

Aus dem Department für Nutztiere und öffentliches Gesundheitswesen der
Veterinärmedizinischen Universität Wien

Institut für Lebensmittelsicherheit, Lebensmitteltechnologie und Öffentliches
Gesundheitswesen

(Leiter: Univ.-Prof. Dr.med.vet. Martin Wagner Dipl.ECVPH)

**Serologischer Nachweis von zoonotischen Aborterregern bei Neuweltkamelen
in Österreich**

Diplomarbeit

Veterinärmedizinische Universität Wien

vorgelegt von
Mercedes Knjzek

Wien, im März 2023

Betreuer: Univ.-Prof. Dr. Friedrich Schmoll

Institut für Lebensmittelsicherheit, Lebensmitteltechnologie und Öffentliches
Gesundheitswesen in der Veterinärmedizin

Department für Nutztiere und öffentliches Gesundheitswesen in der
Veterinärmedizin

Veterinärmedizinische Universität Wien

Institut für Veterinärmedizinische Untersuchungen Mödling

Österreichische Agentur für Gesundheit und Ernährungssicherheit

Dr. Romana Steinparzer

Institut für Veterinärmedizinische Untersuchungen Mödling

Österreichische Agentur für Gesundheit und Ernährungssicherheit

BegutachterIn: Ao. Univ.-Prof. Dr. med. vet. Sonja Franz

Universitätsklinik für Wiederkäuer

Klinische Abteilung für Wiederkäuermedizin

Veterinärmedizinische Universität Wien

Eigenständigkeitserklärung:

Hiermit erkläre ich, dass ich die vorgelegte Arbeit selbstständig verfasst und keine anderen als die angegebenen Quellen und Hilfsmittel benutzt habe. Alle übernommenen Textstellen aus fremden Quellen wurden kenntlich gemacht.

Ich habe die entscheidenden Arbeiten selbst durchgeführt und alle zuarbeitend Tätigen mit ihrem Beitrag zur Arbeit angeführt.

Die vorliegende Arbeit wurde nicht an anderer Stelle eingereicht oder veröffentlicht.

Wien, den 07.03.2023

Mercedes Knjzek

Zusammenfassung

Für die zoonotischen Aborterreger *Toxoplasma gondii*, *Chlamydia abortus*, *Coxiella burnetii* und *Leptospira spp.* gelten Neuweltkamele als empfänglich. In der durchgeführten Studie wurden aus den Jahren 2018, 2019 und 2020 Seraprobren von Neuweltkamelen aus Österreich auf das Vorhandensein von Antikörpern gegen diese Erreger untersucht. Es sollte einen Hinweis liefern, ob diese Infektionserreger in der österreichischen Neuweltkamel-Population vorkommen. Für den Antikörper-Nachweis von *Toxoplasma gondii* (n = 725), *Chlamydia abortus* (n = 633) und *Coxiella burnetii* (n = 633) wurden die ELISA Testsysteme (ID Screen® Toxoplasmosis Indirect Multispecies, ID Screen® Chlamydophila abortus Multispecies, und ID Screen® Q-Fever Indirect Multispecies, IDVet, Frankreich) verwendet. Für den Antikörper-Nachweis von *Leptospira spp.* wurde ein Mikroagglutinationstest, Goldstandard, verwendet. Bei 50 Tieren lagen zwei Proben, von 20 Tieren lagen drei Proben und von einem Tier lagen vier Proben von unterschiedlichen Zeitpunkten vor. Folgende Antikörper Ergebnisse (positiv/fraglich/negativ) wurden festgestellt: *T. gondii* (282/12/431), *C. abortus* (0/1/632), *C. burnetii* (1/1/631) und *Leptospira spp.* (54/-/544). Im Laufe der Probenabnahme waren zu einem späteren Zeitpunkt 24 *T. gondii* Antikörper negative Tiere positiv, ein *C. burnetii* Antikörper positives Tier negativ, vier Leptospiren Antikörper negative Tiere positiv und fünf Leptospiren Antikörper positive Tiere negativ oder hatten einen niedrigeren Antikörper-Titer. Die Ergebnisse zeigen, dass Antikörper gegen alle vier Erreger bei Neuweltkamelen in Österreich vorkommen, insbesondere *T. gondii* und *Leptospira spp.*, und die genannten Erreger als Differentialdiagnose in Betracht gezogen werden sollten.

Abstract

New World camels are considered susceptible to the zoonotic abortifacient pathogens *Toxoplasma gondii*, *Chlamydia abortus*, *Coxiella burnetii*, and *Leptospira spp.* In the study conducted, sera samples from 2018, 2019 and 2020 of New World camels from Austria were tested for the presence of antibodies against these pathogens. It was intended to provide an indication of whether these infectious agents are present in the Austrian New World camel population. ELISA test systems (ID Screen® Toxoplasmosis Indirect Multispecies, ID Screen® Chlamydia abortus Multispecies and ID Screen® Q-Fever Indirect Multispecies, IDVet, France) were used for antibody detection of *Toxoplasma gondii* (n = 725), *Chlamydia abortus* (n = 633), and *Coxiella burnetii* (n = 633). For antibody detection of *Leptospira spp.* a microagglutination test, the gold standard, was used. Two samples were available from 50 animals, three samples were available from 20 animals, and four samples from one animal at different time points. The following antibody results (positive/questionable/negative) were detected: *T. gondii* (282/12/431), *C. abortus* (0/1/632), *C. burnetii* (1/1/631), and *Leptospira spp.* (54/-/544). During sample collection, at a later time point, 24 *T. gondii* antibody negative animals were positive, one *C. burnetii* antibody positive animal was negative, four leptospires antibody negative animals were positive, and five leptospires antibody positive animals were negative or had lower antibody titer. The results indicate that antibodies against all four pathogens are present in New World camels in Austria, especially *T. gondii* and *Leptospira spp.* and the mentioned pathogens should be considered as differential diagnosis.

Inhaltsverzeichnis

1. Abkürzungsverzeichnis	1
2. Einleitung.....	2
3. Literaturübersicht.....	3
3.1 Toxoplasma gondii	6
3.1.1 Charakteristika	6
3.1.2 Klinik	7
3.1.3 Diagnostik.....	8
3.1.4 Therapie	8
3.1.5 Vorkommen.....	8
3.2 Chlamydia (Chlamydophila) abortus	10
3.2.1 Charakteristika	10
3.2.2 Klinik	11
3.2.3 Diagnostik.....	12
3.2.4 Therapie	12
3.2.5 Vorkommen.....	12
3.3 Coxiella burnetii	13
3.3.1 Charakteristika	13
3.3.2 Klinik	14
3.3.3 Diagnostik.....	15
3.3.4 Therapie	15
3.3.5 Vorkommen.....	15
3.4 Leptospira spp	17
3.4.1 Charakteristika	17
3.4.2 Klinik	18

3.4.3 Diagnose	19
3.4.4 Therapie	20
3.4.5 Vorkommen.....	20
4. Material und Methoden	24
4.1 Proben	24
4.2 Testverfahren	24
4.2.1 ELISA.....	24
4.2.1.1 Allgemein.....	24
4.2.1.2 Testkits spezifisch.....	26
4.2.2 Mikroagglutinationstest.....	27
4.2.2.1 Allgemein.....	27
4.2.2.2 Testverfahren mit Leptospiren.....	28
4.3 Auswertungsmethoden.....	29
4.3.1 ELISA	29
4.3.2 Mikroagglutinationstest.....	29
4.3.3 Statistik.....	30
5. Ergebnisse	31
5.1 ELISA-Ergebnisse	31
5.2 MAT-Ergebnisse.....	32
5.3 Vergleichsergebnisse mehrmals beprobter Tiere	34
6. Diskussion.....	36
7. Literaturverzeichnis.....	41
8. Abbildungs-/ Tabellenverzeichnis	60

1. Abkürzungsverzeichnis

AGES = Österreichisch Agentur für Gesundheit und Ernährungssicherheit

AK = Antikörper

C. abortus = Chlamydia abortus

C. burnetii = Coxiella burnetii

C. felis = Chlamydia felis

C. psittaci = Chlamydia psittaci

ELISA = Enzyme linked immunosorbent Assay

ILS = International Leptospirosis Society

L. interrogans = Leptospira interrogans

L. = Leptospira interrogans

MAT = Mikroagglutinationstest

MOMP = major outer-membrane Protein

POMP = Polymorphic outer membrane protein

T. gondii = Toxoplasma gondii

WHO = World Health Organization

2. Einleitung

Früher hauptsächlich in Südamerika beheimatet, finden immer mehr Neuweltkameliden ihren Einzug in Österreich. Vor einigen Jahren waren es noch keine 100 Tiere, mittlerweile leben an die 10 000 Tiere in Österreich (LFI 2020).

Durch das vermehrte Aufkommen der Tiere in Österreich werden dementsprechend auch die medizinischen Aspekte dieser Tiere interessant. Zum einen müssen die Tierärzte sich mit den Anforderungen von Neuweltkamelen auseinandersetzen. Zum anderen muss vermehrt auf die Krankheiten der Tiere ein Blick geworfen werden. Mit welchen Erregern hat man es bei dieser Tierart zu tun?

Die Mindestanforderungen für die Haltung von Lamas sind in der *1. Tierhaltungsverordnung Anlage 11* geregelt. Diese können sinngemäß auf alle Neuweltkamele angewendet werden (LFI 2020).

Aufgrund mehrerer miteinander korrelierender Faktoren (Haltungsbedingungen, Umweltbedingungen, Immunsystem der Tiere, etc.) werden die Tiere immer auch einem gewissen Infektionsrisiko gegenüber unterschiedlichen Erregern ausgesetzt. Diese können in der Umwelt vorkommen als auch von Tier zu Tier übertragen werden. Manche dieser Erreger stellen Aborterreger dar, die auch als Erreger mit zoonotischem Potential eine Rolle spielen.

Auf vier dieser, in Österreich vorkommenden, Erreger konzentriert sich diese Arbeit – *Toxoplasma gondii*, *Chlamydia abortus*, *Coxiella burnetii* und *Leptospira spp.*

Neuweltkamele gelten für diese Infektionserreger als empfänglich. Ziel war es mittels Antikörper-Nachweis herauszufinden, ob Neuweltkamele in Österreich mit diesen Erregern in Kontakt gekommen sind, um damit zu klären, ob diese als Differentialdiagnosen für Aborte bei den Neuweltkamelen eine Rolle spielen könnten. Zum anderen ist es auch wichtig zu wissen, ob diese Erreger im österreichischen Neuweltkamel-Bestand präsent sind, da sie als Zoonoseerreger auf den Menschen übertragen werden können.

3. Literaturübersicht

Neuweltkamele sind in Österreich keine Seltenheit mehr. Vor einigen Jahren war die Anzahl noch sehr überschaubar. Mittlerweile gibt es schon tausende Neuweltkamele in Österreich. Und der Beliebtheit ist kein Abbruch getan, waren es 2017 noch 5.090 gemeldete Tiere auf insgesamt 790 Betrieben (BMASGK 2017), sind es 2018 bereits 5.649 Tiere auf 857 Betrieben (BMASGK 2018). Mittlerweile geht man von einer Anzahl von 10 000 Tieren aus (LFI 2020). In vielen europäischen Ländern zeigt sich der Trend zur Haltung der Neuweltkamele in einer wachsenden Tierpopulation (Stanitznig et al. 2016).

Neuweltkamele werden in unseren Breiten für viele verschiedene Zwecke gehalten. Die häufigsten Nutzungsarten sind die Zucht und die Wollproduktion. Gefolgt werden diese von der Haltung als Trekkingtour-Tiere oder als Hobbytiere (Bauerstatter et al. 2018). Neben diesem Nutzen werden Neuweltkamele auch als Therapietiere verwendet (Hoffmann 2012; Lederbogen 2009, Riedler 2005). Die Nutzung als Fleischlieferant wie in südamerikanischen Ländern typisch, hat in Österreich kaum Relevanz (Hoops et al. 2013).

Ein gutes Stallklima sowie eine artgerechte Haltung und eine entsprechende medizinische Versorgung, Prophylaxe und Therapie, ist ein Muss und haben einen positiven Gesundheitseffekt (Gauly et al. 2019; LFI 2020).

Neuweltkamele in Österreich werden in Gruppen von 5 bis über 70 Tieren gehalten (Bauerstatter et al. 2018). Auch wenn die Mehrheit der Tierbesitzer die Tiere nicht zusammen mit anderen Tierarten hält, gibt es dennoch Fälle, bei denen die Neuweltkamele mit anderen Tieren zusammengehalten werden. Hierbei sind neben Schafen und Ziegen auch Pferde und Laufenten zu nennen (Riedl 2013). Kriegl et al. 2005 beschreibt hingegen, dass mehr als die Hälfte der Tierbesitzer die Neuweltkamele gemeinsam mit anderen Tieren hält. In Uruguay, wo die Neuweltkamele erst seit ein paar Jahren integriert sind, werden Lamas oft als Schutz von Schafherden eingesetzt. Auch in Tirol gibt es Schafzüchter, die Lamas in die Schafherden integrieren, um diese gegen Angriffe von Wölfen zu schützen. Dies hängt damit zusammen, dass ein Lama dem Feind entgegenrennt, ausschlägt und damit gleichzeitig die ganze Herde warnt (Perez et al. 2016). Diese Integration zu anderen Tierarten sollte aber kein Ersatz für die Haltung mit Artgenossen sein (LFI 2020).

Fehl- oder Totgeburten stehen nach einer Studie von Kriegl et al. 2005 an vierter Stelle bei den Erkrankungen bei Neuweltkamelen. Für Österreich wird hierbei ein Durchschnitt der Totgeburtenrate von 3,4 % angegeben. Dieser liegt unter dem Gesamtdurchschnitt von 4,5 %,

ist jedoch deshalb nicht von der Hand zu weisen. In Deutschland ist diese Rate höher, 6,0 %. Bei Neuweltkamelen wird die Abortrate allgemein als eher niedrig beschrieben, im Vergleich zu denen von beispielsweise Dromedaren, bei denen die Abortrate zwischen 2 % und 25 % liegt (Tibary et al. 2006).

Da sich Neuweltkamele mit einigen infektiösen Erregern infizieren können, die auch bei anderen Tierarten auftreten (LFI 2020), ist es wichtig, am Laufenden zu bleiben, mit welchen Erregern diese Tiere in Österreich ausgesetzt sind. Neuweltkamele werden als sehr widerstandsfähige und robuste Tiere dargestellt. Das zeigt sich dadurch, dass Krankheitssymptome erst sehr spät auftreten (Hänichen et al. 2002) und dann zum Teil auch sehr unspezifisch sind (Franz S. 2018). Dadurch kommt es erst spät zu Therapieansätzen und die Tiere können länger als Überträger der verschiedenen Erreger fungieren (Franz S. 2018).

Immer wieder werden Toxoplasmose, Chlamydiose, Q-Fieber (Coxiellose) und Leptospirose als Ursache für Aborte und Reproduktionsstörungen bei verschiedenen Tierarten genannt: Dubey JP 2009 berichtet in seiner Review über Toxoplasmose in Schafen, dass *T. gondii* oder *T. gondii* - DNA in bis zu 23 % der abortierten Föten zu finden waren. Bei Neuweltkamelen in der Schweiz wurde bei zumindest einem Fall von Totgeburt *T. gondii* als Ursache beschrieben (Rüfli et al. 2021). In Korea wurde bei einem Abortausbruch in einer Schweinefarm histopathologisch bei Sauen sowie von ihnen abortierten Föten *T. gondii* Tachyzoiten nachgewiesen (Kim et al. 2009). Mittels PCR wurden 9,6 % der untersuchten Proben von Ziegen mit Abortintergrund in Mexiko positiv auf *C. abortus* getestet (Sánchez-Rocha et al. 2021). Im nordöstlichen Algerien wurden 7,2 % der Mutterschafe positiv auf *C. abortus* getestet. In sechs Föten und vier Plazenten wurde mittels PCR ebenfalls *C. abortus* nachgewiesen (Hireche et al. 2016). In einem zweimonatigen Zeitraum kam es in Uruguay zu vier Aborten bei Milchkühen. Das untersuchte Abortmaterial wies *C. burnetii* auf (Macías-Rioseco et al. 2019). Auch bei Abortmaterial (Plazenta und Föten) von zwei kleinen Wiederkäuern und vier Rindern wurde immunozytochemisch *C. burnetii* nachgewiesen (van Moll et al. 1993). In Kalifornien, USA wurde mittels Mikroagglutinationstest (MAT) bei Pferddestuten die abortiert oder totgeboren hatten, Leptospiren nachgewiesen. Im Gewebe der abortierten Föten wurde mittels Fluoreszenz Antikörper Testung ebenfalls *Leptospira spp.* nachgewiesen (Kinde et al. 1996). Bei einer brasilianischen Untersuchung welche den Zusammenhang zwischen Reproduktionsstörungen und *Leptospira spp.* in Milchviehherden darstellt, mit der hauptursächlichen Störung embryonischer Tod und Aborte, wurde festgestellt, dass Herden mit einer höheren Seroreaktivität auch mehr Reproduktionsstörungen aufweisen

(Muniz Oliveira et al. 2021). Bis auf Coxiellose werden alle drei Krankheiten bei Kameliden (Tibary et al. 2006; Al-Saihi K. 2019) und Neuweltkameliden (Tibary et al. 2006; Agnew D. 2018) erwähnt.

3.1 Toxoplasma gondii

3.1.1 Charakteristika

Toxoplasma gondii (*T. gondii*) ist ein intrazellulär parasitierendes heteroxenes Protozoon (Bostedt et al. 2019). Der einzellige Parasit ist einer der weltweit am häufigsten vorkommenden Zoonoseerreger. Etwa ein Drittel der Menschheit ist infiziert (Krauss et al. 2004, Innes 2010).

Katzen sind die Endwirte von *T. gondii*, als Zwischenwirte können alle warmblütigen Tiere und der Mensch fungieren (Krauss et al. 2004, Innes 2010). Erst nach Ausscheidung der Oozysten durch den Endwirt und der darauffolgenden Entwicklung von Sporozoiten innerhalb der Oozysten, sind diese für Zwischenwirte infektiös (Bostedt et al. 2019, Krauss et al. 2004, Hill und Dubey 2002). Vom Zwischenwirt aufgenommene infektiöse Oozysten lassen im Dünndarm ihre enthaltenen Sporozoiten frei (Bostedt et al. 2019, Krauss et al. 2004). Diese wandern in kernhaltige Gewebezellen, um sich zu vermehren (Krauss et al. 2004). Infektionsquellen für Mensch und Tier sind die in der Umwelt vorhandenen Oozysten aber auch ungenügend erhitztes, mit Gewebezysten infiziertes Fleisch als auch Milch, die während der Parasitämie verwendet wird (Bostedt et al. 2019, Krauss et al. 2004). Die Prävalenz einer Infektion bei Schweinen liegt unter 1 %. Bei Schafen liegt die Prävalenz schon bei 20-90 %. Bei Rindern werden Zysten nur selten im Rindfleisch gefunden, da die Toxoplasmen bei ihnen nur kurz überleben. Sehr häufig als Träger werden Wildtiere beschrieben (Krauss et al. 2004). Nur ca. 1 % der Katzen sind tatsächlich Ausscheider, aber eine Infektion über Katzenkot einer ausscheidenden Katze ist nicht unwahrscheinlich, da Katzen mit der Aufnahme eines Bradyzoiten oder einer Gewebezyste, in einer Maus können sich mehrere Zysten befinden, Millionen Oozyten ausscheiden (Hill und Dubey 2002). In Abb. 1 sieht man den Lebenszyklus von *Toxoplasma gondii* kurz schematisch dargestellt (Hill und Dubey 2002).

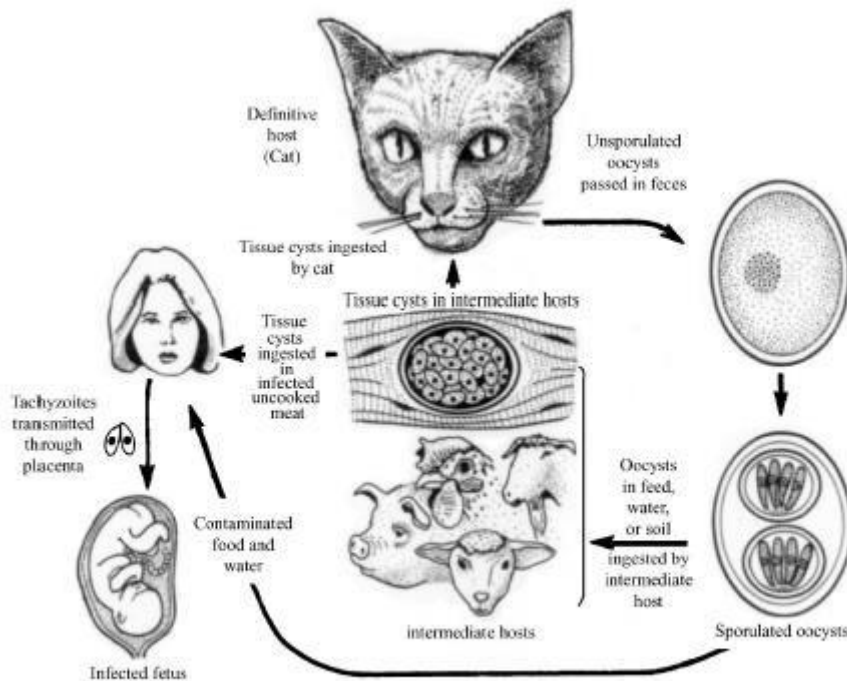


Abb. 1 Lebenszyklus von *Toxoplasma gondii* (aus Hill und Dubey 2002)

3.1.2 Klinik

Die meisten infizierten Tiere haben einen symptomlosen Infektionsverlauf. Jedoch kann es bei immungeschwächten Tieren zu Fieber, Lähmungen, Durchfall, Atemnot und halbseitige Blindheit kommen (BLV 2022). Besonders bei Schafen und Ziegen aber auch anderen Tierarten löst *T. gondii* in der frühen Trächtigkeit embryonalen bzw. fetalen Tod und Resorption des Embryos aus. Bei Infektion zwischen dem 60. und 90. Tag kommt es zu Abortgeschehen. Kommt es im letzten Trächtigsmonat zu einer Infektion können geringgradig erkrankte Lämmer aber auch klinisch unauffällige Jungtiere, die jedoch persistent infiziert und immun sind, geboren werden (Buxton et al. 2007).

Als Zoonoseerreger kommt es meist durch Verzehr von Zysten in rohem Fleisch, aber auch durch Aufnahme von Oozysten in der Umgebung, beispielsweise durch mit Katzenkot kontaminiertes Gemüse, zu einer Übertragung auf den Menschen (AGES 2022). Vor allem bei schwangeren Frauen spielt der Erreger eine große Rolle. Eine Infektion am Anfang der Schwangerschaft zeigt die niedrigste Wahrscheinlichkeit einer vertikalen Übertragung. Grund dafür könnte sein, dass der plazentare Trophoblast am Anfang der Schwangerschaft, nicht förderlich für die Ausbreitung von *T. gondii* ist und somit den Parasiten davon abhält die Plazenta zu durchdringen. Mit jedem Trimester steigt die Wahrscheinlichkeit der Übertragung

jedoch (Li et al. 2014). Bei einer Infektion im ersten Trimester, durch die noch ungenügende Entwicklung und dem geringen Widerstand des Fötus, führt diese öfter zu einem Absterben der Frucht. Im zweiten Drittel kommen die Kinder lebend aber mit Gesundheitsproblemen wie Hydrozephalus oder Augenschäden zur Welt. Im dritten Drittel sind die Neugeborenen meist klinisch unauffällig (AGES 2022; Li et al. 2014). Bei immunkompetenten Menschen verläuft eine Infektion mit *T. gondii* meist ohne oder nur mit uncharakteristischen Symptomen (AGES 2022).

3.1.3 Diagnostik

Der Nachweis einer *T. gondii* – Infektion kann indirekt über den Nachweis von Antikörpern beispielsweise mittels ELISA oder Modifizierten Agglutinationstest erfolgen (Steinparzer et al. 2015). Je nach Titerverlauf der IgG-Antikörper und IgM-Antikörper bekommt man Auskunft über den Status der Infektion, akute oder länger zurückliegende Infektion (Krauss et al. 2004).

3.1.4 Therapie

Eine spezifische Therapie ist für Schafe und Ziegen nicht verfügbar (Bostedt et al. 2019). Es ist möglich in den Zyklus schon vorher einzuschreiten und die Katze mit Toltrazuril zu behandeln. Dies soll die Ausscheidung von Oozysten im Kot drastisch reduzieren (Clinipharm 2021). Aufgrund dessen kommt der Futter- und Tränkehygiene, zur Vermeidung einer Oozystenkontamination, eine große Bedeutung zu (Innes et al. 2019).

3.1.5 Vorkommen

Dass Tiere aller Arten auf der ganzen Welt diesem Parasiten ausgesetzt sind zeigen viele Studien (Tabelle 1). In einem Review über die globale Seroprävalenz von *T. gondii* in Kameliden zeigte sich, dass die Seroprävalenz zwischen 2,99 % und 90,90 %, je nach Studie, variierten. Weltweit beträgt die allgemeine Seroprävalenz in Kameliden 28,16 %. Besonders häufig wurde *T. gondii* in Europa (49,64 %) nachgewiesen. Gefolgt von Afrika (37,63 %), Amerika (21,76 %) und Asien (17,58 %) (Maspi et al. 2021).

Tab. 1 Globales Vorkommen des Erregers *Toxoplasma gondii*

Land	Tierart	US-Material	US-Methode	Einzel-tier/ Betriebe	Ergebnisse	Referenz
Tschechische Republik	exotische Wdk	Serum	ELISA - AK	E	52%	Bártová et al. 2017
			IFAT		31%	
	Kamelide	Serum	ELISA - AK	E	69%	
			IFAT		54%	
Polen	Schweine	Serum	DAT - AK	E	11,90%	Skroka et al. 2020
		Gewebe	PCR - AG		12,20%	
	Rinder	Serum	DAT - AK	E	13%	
		Gewebe	PCR - AG		10,20%	
Schweiz	Neuweltkamele	Serum	ELISA - AK	E	83,20%	Basso et al. 2020
				B	99,20%	
Schweiz	Neuweltkamele	Serum	ELISA - AK	E	100%	Rüfli et al. 2021
		Gewebe und Körperflüssigkeit Feten und totgeborene Cria	PCR - AG	E	0%	
			ELISA - AK		25%	
Frankreich	Kalbfleisch (< 8 Mo)	Gewebe: Herz und Diaphragma	MAT - AK	E	5,34%	Blaga et al. 2019
	Rindfleisch (> 8 Mo)				23,12%	
	Total				17,38%	
Spanien	kl. WDK	Serum	MAT - AK	E	37%	Jimenez-Martin et al. 2020
	Schafe	Serum		E	46,50%	
				B	98,40%	
	Ziegen	Serum		E	38,30%	
B	93,70%					
Österreich	Schweine	Serum	ELISA - AK	B	50,90%	Kreinöcker et al. 2017
Peru	Lama	Serum	IFAT	E	44,20%	Chávez-Velásquez et al. 2005
	Vicunja				5,50%	
Peru	Alpaka	Serum	IHA	E	36,45%	Mamani 2006
Chile	Neuweltkamele	Serum	MAT - AK	E	26,70%	Patitucci et al. 2006
	Lama				43,40%	
	Alpaka				11,80%	
USA	Alpaka	Serum	MAT - AK	Fall- beschreibung	positiv	Dubey et al. 2014
		abortiertes Cria	Immunohistochemie		Gewebszyste	
USA	Weißwedelhirsche	Serum	ELISA - AK	E	38,50%	Schaefer 2013
China	Alpaka	Serum	MAT - AK	E	9,16%	Li et al. 2020
Thailand	asiatischer Elefant	Serum	LAT	E	45,10%	Udonsom et al. 2022
			iELISA - AK		40,70%	
			iELISA - AG		44,40%	
Iran	Pferd	Serum	MAT - AK	E	48,50%	Tavalla et al. 2015

ELISA = Enzymelinked immunosorbent assay, IFAT = Immunofluorescence antibody test, DAT = Direkter Agglutinationstest, PCR = Polymerase chain reaction, MAT = Modifizierter Agglutinationstest, IHA = Indirekter Haemagglutinationstest, LAT = Latex Agglutinationstest

3.2 Chlamydia (Chlamydophila) abortus

3.2.1 Charakteristika

Aufgrund von Sequenzanalysen der 16S- und 23S rRNA-Gene wurde im Jahr 1999 eine neue Chlamydientaxonomie verwendet (Everett et al. 1999). Innerhalb der Ordnung *Chlamydiales* wurden noch vier Familien unterschieden, darunter die Familie *Chlamydiaceae*. Diese wurde in zwei Genera, *Chlamydia* und *Chlamydophila*, mit neun Spezies unterteilt, darunter *Chlamydophila abortus* (Bush et al. 2001). 2011 wurde die Unterteilung der Familie *Chlamydiaceae* in zwei Genera wieder aufgehoben und alle neun Spezies wurden dem Genus *Chlamydia* zugeordnet (Kuo et al. 2011). Demnach gibt es noch beide Bezeichnungen, in der vorliegenden Arbeit wird jedoch nur eine, *Chlamydia abortus*, verwendet.

Der Erreger *Chlamydia abortus* (*C. abortus*) ist ein kleines obligat intrazelluläres unbewegliches gramnegatives Bakterium (Essig und Longbottom 2015). Es werden infektiöse Elementarkörperchen, die extrazellulär überleben können, von den Wirtszellen aufgenommen. Dort entwickeln sie sich weiter zu nicht infektiösen Retikularkörperchen und vermehren sich (Bostedt et al. 2019, Essig und Longbottom 2015). Nach 24 Stunden kommt es zu einer erneuten Differenzierung zu reifen und infektiösen Elementarkörperchen und anschließend (48-72 Stunden später) zu deren Freisetzung (Krauss et al. 2004). Mit Chlamydien können sich neben Säugetieren auch verschiedene Vogelarten und der Mensch infizieren (Bostedt et al. 2019, Krauss et al. 2004). Die aviären Isolate sind allerdings die *Chlamydia psittaci*, dieses Isolat ist auch am bedeutendsten bei der Erkrankung bei Menschen. Jedoch ist das Wiederkäuer-Isolat *Chlamydia abortus* jenes, welches zu den zoonotischen Aborterregern zählt und ebenfalls für den Menschen gefährlich werden kann (Krauss et al. 2004, Pospischil et al. 2002). Infektionsquellen sind hauptsächlich Zukäufe von klinisch inapparenten Tieren. Auch die lebensschwachen Jungtiere sind eine wichtige Infektionsursache und gelten als zoonotisches Risiko. Durch Aborte beziehungsweise Abortausscheidungen kommt es zur Ausschüttung von *Chlamydia abortus*. Danach können sich die Tiere direkt durch Kontakt mit den Aborten als auch indirekt durch Ausscheidungen und in weiterer Folge durch kontaminiertes Futter, Einstreu oder Trinkwasser infizieren. Ansteckungsgefahr besteht auch auf aerogenem Weg oder bei Jungtieren über sekundär kontaminierte Milch. Der Erreger kann zusätzlich von Tier zu Tier über den Deckakt übertragen werden (Bostedt et al. 2019, Essig und Longbottom 2015).

Der genaue Übertragungsweg beim Menschen ist unklar, man geht auch hier von einer Ansteckungsgefahr auf aerogenem Weg aus (Turin et al. 2022), aber auch über direkten Kontakt mit infiziertem Gewebe und Sekreten ist eine Infektion höchst wahrscheinlich (Pichon et al. 2020). Die Übertragung von *C. abortus* über kontaminierte Milch, wie bei den Jungtieren, wurde nicht beschrieben.

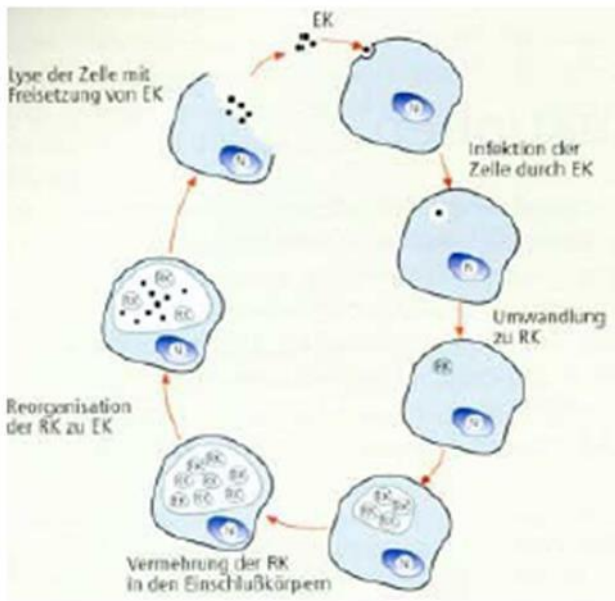


Abb. 2 Lebenszyklus *Chlamydia abortus* (aus Peer H. 2014)

3.2.2 Klinik

Klinisch zeigen Schafe und Ziegen Aborte, Totgeburten und Geburten lebensschwacher Jungtiere. Sie zeigen keine weiteren Symptome, mit wenig beschriebenen Ausnahmen einer Bronchopneumonie oder bei Sauglammern Polyarthritits, die auf eine *C. abortus* Infektion hinweisen. Wenn man sehr genau darauf achtet, können einem vor dem Abort eine verminderte Futteraufnahme und/oder Scheidenausfluss auffallen (Bostedt et al. 2019). Dies ändert nichts am Abortgeschehen selbst. Jedoch könnte man früher weitere Tiere diagnostizieren.

Die Klinik beim Menschen sieht ähnlich aus. Fälle von Pneumonie wurden von Imkamp et al. 2022 beschrieben. Bei Infektion einer Schwangeren kann es zu grippeähnlichen Symptomen kommen, die in weiterer Folge zu Thrombozytopenie und Koagulopathie führen können, welche üblicherweise zu Aborten oder Totgeburten führen (Imkamp et al. 2022; Roberts et al. 1967; Walder et al. 2003).

3.2.3 Diagnostik

Der Nachweis von *C. abortus* erfolgt direkt durch Antigen-ELISA, Real-Time PCR und Mikroarray-Systeme. Als Untersuchungsmaterial dienen Blut, nekrotische Kotyledonen, Scheidensekret, Föten oder fetale Organe. Für den indirekten Nachweis mittels Antikörper-ELISA werden Blutserumproben benötigt (Bostedt et al. 2019, Essig und Longbottom 2015). Mit dem ELISA Verfahren können im Frühstadium IgM und später IgG Antikörper nachgewiesen werden (Krauss et al. 2004).

3.2.4 Therapie

Bei akuten Abortfällen kann eine Oxytetracyclin Therapie verordnet werden. Jedoch ist diese Behandlung keine Garantie dafür die Krankheit auf Herdenebene auszulöschen oder schon weiter fortgeschrittene Infektionen rückgängig zu machen. Eine bessere Lösung ist die Prophylaxe durch eine mögliche Impfung und/oder durch adäquate Hygiene (kein Kontakt mit ausscheidenden Tieren, kein Kontakt mit Abortmaterial, direktes Entsorgen von Abortmaterial) (Turin et al. 2022).

3.2.5 Vorkommen

Die Infektion mit *C. abortus* ist vor allem beim kleinen Wiederkäuer beschrieben. Studien zeigen jedoch, dass auch Rinder, Kamele und Neuweltkamele anfällig für diesen Erreger sind (Agnew D. 2018, Vidal et al. 2017, Softic et al. 2018, Al-Salihi K. 2019). Die Fälle von Chlamydien Infektionen sind auf der ganzen Welt zu beobachten (Tabelle 2).

Tab. 2 Globales Vorkommen des Erregers *Chlamydia abortus*

Land	Tierart	US-Material	US-Methode	Einzel tier/Betriebe	Ergebnisse	Referenz
Österreich	Schafe	Serum	ELISA - AK	E	9,20%	Blumer et al. 2012
Schweiz	Rinder	Serum	ELISA - AK	E	38,50%	Vidal et al. 2017
Bosnien-Herzegowina	Rinder	Serum	ELISA - AK	E	56,60%	Softic et al. 2018
				B	87,90%	
Polen	Rinder	Serum	CFT	E	19,30%	Niemczuk 2005
			ELISA - AK			
Türkei	Schafe	Serum	iELISA - AK	E	5,4%-18,29%	Gokce et al. 2007
				B	46,60%	
	Rinder	Serum		E	(4,76%-12,67%)	
				B	26,92%	
Irak	Rinder	Serum	iELISA - AK	E	0,82%	Majed et al. 2018
Jordanien	Rinder	Serum	ELISA - AK	E	19,90%	Talafha et al. 2012
				B	66,30%	
Lybien	Kamele	Serum	iELISA - AK	E	12,25%	Elzlitne et al. 2016
Ägypten	Schafe	Serum	ELISA - AK	E	13,70%	Selim et al. 2021
Algerien	Schafe	Serum	iELISA - AK	E	7,20%	Hireche et al. 2016
				B	33,30%	
Mexiko	Ziegen	Serum	ELISA - AK	E	9,60%	Díaz et al. 2015
		vaginales Exsudat	PCR - AG		9,68%	Sánchez-Rocha et al. 2021

ELISA = Enzymelinked immunosorbent assay, PCR = Polymerase chain reaction, CFT = Complement fixation test

3.3 *Coxiella burnetii*

3.3.1 Charakteristika

Der, das Q-Fieber auslösende, Erreger *Coxiella burnetii* (*C. burnetii*) ist eine nahezu weltweit verbreitete Zoonose (Angelakis und Raoult 2010). Die Erkrankung trat erstmals 1935 in Australien auf und wurde 1937 als Erkrankung unbekannter Ursache von Edward Holbrook Derrick beschrieben. So kam schlussendlich auch der Name zustande – es wurde abgeleitet vom englischen Wort „query“, was so viel bedeutet wie „fraglich“ (Arnold et al. 2020). Der Erreger ist ein obligat intrazelluläres Bakterium. Das Bakterium ist gramnegativ, unbeweglich, pleomorph, oval bis stäbchenförmig (Krauss et al. 2004). Charakteristisch für *C. burnetii* sind seine 2 verschiedenen Phasen (Angelakis und Raoult 2010). Intrazellulär existieren die Large Cell Variants (LCV). Sie besitzen ähnlich wie gramnegative Bakterien eine Lipopolysaccharid-Membran und persistieren in Phagosomolen der Makrophagen (Arnold et al. 2020). Nach mehreren Entwicklungsstadien werden die sporenhähnlichen hochinfektiosen extrazellulären

Small Dense Cells (SDC), auch Small Cell Variants (SCV), aus den Wirtszellen in die Umgebung abgegeben (Krauss et al. 2004, Bostedt et al. 2019). Als Wirte fungieren alle Säugetiere sowie Vögel, Arthropoden und der Mensch. Über Zeckenkot oder Kontakt durch Fruchtwasser, Lochien, Milch, Kot, Harn, etc. kommt es zur Übertragung beziehungsweise Ausscheidung der Erreger (Bostedt et al. 2019, Krauss et al. 2004). Die ausgeschiedenen Erreger sind sehr resistent gegenüber Umwelteinflüssen. So kann es zu einer Bildung von hochinfektiösem Staub kommen nachdem Exkrete und Sekrete ausgetrocknet sind. Über aerogenem Weg infiziert sich der Mensch häufig über diesen Staub (Krauss et al. 2004, Arnold et al. 2020).

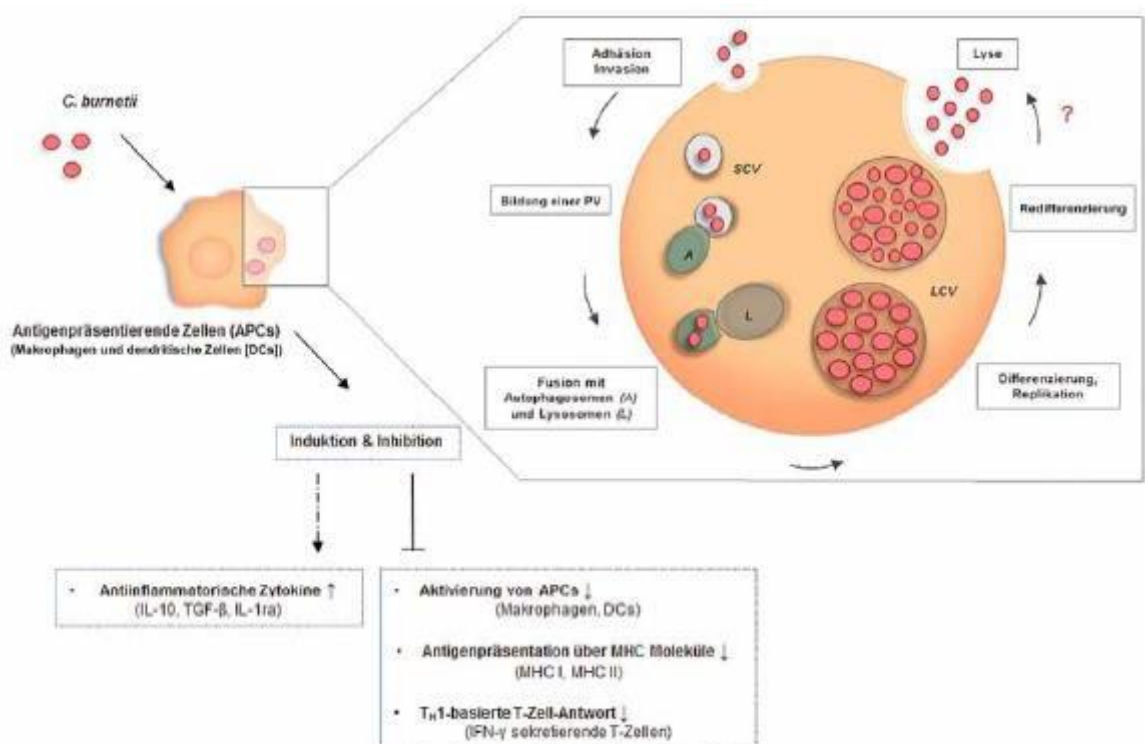


Abb. 3 Infektionszyklus *Coxiella burnetii* (aus Bauer et al. 2020)

3.3.2 Klinik

Bei Tieren verläuft eine Infektion mit *C. burnetii* meist subklinisch, jedoch kommt es auch zu Aborten sowie Fruchtbarkeitsstörungen. Ein subklinischer Verlauf erschwert aufgrund der meist nicht vorhandenen Symptome die richtige Diagnose bei der Untersuchung eines Abort Ausbruchs in der Herde, bei dem Versuch einer Beurteilung des zoonotischen Risikos sowie der Bestimmung der Infektionsfreiheit bei den Tieren (Plummer et al. 2018). Sollten beim Menschen Symptome auftreten, kann es zu einem akuten und chronischen Verlauf kommen.

Bei einem akuten Verlauf zeigen sich Symptome einer Grippe mit Lungenentzündung und dazu Myalgien und Enteritiden. Auch Hepatitis sowie Myokarditis und neurologische Symptome sind zu beobachten. Die letztgenannten Symptome sind auch bei einem chronischen Verlauf das Krankheitsbild. Zusätzlich kommen Endokarditis, Vaskulitiden, Osteomyelitiden vor. Wichtig ist ebenfalls, dass schwangere Frauen Risikopatienten sind und es bei ihnen zu Abort kommen kann (Runge und Ganter 2008).

3.3.3 Diagnostik

Der Nachweis ist direkt über Real-Time-PCR oder indirekt über AK-ELISA und IFT möglich (Bostedt et al. 2019).

3.3.4 Therapie

Generell ist beim Menschen akutes Q-Fieber selbstlimitierend, eine frühzeitige Diagnose als auch Antibiotika helfen, um die Krankheit zu überstehen. Vor allem Doxycyclin und Hydroxylchloroquin finden, oft in Kombination Verwendung. Bei Schwangeren und Kleinkindern (<8 Jahre alt), sollte für eine sichere Behandlung Cotrimoxazol verwendet werden. Bei chronischem Q-Fieber werden ebenfalls Doxycyclin und Hydroxylchloroquin, jedoch über einen längeren Zeitraum verwendet. Beim Tier sieht die Sache etwas anders aus. Tetrazykline werden üblicherweise zur Behandlung genutzt, jedoch auf Herdenebene aufgrund der reduzierten Bioverfügbarkeit bei oraler Einnahme, nicht zu empfehlen. Zur Vermeidung reproduktiver Verluste können zwei Injektionen Oxytetracyclin (parenteral) im Abstand von 20 Tagen helfen. Es ist empfehlenswert, auch aufgrund des Zoonoserisikos, besonderes Augenmerk auf die Prävention (wie Impfungen und richtiges Handling bei Geburten, etc.) zu legen (Ullah et al. 2022).

3.3.5 Vorkommen

Al-Salihi 2019 beschreibt Q-Fieber als Grund für Aborte bei Kamelen. Auch Tibary et al. 2006 berichtet über Q-Fieber-Fälle als Abortgrund bei Kamelen. Tabelle 3 zeigt das Vorkommen von *Coxiella burnetii* bei vielen verschiedenen Tierarten auf der ganzen Welt.

Tab. 3 Globales Vorkommen des Erregers *Coxiella burnetii*

Land	Tierart	US-Material	US-Methode	Einzeltier/ Betriebe	Ergebnisse	Referenz
Italien	Rinder	Serum	ELISA	E	16,92%	Natale et al. 2012
			CFT		4,73%	
	kl. WDK		ELISA		6,22%	
			CFT		0,67%	
Frankreich	Schafe	Serum	ELISA-AK(Phase I + II)	E	20%	Rodolakis et al. 2007
	Ziegen				52%	
	Rinder				32%	
Schweiz	Schafe	Serum	ELISA-AK(Phase I + II)	E	1,80%	Magouras et al. 2017
		Abortmaterial	rt-PCR - AG	B	5,00%	
	Ziegen	Serum	ELISA-AK(Phase I + II)	E	44,40%	
		Abortmaterial	rt-PCR - AG	B	3,40%	
		Abortmaterial	rt-PCR - AG	E	11,10%	
Schweiz	Rinder	Serum	ELISA-AK(Phase I + II)	E	44,20%	
Belgien	Rinder	Abortmaterial	PCR - AG	E	1,93%	Tomaiuolo et al. 2021
	Ziegen				9,19%	
	Schafe				5,50%	
	Alpaka				6,06%	
Österreich	Rinder	Serum	ELISA-AK(Phase I + II)	E	21,20%	Sodoma et al. 2019
		Fetales Material	PCR - AG	E	4,50%	
Bosnien-Herzegovina	Rinder	Serum	ELISA-AK(Phase I + II)	E	8,80%	Softic et al. 2018
				B	19,60%	
Polen	Rinder	Serum	ELISA-AK(Phase I + II)	E	25,39%	Szymanska-Czerwinska et al. 2019
				B	24,46%	
Nordirland	Rinder (Mast)	Serum	ELISA-AK(Phase II)	E/B	2,8%/35,5%	McCaughy et al. 2009
	Rinder (Milchvieh)			E/B	10,4%/64,5%	
	Schafe			E/B	12,3%/62,1%	
	Ziegen			E/B	9,3%/42,9%	
Saudi-Arabien	Kamele	Serum	ELISA-AK(Phase II)	E	51,53%	Rahman 2014
	Ziegen				34,04%	
	Rinder				30,61%	
	Schafe				12,38%	
Philippinen	Rinder	Blut	PCR - AG	E	1,40%	Galay et al. 2020
	Wasserbüffel				2,80%	
	Zecken				1,80%	
Indien	Rinder/Büffel	Serum	ELISA-AK(Phase II)	E	7,00%	Keshavamurthy et al. 2019

Chad	Kamele	Serum	iELISA - AK (Phase I + II)	E/B	80%/100%	Schelling et al. 2003
	Rinder			E/B	4%/37%	
	Ziegen			E/B	13%/46%	
	Schafe			E/B	11%/43%	
Ägypten	Kamele	Serum	iELISA - AK (Phase II)	E	22%	Selim et al. 2020
Kenia	Dromedare	Serum	ELISA - AK	E	19%	Browne et al. 2017
				B	100%	
Kenia	Rinder	Serum	ELISA - AK	E	2,65%	DePuy et al. 2014
	Schafe			E	17,39%	
	Ziegen			E	34,62%	
	Kamele			E	34,72%	
Ghana	Schafe	Serum	iELISA - AK (Phase I + II)	E	28,40%	Johnson et al. 2019
	Rinder				21,70%	
	Ziegen				10%	
USA	Ziegen	Serum	ELISA - AK (Phase I+II)	E	1,20%	Baker et al. 2014
				B	4,20%	
USA	Schildkröte	Oral/Kloake Abstrich	PCR - AG	E	positiv	Sander et al. 2021
USA	Ziegen	Serum	ELISA - AK (Phase I + II)	E	8,00%	Sondgeroth et al. 2013
				B	8,60%	
Ecuador	Rinder	Serum	ELISA - AK (Phase I + II)	E	43%	Echeverría et al. 2019
Australien	Schafe	Serum von Mutterschafen	ELISA - AK	E	0,08-0,36%	Clune et al. 2022
				B	10,70%	
Australien	Rinder	Serum	IFA - AK (Phase I + II)	E	5,20%	Wood et al. 2021
				B	53,30%	

ELISA = Enzymelinked immunosorbent assay, PCR = Polymerase chain reaction, CFT = Complement fixation test, IFA = Indirect immunofluorescent assay

3.4 Leptospira spp.

3.4.1 Charakteristika

Leptospiren sind 6-20 µm lang, spiralig gewunden mit gekrümmten Enden, beweglich und gramnegativ. Die Spirochäten werden am besten in flüssigen serumhaltigen Nährmedien bei 28-30 °C kultiviert (Krauss et al. 2004). Leptospiren werden in pathogene und apathogene saprophytische Spezies eingeteilt: *Leptospira interrogans* (*L. interrogans*) und *Leptospira biflexa* (*L. biflexa*) (Theodoridis 2004). Als Erreger der Leptospirose, der auch humanpathogen ist, ist unter anderem die Spezies *L. interrogans* zu nennen (Krauss et al. 2004, Adler und De

la Peña 2010). Die Spezies *L. interrogans* unterteilt sich in über 250 Serovare, die in über 25 Serogruppen eingeteilt werden (Mapham et al. 2016). Diese Einteilung erfolgt serologisch aufgrund der Antigen-Eigenschaften der Leptospiren bzw. immunologisch ähnliche Serovare werden dann in die Serogruppen eingeteilt. Neben dieser Einteilung gibt es jedoch auch die molekulargenetische Einteilung (Zöller L. 2009). Innerhalb dieser Klassifikation wird aktuell zwischen wenigstens 65 pathogenen, apathogenen und nun auch intermediären Genomspezies unterschieden. Und es werden durch die Genauigkeit der molekulargenetischen Untersuchung immer wieder neue *Leptospira* Isolate entdeckt (Thibeaux et al. 2018, Thibeaux et al. 2018a, Vincent et al. 2019). Diese zwei Einteilungen sind nicht hundertprozentig kongruent wodurch es passiert, dass manche Serovare gleichzeitig zu verschiedenen Genomspezies gehören (Zöller L. 2009). Eine Auswahl der Gruppen und Serovare der serologischen Einteilung sind in Tab. 4 zu sehen. Als Wirt dienen eine Reihe von Säugetieren, angefangen mit Nagern wie Ratte und Maus über Nutztiere wie Schwein, Rind und Pferd zu Haustieren wie dem Hund. Leptospiren werden auch bei Wildtieren beobachtet (Krauss et al. 2004). Nach Eintritt in den Körper leben die Leptospiren zumeist in den proximalen Nierentubuli. Tiere, die sich in der Heilung befinden, könnten asymptomatische Träger werden und die Leptospiren für längere Zeit in den Nierentubuli beherbergen und so regelmäßig weiter infektiöse Leptospiren in die Umwelt bringen (Adler und De la Peña 2010). Ausgeschieden werden die Leptospiren mit dem Urin (Krauss et al. 2004). Leptospirose ist eine zoonotische Erkrankung. Alle Fälle von Leptospirose beim Menschen sind von einer tierischen Quelle ausgehend, durch direkten Kontakt mit dem Tier oder indirekt über kontaminiertes Wasser und kontaminierte Erde (Adler und De la Peña 2010). Der Mensch infiziert sich hauptsächlich über Hautverletzungen (Krauss et al. 2004). Weitere Eintrittsmöglichkeiten sind Schleimhäute wie die Konjunktiva oder nasse Haut. Nach Eintritt in den Körper zirkulieren die Leptospiren durch das Blut bis hin zu den verschiedenen Geweben (Niere, Leber, Blutgefäße). Die Bakteriämie hält etwa sieben Tage lang an (Adler und De la Peña 2010). Der genaue Mechanismus wie Leptospiren das Wirtsgewebe schädigen und dadurch die einzelnen Erkrankungen hervorruft, ist noch nicht ganz geklärt (Adler und De la Peña 2010).

3.4.2 Klinik

Infizierte Tiere können einen klinisch inapparenten Verlauf haben. Allerdings kann akut auch Fieber, Aborte, Totgeburten, Anämie, Ikterus und blutiger Harn auftreten. Bei Menschen zeigen sich grippeähnliche Symptome (extreme Müdigkeit, Kopfschmerzen, allgemeines

Unwohlsein, Myalgie, Thoraxschmerz, Schweiß und Gelenkschmerzen) sowie Haarverlust in jungen Jahren und leichte Gelbsucht. Die Symptome können so schwerwiegend sein, dass sie zum Tod führen (Goris et al. 2013). Bei schwangeren Frauen kann es zusätzlich zum Abort sowie fetalem Tod kommen (Cárdenas-Marrufo et al. 2016).

3.4.3 Diagnose

Die Diagnose erfolgt über den serologischen Antikörpernachweis mittels einer Agglutinationsreaktion, hierfür verwendet man vorwiegend den Mikroagglutinationstest (MAT) (Goris et al. 2014). Nicht immer kann hier eine zuverlässige Aussage über das Serovar gemacht werden, da es anfänglich zu Mitreaktionen verschiedener Serovare kommt (Krauss et al. 2004). Auch kann der Test nicht unterscheiden zwischen Antikörper, die aufgrund einer Infektion oder einer Impfung zustande kommen. Allerdings sind die Sensitivität und Spezifität des MAT sehr hoch (Adler und De la Peña 2010). Für den MAT werden von der World Health Organization (WHO) empfohlene Serovare genutzt, um bei Infektionen den Serovartyp zu bestimmen. Diese sind aus der Tab. 4 zu entnehmen (WHO 2003). Von der World Organisation for Animal Health (WOAH, gegründet als Office International des Epizooties (OIE)) werden keine bestimmten Serovare empfohlen. Es wird jedoch empfohlen, Antigene zu verwenden, die in der Region wo der Verdachtsfall aufgetreten ist beschrieben werden und welche die in einer anderen Region aber beim gleichen Wirtstyp beschrieben werden (OIE 2021).

Tab. 4 Von der WHO empfohlene Serovare und ihre Gruppen zur Serovarbestimmung bei einer Leptospiren-Infektion (aus Human leptospirosis: Guidance for diagnosis, surveillance and control, WHO und International Leptospirosis Society (ILS))

Serogruppe	Serovar
Australis	Australis
Autumnalis	Autumnalis
Ballum	Castellonis
Bataviae	Bataviae
Canicola	Canicola
Cynopteri	Cynopteri
Grippotyphosa	Grippotyphosa
Hebdomadis	Hebdomadis
Icterohaemorrhagiae	Icterohaemorrhagiae

	Copenhageni
Javanica	Javanica
Panama	Panama
Pomona	Pomona
Pyrogenes	Pyrogenes
Sejroe	Hardjo
	Sejroe
	Wolffi
Tarassovi	Tarassovi
Semaranga	Patoc

3.4.4 Therapie

Infizierte Tiere sollten mit Antibiotika behandelt werden. Verwendete Antibiotika sind Oxytetracykline, Tilmicosin, Dihydrostreptomycin-penicillin G und Ceftiofur (Alt et al. 2001). Wenn man früh genug dran ist, sollten schwerwiegendere Folgen für das Tier abgewendet werden können. Weitere eventuell notwendige Unterstützungstherapien können Dialyse sowie Flüssigkeitstherapie sein (CDC 2015). Aufgrund der niedrigen Fälle eines tatsächlichen klinischen Ausbruchs bei Menschen kommt es in den meisten Fällen nach einer kurzen Fieberphase zu einer spontanen Heilung. Bei den anderen Fällen wird eine antibiotische Behandlung mit Amoxicillin, Penicillin, Tetrazyklinen oder Ceftriaxon empfohlen. Sollten noch andere involvierte Bakterien vermutet werden, wird auch Doxzyklin empfohlen. Bei sehr schwerwiegenden Fällen sollte es zusätzlich zu einer unterstützenden Therapie kommen. Je nach Situation braucht es Entzündungshemmer, Flüssigkeitstherapie, Hämodialyse, Hämodialyse oder mechanische Beatmung (Goarant C. 2016).

3.4.5 Vorkommen

Es werden in vielen verschiedenen Spezies und auf der ganzen Welt Fälle von Leptospiren Erkrankungen beobachtet. Agnew D. 2018 erwähnt eine regelmäßige Diagnose von Leptospirose bei Lamas und Alpakas. Auch in einem Review über zoonotische Erkrankungen von Kamelen findet Leptospirose eine Erwähnung (Al-Salihi K. 2019). In Österreich wurde im Jahr 2018 bei 1,2 % der beprobten Rinder Serovar Grippotyphosa-Antikörper nachgewiesen (Sodoma et al. 2019). In England und Wales wurden Infektionen von Leptospiren bei Alpakas nachgewiesen (Halsby et al. 2017). In der Schweiz liegt die Seroprävalenz gegen *Leptospira* (*L.*) spp. bei 21,4 %. Mit den Serovaren Hardjo, Sejroe und Australis als Hauptursache (Vidal

et al. 2017). In Südamerika werden Seroprävalenzen von 16,4 %-100 % in Rindern beschrieben (Pettrakovsky et al. 2014). In Argentinien variiert die Seroprävalenz zwischen 47,3 % und 96,2 % bei Lamas, zwischen 0 % und 13 % in Guanakos und zwischen 9 % und 62,8 % in Vicuñas. Die am häufigsten vorkommenden Serovare waren Copenhageni und Castellonis (Llorente et al. 2002). In einer peruanischen Untersuchung wurde gezeigt, dass die Prävalenz bei Alpakas 42,85 % beträgt. Sie zeigten bei neun verschiedenen Serogruppen eine positive Reaktion (Icterohaemorrhagiae, Pomona, Panama, Hurtsbridge, Ranarum, Ballum, Cynopteri, Djasiman und Hebdomadis) (Baca 2016). Eine andere Studie aus Peru zeigte eine Seroprävalenz von 1,9 % bei Vicuñas, 18,6 % bei Alpakas und 23,3 % bei Lamas. Die beteiligten Serovare waren Pomona, Autumnalis, Bratislava und Copenhageni (Risco-Castillo et al. 2014). Bei einer Studie aus Peru zeigten 89,6 % der Alpakas und 77,4 % der Vicuñas positive MAT Reaktionen. Die häufigste Reaktion war auf Icterohaemorrhagiae und Pomona. Zusätzlich bei den Alpakas noch auf Canicola und Wolffii (Rosadio et al. 2012). Studien zeigen auch Nordamerika (die Vereinigten Staaten von Amerika) als von Leptospirose betroffen. Bei einer Studie über Leptospirose bei wilden Schweinen in den Vereinigten Staaten von Amerika (Proben aus 28 Staaten) wurden 13,1 % der Tiere positiv getestet. Das häufigste identifizierte Serovar war Pomona (Pedersen et al. 2015). Eine andere Studie über wilde Schweine von Pedersen et al. 2017 zeigte eine Seroprävalenz von 53 %, mit dem am häufigsten auftretendem Serovar Bratislava. Eine weitere (Langzeit-)Studie von Pedersen et al. 2018 zeigt Seroprävalenzen auf Leptospirose bei Wildtieren in Amerika. Die hier untersuchten Hundartigen, Hirschartigen, kleine indischen Mungos, Waschbären und Streifenskunks wiesen eine Seroprävalenz von 27 %, 44,4 %, 30,4 %, 40,8 % und 60 % auf. Bei allen untersuchten Spezies waren die Serovare Bratislava und Grippotyphosa die am häufigsten auftretenden. Bei untersuchten Blutproben von wilden Schweinen auf Hawaii liegt eine Seroprävalenz von 33,8 % vor. Die Serovare auf die besonders oft positiv reagiert wurden, waren Icterohaemorrhagiae und Bratislava (Buchholz et al. 2016). Bei von Jägern getöteten Halsbandpekaris in Arizona, wurde nach Blutuntersuchungen eine Seroprävalenz von 23 % auf *L. interrogans* Antikörper festgestellt. Die drei am häufigsten bestimmten Serovare waren Pomona, Bratislava und Hardjo (Corn et al. 1987). Untersuchte Mangusten auf den amerikanischen Jungferninseln zeigten eine Seroprävalenz von 33,9 %. Die drei häufigsten positiven Serogruppen waren Sejroe, Icterohaemorrhagiae und Pyrogenes (Cranford et al. 2021). Eine weitere Studie von Cranford et al. 2021a über Leptospiren-Untersuchungen bei Nutztieren auf der amerikanischen Jungferninsel St. Croix, hat gezeigt, dass 37,6 % der untersuchten Tiere (Rinder, Ziegen, Schafe, Schweine) seropositiv auf

L. interrogans sind. Hier sind die drei am häufigsten vorkommenden Serogruppen Australis, Djasiman und Icterohaemorrhagiae. Bei untersuchten Pferden in Colorado ist eine Seroprävalenz auf Antikörper von 82 % festgestellt worden. Das am häufigsten positiv vorkommende Serovar ist Bratislava (Fagre et al. 2020). Freigänger Katzen in Iowa wiesen eine 8,6%ige Seroprävalenz auf. Serovar Bratislava war das meist vorkommende Serovar (Palerme et al. 2019). In der Cumberland Gap Region, Südöstliches Appalachia, wurden Tierheim-Hunde mittels MAT auf Leptospiren-Antikörper getestet. Hierbei waren 18 % positiv. Die meisten Sera reagierten auf das Serovar Icterohaemorrhagiae (Spangler et al. 2020). In Texanischen Rindern wurden 38,8 % positiv auf Leptospiren-Antikörper getestet. Am häufigsten wurden die Serovare Pomona und Hardjo identifiziert (Talpada et al. 2003). Im afrikanischen Zimbabwe gelten Rhinoceros, Büffel, Zebras, Antilopen und Gnus als seropositive Tiere. In Südafrika liegt die Seroprävalenz in Rhinoceros bei 26,4 %, bei 8,0 % in Südlichen Grünmeerkatzen und bei 1,72 % bei Büffeln. In Zentralafrika lag die Seroprävalenz im Afrikanischem Büffel bei 42,39 % und in Rindern bei 29,35 % (Mapham et al. 2016). Bei Rindern aus Zentral- und Nordmadagaskar ist eine Seroprävalenz von 59,3 % nachgewiesen worden. Die häufigste Antikörper-Reaktion war gegen das Serovar Tarassovi, gefolgt von Hardjo, Grippotyphosa, Pomona und Autumnalis (Schafbauer et al. 2019). Im Iran ist eine Seroprävalenz von 17,36 % auf *Leptospira interrogans* Antikörper bei Rindern zu finden. Das am häufigsten genannte Serovar ist Pomona (Khalili et al. 2014). Die Seroprävalenz bei Schweinen in Vietnam liegt bei 21,05 %. Die am häufigsten vorkommenden Serovare sind Bratislava, Panama, Pyrogenes und Tarassovi (Lee et al. 2019). In Thailand auf *Leptospira interrogans* getestete Elefanten zeigten eine Seroprävalenz von 57 % im Westen und 58 % im Norden. Die am häufigsten vorkommenden Serovare sind Sejroe, Tarassovi, Ranarum, Shermani und Bataviae (Oni et al. 2007). In einer Studie in Indonesien betrug die Seroprävalenz 3,7 % bei Rindern und 3,3 % bei kleinen Wiederkäuern. Die Herdenprävalenz (Rinderherden und Herden von kleinen Wiederkäuern zusammengenommen) beträgt 5,6 %. Das meist zu findende Serovar bei den Rindern war das Serovar Hardjo, gefolgt vom Serovar Icterohaemorrhagiae. Bei den kleinen Wiederkäuern wurde nur das Serovar Icterohaemorrhagiae entdeckt (Widiasih et al. 2021). In Japan wurden kleine wilde Säugetiere (Wanderratte, große und kleine japanische Feldmaus, Moschusspitzmaus) auf *Leptospira* untersucht mit dem Ergebnis einer Prävalenz von 4,1 % (Yanahihara et al. 2007). Die Seroprävalenz bei Tieren in Korea beträgt 16,8 %. Bei den untersuchten Tieren handelte es sich um Schweine, Rinder, Pferde und Hunde mit einer Seroprävalenz von 33,7 %, 12,8 %, 13,3 % und 7,5 %. Serovar Sejroe ist am häufigsten aufgetreten (Yung et al. 2008). Bereits

1991 wurden Rinder in Australien in New South Wales positiv auf *L. interrogans* getestet. Es wurde nach Antikörper auf die Serovare Pomona und Hardjo getestet. 72 % der Herden waren entweder auf eins der beiden Serovare oder auf beide Serovare positiv (King 1991). Bei einer australischen Untersuchung von Milchviehherden im Süd-Westen von Victoria wurde eine Herdenprävalenz von 8 % auf *Leptospira* spp. festgestellt (Erregger et al. 2020). Untersuchte wilde Schweine in New South Wales, Australien zeigten eine positive Antikörperreaktion auf *Leptospira borgpetersenii* Serovar Hardjo (4 %) und auf *Leptospira interrogans* Serovar Pomona (53 %) (Ridoutt et al. 2014). In Pferden im nördlichen Queensland, Australien, lag die Seroprävalenz auf Antikörper bei 26,1 %. Die Herdenprävalenz bei 35 %. Dabei wurden am häufigsten die Serovare Arborea, Topaz und Australis identifiziert (Wangdi et al. 2013).

4. Material und Methoden

4.1 Proben

Für die Studie wurden von der Österreichischen Agentur für Gesundheit und Ernährungssicherheit (AGES) bereitgestellte Restproben verwendet. Diese wurden im Laufe von Routinediagnostik dort archiviert.

Nach Sichtung der Proben mussten einige aus der Testung genommen werden, da es entweder zu wenig Probenmaterial gab, es sollte ein Mindestrest an Serum übrigbleiben für das Archiv der AGES, oder die Sera waren optisch kontaminiert. Ein Ziel war es zu schauen, ob sich der Serostatus einzelner Tiere über die Jahre verändert hat. Deswegen wurden vorzugsweise Proben verwendet, die vom selben Tier zu unterschiedlichen Zeitpunkten genommen wurden.

Für die Testung auf *Coxiella burnetii*- und *Chlamydia abortus*-AK wurden für das Jahr 2018 204 Proben, für das Jahr 2019 205 Proben und für das Jahr 2020 224 Proben gewählt. Für die Testung auf *Toxoplasma gondii*-Antikörper und Leptospiren-AK wurden für die Jahre 2018, 2019 und 2020 zusätzlich 48, 20 und 24 Proben ausgewählt.

Die Gesamtanzahl der Proben beläuft sich auf 725 für *T. gondii*-Tests sowie Leptospiren-Tests. Für die *C. abortus*- sowie für die *C. burnetii*-Tests beläuft sich die Gesamtanzahl auf 633 Proben.

Die Blutsera stammten von insgesamt 632 Tieren. Davon wurden 50 Tiere zweimal, 20 Tiere dreimal und ein Tier viermal zu unterschiedlichen Zeitpunkten beprobt.

4.2 Testverfahren

Die verwendeten Testverfahren waren der ELISA-Antikörper-Test für die Untersuchung der Proben auf *Toxoplasma gondii*, *Chlamydia abortus* sowie *Coxiella burnetii*. Das verwendete Testverfahren für die Untersuchung auf Leptospiren ist der MAT.

4.2.1 ELISA

4.2.1.1 Allgemein

Der „Enzyme-Linked Immunosorbent Assay“ (ELISA) bietet die Möglichkeit zum Nachweis von Antigenen und Antikörpern. Es gibt verschiedene Formen von ELISA – der direkte ELISA zum Nachweis von Antigenen und der indirekte ELISA zum Nachweis von Antigen oder Antikörpern.

Beiden Verfahren liegt eine enzymatische Farbreaktion zur Grundlage. Der häufigste genutzte

Test ist der indirekte ELISA zum Nachweis von Antikörpern. Beim indirekten Nachweis von Antikörpern hat man eine mit spezifischem Antigen beschichtete Mikrotiterplatte. Die zu untersuchende Probe wird in die Wells pipettiert. Sind Antikörper in der Probe vorhanden binden sie mit dem Antigen in der Platte. Nicht gebundene Antikörper werden durch einen Waschvorgang entfernt. Anschließend wird eine Lösung mit Antiglobulin, dass mit einem Enzym verbunden ist, hinzugefügt. Dieses Antiglobulin bindet an die Antikörper, wenn welche vorhanden sind. Auch hier werden nicht gebundene Antiglobuline mittels einem Waschvorgang entfernt. Nun wird noch ein Enzym-Substrat hinzugefügt. Sind Antigen-Antikörper-Enzym-Komplexe vorhanden kommt es zu einer Farbreaktion. Mittels Photometer kann die Intensität dieser Reaktion gemessen werden (Tizard 2009).

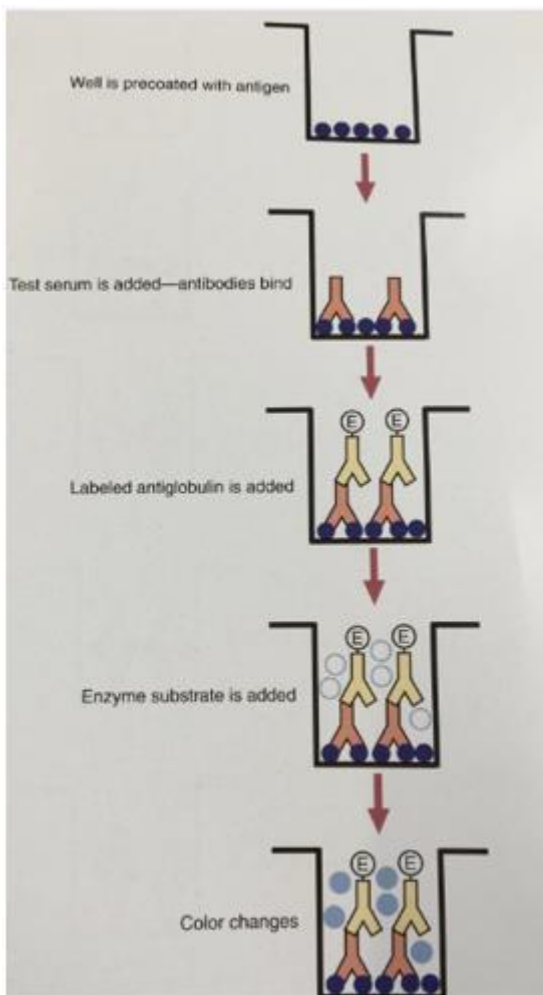


Abb. 4 Indirekter ELISA (aus Tizard 2009, Kapitel 38)

Eine andere Variante des indirekten ELISA ist der Sandwich ELISA zum Nachweis von Antigenen. Hier sind die Platten mit einem spezifischen Antikörper beschichtet. Die zu

testenden Proben werden in die Wells pipettiert. Sind Antigene vorhanden kommt es zu einer Ankoppelung an die Antikörper. Überschüssiges wird durch den Waschvorgang entfernt. Anschließend werden spezifische Antikörper dazugegeben, die ebenfalls an die Antigene binden. Nicht gebundene AK werden abermals durch den Waschvorgang entfernt. Zum Schluss wird wie oben beschrieben Antiglobulin mit Enzym sowie ein Enzymsubstrat hinzugefügt, um eine Farbreaktion zu bekommen. Die AK sollten hierbei von verschiedenen Spezies stammen und das Antiglobulin Spezies spezifisch sein, um zu verhindern, dass es sich bei nicht vorhandenem Antigen in der Probe an die bereits beschichteten Antikörper bindet und falsch positive Ergebnisse liefert (Tizard 2009).

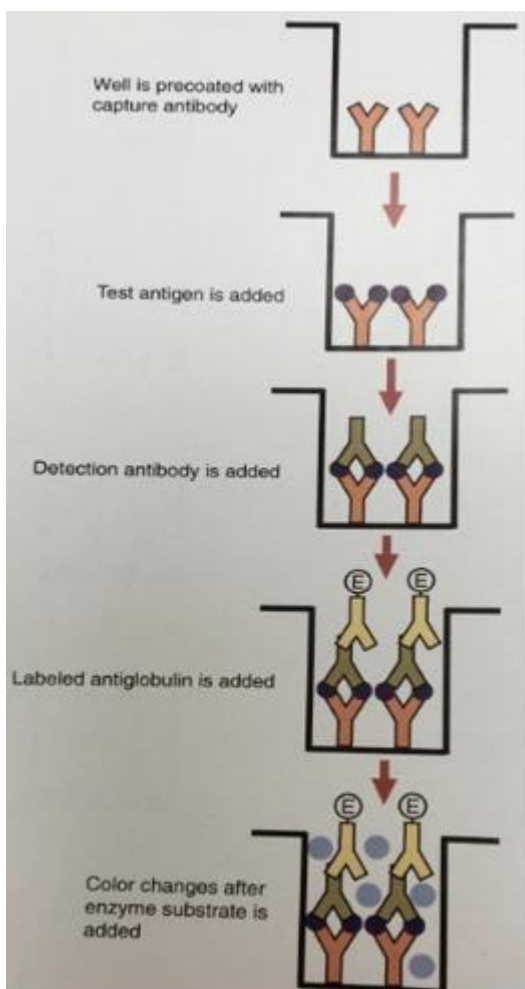


Abb.5 Indirekter Sandwich ELISA (aus Tizard 2009, Kapitel 38)

4.2.1.2 Testkits spezifisch

Für den Nachweis von Antikörpern gegen *Toxoplasma gondii*, *Chlamydia abortus* und *Coxiella burnetii* wurden drei, vom technischen Prinzip gleiche, indirekte ELISA Testkits (ID Screen®

Toxoplasmosis Indirect, ID Screen® Chlamydomphila abortus Indirect, ID Screen® Q Fever Indirect; IDVet, Frankreich) verwendet. Alle drei ELISA sind multispezies ELISA Tests.

Die Mikrotiterplatten, in diesem Fall 96-Wells, sind mit einem, für den jeweiligen Erreger, spezifischem Antigen beschichtet. Das P30 Antigen von *T. gondii*, ein synthetisches Peptid eines Oberflächenantigens (major outer-membrane Protein, MOMP) von *C. abortus* und Phase I (chronische Infektion) und Phase II (akute Infektion) Antigen von *C. burnetii*. In die Vertiefungen der Platten werden die zu testenden Proben sowie Kontrollen pipettiert und anschließend inkubiert. Sind nun spezifische Antikörper vorhanden, bilden sie mit dem Antigen einen Antikörper-Antigen-Komplex. Nach einem Waschvorgang wird ein Multispezies-Peroxidase-Konjugat in die einzelnen Vertiefungen pipettiert. Dieses bindet an die spezifischen AK und es kommt zur Bildung eines Antigen-Antikörper-Konjugat-Komplexes. Durch einen erneuten Waschvorgang wird das überschüssige Konjugat entfernt. Anschließend wird eine Enzym-Substratlösung (Tetramethylbenzidin, TMB) zugesetzt. Sind nun Antikörper vorhanden, kommt es zu einer Blaufärbung, die sich nach Zugabe einer Stopplösung in eine Gelbfärbung umwandelt. Je nach Menge der in der Probe befindlichen Antikörper kommt es zu einer stärkeren oder schwächeren Färbung. Sind keine Antikörper in der Probe vorhanden, bleibt eine Färbung aus. Bei einer Wellenlänge von 480 nm wird die optische Dichte gemessen. Die Ergebnisse wurden mit folgender Formel berechnet:

Verhältnis Probe zu Positivkontrolle in Prozent (P/PK %) = $(\text{OD (Optische Dichte) der Probe} - \text{OD der Negativkontrolle}) / (\text{OD der Positivkontrolle} - \text{OD der Negativkontrolle}) \times 100$

(IDVet ID Screen Gebrauchsinformationen 2018).

Zur Verifizierung der Testkits wurden weitere, bereits positiv oder negativ auf die Erreger getestete Proben verschiedener Tierarten (Rinder, Schafe, Ziegen, Neuweltkamele), aus dem Archiv der AGES für einen Testdurchlauf herangezogen. Gleichzeitig wurden ein paar der für das Projekt ausgewählten Proben in diesem Durchlauf mitgetestet, um die Qualität der aufgetauten Proben zu bewerten.

4.2.2 Mikroagglutinationstest

4.2.2.1 Allgemein

Der Mikroagglutinationstest, MAT, ist eine Nachweismethode von Antikörpern mittels Agglutination. Er gilt als der Gold-Standard unter den Tests in der Leptospiren Diagnostik. Bei der Untersuchung auf Leptospiren werden kulturell gewonnene, lebende Spirochäten der

verschiedenen Serovare verwendet. Die verwendeten Antigen-Serovare sollten repräsentativ für die Region sein. Diese werden auf eine Mikrotiter-Platte gebracht. Anschließend werden Negativkontrollen und die zu untersuchenden Proben, in verschiedenen Verdünnungsschritten, dazugegeben. Mithilfe der Dunkelfeldmikroskopie wird dann der Nachweis der Agglutination erbracht. Bei einer Agglutination von $\geq 50\%$ bei einer Verdünnung von 1:100 wird die Probe als positiv angesehen. Die höchste Verdünnungsstufe bei der zu 50% eine Agglutination auftritt wird als Endpunkt angesehen (Goris et al. 2014, OIE 2021).

4.2.2.2 Testverfahren mit Leptospiren

Es wurde nach den momentan gängigen Protokollen in der Mikrobiologie (Goris et al. 2014) und den Vorgaben der World Organisation for Animal Health (WOAH/OIE 2021) verfahren. Für die Untersuchung der Proben auf Leptospiren-Antikörper wurden von Mitarbeitern der AGES die Spirochäten von 8 verschiedenen Serovaren angezüchtet, die anschließend für die Untersuchung verwendet werden konnten. Für die Arbeit wurden Serovare der Spezies *L. interrogans* - Serovar Australis, Canicola, Copenhageni, Pomona – gewählt. Zusätzlich das Serovar Grippotyphosa der Spezies *Leptospira kirschneri*. Und die zur Spezies *Leptospira borgpetersenii* gehörigen Serovare Hardjo, Saxköbing und Sejroe.

Zuerst wurde ein Screening der Proben in einem Verdünnungsverhältnis von 1:50 durchgeführt. Hierbei wurden die Sera in einem Verhältnis von 1:25 in einer Deep-Well-Platte verdünnt. Dafür wurde 16 μl pro Probe sowie 384 μl einer NaCl-Lösung verwendet. Anschließend kommen je 25 μl der verdünnten Proben nach demselben Schema wie bei einem ELISA (hier mit vier Negativkontrollen, deren Wells mit 25 μl NaCl-Lösung befüllt werden, und 92 Proben) auf eine 96-Well-Mikrotiterplatte mit flachem Boden. Pro Vertiefung kamen noch 25 μl Leptospiren der gewünschten Serovare hinzu. Dadurch kam es zu einer finalen Verdünnung von 1:50. Nach der Zugabe der Leptospiren wurden die Mikrotiterplatten abgedeckt und der Inhalt mit einem Mikroplattenschüttler vermischt. Die Platten wurden dann anschließend für 2 Stunden in einen auf 29 °C eingestellten Inkubator gegeben. Abschließend wurden die Platten unter dem Dunkelfeld-Mikroskop beurteilt (Abb. 6). Positive Proben wurden in weiteren Verdünnungsschritten untersucht.

4.3 Auswertungsmethoden

4.3.1 ELISA

Damit eine Probe als positiv gewertet wird, muss eine bestimmte S/P-Ratio bei der Messung erreicht werden. Für Sera und Plasma galt hier folgendes Wertungsschemata (IDVet ID Screen Gebrauchsanweisungen 2018).

T. gondii: $S/P \leq 40\%$ (Negativ), $40\% < S/P < 50\%$ (Fraglich), $S/P \geq 50\%$ (Positiv)

C. abortus: $S/P \leq 50\%$ (Negativ), $50\% < S/P < 60\%$ (Fraglich), $S/P \geq 60\%$ (Positiv)

C. burnetii: $S/P \leq 40\%$ (Negativ), $40\% < S/P \leq 50\%$ (Fraglich), $50\% < S/P \leq 80\%$ (Positiv), $S/P \geq 80\%$ (Stark positiv)

4.3.2 Mikroagglutinationstest

Nach einem Screening mit einer Verdünnung von 1:50 wurden all jene Proben die eine Agglutination von $\geq 50\%$ aufwiesen weiter titriert. Proben wurden als positiv auf ein Serovar gewertet, wenn sie ab einer Verdünnung von 1:100 eine Agglutination von $\geq 50\%$ aufzeigten. Proben mit weniger oder keiner Agglutination wurden als negativ angesehen. War eine Agglutination oder eine fehlende Agglutination nicht eindeutig feststellbar, wurden diese Seren im MAT als nicht auswertbar deklariert. Als mögliche Gründe können ein getrübbtes Serum oder Bewegungsverlust der Leptospiren aufgrund von Substanzen im Serum wie beispielsweise dem Tier verabreichte Arzneimittel genannt werden. Die Auswertung erfolgte mit Dunkelfeld-Mikroskopie (Abb. 6).

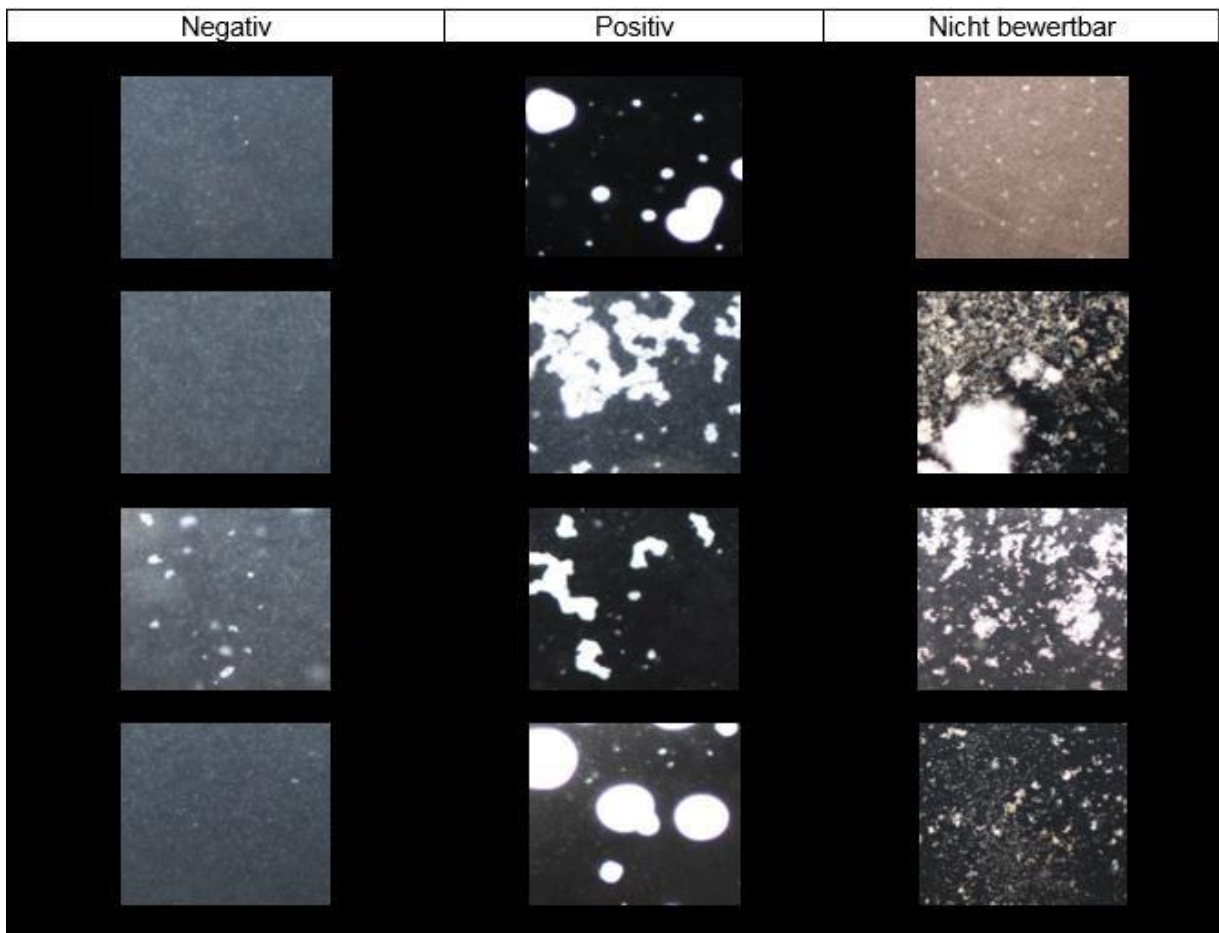


Abb. 6 MAT – Beispiele für Ergebnisse

4.3.3 Statistik

Die Ergebnisse wurden mittels Microsoft Office 365 EXCEL notiert, bearbeitet und ausgewertet. Die Auswertung erfolgte deskriptiv.

5. Ergebnisse

Die Ergebnisse unterteilen sich in drei Abschnitte. Die Ergebnisse der ELISA-Tests, die der Mikroagglutinationstests und die Vergleichsergebnisse der Proben die von den mehrmals beprobten Tieren stammen.

5.1 ELISA-Ergebnisse

Über die Jahre war die Anzahl bzw. der Anteil (%) der Proben unterschiedlich positiv bzw. fraglich auf *T. gondii* (Tab. 5), auf *C. abortus* (Tab. 6) und auf *C. burnetii* (Tab. 7) Antikörper.

Toxoplasma gondii:

Tab. 5 Anzahl und Anteil der *T. gondii* Antikörper positiv, fraglich und negativ getesteten Neuweltkamel-Proben

<i>Toxoplasma gondii</i> (n = 725)				
	positiv n (%)	negativ n (%)	fraglich n (%)	Gesamtanzahl n (%)
2018	108 (42,86)	136 (53,97)	8 (3,17)	252 (100)
2019	76 (33,78)	148 (65,78)	1 (0,44)	225 (100)
2020	98 (39,52)	147 (59,27)	3 (1,21)	248 (100)
Gesamtanzahl n (%)	282 (38,9)	431 (59,45)	12 (1,65)	725 (100)

Chlamydia abortus:

Tab. 6 Anzahl und Anteil der *C. abortus* Antikörper positiv, fraglich und negativ getesteten Neuweltkamel-Proben

<i>Chlamydia abortus</i> (n = 633)				
	positiv n (%)	negativ n (%)	fraglich n (%)	Gesamtanzahl n (%)
2018	0 (0)	203 (99,51)	1 (0,49)	204 (100)
2019	0 (0)	205 (100)	0 (0)	205 (100)
2020	0 (0)	224 (100)	0 (0)	224 (100)
Gesamtanzahl n (%)	0 (0)	632 (99,84)	1 (0,16)	633 (100)

Coxiella burnetii:

Tab. 7 Anzahl und Anteil der *C. burnetii* Antikörper positiv, fraglich und negativ getesteten Neuweltkamel-Proben

<i>Coxiella burnetii</i> (n = 633)				
	positiv n (%)	negativ n (%)	fraglich n (%)	Gesamtanzahl n (%)

2018	0 (0)	203 (99,51)	1 (0,49)	204 (100)
2019	1 (0,49)	204 (99,51)	0 (0)	205 (100)
2020	0 (0)	224 (100)	0 (0)	224 (100)
Gesamtanzahl n (%)	1 (0,16)	631 (99,68)	1 (0,16)	633 (100)

Tab. 8 ELISA OD-Ergebnisse (Verhältnis Probe zu Positivkontrolle (%); P/PK %)

	<i>T. gondii</i>	<i>C. abortus</i>	<i>C. burnetii</i>
Probenzahl gesamt (n)	725	633	633
Cut-off	> 50	≥ 60	> 50
Medianwert	21	2	2
Maximalwert	318	55	73
Minimalwert	0	-15	-1

5. 2 MAT-Ergebnisse

Insgesamt wurden 725 Proben auf Leptospiren Antikörper getestet. Im Screening zeigte sich, dass von allen getesteten Proben 86 (11,86 %) eine positive Reaktion zeigten. Nach der Weitertitrierung zeigte sich, dass 54 (7,45 %) der gesamten Proben als positiv auf Leptospiren AK eingestuft werden konnten, 127 (17,52 %) nicht auswertbar und 544 (75,03 %) negativ waren. Die meisten Proben waren positiv im Serovar Australis, gefolgt von den Serovaren Copenhageni und Grippotyphosa (Tab. 9).

Zwei Proben waren bei drei verschiedenen Serovaren positiv (Australis, Grippotyphosa, Saxköbing sowie Australis, Grippotyphosa, Pomona). Und 11 Proben waren in je zwei verschiedenen Serovaren positiv (sechs Proben: Australis und Copenhageni, zwei Proben: Grippotyphosa und Copenhageni, eine Probe: Australis und Pomona, eine Probe: Australis und Grippotyphosa, eine Probe: Saxköbing und Australis).

Eine Probe erreichte als höchsten Titer 1:6400 beim Serovar Australis. Und die meisten positiven Proben lagen bei einem Titer zwischen 1:100 und 1:400 (Tab. 10).

Tab. 9 Anzahl der Leptospiren Antikörper positiv (+) und negativ (-) getesteten sowie nicht auswertbaren (/) Neuweltkamel-Proben für das jeweilig getestete Serovar

	Australis			Canicola			Copenhageni			Grippotyphosa		
	+	-	/	+	-	/	+	-	/	+	-	/
2018	12	200	40	0	209	43	5	200	47	9	190	53

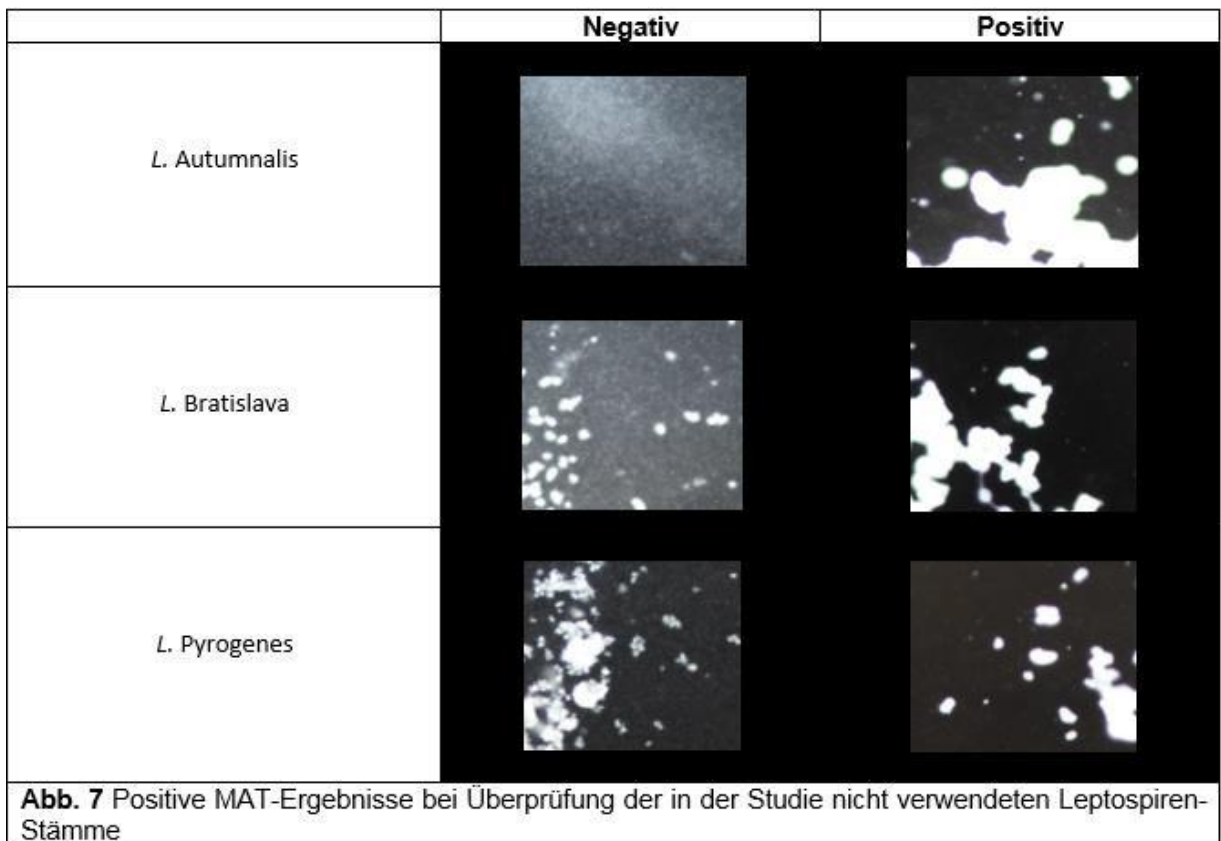
2019	11	200	14	0	213	12	6	206	13	4	207	14	
2020	4	232	12	0	233	15	8	222	18	4	229	15	
Gesamtanzahl		725			725			725			725		

	Hardjoe			Pomona			Saxköbing			Sejroe			
	+	-	/	+	-	/	+	-	/	+	-	/	
2018	0	191	61	3	184	65	2	188	62	0	187	65	
2019	0	212	13	1	211	13	0	212	13	0	212	13	
2020	0	226	22	0	226	22	0	233	15	0	230	18	
Gesamtanzahl		725			725			725			725		

Tab. 10 Anzahl der Neuweltkamel-Proben mit einem positiven Antikörper Ergebnis (positiver Titer ab 1:100) gegen die getesteten Leptospiren Serovare sowie deren Titer-Höhe (Probenanzahl n = 725 von 632 Tieren)

	Australis	Canicola	Copenhageni	Grippotyphosa	Hardjoe	Pomona	Saxköbing	Sejroe
Titer 1:100	5	0	9	4	0	4	0	0
Titer 1:200	6	0	10	5	0	0	2	0
Titer 1:400	8	0	0	7	0	0	0	0
Titer 1:800	0	0	0	0	0	0	0	0
Titer 1:1600	4	0	0	1	0	0	0	0
Titer 1:3200	3	0	0	0	0	0	0	0
Titer 1:6400	1	0	0	0	0	0	0	0
Gesamt	27	0	19	17	0	4	2	0

Es wurden zwölf der positiven Proben noch auf acht weitere Serovare getestet (Autumnalis, Ballum, Bataviae, Bratislava, Hebdomadis, Icterohaemorrhagiae, Pyrogenes, Tarassovi). Hier zeigten sich positive Reaktionen bei den Serovaren Autumnalis, Bratislava und Pyrogenes (Abb. 7).



5. 3 Vergleichsergebnisse mehrmals beprobter Tiere

Insgesamt wurden 71 Tiere mehrfach zu unterschiedlichen Zeitpunkten beprobt.

Davon waren bei jeder Beprobung 35 negativ und 12 positiv auf *T. gondii* Antikörper. Von den restlichen 24 Tieren waren 21 zuerst negativ und anschließend positiv. Ein Tier war erst negativ, dann positiv und dann wieder negativ. Jeweils 1 Tier war in der ersten Probe fraglich und in der darauffolgenden Probe positiv bzw. negativ.

Auf *C. burnetii* und *C. abortus* Antikörper waren alle durchgehend negativ, bis auf ein Tier, welches zuerst positiv auf *C. burnetii* Antikörper und in der folgenden Probe negativ war.

Von den 71 mehrfach beprobten Tieren waren über die Jahre 2018 bis 2020 43 durchgehend negativ. Bei 19 Tieren konnte der Verlauf nicht genau begutachtet werden, da eine oder alle Proben nicht auswertbar waren. Jedoch konnte bei zwei dieser Tiere 2018 ein nicht auswertbares Ergebnis und 2020 ein positives Copenhageni Antikörper Ergebnis (Titer 1:200 bzw. 1:100) beobachtet werden. Zwei Tiere waren in den Jahren 2018 und 2019 Leptospiren Antikörper negativ und wiesen 2020 ein positives Ergebnis auf. Bei einer dieser Proben kam es zu einem Grippotyphosa Antikörper-Titer von 1:200, bei der anderen zu einem Australis Antikörper-Titer von 1:1600 und einem Copenhageni Antikörper-Titer von 1:100. Zwei Tiere

wiesen im Jahr 2020 einen Copenhageni Titer von 1:100 und 1:200 auf waren aber im Jahr 2018 bzw. 2019 Leptospiren Antikörper negativ. Ein Tier war 2019 Grippotyphosa Antikörper positiv (Titer 1:400) und im Folgejahr bei zweimaliger Testung beide Male negativ. Vier Tiere waren über die Jahre durchwegs positiv auf Leptospiren Antikörper. Eines davon wurde einmal 2018 und einmal 2020 positiv getestet (2018: Australis 1:200 und Pomona 1:200, 2020: Copenhageni 1:200) und eines wurde jeweils 2018 und 2019 positiv getestet (2018: Australis 1:1600 und Copenhageni 1:200, 2019: Australis 1:400). Ein Neuweltkamel wurde zweimal im Jahr 2018 und einmal im Jahr 2019 positiv auf Leptospiren Antikörper getestet (2018: Australis 1:1600 und Copenhageni 1:200, 2018: Australis 1:400, 2019: Australis 1:400) und eines in allen drei Jahren 2018, 2019 und 2020 positiv getestet (2018: Australis 1:1600, 2019: Australis 1:200, 2020: Australis 1:200).

6. Diskussion

Durch die ansteigende Beliebtheit Neuweltkamele zu halten wird das Wissen um die möglich auftretenden Krankheiten immer wichtiger. Kriegl et al. 2005 erwähnt, dass der Anteil an Tieren, die erregerbedingte Krankheiten aufweisen, mit 18,5 % sehr hoch ist.

Die durchgeführte Studie basiert nicht auf einer repräsentativen Stichprobe, allerdings geben die Zahlen einen Hinweis auf die Situation in Österreich. Die Ergebnisse der durchgeführten Studie zeigen, dass in österreichischen Neuweltkamel-Beständen besonders auf *T. gondii* geachtet werden muss. Hier sind 38,9 % der Proben positiv auf Antikörper getestet worden. Im Vergleich zum europäischen Raum liegt Österreich damit im niederen Bereich. In zwei Studien, aus der Tschechischen Republik (Bártová et al. 2017) und aus der Schweiz (Basso et al. 2020), waren retrospektiv 69 % bzw. 83,2 % der Neuweltkamele bei Verwendung desselben Tests (ID Screen® Toxoplasmosis Indirect Multispecies) *T. gondii* Antikörper positiv. Bei Basso et al. 2020 wurde jedoch der Grenzwert für positive Ergebnisse reduziert, was in der durchgeführten Studie den Anteil an positiven Proben etwas erhöhen würde. Doch trotz dieser Maßnahme treten *T. gondii* Antikörper in diesen beiden Ländern deutlich häufiger auf. In keinen der drei Studien wurde jedoch eine repräsentative Stichprobe genommen. Die niedrigeren Ergebnisse könnten sich dadurch erklären lassen, dass es in Österreich noch nicht so viele Neuweltkamele gibt, die zusätzlich auch Kontakt mit anderen Tierarten haben und sich bei diesen infizieren. Zum anderen sind die Tiergruppen in Österreich kleiner und dadurch ist die Wahrscheinlichkeit einer Infektion niedriger.

Global sind die Ergebnisse auf *T. gondii* Antikörper noch höher beispielsweise in Peru (Chávez-Velásquez et al. 2005), dort wurde bei der Untersuchung allerdings kein ELISA Testverfahren, sondern IFAT verwendet. Shaapan et al. 2008 beschreiben die Sensitivität des IFAT im Vergleich zu ELISA niedriger. In einem anderen Paper wird die Sensitivität der beiden Tests als gleich beschrieben, so auch die Spezifität (Sharma et al. 2019). Dennoch kommt es bei Verwendung des IFAT zu mehr positiven Ergebnissen. Die Testart allein darf also nicht als Grund für unterschiedliche Ergebnisse gesehen werden, auch die anderen Risikofaktoren für eine Infektion müssen definitiv berücksichtigt werden. In Peru beispielsweise werden deutlich mehr Neuweltkamele mit anderen Tierarten gehalten als bei uns. Bei Patitucci et al. 2006 in Chile und bei Li et al. 2020 in China sind die Ergebnisse allesamt niedriger als in Europa. Hier wurde in beiden Ländern als Testverfahren ein MAT genutzt. Dieser gilt als weniger sensitiv als das ELISA oder IFAT Verfahren. Bei einer Testung mit den genannten Testsystemen könnte es demnach zu mehr positiven Ergebnissen kommen (Sharma et al. 2019).

Eine große Rolle bei der Infektion sollen Katzen als Überträger der Toxoplasmen in der Umgebung der Tiere spielen. Bei Patitucci et al. 2006 sind keine Katzen im Stall zu finden und die Ergebnisse waren niedriger. Dem gegenübergestellt sind die ebenfalls niedrigen Ergebnisse bei der Untersuchung von Rindern und Schweinen in Polen obwohl dort Katzen am Hof zu finden sind (Skroka et al. 2020). Es kann davon ausgegangen werden, dass Katzen nicht als Hauptursache für eine Infektion zu sehen sind. Das wird auch von Schares et al. 2008 unterstrichen, die nur bei 0,11 % der untersuchten Katzen in Deutschland, Frankreich, Österreich und der Schweiz *T. gondii* im Kot nachweisen konnten.

Ein weiterer möglicher Übertragungsweg zwischen den Neuweltkamelen und/oder anderen daneben gehaltenen Hauswiederkäuern ist der Kontakt mit infiziertem Abortmaterial. Bei Wiederkäuern ist bereits bekannt, dass in ausgeschiedenem Abortmaterial *T. gondii* vorhanden ist (Nayeri et al. 2021). Als Zoonose-Erreger ist diese Art der Übertragung neben den typischen, wie infiziertes Fleisch oder direkte orale Oozystenaufnahme, ebenfalls ein Risiko für den Menschen. Aufgrund der hohen Ergebnisse bei den Neuweltkamelen sollte man sich bewusst machen, dass dieser Erreger ein Problem in den Beständen ist und damit der Kontakt mit diesen Tieren ein Infektionsrisiko darstellt. Vor allem Schwangere sollten den Kontakt mit gefährdeten und verdächtigen Tieren bzw. Tieren mit Abortgeschehen vermeiden.

Durch die erneute Beprobung einzelner Tiere über die Jahre, konnte gezeigt werden, dass einige Tiere nach der ersten Testung erst ein negatives und dann ein positives Antikörper Ergebnis hatten. Das weist darauf hin, dass sie innerhalb des Zeitraumes eine Infektion durchgemacht haben, was weiter darauf schließen lässt, dass *T. gondii* ein aktuelles Problem in den Neuweltkamel-Beständen Österreichs ist.

Die Ergebnisse haben gezeigt, dass *C. burnetii* und *C. abortus* eine untergeordnete Rolle bei Neuweltkamelen in Österreich spielen. Nur jeweils ein Tier wurde positiv auf Antikörper gegen diese beiden Erreger getestet. Und nur eine weitere Probe wurde als fraglich auf *C. burnetii* ausgewertet. Ein Vergleich der Lage bei Neuweltkamelen in anderen Ländern ist nicht möglich, da es dazu keine Studien gibt. Lediglich über einzelne Fälle wird bei Rüfli et al. 2021 und Tomaiuolo et al. 2021 in der Schweiz berichtet. Im Vergleich wurden diese Erreger bzw. Anti-Antikörper gegen diese Erreger in anderen Tierarten durchaus öfter beobachtet. Steinparzer 2020 berichtet von knapp über 12 % positiv auf Antikörper gegen *C. burnetii* getestete Rinder in Österreich. Auch bei Sodoma et al. 2019 zeigen Rinder eine höhere positive Antikörper Reaktion. Ganz allgemein scheint es als ob Rinder sowie kleine Wiederkäuer auf der ganzen Welt deutlich höhere positive Ergebnisse auf

C. burnetii Antikörper aufweisen: 8,8 % bei Rindern in Bosnien und Herzegowina (Softic et al. 2018), Büffel in Indien mit einer Prävalenz von 7 % (Keshavamurthy et al. 2019), 13 %, 11 % und 4 % Prävalenz bei Ziegen, Schafe und Rindern im Chad (Schelling et al. 2003), Rinder in Ecuador mit einer Prävalenz von 43 % (Echeverría et al. 2019).

Auch wenn die Zahlen zur Erhebung der Seroprävalenz bei Neuweltkamelen und Rindern in Österreich in diesen Studien nicht repräsentativ sind, lässt sich dennoch erkennen, dass *C. burnetii* Antikörper bei Neuweltkamelen seltener nachgewiesen werden als bei Rindern. Es könnte nun daran liegen, dass nach Riedl 2013 > 80 % der Tierhalter von Neuweltkamelen in Österreich diese nicht mit anderen Tieren vergesellschaftet. Und dadurch kommt es zu wenigen bis keine Übertragungen durch andere Tierarten. Eine frühere Studie zeigte jedoch, dass > 50 % der Tierhalter im deutschsprachigen Raum die Neuweltkamele mit anderen Tieren vergesellschaftet (Kriegl et al. 2005). Das würde wiederum darauf hindeuten, dass es doch eine höhere Wahrscheinlichkeit gibt, dass Neuweltkamele mit anderen erkrankten Tieren in Kontakt kommen und sich infizieren können. Aber sie keine Symptome entwickeln, wodurch es keinen Grund gibt sie untersuchen zu lassen.

Ein weiterer Grund für die geringen positiven Ergebnisse auf Antikörper gegen *C. burnetii* kann in der Immunantwort des Tieres selbst liegen. Im Jahr 2019 wurde die Probe eines Neuweltkamels positiv auf Antikörper getestet, bei einer erneuten Probennahme desselben Tieres ein Jahr später wurde die Probe negativ auf Antikörper getestet. Es kann also sein, dass nach einem gewissen Zeitraum die Antikörper im Blut nicht mehr nachweisbar sind. Dieses Phänomen beschreiben Böttcher et al. 2011 bereits in ihrer Studie bei Rindern. Hier wurden nach einigen Monaten keine Antikörper mehr nachgewiesen. Bei Serrano-Perez et al. 2015 wurden Rinder, die Antigen positiv waren, nach einem gewissen Zeitraum negativ auf Antikörper gegen *C. burnetii* getestet. Zusätzlich konnte gezeigt werden, dass bei Rindern die Antikörper um die Geburt teils abfallen bis ganz unter die Nachweisgrenze (Walraph et al. 2018). All diese Möglichkeiten können auch bei den Neuweltkamelen eine Rolle spielen. Und dadurch werden eventuell nicht alle betroffenen Tiere entdeckt.

Bei *C. abortus* stellt sich ein ähnlicher Fall auf. Es gibt kaum Studien über *C. abortus* bei Neuweltkamelen. In einer Studie aus China aus dem Jahr 2020 wurden dort untersuchte Alpaka Blutproben deutlich mehr positiv auf Antikörper getestet. Andererseits mit einem anderen Testsystem, IHA (Li et al. 2020). Bei diesem wurden bereits mögliche Kreuzreaktionen mit *C. felis* beobachtet (Wu et al. 2013). Und bei einer Studie über Guanakos

in Mexiko wurden 9,6 % positiv auf Antikörper mittels ELISA getestet (Díaz et al. 2015). Bei anderen Tierarten zeigen sich wieder quer über die Welt verteilt hauptsächlich höher positivere Ergebnisse: 9,2 % bei Schafen in Österreich (Blumer et al. 2012), bei Rindern in der Schweiz 38,5 % (Vidal et al. 2017), 7,2 % der Schafe in Algerien mittels demselben ELISA Testkit wie in dieser Studie (Hireche et al. 2016) und 12,25 % der getesteten Kamele in Lybien bei Elzlitne et al. 2016.

Gründe für die Unterschiede könnten zum einen Kreuzreaktionen mit anderen Chlamydien-Spezies wie *Chlamydia pecorum* sein (Vidal et al. 2017; Softic et al. 2018). Hierbei kann es vermehrt zu positiven Fällen kommen. Durch die geringen positiven Ergebnisse bei Neuweltkamelen würde das in unserem Fall bedeuten, dass diese Erregerspezies bei Neuweltkamelen deutlich geringer oder gar nicht auftauchen. Livingstone et al. 2005 zeigen in ihrer Studie, dass es beim Test zu einer geringeren Sensitivität bei Verwendung eines MOMP-Antigens im Vergleich zu einem POMP (polymorphic outer-membran protein) -Antigen kommt. Da der hier aktuell verwendete ELISA Testkit ein MOMP-Antigen einsetzt, kann es sein, dass mögliche Antikörper positive Tiere nicht erkannt wurden. Zwar wurde vor der Testung in unserer Studie ein Probelauf gestartet mit bereits durch andere Testverfahren als positive bewertete Proben. Jedoch benötigen die ELISA-Testverfahren noch weiterer Studien, um die Zuverlässigkeit dieser Verfahren bei Neuweltkamelen zu zeigen.

Bei den Leptospiren sieht die Sache etwas deutlicher aus. 7,45 % der Proben waren positiv. 17,56 % nicht auswertbar. Am häufigsten wurden Antikörper auf die Serovare Australis, Copenhageni und Grippotyphosa nachgewiesen. Die von uns verwendeten Serovare sind bereits bei anderen Säugetieren schon aufgetreten (Adler und De la Peña 2010). In Europa werden Leptospiren bei Neuweltkamelen nur in England und Wales erwähnt, jedoch gibt es keine Prävalenz Studien (Halsby et al. 2017). Aktuelle Studien über das Vorkommen von Leptospiren bei Tieren in Österreich liegen nicht vor. Vor allem in Südamerika, hauptsächlich Argentinien und Peru, gibt es Studien über Leptospiren bei Neuweltkamelen. Als Träger und Ausscheider von Leptospiren werden Nager genannt, die über den Urin die Umgebung kontaminieren (Adler und De La Peña 2010). Das kann eine Infektionsquelle für Neuweltkamele sein, aber auch Abortmaterial kann hier als Infektionsquelle zu nennen sein. Beide Arten der Ausscheidung sind Gründe, durch die sich der Mensch ebenfalls infizieren kann. Hinweise auf eine Neuinfektion innerhalb der Bestände lieferten uns die Ergebnisse der mehrfach beprobten Tiere. Es gab welche, die, erst negativ,

zu einem späteren Zeitpunkt Leptospiren Antikörper aufwiesen. Zusätzlich gab es Tiere, deren Antikörper-Titer mit jedem vergangenen Jahr abnahm oder ganz negativ war. Verantwortlich dafür kann neben der offensichtlichen Möglichkeit der erfolgreichen Behandlung, auch sein, dass es eventuell nur einen kurzen Zeitraum der Nachweismöglichkeit von Antikörpern im Serum nach einer Leptospiren Infektion gibt (Morikawa et al. 2015).

Der Anteil an nicht auswertbaren Proben lag bei 17,56 %. Es könnte sein, dass Bestandteile in den Neuweltkamel-Serumproben eine Darstellung der Agglutination nicht möglich gemacht haben. Die betroffenen Proben könnten Substanzen enthalten haben, die zu einer Trübung und Überlagerung führten, oder Leptospiren in ihrer Bewegung beeinträchtigen oder sogar abtöten, wie bei einer Therapie mit Antibiotika. Eine nähere Betrachtung der Proben in Form weiterer Studien sind erforderlich, um die Ursache zu klären.

In anderen Studien sind die positiven Ergebnisse sehr oft höher (Llorente et al. 2002, Risco-Castillo et al. 2014; Rosadio et al. 2012). Das könnte an den verwendeten Serovaren liegen (Castellonis, wie bei Llorente et al. 2002 zu finden, wurde in unserer Studie nicht genutzt). Immer wieder finden sich Bratislava und Icterohaemorrhagiae unter den positiven Ergebnissen, bei egal welcher Tierart (Risco-Castillo et al. 2014, Rosadio et al. 2012, Vidal et al. 2017, Pedersen et al. 2017). Diese beiden Serovare haben wir in unserer Studie ebenfalls nicht verwendet.

Wir haben uns dazu entschieden acht Serovare zu verwenden, die im österreichischen Raum bei Wiederkäuern nachweisbar waren. Allerdings war während der Literaturrecherche zu erkennen, dass es durchaus auch noch andere interessante Serovare gibt, die bei Neuweltkamelen zu finden sind.

Die zusätzliche Untersuchung einiger Proben auf acht weitere Serovare haben gezeigt, dass man bei Neuweltkamelen in Österreich auf noch mehr Serovare testen muss, um sicher zu sein welche Serovare die am häufigsten vorkommenden sind. Aber mit diesen Ergebnissen kann man schon etwas genauer weiterforschen, welche Serovare als die wichtigsten anzusehen sind. Klar ist, dass man die Serovare Autumnalis, Bratislava und Pyrogenes bei einer Leptospiren Erkrankung von Neuweltkamelen in Österreich ebenfalls in Betracht ziehen muss. Die Anwesenheit des in anderen Ländern öfter auftretende Serovar Icterohaemorrhagiae konnte hier nicht nachgewiesen werden.

Schlussfolgernd aus der durchgeführten Studie, besteht bei Neuweltkamelen in Österreich ein deutlicher Hinweis auf das Vorkommen von zoonotischen Infektionserregern, besonders von

T. gondii und Leptospiren. Bei Aborten von Neuweltkamelen sollten diese Erreger im Besonderen, aber auch *C. abortus* und *C. burnetii*, als Differentialdiagnose aufgenommen werden und entsprechend abgeklärt werden.

7. Literaturverzeichnis

Adler B, de la Peña Moctezuma A. 2010. *Leptospira* and leptospirosis. *Veterinary Microbiology*, 140:287-296. doi: 10.1016/j.vetmic.2009.03.012 (Zugriff 11.01.2022).

Agnew D. 2018. Camelidae. In: Terio KA, McAloose D, St. Leger J, Hrsg. *Pathology of Wildlife and Zoo Animals*. Erste Auflage. London/San Diego/Cambridge/Oxford: Elsevier Inc.

Al-Salihi KA. 2019. Invited review: Camelids zoonotic diseases. *Journal of Camelid Science*, 1(11): 1-20. URL <http://www.isocard.net/en/journal> (Zugriff 17.01.2022).

Alt DP, Zuerner RL, Bolin CA. 2001. Evaluation of antibiotics for treatment of cattle infected with *Leptospira borgpetersenii* serovar hardjo. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 219(5):636-639. <https://doi.org/10.2460/javma.2001.219.636> (Zugriff 20.01.2023).

Angelakis E, Raoult D. 2010. Review: Q-fever. *Veterinary Microbiology*, 140 (3-4): 297-309. doi: 10.1016/j.vetmic.2009.07.016 (Zugriff 08.02.2022).

Arnold B, Kühn A, Fuchs A, Lübbert C. 2020. Wichtige Zoonosen: Q-Fieber. *Zeitschrift für Gastroenterologie*, 58(09):838-840. DOI: 10.1055/a-1233-7550. (Zugriff 08.02.2022).

Baca BY. 2016. Identificación de los serogrupos de *Leptospira* spp. en alpacas del IVITA Maranganí [Diplomarbeit]. Lima, Perú: Universidad Nacional Mayor de San Marcos.

Baker MD, Pithua PO. 2014. Low seroprevalence of *Coxiella burnetii* in Boer goats in Missouri. *BMC Research Notes*, 7(1):421. doi:10.1186/1756-0500-7-421 (Zugriff 08.02.2022).

Bártová E, Kobédová K, Lamka J, Kotrba, R, Vodička R, Sedlák K. 2017. Seroprevalence of *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* in exotic ruminants and camelids in the Czech Republic. *Parasitology Research*, 116(5):1925-1929. DOI 10.1007/s00436-017-5470-6 (Zugriff 17.01.2022).

Basso W, Sollberger E, Schares G, Küker S, Ardüser F, Moore-Jones G, Zanolari P. 2020. *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* infections in South American camelids in

Switzerland and assessment of serological tests for diagnosis. *Parasites & Vectors*, 13:256. <https://doi.org/10.1186/s13071-020-04128-9> (Zugriff 28.12.2021).

Bauer et al. 2020. *Coxiella burnetii*: Ein Übersichtsartikel mit Fokus auf das Infektionsgeschehen in deutschen Schaf- und Ziegenherden. *Berliner und Münchener Tierärztliche Wochenschrift*, 133(3-4):184-200. DOI: 10.2376/0005-9366-19030 (Zugriff 08.02.2022).

Bauerstatter S, Lambacher B, Stanitznig A, Franz S, Wittek T. 2018. Neuweltkamele in Österreich – Untersuchungen zur Population, Haltung, Herdenmanagement und Gesundheitsprophylaxe. *Wiener Tierärztliche Monatsschrift (wtm) – Veterinary Medicine Austria*, 105:191-199. <https://www.wtm.at/Archiv.php#> (Zugriff 17.01.2022).

Blaga R, Aubert D, Thébault A, Perret C, Geers R, Thomas M, Alliot A, Djokic V, Ortis N, Halos L, Durand B, Mercier A, Villena I, Boireau P. 2019. *Toxoplasma gondii* in beef consumed in France: regional variation in seroprevalence and parasite isolation. *Parasite*, 26:77. <https://doi.org/10.1051/parasite/2019076> (Zugriff 11.01.2022).

Blumer S, Moestl K, Krametter-Froetscher R, Hässig M, Pospischil A, Borel N. 2012. Untersuchung der Serokonversion auf *Chlamydia abortus* von Schafen aus der Region Vorarlberg vor und nach der Alpung. *Schweizer Archiv für Tierheilkunde*, 154 (1): 13-17. DOI 10.1024/0036-7281/a000287 (Zugriff 28.12.2021).

Bostedt H, Ganter M, Hiepe T, Hrsg. 2019. *Klinik der Schaf- und Ziegenkrankheiten*. Erste Auflage. Stuttgart/New York/Delhi/Rio: Thieme Verlagsgruppe.

Böttcher J, Vossen A, Janowetz B, Alex M, Gangl A, Randt A, Meier N. 2011. Insights into the dynamics of endemic *Coxiella burnetii* infection in cattle by application of phase - specific ELISAs in an infected dairy herd. *Journal of Veterinary Microbiology*, 151(3-4):291-300. <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2011.03.007> (Zugriff 11.01.2022).

Browne AS, Fèvre EM, Kinnaird M, Muloi DM, Wang CA, Larsen PS, O'Brien T, Deem SL. 2017. Serosurvey of *Coxiella burnetii* (Q fever) in Dromedar Camels (*Camelus dromedarius*) in Laikipia County, Kenya. *Zoonoses and Public Health*, 64(7):543-549. doi: 10.1111/zph.12337 (Zugriff 08.02.2022).

Buchholz AE, Katz AR, Galloway R, Stoddard RA, Goldstein SM. 2016. Feral Swine *Leptospira* Seroprevalence Survey in Hawaii, USA, 2007-2009. *Zoonoses and Public Health*, 63(8):584-587. doi:10.1111/zph.12266 (Zugriff 09.02.2022).

Bundesamt für Lebensmittelsicherheit und Veterinärwesen (BLV), Schweizerische Eidgenossenschaft. 2022. Toxoplasmose beim Tier.

<https://www.blv.admin.ch/blv/de/home/tiere/tierseuchen/uebersicht-seuchen/alle-tierseuchen/toxoplasmose.html> (Zugriff 23.01.2023).

Bundesministerium für Arbeit, Soziales, Gesundheit und Konsumentenschutz (BMASGK), Österreichische Agentur für Gesundheit und Ernährungssicherheit GmbH (AGES), Hrsg. 2017. Veterinärjahresbericht 2017. Erste Auflage. Wien: AGES – Österreichische Agentur für Gesundheit und Ernährungssicherheit GmbH.

Bundesministerium für Arbeit, Soziales, Gesundheit und Konsumentenschutz (BMASGK), Österreichische Agentur für Gesundheit und Ernährungssicherheit GmbH (AGES), Hrsg. 2018. Veterinärjahresbericht 2018. Erste Auflage. Wien: AGES – Österreichische Agentur für Gesundheit und Ernährungssicherheit GmbH.

Bush RM, Everett KDE. 2001. Molecular evolution of the *Chlamydiaceae*. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology, 51(1):203-220. <https://doi.org/10.1099/00207713-51-1-203> (Zugriff 17.12.2022).

Buxton D, Maley ST, Wright SE, Rodger S, Bartley P, Innes EA. 2007. *Toxoplasma gondii* and ovine toxoplasmosis: New aspects of an old story. Journal of Veterinary Parasitology 149(1-2):25-28. DOI: 10.1016/j.vetpar.2007.07.003 (Zugriff 17.12.2022).

Cárdenas-Marrufo MF, Vado-Solis I, Pérez-Osorio C, Peniche-Lara G, Segura-Correa J. 2016. A cross sectional study of leptospirosis and fetal death in Yucatan, Mexico. Colombia Médica (Cali), 47(1):11-14. PMID: 27226658 (Zugriff 18.01.2023).

Centers for Disease Control and Prevention (CDC). 2015. Leptospirosis – Treatment in Pets. <https://www.cdc.gov/leptospirosis/pets/treatment/index.html#:~:text=Leptospirosis%20is%20treatable%20with%20antibiotics,hydration%20therapy%20may%20be%20required> (Zugriff 23.01.2023).

Chávez-Velásquez A, Álvarez-García G, Gómez-Bautista M, Casas-Astos E, Serrano-Martínez E, Ortega-Mora LM. 2005. *Toxoplasma gondii* infection in adult llamas (*Lama glama*) and vicunas (*Vicugna vicugna*) in the Peruvian Andean region. Veterinary Parasitology 130:93-97. DOI 10.1016/j.vetpar.2005.03.023 (Zugriff 21.04.2021).

Clinipharm 2021. Wirkstoff: Toltrazuril – Indikationen.

https://www.vetpharm.uzh.ch/Wirkstoffe/000000006900/4031_04.html (Zugriff 23.01.2023).

Clune T, Lockwood A, Hancock S, Thompson AN, Beetson S, Bruce M, Campbell AJ, Glanville E, Brookes D, Trengove C, O'Handley R, Jacobson C. 2022. Seropositivity to *Coxiella burnetii* in primiparous and multiparous ewes from southern Australia: A cross-sectional study. *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases* 80:101727. <https://doi.org/10.1016/j.cimid.2021.101727> (Zugriff 08.02.2022).

Corn JL, Lee RM, Erickson GA, Murphy CD. 1987. Serologic survey for evidence of exposure to vesicular stomatitis virus, pseudorabies virus, brucellosis and leptospirosis in collared peccaries from Arizona. *Journal of Wildlife Diseases*, 23(4):551-557. Doi: 10.7589/0090-3558-23.4.551 (Zugriff 09.02.2022).

Cranford HM, Springer Browne A, LeCount K, Anderson T, Hamond C, Schlater L, Stuber T, Burke-France VJ, Taylor, Harrison CJ, Matias KY, Medley A, Rossow J, Wiese N, Jankelunas L, de Wilde L, Mehalick M, Blanchard GL, Garcia KR, McKinley AS, Lombard CD, Angeli NF, Horner D, Kelley T, Worthington DJ, Valiulis J, Bradford B, Berentsen A, Salzer JS, Galloway R, Schafer IJ, Bisgard K, Roth J, Ellis BR, Ellis EM, Nally JE. 2021. Mongooses (*Urva auropunctata*) as reservoir hosts of *Leptospira* species in the United States Virgin Islands, 2019-2020. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, 15(11): e0009859. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0009859> (Zugriff 09.02.2022).

Cranford HM, Taylor M, Springer Browne A, Alt DP, Anderson T, Hamond C, Hornsby RL, LeCount K, Schlater L, Stuber T, De Wilde L, Burke-France VJ, Ellis EM, Nally JE, Bradford B. 2021a. Exposure and Carriage of Pathogenic *Leptospira* in Livestock in St. Croix, U.S. Virgin Islands. *Tropical Medicine and Infectious Disease*, 6(2):85. <https://doi.org/10.3390/tropicalmed6020085> (Zugriff 09.02.2022).

DePuy W, Benka V, Massey A, Deem SL, Kinnaird M, O'Brien T, Wanyoike S, Njoka J, Butt B, Foufopoulos J, Eisenberg JNS, Hardin R. 2014. Q Fever Risk Across a Dynamic, Heterogeneous Landscape in Laikipia County, Kenya. *Eco Health* 11:429-433. DOI: 10.1007/s10393-014-0924-0 (Zugriff 08.02.2022).

Díaz JCM, Aparicio EH, Güemes FS, Ochoa CE, Villarreal SJ, Arellano-Reynoso B. 2015. Aislamiento de *Chlamydia abortus* en rebaños caprinos lecheros y su relación con casos de aborto en Guanajuato, México [Isolation of *Chlamydia abortus* in dairy goat herds and its relation to abortion in Guanajuato, Mexico]. *Veterinaria México OA*, 2(1): Enero-Marzo. ISSN 2448-6760 (Zugriff 06.02.2022).

- Dubey JP. 2009. Toxoplasmosis in sheep – The last 20 years. *Veterinary Parasitology*, 163: 1-14. Doi: 10.1016/j.vetpar.2009.02.026 (Zugriff: 17.12.2022).
- Dubey JP, Johnson JE, Hanson MA, Pierce V. 2014. Toxoplasmosis-associated abortion in an alpaca (*Vicugna pacos*) fetus. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 45(2): 461-464. <https://doi.org/10.1638/2014-0006R.1> (Zugriff 28.12.2021).
- Echeverría G, Reyna-Bello A, Minda-Aluisa E, Celi-Eraza M, Olmedo L, García HA, Garcia-Bereguain MA, de Waard JH. 2019. Serological evidence of *Coxiella burnetii* infection in cattle and farm workers; is Q fever an underreported zoonotic disease in Ecuador?. *Infection and Drug Resistance*, 12:701-706. Doi: 10.2147/IDR.S195940 (Zugriff 08.02.2022).
- Elzlitne R, Elhafi G. 2016. Seroprevalence of *Chlamydia abortus* in camel in the western region of Libya. *Journal of Advanced Veterinary and Animal Research*, 3(2): 178-183. DOI 10.5455/javar.2016.c151 (Zugriff 21.04.2021).
- Erregger E, Stevenson MA, Beggs DS, Oswin S, Jagoe SP, Mansell PD, Pyman MF. 2020. A cross-sectional study to estimate the prevalence of and risk factors for leptospirosis in South-Western Victorian dairy herds, 2017. *Australian Veterinary Journal*, 98(9):417-423. doi: 10.1111/avj.12984 (Zugriff 09.02.2022).
- Essig A, Longbottom D. 2015. *Chlamydia abortus*: New Aspects of Infectious Abortion in Sheep and Potential Risk for Pregnant Women. *Current Clinical Microbiology Reports*, 2:22-34. DOI 10.1007/s40588-015-0014-2 (Zugriff 15.02.2022).
- Everett KDE, Bush RM, Andersen AA. 1999. Emended description of the order *Chlamydiales*. Proposal of *Parachlamydiaceae* fam. nov. and *Simkaniaceae* fam. nov., each containing one monotypic genus, revised taxonomy of the family *Chlamydiaceae*, including a new genus and five new species, and standards for the identification of organisms. *International Journal of Systematic Bacteriology*, 49(2):415-440. <https://doi.org/10.1099/00207713-49-2-415> (Zugriff 23.01.2023).
- Fagre AC, Mayo CE, Pabilonia KL, Landolt GA. 2020. Seroprevalence of *Leptospira* spp. in Colorado equids and association with clinical disease. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*, 32(5):718-721. DOI: 10.1177/1040638720943155 (Zugriff 09.02.2022).
- Franz S. 2018. Lama und Alpaka Teil II – Bedeutende Erkrankungen der Neuweltkameliden. *Veterinärspiegel*, 28:15-21. DOI: <https://doi.org/10.1055/s-0043-118896> (Zugriff 17.01.2022).

Galay RL, Talactac, MR, Amita-Salem BV, Chu DMM, dela Costa LMO, Salangsang, CMA, Caracas DKB, Generoso FH, Babelonia JA, Vergano JL, Berana LC, Sandalo KAC, Divina BP, Alvarez CR, Mago ER, Andoh M, Tanaka T. 2020. Molecular Detection of *Rickettsia* spp. and *Coxiella burnetii* in Cattle, Water Buffalo, and *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* Ticks in Luzon Island of the Philippines. *Tropical Medicine and Infectious Disease*, 5(2):54. doi:10.3390/tropicalmed5020054 (Zugriff 01.02.2022).

Gauly M, Vaughan J, Cebra C, Hrsg. 2019. Neuweltkameliden – Haltung, Zucht, Erkrankungen. Vierte Auflage. Stuttgart: Thieme Verlag.

Goarant C. 2016. Leptospirosis: risk factors and management challenges in developing countries. *Research and Reports in Tropical Medicine*, 7:49-62. DOI: 10.2147/RRTM.S102543 (Zugriff 18.01.2023).

Gokce HI, Kacar C, Genc O, Sozmen M. 2007. Seroprevalence of *Chlamydomphila abortus* in aborting ewes and dairy cattle in the north-east part of Turkey. *Bulletin of the Veterinary Institute in Pulawy*, 51(1):9-13. <https://www.researchgate.net/publication/289873135> (Zugriff 25.01.2022).

Goris MGA, Hartskeerl RA. 2014. Leptospirosis Serodiagnosis by the Microscopic Agglutination Test. *Current Protocols in Microbiology* 32:12E.5.1-12E.5.18. DOI: 10.1002/9780471729259.mc12e05s32 (Zugriff 11.01.2022).

Goris MGA, Kikken V, Straetemans M, Alba S, Goeijenbier M, van Gorp ECM, Boer KR, Wagenaar JFP, Hartskeerl RA. 2013. Towards the Burden of Human Leptospirosis: Duration of Acute Illness and Occurrence of Post-Leptospirosis Symptoms of Patients in The Netherlands. *PLoS One*, 8(10): e76549. doi:10.1371/journal.pone.0076549 (Zugriff 18.01.2023).

Halsby K, Twomey DF, Featherstone C, Foster A, Walsh A, Hewitt K, Morgan D. 2017. Zoonotic diseases in South American camelids in England and Wales. *Epidemiology & Infection*, 145(5):1037-1043. doi:10.1017/S0950268816003101 (Zugriff 07.01.2022).

Hänichen T, Gunsser I, Wiesner H. 2002. Krankheiten. In: Gauly M, Hrsg. Neuweltkameliden. Ein Leitfaden für Halter, Züchter und Tierärzte. Zweite Aufl. Berlin: Parey Verlag, S. 121-151

Hill D, Dubey JP. 2002. *Toxoplasma gondii*: transmission, diagnosis and prevention. *Clinical Microbiology and Infection*, 8(10):634-640. <https://doi.org/10.1046/j.1469-0691.2002.00485.x> (Zugriff 04.02.2022).

Hireche S, Ababneh MMK, Bouaziz O, Boussena S. 2016. Seroprevalence and molecular characterization of *Chlamydia abortus* in frozen fetal and placental tissues of aborting ewes in northeastern Algeria. *Tropical Animal Health and Production* 48:255-262. DOI 10.1007/s11250-015-0944-y (Zugriff 06.02.2022).

Hoffmann I. 2012. Lamas und Alpakas in der tiergestützten Arbeit mit geistig behinderten Kindern und Jugendlichen – Modetrend oder Therapie mit Zukunft? [Wissenschaftliche Hausarbeit für Erste Staatsprüfung]. Reutlingen: Fakultät für Sonderpädagogik der pädagogischen Hochschule Ludwigsburg in Verbindung mit der Universität Tübingen.

Hoops M, Kauffold J. 2013. Physiologie und Pathologie der Fortpflanzung bei weiblichen, domestizierten Neuweltkameliden. *Tierärztliche Praxis Großtiere*, 41(3):166-175. DOI: 10.1055/s-0038-1623166 (Zugriff: 21.04.2021).

IDVet. Hrsg. 2018. Gebrauchsinformation ID Screen® Chlamydia abortus Indirect. CHLMS-MS ver 0914 DE. Grabels, Frankreich: IDVet

IDVet. Hrsg. 2018. Gebrauchsinformation ID Screen® Toxoplasmosis Indirect Multi-Spezies Test. TOXOS-MS ver 1014DE. Grabels, Frankreich: IDVet

IDVet. Hrsg. 2018. Gebrauchsinformation ID Screen® Q-Fever Indirect. FQS-MS ver 1117 DE. Grabels, Frankreich: IDVet

Imkamp F, Albini S, Karbach M, Kimmich N, Spinelli C, Herren S, Sprecher R, Meier K, Borel N. 2022. Zoonotic *Chlamydiae* as rare causes of severe pneumonia. *Swiss Medical Weekly*, 152:w30102. doi:10.4414/SMW.2022.w30102 (Zugriff 15.02.2022).

Innes EA, Hamilton C, Garcia JL, Chryssafidis A, Smith D. 2019. A one health approach to vaccines against *Toxoplasma gondii*. *Food and Waterborne Parasitology*, 12:e00053. <https://doi.org/10.1016/j.fawpar.2019.e00053> (Zugriff 17.12.2022).

Innes EA. 2010. A Brief History and Overview of *Toxoplasma gondii*. *Zoonoses Public Health*, 57(1):1-7. doi: 10.1111/j.1863-2378.2009.01276.x (Zugriff 04.02.2022).

Jiménez-Martín D, García-Bocanegra I, Almería S, Castro-Scholten S, Dubey JP, Amaro-López MA, Cano-Terriza D. 2020. Epidemiological surveillance of *Toxoplasma gondii* in small ruminants in southern Spain. *Preventive Veterinary Medicine* 183:105137. <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2020.105137> (Zugriff 28.12.2021).

- Johnson SAM, Kaneene JB, Asare-Dompreh K, Tasiame W, Mensah IG, Afakye K, Simpson SV, Addo K. 2019. Seroprevalence of Q fever in cattle, sheep and goats in the Volta region of Ghana. *Veterinary Medicine and Science*, 5(3): 402-411. DOI: 10.1002/vms3.160 (Zugriff 08.02.2022).
- Keshavamurthy R, Singh BB, Kalambhe DG, Aulakh RS, Dhand NK. 2019. Prevalence of *Coxiella burnetii* in cattle and buffalo populations in Punjab, India. *Preventive Veterinary Medicine* 166:16-20. <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2019.03.003> (Zugriff 01.02.2022).
- Khalili M, Sakhaee E, Aflatoonian MR, Abdollahpour G, Tabrizi SS, Damaneh EM, Hossini-nasab S. 2014. Seroprevalence of bovine leptospiral antibodies by microscopic agglutination test in Southeast of Iran. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, 4(5):354-357. doi:10.12980/APJTB.4.2014C1206 (Zugriff 09.02.2022).
- Kim JH, Kang KI, Kang WC, Sohn HJ, Jean YH, Park BK, Kim Y, Kim DY. 2009. Porcine abortion outbreak associated with *Toxoplasma gondii* in Jeju Island, Korea. *Journal of Veterinary Science*, 10(2):147-151. DOI: 10.4142/jvs.2009.10.2.147 (Zugriff 17.12.2022).
- Kinde H, Hietala SK, Bolin CA, Dowe JT. 1996. Leptospiral abortion in horses following a flooding incident. *Equine Veterinary Journal* 28(4):327-330. Doi: 10.1111/j.2042-3306.1996.tb03097.x (Zugriff 17.12.2022).
- King S. 1991. The prevalence of leptospirosis in cattle herds of the Western Division of New South Wales – a serological survey. *Australian Veterinary Journal* 68(9):307-308. <https://doi.org/10.1111/j.1751-0813.1991.tb03267.x> (Zugriff 09.02.2022).
- Krauss H, Weber A, Appel M, Enders B, v. Graevenitz A, Isenberg HD, Schiefer HG, Slenczka W, Zahner H, Hrsg. 2004. Zoonosen: Von Tier zu Mensch übertragbare Infektionskrankheiten; Mit 102 Tabellen. 3. Auflage. Köln: Dt. Ärzte-Verlag.
- Kreinöcker K, Sattler T, Hagmüller W, Hennig-Pauka I, Schmoll F. 2017. Vorkommen von Antikörpern gegen Toxoplasmen, Leptospiren und PRRSV sowie von Salmonellen und *Ascaris suum* in biologischen Schweinebetrieben in Österreich. *Wiener Tierärztliche Monatsschrift (wtm) – Veterinary Medicine Austria*, 104:221-228. <https://www.wtm.at/Archiv.php#> (Zugriff 28.12.2021).
- Kriegl C, Klein D, Kofler J, Fuchs K, Baumgartner W. 2005. Haltungs- und Gesundheitsaspekte bei Neuweltkameliden. *Wiener Tierärztliche Monatsschrift (wtm) –*

Veterinary Medicine Austria, 92(5-6): 119-125. <https://www.wtm.at/Archiv.php#> (Zugriff 28.12.2021).

Kuo C-C, Horn M, Stephens RS. 2011. Order I. Chlamydiales Storz and Page 1971. In: Bergey's Manual of Systematic Bacteriology, Volume 4. Zweite Auflage. New York: Springer, 844-845.

Ländliches Fortbildungsinstitut Österreich (LFI), Hrsg. 2020. Neuweltkamele – Alpakas und Lamas in Österreich. Erste Auflage. Wien: Ländliches Fortbildungsinstitut Österreich.

Lederbogen S. 2009. Tiere in der Therapie psychisch kranker Menschen: Ein Überblick über den Einsatz von Tieren in der stationären Psychiatrie. [Bachelorarbeit]. Regensburg: Fakultät angewandte Sozialwissenschaften Hochschule Regensburg.

Lee HS, Thanh TL, Ly NK, Nguyen-Viet H, Thakur KK, Grace D. 2019. Seroprevalence of leptospirosis and Japanese encephalitis in swine in ten provinces of Vietnam. PLoS One, 14(8): e0214701. DOI: 10.1371/journal.pone.0214701 (Zugriff 09.02.2022).

Li J, Ma Y, Liang Q, Li R, Zheng F, Liu Q, Zhu X, Gao W. 2020. Serological evidence of *Toxoplasma gondii* and *Chlamydia* infection in Alpacas in Shanxi Province, northern China. Microbial Pathogenesis, 149:104399. <https://doi.org/10.1016/j.micpath.2020.104399> (Zugriff 25.01.2022).

Li X-L, Wei H-X, Zhang H, Peng H-J, Lindsay DS. 2014. A Meta Analysis on Risks of Adverse Pregnancy Outcomes in *Toxoplasma gondii* Infection. PLoS ONE 9(5):e97775. Doi: 10.1371/journal.pone.0097775 (Zugriff: 17.12.2022).

Livingstone M, Entrican G, Wattedgedera S, Buxton D, McKendrick IJ, Longbottom D. 2005. Antibody Responses to Recombinant Protein Fragments of the Major Outer Membrane Protein and Polymorphic Outer Membrane Protein POMP90 in *Chlamydomphila abortus*-Infected Pregnant Sheep. Clinical and Diagnostic Laboratory Immunology, 12(6):770-777. doi:10.1128/CDLI.12.6.770-777.2005 (Zugriff 11.01.2022).

Llorente P, Leoni L, Martinez-Vivot M. 2002. Leptospirosis en camelidos sudamericanos. Estudio de prevalencia serologica en distintas regiones de la Argentina. Archivos de Medicina Veterinaria, 34(1):59-68 <http://dx.doi.org/10.4067/S0301-732X2002000100006> (Zugriff 03.02.2022).

Macías-Rioseco M, Riet-Correa F, Miller MM, Sondgeroth K, Fraga M, Silveira C, Uzal FA, Giannitti F. 2019. Bovine abortion caused by *Coxiella burnetii*: report of a cluster of cases in

Uruguay and review of the literature. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*, 31(4):634-639. DOI: 10.1177/1040638719856394 (Zugriff 17.12.2022).

Magouras I, Hunninghaus J, Scherrer S, Wittenbrink MM, Hamburger A, Stärk KDC, Schüpbach-Regula G. 2017. *Coxiella burnetii* infections in Small Ruminants and Humans in Switzerland. *Transboundary and Emerging Diseases*, 64(1):204-212. doi:10.1111/tbed.12362 (Zugriff 01.02.2022).

Majed R, Maab AF, Omer AH, Hussein AK. 2018. Preliminary study of seroprevalence of *Chlamydomphila abortus* amongst cattle in Ninawah province. *Advances in Animal and Veterinary Sciences*, 6(3): 135-138. <http://dx.doi.org/10.17582/journal.aavs/2018/6.3.135.138> (Zugriff 25.01.2022).

Mamani NV. 2006. Toxoplasmosis como agente causal de abortos en alpacas [Diplomarbeit]. Lima:Universidad Nacional Mayor de San Marcos.

Mapham PH, Vorster JH. 2016. Leptospirosis in Wildlife. *Oorsig/Review*, 20(1):12-16. https://www.cpd solutions.co.za/Publications/article_uploads/Leptospirosis_In_Wildlife.pdf (Zugriff 21.04.2021).

Maspi N, Nayeri T, Moosazadeh M, Sarvi S, Sharif M, Daryani A. 2021. Global seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in Camelidae: A systematic review and meta-analysis. *Acta Parasitologica*, 66:733-744. <https://doi.org/10.1007/s11686-020-00333-9> (Zugriff 28.12.2021).

McCaughey C, Murray LJ, McKenna JP, Menzies FD, McCullough SJ, O'Neill HJ, Wyatt DE, Cardwell CR, Coyle PV. 2009. *Coxiella burnetii* (Q fever) seroprevalence in cattle. *Epidemiology & Infection*, 138(1):21-27. doi:10.1017/S0950268809002854 (Zugriff 08.02.2022).

Morikawa VM, Bier D, Pellizzaro M, Ullmann LS, Dexheimer Paploski IA, Kikuti M, Langoni H, Welker Biondo A, Beltrão Molento M. 2015. Seroprevalence and seroincidence of *Leptospira* infection in dogs during a one-year period in an endemic urban area in Southern Brazil. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, 48(1):50-55. <http://dx.doi.org/10.1590/0037-8682-0213-2014> (Zugriff 11.01.2022).

Muniz Oliveira GD, Nogueira Garcia LA, Pires Soares LA, Lilenbaum W, de Souza GN. 2021. Leptospirosis by Sejroe strains leads to embryonic death (ED) in herds with

reproductive disorders. *Theriogenology – An International Journal of Animal Reproduction*, 174:121-123. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2021.08.022> (Zugriff 17.12.2022).

Natale A, Bucci G, Capello K, Barberio A, Tavella A, Nardelli S, Marangon S, Ceglie L. 2012. Old and new diagnostic approaches for Q fever diagnosis: Correlation among serological (CFT, ELISA) and molecular analyses. *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases*, 35:375-379. doi: 10.1016/j.cimid.2012.03.002 (Zugriff 17.01.2022).

Nayeri T, Sarvi S, Moosazadeh M, Daryani A. 2021. Global prevalence of *Toxoplasma gondii* infection in the aborted fetuses and ruminants that had an abortion: A systematic review and meta-analysis. *Veterinary Parasitology*, 290:109370. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2021.109370> (Zugriff 11.01.2022).

Niemczuk K. 2005. Prevalence of antibodies against *Chlamydophila psittaci* and *Chlamydophila abortus* in cattle in Poland. A preliminary report. *Bulletin of the Veterinary Institute in Pulawy*, 49(3):293-297. <https://citeseerx.ist.psu.edu/viewdoc/download?doi=10.1.1.1087.1195&rep=rep1&type=pdf> (Zugriff 25.01.2022).

Oni O, Sujit K, Kasemsuwan S, Sakpuaram T, Pfeiffer DU. 2007. Seroprevalence of leptospirosis in domesticated Asian elephants (*Elephas maximus*) in north and west Thailand in 2004. *Veterinary record*, 160(11):368-371. Doi: 10.1136/vr.160.11.368 (Zugriff 09.02.2022).

Österreichische Agentur für Gesundheit und Ernährungssicherheit GmbH (AGES). 2022. Toxoplasmose. <https://www.ages.at/mensch/krankheit/krankheitserreger-von-a-bis-z/toxoplasmose> (Zugriff 23.01.2023).

Palerme JS, Lamperelli E, Gagne J, Cazlan C, Zhang M, Olds JE. 2019. Seroprevalence of *Leptospira* spp., *Toxoplasma gondii*, and *Dirofilaria immitis* in Free-Roaming Cats in Iowa. *Vector Borne and Zoonotic Diseases*, 19(3):193-198. DOI: 10.1089/vbz.2017.2255 (Zugriff 09.02.2022).

Patitucci AN, Pérez MJ, Barril G, Cárcamo CM, Muñoz A. 2006. [Sera antibodies to *Toxoplasma gondii* in llamas and alpacas of Chile] Detección de anticuerpos séricos contra *Toxoplasma gondii* (Nicolle y Manceaux, 1909) en llamas (*Lama glama* Linneaus, 1758) y alpacas (*Lama pacos* Linneaus, 1758) de Chile. *Archivos de Medicina Veterinaria*, 38(2):179-182. DOI: 10.4067/S0301-732X2006000200013 (Zugriff 21.04.2021).

- Pedersen K, Anderson TD, Bevins SN, Pabilonia KL, Whitley PN, Virchow DR, Gidlewski T. 2017. Evidence of leptospirosis in the kidneys and serum of feral swine (*Sus scrofa*) in the United States. *Epidemiology and Infection*, 145(1):87-94. doi:10.1017/S0950268816002247 (Zugriff 09.02.2022).
- Pedersen K, Anderson TD, Maison RM, Wiscomb GW, Pipas MJ, Sinnett DR, Baroch JA, Gidlewski T. 2018. *Leptospira* antibodies detected in wildlife in the USA and the US Virgin Islands. *Journal of Wildlife Diseases*, 54(3):450-459. DOI: 10.7589/2017-10-269 (Zugriff 09.02.2022).
- Pedersen K, Pabilonia KL, Anderson TD, Bevins SN, Hicks CR, Kloft JM, Deliberto TJ. 2015. Widespread detection of antibodies to *Leptospira* in feral swine in the United States. *Epidemiology and Infection*, 143(10):2131-2136. doi:10.1017/S0950268814003148 (Zugriff 09.02.2022).
- Peer H. 2014. Nachweis verschiedener *Chlamydiaceae*-Spezies aus Rachenspülwasser-Proben von Patienten mit einer nachgewiesenen ambulant erworbenen Pneumonie [Dissertation]. Jena: Friedrich-Schiller-Universität
- Perez W., König HE. 2016. Lamas und Alpakas in Uruguay. *Fachzeitschrift LAMAS*, Frühjahr 2016:23-25.
- Petrakovsky J, Bianchi A, Fisun H, Nájera-Aguilar P, Pereira MM. 2014. Animal Leptospirosis in Latin America and the Caribbean Countries: Reported Outbreaks and Literature Review (2002-2014). *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 11: 10770-10789. doi:10.3390/ijerph111010770 (Zugriff 21.04.2021).
- Pichon N, Guindre L, Laroucau K, Cantaloube M, Nallatamby A, Parreau S. 2020. *Chlamydia abortus* in Pregnant Woman with Acute Respiratory Distress Syndrome. *Emerging Infectious Diseases*, 26(3):628-629. DOI: <https://doi.org/10.3201/eid2603.191417> (Zugriff 19.12.2022).
- Plummer RJ, McClure JT, Menzies P, Morley PS, Van den Brom R, Van Metre DC. 2018. Management of *Coxiella burnetii* infection in livestock populations and the associated zoonotic risk: A consensus statement. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 32(1):1481-1494. DOI: 10.1111/jvim.15229 (Zugriff 18.01.2022).
- Pospischil A, Thoma R, Hilbe M, Grest P, Zimmermann D, Gebbers JO. 2002. Abort beim Menschen durch *Chlamydophila abortus* (*Chlamydia psittaci* serovar1). *Schweizer Archiv für*

Tierheilkunde, 144(9): 463-466. DOI: <https://doi.org/10.1024/0036-7281.144.9.463> (Zugriff 15.02.2022).

Rahman A, 2014. Studies on Q-Fever in Farm Animals in Kingdom of Saudi Arabia [Masterarbeit]. Sudan: Sudan University of Science and Technology.

Ridouat C, Lee A, Moloney B, Massey PD, Charman N, Jordan D. 2014. Detection of brucellosis and leptospirosis in feral pigs in New South Wales. Australian Veterinary Journal, 92(9):343-347. doi: 10.1111/avj.12203 (Zugriff 09.02.2022).

Riedl K, 2013. Zur Haltung von Neuweltkameliden in Österreich [Diplomarbeit]. Wien: Veterinärmedizinische Universität Wien

Riedler A. 2005. Auswahl und Aufzucht eines geeigneten Therapietieres in der tiergestützten Therapie mit Neuweltkameliden am Beispiel der Orenda-Ranch [Hausarbeit]. Wien: Veterinärmedizinische Universität Wien.

Risco-Castillo V, Wheeler JC, Rosadio R, García-Peña FJ, Arnaiz-Seco I, Hoces D, Castillo H, Veliz Á, Ortega-Mora LM. 2014. Health impact evaluation of alternative management systems in vicuña (*Vicugna vicugna mensalis*) populations in Peru. Tropical Animal Health and Production, 46:641-646. DOI 10.1007/s11250-014-0543-3 (Zugriff 03.02.2022).

Roberts W, Grist NR, Giroud P. 1967. Human Abortion Associated with Infection by Ovine Abortion Agent. British Medical Journal, 4:37. Doi: 10.1136/bmj.4.5570.37 (Zugriff 19.12.2022).

Rodolakis A, Berri M, Hécharde C, Caudron C, Souriau A, Bodier CC, Blanchard B, Camuset P, Devillechaise, Natorp JC, Vadet JP, Arricau-Bouvery N. 2007. Comparison of *Coxiella burnetii* Shedding in Milk of Dairy Bovine, Caprine and Ovine Herds. Journal of Dairy Science, 90(12):5352-5360. doi:10.3168/jds.2006-815 (Zugriff 01.02.2022).

Rosadio RA, Véliz AA, Castillo HD, Yaya KL, Rodríguez AH, Rivera HG, Wheeler JC. 2012. Seroprevalencia a serovares de leptospiras patógenas en alpacas y vicuñas de los departamentos de Huancavelica y Ayacucho, Perú. Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú, 23(3):350-356. DOI: 10.15381/rivep.v23i3.916 (Zugriff 21.04.2021).

Rüfli I, Gurtner C, Basso WU, Vidondo B, Hirsbrunner G, Zanolari P. 2021. Causes of Abortions in South American Camelids in Switzerland – Cases and Questionnaire. Animals, 11(7):1956. DOI: 10.3390/ani11071956 (Zugriff 10.01.2022).

Runge M, Ganter M. 2008. Q-Fieber. *Journal für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit*, 3:185-189. DOI: 10.1007/s00003-008-0333-9 (Zugriff 17.01.2023).

Sánchez-Rocha L, Arellano-Reynoso B, Hernández-Castro R, Palomares-Resendiz G, Barradas-Piña F, Díaz-Aparicio E. 2021. Presence of *Chlamydia abortus* in goats with a history of abortions in Mexico [Presencia de *Chlamydia abortus* en cabras con historial de abortos en México]. *Abanico Veterinario*, 11:1-14. <http://dx.doi.org/10.21929/abavet2021.26> (Zugriff 06.02.2022).

Sander WE, King R, Graser W, Kaper JM, Engel AI, Adamovicz L, Allender MC. 2021. *Coxiella burnetii* in 3 Species of Turtles in the Upper Midwest, United States. *Emerging Infectious Diseases*, 27(12):3199-3202. DOI: <https://10.3201/eid2712.211278> (Zugriff 08.02.2022).

Schaefer J. 2013. *Toxoplasma gondii* Detection in Domestic and Wild Animals: Methods Development and Application for epidemiological investigations [Dissertation]. Ithaca, NY: Faculty of the Graduate School of Cornell University.

Schafbauer T, Dreyfus A, Hogan B, Rakotozandrindrainy R, Poppert S, Straubinger RK. 2019. Seroprevalence of *Leptospira* spp. Infection in Cattle from Central and Northern Madagascar. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 16:2004. doi:10.3390/ijerph16112014 (18.01.2022).

Schares G, Vrhovec MG, Pantchev N, Herrmann DC, Conraths FJ. 2008. Occurrence of *Toxoplasma gondii* and *Hammondia hammondi* oocysts in the faeces of cats from Germany and other European countries. *Veterinary Parasitology*, 152:34-45. doi:10.1016/j.vetpar.2007.12.004 (Zugriff 12.01.2022).

Schelling E, Diguimbaye C, Daoud S, Nicolet J, Boerlin P, Tanner M, Zinsstag J. 2003. Brucellosis and Q-fever seroprevalences of nomadic pastoralists and their livestock in Chad. *Preventive Veterinary Medicine* 61(4):279-293. doi: 10.1016/j.prevetmed.2003.08.004 (Zugriff 01.02.2022).

Selim A, Ali A. 2020. Seroprevalence and risk factors for *C. burnetii* infection in camels in Egypt. *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases*, 68:101402. <https://doi.org/10.1016/j.cimid.2019.101402> (Zugriff 01.02.2022).

Selim A, Manaa EA, Waheed RM, Alanazi AD. 2021. Seroprevalence, associated risk factors analysis and first molecular characterization of *chlamydia abortus* among Egyptian sheep.

Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases 74:101600.

<https://doi.org/10.1016/j.cimid.2020.101600> (Zugriff 06.02.2022).

Serrano-Pérez B, Almería S, Tutusaus J, Jado I, Anda P, Monleón E, Badiola J, Garcia-Ispuerto I, López-Gatius F. 2015. *Coxiella burnetii* total immunoglobulin G, phase I and phase II immunoglobulin G antibodies, and bacterial shedding in young dams in persistently infected dairy herds. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*, 27(2):167-176. DOI: 10.1177/1040638715571993 (Zugriff 12.01.2022).

Shaapan RM, El-Nawawi FA, Tawfik MAA. 2008. Sensitivity and specificity of various serological tests for the detection of *Toxoplasma gondii* infection in naturally infected sheep. *Veterinary Parasitology*, 153:359-362. doi:10.1016/j.vetpar.2008.02.016 (Zugriff 29.12.2022).

Sharma R, Parker S, Al-Adhami B, Bachand N, Jenkins E. 2019. Comparison of tissues (heart vs. brain) and serological tests (MAT, ELISA and IFAT) for detection of *Toxoplasma gondii* in naturally infected wolverines (*Gulo gulo*) from the Yukon, Canada. *Food and Waterborne Parasitology*, 12:e00046. <https://doi.org/10.1016/j.fawpar.2019.e00046> (Zugriff 29.12.2022).

Skroka J, Karamon J, Wójcik-Fatla A, Piotrowska W, Dutkiewicz J, Bilska-Zajac E, Zajac V, Kochanowski M, Dąbrowska J, Cencek T. 2020. *Toxoplasma gondii* infection in slaughtered pigs and cattle in Poland: seroprevalence, molecular detection and characterization of parasites in meat. *Parasites Vectors*, 13:223. <https://doi.org/10.1186/s13071-020-04106-1> (Zugriff 28.12.2021).

Sodoma E, Mitterhuemer S, Krassnig G, Stellnberger K, Reisp K, Schmoll K, Dünser M. 2019. Infektiös bedingte Aborte beim Rind – eigene Erfahrungen und Untersuchungen aus dem Jahr 2018 (Januar – September). *Tierärztliche Praxis Großtiere* 47:143-150. <https://doi.org/10.1055/a-0896-0945> (Zugriff 10.01.2022).

Softic A, Asmare K, Granquist EG, Godfroid J, Fejzic N, Skjerve E. 2018. The serostatus of *Brucella spp.*, *Chlamydia abortus*, *Coxiella burnetii* and *Neospora caninum* in cattle in three cantons in Bosnia and Herzegovina. *BMC Veterinary Research*, 14:40. DOI 10.1186/s12917-018-1361-z (Zugriff 10.01.2022).

Sondgeroth KS, Davis MA, Schlee SL, Allen AJ, Evermann JF, McElwain TF, Baszler TV. 2013. Seroprevalence of *Coxiella burnetii* in Washington State Domestic Goat Herds. *Vector-Borne and Zoonotic Diseases*, 13(11):779-783. DOI: 10.1089/vbz.2013.1331 (Zugriff 08.02.2022).

- Spangler D, Kish D, Beigel B, Morgan J, Gruszynski K, Naikare H, Nahar VK, Coarsey MD, Verma A. 2020. Leptospiral shedding and seropositivity in shelter dogs in the Cumberland Gap Region of Southeastern Appalachia. PLoS ONE, 15(1): e0228038. DOI: 10.1371/journal.pone.0228038 (Zugriff 09.02.2022).
- Stanitznig A, Lambacher B, Eichinger M, Franz S, Wittek T. 2016. Prevalence of important viral infections in new world camelids in Austria. Wiener Tierärztliche Monatsschrift (wtm) – Veterinary Medicine Austria, 103:92-100. <https://www.wtm.at/Archiv.php> (Zugriff 10.02.2022).
- Steinparzer R, Reisp K, Grünberger B, Köfer J, Schmoll F, Sattler T. 2015. Comparison of Different Commercial Serological Test for the Detection of *Toxoplasma gondii* Antibodies in Serum of Naturally Exposed Pigs. Zoonoses and Public Health, 62: 119-124. doi: 10.1111/zph.12122 (Zugriff 19.01.2022).
- Steinparzer R. 2020. Coxiellose – Infektionskrankheit mit zoonotischem Potential. Vetjournal, 12/2019-01/2020:24-28 (Zugriff 12.01.2022).
- Szymańska-Czerwińska M, Jodelko A, Niemczuk K. 2019. Occurrence of *Coxiella burnetii* in Polish dairy cattle herds based on serological and PCR tests. Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases, 67:101377. <https://doi.org/10.1016/j.cimid.2019.101377> (Zugriff 28.12.2021).
- Talafha AQ, Ababneh MM, Ababneh MM, Al-Majali AM. 2012. Prevalence and risk factors associated with *Chlamydophila abortus* infection in dairy herds in Jordan. Tropical Animal Health and Production, 44(4):1841-1846. DOI 10.1007/s11250-012-0146-9 (Zugriff 25.01.2022).
- Talpada MD, Garvey N, Sprowls R, Eugster AK, Vinetz JM. 2003. Prevalence of Leptospiral Infection in Texas Cattle: Implications for Transmission to Humans. Vector Borne and Zoonotic Diseases, 3(3):141-147. Doi: 10.1089/153036603768395843 (Zugriff 09.02.2022).
- Tavalla M, Sabaghan M, Abdizadeh R, Khademvatan S, Rafiei A, Piranshahi AR. 2015. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* and *Neospora* spp. Infections in Arab Horses, Southwest of Iran. Jundishapur Journal of Microbiology, 8(3): e14939. DOI:10.5812/jjm.14939 (Zugriff 04.02.2022).
- Theodoridis D. 2004. Entwicklung eines ELISA zur Serodiagnose der Leptospirose und einer PCR zum direkten Nachweis des Erregers [Dissertation]. Hannover: Tierärztliche Hochschule Hannover

- Thibeaux R, Girault D, Bierque E, Soupé-Gilbert M-E, Rettinger A, Douyère A, Meyer M, Iraola G, Picardeau M, Goarant C. 2018. Biodiversity of Environmental *Leptospira*: Improving Identification and Revisiting the Diagnosis. *Frontiers in Microbiology* 9:816. doi: 10.3389/fmicb.2018.00816 (Zugriff 18.01.2023).
- Thibeaux R, Iraola G, Ferrés I, Bierque E, Girault D, Soupé-Gilbert M-E, Picardeau M, Goarant C. 2018a. Deciphering the unexplored *Leptospira* diversity from soils uncovers genomic evolution to virulence. *Microbial Genomics*, 4(1):000144. <https://doi.org/10.1099/mgen.0.000144> (Zugriff 18.01.2023).
- Tibary A, Fite C, Anouassi A, Sghiri A. 2006. Infectious causes of reproductive loss in camelids. *Theriogenology*, 66(3):633-647. DOI 10.1016/j.theriogenology.2006.04.008 (Zugriff 10.01.2022).
- Tizard IR. Hrsg. 2009. *Veterinary Immunology – An introduction*. 8. Auflage. St. Louis, Missouri: Saunders Elsevier Inc.
- Tomaiuolo S, Boarbi S, Fancello T, Michel P, Desqueper D, Grégoire F, Callens J, Fretin D, Devriendt B, Cox E, Mori M. 2021. Phylogeography of Human and Animal *Coxiella burnetii* Strains: Genetic Fingerprinting of Q Fever in Belgium. *Frontiers in Cellular and Infection Microbiology*, 10:625576. doi: 10.3389/fcimb.2020.625576 (Zugriff 28.12.2021).
- Turin L, Surini S, Wheelhouse N, Rocchi MS. 2022. Recent advances and public health implications for environmental exposure to *Chlamydia abortus*: from enzootic to zoonotic disease. *Veterinary Research*, 53:37. <https://doi.org/10.1186/s13567-022-01052-x> (Zugriff 19.12.2022).
- Udonsom R, Nishikawa Y, Fereig RM, Topisit T, Kulkaweewut N, Chanamrung S, Jirapattharasate C. 2022. Exposure to *Toxoplasma gondii* in Asian Elephants (*Elephas maximus indicus*) in Thailand. *Pathogens*, 11(1):2. <https://doi.org/10.3390/pathogens11010002> (Zugriff 04.02.2022).
- Ullah Q, Jamil T, Saqib M, Iqbal M, Neubauer H. 2022. Q Fever – A Neglected Zoonosis. *Microorganisms*, 10:1530. <https://doi.org/10.3390/microorganisms10081530>
- Van Moll P, Baumgärtner W, Eskens U, Hänichen T. 1993. Immunocytochemical Demonstration of *Coxiella burnetii* Antigen in the Fetal Placenta of Naturally Infected Sheep and Cattle. *Journal of Comparative Pathology*, 109(3):295-301. Doi: 10.1016/s0021-9975(08)80254-x (Zugriff 17.12.2022).
- Vidal S, Kegler K, Greub G, Aeby S, Borel N, Dagleish NB, Posthaus H, Perreten V, Rodriguez-Campos S. 2017. Neglected zoonotic agents in cattle abortion: tackling the

difficult to grow bacteria. BMC Veterinary Research 13:373. DOI 10.1186/s12917-017-1294-y (Zugriff 10.01.2022).

Vincent AT, Schiettekatte O, Goarant C, Neela VK, Bernet E, Thibeaux R, Ismail N, Mohd Khalid MKN, Amran F, Masuzawa T, Nakao R, Korba AA, Bourhy P, Veyrier FJ, Picardeau M. 2019. Revisiting the taxonomy and evolution of pathogenicity of the genus *Leptospira* through the prism of genomics. PLOS Neglected Tropical Diseases. 13(5):e0007270. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0007270> (Zugriff 18.01.2023).

Walder G, Meusburger H, Hotzel H, Oehme A, Neunteufel W, Dierich MP, Würzner R. 2003. *Chlamydophila abortus* Pelvic Inflammatory Disease. Emerging Infectious Diseases, 9(12):1642-1644. doi: 10.3201/eid0912.020566 (Zugriff 19.12.2022).

Walraph J, Zoche-Golob V, Weber J, Freick M. 2018. Decline of antibody response in indirect ELISA tests during the periparturient period caused diagnostic gaps in *Coxiella burnetii* and BVDV serology in pluriparous cows within a Holstein dairy herd. Journal of Research in Veterinary Science, 118:91-96. <https://doi.org/10.1016/j.rvsc.2018.01.018> (Zugriff 12.01.2022).

Wangdi C, Picard J, Tan R, Condon F, Dowling B, Gummow B. 2013. Equine leptospirosis in tropical Northern Queensland. Australian Veterinary Journal, 91(5): 190-197. doi: 10.1111/avj.12038 (Zugriff 09.02.2022).

Widiasih DA, Lindahl FJ, Artama WT, Sutomo AH, Kutanegara PM, Mulyani GT, Widodo E, Djohan TS, Unger F. 2021. Leptospirosis in Ruminants in Yogyakarta, Indonesia: A Serological Survey with Mixed Methods to Identify Risk Factors. Tropical Medicine and Infectious Disease, 6(2):84. 10.3390/tropicalmed6020084 (Zugriff 09.02.2022).

Wood CM, Perkins NR, Tozer SJ, Johnson W, Barnes TS, McGowan M, Gibson JS, Alawneh J, Firestone SM, Woldeyohannes SM. 2021. Prevalence and spatial distribution of *Coxiella burnetii* seropositivity in northern Australian beef cattle adjusted for diagnostic test uncertainty. Preventive Veterinary Medicine, 189:105282. <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2021.105282> (Zugriff 08.02.2022).

World Health Organization (WHO), International Leptospirosis Society (ILS). 2003. Human leptospirosis: Guidance for diagnosis, surveillance and control. ISBN 92 4 154589 5 (Zugriff 09.02.2022).

World Organization for Animal Health (OIE). 2021. Leptospirosis. In: Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals. <https://www.oie.int/en/what-we-do/standards/codes-and-manuals/terrestrial-manual-online-access/> (Zugriff 11.01.2022).

Wu S-M, Huang S-Y, Xu M-J, Zhou D-H, Song H-Q, Zhu X-Q. 2013. *Chlamydia felis* exposure in companion dogs and cats in Lanzhou, China: a public health concern. Biomed Central Veterinary Research, 9:104. <https://doi.org/10.1186/1746-6148-9-104> (Zugriff 23.01.2023).

Yanahihara Y, Villanueva SYAM, Yoshida S, Okamoto Y, Masuzawa T. 2007. Current status of leptospirosis in Japan and Philippines. Comparative Immunology, Microbiology & Infectious Diseases, 30(5-6):399-413. doi: 10.1016/j.cimid.2007.05.003 (Zugriff 09.02.2022).

Yung BY, Song YK, Choi JS, Lee KW, Ha TY, Yoon SS, Kweon CH, Park CK. 2008. Seroprevalence of leptospirosis in animals in Korea. The Veterinary Record, 163(1):28-29. DOI: 10.1136/vr.163.1.28 (Zugriff 09.02.2022).

Zöller L. 2009. Leptospiren. In: Lexikon der Infektionskrankheiten des Menschen. Dritte Auflage. Berlin, Heidelberg: Springer, 482-486.

8. Abbildungs-/ Tabellenverzeichnis

Abb. 1: Lebenszyklus von *Toxoplasma gondii* (aus Hill D. und Dubey JP. 2002. *Toxoplasma gondii* – transmission, diagnosis and prevention. In Clinical Microbiology and Infection, 8(10):634-640.)

Abb. 2: Lebenszyklus von *Chlamydia abortus* (aus Peer H. 2014. Nachweis verschiedener *Chlamydiaceae*-Spezies aus Rachenspülwasser-Proben von Patienten mit einer nachgewiesenen ambulant erworbenen Pneumonie [Dissertation]. Jena: Friedrich-Schiller-Universität

Abb. 3: Infektionszyklus von *Coxiella abortus* (aus Bauer et al. 2020. *Coxiella burnetii*: Ein Übersichtsartikel mit Fokus auf das Infektionsgeschehen in deutschen Schaf- und Ziegenherden. Berliner und Münchener Tierärztliche Wochenschrift, 133(3-4):184-200)

Abb. 4: Indirekter ELISA (aus Tizard IR. Hrsg. 2009. Kapitel 38 in Veterinary Immunology – An introduction. 8. Auflage. St. Louis, Missouri: Saunders Elsevier Inc.)

Abb. 5: Indirekter Sandwich ELISA (aus Tizard IR. Hrsg. 2009. Kapitel 38 in Veterinary Immunology – An introduction. 8. Auflage. St. Louis, Missouri: Saunders Elsevier Inc.)

Abb. 6: MAT – Beispiele für Ergebnisse

Abb. 7: Positive MAT-Ergebnisse bei Überprüfung der in der Studie nicht verwendeten Leptospiren-Stämme

Tab. 1: Globales Vorkommen des Erregers *Toxoplasma gondii*

Tab. 2: Globales Vorkommen des Erregers *Chlamydia abortus*

Tab. 3: Globales Vorkommen des Erregers *Coxiella burnetii*

Tab. 4: Von der WHO empfohlene Serovare und ihre Gruppen zur Serovarbestimmung bei einer Leptospiren-Infektion (aus World Health Organization (WHO), International Leptospirosis Society (ILS). 2003. Human leptospirosis: Guidance for diagnosis, surveillance and control.)

Tab. 5: Anzahl und Anteil der *T. gondii* Antikörper positiv, fraglich und negativ getesteten Neuweltkamel Proben

Tab. 6: Anzahl und Anteil der *C. abortus* Antikörper positiv, fraglich und negativ getesteten Neuweltkamel Proben

Tab. 7: Anzahl und Anteil der *C. burnetii* Antikörper positiv, fraglich und negativ getesteten Neuweltkamel Proben

Tab. 8: ELISA OD-Ergebnisse (Verhältnis Probe zu Positivkontrolle (%); P/PK%)

Tab. 9 Anzahl der Leptospiren Antikörper positiv (+) und negativ (-) getesteten sowie nicht auswertbaren (!) Neuweltkamel Proben für das jeweilig getestete Serovar

Tab. 10: Anzahl der Neuweltkamel-Proben mit einem positiven Antikörper Ergebnis (positiver Titer ab 1:100) gegen die getesteten Leptospiren Serovare sowie deren Titer-Höhe (Probenanzahl n = 725 von 632 Tieren)