gleichmäßig im Kot verteilt vorliegen, muß befürchtet werden, dass, wie auch Hübner et al. (2000) darlegten, die im SAF-Verfahren verwendete kleine Kotmenge für eine sichere Diagnose nicht ausreicht.

Beim Nachweis von Zestodeneiern bei der Katze lag der Kappa-Wert bei 0,43 und war mäßig übereinstimmend (Tab. 43). Hier sollte ebenfalls das kombinierte Sedimentations-/Flotationsverfahren mit Zinksulfat als Nachweisverfahren der ersten Wahl genutzt werden.

Anders verhält es sich bei Hunden wie auch bei Katzen beim Vergleich der Methoden zum Nachweis von Giardienzysten. Bei beiden Tierarten wies der Kappa-Wert mit 0,65 auf eine gute Übereinstimmung beider Methoden hin (Tab. 44 und

45). Beim Nachweis von Kokzidienoozysten wurden Kappa-Werte von 0,64-0,71 beim Hund (Tab. 44) und 0,58-0,72 bei der Katze (Tab. 45) erzielt, was für eine gute Übereinstimmung der beiden Testmethoden spricht. Somit kann zum direkten Nachweis von Giardienzysten und Kokzidienoozysten alternativ zum kombinierten Sedimentations-/Flotationsverfahren mit Zinksulfat-Lösung auch das SAF-Verfahren angewandt werden. Im Vergleich dieser direkten Nachweismethoden mit den in den letzten Jahren zunehmend eingesetzten, kommerziell erhältlichen ELISAs zum Nachweis von *Giardia*-Koproantigenen ist zu berücksichtigen, dass mit letzteren Verfahren in der Regel höhere Befallsexpressivitäten angezeigt werden. Es ist bisher unklar, ob damit eine höhere Sensitivität zum Ausdruck kommt oder ob dafür Kreuzreaktivitäten mit anderen Darmprotozoen verantwortlich sind (vgl. Cirak und Bauer, 2004; Rishniw et al., 2010).

6 Zusammenfassung

Hauptziel der Querschnittsstudie war es, aktuelle Erkenntnisse über die Prävalenz von Parasitosen des Verdauungs- und Atmungstrakts bei Fundhunden und Fundkatzen in Hessen zu erhalten, um Risikofaktoren sowie das von diesen Tieren ausgehende Infektionsrisiko abzuschätzen. In die Studie wurden Hunde (n = 212) und Katzen (n = 421) einbezogen, die vom Juni 2006 bis Februar 2008 in eines von neun hessischen Tierheimen als Fundtiere eingeliefert worden waren. Zusätzlich wurden in die Studie Importhunde (n = 413) sowie ein kleines Patientenkollektiv (88 Hunde, 73 Katzen) einer hessischen Kleintierpraxis einbezogen. Kotproben wurden mit dem kombinierten Flotations-Sedimentationsverfahren (ZnSO₄-Lösung, $\delta = 1,3$), SAF-Verfahren und Trichterauswanderverfahren auf parasitäre Fäkalstadien untersucht. Die Importhunde wurden zusätzlich serologisch untersucht, um erregerspezifische Antikörper gegen *Ehrlichia canis* (IFAT), *Babesia* spp. (IFAT) und *Leishmania* spp. (ELISA) sowie zirkulierendes *Dirofilaria immitis*-Antigen (ELISA) nachzuweisen; Vollblutproben dienten dem Nachweis von *Leishmania infantum*-spezifischer DNA mittels PCR. Informationen über das Betriebsmanagement und antiparasitäre Bekämpfungsmaßnahmen der Tierheime und Individualdaten der untersuchten Tiere wurden mittels standardisierten Fragebögen gesammelt und explorativ ausgewertet.

Diese Querschnittsstudie erbrachte folgende wesentliche Ergebnisse: Bei Fundhunden wurden in absteigender Häufigkeit *Giardia*-Zysten (12,3%), Eier von *Toxocara canis* und *Trichuris vulpis* (jeweils 3,3%), Oozysten von *Isospora canis* und *I. burrowsi/ohioensis* (jeweils 1,9%), Eier von *Toxascaris leonina* und Taeniiiden (jeweils 1,4%), *Diphyllbothrium*- und Hakenwurmeier (jeweils 0,9%) sowie *Neospora caninum*-ähnliche Oozysten und *Alaria* sp.-Eier (jeweils 0,5%) nachgewiesen. Bei caninen Praxispatienten wurden nur Infektionen mit *T. canis* (6,8%), *Giardia* spp. (5,7%), Hakenwurm-Arten und *I. ohioensis/burrowsi* (1,1%) nachgewiesen; Lungenwurmlarven wurden nicht gefunden. Als Risikofaktor konnte ledig-

6 Zusammenfassung

lich das Welpenalter (<6 Monate) für *Isospora* spp. und *T. canis* ermittelt werden. Durchfall war mit nachgewiesenem *Giardia*-Befall signifikant assoziiert.

Kotproben der Fundkatzen enthielten in absteigender Häufigkeit *Toxocara cati*-Eier (22,6%), *Isospora felis*-Oozysten (7,3%), Taeniideneier (4,9%), *Giardia*-Zysten (2,9%), *Aelurostrongylus abstrusus*-Larven (1,7%), *Isospora rivolta*-Oozysten (1,2%), *Capillaria*-Eier (1,0%), Hakenwurmeier (0,7%), *Sarcocystis* spp.-Sporozysten (0,5%) sowie *Toxoplasma gondii*-ähnliche Oozysten (0,2%). Bei feline Praxispatienten wurden nur Infektionen mit *T. cati* (12,3%), *Giardia* spp. (10,9%) und Taeniiden (2,7%) nachgewiesen. Bei Katzen erwiesen sich das Welpenalter (<6 Monate) für *Isospora* spp. und *T. cati* sowie das Adultalter (8>12 Monate) für Taeniidenbefall als Risikofaktoren. Bei feline Praxispatienten war Freigang ein Risikofaktor für den *T. cati*- und Taeniidenbefall. Durchfall trat signifikant häufiger bei *Giardia*-positiven Katzen als bei nichtinfizierten Tieren auf.

Antikörper gegen *E. canis*, *Babesia* spp. und *Leishmania* spp. wurden bei 9,2%, 11,9% bzw. 13% der Importhunde festgestellt. Zirkulierendes *D. immitis*-Antigen war bei 1,1% der Importhunde nachzuweisen. *L. infantum*-spezifisches Genom wurde bei 5% der Importhunde nachgewiesen. Erwachsene Hunde (>12 Monate) beherbergten signifikant häufiger *Babesia* spp.-Antikörper als Junghunde.

7 Summary

MARION FENN (2011): Survey on parasitic infections of the gastrointestinal and respiratory tract in stray or unwanted dogs and cats in animal shelters and in routine patients of a pet animal clinic in Hesse (Germany) and vector-borne parasite infections in imported dogs.

Dogs (n = 212) and cats (n = 421) from nine Hessian animal shelters and routine patients (88 dogs and 73 cats) of a private pet animal clinic in Hesse were investigated by fecal examination in the time between 2006 and 2008. In addition, 413 dogs imported from abroad were surveyed for vector-borne parasitic infections. Faecal samples were examined for parasite stages using the combined flotation-sedimentation method (ZnSO₄ solution, $\delta = 1.3$), the SAF method and the Baermann funnel method. The imported dogs were examined serologically for specific antibodies against *Ehrlichia canis* (IFAT), *Babesia* spp. (IFAT) and *Leishmania* spp. (ELISA), as well as for circulating *Dirofilaria immitis* antigen (ELISA); their full blood samples were examined for *Leishmania infantum*-specific DNA using PCR. Data on management and parasite control practices in the animal shelters and individual data of the animals examined were collected by standardized questionnaires and exploratively analysed.

Stray or unwanted dogs shed *Giardia* cysts (12.3%), *Toxocara canis* eggs and *Trichuris vulpis* eggs (3.3% each), *Isospora canis* and *I. burrowsi/ohioensis* oocysts (1.9% each), *Toxascaris leonina* eggs and taeniid eggs (1.4% each), *Dipyllobothrium* eggs and hookworm eggs (0.9% each) as well as *Neospora caninum*-like oocysts and *Alaria* sp. eggs (0.5% each). Canine patients presented to the private veterinary clinic were infected with *T. canis* (6.8%), *Giardia* spp. (5.7%), hookworm eggs (2.3%) and *I. ohioensis/burrowsi* (1.1%); lungworm larvae were not found. The only risk factor found was an age of <6 months for both *Isospora*

7 Summary

spp. and *T. canis* infections. Diarrhoea was significantly associated with *Giardia* infection.

Faecal samples of stray cats contained *Toxocara cati* eggs (22.6%), *Isospora felis* oocysts (7.3%), taeniid eggs (4.9%), *Giardia* cysts (2.9%), *Aelurostrongylus abstrusus* larvae (1.7%), *Isospora rivolta* oocysts (1.2%), *Capillaria* eggs (1.0%), hookworm eggs (0.7%), *Sarcocystis* spp. sporocysts (0.5%) and to *Toxoplasma gondii*-like oocysts (0.2%). Feline patients presented to the private veterinary clinic were infected with *T. cati* (12.3%), *Giardia* spp. (10.9%) and taeniids (2.7%). In cats an age of <6 months was a risk factor for both *Isospora* spp. and *T. cati* infections; adult age was a risk factor for taeniid infection. In feline patients presented to the private veterinary clinic free-roaming was a risk factor for both *T. cati* and taeniid infections. *Giardia*-positive cats showed significantly more often diarrhoea than non-infected animals.

In imported dogs the prevalence of antibodies to *E. canis*, *Babesia* spp. and *Leishmania* spp. was 9.2%, 11.9% and 13%, respectively. Circulating *D. immitis*-antigen was detected in 1.1% of the imported dogs. *L. infantum*-specific genome was found in 5% of these dogs. Adult dogs (>12 month) were significantly more often seropositive for antibodies to *Babesia* spp. than puppies.

8 Literaturverzeichnis

ABRAHAM, D. (1988):

Biology of *Dirofilaria immitis*.

In: Boreham, P.F.L., Atwell, R.B. (eds):

Dirofilariosis, 29-46

Boca Raton, Florida, CRV Press

ACHA, P.N., SZYFRES, B. (1994):

Zoonoses and communicable diseases common to man and animals.

2nd. Edition, Science Publication 501, 1-964

Washington, DC, Pan American Health Organization

ACKERMANN, H. (1998):

BiAS. für Windows, Biometrische Analyse von Stichproben, Version 7.0.

Epsilon-Verlag, Hochheim

ALONSO, F., GIMÉNEZ FONT, P., MANCHÓN, M., RUIZ DE YBÁÑEZ, R.,
SEGOVIA, M., BERRIATUA, E. (2009):

Geographical variation and factors associated to seroprevalence of canine leishmaniosis in an endemic Mediterranean area.

Zoonoses Public Health 57, 318-328

ANDERSON, R.C. (2000)

Nematode parasites of vertebrates.

2. Auflage Wallingford, Oxon, UK, CAB International

ANONYM (2011a):

Tierschutzgesetz

(www.gesetze-im-internet.de/bundesrecht/tierschg/gesamt.pdf)

ANONYM (2011b):

Tierschutz-Hundeverordnung

(www.bundesrecht.juris.de/bundesrecht/tierschhuv/gesamt.pdf)

ANONYM (2011c):

Importierte Parasitosen

(www.laboklin.de/de/VetInfo/aktuell/lab_akt_0504.htm)

ANONYM (2010a):

Tierheime in Deutschland.

(www.tierheim-liste.de)

8 Literaturverzeichnis

ANONYM (2010b):
Hunde aus dem Ausland.
(www.auslandshunde.de)

ANONYM (2010c):
Die beliebtesten Reiseziele der Deutschen.
(www.top10reise.de/die-beliebtesten-reiseziele-der-deutschen)

ANONYM (2009):
Anzahl der Heimtiere steigt weiter an. Hunde und Katzen besonders beliebt.
Mitteilung des IHV-Pressedienstes vom 28.5.2009.
(www.ihv-online.de/de/home/pressediens/archiv)

ANONYM (2007):
Tierschutzvereine in Hessen.
(www.tierschutzbund.de/tierheime/hessen.html)

ARNOLD, K., LEIDINGER, E., SCHLAGER, K. (2004):
Untersuchungen zum Endoparasitenbefall bei Hunden und Katzen in Österreich
im Großraum Wien von 1996-2003.
DVG-Fachtagung Parasitologie, Sternberg 2004, Abstract

ASLANTAŞ, Ö., ÖZDEMİR, V., KILIÇ, S., BABÜR, C. (2005):
Seroepidemiology of leptospirosis, toxoplasmosis, and leishmaniosis among dogs
in Ankara, Turkey.
Veterinary Parasitology 129, 187-191

BANETH, G., KOUTINAS, A.F., SOLANO-GALLEGU, L., BOURDEAU, P.,
FERRER, L. (2008):
Canine leishmaniosis - new concepts and insights on an expanding zoonosis: part
one.
Trends in Parasitology 24, 324-330

BARUTZKI, D., SCHAPER, R. (2003):
Endoparasites in dogs and cats in Germany 1999-2002.
Parasitology Research 90, suppl. 3, 148-150

BARUTZKI, D., REULE, M., SCHEUNEMANN, R., HEILE, C., SCHEIN, E. (2007):
Die Babesiose des Hundes. Eine autochthone Erkrankung in Deutschland.
Deutsches Tierärzteblatt 3, 284-293

8 Literaturverzeichnis

BARUTZKI, D., SCHAPER, R. (2009):

Natural infections of *Angiostrongylus vasorum* and *Crenosoma vulpis* in dogs in Germany (2007-2009).

Parasitology Research 105, 39-48

BATCHELOR, D.J., TZANNES, S., GRAHAM, P.A., WASTLING, J.M.,

PINCHBECK, G.L., GERMAN, A.J. (2008):

Detection of endoparasites with zoonotic potential in dogs with gastrointestinal disease in the UK.

Transboundary and Emerging Diseases 55, 99-104

BATMAZ, H. NEVO, E., WANER, T., SENTÜRK, S., YILMAZ, Z., HARRUS, S. (2001):

Seroprevalence of *Ehrlichia canis* antibodies among dogs in Turkey.

The Veterinary Record 148, 665-666

BAUER, C. (2006):

Untersuchungsmethoden.

In: Schnieder, T. (Hrsg.): Veterinärmedizinische Parasitologie.

Parey Verlag Stuttgart, 6.Aufl., Kap. 1, 84-104

BECK, W. (2006):

Helminthosen beim Kleintier.

Kleintiermedizin 3/4, 62-68

BEELITZ, P., GÖBEL, E., GOTHE, R (1992):

Fauna und Befallshäufigkeit von Endoparasiten bei Katzenwelpen und ihren Müttern unterschiedlicher Haltung in Süddeutschland.

Tierärztliche Praxis 20, 297-300

BEELITZ, P., PFISTER, K. (2004):

Diagnostik und Therapie von Reisekrankheiten beim Hund.

Tierärztliche Praxis 32, 158-165

BEUGNET, F., GUILLOT, J., POLACK, B., CHERMETTE, R. (2000):

Enquête sur le parasitisme digestif des chiens et des chats de particuliers de la région parisienne.

Revue Médecine Vétérinaire 151, 443-446

BOCH, J. (1984):

Die Kokzidiose der Katze.

Tierärztliche Praxis 12, 383-390

8 Literaturverzeichnis

BOGDAN, C., SCHÖNIAN, G., BAÑULS, A.L., HIDE, M., PRATLONG, F., LORENZ, E., RÖLLINGHOFF, M., MERTENS, R., (2001):
Visceral leishmaniasis in a German child who had never entered a known endemic area: case report and review of the literature.
Clinical Infectious Diseases 32, 302-306

BÖHM, A. (1979):
Untersuchungen über das Vorkommen von Kokzidien (*Sarcocystis*, *Isospora*, *Hammondia*, *Toxoplasma*) bei Hunden in Süddeutschland.
Veterinär Medizinische Dissertation, Tierärztliche Fakultät der Universität München

BORECKA, A. (2005):
Prevalence of intestinal nematodes of dogs in the Warsaw area, Poland.
Helminthologia 42, 35-39

BOURDEAU, P., PROVIN, N., PETIT, S. (2001):
A multicentric study on digestive tract nematode infestations in dogs.
18th International Conference of the World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology, Stresa, 2001, Abstract

BOWMAN, D.D., HENDRIX, C.M., LINDSAY, D.S., BARR, S.C. (2002):
Feline clinical parasitology.
Ames: Iowa State University Press, 5-25 und 53-59

BRAHM, R. (1974):
Zum Endoparasitenbefall der Hunde und seiner Bedeutung für das Auftreten von Zoonosen.
Kleintierpraxis 19, 117-122

BUCKLER, H., SCHEU, U., MOSSI, R., DEPLAZES, P. (1998):
Breitet sich in der Südschweiz die Dirofilariose beim Hund aus?
Schweizer Archiv für Tierheilkunde 140, 255-260

BURT, M.D.B., PIKE, A.W., CORBETT, L.K. (1980):
Helminth parasites of wild cats in north-east Scotland.
Journal of Helminthology 54, 303-308

CANCERINI, G., ALLENDE, E., FAVIA, G., BORNAY, F., ANTÓN, F., SIMÓN, F. (2000):
Canine dirofilariosis in two cities of southeastern Spain.
Veterinary Parasitology 92, 81-86

CAPELLI, G., FRANGIPANE DI REGALBONO, A., IORIO, R., PIETROBELLI, M.,
PAOLETTI, B., GIANGASPERO, A. (2006):

Giardia species and other intestinal parasites in dogs in north-east and central Italy.

The Veterinary Record 159, 422-424

CAUSAPÉ, A.C., QUÍLEZ, J., SÁNCHEZ-ACEDO, C., DEL CACHO, E. (1996):

Prevalence of intestinal parasites, including *Cryptosporidium parvum*, in dogs in Zaragoza city, Spain.

Veterinary Parasitology 67, 161-167

CHAMIZO, C., MORENO, J., ALVAR, J. (2005):

Semi-quantitative analysis of cytokine expression in asymptomatic canine leishmaniasis.

Veterinary Immunology and Immunopathology 147, 2-8

CIRAK, V.Y., BAUER, C. (2004):

Comparison of conventional coproscopical methods and commercial coproantigen ELISA kits for the detection of *Giardia* and *Cryptosporidium* infections in dogs and cats.

Berliner und Münchner Tierärztliche Wochenschrift 117, 410-413

COATI, N., HELLMANN, K., MENCKE, N., EPE, C. (2003):

Recent investigation on the prevalence of gastrointestinal nematodes in cats from France and Germany.

Parasitology Research 90, suppl. 3, 146-147

COATI, N., SCHNIEDER, T., EPE, C. (2004):

Vertical transmission of *Toxocara cati* (Schränk, 1788) (Ascaridae) in the cat.

Parasitology Research 92, 142-146

CONRATHS, J.J., FRÖHLICH, A., ZILLER, M. (2011):

Epidemiologische Untersuchungen in Tierpopulationen. Ein Leitfaden zur Bestimmung von Stichprobenumfängen.

Friedrich-Loeffler-Institut

www.fli.bund.de/de/startseite/institute/institut.../publikationen.html

CORRAIN, R., DI FRANCESCO, A., BOLOGNINI, M., CIUCCI, P., BALDELLI, R., GUBERTI, V. (2007):

Serosurvey for CPV-2, distemper virus, ehrlichiosis and leishmaniasis in free-ranging dogs in Italy.

The Veterinary Record 160, 91-92

CORRÊA, A.P., DOSSI, A.C., DE OLIVEIRA VASCONCELOS, R., MUNARI, D.P., DE LIMA, V.M. (2007):

Evaluation of transformation growth factor $\beta 1$, interleukin-10, and interferon- γ in male symptomatic and asymptomatic dogs naturally infected by *Leishmania (Leishmania) chagasi*.

Veterinary Parasitology 143, 267-274

DE PAIVA CAVALCANTI, M., FELINTO DE BRITO, M.E., DE SOUZA, W.V., DE MIRANDA GOMES, Y., ABATH, F.G. (2009):

The development of a real-time PCR assay for the quantification of *Leishmania infantum* DNA in canine blood.

Veterinary Journal 182, 356-358

DE SANTIS-KERR, A., MALATHI, R., GLICKMAN, G.W., CALDANARO, R.J., MOORE, G.E., LEWIS, H.B., SCHANTZ, P.M., GLICKMAN, L.T. (2006):

Prevalence and risk factors for *Giardia* and coccidian species of pet cats in 2003-2004.

Journal of Feline Medicine and Surgery 8, 292-301

DEPLAZES, P. (2006):

Helminthosen von Hunden und Katzen.

In: Schnieder, T. (Hrsg.): Veterinärmedizinische Parasitologie.

Parey Verlag Stuttgart, 6. Aufl., Kap. 5, 444-518

DEPLAZES, P. (2004):

Hunde aus dem Süden bringen oft Parasiten mit.

Bundesamt für Veterinärwesen-Magazin 6, 11-14

DEPLAZES, P., GUSCETTI, F., WUNDERLIN, E., BUCKLAR, H., SKAGGS, J., WOLFF, K. (1995):

Endoparasitenbefall bei Findel- und Verzicht-Hunden in der Südschweiz.

Schweizer Archiv für Tierheilkunde 137, 172-179

DEUMER, J.W. (1984):

Untersuchungen über den Endoparasitenbefall von Hunden in München, die Kontamination von öffentlichen Sandspielplätzen mit parasitären Entwicklungsstadien und ihr Verhalten gegenüber Umwelteinflüsse.

Veterinär Medizinische Dissertation, Tierärztliche Fakultät der Universität München

8 Literaturverzeichnis

DIPPERT, R., METHLING, W. (1995):

Epidemiologie von endoparasitären Zoonosen bei Menschen, Katzen und Hunden in Rostock.

DVG-Kongress, Bad Nauheim 1995, Abstarct

DIXON, W.J. (1993):

BMDP Statistical Software Manual, Volume 1 and 2.

University of California Press, Berkeley , Los Angeles, London

DONGUS, H. (2003):

Der Darmparasit *Giardia* - Gesundheitsrisiko für Hund und Mensch.

Partner Hund, Ausgabe 01/2003

Gong Verlag GmbH, Ismaning

DUBEY, J.P. (1986):

Toxoplasmosis in cats.

Feline Practice 16, 12-45

DUBNÁ, S., LANGROVÁ, I., NÁPRAVNÍK, J., JANKOVSKÁ, I., VADLEJCH, J.,

PEKÁR, S., FECHTNER, J. (2006):

The prevalence of intestinal parasites in dogs from Prague, rural areas, and shelters of the Czech Republic.

Veterinary Parasitology 145, 120-128

DYACHENKO, V., PANTCHEV, N., GAWLOWSKA, S., GLOBOKAR VRHOVEC, M.,

BAUER, C. (2008):

Echinococcus multilocularis infections in domestic dogs and cats from Germany and other European countries.

Veterinary Parasitology 157, 244-253

ECKERT, J. (1988):

Zur Bedeutung von Hund und Katze in den Infektionsketten parasitärer Zoonosen in Europa.

Wiener Tierärztliche Wochenschrift 12, 457-465

ECKERT, J. (2000):

Parasitosen von Hund und Katze: Helminthen.

In: Rommel, M., Eckert, J., Kutzer, E., Körting, W., Schnieder, T. (Hrsg): Veterinärmedizinische Parasitologie

Parey Verlag Berlin, 5. Aufl., 527-631

8 Literaturverzeichnis

ECKERT, J., FRIEDHOFF, K.T., ZAHNER, H., DEPLAZES, P. (2008):

Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin.

Enke Verlag Stuttgart, 2. Aufl.

ELSE, R.W., BAGNALL, B.G., PHAFF, G., POTTER, C. (1977):

Endo- and ecto-parasites of dogs and cats: A survey from practices in the East Anglian Region, British Small Animal Veterinary Association.

Journal of Small Animal Practice 18, 731-737

EMDE, C. (1991):

Zum Endoparasitenbefall von Katzen in einer westdeutschen Großstadt (Wuppertal).

Kleintierpraxis 36, 246-262

EMDE, C. (1988):

Zum Endoparasitenbefall bei Hunden in einer westdeutschen Großstadt (Wuppertal).

Der praktische Tierarzt 3, 19-23

ENGBÆK, K., MADSEN, H., OLESEN LARSEB, S. (1984):

A survey of helminths in stray cats from Copenhagen with ecological aspects.

Zeitschrift für Parasitenkunde 70, 87-94

EPE, C., COATI, N., SCHNIEDER, T. (2004):

Ergebnisse parasitologischer Kotuntersuchungen von Equiden, Wiederkäuern, Schweinen, Hunden, Katzen, Igel und Kanninchen der Jahre 1998-2002.

Deutsche Tierärztliche Wochenschau 111, 243-247

EPE, C., SCHNIEDER, T., STOYE, M. (1998):

Ergebnisse parasitologischer Kotuntersuchungen von Equiden, Hunden, Katzen und Igel der Jahre 1993-1997.

Wiener Tierärztliche Monatsschrift 85, 435-439

FISA, R., GÁLLEGO, M., CASTILLEJO, S., AISA, M.J., SERRA, T., RIERA, C., CARRIÓ, J., GÁLLEGO, J., PORTÚS, M. (1999):

Epidemiology of canine leishmaniosis in Catalonia (Spain) the example of the pri-orat focus.

Veterinary Parasitology 83, 87-97

8 Literaturverzeichnis

- FISCHER, D., THOMAS, S.M., BEIERKUHNLEIN, C. (2010):
Temperature-derived potential for the establishment of phlebotomine sandflies and visceral leishmaniasis in Germany.
Geospatial Health (1), 59-69
- FISCHER, D., MOELLER, P., THOMAS, S.M., NAUCKE, T.J., BEIERKUHNLEIN, C. (2011):
Combining climatic projections and dispersal ability: a method for estimating the responses of sandfly vector species to climate change.
Public Library of Science Neglected Tropical Diseases (11), e1407
- FISHER, M. (2002):
Endoparasites in the dogs and cats 2. Protozoa.
In Practice 24, 146-153
- FOK, É., SZATMÁRI, V., BUSÁK, K., ROZGONYI, F. (2001):
Prevalence of intestinal parasites in dogs in some urban and rural areas of Hungary.
The Veterinary Quarterly, 23, 96-98
- FOOTE, S.J., HANDMAN, E. (2005):
Genetics of murine leishmaniasis.
Briefings in Functional Genomic Proteomic 4, 270-276
- FRANC, M., CADIERGUES, M.C., MARCHAND, A., BOURDOISEAU, G., BUSSIERAS, J. (1997):
Le parasitisme intestinal des carnivores domestiques: bilan d'une enquête conduite dans les quatre Ecoles Vétérinaires Françaises.
Revue Médecine Vétérinaire 148, 247-250
- FREY, C.F., REGOTZ, J., ROSENBERG, G., GOTTSTEIN, B., KOHLER, S. (2010):
Überblick über intestinale Parasiten bei Herdenschutzhunden und Hütehunden in der Schweiz.
Schweizer Archiv für Tierheilkunde 152, 569-573
- FRIEDHOFF, K.T. (1981):
Eingeschleppte oder selten diagnostizierte Protozoen- oder Rickettsien-Infektionen der Hunde und Katzen.
Praktischer Tierarzt 62, 56-61

8 Literaturverzeichnis

GALLETTI, E., BONILAUDI, P., BARDASI, L., FONTANA, M.C., RAMINI, M., RENZI, M., DOSA, G., MERIALDI, G. (2011):

Development of a minor groove binding probe based real-time PCR for the diagnosis and quantification of *Leishmania infantum* in dog specimens.

Research in Veterinary Science 91, 243-245

GEORGIEVA, D.A., IVANOV, A.I., PRELESOV, P.N. (1998):

Studies on the parasitic fauna in stray dogs in the Stara Zagora region.

Bulgarian Journal of Veterinary Medicine 2, 121-124

GEORGIEVA, D., KIRKOVA, Z., IVANOV, A. (2001):

A study on the incidence and diagnostics of dirofilariosis (heartworm disease) in carnivores.

Bulgaria Journal of Veterinary Medicine 4, 231-236

GEORGIEVA, D.A., PRELESOV, P.N., KOYNARSKI, V.T. (1999):

Parasitological study of soil and sand samples from different regions of Stara Zagora.

Bulgarian Journal of Veterinary Medicine 2, 125-130

GLASER, B., GOTHE, R. (1998a):

Importierte arthropodenübertragene Parasiten und parasitische Arthropoden beim Hund.

Tierärztliche Praxis 26, 40-46

GLASER, B., GOTHE, R. (1998b):

Hundetourismus und -import: eine Umfrage in Deutschland zu Ausmaß sowie Spektrum und Präferenz der Aufenthalts- bzw. Herkunftsländer.

Tierärztliche Praxis 26, 197-202

GOTHE, R., NOLTE, I., KRAFT, W. (1997):

Leishmaniasis in dogs in Germany: epidemiological cases analysis and alternatives to conventional therapy.

Tierärztliche Praxis 25, 68-73

GOTHE, R., REICHLER, I. (1990):

Artenspektrum und Befallshäufigkeit von Endoparasiten bei Mutterhündinnen und ihren Welpen in Süddeutschland.

Tierärztliche Praxis 18, 61-64

GOTTSCHALK, C., PRANGE, H. (2004):

Hunde und Katzen in ihrer parasitologischen und hygienischen Bedeutung für eine Großstadt.

Kleintierpraxis 12, 781-785

GRACENEA, M., GOMEZ, M.S., TORRES, J. (2009):

Prevalence of intestinal parasites in shelter dogs and cats in the metropolitan area of Barcelona (Spain).

Acta Parasitologica 54, 73-77

GRADONI, L., GRAMICCIA, M., SCALONE, A. (2003):

Visceral leishmaniasis treatment.

Italian Emerging Infectious Diseases 9, 1617-1620

GROßE, D., BÖCKELER, W. (1979):

Untersuchungen zur Darmparasitenfauna bei Katzen aus der Kieler Umgebung.

Tierärztliche Umschau 34, 496-499

GUEST, C.M., STEPHEN, J.M., PRICE, C.J. (2007):

Prevalence of *Campylobacter* and four endoparasites in dog population associated with hearing dogs.

Journal of Small Animal Practice 48, 632-637

GUETTA, F., RUCKABERLE, E., WEIß, M.C. (2002):

Diagnostik und Verlaufskontrolle der caninen Leishmaniose.

Kleintier konkret 4/02, 4-7

GUMY, A., LOUIS, J.A., LAUNOIS, P. (2004):

The murine model of infection with *Leishmania* major and its importance for the deciphering of mechanisms underlying different genetic backgrounds.

International Journal of Parasitology 34, 433-444

HAMEL, D., SILAGHI, C., KNAUS, M., VISSER, M., KUSI, I., RAPTI, D.,

REHBEIN, S., PFISTER, K. (2009):

Detection of *Babesia canis* subspecies and other arthropod-borne diseases in dogs from Tirana, Albania.

Wiener Klinische Wochenschrift 121, 42-45

HANSEL, U., RUSCHER, H.J. (1980):

Über das Parasitenvorkommen bei wildernden Katzen aus dem Einzugsgebiet einer Tierkörperverwertungsanstalt.

Angewandte Parasitologie 21, 69-70

8 Literaturverzeichnis

- HECKING-VELTMAN, J., TENTER, A.M., DAUGSCHIES, A. (2001):
Studien zur Parasitenfauna bei streunenden Katzen im Raum Mönchengladbach.
Der praktische Tierarzt 82, 563-569
- HEESEN, S. (2009):
Hundeimporte aus Süd- und Osteuropa - Hundehandel unter dem Deckmantel des
Tierschutz?
Kleintiermedizin 7/8, 236-242
- HEILE, C., HOFFMAN-KÖHLER, P., WIEMANN, A., SCHEIN, E. (2007):
Übertragungszeiten von durch Zecken übertragenen Erregern beim Hund: Borre-
lien, Anaplasmen/Ehrlichien und Babesien.
Der Praktische Tierarzt 88, 584-590
- HILLYARD, P.D. (1996):
Ticks of North-West Europe.
In: Kermack, D.M., Barnes, R.S.K. (eds): Synopses of the British fauna (New Se-
ries).
Crother, J.H. No 52, FSC Publications, Preston Montford
- HINZ, E., BLATZ, I. (1985):
Intestinal helminthsof domestic dogs in the Hessian Neckar Valley, federal re-
public of Germany.
International Journal of Zoonoses 12, 211-213
- HÖRCHNER, F., UNTERHOLZNER J., FRESE, K. (1981):
Zum Vorkommen von *Toxocara canis* und anderen Endoparasiten bei Hunden in
Berlin (West).
Berliner und Münchner Tierärztliche Wochenschrift 194, 220-223
- HORNOK, S., EDELHOFER, R., FARKAS, R. (2006):
Seroprevalence of canine babesiosis in Hungary suggesting breed predisposition.
Parasitology Research 99, 638-642
- HÜBNER, T., NANNEN, B., OPPERMAN, M., ZIMMERMANN, D. (2000):
Vergleichende Darstellung koprologischer Untersuchungstechniken zur Diagnos-
tik von Endoparasiten bei Hund und Katze.
Der praktische Tierarzt 81, 818-826

HUMM, K., ADAMANTOS, S. (2010):

Is evaluation of a faecal smear a useful technique in the diagnosis of canine pulmonary angiostrongylosis?

Journal of Small Animal Practice 51, 200-203

JACOBS, D.E., PROLE, J.H.B. (1976):

Helminth infections of British dogs: prevalence in racing greyhounds.

Veterinary Parasitology 1, 377-387

JENSEN, J., MÜLLER, E., DAUGSCHIES, A. (2003):

Für die Reisetiermedizin bedeutungsvolle arthropodenübertragene Infektionen bei Hunden in Griechenland.

Der praktische Tierarzt 84, 430-438

JENSEN, J., SIMON, D., SCHAARSCHMIDT-KIENER, D., MÜLLER, W., NOLTE, I. (2007):

Vorkommen von *Ehrlichia canis* bei Hunden in Deutschland?

Tierärztliche Praxis 35, 123-128

JUNGSMANN, R., HIEPE, T., SCHEFFLER, C. (1986):

Zur parasitären Intestinalfauna bei Hunden und Katzen mit einem speziellen Beitrag zur *Giardia*-Infektion.

Monatsheft für Veterinärmedizin 41, 309-311

JUST, F.T., PFISTER, K. (2008):

Zur Nachweishäufigkeit und molekularbiologischen Differenzierung von Mikrofilarieninfektionen bei Reise- und Importhunden in Deutschland.

16. Jahrestagung der FG „Innere Medizin und klinische Labordiagnostik“ der DVG, Gießen, 2-3. Februar 2008, Abstract

KÖHLER, K., STECHELE, M., HETZEL, U., DOMINGO, M., SCHÖNIAN, G., ZAHNER, H., BURKHARDT, E. (2002):

Cutaneous leishmaniosis in a horse in southern Germany caused by *Leishmania infantum*.

Veterinary Parasitology 109, 9-17

KRONE, O., GUMINSKY, O., MEINIG, H., HERRMANN, M., TRINZEN, M., WIBBELT, G. (2007):

Endoparasite spectrum of wild cats (*Felis silvestris* Schreber, 1777) and domestic cats (*Felis catus* L.) from the Eifel, Pfalz region and Saarland, Germany.

European Journal of Wildlife 54, 95-100

8 Literaturverzeichnis

KRUPKA, I., PANTCHEV, N., LORENTZEN, L., WEISE, M., STRAUBINGER, R.K. (2007):

Durch Zecken übertragbare bakterielle Infektionen bei Hunden: Seroprävalenz von *Anaplasma phagocytophilum*, *Borrelia burgdorferi sensu lato* und *Ehrlichia canis* in Deutschland.

Der praktische Tierarzt 88, 776-788

LACHAUD, L., MARCHERGUI-HAMMAMI, S., CHABBERT, E., DEREURE, J., DEDET, J.P., BASTIEN, P. (2002):

Comparison of six PCR methods using peripheral blood for detection of canine viscerele leishmaniasis.

Journal of clinical microbiology 40, 210-215

LADCZUK, D., BALICKA-RAMISZ, A. (2010):

Occurrence of parasites in the alimentary canal of cats from Szczecin area, Poland.

Wiadomosci Parazytologiczne 56, 235-242

LAGE, R.S. OLIVEIRA, G.C., BUSEK, S.U., GUERRA, L.L., GIUNCHETTI, R.C., CORRÊA-OLIVEIRA, R., REIS, A.B. (2007):

Analysis of the cytokine profile in spleen cells from dogs naturally infected by *Leishmania chagasi*.

Veterinary Immunology and Immunopathology 115, 135-145

LAWSON, J.R., GEMMELL, M.A. (1983):

Hydatidosis and cysticercosis: the dynamics of transmission.

Advances in Parasitology 22, 262-308

LEFKADITIS, M., KOUKERI, S., COZMA, V. (2010):

An endemic area of *Dirofilaria immitis* seropositive dogs at the eastern foothills of Mt Olympus, Northern Greece.

Helminthologia 47, 3-7

LE NOBEL, W.E., ROBBEN, S.R.M., HENDRIKX, W.M.L., BOERSEMAN, J.H., FRANSEN, F., EYSKER, M. (2004):

Infecties met endoparasieten bij honden in Nederlandse dierenasielen.

Tijdschrift voor Diergeneeskunde 129, 40-44

8 Literaturverzeichnis

LEONTIDES, L.S., SARIDOMICHELAKIS, M.N., BILLINIS, C., KONTOS, V., KOUTINAS, A.F., GALATOS, A.D., MYLONAKIS, M.E. (2002):

A cross-sectional study of *Leishmania* spp. infection in clinically healthy dogs with polymerase chain reaction and serology in Greece.

Veterinary Parasitology 109, 19-27

LESCHNIK, M., LÖWENSTEIN, M., EDELHOFER, R., KIRTZ, G. (2008):

Imported non-endemic, arthropod-borne and parasitic infectious diseases in Austrian dogs.

Wiener Klinische Wochenschrift 120, 59-62

LLOYD, S. (1998):

Toxocarosis

In: Palmer S.R, Soulsby E.J.L, Simpson D.I.H (eds), Zoonoses, 841-854

Oxford, Oxford University Press

LOBSIGER, L., MÜLLER, N., SCHWEIZER, T., FREY, C.F., WIEDERKEHR, D., ZUMKEHR, B., GOTTSTEIN, B. (2010):

An autochthonous cases of cutaneous bovine leishmaniasis in Switzerland.

Veterinary Parasitology 169, 408-414

MAIA, C., RAMADA, J., CRISTÓVÃO, J.M., GONÇALVES, L., CAMPINO, L. (2009):

Diagnosis of canine leishmaniasis: conventional and molecular techniques using different tissues.

Veterinary Journal 179, 142-144

MANCIANTI, F., GRADONI, L., GRAMICCIA, M., PIERI, S., MARCONCINI, A. (1986):

Canine leishmaniasis in the Isle of Elba, Italy.

Tropical medicine and parasitology 37, 110-112

MARESCA, C., SCOCCIA, E., BARIZZONE, F., CATALANO, A., MANCINI, S., PAGLIACCI, T., PORRINI, M., PRINCIPATO, M., VENDITTI, G., GRELLONI, V. (2009):

A survey on canine leishmaniasis and phlebotomine sandflies in central Italy.

Research in Veterinary Science 87, 36-38

MARTI, H., ESCHER, E. (1990):

SAF - Eine alternative Fixierlösung für parasitologische Stuhluntersuchungen.

Schweizer Medizinische Wochenschrift 120, 1473-1476

MARTIN-SÁNCHEZ, J., MORALES-YUSTE, M., ACEDO-SÁNCHEZ, C., BARÓN, S., DÍAZ, V., MORILLAS-MÁRQUEZ, F. (2009):
Canine leishmaniasis in southeastern Spain.
Emerging Infectious Diseases 15, 795-798

MARTÍNEZ-CARRASCO, C., BERRIATUA, E., GARIJO, M., MARTÍNEZ, J., ALONSO, F.D., RUIZ DE YBÁÑEZ, R. (2007):
Epidemiological study of non-systemic parasitism in dogs in southeast Mediterranean Spain assessed by coprological and post-mortem examination.
Zoonoses Public Health 54, 195-203

MATHIS, A., DEPLAZES, P. (1995):
PCR and in vitro cultivation for detection of *Leishmania* spp. in diagnostic samples for humans and dogs.
Journal of Clinical Microbiology 22, 1145-1149

MC COLM, A.A., HUTCHINSON, W.M. (1980):
The prevalence of intestinal helminths in stray cats in central Scotland.
Journal of Helminthology 54, 255-257

MC GARRY, J.W., STOCKTON, C.M., WILLIAMS, D.J.L., TREES, A.J. (2003):
Prolonged shedding of oocysts of *Neospora caninum* by a naturally infected foxhound,
Journal of Parasitology 89, 628-630

MENN, B., LORENTZ, S., NAUCKE, T.J. (2010):
Imported and travelling dogs as carriers of canine vector-borne pathogens in Germany.
Parasit Vectors 3, 34

METTLER, M., GRIMM, F., CAPELLI, G., CAMP, H., DEPLAZES, P. (2005) :
Evaluation of enzyme-linked immunosorbent assays, an immunofluorescent-antibody test and two rapid tests (immunochromatographic-dipstick and gel tests) for serological diagnosis of symptomatic and asymptomatic *Leishmania* infections in dogs.
Journal of Clinical Microbiology 43, 5515-5519

MICCICHÉ, S., STEIGER, A. (2008):
Hunde- und Katzenhaltung in Tierheimen und Tierpensionen in der Schweiz.
Schweizer Archiv für Tierheilkunde 150, 243-250

- MIRCEAN, V., TITILINCU, A., VASILE, C. (2010):
Prevalence of endoparasites in household cat (*Felis catus*) populations from Transylvania (Romania) and association with risk factors.
Veterinary Parasitology 171, 163-166
- MIRÓ, G., MONTOYA, A., JIMÉNEZ, S., FRISUELOS, C., MATEO, M., FUENTES, I. (2004):
Prevalence of antibodies to *Toxoplasma gondii* and intestinal parasites in stray, farm and household cats in Spain.
Veterinary Parasitology 126, 249-255
- MIRÓ, G., MONTOYA, A., MATEO, M., ALONSO, A., GARCÍA, S., GARCÍA, A., CABALLERO, M.J., MOLINA, R. (2007):
A leishmaniosis surveillance system among stray dogs in the region of Madrid: ten years of serodiagnosis (1996-2006).
Parasitology Research 101, 253-257
- MIRÓ, G., CARDOSO, L., PENNISI, M.G., OLIVA, G., BANETH, G. (2008):
Canine leishmaniosis - new concepts and insights on an expanding zoonosis: part two.
Trends in Parasitology 24, 371-377
- MITERPÁKOVÁ, M., ANTOLOVÁ, D., HURNÍKOVÁ, Z., DUBINSKÝ, P. (2008):
Dirofilariosis in Slovakia - a new endemic area in Central Europe.
Helminthologia 45, 20-23
- MONIS, P.T., CACCIO, S.M., THOMPSON, A. (2009):
Variation in *Giardia*: towards a taxonomic revision of the genus.
Trends in Parasitology 25, 93-100
- MONTOYA, J.A., MORALES, M., FERRER, O., MOLINA, J.M., CORBERA, J.A. (1998):
The prevalence of *Dirofilaria immitis* in Gran Canaria, Canary Island, Spain (1994-1996).
Veterinary Parasitology 78, 221-226
- MONTOYA, J.A., MORALES, M., JUSTE, M.C., BAÑARES, A., SIMON, F., GENCHI, C. (2006):
Seroprevalence of canine heartworm disease (*Dirofilaria immitis*) on Tenerife Island: an epidemiological update.
Parasitology Research 100, 103-105

MORAVEC, F. (1982):

Proposal for a new systemic arrangement of nematodes of the family Capillariidae.

Folia Parasitology 29, 119-132

MORCHÓN, R., MOYA, I., GONZÁLEZ-MIGUEL, J., MONTOYA, M.N., SIMÓN, F. (2009):

Zoonotic *Dirofilaria immitis* infections in a province of northern Spain.

Epidemiology and Infections 138, 380-383

MORILLAS, F., SANCHEZ RABASCO, F., OCAÑA, J., MARTIN-SANCHEZ, J., OCAÑA-WIHELMI, J., ACEDO, C., SANCHIZ-MARIN, M.C. (1996):

Leishmaniosis in the focus of the Axarquía region, Málaga province, southern Spain: a survey of the human, dog, and vector.

Parasitology Research 82, 569-570

MÜLLER, N., WELLE, M., LOBSIGER, L., STOFFEL, M.H., BOGHENBOR, K.K., HILBE, M., GOTTSTEIN, B., FREY, C.F., GEYER, C., VON BOMHARD, W. (2009):

Occurrence of *Leishmania* sp. in cutaneous lesions of horses in Central Europe.

Veterinary Parasitology 166, 346-351

MUNDHENKE, H., DAUGSCHIES, A. (1999):

Untersuchungen zum Vorkommen von Endoparasiten bei der Katze in Hannover und seinem Umland.

Wiener Tierärztliche Monatsschrift 86, 43-48

NAUCKE, T.J. (2007):

Leishmaniose - Einzug in Deutschland.

Tierärztliche Umschau 62, 495-500

NAUCKE, T.J., MENN, B., MASSBERG, D., LORENTZ, S. (2008):

Sandflies and leishmaniasis in Germany.

Parasitology Research 103, 65-68

OCHSENBEIN, K. (1984):

Kontamination von öffentlichen Hundeanlagen und Kinderspielflächen in Zürich mit Eiern von Helminthen der Fleischfresser.

Veterinär Medizinische Dissertation Universität Zürich

8 Literaturverzeichnis

- OLSON, M.E., O'HANDLEY, R.M., RALSTON, B.J., MCALLISTER, T.A., THOMPSON, R.C.A. (2004):
Update on *Cryptosporidium* and *Giardia* infections in cattle.
Trends in Parasitology 20, 185-191
- ÖNCEL, T., VURAL, G. (2005):
Seroprevalence of *Dirofilaria immitis* in stray dogs in Istanbul and Izmir.
Turkish Journal of Veterinary and Animal Sciences 29, 785-789
- ORTEGA-MORA, L.M., GOMEZ-BAUTISTA, M., ROJO-VAZQUEZ, F., RODENAS, A., GUERRERO, J. (1991):
A survey of the prevalence of canine filariasis in Spain.
Preventive Veterinary Medicine 11, 63-68
- O' SULLIVAN, E.N. (1997):
Helminth infections in owned and stray dogs in Co. Cork, Ireland.
Irish Veterinary Journal 50, 108-110
- OTRANTO, D., PARADIES, P., DE CAPRARIIS, D., STANNECK, D., TESTINI, G., GRIMM, F., DEPLAZES, P., CAPELLI, G. (2009):
Toward diagnosing *Leishmania infantum* infection in asymptomatic dogs in an area where leishmaniasis is endemic.
Clinical and Vaccine Immunology 16, 337-343
- OVERGAAUW, P.A.M. (1997):
Prevalence of intestinal nematodes of dogs and cats in the Netherlands.
The Veterinary Quarterly 19, 14-17
- OVERGAAUW, P.A.M., BOERSEMA, J.H. (1998):
Nematode infections in dogs breeding kennels in the Netherlands, with special reference to *Toxocara*.
The Veterinary Quarterly 20, 11-14
- OZBEL, Y., OKAM, L., OZENSOY, S., TURGAY, N., ALKAN, M.Z., JAFFE, C.L., OZCEL, M.A. (2000):
A survey on canine leishmaniasis in western Turkey by parasite, DNA and anti-body detection assays.
Acta Tropica 74, 1-6

ÖZENSOY TÖZ, S., ERTABAKLAR, H., ÖZBEL, Y., BALCIOĞLU, C., YILDIZLI, N., ALKAN, M.Z. (2005):

Seroprevalence of canine visceral leishmaniasis in Kuşadası, Turkey.
Turkish Journal of Veterinary and Animal Sciences 29, 23-26

PROCIV, P. (1998):

Zoonotic hookworm infections (ancylostomosis).

In: Palmer S.R, Soulsby E.J.L, Simpson D.I.H (eds):

Zoonoses, 803-822

Oxford, Oxford University Press

PULLOLA, T., VIERIMAA, J., SAARI, S., VIRTALA, A.M., NIKANDER, S., SUKURA, A. (2006):

Canine intestinal helminths in Finland: Prevalence, risk factors and endoparasite control practices.

Veterinary Parasitology 140, 321-326

PUSTERLA, N., BERGER PUSTERLA, J., DEPLAZES, P., WOLFENSBERGER, C., MÜLLER, W., HÖRAUF, A., REUSCH, C., LUTZ, H. (1998):

Seroprevalence of *Ehrlichia canis* and of canine granulocytic *Ehrlichia* infection in dogs in Switzerland.

Journal of Clinical Microbiology 36, 3460-3462

QUINNELL, R.J., KENNEDY, L.J., BARNES, A., COURTENAY O., DYE, C., GARCEZ, L.M., SHAW, M.A., CARTER, S.D., THOMSON, W., OLLIER, W.E. (2003):

Susceptibility to visceral leishmaniasis in the domestic dog is associated with MHC class II polymorphism.

Immunogenetics 55, 23-28

RAPTI, D., REHBEIN, S. (2010):

Seroprevalence of canine heartworm (*Dirofilaria immitis*) infection in Albania.

Parasitology Research 107, 481-485

RASCHKA, C., HAUPT, W., RIBBECK, R. (1994):

Untersuchungen zum Endoparasitenbefall bei streunenden Katzen.

Monatsheft für Veterinärmedizin 49, 307-315

REINHARDT, S., OTTENJANN, M., SCHUNACK, B., KOHN, B. (2004):

Lungenwurmbefall (*Aelurostrongylus abstrusus*) bei einer Katze.

Kleintierpraxis 49, 239-246

- REIS, A.B., TEIXEIRA-CARVALHO, A., GIUNCHETTI, R.C., GUERRA, L.L., CARVALHO, M.G., MAYRINK, W., GENARO, O., CORRÊA-OLIVEIRA, R., MARTINS-FILHO, O.A. (2006):
Phenotypic features of circulating leucocytes as immunological markers for clinical status and bone marrow parasite density in dogs naturally infected by *Leishmania chagasi*.
Clinical & Experimental Immunology 146, 303-311
- REIS, A.B., GIUNCHETTI, R.C., CARRILLO, E., MARTINS-FILHO, O.A., MORENO, J. (2010):
Immunity to *Leishmania* and the rational search for vaccines against canine leishmaniasis.
Trends in Parasitology 26, 341-349
- RISHNIW, M., LIOTTA, J., BELLOSA, M., BOWMAN, D., SIMPSON, K.W. (2010):
Comparison of 4 *Giardia* diagnostic test in diagnosis of naturally acquired canine chronic subclinical giardiasis.
Journal of Veterinary Internal Medicine 24, 293-297
- ROBBEN, S.R.M., LE NOBEL, W.E., DÖPFER, D., HENDRIKX, W.M.L., BOERSEMA, J.H., FRANSEN, F., EYSKER, M.E. (2004):
Infecties met helminthen en/of protozoen bij katten in asielen in Nederland.
Tijdschrift voor Diergeneeskunde 129, 2-6
- ROHEN, M. (2009):
Endoparasitenbefall bei Fund- und Abgabehunden und -Katzen in Niedersachsen und Untersuchungen zur Anthelmintikaresistenz.
Veterinärmedizinische Dissertation, Tierärztliche Hochschule Hannover
- RUCKSTUHL, N., DEPLAZES, P., REUSCH, C. (1995):
Symptome und Krankheitsverlauf bei Hunden mit *Trichuris vulpis*-Infektion.
Kleintierpraxis 47, 19-26
- SAGER, H., STEINER MORET, C., GRIMM, F., DEPLAZES, P., DOHERR, M.G., GOTTSTEIN, B. (2006):
Coprological study on intestinal helminths in Swiss dogs: temporal aspects of anthelmintic treatment.
Parasitology Research 98, 333-338

8 Literaturverzeichnis

- SAGER, H., STEINER MORET, C., MÜLER, N., STAUBLI, D., ESPOSITO, M., SCHARES, G., HÄSSIG, M., STÄRK, K., GOTTSTEIN, B. (2006):
Incidence of *Neospora caninum* and other intestinal protozoan parasites in populations of Swiss dogs.
Veterinary Parasitology 139, 84-92
- SAKTHIANANDESWAREN, A., CURTIS, J.M., ELSO, C., KUMAR, B., BALDWIN, T.M., LOPATICKI, S., KEDZIERSKI, L., SMYTH, G.K., FOOTE, S.J., HANDMAN, E. (2010):
Fine mapping of *Leishmania* major susceptibility Locus Imr2 and evidence of a role for Fli1 in disease and wound healing.
Infections and Immunity 778, 2734-2744
- SANTOS-GOMES, G.M., ROSA, R., LEANDRO, C., CORTES, S., ROMÃO, P., SILVEIRA, H. (2002):
Cytokine expression during the outcome of canine experimental infection by *Leishmania infantum*.
Veterinary Immunology and Immunopathology 88, 21-30
- SCHARES, G., PANTCHEV, N., BARUTZKI, D., HEYDORN, A.O., BAUER, C., CONRATHS, F.J. (2005):
Oocysts of *Neospora caninum*, *Hammondia heydorni*, *Toxoplasma gondii* and *Hammondia hammondi* in faeces collected from dogs in Germany.
International Journal for Parasitology 35, 1525-1537
- SCHUSTER, R., KAUFMANN, A., HERING, S. (1997):
Untersuchungen zur Endoparasitenfauna der Hauskatze in Ostbrandenburg.
Berliner und Münchner Tierärztliche Wochenschrift 110, 48-50
- SCHWENNICK, J. (1985):
Untersuchungen zum bakteriellen Keimgehalt von Hundekäfigen sowie zum Vorkommen von Staphylokokken, Salmonellen, Pilzen und Endoparasiten bei Hunden eines Tierheims.
Veterinärmedizinische Dissertation, Tierärztliche Hochschule Hannover
- SEILER, M., ECKERT, J., WOLFF, K. (1983):
Giardia und andere Darmparasiten bei Hund und Katze in der Schweiz.
Schweizer Archiv für Tierheilkunde 125, 137-148

8 Literaturverzeichnis

- SENLİK, B., CIRAK, V.Y., KARABACAK, A. (2006):
Intestinal nematode infections in Turkish military dogs with special reference to *Toxocara canis*.
Journal of Helminthology 80, 299-303
- SOLANO-GALLEGO, L., MORELL, P., ARBOIX, M., ALBEROLA, J., FERRER, L. (2001):
Prevalence of *Leishmania infantum* infection in dogs living in an area of canine leishmaniasis endemicity using PCR on several tissues and serology.
Journal of Clinical Microbiology 39, 560-563
- STARK, K., NIEDRIG, M., BIEDERBICK, W., MERKERT, H., HACKER, J. (2009):
[Climate changes and emerging diseases. What new infectious diseases and health problem can be expected?]
Bundesgesundheitsblatt Gesundheitsforschung Gesundheitsschutz 52, 699-714
- STEIN, M. (2006):
Parasiten Giardien. Wenn der Durchfall nicht enden will.
<http://www.animal-health-online.de/drms/klein/giardien.pdf>
- STENZENBERGER, R., GOTHE, R. (1999):
Arthropodenübertragene parasitäre Infektionen und Zecken bei Hunden auf Teneriffa.
Tierärztliche Praxis 27, 47-52
- STOICHEV, I., JANCHEV, J., SVILENOV, D. (1982):
Helminths and pathomorphological lesions in cats from villages of Bulgaria with human endemic nephropathy.
Zentralblatt für Veterinärmedizin Reihe B 29, 292-302
- STOYE, M. (1979):
Spul- und Hakenwurminfektionen des Hundes - Entwicklung, Epizootologie, Bekämpfung.
Berliner und Münchner Tierärztliche Wochenschrift 92, 464-472
- STOYE, M. (1983):
Askariden- und Ankylostomideninfektionen des Hundes.
Tierärztliche Praxis 11, 229-243
- SVOBODOVÁ, Z., SVOBODOVÁ, V., GENCHI, C., FOREJTEK, P. (2006):
The first report of autochthonous dirofilariosis in dogs in the Czech Republic.
Helminthologia 43, 242-245

8 Literaturverzeichnis

SZABOVÁ, E., JURIS, P., MITERPÁKOVÁ, M., ANTOLOVÁ, D., PAPAJOVÁ, I., SEFCIKOVÁ, H. (2007):

Prevalence of important zoonotic parasites in dog populations from the Slovak Republic.

Helminthologia 44, 170-176

SZELAGIEWICZ, M., SOKÓL, R., GACA, K., MICHALSKI, M., BAH, M. (1996):

Prevalence of parasitoses in dogs in Olsztyn (Poland).

Medycyna Weterynaryjna 52, 452-453

TAUBERT, A., PANTCHEV, N., VRHOVEC, M.G., BAUER, C., HERMOSILLA, C. (2009):

Lungworm infections (*Angiostrongylus vasorum*, *Crenosoma vulpis*, *Aelurostrongylus abstrusus*) in dogs and cats in Germany and Denmark in 2003-2007.

Veterinary Parasitology 159, 175-180

TENTER, A., DEPLAZES, P. (2006):

Protozoeninfektionen von Hund und Katze.

In: Schnieder, T. (Hrsg.): Veterinärmedizinische Parasitologie.

Parey Verlag Stuttgart, 6.Aufl., 409-443

TOTKOVA, A., KLOBUSICKY, M., HOLKOVA, R., FRIEDOVA, L. (2006):

[Current prevalence of toxocariasis and other intestinal parasitoses among dogs in Bratislava.] (in slowakisch)

Epidemiology Mikrobiology Imunology 55, 17-22

TROTZ-WILLIAMS, L.A., TREES, A.J. (2003):

Systematic review of the distribution of the major vector-borne parasitic infections in dogs and cats in Europe

The Veterinary Record 152, 97-105

TYLKOWSKA, A., PILARCYK, B., GREGORCZYK, E. (2010):

Gastrointestinal helminths of dogs in Western Pomerania, Poland.

Wiadomosci Parazytologiczne 56, 269-276

VAN DOOR, D.C.K., VAN DE SANDE, A.H., ROLF NIJSSE, E., EYSKER, M., PLOEGER, H.W. (2009):

Autochthonous *Angiostrongylus vasorum* infection in dogs in The Netherlands.

Veterinary Parasitology 162, 163-166

8 Literaturverzeichnis

- VANPARIJS, O., HERMANS, L., VAN DER FLAES, L. (1991):
Helminth and protozoan parasites in dogs and cats in Belgium.
Veterinary Parasitology 38, 67-73
- VANPARIJS, O., THIENPONT, D.C. (1973):
Canine and feline helminth and protozoan infections in Belgium.
Journal of Parasitology 59, 327-330
- WALTER, D. (1979):
Untersuchungen über das Vorkommen von Kokzidien (*Sarcocystis*, *Cystoisospora*, *Toxoplasma*, *Hammondia*) bei Katzen in Süddeutschland.
Veterinär Medizinische Dissertation, Tierärztliche Fakultät der Universität München
- WANG, J.Y., HA, Y., GAO, C.H., WANG, Y., YANG, Y.T., CHEN, H.T. (2011):
The prevalence of canine *Leishmania infantum* infection in western China detected by PCR and serological tests.
Parasites & Vectors 4, 69
- YILDIRIM, A., ICA, A., ATALAY, O., DUZLU, O., INCI, A. (2006):
Prevalence and epidemiological aspects of *Dirofilaria immitis* in dogs from Kayseri Province, Turkey.
Research in Veterinary Science 82, 358-363
- ZÄHLER, M., GÖTHE, R. (2001):
Ein neuer Naturherd der Buntzeckenart *Dermacentor reticulatus* in Bayern - Risiko einer weiteren endemischen Ausbreitung der Hundebabesiose.
Tierärztliche Praxis 29, 121-123
- ZYGNER, W., GÓRSKI, P., WĘDRYCHOWICZ, H. (2009):
Detection of the DNA of *Borellia afzelii*, *Anaplasma phagocytophilum* and *Babesia canis* in blood samples from dogs in Warsaw.
The Veterinary Record 164, 465-467

9 Anhang

Anhang 1: Fragebogen Tierheime

Fragebogen zur Erhebung von Daten zum Betriebsmanagement

1. Geographische Lage

- ☐ 1.1 Nordhessen
- ☐ 1.2. Mittelhessen
- ☐ 1.3. Osthessen
- ☐ 1.4. Südhessen

2. Kreiszugehörigkeit

- ☐ 2.1. Bergstraße
- ☐ 2.2. Groß-Gerau
- ☐ 2.3. Offenbach
- ☐ 2.4. Main-Kinzig-Kreis
- ☐ 2.5. Darmstadt-Dieburg
- ☐ 2.6. Frankfurt
- ☐ 2.7. Hochtaunuskreis
- ☐ 2.8. Wetterau
- ☐ 2.9. Giessen
- ☐ 2.12. Waldeck-Frankenberg
- ☐ 2.13. Schwalm-Eder-Kreis
- ☐ 2.14. Wiesbaden
- ☐ 2.15. Sonstiges

3. Standort

- ☐ 3.1. Stadt
- ☐ 3.2. Stadtrand
- ☐ 3.3. Wald
- ☐ 3.4. Land
- ☐ 3.5. Sonstiges

4. Aufgenommene Tierarten

- ☐ 4.1. Hunde
- ☐ 4.2. Katzen
- ☐ 4.3. Kleinnager
- ☐ 4.4. Vögel
- ☐ 4.5. Reptilien
- ☐ 4.6. Sonstige

5. Anzahl der aufgenommenen Tiere / Jahr

- 5.1. Hunde
- 5.2. Katzen
- 5.3. Kleinnager
- 5.4. Vögel
- 5.5. Reptilien
- 5.6. Sonstige

6. Durchschnittsalter der

- 6.1. Hunde:
- 6.2. Katzen:

7. Durchschnittslänge des Aufenthaltes

- 7.1. Hunde:
- 7.2. Katzen:
- 7.3. Kleinnager:
- 7.4. Vögel:
- 7.5. Reptilien:

Fortsetzung Anhang 1

8. Anzahl untergebrachter Tiere insgesamt

- 8.1. Hunde:
- 8.2. Katzen:
- 8.3. Kleinnager:
- 8.4. Vögel:
- 8.5. Reptilien:
- 8.6. Sonstige:

9. Personal

- ☐ 9.1. Tierheimleitung
- ☐ 9.2. Tierarzt
- ☐ 9.3. Pfleger
- ☐ 9.4. Gassigänger
- ☐ 9.5. Vorstand
- ☐ 9.6. Sonstige

10. Anzahl des Personals

- 10.1. Tierheimleitung
- 10.2. Tierarzt
- 10.3. Pfleger
- 10.4. Gassigänger
- 10.5. Vorstand

11. Haltung der **Hunde**

- ☐ 11.1. Einzelboxen
- ☐ 11.2. Einzelboxen mit Auslauf
- ☐ 11.3. Gruppenboxen bis 3 Tiere
- ☐ 11.4. Gruppenboxen bis 3 Tiere mit Auslauf
- ☐ 11.5. Gruppenhaltung > 3 Tiere
- ☐ 11.6. Gruppenhaltung > 3 Tiere mit Auslauf
- ☐ 11.7. Sonstige

12. Haltung der **Katzen**

- ☐ 12.1. Einzelboxen
- ☐ 12.2. Einzelboxen mit Auslauf
- ☐ 12.3. Gruppenboxen bis 3 Tiere
- ☐ 12.4. Gruppenboxen bis 3 Tiere mit Auslauf
- ☐ 12.5. Gruppenhaltung > 3 Tiere
- ☐ 12.6. Gruppenhaltung > 3 Tiere mit Auslauf
- ☐ 12.7. Sonstige

13. Haltung der **Kleinnager**

- ☐ 13.1. Einzelhaltung
- ☐ 13.2. Gruppenhaltung bis 3 Tiere
- ☐ 13.3. Gruppenhaltung 3-6 Tiere
- ☐ 13.4. Gruppenhaltung > 6 Tiere
- ☐ 13.5. Sonstige

14. Haltung **Vögel**

- ☐ 14.1. Einzelhaltung
- ☐ 14.2. Gruppenhaltung bis 3 Tiere
- ☐ 14.3. Gruppenhaltung 3 - 6 Tiere
- ☐ 14.4. Gruppenhaltung < 6 Tiere
- ☐ 14.5. Sonstige

15. Haltung **Reptilien**

- ☐ 15.1. Einzelhaltung
- ☐ 15.2. Gruppenhaltung bis 3 Tiere
- ☐ 15.3. Gruppenhaltung > 3 Tiere
- ☐ 15.4. Sonstige

Fortsetzung Anhang 1

16. Bodenbeschaffenheit der **Hundeboxen**

- ☐ 16.1. Edelstahl
- ☐ 16.2. Kacheln
- ☐ 16.3. Stein
- ☐ 16.4. Kunststoff
- ☐ 16.5. Mit Teppich ausgekleidet
- ☐ 16.6. Sonstige

17. Stellung der **Hundeboxen**

- ☐ 17.1. Mit Sichtkontakt
- ☐ 17.2. Ohne Sichtkontakt
- ☐ 17.3. beides

18. Liegeplätze in **Hundeboxen**

- ☐ 18.1. Kunststoff
- ☐ 18.2. Holz
- ☐ 18.3. Teppich / Decke
- ☐ 18.4. Sonstige

19. Ausläufe für **Hunde**

- ☐ 19.1. Beton /Stein / Kachel
- ☐ 19.2. Kies
- ☐ 19.3. Gras / Erde
- ☐ 19.4. Sonstige

20. hauptsächliche Gassistrecke **Hunde**

- ☐ 20.1. Straße
- ☐ 20.2. Feld
- ☐ 20.3. Wiese
- ☐ 20.4. Wald
- ☐ 20.5. Sonstige

21. Reinigung der **Hundeboxen**

- ☐ 21.1. 1x täglich
- ☐ 21.2. Alle 2 Tage
- ☐ 21.3. Alle 3 Tage
- ☐ 21.4. 1x die Woche
- ☐ 21.5. Seltener als 1x wöchentlich

22. Reinigungsmethode **Hundebox**

- ☐ 22.1. Eimer und Lappen
- ☐ 22.2. Hochdruckreiniger
- ☐ 22.3. Schlauch
- ☐ 22.4. Sonstige

23. Desinfektion der **Hundeboxen**

- ☐ 23.1. 1x täglich
- ☐ 23.2. Mehrmals wöchentlich
- ☐ 23.3. 1x wöchentlich
- ☐ 23.4. Seltener als 1x wöchentlich
- ☐ 23.5. Keine Desinfektion

24. Reinigung der **Katzenräume**

- ☐ 24.1. 1x täglich
- ☐ 24.2. Alle 2 Tage
- ☐ 24.3. Alle 3 Tage
- ☐ 24.4. 1x die Woche
- ☐ 24.5. Seltener als 1x wöchentlich

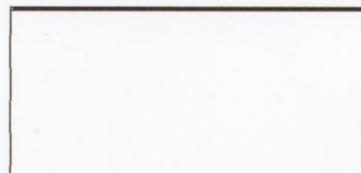
25. Reinigungsmethode **Katzenräume**

- ☐ 25.1. Eimer und Lappen
- ☐ 25.2. Hochdruckreiniger
- ☐ 25.3. Schlauch
- ☐ 25.4. Sonstige

26. Desinfektion der **Katzenräume**

- ☐ 26.1. 1x täglich
- ☐ 26.2. Mehrmals wöchentlich
- ☐ 26.3. 1x wöchentlich
- ☐ 26.4. Seltener als 1x wöchentlich
- ☐ 26.5. Keine Desinfektion

27. Wenn Desinfektion der Boxen, womit?



Fortsetzung Anhang 1

28. Fütterung der **Hunde**

- ☐ 28.1. Einzel
- ☐ 28.2. In Gruppen
- ☐ 28.3. Feste Näpfe
- ☐ 28.4. Napfhobbing
- ☐ 28.5. Sonstiges

29. Fütterunshäufigkeit / Tag **Hunde**

- ☐ 29.1. 1x täglich
- ☐ 29.2. 2x täglich
- ☐ 29.3. > 2x täglich

30. Futtermittel **Hunde**

- ☐ 30.1. Nassfutter
- ☐ 30.2. Trockenfutter
- ☐ 30.3. Küchenabfälle
- ☐ 30.4. Schlachtabfälle
- ☐ 30.5. Sonstige

31. Tränkeerneuerung **Hunde**

- ☐ 31.1. 1x täglich
- ☐ 31.3. 2x täglich
- ☐ 31.3. > 2x täglich

32. Reinigung der **Hundenäpfe**

- ☐ 32.1. Nach jeder Fütterung
- ☐ 32.2. 1x täglich
- ☐ 32.3. Seltener als 1x täglich

33. Fütterung der **Katzen**

- ☐ 33.1. Einzel
- ☐ 33.2. In Gruppen
- ☐ 33.3. Feste Näpfe
- ☐ 33.4. Napfhobbing
- ☐ 33.5. Sonstiges

34. Fütterunshäufigkeit / Tag **Katzen**

- ☐ 34.1. 1x täglich
- ☐ 34.2. 2x täglich
- ☐ 34.3. > 2x täglich

35. Futtermittel **Katzen**

- ☐ 35.1. Nassfutter
- ☐ 35.2. Trockenfutter
- ☐ 35.3. Küchenabfälle
- ☐ 35.4. Schlachtabfälle
- ☐ 35.5. Sonstige

36. Tränkeerneuerung **Katzen**

- ☐ 36.1. 1x täglich
- ☐ 36.3. 2x täglich
- ☐ 36.3. > 2x täglich

37. Reinigung der **Katzennäpfe**

- ☐ 37.1. Nach jeder Fütterung
- ☐ 37.2. 1x täglich
- ☐ 37.3. Seltener als 1x täglich

38. Quarantäne von Neuankömmlingen

- ☐ Ja
- ☐ Nein

Fortsetzung Anhang 1

39. Medizinische Prophylaxe bei **Hunden** bei / nach Aufnahme

☐ 39.1. Endoparasitenbehandlung Hunde

39.1.1 wenn ja, welche

☐ 39.2. Ektoparasitenbehandlung Hunde

39.2.1 wenn ja, welche

☐ 39.3. Impfungen Hunde

☐ 39.3.1. Tollwut

☐ 39.3.2. HCC

☐ 39.3.3. Leptospirose

☐ 39.3.4. SHPPiL / Parainfluenza

☐ 39.3.5. Parvovirose

☐ 39.3.6. Virushusten

☐ 39.3.7. Sonstige

40. Medizinische Prophylaxe bei **Katzen** bei / nach Aufnahme

☐ 40.1. Endoparasitenbehandlung Katze

40.1.1 wenn ja, welche

☐ 40.2. Ektoparasitenbehandlung Katze

40.2.1 wenn ja, welche

☐ 40.3. Impfungen Katze

☐ 40.3.1. Tollwut

☐ 40.3.2. Leukose

☐ 40.3.3. Katzenschnupfen / Katzenschnupfen

☐ 40.3.4. Feline Infektiöse Peritonitis

☐ 40.3.5. Sonstige

41. Häufigkeit von Erkrankungen bei **Hunden** in % / Jahr bei Neuaufnahme

☐ 41.1. < 25 %

☐ 41.2. 25-50 %

☐ 41.3. 51-75 %

☐ 41.4. > 75 %

Fortsetzung Anhang 1

42. Erkrankungen bei Neuaufnahme der **Hunde**

- ☐ 42.1 Herz-Kreislauf
- ☐ 42.2. Magen-Darm
- ☐ 42.3. Leber
- ☐ 42.4. Niere
- ☐ 42.5. Harnorgane (Blase)
- ☐ 42.6. Geschlechtsorgane
- ☐ 42.7. Lunge
- ☐ 42.8. Bewegungsapparat
- ☐ 42.9. ZNS
- ☐ 42.10. Bauchspeicheldrüse
- ☐ 42.11. Blut
- ☐ 42.12. Haut
- ☐ 42.13. Sonstige

43. Häufigkeit von Erkrankungen bei **Hunden** in % / Jahr während des Aufenthaltes

- ☐ 43.1. < 25 %
- ☐ 43.2. 25-50 %
- ☐ 43.3. 51-75 %
- ☐ 43.4. > 75 %

44. Erkrankungen während des Aufenthaltes der **Hunde**

- ☐ 44.1 Herz-Kreislauf
- ☐ 44.2. Magen-Darm
- ☐ 44.3. Leber
- ☐ 44.4. Niere
- ☐ 44.5. Harnorgane (Blase)
- ☐ 44.6. Geschlechtsorgane
- ☐ 44.7. Lunge
- ☐ 44.8. Bewegungsapparat
- ☐ 44.9. ZNS
- ☐ 44.10. Bauchspeicheldrüse
- ☐ 44.11. Blut
- ☐ 44.12. Haut
- ☐ 44.13. Sonstige

Fortsetzung Anhang 1

45. Häufigkeit von Erkrankungen bei **Katzen** in % / Jahr bei Neuaufnahme

- ☐ 45.1. < 25 %
- ☐ 45.2. 25-50 %
- ☐ 45.3. 51-75 %
- ☐ 45.4. > 75 %

46. Erkrankungen bei Neuaufnahme der **Katzen**

- ☐ 46.1 Herz-Kreislauf
- ☐ 46.2. Magen-Darm
- ☐ 46.3. Leber
- ☐ 46.4. Niere
- ☐ 46.5. Harnorgane (Blase)
- ☐ 46.6. Geschlechtsorgane
- ☐ 46.7. Lunge
- ☐ 46.8. Bewegungsapparat
- ☐ 46.9. ZNS
- ☐ 46.10. Bauchspeicheldrüse
- ☐ 46.11. Blut
- ☐ 46.12. Haut
- ☐ 46.13. Sonstige

47. Häufigkeit von Erkrankungen bei **Katzen** in % / Jahr während des Aufenthaltes

- ☐ 47.1. < 25 %
- ☐ 47.2. 25-50 %
- ☐ 47.3. 51-75 %
- ☐ 47.4. > 75 %

48. Erkrankungen während des Aufenthaltes

- ☐ 48.1 Herz-Kreislauf
- ☐ 48.2. Magen-Darm
- ☐ 48.3. Leber
- ☐ 48.4. Niere
- ☐ 48.5. Harnorgane (Blase)
- ☐ 48.6. Geschlechtsorgane
- ☐ 48.7. Lunge
- ☐ 48.8. Bewegungsapparat
- ☐ 48.9. ZNS
- ☐ 48.10. Bauchspeicheldrüse
- ☐ 48.11. Blut
- ☐ 48.12. Haut
- ☐ 48.13. Sonstige

Fortsetzung Anhang 1

49. Todesfälle im Jahr in % der...

- 49.1. Hunde (krankheitsbedingt)
- 49.2. Hunde (altersbedingt)
- 49.3. Katzen (krankheitsbedingt)
- 49.4. Katzen (altersbedingt)
- 49.5. Kleinnager (krankheitsbedingt)
- 49.8. Kleinnager (altersbedingt)
- 49.9. Vögel (krankheitsbedingt)
- 49.10. Vögel (altersbedingt)
- 49.11. Reptilien (krankheitsbedingt)
- 49.12. Reptilien (altersbedingt)
- 49.13. Sonstige (krankheitsbedingt)
- 49.14. Sonstige (altersbedingt)

50. Benutzung antiparasitärer Fogger/Raumsprays

- ☐ 50.1 Ja
- ☐ 50.2 Nein

Anhang 2: Fragebogen Praxistiere

**Fragebogen zur Untersuchung über das Vorkommen von Parasitenstadien
in Hunde- und Katzenkot**

**Eine gemeinsam mit dem Institut für Parasitologie
der Justus-Liebig-Universität Gießen laufende Studie**

Bitte beantworten Sie folgende Fragen zu Ihrem Hund / Ihrer Katze
(Zutreffendes bitte ankreuzen bzw. eintragen)

1. Tierart: ☐ Hund ☐ Katze
2. Name Ihres Hundes / Ihrer Katze:
3. Rasse Ihres Hundes / Ihrer Katze:.....
4. Alter(ca.) Ihres Hundes / Ihrer Katze: Monate Jahre
5. Geschlecht Ihres Hundes / Ihrer Katze: ☐ männlich ☐ weiblich
6. Ist Ihr Hund / Ihre Katze kastriert? ☐ ja ☐ nein
7. Gewicht (ca.) Ihres Hundes / Ihrer Katze:..... kg
8. Die letzte Entwurmung erfolgte am / vor ca. Wochen/Monaten
9. Bei Katzen: ☐ reine Hauskatze, kein Ausgang ☐ „Freigänger“
10. Bei Hunden, üblicher „Gassigehweg“:
☐ meist in der Stadt (Straße, Park) ☐ meist auf Wiese/Feld ☐ meist im Wald
11. Ihr Wohnort/-gemeinde oder PLZ:
12. Ihr Name (für eventuelle Nachfragen):

➔ Bitte füllen Sie die beiden Ihnen mitgegebenen Probenröhrchen mit einer frischen
Kotprobe Ihres/r Hundes/Katze. Bitte beachten Sie dabei Folgendes:

- (1) Das blaue Probenröhrchen mittels des beigegeführten Löffels etwa zur Hälfte (!) mit Kot füllen und verschließen.
- (2) In das braune Probenröhrchen mittels des beigegeführten Löffels ein etwa bohnen großes (!) Stück Kot geben, Probenröhrchen verschließen und gut schütteln. (SAF-Fixierflüssigkeit im Röhrchen gesundheitsschädlich, nicht einnehmen!)
- (3) Versehen Sie bitte beide Probenröhrchen mit Ihrem Namen und dem aktuellen Datum.
- (4) Geben Sie bitte beide Probenröhrchen baldmöglichst an mich zurück (in der Praxis abgeben oder in den Praxisbriefkasten einwerfen).

Vielen Dank für Ihre Mithilfe!

Anhang 4: Datenblatt Fundkatzen

[illegible]

Anhang 5: Fragebogen Importtiere

Fragebogen über aus dem Ausland eingeführte Hunde

Eine gemeinsam mit dem Institut für Parasitologie
der Justus-Liebig-Universität Gießen laufende Studie

Bitte verwenden Sie für jeden Hund eine neue Spalte!

Bitte fügen Sie für jeden Hund die gefragten Angaben und die entsprechenden Kürzel ein!

Tierheim / TSV / Organisation:					
Identifikation: (Name, Chip, Tätowiernr.)					
Einfuhrdatum:					
Herkunftsland und -ort:					
Rasse: (MI = Mischling)					
Geschlecht: weiblich (W) / männlich (M)					
kastriert: Ja (J) / Nein (N)					
bei Hündinnen tragend: Ja (J) / Nein (N)					
geschätztes Alter: Welpen/Junghund <6 Monate (WEL) / erwachsener Hund >1 Jahr (ERW)					
Einfuhr: als Einzeltier (EIN) / in einer Gruppe (GRU)					
Parasitosen bekannt: Ja (J) / Nein (N)					
wenn Parasitosen bekannt, welche:					
Vorbehandelt: Ja (J) / Nein (N)					
wenn vorbehandelt, womit:					
Weitere Angaben					

Vielen Dank für Ihre Mithilfe !

Anhang 6: Durchführung des Immunfluoreszenztest zum Nachweis von Antikörpern gegen *Ehrlichia canis*

Ehrlichia canis
Immunfluoreszenztest

MegaScreen Fluoehrlichia canis der Firma MegaCor

Durchführung :

- 1) Das benötigte Stück eines Objektträgers (je Serum 2 Felder und 2 Felder für die Kontrollen) mit dem Glasschneider abtrennen und mit Klebstoff auf einen leeren Objektträger aufkleben.
- 2) Serumverdünnungen mit PBS :
Patient : 1:40 ; 1:80
Kontrollen : 1:40
- 3) 10 µl jeweils auftragen
- 4) 30 Minuten bei 37° C in feuchter Kammer
- 5) mit Puffer (Pasteurpipette) vorsichtig abspülen
- 6) Konjugat (gebrauchsfertig portioniert eingefroren) auftragen - jeweils 10 µl
- 7) 30 Minuten bei 37° C in feuchter Kammer
- 8) abspülen wie oben
- 10) eindecken mit Glycerinpuffer

Ergebnis: Positiver Titer ab 1:40

Anhang 7: Durchführung des Immunfluoreszenztest zum Nachweis von Antikörpern gegen *Babesia canis*

Babesia canis Immunfluoreszenztest

Antigen : Objektträger (OT) von Frau Edelhofer , Wien
Lagerung : - 80°C

- 1) OT aus Froster nehmen und 30min bei Zimmertemperatur auftauen
- 2) Serumverdünnung in PBS : 1 : 20 , 1 : 40 , 1 : 80
- 3) Kontrollen (- 20°C – Froster) : Positivkontrolle 1 : 20 , 1 : 40 / Negativkontrolle 1 : 20
- 4) Jeweils 10µl auf die entsprechend beschrifteten Felder pipettieren
- 5) 30min , 37°C in feuchter Kammer
- 6) Serumverdünnungen mit Aqua dest. vorsichtig abspülen (mit Pasteurpipette)
und OT für 2 x 7min in PBS waschen (auf Schüttler Stufe 2)
(PBS jeweils durch frisches PBS ersetzen)
- 7) FITC-Anti-dog-Konjugat 1 : 30 in PBS und ca. 1µl Evans blue verdünnen
- 8) OT aus PBS entnehmen und schwarze Beschichtung mit einem Wattestäbchen bzw. Filterpapier trocken wischen
- 9) Auf jedes Feld 10µl pipettieren
- 10) 30min , 37°C in feuchter Kammer
- 11) OT in PBS-Küvette durch mehrmaliges Eintauchen abwaschen,
anschließend PBS wechseln und für 2 x 7min (auf Schüttler , Stufe 2) waschen
(PBS jeweils durch frisches PBS ersetzen)
- 12) OT an Unterseite abtrocknen und mit Glycerinpuffert eindecken

Ergebnis : Positiver Titer ab 1 : 20

Anhang 8: Durchführung des Schelltest zum Nachweis von *Dirofilaria immitis*

1. Introduction

Heartworm disease is caused by *Dirofilaria immitis*, a filarial nematode whose immature stages are transmitted between animals by mosquitoes. The adult heartworms live in the heart and adjacent large blood vessels. Although primarily a disease of dogs, the parasite can also infect cats, ferrets and other mammals, such as the canine related species. Diagnosis of heartworm infection in cats is complicated by low prevalence, vague clinical symptoms and scarcity of circulating antigens. This makes antibody screening with **FASTest® HW Ab** for cats a more accurate and convenient method for the prediction of microfilariae infections.

2. Test Principle

The **FASTest® HW Antigen** is a rapid qualitative one step immunoassay, that contains antibodies directed against circulating *D. immitis* antigen. The method employs a unique monoclonal antibody which is conjugated on dye particles, and an other which is immobilized to the solid phase membrane. If the sample contains *D. immitis* antigens these will bind to the conjugated to the gold forming an antigen-antibody dye complex. When this complex migrates down the membrane it is captured by the antibody applied at the Test area on the membrane forming a pink/purple band.

A second antibody band comprised of goat anti-mouse antibodies captures the remaining complex forming a pink/purple band indicating the test performed properly.

3. Test Components

- 1 x 10 or 25 test cassettes
- 1 x 10 or 25 disposable pipettes
- 1 x dropperbottle A with 3.5 or 7.5 ml diluant
- 1 x instructions for use

4. Storage and Shelf Life

Store at room temperature (15° - 25°C / 59° - 78° F). When stored correctly the product can be kept up to the expiry date. Avoid the Test kit being subjected to excessive heat or freezing.

5. Test Procedure

- 1 Remove the test cassette from its pouch and place it on a flat surface.
- 2 Use the disposable pipette supplied, add 1 drop of whole blood, serum or plasma to the round sample well of the test cassette **HOLD THE PIPETTE VERTICALLY**
- 3 Holding the dropperbottle **A** vertically, promptly add 2 drops of the diluant in to the round sample well of the test cassette
- 4 Read results within 5 -15 minutes

6. Results

- Positive:** The TEST zone (S) and the CONTROL zone (C) indicate a pink/ purple coloured band, the sample contains *Dirofilaria immitis* antigen.
- Negative:** Only the CONTROL zone (C) indicates a pink/purple coloured band, the sample do not contains *Dirofilaria immitis* antigen.
- inconclusive:** There are no pink/purple coloured band either in the TEST zone (S) or the CONTROL zone (C), the test is invalid and should be repeated

7. Information on the Test Sample Material

Whole blood, serum or (e.g. EDTA, heparinized) plasma can be examined with **FASTest® HW Antigen**. The test sample material can be stored for up to 7 days at 2° - 8°C. If a longer storage period is required store the sample in a suitable container (e.g. microcentrifuge tube) at -25°C. Hemolyzed sample will not affect the test result. Samples must be at room temp. before running assay.

Special Information

FOR VETERINARY USE ONLY.
The test can be used for dog, cat and canine related species. Do not use the test once the expiry date has passed. The sample material must be seen as potentially infectious. Follow instructions for use precisely.

FASTest® HW Antigen

Test Kit for the detection of
Canine - Feline *Dirofilaria immitis*
infection in Whole Blood, Serum/Plasma

INSTRUCTIONS FOR USE

FOR VETERINARY USE ONLY

MegaCor
A - 6912 Horbranz - AUSTRIA

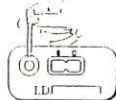
Test Procedure

FASTest® HW Antigen

1. TEST PROCEDURE

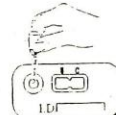
- a. Remove the test cassette from its pouch (by tearing along the split) and place on a flat surface.
- b. Label the test with a patient name or ID. no.
- c. Using the pipette supplied, add 1 drop of blood, serum or plasma, into the round sample well of the test cassette.

1 DROP



- d. Holding the dropperbottle **A** vertically, promptly add 2 drops of the diluant in to the round sample well of the test cassette

2 DROPS



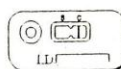
- e. Read results after 5 minutes and no later than 15 minutes. Positive results may be observed in as short as 1 minutes depending of the severity of the infection

2. INTERPRETATION OF RESULTS

Read results within 5 -15minutes after addition of the test sample.

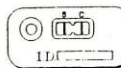
NEGATIVE:

Only one pink/purple band appears in the CONTROL zone (C). No visible band in the TEST zone (S).



POSITIVE:

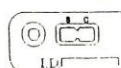
In addition to the CONTROL band, a clearly distinguishable pink/purple band also appears in the TEST zone (S).



INCONCLUSIVE:

If there is no pink/purple band visible in the CONTROL zone (C) the test is invalid. If this occurs add one additional drop of diluant from dropperbottle **A** into SAMPLE round sample well and wait 5 minutes. If a pink/purple band is not visible at the CONTROL zone (C) the test is invalid and should be repeated using a new device.

Colored bands at the TEST zone (S) which appears after 15 minutes are not diagnosis and should be ignored.



HEARTWORM TEST AND CLINICAL FINDINGS

Test Result Positive - *Dirofilaria* Negative

- Immature adults (20 weeks post infection)
- After microfilaricide treatment
- Unisex infection
- Immune-mediated clearance of the parasite.

Test Result Negative - *Dirofilaria* Positive

- Undetectably low levels of dirofilaria antigen (low to 1 adult heartworms)
- Immune clearance of Ag. - Ab. complexes
- Prenatal transfer of microfilaria
- Antigen destroyed after improper storage of sample
- Bloodtransfusion with microfilaraemic blood
- Adults dead, but microfilaria still present

Anhang 9: Durchführung des ELISA-Verfahrens zum Nachweis von *Leishmania infantum*

Leishmaniose - ELISA

- 1) Benötigte Anzahl Teststreifen auf RT bringen – ca. 10 min bis 1h
- 2) Streifen 3x mit Waschlösung 1 waschen und ausklopfen
- 3) Blockierung : Wells mit Puffer 2V füllen und bei 37°C für 15 – 30 min inkubieren
- 4) Puffer 2V ausschütten , Streifen ausklopfen
- 5) Serum , Positivkontrolle und Negativkontrolle 1: 200 in Puffer 2V verdünnen
(2ml Puffer 2 + 10µl Serum oder 1ml Puffer 2 + 5µl Serum)

CutOff-Serum 1: 100 in Puffer 2V verdünnen
- 6) Jeweils 100µl pro Well pipettieren – **gemäß Schema 1**, für den Blank 100µl Puffer 2V einfüllen und mit Klebeband oder Deckel abdecken
- 7) Inkubation bei 37°C für 60 min
- 8) Streifen 4x mit Waschlösung 1 waschen und ausklopfen
- 9) Konjugat in Puffer 2V 1 : 1000 verdünnen
- 10) 100µl Konjugatverdünnung pro Well , Streifen mit Klebeband oder Deckel abdecken
- 11) Inkubation bei 37°C für 60 min
- 12) Streifen 4x mit Waschlösung 1 waschen und ausklopfen
- 13) Substratlösung ca. ½ - 1h vorher ansetzen und abdunkeln : 1 PNPP – Tablette in 20ml Puffer 3 verdünnen ; (Puffer 3 = Substratpuffer)
- 14) 100µl Substratlösung pro Well
- 15) Inkubation bei 37°C für ca. 15 - 20 min (**bis OD von Positivkontrolle ca. 1.2 beträgt**)
- 16) 50µl Stopplösung (NaOH) pro Well
- 17) OD bei 405 nm ablesen und Blank von allen Werten subtrahieren

Fortsetzung Anhang 9:

Schema 1 : Anordnung von Kalibrier-, Kontroll- und Patientenseren

	1	2	3
A	B	T 3	...
B	Ld +7	T 4	
C	Ld +7	T 5	
D	Ld -5	...	
E	Ld co19	...	
F	Ld co19		
G	T 1		
H	T 2		

B Blank
 Ld +7 Standardserum positiv
 Ld -5 Standardserum negativ
 Ld co19 CutOff-Serum (Grenzwert)
 T 1, T 2, ... Testseren

Berechnung des CutOff (Ld co19) = Mittelwert x 1.5

Auswertung / Beurteilung :

Resultate können in Antikörpereinheiten angegeben werden. Die Umrechnung der OD-Werte erfolgt gemäss folgender Formel :

$$AE = \frac{OD (\text{Testserum}) - OD \text{ Mittelwert (Ld co19)}}{OD (\text{Mittelwert Ld +7}) - OD (\text{Mittelwert Ld co19})} \times 100$$

Positiv = AE > 0

Allgemeine Qualitätskontrollkriterien :

Blank < 0
 OD Ld +7 > 1.0
 OD Ld -5 < 0.1
 OD Ld co19 (CutOff) = Mittelwert x 1,5

9 Anhang

Fortsetzung Anhang 9:

DZP	ELISA-Waschlösung 1	SOP L 505.1
------------	----------------------------	--------------------

Seite 1/1

Institut für Parasitologie der Universität Zürich

Vorschrift zu Herstellung der ELISA-Waschlösung 1

Chemikalien und Herstellung

Komponente		Lagerung	Bemerkungen
NaCl (z.B. Fluka 71381)	45.0 g	RT	Giftklasse: frei
Tween20 (z.B. Fluka 93773)	15 ml	RT	Giftklasse: frei
H ₂ O dest	ad 5000 ml	-	

Auf Magnetrührer mischen

Beschriftung

ELISA-Waschlösung

Lagerung

In Plastikkanister, bei Raumtemperatur, maximal 1 Monat

Qualitätskontrollkriterien

Klare farblose Lösung

Sicherheit

Keine besonderen Hinweise

DZP	ELISA Puffer 2 V	SOP L 502.1
------------	-------------------------	--------------------

Seite 1/1

Institut für Parasitologie der Universität Zürich

Vorschrift zu Herstellung von Puffer 2 V für den ELISA

Chemikalien und Herstellung

Komponente		Lagerung	Bemerkungen
PBS 1X	1000 ml	RT	
Tween 20 (z.B. Fluka 93773)	3 ml	RT	Giftklasse: frei
NaN ₃ (z.B. Fluka 71290)	200 mg	RT	Giftklasse 2 Gesundheitsschädigend beim Verschlucken
Bovines Haemoglobin (z.B. Fluka 51290)	500 mg	4°C	

Beim Abwägen von NaN₃ Handschuhe tragen
Auf Magnetrührer mischen

Beschriftung

Puffer 2 V

Lagerung

In Glasflaschen, bei 4°C, maximal 3 Monate

Qualitätskontrollkriterien

Klare rot-braune Lösung

Sicherheit

Einzelkomponenten und Lösung: Nach Haut- oder Augenkontakt mit Wasser spülen

9 Anhang

Fortsetzung Anhang 9:

DZP ELISA Puffer 3 SOP L 503.1

Seite 1/1

Institut für Parasitologie der Universität Zürich

Vorschrift zu Herstellung von Puffer 3 für den ELISA (Substratpuffer; 0.05M Bicarbonatpuffer)

Chemikalien und Herstellung

Komponente	Lagerung/Herstellung	Bemerkungen
0.1 M NaHCO_3	Frisch herstellen: 8.4 g NaHCO_3 (z.B. Fluka 71628) H_2O dest ad 1000 ml	NaHCO_3 : Giftklasse: 5
0.1 M Na_2CO_3	Frisch herstellen: 10.6 g Na_2CO_3 (z.B. Fluka 71350) H_2O dest ad 1000 ml	Na_2CO_3 : Giftklasse: 5 Reizend
mischen bis pH 9.8		
H_2O dest	gleiches Volumen wie $\text{NaHCO}_3/\text{Na}_2\text{CO}_3$ -Mischung	-
1 M MgCl_2 1 mM	RT 20.3 g $\text{MgCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ (z.B. Fluka 63068) H_2O dest ad 100 ml	$\text{MgCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$: Giftklasse 5

Auf Magnetrührer mischen

Beschriftung
Puffer 3

Lagerung
In Glasflaschen, bei 4°C, maximal 3 Monate

Qualitätskontrollkriterien
Klare farblose Lösung

Sicherheit
Nach Haut- oder Augenkontakt mit viel Wasser spülen

DZP ELISA-Stopplösung 1 SOP L 504.1

Seite 1/1

Institut für Parasitologie der Universität Zürich

Vorschrift zu Herstellung der ELISA-Stopplösung 1 (3 M NaOH)

Komponente	Lagerung	Bemerkungen
NaOH (z.B. Fluka 71690) 120 g	RT	Giftklasse 2 Ätzend
H_2O dest	ad 1000 ml	

Auf Magnetrührer mischen
Vorsicht: Wärmementwicklung, NaOH-Plättchen nach und nach zugeben

Beschriftung
ELISA-Stopplösung

Lagerung
In Plastikflaschen, bei Raumtemperatur, maximal 12 Monate

Qualitätskontrollkriterien
Klare farblose Lösung

Sicherheit
Nach Haut- oder Augenkontakt mit viel Wasser spülen

Anhang 10: Durchführung des PCR-Verfahrens zum Nachweis von *Leishmania infantum*

Leishmaniendiagnostik

DNA Isolierung aus Blut

Reagenzien und Vorbereitung

- ca. 500µl EDTA-Blut des zu untersuchenden Hundes
- Lysis-Puffer : 0,32M Sucrose, 10mM Tris-HCL pH 7,5, 5mM MgCl₂, 1% Triton
(40ml : 4,38g Sucrose, 400µl 1M Tris-HCL pH 7,5, 200µl 1M MgCl₂, 400µl Triton)
- 1xPCR-Puffer : aus 10x Puffer von Fermentas-Taq ohne MgCl₂
- Proteinase-K-Lsg.: 20mg/ml (braune Glasflasche in Qiagen Blood-Kit Box bei RT)
- sterile Pipettenspitzen

- Wasserbad auf 56°C vorheizen
- Heizblock auf 95°C vorheizen

- 200µl Blut mit 200µl Lysispuffer mischen
- Zentrifugation bei 10 000 rpm ; 20sec. (Eppis mit Gelenk nach außen positionieren – Pellet)
- Pellet 3x mit 500µl Lysispuffer waschen :
 - Überstand mit Pipette abziehen (Vorsicht : Pellet nicht zerstören)
 - 500µl Lysispuffer auf das Pellet geben, durch vortexen resuspendieren und erneut zentrifugieren s.o.
- Pellet in 200µl 1x PCR-Puffer resuspendieren
- Zugabe von Proteinase K : = 1,5µl Proteinase-K-Lsg. bei 20mg/ml
 = 3,0µl Proteinase K- Lsg. bei 10mg/ml
- durch vortexen mischen
- Inkubation 30min bei 56°C im Wasserbad
- Inkubation 10min bei 95°C im Heizblock (Inaktivierung der Proteinase K)
- bei – 20°C einfrieren oder direkt weiterbearbeiten

Fortsetzung Anhang 10:

Leishmanien – PCR

- Mitführen der positiven Leishmanien-DNA als Kontrolle :
= 1µl von 1 : 10 Verdünnung (= 1 : 10000 Hütchen ★ = 1,6fg Lsh-DNA)

Leishmanien-PCRReagenzien

RV 1 Oligonukleotid 30µM (5'- CTTTCTGGTCCCGCGGGTAGG -3')
 RV 2 Oligonukleotid 30µM (5'- CCACCTGGCCTATTTTACACCA -3')
 10xPCR Puffer HQ – hohe Spezifität (blauer Deckel) von PeqLab
 Taq-Polymerase 1U/µl (PeqLab)
 dNTPs (mit dUTP, dATP, dCTP, dGTP) ; 10mM von jedem
 UDG (= Uracil-DNA-Glycosylase) 0,25U/µl (von PeqLab oder Sigma)
 DNA-Proben : Test-Proben (Patient), negative Kontrolle (H₂O), positive Kontrolle mit 1µl von Leishmanien-DNA (1 :10)

50µl PCR-Reaktion pro Probe (bei grösserer Anzahl Mastermix herstellen) :

Template (DNA bzw. H ₂ O)	5µl	bei Positivkontrolle : 1µl
10xPCR Puffer (blau)	5µl	5µl
RV 1	1,5µl	1,5µl
RV 2	1,5µl	1,5µl
dNTPs (mit dUTP)	1µl	1µl
UDG (0,25U/µl)	2µl	2µl
Taq-Polymerase	1µl	1µl
H ₂ O	33µl	37µl

PCR-Bedingungen (Programm: **Leish.2**)

5 min 37°C
 5 min 95°C - hier nach 4 min Zugabe von **Taq**

30 sec 94°C
 30 sec 58°C 35 Zyklen
 30 sec 72°C

5 min 72°C
 10 min 4°C

Agarose-Gelelektrophorese :Reagenzien

2% Agarose Minigel, dicker 12er Kamm
 1xTAE-Puffer
 6x Orange Auftragspuffer
 O'Range Ruler 50bp DNA Ladder

10-12µl der PCRs mit kl. Tropfen 6x Orange Auftragspuffer mischen und laden, rechts u. links davon 4µl O'Range Ruler 50bp DNA Ladder auftragen.
 Gelelektrophorese : 120V, 200mA, 40min.

Danksagung

An dieser Stelle möchte ich mich bei allen bedanken, die mir bei der Erstellung der Arbeit behilflich waren.

Herrn Prof. Dr. H. Zahner danke ich für seine fachliche Beratung und dem Überlassen des Themas.

Mein ganz großer Dank gilt Herrn Prof. Dr. C. Bauer, der immer Zeit für mich hatte, mich fachlich betreut und unterstützt hat, nie die Geduld verloren hat und immer einen netten, freundschaftlichen Umgang gepflegt hat.

Herrn Dr. K. Failing für die Hilfe bei der statistischen Auswertung.

Den helfenden Händen im Labor, Frau Henrich, Frau Mohr und Frau Hansen.

Den an dieser Studie mitwirkenden Tierheimen/Tierschutzvereinen aus Hessen gilt ein besonderer Dank für das Sammeln der Kotproben.

Bei meiner Familie und Judith möchte ich für die Durchsicht des Manuskriptes bedanken.