Biologie und Vektorenrolle der Schildzecken (Acari, Ixodidae) und Sandmücken (Phlebotominae) auf den Kanarischen Inseln

- Diplomarbeit -

zur Erlangung des Grades der Diplombiologin an
der Mathematisch-Naturwissenschaftlichen Fakultät
der Rheinischen Friedrich-Wilhelms-Universität
Bonn

vorgelegt von

Lina Kurzrock

Bonn 2011

Die vorliegende Arbeit wurde betreut durch das Institut für Zoologie, Fachgebiet Parasitologie der Universität Hohenheim in Stuttgart

Leitung: Prof. Dr. Ute Mackenstedt

Referentin: Prof. Dr. Ute Mackenstedt
(Universität Hohenheim)

Koreferent: Prof. Dr. Wolfgang Böhme
(Universität Bonn)

Für meine Mutter,

den Wind in meinen Segeln.

Für meinen Vater,

das Wasser unter meinem Kiel.

Inhaltsverzeichnis

1		**EINLEITUNG**	1
1.1		Zielsetzung	1
1.2		Die Kanarischen Inseln	3
1.3		Tierschutz auf und Hundeimport von den Kanarischen Inseln	6
1.4		Arthropoden als Vektoren und Reservoirwirte parasitärer Infektionen	7
	1.4.1	Zecken	7
	1.4.2	Sandmücken	10
1.5		Reiseparasitosen	12
	1.5.1	Leishmaniose	12
	1.5.2	Ehrlichiose	13
	1.5.3	Babesiose	14
	1.5.4	Rickettsiosen	15
	1.5.5	Anaplasmosen	17
	1.5.6	Borreliose	18
	1.5.7	Hepatozoonose	18
	1.5.8	Filariosen	19
2		**MATERIAL UND METHODEN**	22
2.1		Material	22
	2.1.1	Zeckenmaterial	22
	2.1.2	Blutproben kanarischer Hunde	23
	2.1.3	Geräte- und Verbrauchsmaterialnachweis	23
	2.1.4	Chemikaliennachweis	24
	2.1.5	Lösungszusammensetzungen	26
	2.1.6	Primersequenzen	26
2.2		Methoden	27
	2.2.1	Sammeln von Zecken	27
	2.2.1.1	Flaggen	27
	2.2.1.2	*Fangschirm/Klopfschirm*	28
	2.2.1.3	*Absammeln vom Wirt Hund*	28
	2.2.1.4	*Sammelaufruf*	28
	2.2.1.5	*Zeckenbestimmung*	29

	2.2.2	Sandmückenfang	30
	2.2.3	Untersuchungen des Bluts kanarischer Hunde	32
	2.2.3.1	*Blutuntersuchung*	32
	2.2.3.2	*Immunofluoreszenzantikörpertest (IFAT)*	32
	2.2.3.3	*Knott-Test*	34
	2.2.3.4	*Formol-Gel-Test*	34
	2.2.3.5	*Buffy-Coat-Ausstrich*	35
	2.2.4	Nachweis von Rickettsien in Zecken	35
	2.2.4.1	*Vorbereitung der Zecke*	35
	2.2.4.2	*DNA-Aufreinigung*	36
	2.2.4.3	*PCR*	36
	2.2.4.4	*Agarosegelelektrophorese*	39
	2.2.4.5	*Sequenzierung von Fragmenten*	40
	2.2.4.6	*Ausschluss von Kontaminationen*	42
3		**ERGEBNISSE**	44
3.1		Untersuchung der Vektorenverbreitung	44
	3.1.1	Zeckensammlung	45
	3.1.1.1	*Lanzarote*	47
	3.1.1.2	*Fuerteventura*	50
	3.1.1.3	*Gran Canaria*	54
	3.1.2	Sandmückenfang	55
	3.1.2.1	*Lanzarote*	55
	3.1.2.2	*Gran Canaria*	61
3.2		Untersuchung von Seren und Blutproben kanarischer Hunde	61
	3.2.1	*Leishmaniose*	63
	3.2.2	*Ehrlichiose*	63
	3.2.3	*Babesiose*	64
	3.2.4	*Rickettsiosen*	65
	3.2.5	*Anaplasmosen*	66
	3.2.6	*Filariosen*	67
	3.2.7	*Weitere Parasitosen*	68
3.3		Untersuchung der Zecken auf Rickettsien	70
	3.3.1	*Lanzarote*	71
	3.3.2	*Fuerteventura*	72

3.3.3 Gran Canaria 73

3.4 Sequenzierung der Rickettsien-DNA 73

4 DISKUSSION 77

4.1 Sammeln und Bestimmen von Zecken 77
4.2 Sandmückenfang 79
4.3 Blutuntersuchungen bei kanarischen Hunden 80
4.4 Untersuchung der Zecken auf Rickettsien 85
4.5 Ausblick 88

5 ZUSAMMENFASSUNG/SUMMARY 90

6 LITERATURVERZEICHNIS 93

7 ANHANG 106

7.1 Abkürzungsverzeichnis 106
7.2 Tabellen- und Abbildungsverzeichnis 108
7.3 Photos von *Rhipicephalus sanguineus* 111
7.4 Zeckenindividuentabelle 114
7.5 Parasitosentabelle 129
7.6 Sequenzen 134
7.7 Öffentlichkeitsarbeit 135
7.7.1 Flyer 135
7.7.2 Online-Artikel 136

DANKSAGUNG

EIDESSTATTLICHE ERKLÄRUNG

1. Einleitung

1.1 Zielsetzung

Der Hundeimport aus süd- und osteuropäischen Ländern hat über die Jahre immer weiter zugenommen (GLASER 1998b). Dazu kommt die verstärkte Mitnahme von Hunden in den Urlaub (MENN et al. 2010). Hunde, die sich im Ausland aufgehalten haben, können sich dort mit den lokalen Parasiten infizieren. So wird der Wirt zum Transportmittel für Infektionen ins Heimatland. Dies stellt nicht nur hohe Anforderungen an Veterinäre, die südländische Krankheiten diagnostizieren müssen (MENN et al. 2010), sondern ist ebenfalls eine Gefahr für die deutsche Fauna. Einerseits können Endoparasiten, also im Wirt parasitierende Organismen, vom Reservoirhund aus dem Süden eventuell durch einheimische Arthropoden übertragen werden, wie dies bei der Leishmaniose bereits nachgewiesen wurde (GOTHE 1991). Andererseits besteht die Möglichkeit der Einschleppung von Ektoparasiten, also solchen Organismen, die Körperflüssigkeiten wie Blut und Hämolymphe über die Haut des Wirts aufnehmen. So treten immer wieder Infektionsherde von *Rhipicephalus sanguineus* auf (HOFFMANN 1981), eine vermutlich ursprünglich afrikanische Zecke, die im gemäßigten Klima in geschlossenen Räumen leben kann (HOOGSTRAAL 1956).

Um sich auf mögliche Parasitosen einzustellen, die in importierten und in den Urlaub mitgenommenen Hunden auftreten, sollen die Erkrankungen der jeweiligen Länder, aus denen importiert wird, möglichst detailliert bekannt sein. Aus prophylaktischer Sicht ist auch die Kenntnis der Habitate sinnvoll. Im Mittelmeerraum wird bereits seit vielen Jahren in dieser Richtung Forschung betrieben (WEISE 2004). Die Kanarischen Inseln sind bisher jedoch wenig untersucht. Der möglichst genaue Ansatz für die zu erwartenden Parasitosen liegt in der Bestimmung der lokalen Vektoren (Überträger von Erregern) Zecken und Sandmücken. Welche Arten treten auf? Wo sind sie zu finden?

Eine parallele Untersuchung von Blutproben kanarischer Hunde auf typische Reiseparasiten ermöglicht die Zuordnung zu den Vektoren. Welche Parasiten treten auf? Stimmen diese mit den gefundenen Vektoren überein?

Durch die Untersuchung der gesammelten Zecken auf den Befall mit Rickettsien kann ein genaues und aktuelles Bild der Erreger und der Gefahr, die diese darstellen, erstellt werden.

1.2 Die Kanarischen Inseln

Die Kanarischen Inseln befinden sich im Ostatlantik zwischen 27° 40’ und 29° 20’ nördlicher Breite und zwischen 13° und 18° westlicher Länge. Die geringste Entfernung zum afrikanischen Festland beträgt 110 km von Fuerteventura bis Marokko (ROTHE 2008). Es handelt sich um sieben Haupt- und sechs Nebeninseln mit einer Gesamtfläche von 7624 km^2 (WAKONIGG 2009; siehe Abbildung 1.1). Betrachtet wurden in dieser Studie die fünf größten Inseln (von Osten nach Westen) Lanzarote, Fuerteventura, Gran Canaria, Teneriffa und La Palma. Die kleineren Hauptinseln La Gomera und El Hierro, sowie die Nebeninseln Graciosa, Alegranza, Montaña Clara, Roque del Este und Roque del Oeste vor Lanzarotes Küsten und Los Lobos zwischen Fuerteventura und Lanzarote wurden außen vor gelassen.

Abbildung 1.1: Die Kanarischen Inseln; verändert nach HANSEN 2011

Alle Inseln sind vulkanischen Ursprungs. Ungewiss ist der genaue Entstehungsvorgang (JUAN et al. 2000). Flora und Fauna der Inseln ähneln in erster Linie dem Mittelmeerraum, auch wenn ebenfalls Verbindungen zu Afrika, Asien, Australien und Amerika gezogen werden können (JUAN et al. 2000). Dies lässt sich durch die Lage der Kanarischen Inseln erklären, die häufig Zwischenstation bei transatlantischen Schiffsreisen und somit Anlaufpunkt für Schiffe aus der ganzen Welt waren. Auf diesem Weg wurden viele Pflanzen- und Tierarten eingeschleppt, u. a. das europäische Wildkaninchen (*Oryctolagus cuniculus*) und verschiedene Nutzpflanzen, wie z. B. der Blautabak (*Nicotiana glauca*). Beide genannten Beispiele und viele weitere haben sich zum ökologischen Problem entwickelt. Trotz des

starken Imports von Tieren und Pflanzen weisen die Kanaren 35 bis 50 % endemische Arten auf (SCHÖNFELDER 1994). Am Beispiel der Pflanzen kann dies verdeutlicht werden. Von den im Jahr 1993 bekannten 1950 Arten waren 680 nachweisbar eingeschleppt und 610 endemisch für die Kanarischen Inseln (KUNKEL 1993).

Während auf den westlichen Inseln noch erreichbares Grundwasser vorhanden ist und es durch die Höhe der Vulkane (Höchster: Teide, Teneriffa 3718 m; SCHMINCKE 2010) zum Abregnen der Wolken kommt, sind die östlichen Inseln Lanzarote und Fuerteventura durch extreme Trockenheit geprägt (ROTHE 2008). Auf den trockenen Inseln wird Regen- und Tauwasser in Zisternen und in Stollen, die in die Vulkane gebaut wurden, gesammelt. Um trotz des Wassermangels Landbau betreiben zu können, werden vulkanische Lapilli, sogenanntes Picon, auf den Boden aufgetragen (siehe Abbildung 1.2). Das Vulkangestein speichert durch seine poröse Struktur Tauflüssigkeit, die von den Pflanzen tagsüber genutzt werden kann und zugleich die Verdunstung des darunter liegenden Erdmaterials herabsenkt. Dies wird auch von vielen Insekten und Arachniden genutzt, die sich im Picon verbergen und so ihren Flüssigkeitshaushalt sichern. Außerdem schützen sich Tiere häufig unter der auf den trockenen Inseln vorherrschenden Vegetationsart, dem Strauchdornlattich (*Laurea arborescens*, Abbildung 1.2) vor Hitze, UV-Strahlung und starkem Wind.

Abbildung 1.2: Strauchdornlattich auf Piconfeld

Auch auf den westlichen Inseln wird der sinkende Grundwasserspiegel mehr und mehr zum Problem. Bedingt ist dies durch die wachsenden Touristenzahlen und den kommerziellen Anbau von Bananen, die viel Wasser benötigen (ROTHE 2008).

Aufgrund der großen Unterschiede im Wasservorkommen, in der Höhe der Inseln, der Bevölkerungsdichte, der Inselgröße und dem Alter (siehe Tabelle 1.1) können Fauna und Flora der Inseln schwer verglichen werden, da schon innerhalb einer Insel verschiedenste Vegetationszonen vorliegen. Besonders anschaulich ist dies am Teide auf Teneriffa (siehe Abbildung 1.3) (ROTHE 2008).

Tabelle 1.1: Basisdaten der kanarischen Inseln (ROTHE 2008; WAKONIGG 2009; AGENCIA ESTATAL DE METEROLOGÍA 2011)

	Lanzarote	**Fuerteventura**	**Gran Canaria**	**Teneriffa**	**La Palma**
Fläche	800 km^2	1700km^2	1500 km^2	2000 km^2	730 km^2
Einwohner	116 000	80 000	780 000	812 000	84 000
Bevölkerungsdichte je km^2	145	47	520	406	115
Höhe	671 m	807 m	1950 m	3718 m	2443 m
Alter in Jahren	19 Mio.	20 Mio.	14 Mio.	11 Mio.	1 Mio.
letzte vulkanische Aktivität	1824	vor 5 Mio. J	vor 3000 J	1909	1971
Jahresdurchschnitts-temperatur	20,7 °C	20,4 °C	20,7 °C	16,5 °C	20,3 °C
Niederschlag pro Jahr	110 mm	105 mm	134 mm	557 mm	324 mm

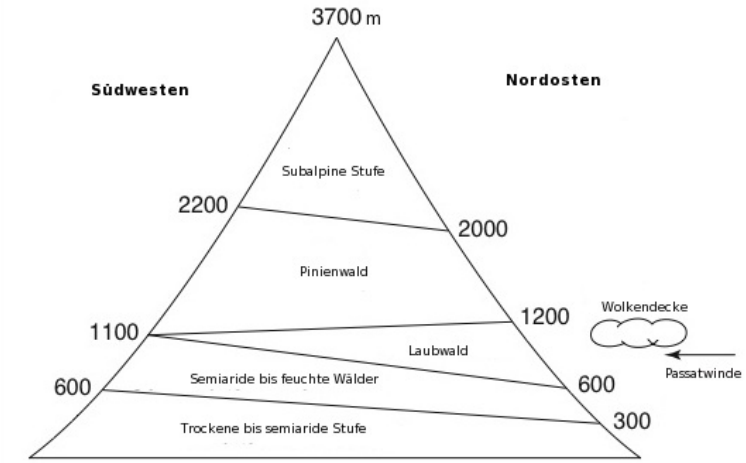


Abbildung 1.3: Vegetationszonen des Teide, Teneriffa. Verändert nach JUAN et al. 2000

1.3 Tierschutz und Hundeimport von den Kanarischen Inseln

Auf den Kanaren wird der Hund eher als Nutz- denn als Haustier gesehen. Dies bedeutet, dass er einen Zweck erfüllen muss, sei es die Hausbewachung als Kettenhund oder als Jagdhund. Kann der Hund diese Bedingungen nicht erfüllen, wird er nicht mehr benötigt und häufig entsprechend ausgesetzt oder in eine Tötungsstation gebracht. Im Laufe der vergangenen Jahre haben sich deshalb mehr und mehr Tierschutzvereine vom europäischen Festland dort etabliert. Diese haben Tierheime gebaut und vermitteln Hunde von den Kanarischen Inseln auf das europäische Festland, in erster Linie nach Deutschland und in die Schweiz. Rechtliche Voraussetzung für den Transport der Tiere ist der Nachweis einer Tollwutimpfung im Heimtierpass, der ebenfalls die Transpondernummer oder die Tätowierung enthält (EG 998/2003). Weitere Untersuchungen und präventive Maßnahmen sind laut Gesetz nur „falls erforderlich“ zwingend. Aufgrund des Kostenaufwands einer Kontrolle erfolgen diese häufig erst im Zielland. Dadurch können Ektoparasiten im Fell des Hundes nach Deutschland gelangen, die gegebenenfalls dort einheimisch werden. So existieren in Deutschland bereits stabile *Rhipicephalus sanguineus*-Kolonien innerhalb von Gebäuden (HOFFMANN 1981). Auch Endoparasiten gelangen im Wirtskörper nach Deutschland. Hunde müssen als Reservoirwirte vieler parasitärer Infektionen betrachtet werden (OTRANTO et al. 2009). Selbst, wenn der ursprüngliche Vektor in Deutschland nicht zu finden ist, können einige Erreger auch durch heimische Arten übertragen werden, wie zum Beispiel *Rickettsia massiliae* nicht nur von *Rhipicephalus* sp., sondern ebenso von *Ixodes ricinus* weitergegeben werden kann (DOBLER et al. 2009; siehe Kapitel 1.5.4). Zusätzlich zum immer stärkeren Hundeimport werden vermehrt Haustiere mit in den Urlaub genommen (GLASER et al. 1998a). Beide Verhaltensweisen führen zur rapiden Ausbreitung von Erkrankungen, die aktuell noch als Reiseparasitosen bekannt sind (GLASER et al. 1998b; MENN et al. 2010). So sind von diesen Erkrankungen bereits autochthone, also vor Ort übertragene Fälle von Leishmaniose (GOTHE 1991), Hepatozoonose (GÄRTNER et al. 2008) und Dirofilariose (*D. repens*; HERMOSILLA et al. 2006) in Deutschland aufgetreten.

1.4 Arthropoden als Vektoren und Reservoirwirte parasitärer Infektionen

Aufgrund ihres Ernährungsweise eignen sich hämatophage Arthropoden als Überträger viraler, bakterieller und parasitärer Erreger, die durch Körperflüssigkeiten übertragen werden. Gleichzeitig können sie als Reservoirwirte angesehen werden, wenn sie zur Verbreitung beitragen und vor allem, wenn es zur transstadialen und transovariellen Übertragung der Erreger im Vektor kommt (PHILIP et al. 1961). Bei der transstadialen oder horizontalen Übertragung bleibt der Erreger während des Übergangs in das nächste Entwicklungsstadium des Vektors erhalten und pathogen und kann bei der nächsten Blutaufnahme des Vektors weitergegeben werden. Bei der transovariellen oder vertikalen Übertragung gelangt der Erreger in einem infizierten Weibchen über die Ovarien in die Eier und befällt dort die folgenden Entwicklungsstadien (LUCIUS et al. 2008).

1.4.1 Zecken

Diverse Zeckenarten spielen als Überträger von Parasiten eine wichtige Rolle. Unterteilt werden sie in Schild- und Lederzecken (Ixodidae und Argasidae). Sie lasen sich anhand der Mundwerkzeuge unterscheiden, die sich bei Schildzecken von dorsal sichtbar sind, wohingegen sie bei den Lederzecken ventral liegen (MEHLHORN et al. 1995). Außerdem weisen Schildzecken in allen Entwicklungsstadien das namengebende Rückenschild (Scutum) auf, das bei den adulten Männchen das gesamte Dorsalfeld einnimmt, während bei den adulten Weibchen und den geschlechtlich noch undifferenzierten Larven und Nymphen nur etwa 1/3 bis 1/2 davon bedeckt wird (BABOS 1964). Die Entwicklung von Schildzecken verläuft über das Stadium der Larve und der Nymphe zum Adultus. Das adulte Weibchen legt dann wiederum artspezifisch einige tausend Eier (DANTAS-TORRES 2010; IMMLER 1973) und stirbt (DANTAS-TORRES 2008). In jeder Entwicklungsstufe muss zum Energiegewinn für die Häutung oder die Eiablage Blut aufgenommen werden. Ob der gesamte Zyklus auf einem Wirtstier abläuft, wie zum Beispiel bei *Boophilus microplus* (LUCIUS et al. 2007), auf zweien, wenn Larve und Nymphe am selben Wirt saugen, wie bei *Hyalomma detritum* (HOOGSTRAAL 1956) oder ob die Zecke drei verschiedene Wirte benötigen, wie *Rhipicephalus sanguineus, Ixodes* sp. oder *Hyalomma lusitanicum* (LUCIUS et al. 2007; OUHELLI

et al. 1984), ist arttypisch. Auch die Wirtsfindung kann auf unterschiedlichem Weg erfolgen. Man unterscheidet zwischen Zeckenarten, die sich auf den Spitzen von Halmen aufhalten, um sich dort abstreifen zu lassen und solchen, die aktiv zum Wirt laufen (DANTAS-TORRES 2008). Die ausschlaggebenden Reize, die zur Aktion der Zecke führen, sind in beiden Fällen dieselben, nämlich chemische Stimuli, wie CO_2 und NH_4^+ (HAGGART et al. 1980) und physikalische Reize, wie Körperwärme und Luftvibrationen (BALASHOV 1999; PAROLA et al. 2001).

Auf den Kanarischen Inseln sind vier verschiedene Zeckengattungen der Ixodidae zu finden: *Haemaphysalis, Hyalomma, Ixodes* und *Rhipicephalus* (BAEZ et al. 2004).

Aus der Gattung *Haemaphysalis* wurden die Arten *H. punctata* (Canestrini & Fanzago 1877) und *H. sulcata* (Canestrini & Fanzago 1877) nachgewiesen (BAEZ et al. 2004). Beide Zeckenarten wurden auf Teneriffa gefunden. *H. punctata* ist als Vektor von *Babesia major*, ein Erreger der bovinen Babesiose (MORZARIA et al. 1977), und von *Theileria recondita* bekannt. (ALANI et al. 1988). In den Zecken wurde außerdem *Borrelia burgdorferi* nachgewiesen (MÁRQUEZ et al. 1990). In *H. sulcata* wurden Rickettsien detektiert (DUH et al. 2006).

Mit sechs Arten tritt die Gattung *Hyalomma* auf. Gefunden wurden *H. detritus* (Schulze 1919) auf Teneriffa und La Palma, *H. dromedari* (Koch 1844) ohne Fundortangabe, *H. impressum* (Koch 1844) ebenfalls ohne Fundortangabe, *H. lusitanicum* (Koch 1844) auf El Hierro, Teneriffa, Gran Canaria und Fuerteventura, *H. trilineatus* (Lucas 1836) und *H. truncatum* (Koch 1844) (BAEZ et al. 2004). Für die beiden letztgenannten sind ebenfalls keine Fundortangaben vorhanden. Die Gattung *Hyalomma* wird als besonders angepasst an trockene Habitate mit wenigen und schlecht genährten Wirtstieren beschrieben (HOOGSTRAAL 1956). Sie können ihren Lebenszyklus je nach Bedingungen stark beschleunigen oder verzögern (NUTTALL 1915). Als Vektoren und Reservoirwirte spielen sie besonders für Viren und Rickettsien eine wichtige Rolle (HOOGSTRAAL 1956). *Hyalomma lusitanicum* ist Überträger von *Theileria annulata* (OUHELLI et al.1984).

Die Gattung *Ixodes* ist ebenfalls mit sechs Arten vertreten. Die beiden Arten *I. pari* (Leach 1815) und *I. ventalloi* (Gil Collado 1936) wurden auf Teneriffa gefunden. Die weiteren vier Arten *I. ceneroleus* (Lucas 1840), *I. cinctus* (Lucas 1840), *I. frontalis* (Panzer 1795) und *I. trilineatus* (Lucas 1840) sind ohne Fundortangabe (BAEZ et al.

2004). *I. ventalloi* tritt vermutlich als Überträger von *Babesia divergens* auf (OLMEDA et al. 1997). Die häufigste Art Europas und Überträger diverser Parasitosen, *Ixodes ricinus*, wurde dort nur einmal mit einem einzigen Exemplar beschrieben (STENZENBERGER et al. 1999)

Aus der Gattung *Rhipicephalus* wurden bisher zwei Arten auf den Kanaren nachgewiesen. *R. pusillus* (Gil Collado 1938) ist auf Teneriffa vorhanden und *R. sanguineus* (Latreille 1806) auf Teneriffa und Gran Canaria (BAEZ et al. 2004). *R. pusillus* ist ein Ektoparasit von Kaninchen. Bei *R. sanguineus* handelt es sich um die weltweit am häufigsten auftretende Zecke (DANTAS-TORRES 2010). Es handelt sich um eine dreiwirtige Zecke des Hundes, bei der alle Stadien an verschiedenen Wirtstierindividuen Blut saugen. Die verschiedenen Entwicklungsstadien saugen vorzugsweise alle an der Spezies Hund, befallen jedoch auch gegebenenfalls andere Tierarten (HOOGSTRAAL 1956). Seine Aggressivität wird durch klimatische Verhältnisse beeinflusst. Bei hohen Temperaturen ist ein Zeckenstich auch an anderen Wirten wahrscheinlicher (SOCOLOVSCHI et al. 2009). *R. sanguineus* entwickelt sich am besten in tropischen und subtropischen Gebieten (JACOBS et al. 2001). Bei warmen Temperaturen, hoher Luftfeuchtigkeit und Verfügbarkeit der Wirte kann die Zecke ihren Lebenszyklus innerhalb von 65 Tagen vollständig durchlaufen (MEHLHORN et al. 1992). Unter ungünstigen Umständen kann sich die Entwicklung bis zu zwei Jahre hinziehen und *R. sanguineus* zeigt eine jahreszeitlich variierende Aktivität (GILOT 1984). Eine Besonderheit der Zecke ist ihre Fähigkeit in geschlossenen Gebäuden zu leben (HOFFMANN 1981). Sie ist fähig, auch geringe Luftfeuchtigkeit zu tolerieren und sich weiter fortzupflanzen (SONENSHINE et al. 2002). *R. sanguineus* ist Überträger einer Vielzahl an Parasitosen. Eine Auflistung ist in Tabelle 1.2 zu finden.

Tabelle 1.2: Von *R. sanguineus* übertragene Pathogene; verändert nach DANTAS-TORRES et al. 2008

Erreger	**Krankheit**	**Referenz**
Anaplasma marginale	Bovine Anaplasmose	Parker und Wilson 1979
Anaplasma platys	Canine Zyklische Thrombozytopenie	Simpson et al. 1991
Babesia caballii	Equine Babesiose	Enigk 1943
Babesia canis	Canine Babesiose	Regendanz und Muniz 1936
Babesia gibsoni	Canine Babesiose	Sen 1933
Dipetalonema grassi	Canine Filariose	

Tabelle 1.2: Fortsetzung von S. 9

Erreger	Krankheit	Referenz
Coxiella burnettii	Q-Fieber	Mantovani und Benazzi 1953
Dipetalonema dracunculoides	Canine Filariose	Bain 1972; Olmeda-García et al. 1993
Ehrlichia canis	Canine Monozytäre Ehrlichiose	Groves et al. 1975
Hepatozoon canis	Canine Hepatozoonose	Nordgren und Craig 1984
Mycoplasma haemocanis	Canine Haemobartonellose	Seneviratna et al. 1973
Rickettsia conorii	Mittelmeerfleckfieber	Brumpt 1932
Rickettsia massiliae	Rickettsiose	Vitale et al. 2006
Rickettsia rickettsii	Rocky Mountain Fleckfieber	Parker et al. 1933
Theileria equi	Theileriose	Enigk 1943

1.4.2 Sandmücken

Sandmücken (Phlebotominae) spielen eine wichtige Rolle in der Übertragung von Viren, Bakterien und Parasiten. Insbesondere als Vektoren der Leishmanien sind sie bekannt, wobei nur einige Arten der Gattungen *Phlebotomus* und *Lutzomyia* Überträger sind (KILLICK-KENDRICK 1999). Es handelt sich um Schmetterlingsmücken (Psychodidea) innerhalb der Ordnung der Zweiflügler (Diptera). Namengebend ist die gelbe Färbung des Körpers; typische Merkmale der Familie sind die starke Körperbehaarung, die auch die Flügel betrifft, und die Flügelstellung in Ruheposition im 60°-Winkel über dem Abdomen (KIMMIG et al. 2010). Obwohl sie sehr gute Flieger sind mit bis zu 1 m/s Fluggeschwindigkeit (KILLICK-KENDRICK et al. 1986), sind sie durch ihre geringe Körpergröße sehr windanfällig. Sie fliegen selten höher als 1 m über der Erde und sind meist im Umkreis von weniger als 1 km ihrer Brutplätze zu finden (KILLICK-KENDRICK 1999). Diese sind vorwiegend in dunklen feuchten Höhlen, Ecken oder Felsspalten mit lockerem Boden, der viel organisches Material enthält (ALEXANDER et al. 2000). Letztgenanntes ist wichtig als Nahrungsquelle für die Larven, die aus dem Eigelege des Weibchens schlüpfen. Vor der Eiablage muss das Weibchen Blut saugen, während sie sich sonst von Blattlaussekreten oder Pflanzensekreten ernähren (NAUCKE 1998; ALEXANDER et al. 1994). Dies gilt grundsätzlich für die Männchen, die nie hämatophag sind. Die Befruchtung des Weibchens erfolgt je nach Art vor,

während oder nach der Blutmahlzeit (KILLICK-KENDRICK 1999). Pro Eigelege werden 30 – 150 Eier abgesetzt (IRUNGU et al. 1986). Die Entwicklung erfolgt über vier Larven- und ein Puppenstadium zum Adulten. Der Lebenszyklus läuft in 30 – 45 Tage ab, je nach Temperatur und kann im Winter auch langfristig unterbrochen werden (ALEXANDER 2000). Die Überwinterung erfolgt bei paläarktischen Arten im vierten Larvalstadium, in wärmeren Regionen im Ei (SCHLEIN et al. 1990; LAWYER et al. 1991). Insgesamt ist für die Entwicklung eine Jahresdurchschnittstemperatur von mehr als 10 °C erforderlich (NAUCKE et al. 2008c). Dies begrenzt die nördliche Verbreitung der Sandmücken.

Untersuchungen zu Sandmücken auf den Kanarischen Inseln wurden in den achtziger Jahren und zu Beginn der neunziger Jahre durchgeführt. Der erste Nachweis von Sandmücken gelang 1982 auf Teneriffa (UBEDA-ONTIVEROS et al. 1982). Gefunden wurden wenige Individuen der Gattung *Sergentomyia*, (*S. minuta* und *S. fallax*) sowie 46 Mücken der erstmals beschriebenen Art *Phlebotomus fortunatarum* (UBEDA-ONTIVEROS et al. 1982). Diese Art ist endemisch auf den Kanarischen Inseln und konnte in späteren Studien auch auf Teneriffa, El Hierro und La Gomera nachgewiesen werden (MORILLAS et al. 1984). Auf diesen drei Inseln wurde ebenfalls *Sergentomyia minuta* (Parrot 1921) nachgewiesen (MORILLAS et al. 1984). Auf Teneriffa wurde außerdem noch die Art *Phlebotomus sergenti* (Parrot 1917) gefangen (MARTINEZ-ORTEGA et al. 1988). Das bisher einzige Exemplar von *P. perniciosus* (Newstead 1912) wurde ebenfalls auf Teneriffa entdeckt (MARTINEZ-ORTEGA et al. 1988). Die Art *Sergentomyia fallax* (Rondani 1843) konnte zusätzlich zu dem Fund auf Gran Canaria auf Lanzarote, Teneriffa, El Hierro und La Gomera nachgewiesen werden (LANE et al. 1988; MORILLAS et al. 1984). Auf Fuerteventura wurde ausschließlich *Phlebotomus ariasi* (Tonnoir 1921) detektiert, eine als besonders gute Flieger bekannte Art (LÉGER et al. 1995; KILLICK-KENDRICK et al. 1984). Bei *P. ariasi* und *P. perniciosus* handelt es sich zudem um einen nachgewiesenen Vektor von *Leishmania infantum*. *P. sergenti* ist Überträger von *Leishmania tropica* (PIRES 1984; AL-ZAHRANI et al. 1988).

In Deutschland wurden die Arten *Phlebotomus mascittii* und *Phlebotomus perniciosus* nachgewiesen (NAUCKE et al. 2000; NAUCKE et al. 2004). Die letztgenannte Art ist nachgewiesenermaßen ein Vektor von *Leishmania infantum* (BETTINI et al. 1986).

1.5 Reiseparasitosen

1.5.1 Leishmaniose

Die Leishmaniose wird hervorgerufen durch den Erreger *Leishmania* sp. Man unterscheidet drei verschiedene Ausprägungen der Erkrankung, die kutane (Haut-), die mukokutane (Schleimhaut-) und die viszerale (innere) Leishmaniose. Die Ausprägung ist vom Erreger und von der Wirtsspezies abhängig. Bekannt sind etwa 30 *Leishmania*-Arten (GILL et al. 2009). Im europäischen Mittelmeerraum ist *L. infantum* als Erreger der viszeralen Leishmaniose zu finden. In Nordwestafrika ist *L. major,* in Nordostafrika bis zum Nahen Osten *L. tropica* als Erreger der kutanen Leishmaniose vorhanden (HARMS-ZWINGENBERGER 2007). Mukokutane Leishmaniosen kommen nur in der neuen Welt vor.

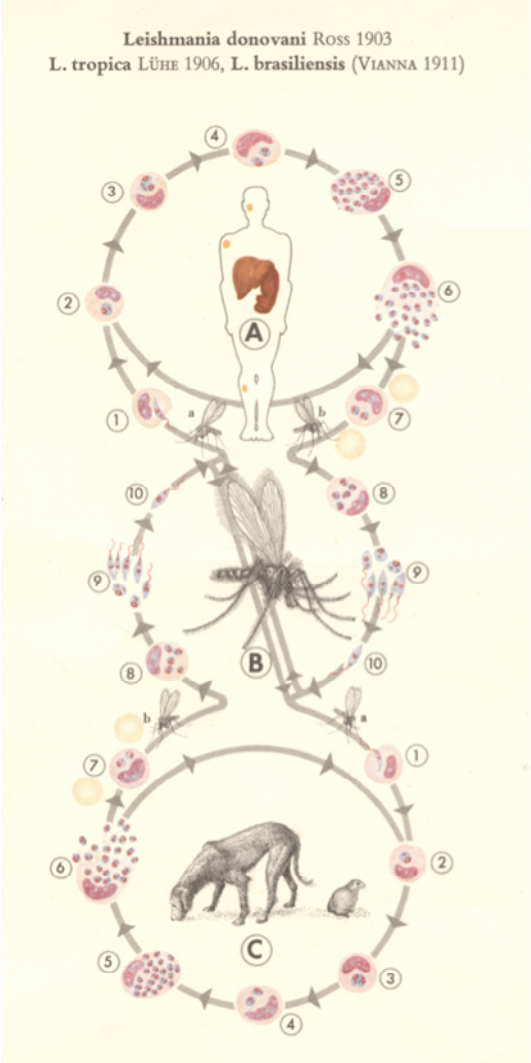


Abbildung 1.4: Lebenszyklus von *Leishmania* sp. bei der viszeralen Leishmaniose, nach PIEKARSKI 1962

Die Leishmanien gehören innerhalb der Kinetoplastida zu den Trypanosomatidae (HARMS-ZWINGENBERGER 2010). Es handelt sich um obligat intrazelluläre Parasiten, die von Sandmücken der Gattung *Phlebotomus* in der alten Welt und der Gattung *Lutzomyia* in der neuen Welt übertragen werden. Eine Übertragung durch die Schildzecke *Rhipicephalus sanguineus* wird seit den 20er Jahren immer wieder diskutiert, konnte aber bisher nicht eindeutig nachgewiesen werden (DANTAS-TORRES 2011).

Der Übertragungszyklus ist in Abbildung 1.4 dargestellt und im Folgenden erläutert. Beim

Stich einer infizierten Sandmücke (A) gelangen die Erreger durch den Stechrüssel (Proboscis) in den Wirt (1). Dort werden sie durch Makrophagen aufgenommen (2). Die promastigoten Leishmanien, bei denen die Geißel am vorderen Zellpol entspringt, gehen in der Wirtszelle in die amastigote Form über, bei der die Geißel in Anpassung an das intrazelluläre Leben stark zurückgebildet wird. Dort teilen sie sich (3-5). Nach vielfachen Teilungen in etwa 48 Stunden platzt die Wirtszelle und setzt amastigote Leishmanien frei (6), die wieder von Makrophagen aufgenommen werden (7) oder durch eine Sandmücke beim Stich erneut in den Vektor gelangen (B). Bei der Blutmahlzeit nimmt die Mücke auch infizierte Makrophagen auf, die im vorderen Darm enzymatisch aufgelöst werden, sodass die Leishmanien frei sind (8). Die Parasiten entwickeln sich dort zur promastigoten Form und teilen sich (9). Beim Stich der infizierten Sandmücke werden die Leishmanien in die Stichwunde übertragen (10) und der Zyklus beginnt erneut. Der Zyklus, der im Menschen abläuft (A), kann ebenso im Reservoirwirt ablaufen (C) (PIEKARSKI 1962).

Der Hund gilt im Mittelmeerraum und in Nordwestafrika als wichtigster Reservoirwirt für die viszerale Leishmaniose (GILL et al. 2009). Im Gegensatz zu anderen Caniden, die betroffen sein können, z. B. Füchsen, erkranken Hunde schwer an dem parasitären Befall. Es treten Mattigkeit, Durchfall, Fieberschübe, Lymphknotenvergrößerung und Lahmheit auf. Des weiteren kommt es zu übermäßigem Krallenwachstum, Schuppenbildung, Ekzemen, schlecht heilenden Wunden und kreisrundem Haarausfall um die Augen (Brillenbildung) (NAUCKE 2008a). Beim Menschen verlaufen die meisten Infektionen asymptomatisch und sind später nur anhand spezifischer Antikörper zu erkennen. Sie bleiben meist ohne spätere Folgen. Manifeste Erkrankungen bei Kindern dagegen enden ohne Behandlung in 90 % der Fälle innerhalb eines Jahres tödlich (NAUCKE 2007).

Auf den Kanaren wurde 1999 Leishmaniose dokumentiert (STENZENBERGER et al. 1999). In Deutschland sind ebenfalls bereits Fälle aufgetreten (GOTHE 1991).

1.5.2 Ehrlichiose

Bei der Ehrlichiose handelt es sich um einen bakteriellen Erreger. *Ehrlichia* sp. gehört zu der Familie der *Anaplasmataceae* innerhalb der Ordnung *Rickettsiales* (LÖSCHER 2010). Die für den Hund pathogene Art *Ehrlichia canis* löst die

Erkrankung canine monozytäre Ehrlichiose aus (DONATIEN et al. 1935). Dabei befallen die Bakterien Monozyten des Wirts. In diesen bilden sie Zellhaufen in membrangebundenen Vakuolen im Cytoplasma der Wirtszelle (RISTIC et al. 1991). Die Erkrankung lässt sich unterteilen in eine akute und eine chronische Phase. Symptomatisch sind Fieber, gastrointestinale Beschwerden, wie Erbrechen oder Durchfall und schließlich durch Thrombozytopenie verursachtes Nasen- und Zahnfleischbluten (NAUCKE 2008a). Diese Symptome wiederholen sich zyklisch in der chronischen Phase. Zugleich liegt eine ständige Panzytopenie vor, bei der gleichzeitig Thrombozytopenie, Leukozytopenie und Anämie auftreten (NAUCKE 2007). Unbehandelt kann die Ehrlichiose über einen längeren Zeitraum zum Tod des Tieres führen.

Übertragen werden Ehrlichien durch die Schildzecke *Rhipicephalus sanguineus.* Dies geschieht während des Saugaktes (LEWIS et al. 1977). Ehrlichiose ist weltweit überall dort verbreitet, wo der Vektor zu finden ist (RISTIC et al. 1991). Auf den Kanaren wurde sie 2004 nachgewiesen (AGUIRRE et al. 2004). In Deutschland ist die Erkrankung auch bereits aufgetreten, der Vektor wurde dabei jedoch importiert, nur die Übertragung erfolgte in Deutschland (HIRSCH et al. 2008)

1.5.3 Babesiose

Babesiose ist eine von *Babesia* sp. ausgelöste, parasitäre Infektion. Babesien sind Protozoen und gehören zu den Piroplasmida (SHORTT 1973). Für den Hund sind zwei Arten als pathogen einzustufen, *B. canis* und *B. gibsoni. B. canis* wird weiter unterteilt in drei Unterarten: *B. canis, B. vogeli* und *B. rossi* (UILENBERG 1989). *B. canis* wird durch *Dermacentor reticulatus* oder *D. maginatus* übertragen, *B. vogeli* durch *Rhipicephalus sanguineus* und *B. rossi* durch *Haemaphysalis laechi.* Überträger von *B. gibsoni* sind *Haemaphysalis bispinosa, Haemaphysalis longicornis* und *Rhipicephalus sanguineus* (BOCH et al. 2006).

Beim Zeckenstich werden Babesien in Form von Sporozoiten auf den Caniden übertragen. Diese dringen in die Erythrozyten ein und entwickeln sich zum runden Trophozoiten. Mehrfachbefall eines Erythrozyten ist möglich. So können bis zu 18 Babesien gleichzeitig in einem Erythrozyten auftreten (SHORTT 1973). Durch Zweiteilung der Trophozoiten erfolgt die Bildung von Merozoiten in charakteristischer

Birnenform. Diese verlassen die Wirtszelle und befallen weitere Erythrozyten oder entwickeln sich zu Gamonten. Bei einem weiteren Zeckenstich werden die Babesien wieder in die Zecke aufgenommen. Während Merozoiten verdaut werden, befallen Gamonten Zellen der Zecke und bilden dendritische Ausläufer. Aus diesen dendritischen Zellen gehen direkt die Gameten hervor, die sich zur Zygote vereinen. Die Zygote entwickelt sich zum Kineten. Dieser teilt sich vielfach und befällt sämtliche Gewebe, u. A. die Ovarien und hierüber die Eier. Beim Befall einer Zelle der Speicheldrüsenalveolen kommt es zur Sporogonie. Die Sporozoiten werden von dort aus wieder auf den Hund übertragen (MEHLHORN et al. 1995). Da die geschlechtliche Fortpflanzung in der Zecke stattfindet, ist diese als Endwirt anzusehen, während der Hund als Zwischenwirt fungiert (LUCIUS et al. 1997). In der Zecke können die Parasiten sowohl transstadial, als auch transovariell übertragen werden (SHORTT 1973). Die transstadiale oder horizontale Übertragung kann dabei über sieben Zeckengenerationen verlaufen, während derer die Infektiosität der Babesien nicht verloren geht (BRUMPT 1938). Eine Übertragung des Erregers ist auch direkt über Bluttransfusionen möglich und kann (selten) transplazental von der Hündin auf die Welpen erfolgen (NAUCKE 2008b)

Die Infektion zeigt 5 bis 28 Tage nach der Inokulation die Symptome Müdigkeit, Appetitlosigkeit, Bewegungsstörungen und Lahmheit auf (NAUCKE 2007). Als spezifischere Anzeichen, vor allem bei starkem Befall, gelten hohes Fieber bis 42 °C, Hämoglobinurie und Ikterus. Außerdem werden Störungen des zentralen Nervensystems beobachtet (NAUCKE 2007).

Auf den Kanaren wurde in Hunden *B. canis* nachgewiesen (STENZENBERGER et al. 1999). Beim Menschen trat außerdem *Babesia divergens* auf (OLMEDA et al. 1997), ein Erreger, der auf den Kanaren von *Ixodes ventalloi* übertragen wurde und dessen Wirt eigentlich das Kaninchen ist. In Deutschland ist ebenfalls der Erreger *B. canis* aufgetreten, der über die Auwaldzecke *Dermacentor reticulatus* übertragen wird (NAUCKE 2007). Auch *Babesia divergens* ist in Deutschland weit verbreitet.

1.5.4 Rickettsiose

Bei *Rickettsia* sp. handelt es sich um gram-negative Stäbchenbakterien der Ordnung Rickettsiales, die obligat in Zellen von Wirt und Arthropodenvektor parasitieren

(BEATI et al. 1996). Man unterscheidet zwischen der Fleckfiebergruppe (typhus group) und der Zeckenstichfiebergruppe (SFG = Spotted-Fever-Group; RAOULT et al. 1997). Neben der Übertragung mittels eines Arthropoden besteht die Möglichkeit einer Neuinfektion auch über infizierte Blutkonserven und Aerosole (WELLS et al. 1978; OSTER et al. 1977).

Aus der Vielzahl an verschiedenen Arten, sind bisher *Rickettsia massiliae* und *Rickettsia felis* aus der Zeckenstichfiebergruppe und *Rickettsia typhi* aus der Fleckfiebergruppe auf den Kanaren gefunden worden (FERNANDEZ DE MERA et al. 2009; PÉREZ-ARELLANO et al. 2005; HERNANDEZ et al. 2004).

R. massiliae wurde 1992 von BEATI et al. in der Schildzecke *Rhipicephalus turanicus* in Frankreich entdeckt. Seitdem wurde der Erreger in den Zecken *R. sanguineus* in Frankreich (BEATI et al. 1993), Portugal (BACELLAR 1995), Spanien (MARQUEZ et al. 2008), Italien (MURA et al. 2008), Griechenland (BABALIS et al. 1994) und Arizona, USA (EREMEEVA et al. 2006), in *R. muhsamae, R. sulcatus* und *R. lunulatus* in Zentralafrika (BEATI 1992), in *R. pusillus* in Spanien (FERNANDEZ-SOTO et al. 2006) und auf den Kanaren (FERNANDEZ DE MERA et al. 2009) detektiert. In der Art *Ixodes ricinus* konnte in Deutschland (DOBLER et al. 2009) und in Spanien (FERNANDEZ-SOTO et al. 2006) ebenfalls *R. massiliae* festgestellt werden. Bekannt sind zwei Fälle nachgewiesener Infektionen mit ausschließlich *R. massiliae* (VITALE et al. 2006, PAROLA et al. 2008), jedoch gibt es einige Fälle, in denen durch eine gleichzeitige Infektion mit *R. conorii* der die Symptome verursachende Organismus unklar ist (CARDENOSA et al. 2003). Auffällig ist hier die von *R. massiliae* bekannte Resistenz gegen Rifampin, die bei *R. conorii* nicht auftritt. Die Symptome einer Infektion mit *R. massiliae*, die bisher erkannt wurden, sind Fieber, nekrotische Verkrustungen, Hepatomegalie, Kopfschmerzen, Sehverlust und die namengebenden Hautflecken (VITALE et al. 2006, PAROLA et al. 2008). Diese werden verursacht durch die in die Epithelzellen eindringenden Bakterien, die kleine Einblutungen in die Haut verursachen (RAOULT et al. 1997). *R. massiliae* kann in Zecken der *R. sanguineus*-Gruppe transstadial und transovariell übertragen werden (MATSUMOTO et al. 2005). Auf den Wirt wird das Bakterium durch die Speicheldrüsensekrete übertragen, wenn deren Zellen mit dem Bakterium befallen sind.

Die auf den Kanaren ebenfalls aufgetretene Art *Rickettsia typhi* verursacht den Murinen Typhus. Als Überträger ist der Rattenfloh *Xenopsylla cheopis* bekannt. Es handelt sich um eine milde Fleckfieberform mit Fieber, Kopfschmerzen und Hautausschlag (RAOULT et al. 1997).

Der dritte Vertreter der Rickettsien auf den Kanaren ist die Art *Rickettsia felis*, die in Blutproben erkrankter Menschen detektiert wurde (PÉREZ-ARELLANO et al. 2005). Es handelt sich ebenfalls um eine flohübertragene Krankheit, verbreitet über den Katzen- und den Hundefloh *Ctenocephalides felis* und *Ctenocephalides canis* (RAOULT et al. 2001).

1.5.5 Anaplasmosen

Anaplasma sp. gehört ebenfalls zu den Rickettsiales (LÖSCHER 2010). Sie sind eng verwandt mit den Ehrlichien (siehe Kapitel 1.5.2) und werden von Zecken der Gattungen *Ixodes, Dermacentor, Rhipicephalus* und *Amblyomma* übertragen (RYMASZEWSKA et al. 2008). Es handelt sich um obligat intrazelluläre Bakterien, die je nach Art in verschiedenen Zellen des Immunsystems von Säugetieren parasitieren (RYMASZEWSKA et al. 2008). Ebenso, wie *Ehrlichia* sp. bilden sie membrangebundene Vakuolen im Cytoplasma der Wirts- und auch der Vektorenzelle, in denen sie sich vermehren (LÖSCHER 2010). Verschiedene Arten lösen unterschiedliche Krankheitsbilder aus.

Auf den Kanarischen Inseln ist bisher keine Anaplasmose nachgewiesen worden. Möglich wäre *Anaplasma platys,* da dieser Erreger von der Schildzecke *Rhipicephalus sanguineus* übertragen wird. Er löst in Hunden Zyklische Thrombozytopenie aus (RYMASZEWSKA et al. 2008). Bei dieser dringen die Bakterien in die Thrombozyten ein und teilen sich dort. Die Infektion bleibt meist ohne Symptome und kann von selbst ausheilen (HARVEY 1978). Charakteristisch ist ein zyklisches Auftreten der Parasiten im Blut mit gleichzeitiger Thrombozytopenie (HARVEY 1978). Ein Zyklus umfasst 8 bis 15 Tage, gezählt zwischen den Tagen maximalen Befalls der Thrombozyten. Symptome die auftreten können sind Müdigkeit, Lethargie und Appetitlosigkeit, sowie Fieber, Atembeschwerden und eine erhöhte Schleimabsonderung. Außerdem kann eitriger Ausfluss an den Augen auftreten und das Maul stellenweise verhornen (SAINZ et al. 1999).

In Deutschland wurde der Erreger *Anaplasma phagocytophilum* in *Ixodes ricinus* nachgewiesen (HARTELT et al. 2004).

1.5.6 Borreliose

Die Borreliose, genauer Lyme-Borreliose, wird verursacht von dem Spirochäten *Borrelia burgdorferi s. l.* (BOWMAN et al. 2009). Überträger sind *Ixodes scapularis* und *Ixodes pacificus* in Nordamerika, *Ixodes ricinus* in Europa und *Ixodes persulcatus* in Asien (PIESMAN et al. 2008). Unter *Borrelia burgdorferi s. l.* sind mehrere Genotypen zusammengefasst. Deren Verbreitungsgebiete können sich überschneiden und es können Coinfektionen verschiedener Borrelienarten auftreten (PIESMAN et al. 2008).

Die Bakterien sind extrazellulär im Blut und Gewebe des Wirts zu finden. Symptome der akuten Borreliose sind Müdigkeit, Fieber, Appetitlosigkeit, Lethargie und Lymphknotenschwellung. Danach kann eine chronische Phase folgen, in der Arthritis und neurologische Dysfunktionen auftreten (WORMSER et al. 2006). Ein deutliches Merkmal, das jedoch nicht in allen Fällen auftritt, ist das Erythrema migrans, eine sich von der Zeckenstichstelle ausbreitende ringförmige Rötung der Haut (PIESMAN et al. 2008). Die auftretenden Symptome und die Sterberate hängen vom Genotypen ab (BOWMAN et al. 2009, PIESMAN et al. 2008).

Bisher wurde auf den Kanaren keine Borreliose nachgewiesen. Es handelt sich auch nicht um eine Reiseparasitose. Sie wurde jedoch im Rahmen der Studie mitbehandelt. In Deutschland sind Borrelien die häufigsten zeckenübertragenen Infektionserreger (KAHL et al. 1989).

1.5.7 Hepatozoonose

Der Erreger *Hepatozoon* sp. gehört innerhalb der Apikomplexa zu den Kokzidien und ist somit ein Protozoe (BANETH et al. 2007; NAUCKE 2008a). Bisher wurden über 300 Arten nachgewiesen, die alle einen ähnlichen Lebenszyklus aufweisen mit Gamogonie und Sporogonie in einem blutsaugenden Invertebratenwirt und Merogonie in einem vertebralen Zwischenwirt (BANETH et al. 2007). Die Infektion

erfolgt am häufigsten trans- oder diaplazental. Vektorübertragen ist die Erkrankung, wenn ein infizierter Invertebrat von einem Vertebraten verschluckt wird.

Für den Hund pathogen sind die Arten *H. canis* bzw. *H. americanum* in Nordamerika (VINCENT-JOHNSON et al. 1997). Beide Erreger werden von Schildzecken übertragen, *H. canis* durch *Rhipicephalus sanguineus* (CHRISTOPHERS 1907) und *H. americanum* durch *Amblyomma maculatum* (MATHEW et al. 1998). *H. canis* kommt in Europa besonders häufig in Portugal und Sardinien (bis zu 40 %) und in den Häfen Südspaniens vor (NAUCKE 2007a).

Bei der Aufnahme der infizierten Zecke durch den Hund gelangen Oozysten aus dem Hämocoel der Zecke in den Wirt. Diese entwickeln sich zu Meronten und wandern in das Knochenmark ein. Dort bilden sie Mikromerozoiten, die im Knochenmark freigesetzt werden. Diese dringen in neutrophile Leukozyten ein und entwickeln sich weiter zu Gamonten. Erst die reifen Gamonten lassen sich in Neutrophilen im Wirtsblut mikroskopisch nachweisen. Durch eine Blut saugende Zecke gelangen die Gamonten in den Endwirt. Dort verschmelzen sie zur Zygote und bilden neue Oozysten, die transstadial übertragen werden. Dieser Zyklus dauert 81 Tage (BANETH et al. 2007).

Symptome der Hepatozoonose sind Fieber, Mattheit und Bewegungsstörungen in der akuten Phase und blutiger Durchfall, ein steifer Gang und zentralnervöse Störungen im chronischen Verlauf (NAUCKE 2008). Die zentralnervösen Störungen sind auf Zysten des Erregers im Gehirn zurückzuführen (NAUCKE 2008).

Auf den Kanaren wurde 1999 Hepatozoonose nachgewiesen (STENZENBERGER et al. 1999). In Deutschland hat es bereits autochthone Fälle gegeben (GÄRTNER et al. 2008).

1.5.8 Filariose

Die Filarien gehören innerhalb der Nematoden zur Klasse der Chromadorea in die Ordnung der Spirurida (HIEPE et al. 2006). Sie lösen artspezifische Filariosen aus. Allen Arten gemein ist die obligate Bindung an einen hämatophagen Vektor und die Abgabe von Eiern mit bereits entwickelten Larven (Ovoviviparie) oder direkt von Larven (Viviparie) im Endwirt (MEHLHORN et al. 1995). Die Larven der Filarien

werden Mikrofilarien genannt. Es treten vier verschiedene Larvenstadien auf, die durch Häutung von einander abgetrennt sind. Die alte Haut wird hierbei nicht in jedem Fall abgelegt, sondern kann als äußere Hülle bestehen bleiben (gescheidete Filarie) (HIEPE et al. 2006).

Bei Hunden sind sieben verschiedene Filariosen bekannt (BOCH et al. 2006). Bei vier dieser Arten treten die Mikrofilarien im Blut auf (Blutgefäßfilarien). Dies ist der Fall bei *Dirofilaria immitis*, *Dirofilaria repens, Dipetalonema (Acanthocheilonema) reconditum* und *Dipetalonema (Acanthocheilonema) dracunculoides* (BOCH et al. 2006). Bei den Arten *Brugia malayi* und *Brugia pahangi*, die beide ausschließlich in Süd- und Ostasien auftreten, können die Mikrofilarien darüber hinaus in den Lymphgefäßen nachgewiesen werden (Lymphgefäßfilarien) (LUCIUS 2008; BOCH et al. 2006). Der siebte Erreger aus der Gruppe, *Dipetalonema grassi*, ist in der Haut des Wirtes lokalisiert (Hautfilarie) (BOCH et al. 2006). Die Vektoren der einzelnen Filarienarten sind divers.

Bei *Dirofilaria immits*, auch Herzwurm genannt, hat der adulte Wurm eine Länge von 250 – 300 mm (Weibchen) bzw. 120 – 180 mm (Männchen) (BOCH et al. 2006). Die Mikrofilarien weisen im Schnitt eine Länge von 298 – 303 µm auf (KURZROCK unveröffentl.). Überträger der Infektion sind die Mücken *Culex* sp*., Aedes caspius* und *Anopheles* sp. (ARANDA 1998). Bei der Erkrankung sind adulte Filarien im rechten Ventrikel und in der Pulmonalarterie des Wirtes zu finden. Symptome der Erkrankung sind folglich Herzinsuffizienz, Atembeschwerden und Bluthusten (NAUCKE 2008a). Außerdem treten Fieber, Ödeme und Anfälle von Bewusstlosigkeit auf. Darüber hinaus durchwandern die Mikrofilarien den Körper und können Myositiden, Neuritiden und Phlebitiden auslösen (NAUCKE 2008a).

Dirofilaria repens wird durch verschiedene Mücken der Gattungen *Anopheles* und *Aedes* übertragen (BOCH et al. 2006). Weibchen sind 10 – 17 cm lang, Männchen 5 – 7 cm und Mikrofilarien im Schnitt 355 – 364 µm (BOCH et al. 2006; KURZROCK unveröffentl.). Die Erkrankung zeichnet sich durch subkutane Knoten aus, die durch die darinsitzenden Adulten verursacht werden (NAUCKE 2007a). Von wandernden Mikrofilarien geht die gleiche Gefahr aus, wie bei *Dir. immitis*.

Die adulten Filarien von *Dipetalonema reconditum* sind 2,1 – 3,2 cm (Weibchen) bzw. 0,9 – 1,7 cm (Männchen) lang (BOCH et al. 2006). Mikrofilarien messen im

Schnitt 251 – 258 µm (KURZROCK unveröffentl.). Als Vektor treten die Flöhe *Ctenocephalides felis* und *Ctenocephalides canis* auf (NAUCKE 2008a). Während die Mikrofilarien im Blut zirkulieren, halten sich die Adulten im Bindegewebe auf. Dies verursacht Juckreiz, Ekzeme und Haarausfall sowie bei starkem Befall Veränderungen der Persönlichkeit des Hundes hin zu nervösen Anfällen (NAUCKE 2007).

Mikrofilarien von *D. immitis* konnten bereits 1987 von VALLADARES et al. auf den Kanaren nachgewiesen werden. Auch *D. repens* wurde nachgewiesen (STENZENBERGER et al. 1999). In Deutschland sind autochthone Infektionen mit *D. repens* aufgetreten (HERMOSILLA et al. 2006).

2. Material und Methoden

2.1 Material

2.1.1 Zeckenmaterial

Die untersuchten Zecken wurden direkt von Hunden aus verschiedenen Tiersammelstellen auf den Inseln Lanzarote, Fuerteventura und Gran Canaria abgesammelt. Zusätzlich wurden auf Lanzarote Hunde von Privatpersonen auf Zecken untersucht. Die Fundorte sind in Tabelle 2.1 aufgeführt und werden im Ergebnis unter 3.1.1 ausführlich beschrieben.

Tabelle 2.1: Fundorte der Zecken

Insel	**Fundort**	**Kürzel**	**Koordinaten**
Lanzarote	Tabayesco	LZ1	N 29° 07’ 37“ ; W 13° 28’ 51“
	Arrieta	LZ2	N 29° 07’ 58“ ; W 13° 28’ 25“
	Munique	LZ3	N 29° 04’ 15“ ; W 13° 38’ 31“
	Tahiche	LZ4	N 28° 59’ 47“ ; W 13° 33’ 18“
	Tao	LZ5	N 29° 02’ 06“ ; W 13° 37’ 02“
	Podencohilfe in Not	LZ6	k. A.
	Playa Blanca	LZ7	k. A.
	Haría	LZ8	k. A.
Fuerteventura	Corralejo	FZ1	N 28° 44’ 37“ ; W 13° 54’ 43“
	La Oliva	FZ2	N 28° 36’ 31“ ; W 13° 55’ 40“
	Tindaya Ost	FZ3	k. A.
	Tindaya West	FZ4	N 28° 35’ 12“ ; W 14° 00’ 35“
Gran Canaria	Telde	GCZ1	N 27° 56’ 40“ ; W 15° 23’ 51“

2.1.2. Blutproben kanarischer Hunde

Die Blutproben der kanarischen Hunde wurden von privaten Tierhaltern und von Tierschutzvereinen im Zeitraum vom 19.08.2004 bis 17.11.2010 eingesandt. Eingereicht wurde üblicherweise 1 ml Blut im Gerinnungshemmer EDTA sowie 0,5 – 1 ml Serum. Die Untersuchungen erfolgten nach Indikation durch Herkunft und eventuellen Symptomen.

2.1.3 Geräte- und Verbrauchsmaterialnachweis

Akkuladegerät	Conrad Electronic SE, Hirschau
Brutschrank, B5042	Heraeus, Hanau
Brutschrank, Cultura Mini-Incubator	Merck, Darmstadt
CDC-Lichtfalle	John W. Hock, Gainesville, USA
DNA-Aufreiniger, NucliSens® easyMAG 2.0	Biomérieux, NL-Boxtel
Heizrührer	Ika, Staufen
Gel-Blei-Säure-Akkus	Conrad Electronic SE, Hirschau
Gelkammer	BioRad, München
LightCycler® 1.5	Roche, Mannheim
Mikroskop, Eclipse 80i	Nikon, Düsseldorf
Mikroskop, Olympus CH2	Olympus, Hamburg
Mikrotiterplatten 96/500 µl	Eppendorf, Hamburg
Netzgerät für Gelelektrophorese	Pharmacia, Berlin
Pasteurpipetten, Einweg (5 ml)	VWR, Darmstadt
Pipetten	Eppendorf, Hamburg
Präzisionswaage	Mettler, Giessen

Reaktionsgefäße (0,2, 0,5, 1,5 & 2 ml)	Eppendorf, Hamburg
Reaktionsgefäße (10 ml)	Sarstedt, Nümbrecht
Reaktionsgefäße (50 ml)	BD Falcon, Heidelberg
Rührplatte	Variomag, USA-Waltham
Schwingmühle, MM400	Retsch, Haan
Sequenzierer, ABI Prism 310 Genetic Analyzer	Applied Biosystems, Darmstadt
Stereolupe PEL-E F-82-02	Carl Zeiss AG, Oberkochen
Thermocycler, GeneAmp® PCR System 2700	Applied Biosystems, Darmstadt
UV-Imiger, Bioprofil®	LTF-Labortechnik, Wasserburg
Vortexer, REAX 2000	Heridolph, Schwabach
Zentrifuge, Z 233 M-2	Hermle Labortechnik, Wehingen
Zentrifuge, 5402	Eppendorf, Hamburg
Zentrifuge, 5415D	Eppendorf, Hamburg
Zentrifuge, 5810	Eppendorf, Hamburg
Zentrifuge, Universal 1200	Hettich, Tuttlingen
Zentrifuge, R5804	Eppendorf, Hamburg

2.1.4 Chemikaliennachweis

10x Puffer (AB)	Applied Biosystems, Darmstadt
Agarose, peqGOLD Universal	PeqLab, Erlangen
Aqua dest.	Merck, Darmstadt
Borsäure	Merck, Darmstadt

Bromphenolblau	Sigma-Aldrich Chemie, München
Ethylendiaminotetraacetat (EDTA)	Merck, Darmstadt
Ethanol, 96%	Merck, Darmstadt
Ethidiumbromidlösung	Merck, Darmstadt
Ficoll	Amersham Biosciences, Freiburg
Formaldehydlösung, 2 %	Merck, Darmstadt
Giemsas Azur-Eosin-Methylenblaulösung	Merck, Darmstadt
HiDi-Formamid	Applied Biosystems, Darmstadt
Kit BigDye Terminator v1.1 Cycle Sequencing	Applied Biosystems, Darmstadt
Kit DyeEx 2.0 Spin	Qiagen, Hilden
Kit MegaScreen FLUO	MegaCor Diagnostik, A-Hörbranz
Kit LC DNA Master HybProbe	Roche, Mannheim
Kit QiaQuick PCR Purification	Qiagen, Hilden
Kaliumhydroxid (KOH)	Merck, Darmstadt
Lysepuffer, NucliSENS® Lysis Buffer	Biomérieux, NL-Boxtel
Magnesiumchlorid ($MgCl_2$)	Applied Biosystems, Darmstadt
Methanol (CH_3OH)	Laborchemie, Apolda
Nukleotide (dNTP)	GE Healthcare, München
Oligonukleotide (Primer)	Tib Molbiol, Berlin
PBS-Puffer, MegaScreen Fluo Vet	MegaCor, Diagnostik, A-Hörbranz
Sodium-Dodecyl-Sulfat (SDS), 2,2%	Serva, Heidelberg
taq-Polymerase	Applied Biosystems, Darmstadt
Trishydroxymethylaminomethan (Tris)	Merck, Darmstadt

Zellkulturmedium, MEM Earle (1x) Biochrom, Berlin
w 2,2 g/l $NaHCO_3$, w stable glutamine

2.1.5 Lösungszusammensetzungen

Ladepuffer

20 % Ficoll

0,25 % Bromphenolblau

ad 20 ml H_2O

Tris-Borsäure-EDTA_Puffer (TBE-Puffer) (5x)

161,7 g Tris

85,5 g Borsäure

60 ml 0,5 M EDTA

ad 3 l H_2O

Agarosegel, 1,5 %ig, 50 ml

60 ml 2 %iger TBE-Puffer

0,75 g Agarose

2.1.4 Primersequenzen

Block-PCR auf *rOmpA* (nach REGNERY et al. 1991):

Rr190.70p (forward) 5’ ATGGCGAATATTTCTCCAAAA 3’

Rr190.602n (reverse) 5’ AGTGCAGCATTCGCTCCCCCT 3’

RT-PCR auf *gltA* (nach WÖLFEL et al. 2008):

Primer *PanRick2 for*	5’ ATAGGACAACCGTTTATTT 3’
Primer *PanRick2 rev*	5’ CAAACATCATATGCAGAAA 3’
Sonde *PanRick3 taq*	5’ FAM-CCTGATAATTCGTTAGATTTTACCG-TMR

2.2 Methoden

2.2.1 Sammeln von Zecken

Zum Sammeln der Zecken wurden vier verschiedene Methoden eingesetzt und verglichen.

2.2.1.1 Flaggen

Beim Flaggen, entwickelt von MACLEOD (1932) und weiterentwickelt von MACICKA et al. (1955) und NEGROBOV et al. (1965), wird eine Flagge aus Baumwolle genutzt. Die Größe liegt bei 0,7 m x 1,0 m, die Ränder sind umgenäht. Die Flagge wird an potenziellen Standorten über den Boden gezogen und nach einigen Metern gewendet, um nach Zecken zu sehen. Um die Fangrate zu erhöhen, wurde die Flagge zusätzlich durch kräftiges Abreiben mit menschlichem und Hundeschweiß imprägniert.

Alternativ wurde statt der Baumwollflagge ein Schafsfell verwendet, um größere Ähnlichkeit zum Wirt zu simulieren und der Zecke besseren Halt zu ermöglichen.

2.2.1.2 Fangschirm/Klopfschirm

Bei dieser von SCHILLING (1860) beschriebenen Technik wird ein Baumwolltuch der Maße 1,0 m x 2,0 m unter einem Busch ausgebreitet. Insbesondere wurde Strauchdornlattich (*Lauaea arborescens*) auf diese Weise untersucht, da dieser als Zeckenhabitat bekannt ist. Liegt das Tuch flächendeckend unter dem Busch, wird dieser mit einem Stock „geschlagen“, um die Zecken aus den Ästen zu schütteln. Nach fünf bis zehn Schlägen wird der Fangschirm auf Zecken kontrolliert, um sicherzustellen, dass eventuell vorhandene Zecken nicht herunterlaufen.

2.2.1.3 Absammeln vom Wirt Hund

An Orten mit hoher Tierdichte ist häufig ein starker Befall von Hunden mit Zecken festzustellen. Deshalb eignet sich die Methode des direkten Absammelns vor allem in Tierheimen, Auffang- und Tötungsstationen für Straßenhunde. Zum Absammeln kann eine Pinzette verwendet werden.

Die gesammelten Zecken aus allen vier Methoden werden in 96 %igen Ethanol überführt und in 1,5 ml-Eppendorfgefäßen aufbewahrt. Fundort, Datum, Art und Geschlecht wurden darauf vermerkt.

2.2.1.4 Sammelaufruf

Es wurde ein Aufruf an die kanarischen Anwohner in Internetforen und via Flyer (siehe Anhang 7.7.1) bei den Tierärzten auf Lanzarote und Fuerteventura gestartet, mit der Bitte um Einsendung von Zecken und der Angabe von Standorten. Tierärzte wurden auch direkt angesprochen einzelne Zecken von Patienten zu entfernen und in Ethanol aufzubewahren.

Auf der Internetseite der deutschsprachigen Inselzeitschrift Lanzarote 37° erschien außerdem ein Artikel mit der Bitte um Mithilfe (siehe Anhang 7.7.2).

2.2.1.5 Zeckenbestimmung

Zur Bestimmung der Gattung wurde der Bestimmungsschlüssel von HILLYARD (1996) verwendet. Die gesamte Bestimmung erfolgte unter einer Stereolupe bei 40facher Vergrößerung anhand der arttypischen Charakteristika: Länge der Palpen, Zeichnung des Scutums, Verlauf der Analfalte bzw. Form der Analplatten beim Männchen, Form der Hinterrandplatten, Vorhandensein, Position und Größe der Augen.

Die Artbestimmung der Zecken der Gattung *Rhipicephalus* erfolgte mithilfe des Bestimmungsschlüssels von WALKER (1994). Die wichtigsten Bestimmungsmerkmale sind in Abbildung 2.1 für die Männchen und 2.2 für die Weibchen dargestellt. Hier sind Form und Sitz der Augen, Form der Coxen, Form und Größe der Tracheen, Form der Hinterrandplatten, Länge der Marginallinie, Ausprägung des Zervikalfeldes, Ausprägung und Anordnung der posterolateralen und posteromedianen Furche (♂), Größe und Form der Analplatten (♂) und die Stärke und Form der Punktierung des Scutums bzw. Conscutums die wichtigen Merkmale bei der Artbestimmung. Die Unterscheidung von Männchen und Weibchen erfolgt dorsal anhand der Größe des Scutums bzw. Conscutums oder ventral anhand der Geschlechtsorgane und -ausprägungen.

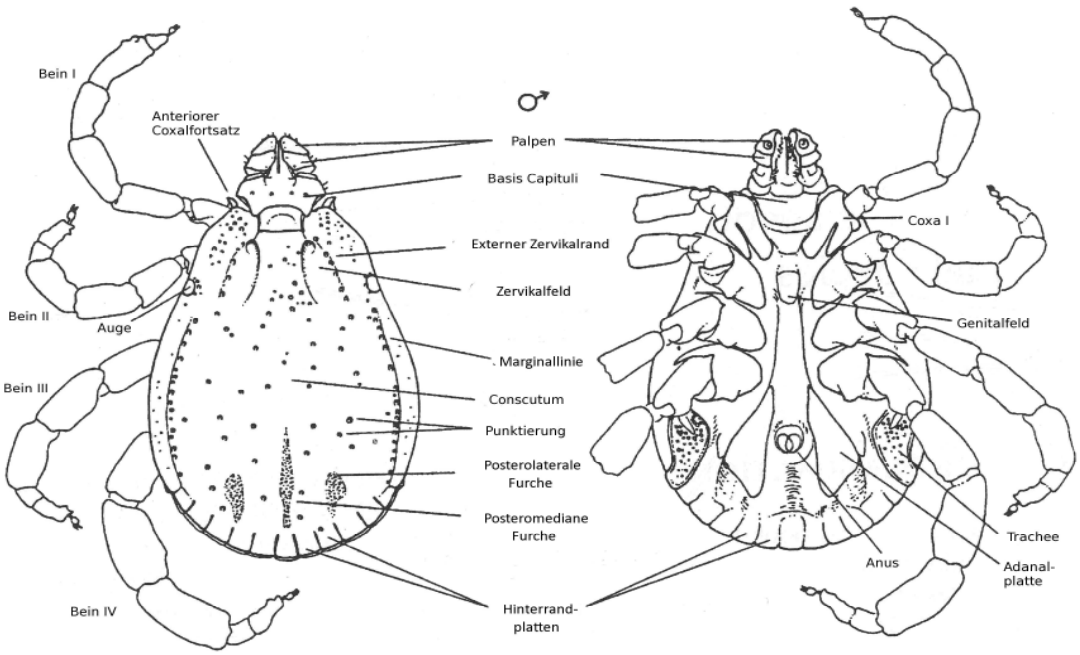


Abbildung 2.1: Bestimmungsmerkmale des Männchens von *Rhipicephalus* sp. verändert nach WALKER (1994)

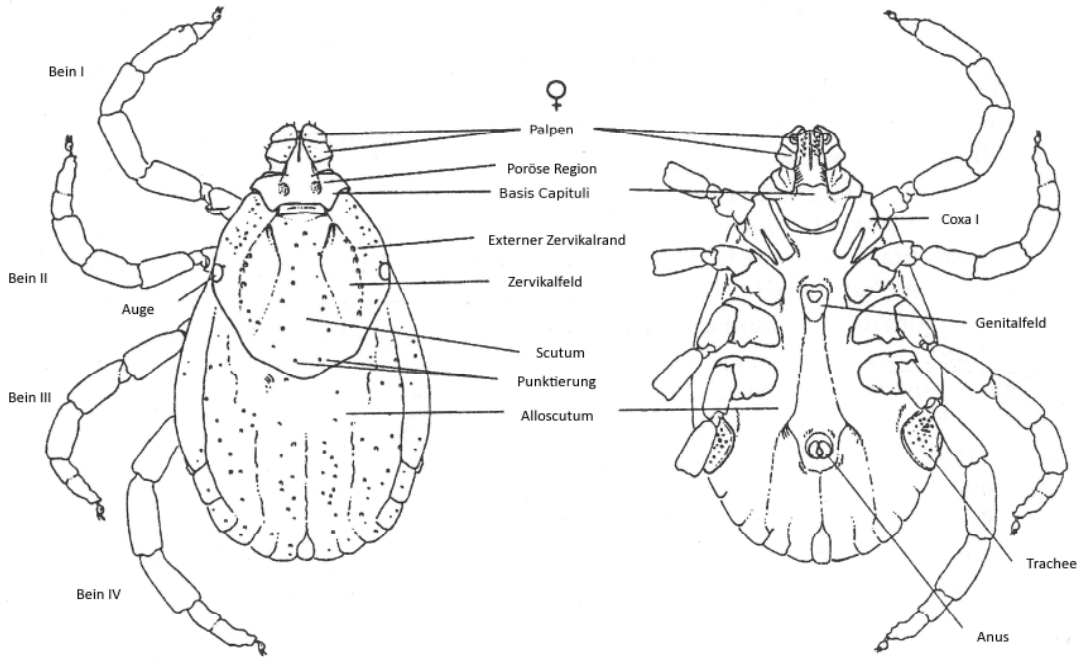


Abbildung 2.2: Bestimmungsmerkmale des Weibchens von *Rhipicephalus* sp. verändert nach WALKER (1994)

Für die Bestimmung der Zecken der Gattung *Hyalomma* wurde der Bestimmungsschlüssel von KRATZ (1940) verwendet.

2.2.2 Sandmückenfang

Zum Sandmückenfang wurden CDC-Lichtfallen benutzt. Die Lichtfalle funktioniert nach dem von SUDIA und CHAMBERLAIN (1962) entwickelten Prinzip, erweitert von LAINSON et al. (1976). Sandmücken werden von Glühbirnenlicht angelockt. Außerdem sind sie zwar schnelle, aber körperlich schwache Flieger, die auf einer Höhe zwischen ein und zwei m fliegen. Beides wird beim Fang mit CDC-Lichtfallen ausgenutzt.

Die Sandmückenfalle besteht aus einer herkömmlichen Glühbirne im multispektralen Farbbereich. Diese ist auf einem Gitter befestigt. Darunter sitzt ein Ventilator, der

einen Unterdruck erzeugt. Umgeben ist die Konstruktion von einem Plexiglaszylinder von etwa 10 bis 15 cm Höhe (je nach Modell). An diesem ist unten mithilfe eines Elastikbandes ein kegelförmiger Gazebeutel von etwa 40 cm Höhe und einer Maschengröße von 0,5 x 0,5 mm befestigt. Gespeist werden der Motor, der für den Ventilator benötigt wird, und die Glühbirne durch eine 6 V Batterie (Gel-Blei-Säure-Akku; nach NAUCKE 1995). Eine CDC-Lichtfalle ist in Abbildung 2.3 dargestellt und die Aufhängung in Abbildung 2.4 zu sehen.

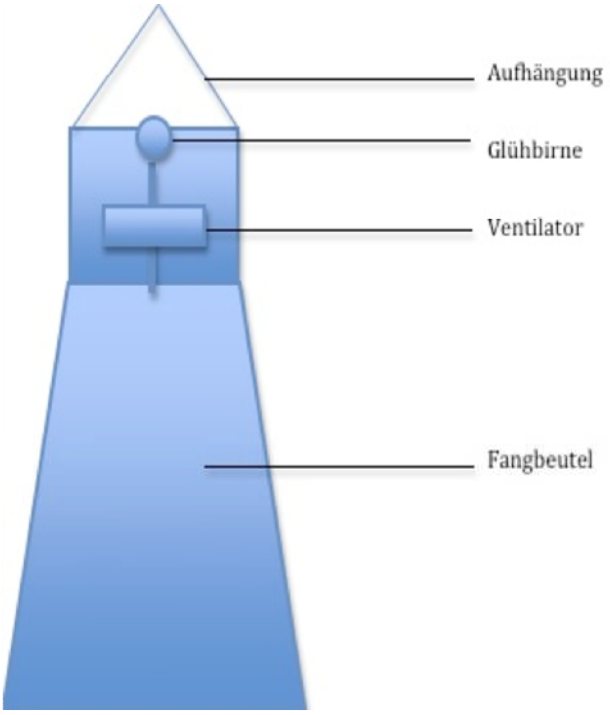


Abb. 2.3: Sandmückenfalle grafisch

Abb. 2.4: Sandmückenfalle am Baum

Die Falle wird kurz vor der Abenddämmerung aufgehängt und nach der Morgendämmerung wieder eingesammelt. Fliegt die Mücke nachts auf Nahrungssuche nah genug an die Falle heran, so wird sie durch die Glühbirne zur Falle gelockt. Durch den unter der Glühbirne sitzenden Ventilator wird sie dann in die Falle gesogen. Der Unterdruck hält sie im daran befestigten Gazebeutel fest. Der Beutel wird abgenommen und mit Kohlendioxid begast (NAUCKE 1998) oder 12 Stunden bei -6 °C eingefroren. Die gefangenen Insekten sterben ab und können sortiert werden. Aus Gründen der Zugänglichkeit wurde die zweite Methode angewandt.

2.2.3 Untersuchungen des Bluts kanarischer Hunde

2.2.3.1 Blutuntersuchung

Zum Nachweis von Parasiten im Blut einiger kanarischer Hunde wurden Seren mittels Immunofluoreszenzantikörpertest (IFAT) untersucht (siehe Kapitel 2.2.3.2). In EDTA konserviertes Blut wurde mit dem Knott-Test auf Mikrofilarien analysiert (siehe Kapitel 2.2.3.3). Außerdem wurde ein Blutbild erstellt und der Formol-Gel-Test durchgeführt, der auf Erkankungen hinweist, da Antikörper ausfallen und schließlich ein Buffy-Coat-Ausstrich mikroskopisch auf Parasiten untersucht.

2.2.3.2 Immunofluoreszenzantikörpertest (IFAT)

Zum Nachweis von bakteriellen und protozoischen Bluterkrankungen kann der Antikörperspiegel der Wirte genutzt werden. Der IFAT beruht auf der Interaktion von Antigen und Antikörper. Genutzt wurde dieses Verfahren für die Untersuchungen auf Leishmaniose, Ehrlichiose, Babesiose, Rickettsiose, Anaplasmose und Borreliose. Verwendet wurden Testkits mit den in Tabelle 2.2 genannten Erregern.

Tabelle 2.2: Eingesetzte Erregerantigene im IFT

Untersuchung auf...	**Testkit**	**Erregerantigen**
Leishmaniose	MegaScreen® FLUO LEISH	*Leishmania infantum*
Ehrlichiose	MegaScreen® FLUO EHRLICHIA c.	*Ehrlichia canis*
Babesiose	MegaScreen® FLUO BABESIA c.	*Babesia canis*
Rickettsiose	MegaScreen® FLUO RICKETTSIA con.	*Rickettsia conorii*
Anaplasmose	MegaScreen® FLUO ANAPLASMA ph.	*Anaplasma phagocytophilum*
Borreliose	MegaScreen® FLUO BORRELIA c.	*Borrelia canis*

Mit phosphatgepufferter Salzlösung (= PBS; pH 7,2) verdünntes Serum wird in absteigender Konzentration auf mit Antigenen beschichtete Objektträger (MegaCor® Diagnostik) gegeben und 30 min bei 37 °C im Brutschrank inkubiert. Zum Vergleich werden eine Positiv- und eine Negativkontrolle aufgetragen. Nach zwei Waschschritten mit PBS (pH 7,2) und Auftropfen des Fluoresceinisothiocyanat (FITC) -markierten Konjugats können die Proben unter dem Fluoreszenzmikroskop bei 400facher Vergrößerung betrachtet werden (verwendet: Nikon Eclipse 80i, Objektiv Nikon Plan Fluor DLL, Filter FITC EX 465-495). Eine positive Probe weist fluoreszente Strahlung auf, wenn das zugegebene Konjugat durch ein ImmunglobulinG (IgG) an den Antigen-Antikörper-Komplex gebunden hat und dann bei Anregung fluoreszente Strahlung emittiert (siehe Abbildung 2.5). Durch verschiedene Verdünnungsstufen kann der Endtiter festgelegt werden. Als Wert wird jene Verdünnung genommen, bei der gerade noch Fluoreszenz sichtbar ist.

Abbildung 2.5: IFAT-Prinzip, genehmigt durch MegaCor® Diagnostik

Wenn bei der geringsten Verdünnung der Test negativ ausfällt, schließt dies die Erkrankung nicht vollständig aus. Es bedeutet jedoch, dass der Titer unter der Nachweisgrenze liegt. Die Tests wurden als positiv bei auftretender Fluoreszenz, fraglich bei geringer oder unklarer Fluoreszenz und negativ unterhalb der Nachweisgrenze angegeben. Die entsprechenden Titer sind in Tabelle 2.3 zu sehen.

Tabelle 2.3: Titerinterpretation der IFAT-Untersuchungen

Parasitose	Negativ	Fraglich	Positiv
Leishmaniose	<1:50	1:50 – 1:100	>1:100
Ehrlichiose	<1:50	1:50 - 1:100	>1:100
Babesiose	<1:20	1:20 – 1:40	>1:80
Anaplasmose	<1:50	1:50 – 1:100	>1:100
Rickettsiose	<1:32	1:64	>1:128
Borreliose	<1:32	1:64	>1:128

2.2.3.3 Knott-Test

Der Knott-Test dient dem Nachweis von Mikrofilarien im Blut des Wirts (EUZÉBY, 1981). Verwendet wird Blut, das mithilfe von EDTA (=Ethylendiaminotetraacetat) konserviert wird. EDTA inhibiert kalziumabhängige Koagulasen, indem es Ca^{2+} -Ionen komplexiert. Für die Untersuchung auf Mikrofilarien wird 1 ml in EDTA konserviertes Blut in 5 ml 2 %iger Formaldehydlösung für 5 min inkubiert. Dies dient der Lyse der Zellen und dem Denaturieren des Hämoglobins, um die Wahrscheinlichkeit der Detektion von Mikrofilarien unter dem Mikroskop zu erhöhen. Die Suspension wird bei 100 x g 5 min zentrifugiert und der Überstand verworfen. Das Pellet wird in einem Resttropfen gelöst und dreimal 10 µl meanderförmig unter dem Mikroskop untersucht. Bei positiven Befunden werden die Mikrofilarien vermessen und die Form von Vorder- und Hinterende beschrieben. Die Bestimmung erfolgt nach BOCH (2006) und KURZROCK (unveröffentl.).

2.2.3.4 Formol-Gel-Test

Für den Formol-Gel-Test wird ebenfalls 1 ml in EDTA konserviertes Blut mit 5 ml 2 %iger Formaldehydlösung für 5 min inkubiert. Bei einem starken parasitären Befall entsteht beim Zentrifugieren (5 min, 1000 x g) ein gut sichtbares Pellet. Durch die Formaldehydlösung fallen denaturierte Antikörper im Blut des Hundes aus. Deren Menge korreliert mit der Stärke des Befalls.

2.2.3.5 Buffy-Coat-Ausstrich

Mithilfe des Buffy-Coat-Ausstrichs kann parasitärer Befall von Leukozyten mikroskopisch nachgewiesen werden (MENN, 2010). Die Wahrscheinlichkeit der Detektion steigt mit der Intensität des Befalls. Dazu wird das in EDTA konservierte Blut 5 min bei 1000 x g zentrifugiert. Man erhält drei voneinander abgesetzte Schichten: den Blutkuchen (enthält die Erythrozyten), den Buffy-Coat, auch Leukozytenfilm genannt (enthält die Leukozyten) und das Plasma aus den löslichen Bestandteilen des Bluts. Mit einer Pipette wird der Buffy-Coat aufgenommen, auf einem Objektträger ausgestrichen und nach Giemsa gefärbt. Dazu wird der getrocknete Ausstrich mit Ethanol fixiert, und für 11 min in Giemsafärbelösung gestellt. Zum Abwaschen überschüssiger Farbstoffpartikel folgt die Waschung mit Wasser und Aqua dest.

2.2.4 Nachweis von Rickettsien aus Zecken

2.2.4.1 Vorbereitung der Zecke

Um die rickettsiale DNA nachzuweisen, muss diese zunächst aus der Zecke freigesetzt werden. Die in Ethanol gelagerten Zecken werden zuvor in 2-ml-Gefäßen im Heizschrank für mindestens 40 Minuten getrocknet, um sicherzustellen, dass Restethanol an den Zecken die DNA-Aufreinigung nicht behindert. Anschließend muss zur Freisetzung der rickettsialen DNA aus der Zecke diese zerkleinert werden. In der Schwingmühle werden die Zecken hierzu mit Metallkügelchen bei 30 Hertz für 10 Minuten in einem Zellkulturmedium (nicht in Ethanol eingelegte Zecken) oder in Reinstwasser (in Ethanol eingelegte Zecken) stark zerkleinert. Es entsteht eine Suspension mit kaum sichtbaren Zeckenelementen.

2.2.4.2 DNA-Aufreinigung

Für die DNA-Aufreinigung wird die Bindung von DNA an Silikapartikel im sauren Milieu genutzt. Die Aufreinigung erfolgt im NucliSENS® easyMAG der Firma Biomérieux. Eingesetzt werden bereits lysierte und abzentrifugierte Proben. Die externe Lyse soll verhindern, dass kleine Partikel die Leitungen des easyMAG verstopfen. Zentrifugiert man die Probe vor der Lyse ab, besteht die Gefahr, dass Rickettsien-DNA, die sich noch innerhalb von Zellen befindet, abzentrifugiert wird und somit für die Aufreinigung verloren ist. Die Funktion des Lysepuffers (NucliSENS® Lysis Buffer, Biomérieux) basiert auf Guanidinisothiocyanat, das Proteine denaturiert und somit auch DNasen. Außerdem ist EDTA enthalten, das durch Komplexierung von Ca^{2+} kalziumabhängige DNasen inhibiert.

Bei der Aufreinigung bindet die negativ geladene DNA an die im sauren Milieu vorhandenen Kationen. Diese binden ebenfalls an die negativ geladenen Silikapartikel. Durch die magnetischen Eigenschaften der Silikapartikel kann die DNA aus der Probe gezogen und von anderen Zellstoffen gereinigt werden. Die Elution der DNA von den Partikeln erfolgt durch Reinstwasser mit geringem Salzgehalt, das die Ionenbindung zwischen DNA, Kationen und Silikapartikeln löst und die DNA freisetzt.

2.2.4.3 PCR (Poly-Chain-Reaction)

Die Polymerase-Kettenreaktion (im Folgenden PCR genannt) ist ein Verfahren zur Vervielfältigung von DNA. Die Replikation erfolgt spezifisch für einen gesuchten Abschnitt, was in diesem Fall den einfachen Nachweis von Rickettsien in der zuvor aus der Zecke gewonnenen Gesamt-DNA ermöglicht.

Die DNA wird bei 95 °C in ihre Einzelstränge aufgeschmolzen (Denaturierung). Man unterscheidet die initiale Denaturierung von längerer Dauer und die zyklische Denaturierung, die nur einige Sekunden benötigt. An die entstandenen Einzelstränge binden bei 60 °C die Primer, kurze DNA-Sequenzen, die komplementär zum gesuchten DNA-Abschnitt sind (Annealing). Durch die hinzugefügte *taq*-Polymerase, die aus den thermophilen Bakterien *Thermus aquaticus* gewonnen wird, kann bei 72 °C der DNA-Strang ausgehend von den Primern mithilfe von Desoxynukleotiden

(dNTPs) verlängert werden (Elongation). Bei dieser Temperatur liegt das Temperatur-Optimum des Enzyms. Anschließend wird der neu synthetisierte Doppelstrang wieder aufgeschmolzen und der Vorgang beginnt von neuem. Durch dieses Verfahren kann die DNA exponentiell vervielfältigt werden. Entsprechend der eingesetzten DNA-Menge und dem späteren Bedarf, kann die Anzahl der Zyklen variiert werden.

Verwendet wurde die BlockPCR zur Amplifikation von DNA, die für die Sequenzierung eingesetzt wurde. Die Primer nach REGNERY et al. (1991; siehe 2.1.4) ergaben ein Fragment von 532 bp aus dem rickettsialen Oberflächenprotein *rOmpA.* Für die Amplifkation wurden je Probe eingesetzt (Gesamtansatz 50 µl):

5,0 µl 10 x Puffer (AB)
4,0 µl $MgCl_2$
10 µl dNTP
6,7 µl Tris
5,0 µl Primer *Rr190.70p*
5,0 µl Primer *Rr190.602n*
9,0 µl H_2O
0,3 µl *Taq*-Polymerase
5,0 µl aufgereinigte DNA

Die PCR folgte dem in Tabelle 2.4 angegebenen Temperaturprofil.

Tabelle 2.4: Temperaturprofil BlockPCR auf *rOmpA*

Initiale Denaturierung	**Denaturierung**	**Annealing**	**Elongation**	**Terminale Elongation**	**Kühlung**
95 °C	95 °C	60 °C	72 °C	72 °C	4 °C
3 min	20 s	30 s	1 min	5 min	∞
	35 Zyklen				

Eine Form der PCR ist die sogenannte Real time-PCR (im Folgenden RT-PCR genannt). Diese Methode dient in erster Linie dem Nachweis der Ziel-DNA. Es werden im Gegensatz zur BlockPCR nur kurze Sequenzen amplifiziert und die Probe wird in einer Kapillare anstelle des 0,5 ml-Gefäßes (Eppendorf) bearbeitet. Diese

bietet eine große Oberfläche, was die Temperaturänderungen zwischen den Schritten deutlich beschleunigt. Durch die besondere Kürze der Amplifikate ist die Dauer der einzelnen Phasen kürzer. Während der Amplifikation wird über Fluoreszenzemissionen die Menge der doppelsträngigen Ziel-DNA gemessen. Die Anregung erfolgt per Laser bei einer Wellenlänge von 470 nm.

Es gibt verschiedene fluoreszente Systeme. Bei der Zugabe des Farbstoffs SYBRGreen wird unspezifisch doppelsträngige DNA gebunden. Nur im gebundenen Zustand ist SYBRGreen fluoreszent. Dieses Verfahren ist einfach und vergleichsweise kostengünstig, hat jedoch den Nachteil, dass jegliche doppelsträngige DNA gebunden wird und somit das Ergebnis nicht als eindeutig betrachtet werden kann. Wenn Fluoreszenz vorhanden ist, so kann dies ebenfalls amplifizierte, jedoch nicht gesuchte doppelsträngige DNA darstellen.

Eine andere Möglichkeit bietet das FRET-System (fluorescence resonance energy transfer). Hier werden Sonden (kurze Oligonukleotide) eingesetzt, die sequenzspezifisch und fluoreszenzmarkiert sind. Das FRET-System beruht nun darauf, dass zwei dieser Farbstoffe vorhanden sind, die sich gegenseitig beeinflussen.

Eine Möglichkeit ist hier die Hybridisierungssonde. Dem Ansatz werden zwei Sonden zugefügt, die auf dem gesuchten DNA-Abschnitt in unmittelbarer Nähe zueinander liegen. Wenn die beiden Sonden an das Template gebunden haben, wird Energie von einem fluoreszenten Marker zum anderen übertragen, welche dann Licht emittiert. Die Lichtemission erfolgt aber nur bei unmittelbarer räumlicher Nähe der beiden Fluoreszenzmarker.

Eine zweite Möglichkeit des FRET-Systems ist die Zugabe einer TaqMan-Sonde. Diese besitzt an beiden Enden einen Fluoreszenzfarbstoff, einen Reporter am 5'-Ende der Sonde, der Energie abgibt und einen Quencher am 3'-Ende, der die Energie aufnimmt und „schluckt“. Bei der Anlagerung der Sonde an den DNA-Zielstrang wird das 5'-Ende der Sonde durch die Exonukleaseaktivität der Polymerase abgetrennt, um den neu synthetisierten, komplementären Strang mit der Sonde zu verbinden. Dabei wird der Quencher von der Sonde abgetrennt und die vom Reporter abgestrahlte Energie wird als Lichtenergie detektierbar. Dieses letztgenannte Verfahren wurde hier verwendet. Das Protokoll ist in Tabelle 2.5 zu sehen. Die nach WÖLFEL et al. (2008) verwendeten Primer (siehe Kapitel 2.1.4)

ergeben ein DNA-Fragment von 70 bp aus dem gltA-Gen. Dieses Gen kodiert für ein Polypeptid der Citrat-Synthase Typ II.

Je Probe wurden eingesetzt (Gesamtansatz 20 µl):

6,4 µl H_2O
1,6 µl $MgCl_2$
2,0 µl Primer *PanRick2 for* (5 pmol/µl, entspr. 0,5 µM)
2,0 µl Primer *PanRick2 rev* (5 pmol/µl, entspr. 0,5 µM)
1,0 µl Sonde *PanRick3 taq* (3 pmol/µl, entspr. 0,2 µM)
5,0 µl aufgereinigte DNA

Tabelle 2.5: Temperaturprofil RT-PCR zur Rickettsien-Detektion

Initiale Denaturierung	**Denaturierung**	**Annealing**	**Kühlung**
94 °C	94 °C	55 °C	40 °C
1 min	4 s	45 s	30 s
	50 Zyklen		

2.2.4.4 Agarosegelelektrophorese

Das Prinzip der Agarosegelelektrophorese beruht auf der negativen Ladung der DNA. In einem Gel sind immer Hohlräume enthalten, die unterschiedliche Größen aufweisen. Beim Anlegen einer Spannung an die Elektrophoresekammer wandert die DNA von der Anode zur Kathode. Große Fragmente sind durch ihre Physiologie bei der Wanderung auf größere Hohlräume angewiesen und wandern dementsprechend langsamer durch das Gel als kleine Fragmente. Durch die Markierung mit EtBr (= Ethidiumbromid) kann die DNA im Gel mithilfe von UV-Strahlung detektiert werden. EtBr interkaliert mit DNA und RNA und ändert dabei die Wellenlänge der Emission. Deshalb leuchten die DNA-enthaltenden Bereiche bei UV-Bestrahlung auf, während freies EtBr dunkel erscheint. Die Stärke der Fluoreszenz ist proportional zur DNA-Menge. Zur Größeneinordnung der detektierten Fragmentgrößen wird ein Marker mit bekannten Fragmentgrößen genutzt, der parallel zu den Proben durch das Gel

wandert. Um die DNA in die Taschen des Gels zu befördern, wird ein Ladepuffer hinzugefügt, der die DNA beschwert. Ohne Ladepuffer würden die DNA-Proben aus den Taschen in den umgebenden 2 %igen TBE-Puffer diffundieren, der vor DNasen schützt.
Verwendet wurde ein 1,5 %iges 60 ml Gel, das etwa 5 min bei 40 V und dann weitere 30 min bei 80 V lief. Die Spannung wurde zunächst niedrig gehalten, damit die Proben sicher aus der Tasche ins Gel gelangen. Die höhere Spannung erhöht die Laufgeschwindigkeit der Proben im Gel.

2.2.4.5 Sequenzierung von Fragmenten

Die Sequenzierung von Fragmenten aus dem gesuchten Genom ermöglicht die genaue Einordnung eines Stammes in das Artschema anhand der genetischen Sequenz.
Hierfür wird das PCR-Produkt mithilfe von Silicamembranen in Säulen (QIAQuick Purification Kit, Quiagen) aufgereinigt (Erste Aufreinigung des PCR-Produkts). Das Prinzip stimmt mit der DNA-Aufreinigung mithilfe von Silicapartikeln überein (siehe 2.2.4.2). Bei einem hohen pH-Wert bindet die negativ geladene DNA über Ionenbrücken an die Silicamembran. Andere Bestandteile können ausgewaschen werden. Zuerst wird also die im Verhältnis 1:5 mit Bindepuffer verdünnte DNA auf die Säule gegeben und bei 16.000 x g für 1 min abzentrifugiert und der Durchfluss verworfen. Es folgen zwei Waschschritte mit je 600 µl PE-Puffer, bei denen wieder jeweils für 1 min bei 16.000 x g abzentrifugiert und der Durchfluss verworfen wird, da die DNA noch immer an die Membran gebunden ist. Der im PE-Puffer enthaltene Ehtanol kann eventuell die Sequenzierung verhindern oder verfälschen. Deshalb werden die Säulen für 10 min bei 56 °C im Heizschrank getrocknet. Schließlich wird die DNA mit 100 µl Elutionspuffer von der Membran eluiert.

Das Eluat wird im CycleSequencing eingesetzt, einer Block-PCR mit zusätzlich fluoreszenzmarkierten Didesoxy-Nukleotiden. Diese sind an der 3’-Position ebenfalls desoxygeniert, sodass eine Verknüpfung des komplementären Strangs mit einem weiteren Nukleotid ab dem Einbau des Didesoxy-Nukleotids nicht mehr möglich ist und der Strang deshalb abbricht (Strangabbruchmethode). Es entstehen DNA-

Stränge unterschiedlicher Länge, die, da nur ein Primer je Probe eingesetzt wird, immer den gleichen Startpunkt haben. Die Didesoxy-Nukleotide sind jeweils in vier unterschiedlichen Fluoreszenzfarben für Adenosin, Guanosin, Cytosin und Thymin markiert. Es kann davon ausgegangen werden, dass an jeder Position des Fragments die Elongation abgebrochen wird, sodass jede Base als Endpunkt zu finden ist.
Das CycleSequencing erfolgte in beide Richtungen, also mit den Primern *Rr190.70p* bzw. *Rr190.602n.*

Je Probe wurden eingesetzt (Gesamtansatz 20 µl):

4,0 µl Big Dye (v 1.1)
2,0 µl Primer *Rr190.70p* bzw. *Rr160.602n*
10 µl H_2O
2,0 µl Big Dye Sequencing Buffer (5x)
2,0 µl aufgereinigtes PCR-Produkt

Bei geringen Mengen DNA im Nachweis mit Ethidiumbromid (siehe 2.2.4.4) wurden 5,0 µl aufgereinigtes PCR-Produkt eingesetzt und im Gegensatz die Menge von H_2O im Ansatz auf 7,0 µl reduziert. Das CycleSequencing erfolgte nach dem in Tabelle 2.6 angegebenen Temperaturprofil.

Tabelle 2.6: Temperaturprofil des CycleSequencing

Denaturierung	**Annealing**	**Elongation**	**Kühlung**
96 °C	55 °C	60 °C	4 °C
10 s	10 s	4 min	∞
25 Zyklen			

Schließlich werden die Amplifikate erneut aufgereinigt (Aufreinigung der Sequenzierprodukte) Dafür werden die Amplifikate zuerst mit 2 µl 2,2 %igem Sodium-Dodecyl-Sulfat (= SDS) versetzt und 3 min bei 94 °C im Thermocycler denaturiert. Dies dient dem Lösen von Farbstoffaggregationen aus Didesoxy-Nukleotiden. Diese müssen gelöst werden, damit überschüssige Didesoxy-Nukleotide aus der Probe restlos entfernt werden können, die die Sequenzierung

behindern würden. Sie verursachen Hintergrundfluoreszenz und somit ist die tatsächliche Sequenz schlechtestenfalls nicht mehr lesbar.

Die Aufreinigung der Probe nach dem CycleSequencing und der SDS-Behandlung erfolgte mithilfe des DyeEx 2.0 Spin Kits der Firma Qiagen. Sie nutzt das Verfahren der Gelfiltration, bei der die DNA-Fragmente auf ein zuvor abzentrifugiertes Gel (4 min, 500 x g) aufgetragen werden. Das Gel wird erneut für 4 min bei 500 x g zentrifugiert. Während die recht kurzen DNA-Fragmente ungehindert durch das Gel wandern, werden die großen fluoreszenzmarkierten Didesoxy-Nukleotide zurückgehalten. Der Durchfluss enthält die aufgereinigte DNA.

Für die anschließende Sequenzierung der Fragmente im ABI Prism 310 Genetic Analyzer der Firma Applied Biosystems werden 4 µl aufgereinigte Probe mit 20 µl Highly-Deionised-Formamid (HiDi-Formamid) versetzt und kurz zentrifugiert (maximal 10 x g, 5 s). HiDi-Formamid ist ein Derivat der Ameisensäure und dient der Stabilisierung der DNA während der Sequenzierung, um z. B. die Bildung von Haarnadelstrukturen zu verhindern, die eine sinnvolle Sequenzierung verhindern würde. Während der Sequnzierung werden die Fragmente erneut elektrophoretisch aufgetrennt, mit dem Unterschied zur Agarosegelelektrophorese (siehe 2.2.4.4), dass sie nun ein Gel in einer Kapillare durchwandern. Durch die unterschiedlichen Längen der Fragmente und der Fluoreszenz der Endnukleotide, kann das Gerät mithilfe eines Lasers und eines Detektors eine Abfolge der Basen erstellen.

Die Sequenz kann in der Datenbank BLAST (= basic logic alignment service tool; http://blast.ncbi.nlm.nih.gov/Blast.cgi) mit bekannten Sequenzen abgeglichen werden (Sequenzrecherche). Zuvor sollten die von der Software berechneten Sequenzen jedoch eigenständig überprüft werden, um Fehler durch die Software auszuschließen oder gegebenenfalls die Sequenz anzupassen.

2.2.4.6 Ausschluss von Kontaminationen

Um die Verunreinigung von Proben möglichst auszuschließen, da Verunreinigungen die Ergebnisse verändern können, erfolgten sämtliche Arbeitsschritte

unterschiedlicher Bearbeitungsstadien in getrennten Räumen. So wurden zum Beispiel die aufgereinigte DNA und die Bestandteile, die für die PCR benötigt wurden (Prämix), getrennt von einander bearbeitet und erst in einem dritten Raum zusammengeführt. Außerdem wurden grundsätzlich gestopfte Pipettenspitzen verwendet, wodurch Kontaminationen über die Pipette ausgeschlossen werden konnten.

Die Werkbänke, unter denen die Arbeitsschritte durchgeführt wurden, wurden über Nacht mit UV-Licht bestrahlt, dass die Struktur der DNA aufbricht und somit ebenfalls zum sterilen Arbeiten beiträgt.

Schließlich wurden bei der Block-PCR und der RT-PCR negativ Kontrollen mit untersucht. Sie enthielten ausschließlich Reinstwasser, anstelle von DNA, sodass Kontaminationen für unwahrscheinlich gehalten werden konnten, wenn diese Probe negativ ausfiel. Eine Positivkontrolle wurde ebenfalls untersucht, um die Funktion der Methode und des Ablaufs sicherzustellen.

3. Ergebnisse

3.1 Untersuchung der Vektorenverbreitung

Zecken und Sandmücken wurden im Zeitraum vom 01.06.2010 bis 28.09.2010 sowie vom 22.11.2010 bis 13.12.2010 gesammelt. Die Angaben zu Temperatur und Niederschlag in den betroffenen Monaten sind in Tabelle 3.1 dargestellt.

Tabelle 3.1: Klimaübersicht im Fangzeitraum, erstellt nach AGENCIA ESTATAL DE METEROLOGÍA

		Lanzarote	Fuerteventura	Gran Canaria
Temperatur (°C)	Juni	23,6	23,4	22,7
	Juli	25,1	25,0	24,1
	August	26,6	26,2	25,5
	September	26,0	25,7	24,9
	November	21,3	21,8	21,9
	Dezember	20,6	21,0	20,8
Niederschlag (mm)	Juni	0,2	0,2	0
	Juli	0	0	0
	August	0	0	0
	September	0	1,9	5,9
	November	18,9	54,1	37,7
	Dezember	6,1	4,7	10,9

3.1.1 Zeckensammlung

Es wurden vom 01.06.2010 bis 10.12.2010 insgesamt 536 Zecken gesammelt, davon 99 auf Lanzarote, 359 auf Fuerteventura und 78 auf Gran Canaria (siehe Tabelle 3.2). Es handelte sich um 534 Zecken der Art *Rhipicephalus sanguineus* und ein Weibchen und ein Männchen der Art *Hyalomma lusitanicum* von Fuerteventura bzw. Gran Canaria. Die Liste der Zecken mit Fundort und –datum befindet sich im Anhang (Tabelle 7.1 im Anhang 7.4).

Tabelle 3.2: Übersicht Zeckenfang

Inselaufteilung	Gesamt	*R. sanguineus*		
		Weibchen	Männchen	Nymphen
Lanzarote	99	58	36	5
Fuerteventura	359	130	206	22
Gran Canaria	78	39	29	9

Die folgenden Abbildungen zeigen *Rhipicephalus sanguineus*. In Abbildung 3.1 sind Männchen, Weibchen und Nymphe im Vergleich zu sehen (30fache Vergrößerung). Abbildung 3.2 zeigt den Körper eines Weibchens (40fache Vergrößerung). Die Abbildungen 3.3 – 3.5 ermöglichen den direkten Vergleich der Unterseiten der Geschlechter und Entwicklungsstufen.

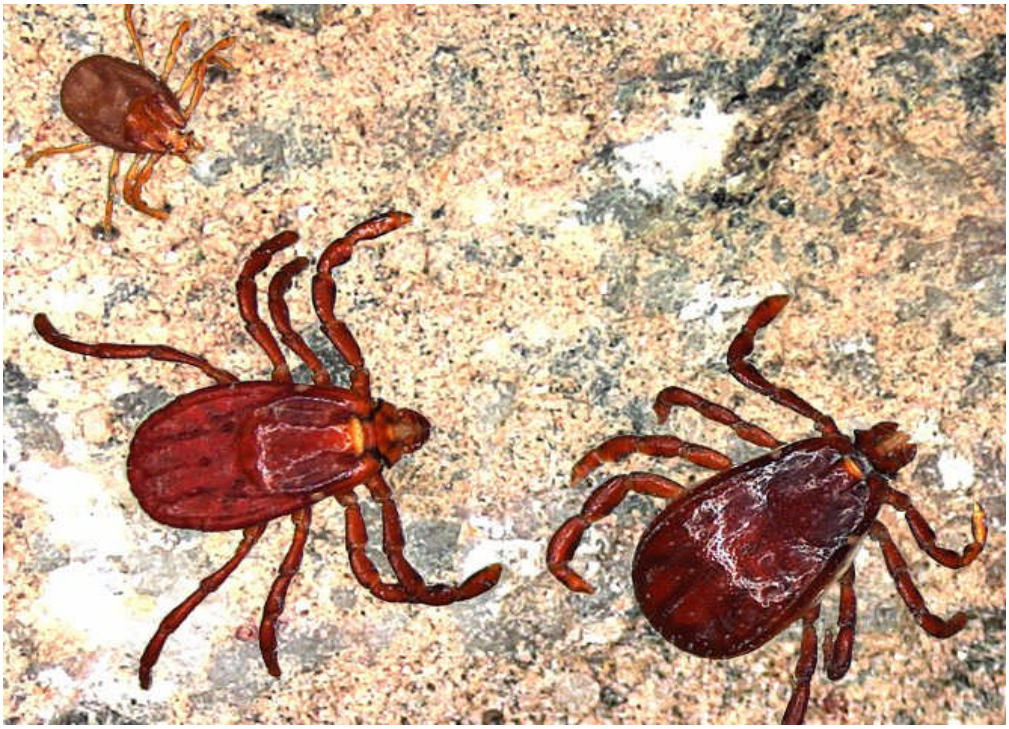


Abbildung 3.1: Nymphe, Weibchen und Männchen von *R. sanguineus* (30x)

Abbildung 3.2: Habitus eines Weibchens der Art *R. sanguineus* (40x)

Abbildungen 3.3 – 3.5: Dorsalansichten: Männchen (Abb. 3.3; 34x), Weibchen (Abb. 3.4; 36x) und Nymphe (Abb. 3.5; 40x) von *R. sanguineus.* Beim Weibchen Bein 4 links ab Femur fehlend. Bei der Nymphe Hypostom und Bein 4 rechts ab Coxa fehlend.

Die Standorte sind nachfolgend beschrieben und mit Z für Zeckenfundort benannt.

3.1.1.1 Lanzarote

Auf Lanzarote wurden 99 Zecken gesammelt (siehe Tabelle 7.1 im Anhang 7.4). Von diesen wurden alle als Rhipicephalus sanguineus bestimmt. Sie teilten sich auf in 58 Weibchen, 36 Männchen und 5 Nymphen. Die Fangorte werden nachfolgend einzeln beschrieben, bezeichnet mit ZL1 – ZL8 (L = Lanzarote).

Standort ZL1

Tabayesco: Tabayesco ist ein Dorf im Norden Lanzarotes. Der Boden ist sandig und mit Picon durchsetzt. Außerdem sind viele Felder mit Picon bestellt. Die unbearbeiteten Felder sind von trockenen Gräsern und Strauchdornlattich bewachsen (siehe Abbildung 3.7). Tabayesco liegt auf etwa 70 m über dem Meeresspiegel bei den Koordinaten N 29° 07’ 37.2“ und W 13° 28’ 51.5“. An diesem Standort wurden 17 Weibchen, 11 Männchen und 2 Nymphen gesammelt.

Abbildung 3.7: Standort Z*L1* - Tabayesco

Standort ZL2

Barranco Luciana: Der Barranco ist dem Meer direkt zugewandt und windgeschützt. Er ist botanisch durch trockene Felder mit Gräsern und Strauchdornlattich charakterisiert. Bei Niederschlägen vereint sich hier Wasser zu einem Bach. Der Standort liegt bei den Koordinaten N 29° 07’ 58“ und W 13° 28’ 25“. Er beginnt bei einer Höhe von 230 m und steigt ab bis auf 40 m. An diesem Standort wurden 6 Männchen und 12 Weibchen gesammelt.

Standort ZL3

Munique: Munique ist ein Dorf im Zentrum der Insel. Es liegt in El Jable, der Wüste Lanzarotes. Das Gelände weist wenig Vegetation auf und hat durchweg sandigen Boden. Die Position des Standorts ist N 29° 04’ 15.6“ und W 13° 38’ 31.3“ und liegt auf 176 m. An diesem Standort konnten zu keinem Zeitpunkt Zecken gesammelt werden.

Standort ZL4

Tierheim SARA: Das Tierheim SARA ist in Tahiche, nah am Malpaís gelegen. Die Umgebung besteht aus vulkanischem Boden mit tiefen Rissen im Boden und festem Vulkangestein. Das Tierheim selbst ist gemauert und verputzt. Die Hunde werden in Boxen meist zu zweit oder dritt gehalten, der Boden ist gepflastert. Die Tiere werden auch im Umland spazierengeführt. Dies ist in erster Linie sandig und felsig. Das Areal hinter der Ostmauer des Tierheims, also die windgeschützte Seite, wird durch Abwässer gespeist. Hier wachsen höhere Pflanzen, in erster Linie Blautabak (*Nicotiana glauca*). Die Koordinaten des Standorts sind N 28° 59’ 47“ und W 13° 33’ 18“. Dort wurden 12 Weibchen, 10 Männchen und 2 Nymphen gesammelt.

Standort ZL5

Lomo de San Andrés: Beim Lomo de San Andrés handelt es sich um einen Vulkanhang, an dem Picon abgebaut wurde. Deshalb ist noch viel Picon auf dem Boden verteilt. Es tritt ein dichter Wuchs von trockenen Gräsern und von Strauchdornlattich auf. Der Hang ist permanentem Wind ausgesetzt, da er nach Westen zeigt. Der Standort liegt bei N 29° 02’ 06.3“ und W 13° 37’ 02.4“. Es wurden 2 Männchen und 3 Weibchen gesammelt.

Standort ZL6

Podencohilfe in Not: Es handelt sich um einen Hundehof. Der Boden ist mit Picon bedeckt. Durch einen Maschendrahtzaun ist der Bereich von Vegetation abgetrennt. Es findet sich in erster Linie Strauchdornlattich, daneben trockene Gräser. An dem Standort wurden 2 Weibchen gesammelt.

Standort ZL7

Playa Blanca: Das Gelände um Playa Blanca ist geprägt durch sandigen Untergrund. Des weiteren findet sich felsiger Boden und wenig Vegetation (siehe Abbildung 3.8). Diese besteht in erster Linie aus trockenen Gräsern und einigen Strauchdornlattichpflanzen. Hier wurden 7 Weibchen und 1 Nymphe gesammelt.

Abbildung 3.8: Standort *ZL7* – Playa Blanca

Standort ZL8

Haría: Der Standort Haría befindet sich auf 400 m Höhe über dem Meeresspiegel. Das Umfeld ist geprägt durch ausgedehnte Piconfelder mit Gräserbewuchs. Im Vergleich zum Rest der Insel ist die Feuchtigkeit hier hoch, da sich in dem Vulkankessel Nebel und Wolken fangen, deren Flüssigkeit sich auf dem Boden niederschlägt. An dem Standort wurden 8 Männchen und 6 Weibchen gesammelt.

3.1.1.2 Fuerteventura

Auf Fuerteventura wurden 359 Zecken gesammelt (siehe Tabelle 7.1 im Anhang 7.4). Diese wurden an drei Standorten des Tierschutzvereins Okapi und auf einer Ziegenfarm gesammelt (F1 – F4; F = Fuerteventura). Die bei der Untersuchung auf

Rickettsien lebend bzw. tiefgefroren eingesetzten Zecken (siehe Kapitel 3.4) stammten alle vom Standort F1 auf Fuerteventura (Finca Manolo). Von den gesammelten Zecken wurden 358 als *Rhipicephalus sanguineus* bestimmt und eine als *Hyalomma lusitanicum* (Standort F3).

Standort ZF1

Finca Manolo: Die Finca Manolo ist ein Bauernhof mit ungepflastertem, lehmig-sandigem Boden, teilweise mit Picon ausgestreut. In Verschlägen aus Holzpaletten leben die Hunde in Gruppen von drei bis zehn Hunden. Insgesamt leben hier zur Zeit etwa 35 Hunde, ursprünglich waren es 90 auf engem Raum. Dies erklärt den hohen Zeckenbefall, sodass Zecken direkt vom Boden aufgelesen werden konnten. Auch die Hunde waren stark befallen (siehe Abbildung 3.10). Die Position des Standortes liegt bei N 28° 44’ 37“ und W 13° 54’ 43“. Es wurden 73 Männchen, 91 Weibchen und 9 Nymphen gesammelt.

Abbildung 3.10: Standort *F1* – Hund am Standort Finca Manolo (genehmigt durch OKAPI Fuerteventura)

Standort ZF2

Perrera La Oliva: Die Tötungsstation in La Oliva wurde vom Tierschutzverein Okapi übernommen und fungiert jetzt als Tierheim, wie in Deutschland üblich. Die Wände sind verputzt, der Boden ist in den Einzelboxen gepflastert. Die meisten Hunde sind jedoch im Verband in einem großen Auslauf mit sandigem Boden. Hier leben etwa 20 Hunde zusammen. Nach außen ist der Auslauf mit einem Maschendrahtzaun abgegrenzt und in unmittelbarer Nähe befindet sich umfangreiches Buschwerk (Strauchdornlattich; siehe Abbildung 3.11). Zecken wurden aufgrund der besseren Umgänglichkeit der Hunde ausschließlich von den Hunden im Auslauf abgesammelt. Die Koordinaten des Standorts sind N 28° 36’ 31“ und W 13° 55’ 40“. Insgesamt wurden 22 Zecken der Art *Rhipicephalus sanguineus* gesammelt, 12 Weibchen und 10 Männchen.

Abbildung 3.11: Standort *ZF2* – Perrera La Oliva

Standort ZF3

Finca Mustafa: Dieser Standort befand sich abgelegen an einer Landstraße. Boden und Umgebung waren geprägt von Sand und Strauchdornlattich (siehe Abbildung

3.12). Auf dem Hofe waren neben Ziegen, von denen eine Zecke abgesammelt werden konnte, auch Hunde, Katzen und Hühner anzutreffen. Es konnte nicht mehr Material gesammelt werden, da die Ziegen nicht zutraulich waren. Die Hunde und Katzen wurden ebenfalls untersucht, waren jedoch zeckenfrei. Bei der gesammelten Zecke handelte es sich um ein Männchen der Art *Hyalomma lusitanicum*.

Abbildung 3.12: Standort *ZF3* – Finca Mustafa

Standort ZF4

Finca Esquinzo: Auch dies ist ein Tierschutzstandort, an den alte und nicht vermittelbare Hunde gebracht werden. Am Hang eines erloschenen Vulkans gelegen ist auch hier der Boden sandig bis lehmig und mit Strauchdornlattich bewachsen. Hier leben circa 40 Hunde auf weitläufigem Gelände (Abbildung 3.13). Die Finca liegt in der Nähe von Tindaya bei den Koordinaten N 28° 35’ 12“ und W 14° 00’ 35“. Insgesamt wurden hier 163 Zecken gesammelt. Diese umfassten 53 Weibchen, 97 Männchen und 13 Nymphen.

Abbildung 3.13: Standort *ZF4* – Finca Esquinzo

3.1.1.3 Gran Canaria

Auf Gran Canaria wurden 73 Zecken gesammelt. Diese stammten alle vom selben Standort (GC1; GC = Gran Canaria), der Auffangstation des „Vereins zur Rettung todgeweihter Hunde“ in Telde. Von den 78 Zecken wurden 77 als *Rhipicephalus sanguineus* bestimmt und 1 Weibchen als *Hyalomma lusitanicum*.

Standort ZGC1

Telde: Der Auffangstation des „Vereins zur Rettung todgeweihter Hunde“ liegt in unmittelbarer Nähe weitläufiger Bananenplantagen. Die Hunde leben in gefliesten Ausläufen zu dritt, zu zweit oder alleine oder im größeren Verband von etwa acht Hunden im Haus. Die Zecken wurden sowohl von den Hunden im Auslauf, als auch im Haus abgesammelt. Der Standort befindet sich bei den Koordinaten N 27° 56’ 40“ und W 15° 23’ 51“. Es wurden 29 Männchen, 39 Weibchen und 9 Nymphen der Art *Rhipicephalus sanguineus* und 1 Weibchen von *Hyalomma lusitanicum* gesammelt.

3.1.2 Sandmückenfang

Die Standorte, an denen Fallen aufgehängt wurden, wurden nach ihrer unmittelbaren Nähe zu Dörfern oder Tierhaltungsorten gewählt. Es wurde darauf geachtet, dass der Boden nicht gepflastert, sondern locker erdig bis sandig war, es windgeschützte Stellen gab und ggf. Wasser in der Nähe vorhanden war.

Die Fallen wurden im Zeitraum vom 01.06.2010 bis zum 27.09.2010 aufgestellt. An keinem Standort wurden Sandmücken gefangen. Im Beifang wurden neben Nematoceren, Coleopteren und Lepidopteren jedoch auch Psychoda aus der Familie Psychodidae detektiert. Diese wurden näher bestimmt als *Psychoda phalaenoides* (Abortfliege). Eine weitere Bestimmung des Beifangs entfiel.

Die untersuchten Standorte sind nachfolgend benannt, kurz beschrieben und mit einem S für Sandmückenstandort abgekürzt. Die Kürzel L und GC entsprechen denen aus Kapitel 3.1.

3.1.2.1 Lanzarote

Die Koordinaten der Standorte auf Lanzarote sind in Tabelle 3.3 festgehalten.

Tabelle 3.3: Koordinaten der Sandmückenfallen-Standorte auf Lanzarote

Ort	**N**	**W**	**Höhe**
SL1 Órzola (Las Pardelas)	29° 12' 22"	13° 27' 09"	80 m
SL2 Arrieta	29° 07' 41"	13° 27' 59"	21 m
SL3 Tabayesco	29° 07' 37"	13° 28' 51"	68 m
SL4 Tabayesco (Norte)	29° 07' 25"	13° 30' 23"	191 m
SL5 La Santa	29° 05' 16"	13° 40' 03"	105 m
SL6 Teneguime	29° 04' 35"	13° 29' 21"	134 m

Tabelles 3.3: Fortsetzung von S. 55

Ort	N	W	Höhe
SL7 Guatiza	29° 04' 34"	13° 29' 08"	136 m
SL8 Munique	29° 04' 15"	13° 38' 31"	176 m
SL9 Teseguite	29° 03' 24"	13° 31' 58"	217 m
SL10 Mozaga	29° 02' 08"	13° 35' 38"	220 m
SL11 Tahiche	28° 59' 47"	13° 33' 18"	132 m
SL12 Puerto del Carmen	28° 55' 56"	13° 38' 45"	49 m
SL13 Yaiza	28° 57' 27"	13° 45' 33"	201 m
SL14 La Asomada	28° 57' 17"	13° 41' 15"	237 m
SL15 Uga	28° 56' 56"	13° 44' 47"	195 m
SL16 Playa Quemada	28° 56' 15"	13° 43' 41"	196 m

Standort SL1

Órzola: Die Sandmückenfallen im Tierpark „Las Pardelas“ in Órzola wurden über sandig-steinigem Boden zwischen einem Ziegengehege und einem Pferdeauslauf aufgehangen (siehe Abbildung 3.16).

Abbildung 3.16: Standort *SL1* – Las Pardelas in Órzola

Standort SL2

Arrieta: In Arrieta wurden die Sandmückenfallen innerhalb einer gemauerten Häuserruine befestigt, deren Boden nicht gepflastert war. Er bestand aus fester sandiger Erde mit tiefen Rissen. In unmittelbarer Nähe befand sich eine Finca mit circa zehn Hunden.

Standort SL3

Tabayesco: Die Sandmückenfalle wurde innerhalb des Gartens einer Finca über sandig bis steinigem Boden aufgehängt. Durch eine begrenzende Steinmauer war der Bereich vor Wind geschützt.

Standort SL4

Tabayesco Norte: Bei diesem Standort handelt es sich um ein trockenes Flussbett mit Wasseransammlungen in Höhlen im Vulkan. Daneben befindet sich ein Pferdeauslauf. Der Boden variiert zwischen sandig, lehmig und steinern.

Standort SL5

La Santa: In La Santa wurde die Falle in die Aushöhlung eines Vulkans gehängt. Der Boden bestand vollständig aus Picon. Das Dorf befand sich in unmittelbarer Nähe.

Standort SL6

Teneguime: Der Standort war ein trockenes Flussbett, mit sandigem, stellenweise felsigen Boden. Es handelte sich um eine enge Schlucht, die als Brutplatz für Felsenhühner (*Alectoris barbara*) bekannt ist. Durch den geringen Durchmesser der Schlucht ist das Gebiet windgeschützt und feucht.

Standort SL7

Guatiza: In Guatiza wurde die Falle in eine halboffene Höhle im Vulkangestein gehängt. Der Boden bestand aus Picon. Der Standort befand sich am Rand des Dorfes auf einer Anhöhe.

Standort SL8

Munique: Die Fallen wurden in Munique auf einem Biobauernhof aufgehängt, zwei Fallen im Hühnerstall, eine im Schweinestall, eine im Ziegengehege und eine im Gewächszelt. Der Tierställe waren alle nach außen geöffnet. Der Boden war sandig. Im Gewächszelt aus grobmaschigem Stoff war der Boden erdig und feucht. Direkt daneben lagen die Hundezwinger und ein Wohnhaus.

Standort SL9

Teseguite: In Teseguite wurde je eine Falle im Innenhof bzw. im Schuppen einer Ziegenfinca aufgehängt. Der Boden war teilweise sandig, teilweise locker gepflastert. Die Fallen hingen ausschließlich über sandigem Boden.

Standort SL10

Mozaga: In Mozaga hing die Sandmückenfalle neben dem Auslauf einer Ziegenherde. Der Boden bestand aus Picon auf rissigem Lehmboden. Die Falle hing in einer Grube mit Pflanzenbewuchs, v. A. Blautabak (*Nicotiana glauca*).

Standort SL11

Tahiche: Der Standort der Sandmückenfalle befand sich an der Mauer eines Tierheims (siehe Abbildung 3.17). Innerhalb des Tierheims war der Boden gepflastert, dieses war jedoch oben offen. Außerhalb war der Boden sandig und leicht feucht aufgrund von Abwässern und durch Bewuchs mit Blautabak charakterisiert.

Abbildung 3.17: Standort *SL11* – Tahiche

Standort SL12

Puerto del Carmen: In Puerto del Carmen wurde die Falle an der Mauer eines Tierparks befestigt. Der Boden war locker erdig und stellenweise feucht, in unmittelbarer Nähe mit Picon bedeckt (siehe Abbildung 3.18).

Abbildung 3.18: Standort *SL12* – Puerto del Carmen

Standort SL13

Yaiza: In Yaiza wurde die Sandmückenfalle am Dorfrand neben einem Feld in direkter Nähe der Wohnhäuser befestigt. Der Boden war sandig und mit Picon bedeckt.

Standort SL14

La Asomada: In La Asomada wurde die Falle auf einem Feld neben dem Auslauf von Dromedaren befestigt. Der Boden war fest-erdig und mit Picon bestreut.

Standort SL15

Uga: Die Sandmückenfalle in Uga war neben dem Nachtauslauf von Dromedaren befestigt. Der Boden war sandig und tief und wies Exkremente der Dromedare auf.

Standort SL16

Playa Quemada: Hier wurde die Falle im Stallbereich eines Streichelzoos/Reitzentrums installiert. Der Boden war mit Picon bedeckt. Neben der Falle befand sich ein Misthaufen. Rundherum waren Gehege mit Kaninchen und Hühnern sowie die Pferdestände.

3.1.2.2 Gran Canaria

Standort SGC1

Telde: Auf Gran Canaria wurde über mehrere Wochen in Telde eine Sandmückenfalle verwendet. Sie hing windgeschützt auf der Terrasse eines Wohnhauses. Dieses gehörte zur Hundeauffangstation des „Vereins zur Rettung todgeweihter Hunde“. An die Terrasse schloss ein sandiger Auslauf an sowie die Hundehütten der Station. In unmittelbarer Umgebung befinden sich außerdem weitläufige Bananenplantagen. Die Koordinaten des Standortes lauten N 27° 56’ 40“ und W 15° 23’ 51“.

3.2 Untersuchung von Seren und Blutproben kanarischer Hunde

Um Prävalenzen der möglichen Parasitosen von kanarischen Hunden zu ermitteln, wurden 161 Proben über einen Zeitraum von 6,5 Jahren untersucht (Aug 2004 – Nov 2010). Die Gesamtauflistung ist in Tabelle 7.2 im Anhang 7.5 aufgeführt. Von den

untersuchten Hunden wiesen 100 Kontakt zu verschiedenen Parasiten auf, dies entspricht 62,1 %. Zwölf dieser Hunde wiesen nur fragliche und keine zusätzlichen eindeutig positiven Testergebnisse auf. Eine Übersicht der Ergebnisse ist in Grafik 3.19 zu sehen.

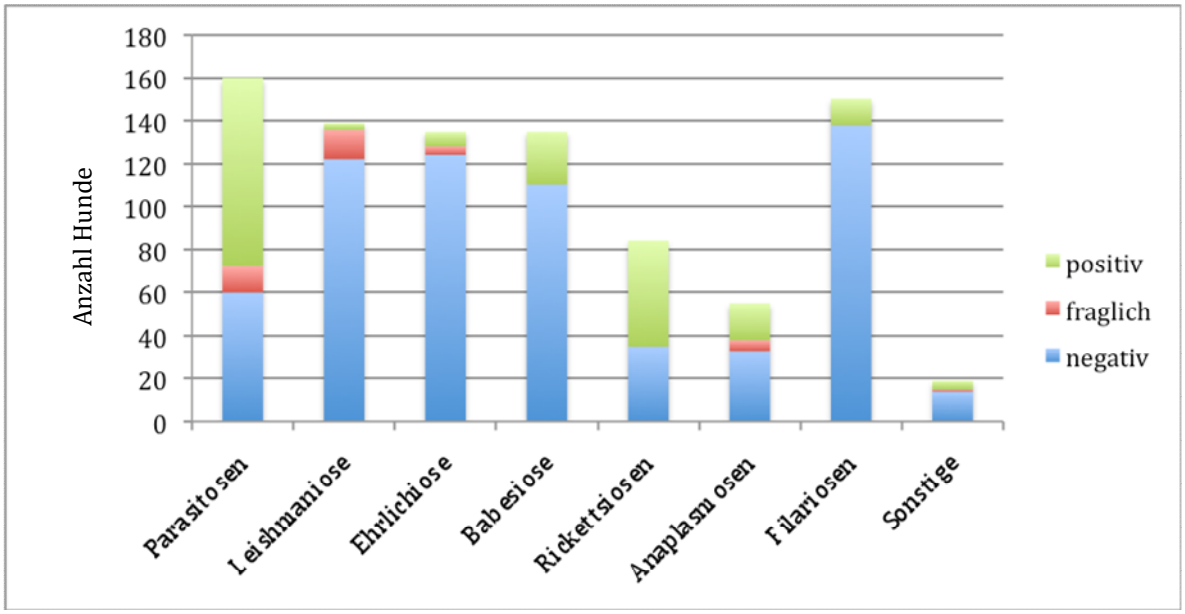


Abbildung 3.19: Gesamtdarstellung der Pathogene und Seroprävalenzen

Untersucht wurden 22 Hunde von Lanzarote, 32 Hunde von Fuerteventura, 63 Hunde von Gran Canaria, 29 Hunde von Teneriffa und 5 Hunde von der Insel La Palma. Bei 10 Hunden war die genaue Herkunft nicht bekannt (siehe Grafik 3.20).

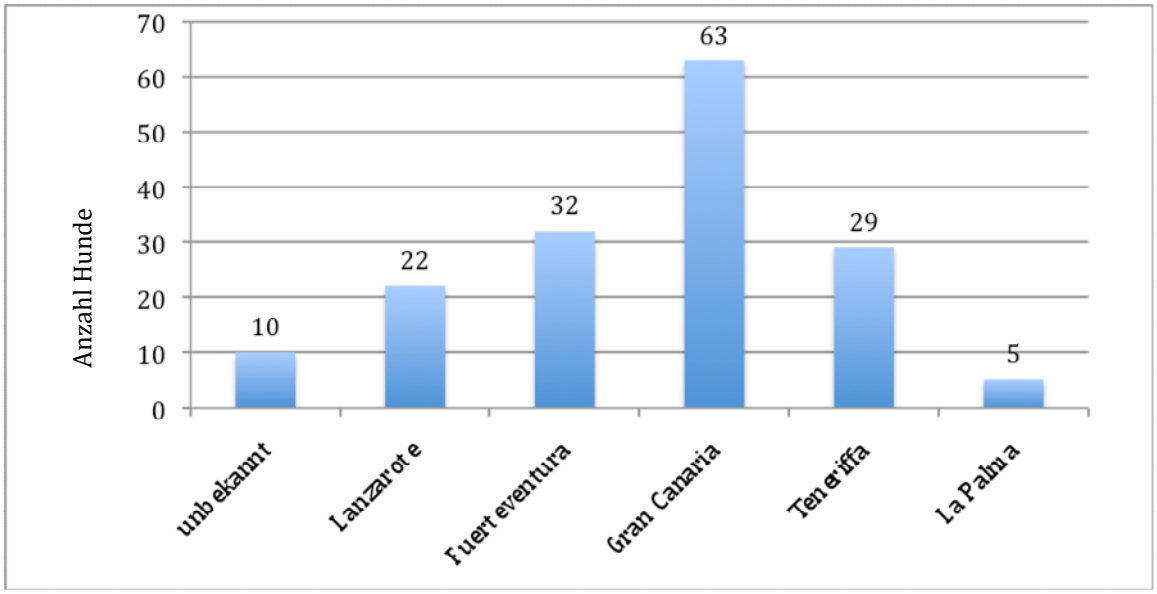


Abbildung 3.20: Herkunft der untersuchten Hunde

3.2.1 Leishmaniose

Es wurden 139 Hunde auf Leishmaniose untersucht. 122 Proben waren negativ, 14 fraglich und 3 positiv. Dies entspricht 2,16 % positiven Proben (siehe Abbildung 3.21).

Von den drei positiv getesteten Hunden stammte einer von Teneriffa, einer von Fuerteventura und von einem ist nur der Aufenthalt auf einer der kanarischen Inseln bekannt. Dieser Hund lebte jedoch sowohl dort, als auch in Kroatien. Er wies zusätzlich Antikörper gegen Babesiose auf. Bei dem Hund von Teneriffa wurde eine Hepatozoonose nachgewiesen. Der Hund von Fuerteventura zeigte ebenfalls eine positives Testergebnis auf Rickettsiose. Dieser Hund wurde bereits 5 Jahre vor der Testung nach Deutschland importiert.

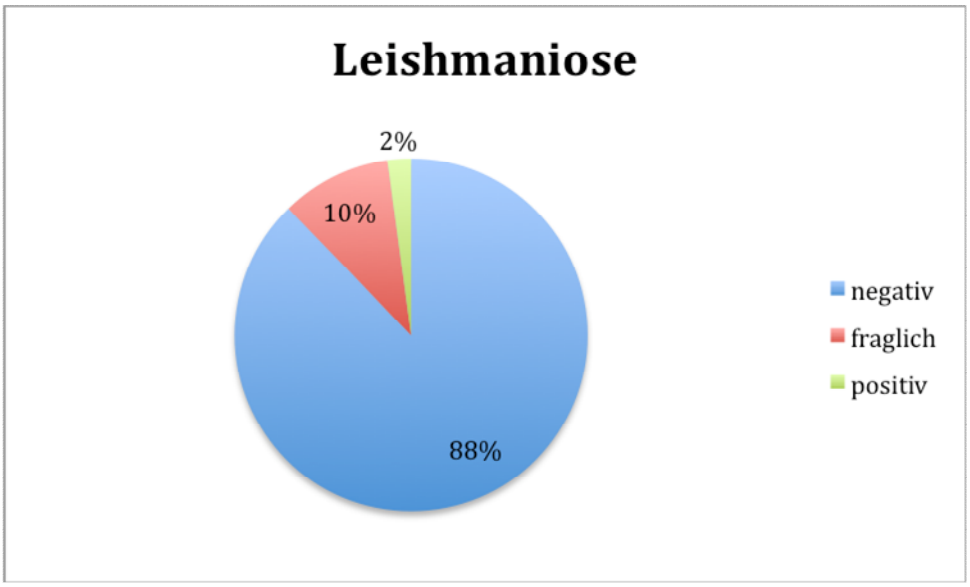


Abbildung 3.21: Leishmanioseseroprävalenz in Prozent

3.2.2 Ehrlichiose

Es wurden 124 Hunde auf Ehrlichiose untersucht. Von diesen zeigten 4 Hunde ein fragliches Testergebnis und 7 Seren wiesen deutlich Ehrlichienantikörper auf (siehe Abbildung 3.22). Dies entspricht 5,19 % positiven Proben.

Ein Hund stammte von Teneriffa, zwei von Fuerteventura, zwei von Lanzarote und zwei von Gran Canaria. Drei der Hunde wiesen zusätzlich Antikörper gegen Babesien auf. Zwei Hunde zeigten einen positiven Titer auf Anaplasmose. Einer war zusätzlich mit Rickettsien in Kontakt. Bei einem Hund ist bekannt, dass er bereits 4 Jahre vor der Untersuchung importiert wurde .

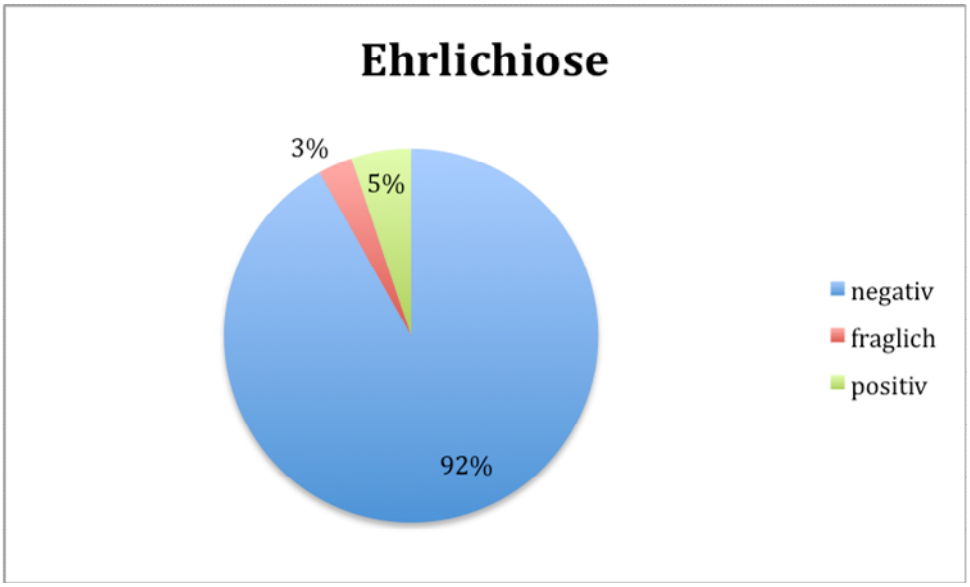


Abbildung 3.22: Ehrlichioseseroprävalenz in Prozent

3.2.3 Babesiose

Es wurden 135 Hunde auf Babesiose untersucht. Von diesen waren 110 negativ und 25 positiv (siehe Grafik 3.23). Dies entspricht 18,5 % positiven Proben. Die verschiedenen Babesioseerreger können Kreuzreaktionen untereinander auslösen.

Von Lanzarote stammten sechs Hunde, von Fuerteventura kamen drei Hunde, von Gran Canaria zehn und von Teneriffa zwei. Die genaue Herkunft der restlichen vier Hunde war unbekannt. Acht Hunde wiesen keine weitere Parasitose auf. Ein Hund war zusätzlich einmal mit Leishmanien in Kontakt, wurde jedoch teilweise zusätzlich in Kroatien gehalten. Drei wiesen Ehrlichienantikörper im Serum auf. Kontakt zu Rickettsien konnte bei sieben Hunden nachgewiesen werden. Außerdem wurden Anaplasmoseantikörper bei vier Hunden gefunden. Schließlich wurden bei zwei

Hunden Mikrofilarien von *Dirofilaria immitis* im Blut nachgewiesen. Fünf der untersuchten Hunde hielten sich zum Zeitpunkt der Testung schon seit 6 Monaten und mehr in Deutschland auf.

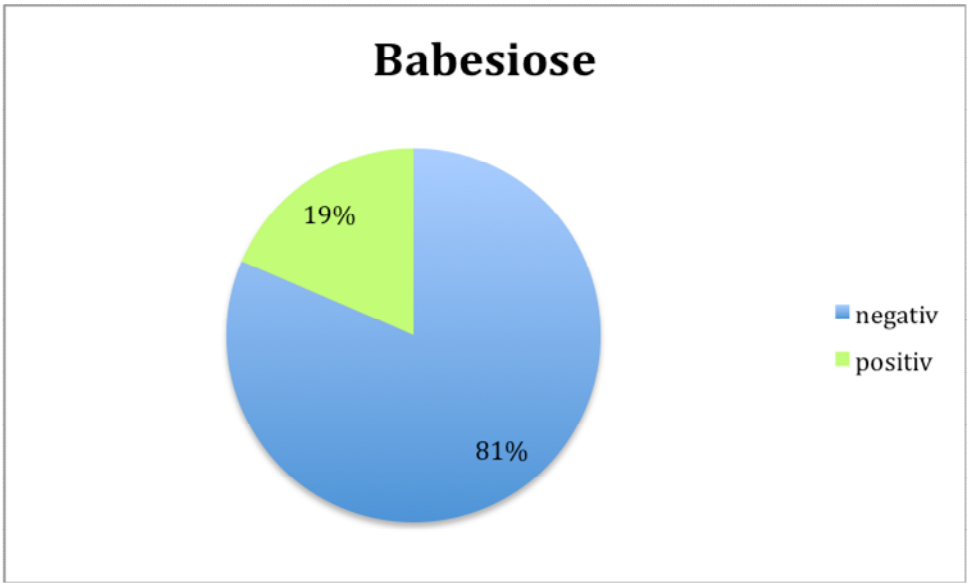


Abbildung 3.23: Babesioseseroprävalenzen in Prozent

3.2.4 Rickettsiosen

Von den 84 auf Rickettsien untersuchten Hundeseren zeigten 49 einen positiven Befund und 35 blieben negativ (siehe Abbildung 3.24). Dies entspricht 58,3 % positiven Proben.

Fünf der positiven Proben stammten von Lanzarote, 13 positiv getestete Hunde kamen von Fuerteventura. Von Gran Canaria wurden 27 Proben positiv getestet. Weiterhin stammten drei positive Proben von Teneriffa und eine Probe war ohne genaue Standortangabe.

Babesiose und Anaplasmose waren mit jeweils sieben Befunden die häufigsten zusammen auftretenden Parasitosen. Leishmaniose- und Ehrlichioseantikörper fanden sich bei jeweils einem Hund. Zwei Hunde zeigten eine Infektion mit *Dipetalonema reconditum*. Bei einem Hund wurden außerdem Hepatozoen nachgewiesen. Bei drei Hunden muss darauf hingewiesen werden, dass sich diese

Tiere zum Zeitpunkt der Testung seit 6 Monaten bis 1 Jahr bereits in Deutschland aufhielten. Bei neun weiteren waren es mehrere Jahre.

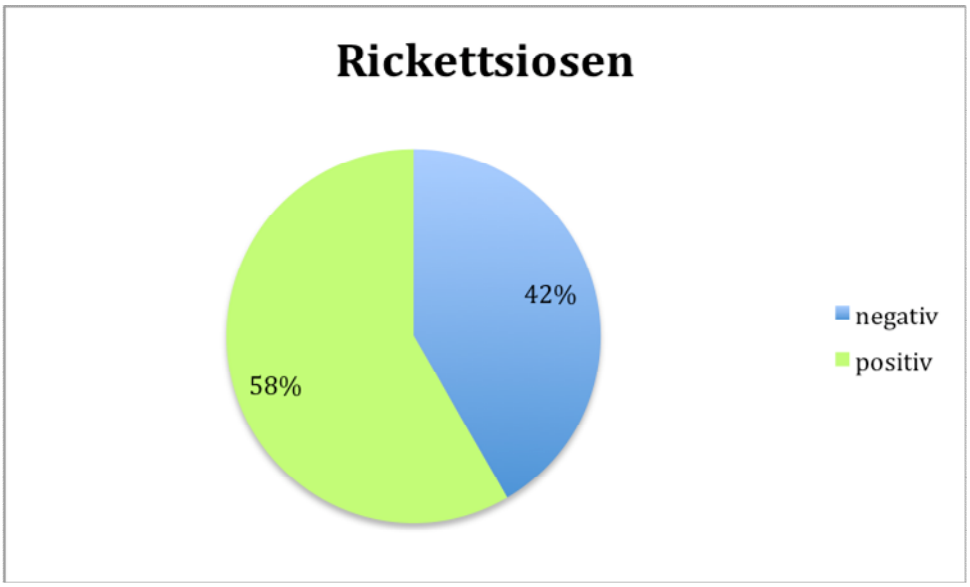


Abbildung 3.24: Rickettsioseseroprävalenzen in Prozent

3.2.5 Anaplasmosen

Auf Anaplasmosen wurden 55 Hunde untersucht. Von diesen waren 33 negativ, 5 hatten einen geringen, also fraglichen Titer und 17 waren positiv (siehe Abbildung 3.25). Dies entspricht 30,9 % positiven Proben. Der vermutete Erreger, *Anaplasma platys*, kann durch Kreuzreaktionen mit Antigenen von *Anaplasma phagocytophilum* nachgewiesen werden.

Von Lanzarote stammten zwei positive Proben. Sieben positive Proben stammten von Fuerteventura. Weitere fünf dieser Proben stammten von Gran Canaria. Von Teneriffa stammten zwei positive Proben und eine Probe war ohne genaue Herkunft.

Von den 17 auf Anaplasmenantikörper positiv getesteten Proben zeigten elf Antikörper gegen weitere Erreger. Besonders häufig waren Rickettsienantikörper mit sieben betroffenen Hunden. Babesienantikörper traten in vier Fällen auf. Weitere positive Antikörpertiter waren zweifach für Ehrlichiose und einmal für Mycoplasmose zu verzeichnen. Drei Tiere hielten sich schon seit vier Jahren oder länger in

Deutschland auf, bevor sie getestet wurden. Bei weiteren drei Hunden handelt es sich um Zeiträume zwischen sechs und 18 Monaten. Drei der Hunde waren jeweils nur kurzzeitig auf den Kanaren. Einer von ihnen war außerdem in weiteren süd- und osteuropäischen Ländern.

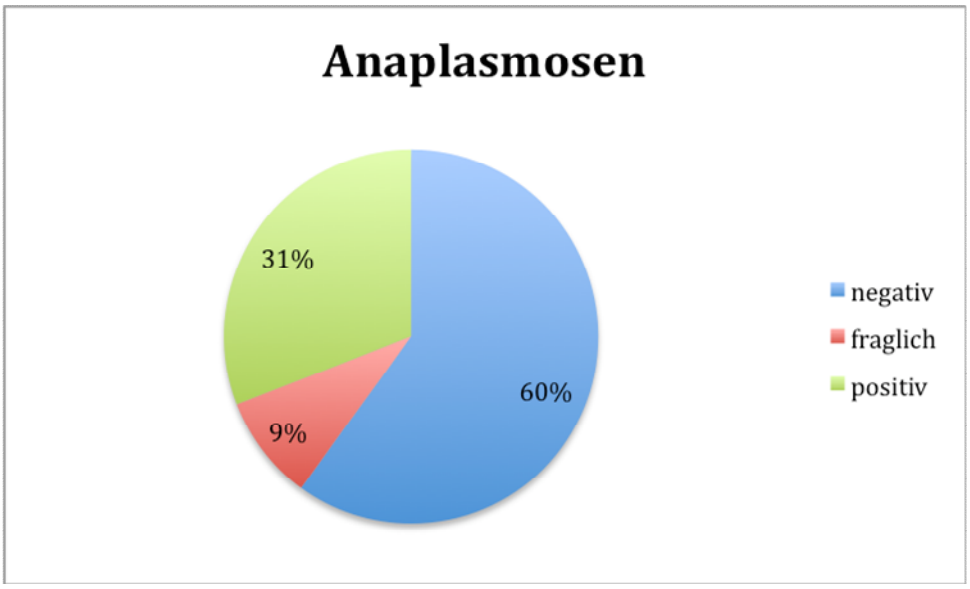


Abbildung 3.25: Anaplasmoseseroprävalenzen in Prozent

3.2.6 Filariosen

151 Blutproben von Hunden wurden mittels Knott-Test auf Mikrofilarien untersucht. Von diesen waren 139 ohne Befund und 12 wiesen Infekionen mit Filarien auf. Die Übersicht enthält Abbildung 3.26. Dies entspricht 8,63 % auf Filariosen positiv getestete Proben.

Die Blutprobe eines von La Palma stammenden Hundes enthielt Mikrofilarien der Art *Dirofilaria repens*. Mikrofilarien von *Dirofilaria immits* traten in sechs Proben von Teneriffa und Gran Canaria auf. Im Serum traten bei zwei der positiven Proben von Gran Canaria Antikörper gegen Babesien auf. Bei fünf Proben fanden sich Mikrofilarien der Art *Dipetalonema reconditum*. Davon stammten zwei von Lanzarote, eine von Fuerteventura, eine von Gran Canaria und eine von Teneriffa. Eine Probe von Fuerteventura enthielt zusätzlich Antikörper gegen Rickettsien und Hepatozoen

im Buffy-Coat-Ausstrich und eine von Gran Canaria zeigte einen positiven Antikörpertiter bezüglich Babesien und Anaplasmen.

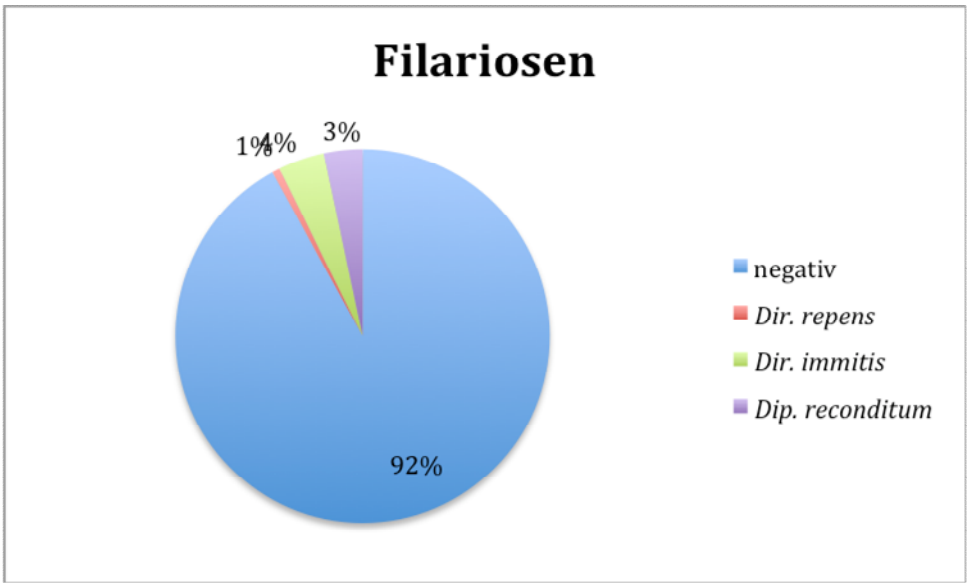


Abbildung 3.26: Filarioseinfektionen in Prozent

3.2.7 Weitere Parasitosen

12 Proben wurden auf Borreliose untersucht. Von diesen waren 11 negativ und eine von Teneriffa stammende Probe fraglich.

Von den vier auf Hepatozoonose untersuchten Proben waren drei im Buffy-Coat-Ausstrich positiv. Diese stammten von Teneriffa, Lanzarote und Fuerteventura. Die Probe von Lanzarote stammte von einem Hund, der sich nur zeitweise auf den Kanaren und zusätzlich in Kroatien aufgehalten hat. Er wies des weiteren Antikörper gegen Anaplasmen auf. Ein Hund hatte einen positiven Antikörpertiter gegen Rickettsien. Die von Fuerteventura stammende Probe zeigte Antikörper gegen Mycoplasmen und Anaplasmen. Der Hund war jedoch nicht nur auf den Kanaren sondern ebenfalls in anderen süd- und osteuropäischen Ländern.

Insgesamt fand sich bei 61 Hunden kein Hinweis auf eine Parasitose bzw. spezielle Bakterieninfektion. 69 Hunde wiesen eine Parasitose oder Bakterieninfektion auf und 24 Doppelinfektionen. Bei fünf Hunden wurden drei Pathogene bzw. spezifische Antikörper festgestellt und bei je einem Hund vier bzw. fünf (siehe Abbildung 3.27)

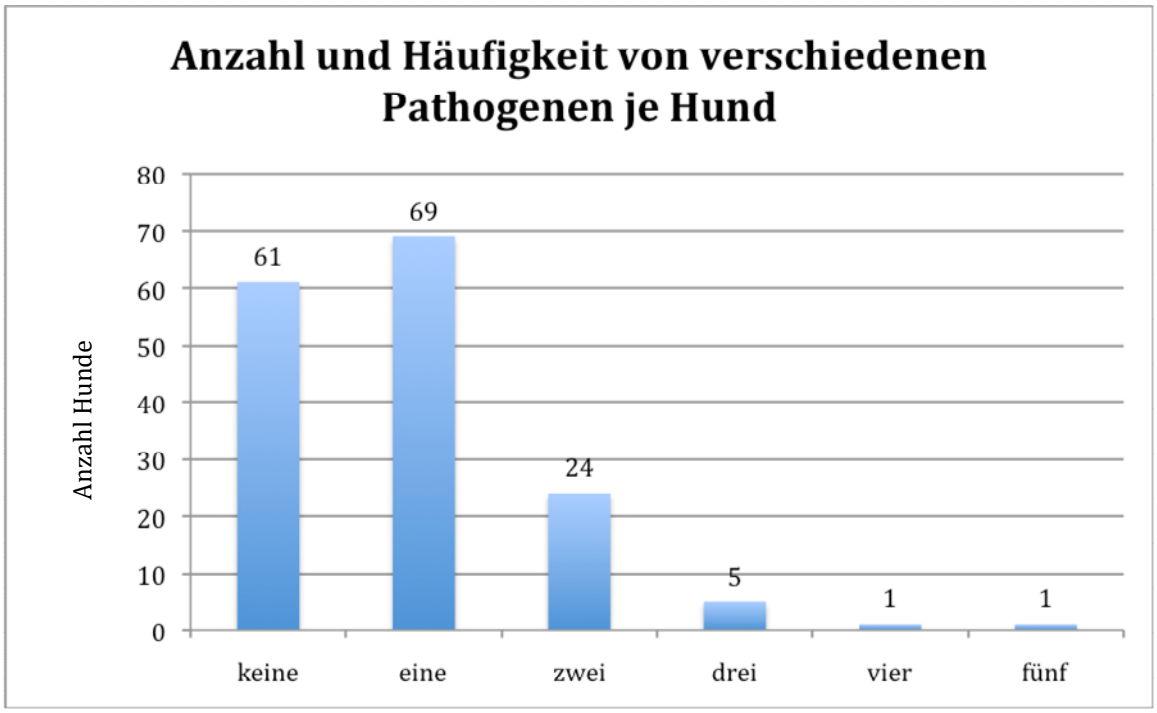


Abbildung 3.27: Anzahl der gleichzeitig auftretenden Pathogenen und der Seroprävalenzen je Hund

3.3 Untersuchung der Zecken auf Rickettsien

Die in Punkt 3.1 beschriebenen Zecken der Art *Rhipicephalus sanguineus* wurden mit molekularbiologischen Methoden auf Rickettsien untersucht. Dies erfolgte mittels Real time-PCR (siehe Kapitel 2.2.4.3). Diese Methode zeigt schon während des Laufs ein qualitatives und ein quantitatives Ergebnis. In Abbildung 3.28 ist beispielhaft der Verlauf einer Real time-PCR zu sehen. Die X-Achse zeigt die Anzahl der Zyklen an, die Y-Achse die auftretende Fluoreszenz. Je eher die Fluoreszenz also ansteigt, desto mehr doppelsträngige Ziel-DNA ist vorhanden. Steigt sie nicht an, ist die Probe als negativ anzusehen.

Die Kontrollen zeigten bei allen Durchläufen ein positives bzw. negatives Ergebnis.

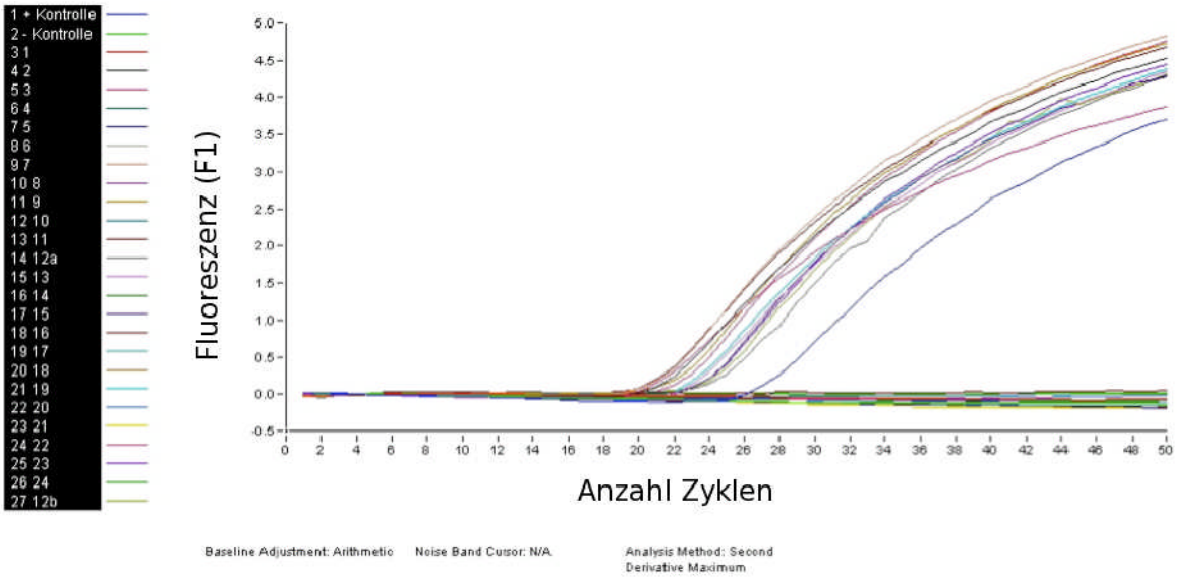


Abbildung 3.28: Real time-PCR, Proben Nr. 1 - 24

Von den Zecken von Lanzarote waren 14,58 % in der RT-PCR positiv, von Fuerteventura waren es 47,37 % (siehe Abbildung 3.29). Die Zecken von Gran Canaria wiesen alle ein negatives Testergebnis auf.

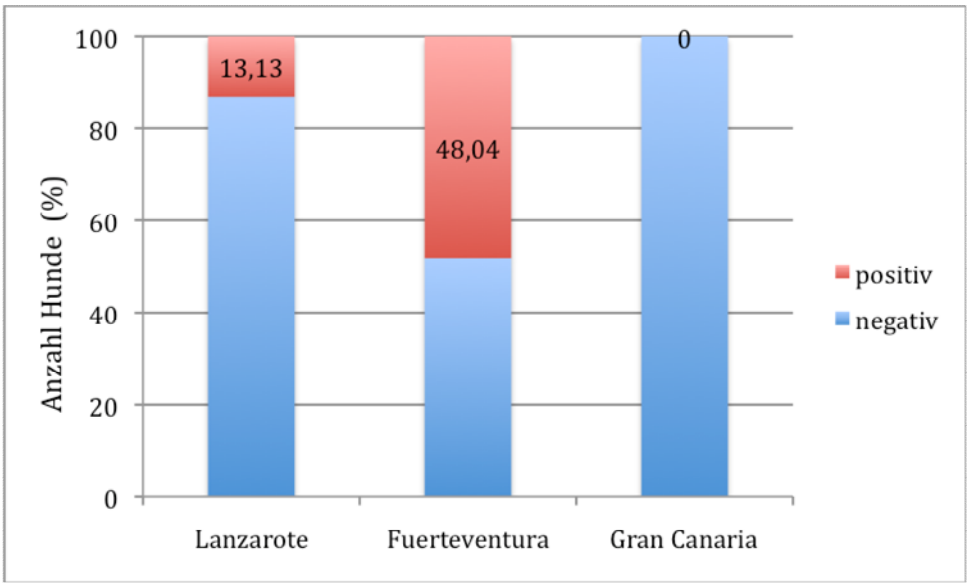


Abbildung 3.29: Gesamtdarstellung Untersuchung auf Rickettsien (in Prozent)

3.3.1 Lanzarote

Es wurden 99 Zecken von Lanzarote untersucht, davon 58 Weibchen, 36 Männchen und 5 Nymphen. Insgesamt waren 13 Zecken positiv auf rickettsiale DNA. Diese umfassten 7 Weibchen, 4 Männchen und 2 Nymphen (siehe Abbildung 3.30). Bei allen anderen Zecken von Lanzarote fiel die Real time-PCR negativ aus. Das entspricht 14,58 % auf Rickettsien positiv getesteter Zecken.

Die positiv getesteten Zecken wurden alle in die Block-PCR zum Sequenzieren eingesetzt (siehe 3.4).

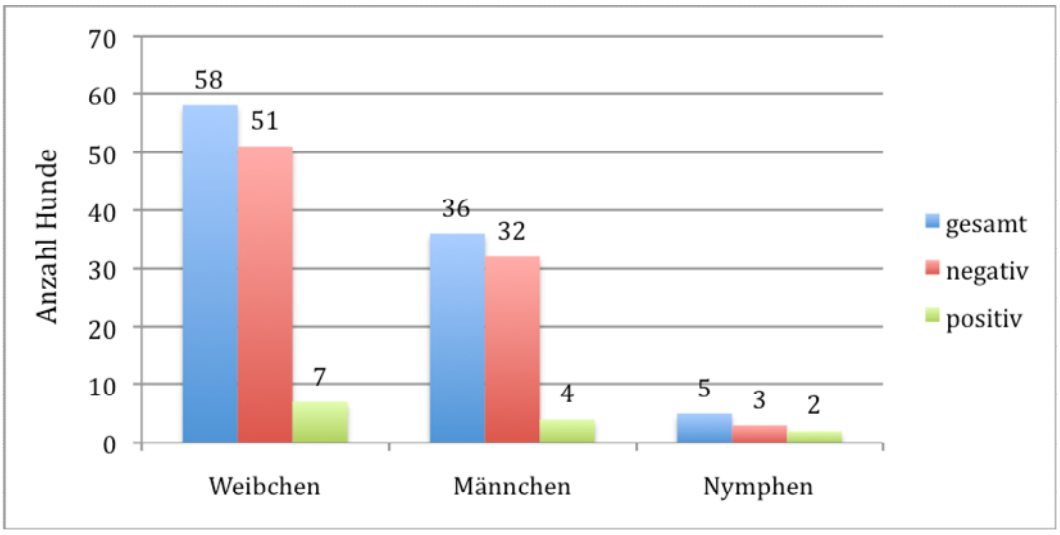


Abbildung 3.30: Rickettsienuntersuchung Lanzarote

3.3.2 Fuerteventura

Von der Insel Fuerteventura wurden 358 Zecken auf Rickettsien untersucht. Davon wiesen 55 Weibchen, 105 Männchen und 12 Nymphen ein positives Ergebnis auf, also insgesamt 172 Zecken (siehe Abbildung 3.31). Alle weiteren Zecken waren negativ. Dies sind 48,04 % auf Rickettsien-DNA positive Zecken.

Von den positiv getesteten Zecken wurden 32 in die Block-PCR zum Sequenzieren eingesetzt.

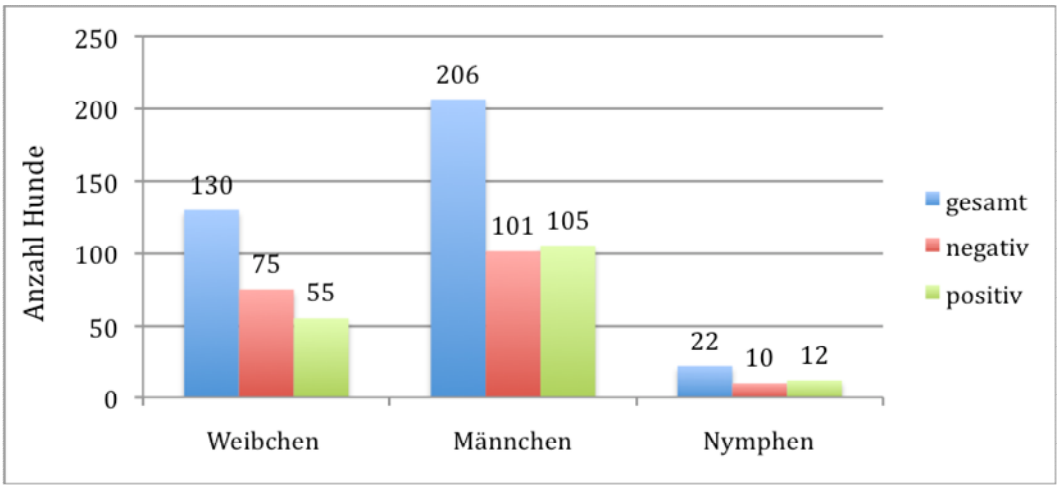


Abbildung 3.31: Rickettsienuntersuchung Fuerteventura

3.3.3 Gran Canaria

Insgesamt wurden 77 Zecken von Gran Canaria auf Rickettsien untersucht, davon 39 Weibchen, 29 Männchen und 9 Nymphen. Keine Probe wurde positiv getestet.

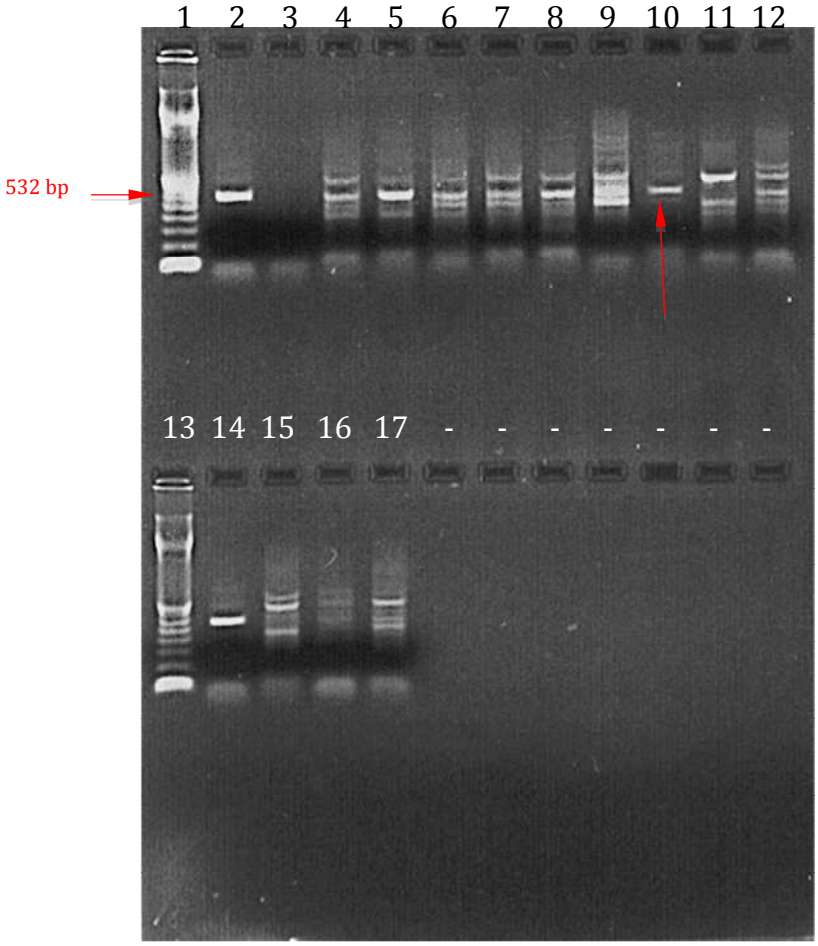
3.4 Sequenzierung der Rickettsien-DNA

Zum Sequenzieren wurden Zecken von jedem Standort eingesetzt. Bei mehreren positiven Zecken wurden stark positive Tiere jeden Geschlechts bevorzugt. Untersucht wurden Zecken aller positiven Standorte auf Lanzarote und von den Standorten Finca Manolo (F1), Perrera La Oliva (F2) und Finca Esquinzo (F4). Die genauen Angaben sind in Tabelle 7.1 im Anhang 7.4 zu finden. Tabelle 3.4 zeigt die Verteilung der untersuchten Zecken auf die Entwicklungsstadien und Geschlechter der einzelnen Standorte.

Tabelle 3.4: Entwicklungsstadien- und Geschlechterverteilung in der Block-PCR

Standort	**Weibchen**	**Männchen**	**Nymphen**
Lanzarote	8	4	2
Fuerteventura F1	3	23	0
Fuerteventura F2	6	2	0
Fuerteventura F4	3	3	2

Mittels der Block-PCR wurde die Rickettsien-DNA spezifisch amplifiziert und das Amplifikat in einer Agarosegelelektrophorese aufgetrennt. Nicht alle Proben konnten in die Sequenzierung eingesetzt werden. Nebenbanden traten auf bzw. es war zu wenig Amplifikat in der Probe enthalten. Beispielhaft ist dies in Abbildung 3.32 zu sehen.



1, 13: 100 bp Marker
2, 14: Positivkontrolle
3: Negativkontrolle
4: Probe 2
5: Probe 3
6: Probe 7
7: Probe 9
8: Probe 11
9: Probe 12
10: Probe 13
11: Probe 15
12: Probe 19
15: Probe 20
16: Probe 22
17: Probe 23

Abbildung 3.32: Beispiel einer Agarosegelektrophorese

Zur Größenbestimmung wurde jeweils in der ersten Spalte ein Marker aufgetragen mit Fragmenten von 100 Basenpaaren (bp) Unterschied. Das gesuchte Amplifikat hat eine Fragmentgröße von 532 bp, wie die Positivkontrolle zeigt. Es handelt sich dabei um einen Abschnitt des Oberflächengens *rOmpA*. Probe Nr. 13 in der Tasche 10 war distinkt und wies keine starken Nebenbanden auf. Deshalb konnte diese Probe für die Sequenzierung eingesetzt werden. Die andern Amplifikate waren nicht nutzbar, da eine Sequenzierung kein lesbares Ergebnis liefern würde.

Insgesamt wurden 18 Proben in die Sequenzierung eingesetzt. Die Standorte und Geschlechter bzw. Entwicklungsstadien der verwendeten Proben sind in Tabelle 3.5 zu sehen. Bei Proben mit schmalen Zielbanden, also wenig DNA, wurden 5 µl statt 2 µl Amplifikat in die Sequenzierung eingesetzt.

Tabelle 3.5: In die Sequenzierung eingesetzte Proben

Standort	**Probe Nr.**	**Geschlecht bzw. Entwicklungsstadium**	**Amplifikateinsatz [µl]**
Lanzarote *L1*	451	Weibchen	2
Lanzarote *L1*	469	Weibchen	5
Lanzarote *L4*	305	Weibchen	5
Lanzarote *L7*	334	Nymphe	5
Fuerteventura *F1*	13	Männchen	2
	26	Weibchen	2
	31	Männchen	2
	35	Männchen	2
	39	Männchen	2
	44	Männchen	2
	46	Männchen	5
	47	Männchen	5
	50	Männchen	5
	54	Männchen	5
Fuerteventura *F2*	131	Männchen	5
	132	Männchen	5
Fuerteventura *F4*	172	Männchen	5
	500	Weibchen	5

Die Sequenzierung erfolgte jeweils mit dem forward-Primer *Rr190.70p* und dem reverse-Primer *Rr190.602n* (siehe Kapitel 2.1.4). Die Primer amplifizieren ein Fragment des Oberflächengens *rOmpA* aus beiden Richtungen. Die Proben wurden entsprechend mit f für forward bzw. r für reverse betitelt.

Die Sequenzen von 13r, 35f, 451f und 469f waren lesbar. Die weiteren Sequenzierungen blieben ohne Ergebnis oder die Sequenzen waren für die exakte Auswertung zu kurz. Die Sequenzen sind im Anhang zu finden.

Der Abgleich mit der Datenbank BLAST (http://blast.ncbi.nlm.nih.gov/Blast.cgi) ergab 100 % Übereinstimmung mit den folgenden angegebenen Arten:

13r	*Rickettsia massiliae*
35f	*Rickettsia massiliae, Rickettsia rhipicephali*
451f	*Rickettsia massiliae*
469f	*Rickettsia massiliae, Rickettsia rhipicephali*

Alle Übereinstimmungen umfassten Arten der Familie *Rickettsia*. Bei den kürzeren Sequenzen von 35r, 39f, 451r, 469r waren auch die Sequenzen der Arten *R. aeschlimannii* und *R. amblyommii* konform. *Rickettsia conorii* konnte mit 87 - 90% Übereinstimmung als Erreger ausgeschlossen werden. Alle Übereinstimmungen über 95 % gehörten zu den *Rickettsiales*. Um die Sequenzen zu verlängern, wurde ein Alignement der Proben durchgeführt, von denen beide Sequnzierrichtungen vorlagen. Die Überlagerungen der Fragmente waren jeweils zu kurz, um eindeutigere Ergebnisse zu erhalten, oder nicht vorhanden.

4. Diskussion

4.1 Sammeln und Bestimmen von Zecken

Die Kenntnis über die Arten und Aufenthaltsorte der Vektoren von parasitischen Krankheitserregern ist für die Diagnostik, aber auch für die Vermeidung von Infektionen hilfreich. Darüber hinaus ist die Kenntnis von Vektoren auch für die Prognose der von ihnen übertragenen Infektionen von Bedeutung. Dies ist in Zeiten des weltweiten Tourismus und der Globalisierung besonders wichtig.

Die verschiedenen Methoden, die verwendet wurden, um Zecken im Freiland unabhängig vom Wirt zu sammeln, erbrachten keine verwertbaren Ergebnisse. Mit der Flagge konnten nur vier Zecken gesammelt werden, nachdem diese mit Körperschweiß imprägniert wurde. Die Variante mit dem Schaffell brachte gar keinen Erfolg. Dies lässt sich durch die Ökologie des Parasiten erklären. Bei den gesammelten Zecken handelt es sich fast ausschließlich um *Rhipicephalus sanguineus*. Die Strategie, die diese Zecke einsetzt, um zum Wirt zu gelangen, kann variieren (DANTAS-TORRES 2008). Zecken der selben Population können auf Gräsern sitzend darauf warten, vom Wirt abgestreift zu werden oder laufen aktiv aus ihrem Versteck zu diesem hin. Die Stimuli sind bei beiden Strategien dieselben. Bekannt sind chemische Stimuli, u. A. CO_2 und NH_4^+ und physikalische Reize, wie Luftbewegungen und Körpertemperatur des Wirtes (HAGGART et al. 1980, BALASHOV 1999, PAROLA et al. 2001). Aufgrund der hohen Temperaturen und geringen Niederschläge, die auf den Kanaren während der Fangzeit herrschten (siehe Tabelle 3.1), verfolgten die Zecken vermutlich die Strategie des aktiven Jagens, um ihren Flüssigkeitshaushalt zu konservieren. Die Art *Hyalomma lusitanicum*, die an zwei Standorten gesammelt werden konnte, ist grundsätzlich ein aktiver Jäger. Das Fangen der Zecken am Standort wäre interessant gewesen, um die Verteilung auf der Insel beurteilen zu können. Auch hätten die später besprochenen Infektionsherde der Rickettsiose genauer eingegrenzt werden können.

Im Gegensatz zum Flaggen erwies sich das Absammeln vom Wirt als erfolgreich. Die Kooperation der Tierschutzvereine ermöglichte die große Anzahl an gesammelten

Zecken. Aus Privathaushalten kam wenig Rückmeldung auf direkte Anfragen, den Zeitungsartikel und den Flyer. Dies erklärt sich aus der Stellung des Hof- und Haushundes als Nutztier bei den Bewohnern der Kanaren.

Die Körperstellen der Hunde, an denen die Zecken bevorzugt Blut saugen, sind abhängig von der Entwicklungsstufe. Während Nymphen sich an allen Stellen, jedoch bevorzugt in durch Fell geschützter Haut festsaugen, bevorzugen Adulte eher dünn behaarte bis fellfreie Stellen, wie auf und in den Ohren und zwischen den Zehen. Sie sind jedoch auch häufig im Nacken von Hunden zu finden und können ebenso an allen anderen Körperbereichen auftreten (HOOGSTRAAL 1956). Aufgrund der Übersichtlichkeit wurden bei Massenbefall die Zecken bevorzugt von den Ohren abgenommen.

Der Nachteil des Absammelns vom Wirt im Vergleich zum Fangen am Standort besteht in der Einseitigkeit der Beobachtungen, da nur solche Zecken gesammelt werden, die den Hund bzw. die Ziege als Wirtstier nutzen. Auch ist die Bestimmung der Standorte sehr ungenau. Die Wahrscheinlichkeit, dass die Zecke von einem bestimmten Ort stammt, sinkt mit steigender Größe des vom Hund besuchten Geländes. Nur bei reinen Hofhunden und den Hunden im Tierheim kann der Standort als gesichert angesehen werden. Außerdem lässt sich keine Aussage zum Verhältnis von Männchen und Weibchen im jeweiligen Gebiet treffen. Männchen halten sich mehrere Wochen bis Monate auf dem Wirt auf, um auf Kopulationspartner zu warten und nehmen dabei mehrfach geringe Mengen Blut auf (OLIVER 1989). Weibchen hingegen sind nur zu einer Blutmahlzeit und zur gleichzeitigen Kopulation für durchschnittlich acht Tage auf dem Wirt (NUTTALL 1915). Um die Bestimmung zu erleichtern, wurden zusätzlich ungesogene und teilgesogene Zecken bevorzugt.

Die Kenntnis der Standorte der Zecken in vivo ist aus prophylaktischen Gründen wichtig. Gleichzeitig ist es bei der Anamnese von Erkrankten hilfreich. Die Untersuchung der bekannten Standorte gibt Hinweise auf die Bedeutung von Strauchdornlattich für den Aufenthalt der Zecken auf den Ostkanaren. Bei den hohen Temperaturen und der geringen Luftfeuchtigkeit suchen die Zecken diese offenbar zum Schutz ihres Wasserhaushaltes auf. Picon als wasserspeicherndes Medium ist im Schatten als Zeckenbiotop ebenfalls günstig. Genauere Untersuchungen wären sinnvoll, um diese Annahme zu sichern.

Die Bestimmung der verschiedenen Familien der Ixodidae ist anhand des Hypostoms, dem Vorhandensein von Augen und der Färbung und Musterung des Scutums sicher durchführbar. Hingegen ist die Zuordnung der *Rhipicephalus*-Arten rein optisch problematisch und ungenau. Zuerst erfolgt die Einordnung in die Gattung *R. sanguineus*. Die Unterscheidung der Arten ist mithilfe der Anordnung der Marginallinien beim Männchen und der Punktierung des Scutums bei Männchen und Weibchen möglich (HOOGSTRAAL 1956). Aufgrund der Ähnlichkeit der verschiedenen Arten dieser Gattung und der physiologischen Vielfalt von *R. sanguineus* ist die sichere Bestimmung der Arten nur molekularbiologisch oder elektronenmikroskopisch möglich (WALKER et al. 2000).

Gesammelt wurden insgesamt 536 Zecken, davon 534 *Rhipicephalus sanguineus* und 2 *Hyalomma lusitanicum.* Es wurden deutlich mehr Männchen gesammelt, als Weibchen. Wegen ihrer geringeren Größe fanden sich wenig Nymphen und gar keine Larven. Die geringe Variation in den Arten liegt, wie bereits besprochen an der Fangart. Die Wirtsspezifität führt zu einem einseitigen Ergebnis. Weibchen spielen als Vektoren und als Reservoirwirte eine große Rolle. Sie müssen zur Eiproduktion obligat Blut aufnehmen. Außerdem läuft im Weibchen die transovarielle Übertragung ab. Adulte Männchen benötigen nicht zwingend Blut, saugen weniger, dafür teilweise mehrfach und verbleiben länger auf dem Wirt, während sie auf ein Weibchen warten.

4.2 Sandmückenfang

Sowohl auf Lanzarote, als auch auf Gran Canaria wurden bereits Sandmücken nachgewiesen. Im Rahmen dieser Studie blieb der Fang jedoch erfolglos.

Auf Lanzarote fingen LANE et al. im September 1982 (veröffentlicht 1988) in drei Nächten 21 Sandmücken der Art *Sergentomyia fallax*. Die Fallen wurden in Vulkanspalten bei Arrecife aufgehängt. Der genaue Fallenstandort wurde nicht genannt. Die Umgebung von Arrecife hat sich seit dem Fang deutlich verändert. Am 1.1.1981 hatte die Hauptstadt der Insel 29.502 Einwohner, während es am 1.1.2010 bereits 58.156 waren (INSTITUTO NACIONAL DE ESTADÍSTICA). Das vulkanische Umfeld der Stadt ist jetzt geprägt von Neubaugebieten. Deshalb wurde Tahiche als

nächstliegender Standort untersucht. Die Bedingungen dürften den von LANE et al. genannten entsprechen.

Lanzarote ist zudem eine sehr windige Insel. Die durchschnittliche Windgeschwindigkeit liegt im Jahr bei 24 km/h und erreicht im Juli mit 33 km/h ihr Maximum (windfinder.com; Werte von 2001 - 2010). Die Temperaturen bleiben das ganze Jahr über weit oberhalb der Mindesttemperatur zum Auftreten von Sandmücken von 13 °C (LINDGREN et al. 2008). Selbst die Aktivitätsgrenze von 20 °C wird nur im Januar und Februar mit durchschnittlich 19 °C unterschritten. Die Windverhältnisse gestalteten den Fang von Sandmücken jedoch schwierig.

Auf Gran Canaria wurden im Juli und August 1982 insgesamt 46 Sandmücken gefangen (UBEDA ONTIVEROS et al. 1982). Diese stammten alle von nur einem der sieben getesteten Orte, der genaue Standpunkt ist jedoch nicht veröffentlicht. Gefangen wurden Individuen der endemischen Art *Phlebotomus fortunatarum*, sowie von *Sergentomyia minuta* und *Sergentomyia fallax*. Da in der aktuell durchgeführten Studie nur an einer Stelle gefangen wurde, lässt sich keine allgemeine Aussage zu Gran Canaria treffen und aufgrund des nicht angegebenen Fangortes der vorangegangenen Studie ist auch kein Vergleich möglich.

Der Beifang enthielt neben Nematoceren und nachtaktiven Lepidoptera auch Angehörige der Psychodidae. Es handelte sich um *Psychoda phalaenoides*, die Abortfliege. Sie wird als Hinweis auf die prinzipielle Anwesenheit von Sandmücken erachtet. Die Abortfliege ist nicht hämatophag, überträgt demnach keine Erkrankungen durch Stiche, gilt jedoch als Hygieneschädling.

4.3 Blutuntersuchungen bei kanarischen Hunden

Zur Untersuchung wurden drei verschiedene Techniken angewandt. Während der Formol-Gel-Test nur die Information einer bestehenden Infektion gibt, ermöglicht die Untersuchung des Pellets beim Knott-Test eine genaue Artbestimmung bei Filarienerkrankungen des Bluts. Fällt der Formol-Gel-Test positiv aus, so kann das Pellet sehr groß werden und der Ausstrich undurchsichtig. Dies senkt die Wahrscheinlichkeit der Detektion von Mikrofilarien im Ausstrich. Untersucht und

ausgezählt werden 3 x 10 µl des gelösten Pellets. Das Auszählen ermöglicht die quantitative Bewertung der Infektion.

Die dritte angewandte Technik, Immunofluoreszenztest oder IFAT, ist ein indirekter Nachweis im Gegensatz zu den beiden voranstehenden Direktnachweisen. Eine bestehende Infektion wird erst nach einiger Zeit, je nach Stärke des Befalls und Erreger, angezeigt, da hier erregerspezifische Antikörper nachgewiesen werden, die der Wirtskörper zuvor produzieren muss. Schwache oder lange zurückliegende Infektionen können zu ungenauen Ergebnissen führen. Ein weiteres Problem sind die Kreuzreaktionen von Antikörpern und Antigenen nah verwandter Erregerorganismen. Meist handelt es sich um komplementäre Bindungen an Oberflächenproteine, die bei nahverwandten Organismen sehr ähnlich sein können. Dies führt zur Kreuzreaktion im IFAT, da hier Antikörper des Wirts an auf einem Objektträger fixierte Antigene binden (siehe Kapitel 2.2.3.2). Die Menge der vorhandenen Antikörper und die Neusynthese werden im Körper durch die Anzahl an Antigen-Antikörper-Komplexen gesteuert. Je stärker die Infektion ist, desto mehr Antikörper werden durch die Plasmazellen produziert. Dies lässt sich im IFAT quantitativ durch die Stärke der Fluoreszenz nachweisen.

Es wurden insgesamt 62,1 % der 161 Blutproben positiv auf eine Parasitose getestet. Dies zeigt die hohe Wahrscheinlichkeit, dass über den Hundeimport und -tourismus Erreger transportiert werden, ebenso, wie die hohe Durchseuchung der verschiedenen Vektoren auf den Kanaren. Besonders hervorstechend sind die von *Rhipicephalus sanguineus* übertragenen Infektionen mit *Babesia canis*, *Anaplasma platys* und vor allem *Rickettsia massiliae*.

Von den auf Leishmaniose untersuchten 122 Hundeproben waren 3 positiv. Bisher konnte auf den Kanaren keine Leishmaniose nachgewiesen werden. Auf Teneriffa wurden jedoch Überträger gefunden. Dies gilt nicht für Lanzarote und Fuerteventura, auf denen nur Sandmücken der Gattung *Sergentomyia* gefangen wurden, die nicht als Vektoren bekannt sind. Bei dem von Teneriffa stammenden Hund sind ebenfalls Aufenthalte in diversen ost- und südeuropäischen Ländern bekannt. Der von Fuerteventura stammende Hund lebt bereits seit fünf Jahren in Deutschland und es fehlen Auskünfte über weitere Auslandsaufenthalte in dieser Zeit. Über den von Lanzarote stammenden Hund ist gar nichts bekannt. Die Frage, ob es auf den Kanaren tatsächlich zur Übertragung von *Leishmania* sp. kommt, kann anhand

dieser Studie also nicht beantwortet werden. Der Erreger kann ebenfalls in einem anderen Land übertragen worden sein. Beachtet werden muss auch, dass Zuchthunde vom Festland auf die Kanaren importiert werden. Möglich wäre demnach auch eine kongenitale Übertragung der Erreger vom Muttertier auf den Welpen. Ebenso ist die mögliche Übertragung von *Leishmania* sp. durch *Rhipicephalus sanguineus* nach wie vor Gegenstand von diversen Studien. Bisher konnte diese nicht ausreichend nachgewiesen werden, mit Ausnahme der Studie von MCKENZIE 1984. Gezieltere Studien sind unumgänglich in der Fragestellung der Leishmanienübertragung auf den Kanaren.

Die canine monozytäre Ehrlichiose wird durch *R. sanguineus* übertragen. Die Antikörper gegen den Erreger *Ehrlichia canis* wurden in 5 % der Proben nachgewiesen. Dies entspricht 7 von 124 Proben. Von den sieben Hunden wurde einer bereits vier Jahre vor der Untersuchung importiert und bei zwei Hunden ist der Zeitpunkt nicht bekannt. Eine Übertragung in Deutschland ist jedoch unwahrscheinlich, da der Vektor hier nur in wenigen Infektionsherden vorkommt. Die Vorkommenswahrscheinlichkeit des Erregers auf den Kanaren ist hoch, da vier Hunde direkt nach dem Import untersucht wurden. Die Durchseuchung des Vektors scheint jedoch gering zu sein, wenn auch weit verbreitet, da positive Proben von vier verschiedenen Inseln stammen. Eine höhere Probenanzahl kann diese Einschätzung absichern.

Bezüglich der Babesiosen wurde bisher der Erreger *Babesia canis* auf Teneriffa nachgewiesen (STENZENBERGER et al. 1999). In Rahmen der vorliegenden Studie wurden ebenfalls 18,5 % Prävalenz mit Fällen auf Lanzarote, Fuerteventura, Gran Canaria und Teneriffa detektiert. Fraglich ist jedoch, ob es sich dabei tatsächlich um *B. canis* handelt. Wie bereits erwähnt, treten im IFAT Kreuzreaktionen zwischen den verschiedenen *B. canis*-Arten auf. Während der Überträger von *B. vogeli*, *R. sanguineus*, auf den Kanaren nachgewiesen ist, wurde *Dermacentor* als bekannter Vektor von *B. canis* dort bisher noch nicht beschrieben. Auch *Haemaphysalis laechi*, der Überträger von *B. rossi*, wurde bisher nicht dokumentiert. Es wäre also von hohem Interesse, einen PCR-Nachweis der *Babesia*-Art in kanarischen Hunden durchzuführen. Bei Hunden, die sich schon länger in Deutschland aufhalten, kann der serologische Nachweis durchaus durch *B. canis* hervorgerufen worden sein, da

in diversen Regionen Deutschland *Dermacentor* verbreitet ist und auch die Übertragung von *B. canis* nachgewiesen wurde (HIRSCH et al. 2008).

Die Rickettsiosen zeigten bei serologischer Untersuchung in 58,3 % der Proben eine besonders hohe Prävalenz. Auch unter den *Rickettsia*-Arten sind Kreuzreaktionen bekannt. Deshalb wurden die gesammelten Zecken aus Kapitel 3.1.1 ebenfalls auf Rickettsien untersucht und die Art in diesen mithilfe von PCR und Sequenzierung bestimmt (Kapitel 4.4). Die Untersuchung zeigte einen Befall mit *Rickettsia massiliae*. Eine weitere Untersuchung von Blutproben wäre sinnvoll um andere *Rickettsia*-Arten abzugrenzen, wie zum Beispiel *R. felis* oder *R. typhi*, die auf den Kanaren ebenfalls nachgewiesen wurden (RAOULT et al. 1997; PEREZ-ARELLANO et al. 2005). Auch in Deutschland sind Rickettsiosen bekannt. *R. massiliae* konnte schon in Deutschland in *Ixodes ricinus* nachgewiesen werden. Bei Hunden, die sich vor der Testung bereits länger in Deutschland aufgehalten haben, kann die Herkunft der Erreger demnach nicht mehr nachvollzogen werden. Die Übertragung in Deutschland ist prinzipiell möglich.

Anaplasmosen konnten in 30,9 % der untersuchten Proben nachgewiesen werden. Insgesamt wurden jedoch nur 55 Hunde untersucht. Ob es sich bei den positiven Serobefunden um *Anaplasma platys* oder einen anderen Erreger aus der Gattung handelt, kann nur mittels PCR bestimmt werden, da es zu serologischen Kreuzreaktionen bei Bakterien dieser Gattung untereinander kommt. Mit großer Wahrscheinlichkeit handelt es sich um *A. platys*, da dieser Erreger durch *Rhipicephalus sanguineus* übertragen wird. *A. phagocytophilum* wird durch *Ixodes ricinus* verbreitet, eine Zecke, die bisher nur auf Teneriffa und dort mit nur einem Exemplar beschrieben wurde (STENZENBERGER et al. 1999). Die Proben stammten jedoch auch von Lanzarote, Fuerteventura und Gran Canaria, wo *I. ricinus* nicht bekannt ist. Bei längerfristigem Aufenthalt im europäischen Raum gemäßigten Klimas kann die Übertragung auch dort stattgefunden haben. In diesem Gebiet ist *I. ricinus* häufig und tritt als Vektor von *A. phagocytophilum* auf. Die beiden Erreger lösen verschiedene Erkrankungen aus, deshalb ist eine Aufenthaltsanamnese wichtig.

Wie schon in der Studie von STENZENBERGER et al. (1999) tritt unter den Filariosen die Herzwurmerkrankung durch *Dirofilaria immitis* mit 4 % am häufigsten auf. Jedoch weist auch *Dipetalonema reconditum* eine Prävalenz von 3 % auf.

Mikrofilarien von *Dirofilaria repens* wurden in 1 % der Proben diagnostiziert. Auf den trockenen Inseln Lanzarote und Fuerteventura wurde nur die flohübertragene Infektion mit *D. reconditum* festgestellt. Mücken der Gattung *Anopheles* konnten in den Beifängen des Sandmückenfangs nachgewiesen werden. Ein Überträger von *D. immitis* und *D. repens* ist also vorhanden. Auf den betreffenden Inseln wurde jedoch bisher noch kein Fall dokumentiert.

Das Ergebnis einer auf Borreliose untersuchten Serumprobe war fraglich. Für den Hund, von dem diese Probe stammte, ist der Zeitraum zwischen Import und der Untersuchung unbekannt. Bisher wurde auf den Kanarischen Inseln kein Borrelioseerreger nachgewiesen. Als Überträger von *Borrelia* sp. gelten Arten der Gattung *Ixodes*, die bisher nur sehr selten auf den Kanaren nachgewiesen wurden. Der bisherige Nachweis gelang auf Teneriffa (STENZENBERGER et al. 1999). Von dieser Insel stammte der Hund. Trotzdem bleibt das Auftreten von Borreliose auch dort fraglich, da die geringe Dichte an Vektoren die Verbreitung der Bakterien stark erschweren. Die Übertragung von Borrelien kann bei einem entsprechenden Befall mit *Ixodes ricinus* eher in Deutschland erfolgt sein, da dieser Vektor hier eine Borrelien-Befallsrate von durchschnittlich 15 % bis zu 40 % aufweist.

Schließlich wurden drei von vier Proben positiv auf Hepatozoonose diagnostiziert. Da der Nachweis ausschließlich direkt im Buffy-Coat-Ausstrich erfolgt, ist die Sensitivität geringer als im indirekten IFAT-Nachweis. Die Untersuchung erfolgt nur nach Indikation durch Symptome des Tieres. Die drei Proben stammten von drei verschiedenen Inseln, wobei die Probe von Lanzarote durch häufige Standortwechsel des betroffenen Hundes nicht mit Sicherheit auf den Inselstandort bezogen werden kann. Von den anderen beiden Proben ist das Importdatum nicht bekannt. Da der Überträger jedoch *Rhipicephalus sanguineus* ist, ist eine Übertragung innerhalb Deutschlands unwahrscheinlich. Die autochthone Infektion mit *Hepatozoon canis* in Deutschland erfolgte offenbar durch Zecken, die nach Deutschland mitgebracht wurden, sodass die durch GÄRTNER et al. 2008 dokumentierte Infektion des Hundes hier erfolgen konnte.

Mehr als die Hälfte aller untersuchten Hunde zeigten positive Ergebnisse bei der serologischen Untersuchung auf Kontakt mit Pathogenen. 19,3 % wiesen Antikörper gegen zwei oder mehr Erreger auf. Dies zeigt deutlich, dass man die Rolle der kanarischen Hunde als Reservoirwirte und Transporteure von Reiseparasitosen nicht

unterschätzen darf. Zur Zeit werden noch viele Hunde ausgeflogen, die gar nicht untersucht wurden oder deren Untersuchung erst sechs Monate nach dem Import nach Deutschland erfolgen. Somit bleiben eventuelle Erkrankungen unbehandelt und können gegebenenfalls in Deutschland durch lokale Vektoren weiter verbreitet werden. So wird *Rickettsia massiliae* nicht nur von der auf den Kanaren vorkommenden Schildzecke *Rhipicephalus sanguineus*, sondern kann auch von der häufigsten Schildzecke der gemäßigten Breiten *Ixodes ricinus* übertragen werden (DOBLER et al. 2009).

Ein befruchtetes Weibchen von *Rhipicephalus sanguineus* legt im Schnitt 4.000 Eier, es können jedoch bis zu 7.273 sein (KOCH 1982). Der Lebenszyklus kann, wie bereits erwähnt, vollständig in geschlossenen Räumen ablaufen, sodass durch eine einzige Zecke im Fell eines importierten Hundes kurzfristig Massenbefall von Wohnräumen erfolgen kann (HOFFMANN 1981). Durch transovarielle Infektion können diese Zecken ebenfalls mit Parasiten infiziert sein.

4.4 Untersuchung der Zecken auf Rickettsien

Die Real time-PCR ist ein gutes Verfahren, um in kurzer Zeit eine rein qualtitative Aussage über den Befall zu geben. Quantitative Aussagen sind ebenfalls möglich über die Eichung der Zeitspanne, die zwischen Beginn der Amplifikation der DNA und der ersten Messung fluoreszenter Strahlung liegt. Diese Untersuchung wurde in dieser Studie allerdings nicht vorgenommen. Bei der Gattung Rickettsia handelt es sich um nah verwandte Bakterien. Um die Arten zu differenzieren, muss eine Teilsequenzierung erfolgen. Aufgrund der hohen Konservierung des Erbguts innerhalb der Gattung, werden lange Stücke von einigen hundert Basenpaaren benötigt. Die schnelle Diagnose bei der Real time-PCR ist auf die dünnen Kapillaren zurückzuführen, die bei Temperaturänderungen, aber auch wegen der geringen Dauer der Elongationsphase von Vorteil sind. Das Produkt bei der Real time-PCR auf Rickettsien nach WÖLFEL et al. (2008) ist indessen nur 70 bp lang. Für die Spezifizierung, die nur mithilfe von DNA-Sequenzierung erfolgen kann, werden längere Fragmente benötigt. Dies ermöglicht die BlockPCR, deren Nachteil die lange Laufzeit ist. Durch die Länge des Amplifikats (nach REGNERY et al. 1991) von 532 bp und die Menge des Einsatzes, die im Vergleich zu der Real time-PCR mit 20 µl

bei 50 µl liegt, dauert die Amplifikation der DNA deutlich länger. Außerdem muss das Amplifikat anschließend zum Nachweis gelelektrophoretisch aufgetrennt werden. Die Auftrennung ermöglicht allerdings zugleich die Differenzierung von Ziel- und Fehlamplifikat. Bei der Real time-PCR ist diese Differenzierung nicht möglich. Die gelelektrophoretische Auftrennung benötigt längere Fragmente, als sie durch die Real time-PCR produziert werden.

Die Sequenzierung ermöglicht im Abgleich mit der Datenbank BLAST eine genaue Bestimmung der Art durch geringfügige Abweichungen der verschiedenen Arten zueinander. Je länger das sequenzierte Fragment ist, desto eindeutiger kann die Bestimmung erfolgen. Nah verwandte Arten sind schwerer voneinander zu unterscheiden, als weiter entfernte. Bei der Messung der fluoreszenten Endbasen durch den Sequenzierer können Fehler auftreten. Außerdem ist es möglich, dass sich Strahlungen überlagern oder wenig Amplifikat sehr schwache Strahlung sendet. Hintergrundstrahlung kann das Ergebnis zusätzlich verfälschen.

Die Untersuchung zur Durchseuchung der Zecken ermöglicht den Abgleich mit den gemessenen Seroprävalenzen für Rickettsiose in den untersuchten kanarischen Hunden. Bei diesen waren 58,3 % positiv. In den Zecken wurden zwischen 0 % (Gran Canaria) und 48,04 % (Fuerteventura) Rickettsien detektiert. Auf Gran Canaria wurde nur ein Standort beurteilt. Auf Lanzarote, mit 13,13 % Durchseuchung, wurden Zecken von Privathunden und von Hunden aus dem Tierheim untersucht. Auf Fuerteventura wurden alle Zecken in Tierheimen gesammelt. Hier lag die Durchseuchung mit Rickettsien mit 48,04 % sehr hoch. Die hohe Dichte an Wirtstieren und der Massenbefall mit Zecken ermöglicht den Bakterien eine schnelle Ausbreitung innerhalb der Vektorenpopulation. Dazu kommt das Leben im Rudel mit ständigen Neuzugängen. Dies war im Tierheim auf Lanzarote durch die Boxenhaltung der Hunde nicht der Fall. Die nach Deutschland importierten Tiere stammen meist ebenfalls aus Auffangstationen mit vielen Tieren. Auf Gran Canaria wurde bereits *Rickettsia massiliae* in Zecken nachgewiesen (FERNANDEZ-MERA et al. 2009). Der Nachweis erfolgte in *Rhipicephalus pusillus*, einem Parasiten des europäischen Wildkaninchens *Oryctolagus cuniculus*. Der Nachweis des Bakteriums in *Rhipicephalus sanguineus* steht noch aus. Dies betrifft auch die anderen Inseln, die in dieser Studie nicht bearbeitet wurden.

Mit Rickettsien infiziert waren Weibchen, Männchen und Nymphen gleichermaßen. Larven konnten aufgrund ihrer geringen Größe nicht gefangen werden.

In der BlockPCR, die zur Amplifikation der positiven Proben verwendet wurde, um lange DNA-Fragmente für die Sequenzierung zu erhalten, waren viele Ergebnisse unspezifisch. Es traten bei fast allen Proben unerwünschte Nebenprodukte auf oder die Amplifikation ergab zu wenig PCR-Produkt, als dass eine Sequenzierung erfolgreich gewesen wäre. Deshalb wurde die Konzentration des $MgCl_2$ angepasst. Mg^{2+}-Ionen fungieren als Kofaktoren der *taq*-Polymerase und bilden zugleich einen Komplex mit den negativ geladenen Nukleotiden. Dieser Komplex ist wichtig für den Einbau der Nukleotide in den DNA-Strang. Eine geringe Mg^{2+}-Konzentration verringert also die Ausbeute. Trotzdem wurde die Konzentration verringert, da eine zu hohe Konzentration unspezifische Produkte fördert. Geringe Mengen des gesuchten Amplifikats kann man gegebenenfalls noch durch mengenmäßig größerens Einsetzten der DNA auswerten, während Nebenprodukte die spezifische Sequenzierung unmöglich machen. Die Angleichung des $MgCl_2$-Konzentration führte zu keiner Verbesserung des Resultats.

Insgesamt konnten vier Sequenzen von vier verschiedenen Organismen ausgewertet werden. Nur bei zwei der Proben waren die sequenzierten Fragmente lang genug, um eine Art mit Sicherheit zu bestimmen. Hier handelte es sich um *Rickettsia massiliae*. Die Übereinstimmung war vollständig im Vergleich zu mehreren Stämmen, u. a. Bar29 aus Barcelona, IsT58 aus Israel und MTU5 aus Zypern.

Bei den nicht artspezifisch bestimmbaren Proben war die Nukleotidabfolge mit im Schnitt 100 bp zu kurz. Es lagen mehrere Organismen vor, die eine 100 % Übereinstimmung mit der Sequenz zeigten. Diese waren alle unmittelbar miteinander verwandt und gehörten zur *R. massiliae*-Gruppe innerhalb der Zeckenstichfiebergruppe (SFG). Ausgeschlossen werden konnten jedoch der Erreger des Mittelmeerfleckfiebers *Rickettsia conorii* mit Übereinstimmungen zwischen 87 % und 90 % und der Erreger des Rocky-Mountain-Fleckfiebers *Rickettsia rickettsii*. Gattungen außerhalb der Rickettsiales zeigten weniger als 95 % Übereinstimmung und können somit ebenfalls ausgeschlossen werden. Wie bereits genannt, wurde *Rickettsia massiliae* bereits in *Rhipicephalus pusillus* auf Gran Canaria nachgewiesen (FERNANDEZ-MERA et al. 2009).

4.5 Ausblick

Die Kanaren wurden bezüglich der Reiseparasitosen lange Zeit als unbedeutend angesehen. In dieser Arbeit und einigen vorhergehenden Studien konnten dort allerdings krankheitsrelevante Erreger nachgewiesen werden. Es sind jedoch weitere Studien nötig, um Daten über alle Vektoren zu erhalten. Insbesondere die Sandmückenstandorte auf den östlichen Inseln müssen genauer untersucht werden. Auch eine detailliertere Artenauflistung ist von Interesse. Besonders wichtig wäre eine exaktere Eingrenzung der Verbreitung von *Ixodes ricinus*, da viele Infektionen, wie zum Beispiel die Borreliose, nicht von den auf den Kanaren bekannten Zecken übertragen werden. Ist *Ixodes ricinus* vorhanden, muss auch das Vorkommen einiger von dieser Zecke übertragenen Erregern untersucht werden, wie zum Beispiel *Anaplasma phagocytophilum*.

Die hohe Durchseuchung von fast 50 % der untersuchten Zecke *Rhipicephalus sanguineus* mit Rickettsien sollte in der medizinischen Versorgung auf den Kanaren und ebenfalls in der Anamnese von Kanarenurlaubern beachtet werden. Besonders die noch recht unerforschte Infektion mit *Rickettsia massiliae* bietet ein großes Feld für weitere Studien. Der Organismus wurde erst 2006 als pathogen eingestuft (VITALE et al. 2006). Dazu kommt die rasante Ausbreitung des Erregers seit seiner Entdeckung 1992 (BEATI et al. 1992). Als einziger Angehöriger der Zeckenstichfiebergruppe ist er sowohl in Europa, als auch in Nordamerika bekannt. Die bislang wichtigsten Pathogene dieser Gruppe, *Rickettsia conorii* und *Rickettsia rickettsii*, traten nur in Europa bzw. Nordamerika auf. Auch die Nord-Süd-Verbreitung ist durch die Übertragung mittels *Rhipicephalus sanguineus* und *Ixodes ricinus* gegeben. Der Nachweis des Bakteriums gelang sowohl in Afrika, als auch in Polen. Eine Untersuchung in Spanien zeigte, dass viele an Mittelmeerfleckfieber erkrankte Kinder höhere Antikörpertiter gegen *Rickettsia massiliae* aufwiesen als gegen *Rickettsia conorii.*

Wichtig für die Kanaren und den Import von Hunden von den Inseln ist eine genauere Bestimmung der Prävalenzen durch weitere Probenuntersuchungen und die Differenzierung der Arten, bei denen serologische Kreuzreaktionen wahrscheinlich sind, mittels PCR. Außerdem sind das Fortführen und der Ausbau der Aufklärung über die Risiken der Verschleppung von Infektionen und Ektoparasiten durch den Import von Hunden und die Mitnahme des Tieres in den Urlaub wichtig.

Die rasante Ausbreitung von Parasitosen im Verlauf der letzten beiden Jahrzehnte in Korrelation mit dem Urlaubsverhalten und dem Hundeimport unterstreicht die bedeutende Rolle dieser Maßnahmen. Anhand der vorliegenden Studie kann ein Kanarenprofil zur Untersuchung von kanarischen Hunden erstellt werden, das eine frühe Erkennung der vorhandenen Infektionen ermöglicht. Prävention und Behandlung erkrankter Tiere bieten entscheidende Ansätze, die Verbreitung von Reiseparasitosen in Deutschland zu verlangsamen.

6. Zusammenfassung

Im Sommer/Herbst 2010 wurden auf Lanzarote, Fuerteventura und Gran Canaria (Kanarische Inseln) 536 Zecken (Acari, Ixodidae) von Hunden abgesammelt. Von diesen wurden 534 als *Rhipicephalus sanguineus* bestimmt und 2 als *Hyalomma lusitanicum*. Bei dem parallel durchgeführte Sandmückenfang (Phlebotominae) wurden keine Sandmücken gefangen, jedoch die Abortfliege *Psycha phalaenoides*. Diese gilt als Anzeiger für die Anwesenheit von Sandmücken, wie sie in früheren Studien bereits nachgewiesen wurden.

Die gesammelten Zecken wurden mittels Real time-PCR auf Rickettsien untersucht. Die Zecken von Lanzarote zeigten eine Durchseuchung von 13 %, die von Fuerteventura 48 %. Auf Gran Canaria wurden in dieser Studie keine Rickettsien in Zecken nachgewiesen. In vorhergehenden Studien wurden diese dort jedoch bereits nachgewiesen, dies war jedoch in früheren Arbeiten der Fall. Aus vier Proben konnte das DNA-Isolat sequenziert werden. Zwei ergaben im Abgleich mit der Datenbank BLAST die Art *Rickettsia massiliae.* Bei zwei Sequenzen ergaben Vergleiche mit *Rickettsia massiliae* oder *Rickettsia rhipicephalii* eine vollständige Übereinstimmung.

Parallel wurden 161 Serum- und Blutproben von kanarischen Hunden untersucht. Die indirekte Untersuchung mittels IFAT zeigte bei 58 % der Proben einen positiven Antikörpertiter auf Rickettsien. In Abgleich mit der Sequenzierung handelt es sich vermutlich um *Rickettsia massiliae*. In vorherigen Studien wurden auf den Kanaren außerdem *R. felis* und *R. typhi* nachgewiesen. Es handelt sich jedoch um den ersten Nachweis von *Rickettsia* sp. auf Lanzarote und Fuerteventura und den ersten Nachweis von *R. massiliae* in *Rhipicephalus sanguineus* auf den Kanaren. Auch die Anaplasmose-Seroprävalenz lag mit 31 % hoch. Für *Anaplasma platys* wurde der Vektor *Rhipicephalus sanguineus* auf allen Inseln nachgewiesen. Die Zecke überträgt ebenfalls *Babesia vogeli*. Antikörper gegen Babesien wurden in 19 % aller Proben nachgewiesen. Die Ehrlichiose-Seroprävalenz lag bei 5 %. Schließlich wurde in 2 % der Proben ein positiver Titer auf *Leishmania infantum* nachgewiesen. Die Untersuchung auf Filariosen wurden durch einen Mikrofilariennachweis in Blutproben vorgenommen. Dabei fand sich eine 4 %ige Prävalenz für *Dirofilaria immitis*, 3 % für *Dipetalonema reconditum* und 1 % für *Dirofilaria repens*. Drei Hunde zeigten eine Infektion mit *Hepatozoon canis*.

Beim Transport von Hunden von den Kanarischen Inseln nach Deutschland sollten diese Ergebnisse in Betracht gezogen werden. Mit diesen Hunden werden Erreger im Blut der Tiere verschleppt und Zecken der Art *Rhipicephalus sanguineus* nach Deutschland gebracht. Weiterführende Studien sind erforderlich, um die Entwicklung zu verfolgen und genauere Angaben zu Vektoren und Endoparasiten auf den Kanaren zu erhalten.

Summary

Throughout Summer and Autumn of 2010, 536 ticks (Acari, Ixodidae) were collected from dogs on Lanzarote, Fuerteventura and Gran Canaria (Canary Islands). 534 ticks were classified as *Rhipicephalus sanguineus* and 2 as *Hyalomma lusitanicum*. At the same time a collection of phlebotomine sand flies (Phlebotominae) was carried out, but no individuals were detected. The drain fly (*Psycha phalaenoides*) was found in the by-catch which is an indicator for the presence of sand flies. Also, sand flies have already been found on all islands during studies conducted in the past.

Collected ticks were tested for *Rickettsia* sp. through Real time-PCR. In the collection of ticks from Lanzarote *Rickettsia* sp. was found in 13 % and the collection from Fuerteventura showed a positive result of 48 % for *Rickettsia* sp. No *Rickettsia* sp. was found in ticks from Gran Canaria. In previous studies, however, the bacteria were detected on this island. DNA was isolated and sequenced from four samples. In comparison with data of BLAST two samples were determined as *Rickettsia massiliae*. The other two samples had two matches with complete match, *Rickettsia massiliae* and *Rickettsia rhipicephalii*.

During the study 161 blood and serum samples of dogs from the Canary Islands were tested. The indirect method IFT was used. 58 % of all samples were positive in antibodies against rickettsiosis. With the results of the sequencing in mind, it is

probably *Rickettsia massiliae*. In previous studies *R. felis* and *R. typhi* were detected on the Canary Islands. This is the first detection of *Rickettsia* sp. on Lanzarote and Fuerteventura and the first detection of *R. massiliae* in *Rhipicephalus sanguineus* on the Canaries. The prevalence for anaplasmosis was high, too, with 31 %. The vector *Rhipicephalus sanguineus*, which transmits *Anaplasma platys*, is known on all islands. This tick also transmits *Babesia vogeli*. Antibodies against *Babesia* sp. were found in 19 % of all samples. Prevalence of ehrlichiosis was about 5 %. In 2 % of the samples antibodies against *Leishmania infantum* were detected. The direct method of testing was used to find filariosis. 4 % were infected with *Dirofilaria immits*, 3 % with *Dipetalonema reconditum* and 1 % with *Dirofilaria repens*. Three dogs had an infection of *Hepatozoon canis*.

The results of this and previous studies should be kept in mind, when dogs travel from the Canary Islands to Germany. These dogs carry endoparasites in their body and ticks of *Rhipicephalus sanguineus*, which are transferred to Germany. Further studies are required to evaluate the development and to get more detailed information about vectors and endoparasites on the Canaries.

6. Literaturverzeichnis

Alani AJ., Herbert IV. (1988): Morphology and Transmission of *Theileria recondita* (Theileriidae: Sporozoa) isolated from *Haemaphysalis punctata* from North Wales. *Veterinary parasitology* 28 (283-291)

Alexander B., Usma MC. (1994): Potential sugar sources of *Lutzomyia youngi* (Diptera: Psychodidae) in a Colombian coffee plantation. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* 88 (543-549)

Alexander B. (2000): Sampling methods for phlebotomine sandflies. *Medical and Veterinary Entomology* 14 (109-122)

Al-Zahrani MA., Peters W., Evans DA., Ching Chin I., Smith V., Lane RP. (1988): *Phlebotomus sergenti*, a vector of *Leishmania tropica* in Saudi Arabia. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* 82, 3 (416)

Aguirre E., Sainz A., Dunner S., Amusategui I., López L., Rodríguez-Franco, F., Luaces I., Cortés O., Tesouro MA. (2004): First isolation and molecular characterization of *Ehrlichia canis* in Spain. *Veterinary Parasitology* 125 (365-372)

Aranda C., Panyella O., Eritja R., Castellà J. (1998): Canine filariasis – Importance and transmission in the Baix Llobregat area, Barcelona (Spain). *Veterinary Parasitology* 77 (267-275)

Babalis T., Tselentis Y., Roux V., Psaroulaki A., Raoult D. (1994): Isolation and identification of a rickettsial strain related to *Rickettsia massiliae* in greek ticks. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 50 (365-372)

Babos S. (1964): Die Zeckenfauna Mitteleuropas. *Akadémiai Kiadó.* 1. Auflage

Bacellar F., Regnery RL., Nuncio MS., Filipe AR. (1995): Genotypic evaluation of rickettsial isolates recovered from various species of ticks in Portugal. *Epidemiological Infections* 114 (169-178)

Báez M., Martín E., Zurita N. (2004): Acari. Aus: Izquierdo I., Martin JL, Zurita N., Arechavaleta M. (Hrsg.): Lista de especies silvestres de Canarias – Hongos, Plantas y Animales Terrestres 2004. *Consejería de Medio Ambiente y Ordenación Territorial, Gobierno de Canarias* (158)

Balashov YS. (1999): Evolution of haematophagy in insects and ticks. *Entomological review* 79 (943-954)

Baneth G., Samish M., Shkap V. (2007): Life cycle of *Hepatozoon canis* (Apicomplexa: Adeleorina: Hepatozoidae) in the tick *Rhipicephalus sanguineus* and domestic dog *(Canis familiaris)*. *Journal of Parsiology* 93, 2 (283-299)

Beati L., Finidori JP., Gilot B., Raoult D. (1992): Comparison of microimmunofluorescence serologic typing, sodium dodecyl sulfate-polyacrylamide gel electrophoresis, and polymerase chain reaction followed by restriction fragment length polymorphism analysis for identification of rickettsiae: characterization of two new rickettsial strains. *Journal of Clinical Microbiology* 30 (1922-1930)

Beati L., Raoult D. (1993): *Rickettsia massiliae* sp. nov., a New Spotted Fever Group Rickettsia. *International Journal of Systematic Bacteriology* 43, 4 (839-840)

Beati L., Roux V., Ortuño A., Castella J., Segura Porta F., Raoult D. (1996): Phenotypic and genotypic characterization of Spotted Fever Group Rickettsiae isolated from Catalan *Rhipicephalus sanguineus* ticks. *Journal of clinical Microbiology* 34, 11 (2688-2694)

Bettini S., Gramiccia M., Gradoni L., Atzeni MC. (1986): Leishmaniasis in Sardinia. 2. Natural infection of *Phlebotomus perniciosus* Newstead, 1911, by *Leishmania infantum* Nicolle, 1908, in the Province of Cagliari. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* 80 (458-459)

Boch, J., Supperer, R., Schnieder, T. (2006): Veterinärmedizinische Parasitologie. Parey Verlag, 6. vollst. überarb. u. erw. Auflage

Bowman D., Little SE., Lorentzen L., Shields J., Sullivan MP., Carlin EP. (2009): Prevalence and geographic distribution of *Dirofilaria immitis, Borrelia burgdorferi, Ehrlichia canis,* and *Anaplasma phagocytophilum* in dogs in the United States: Results of a national clinic-based serologic survey. *Veterinary Parasitology* 160 (138-148)

Brumpt E. (1938): Transmission de la souche française par la tique Sud-Africaine *Haemaphysalis laechi*. *Annales de Parasitologie humaine et comparée* 16 (97-116)

Cardeñosa N., Segura F., Raoult D. (2003): Serosurvey among Mediterraean spotted fever group rickettsial strain (Bar29). *European Journal of Epidemiology* 18, 4 (351-354)

Christophers SR. (1907): The sexual life cycle of *Leucocytozoon canis* in the tick. *Scientific Memoirs by the Officers of the medical and sanitary Departments of the Government of India* 28 (1-11)

Dantas-Torres F. (2008): The brown dog tick, *Rhipicephalus sanguineus* (Latreille, 1806) (Acari: Ixodidae): From taxonomy to control. *Veterinary Parasitology* 152 (173-185)

Dantas-Torres F. (2010): Biology and ecology of the brown dog tick, *Rhipicephalus sanguineus. Parasites and Vectors* 3, 26

Dantas-Torres F. (2011): Ticks as vectors of *Leishmania* parasites. *Trends in Parasitology* 1020 (1-5)

Dobler G., Wölfel R. (2009): Typhus and other rickettsioses – emerging infections in Germany. *Deutsches Ärzteblatt International* 106, 20 (348-354)

Donatien A., Lestoquard F. (1935): Existence en Algerie d'une *Rickettsia* du chien. *Bulletin de la Société de Pathologie exotique* 28 (418-419)

Duh D., Punda-Polic V., Trilar T., Petrovec M., Bradaric N., Avsic-Županc T. (2006): Molecular identification of *Rickettsia felis*-like bacteria in *Haemaphysalis sulcata* ticks collected from domestic animals in southern Croatia. *Annals of the New York Academy of Sciences* 1078 (347-351)

Eremeeva ME., Bosserman EA., Demma LJ., Zambrano ML., Blau DM., Dasch GA. (2006): Isolation and Identification of *Rickettsia massiliae* from *Rhipicephalus sanguineus* ticks collected in Arizona. *Applied and Environmental Microbiology* 72, 8 (5569-5577)

Euzeby J. (1981): Diagnostic Expérimental des Helminthoses animales livre. *Boulevard de Grenelle*, 1. Auflage (277-312)

Fernández de Mera, I., Zivkovic Z., Bolaños M., Carranza C., Pérez-Arellano JL., Gutiérrez C., de la Fuente J. (2009): *Rickettsia massiliae* in the Canary Islands. *Emerging Infectious Diseases* 15, 11 (1869-1870)

Fernández-Soto P., Perez-Sanchez R., Diaz Martin V., Encinas-Grandes A., Alamo Sanz R. (2006): *Rickettsia massiliae* in ticks removed from humans in Castilla y León, Spain. *European Journal of Clinical Microbiological and Infectious Diseases 25, 12* (811-813)

Gärtner S., Just FT., Pankraz A. (2008): *Hepatozoon-canis*-Infektionen bei zwei Hunden aus Deutschland. *Kleintierpraxis* 53, 2 (81-87)

Gill G., Beeching N. (2009): Tropical Medicine. *Wiley-Blackwell Verlag*, 6.Auflage

Gilot B. (1984): Biologie et ecologie de *Rhipicephalus sanguineus* (Latreille, 1806) (Acariens, Ixodoidea) dans le Sud-Est de la France. *Bulletin de la Société de sciences vétérinaires medicine comparée* 86 1/2 (25-33)

Glaser B., Gothe R. (1998): Importierte arthropodenübertragene Parasiten und parasitische Arthropoden beim Hund. Erregerspektrum und epidemiologische Analyse der 1995/1996 diagnostizierten Fälle. *Tierärztliche Praxis K* 26 (40-46)

Glaser B., Gothe R. (1998): Hundetourismus und –import: eine Umfrage in Deutschland zu Ausmaß sowie Spektrum und Präferenz der Aufenthalts- bzw. Herkunftsländer. *Tierärtzliche Praxis K* 26 (197-202)

Gothe R. (1991): Leishmaniosen des Hundes in Deutschland: Erregerfauna und –biologie, Epidemiologie, Klinik, Pathogenese, Diagnose, Therapie und Prophylaxe. *Kleintierpraxis* 36 (69-84)

Haggart DA., Davis EE. (1980): Ammonia-sensitive neurones of the first tarsi of the tick *Rhipicephalus sanguineus*. *Journal of insect physiology*, 26 (517-523)

Harms-Zwingenberger G. (2010): Leishmaniosen. Aus: Löscher, T., Burchard GD. (Hrsg.): Tropenmedizin in Klinik und Praxis. *Thieme Verlag* (600-616)

Hartelt K., Oehme R., Frank H., Brockmann SO., Hassler D., Kimmig P. (2004): Pathogens and symbionts in ticks: prevalence of *Anaplasma phagocytophilum (Ehrlichia* sp.), *Wolbachia* sp., *Rickettsia* sp. and *Babesia* sp. in Southern Germany. *International Journal of Medical Microbiology* 293, Suppl. 37 (86-92)

Harvey JW., Simpson CF., Gaskin JM. (1978): Cyclic Thrombocytopenia induced by a *Rickettsial*-like agent in dogs. *Journal of Infectious Diseases* 137,2 (182-188)

Hermosilla C., Pantchev N., Dyachenko V., Gutmann M., Bauer C. (2006): First autochthonous case of canine ocular *Dirofilaria repens* infection in Germany. *Veterinary Record* 158 (134-135)

Hernandez CM., Angel-Moreno A., Santana E., Bolanos M., Frances A. Sanchez-Martin MS. et al. (2004): Murine typhus with renal involvement in Canary Islands, Spain. *Emerging Infectious Diseases* 10 (740-743)

Hiepe T., Lucius R., Gottstein B. (2006): Allgemeine Parasitologie; mit den Grundzügen der Immunologie, Diagnostik und Bekämpfung. *Parey*

Hillyard, P., Barnes R.S.K., Crothers, J.H. (1996): Ticks of North-West Europe (Synopsis of the British Fauna). *Field Studies Council,* 1. Auflage

Hirsch M., Pantchev N. (2008): Occurence of the travel diseases leishmaniosis, ehrlichiosis, babesiosis and dirofilariosis in dogs living in Germany. *Kleintierpraxis* 53 (154-165)

Hoffmann G. (1981): Die braune Hundezecke (*Rhipicephalus sanguineus*) in Berlin (West). *Bundesgesundheitsblatt* 24 (41-50)

Hoogstraal H. (1956): African Ixodoidea I – Ticks of the Sudan. *U.S. Departement of Navy*, 1. Auflage

Immler RM. (1973): Untersuchungen zur Biologie und Ökologie der Zecke *Dermacentor reticulatus* (Fabricus, 1794) (Ixodidae) in einem endemischen

Vorkommensgebiet. *Mitteilungen der Schweizerischen Entomologischen Gesellschaft* 46 (1-70)

Irungu LW., Mutinga MJ., Kokwaro ED. (1986): Chorionic sculptering of eggs of some kenyan phlebotomine sandflies. *Insect science and its application* 7, 1 (45-48)

Jacobs PAH., Fourie LJ., Kok DJ., Horak IG. (2001): Diversity, seasonality and sites of attachement of adult ixodid ticks on dogs in the central region of the Free State Province, South Africa. *Onderstepoort Journal of veterinary research* 68 (281-290)

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)

Juan C., Emerson BC., Oromí P., Hewitt GM. (2000): Colonization and diversification: towards a phylogeographic synthesis fort he Canary Islands. *Trends in Ecology and Evolution* 15, 3

Kahl O., Schmidt K., Schönberg A., Laukamm-Josten U., Knülle W., Bienzle U. (1989): Prevalence of *Borrelia burgdorferi* in *Ixodes ricinus* ticks in Berlin (West). *Zentralblatt für Bakteriologie, Mikrobiologie und Hygiene* A 270 (434-440)

Killick-Kendrick R., Rioux JA., Bailly M., Guy MW., Wilkes TJ., Guy FM., Davidson I., Knechtli R., Ward RD., Guilvard E. et al. (1984): Ecology of leishmaniasis in the south of France. 20. Dispersal of *Phlebotomus ariasi* Tonnoir, 1921 as a factor in the spread of visceral leishmaniasis in the Cévennes. *Annales de parasitologie humaine et comparée* 59 (555-572)

Killick-Kendrick R., Wilkes TJ., Bailly M., Bailly I., Righton LA. (1986): Preliminary field observations on the flight speed of a phlebotomine sandfly. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* 80, 1 (138-142)

Killick-Kendrick R. (1999): The biology and control of phlebotomine sand flies. *Clinics in Dermatology* 17 (279-289)

Kimmig P., Pluta S., Naucke T., (2010): Infektionsgefahr aus dem Süden. *Biologie unserer Zeit* 1, 40 (21-28)

Koch HG. (1982): Oviposition of the brown dog tick (Acari: Ixodidae) in the laboratory. *Annual Entomological Society of America* 75 (583-586)

Kratz W. (1940): Die Zeckengattung Hyalomma Koch. *Dissertation aus dem Zoologischen Institut der Universität Rostock*

Kunkel G. (1993): Die Kanarischen Inseln und ihre Pflanzenwelt. *Gustav Fischer Verlag*, 3., bearbeitete Auflage

Kurzrock L. (unveröffentlicht): Filarieninfektionen bei Importhunden in Deutschland. *Laborblockprotokoll*, erstellt 2009 bei Parasitus Ex e. V., Niederkassel

Lainson R., Ward RD., Shaw JJ. (1976): Cutaneous leishmaniasis in North Brazil: *Lutzomyia anduzei* as a major vector. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* 70, 2 (171-172)

Lane R., Alexander B. (1988): Sandflies (Diptera: Phlebotominae) of the Canary Islands. *Journal of natural history* 22 (313-319)

Lawyer PG., Young DG. (1991): Diapause and quiescence in *Lutzomyia diabolica* (Diptera: Psychodidae). *Parassitologia* 33, Suppl. 1 (353-360)

Léger N., Perrotey S., Ferté H., Pesson B., Morillas-Marquez F., Barrale T. (1995): Présence de *Phlebotomus (Laroussius) ariasi* Tonnoir, 1921 à Fuerteventura (Canaries, Espagne). *Parasite* 2 (187-189)

Lewis GE., Ristic M., Smith RD., Lincoln T., Stephenson EH. (1977): The brown dog tick *Rhipicephalus sanguineus* and the dog as experimental hosts of *Ehrlichia canis*. *American Journal of veterinary research* 38 (1953-1955)

Lindgren E., Naucke T. (2006): Leishmaniasis: Influences of Climate and Climate Change Epidemiology, Ecology and Adaption Measures. In Menne B., Ebi KL., Climate Change and Adaption Strategies for Human Health*, Steinkopff Verlag*

Löscher T. (2010): Bartonellosen, Ehrlichiosen und Anaplasmose. Aus: Löscher, T., Burchard GD. (Hrsg.):Tropenmedizin in Klinik und Praxis. *Thieme Verlag* (526-533)

Lucius R., Loos-Frank B. (2007): Biologie von Parasiten. *Springer Verlag*, 2. Auflage

Macicka, O., Rosicky B., Cerny V. (1955): Bemerkungen zur Bionomie und Entwicklung sowie zur sanitären und wirtschaftlichen Bedeutung der Zecke *Dermacentor marginatus* Sulz. in Mitteleuropa. *Prace 2. Sekcie, Slov. Akad. Vied.,* Ser. Biol. 1 (1-44)

MacLeod, J. (1932): The bionomics of *Ixodes ricinus* L. the „Sheep tick“ of Scotland. *Parasitology* 24 (382-399)

Márquez FJ., Constan MC. (1990): Infection of *Ixodes ricinus* (L., 1758) and *Haemaphysalis punctata* Canestrini and Fanzango, 1877 (Acarina, Ixodidae) by *Borrelia burgdorferi* in the northern Iberian Peninsula (Basque region and Navarre). *Bulletin de la Société Française de Parasitologie* 8, 2 (323-330)

Márquez FJ. (2008): Spotted fever group *Rickettsia* in ticks from southeastern Spain natural park. *Experimental Applied Acarology* 45 (185-194)

Martinez-Ortega E., Conesa-Gallego E., Diaz-Sanchez F. (1988): Aportación al conocimiento de los flebotomos (Diptera, Psychodidade) de las Islas Canarias. *Revista Iberica Parasitologica* 48, 1 (89-93)

Mathew JS., Ewing SA., Panciera RJ., Woods JP. (1998): Experimental transmission of *Hepatozoon americanum* Vincent-Johnson et al., 1997 to dogs by the Gulf Coast tick, *Amblyomma maculatum* Koch. *Veterinary Parasitology* 80 (1-14)

Matsumoto K., Ogawa M., Brouqui P., Raoult D., Parola P. (2005): Transmission of *Rickettsia massiliae* in the tick, *Rhipicephalus turanicus. Medical and veterinary Entomology* 19 (263-270)

McKenzie, K. (1984): A study of the transmission of canine leishmaniasis by the tick, *Rhipicephalus sanguineus*, and an ultrastructural comparison of the promastigote. Dissertation eingereicht an der *Oklahoma State University*

Mehlhorn B., Mehlhorn H. (1992): Zecken, Milben, Fliegen, Schaben. Schach dem Ungeziefer. *Springer Verlag,* 1. Auflage

Mehlhorn H., Piekarski G. (1995): Grundriß der Parasitenkunde. *Gustav Fischer Verlag*, 4. Auflage

Menn B., Lorentz S., Naucke TJ. (2010): Imported and travelling dogs as carriers of canine vector-borne pathogens in Germany. *Parasites and Vectors* 3, 34

Morillas Marquez F., Castillo Remiro A., Ubeda Ontiveros JM. (1984): Nuevos datos sobre *Phlebotomus fortunatorum* Ubeda Ontiveros y cols., 1982 y presencia de *Sergentomyia fallax* (Parrot 1921) (Diptera, Phlebotomidae) en el archipelago Canario. *Revista Iberica Parasitologica* 44 (29-38)

Morzaria SP., Brocklesby DW., Harradine DL. (1977): Experimental transmission of *Babesia major* by *Haemaphysalis punctata. Research in veterinary science* 23 (261-262)

Mura A., Masala G., Tola S., Satta G., Fois F., Piras P., Rolain JM., Raoult D., Parola P. (2008): First direct detection of rickettsial pathogens and a new rickettsia *„Candidatus Rickettsia barbariae“* in ticks from Sardinia, Italy. *Clinical Microbiological Infections* 14 (1028-1033)

Naucke TJ. (1998): Untersuchungen zur Vektorkontrolle von Sandmücken in Nordostgriechenland (in German). *Dissertation Universität Bonn*

Naucke TJ., Pesson B. (2000): Presence of *Phlebotomus (Transphlebotomus) mascittii* Grassi, 1908 (Diptera, Psychodidae) in Germany. *Parasitology research* 86 (335-336)

Naucke TJ., Schmitt C. (2004): Is leishmaniasis becoming endemic in Germany? *International Journal of Medical Microbiology* 293, Suppl. 37 (179-181)

Naucke TJ. (2007): Reisemedizin – neueste Erkenntnisse. *Veterinär Spiegel* 2

Naucke TJ. (2008a): „Reisende“ Parasiten und parasitäre Erkrankungen in Europa. *Team Spiegel – Medizin und Pflege* 1

Naucke TJ. (2008b): Babesiose/Piroplasmose – ein Update. *Veterinär Spiegel* 1

Naucke TJ., Menn B., Massberg D., Lorentz S. (2008c): Sandflies and leishmaniasis in Germany. *Parasitology research* 103, Suppl. 1 (65-68)

Negrobov, V.P., Zjuzin V.S., Borodin V.S., Alekseenko, N.D. (1965): Zur Ökologie von *Ixodes ricinus* in den Herdgebieten von Neurovirusinfektionen des Menschen auf dem Territorium der DDR. *Angewandte Parasitologie* 6, (34-44)

Nuttall GHF. (1915): Obersverations on the biology of Ixodidae. *Parasitology* 7 (408-456)

Oliver Jr. JH. (1989): Biology and systematics of ticks (Acari: Ixodida). *Annual Revue of Ecological Systems* 20, (397-430)

Otranto D., Dantas-Torres F., Breitschwerdt E. (2009): Managing canine vector-borne diseases of zoonotic concern: part one. *Trends in Parasitology* 25, 4 (157-163)

Olmeda AS., Armstrong PM, Rosenthal BM., Valladares B., del Castillo A., de Armas F., Miguelez M., González A., Rodríguez Rodríguez JA., Spielman A., Telford SR. III (1997): A subtropical case of human babesiosis. *Acta Tropica* 67 (229-234)

Oster CN., Burke DS., Kenyon RH., Ascher MS., Harber P., Pedersen CE. Jr. (1977): Laboratory-acquired Rocky Mountain Spotted Fever. The hazard of aerosol transmission. *New England Journal of Medicine* 297 (859-863)

Ouhelli H., Pandey VS. (1984): Development of *Hyalomma lusitanicum* under laboratory conditions. *Veterinary Parasitology* 14 (57-66)

Parola P., Raoult D. (2001): Ticks and tickborne bacterial diseases in humans: an emerging infectious threat. *Clinical Infectious Diseases* 32, (897-928)

Parola P., Socolovschi C., Jeanjean L., Bitam I., Fournier PE., Sotto A., Labauge P., Raoult D. (2008): Warmer weather linked to tick attack and emergence of severe Rickettsiosis. *PLoS Neglected Tropical Diseases* 2, 11

Pérez-Arellano JL., Fenollar F., Angel-Moreno A., Bolaños M., Hernández M., Santana E., Hemmersbach-Miller M., Martín AM., Raoult D. (2005): Human *Rickettsia felis* Infection, Canary Islands, Spain. *Emerging Infectious Diseases* 11, 12 (1961-1962)

Philip CB., Burgdorfer W. (1961): Arthropod vectors as reservoirs of microbial disease agents. *Annual review of entomology* 6 (391-412)

Piekarski G. (1962): Medizinische Parasitologie in Tafeln. *Bayer AG,* 1. Auflage

Piesman J., Gern L. (2008): Lyme borreliosis in Europe and North America. In: *Ticks: biology, disease and control*. 1. Auflage (220-252)

Pires CA. (1984): Les Phlebotomes du Portugal. I. Infestation naturelle de *Phlebotomus ariasi* Tonnoir, 1921 et *Phlebotomus perniciosus* Newstead, 1911, par *Leishmania* dans le foyer zoonotique de Arrábida (Portugal). *Annales de Parasitologie humaine et comparée* 59 (521-524)

Raoult D., Roux V. (1997): Rickettsiosis as Pardigms of New and Emerging Infectious Diseases. *Clinical Microbiology Reviews* 10, 4 (694-719)

Raoult D., La Scola B., Enea M., Fournier PE., Roux V., Fenollar F. et al (2001): A flea-associated *Rickettsia* pathogenic for humans. *Emerging Infectious Diseases* 7 (73-81)

Regenery, RL., Spruill CL., Plikaytis BD. (1991): Genotypic Identification of Rickettsiae and Estimation of Intraspecies Sequence Divergence for Portions of Two Rickettsial Genes. *Journal of Bacteriology* 173, 5 (1576 – 1589)

Ristic M., Holland CJ., Khondowe M. (1991): An overview of research on Ehrlichiosis. *European Journal of Epidemiology* 7, 3 (246-252)

Rothe P. (2008): Kanarische Inseln: Lanzarote, Fuerteventura, Gran Canaria, Tenerife, Gomera, La Palma, Hierro. *Borntraeger Verlag*, 3. Auflage

Rymaszewska A., Grenda S. (2008): Bacteria of the genus *Anaplasma* – characteristics of *Anaplasma* and their vectors: a review. *Veterinari Medicina* 53, 11 (573-584)

Sainz A., Amusategui I., Tesouro MA. (1999): *Ehrlichia platys* infection and disease in dogs in Spain. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation* 11 (382-384)

Schilling W. (1860): Hand- und Lehrbuch für angehende Naturforscher und Naturaliensammler, Zweiter Band. *Vogt,* 1. Auflage

Schlein Y., Borut S., Jacobsen RL. (1990): Oviposition, diapause and other factors affecting the egg-laying of *Phlebotomus papatasi* in the laboratory. *Medical veterinary entomology* 4 (69-78)

Schmincke HU. (2010): Vulkanismus. *Wissenschaftliche Buchgesellschaft*, 3., bearbeitete Auflage

Schönfelder I., Schönfelder P. (1994): Kosmos-Atlas Mittelmeer- und Kanarenflora. *Franckh-Kosmos Verlag*, 1. Auflage

Shortt HE. (1973): *Babesia canis*: The life cycle and laboratory maintenance in its arthropod and mammalian hosts. *International Journal for Parasitology* 3 (119-148)

Socolovschi C., Raoult D., Parola P. (2009): Influence of temperature on the attachement of *Rhipicephalus sanguineus* ticks on rabbits. *Clinical Microbiology and Infectious Diseases CMI* 15 (Suppl. 2) (326-327)

Sonenshine DE., Lane RS., Nicholson WL. (2002): Ticks (Ixodida). Aus: Mullen G., Durden L. (Hrsg.): Medical and Veterinary Entomology. *Academic Press*, 1. Auflage (517-558)

Stenzenberger I., Gothe R. (1999): Arthropodenübertragene parasitäre Infektionen und Zecken bei Hunden auf Teneriffa. *Tierärztliche Praxis* 27 (47-52)

Sudia WD., Chamberlain RW. (1962): Battery-operated light trap, an improved model. *Mosquito News*, 22 (126-129)

Ubeda Ontiveros JM., Morillas Marquez F., Guevara Benitez DC., Lopez Roman R., Cutillas Barrios C. (1982): Flebotomos de las Islas Canarias (España). *Revista Ibérica de Parasitología* Vol. Extra (197-206)

Uilenberg G., Franssen FFJ., Periè NM., Spanjer, AAM. (1989): Three groups of *Babesia canis* distinguished and a proposal for nomenclature. *The veterinary quarterly* 11 (33-40)

Valladares B., Gijón H., López-Román R. (1987): Presencia de *Dirofilaria immitis* en la isla de Tenerife. *Revista Iberica Parasitologica* 47, 4 (377-380)

Vincent-Johnson NA., Macintire DK., Lindsay DS., Lenz G., Baneth G., Shkap V., Blagburn BL. (1997): A new *Hepatozoon* species from dogs: Description of the causative agent of canine hepatozoonosis in North America. *Journal of Parasitology* 83 (1165-1172)

Vitale G., Mansueto S., Rolain JM., Raoult D. (2006): *Rickettsia massiliae* human isolation. *Emerging Infectious Diseases* 12, 1 (174-175)

Wakonigg H (2009): Die ostatlantischen Vulkaninseln: Azoren. Madeira Archipel. Kanaren. Kapverden. *Lit Verlag*, 1. Auflage

Walker JB., Keirans JE., Horak IG. (2000): The Genus Rhipicephalus (Acari, Ixodidae): A Guide to the Brown Ticks of the World. *Cambridge University Press*. 1. Auflage

Weise M. (2004): Relevant species of the canine parasite fauna in European Mediterranean countries and Portugal for dogs in Germany concerning epidemiology and travel veterinary medicine – a literature review. *Dissertation, LMU München*

Wells GM., Woodward TE., Fiset P., Hornick RB. (1978): Rocky Mountain Spotted Fever caused by blood transfusion. *Journal of the American Medical Association* 239 (2763-2765)

Wölfel, R., Essbauer, S., Dobler G. (2008): Diagnostics of tick-borne rickettsioses in Germany: A modern concept for a neglected disease. *International Journal of Medical Microbiology* 298, Supplement 1 (368-374)

Wormser GP., Dattwyler RJ., Shapiro ED., Halperin JJ., Steere AC., Klempner MS., Fish D., Dumler JS., Nadelman RB. (2006): The clinical assessment, treatment, and prevention of Lyme disease, human granulocytic analplasmosis, and babesiosis: clinical practice guidelines by the Infectious Diseases Society of America. *Clinical Infectious Diseases* 43 (1089-1134)

Internetquellen:

Hansen Karte, http://commons.wikimedia.org/wiki/File:Lanzarote.png

Agencia estatal de meterologia, http://www.aemet.es/es/portada

EG 998/2003, http://www.vetion.de/gesetze/Gesetzestexte/998_2003_EG.htm

BLAST, http://blast.ncbi.nlm.nih.gov/Blast.cgi

Windmessungen, www.windfinder.com

7. Anhang

7.1 Abkürzungsverzeichnis

♂	Männchen
♀	Weibchen
Abb.	Abbildung
ad	auffüllen auf
aqua dest.	Destilliertes Wasser (aqua destillada)
bp	Basenpaare
bzw.	beziehungsweise
°C	Grad Celsius
cm	Zentimeter
DNA	Desoxyribonukleinsäure
dNTP	Desoxynukleosidtriphosphat
EDTA	Ethylendiaminotetraacetat
et al.	et alii (und andere)
EtBr	Etidiumbromid
f/for	forward (Primer)
F	Fuerteventura
FITC	Fluoresceinisothiocyanat
FRET	fluorescence resonance energy transfer
g	Gramm
(x) g	Erdbeschleunigung
GC	Gran Canaria
h	Stunde
HiDi	hoch deionisiert (highly deionised)
IFAT	Immunofluoreszenzantikörpertest

Ig	Immunglobulin
k. A.	keine Angabe
km	Kilometer
km^2	Quadratkilometer
l	Liter
L	Lanzarote
m	Meter
min	Minute
Mio.	Millionen
µl	Mikroliter
ml	Milliliter
µm	Mikrometer
µM	mikromolar
mm	Millimeter
N	Nördliche Breite
PBS	phosphatgepufferte Salzlösung (phosphat-buffered-saline)
PCR	Polymerase-Kettenreaktion (polymerase-chain-reaction)
pmol	Picomol
r/rev	reverse (Primer)
RNA	Ribonukleinsäure
RT-PCR	Real-Time-PCR
s	Sekunde
S	Sandmückenstandort
SDS	Sodium-Dodecyl-Sulfat
SFG	Spotted-Fever-Group (Rickettsien)
s. l.	sensu lato (im weiteren Sinne)
s. s.	sensu stricto (im engeren Sinne)
sp.	species (Artangehöriger)
Tris	Trishydroxymethylaminomethan
u. a.	unter anderem

UV	Ultraviolett
V	Volt
W	Westliche Länge
Z	Zeckenstandort
z. B.	zum Beispiel

Physikalische Größen und Konstanten wurden laut dem SI-System abgekürzt.

7.2 Tabellen- und Abbildungsverzeichnis

Tabellen

Tab. 1.1	Basisdaten der Kanarischen Inseln	5
Tab. 1.2	Von *R. sanguineus* übertragene Pathogene	9
Tab. 2.1	Koordinaten der Fundorte der Zecken	22
Tab. 2.2	Eingesetzte Erregerantigene im IFAT	32
Tab. 2.3	Titerinterpretation der IFAT-Untersuchungen	34
Tab. 2.4	Temperaturprofil der BlockPCR auf *rOmpA*	37
Tab. 2.5	Temperaturprofil der RT-PCR auf *gltA*	39
Tab. 2.6	Temperaturprofil des CycleSequencing	41
Tab. 3.1	Klimaübersicht im Fangzeitraum	44
Tab. 3.2	Übersicht Zeckensammlung	45
Tab. 3.3	Koordinaten der Sandmückenfallenstandorte auf Lanzarote	55
Tab. 3.4	Entwicklungsstadien- und Geschlechtsverteilung in der BlockPCR	73
Tab. 3.5	In die Sequenzierung eingesetzte Proben	75
Tab. 7.1	Zeckenindividuentabelle	114
Tab. 7.2	Parasitosentabelle	129

Abbildungen

Abb. 1.1	Die Kanarischen Inseln	3
Abb. 1.2	Strauchdornlattich auf Piconfeld	4
Abb. 1.3	Vegetationszonen des Teide, Teneriffa	5
Abb. 1.4	Lebenszyklus von *Leishmania* sp. bei der viszeralen Leishmaniose	12
Abb. 2.1	Bestimmungsmerkmale des Männchens von *Rhipicephalus* sp.	29
Abb. 2.2	Bestimmungsmerkmale des Weibchens von *Rhipicephalus* sp.	30
Abb. 2.3	Sandmückenfalle grafisch	31
Abb. 2.4	Sandmückenfalle am Baum (Photographie)	31
Abb. 2.5	IFAT-Prinzip	33
Abb. 3.1	Nymphe, Weibchen und Männchen von *R. sanguineus*	46
Abb. 3.2	Dorsale Ansicht eines Weibchens von *R. sanguineus*	46
Abb. 3.3	Ventrale Ansicht eines Männchens von *R. sanguineus*	47
Abb. 3.4	Ventrale Ansicht eines Weibchens von *R. sanguineus*	47
Abb. 3.5	Ventrale Ansicht Nymphe von *R. sanguineus*	47
Abb. 3.6	Standort ZL1 – Tabayesco	48
Abb. 3.7	Standort ZL7 – Playa Blanca	50
Abb. 3.7	Standort ZF1 – Hund mit Zecken auf der Finca Manolo	51
Abb. 3.8	Standort ZF2 – Perrera La Oliva	52
Abb. 3.9	Standort ZF3 – Finca Mustafa	53
Abb. 3.11	Standort ZF4 – Finca Esquinzo	54
Abb. 3.12	Standort SL1 – Las Pardelas in Órzola	57
Abb. 3.13	Standort SL11 – Tahiche	59
Abb. 3.14	Standort SL12 – Puerto del Carmen	60
Abb. 3.15	Gesamtdarstellung der Pathogenen und Seroprävalenzen	62
Abb. 3.16	Herkunft der untersuchten Hunde	62
Abb. 3.17	Leishmanioseseroprävalenz in Prozent	63
Abb. 3.18	Ehrlichioseseroprävalenz in Prozent	64

Abb. 3.19	Babesioseseroprävalenz in Prozent	65
Abb. 3.20	Rickettsioseseroprävalenz in Prozent	66
Abb. 3.21	Anaplasmoseseroprävalenz in Prozent	67
Abb. 3.22	Filarioseinfektionen in Prozent	68
Abb. 3.24	Anzahl der gleichzeitig auftretenden Pathogenen und der Seroprävalenzen je Hund	69
Abb. 3.25	Real time-PCR-Protokoll, Proben 1-24	70
Abb. 3.26	Gesamtdarstellung Zeckenuntersuchung auf Rickettsien	71
Abb. 3.27	Rickettsienuntersuchung Lanzarote	72
Abb. 3.28	Rickettsienuntersuchung Fuerteventura	72
Abb. 3.29	Beispiel einer Agarosegelelektrophorese	74
Abb. 7.1	Habitus Weibchen, dorsale Ansicht	111
Abb. 7.2	Habitus Männchen, dorsale Ansicht	111
Abb. 7.3	Habitus Nymphe, dorsale Ansicht	112
Abb. 7.4	Ventrale Ansicht des Weibchens mit Augen und Marginalgruben	112
Abb. 7.5	Ventrale Ansicht Hypostom und Palpen	113
Abb. 7.6	Ventrale Ansicht Männchen, Analplatten	113

7.3 Photos von *Rhipicephalus sanguineus*

Abbildung 7.1: Habitus Weibchen, dorsale Ansicht

Abbildung 7.2: Habitus Männchen, dorsale Ansicht

Abbildung 7.3: Habitus Nymphe, dorsale Ansicht (4. Bein links fehlend)

Abbildung 7.4: Ansicht Scutum des Weibchens mit Augen und Marginalgruben

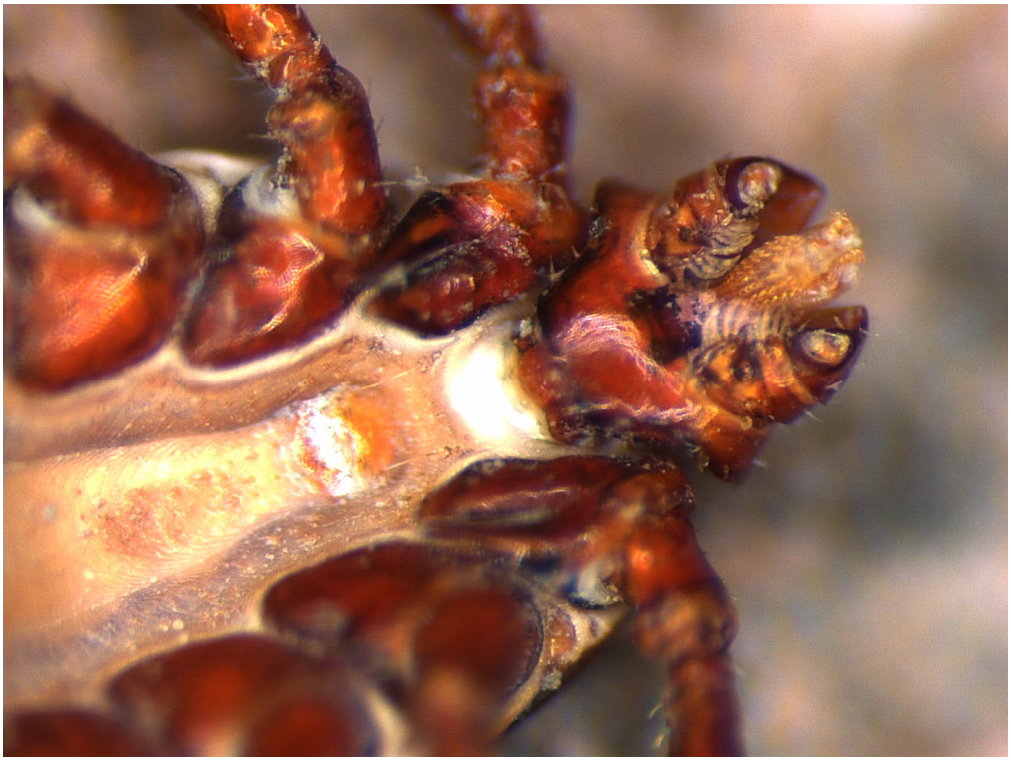


Abbildung 7.5: ventrale Ansicht Hypostom und Palpen

Abbildung 7.6: ventrale Ansicht Männchen, Analplatten

7.4 Zeckenindividuentabelle

Herkunft	Fangdatum	Art	Geschlecht/ Entwicklungs-stadium	Laufnr.	Rickettsien-befund	Lagerung vor Untersuchung
Lanzarote						
ZL1	01.06.10	*R. sanguineus*	w	152	n	EtOH
	03.06.10	*R. sanguineus*	m	155	n	EtOH
	03.06.10	*R. sanguineus*	N	396	n	EtOH
	07.06.10	*R. sanguineus*	N	446	p	EtOH
	08.06.10	*R. sanguineus*	m	371	n	EtOH
	08.06.10	*R. sanguineus*	m	372	n	EtOH
	08.06.10	*R. sanguineus*	w	373	n	EtOH
	08.06.10	*R. sanguineus*	w	374	n	EtOH
	11.06.10	*R. sanguineus*	w	57	n	EtOH
	11.06.10	*R. sanguineus*	w	58	n	EtOH
	11.06.10	*R. sanguineus*	w	112	n	EtOH
	05.07.10	*R. sanguineus*	w	158	n	EtOH
	16.07.10	*R. sanguineus*	w	445	n	EtOH
	17.07.10	*R. sanguineus*	w	369	n	EtOH
	19.07.10	*R. sanguineus*	m	397	n	EtOH
	19.07.10	*R. sanguineus*	w	398	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	156	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	157	n	EtOH
	02.08.10	*R. sanguineus*	m	63	n	EtOH
	02.08.10	*R. sanguineus*	w	64	n	EtOH
	04.08.10	*R. sanguineus*	m	59	n	EtOH
	04.08.10	*R. sanguineus*	w	60	n	EtOH
	25.08.10	*R. sanguineus*	m	444	p	EtOH
	10.09.10	*R. sanguineus*	m	461	n	EtOH
	18.09.10	*R. sanguineus*	m	160	n	EtOH
	24.11.10	*R. sanguineus*	w	24	n	lebend
	26.11.10	*R. sanguineus*	m	467	p	EtOH
	26.11.10	*R. sanguineus*	w	468	p	EtOH
	26.11.10	*R. sanguineus*	w	469	p	EtOH
	02.12.10	*R. sanguineus*	w	25	n	lebend

ZL2	18.06.10	*R. sanguineus*	m	108	n	EtOH
	22.08.10	*R. sanguineus*	m	447	n	EtOH
	22.08.10	*R. sanguineus*	m	448	n	EtOH
	22.08.10	*R. sanguineus*	w	449	n	EtOH
	22.08.10	*R. sanguineus*	w	450	n	EtOH
	22.08.10	*R. sanguineus*	w	451	p	EtOH
	22.08.10	*R. sanguineus*	w	452	n	EtOH
	22.08.10	*R. sanguineus*	w	453	n	EtOH
	22.08.10	*R. sanguineus*	w	454	n	EtOH
	22.08.10	*R. sanguineus*	w	455	n	EtOH
	22.08.10	*R. sanguineus*	w	456	n	EtOH
	22.08.10	*R. sanguineus*	w	457	n	EtOH
	22.08.10	*R. sanguineus*	w	458	n	EtOH
	22.08.10	*R. sanguineus*	w	459	p	EtOH
	22.08.10	*R. sanguineus*	m	460	p	EtOH
	05.09.10	*R. sanguineus*	w	394	n	EtOH
	13.09.10	*R. sanguineus*	m	461	n	EtOH
ZL4	09.10	*R. sanguineus*	m	303	n	EtOH
	09.10	*R. sanguineus*	m	304	n	EtOH
	09.10	*R. sanguineus*	w	305	p	EtOH
	09.10	*R. sanguineus*	m	306	n	EtOH
	09.10	*R. sanguineus*	m	307	n	EtOH
	09.10	*R. sanguineus*	w	308	n	EtOH
	09.10	*R. sanguineus*	w	309	n	EtOH
	09.10	*R. sanguineus*	w	310	n	EtOH
	09.10	*R. sanguineus*	m	311	n	EtOH
	09.10	*R. sanguineus*	w	312	p	EtOH
	09.10	*R. sanguineus*	w	313	n	EtOH
	09.10	*R. sanguineus*	N	314	n	EtOH
	09.10	*R. sanguineus*	m	315	n	EtOH
	09.10	*R. sanguineus*	m	316	n	EtOH
	09.10	*R. sanguineus*	m	317	n	EtOH
	09.10	*R. sanguineus*	w	318	n	EtOH
	09.10	*R. sanguineus*	w	319	n	EtOH
	09.10	*R. sanguineus*	w	320	n	EtOH
	09.10	*R. sanguineus*	w	321	p	EtOH
	09.10	*R. sanguineus*	m	322	n	EtOH
	09.10	*R. sanguineus*	N	323	n	EtOH

	09.10	*R. sanguineus*	w	324	n	EtOH
	09.10	*R. sanguineus*	m	325	n	EtOH
	09.10	*R. sanguineus*	w	326	n	EtOH
ZL5	18.06.10	*R. sanguineus*	m	153	n	EtOH
	18.06.10	*R. sanguineus*	w	154	n	EtOH
	27.06.10	*R. sanguineus*	w	370	n	EtOH
	07.08.10	*R. sanguineus*	m	61	n	EtOH
	07.08.10	*R. sanguineus*	w	62	n	EtOH
ZL6	27.09.10	*R. sanguineus*	w	41	n	lebend
	27.09.10	*R. sanguineus*	w	42	n	lebend
ZL7	11.10	*R. sanguineus*	w	327	n	EtOH
	11.10	*R. sanguineus*	w	328	n	EtOH
	11.10	*R. sanguineus*	w	329	n	EtOH
	11.10	*R. sanguineus*	w	330	n	EtOH
	11.10	*R. sanguineus*	w	331	n	EtOH
	11.10	*R. sanguineus*	w	332	n	EtOH
	11.10	*R. sanguineus*	w	333	n	EtOH
	11.10	*R. sanguineus*	N	334	p	EtOH
ZL8	31.07.10	*R. sanguineus*	m	150	n	EtOH
	31.07.10	*R. sanguineus*	m	151	n	EtOH
	09.08.10	*R. sanguineus*	m	149	n	EtOH
	02.09.10	*R. sanguineus*	m	335	n	EtOH
	02.09.10	*R. sanguineus*	m	336	n	EtOH
	02.09.10	*R. sanguineus*	m	337	n	EtOH
	02.09.10	*R. sanguineus*	w	338	n	EtOH
	02.09.10	*R. sanguineus*	w	339	n	EtOH
	02.09.10	*R. sanguineus*	w	340	n	EtOH
	02.09.10	*R. sanguineus*	w	341	n	EtOH
	02.09.10	*R. sanguineus*	w	342	n	EtOH
	07.09.10	*R. sanguineus*	m	109	n	EtOH
	17.09.10	*R. sanguineus*	w	110	n	EtOH
	17.09.10	*R. sanguineus*	m	111	n	EtOH

Fuerteventura

FZ1	15.07.10	*R. sanguineus*	m	203	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	204	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	205	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	206	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	207	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	208	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	209	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	210	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	211	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	212	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	399	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	400	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	401	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	402	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	403	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	404	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	405	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	406	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	407	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	408	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	409	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	410	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	411	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	412	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	413	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	414	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	415	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	416	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	417	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	418	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	419	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	420	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	421	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	422	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	423	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	424	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	425	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	426	n	EtOH

	15.07.10	*R. sanguineus*	m	427	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	428	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	429	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	430	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	431	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	432	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	433	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	434	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	435	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	436	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	437	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	438	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	439	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	440	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	441	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	442	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	m	443	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	213	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	214	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	215	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	216	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	217	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	218	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	219	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	220	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	221	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	222	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	223	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	224	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	225	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	226	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	227	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	228	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	229	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	230	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	231	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	232	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	233	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	234	n	EtOH

	15.07.10	*R. sanguineus*	w	235	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	236	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	237	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	238	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	239	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	240	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	241	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	242	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	243	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	244	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	245	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	246	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	247	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	248	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	249	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	250	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	251	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	252	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	253	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	254	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	255	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	256	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	257	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	258	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	259	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	260	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	261	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	262	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	263	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	264	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	265	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	266	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	267	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	268	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	w	269	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	N	527	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	N	528	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	N	529	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	N	530	p	EtOH

	15.07.10	*R. sanguineus*	N	531	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	N	532	n	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	N	533	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	N	534	p	EtOH
	15.07.10	*R. sanguineus*	N	526	p	EtOH
	10.12.10	*R. sanguineus*	w	1	n	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	w	2	p	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	w	3	p	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	w	4	n	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	w	5	n	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	w	6	n	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	7	p	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	8	n	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	9	p	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	10	n	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	11	p	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	12	p	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	13	p	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	14	n	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	15	p	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	16	n	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	17	n	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	18	n	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	19	p	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	20	p	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	21	n	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	22	p	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	23	p	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	w	26	p	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	27	n	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	28	p	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	29	p	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	30	n	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	31	p	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	32	n	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	33	n	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	34	n	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	35	p	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	36	n	lebend

	10.12.10	*R. sanguineus*	m	37	n	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	38	p	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	39	p	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	40	p	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	43	n	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	44	p	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	45	p	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	46	p	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	47	p	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	48	n	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	49	n	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	50	p	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	51	n	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	52	n	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	53	n	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	54	p	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	m	55	n	lebend
	10.12.10	*R. sanguineus*	w	56	n	lebend
ZF2	23.07.10	*R. sanguineus*	m	128	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	129	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	130	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	131	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	132	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	133	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	134	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	135	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	136	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	137	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	138	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	139	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	140	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	141	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	142	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	143	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	144	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	145	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	146	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	147	p	EtOH

	23.07.10	*R. sanguineus*	w	148	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	159	n	EtOH
ZF3	23.07.10	*H. lusitanicum*	m			EtOH
ZF4	23.07.10	*R. sanguineus*	w	65	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	66	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	67	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	68	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	69	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	70	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	71	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	72	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	73	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	74	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	75	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	76	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	77	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	78	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	79	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	80	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	81	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	82	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	83	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	84	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	85	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	86	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	87	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	88	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	89	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	90	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	91	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	92	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	93	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	94	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	95	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	96	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	97	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	98	p	EtOH

	23.07.10	*R. sanguineus*	m	99	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	100	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	101	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	102	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	103	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	104	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	105	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	106	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	107	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	161	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	162	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	163	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	164	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	165	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	166	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	167	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	168	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	169	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	170	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	171	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	172	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	173	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	174	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	175	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	176	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	177	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	178	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	179	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	180	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	181	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	182	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	183	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	184	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	185	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	186	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	187	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	188	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	189	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	190	p	EtOH

	23.07.10	*R. sanguineus*	m	191	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	192	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	193	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	194	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	195	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	196	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	197	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	198	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	199	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	200	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	201	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	202	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	286	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	287	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	288	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	289	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	290	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	291	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	292	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	293	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	294	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	295	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	296	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	297	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	298	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	299	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	300	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	301	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	302	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	N	462	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	N	463	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	N	464	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	N	465	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	N	466	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	470	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	471	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	472	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	473	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	474	p	EtOH

	23.07.10	*R. sanguineus*	m	475	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	476	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	477	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	478	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	479	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	480	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	481	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	482	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	483	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	484	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	485	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	486	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	487	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	488	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	489	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	490	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	491	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	492	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	493	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	494	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	495	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	496	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	497	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	498	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	499	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	500	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	501	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	502	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	503	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	504	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	505	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	506	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	507	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	508	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	509	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	510	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	511	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	N	512	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	N	513	p	EtOH

	23.07.10	*R. sanguineus*	N	514	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	N	515	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	N	516	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	N	517	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	N	518	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	519	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	520	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	m	521	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	522	n	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	523	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	w	524	p	EtOH
	23.07.10	*R. sanguineus*	N	525	p	EtOH

Gran Canaria

ZGC1	06/07.10	*R. sanguineus*	m	113	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	m	114	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	m	115	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	m	116	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	m	117	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	m	118	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	m	119	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	m	120	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	m	121	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	m	122	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	m	123	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	m	124	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	m	125	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	m	126	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	m	127	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	N	348	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	N	349	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	N	350	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	w	375	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	w	376	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	w	377	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	w	378	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	w	379	n	EtOH

	06/07.10	*R. sanguineus*	w	380	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	w	381	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	w	382	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	w	383	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	w	384	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	w	385	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	w	386	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	w	387	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	w	388	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	w	389	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	w	390	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	w	391	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	w	392	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	w	393	n	EtOH
	06/07.10	*R. sanguineus*	N	395	n	EtOH
	06/07.10	*H. lusitanicum*	w			EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	m	270	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	m	271	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	m	272	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	m	273	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	m	274	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	m	275	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	m	276	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	m	277	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	m	278	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	m	279	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	m	280	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	m	281	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	m	282	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	w	283	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	w	284	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	m	285	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	N	343	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	N	344	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	N	345	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	N	346	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	N	347	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	w	351	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	w	352	n	EtOH

	22.09.10	*R. sanguineus*	w	353	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	w	354	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	w	355	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	w	356	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	w	357	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	w	358	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	w	359	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	w	360	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	w	361	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	w	362	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	w	363	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	w	364	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	w	365	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	w	366	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	w	367	n	EtOH
	22.09.10	*R. sanguineus*	w	368	n	EtOH

7.5 Parasitosentabelle

Nr.	Datum	Herkunft	Anzahl fragliche/ Positiv-befunde	Leish-maniose	Ehrlich-iose	Babe-siose	Rickett-siose	Anaplas-mose	Filariose	Sonstige	FG-Test	Importdatum
1	19.08.2004	Teneriffa	2	+					-	Hepatozoonose		
2	02.09.2004	Teneriffa	0			-			-			
3	22.09.2004	Gran Canaria	0		-				-			
4	09.11.2004	Teneriffa	0						-			
5	27.01.2005	La Palma	0						-		-	
6	08.02.2005	Fuerteventura	0						-		-	
7	15.02.2005	unbekannt	0						-		-	
8	23.02.2005	Teneriffa	fraglich	fraglich	-	-			-		+	09.04.2004
9	04.04.2005	Fuerteventura	0						-		+	
10	06.04.2005	Lanzarote	0	-					*Dip. rec.*		+	
11	29.04.2005	unbekannt	1	-	-	-			-	Hepatozoonose	-	Nur Aufenthalt
12	30.04.2005	Teneriffa	2	fraglich	-	+			-		+	15.04.2004
13	18.06.2005	Fuerteventura	fraglich	-	fraglich	-		-	-		+	10.2004
14	29.07.2005	Lanzarote	0	-	-	-			-		-	
15	10.08.2005	unbekannt	2	+	-	+			-		-	Nur Aufenthalt
16	30.09.2005	La Palma	0	-	-	-			-		-	20.09.2005
17	07.10.2005	Teneriffa	0	-	-	-						
18	22.10.2005	Teneriffa	1	-	+	-		-	-		-	
19	05.11.2005	unbekannt	0	-	-	-			-		-	
20	06.12.2005	Fuerteventura	1	-	+	-			-		-	07.2005
21	03.01.2006	Teneriffa	0					-	-		-	2003
22	09.02.2006	Lanzarote	0	-	-	-			-		-	03.2005
23	09.02.2006	Lanzarote	2	-	+	+			-		-	12.2005
24	16.02.2006	unbekannt	fraglich	-	fraglich	-			-		-	25.12.2005
25	22.02.2006	Gran Canaria	2	-	+	+			-		-	
26	01.04.2006	Fuerteventura	2	-	+	-		+	-		-	07.2002
27	13.05.2006	Lanzarote	1	-	-	-		+	-		+	Nur Aufenthalt
28	20.05.2006	Teneriffa	1	-	-	-			*Dir. imm.*		-	11.2005
29	17.06.2006	La Palma	1						*Dir. rep.*		-	

Nr.	Datum	Herkunft	Anzahl fragliche/ Positiv-befunde	Leish-maniose	Ehrlich-iose	Babe-siose	Rickett-siose	Anaplas-mose	Filariose	Sonstige	FG-Test	Importdatum
30	28.06.2006	Lanzarote	2	-	+	+			-		-	06.2006
31	26.07.2006	Teneriffa	fraglich		-	-		-		Borreliose fragl.		
32	28.07.2006	Fuerteventura	2	-	fraglich			+	-		-	05.2006
33	31.07.2006	Lanzarote	1						*Dip. rec.*			
34	05.09.2006	Gran Canaria	2	-	-	+			*Dir. imm.*		-	02.2006
35	05.09.2006	Gran Canaria	0	-	-	-			-		-	05.2004
36	28.09.2006	Gran Canaria	0	-	-	-		-	-		-	Nur Aufenthalt
37	29.09.2006	unbekannt	1	-	-	+		-	-		-	
38	05.10.2006	unbekannt	1	-	-	+		-	-		-	
39	27.10.2006	Lanzarote	fraglich	-	-	-		fraglich	-		-	1998
40	06.11.2006	Teneriffa	0	-	-	-			-		-	01.2006
41	06.12.2006	Gran Canaria	0						-		-	
42	03.01.2007	Lanzarote	1	-	-	+			-		-	
43	06.01.2007	Fuerteventura	0	-	-	-			-		-	
44	10.01.2007	Fuerteventura	2	-	-	-	+	+	-		-	2000
45	30.01.2007	Teneriffa	0	-	-	-			-		-	20.01.2007
46	08.02.2007	Teneriffa	1						*Dir. imm.*			03.2003
47	26.02.2007	Fuerteventura	1	-	-	-		+	-	Mycoplasmose	+	Nur Aufenthalt
48	14.03.2007	Lanzarote	0	-	-	-			-		-	12.2006
49	03.04.2007	Lanzarote	0	-								11.2001
50	13.04.2007	La Palma	0	-	-	-			-		-	01.2005
51	02.05.2007	Lanzarote	2	-	-	+		+	-		+	2003
52	19.07.2007	Lanzarote	1	-	-	+			-		-	01.05.2007
53	26.07.2007	Teneriffa	1						*Dir. imm.*		-	
54	25.08.2007	Teneriffa	0	-	-	-			-		-	
55	03.09.2007	Teneriffa	0	-	-	-		-	-		-	2003, auch F
56	05.09.2007	Teneriffa	1	-	-	-		+	-		-	Nur Aufenthalt
57	23.09.2007	Teneriffa	2	fraglich	-	+			-		-	
58	17.11.2007	Fuerteventura	0	-		-			-		-	
59	05.12.2007	Gran Canaria	1	-	-	+			-		-	
60	13.03.2008	Gran Canaria	0	-	-	-			-		-	11.2007
61	15.03.2008	Fuerteventura	0		-	-		-				
62	22.03.2008	Lanzarote	0	-	-	-			-		-	08.03.2008

Nr.	Datum	Herkunft	Anzahl fragliche/ Positiv-befunde	Leish-maniose	Ehrlich-iose	Babe-siose	Rickett-siose	Anaplas-mose	Filariose	Sonstige	FG-Test	Importdatum
63	31.03.2008	Fuerteventura	fraglich	fraglich	-	-		-	-		-	
64	15.04.2008	Gran Canaria	fraglich	fraglich	-	-		-	-		+	2002
65	05.05.2008	unbekannt	2	-	-	+		+	-		-	11.2007
66	27.06.2008	unbekannt	0	-								
67	28.06.2008	Gran Canaria	fraglich	-	-	-		fraglich	-		-	12.03.2007
68	03.09.2009	Gran Canaria	0	-								06.2007
69	15.01.2009	Lanzarote	0	-	-	-		-	-		-	2007
70	27.01.2009	Teneriffa	fraglich	fraglich	-	-		-	-		-	23.01.2009
71	11.03.2009	La Palma	0	-	-	-			-		-	28.02.2009
72	17.03.2009	Teneriffa	0	-			-					
73	26.03.2009	Gran Canaria	1	-	-	-	+	-	-		-	22.03.2009
74	01.04.2009	Gran Canaria	1				+		-		-	2005
75	02.04.2009	Gran Canaria	1	-	-	-	+		-		-	01.2009
76	03.04.2009	Gran Canaria	1	-	-	-	+		-		-	2006
77	27.04.2009	Gran Canaria	0	-	-	-		-	-		-	11.2008
78	25.06.2009	Gran Canaria	2	-	fraglich	-	+		-		+	21.06.2009
79	07.08.2009	Teneriffa	2	-	-	-	+	+	-		+	
80	19.08.2009	Fuerteventura	1	-		+			-		-	
81	22.08.2009	Lanzarote	1	-	-	-	+		-		-	11.2001
82	28.08.2009	Fuerteventura	2	+	-	-	+		-		-	2004
83	02.09.2009	Teneriffa	1	-	-	-	+	-	-		-	2007
84	06.10.2009	Gran Canaria	0	-	-	-	-	-	-		-	30.09.2009
85	03.11.2009	Fuerteventura	0				-					16.07.2006
86	04.11.2009	Gran Canaria	1	-	-	-	+	-	-		-	28.10.2009
87	04.11.2009	Gran Canaria	3	-	-	+	+	+	-		-	28.10.2009
88	07.11.2009	Gran Canaria	0	-	-	-	-		-		-	09.11.2009
89	10.12.2009	Fuerteventura	0	-	-	-	-		-		-	19.09.2008
90	18.12.2009	Teneriffa	0	-	-	-	-	-	-		-	11.2009
91	18.12.2009	Teneriffa	0	-	-	-	-	-	-		-	11.2009
92	08.01.2010	Gran Canaria	1				+		-		-	09.2009
93	16.01.2010	Fuerteventura	1	-	-	-	-	+	-		-	07.2008
94	20.01.2010	Gran Canaria	3	-	+	-	+	+	-		-	16.01.2010
95	20.01.2010	Gran Canaria	1	-	-	-	+	-	-		-	16.01.2010

Nr.	Datum	Herkunft	Anzahl fragliche/ Positiv-befunde	Leish-maniose	Ehrlich-iose	Babe-siose	Rickett-siose	Anaplas-mose	Filariose	Sonstige	FG-Test	Importdatum
96	29.01.2010	Gran Canaria	1		-	-	+	+	-		-	23.08.2009
97	29.01.2010	Gran Canaria	0		-	-	-		-		-	03.2009
98	17.02.2010	Gran Canaria	1	-	-	-		+	-		-	14.02.2010
99	17.02.2010	Gran Canaria	0	-	-	-			-		-	14.02.2010
100	24.02.2010	Gran Canaria	1	-	-	-	+		-		-	21.02.2010
101	24.02.2010	Gran Canaria	1	-	-	-	+		-		-	21.02.2010
102	04.03.2010	Gran Canaria	0	-	-	-	-		-		-	08.2009
103	04.03.2010	Gran Canaria	0	-	-	-	-		-		-	03.2009
104	12.03.2010	Gran Canaria	1	-	-	-	-	+	-		-	03.2009
105	17.03.2010	Gran Canaria	1	-	-	-	+		-		-	15.03.2010
106	17.03.2010	Gran Canaria	1	-	-	-	+		-		-	15.03.2010
107	31.03.2010	Teneriffa	0	-	-	-	-	-	-		-	03.2009
108	31.03.2010	Fuerteventura	2	-	-	-	+	+	-		-	23.03.2010
109	07.04.2010	Gran Canaria	0	-	-	-	-		-		-	29.03.2010
110	10.04.2010	Fuerteventura	0	-	-	-	-		-		-	30.04.2010
111	10.04.2010	Gran Canaria	0	-	-	-	-	-	-		-	04.2009
112	16.04.2010	Fuerteventura	4	fraglich	-	+	+	+	-		-	15.02.2010
113	16.04.2010	Fuerteventura	2	fraglich	-	-	+	-	-		-	15.02.2010
114	24.04.2010	Gran Canaria	0	-	-	-	-		-		-	09.2009
115	28.04.2010	unbekannt	2	fraglich	-	-	+		-		-	
116	06.05.2010	Gran Canaria	0	-	-	-	-		-		-	10.2009
117	18.05.2010	Gran Canaria	5	fraglich	-	+	+	fraglich	*Dip. rec.*		-	03.2010
118	21.05.2010	Gran Canaria	1	-	-	+	-	-	-		-	02.2010
119	25.05.2010	Gran Canaria	0	-	-	-	-		-		-	03.2010
120	28.05.2010	Gran Canaria	1	-	-	-	+		-		-	02.2009
121	09.06.2010	Gran Canaria	1	-	-	-	+	-	-		-	26.05.2010
122	11.06.2010	Gran Canaria	1	-	-	-	-	-	*Dir. imm.*		-	08.2009
123	14.06.2010	Fuerteventura	0	-								15.02.2010
124	16.06.2010	Gran Canaria	1	-	-	-	+		-		-	10.2009
125	19.06.2010	Gran Canaria	fraglich	-	-	-	-	fraglich	-		-	03.2009
126	29.06.2010	Teneriffa	1	-	-	-	+	-	-		-	2005
127	29.06.2010	Gran Canaria	0	-	-	-	-		-		-	18.06.2010
128	01.07.2010	Fuerteventura	1	-	-	-	+		-		-	18-06.2010

Nr.	Datum	Herkunft	Anzahl fragliche/ Positiv-befunde	Leish-maniose	Ehrlich-iose	Babe-siose	Rickett-siose	Anaplas-mose	Filariose	Sonstige	FG-Test	Importdatum
129	08.07.2010	Gran Canaria	0	-	-	-	-		-		-	2004
130	08.07.2010	Teneriffa	0	-	-	-	-		-		-	07.2009
131	24.07.2010	Lanzarote	1	-	-	-	+	-	-		-	27.06.2010
132	28.07.2010	Fuerteventura	1	-	-	-	+		-		-	08.2007
133	11.08.2010	Fuerteventura	1	-	-	-	+		-		-	16.07.2010
134	13.08.2010	Lanzarote	1	-	-	-	+		-		-	n. importiert
135	13.08.2010	Gran Canaria	1	-	-	-	+		-		-	07.07.2010
136	15.08.2010	Lanzarote	1	-	-	+	-		-		+	02.03.2009
137	27.08.2010	Lanzarote	0	-	-	-	-		-		-	n. importiert
138	28.08.2010	Gran Canaria	0	-	-	-	-		-		-	25.08.2010
139	28.08.2010	Gran Canaria	3	fraglich	-	+	+		-		-	25.08.2010
140	28.08.2010	Gran Canaria	1	-	-	-	+		-		-	07.07.2010
141	09.09.2010	Gran Canaria	0	-	-	-	-		-		-	05.09.2010
142	09.09.2010	Gran Canaria	3	fraglich	-	+	+	-	-		-	
143	09.09.2010	Gran Canaria	2	-	-	+	-	-	*Dir. imm.*		+	05.09.2010
144	14.09.2010	Gran Canaria	1	-	-	-	+		-		+	05.2010
145	22.09.2010	Fuerteventura	0	-	-	-	-	-	-		-	16.09.2010
146	22.09.2010	Fuerteventura	2	-	-	+	+	-	-		-	16.09.2010
147	24.09.2010	Fuerteventura	fraglich	fraglich	-	-	-		-		-	22.09.2010
148	24.09.2010	Fuerteventura	1	-	-	-	+		-		-	22.09.2010
149	05.10.2010	Fuerteventura	1	-	-	-	+		-		-	22.09.2010
150	08.10.2010	Fuerteventura	2	fraglich	-	-	+		-		+	
151	09.10.2010	Gran Canaria	1	-	-	-	+		-		+	
152	16.10.2010	Gran Canaria	1	-	-	-	+		-		-	
153	27.10.2010	Teneriffa	1						*Dip. rec.*		+	
154	02.11.2010	Teneriffa	1	-	-		-	fraglich				
155	03.11.2010	Fuerteventura	3	-	-	-	+		*Dip. rec.*	Hepatozoonose	-	
156	10.11.2010	Gran Canaria	0	-	-	-	-		-		-	
157	12.11.2010	Gran Canaria	0						-		-	
158	16.11.2010	Lanzarote	1	-	-	-	+		-		+	
159	16.11.2010	Lanzarote	1	-	-	-	+		-		+	
160	17.11.2010	Gran Canaria	2	-	-	+	+		-		-	
161	17.11.2010	Gran Canaria	0	-	-	-	-		-		+	

7.6 Sequenzen

13r

```
001-045 GCAGC GATAA TGCTG AGTAG TAGCG GGGTA CTCGG TGTTG CTGTA
046-090 GGTGT TATTT CTACT AATAA TAATG CAGCA TTTAG TGATC TTGCT
091-135 GTTGC CAATA ATTGG AATGA TATAA CGGCT CAAGG GGTAG CTAAT
136-180 GGTAC TCCTG TTGAC GGTCC TCAAA ATGGT ATGGC ATTTA CTTAC
181-225 GGTGG TGATC ATACT ATCAC TGCAG ATGAA GCCGG TCGTA TTATT
226-270 ACGGC TATAA ATGTT GCGGG TACTA CTCCC GTAGG TCTAA ATATT
271-315 ACTCA AAATA CCGTC GTTGG TTCGA TTGTG ACGGG AGGTA ACTTG
316-338 TTGCC TGTTA CTATT ACTGC CGG
```

35f

```
001-045 TACTG TAGGT GTTAT TTCTA CTAAT AATAA TGCAG CATTT AGTGA
046-077 TCTTG CTGTT GCCAA TAATT GGAAT GATAT AA
```

451f

```
001-045 GTGTT ATTTC TACTA ATAAT AATGC ACATT TATTG ATCTT GCTGT
046-090 TGCCA ATAAT TGGAA TGATA TAACG GCTCA AGGGG TAGCT AATGG
091-109 TACTC CTGTT GACGG TCCT
```

469f

```
001-045 AAAAC TTCTT ATTGC TGTCA GCTTA GGCGT GTGCC TGGTT CCCCT
046-090 TCGGG GGGGA GGGGG AGCGA ATGCT GCACT ACTGT AGGTG TTATT
091-135 TCTAC TAATA ATAAT GCAGC ATTTA GTGAT CTTGC TGTTG CCAAT
136-141 AATTG GAATG A
```

7.7 Öffentlichkeitsarbeit

7.7.1 Flyer

Se necesita garrapatas
Zecken gesucht
Ticks wanted

¡Estimados amigos de los animales y dueños de peros, ayudenme!
Busco garrapatas en las islas Canarias para mi tesis del diploma. Desarroyo mapas de esparcimiento de ellos y busco enfermedades transmitidas. Por lo tanto necesito tantas garrapatas como sea posible. Fin del proyecto es el 01.12.2010.
Envíe porfavor las garrapatas en alcohol o en cinta adhesiva y agregue la fecha y una descripción de la localización.
¡Gracias por su ayuda!

Liebe Tierfreunde und Hundehalter, ich bitte um Ihre Mithilfe!
Gesucht werden Zecken der kanarischen Inseln für meine Diplomarbeit. Ich erstelle Verbreitungskarten und untersuche die durch Zecken übertragenen Krankheiten. Deshalb benötige ich so viele Zecken, wie möglich. Das Projekt läuft bis zum 01.12.2010.
Die Zecken können entweder in Alkohol eingelegt oder in Tesafilm geklebt eingesendet werden. Bitte mit Datum und möglichst genauen Beschreibungen der Fundorte.
Vielen Dank für Ihre Hilfe!

Dear Animalfriends and Dogowners, please help me!
I search for ticks on the Canary Islands for my diploma thesis. I compile distributionmaps of them and look for tick-transmitted diseases. Therefore I need as many ticks as possible. The project ends on 01.12.2010.
Please send the ticks in alcohol or in sticky tape and add date and a description of the location.
Thanks for your help!

Envíe por favor las garrapatas a: / Bitte senden Sie die Zecken an: / Please send the ticks to:

Parasitus Ex e. V.
z. Hd. Lina Kurzrock
Vollbergstr. 37
53859 Niederkassel
Deutschland

o/oder/or

Lina Kurzrock
Calle la Luciana 6
35542 Tabayesco
Lanzarote
España

Tel. +49 (0)228 40986948
lina.kurzrock@uni-bonn.de
www.parasitosen.com

7.7.2 Online-Zeitungsartikel,

Lanzarote 37° - Das deutsche Inselmagazin, 28.09.2010 (www.lanzarote37.de)

Lokales

Unterstützung erwünscht: Helfen Sie Lina Kurzrock beim Zecken sammeln

Lina Kurzrock schreibt derzeit ihre Diplomarbeit über Krankheiten und Verbreitung von Zecken auf den Kanaren. Foto:© Tanja Drott/Lanzarote 37°

(28-09-2010) Spanien/Lanzarote (dro) - Seit einigen Monaten streift Lina Kurzrock über Lanzarotes Vulkanlandschaft, auf der Suche nach Zecken, Sandmücken und anderen Parasiten. Nicht nur Lanzarote ist dabei von Interesse, auch Teneriffa und Fuerteventura hat sie bereits unter die Lupe genommen. Die junge Biologin will nicht nur feststellen, welche Krankheiten auf den Kanaren von Zecken auf Mensch und Tier übertragen werden, sondern im Rahmen ihrer Diplomarbeit auch eine Verbreitungskarte der lästigen Krabbeltiere erstellen.

Die Parasitologin bei der Arbeit. Hier befindet sie sich in einem Tierheim auf Fuerteventura ...Foto:© Cornelius Klingel/Lanzarote 37°

Lina arbeitet derzeit an ihrer Diplomarbeit an der Universität Hohenheim in Stuttgart, wo sie sich auf die Fachrichtung „Parasitologie" spezialisiert hat. Bis dato gibt es kaum Untersuchungen darüber, welche Krankheiten auf den Kanaren tatsächlich durch Zecken übertragen werden. Daher ist Linas Diplomarbeit von großem Interesse für die Wissenschaft, da sie sich mit einem bisher unerforschten Gebiet auseinandersetzt und eine Wissenslücke zu schließen versucht. Um präzise Ergebnisse zu erzielen, und so viele Zecken wie möglich zusammen zu tragen, bittet die Parasitologin um Ihre Mithilfe.

... und befreit Hunde von Zecken, um sie anschließend zu bestimmen. Foto:© Cornelius Klingel/Lanzarote 37°

Vor allem Hundehalter, die Zecken bei ihrem Vierbeiner entdecken, können die 24-jährige beim Zecken sammeln unterstützen, indem sie Zecken entweder in Alkohol eingelegt oder zwischen zwei Tesafilm-Streifen geklebt, tot oder lebendig und möglichst wenig gesogen, an Lina schicken. Entweder an ihre kanarische Adresse: Lina Kurzrock, Calle la Luciana 6, 35542 Tabayesco, Lanzarote, Spanien oder direkt nach Deutschland: Parasitus Ex e.V., z.H. Lina Kurzrock, Vollbergstr. 37, 53859 Niederkassel, Deutschland.

Im Rahmen der Studie ist es ebenso möglich wie nützlich, Ihren eigenen Hund auf Krankheiten wie Leishmaniose, Rickettsiose (Mittelmeerfleckfieber), Babesiose („Hunde-Malaria"), Ehrlichiose oder Hepatozoonose untersuchen zu lassen. Dafür benötigt das Labor des Vereins „Parasitus Ex", mit dem die Universität Hohenheim kooperiert, 2 Milliliter EDTA-Blut, sowie 1 Milliliter Serum. Wenn Sie Ihrem Tierarzt diese Begriffe nennen, weiß er, was zu tun ist. Das Blut wird dann bei „Parasitus Ex" mikroskopisch auf Erreger und Filariosen untersucht, lässt der Zustand der Probe es zu, wird dem Profil zusätzlich ein Blutbild beigefügt. Da die Blutprobenbefunde hilfreich für die Studie sind, führt das Labor dieses spezielle „Kanaren-Profil" bis Anfang Dezember für 30 statt der üblichen 105 Euro durch. Für Mitglieder gibt es weitere 20 % Rabatt. Die Blutproben schicken Sie bitte auf dem normalen Postweg an:
Parasitus Ex e.V., z.H. Lina Kurzrock, Vollbergstr. 37, 53859 Niederkassel, Deutschland.

Linas Forschungsfortschritte können Sie unter www.parasitosen.com unter dem Menüpunkt „Projekte" nachvollziehen. Unter „Downloads" finden Sie das Antragsformular für die Blutuntersuchung. Bei Fragen können Sie sich jederzeit mit Lina in Verbindung setzen: Tel. 0049 (0)228 40986948, email lina.kurzrock@uni-bonn.de

Lina und Lanzarote 37° bedanken sich für Ihre Unterstützung!

Danksagung

Mein Dank gilt Prof. Mackenstedt für die freundliche Übernahme des Referats, die Unterstützung und den Rat während der Arbeit und die Durchsicht des Textes.

Ebenso danke ich Prof. Böhme für die Übernahme des Koreferats.

Ich danke Prof. Kimmig für die Hilfe und Rat während der Arbeit und die Korrektur des Textes.

Ich möchte Parasitus Ex e. V., speziell Dr. Torsten Naucke und Susanne Lorentz für die Bereitstellung des Themas und die inhaltliche und finanzielle Unterstützung der Arbeit sowie Ratschläge und Anregungen danken. Außerdem danke ich Dr. Naucke für die Korrektur des Textes.

Nicht fehlen darf an dieser Stelle Liz Ott auf den Kanaren ohne deren wertvolle Orts- und Personenkenntnisse, ständiges Interesse für kritische Diskussionen sowie ihren unermüdlichen (nicht zuletzt zeitlichen) Einsatz für die Studie, das Projekt so nicht hätte durchgeführt werden können. Danke Liz und Tinka!

Auch den Tierschutzvereinen „OKAPI“ auf Fuerteventura, „Verein zu Rettung todgeweihter Hunde“ auf Gran Canaria sowie „SARA“ und „Wauwau“ auf Lanzarote, als auch den Tierärzten auf Lanzarote und Fuerteventura bin ich zu Dank für ihre Mitarbeit verpflichtet. Dies gilt ebenso für die Privatpersonen, die aktiv mitgeholfen haben.

Ich danke all jenen, die meine Arbeit immer wieder durchgesehen haben. Danke Philipp, Tina, Alex, Henrike, Brigitte, Benne und Hanna für Korrektur und Kritik! Natürlich möchte ich mich auch für die moralische Unterstützung bei ihnen sowie bei Manu, Cornelius, Tanja und Sarah bedanken. Nicht zuletzt danke ich euch für die Geduld bei endlosen Monologen über Parasiten.

Schließlich bin ich meiner Familie zu tiefem Dank verpflichtet für ihre Unterstützung und ihren steten Glauben an den Erfolg im „seltsamen“ Berufsfeld der Tochter und Schwester, über das sie mehr erfahren mussten, als sie es sich je erträumt hätten.

Eidesstattliche Erklärung

Hiermit versichere ich, dass ich diese Arbeit selbstständig verfasst habe und keine anderen als die angegebenen Quellen und Hilfsmittel benutzt habe. Alle Stellen der Arbeit, die dem Wortlaut oder Sinn nach, anderen Werken entnommen worden sind, habe ich unter Angabe der Quellen kenntlich gemacht.

Diese Arbeit wurde keiner Prüfungsbehörde in gleicher oder ähnlicher Form vorgelegt.

Lina Kurzrock
Bonn, den 20.05.2011