

Vergleichende Untersuchungen zur aeroben bakteriellen Maulhöhlen- und Kloakenflora von Schlangen, Echsen und Schildkröten unter besonderer Betrachtung von *Salmonella* spp. als wichtige Zoonoseerreger

INAUGURAL-DISSERTATION
Zur Erlangung des Grades eines
Dr. med. vet.
beim Fachbereich Veterinärmedizin
der Justus-Liebig-Universität Gießen

Franziska-Maria Schilling

Aus dem Institut für Hygiene und Infektionskrankheiten der Tiere
Betreuer: Prof. Dr. Dr. habil. Georg Baljer
und
Vet Med Labor GmbH Ludwigsburg, Division of IDEXX Laboratories

Vergleichende Untersuchungen zur aeroben bakteriellen Maulhöhlen- und Kloakenflora von Schlangen, Echsen und Schildkröten unter besonderer Betrachtung von *Salmonella* spp. als wichtige Zoonoseerreger

INAUGURAL-DISSERTATION
Zur Erlangung des Grades eines
Dr. med. vet.
beim Fachbereich Veterinärmedizin
der Justus-Liebig-Universität Gießen

Eingereicht von
Franziska-Maria Schilling
Tierärztin aus Freiberg/Sa.

Gießen 2013

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

Dekan Prof. Dr. Dr. h.c. Martin Kramer

Gutachter:

Prof. Dr. Dr. habil. Georg Baljer

Prof. Dr. Michael Lierz

Tag der Disputation: 10.12.2013

Inhaltsverzeichnis

Abkürzungsverzeichnis.....	V
Abbildungsverzeichnis.....	VI
Tabellenverzeichnis.....	VII
1 Einleitung.....	1
2 Schrifttum	1
2.1 Taxonomische Einordnung und Systematik der Reptilien	1
2.2 Bakterielle Erkrankungen bei Reptilien.....	2
2.2.1 Salmonellen bei Reptilien.....	2
2.2.1.1 Salmonellosen bei Reptilien	3
2.2.1.2 Diagnostik und Therapie.....	4
2.2.1.3 Reptiliensalmonellen als Zoonoseerreger	5
2.2.2 Infektionen mit Aeromonaden	8
2.2.2.1 Erkrankungen bei Reptilien	8
2.2.2.2 Diagnostik, Therapie und Prophylaxe.....	9
2.2.2.3 Zoonosepotential.....	9
2.2.3 Mykoplasmosen bei Reptilien	11
2.2.3.1 Mykoplasmeninfektionen bei Schildkröten.....	11
2.2.3.2 Mykoplasmeninfektionen bei Krokodilen und Alligatoren.....	12
2.2.3.3 Mykoplasmeninfektionen bei anderen Reptilien	13
2.2.3.4 Diagnostik.....	13
2.2.3.5 Therapie und Prophylaxe	14
2.2.4 Mykobakteriosen bei Reptilien	16
2.2.4.1 Diagnostik und Therapie.....	17
2.2.4.2 Zoonosepotential.....	17
2.2.5 Chlamydiosen bei Reptilien.....	19
2.2.5.1 Diagnostik und Therapie.....	21
2.2.5.2 Zoonosepotential.....	22
3 Tiere, Material und Methoden.....	23
3.1 Untersuchte Reptilien	23
3.1.1 Arten, Herkunft und Haltung.....	23
3.1.2 Auswahl und klinische Untersuchung der Tiere	24
3.1.3 Probennahme	25

3.1.3.1	Rachen	25
3.1.3.2	Kloake	26
3.1.3.3	Transport der Tupferproben	26
3.2	Nährmedien und biochemische Testsysteme	28
3.2.1	Nährmedien (Labor Ludwigsburg, Kloakentupfer)	28
3.2.2	Nährmedien (Labor Gießen, Rachentupfer)	29
3.2.3	Lagerung der Nährmedien	29
3.3	Anzüchtung der Keime	29
3.3.1	Fäkalflorea	29
3.3.1.1	Selektivanreicherung von Salmonellen	30
3.3.1.2	Anzucht von Salmonellen auf festem Nährmedium	30
3.3.2	Rachenflora	30
3.4	Differenzierung der Keime	30
3.4.1	Gramfärbung	30
3.4.2	Biochemische Testsysteme	31
3.4.2.1	Nachweis einer Cytochromoxidase	31
3.4.2.2	Bunte Reihen	31
3.4.2.3	Serologische Ausdifferenzierung der Salmonellen	32
3.4.2.4	Konservierung der isolierten Bakterienstämme	32
3.5	Statistische Auswertung	33
4	Ergebnisse	34
4.1	Rachen- und Kloakengesamtflorea bei 33 Schlangen	34
4.2	Nachweisraten ausgesuchter Bakterienspezies und -gattungen bei Echsen, Schildkröten und Schlangen	37
4.2.1	Nachweis von <i>Salmonella</i> spp.	37
4.2.1.1	Kloakentupfer	37
4.2.1.2	Rachentupfer	39
4.2.1.3	Vergleich der Salmonellenbefunde in Rachen und Kloake	40
4.2.1.4	Haltung und Herkunft der Reptilien mit Salmonellennachweis in der Kloake	41
4.2.1.5	Serotypisierte <i>Salmonella</i> spp.-Isolate	44
4.2.2	Nachweis von <i>Pseudomonas</i> spp.	51
4.2.2.1	Kloakentupfer	51
4.2.2.2	Rachentupfer	53

4.2.2.3	Gegenüberstellung der Pseudomonadennachweise in Rachen- und Kloakentupfern	56
4.2.2.4	Pseudomonadennachweise in Rachen- und Kloake	58
4.2.2.5	Haltung und Herkunft der Reptilien mit Pseudomonadennachweis in der Kloake	60
4.2.3	Nachweis von <i>Klebsiella</i> spp.....	63
4.2.3.1	Kloakentupfer	63
4.2.3.2	Rachentupfer.....	64
4.2.3.3	Vergleich der Klebsiellennachweise in Rachen- und Kloake	66
4.2.3.4	Haltung und Herkunft der Reptilien mit Klebsiellennachweis im Kloakentupfer	67
4.2.4	Nachweis von <i>Proteus</i> spp.....	69
4.2.4.1	Kloakentupfer	69
4.2.4.2	Rachentupfer.....	70
4.2.4.3	Vergleich der Proteusnachweise in Rachen- und Kloake	72
4.2.4.4	Haltung und Herkunft der Reptilien mit Proteusnachweis im Kloakentupfer	73
4.2.5	Nachweis von <i>Aeromonas</i> spp.....	75
4.2.5.1	Kloakentupfer	75
4.2.5.2	Rachentupfer.....	76
4.2.5.3	Vergleich der Aeromonasnachweise in Rachen- und Kloake	78
4.2.5.4	Haltung und Herkunft der Reptilien mit Aeromonasnachweis im Rachentupfer.....	79
4.2.6	Statistische Auswertung der bakteriellen Nachweishäufigkeiten in Abhängigkeit von allen untersuchten Reptilienkategorien.....	80
5	Diskussion.....	83
5.1	Untersuchte Tiere, Materialentnahme und Labormethoden	83
5.2	Betrachtung der isolierten Bakterien	85
5.2.1	Salmonellenbefunde	86
5.2.1.1	Kloakentupfer	86
5.2.1.2	Rachentupfer.....	90
5.2.1.3	Zum Zoonosepotential der nachgewiesenen Salmonellen	91
5.2.2	Übrige Keime	94
5.2.3	Vergleich der Keimflora aus der Kloake mit den untersuchten Haltungsformen.....	100

5.2.4	Charakterisierung der isolierten Keime als Normalflora	102
6	Zusammenfassung	104
7	Summary	106
8	Literaturverzeichnis	108
	Anhang 1	
	Anhang 2	
	Danksagung	
	Erklärung	

Abkürzungsverzeichnis

Abb.	Abbildung
°C	Grad Celsius
C.	Chlamydia
Cp.	Chlamydophila
CDC	Centers for Disease Control and Prevention
Fa.	Firma
ggf.	gegebenenfalls
h	Stunde(n)
im.	intramuskulär
JLU	Justus-Liebig-Universität
Kap.	Kapitel
kg	Kilogramm
KM	Körpermasse
LMU	Ludwig-Maximilians-Universität
M.	Mycobacterium
mg	Milligramm
MOTT	mycobacteria other than tuberculosis
p	p-value, Überschreitungswahrscheinlichkeit, Signifikanzwert
P.	Pseudomonas
po.	per os
RKI	Robert-Koch-Institut
S.	Salmonella
SAA	Standardarbeitsanweisung
ser.	Serovar
sp.	Spezies
spp.	Spezies pluralis
ssp.	Subspezies
Tab.	Tabelle
u.a.	unter anderem
URTD	Upper Respiratory Tract Disease
v.a.	vor allem
z.B.	zum Beispiel

Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Systematik der Reptilien	1
Abbildung 2: <i>Chlamydia</i> spp.-Nachweis aus granulomatösen Entzündungen	21
Abbildung 3: Herkunft der untersuchten Reptilien	24
Abbildung 4: Familienzugehörigkeit der untersuchten Reptilien	28
Abbildung 5: Vergleichende Betrachtung der isolierten Bakterienfamilien	36
Abbildung 6: Salmonellenbefunde aus der Kloake	38
Abbildung 7: Salmonellenbefunde aus dem Rachen	39
Abbildung 8: Nach Haltungform geordnete kloakale Salmonellennachweise.....	43
Abbildung 9: Verteilung der <i>Salmonella enterica</i> Subspezies aus der Kloake.....	49
Abbildung 10: Verteilung der <i>Salmonella enterica</i> Subspezies aus dem Rachen.....	50
Abbildung 11: Pseudomonadenbefunde aus der Kloake	53
Abbildung 12: Pseudomonadenbefunde aus dem Rachen.....	55
Abbildung 13: Klebsiellenbefunde aus der Kloake.....	64
Abbildung 14: Klebsiellenbefunde aus dem Rachen	66
Abbildung 15: Proteusbefunde aus der Kloake.....	70
Abbildung 16: Proteusbefunde aus dem Rachen	71
Abbildung 17: Aeromonadenbefunde aus der Kloake	76
Abbildung 18: Aeromonadenbefunde aus dem Rachen	77
Abbildung 19: Gesamtzahl der Isolate aus den untersuchten Bakteriengattungen...	85

Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Mykoplasmosen bei Reptilien	15
Tabelle 2: Haltung und Herkunft der untersuchten Reptilien	23
Tabelle 3: Anzahl der Schildkrötenspezies ohne Rachentupferentnahme.....	25
Tabelle 4: Aufstellung der untersuchten Tupferproben in den Laboren	26
Tabelle 5: Anzahl der untersuchten Reptilien	27
Tabelle 6: Anzahl der isolierten Keime aus Rachen- und Kloakentupfern	35
Tabelle 7: Verteilung der <i>Salmonella</i> spp.-Nachweise in den Kloakentupfern.....	38
Tabelle 8: Verteilung der <i>Salmonella</i> spp.-Nachweise in den Rachentupfern	40
Tabelle 9: Vergleich der Salmonellenbefunde aus Rachen und Kloake	40
Tabelle 10: Reptilien mit <i>Salmonella</i> -positivem Rachen- und Kloakentupfer.....	41
Tabelle 11: Haltung der Reptilien mit Salmonellennachweis im Kloakentupfer	42
Tabelle 12: Herkunft der Reptilien mit <i>Salmonella</i> -positiven Kloakentupfern.....	43
Tabelle 13: Reptilien mit serotypisierten Salmonellenisolaten aus dem Rachen	44
Tabelle 14: Reptilien mit serotypisierten Salmonellenisolaten aus der Kloake	45
Tabelle 15: Serotypisierung von Salmonellenisolaten aus den Kloakentupfern.....	46
Tabelle 16: Serotypisierung von Salmonellenisolaten aus den Rachentupfern	49
Tabelle 17: Verteilung der kloakalen <i>Pseudomonas</i> spp.-Nachweise	51
Tabelle 18: Kloakale <i>P. aeruginosa</i> - und <i>Pseudomonas</i> spp.-Isolate.....	52
Tabelle 19: Verteilung der pharyngealen <i>Pseudomonas</i> spp.-Nachweise.....	54
Tabelle 20: Pharyngeale <i>P. aeruginosa</i> - und <i>Pseudomonas</i> ssp.-Isolate.....	54
Tabelle 21: Vergleich der Pseudomonadenbefunde aus Rachen und Kloake	56
Tabelle 22: Gegenüberstellung der <i>Pseudomonas</i> spp.-Nachweisraten	57
Tabelle 23: Vergleich der <i>P. aeruginosa</i> - und <i>Pseudomonas</i> spp.-Nachweise	58
Tabelle 24: Haltung der Reptilien mit <i>Pseudomonas</i> spp.-Nachweis	59
Tabelle 25: Herkunft der Reptilien mit <i>Pseudomonas</i> -spp.-Nachweis	60
Tabelle 26: Haltung der Reptilien mit <i>Pseudomonas</i> -positiven Kloakentupfern.....	61
Tabelle 27: Herkunft der Reptilien mit <i>Pseudomonas</i> -positiven Kloakentupfern	62
Tabelle 28: Verteilung der <i>Klebsiella</i> spp.-Nachweise in den Kloakentupfern	63
Tabelle 29: Verteilung der <i>Klebsiella</i> spp.-Nachweise in den Rachentupfern.....	65
Tabelle 30: Vergleich der Klebsiellenbefunde aus Rachen und Kloake.....	66
Tabelle 31: Reptilien mit <i>Klebsiella</i> spp.-Nachweis in Rachen- und Kloakentupfer .	67
Tabelle 32: Haltung der Reptilien mit <i>Klebsiella</i> -positiven Kloakentupfern	68

Tabelle 33: Herkunft der Reptilien mit <i>Klebsiella</i> -positiven Kloakentupfern	68
Tabelle 34: Verteilung der <i>Proteus</i> spp.-Nachweise in den Kloakentupfern	69
Tabelle 35: Verteilung der <i>Proteus</i> spp.-Nachweise in den Rachentupfern.....	71
Tabelle 36: Vergleich der Proteusbefunde aus Rachen und Kloake.....	72
Tabelle 37: Reptilien mit <i>Proteus</i> spp.-Nachweis in Rachen- und Kloakentupfer	72
Tabelle 38: Haltung der Reptilien mit <i>Proteus</i> -positiven Kloakentupfern	73
Tabelle 39: Herkunft der Reptilien mit <i>Proteus</i> -positiven Kloakentupfern	74
Tabelle 40: Verteilung der <i>Aeromonas</i> spp.-Nachweise in den Kloakentupfern	75
Tabelle 41: Verteilung der <i>Aeromonas</i> spp.-Nachweise in den Rachentupfern.....	77
Tabelle 42: Vergleich der Aeromonadenbefunde aus Rachen und Kloake	78
Tabelle 43: Reptilien mit <i>Aeromonas</i> -positivem Rachen- und Kloakentupfer	78
Tabelle 44: Haltung der Reptilien mit <i>Aeromonas</i> -positiven Rachentupfern.....	79
Tabelle 45: Herkunft der Reptilien mit <i>Aeromonas</i> -positiven Rachentupfern.....	79
Tabelle 46: Ergebnisse der multiplen logistischen Regressionsanalyse.....	80
Tabelle 47: Verteilung der 133 Salmonellenisolate aus den Kloakentupfern	89
Tabelle 48: Subspeziesverteilung der kloakalen Salmonellenisolate.....	90
Tabelle 49: Salmonellen-Serovare mit Nachweis bei Kleinkindinfektionen.....	93

1 Einleitung

Dem stetigen Trend zur Haltung exotischer Tiere entsprechend, erfreuen sich Reptilien als Haustiere auch in Deutschland einer immer größer werdenden Beliebtheit. Ein Teil der in Zoogeschäften angebotenen Reptilien stammt von Züchtern aus Deutschland (z.B. Schildkröten, Agamen); jährlich ansteigend ist zugleich die Zahl an Reptilien (z.B. Schlangen, Leguane), die von Farmen in Südamerika und Afrika nach Deutschland importiert werden. Im Jahr 2005 waren z.B. jeweils mehr als 20.000 Grüne Leguane (*Iguana iguana*) sowie Königspythons (*Python regius*) nach Deutschland eingeführt worden (WA - Datenbank VIA des Bundesamtes für Naturschutz).

Durch den oftmals sehr engen Kontakt der Reptilien zu ihren Haltern steigt die Möglichkeit der Übertragung von Zoonoseerregern auf Menschen erheblich. Schildkröten, Schlangen und Echsen können vor allem Auslöser von bakteriellen Infektionen des Menschen sein, in seltenen Fällen wurden parasitäre Zoonoseerkrankungen beschrieben (FRANK, 1986, HASSL & HASSL, 1988). Als wichtigste von Reptilien auf den Menschen übertragbare bakterielle Erreger kommen *Salmonella* spp. in Frage. Reptilien beherbergen häufig Salmonellen im Darm, sie wurden daher als „Normalflora“ bei diesen Tieren diskutiert. Allerdings erkrankten Schlangen, Echsen und Schildkröten auch an manifesten Salmonelosen (SELBITZ, 2010a). Vielfach sind es indes Reptilien ohne eine klinische Symptomatik, die ein natürliches Reservoir für Salmonellen darstellen und die Bakterien unbemerkt ausscheiden, was vor allem durch Stresssituationen (Transport, Fehler in Handling und Haltung usw.) begünstigt wird. Somit sind Reptilien als eine nicht zu unterschätzende Infektionsquelle für den Menschen anzusehen, insbesondere für Kleinkinder, ältere Menschen, Schwangere und immunsupprimierte Personen. Das Robert-Koch-Institut (RKI) veröffentlichte 2008 eine Fallstudie zur Häufung von *Salmonella*-Tennessee-Infektionen bei Kleinkindern, wobei die Haltung von Reptilien im Haushalt als einziger Risikofaktor für diese Infektionen ermittelt wurde. Repräsentative Zahlen über Häufigkeit und Verbreitung latent mit Salmonellen infizierter Reptilien sowie über das Ausmaß Reptilien-assoziiertes Salmonelosen sind bislang jedoch in Deutschland kaum vorhanden (WIELER & BAUERFEIND, 1999; RKI, 2008).

Allgemein wird bei Reptilien eine stark variierende Bakterienflora, die sich aus vielen verschiedenen Gattungen und Spezies zusammensetzt, beschrieben und als physiologisch betrachtet (STRAUB, 2004). Dabei werden grampositive wie gramnegative Bakterien gleichermaßen häufig aus Reptilien isoliert. Die grampositiven Vertreter sind allerdings nur selten für Infektionserkrankungen dieser Tiere verantwortlich, während gramnegative Keime (z.B. Aeromonaden, Pseudomonaden, Proteus) bei immungeschwächten Tieren oft als Erreger von Erkrankungen in Frage kommen (MADER, 1998; BLAHAK, 2000).

Ziel dieser Arbeit ist es, im Rahmen einer Querschnittsstudie, Rachen- und Kloakentupfer von Reptilien aus Privathaltungen, zoologischen Einrichtungen und Terrarien von Reptilienhändlern auf ihre Bakterienflora zu untersuchen und miteinander zu vergleichen. Dabei stehen die Nachweishäufigkeit und die Ergebnisse der Serotypisierung von *Salmonella* spp. sowie mögliche Unterschiede in Bezug auf weitere ausgesuchte gramnegative Bakteriengattungen und –spezies mit potentieller Bedeutung als Infektionserreger bei den verschiedenen Reptiliengruppen und Haltungsformen im Vordergrund dieser Arbeit.

2 Schrifttum

2.1 Taxonomische Einordnung und Systematik der Reptilien

Lebewesen aus der Klasse der *Reptilia* trat erstmals vor ca. 260 Millionen Jahren im Karbonzeitalter auf (KABISCH & KLAPPERSTÜCK, 1990; JAROFKE & LANGE, 1993). Reptilien waren durch die Entwicklung des amniotischen Eies als erste Lebewesen in der Lage, sich unabhängig vom Wasser fortzupflanzen und gelten unter den Wirbeltieren als erste echte Landbewohner. Durch diese Fähigkeit erreichten sie eine große Artenvielfalt und Blüte im Erdmittelalter (KABISCH & KLAPPERSTÜCK, 1990; JAROFKE & LANGE, 1993). Im weiteren Verlauf spaltete sich die Klasse der *Reptilia* mehr und mehr auf. Aus der Ordnung *Therapsida* entwickelten sich die Säugetiere und aus den *Thecodontia* gingen die Krokodile und später die Vögel hervor. Die meisten Reptiliengruppen starben zu Beginn des Tertiärs aufgrund der Verdrängung durch die entstandenen Klassen der Vögel und Säugetiere aus (PETERS, 1983; JAROFKE & LANGE, 1993).

Die folgende systematische Einteilung der rezenten Reptilien ist aus Platzgründen in stark verkürzter Form dargestellt.

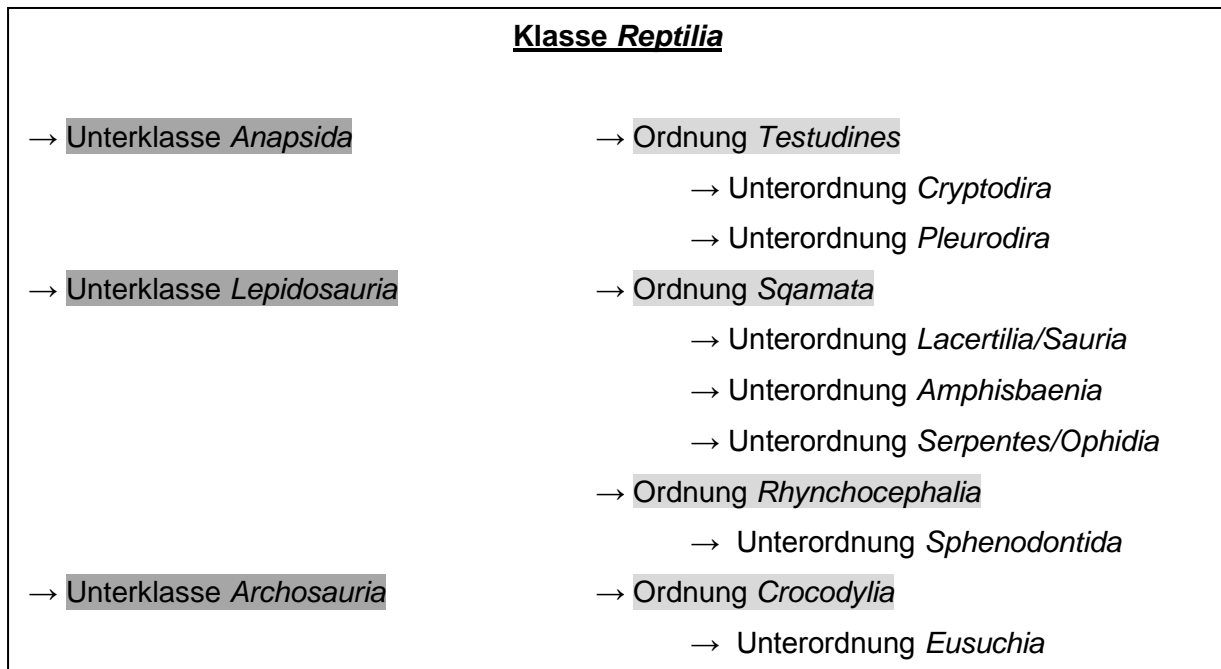


Abbildung 1: Systematik der Reptilien
modifiziert nach ZUG et al. (2001) und FROST et al. (2001)

2.2 Bakterielle Erkrankungen bei Reptilien

Bakterielle Infektionen werden häufig bei Reptilien diagnostiziert, allerdings sind die wenigsten Bakterienspezies als primär pathogen zu betrachten (PASMANS et. al., 2007). Nach MADER (2006) entstehen manifeste Erkrankungen fast ausschließlich als Ergebnis einer Immunsuppression, welche oftmals durch die Haltung in Gefangenschaft entsteht.

Auf die Bedeutung von Salmonellen, Aeromonaden, Mykoplasmen, Mykobakterien und Chlamydien für Reptilien sowie das zoonotische Potential der Erreger wird in den folgenden Abschnitten ausführlich eingegangen.

2.2.1 Salmonellen bei Reptilien

Mitte des 20. Jahrhunderts wurden in den USA erstmals Salmonellen bei Reptilien nachgewiesen. Im Jahr 1939 waren es M. E. CALDWELL und D. L. RYERSON, die das Vorkommen von Arizonakeimen bei verschiedenen Echsen beschrieben. Darauf folgten Salmonellennachweise bei Schlangen (HINSHAW & McNEIL, 1944) sowie bei Schildkröten und Echsen (McNEIL & HINSHAW, 1946). Später wurden auch aus dem Kot von Krokodilen Salmonellen isoliert (KENNEDY, 1973). Der Prozentsatz der Salmonellen-positiven Tiere an der Gesamtzahl der untersuchten Reptilien variiert in der Literatur zwischen 0% und 100% (SCHRAMME, 2000). Zahlreiche Untersuchungen zeigen, dass sowohl frei lebende sowie als Haustiere gehaltene Reptilien zu einem hohen Prozentsatz mit Salmonellen infiziert sind und diese intermittierend ausscheiden können (Centers for Disease Control and Prevention [CDC], 2003; CHAMBERS & HULSE, 2006; SASSENBURG & ZWART, 2008). GEUE & LÖSCHNER (2002) untersuchten 159 Tiere und isolierten bei Reptilien, die aus Zoohandlungen stammten, zu 88,9% und bei wild gefangenen Tieren zu 58,8% Salmonellen. Alle isolierten Serovare gehörten der Spezies *Salmonella enterica* an und verteilten sich auf die Subspezies I, II, IIIa, IIIb und IV. Eine Reihe weiterer Untersuchungen belegen ebenfalls, dass bei Reptilien, im Gegensatz zu homoiothermen Tieren, ein breites Spektrum an *Salmonella*-Serovaren charakteristisch ist. (SCHRÖDER, 1990; CHAMBERS & HULSE, 2006, SELBITZ, 2010a). PASMANS & HAESBROUCK (2004) betonen, dass Reptilien das natürliche Reservoir aller Salmonellen-Subspezies und Serovaren sind. Die Autoren weisen auf die Möglichkeit hin, dass Reptilien eine begrenzte Anzahl von Serovaren

der Subspezies *Enterica* beherbergen, welche an warmblütige Wirte adaptiert sind. In mehreren Fällen konnten bei einem Reptil Doppel- oder Mehrfachinfektionen mit unterschiedlichen *Salmonella*-Serovaren festgestellt werden (CHIODINI, 1982; ONDERKA & FINLAYSON, 1985; CDC, 2005). PASMANS et al. (2007) betonen, dass jedes Reptil als *Salmonella*-positiv angesehen werden sollte, bis das Gegenteil bewiesen wird.

2.2.1.1 Salmonellosen bei Reptilien

Der hohen Nachweishäufigkeit von Salmonellen im Reptilienkot steht die geringe Anzahl an manifesten Salmonellosen bei diesen Tieren gegenüber (GEUE & LÖSCHNER, 2002; PASMANS et al. 2002; STROHL et al., 2004). Aufgrund dieser geringen Erkrankungsrate setzt sich bis heute die Diskussion fort, ob Salmonellenspezies zur Normalflora von Reptilien gehören (CHAMBERS & HULSE, 2006).

CHIODINI führte 1982 Infektionsversuche an Schlangen durch, um die Pathogenität von Salmonellen bei oraler, intrazöliomaler und intrakardialer Applikation zu erforschen. Nach oraler Infektion konnte lediglich eine Ausscheidung von Salmonellen über den Kot beobachtet werden. Nach intrazöliomaler und intrakardialer Infektion ließ sich bei allen 12 Tieren ein Anstieg der Antikörpertiter gegen die instillierte Serovar nachweisen. Zwei der intrakardial mit Salmonellen infizierten Tiere zeigten Krankheitssymptome und verstarben. CHIODINI beschrieb Salmonellen somit als opportunistische Keime bei Reptilien.

PASMANS & HAESBROUCK (2004) untersuchten die Unterschiede zwischen oraler und intraperitonealer Infektion an Gelbwangenschmuckschildkröten (*Trachemys scripta scripta*) bei unterschiedlichen Umgebungstemperaturen. Auch diese Studie zeigte, dass nach oraler Infektion mit einer Salmonellenserovar bei Haltung der Probanden unter physiologischer Körpertemperatur (26 °C) ein Schaden am Darmepithel, ein Eindringen der Salmonellen in die Enterozyten und eine Antikörperbildung gegen dieses Serovar nicht festgestellt werden konnten. Erst nach intraperitonealer Infektion stieg der Antikörpertiter bei allen infizierten Tieren an. Durch Temperaturerhöhung von 26°C auf 37°C überwand die Salmonellen bei 2 von 6 oral infizierten Tieren die Darmbarriere und besiedelten Leber und Milz.

Aufgrund ihrer Ergebnisse sehen PASMANS & HAESEBROUCK Salmonellen bei Schmuckschildkröten als Kommensalen an, wenn die Tiere unter physiologischen Temperaturen gehalten werden.

EISENBERG (2004) vertritt wie auch STROHL et al. (2004) die Ansicht, dass die Infektion in der Regel symptomlos verläuft und Reptilien nur bei ungünstigen Umwelteinflüssen wie Stress, z.B. durch Transport oder unphysiologische Haltungsbedingungen, aufgrund einer herabgesetzten Abwehrlage an Salmonellose erkranken können. Die Salmonellose äußert sich als Enteritis, Septikämie oder Pneumonie. Betroffene Tiere zeigen als klinische Symptome häufig Anorexie, Diarrhoe, Arthritiden, Exsikkose und Kachexie. Pathologisch können an allen Organen, bevorzugt aber in der Leber, Nekrosen auftreten. Gelegentlich werden Salmonellen aus Abszessen und anderen Läsionen von Reptilien isoliert (MADER, 2006).

2.2.1.2 Diagnostik und Therapie

Die konventionelle Methode des Salmonellennachweises besteht in der kulturellen Anzucht aus Kloakentupfern oder (Sammel-)Kotproben mit anschließender biochemischer Differenzierung. Um die Keimzahl der überwiegend in geringer Anzahl vorliegenden Salmonellen zu erhöhen und unerwünschte Begleitkeime in ihrem Wachstum zu hemmen, werden zunächst Anreicherungsmedien wie z.B. Selenit-, Tetrathionat- oder Rappaport-Vassiliadis-Bouillon verwendet. Zur Abgrenzung von anderen häufig im Kot vorkommenden Bakterien werden Differentialnährböden mit *Salmonella*-spezifischen Stoffwechselfparametern genutzt, auf denen durch Farbumschläge salmonellenverdächtige Kolonien angezeigt werden. Beispiele hierfür sind die Unfähigkeit Laktose zu spalten (z.B. Gassner-Agar, Brilliantgrün-Phenolrot-Agar), die Schwefelwasserstoffbildung (Xylose-Lysin-Tergitol-4-Agar [XLT4-Agar]), der Abbau von Propylenglycol (Rambach-Agar), die Fermentation von Glucuronat (SMID-Agar) oder die Bildung von C8-Esterase (Salmonellen-Ident-Agar). Von solchen verdächtigen Kolonien werden Reinkulturen angelegt und die Isolate nachfolgend biochemisch mittels „Bunter Reihen“ und serologisch in der Objektträgeragglutination mittels O- und H-spezifischer Antiseren bis hin zu Spezies und Subspezies bzw. Serovazugehörigkeit differenziert. Neuere Anreicherungs- und Nachweismethoden v.a. bei geringen Keimkonzentrationen in Lebensmitteln oder bei

latenten Infektionen sind nach SELBITZ (2010a) z.B. Impedanzmessungen, Capture-ELISA, immunologische Separations- und Konzentrationstechniken sowie DNA-DNA-Hybridisierung und Polymerasekettenreaktion (PCR).

Eine Therapie kann bei Schildkröten mit Salmonellose nach SASSENBURG & ZWART (2008) mit Chloramphenicol, Ampicillin sowie Oxytetracyclinhydrochlorid versucht werden und bei Schlangen mit Sulfonamid-Trimethoprim-Antibiotika (ZWART & SASSENBURG, 2008). Zur Verringerung des Risikos einer Salmonellose-Entstehung wird von Züchtern und Händlern versucht, die Reptilien und ihre Eier mittels Antibiotikabehandlung salmonellenfrei zu bekommen. Allerdings wird durch die Antibiotikagabe die Ausscheidung bzw. Weitergabe von Salmonellen nicht immer unterbunden, zudem kann die Entstehung Antibiotika-resistenter Stämme gefördert werden (WOODWARD et al., 1997; CDC, 2003; STROHL et al., 2004). So fanden DÍAZ et al. (2005) Gentamicin-resistente Stämme von *Salmonella enterica* subsp. *arizonae* in Gentamicin-haltigen Bädern, die zur Behandlung von Schildkröteneiern dienten.

2.2.1.3 Reptiliensalmonellen als Zoonoseerreger

Wie bereits angesprochen, beherbergen Reptilien üblicherweise in wechselnden Häufigkeiten Salmonellen im Darm und scheiden sie entweder ständig oder intermittierend aus. Da diese Besiedlung jedoch nur selten mit Erkrankungssymptomen einhergeht, stellen solche klinisch unauffälligen Tieren ein natürliches Reservoir für Salmonellen dar und müssen als eine nicht zu unterschätzende Infektionsquelle für den Menschen angesehen werden. Als besonders anfällig für Infektionen mit diesen Reptilien-assoziierten Salmonellen gelten Menschen mit einer unvollständigen oder geschwächten Abwehr, wie Kinder, ältere Leute, Schwangere und Kranke. Dabei sind Kinder, durch im Haushalt gehaltene Reptilien oder durch Kontakt mit Reptilienhaltern, besonders betroffen, wie Statistiken aus den USA belegen (CDC, 2003; CDC, 2005).

Große Beachtung fand das - bezüglich der Salmonellose des Menschen - von Reptilien ausgehende Zoonosepotential erstmals in den 70er und 80er Jahren des 20. Jahrhunderts in den USA. Durch den Verkauf von Millionen Schildkröten als Spielzeuge kam es zu einem enormen Anstieg der Salmonellenerkrankungen, vor

allem bei Kleinkindern (SCHRAMME, 2003). Besonders häufig wurde die Rotwangenschmuckschildkröte (*Trachemys scripta elegans*) gehalten. Die Übertragung der Erreger erfolgte durch Schmier- und Kontaktinfektion. Aufgrund der rapide steigenden Zahl an Salmonellosen bei Menschen mit teilweise schweren Krankheitsverläufen wie Septikämie, Meningitis mit sogar letalem Ausgang wurden Handel und Einfuhr von Schildkröten staatlich reglementiert. Durch diese Maßnahmen konnte eine 77 %ige Reduktion der durch Schildkröten bedingten Salmonellosen erreicht werden (COHEN et al., 1980). In mehreren Studien wurde nachgewiesen, dass die Salmonellenisolate von Schmuckschildkröten hauptsächlich *Salmonella enterica* subsp. *enterica* angehören (PASMANS et al., 2002; STROHL et al., 2004). Die meisten Serovaren dieser Subspezies sind an warmblütige Tiere und an den Menschen adaptiert, wodurch das Zoonoserisiko bei Umgang mit diesen Tieren erhöht erscheint.

Die Nachweisbarkeit von Salmonellen aus Kloakenabstrichen von frei lebenden Reptilien variiert in der Literatur sehr stark. Es finden sich durchaus Studien, in denen alle untersuchten Tiere salmonellennegativ waren (RICHARDS et al., 2004; SAELINGER et al., 2006). CHAMBERS & HULSE (2006) betonen hingegen die Gefahr für Menschen, die in Kontakt mit wildlebenden Reptilien kommen. In einer Studie in Pennsylvania gelang ihnen die Isolierung von Salmonellen bei 95,3% der insgesamt 156 untersuchten frei lebenden Reptilien. Die am häufigsten nachweisbaren Serovaren waren *Salmonella enterica* subsp. *enterica* ser. Typhimurium und *Salmonella enterica* subsp. *enterica* ser. Enteritidis. Diese zwei Serovaren haben beim Menschen die größte Bedeutung als Zoonose- und Enteritiserreger, da sie nicht wirtsadaptiert sind. Im Jahr 2002 wurden 75% der Humansalmonellosen in Deutschland durch *Salmonella* Enteritidis und 19% durch *Salmonella* Typhimurium verursacht (Robert-Koch-Institut [RKI], 2003).

Viele in Deutschland beliebte Reptilienarten werden auf Farmen in Mittel- und Südamerika oder Afrika gezüchtet – z.B. der Grüne Leguan (*Iguana iguana*) und der Königspython (*Python regius*). Schon durch Hygieneprobleme auf den Zuchtfarmen kann eine steigende Salmonellenprävalenz der Reptilien entstehen (RKI, 1997). Der Import dieser Reptilien nach Deutschland erfolgt über Sammeltransporte mit hoher Besatzdichte, was für die Tiere eine enorme Belastung darstellt. Stress und enger

Kontakt der Reptilien untereinander begünstigen die Übertragung von Keimen von Tier zu Tier (KOSTKA, 1997). Somit ist zu vermuten, dass ein hoher Prozentsatz der nach Deutschland importierten Reptilien Salmonellen im Darm beherbergt. Weitere Stressoren können durch die Haltung bei Reptilienhändlern und in Zooläden aufgrund ständig wechselnder Zusammensetzungen der Tiergruppen sowie nicht artgerechter Unterbringung (z.B. Overcrowding, unphysiologische Haltungsbedingungen) wie auch beim Privathalter auftreten. Diese Faktoren können die kontinuierliche oder intermittierende Ausscheidung von *Salmonella* spp. mit dem Kot begünstigen (DUPONTE et al., 1978; EBANI et al., 2005). Da die Beliebtheit der Reptilien insgesamt ansteigt und somit auch immer mehr Schlangen und Echsen gehalten werden, steigt auch die Zahl der durch diese Reptilien bedingten Salmonelosen, in den USA genauso wie in Deutschland (SCHRÖTER et al., 2003). Auch die früher als apathogen für den Menschen erachteten Salmonellenspezies *salamae*, *arizonae*, *diarizonae* und *houtenae*, sind in zunehmendem Maße für Salmonelloseerkrankungen des Menschen verantwortlich zu machen (WIELER & BAUERFEIND, 1999).

2.2.2 Infektionen mit Aeromonaden

2.2.2.1 Erkrankungen bei Reptilien

Aeromonas spp. werden häufig als Krankheitserreger bei poikilothermen Tieren isoliert (PASQUALE et al., 1994; BLAHAK, 2000; WIELER, L.H. & EWERS, C. 2010). Allerdings können sie gewöhnlich auch bei klinisch gesunden Reptilien als Teil der Normalflora nachgewiesen werden (McCOY & SEIDLER, 1973; JORGE et al., 1998; BLAHAK, 2000). Die Erreger sind in der Lage, alle Reptilienarten zu infizieren und werden mit Pneumonien, Läsionen der Maulhöhle und der äußeren Haut, Gastroenteritis, nekrotisierender Hepatitis sowie Septikämien in Verbindung gebracht (IPPEN & ZWART, 1996). Häufig werden *Aeromonas* spp. aus Abszessen und entzündlich veränderten Hautbezirken bei allen Reptilienarten nachgewiesen (HONOUR et al., 1993; ZURR, 2000; MADER, 2006). Da Aeromonaden überall im Süßwasser vorkommen, stellt kontaminiertes Wasser den häufigsten Infektionsweg dar. Bei Schlangen kann die Übertragung der Keime durch die als Vektor fungierende Schlangemilbe (*Ophionyssus natricis*) erfolgen (MADER, 2006).

Bei Schildkröten und Schlangen wurden mehrere schwere Ausbrüche von *Aeromonas hydrophila* – Infektionen mit Septikämie und hoher Mortalität beschrieben (ESTERBADI et al., 1972; PASQUALE et al., 1994). Oft werden *Aeromonas* spp. bei diesen Reptilienarten aus Läsionen der Maulhöhle („Maulfäule“) isoliert (GLAZEBROOK et al., 1993; BLAHAK, 2000; ZWART & SASSENBURG, 2008). Die Erkrankung verläuft mit starker Schleimproduktion, Hyperämie der Maulschleimhaut, zum Teil massiver Anhäufung käsigen Exsudates (bei Schlangen v.a. entlang der Zahnreihen), Anorexie und Apathie. Entgegen früheren Annahmen wird das Eindringen der Keime erst durch eine Vorschädigung der Maulschleimhaut durch Verletzungen und/oder eine Schwächung des Immunsystems infolge Haltungsmängeln ermöglicht (BLAHAK, 2000). Durch Abschlucken nekrotischen Gewebes aus der Mundhöhle kann eine Gastroenteritis verursacht werden (ZWART & SASSENBURG, 2008).

In der Literatur gibt es wenig Quellen über Aeromonadeninfektionen bei Krokodilen. Ein Fallbericht beschreibt den plötzlichen Tod eines männlichen Nilkrokodils (*Crocodylus niloticus*) im Zoologischen Park von Antalya, Türkei, welches ohne Krankheitsanzeichen tot aufgefunden wurde (TURUTOGLU et al., 2005). In der

Sektion konnten braunrote Hautläsionen an Abdomen und Gliedmaßen sowie scharf begrenzte weiße Leberveränderungen festgestellt werden. Aus den inneren Organen, der Haut und dem Blut des Tieres wurde *Aeromonas hydrophila* in Reinkultur nachgewiesen. Die Infektion mit diesem Erreger wurde von den Autoren letztlich als Todesursache angesehen und die grundsätzliche Pathogenität von *Aeromonas hydrophila* auch für Krokodile herausgestellt.

2.2.2.2 Diagnostik, Therapie und Prophylaxe

Die Diagnostik erfolgt durch Anzucht bei 37°C und anschließender biochemischer Differenzierung. *Aeromonas* spp. stellen keine besonderen Nährbodenansprüche. Charakteristisch sind die cremeweißen bis beigen Kolonien und die bei vielen Aeromonaden ausgeprägte Hämolyse auf Blutagar. Mittels positiver Oxidasereaktion erfolgt die Abgrenzung von den *Enterobacteriaceae*. Da Aeromonaden fermentativ Kohlenhydrate verwerten, können sie hiermit von den Pseudomonaden abgetrennt werden (WIELER, L.H. & EWERS, C. 2010).

Ob und inwieweit auch *Aeromonas salmonicida* eine Rolle bei Reptilienerkrankungen spielt, ist in der Literatur nicht belegt. Deren Anzucht erfordert ebenfalls keine besonderen Nährböden, wohl aber eine Inkubationstemperatur von 30°C.

MADER (2006) empfiehlt, alle Tiere mit Symptomen sowie alle Fälle, in denen *Aeromonas* spp. in der Kultur ein signifikantes Wachstum zeigen, zu therapieren. In China werden Weichschildkröten (*Apalone sinensis*) in großer Anzahl auf Farmen gehalten. Der Autor berichtet, dass aufgrund einer zu hohen Besatzdichte viele der Tiere an bakteriellen Infektionen, besonders mit *Aeromonas* spp., erkrankten, mit enormen finanziellen Verlusten als Folge. Durch eine inaktivierte *Aeromonas sobria* – Vakzine mit Aluminiumhydroxid als Adjuvans konnte eine um 50% geringere Mortalitätsrate bei den Farmschildkröten erreicht werden (MADER 2006).

2.2.2.3 Zoonosepotential

PASQUALE et al. (1994) betonen, dass Schmuckschildkröten ein entscheidendes Reservoir für *Aeromonas* spp. darstellen und bei *Aeromonas* – bedingten Humaninfektionen eine wichtige Rolle spielen können. Infektionen des Menschen mit *Aeromonas hydrophila* werden schon seit längerem mit Gastroenteritis, Meningitis,

Peritonitis, Septikämie, Endokarditis, Infektion der Harnorgane und Wundinfektionen in Verbindung gebracht (McCRACKEN & BARKLEY, 1972; QADRI et al., 1976). Vorrangig entstehen Infektionen mit *Aeromonaden* von Reptilien beim Reinigen der Terrarien sowie im Zusammenhang mit dem Handling der Tiere, wenn die Keime durch Hautverletzungen in menschliche Gewebe eindringen. JORGE et al. (1998) berichten über 3 Fälle von *Aeromonas hydrophila* - bedingten Abszessen bei Menschen nach Schlangenbissen durch Lanzenottern (*Bothrops* spp.). *Aeromonaden* werden gewöhnlich im Maul, in den Zähnen und im Gift der Tiere gefunden. Die Autoren vermuten, dass sich die Keime aufgrund des lokal nekrotisierenden, myotoxischen Gifts der Schlangen und der damit verbundenen Gewebsschädigung extrem gut im menschlichen Gewebe vermehren konnten.

2.2.3 Mykoplasmosen bei Reptilien

BROWN (2002) vermutet aufgrund neuerer molekular-phylogenetischer Methoden, dass Mykoplasmeninfektionen bei Reptilien schon vor 400 Millionen Jahren auftraten. Der Autor legt dar, dass sich diese frühen Mykoplasmen möglicherweise durch Genomreduktion aus Vorläufern der Clostridien entwickelten. Allerdings spielen sie in der Literatur bis zum Ende des letzten Jahrhunderts nur eine untergeordnete Rolle.

2.2.3.1 Mykoplasmeninfektionen bei Schildkröten

Aus den USA gibt es seit den 1970er Jahren Berichte über Atemwegserkrankungen bei frei lebenden sowie in Gefangenschaft gehaltenen Wüsten- und Gopherschildkröten (*Gopherus agassizii*, *Gopherus polyphemus*), bei denen als auslösendes Agens Mykoplasmen vermutet werden (BROWN, 1994; MATHES, 2003). BLAHAK et al. (2004) konnten aus Nasenspülproben von 229 in Europa in Gefangenschaft gehaltenen Schildkröten, welche 14 Arten angehörten, DNA von *Mycoplasma agassizii* nachweisen. Daraus leiten die Autoren ab, dass Mykoplasmen bei nicht frei lebenden Schildkröten in Europa weit verbreitet sind.

Die Infektionserkrankungen der Atemwege sind unter dem Symptomenkomplex Upper Respiratory Tract Disease (URTD) zusammengefasst. Die Klinik äußert sich in serösem bis mukösem Nasenausfluss, der häufig mit einem Lidödem verbunden ist. Im späteren Stadium zeigen die betroffenen Tiere purulente Konjunktivitis durch Sekundärerreger und dehydratationsbedingt eingefallene Augen. Bei schweren Krankheitsverläufen dominieren Lethargie und Anorexie, teilweise kommt es zum Tod der Tiere.

BROWN et al. (1999) führten Infektionsversuche mit *Mycoplasma agassizii* an Wüstenschildkröten (*Gopherus agassizii*) durch. Die Autoren konnten zeigen, dass experimentell infizierte Schildkröten die gleichen klinischen Symptome der URTD wie auf natürlichem Weg infizierte Tiere aufweisen. In der Studie durch BROWN et al. (1999) traten die schwersten klinischen Symptome bei allen Tieren 8 Wochen post infectionem auf; eine Abhängigkeit zur Infektionsdosis bestand nicht. Die Autoren isolierten *Mycoplasma agassizii* aus auf natürlichem Weg infizierten, erkrankten Gopherschildkröten (*Gopherus polyphemus*). Somit führten BROWN et al. unter Einhaltung der Koch'schen Postulate den Nachweis, dass *Mycoplasma agassizii* die

URTD bei Wüstenschildkröten auslöst. Weiterhin wies MATHES (2003) *Mycoplasma* spp. bei mediterranen Landschildkröten mit URTD in Frankreich und Marokko nach.

Mykoplasmen werden direkt von Tier zu Tier oder über kurze Distanzen übertragen. Es wurden keine Hinweise für vertikale oder indirekte Übertragungswege gefunden (McLAUGHLIN, 1997). Die Mykoplasmeninfektion bei Schildkröten führt oft zu einer chronischen Erkrankung, bei der Antikörper produziert werden, welche nicht zur Elimination des Erregers führen (nicht-protective Antikörper) (McLAUGHLIN, 1997). Laut BROWN (1994) kommt es aufgrund des geschwächten Immunsystems häufig zu opportunistischen Infektionen, beispielsweise mit *Pasteurella testudinis*.

2.2.3.2 Mykoplasmeninfektionen bei Krokodilen und Alligatoren

Im Jahr 1995 beschrieben BROWN et al. eine Mykoplasmen-assoziierte systemische Erkrankung bei in Gefangenschaft gehaltenen Alligatoren (*Alligator mississippiensis*). 33 adulte männliche Tiere starben und 13 weitere wurden innerhalb eines Monats nach Krankheitsbeginn euthanasiert. Pathologisch wurden bei den Tieren leichte bis schwere Pneumonien sowie Perikarditis, Myokarditis und multifokale Arthritis festgestellt. Aus den betroffenen Organen und Körperflüssigkeiten wie Blut, Synovia und Zerebrospinalflüssigkeit konnte eine neue Mykoplasmenart isoliert werden, die auf Vorschlag von BROWN et al. (2001) *Mycoplasma alligatoris* species novum (*Mycoplasma alligatoris* sp. nov.) genannt wurde. Diese Mykoplasmenart verursacht invasive Erkrankungen bei Alligatoren und Kaimanen mit oft tödlichem Verlauf (BROWN, 2004). Krokodilartige werden häufig in großer Anzahl als Farmtiere gehalten, wodurch der Ausbruch einer Mykoplasmenose verheerende Folgen hat. Die Quelle der Infektion sowie der Verbreitungsweg sind noch unklar. PYE et al. (2001) führten Infektionsversuche an Breitschnauzenkaimanen (*Caiman latirostris*) sowie an Siamkrokodilen (*Crocodylus siamensis*) mit *Mycoplasma alligatoris* mittels Instillation von 10^6 KBE / Tier in den Kehlkopf durch. Im Gegensatz zu den nachfolgend an schwerer Mykoplasmenose erkrankten und teilweise verstorbenen Kaimanen scheint *Mycoplasma alligatoris* für Siamkrokodile nicht infektiös zu sein, da keines dieser Tiere klinische Symptome entwickelte.

Ebenfalls 1995 berichteten MOHAN et al. über an Polyarthritiden erkrankte Nilkrokodile (*Crocodylus niloticus*) auf fünf Farmen in Zimbabwe. Die Erkrankung betraf nur die

Gruppe der ein- bis dreijährigen Tiere, welche geschwollene Gelenke und, damit verbunden, Lahmheiten aufwiesen. Pneumonien wurden bei den Krokodilen erst während der Sektion festgestellt. Die Synovia der entzündeten Gelenke enthielt in allen Fällen Mykoplasmen in Reinkultur. Aus den Lungen wurden neben anderen Bakterien ebenfalls Mykoplasmen isoliert. KIRCHHOFF et al. (1997) untersuchten die Mykoplasmenisolate und wiesen nach, dass sie untereinander identisch sind und einer neuen Spezies angehören, welche die Autoren *Mycoplasma crocodyli* sp. nov. nannten.

2.2.3.3 Mykoplasmeninfektionen bei anderen Reptilien

PENNER et al. (1997) gelang die Isolierung einer neuen Mykoplasmenspezies aus dem respiratorischen Gewebe eines Tigerpythons (*Python molurus bivittatus*) mit therapieresistenter Atemwegserkrankung. Histologisch wurden bei dem Tier eine proliferative leukozytäre Tracheitis sowie eine Pneumonie nachgewiesen. Untersuchungen mittels PCR ergaben, dass die 16S rRNA - Gensequenz der isolierten Mykoplasmenspezies zu 90 % der Sequenz von *Mycoplasma agassizii* glich.

2.2.3.4 Diagnostik

Mykoplasmen wachsen teilweise sehr langsam (bis zu 6 Wochen) und benötigen eine Atmosphäre mit mindestens 5 % CO₂. Neben festen Nährböden gelangen auch flüssige Substrate mit Serumzusatz zur Anwendung, denen Hemmstoffe gegen Begleitkeime zugesetzt sein sollten (SELBITZ, 2010c). Auf den festen Nährböden wachsen Mykoplasmen charakteristischerweise in Kolonien, die ein Spiegelei-artiges Aussehen haben. Sie bestehen aus einem opaken granulierten kegelförmig in die Tiefe gewachsenen Zentrum und einer durchsichtigen flachen peripheren Randzone. Die endgültige Speziesdiagnose erfolgt nach SELBITZ (2010c) in der Routinediagnostik mittels serologischer Verfahren. Da die Kultivierung dieser Mykoplasmen so lange dauern kann, empfehlen BROWN et al. (1995) eine Diagnostik mittels PCR, um an URTD erkrankte Schildkröten schnellstmöglich therapieren zu können. Als Untersuchungsmaterial ist eine Nasenspülprobe mit 1 bis 2 ml isotonischer Kochsalzlösung zu verwenden.

2.2.3.5 Therapie und Prophylaxe

Bei der URTD der Schildkröten beschreiben SASSENBURG & ZWART (2008) eine Besserung der Klinik durch Doxycyclin mit teilweise gleichzeitiger Gabe von Enrofloxacin. Eine Heilung der Erkrankung trat allerdings nicht ein. Nach MATHES (2003) wirkt sich eine tägliche Nasenspülung mit isotoner Kochsalzlösung positiv auf den Krankheitsverlauf aus. JARCHOW (2004) empfiehlt eine systemische Antibiose mit Enrofloxacin, Clarithromycin oder Oxytetracyclin (Dosierungsschemata siehe Tabelle 1) und zusätzlich die intranasale Spülung mit einer Enrofloxacin- und Dexamethason-haltigen 0,9%igen Kochsalzlösung. In einer 2-jährigen retrospektiven Studie konnten in den meisten Fällen mit dieser Therapie die klinischen Symptome zurückgedrängt und die Rezidivrate reduziert werden. Allerdings gibt es keinen Beweis dafür, dass die erfolgreiche Therapie klinischer Symptome zu einer Elimination von *Mycoplasma agassizii* führt, weshalb diese Tiere als Carrier mit Infektionspotential für andere Schildkröten angesehen werden müssen.

Die an Polyarthritiden erkrankten Nilkrokodile (*Crocodylus niloticus*) behandelten MOHAN et al. (1995) mit 10 mg/kg KM Tetracyclin einmalig intramuskulär sowie mit 550 mg/kg KM Oxytetracyclin per os über 10 Tage. Die Therapie führte zu einer Besserung der klinischen Symptome, wobei allerdings bei einigen Tieren die Arthritiden bestehen blieben. Eine inaktivierte Vakzine mit Aluminiumadjuvans gegen Infektionen mit *Mycoplasma crocodyli* wurde 1997 durch MOHAN et al. an Farmkrokodilen getestet. Dieser Impfstoff wurde Nilkrokodilen (*Crocodylus niloticus*) ein- bis dreimal im Abstand von einer Woche intramuskulär verabreicht. Nach einer Belastungsinfektion mit Mykoplasmen entwickelten alle ungeimpften Kontrolltiere klinische Symptome, während 75 % der geimpften Krokodile symptomfrei blieben. Die Autoren konnten bei an Mykoplasmosen erkrankten Krokodilen zeigen, dass die klinischen Symptome durch die Impfung stärker gelindert werden konnten, als durch eine antimikrobielle Therapie.

In Tabelle 1 werden die oben beschriebenen Mykoplasmosen bei Reptilien zusammengefasst dargestellt.

Tabelle 1: Mykoplasmosen bei Reptilien

	Symptomatik	Therapie
<p><u>Schildkröten</u></p> <p>(z.B. <i>Gopherus</i> spp. <i>Testudo</i> spp.)</p> <p><u>Erreger:</u></p> <p><i>Mycoplasma</i> spp. (v.a. <i>Mycoplasma agassizii</i>)</p>	<p>URTD mit seromukösem Nasenausfluss, Lidödem, Dehydratation, Anorexie und Apathie bei schweren Verlaufsformen</p>	<p>Enrofloxacin (5mg/kg KM im., alle 48-72h, 3-5mal)</p> <p>Clarithromycin (15mg/kg KM po., alle 48h, 5-7mal)</p> <p>Oxytetracyclin (6mg/kg KM im., alle 24h, 10-14mal)</p> <p>+ Nasenspülungen (3-6mal in 48-72h) mit 3,0mg Enrofloxacin + 0,12mg Dexamethason + 0,8ml 0,9% NaCl-Lösung</p>
<p><u>Krokodilartige</u></p> <p>(z.B. <i>Alligator mississippiensis</i>, <i>Crocodylus niloticus</i>)</p> <p><u>Erreger:</u></p> <p><i>Mycoplasma alligatoris</i> sp. nov., <i>Mycoplasma crocodyli</i> sp. nov.</p>	<p>Pneumonie, Perikarditis, Myokarditis, multifokale Arthritis</p>	<p>10 mg/kg KM Tetracyclin einmalig intramuskulär sowie 550 mg/kg KM Oxytetracyclin po. über 10 Tage;</p> <p>inaktivierte Vakzine gegen <i>Mycoplasma crocodyli</i></p>
<p><u>Tigerpython</u></p> <p>(<i>Python molurus bivittatus</i>)</p> <p><u>Erreger:</u></p> <p>Mykoplasmen-spezies mit 90% 16S-rRNA-Ähnlichkeit zu <i>Mycoplasma agassizii</i></p>	<p>Therapieresistente Pneumonie und leukozytäre Tracheitis</p>	<p>keine</p>

KM: Körpermasse
im.: intramuskulär
po.: per os

kg: Kilogramm
h: Stunde(n)
mg: Milligramm

2.2.4 Mykobakteriosen bei Reptilien

Mykobakterien werden nach ihrem Vorkommen und ihrer Pathogenität eingeteilt. Saprophytär lebende und fakultativ pathogene Mykobakterien sind ubiquitär in der Umwelt verbreitet. Nicht ubiquitär vorkommend sind dagegen die Tuberkuloseerreger bei Mensch und Tier, der Paratuberkuloseerreger der Wiederkäuer sowie der Lepraerreger des Menschen (SELBITZ, 2010b). Laut einer weiteren Einteilung wird zwischen echten Tuberkuloseerregern (*Mycobacterium tuberculosis* complex) und atypischen Mykobakterien („mycobacteria other than tuberculosis“ = MOTT) unterschieden.

Bei den verschiedenen Reptilien lassen sich Mykobakterien als passagere Mikroorganismen wie auch als Erreger von (meist granulomatösen) Krankheitsprozessen nachweisen. So untersuchten SOLDATI et al. (2004) Gewebeproben von 90 Reptilien mit granulomatösen Entzündungen mittels Ziehl-Neelsen-Färbung und PCR auf Mykobakterien. Anhand der nachfolgenden DNA-Sequenzierung der vervielfältigten Genabschnitte wurde nachgewiesen, dass alle Mykobakterien aus den untersuchten Reptilienproben zur Gruppe der „mycobacteria other than tuberculosis“ (MOTT) zählten. Demzufolge beschreiben die Autoren MOTT als die ätiologisch wichtigste Ursache für granulomatöse Entzündungsprozesse bei Reptilien. Neben Granulomen der äußeren Haut können Mykobakterien auch systemische Erkrankungen verursachen, die mit unspezifischen Symptomen wie Anorexie, Abmagerung und Lethargie einhergehen (MADER, 2006). Aus einer Vielzahl an erkrankten Schlangen, Schildkröten, Echsen oder Krokodilen, wurden die verschiedensten Mykobakterienspezies wie z.B. *Mycobacterium* (*M.*) *marinum*, *M. chelonae*, *M. thamnopheos*, *M. haemophilum*, *M. avium* und *M. ulcerans* isoliert (ARIEL et al., 1997; HUCHZERMEYER & HUCHZERMEYER, 2000; MASLOW et al., 2001; HERNANDEZ-DIVERS & SHEARER, 2002; MADER, 2006).

Die ubiquitär in der Umwelt verbreiteten Mykobakterien sind in der Lage, über Hautläsionen in den Körper einzudringen. Als mögliche Übertragungswege der Erreger zwischen einzelnen Reptilien müssen nach MASLOW et al. (2001) zudem die Inhalation erregerhaltiger Aerosole sowie die Aufnahme kontaminierten Futters und Wassers angesehen werden.

2.2.4.1 Diagnostik und Therapie

Mykobakterien sind unbewegliche, gram-positive Stäbchen, die aufgrund ihres besonderen Zellwandaufbaus das Merkmal der sogenannten Säure-Alkohol-Festigkeit aufweisen. Diese kann mittels spezieller Färbeverfahren wie z.B. der Ziehl-Neelsen-Färbung genutzt werden, um die säurefesten Stäbchen in Ausstrichen von veränderten Organen oder granulomatösen Prozessen direkt und selektiv nachzuweisen. Damit steht eine rasche Orientierungshilfe zur Entscheidung darüber zur Verfügung, ob eine kulturelle Anzuchtung der oftmals langsam wachsenden Mykobakterien eingeleitet werden soll (SELBITZ, 2010b). Die klassischen Tuberkulosenährmedien sind überwiegend feste Nährböden mit Zusatz von Eidotter oder Vollei. Schnell wachsende Mykobakterien (z.B. *M. fortuitum*) bilden innerhalb von 7 Tagen eine deutlich sichtbare Kultur, während langsam wachsende (z.B. *M. marinum*, *M. avium*) hierzu mehrere Wochen benötigen. Zur Speziesdiagnostik dienen verschiedene Wachstumskriterien (z.B. Pigmentbildung) und biochemische Tests (SELBITZ, 2010b). Aufgrund der zeitaufwendigen Kultivierung erlangen molekularbiologische Methoden immer mehr an Bedeutung. SOLDATI et al. (2004) konnten bei ihren Untersuchungen an den Reptilien mit granulomatösen Veränderungen zeigen, dass der Nachweis der Mykobakterien mittels PCR das Färbeverfahren an Sensitivität übertrifft.

Es wurde bisher noch kein erfolgreicher Verlauf einer Therapie in der Literatur beschrieben (HUCHZERMEYER, 2002; MADER, 2006). Entsprechend empfiehlt MADER (2006) die Euthanasie von an Mykobakteriose erkrankten Reptilien, nicht zuletzt auch aufgrund eines möglichen zoonotischen Potentials der Erreger.

2.2.4.2 Zoonosepotential

Einige der aus Reptilien isolierten Mykobakterien können Erkrankungen des Menschen, v.a. bei immunsupprimierten Personen, verursachen. So werden *M. chelonae* und *M. fortuitum* mit Lungen- und Hautinfektionen sowie systemischen Erkrankungen in Zusammenhang gebracht (PAUL et al., 1992; WATT, 1995). HASSL et al. (2004) stellten einen Fall vor, bei dem ein immunkompetenter junger Mann (HIV-negativ) durch eine Infektion mit MOTT eine Schwellung des Inguinallymphknotens entwickelte. Als Infektionsquelle wurden die zwei mit *Mycobacterium fortuitum* infizierten, an deutlichen Hautläsionen leidenden

Tigerpythons (*Python molurus*) verantwortlich gemacht, welche der Mann unter nicht artgerechten Bedingungen als Haustiere hielt.

Als weitere Mykobakterienspezies ist *M. marinum* zu nennen, ein Erreger von Hauterkrankungen und systemischen Erkrankungen bei Fischen (auch Zierfischen) und Auslöser des „fish tank granuloma“ des Menschen. Bei dieser Erkrankung dringt der Keim durch Verletzungen in die menschliche Haut ein und verursacht selbstlimitierende Entzündungen vornehmlich in „kälteren“ Bereichen des Körpers, wie Händen, Unterarmen, Ellbogen und Knien (UCKO & COLORNI, 2005). *M. marinum* wurde nicht selten auch aus Wasserschildkröten und an Mykobakteriose erkrankten Schlangen mit granulomatösen Veränderungen isoliert (MASLOW, 2001; UCKO & COLORNI, 2005). Darüber hinaus betonen zahlreiche Autoren das prinzipielle Zoonosepotential, namentlich für immunsupprimierte Personen, welches von Mykobakterien-infizierten Reptilien ausgeht (SOLDATI et al., 2004; HASSL et al., 2004; MADER, 2006; SELBITZ, 2010b).

2.2.5 Chlamydiosen bei Reptilien

Die Ordnung Chlamydiales enthält nach der neuen Nomenklatur (EVERETT et al., 1999) vier Familien. Die für Reptilien relevanten Erreger finden sich in der Familie *Chlamydiaceae*, welche sich in zwei Gattungen, *Chlamydia* (*C.*) und *Chlamydophila* (*Cp.*) aufspaltet. Chlamydien vermehren sich strikt intrazellulär und bilden als infektiöse, extrazellulär lebensfähige Stadien Elementarkörperchen aus. Diese sind mehrere Tage bis Wochen in der Umwelt überlebens- und ansteckungsfähig und werden als Aerosol oder durch direkten Kontakt zwischen Individuen übertragen.

Cp. psittaci und *Cp. pneumoniae* wurden bei vielen Reptilienarten (Schlangen, Schildkröten, Echsen und Krokodilen) als Krankheitserreger nachgewiesen, allerdings ist noch wenig über die Pathogenese bei Reptilien bekannt (HOMER, 1994; HUCHZERMEYER, 2002; JACOBSON et al., 2004; VLAHOVIĆ et al., 2006). Bei Schlangen sind Chlamydieninfektionen u. a. bei Hundskopfboa (*Corallus caninus*), Puffottern (*Bitis arietans*) und europäischen Vipern beschrieben (JACOBSON et al., 2004; ZWART & VANROMPAY, 2004). Die aufgeführten Krankheitssymptome reichen von Maulhöhlenveränderungen mit Anorexie (Materialansammlungen, kleine weißliche herdförmige Läsionen, unvollständiger Maulschluss) über generalisierte Granulombildung bis hin zum Tod der erkrankten Individuen.

Pathologische Untersuchungen akuter Todesfälle bei Jungkrokodilen auf Krokodilfarmen in Zimbabwe ergaben bei allen seziierten Tieren akute Hepatitiden mit generalisierter Ödembildung und intrazellulär nachweisbaren Chlamydienkolonien (HUCHZERMEYER et al., 1994). Die Autoren beschreiben zudem eine beidseitige chronische Konjunktivitis als eine andere Erkrankungsform der Chlamydiose der Farmkrokodile. Sie vermuten, dass es sich bei der nachgewiesenen Chlamydienspezies um *Cp. psittaci* handelt und sprechen Infektionen durch Chlamydien als eines der Hauptprobleme auf Krokodilfarmen in Zimbabwe an. Als Infektionsquelle wird die Kontamination des Wassers mit Chlamydien durch freilebende Krokodile in Betracht gezogen.

HOMER et al. (1994) beschreiben ein vereinzelt Sterben von vier- bis fünfjährigen Suppenschildkröten (*Chelonia mydas*) von August 1990 bis Juni 1991 auf einer Farm auf den Kaimaninseln. Erkrankte Tiere waren lethargisch, anorektisch und

schwammen auf der Wasseroberfläche ihrer Behältnisse, da sie die Tauchfähigkeit verloren hatten. Histopathologisch dominierten granulomatöse Veränderungen am Herz verbunden mit nekrotisierender Myokarditis, Splenitis, Hepatitis und hepatischer Lipidose. Chlamydien wurden mittels Elektronenmikroskopie, modifizierter Macchiavello – Färbung, immunhistologisch und durch Inokulation in den Dottersack von Hühnerembryonen nachgewiesen. In einer weiteren Studie mit 155 Landschildkröten (zumeist *Testudo* spp.) mit Nasenausfluss wurden Nasenspülproben der Tiere mittels PCR auf Chlamydien untersucht (HOTZEL et al., 2005). In 10,3% der Proben wurden chlamydienähnliche Mikroorganismen gefunden, die sich laut den Autoren von den bisher beschriebenen Chlamydienspezies aufgrund partieller Sequenzen der ompA-Region und 16S rRNA unterscheiden und somit noch nicht einordnen lassen. HOTZEL et al. (2005) sprechen *Cp. pecorum* als die am nächsten verwandte Spezies innerhalb der Familie *Chlamydiaceae* an.

In einer retrospektiven Studie untersuchten SOLDATI et al. (2004) 90 Gewebeproben aus granulomatösen Entzündungen von Reptilien auf Chlamydien. Mittels Chlamydien-spezifischer PCR wurden 58 Proben positiv getestet. 10% der Proben zeigten eine 98 - 99%ige Ähnlichkeit mit *Cp. pneumoniae*, während 54,4% eine große Ähnlichkeit mit den „Chlamydia-like microorganisms“ *Parachlamydia acanthamoebae* und *Simkania negevensis* aufwiesen (Abbildung 2). Die Bedeutung dieser chlamydienähnlichen Mikroorganismen für die Entstehung von Erkrankungen bei Reptilien ist noch nicht geklärt und bedarf weiterer Forschung.

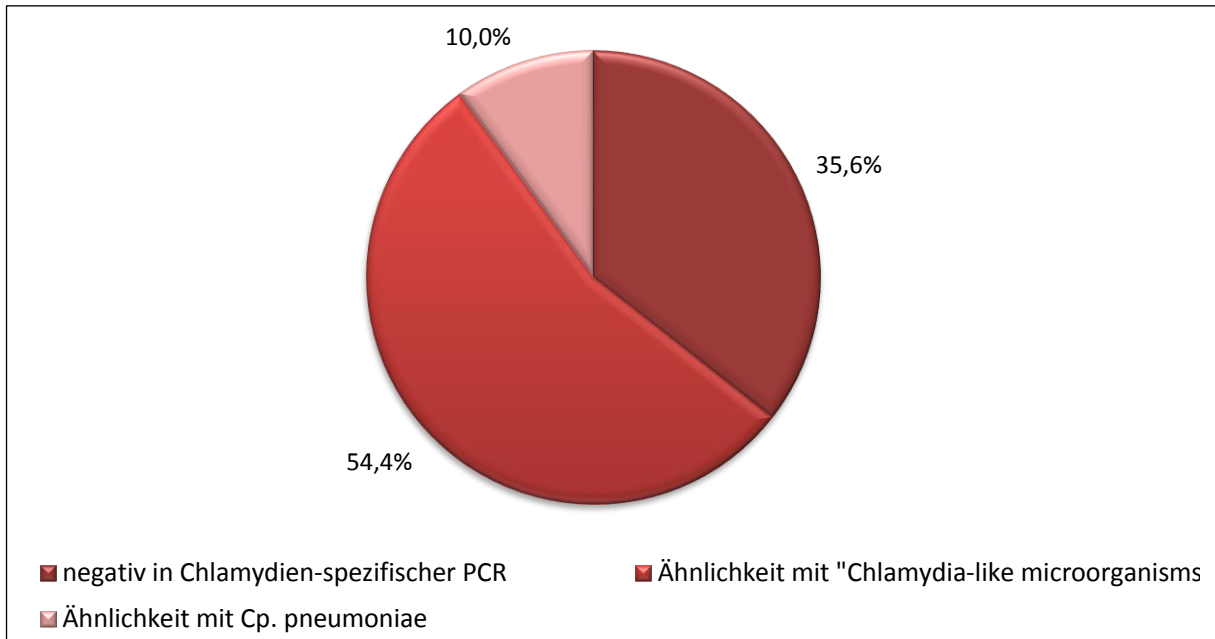


Abbildung 2: *Chlamydia* spp.-Nachweis aus granulomatösen Entzündungen
(nach SOLDATI et al., 2004)

2.2.5.1 Diagnostik und Therapie

Bedingt durch den intrazellulären „Parasitismus“ lassen sich Chlamydien nicht in zellfreien bakteriologischen Medien kultivieren. Zur Anzucht und Erregerisolierung wurden früher Versuchstiere und embryonierte Hühnereier verwendet, während heute hauptsächlich Zellkulturen zur Anwendung kommen. Weitere Möglichkeiten des direkten Erregernachweises sind Färbungen (z. B. nach Stamp oder Macchiavello) von histologischen Organschnitten, sowie Fluoreszenzmikroskopie, Immunperoxidase-reaktion, Enzyme Linked Immunosorbent Assay (ELISA) und Elektronenmikroskopie. Zum indirekten Nachweis werden serologische Verfahren, wie z. B. Agglutination, Komplementbindungsreaktion (KBR), indirekte Immunfluoreszenz, Immunperoxidase-reaktion und ELISA, genutzt. Eine immer größere Bedeutung in der Routinediagnostik erlangen molekularbiologische Methoden, wie die Polymerasekettenreaktion (PCR), da sie eine Kultivierung der Chlamydien überflüssig machen (STRAUBINGER, 2010).

Chlamydien sind sensibel gegenüber verschiedenen Antibiotika wie Tetracyclinen, Gyrasehemmern, Chloramphenicol und Erythromycin (STRAUBINGER, 2010). HUCHZERMEYER et al. (1994) behandelten an Chlamydiose erkrankte Nilkrokodile (*Crocodylus niloticus*) mit Oxytetracyclin, worauf die Mortalität unter den erkrankten Tieren abnahm.

2.2.5.2 Zoonosepotential

Die bei Tieren vorkommenden Chlamydien haben nur eine geringe Wirtsspezifität und sind somit auf andere Tiere und den Menschen übertragbar. Als Infektionswege müssen erregerhaltige Aerosole oder Staubpartikel sowie Schmierinfektionen in Betracht gezogen werden (WITTENBRINK, 1999).

Cp. pneumoniae wurde früher als ausschließlich humanpathogener Keim angesehen. Beim Menschen verursacht der Erreger Infektionen der oberen Luftwege sowie Pneumonien und ist nach neueren Untersuchungen an der Entstehung der Atherosklerose und der Alzheimer'schen Krankheit beteiligt (BODETTI, 2002; VLAHOVIĆ et al., 2006; STRAUBINGER, 2010). In mehreren Studien konnte nachgewiesen werden, dass *Cp. pneumoniae* neben Koalas, Pferden und Amphibien auch Reptilien infiziert und bei diesen zu generalisierten granulomatösen Entzündungen aller Organe und der äußeren Haut führen kann (BODETTI et al., 2002; JACOBSON et al., 2004; SOLDATI et al., 2004). BODETTI et al. (2002) betonen die hohe genetische Ähnlichkeit bis hin zur völligen Übereinstimmung der *Cp. pneumoniae* - Stämme von Reptilien mit humanen Stämmen aus dem Atmungstrakt.

Zunehmend werden aus erkrankten Reptilien auch *Cp. psittaci* – Serovaren nachgewiesen (PASMANS et al., 2006). Bei einem Ausbruch von Pneumonien bei Maurischen Landschildkröten (*Testudo graeca graeca*) konnten VANROMPAY et al. (1994) *Cp. psittaci* Serovar A als verursachenden Erreger isolieren. Die Serovar A kommt endemisch bei Papageien vor, kann sporadisch auch bei Säugern, Schildkröten und dem Menschen auftreten (VLAHOVIĆ et al., 2006). Somit müssen auch Reptilien als Überträger von *Cp. psittaci* auf den Menschen in Betracht gezogen werden. Die Erkrankung verläuft zumeist mit grippeähnlichen Symptomen, Fieber, Kopfschmerz, Schwäche und Schwindelgefühlen bis hin zu Reizhusten und herdförmigen Lungenentzündungen bei immunsupprimierten Menschen.

3 Tiere, Material und Methoden

3.1 Untersuchte Reptilien

3.1.1 Arten, Herkunft und Haltung

Während dieser Studie wurden insgesamt 283 Reptilien untersucht. Anteilig sind davon 150 Schlangen, 61 Schildkröten und 72 Echsen. Die in dieser Studie beprobten Reptilienarten sind in Tabelle 5 am Kapitelende systematisch aufgeführt und werden in Abbildung 4 anhand ihrer Familienzugehörigkeit dargestellt. Die untersuchten Tiere stammten aus Privatzuchten und –haltungen, zoologischen Einrichtungen innerhalb Deutschlands sowie aus importierten Tieren, die innerhalb von 3 Wochen nach Einfuhr über den Flughafen Frankfurt/Main bei den jeweiligen Zwischenhändlern beprobt wurden. Einzelne weitere Proben von Reptilien aus Privathaltungen wurden anlässlich ihrer Vorstellung in Tierarztpraxen innerhalb Deutschlands gezogen. Bei den meisten Tieren handelte es sich um Probanden aus Nach- und Farmzuchten, einige sind aber auch Fundtiere oder Wildfänge. Eine genaue Aufstellung der Herkunft der Reptilien ist aus Tabelle 2 sowie aus Abbildung 3 ersichtlich.

Tabelle 2: Haltung und Herkunft der untersuchten Reptilien

Haltungseinrichtung	Herkunft	Echsen	Schildkröten	Schlangen	gesamt
Händler	Import neu ¹⁾	8	-	70	78
	Import alt ²⁾	-	-	3	3
	Findling	-	-	1	1
	Nachzucht	9	-	13	22
	gesamt	17	0	87	104
Privathalter	Import neu ¹⁾	-	-	-	-
	Import alt ²⁾	-	-	4	4
	Nachzucht	16	16	19	51
	Findling	2	-	-	2
	gesamt	18	16	23	57
Zoo	Import neu ¹⁾	-	4	-	4
	Import alt ²⁾	2	-	-	2
	Keine Angabe	5	30	13	48
	Nachzucht	27	11	22	60
	Findling	3	-	5	8
	gesamt	37	45	40	122

¹⁾ Probenentnahme innerhalb 3 Wochen nach Import

²⁾ Tier schon seit mindestens 1 Jahr in Deutschland

In der Schildkrötengruppe war es nicht möglich, Proben von Tieren bei Zwischenhändlern zu gewinnen, da Schildkröten nur sehr selten nach Deutschland importiert werden. Die Tiere aus Privatzuchten, großen Privathaltungen und zoologischen Einrichtungen wurden in Terrarien mit jeweils artgerechter Fütterung

und Umweltbedingungen (Beleuchtung, Temperatur, Luftfeuchtigkeit, Einrichtung des Terrariums) gehalten. Importtiere befanden sich in Terrarien der jeweiligen Reptilienhändler, die aus Gründen der Hygiene und des häufigen Tierwechsels nur spartanisch eingerichtet waren. Üblicherweise befanden sich jeweils ca. fünf Tiere der gleichen Art in einem Terrarium. Bei Einzeltieren aus Privathaltungen, die in Kleintierpraxen beprobt wurden, waren die Haltungsbedingungen oft nicht zu eruieren.

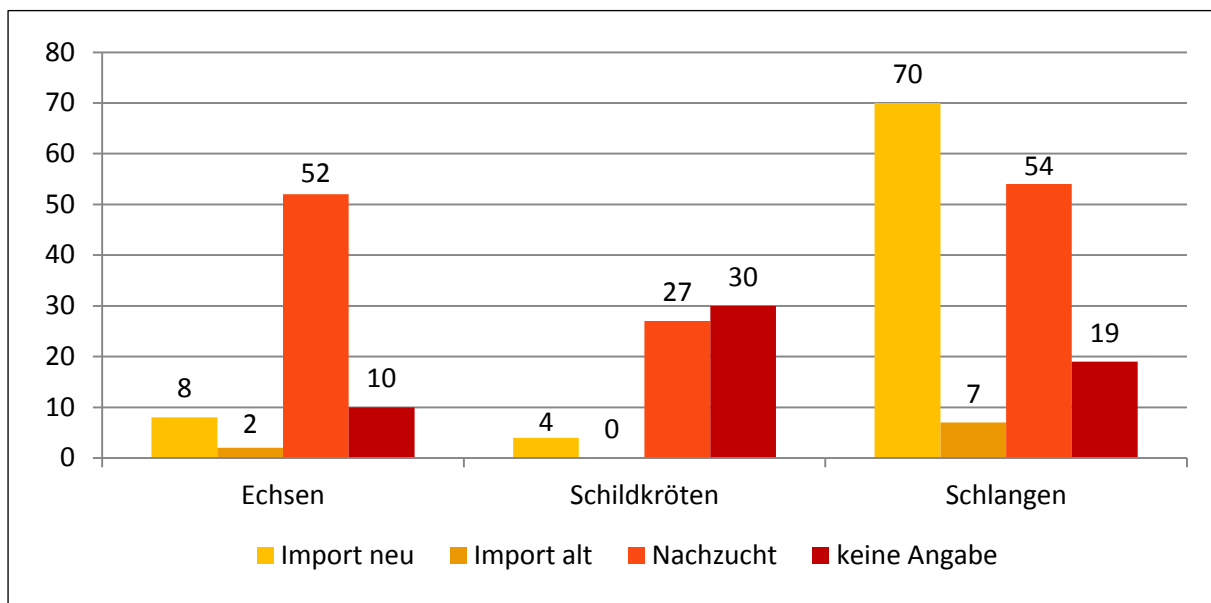


Abbildung 3: Herkunft der untersuchten Reptilien

3.1.2 Auswahl und klinische Untersuchung der Tiere

In zoologischen Einrichtungen, Privatzuchten, größeren Privathaltungen sowie bei Reptilienhändlern befanden sich oft mehrere Tiere der gleichen Art in einem Terrarium bzw. Behältnis. In diesen Fällen wurden nur von einem Tier oder zwei Tieren aus dem gleichen Terrarium/Behältnis Proben genommen, da davon ausgegangen wurde, dass sich das Keimspektrum der zusammen gehaltenen oder transportierten Tiere gleicher Art sehr stark ähnelte. Vor der Probennahme wurde eine kurze Anamnese erhoben, welche Tierart, Alter, Geschlecht, Kennzeichnung, Gewicht, Haltungsform, Haltungsbedingungen, Fütterung sowie eventuelle Erkrankungen und eine vorangegangene Antibiotikatherapie - falls eruierbar - mit einschloss. Die beprobten Reptilien waren unterschiedlichen Alters (juvenil bis adult) und Geschlechts. Bei juvenilen und teilweise auch bei ausgewachsenen Tieren konnte das Geschlecht nicht sicher bestimmt werden. An die Anamneseerhebung

schloss sich bei allen Tieren, von denen Proben genommen werden sollten, eine Allgemeinuntersuchung an, die sich insbesondere auf die Beurteilung von Verhalten, Bewegung, Ernährungszustand, Augen, Haut bzw. Panzer und Schleimhäuten erstreckte.

3.1.3 Probennahme

Der überwiegende Probenteil wurde von Herrn Thomas Becker, Vivarium Darmstadt, entnommen. Einige zoologische Proben sowie alle Tupfer aus in Kleintierpraxen vorgestellten Reptilien wurden von den dort angestellten Tierärzten entnommen. Zur Probengewinnung dienten Steriltupfer mit zugehörigem Transportmedium (Amies CH, MEUS SRL, Italien oder Nerbe plus GmbH, Winsen/Luhe). Die Tupfer wurden unmittelbar nach der Probennahme in die jeweiligen gekennzeichneten Mediumhaltigen Röhrchen verbracht und anschließend in einer Kühltasche mit Kühlakkus bzw. im Kühlschrank aufbewahrt.

3.1.3.1 Rachen

Das Öffnen des Mauls der Tiere erfolgte mit einem Plastikspatel, welcher vorsichtig zwischen Ober- und Unterkiefer geschoben wurde. Ein steriler, mit destilliertem Wasser angefeuchteter Wattetupfer wurde in die Rachenhöhle eingeführt, ohne dabei die äußere Haut oder den Plastikspatel zu berühren. Mit drehenden Bewegungen des Tupfers erfolgte die Probennahme von der Schleimhaut am Zungengrund. Bei 9 Schildkröten war es aufgrund des juvenilen Alters und der damit verbundenen geringen Größe der Tiere nicht möglich, eine Tupferprobe aus dem Rachen zu entnehmen. Die genaue Anzahl der betreffenden Schildkrötenspezies ist Tabelle 3 zu entnehmen.

Tabelle 3: Anzahl der Schildkrötenspezies ohne Rachentupferentnahme

Ordnung	Tierart	Anzahl
Schildkröten	<i>Testudo horsfieldii</i>	2
	<i>Testudo graeca</i>	3
	<i>Testudo hermanni</i>	3
	<i>Trachemys scripta scripta</i>	1
Gesamtanzahl		9

3.1.3.2 Kloake

Die Haut der Kloakenumgebung wurde mit einem mit Desinfektionsmittel getränktem Tuch von grobem Schmutz gereinigt. Danach wurde die äußere Haut mit einem sauberen Tuch getrocknet, um ein Verbringen des Desinfektionsmittels in die Kloake zu verhindern. Durch Zug an der umliegenden Haut wurde die Kloakenöffnung möglichst weit gespreizt und ein steriler, mit destilliertem Wasser angefeuchteter Wattetupfer eingeführt. Mittels leicht drehender Bewegungen erfolgte anschließend die Entnahme der Kloakentupfer.

3.1.3.3 Transport der Tupferproben

Aus technischen Gründen wurden die meisten der entnommenen Proben je nach Entnahmeort getrennt und an 2 verschiedenen Untersuchungslaboren untersucht. So wurden vor allem die Kloakentupfer zum Labor der VetMedLabor GmbH in Ludwigsburg und die Rachentupfer zum Institut für Hygiene und Infektionskrankheiten der Tiere, Fachbereich Veterinärmedizin der JLU Gießen gesandt. Daraus ergaben sich die in Tabelle 4 aufgelisteten verschiedenen Untersuchungszahlen.

Tabelle 4: Aufstellung der untersuchten Tupferproben in den Laboren

beprobte Reptilien	Labor Ludwigsburg	Labor Gießen	
	<i>Kloake</i>	<i>Rachen</i>	<i>Kloake</i>
Ordnung/Familie			
Echsen	72	72	-
Geckos	22	22	-
Agamen	33	33	-
Leguane	16	16	-
Warane	1	1	-
Schildkröten	61	52	-
Neuwelt-Sumpfschildkröten	16	15	-
Landschildkröten	45	37	-
Schlangen	117	150	33
Riesenschlangen	80	108	28
Nattern	37	42	5
Gesamtanzahl	250	274	33

Der Transport in die Labore erfolgte mittels Kurier in Kühltaschen. In den Laboren selbst wurden die Tupfer umgehend bearbeitet. Sofort nach Ankunft folgten Auspacken und Kennzeichnen der Tupferproben mit interner Labornummer sowie ihre Verarbeitung durch Verimpfen der Tupfer auf die jeweils vorgesehenen Nährmedien.

Tabelle 5: Anzahl der untersuchten Reptilien
(aufgegliedert nach Ordnung, Familie und Tierart)

Ordnung	Familie	Tierart	Summe
Echsen (Squamata)	Geckos (Gekkonidae)	Großer Taggecko (<i>Phelsuma madagascariensis grandis</i>)	10
		Leopardgecko (<i>Eublepharis macularius</i>)	12
	Agamen (Agamidae)	Östliche Bartagame (<i>Pogona barbata</i>)	3
		Streifenköpfige Bartagame (<i>Pogona vitticeps</i>)	24
		Veränderlicher Dornschwanz (<i>Uromastyx acanthinurus</i>)	2
		Zwergbartagame (<i>Pogona henrylawsoni</i>)	4
	Leguane (Iguanidae)	Grüner Leguan (<i>Iguana iguana</i>)	16
	Warane (Varanidae)	Bindenwaran (<i>Varanus salvator</i>)	1
	gesamt		72
Schildkröten (Testudines)	Neuwelt- Sumpfschildkröten (Emydidae)	Europäische Sumpfschildkröte (<i>Emys orbicularis</i>)	1
		Gelbwangenschmuckschildkröte (<i>Trachemys scripta scripta</i>)	4
		Hieroglyphenschmuckschildkröte (<i>Pseudemys concinna</i>)	1
		Mississippi-Höckerschildkröte (<i>Graptemys pseudogeographica kohnii</i>)	1
		Rotwangenschmuckschildkröte (<i>Trachemys scripta elegans</i>)	8
		Tropische Sumpfschildkröte ¹⁾	1
	Landschildkröten (Testudinidae)	Griechische Landschildkröte (<i>Testudo hermanni</i>)	25
		Maurische Landschildkröte (<i>Testudo graeca</i>)	12
		Pantherschildkröte (<i>Psammobates pardalis</i>)	3
		Russische Vierzehenlandschildkröte (<i>Testudo horsfieldii</i>)	5
gesamt		61	
Schlangen (Squamata)	Riesenschlangen (Boidae)	Abgottschlange (<i>Boa constrictor</i>)	20
		Königspython (<i>Python regius</i>)	86
		Pazifikboa (<i>Candoia carinata</i>)	2
	Nattern (Colubridae)	Diademnatter (<i>Spalerosophis diadema</i>)	5
		Königsnatter (<i>Lampropeltis spp.</i>)	13
		Kornnatter (<i>Elaphe guttata</i>)	24
gesamt		150	
Gesamtanzahl		283	

¹⁾ Artbezeichnung nicht bekannt

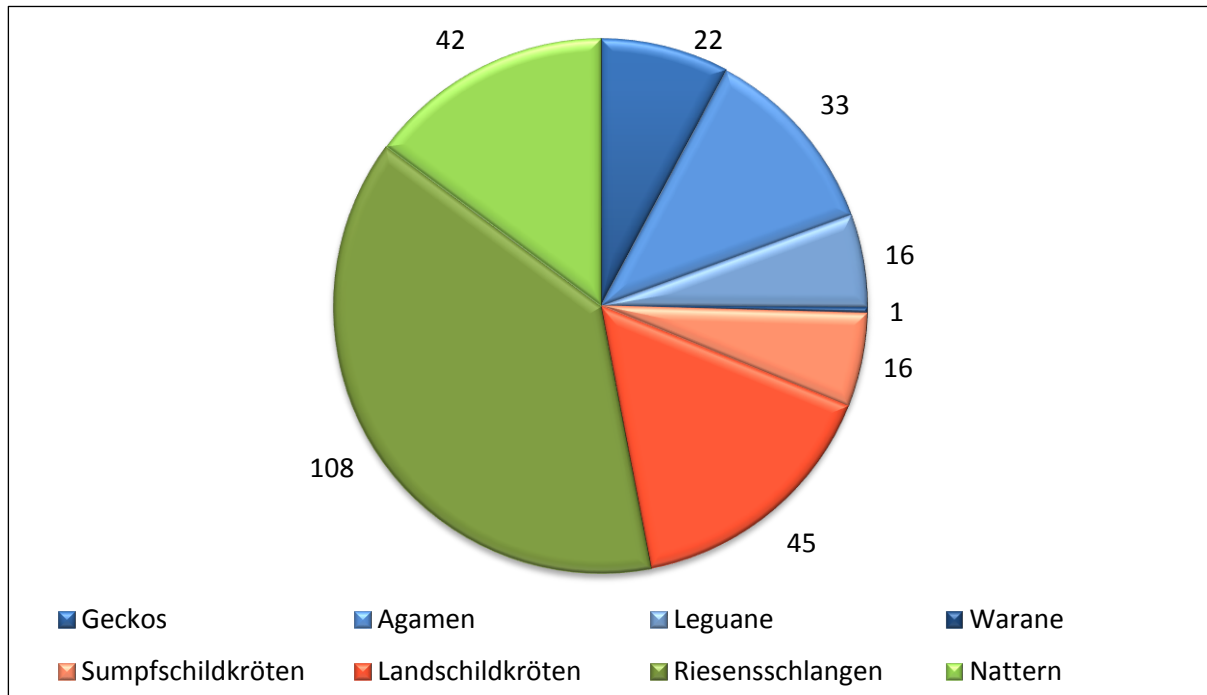


Abbildung 4: Familienzugehörigkeit der untersuchten Reptilien

3.2 Nährmedien und biochemische Testsysteme

3.2.1 Nährmedien (Labor Ludwigsburg, Kloakentupfer)

Feste Nährböden

Es wurden die folgenden 4 verschiedenen Nährböden für die Anzucht und Differenzierung der Keime aus Kloakentupfern verwendet:

- TS - Agar (Trypticase-Soy-Agar) mit 5% Schafblut, Fa. Becton, Dickinson and Company (BD), Heidelberg (Art.-Nr. 254087)
- Mac Conkey - Agar, Fa. bioMérieux, Nürtingen (Art.-Nr. 43149)
- Mueller Hinton II - Agar, Fa. BD, Heidelberg (Art.-Nr. 254081)
- Salmonellen - Ident - Agar, Fa. Heipha, Eppelheim (Art.-Nr. 149e)

Selektivanreicherungsmedium für Salmonellen

Als Selektivanreicherungsmedium für Salmonellen wurde die folgende Lösung verwendet:

- Selenit-Lactose-Lösung-Basis, Fa. Oxoid, Wesel, (Art.-Nr. TV50051), Zubereitung nach Angaben des Herstellers.

3.2.2 Nährmedien (Labor Gießen, Rachtupfer)

Feste Nährböden

Es wurden die folgenden 4 verschiedenen Nährböden für die Anzucht und Differenzierung der Keime aus Rachtupfern verwendet:

- Schafblut-Agar (Blutagarbasis, mit 5% defibriniertem Schafblut), Fa. Merck, Darmstadt
- Drei-Farbenagar nach Gassner, Fa. Oxoid, Wesel
- Cefalexin-Agar (Schafblutagar mit 20mg/Liter Cefalexin, zur halbselektiven Anzucht von *Bordetella* spp.)
- Pasteurellen-Agar (Schafblutagar mit 3,5mg/Liter Bacitracin und 2,5mg/Liter Neomycin, zur halbselektiven Anzucht von *Pasteurella* spp.)

Anreicherungsmedium

Als Anreicherungsmedium wurde die folgende Lösung verwendet:

- Standard I – Nährbouillon, Fa. Merck, Darmstadt, mit 10% sterilem Rinderserum

3.2.3 Lagerung der Nährmedien

Die gebrauchsfertigen Nährmedien wurden nach Herstellung bzw. nach Lieferung durch den Hersteller im Kühlschrank bei 8°C aufbewahrt und innerhalb einer Woche verbraucht.

3.3 Anzuchtung der Keime

3.3.1 Fäkalflora

Jeder Kloakentupfer wurde auf einem mit der jeweiligen Labornummer beschrifteten Plattensatz, bestehend aus einer TS - und einer Mac Conkey II – Agarplatte, angelegt. Hierzu wurde der Tupfer auf die Nährmedien aufgetupft und mit einem fraktionierten Verdünnungsausstrich mittels Einmalöse ausgestrichen. Auf den Anfang des Impfstriches auf der TS - Blutagarplatte wurde ein Nalidixinsäure – Testplättchen aufgelegt. Die Platten wurden für insgesamt 48h bei 37°C bebrütet. Nach 24h und 48h erfolgten die Auswertung der Agarplatten mit Erfassung der Menge der gewachsenen Bakterienkolonien und die Überimpfung von Einzelkolonien zur Erstellung von Reinkulturen.

3.3.1.1 Selektivanreicherung von Salmonellen

Für die Anreicherung von Salmonellen bei weitgehender Unterdrückung von Begleitkeimen wurden die Tupferproben anschließend in ein Röhrchen mit 10 ml Selenit-Lactose-Bouillon (Art.-Nr. TV50051, Fa. Oxoid, Wesel) ausgeschüttelt und verblieben in der Lösung. Die mit der jeweiligen Labornummer des Kloakentupfers beschrifteten Röhrchen wurden, um eine weitere Hemmung der Begleitflora zu erreichen, bei 42°C über 24h inkubiert.

3.3.1.2 Anzucht von Salmonellen auf festem Nährmedium

Nach 24-stündiger Inkubation der Selenit-Lactose-Bouillon (Art.-Nr. TV50051, Fa. Oxoid, Wesel) wurde mittels Einmalplastikösen etwas Material aus den Röhrchen entnommen, auf jeweils eine beschriftete Salmonellen-Ident-Agarplatte (Fa. Heipha, Eppelheim, Art.-Nr. 149e) verimpft und über für 24h bei 37°C bebrütet. Salmonellenverdächtige, auf dem Chromagar türkis gefärbte Kolonien wurden zur Gewinnung einer Reinkultur zur weiteren biochemischen Identifizierung auf einen weiteren Salmonellen-Ident-Agar überimpft.

3.3.2 Rachenflora

Die Rachentupfer wurden in entsprechender Weise jeweils auf Schafblut-, Cefalexin- und Pasteurellen-Agar sowie auf eine Gassner-Agarplatte (Fa. Oxoid, Wesel) ausgestrichen, deren Bebrütung sich ebenfalls über 24h und 48h bei 37°C erstreckte. Zu diesen beiden Zeitpunkten erfolgten die Auswertung der verschiedenen Agarplatten und die Anfertigung von Subkulturen, je nach dem Ausmaß des Wachstums und der Kolonieförmigkeiten. Zudem wurden die Tupfer jeweils in die Serumhaltige Anreicherungsbouillon (Standard I – Nährbouillon, Fa. Merck, Darmstadt, mit 10% sterilem Rinderserum) verbracht und 24h bei 37°C bebrütet. Im Anschluss erfolgte aus der Bouillon die erneute Beimpfung eines Schafblut- und eines Gassner-Agars (Fa. Oxoid, Wesel), die wiederum nach 24h Bebrütung bei 37°C beurteilt wurden.

3.4 Differenzierung der Keime

3.4.1 Gramfärbung

Zur Unterscheidung von grampositiven und gramnegativen Keimen wurde in Zweifelsfällen vor den biochemischen Tests die Gramfärbung nach

Standardarbeitsanweisung „Färbung von Mikroorganismen nach Gram“ (SAA MB2A460, VetMedLabor GmbH, Ludwigsburg) durchgeführt.

3.4.2 Biochemische Testsysteme

3.4.2.1 Nachweis einer Cytochromoxidase

Das Vorhandensein einer Cytochromoxidase wurde mit Hilfe von Bactident Oxidase-Teststäbchen (Art.-Nr. 1.13300, Fa. Merck, Darmstadt) geprüft. Dabei wurde mit einem sterilen Holzstäbchen Kulturmaterial einer fraglichen Bakterienkolonie aufgenommen und auf dem Indikatorfeld des Teststäbchens verrieben. Alternativ wurde eine 1%ige Tetramethyl-p-diaminodihydrochlorid-Lösung (Fa. Fluka Chemie AG, Basel) auf etwas Filterpapier aufgetropft und Kulturmaterial im Bereich der Lösung mit einer Platinöse verrieben. Bei vorhandener Cytochromoxidase verfärbte sich das Testfeld blau.

3.4.2.2 Bunte Reihen

Zur weiteren biochemischen Differenzierung von *Enterobacteriaceae* wurde einerseits das BBL Enterotube II - System der Fa. BD (Becton, Dickinson and Company, Heidelberg, Art.-Nr. 273176) sowie das API 20E - System der Fa. bioMérieux, Nürtingen (Art.-Nr. 20100) verwendet. Die Tests wurden nach Herstellerangaben angelegt und 24 h bei 37°C bebrütet. Nach Zugabe von vorgeschriebenen Zusatzreagenzien erfolgte das Ablesen der Tests entsprechend den Auswertungsschlüsseln der Hersteller. Andererseits (Labor Gießen) wurden laut Oxydations-/Fermentationstest (Glucose) nach HUGH & LEIFSON (1953) und negativer Cytochromoxydaseprobe als Enterobacteriaceae erkannte Kulturen in einer konventionellen „Bunten Reihe“ differenziert. Sie umfasste folgende Reaktionen/Nachweise: Phenylalanin- desaminase, Malonatspaltung, H₂S-Bildung im Kligler-Nährboden, Indolbildung aus Tryptophan, Urease, Ammoniumcitratverwertung, Beweglichkeit im Hochschichtagar, Spaltung von Glucose, Lactose, Mannit, Inosit, Saccharose, Ornithindecaboxylase, Lysindecaboxylase, Gelatinespaltung, Nitratabbau, Methylrotprobe. In diesem Ansatz unklare Ergebnisse hatten zusätzlich eine Prüfung des jeweiligen Isolates mittels API 32E-System der Fa. bioMérieux, Nürtingen, (Art.-Nr. 32400) zur Folge.

Um gramnegative, Oxidase-positive Keime biochemisch differenzieren zu können, wurde das API 20NE – System der Fa. bioMérieux (Art.-Nr. 20050) verwendet. Nach Herstellerangaben angelegt wurde der Test bei 30°C für mindestens 24h bebrütet.

Nach Zugabe der erforderlichen Reagenzien erfolgte die Auswertung des Tests nach dem Auswertungsschlüssel des Herstellers. Teilweise wurden in unklaren Fällen bei Auswertung der Tests nach 24h, wie vom Hersteller vorgeschrieben, die API 20NE – Tests weitere 24h bebrütet und dann erneut ausgewertet.

3.4.2.3 Serologische Ausdifferenzierung der Salmonellen

Die serologische Differenzierung der Salmonellen erfolgte im Nationalen Referenzzentrum für Salmonellen und andere bakterielle Enteritiserreger am Robert-Koch-Institut (RKI), Bereich Wernigerode.

3.4.2.4 Konservierung der isolierten Bakterienstämme

Die auf festen Nährböden isolierten Bakterienstämme wurden mittels des CRYOBANKTM- Systems (Mast Diagnostica, Rheinfeld) konserviert. Für jedes Isolat wurde jeweils ein steriles Kryoröhrchen (Art.-Nr. 291703, Mast Diagnostica, Rheinfeld) verwendet. Das Röhrchen wurde mit der enthaltenen Bakterienart sowie Labor- und Platznummer beschriftet. Jedes Kryogefäß enthielt 25 chemisch behandelte Plastikträger mit poröser Oberfläche in einem hypertonen Medium. Mittels Einmal-Wattetupfern (Art.-Nr. 421084, Fa. Greiner bio-one, Essen) wurden unter sterilen Bedingungen zwei bis drei Bakterienkolonien eines Isolates von einer Nährbodenplatte entnommen und in das Medium eines Kryoröhrchens eingerieben. Danach wurden die inokulierten Röhrchen mit dem zugehörigen Deckel fest verschlossen und vorsichtig geschüttelt, um eine weitgehend vollständige Bakterienadhäsion an die poröse Oberfläche der Plastikträger zu erreichen. Anschließend erfolgte das vollständige Abpipettieren des hypertonen Mediums unter Verwendung steriler Pipettenspitzen (Art.-Nr. 0030073.304, Fa. Eppendorf AG, Hamburg) aus den Kryogefäßen. Die so vorbereiteten Röhrchen wurden in mit Platznummern versehene Aufbewahrungsboxen verbracht, die in einem Ultratiefkühlgerät (Fa. Heraeus/Kendro, Hanau) bei – 80°C gelagert wurden.

3.5 Statistische Auswertung

Die statistische Auswertung der Daten erfolgte mit dem Statistiksoftwarepaket BMPD, Release 8.1, (DIXON, 1993) in der Arbeitsgruppe für Biomathematik und Datenverarbeitung des Fachbereichs Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität Gießen. Zur Gegenüberstellung der Nachweishäufigkeit der isolierten Bakteriengattungen innerhalb der einzelnen untersuchten Kategorien (Reptilienordnung, Herkunft, Haltung) wurden mit dem Programm BMPD4F Häufigkeitstabellen gebildet und mit dem Chi-Quadrat-Test bzw. dem exakten Fisher-Test auf signifikante Zusammenhänge geprüft. Die Reptilien ohne Herkunftsangabe wurden hierbei nicht berücksichtigt. Für die statistische Auswertung der Unterschiede in der Nachweishäufigkeit einer Bakteriengattung in den 2 Lokalisationen Rachen und Kloake wurde der McNemar-Test auf Symmetrie durchgeführt. Da bei 9 Schildkröten keine Rachentupfer gewonnen werden konnten, wurden diese Tiere bei der Berechnung des Symmetrietests weggelassen. Die bisher beschriebenen Tests zeigen den rohen Zusammenhang der ausgewerteten Daten auf. Für die Darstellung der bereinigten Datenzusammenhänge (Nachweishäufigkeit der Bakteriengattungen in gleichzeitiger Abhängigkeit von Reptilienordnung, Haltung und Herkunft) wurde mit dem Programm BMDPLR die multiple logistische Regressionsanalyse angewandt. Die Testergebnisse beziehen sich nur auf die Echsen- und die Schlangengruppe, da im Probenmaterial das Merkmal „Schildkröten bei Händlern“ nicht vorkam und somit die Schildkrötengruppe nicht ausgewertet werden konnte (Kap. 4.2.6). Das Signifikanzniveau für die statistische Bewertung wurde mit $\alpha=0,05$ zugrunde gelegt. Die Testergebnisse wurden mit $p\leq 0,05$ als signifikant, mit $p\leq 0,01$ als sehr signifikant und mit $p\leq 0,001$ als hoch signifikant bezeichnet.

4 Ergebnisse

Vor Darstellung der einzelnen Untersuchungsergebnisse zu den - in den verschiedenen Reptilienproben nachgewiesenen - ausgesuchten Bakteriengattungen und -spezies wird eingangs die in Rachen- und Kloakentupfern von 33 Schlangen erfasste Gesamtflorea aufgelistet. Dies soll einen Eindruck über die Vielfalt der bakteriellen Schleimhautflora bei diesen Reptilien vermitteln. In dieser Gruppe handelte es sich um 27 Königspythons (*Python regius*), 5 Diademnattern (*Spalerosophis diadema*) sowie um eine Abgottschlange (*Boa constrictor ssp.*). Die Diademnattern und die Abgottschlange gehörten zu Privathaltungen, während alle Pythons als Importtiere ca. 1 Woche vor Probenentnahme nach Deutschland eingeführt worden waren.

4.1 Rachen- und Kloakengesamtflorea bei 33 Schlangen

Bei den hier untersuchten Tieren wurden insgesamt 210 gramnegative und grampositive Bakterienisolate gewonnen. Sie sind, überwiegend bis Gattungs-, zum Teil bis Speziesebene differenziert, in Tabelle 6 nach Entnahmeort und Bakterienfamilienzugehörigkeit aufgeführt. Danach standen 93 Bakterienstämmen aus den Rachentupfern 117 aus den Kloakenproben (44,3% gegen 55,7%) gegenüber. Grampositive und gramnegative Isolate waren aus den Rachentupfern mit 34 bzw. 59 (36,6% bzw. 63,4%), aus den Kloakentupfern mit 17 bzw. 100 (14,5% bzw. 85,5%) vertreten. Bezogen auf die Familienzugehörigkeit der isolierten Keime dominierten in den Rachentupfern Enterobacteriaceae, Pseudomonadaceae und Staphylococcaceae mit 23,7%, 23,7% und 18,3%, während in der Kloake die Enterobacteriaceae (49,6%) herausragten, gefolgt von den Pseudomonadaceae mit 17,9% (Abbildung 5). Die prozentualen Anteile der übrigen erfassten Familien bewegten sich bei beiden Probenmaterialien im unteren bis mittleren einstelligen Prozentbereich.

Tabelle 6: Anzahl der isolierten Keime aus Rachen- und Kloakentupfern (aus 33 Schlangen)

Bakterienfamilie	Bakterienspezies	Rachentupfer		Kloakentupfer	
		Anzahl absolut	Anzahl relativ in % ¹⁾	Anzahl absolut	Anzahl relativ in % ¹⁾
Aeromonadaceae	<i>Aeromonas hydrophila</i>	-	-	1	0,85
	<i>Aeromonas</i> spp.	-	-	1	0,85
Alcaligenaceae	<i>Alcaligenes</i> spp.	1	1,1	2	1,7
	<i>Bordetella bronchiseptica</i>	2	2,2	-	-
Bacillaceae	aerobe Bazillen	1	1,1	-	-
Clostridiaceae	<i>Clostridium perfringens</i>	6	6,5	4	3,4
	<i>Clostridium</i> spp.	-	-	1	0,85
Corynebacteriaceae	<i>Corynebacterium</i> spp.	7	7,5	9	7,7
Enterobacteriaceae	<i>Citrobacter</i> spp.	2	2,2	5	4,3
	Coliforme Keime	3	3,2	1	0,85
	<i>Escherichia coli</i>	5	5,4	8	6,8
	<i>Enterobacter</i> spp.	-	-	5	4,3
	<i>Klebsiella</i> spp.	1	1,1	5	4,3
	<i>Morganella morganii</i>	-	-	2	1,7
	<i>Proteus</i> spp.	1	1,1	3	2,6
	<i>Providencia rettgeri</i>	1	1,1	1	0,85
Flavobacteriaceae	<i>Chryseobacterium</i> spp.	1	1,1	1	0,85
	<i>Flavobacterium</i> spp.	1	1,1	5	4,3
Moraxellaceae	<i>Acinetobacter</i> spp.	1	1,1	6	5,1
	<i>Branhamella</i> spp.	-	-	1	0,85
Neisseriaceae	<i>Neisseria</i> spp.	1	1,1	-	-
Nocardiaceae	<i>Rhodococcus</i> spp.	1	1,1	-	-
Pasteurellaceae	<i>Pasteurella</i> spp.	1	1,1	-	-
Pseudomonaceae	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	4	4,3	13	11,1
	<i>Pseudomonas</i> spp.	18	19,4	8	6,8
Staphylococcaceae	Koagulasenegative Staphylokokken	17	18,3	3	2,6
Streptococcaceae	<i>Streptococcus</i> spp.	2	2,2	-	-
Xanthomonadaceae	<i>Stenotrophomonas maltophilia</i>	7	7,5	4	3,4
Gesamtanzahl		93	44,3	117	55,7

¹⁾ Prozentzahlen gerundet

Innerhalb der Enterobacteriaceae überwogen in Rachen wie Kloake die Nachweise der *Salmonella* spp. (9 von 22 bzw. 28 von 58). Dies entspricht prozentualen Anteilen von 40,9% und 48,2% an den jeweiligen Gesamtzahlen der Enterobacteriaceae. Als weitere Enterobakterien waren in den Rachentupfern *Escherichia coli* und in den Kloakentupfern *Escherichia coli*, *Citrobacter* spp., *Enterobacter* spp. sowie *Klebsiella*

spp. vermehrt zu finden. Unter den isolierten Pseudomonaden wurde *Pseudomonas aeruginosa* in den Kloakentupfern 13-mal, im Rachen 4-mal nachgewiesen. Der Anteil an Koagulase-negativen Staphylokokken lag bei 17 in den Rachen- und bei 3 in den Kloakentupfern.

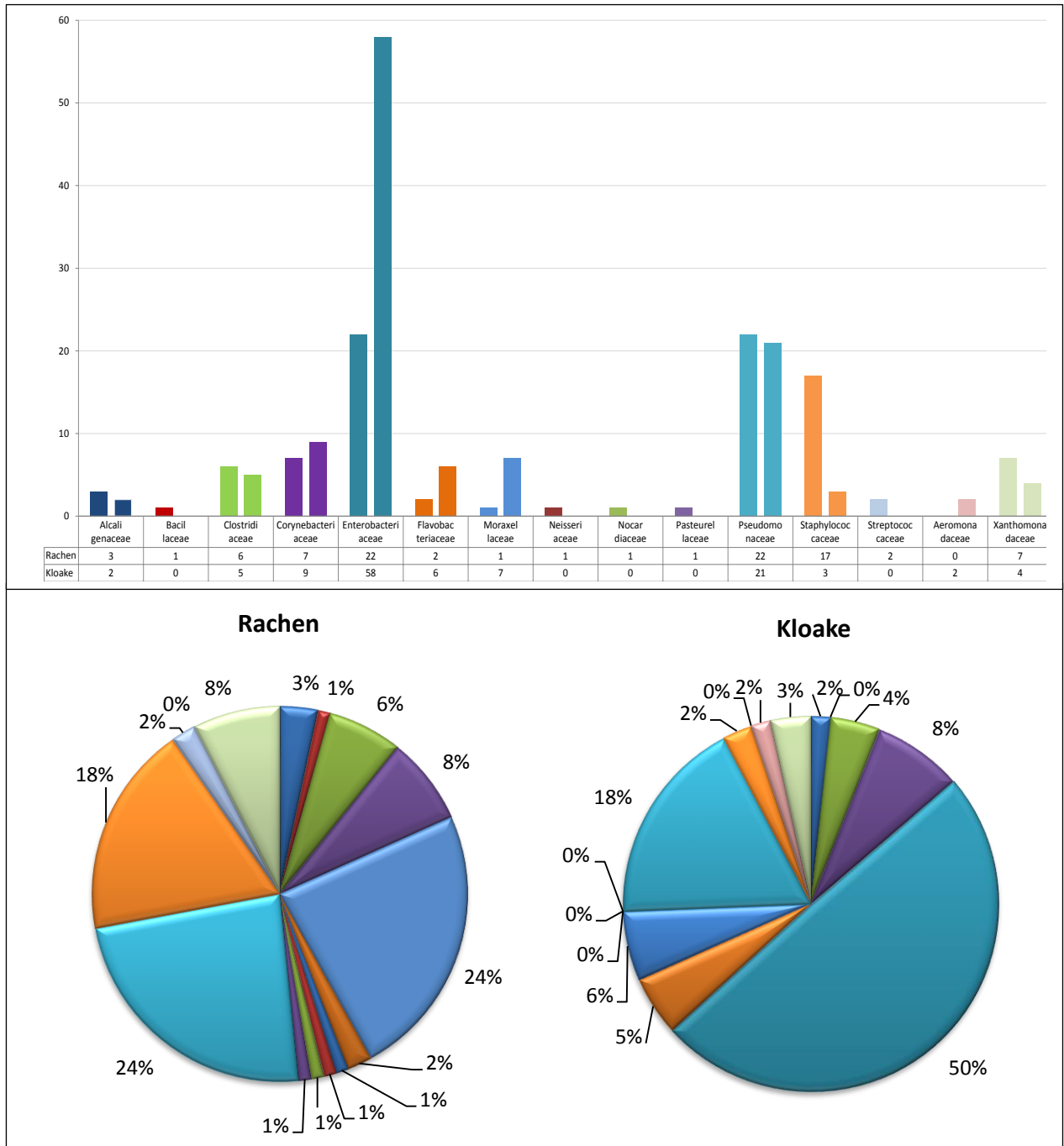


Abbildung 5: Vergleichende Betrachtung der isolierten Bakterienfamilien (absolut und relativ)

Eine größere Darstellung des oberen Diagrammes ist in Anhang 1 zu finden.

4.2 Nachweisraten ausgesuchter Bakterienspezies und -gattungen bei Echsen, Schildkröten und Schlangen

Die bei den 72 Echsen, 61 bzw. 52 (Rachentupfer) Schildkröten und 150 Schlangen durchgeführten Untersuchungen konzentrieren sich auf eine vergleichende Auswertung der Salmonellen-, Pseudomonaden-, Klebsiellen-, Proteus- und Aeromonadennachweise, auch in Bezug auf die jeweilige Haltungsform der untersuchten Tiere. Dabei sind bei den Schlangen die eingangs in der Gruppe der 33 Tiere bereits dargestellten Befunde entsprechend den Keimgruppen stets mit enthalten.

4.2.1 Nachweis von *Salmonella* spp.

4.2.1.1 Kloakentupfer

Bei den 283 untersuchten Reptilien konnten im Rahmen der einmaligen Probenentnahme aus 144 Kloakentupfern Salmonellenserovare nachgewiesen werden. Dies entspricht einer Prävalenz von 0,5. Innerhalb der untersuchten Schlangen wurden bei 4 Tieren (je 2 der Spezies *Python regius* und *Spalerosophis diadema*) 2 verschiedene Salmonellenserovare aus dem Kloakentupfer nachgewiesen. Somit ergibt sich eine Gesamtanzahl isolierter *Salmonella* spp. von 148. Diese 148 Isolate verteilen sich auf die einzelnen Reptilienspezies und –gattungen wie in Tabelle 7 dargestellt. Daraus lassen sich prozentual Nachweisraten von 55,6% für die 72 Echsen, 18,0% für die 61 Schildkröten und 62,0% für die 150 Schlangen ableiten. Die Unterschiede kloakaler Nachweishäufigkeiten von Salmonellen zwischen den Reptiliengruppen erweisen sich mit $p < 0,0001$ statistisch als hoch signifikant. In Abbildung 6 sind die absoluten Gesamtzahlen für die 3 Reptiliengruppen noch einmal in Form einer Säulengrafik dargestellt.

Tabelle 7: Verteilung der *Salmonella* spp.-Nachweise in den Kloakentupfern

Ordnung	Tierart	n1	n2
Echsen	<i>Eublepharis macularius</i>	2	12
	<i>Iguana iguana</i>	6	16
	<i>Phelsuma madagascariensis grandis</i>	3	10
	<i>Pogona</i> spp.	27	31
	<i>Uromastyx acanthinurus</i>	1	2
	<i>Varanus salvator</i>	1	1
	gesamt	40	72
Schildkröten	<i>Emys orbicularis</i>	-	1
	<i>Geochelone pardalis</i>	-	3
	<i>Graptemys pseudogeographica kohnii</i>	1	1
	<i>Pseudemys concinna hieroglyphica</i>	-	1
	<i>Testudo</i> spp.	9	42
	<i>Trachemys scripta</i> ssp.	-	12
	Tropische Sumpfschildkröte ¹⁾	1	1
gesamt	11	61	
Schlangen	<i>Boa constrictor</i> ssp.	14	20
	<i>Candoia carinata</i>	1	2
	<i>Elaphe</i> spp.	16	24
	<i>Lampropeltis</i> spp.	4	13
	<i>Python regius</i>	55*	86
	<i>Spalerosophis diadema</i>	7*	5
	gesamt	97**	150
Gesamtanzahl		148	283

1) Artbezeichnung nicht bekannt

n1: Anzahl der isolierten Salmonellenstämme

n2: Anzahl der insgesamt untersuchten Tiere der jeweiligen Spezies

*/** Je 2 Tiere mit 2 verschiedenen *Salmonella*-Serovaren = 97 *Salmonella* spp. von insgesamt 93 Schlangen

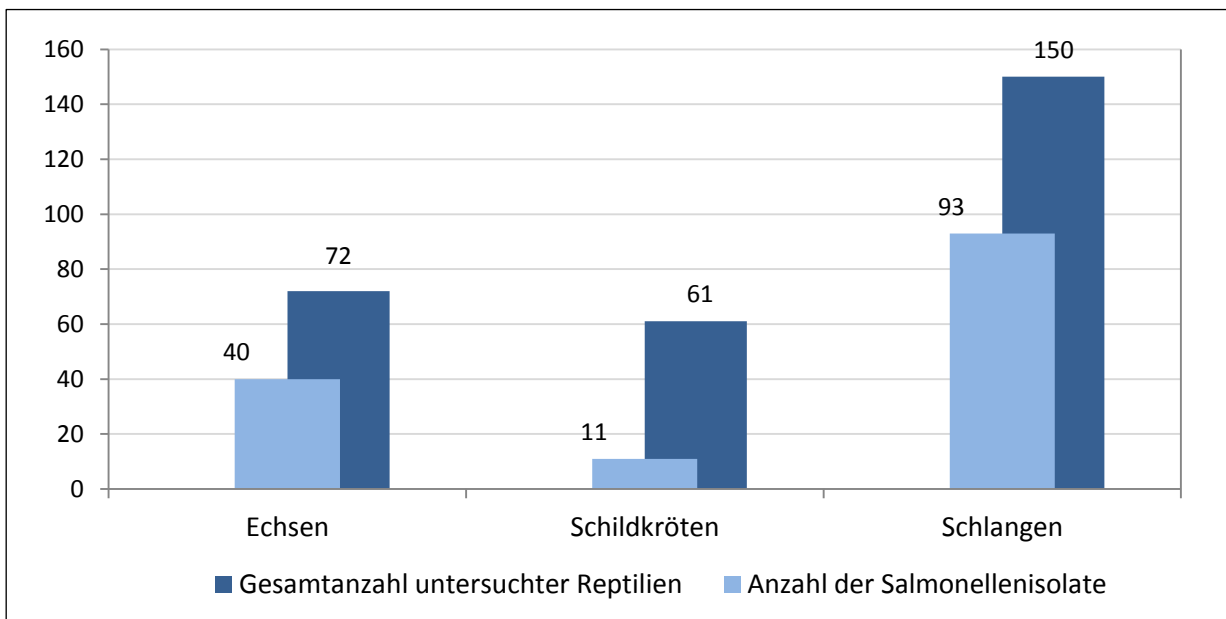


Abbildung 6: Salmonellenbefunde aus der Kloake im Vergleich zur Gesamtanzahl untersuchter Reptilien (Chi-Quadrat-Test: statistisch hoch signifikant, $p < 0,0001$)

Innerhalb der verschiedenen Echsenarten und -gattungen waren die Salmonellenfunde, soweit die Anzahl der untersuchten Individuen hier eine Aussage zuließ, wechselnd: 27 von 31 *Pogona* sp. waren *Salmonella*-positiv (87,1%), dagegen 6 von 16 *Iguana iguana* (37,5%), 3 von 10 *Phelsuma madagascariensis grandis* (30,0%) und 2 von 12 *Eublepharis macularius* (16,7%). Unter den Schildkröten waren von 42 *Testudo* spp. 9 *Salmonella*-positiv (21,4%) während die 12 Proben von *Trachemys scripta* ssp. alle *Salmonella*-negativ waren. Einige weitere Proben von verschiedenen Sumpfschildkröten waren nur ganz vereinzelt Salmonellen-haltig (2 von 7). Unter den Schlangenproben erwiesen sich die mehrerer Spezies bzw. Gattungen als höhergradig Salmonellen-haltig: 5 von 5 *Spalerosophis diadema* (100%), 14 von 20 *Boa constrictor* ssp. (70%), 16 von 24 *Elaphe* spp. (66,7%), 53 von 86 *Python regius* (61,6%) und 4 von 13 *Lampropeltis* spp. (30,8%).

4.2.1.2 Rachentupfer

Aus den insgesamt 274 Rachentupfern wurden 14-mal Salmonellen isoliert. Damit liegt die Prävalenz in diesem Probenmaterial bei 0,05. Von den 14 Isolaten stammten 13 von Schlangen und eines von einer Echse. Die Untersuchung der 52 Rachentupfer von Schildkröten verlief in allen Fällen negativ (Abbildung 7). Die Verteilung der Salmonellenisolate auf die untersuchten Reptilienarten und -gattungen ist Tabelle 8 zu entnehmen. Die Nachweisrate liegt für die 72 Echsen nur bei 1,4%, für die 150 Schlangen ist sie mit 8,7% sehr signifikant höher ($p=0,0092$).

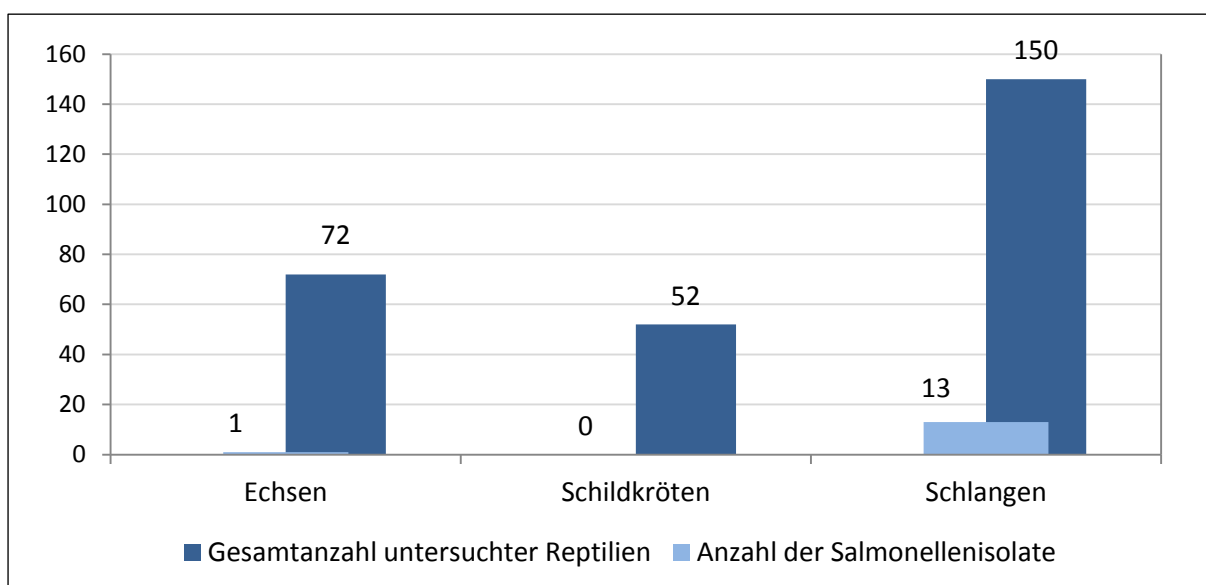


Abbildung 7: Salmonellenbefunde aus dem Rachen im Vergleich zur Gesamtanzahl untersuchter Reptilien (exakter Fisher-Test: statistisch sehr signifikant, $p=0,0092$)

Tabelle 8: Verteilung der *Salmonella* spp.-Nachweise in den Rachentupfern

Ordnung	Tierart	n1	n2
Echsen	<i>Eublepharis macularius</i>	-	12
	<i>Iguana iguana</i>	-	16
	<i>Phelsuma madagascariensis grandis</i>	-	10
	<i>Pogona</i> spp.	1	31
	<i>Uromastix acanthinurus</i>	-	2
	<i>Varanus salvator</i>	-	1
	gesamt	1	72
Schildkröten	gesamt	0	52
Schlangen	<i>Boa constrictor</i> ssp.	1	20
	<i>Candoia carinata</i>	1	2
	<i>Elaphe</i> spp.	1	24
	<i>Lampropeltis</i> spp.	1	13
	<i>Python regius</i>	7	86
	<i>Spalerosophis diadema</i>	2	5
	gesamt	13	150
Gesamtanzahl		14	274

n1: Anzahl der isolierten Salmonellenstämme

n2: Anzahl der insgesamt untersuchten Tiere der jeweiligen Spezies

4.2.1.3 Vergleich der Salmonellenbefunde in Rachen und Kloake

Von den 274 in beiden Lokalisationen beprobten Reptilien waren 127 nur kloakal positiv und bei 13 Tieren konnten sowohl im Rachen als auch in der Kloake Salmonellen isoliert werden (Tabelle 9). Ein Tier (*Candoia carinata*) wurde nur im Rachen positiv getestet, während der zugehörige Kloakentupfer negativ war. Die deutlich erhöhte Anzahl rein kloakal positiver Reptilien gegenüber einem Tier, welches nur im Rachen *Salmonella*-positiv war, ist statistisch hoch signifikant ($p < 0,0001$).

Tabelle 9: Vergleich der Salmonellenbefunde aus Rachen und Kloake

Rachen	Kloake		gesamt
	negativ	positiv	
negativ	133	127	260
positiv	1	13	14
gesamt	134	140	274¹⁾

¹⁾ Die 9 Schildkröten ohne Rachentupfer wurden in dieser Tabelle nicht berücksichtigt. (McNemar-Test auf Symmetrie: statistisch hoch signifikant, $p < 0,0001$)

Eine differenzierte Aufstellung nach Tierart, Herkunft und Haltung der 13 Reptilien mit Salmonellenbefunden in beiden Lokalisationen findet sich in Tabelle 10. In 10 Fällen handelte es sich dabei um Tiere von Händlern.

Tabelle 10: Reptilien mit *Salmonella*-positivem Rachen- und Kloakentupfer

Ordnung	Tierart	Herkunft	Haltungsform	n
Echsen	<i>Pogona</i> spp.	Nachzucht	Händler	1
Schlangen	<i>Boa constrictor</i> ssp.	Findling	Händler	1
	<i>Elaphe</i> spp.	Keine Angabe	Zoo	1
	<i>Lampropeltis</i> spp.	Nachzucht	Händler	1
	<i>Python regius</i>	Import 2006	Händler	7
	<i>Spalerosophis diadema</i>	Nachzucht	Privathalter	2
Gesamtanzahl				13

n: Anzahl der Reptilien

4.2.1.4 Haltung und Herkunft der Reptilien mit *Salmonellennachweis* in der Kloake

Die Reptilien, bei welchen *Salmonellen* aus den Kloakentupfern nachgewiesen werden konnten, werden nachfolgend auf der Basis ihrer Haltung getrennt tabellarisch aufgeführt und hinsichtlich ihrer Häufigkeit vergleichend dargestellt (Tabelle 11). Aus der Tabelle geht als Gesamtergebnis hervor, dass bei den von Händlern stammenden 104 Reptilien (17 Echsen und 87 Schlangen) 70 (67,3%) *Salmonella*-positiv waren. Schildkrötenproben von Händlern waren in dem Untersuchungsmaterial nicht enthalten. Die entsprechenden Zahlen für 57 privat gehaltene Reptilien (18 Echsen, 16 Schildkröten und 23 Schlangen) bzw. 122 Reptilien aus zoologischen Gärten (37 Echsen, 45 Schildkröten und 40 Schlangen) lagen bei 29 (50,9%) bzw. 45 (36,9%) *Salmonella*-positiven Tieren. Die geringere Nachweisrate bei Zootieren gegenüber Reptilien von Händlern und Privathaltern erweist sich auch statistisch als hoch signifikant ($p < 0,0001$).

Tabelle 11: Haltung der Reptilien mit Salmonellennachweis im Kloakentupfer

Ordnung	Tierart/-gattung	Händler		Privat		Zoo	
		n1	n2	n1	n2	n1	n2
Echsen	<i>Eublepharis macularius</i>	1	3	-	2	1	7
	<i>Iguana iguana</i>	5	8	-	2	1	6
	<i>Phelsuma madagasc. grandis</i>	-	-	-	3	3	7
	<i>Pogona</i> spp.	6	6	10	10	11	15
	<i>Uromastix acanthinurus</i>	-	-	-	-	1	2
	<i>Varanus salvator</i>	-	-	1	1	-	-
	gesamt	12	17	11	18	17	37
Schildkröten	<i>Emys orbicularis</i>	-	-	-	-	-	1
	<i>Geochelone pardalis</i>	-	-	-	-	-	3
	<i>Graptemys pseudogeographica kohnii</i>	-	-	-	-	1	1
	<i>Pseudemys concinna hieroglyphica</i>	-	-	-	-	-	1
	<i>Testudo</i> spp.	-	-	2	15	7	27
	<i>Trachemys scripta</i> ssp.	-	-	-	1	-	11
	Tropische Sumpfschildkröte ¹⁾	-	-	-	-	1	1
gesamt	-	-	2	16	9	45	
Schlangen	<i>Boa constrictor</i> ssp.	7	9	1	1	6	10
	<i>Candoia carinata</i>	1	2	-	-	-	-
	<i>Elaphe</i> spp.	3	5	7	9	6	10
	<i>Lampropeltis</i> spp.	2	6	-	-	2	7
	<i>Python regius</i>	45	65	3	8	5	13
	<i>Spalerosophis diadema</i>	-	-	5	5	-	-
	gesamt	58	87	16	23	19	40
Gesamtanzahl	70	104	29	57	45	122	
Prozentualer Anteil positiver Tiere	67,3%		50,9%		36,9%		

n1: Anzahl der *Salmonella*-positiven Reptilien

n2: Anzahl der untersuchten Reptilienspezies

¹⁾ Artbezeichnung nicht bekannt

(Chi-Quadrat-Test: statistisch hoch signifikant, $p < 0,0001$)

Die für die einzelnen Reptiliengruppen erhobenen Daten lassen bei Echsen und Schlangen die jeweils höchsten Nachweisraten für Salmonellen bei Händlern (12 von 17, 70 von 104) bzw. Privathaltungen (11 von 18, 16 von 23) erkennen. Bei Schildkröten, für die Proben von Händlertieren fehlen, überwiegen Salmonellenfunde bei Tieren aus zoologischen Einrichtungen (9 von 45). Die prozentualen Daten sind in Abbildung 8 noch einmal graphisch dargestellt.

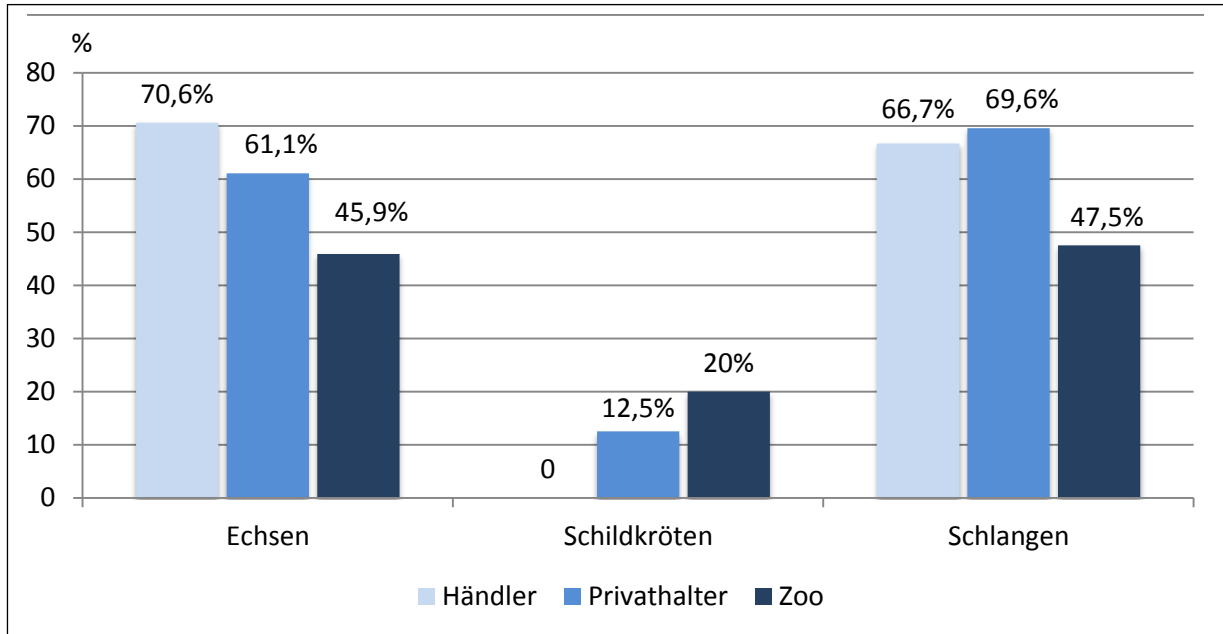


Abbildung 8: Nach Haltungsform geordnete kloakale Salmonellennachweise

Die Differenzierung nach der Herkunft der kloakal *Salmonella*-positiven Reptilien zeigt eine Häufung von 67% positiver Tiere bei den Importtieren, danach folgen mit 49,6% die Nachzuchttiere, während bei den Findlingen und den Tieren ohne Herkunftsangabe mit 27,3% und 29,2% fast gleich hohe Nachweisraten auftraten (Tabelle 12). Die hohe Anzahl positiver Reptilien in der Import- und Nachzuchtgruppe gegenüber den geringeren Salmonellennachweisen in der Findlingsgruppe erweist sich statistisch als sehr signifikant (Chi-Quadrat-Test: $p=0,0058$).

Tabelle 12: Herkunft der Reptilien mit *Salmonella*-positiven Kloakentupfern

Ordnung	Import		Nachzucht		Findling		?	
	n	%	n	%	n	%	n	%
Echsen	5/10	50,0	32/52	61,5	1/5	20,0	2/5	40,0
Schildkröten	4/4	100,0	4/27	14,8	-/-	-	3/30	10,0
Schlangen	52/77	67,5	30/54	55,6	2/6	33,3	9/13	69,2
gesamt	61/91	67,0	66/133	49,6	3/11	27,3	14/48	29,2

n: Anzahl der *Salmonella*-positiven Reptilienspezies gegenüber der Gesamtzahl untersuchter Tiere

?: keine Angabe zur Herkunft

Innerhalb der Importtiere waren alle Schildkröten (4 von 4 Tieren, *Testudo* sp.) *Salmonella*-positiv, bei den Schlangen waren es 67,5% (v.a. *Python regius*, 44 von 69 importierten Tieren) und bei den Echsen 50% der importierten Tiere (alles *Iguana iguana*, 5 der 9 importierten Grünen Leguane). In der Nachzuchtgruppe konnten bei den Echsen mit 61,5% am häufigsten Salmonellen nachgewiesen werden (v.a. *Pogona* sp., 26 von 29 Tieren), danach folgten die Schlangen mit 55,6% (hier v.a. *Boa constrictor* ssp., 9 von 12 Tieren und *Elaphe* sp., 11 von 17 Tieren), während bei den Schildkröten nur 4 der 27 Nachzuchttiere (14,8%) positiv beprobt wurden. Bei den Tieren ohne Herkunftsangabe zeigte sich wieder in der Schlangengruppe mit 69,2% eine Häufung positiver Tiere (9 von 13 Tieren).

4.2.1.5 Serotypisierte *Salmonella* spp.-Isolate

Insgesamt 140 der 162 isolierten *Salmonella*-Stämme (86,4%) wurden im NRL-SALM am BfR Berlin serotypisiert. Dabei handelte es sich um 133 *Salmonella* spp. aus 129 Kloakentupfern und 7 *Salmonella* spp. aus 7 Rachentupfern. Eine detaillierte Aufstellung der Reptilienspezies und -gattungen, ihrer Haltung und Herkunft ist für die Salmonellen aus den Rachentupfern Tabelle 13 und für die Salmonellenstämme aus den Kloakentupfern Tabelle 14 zu entnehmen.

Tabelle 13: Reptilien mit serotypisierten Salmonellenisolaten aus dem Rachen

Ordnung	Tierart	Händler	Privat	Gesamtergebnis
Schlangen	<i>Elaphe guttata</i>	-	1NZ	1
	<i>Lampropeltis</i> spp.	-	1NZ	1
	<i>Python regius</i>	4IP	-	4
	<i>Spalerosophis diadema</i>	-	1NZ	1
Gesamtanzahl		4	3	7

IP: Import 2006

NZ: Nachzucht in Deutschland

Tabelle 14: Reptilien mit serotypisierten Salmonellenisolaten aus der Kloake

Ordnung	Tierart	Händler	Privat	Zoo	Gesamt
Echsen	<i>Eublepharis macularius</i>	-	1NZ	1?	2
	<i>Iguana iguana</i>	5IP	-	1NZ	6
	<i>Phelsuma madagasc. grandis</i>	-	-	3NZ	3
	<i>Pogona</i> spp.	-	15NZ	10NZ, 1?	26
	<i>Uromastix acanthinurus</i>	-	-	1NZ	1
	<i>Varanus salvator</i>	-	1?	-	1
Schildkröten	<i>Graptemys pseudogeograph. ssp.</i>	-	-	1?	1
	<i>Testudo</i> spp.	-	2NZ	4IP, 2NZ, 1?	9
	Tropische Sumpfschildkröte ¹⁾	-	-	1?	1
Schlangen	<i>Boa constrictor</i> ssp.	3IP, 2NZ	2NZ, 1?	5NZ, 1?	14
	<i>Candoia carinata</i>	1NZ	-	-	1
	<i>Elaphe</i> spp.	1IP>1J.	9NZ	1NZ, 4?	15
	<i>Lampropeltis</i> spp.	1IP	2NZ	1?	4
	<i>Python regius</i>	34IP	1NZ	2NZ, 3?	40*
	<i>Spalerosophis diadema</i>	-	5NZ	-	5*
Gesamtanzahl		47	39	43	129*

¹⁾ Artbezeichnung nicht bekannt

IP: Import 2006

IP>1J.: Import nach Deutschland vor über 1 Jahr

NZ: Nachzucht in Deutschland

?: keine Angabe über Herkunft

*: bei je 2 Tieren 2 verschiedene *Salmonella* spp. isoliert

Die Isolate aus dem Rachen stammten sämtlich von Schlangen, wobei 4 von Importen (Händler) und 3 von Nachzuchten in Privathaltungen isoliert worden waren. Von den 133 Isolaten aus Kloakentupfern stammte ca. die Hälfte (n=65) von Nachzuchttieren; und zwar 37 aus Privathaltungen, 25 aus zoologischen Einrichtungen sowie 3 von Händlernachzuchten. Die bei 48 Importtieren angezüchteten Salmonellen waren zu einem Großteil (44) als von Händlern und in 4 Fällen als von zoologischen Einrichtungen stammend zu ermitteln. Bei 16 weiteren Isolaten (14 aus Tieren von zoologischen Gärten und 2 von Privathaltungen) ließ sich die Herkunft der Tiere nicht ermitteln (Tabelle 14).

Eine genaue Aufstellung der Salmonellenserovaren aus den untersuchten Reptilienspezies differenziert nach Tierart, Herkunft und Haltung findet sich für die Kloakentupfer in Tabelle 15 und für die Rachentupfer in Tabelle 16. Die Tabellen sind nach der *Salmonella enterica* Subspezies, dem jeweiligen Serovar sowie der Antigen-Formel und der O-Gruppe geordnet.

Tabelle 15: Serotypisierung von Salmonellenisolaten aus den Kloakentupfern

Tierart	HK	HT	SSp	Serovar	Antigen-Formel	O-Gruppe
<i>Boa constrictor</i> ssp.	IP	H	I	Uganda	3,10:l,z13:1,5	E1
<i>Python regius</i>	IP	H	I	Paratyphi B var. Java	4,5,12:b:1,2	B
<i>Testudo graeca</i>	IP	Z	I	Abony	4,5,12:b:e,n,x	B
<i>Testudo graeca</i>	IP	Z	I	Abony	4,5,12:b:e,n,x	B
<i>Testudo graeca</i>	IP	Z	I	Abony	4,5,12:b:e,n,x	B
<i>Testudo graeca</i>	NZ	Z	I	Abony	4,12:b:e,n,x	B
<i>Testudo hermanni</i>	NZ	Z	I	Abony	4,12:b:e,n,x	B
<i>Testudo hermanni</i>	KA	Z	I	Abony	4,12:b:e,n,x	B
<i>Python regius</i>	IP	H	I	Remo	4,12:r:1,7	B
<i>Python regius</i>	NZ	Z	I	6,7:a:-	6,7:a:-	C1
<i>Python regius</i>	IP	H	I	6,7:b:e,n,z15	6,7:b:e,n,z15	C1
<i>Pogona vitticeps</i>	NZ	Z	I	Oranienburg	6,7:m,t:-	C1
<i>Boa constrictor</i> ssp.	KA	P	I	Oranienburg	6,7:m,t:-	C1
<i>Python regius</i>	IP	H	I	Oranienburg	6,7:m,t:-	C1
<i>Python regius</i>	IP	H	I	Obogu	6,7:z4,z23:1,5	C1
<i>Boa constrictor</i> ssp.	KA	Z	I	Tennessee	6,7:z29:-	C1
<i>Pogona vitticeps</i>	KA	Z	I	Tennessee	6,7:z29:-	C1
<i>Python regius</i>	KA	Z	I	Tennessee	6,7:z29:-	C1
<i>Python regius</i>	IP	H	I	6,8:-:-	6,8:-:-	C2
<i>Testudo graeca</i>	IP	Z	I	Newport	6,8:e,h:1,2	C2-C3
<i>Lampropeltis</i> spp.	NZ	P	I	Newport	6,8:e,h:1,2	C2-C3
<i>Lampropeltis</i> spp.	NZ	P	I	Carrau	6,14,24:y:1,7	H
<i>Python regius</i>	IP	H	I	Chichiri	6,14,24:z4,z24:-	H
<i>Elaphe</i> spp.	NZ	P	I	Florida	6,14,25:d:1,7	H
<i>Elaphe</i> spp.	NZ	P	I	Florida	6,14,25:d:1,7	H
<i>Elaphe</i> spp.	NZ	P	I	Florida	6,14,25:d:1,7	H
<i>Python regius</i>	IP	H	I	Poano	6,14,25:z:l,z13,z28	H
<i>Boa constrictor</i> ssp.	NZ	P	I	Sendai	9,12:a:1,5	D1
<i>Pogona vitticeps</i>	NZ	P	I	Eastbourne	9,12:e,h:1,5	D1
<i>Python regius</i>	IP	H	I	Lome	9,12:r:z6	D1
<i>Python regius</i>	IP	H	I	Lome	9,12:r:z6	D1
<i>Python regius</i>	IP	H	I	Benin	9,46:y:1,7	D2
<i>Pogona vitticeps</i>	NZ	Z	I	Kisarawe	11:k:e,n,x	F
<i>Pogona vitticeps</i>	NZ	P	I	Kisarawe	11:k:e,n,x	F
<i>Pogona vitticeps</i>	NZ	P	I	Kisarawe	11:k:e,n,x	F
<i>Pogona vitticeps</i>	NZ	Z	I	Kisarawe	11:k:e,n,x	F
<i>Pogona vitticeps</i>	NZ	Z	I	Kisarawe	11:k:e,n,x	F
<i>Pogona vitticeps</i>	NZ	Z	I	Kisarawe	11:k:e,n,x	F
<i>Pogona vitticeps</i>	NZ	P	I	Kisarawe	11:k:e,n,x	F

Ergebnisse

Tierart	HK	HT	SSp	Serovar	Antigen-Formel	O-Gruppe
<i>Pogona vitticeps</i>	NZ	P	I	Kisarawe	11:k:e,n,x	F
<i>Pogona vitticeps</i>	NZ	P	I	Kisarawe	11:k:e,n,x	F
<i>Pogona vitticeps</i>	NZ	P	I	Kisarawe	11:k:e,n,x	F
<i>Python regius</i>	IP	H	I	Maracaibo	11:l,v:1,5	F
<i>Python regius</i>	IP	H	I	Lomnava	16:l,w:e,n,z15	I
<i>Pogona henrylawsoni</i>	NZ	Z	I	Jangwani	17:a:1,5	J
<i>Pogona henrylawsoni</i>	NZ	Z	I	Jangwani	17:a:1,5	J
<i>Pogona henrylawsoni</i>	NZ	Z	I	Jangwani	17:a:1,5	J
<i>Eublepharis macularius</i>	NZ	P	I	Fluntern	18:b:1,5	K
<i>Python regius</i>	NZ	Z	I	Blukwa	18:z4,z24:-	K
<i>Python regius</i>	IP	H	I	Mundonobo	28:d :1,7	M
<i>Boa constrictor ssp.</i>	NZ	Z	I	Mundonobo	28:d:1,7	M
<i>Boa constrictor ssp.</i>	NZ	Z	I	Mundonobo	28:d:1,7	M
<i>Pogona vitticeps</i>	NZ	P	I	Cotham	28:i:1,5	M
<i>Python regius</i>	IP	H	I	Pomona	28:y:1,7	M
<i>Python regius</i>	IP	H	I	Pomona	28:y:1,7	M
<i>Pogona vitticeps</i>	NZ	Z	I	Pomona	28:y:1,7	M
<i>Pogona vitticeps</i>	NZ	P	I	Urbana	30:b:e,n,x	N
<i>Varanus salvator</i>	KA	P	I	35:-:-	35:-:-	O
<i>Pogona vitticeps</i>	NZ	P	I	Adelaide	35:f,g:-	O
<i>Pogona vitticeps</i>	NZ	P	I	Adelaide	35:f,g:-	O
<i>Pogona vitticeps</i>	NZ	P	I	Apapa	45:m,t:-	W
<i>Python regius</i>	IP	H	I	Teshie	47:l,z13,z28:e,n,z15	X
<i>Pogona vitticeps</i>	NZ	P	I	rauh	rauh	rauh
<i>Spalerosophis diadema</i>	NZ	P	II	30:l,z28:z6	30:l,z28:z6	N
<i>Testudo hermanni</i>	NZ	P	II	42:z:1,5	42:z:1,5	T
<i>Testudo hermanni</i>	NZ	P	II	47:a:1,5	47:a:1,5	X
<i>Elaphe spp.</i>	KA	Z	IIIa	13,23:z4,z23: -	13,23:z4,z23: -	G
<i>Eublepharis macularius</i>	KA	Z	IIIa	41:z4,z23:-	41:z4,z23:-	S
<i>Elaphe spp.</i>	NZ	P	IIIa	44:z4,z23:-	44:z4,z23:-	V
<i>Elaphe spp.</i>	IP>1J.	H	IIIa	48:g,z51:-	48:g,z51:-	Y
<i>Elaphe spp.</i>	NZ	Z	IIIb	14,24:z10:-	14,24:z10:-	H
<i>Lampropeltis spp.</i>	KA	Z	IIIb	14,24:z10:z	14,24:z10:z	H
<i>Tropische Sumpfschildkröte¹⁾</i>	KA	Z	IIIb	14,24:z10:z	14,24:z10:z	H
<i>Elaphe spp.</i>	KA	Z	IIIb	16:z10:e,n,x,z15	16:z10:e,n,x,z15	I
<i>Python regius</i>	IP	H	IIIb	18:l,v:z	18:l,v:z	K
<i>Python regius</i>	IP	H	IIIb	18:l,v:z	18:l,v:z	K
<i>Python regius</i>	IP	H	IIIb	18,14:l,v:z	18,14:l,v:z	K
<i>Python regius</i>	IP	H	IIIb	18,14:l,v:z	18,14:l,v:z	K
<i>Python regius</i>	IP	H	IIIb	18,14:l,v:z	18,14:l,v:z	K
<i>Python regius</i>	IP	H	IIIb	18,14:l,v:z	18,14:l,v:z	K
<i>Python regius</i>	IP	H	IIIb	18,14:l,v:z	18,14:l,v:z	K
<i>Boa constrictor ssp.</i>	NZ	P	IIIb	18,14:l,v:z	18,14:l,v:z	K
<i>Spalerosophis diadema</i>	NZ	P	IIIb	18,14:l,v:z	18,14:l,v:z	K
<i>Spalerosophis diadema</i>	NZ	P	IIIb	18,14:l,v:z	18,14:l,v:z	K
<i>Spalerosophis diadema</i>	NZ	P	IIIb	21:i:1,5,7	21:i:1,5,7	L
<i>Python regius</i>	IP	H	IIIb	35:-:-	35:-:-	O
<i>Python regius</i>	NZ	P	IIIb	35:k:e,n,x,z15	35:k:e,n,x,z15	O
<i>Python regius</i>	IP	H	IIIb	35:l,v:e,n,x,z15	35:l,v:e,n,x,z15	O
<i>Python regius</i>	IP	H	IIIb	35:l,v:e,n,x,z15	35:l,v:e,n,x,z15	O
<i>Python regius</i>	IP	H	IIIb	35:l,v:z35:z67	35:l,v:z35:z67	O
<i>Lampropeltis spp.</i>	IP	H	IIIb	38:k:z35	38:k:z35	P

Ergebnisse

Tierart	HK	HT	SSp	Serovar	Antigen-Formel	O-Gruppe
<i>Boa constrictor</i> ssp.	IP	H	IIIb	38: z53:-	38:z53:-	P
<i>Elaphe</i> spp.	NZ	P	IIIb	42:k:z35	42:k:z35	T
<i>Spalerosophis diadema</i>	NZ	P	IIIb	47:c:e,n,x,z15	47:c:e,n,x,z15	X
<i>Spalerosophis diadema</i>	NZ	P	IIIb	47:c:e,n,x,z15	47:c:e,n,x,z15	X
<i>Python regius</i>	IP	H	IIIb	48:i:z	48:i:z	Y
<i>Python regius</i>	IP	H	IIIb	48:i:z	48:i:z	Y
<i>Boa constrictor</i> ssp.	NZ	Z	IIIb	48:r:z	48:r:z	Y
<i>Python regius</i>	IP	H	IIIb	50:k:z	50:k:z	Z
<i>Boa constrictor</i> ssp.	NZ	Z	IIIb	50:k:z	50:k:z	Z
<i>Boa constrictor</i> ssp.	NZ	Z	IIIb	50:k:z	50:k:z	Z
<i>Python regius</i>	IP	H	IIIb	50:r:z	50:r:z	Z
<i>Python regius</i>	KA	Z	IIIb	50:r:z	50:r:z	Z
<i>Elaphe</i> spp.	NZ	P	IIIb	50: r:z:z67	50:r:z:z67	Z
<i>Python regius</i>	IP	H	IIIb	50:z52:z35	50:z52:z35	Z
<i>Python regius</i>	IP	H	IIIb	52:z52:z	52:z52:z	52
<i>Spalerosophis diadema</i>	NZ	P	IIIb	58:l,v:z35	58:l,v:z35	58
<i>Python regius</i>	KA	Z	IIIb	58:z52:z35	58:z52:z35	58
<i>Iguana iguana</i>	IP	H	IIIb	60:r:e,n,x,z15	60:r:e,n,x,z15	60
<i>Elaphe</i> spp.	KA	Z	IIIb	60:r:e,n,x,z15	60:r:e,n,x,z15	60
<i>Elaphe</i> spp.	KA	Z	IIIb	60:Rz50:-	60:Rz50:-	60
<i>Phelsuma madagascariensis</i> ssp.	NZ	Z	IIIb	61:k:1,5,7	61:k:1,5,7	61
<i>Phelsuma madagascariensis</i> ssp.	NZ	Z	IIIb	61:k:1,5,7	61:k:1,5,7	61
<i>Phelsuma madagascariensis</i> ssp.	NZ	Z	IIIb	61:k:1,5,7	61:k:1,5,7	61
<i>Python regius</i>	IP	H	IIIb	61:l,v:1,5,7	61:l,v:1,5,7	61
<i>Boa constrictor</i> ssp.	IP	H	IIIb	65:k:z35	65:k:z35	65
<i>Boa constrictor</i> ssp.	NZ	H	IIIb	65:l,v:z	65:l,v:z	65
<i>Boa constrictor</i> ssp.	NZ	H	IIIb	65:l,v:z	65:l,v:z	65
<i>Candoia carinata</i>	NZ	H	IIIb	65:z10:e,n,x,z15	65:z10:e,n,x,z15	65
<i>Uromastix acanthinurus</i>	NZ	Z	IIIb	rauh	rauh	rauh
<i>Python regius</i>	IP	H	IIIb	rauh	rauh	rauh
<i>Elaphe</i> spp.	NZ	P	IIIb	rauh	rauh	rauh
<i>Elaphe</i> spp.	NZ	P	IIIb	rauh	rauh	rauh
<i>Elaphe</i> spp.	NZ	P	IIIb	rauh	rauh	rauh
<i>Iguana iguana</i>	NZ	Z	IV	11:z4,z23:-	11:z4,z23:-	F
<i>Graptemys pseudogeographica kohnii</i>	KA	Z	IV	40:z4,z23:-	40:z4,z23:-	R
<i>Pogona vitticeps</i>	NZ	Z	IV	44:z36:-	44:z36:-	V
<i>Iguana iguana</i>	IP	H	IV	50:g,z51:-	50:g,z51:-	Z
<i>Iguana iguana</i>	IP	H	IV	50:g,z51:-	50:g,z51:-	Z
<i>Iguana iguana</i>	IP	H	IV	50:g,z51:-	50:g,z51:-	Z
<i>Pogona vitticeps</i>	NZ	P	IV	50:g,z51:-	50:g,z51:-	Z
<i>Pogona vitticeps</i>	NZ	P	IV	50:g,z51:-	50:g,z51:-	Z
<i>Iguana iguana</i>	IP	H	IV	50:g,z51:-	50:g,z51:-	Z

- 1) keine genaue Artbezeichnung bekannt
 HK: Herkunft (IP: Import 2006, IP>1J.: Import vor über 1 Jahr, NZ: Nachzucht, KA: keine Angabe)
 HT: Haltung (H: Händler, P: Privalthalter, Z: Zoo)
 SSp: *Salmonella enterica* Subspezies

Tabelle 16: Serotypisierung von Salmonellenisolaten aus den Rachentupfern

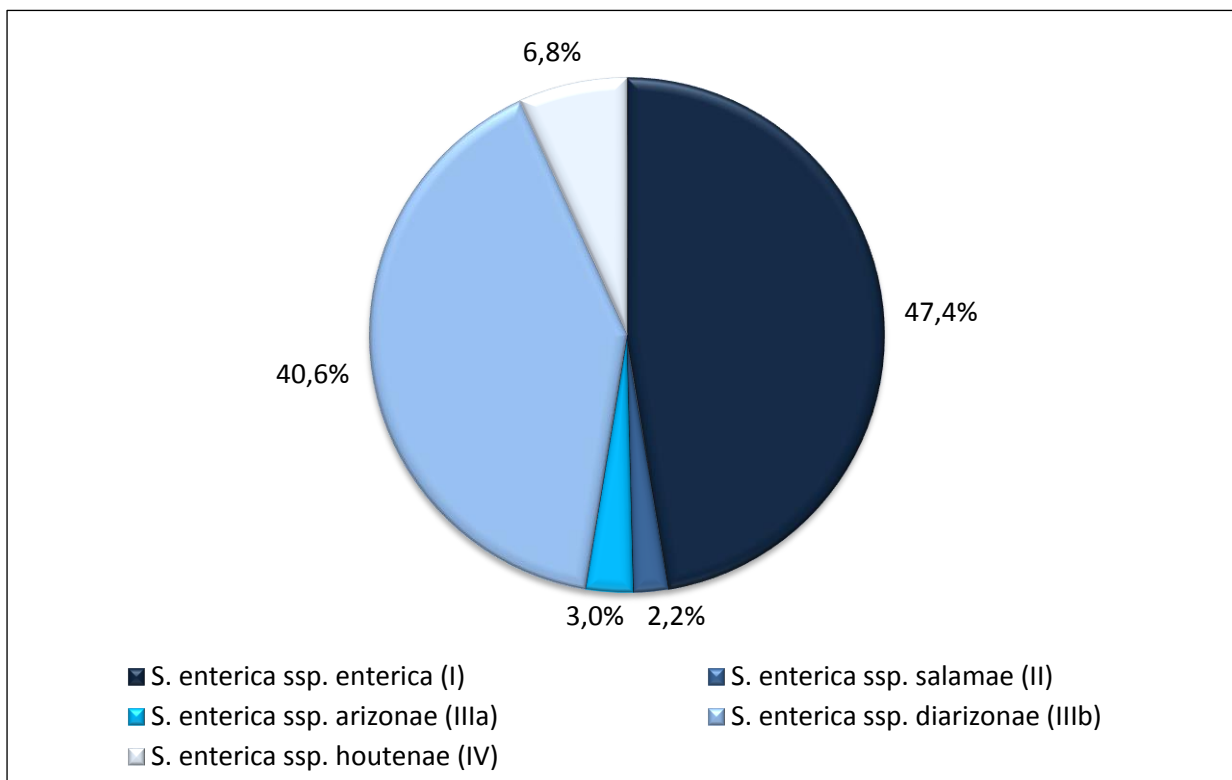
Tierart	Herkunft	Haltung	SSp	Serovar	Antigen-Formel	O-Gruppe
<i>Spalerosophis diadema</i>	NZ	Privathalter	I	51 : a : 1,5	51 : a : 1,5	unbekannt
<i>Python regius</i>	IP	Händler	I	Lome	9,12:r:z6	D1
<i>Lampropeltis spp.</i>	NZ	Privathalter	I	Carrau	6,14 : y : 1,7	H
<i>Elaphe guttata</i>	NZ	Privathalter	IIIa	13,23:z4,z23:-	13,23:z4,z23:-	G
<i>Python regius</i>	IP	Händler	IIIb	18:l,v:z	18:l,v:z	K
<i>Python regius</i>	IP	Händler	IIIb	48:i:z	48:i:z	Y
<i>Python regius</i>	IP	Händler	IIIb	50:r:z	50:r:z	Z

SSp.: *Salmonella enterica* Subspezies

IP: Import 2006

NZ: Nachzucht

Die der Tabelle 15 zu entnehmenden Subspezies-Bezeichnungen I, II, IIIa, IIIb und IV zeigen an, dass 63 (47,4%) der Isolate *Salmonella (S.) enterica* ssp. *enterica* (I), 3 (2,2%) *S. enterica* ssp. *salamae* (II), 4 (3,0%) *S. enterica* ssp. *arizonae* (IIIa), 54 (40,6%) *S. enterica* ssp. *diarizonae* (IIIb) und 9 (6,8%) *S. enterica* ssp. *houtenae* (IV) zuzuordnen sind (Abbildung 9).

**Abbildung 9:** Verteilung der *Salmonella enterica* Subspezies aus der Kloake (relativ)

Die 7 aus dem Rachen stammenden Isolate verteilen sich auf *S. enterica* ssp. *enterica* (3), *S. enterica* ssp. *arizonae* (1) und *S. enterica* ssp. *diarizonae* (3) (Abbildung 10).

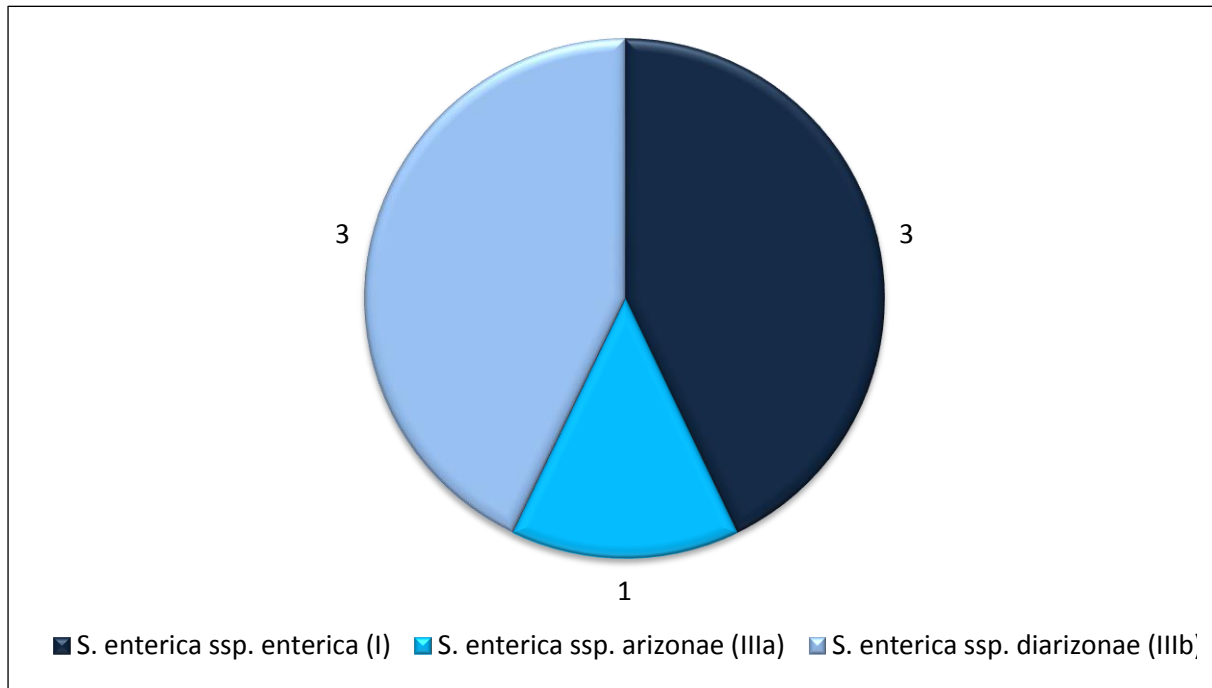


Abbildung 10: Verteilung der *Salmonella enterica* Subspezies aus dem Rachen (absolut)

4.2.2 Nachweis von *Pseudomonas* spp.

4.2.2.1 Kloakentupfer

Insgesamt konnten bei 104 der beprobten Reptilien *Pseudomonas* spp. aus der Kloake isoliert werden. Bezogen auf die Gesamtzahl der 283 untersuchten Tiere ergibt sich daraus eine Prävalenz von 0,37. Die Verteilung der *Pseudomonas* spp. auf die untersuchten Reptilienspezies ist Tabelle 17 zu entnehmen. Danach erwiesen sich von den Echsen *Pogona* spp. in ca. einem Drittel, *Iguana iguana* und *Phelsuma madagascariensis grandis* in ca. einem Fünftel der Proben als *Pseudomonas*-positiv. Die Proben der weiteren Echsenpezies waren alle *Pseudomonas*-negativ. Unter den Schildkröten konnten *Pseudomonas* spp. nur bei *Testudo* spp. (ca. 20%) isoliert werden. Schlangen erbrachten mit Ausnahme von *Spalerosophis diadema* (n=5: alle negativ) Nachweisraten von *Pseudomonas* spp. im Bereich zwischen 37% (*Elaphe* spp.) und 63% (*Python regius*).

Tabelle 17: Verteilung der kloakalen *Pseudomonas* spp.-Nachweise

Ordnung	Tierart	n1	n2
Echsen	<i>Eublepharis macularius</i>	-	12
	<i>Iguana iguana</i>	3	16
	<i>Phelsuma madagascariensis grandis</i>	2	10
	<i>Pogona</i> spp.	11	31
	<i>Uromastyx acanthinurus</i>	-	2
	<i>Varanus salvator</i>	-	1
	gesamt	16	72
Schildkröten	<i>Emys orbicularis</i>	-	1
	<i>Geochelone pardalis</i>	-	3
	<i>Graptemys pseudogeographica kohnii</i>	-	1
	<i>Pseudemys concinna hieroglyphica</i>	-	1
	<i>Testudo</i> spp.	9	42
	<i>Trachemys scripta</i> ssp.	-	12
	Tropische Sumpfschildkröte ¹⁾	-	1
gesamt	9	61	
Schlangen	<i>Boa constrictor</i> ssp.	9	20
	<i>Candoia carinata</i>	1	2
	<i>Elaphe</i> spp.	9	24
	<i>Lampropeltis</i> spp.	6	13
	<i>Python regius</i>	54	86
	<i>Spalerosophis diadema</i>	-	5
	gesamt	79	150
Gesamtanzahl		104	283

n1: Anzahl der *Pseudomonas*-positiven Reptilien

n2: Anzahl der untersuchten Reptilienspezies

¹⁾ Artbezeichnung nicht bekannt

Im Verhältnis zu allen untersuchten Tieren in den jeweiligen Reptiliengruppen lag die Prozentzahl der *Pseudomonas*-positiven Echsen bei 22,2%, die der Schildkröten bei 14,8% und die der Schlangen bei 52,7% (Tabelle 18). Die höhere Nachweisrate in der Schlangengruppe gegenüber den Echsen und Schildkröten ist hoch signifikant ($p < 0,0001$). Dieser Tabelle ist auch zu entnehmen, dass 87 (82,9%) der 106 isolierten *Pseudomonas* spp. als *Pseudomonas aeruginosa* identifiziert wurden. Sie verteilten sich mit 16 Isolaten (22,2%) auf die 72 Echsen, mit 5 Isolaten (8,2%) auf die 61 Schildkröten und mit 66 Isolaten (44,0%) auf die 150 Schlangen. Andere *Pseudomonas* spp. (18,1%) wurden 6-mal aus Kloakentupfern von Schildkröten und 13-mal bei Schlangen isoliert.

Tabelle 18: Kloakale *P. aeruginosa*- und *Pseudomonas* spp.-Isolate
Verteilung auf die Reptiliengruppen

	Echsen n=72		Schildkröten n=61		Schlangen n=150	
	n1	%	n1	%	n1	%
<i>Pseudomonas aeruginosa</i> n= 87	16	22,2	5*	8,2	66	44,0
<i>Pseudomonas</i> spp. n=19	-		6*	9,8	13	8,7
Gesamtanzahl <i>Pseudomonas</i>- positiver Reptilien n=104	16	22,2	9	14,8	79	52,7

n: Gesamtanzahl untersuchter Reptilien

n1: Anzahl der *Pseudomonas*-positiven Tiere

*: bei 2 Tieren gleichzeitiger Nachweis von *Pseudomonas aeruginosa* und *Pseudomonas* spp.

In Abbildung 11 sind die Nachweise von *Pseudomonas aeruginosa* und *Pseudomonas* spp. bei den 3 verschiedenen Reptiliengruppen noch einmal summarisch in einer Grafik dargestellt.

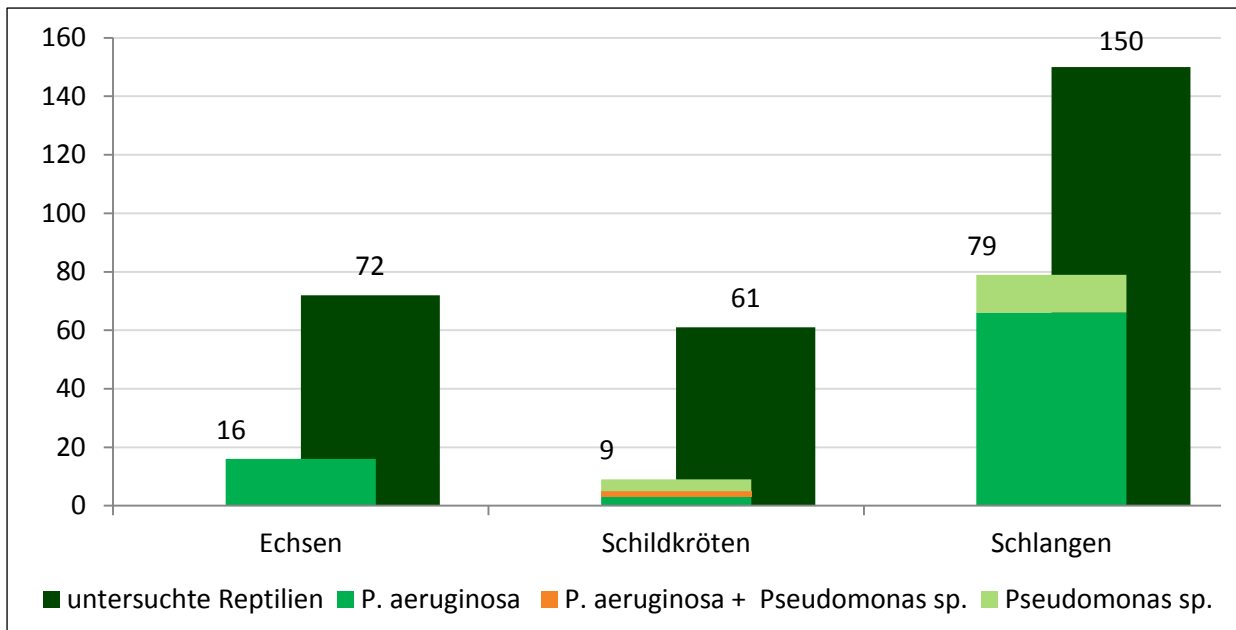


Abbildung 11: Pseudomonadenbefunde aus der Kloake im Vergleich zur Gesamtanzahl untersuchter Reptilien (Chi-Quadrat-Test: statistisch hoch signifikant, $p < 0,0001$)

4.2.2.2 Rachentupfer

Die Untersuchung der Rachentupfer führte bei 182 Tieren zum Nachweis von *Pseudomonas* spp., was angesichts der insgesamt 274 Proben einer Prävalenzrate von 0,65 entspricht. Bezogen auf die einzelnen Reptilienspezies ergeben sich daraus die in Tabelle 19 wiedergegebenen Verteilungen. Bei den verschiedenen Echsen bewegten sich die Nachweisraten in einem Bereich von 25% bis über 60%. Schildkröten waren regelmäßig, soweit auswertbar (*Testudo* spp., *Trachemys scripta* spp.), um 90% *Pseudomonas*-positiv. Auch bei den Schlangen lag der Anteil an Pseudomonadennachweisen bei fast allen (Ausnahme: *Spalerosophis diadema*) untersuchten Gattungen und Spezies im mittleren (*Boa constrictor* ssp., *Elaphe* spp.: 40 bis >60%) und oberen positiven Bereich (*Lampropeltis* spp., *Python regius*, *Candoia carinata*: 70 bis > 80%). Die gesamten prozentualen Anteile *Pseudomonas* spp.-positiver Reptilien liegen in den drei Reptiliengruppen somit für die Echsen bei 44,5% (32 von 72 Echsen), für die Schildkröten bei 87% (47 von 54 Schildkröten) und für die Schlangen bei 68,7% (103 von 150 Schlangen) (siehe auch Tabelle 20). Die deutlich geringere Nachweisrate bei Echsen im Vergleich zu den Schlangen und Schildkröten erweist sich mit $p < 0,0001$ als hoch signifikant.

Tabelle 19: Verteilung der pharyngealen *Pseudomonas* spp.-Nachweise

Ordnung	Tierart	n1	n2
Echsen	<i>Eublepharis macularius</i>	3	12
	<i>Iguana iguana</i>	10	16
	<i>Phelsuma madagascariensis grandis</i>	6	10
	<i>Pogona</i> spp.	12	31
	<i>Uromastix acanthinurus</i>	1	2
	<i>Varanus salvator</i>	-	1
	gesamt	32	72
Schildkröten	<i>Emys orbicularis</i>	1	1
	<i>Geochelone pardalis</i>	3	3
	<i>Graptemys pseudogeographica kohnii</i>	1	1
	<i>Pseudemys concinna hieroglyphica</i>	1	1
	<i>Testudo</i> spp.	30	34
	<i>Trachemys scripta</i> ssp.	10	11
	Tropische Sumpfschildkröte ¹⁾	1	1
gesamt	47	52	
Schlangen	<i>Boa constrictor</i> ssp.	8	20
	<i>Candoia carinata</i>	2	2
	<i>Elaphe</i> spp.	15	24
	<i>Lampropeltis</i> spp.	11	13
	<i>Python regius</i>	66	86
	<i>Spalerosophis diadema</i>	1	5
gesamt	103	150	
Gesamtanzahl		182	274

n1: Anzahl der *Pseudomonas*-positiven Reptilien

n2: Anzahl der untersuchten Reptilienspezies

¹⁾ Artbezeichnung nicht bekannt**Tabelle 20:** Pharyngeale *P. aeruginosa*- und *Pseudomonas* ssp.-Isolate
Verteilung auf die Reptiliengruppen

	Echsen n=72		Schildkröten n=52		Schlangen n=150		Gesamt	
	n	%	n	%	n	%	n	%
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	11	15,3	-	-	19	12,7	30	16,5
<i>Pseudomonas</i> spp.	18	25,0	47	87,0	64	42,7	129	70,9
<i>Pseudomonas aeruginosa</i> und <i>Pseudomonas</i> ssp.	3	4,2	-	-	20	13,3	23	12,6
Gesamtzahl <i>Pseudomonas</i>- positiver Reptilien	32	44,5	47	87,0	103	68,7	182	100

n: Anzahl der *Pseudomonas*-positiven Tiere

Tabelle 20 ist auch zu entnehmen, dass in 129 Rachentupfern nur *Pseudomonas* spp., in 30 Tupfern nur *Pseudomonas aeruginosa* und in 23 weiteren Proben sowohl *Pseudomonas aeruginosa* als auch andere *Pseudomonas* spp. isoliert werden konnten. Letztere stammten 3-mal von Echsen und 20-mal von Schlangen. Bei Schildkröten wurde *Pseudomonas aeruginosa* aus Rachentupfern überhaupt nicht isoliert. Graphisch sind diese differenzierten Ergebnisse Abbildung 12 dargestellt.

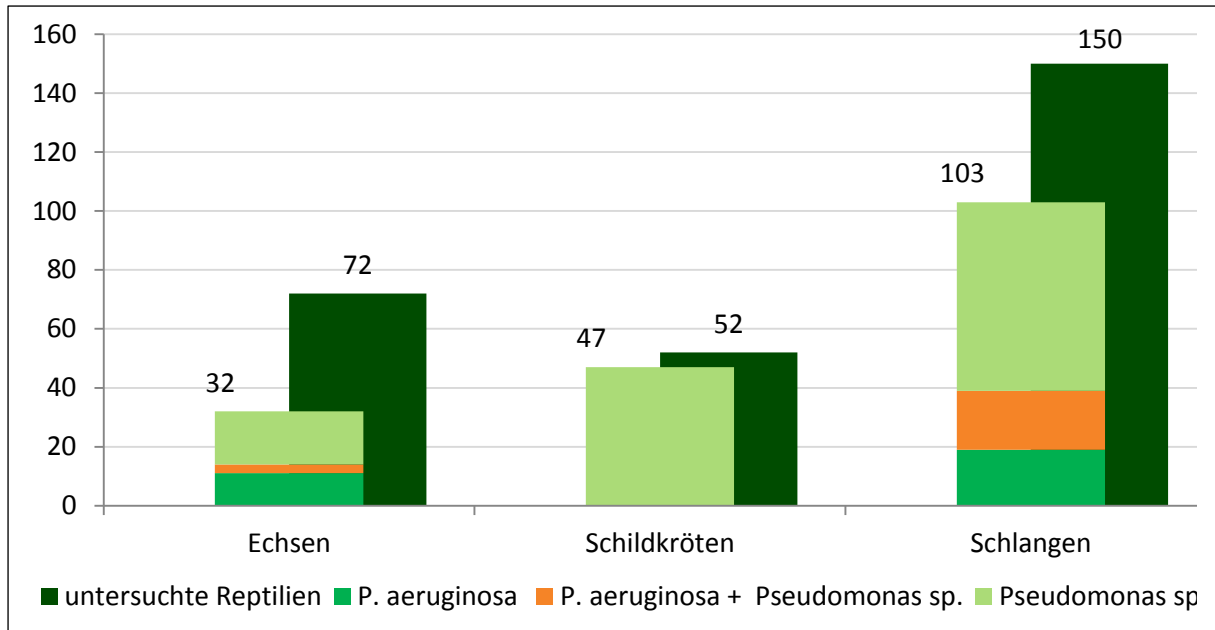


Abbildung 12: Pseudomonadenbefunde aus dem Rachen im Vergleich zur Gesamtanzahl untersuchter Reptilien (Chi-Quadrat-Test: statistisch hoch signifikant, $p < 0,0001$)

4.2.2.3 Gegenüberstellung der Pseudomonadennachweise in Rachen- und Kloakentupfern

Von den 182 im Rachen *Pseudomonas*-positiven Reptilien konnten bei 76 auch in der Kloake Pseudomonaden nachgewiesen werden (siehe auch Kap. 4.2.2.4). Der weit größere Anteil der Tiere (106 Reptilien) war rein pharyngeal positiv, während deutlich weniger Tiere (28 Reptilien) rein kloakal positiv getestet wurden. Dieser Unterschied erweist sich als hoch signifikant $p < 0,0001$.

Tabelle 21: Vergleich der Pseudomonadenbefunde aus Rachen und Kloake

Rachen	Kloake		gesamt
	negativ	positiv	
negativ	64	28	92
positiv	106	76	182
gesamt	170	104	274¹⁾

¹⁾ Die 9 Schildkröten ohne Rachentupfer wurden in dieser Tabelle nicht berücksichtigt. (McNemar-Test auf Symmetrie: statistisch hoch signifikant, $p < 0,0001$)

In Tabelle 22 sind die Pseudomonadennachweise in den Rachen- und Kloakentupfern der verschiedenen Reptiliengattungen und -spezies noch einmal vergleichend dargestellt. Dabei zeigte sich bei den verschiedenen Schlangenspezies, dass *Pseudomonas aeruginosa* in Kloakentupfern gegenüber anderen *Pseudomonas* spp. deutlich überwog (66 gegenüber 12 Nachweisen). Dagegen waren andere *Pseudomonas* spp., teils auch zusammen mit *Pseudomonas aeruginosa*, besonders stark aus Rachentupfern zu isolieren (84 Nachweise). Diese Tendenz ließ sich auch bei den Proben aus Echsen feststellen, wobei sich besonders *Pseudomonas*-positive *Pogona* spp. in Rachen und Kloake als *Pseudomonas aeruginosa*-besiedelt erwiesen. Schildkröten waren nur in 5 Kloakentupfern *Pseudomonas aeruginosa*-positiv (*Testudo* spp., 2-mal gleichzeitig mit *Pseudomonas* spp.), während in Rachentupfern, soweit auswertbar, wiederum in hohem Maße (30 von 34 bzw. 10 von 11 Tupferproben) *Pseudomonas* spp. zu isolieren waren, deren Anteil in Kloakentupfern nur bei insgesamt 6 Proben (2-mal mit *Pseudomonas aeruginosa*) lag.

Tabelle 22: Gegenüberstellung der *Pseudomonas* spp.-Nachweisraten in Rachen- und Kloakentupfern der verschiedenen Reptilienspezies

	<i>Nur P. aeruginosa</i>		<i>P. aeruginosa</i> + <i>P. spp.</i>		<i>Nur P. spp.</i>		gesamt	
	R	K	R	K	R	K	R	K
Echsen								
<i>Eublepharis macularius</i>	-	-	-	-	3	-	3	-
<i>Iguana iguana</i>	-	3	1	-	9	-	10	3
<i>Phelsuma madagas. grandis</i>	2	2	1	-	3	-	6	2
<i>Pogona</i> spp.	9	11	1	-	2	-	12	11
<i>Uromastix acanthinurus</i>	-	-	-	-	1	-	1	-
<i>Varanus salvator</i>	-	-	-	-	-	-	-	-
gesamt	11	16	3	-	18	-	32	16
Schildkröten								
<i>Emys orbicularis</i>	-	-	-	-	1	-	1	-
<i>Geochelone pardalis</i>	-	-	-	-	3	-	3	-
<i>Graptemys pseudog. kohnii</i>	-	-	-	-	1	-	1	-
<i>Pseudemys concinna hierog.</i>	-	-	-	-	1	-	1	-
<i>Testudo</i> spp.	-	3	-	2	30	4	30	9
<i>Trachemys scripta</i> ssp.	-	-	-	-	10	-	10	-
Tropische Sumpfschildkröte ¹⁾	-	-	-	-	1	-	1	-
gesamt	-	3	-	2	47	4	47	9
Schlangen								
<i>Boa constrictor</i> ssp.	-	8	-	-	8	1	8	9
<i>Candoia carinata</i>	-	1	-	-	2	-	2	1
<i>Elaphe</i> spp.	1	9	-	-	14	-	15	9
<i>Lampropeltis</i> spp.	2	6	1	-	8	-	11	6
<i>Python regius</i>	16	42	19	-	31	12	66	54
<i>Spalerosophis diadema</i>	-	-	-	-	1	-	1	-
gesamt	19	66	20	-	64	13	103	79

R: Rachen

K: Kloake

P.: *Pseudomonas*

¹⁾ keine genaue Artbezeichnung bekannt

4.2.2.4 Pseudomonadennachweise in Rachen- und Kloake

Bei 76 der untersuchten Tiere konnten *Pseudomonas* spp. sowohl im Rachen- als auch im Kloakentupfer nachgewiesen werden. Das entspricht einem Anteil von 27,7% der 274 gleichzeitig in Rachen und Kloake untersuchten Reptilien. Bezogen auf die drei Reptiliengruppen handelte es sich in 61 Fällen um Schlangen, 8-mal um Schildkröten und 7-mal um Echsen. Bei den Gesamtzahlen der jeweils untersuchten Tiere entspricht dies Prozentsätzen von 40,7%, 15,4% bzw. 9,7% (Tabelle 23).

Tabelle 23: Vergleich der *P. aeruginosa*- und *Pseudomonas* spp.-Nachweise bei Reptilien mit *Pseudomonas*-positivem Rachen- und Kloakentupfer

			Kloakentupfer			gesamt
			<i>P. aerug.</i>	<i>P. spp.</i>	<i>P. aerug.</i> + <i>P. spp.</i>	
Rachentupfer	Echsen (n=72)	<i>P. aerug.</i>	4	-	-	4
		<i>P. spp.</i>	1	-	-	1
		<i>P. aerug.</i> + <i>P. spp.</i>	2	-	-	2
		gesamt	7	-	-	7 9,7%
	Schildkröten (n=52)	<i>P. aerug.</i>	-	-	-	-
		<i>P. spp.</i>	3	3	2	8
		<i>P. aerug.</i> + <i>P. spp.</i>	-	-	-	-
		gesamt	3	3	2	8 15,4%
	Schlangen (n=150)	<i>P. aerug.</i>	14	1	1	1
		<i>P. spp.</i>	25	6	-	3
		<i>P. aerug.</i> + <i>P. spp.</i>	13	1	-	1
		gesamt	52	8	1	6 40,7%
gesamt			62	11	3	

P.: *Pseudomonas*

aerug.: *aeruginosa*

n: Gesamtanzahl untersuchter Reptilien

Bezieht man die Zahlen der Rachen- und Kloakentupfer-positiven Schlangen, Schildkröten und Echsen auf die Gesamtergebnisse der *Pseudomonas* spp.-positiven Kloakentupfer (Tabelle 17), so liegen die Prozentzahlen bei 77,2% (Schlangen), 88,9% (Schildkröten) und 43,8% (Echsen). Dies zeigt, dass bei Nachweis von *Pseudomonas* spp. in Kloakentupfern von Schlangen und Schildkröten in hohem Maße und bei Echsen in mittelgradigem Maße mit der Anwesenheit von Pseudomonaden in Rachentupfern dieser Tiere zu rechnen ist. Tabelle 23 lässt sich weiterhin entnehmen, inwieweit sich die *Pseudomonas* spp.-Nachweise in Rachen und Kloake entsprachen oder voneinander abwichen. So waren unter den 61 Schlangen 27 mit *Pseudomonas aeruginosa*-Nachweis im Rachentupfer (13-mal

zusammen mit *Pseudomonas* spp.), während von den entsprechenden Kloakentupfern 53 *Pseudomonas aeruginosa* (1-mal zusammen mit *Pseudomonas* spp.) enthielten. Von 31 Tieren mit *Pseudomonas* spp.-positiven Rachentupfern zeigten 6 ebenfalls *Pseudomonas* spp. in den Kloakentupfern. Bei Schildkröten und Echsen waren die gleichzeitigen Nachweisraten in Rachen und Kloake insgesamt zu gering für eine Auswertung.

Die Aufschlüsselung der 76 Rachen- und Kloakenproben mit *Pseudomonas* spp.-Nachweis nach der Haltungsform der Tiere geht aus Tabelle 24 hervor:

Tabelle 24: Haltung der Reptilien mit *Pseudomonas* spp.-Nachweis in Rachen und Kloake

Ordnung	Tierart	Händler	Privat	Zoo	gesamt
Echsen	<i>Iguana iguana</i>	-	-	2	2/16
	<i>Phelsuma madagasc. grandis</i>	-	1	1	2/10
	<i>Pogona</i> spp.	1	-	2	3/31
	gesamt	1/17*	1/18*	5/37*	7/72**
Schildkröten	<i>Testudo</i> spp.	-	-	8	8/61**
	gesamt	-	-	8/45*	8/61**
Schlangen	<i>Boa constrictor</i> ssp.	3	1	1	5/20
	<i>Candoia carinata</i>	1	-	-	1/2
	<i>Elaphe</i> spp.	1	2	3	6/24
	<i>Lampropeltis</i> spp.	2	-	4	6/13
	<i>Python regius</i>	33	6	4	43/86
	gesamt	40/87*	9/23*	12/40*	61/150**

*: positiv / untersucht

** : positiv / insgesamt untersuchte Rachen- und Kloakentupfer je Reptilienordnung (Schildkröten werden nur sehr selten nach Deutschland importiert, daher waren Probennahmen bei Händlern nicht möglich)

Bei Echsen und Schildkröten (*Testudo* spp.) stammten die Mehrzahl bzw. alle positiven Tiere aus dem Zoo. Bei den Schlangen gehörten 33 der 43 *Python regius* mit Pseudomonadennachweis in Rachen und Kloake Händlern (76,7%) und 6 (14,0%) Privathaltern, während 4 der positiven Pythons aus dem Zoo kamen (9,3%). Der Bezug auf die Herkunft dieser Individuen (Tabelle 25) zeigt bei Echsen einen leichten und bei Schildkröten einen deutlichen Schwerpunkt positiver Tiere bei der Nachzucht. Unter den Schlangenarten erwiesen sich bei *Python regius* 37 der 43 in Rachen und Kloake *Pseudomonas* spp.-positiven Tiere (86,0%) als Importtiere. Bei den anderen Arten (*Boa constrictor* ssp., *Elaphe* spp.) war tendenziell eine Häufung für Nachzuchtindividuen zu beobachten.

Tabelle 25: Herkunft der Reptilien mit *Pseudomonas*-spp.-Nachweis in Rachen und Kloake

Ordnung	Tierart	Import	NZ	Findling	?	gesamt
Echsen	<i>Iguana iguana</i>	1	-	1	-	2/16
	<i>Phelsuma madagasc.</i>	-	2	-	-	2/10
	<i>Pogona</i> sp.	-	2	-	1	3/31
	gesamt	1/10*	4/52*	1/5*	1/5*	7/72**
Schildkröten	<i>Testudo</i> sp.	-	7	-	1	8/61
	gesamt	-	7/27*	-	1/30*	8/61**
Schlangen	<i>Boa constrictor</i> spp.	1	3	1	-	5/20
	<i>Candoia carinata</i>	-	1	-	-	1/2
	<i>Elaphe</i> sp.	-	6	-	-	6/24
	<i>Lampropeltis</i> sp.	2	1	1	2	6/13
	<i>Python regius</i>	37	4	1	1	43/86
	gesamt	40/77*	15/54*	3/6*	3/13*	61/150**

*: positiv / untersucht

**: positiv / insgesamt untersuchte Rachen- und Kloakentupfer je Reptilienordnung

?: keine Angaben

NZ: Nachzucht

4.2.2.5 Haltung und Herkunft der Reptilien mit Pseudomonadennachweis in der Kloake

Wie aus Tabelle 26 hervorgeht, verteilten sich die *Pseudomonas* spp.-positiven 16 Echsen auf 6 von 18 privat gehaltenen Tieren (33,3%), 8 von 37 Zootieren (21,6%) sowie auf 2 von 17 Händlertieren (11,8%). Bei den Schildkröten (ausschließlich *Testudo* spp.) stammten 8 der 9 positiven Tiere aus zoologischen Gärten. Die insgesamt 79 *Pseudomonas* spp.-positiven Schlangen waren in 52 von 87 Fällen von Händlern (59,8%), in 11 von 23 Fällen aus Privathaltungen (47,8%) und 16 von 40 Tieren stammten aus zoologischen Gärten (40,0%). Insgesamt waren 51,9% der Händlertiere, 31,6% der privat gehaltenen Tiere und 26,2% der Reptilien aus zoologischen Einrichtungen *Pseudomonas*-positiv (Chi-Quadrat-Test: $p=0,0005$, statistisch hoch signifikant).

Tabelle 26: Haltung der Reptilien mit *Pseudomonas*-positiven Kloakentupfern

Ordnung	Tierart	Händler		Privat		Zoo	
		n1	n2	n1	n2	n1	n2
Echsen	<i>Eublepharis macularius</i>	-	3	-	2	-	7
	<i>Iguana iguana</i>	-	8	1	2	2	6
	<i>Phelsuma madagascariensis grandis</i>	-	-	1	3	1	7
	<i>Pogona</i> spp.	2	6	4	10	5	15
	<i>Uromastyx acanthinurus</i>	-	-	-	-	-	2
	<i>Varanus salvator</i>	-	-	-	1	-	-
	gesamt		2	17	6	18	8
Schildkröten	<i>Emys orbicularis</i>	-	-	-	-	-	1
	<i>Geochelone pardalis</i>	-	-	-	-	-	3
	<i>Graptemys pseudogeographica kohnii</i>	-	-	-	-	-	1
	<i>Pseudemys concinna hieroglyphica</i>	-	-	-	-	-	1
	<i>Testudo</i> spp.	-	-	1	15	8	27
	<i>Trachemys scripta</i> ssp.	-	-	-	1	-	11
	Tropische Sumpfschildkröte ¹⁾	-	-	-	-	-	1
gesamt		-	-	1	16	8	45
Schlangen	<i>Boa constrictor</i> ssp.	4	9	1	1	4	10
	<i>Candoia carinata</i>	1	2	-	-	-	-
	<i>Elaphe</i> spp.	2	5	4	9	3	10
	<i>Lampropeltis</i> spp.	2	6	-	-	4	7
	<i>Python regius</i>	43	65	6	8	5	13
	<i>Spalerosophis diadema</i>	-	-	-	5	-	-
	gesamt	52	87	11	23	16	40
Gesamtanzahl		54	104	18	57	32	122

n1: Anzahl der *Pseudomonas*-positiven Reptilien

n2: Anzahl der untersuchten Reptilienspezies

¹⁾ Artbezeichnung nicht bekannt

(Schildkröten werden nur sehr selten nach Deutschland importiert, daher waren Probennahmen bei Händlern nicht möglich)

Die Unterteilung nach den verschiedenen Herkunftsmöglichkeiten wurde in Tabelle 27 aufgelistet. Somit waren 54,9% der Importtiere, 31,6% der Nachzuchttiere, 45,5% der Findlinge sowie 14,6% der Tiere ohne Angabe der Herkunft *Pseudomonas*-positiv. Die Unterschiede der Nachweisraten in den Herkunftsgruppen (Tiere ohne Angabe wurden nicht berücksichtigt) ist statistisch sehr signifikant (Chi-Quadrat-Test: $p=0,0033$). Die meisten *Pseudomonas*-positiven Echsen fanden sich bei Nachzuchtieren (11 von 52 = 21,2%), was hauptsächlich durch *Pogona* spp. (9 von 29 = 31,0%) bedingt war. Ähnlich sah die Verteilung bei Schildkröten (nur *Testudo* spp.) aus: 8 von 26 *Pseudomonas*-positiven Tieren (30,8%) waren nachgezüchtet. Schlangen erwiesen sich bei Importtieren zu 63,6% als positiv (49 von 77) und bei Nachzuchten waren es 42,6% (23 von 54) der Tiere mit *Pseudomonas*-Nachweis aus der Kloake. Auch bei den Findlingen und den Tieren ohne Angabe der Herkunft wurden bei 3 (von 6) bzw. 4 (von 13) Tieren *Pseudomonas* nachgewiesen.

Tabelle 27: Herkunft der Reptilien mit *Pseudomonas*-positiven Kloakentupfern

Ordnung	Tierart	Import		NZ		FG		?		gesamt	
		n1	n2	n1	n2	n	n2	n	n2	n1	n2
Echsen	<i>Eublepharis</i>	-	-	0	11	-	-	0	1	0	12
	<i>Iguana iguana</i>	1	9	0	2	2	4	0	1	3	16
	<i>Phelsuma madagas.</i>	0	1	2	8	-	-	0	1	2	10
	<i>Pogona</i> spp.	-	-	9	29	-	-	2	2	11	31
	<i>Uromastix acanth.</i>	-	-	0	2	-	-	-	-	0	2
	<i>Varanus salvator</i>	-	-	-	-	0	1	-	-	0	1
	gesamt		1	10	11	52	2	5	2	5	16
Schild- kröten	<i>Emys orbicularis</i>	-	-	-	-	-	-	0	1	0	1
	<i>Geochelone pardalis</i>	-	-	-	-	-	-	0	3	0	3
	<i>Graptemys</i>	-	-	-	-	-	-	0	1	0	1
	<i>Pseudemys</i>	-	-	-	-	-	-	0	1	0	1
	<i>Testudo</i> spp.	0	4	8	26	-	-	1	12	9	42
	<i>Trachemys scripta</i>	-	-	0	1	-	-	0	11	0	12
	Sumpfschildkröte ¹⁾	-	-	-	-	-	-	0	1	0	1
gesamt		0	4	8	27	-	-	1	30	9	61
Schlangen	<i>Boa constrictor</i> ssp.	1	4	7	12	1	2	0	2	9	20
	<i>Candoia carinata</i>	-	-	1	2	-	-	-	-	1	2
	<i>Elaphe</i> spp.	0	1	9	17	0	2	0	4	9	24
	<i>Lampropeltis</i> spp.	2	3	1	7	1	1	2	2	6	13
	<i>Python regius</i>	46	69	5	11	1	1	2	5	54	86
	<i>Spalerosophis</i>	-	-	0	5	-	-	-	-	0	5
gesamt		49	77	23	54	3	6	4	13	79	150
Gesamtanzahl		50	91	42	133	5	11	7	48	104	283

n1: Anzahl der *Pseudomonas*-positiven Reptilien

n2: Anzahl der untersuchten Reptilienspezies

¹⁾ Artbezeichnung nicht bekannt

?: keine Angaben

NZ: Nachzucht

FG: Findling

4.2.3 Nachweis von *Klebsiella* spp.

4.2.3.1 Kloakentupfer

Insgesamt wurden in 49 der von 283 Reptilien stammenden Kloakentupfer *Klebsiella* spp. nachgewiesen, was einer Prävalenz von 0,17 entspricht. 21-mal wurden sie als *Klebsiella oxytoca*, 22-mal als *Klebsiella pneumoniae* und 6-mal als *Klebsiella* spp. differenziert. Im Einzelnen ist ihre Verteilung Tabelle 28 zu entnehmen. Bezogen auf die 3 Reptiliengruppen betragen die prozentualen Vorkommen bei den Echsen 15,3%, bei den Schildkröten 26,2% und bei den Schlangen 14,6% (statistisch nicht signifikant, $p=0,11$). Von den Echsen waren *Phelsuma madagascariensis grandis* am häufigsten *Klebsiella*-positiv. Bei den Schildkröten waren es *Testudo* spp. (vornehmlich *Klebsiella pneumoniae*), während bei den Schlangen eine leichte Häufung bei *Boa constrictor* ssp. und *Python regius* zu registrieren war. Bei dieser Gruppe überwog zudem der Nachweis von *Klebsiella oxytoca* (Abbildung 13).

Tabelle 28: Verteilung der *Klebsiella* spp.-Nachweise in den Kloakentupfern

Ordnung	Tierart	<i>K. oxytoca</i>	<i>K. pneumoniae</i>	<i>K. sp.</i>	n1	n2
Echsen	<i>Eublepharis macularius</i>	1	-	-	1	12
	<i>Iguana iguana</i>	1	2	-	3	16
	<i>Phelsuma madagas.</i>	1	3	1	5	10
	<i>Pogona</i> spp.	-	2	-	2	31
	<i>Uromastyx acanth.</i>	-	-	-	-	2
	<i>Varanus salvator</i>	-	-	-	-	1
	gesamt	3	7	1	11	72
Schildkröten	<i>Emys orbicularis</i>	-	-	1	1	1
	<i>Geochelone pardalis</i>	-	-	-	-	3
	<i>Graptemys pseudogeo.</i>	-	-	-	-	1
	<i>Pseudemys concinna</i>	-	-	-	-	1
	<i>Testudo</i> spp.	3	9	2	14	42
	<i>Trachemys scripta</i> ssp.	-	-	1	1	12
	Sumpfschildkröte ¹⁾	-	-	-	-	1
gesamt	3	9	4	16	61	
Schlangen	<i>Boa constrictor</i> ssp.	2	3	-	5	20
	<i>Candoia carinata</i>	1	-	-	1	2
	<i>Elaphe</i> spp.	1	-	-	1	24
	<i>Lampropeltis</i> spp.	2	-	-	2	13
	<i>Python regius</i>	8	3	1	12	86
	<i>Spalerosophis diadema</i>	1	-	-	1	5
	gesamt	15	6	1	22	150
Gesamtanzahl	21	22	6	49	283	

n1: Anzahl der *Klebsiella*-positiven Reptilien

n2: Anzahl der untersuchten Reptilienspezies

¹⁾ Artbezeichnung nicht bekannt

K.: *Klebsiella*

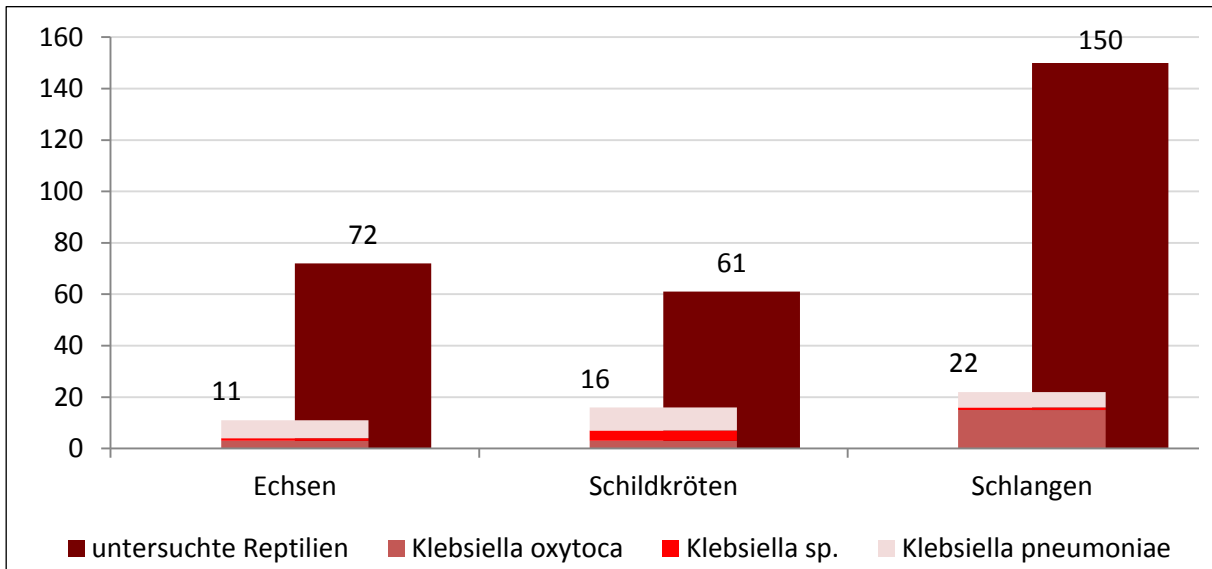


Abbildung 13: Klebsiellenbefunde aus der Kloake im Vergleich zur Gesamtanzahl untersuchter Reptilien (Chi-Quadrat-Test: statistisch nicht signifikant, $p=0,11$)

4.2.3.2 Rachentupfer

Die Gesamtzahl der Proben mit *Klebsiella* spp.-Nachweis lag in den 274 Rachentupfern bei 47, was wie bei den Kloakentupfern einer Prävalenz von 0,17 entspricht (Tabelle 29). Je 26-mal wurden *Klebsiella oxytoca* und *Klebsiella pneumoniae*, 1-mal wurden *Klebsiella* sp. nachgewiesen. Aufgrund von 6 Fällen (5-mal *Testudo* sp., 1-mal *Phelsuma madagascariensis grandis*), in denen gleichzeitig *Klebsiella oxytoca* und *Klebsiella pneumoniae* isoliert werden konnten, übersteigt die Summe der *Klebsiella*-Isolate die Zahl der *Klebsiella*-positiven Proben um insgesamt 6 (Abbildung 14).

Tabelle 29: Verteilung der *Klebsiella* spp.-Nachweise in den Rachentupfern

Ordnung	Tierart	<i>K. oxytoca</i>	<i>K. pneumo- niae</i>	<i>K. sp.</i>	n1	n2
Echsen	<i>Eublepharis macularius</i>	-	1	-	1	12
	<i>Iguana iguana</i>	-	2	-	2	16
	<i>Phelsuma madagas.</i>	3*	1*	-	3*	10
	<i>Pogona</i> spp.	5	5	-	10	31
	<i>Uromastyx acanth.</i>	-	-	-	-	2
	<i>Varanus salvator</i>	-	-	-	-	1
	gesamt	8	9	-	16*	72
Schild- kröten	<i>Emys orbicularis</i>	-	-	-	-	1
	<i>Geochelone pardalis</i>	1	-	-	1	3
	<i>Graptemys pseudogeo.</i>	-	-	-	-	1
	<i>Pseudemys concinna</i>	-	-	-	-	1
	<i>Testudo</i> spp.	12**	10**	-	17**	42
	<i>Trachemys scripta</i> ssp.	1	-	1	2	12
	Sumpfschildkröte ¹⁾	-	-	-	-	1
gesamt	14**	10**	1	20**	52	
Schlangen	<i>Boa constrictor</i> ssp.	-	1	-	1	20
	<i>Candoia carinata</i>	-	-	-	-	2
	<i>Elaphe</i> spp.	-	1	-	1	24
	<i>Lampropeltis</i> spp.	-	-	-	-	13
	<i>Python regius</i>	3	5	-	8	86
	<i>Spalerosophis diadema</i>	1	-	-	1	5
	gesamt	4	7	-	11	150
Gesamtanzahl positiver Tiere		26^{*/**}	26^{*/**}	1	47^{*/**}	274

n1: Anzahl der *Klebsiella*-positiven Reptilien

n2: Anzahl der untersuchten Reptilienspezies

¹⁾ Artbezeichnung nicht bekannt

K.: *Klebsiella*

*: 1 Probe: *Klebsiella oxytoca* + *Klebsiella pneumoniae* nachgewiesen

** : 5 Proben: *Klebsiella oxytoca* + *Klebsiella pneumoniae* nachgewiesen

Die prozentuale Häufigkeit positiver Proben lag innerhalb der 3 Reptiliengruppen bei 22,2% in der Echsen-Gruppe, 38,5% in der Schildkrötengruppe bzw. 7,3% bei den Schlangen. Die niedrige Nachweisrate bei Schlangen gegenüber den anderen beiden Reptiliengruppen ist hoch signifikant ($p < 0,0001$). *Klebsiella*-positive Proben fielen, soweit auswertbar, bevorzugt bei *Pogona* sp. (10 von 31), *Testudo* sp. (17 von 42) und *Python regius* (8 von 86) an. Klare Unterschiede zwischen dem Nachweis von *Klebsiella oxytoca* und *Klebsiella pneumoniae* ergaben sich nicht.

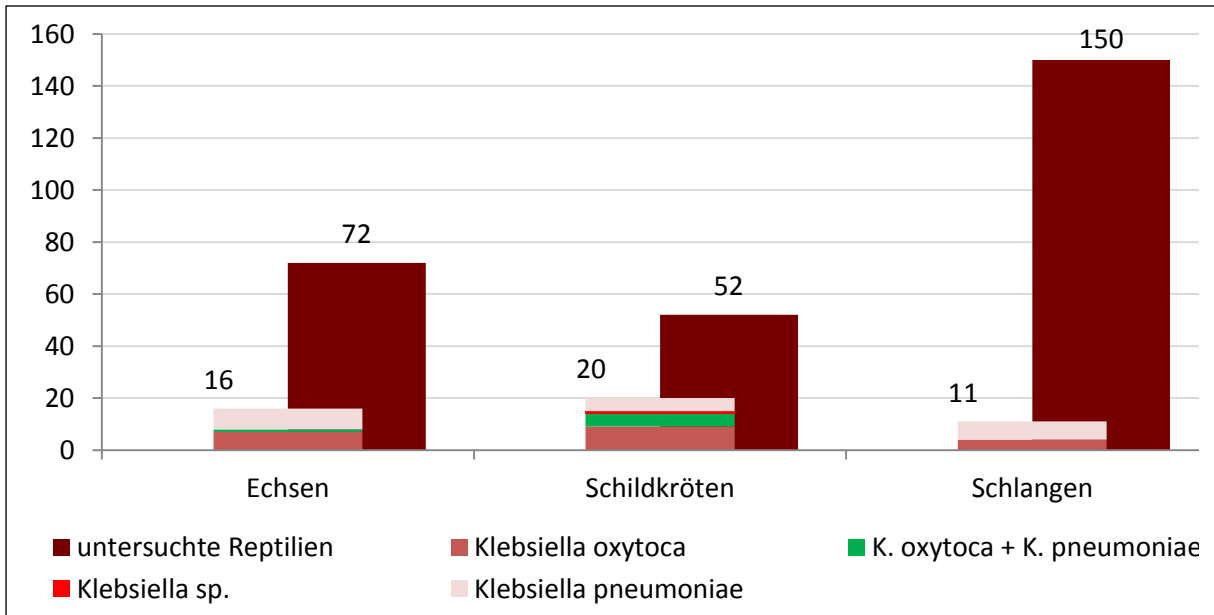


Abbildung 14: Klebsiellenbefunde aus dem Rachen im Vergleich zur Gesamtanzahl untersuchter Reptilien (Chi-Quadrat-Test: statistisch hoch signifikant, $p < 0,0001$)

4.2.3.3 Vergleich der Klebsiellennachweise in Rachen- und Kloake

Von 274 in Rachen und Kloake untersuchten Reptilien waren genau gleich häufig je 32 Tiere nur in der Kloake bzw. nur im Rachen *Klebsiella*-positiv (Tabelle 30). Somit besteht dahingehend kein Unterschied zwischen beiden Lokalisationen ($p=1,0$, nicht signifikant).

Tabelle 30: Vergleich der Klebsiellenbefunde aus Rachen und Kloake

Rachen	Kloake		gesamt
	negativ	positiv	
negativ	195	32	227
positiv	32	15	47
gesamt	227	47	274¹⁾

¹⁾ Die 9 Schildkröten ohne Rachentupfer wurden in dieser Tabelle nicht berücksichtigt. (McNemar-Test auf Symmetrie: statistisch nicht signifikant, $p=1,0$)

Insgesamt 15-mal konnten *Klebsiella* spp. sowohl aus dem Rachen als auch aus der Kloake isoliert werden (Tabelle 31). In 8 Fällen handelte es sich um Schildkröten (*Testudo* spp.), 5-mal um Echsen (je 2-mal *Phelsuma madagascariensis* spp. + *Pogona* spp., 1-mal *Iguana iguana*) und 2-mal um Schlangen (je 1-mal *Boa constrictor* ssp. + *Python regius*). Mit einer Ausnahme (*Phelsuma madagascariensis grandis*, Privathaltung) wurden sie alle in zoologischen Einrichtungen gehalten. Bei 9

Tieren (davon 6-mal Schildkröten) wurden im Kloakentupfer die gleichen *Klebsiella* spp. wie im Rachentupfer nachgewiesen, bei den restlichen 6 Tieren waren die in Rachen- und Kloakentupfer nachgewiesenen *Klebsiella* spp. unterschiedlich.

Tabelle 31: Reptilien mit *Klebsiella* spp.-Nachweis in Rachen- und Kloakentupfer differenziert nach Haltung und Herkunft

Ordnung	Tierart	Herkunft			Haltung		n
		NZ	FG	?	Zoo	Privat	
Echsen	<i>Iguana iguana</i>	-	1	-	1	-	1
	<i>Phelsuma</i> spp.	-	-	2	1	1	2
	<i>Pogona</i> spp.	1	-	1	2	-	2
Schildkröten	<i>Testudo</i> spp.	7	-	1	8	-	8
Schlangen	<i>Boa constrictor</i> ssp.	-	1	-	1	-	1
	<i>Python regius</i>	1	-	-	1	-	1
Gesamtanzahl		9	2	4	14	1	15

n: Anzahl der *Klebsiella*-positiven Reptilienspezies
 NZ: Nachzucht
 FG: Findling
 ?: keine Angabe

4.2.3.4 Haltung und Herkunft der Reptilien mit Klebsiellennachweis im Kloakentupfer

Die wegen der begrenzten Fallzahlen summarisch aufgelisteten Daten sind Tabelle 32 und Tabelle 33 zu entnehmen. Danach waren Klebsiellen am meisten aus Kloakentupfern von in zoologischen Gärten gehaltenen Reptilien zu isolieren (24,6%), während die Nachweisraten bei Tieren aus Privathaltungen (7,0%) und von Händlern (14,4%) niedriger lagen (Chi-Quadrat-Test: statistisch sehr signifikant, $p=0,0094$). Bei Betrachtung der *Klebsiella*-positiven Proben in den 3 Reptiliengruppen waren es besonders die Proben der Echsen- und Schildkrötengruppe, die bei den Zootieren dominierten, während bei den Schlangen die Nachweisraten in allen drei Haltungskategorien nur geringfügig schwankten. Die Einteilung nach der Herkunft der beprobten Tiere lässt starke Schwankungen erkennen. Die Findlingsgruppe ist wegen der geringen Probenanzahl kaum zu berücksichtigen. Die Gesamtzahlen der *Klebsiella*-positiven Tiere bewegen sich zwischen 13,2% bei den Importtieren, über 17,3% bei den Nachzuchten bis zu 22,9% bei den Probanden ohne weitere Herkunftsangaben. Es ergaben sich mit $p=0,42$ (Chi-Quadrat-Test, Tiere ohne Herkunftsangabe wurden nicht berücksichtigt) keine signifikanten Unterschiede zwischen den Herkunftsgruppen. Eine gewisse Häufung

ist bei den Schildkröten, die der Nachzucht entstammen, mit 37,0% *Klebsiella*-positiven Kloakentupfern zu beobachten. In der Schlangengruppe liegen Importtiere und Nachzuchten mit 13,0% und 16,7% positiver Proben im gleichen Bereich.

Tabelle 32: Haltung der Reptilien mit *Klebsiella*-positiven Kloakentupfern

Ordnung	Händler		Privat		Zoo	
	n	%	n	%	n	%
Echsen	1/17	5,9	1/18	5,6	9/37	24,3
Schildkröten	-/-	-	0/16	0	16/45	35,6
Schlangen	14/87	16,1	3/23	13,0	5/40	12,5
gesamt	15/104	14,4	4/57	7,0	30/122	24,6

n: Anzahl der *Klebsiella*-positiven Reptilienspezies gegenüber der Gesamtzahl untersuchter Tiere

Tabelle 33: Herkunft der Reptilien mit *Klebsiella*-positiven Kloakentupfern

Ordnung	Import		Nachzucht		Findling		?	
	n	%	n	%	n	%	n	%
Echsen	2/10	20,0	4/52	7,7	1/5	20,0	4/5	80,0
Schildkröten	0/4	0	10/27	37,0	-/-	-	6/30	20,0
Schlangen	10/77	13,0	9/54	16,7	2/6	33,3	1/13	7,7
gesamt	12/91	13,2	23/133	17,3	3/11	27,3	11/48	22,9

n: Anzahl der *Klebsiella*-positiven Reptilienspezies gegenüber der Gesamtzahl untersuchter Tiere

?: keine Angabe zur Herkunft

4.2.4 Nachweis von *Proteus* spp.

4.2.4.1 Kloakentupfer

Von den 283 untersuchten Reptilien wiesen 37 *Proteus* spp. in ihren Kloakentupfern auf. Damit liegt die Prävalenzrate bei 0,13. Bezogen auf die 3 Reptiliengruppen (Tabelle 34, Abbildung 15) ließen sich keine erheblichen Schwankungen (Unterschiede nicht signifikant, $p=0,79$) erkennen: Insgesamt 11 der 72 Echsen waren *Proteus*-positiv (15,3%), wobei es sich 9-mal um *Pogona* spp. und 2-mal um *Phelsuma madagascariensis grandis* handelte. Bei den 61 Schildkröten verteilten sich die 7 Isolate (11,5%) auf *Testudo* spp. (4), *Trachemys scripta* ssp. (2) und *Pseudemys concinna hieroglyphica* (1). Die 19 (12,7%) *Proteus*-positiven Schlangen (von insgesamt 150 untersuchten Schlangen) verteilten sich auf alle hier beprobten Schlangenarten mit Ausnahme von *Elaphe* spp., deren 24 Kloakentupferproben bezüglich Proteusbakterien stets negativ befundet wurden. Dabei lag der Anteil der Proteusbefunde bei *Lampropeltis* spp. besonders hoch (7 von 13).

Tabelle 34: Verteilung der *Proteus* spp.-Nachweise in den Kloakentupfern

Ordnung	Tierart	n1	n2
Echsen	<i>Eublepharis macularius</i>	-	12
	<i>Iguana iguana</i>	-	16
	<i>Phelsuma madagascariensis grandis</i>	2	10
	<i>Pogona</i> spp.	9	31
	<i>Uromastyx acanthinurus</i>	-	2
	<i>Varanus salvator</i>	-	1
	gesamt	11	72
Schildkröten	<i>Emys orbicularis</i>	-	1
	<i>Geochelone pardalis</i>	-	3
	<i>Graptemys pseudogeographica kohnii</i>	-	1
	<i>Pseudemys concinna hieroglyphica</i>	1	1
	<i>Testudo</i> spp.	4	42
	<i>Trachemys scripta</i> ssp.	2	12
	Tropische Sumpfschildkröte ¹⁾	-	1
gesamt	7	61	
Schlangen	<i>Boa constrictor</i> ssp.	4	20
	<i>Candoia carinata</i>	2	2
	<i>Elaphe</i> spp.	-	24
	<i>Lampropeltis</i> spp.	7	13
	<i>Python regius</i>	4	86
	<i>Spalerosophis diadema</i>	2	5
gesamt	19	150	
Gesamtanzahl		37	283

n1: Anzahl der *Proteus*-positiven Reptilien

n2: Anzahl der untersuchten Reptilienspezies

¹⁾ Artbezeichnung nicht bekannt

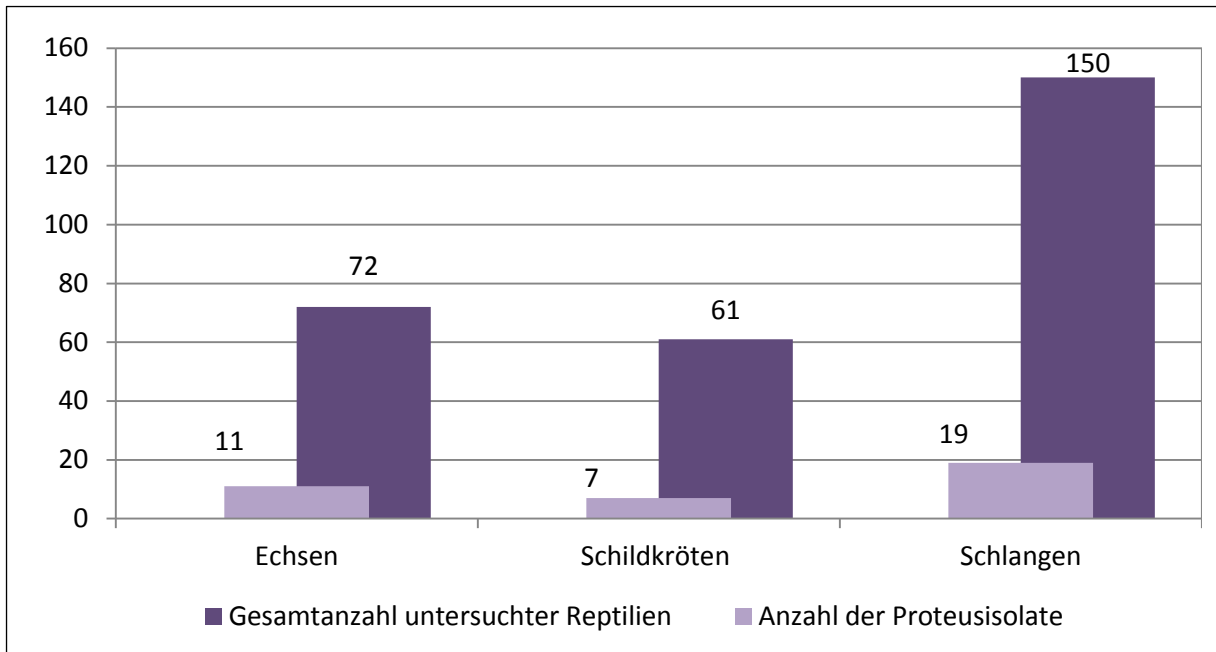


Abbildung 15: Proteusbefunde aus der Kloake im Vergleich zur Gesamtanzahl untersuchter Reptilien (Chi-Quadrat-Test: statistisch nicht signifikant, $p=0,79$)

4.2.4.2 Rachentupfer

Proteus spp. wurden aus den insgesamt 274 Rachentupfern in 22 Fällen isoliert, was einer Prävalenzrate von 0,08 entspricht. Wie Tabelle 35 zeigt, wurden diese Bakterien mit 19,4% (14-mal) am häufigsten bei Echsen - und hier besonders bei *Pogona* spp. (11-mal) – nachgewiesen. Schildkröten waren nur 2-mal (3,8%) und Schlangen 6-mal (4,0%) *Proteus*-positiv. Von diesen wurden aus 3 Rachentupfern von *Lampropeltis* spp. Proteusbakterien isoliert. Die deutlich höhere Nachweisrate bei Echsen im Vergleich zu Schildkröten und Schlangen erweist sich als hoch signifikant ($p=0,0002$).

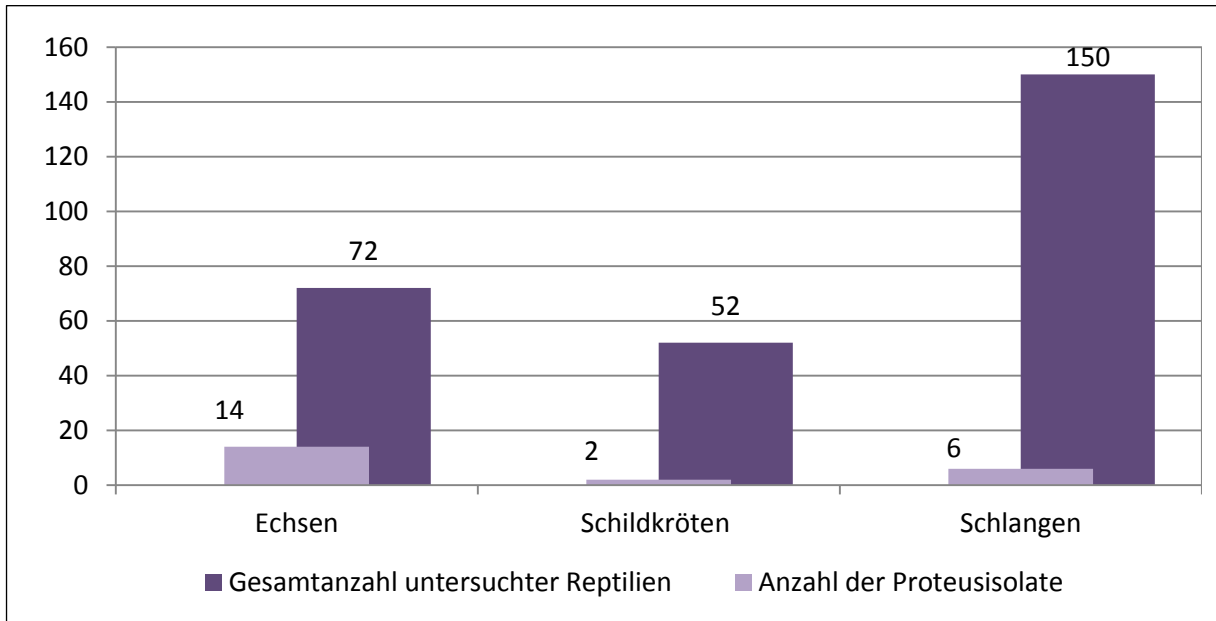


Abbildung 16: Proteusbefunde aus dem Rachen im Vergleich zur Gesamtanzahl untersuchter Reptilien (Chi-Quadrat-Test: statistisch hoch signifikant, $p=0,0002$)

Tabelle 35: Verteilung der *Proteus* spp.-Nachweise in den Rachentupfern

Ordnung	Tierart	n1	n2
Echsen	<i>Eublepharis macularius</i>	1	12
	<i>Iguana iguana</i>	-	16
	<i>Phelsuma madagascariensis grandis</i>	2	10
	<i>Pogona</i> spp.	11	31
	<i>Uromastix acanthinurus</i>	-	2
	<i>Varanus salvator</i>	-	1
	gesamt		14
Schildkröten	<i>Emys orbicularis</i>	-	1
	<i>Geochelone pardalis</i>	-	3
	<i>Graptemys pseudogeographica kohnii</i>	1	1
	<i>Pseudemys concinna hieroglyphica</i>	-	1
	<i>Testudo</i> spp.	-	42
	<i>Trachemys scripta</i> ssp.	1	12
	Tropische Sumpfschildkröte ¹⁾	-	1
gesamt		2	52
Schlangen	<i>Boa constrictor</i> ssp.	1	20
	<i>Candoia carinata</i>	-	2
	<i>Elaphe</i> spp.	1	24
	<i>Lampropeltis</i> spp.	3	13
	<i>Python regius</i>	1	86
	<i>Spalerosophis diadema</i>	-	5
	gesamt		6
Gesamtanzahl		22	274

n1: Anzahl der *Proteus*-positiven Reptilien
n2: Anzahl der untersuchten Reptilienspezies
¹⁾ Artbezeichnung nicht bekannt

4.2.4.3 Vergleich der Proteusnachweise in Rachen- und Kloake

Tabelle 36 lässt sich die Verteilung der *Proteus*-positiven und –negativen Tiere in Rachen und Kloake entnehmen. 28 Reptilien wurden nur in der Kloake positiv getestet, während es 15 rein pharyngeal positive Tiere waren. Dieser Unterschied zwischen beiden Lokalisationen ist mit $p=0,047$ gerade noch statistisch signifikant.

Tabelle 36: Vergleich der Proteusbefunde aus Rachen und Kloake

Rachen	Kloake		gesamt
	negativ	positiv	
negativ	224	28	252
positiv	15	7	22
gesamt	239	35	274¹⁾

¹⁾ Die 9 Schildkröten ohne Rachentupfer wurden in dieser Tabelle nicht berücksichtigt. (McNemar-Test auf Symmetrie: statistisch signifikant, $p=0,047$)

Bei 7 Reptilien konnten sowohl im Rachen als auch in der Kloake Proteusbakterien nachgewiesen werden. Dabei handelte es sich in 5 Fällen um Echsen (4-mal *Pogona* spp., 1-mal *Phelsuma madagascariensis grandis*) und in 2 Fällen um Schlangen (*Lampropeltis* spp.). Die Echsen wurden alle in zoologischen Einrichtungen gehalten und waren alle, außer einem Tier ohne Angabe zur Herkunft, Nachzuchttiere. Die beiden Schlangen (1 Importtier, 1 NachzuchtTier) wurden in Terrarien von Händlern gehalten (Tabelle 37).

Tabelle 37: Reptilien mit *Proteus* spp.-Nachweis in Rachen- und Kloakentupfer differenziert nach Haltung und Herkunft

Ordnung	Tierart	Herkunft	Haltungsform	n
Echsen	<i>Phelsuma madagasc. grandis</i>	1NZ	1 Zoo	1
	<i>Pogona</i> spp.	1?, 3NZ	4 Zoo	4
Schlangen	<i>Lampropeltis</i> spp.	1IP, 1NZ	2 Händler	2
Gesamtanzahl				7

n: Anzahl der Reptilienspezies
 IP: Import
 ?: keine Angabe
 NZ: Nachzucht

4.2.4.4 Haltung und Herkunft der Reptilien mit *Proteus*-Nachweis im Kloakentupfer

Die auch hier summarisch in Tabelle 38 und Tabelle 39 dargestellten Daten lassen erkennen, dass Reptilien mit *Proteus*-positiven Kloakentupfern überwiegend im Zoo zu finden waren (18,0%). Händlertiere und privat gehaltene Reptilien waren gleich oft positiv (9,6% und 8,8%). Die höhere Nachweisrate von *Proteus*-Bakterien in zoologischen Einrichtungen gegenüber Händler- und Privathaltungen ist statistisch nicht signifikant (Chi-Quadrat-Test: $p=0,097$). Bei den Echsen dominierten die im Zoo gehaltenen Tiere mit 24,3% *Proteus*-Nachweisen gegenüber 11,1% bei Privathaltern. Im Verhältnis entsprechend stammten bei den Schildkröten 13,3% der *Proteus*-positiven Tiere aus dem Zoo und 6,3% von privaten Haltern. Bei den Schlangen waren Zootiere mit 17,5% am häufigsten positiv, danach folgten Händlertiere mit 11,5%, bei den Privathaltern lag der Prozentsatz bei 8,7%. In Bezug auf die Herkunft der *Proteus*-positiven Tiere zeigt Tabelle 39, dass die Prozentsätze der *Proteus*-Gesamtnachweise sich zwischen 8,8% (Importtiere) und 15,8% (Nachzuchttiere) bewegten (exakter Fisher-Test: statistisch nicht signifikant, $p=0,32$). Von letzteren waren Echsen und Schlangen mit 17,3% und 20,4% deutlich öfter *Proteus*-positiv als Schildkröten (3,7%). Bei den importierten Reptilien zeigten Schlangen eine geringe Nachweisrate von 7,8%, Echsen waren hier durchweg negativ und die Zahl der Schildkröten war zur Bewertung nicht geeignet – ebenso wie die Befunde bei den Findlingen und den Tieren ohne Angaben zur Herkunft.

Tabelle 38: Haltung der Reptilien mit *Proteus*-positiven Kloakentupfern

Ordnung	Händler		Privat		Zoo	
	n	%	n	%	n	%
Echsen	0/17	0	2/18	11,1	9/37	24,3
Schildkröten	-/-	-	1/16	6,3	6/45	13,3
Schlangen	10/87	11,5	2/23	8,7	7/40	17,5
gesamt	10/104	9,6	5/57	8,8	22/122	18,0

n: Anzahl der *Proteus*-positiven Reptilien gegenüber der Gesamtzahl untersuchter Tiere

Tabelle 39: Herkunft der Reptilien mit *Proteus*-positiven Kloakentupfern

Ordnung	Import		Nachzucht		Findling		?	
	n	%	n	%	n	%	n	%
Echsen	0/10	0	9/52	17,3	0/5	0	2/5	40,0
Schildkröten	2/4	50,0	1/27	3,7	-/-	-	4/30	13,3
Schlangen	6/77	7,8	11/54	20,4	1/6	16,7	1/13	7,7
gesamt	8/91	8,8	21/133	15,8	1/11	9,1	7/48	14,6

n: Anzahl der *Proteus*-positiven Reptilien gegenüber der Gesamtzahl untersuchter Tiere
 ?: keine Angabe zur Herkunft

4.2.5 Nachweis von *Aeromonas* spp.

4.2.5.1 Kloakentupfer

Aus allen untersuchten 283 Kloakentupfern konnten bei 8 Reptilien *Aeromonas* spp. isoliert werden (Abbildung 17). Diese verteilten sich mit 5 positiven Tieren auf die Schildkrötengruppe (8,2%), die übrigen 3 Tiere stammten aus der Schlangengruppe (2,0%). Aus den Kloakentupfern der Echsen konnten keine Aeromonaden nachgewiesen werden. Somit lag die Prävalenzrate bei 0,03. Die Häufung der Kloakentupfer mit *Aeromonas* spp.-Nachweis in der Schildkrötengruppe ist statistisch signifikant ($p=0,013$). Die *Aeromonas*-positiven Tiere, aufgegliedert nach den untersuchten Reptiliengattungen und –spezies, sind Tabelle 40 zu entnehmen.

Tabelle 40: Verteilung der *Aeromonas* spp.-Nachweise in den Kloakentupfern

Ordnung	Tierart	n1	n2
Echsen	<i>Eublepharis macularius</i>	-	12
	<i>Iguana iguana</i>	-	16
	<i>Phelsuma madagascariensis grandis</i>	-	10
	<i>Pogona</i> spp.	-	31
	<i>Uromastyx acanthinurus</i>	-	2
	<i>Varanus salvator</i>	-	1
	gesamt		0
Schildkröten	<i>Emys orbicularis</i>	-	1
	<i>Geochelone pardalis</i>	-	3
	<i>Graptemys pseudogeographica kohnii</i>	1	1
	<i>Pseudemys concinna hieroglyphica</i>	-	1
	<i>Testudo</i> spp.	-	42
	<i>Trachemys scripta</i> ssp.	4	12
	Tropische Sumpfschildkröte ¹⁾	-	1
gesamt		5	61
Schlangen	<i>Boa constrictor</i> ssp.	1	20
	<i>Candoia carinata</i>	-	2
	<i>Elaphe</i> spp.	-	24
	<i>Lampropeltis</i> spp.	-	13
	<i>Python regius</i>	2	86
	<i>Spalerosophis diadema</i>	-	5
gesamt		3	150
Gesamtanzahl		8	283

n1: Anzahl der *Aeromonas*-positiven Reptilien

n2: Anzahl der untersuchten Reptilienspezies

¹⁾ Artbezeichnung nicht bekannt

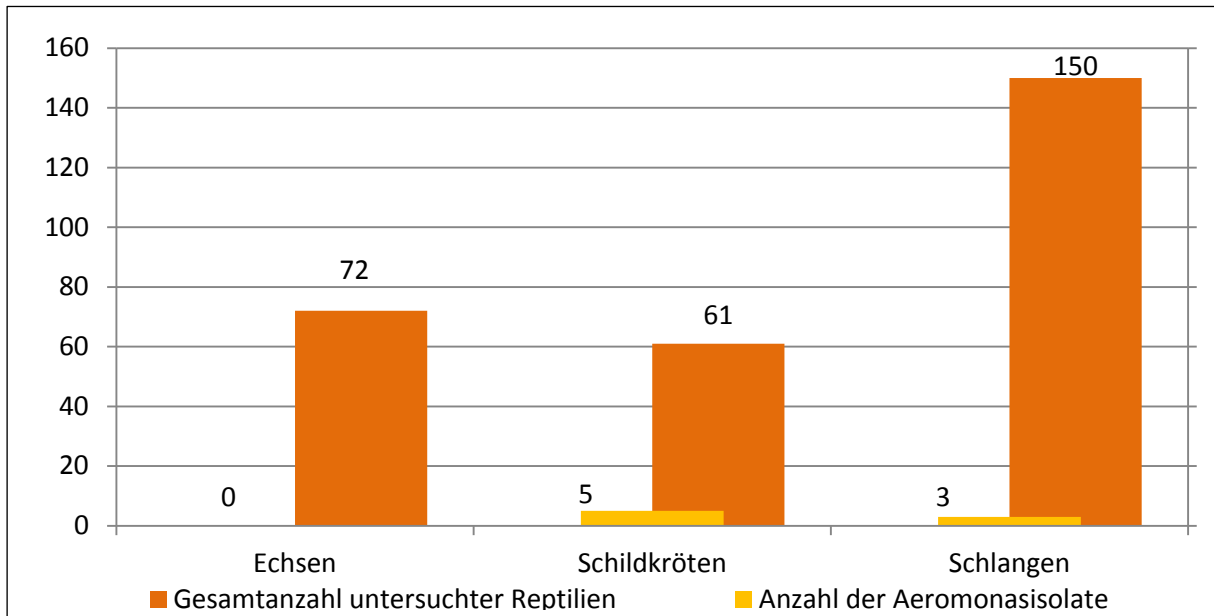


Abbildung 17: Aeromonadenbefunde aus der Kloake im Vergleich zur Gesamtanzahl untersuchter Reptilien (exakter Fisher-Test: statistisch signifikant, $p=0,013$)

4.2.5.2 Rachentupfer

In insgesamt 28 der 274 untersuchten Rachentupfer ließen sich *Aeromonas* spp. nachweisen. Die entspricht einer Prävalenz von 0,1. Sie verteilten sich entsprechend Tabelle 41 19-mal auf Proben von Schildkröten (36,5%), 4-mal auf Echsens (5,6%) und 5-mal auf Schlangen (3,3%). Am häufigsten waren sie bei *Trachemys scripta* ssp. (9 von 12 = 75%) und *Testudo* spp. (8 von 42 = 19,0%) anzutreffen. Die deutlich höhere Anzahl an *Aeromonas*-Isolaten bei Schildkröten gegenüber der Echsens- und Schlangengruppe zeigt statistisch eine hohe Signifikanz ($p<0,0001$).

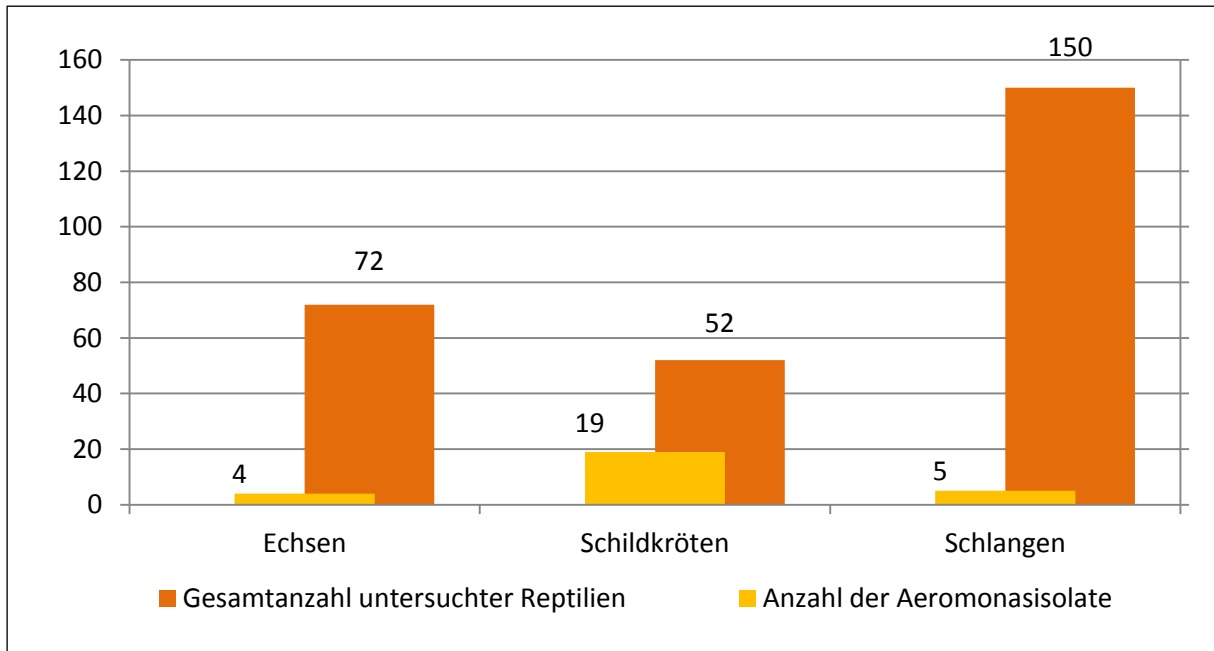


Abbildung 18: Aeromonadenbefunde aus dem Rachen im Vergleich zur Gesamtanzahl untersuchter Reptilien (Chi-Quadrat-Test: statistisch hoch signifikant, $p < 0,0001$)

Tabelle 41: Verteilung der *Aeromonas* spp.-Nachweise in den Rachentupfern

Ordnung	Tierart	n1	n2
Echsen	<i>Eublepharis macularius</i>	-	12
	<i>Iguana iguana</i>	1	16
	<i>Phelsuma madagascariensis grandis</i>	2	10
	<i>Pogona</i> spp.	1	31
	<i>Uromastix acanthinurus</i>	-	2
	<i>Varanus salvator</i>	-	1
	gesamt		4
Schildkröten	<i>Emys orbicularis</i>	1	1
	<i>Geochelone pardalis</i>	-	3
	<i>Graptemys pseudogeographica kohnii</i>	1	1
	<i>Pseudemys concinna hieroglyphica</i>	-	1
	<i>Testudo</i> spp.	8	42
	<i>Trachemys scripta</i> ssp.	9	12
	Tropische Sumpfschildkröte ¹⁾	-	1
gesamt		19	52
Schlangen	<i>Boa constrictor</i> ssp.	1	20
	<i>Candoia carinata</i>	-	2
	<i>Elaphe</i> spp.	1	24
	<i>Lampropeltis</i> spp.	1	13
	<i>Python regius</i>	2	86
	<i>Spalerosophis diadema</i>	-	5
gesamt		5	150
Gesamtanzahl		28	274

n1: Anzahl der *Aeromonas*-positiven Reptilien

n2: Anzahl der untersuchten Reptilienspezies

¹⁾ Artbezeichnung nicht bekannt

4.2.5.3 Vergleich der *Aeromonas*-Nachweise in Rachen- und Kloake

Von den 274 in Rachen und Kloake untersuchten Reptilien waren 3 nur kloakal positiv, während bei 23 Tieren *Aeromonas* nur im Rachen gefunden wurden (Tabelle 42). Die deutlich höhere rein pharyngeale Nachweisrate gegenüber den rein kloakal positiven Tieren ist statistisch hoch signifikant ($p=0,0001$).

Tabelle 42: Vergleich der *Aeromonas*-Befunde aus Rachen und Kloake

Rachen	Kloake		gesamt
	negativ	positiv	
negativ	243	3	246
positiv	23	5	28
gesamt	266	8	274¹⁾

¹⁾ Die 9 Schildkröten ohne Rachentupfer wurden in dieser Tabelle nicht berücksichtigt. (McNemar-Test auf Symmetrie: statistisch hoch signifikant, $p=0,0001$)

In 5 Fällen waren sowohl Kloaken- als auch Rachentupfer *Aeromonas*-positiv. Dabei handelte es sich stets um Schmuckschildkröten (1-mal *Graptemys pseudogeographica kohnii*, 4-mal *Trachemys scripta* ssp.). Damit wiesen alle im Kloakentupfer positiven Schildkröten auch im Rachen *Aeromonas* spp. auf (Tabelle 43).

Tabelle 43: Reptilien mit *Aeromonas*-positivem Rachen- und Kloakentupfer

Ordnung	Tierart	Herkunft	Haltungsform	n
Schildkröten	<i>Graptemys pseudogeo. kohnii</i>	1?	1 Zoo	1
	<i>Trachemys scripta</i> ssp.	3?, 1NZ	1 Privat, 3 Zoo	4
Gesamtanzahl				5

n: Anzahl der Reptilienspezies

IP: Import

?: keine Angabe

NZ: Nachzucht

4.2.5.4 Haltung und Herkunft der Reptilien mit *Aeromonas*-Nachweis im Rachentupfer

Wegen der geringen Nachweisrate von *Aeromonas* spp. in Kloakentupfern wurde hier auf die Rachentupferergebnisse zurückgegriffen. Für diese zeigen Tabelle 44 und Tabelle 45, dass der Nachweis von *Aeromonaden* bei Echsen und Schlangen, unabhängig von Haltung und Herkunft, nur ein vereinzelt Ereignis darstellte. Schildkröten aus Privathaltungen waren zu 43,8% (7 von 16 Tieren) bzw. aus Zoologischen Gärten zu 26,7% (12 von 45 Tieren) *Aeromonas*-positiv. Insgesamt waren Händlertiere mit 3,8% nur gering positiv (Schildkröten wurden bei Händlern nicht beprobt), während privat und in zoologischen Einrichtungen gehaltene Reptilien mit 12,3% und 13,9% fast gleich hohe Nachweisraten aufweisen (Chi-Quadrat-Test: statistisch signifikant, $p=0,023$).

Tabelle 44: Haltung der Reptilien mit *Aeromonas*-positiven Rachentupfern

Ordnung	Händler		Privat		Zoo	
	n	%	n	%	n	%
Echsen	1/17	5,9	0/18	0	3/37	8,1
Schildkröten	-/-	-	7/16	43,8	12/45	26,7
Schlangen	3/87	3,4	0/23	0	2/40	5,0
gesamt	4/104	3,8	7/57	12,3	17/122	13,9

n: Anzahl der *Aeromonas*-positiven Reptilienspezies gegenüber der Gesamtzahl untersuchter Tiere

Ihrer Herkunft nach stammten die 19 positiven Schildkröten 5-mal von Nachzuchten (18,5%) und 14-mal von Tieren unbekannter Herkunft (46,7%). Die Unterschiede zwischen den einzelnen Herkunftskategorien erweisen sich als nicht signifikant (exakter Fisher-Test: $p=0,12$).

Tabelle 45: Herkunft der Reptilien mit *Aeromonas*-positiven Rachentupfern

Ordnung	Import		Nachzucht		Findling		?	
	n	%	n	%	n	%	n	%
Echsen	1/10	10,0	2/52	3,8	0/5	0	1/5	20,0
Schildkröten	0/4	0	5/27	18,5	-/-	-	14/30	46,7
Schlangen	2/77	2,6	2/54	3,7	1/6	16,7	0/13	0
gesamt	3/91	3,3	9/133	6,8	1/11	9,1	15/48	31,2

n: Anzahl der *Aeromonas*-positiven Reptilienspezies gegenüber der Gesamtzahl untersuchter Tiere

?: keine Angabe zur Herkunft

4.2.6 Statistische Auswertung der bakteriellen Nachweishäufigkeiten in Abhängigkeit von allen untersuchten Reptilienkategorien

Mittels des statistischen Tests der multiplen logistischen Regression wurden die erhobenen Daten auf ihre bereinigten Zusammenhänge überprüft. D.h., dass die Nachweisraten der isolierten Bakterienspezies – getrennt nach den untersuchten Lokalisationen Rachen und Kloake – unter gleichzeitiger Berücksichtigung der 3 untersuchten Reptilienkategorien (Ordnung, Herkunft, Haltung) auf signifikante Unterschiede getestet wurden (Tabelle 46). Hierbei konnte die Schildkrötengruppe nicht ausgewertet werden, da Schildkröten in der Haltungskategorie „Händler“ nicht beprobt wurden. Somit beziehen sich die Ergebnisse dieses Tests nur auf die Echsen- und Schlangengruppe. Ebenso wurden die Tiere der Herkunftskategorie „keine Angabe“ unberücksichtigt gelassen.

Tabelle 46: Ergebnisse der multiplen logistischen Regressionsanalyse

Bakteriengattung	Lokalisation	p-Werte		
		Ordnung	Herkunft	Haltung
<i>Salmonella</i> spp.	Rachen	0,06	0,036	0,25
	Kloake	0,8	0,29	0,035
<i>Pseudomonas</i> spp.	Rachen	0,073	0,059	0,47
	Kloake	0,0007	0,19	0,62
<i>Klebsiella</i> spp.	Rachen	0,026	0,92	0,97
	Kloake	0,34	0,45	0,76
<i>Proteus</i> spp.	Rachen	0,014	0,12	0,14
	Kloake	0,31	0,11	0,25
<i>Aeromonas</i> spp.	Rachen	0,84	0,77	0,96
	Kloake	n.d.	n.d.	n.d.

n.d. nicht durchführbar

Die statistisch signifikanten p-Werte sind fett markiert.

Schildkröten und Tiere ohne Herkunftsangabe wurden nicht berücksichtigt.

Salmonellenbefunde:

Die im Rachen *Salmonella*-positiv beprobten Echsen und Schlangen zeigten unter gleichzeitiger Berücksichtigung aller untersuchten Kategorien mit $p=0,036$ signifikante Unterschiede bei der Herkunft (vgl. Kap. 4.2.1.2, 4.2.1.3). Durch die nicht berücksichtigte Schildkrötengruppe mit vergleichsweise sehr geringen Salmonellennachweisraten zeigten sich hier keine signifikanten Unterschiede *Salmonella*-positiver Tiere zwischen den beiden Ordnungen Echsen und Schlangen (vgl. Kap. 4.2.1.1). Der hoch signifikante Unterschied (Chi-Quadrat-Test: $p<0,0001$, Kap. 4.2.1.4) zwischen geringeren kloakalen Nachweisraten bei Zootieren gegenüber

Händlertieren und privat gehaltenen Tieren bestätigt sich auch in der Regressionsanalyse als signifikant ($p=0,035$).

Pseudomonadenbefunde:

Die Verteilung der im Rachen *Pseudomonas*-positiven Echsen und Schlangen zeigte im Gegensatz zu der im Chi-Quadrat-Test hoch signifikant höheren Nachweisrate in der Schlangengruppe ($p<0,0001$, Kap. 4.2.2.2) in der Regressionsanalyse in keiner der untersuchten Kategorien statistische Signifikanz. Kloakal wurden in der Schlangengruppe hoch signifikant (Chi-Quadrat-Test, $p<0,0001$, Kap. 4.2.2.1) mehr Pseudomonaden isoliert als in den anderen Reptiliengruppen. Dieser Unterschied ist auch hier in Abhängigkeit von Haltung und Herkunft der Tiere gegenüber den Echsen hoch signifikant ($p=0,0007$).

Klebsiellenbefunde:

In der Schlangengruppe konnten aus dem Rachen deutlich weniger *Klebsiella* spp. als bei Echsen und Schildkröten isoliert werden (Chi-Quadrat-Test, $p<0,0001$, Kap. 4.2.3.2), dieser Unterschied erweist sich auch in der multiplen logistischen Regression gegenüber der Echsen-Gruppe als signifikant ($p=0,026$). Bei den positiven Kloakentupferproben ergaben sich in keiner der untersuchten Kategorien signifikante Unterschiede.

Proteusbefunde:

Die im Chi-Quadrat-Test hoch signifikant erhöhte pharyngeale Nachweisrate von *Proteus* spp. bei Echsen ($p=0,0002$, Kap. 4.2.4.2) erweist sich auch in Abhängigkeit von Haltung und Herkunft der Tiere mit $p=0,014$ gegenüber der Schlangengruppe als signifikant. Innerhalb der kloakalen Proteusbefunde ergaben sich - wie auch in den Chi-Quadrat-Tests bzw. dem exakten Fisher-Test (Kap. 4.2.4.1, 4.2.4.4) - keine signifikanten Unterschiede.

Aeromonadenbefunde:

Unter gleichzeitiger Berücksichtigung der 3 untersuchten Reptilienkategorien ergeben sich für die Verteilung der *Aeromonas*-positiven Echsen und Schlangen im Rachen keine signifikanten Unterschiede. Die im Chi-Quadrat-Test hoch signifikant erhöhte Anzahl isolierter Aeromonaden aus dem Rachen bei Schildkröten ($p<0,0001$,

Kap.4.2.5.2), konnte hier nicht ausgewertet werden, da die Schildkrötengruppe bei der Berechnung ausgeklammert werden musste. Bei den kloakal *Aeromonas*-positiven Reptilien konnte die Regressionsanalyse nicht durchgeführt werden, da bei allen 3 *Aeromonas*-positiven Schlangen die Angabe der Herkunft fehlte und somit ein Vergleich zwischen Echsen und Schlangen nicht möglich war.

5 Diskussion

5.1 Untersuchte Tiere, Materialentnahme und Labormethoden

Während dieser Studie wurden insgesamt 283 klinisch gesunde Reptilien aus zahlreichen verschiedenen Haltungseinrichtungen deutschlandweit beprobt, um eine möglichst aussagekräftige Datenbasis über die Bakterienflora in Deutschland gehaltener Reptilien zu erhalten. Bei Privathaltern und Reptilienhändlern konnten insgesamt weniger Tiere untersucht werden als in zoologischen Einrichtungen, da vergleichsweise nur wenige Händler bzw. Hobbyhalter bereit waren, ihre Reptilienbestände für Datenerhebungen bakteriologisch untersuchen zu lassen (BECKER 2008, persönliche Mitteilung). Innerhalb der untersuchten Reptiliengruppen wurden hauptsächlich häufig in Deutschland gehaltene Arten ausgewählt (z.B. *Python regius*, *Pogona* spp., *Testudo* spp.), um somit die Vergleichbarkeit der Ergebnisse zu erhöhen. Diese Arten sind bei Privathaltern sehr beliebt, da sie ungiftig sind, die Haltung unkompliziert ist und sie sich gut an den Menschen gewöhnen lassen (RKI, 2008). Sie sind daher auch bei Händlern und ebenso in zoologischen Gärten häufig vertreten.

Eine Zielsetzung dieser Studie war der Vergleich von Reptilien aus unterschiedlichen Haltungsformen (zoologische Gärten, Privathaltungen, Händlerterrarien). Um die Ergebnisse so praxisnah wie möglich zu gestalten, wurden die Tiere nicht unter standardisierten Laborbedingungen untergebracht, sondern im Rahmen einer Feldstudie bei dem jeweiligen Halter vor Ort beprobt. Daraus folgt, dass die Bedingungen, unter denen die untersuchten Tiere gehalten wurden, nicht identisch sein konnten. In zoologischen Einrichtungen, großen Privathaltungen bzw. -zuchten war eine artgerechte Umweltgestaltung (Terrariengröße und -ausstattung, Beleuchtung, Futterangebot, Besatzdichte, Hygienebedingungen) gegeben (BECKER 2008, persönliche Mitteilung). Die Terrarien bei Reptilienhändlern waren artgerecht, aber nur mit dem Nötigsten ausgestattet, um eine gründliche Reinigung nach jedem Tierwechsel zu ermöglichen. Innerhalb der Haltungsgruppen „Zoologische Gärten“ sowie „Händler“ kann aufgrund ähnlicher Terrarienausstattung von jeweils annähernd identischen Umgebungsbedingungen für die Tiere ausgegangen werden. Hingegen stellten sich die Privathalter als vermutlich sehr heterogene Gruppe hinsichtlich der Haltungsbedingungen dar, da bei 35,6% der erhobenen Tupferproben die Haltungsbedingungen der Reptilien nicht eruiert werden

konnten. Dies betrifft u.a. Einzeltiere von Privatpersonen, die in Kleintierpraxen vorgestellt und dort beprobt wurden.

Die Probenentnahme wurde überwiegend von Herrn Thomas Becker, Vivarium Darmstadt, selbst vorgenommen. Aufgrund der Praktikabilität (räumliche Entfernung, Zeitfaktor) wurden einige Tupferproben in zoologischen Einrichtungen sowie alle Proben von Reptilien, die in Kleintierpraxen vorgestellt wurden, von den jeweils dort tätigen Tierärzten entnommen. Der Nachweis der zu identifizierenden Bakterienspezies zeigt eine homogene Verteilung innerhalb aller untersuchten Tupferproben (Anhang 2), so dass eine Beeinflussung durch eine personenbedingt veränderte Entnahmetechnik weitgehend ausgeschlossen werden kann.

Da Reptilien als poikilotherme Tiere sehr unterschiedliche Körpertemperaturen in Abhängigkeit von der Umgebungstemperatur aufweisen, wurde immer wieder die Frage nach der optimalen Bebrütungstemperatur für bakteriologische Proben gestellt. GOLDSTEIN et al. (1981) konnten bei der Bebrütung der Proben bei Zimmertemperatur und bei 37°C keine erheblichen Unterschiede im Bakterienwachstum feststellen. Diese Ergebnisse stimmen mit den Beobachtungen der Autorin im Rahmen der Voruntersuchungen für die vorliegende Arbeit überein. Somit wurden alle Tupferproben bei 37°C bebrütet und nach 24h ausgewertet. Während der Voruntersuchungen zu der vorliegenden Arbeit wurden die Salmonellenanreicherungsmedien Selenit-Lactose-Bouillon und Rappaport-Vassiliadis-Bouillon miteinander verglichen. Während SCHRAMME (2000) mehr *Salmonella* spp. aus dem Rappaport-Medium unter 24 stündiger Bebrütung bei 42°C isolierte, konnte die Autorin der vorliegenden Arbeit keinen wesentlichen Unterschied der beiden Anreicherungsmedien bei identischen Bebrütungsbedingungen feststellen. Daher erfolgte die Salmonellenanreicherung mit Selenit-Lactose-Bouillon entsprechend der SAA (MB4A704) der VetMedLabor GmbH Ludwigsburg (Kap. 3.2.1).

Diese Arbeit wurde als Querschnittsstudie angelegt, d.h. es erfolgte eine einmalige Probennahme aus dem Rachen und der Kloake bei den in die Studie einbezogenen Reptilien. Daher muss im Hinblick auf die Möglichkeit einer intermittierenden Ausscheidung der verschiedenen Bakterien (besonders auch Salmonellen) jeweils mit einer eingeschränkten Detektionsgenauigkeit bzw. einer verbleibenden

Dunkelziffer bei den Nachweisraten gerechnet werden. (GEUE & LÖSCHNER, 2002; EBANI et al. 2005).

5.2 Betrachtung der isolierten Bakterien

Während dieser Studie wurden 283 Reptilien auf bestimmte Bakterienspezies in Rachen und Kloake untersucht. Dabei konnten 283 Kloakentupfer sowie 274 Rachentupfer gewonnen werden. Insgesamt wurden aus diesen Tupferproben 670 Isolate der Gattungen *Salmonella*, *Pseudomonas*, *Klebsiella*, *Proteus* und *Aeromonas* differenziert. Davon stammten 322 Keime aus den Rachentupfern und 348 Keime aus den Kloakentupfern der beprobten Reptilien (Abbildung 19). Im Folgenden werden die Daten zu den isolierten Bakterienspezies, nach den Ergebnissen aus Rachen und Kloake getrennt, besprochen. Anhang 2 führt alle untersuchten Reptilien nach Entnahmedatum der Tupferproben, Tierart und Isolat aus Rachen und Kloake auf.

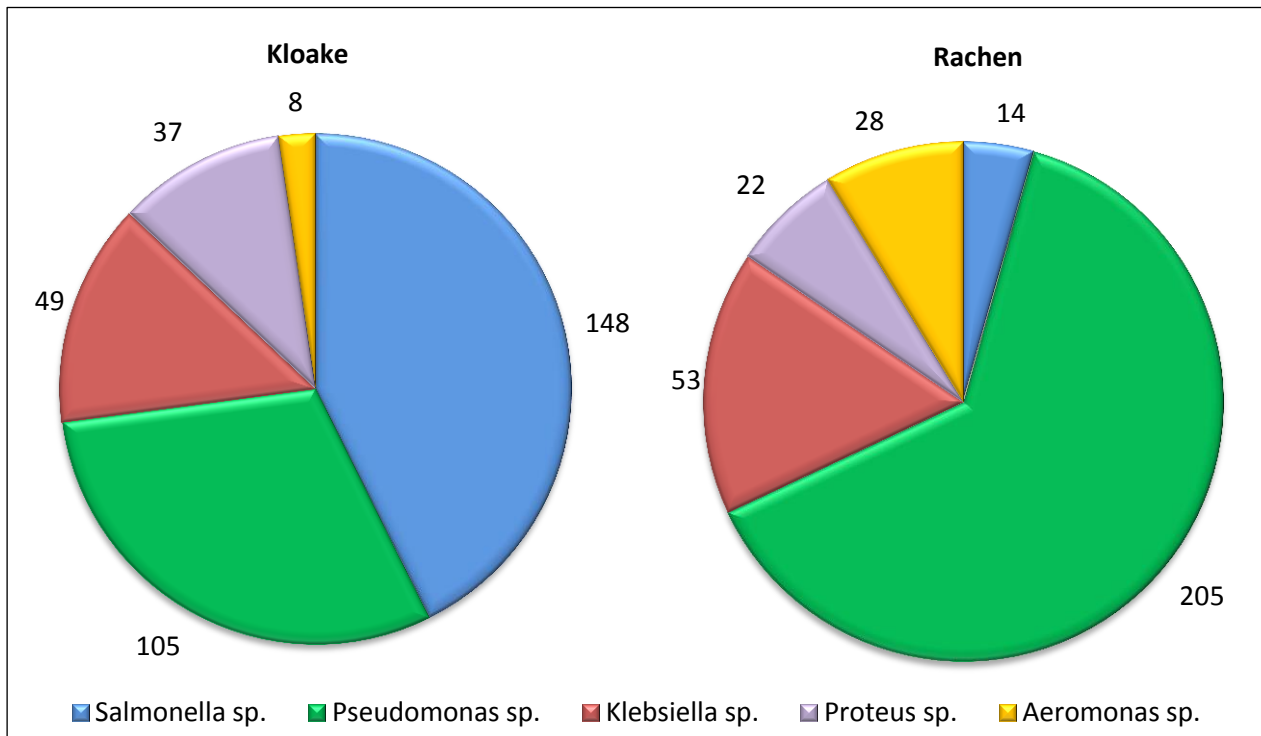


Abbildung 19: Gesamtzahl der Isolate aus den untersuchten Bakteriengattungen aus Rachen- und Kloakentupfern in Gegenüberstellung

5.2.1 Salmonellenbefunde

5.2.1.1 Kloakentupfer

Aus den 283 untersuchten Kloakentupfern konnten bei einmaliger Probenentnahme in 144 Fällen 148 *Salmonella* spp. nachgewiesen werden. Dies entspricht 50,9% der insgesamt entnommenen Tupferproben. Dabei ist auffällig, dass die Gruppe der Schildkröten mit einer Nachweisrate von 18,0% im Vergleich zu Echsen (55,6%) und Schlangen (62,0%), eine deutlich geringere Anzahl an Salmonellen-positiven Tieren aufweist. Zu tendenziell ähnlichen Ergebnissen kamen GEUE & LÖSCHNER (2002), die 159 Reptilienkotproben von Privathaltern bzw. Züchtern in Deutschland und Österreich auf *Salmonella* spp. untersuchten. Die Autoren vermuten, dass der niedrige Prozentsatz an Salmonellen-positiven Schildkrötenproben (3%) auf dem Zeitpunkt der Probenentnahme kurz vor dem Winterschlaf beruht. Diese Vermutung lässt sich für die vorliegende Arbeit nicht bestätigen, da nur knapp ein Viertel der untersuchten Schildkrötenproben im Oktober bzw. November entnommen wurden. Gegenüber weiteren Studien, in denen mit einmaliger Kotuntersuchung von in Gefangenschaft gehaltenen Schildkröten Salmonellen nachgewiesen wurden, ist die in dieser Arbeit gefundene Salmonelleninzidenz relativ hoch. In der Arbeit von SCHRAMME (2003) lag sie bei 10% und PASMANS et al. (2002) isolierten aus 11,3% der untersuchten Proben *Salmonella* spp.. GÖBEL (1990) konnte bei 10 Landschildkröten trotz viermaliger Probenentnahme im Abstand von 7 Tagen keine Salmonellen aus den Kloakentupfern nachweisen. Allerdings wurde in letzterem Probenmaterial kein Selektivanreicherungsmedium für Salmonellen eingesetzt. Im Gegensatz dazu isolierten STROHL et al. (2004) bei 44% der Schildkröten *Salmonella* spp. aus den untersuchten Kotproben. In dieser Studie stammte knapp die Hälfte der Tiere aus einem Zentrum für Schildkröten in Frankreich, in dem die Tiere halbwild im Freiland gehalten werden. Daraus könnte gefolgert werden, dass bei wildlebenden Tieren die Salmonelleninzidenz, im Gegensatz zu Nachzuchten oder schon lange in Gefangenschaft lebenden Reptilien, höher liegt (MÖRK, 1997). GÖBEL et al. (1990) vertreten ebenfalls die Auffassung, dass aufgrund der Zunahme der einheimischen Nachzuchten und des damit verbundenen Rückgangs der Importtiere und Wildfänge die Salmonelleninzidenz bei Landschildkröten in Deutschland gesunken ist. In der vorliegenden Arbeit wurden lediglich insgesamt 4 importierte Schildkröten untersucht, welche allerdings alle als Salmonellen-positiv identifiziert wurden. Im Gegensatz dazu waren die übrigen in die Studie

einbezogenen Landschildkröten zumeist Nachzuchttiere, bei denen nur eine geringe Anzahl an Salmonellenträgern nachgewiesen wurde. Dies würde die These einer niedrigeren Salmonelleninzidenz bei Nachzuchten von Schildkröten unterstützen; angesichts der sehr wenigen Proben von Importtieren in der hier vorliegenden Studie und ihrer nur begrenzten Vergleichbarkeit mit den anderen oben zitierten und weiteren Arbeiten (WEBER & PIETZSCH, 1974; ROGGENDORF & MÜLLER, 1976; AMTSBERG, 1981; WEBER, 1983) erscheinen derartig differenzierte Schlussfolgerungen bis heute fragwürdig. Zu groß sind die Unterschiede in Bezug auf Untersuchungsmaterial und verwendete Methoden, als dass eine Vergleichbarkeit zulässig wäre. Allein die zu unterstellenden Unterschiede bei den verschiedenen Schildkrötenspezies (Land-, Wasserschildkröten), ihrer Haltung (Wildtiere – Tiere in Gefangenschaft, Zahl der gehaltenen Individuen, Hygienestatus) und Herkunft (geographische Herkunft – regionale Herkunft) stellen vergleichende Auswertungen in Frage. Solange derartige Unterschiede bei Probenauswahl und Methodik nicht auszuschließen sind, können die Ergebnisse solcher Screenings nur als Einzelerhebungen mit begrenzter (regionaler) Aussagekraft angesehen werden. Unter diesem Aspekt ist für die hier erhobenen Ergebnisse aus den Kloakentupfern von Schildkröten besonders zu registrieren, dass *Testudo* spp. zu 21,4% *Salmonella*-positiv waren und alle 12 Proben von *Trachemys scripta* spp. (Wasserschildkröten) negativ ausfielen. *Salmonella*-positive kleine Wasserschildkröten („pet turtles“) waren als Auslöser humaner Salmonellosen während der 1960er und -70er Jahre in den USA in den Fokus geraten (BAKER et al., 1972; LAMM et al., 1972).

Die untersuchten Echsen und Schlangen in der vorliegenden Arbeit wiesen im Vergleich zu den Schildkröten mit 55,6% Salmonellen-positiven Tieren bei den Echsen sowie 62,0% bei den Schlangen eine deutlich höhere Nachweishäufigkeit von *Salmonella* spp. in der Kloake auf. In der Literatur finden sich bei diesen Reptiliengruppen oft noch höhere Salmonellen-Nachweisraten; teilweise erreichen sie fast 100% (IVESON, 1971; KENNEDY, 1973; MITCHELL et al., 2000; PASMANS et al., 2005; SALB et al., 2007). Einige Studien kommen wie die vorliegende Arbeit ebenfalls zu dem Ergebnis, dass bei der Untersuchung verschiedener Reptiliengruppen die Salmonelleninzidenz in der Schlangengruppe am höchsten ist und danach in absteigender Reihenfolge die Echsen- und Schildkrötengruppe folgen (ONDERKA & FINLAYSON, 1985; GEUE & LÖSCHNER, 2002). EBANI et al. (2005)

untersuchten Kotproben verschiedener Reptilien aus einem Zoogeschäft in Italien und konnten dies nicht bestätigen. Die Autoren fanden bei den beprobten Echsen (26,7%) und Schlangen (14,1%) vergleichsweise geringe Nachweisraten von *Salmonella* spp., während aus 36,6% der untersuchten Schildkrötenproben Salmonellen nachgewiesen wurden. Diese abweichenden Ergebnisse unterstreichen die mangelhafte Vergleichbarkeit verschiedener Studien infolge unterschiedlicher Probenauswahl und Untersuchungsbedingungen. Gleichwohl ist auch zu berücksichtigen, dass *Salmonella*-tragende Reptilien oftmals intermittierende Ausscheider sind (GEUE & LÖSCHNER, 2002; EBANI et al. 2005), was mit dem lokalen Keimdruck und der individuellen Abwehrlage zusammenhängen dürfte und somit bei einer einmaligen Kotuntersuchung eine Reihe der Probanden als falschnegativ bezüglich Salmonellengehalt eingestuft werden müsste.

Die Verteilung der Salmonellennachweise auf die verschiedenen Echsen- bzw. Schlangengattungen und –arten unterscheidet sich von der Schildkrötengruppe mit ihrer (gewissen) Schwerpunktbildung von 21,4% bei *Testudo* spp. Bei Echsen wie Schlangen waren Salmonellen-positive Proben erheblich weiter gestreut: So erwiesen sich bei allen hier aufgeführten Gattungen und Arten 1 und mehr Proben als *Salmonella*-positiv. Bei Echsen lagen die Prozentzahlen (soweit auswertbar) überwiegend zwischen 16,7% (*Eublepharis macularius*) und 37,5% (*Iguana iguana*). Weitaus die meisten positiven Fälle fanden sich bei den Agamen (27 von 31 Proben = 87,1%). Bei den prozentual auswertbaren Schlangengruppen lag die niedrigste positive Rate bei 30,8% (*Lampropeltis* sp.), die anderen verteilten sich auf 61,6% (*Python regius*) bis 66,7% (*Elaphe* sp.) und 70,0% (*Boa constrictor* ssp.) bzw. bis 100% (*Spalerosophis diadema*). Somit lässt sich in dem vorliegenden Probenmaterial von Echsen und Schlangen eine vergleichbare Schwerpunktbildung wie bei den Schildkröten nicht erkennen. Vielmehr ist bei den beiden Gruppen offenbar mit einer stärkeren, Gattungs- und Art-unabhängigeren Verbreitung von Salmonellen zu rechnen.

Bei Reptilien wurde bisher eine Vielzahl an Salmonellenserovaren isoliert, welche verschiedensten Subspezies angehören und sowohl an kaltblütige als auch an warmblütige Tiere adaptiert sein können (GEUE & LÖSCHNER, 2002; STROHL et al., 2004; EBANI et al., 2005; CHAMBERS & HULSE, 2006). Alle in der vorliegenden

Studie isolierten Salmonellenserovare, die serotypisiert wurden (n=133), gehörten der Spezies *Salmonella enterica* an. Die Subspezies *enterica* (I) war mit 47,4% (n=63) am häufigsten vertreten. Außerdem wurden die Subspezies *diarizonae* (IIIb) zu 40,6% (n=54), *houtenae* (IV) zu 6,8% (n=9), *arizonae* (IIIa) zu 3,0% (n=4) sowie *salamae* (II) zu 2,2% (n=3) differenziert. GEUE & LÖSCHNER (2002) kamen zu ähnlichen Untersuchungsergebnissen, allerdings isolierten die Autoren die Subspezies IV am seltensten. Bei Verteilung der Subspezies auf die 3 Reptiliengruppen (Tabelle 47) ließen sich von den 11 Schildkrötenisolaten 7 der Subspezies *enterica* (I) zuordnen, 2 erwiesen sich als *salamae* (II) und je 1 als *diarizonae* (IIIb) und *houtenae* (IV). Die 39 Echsenisolate verteilten sich ebenfalls hauptsächlich auf Subspezies *enterica* (n=25), sodann auf Subspezies *houtenae* (n=8), Subspezies *diarizonae* (n=5) und Subspezies *arizonae* (n=1). Im Gegensatz dazu gehörten von den 83 Schlangenisolaten 48 Subspezies *diarizonae* und 31 Subspezies *enterica* an. Die restlichen 4 waren Subspezies *arizonae* (n=3) und Subspezies *salamae* (n=1). Diese Verteilungsmuster stimmen zum Teil mit denen anderer Autoren (MAYER & FRANK, 1974; WEBER & PIETZSCH, 1974; WOKATSCH & ROHDE, 1979; SCHRAMME, 2003; PEDERSEN et al., 2009) überein, sind jedoch aufgrund der genannten Variationsbreiten in Methodik und Probenauswahl der verschiedenen Studien nur für vorsichtige Schlussfolgerungen geeignet. Entsprechend sollen die in Tabelle 48 dargestellten Subspezies-Verteilungen der Salmonellenisolate für solche Reptiliengattungen und –arten mit gehäufte Salmonellenprävalenz in erster Linie als tendenzielle Aussagen gelten.

Tabelle 47: Verteilung der 133 Salmonellenisolate aus den Kloakentupfern nach Reptiliengruppe und Subspezieszuordnung

	Enterica (I) n (%)	Salamae (II) n (%)	Arizonae (IIIa) n (%)	Diarizonae (IIIb) n (%)	Houtenae (IV) n (%)	gesamt
Echsen	25 (64,1)	-	1 (2,6)	5 (12,8)	8 (20,5)	39
Schildkröten	7 (63,6)	2 (18,2)	-	1 (9,0)	1 (9,0)	11
Schlangen	31 (37,3)	1 (1,2)	3 (3,6)	48 (57,8)	-	83
gesamt	63	3	4	54	9	133

n = Anzahl der jeweiligen Subspezies

Tabelle 48: Subspeziesverteilung der kloakalen Salmonellenisolate bei ausgesuchten Reptiliengattungen und -arten

Reptiliengattung/-art	I	II	IIIa	IIIb	IV	gesamt
<i>Pogona</i> sp.	23	-	-	-	3	26
<i>Iguana iguana</i>	-	-	-	1	5	6
<i>Testudo</i> sp.	7	2	-	-	-	9
<i>Boa constrictor</i> spp.	6	-	-	8	-	14
<i>Elaphe</i> sp.	3	-	3	9	-	15
<i>Lampropeltis</i> sp.	2	-	-	2	-	4
<i>Spalerosophis diadema</i>	-	1	-	6	-	7
<i>Python regius</i>	20	-	-	22	-	4

Die gleichzeitige Isolierung von 2 verschiedenen *Salmonella*-Serovaren gelang nur aus jeweils 2 Kotproben von Schlangen. Über solche Mehrfachnachweise von 2-5 Serovaren bei einzelnen Reptilien ist vielfach bereits früher berichtet worden (DIMOW, 1966; PRUKSARAY, 1967; WINKLE, 1967; LIE, 1968; HABERMALZ & PIETZSCH, 1973; MAYER & FRANK, 1974; WOKATSCH & ROHDE, 1978; WILLIS et al., 2002). Dies hatte sich im Rahmen von Einzel- und Wiederholungsuntersuchung von Probanden ergeben und unterstreicht die weite Verbreitung von Salmonellen im Magen-Darm-Trakt von Reptilien. Dabei scheint neben der direkten und indirekten Übertragung auch die transovarielle Passage von Bedeutung zu sein (CHIODINI, 1982); SCHRÖTER et al. (2006) konnten dabei zeigen, dass erwachsene Schlangen üblicherweise eine Reihe verschiedener *Salmonella*-Serovare beherbergen, die bereits transovariell in hohem Maße an ihre Nachkommen weiter gegeben werden können. Demzufolge ist bei der Untersuchung von Kloakentupfern von Reptilien prinzipiell mit einer Besiedlung mit mehreren Serovaren zu rechnen. Ihre stete Erfassung stellt indes sehr hohe Anforderungen an die diagnostische Methodik, die im täglichen Betrieb nur ausnahmsweise zu erfüllen sind (RABSCH, 2012, persönliche Mitteilung).

5.2.1.2 Rachentupfer

Aus den untersuchten 274 Rachentupfern wurden zu 5,1% (n=14) *Salmonella* spp. nachgewiesen. Diese Serovare stammten in einem Fall von einer Bartagame (*Pogona* spp.), während die übrigen Isolate aus Schlangenproben nachgewiesen wurden. In der Literatur finden sich nur wenige Studien, in denen die Rachenflora von Reptilien untersucht wurde. Die vorhandenen Textstellen bestätigen die in der

vorliegenden Arbeit erhobene geringe Nachweisrate von *Salmonella* spp. im Rachen. GOLDSTEIN et al. (1981) wiesen bei 3,7% der untersuchten Strumpfbandnattern (*Thamnophis* spp.) Salmonellen aus den Rachentupfern nach. GÖBEL (1990) entnahm bei 30 Reptilien 4 Mal im Abstand von 7 Tagen Rachentupferproben, aus denen keine Salmonellen isoliert werden konnten. In der Arbeit von ZURR (2000) wurde nur aus einem Rachentupfer eine Salmonellenserovar nachgewiesen. Innerhalb einer neueren Studie fanden BLAHAK & STÜHRENBURG (2008) im Rahmen von Untersuchungen des Veterinärämtes Ostwestfalen-Lippe innerhalb eines Jahres 3% Salmonellen-positive Rachentupfer bei Reptilien. Hier ist zu berücksichtigen, dass in der vorliegenden Studie und auch in den zitierten Literaturstellen kein spezielles Medium zur Anreicherung von Salmonellen wie bei den Kloakenproben mitgeführt wurde, was für Rachentupfer allgemein auch nicht üblich ist, weil hier bakteriologisch andere Keimarten als Salmonellen im Fokus stehen. Indes dürfte die Nachweisrate für Salmonellen bei Verwendung entsprechender Anreicherungsmedien deutlich höher ausgefallen sein. Angesichts dessen, dass von 14 im Rachentupfer positiven Reptilien 13 auch Salmonellen im Kloakentupfer aufwies, lässt sich ableiten, dass Reptilien mit Salmonellen im Rachen solche höchstwahrscheinlich auch kloakal ausscheiden.

Von den isolierten Salmonellen aus dem Rachen wurden 7 Schlangenisolate serotypisiert. Dabei konnten die Subspezies *enterica*, *diarizonae* sowie *arizonae* nachgewiesen werden. Aufgrund des bisher unzureichenden Quellenmaterials in Bezug auf serotypisierte Salmonellenisolate aus dem Rachen von Reptilien sind zur Beurteilung der erhobenen Ergebnisse weitere Untersuchungen nötig.

5.2.1.3 Zum Zoonosepotential der nachgewiesenen Salmonellen

Reptilien gelten als natürliches Reservoir für alle Spezies, Subspezies und Serovare von Salmonellen und damit auch von Serovaren der Subspezies *enterica*, welche an homoiotherme Tiere und den Menschen adaptiert sind (PASMANS & HAESEBROUCK, 2004). Somit sind Reptilien Träger von potentiell pathogenen Salmonellenstämmen für Warmblüter (PASMANS et al., 2002). In der vorliegenden Arbeit waren die Serovare der Subspezies I (*enterica*) mit 47,4% insgesamt am häufigsten vertreten, wodurch die von Reptilien ausgehende potentielle Zoonosegefahr prinzipiell bestätigt wird. Angesichts des in den vergangenen

Jahrzehnten zunehmend beobachteten Auftretens von klinisch manifesten Salmonelleninfektionen beim Menschen durch Angehörige der Subspezies *salamae* (II), *arizonae* (IIIa), *diarizonae* (IIIb) und *houtenae* (IV), die zunächst als apathogen für den Menschen angesehen worden waren, muss demzufolge heute der Nachweis jeglicher Subspezies und Serovar bei einem Reptil als Risikobefund mit einem direkten oder indirekten Übertragungspotential auf den jeweils in Kontakt stehenden Personenkreis angesehen werden. Dies lässt sich durch eine größere Zahl von Einzelfallbeschreibungen und Häufungen von Infektionen mit Reptilienbezug in verschiedenen Ländern belegen. Namentlich in den USA wurde man bereits in den 1960er bis Anfang 1970er Jahren auf Reptilien–assoziierte menschliche Salmonelleninfektionen aufmerksam und ging Schätzungen zufolge von 280000 Fällen mit Verbindung zu *Salmonella*-positiven Wasserschildkröten aus (LAMM et al., 1972). Später folgten Berichte über Salmonelleninfektionen, die mit Schlangen und Echsen in Zusammenhang gebracht wurden (ACKMAN et al., 1995; MERMIN et al., 1997; MERMIN et al., 2004). Dabei waren wie in den Berichten von 1960-71 besonders Kinder betroffen, für die Reptilien als Spielzeuge gehalten wurden. In Deutschland ist das genaue Ausmaß der Salmonellenübertragung von Reptilien auf den Menschen bis vor einigen Jahren nicht bekannt gewesen, auch wenn gelegentlich über Einzelfälle von Salmonellosen bei Kindern mit Reptilienassoziation berichtet worden war (Anonym RKI, 2008). Erst mit der bei Salmonellen-infizierten Kleinkindern nachgeschalteten, Fall-bezogenen Ermittlung, ob Reptilien in der Umgebung der betroffenen Kinder gehalten wurden, ließen sich für die Jahre 2006 – 2008 eine Reihe von Fällen (n = 28) eruieren. Bei 23 Patienten handelte es sich um Kinder unter 1 Lebensjahr, die nachgewiesenen Salmonellen gehörten den Subspezies I bis IV an (Anonym, RKI 2008; FRUTH & RABSCH, 2010). Von den dabei beteiligten *Salmonella*-Serovaren konnten auch bei den hier untersuchten Reptilien einige nachgewiesen werden (Tabelle 49).

Tabelle 49: Salmonellen-Serovare mit Nachweis bei Kleinkindinfektionen

Subspezies	Serovar	Reptilienordnung / -art
Enterica (I)	Pomona (28:y:1,7) Apapa (45:m,t:-) Jangwani (17:a:1,5) Tennessee (6,7:Z ₂₉ :-)	Schlangen, Agame Agame Agame Schlangen, Agame
Arizonae (IIIa)	41:z4,z23:	Schlange
Diarizonae (IIIb)	61:l,v:1,5,7	Schlange
Houtenae (IV)	44:z4,z23: 50:g,z51:-	Schildkröte Leguane, Agamen

Die hier genannten und in dieser Studie von Reptilien isolierten Serovaren stimmten in 13 (darunter 1x Zwillinge und 1x Drillinge) der insgesamt 28 vom RKI (2008) aufgeführten *Salmonella*-Infektionen bei Kleinkindern überein, was die pathogene Bedeutung der Reptiliensalmonellen nur unterstreicht.

Eine weitere Serovar der Subspezies IV (48:g,z51:-, „*Salmonella marina*“), die in den 1990er Jahren in den USA vermehrt bei erkrankten Menschen (1994: unter 32 Erkrankungen waren 26 Kleinkinder < 1 Lebensjahr) nachgewiesen und mit der Haltung von Grünen Leguanen (*Iguana iguana*) in Verbindung gebracht wurde (MERMING et al., 1997; Anonym RKI, 1997), war bei den hiesigen Isolaten nicht dabei, lediglich ein Stamm mit der gleichen Antigenformel, aber der Zuordnung zu Subspezies IIIa (GRIMONT & WEILL, 2007) wurde isoliert.

Somit lässt sich festhalten, dass aufgrund der hiesigen Ergebnisse unter den Echsen besonders Agamen (*Pogona* sp.) sowie *Iguana iguana*, bei den Schlangen fast alle Gattungen, v.a. aber *Boa constrictor* ssp., *Python regius*, *Elaphe* spp. sowie *Spalerosophis diadema* und von den Schildkröten am ehesten Landschildkröten der Gattung *Testudo* als Salmonellenträger und – ausscheider aufgefallen sind und damit direkt oder indirekt als Ausgangspunkt für ein Zoonosegeschehen in Frage kommen. Dies spiegelt sich auch in den vom RKI (2008) dargestellten Fällen der Salmonelleninfektionen von Kleinkindern wieder, als deren Quellen ebenfalls vornehmlich Agamen und Schlangen angesehen worden sind.

5.2.2 Übrige Keime

Die innerhalb dieser Arbeit schwerpunktmäßig untersuchten Bakteriengattungen und –arten (*Pseudomonas* sp., *Klebsiella* sp., *Proteus* sp., *Aeromonas* sp.) konnten in unterschiedlichem Maße aus Rachen- und Kloakentupfern der 3 Reptiliengruppen isoliert werden. Eine vergleichende Auswertung dieser Daten mit Angaben in der Literatur ist schwierig. Abgesehen von methodischen Unterschieden liegen zum einen Untersuchungen zur Rachenflora nur begrenzt vor. Dagegen ist die Kloakenflora von Reptilien viel häufiger untersucht – wenn auch meist aus dem Blickwinkel des Salmonellennachweises. Zudem sind die untersuchten Probanden in der einschlägigen Literatur nur selten einzelnen, bestimmten Arten oder Gattungen zuzuordnen, sondern werden unter den Oberbegriffen ihrer Gruppenzugehörigkeit (Echsen, Schildkröten, Schlangen) oder nur als Reptilien geführt. Dabei enthalten die 3 Gruppen teilweise neben Arten mit karnivorer Ernährungsweise auch herbivore und insektivore Reptilien. Ob und inwieweit dies Unterschiede in der Florazusammensetzung von Rachen und Kloake nach sich zieht, ist nicht eindeutig geklärt. Verschiedentlich wird die Flora des Verdauungstraktes von Jungtieren, namentlich bei insektivoren und herbivoren Reptilien, physiologischerweise durch Koprophagie von Fäzes älterer Tiere beeinflusst (GÖBEL, 1990; MERMIN et al., 1997; STRAUB, 2002; BANDY et al., 2003, SALB et al., 2007). Sodann ist hier mit erheblicher Variabilität vor, während und nach Winterruhephasen zu rechnen (STRAUB, 2002). MÖRK (1997) stellte fest, dass bei Landschildkröten generell überhaupt keine Regelmäßigkeit im Vorkommen von bestimmten Bakterienspezies nachzuweisen ist. GOLDSTEIN et al. (1981) hatten bereits früher die Maulflora von Strumpfbandnattern (*Thamnophis* sp.) in Hinblick auf ihre Beeinflussung durch Verabreichung unterschiedlicher Futter untersucht. Bei ausschließlicher Gabe von Fisch und Würmern an eine Schlangengruppe und Nagern an eine andere Schlangengruppe hatte die bakterielle Flora beider Gruppe soweit übereingestimmt, dass die Autoren die Auffassung vertraten, dass Futter keinen entscheidenden Einfluss auf die Zusammensetzung der Maulflora dieser Schlangen ausübt. Schließlich müssen noch Herkunft und die Art der Haltung der Probanden ursächlich für Unterschiede in der Zusammensetzung der bakteriellen Flora des Verdauungstraktes von Reptilien in Betracht gezogen werden. Hierzu ist z.B. anzuführen, ob Wildfänge oder in Gefangenschaft gehaltene Tiere beprobt werden, ob die Tiere einzeln oder in Gruppen (eine oder mehrere Tierarten / Gattungen /

Familien) gehalten werden oder ob der Probennahme Stresssituationen wie ein Transport (einzeln oder in Gruppen) oder ein Klimawechsel vorrausging. Daraus ist abzuleiten, dass Vergleiche der vorliegenden Untersuchung mit Ergebnissen anderer Studien fast immer nur unter Vorbehalt zu beurteilen sind.

Pseudomonas spp.:

Pseudomonaden wurden in der vorliegenden Arbeit insgesamt am häufigsten im Vergleich zu den restlichen untersuchten Bakterien isoliert. Die Gesamtprävalenzrate lag dabei für die Rachentupfer ca. doppelt so hoch wie für die Kloakentupfer (0,65 gegenüber 0,37). Entsprechende Unterschiede lassen sich auch in Bezug auf die drei Reptiliengruppen (Echsen, Schildkröten, Schlangen) und die einzelnen Arten und Gattungen konstatieren. So stand dem Gesamtprozentsatz von 44,5% im Rachen von Echsen der von 22,2% in der Kloake gegenüber. Der von Schildkröten differierte am stärksten (87,0% im Rachen gegenüber 14,8% in der Kloake), während die Zahlen bei Schlangen nur vergleichsweise geringfügig niedriger lagen (68,7% im Rachen gegenüber 52,7% in der Kloake). Tendenziell erwiesen sich die Arten und Gattungen mit den höchsten Nachweisraten im Rachentupfer auch bei den Kloakentupfern am häufigsten *Pseudomonas*-positiv:

- Echsen: *Pogona* spp., *Phelsuma madagascariensis grandis*, *Iguana iguana*
- Schildkröten: *Testudo* spp.
- Schlangen: *Python regius*, *Boa constrictor* ssp., *Elaphe* spp., *Lampropeltis* spp.

Zumindest zum Teil muss dieser Abfall vermutlich auf den Unterschied in der Methodik der Probenbearbeitung von Rachen- und Kloakentupfern zurückgeführt werden. Bei ersteren wurde eine Nährbouillonanreicherung mit zusätzlicher *Pseudomonas*-Ausbeute, bei letzteren eine spezielle Salmonellenanreicherung ohne Pseudomonaden-Erfassung durchgeführt. Schon dadurch dürfte die Prävalenzrate für Pseudomonaden aus Kloakentupfern niedriger ausgefallen sein. Im Vergleich mit Literaturangaben hat auch MÖRK (1997) bei Europäischen Landschildkröten *Pseudomonas* sp. am häufigsten im Rachen nachgewiesen. Die Ausbeute aus Kloakentupfern fiel bei dieser Autorin dagegen nur geringfügig niedriger aus. STRAUB (2002) konnte in Kloakentupfern von Landschildkröten vor der Winterruhe keine Pseudomonaden und nach der Winterruhe nur eine geringe Anzahl dieser Keime identifizieren, so dass bei diesen Tieren zumindest kloakal bezüglich der

Nachweishäufigkeit von *Pseudomonas* sp. eine größere Variabilität zu bestehen scheint. In Bezug auf den Grünen Leguan (*Iguana iguana*), bei dem *Pseudomonas* sp. hier in 10 von 16 Rachentupfern nachgewiesen wurde, spricht ZURR (2000) aufgrund ihrer Untersuchungen nur von einer untergeordneten Rolle dieser Keime im Rachenbereich.

Unter den *Pseudomonas* spp. wird *Pseudomonas aeruginosa* von verschiedenen Autoren eine wichtige Rolle bei der Entstehung von Reptilienerkrankungen zugeschrieben (BEEHLER & SAURO, 1983; LLOYD, 1994; McCracken & Birch, 1994; Blahak, 2000). Die Aufschlüsselung im eigenen Material (Tabelle 18, Tabelle 20) zeigt, dass *Pseudomonas aeruginosa* in den Kloakenproben gering- (Echsen, Schildkröten) bis mittelgradig (Schlangen) häufiger zu finden war als in den Rachentupfern:

- Echsen: 22,2% (Kloake) gegenüber 19,5% (Rachen)
- Schildkröten: 8,2% (Kloake) gegenüber 0,0% (Rachen)
- Schlangen: 44,0% (Kloake) gegenüber 26,0% (Rachen).

Bezogen auf die einzelnen Reptiliengattungen und -arten war *Pseudomonas aeruginosa* bei den Echsen besonders in Rachen und Kloake von *Pogona* spp., bei den Schildkröten vereinzelt in der Kloake von *Testudo* spp. und bei den Schlangen fast nur in der Kloake von *Boa constrictor* ssp., *Elaphe* spp. und *Lampropeltis* spp. zu finden. Bei *Python regius* war *Pseudomonas aeruginosa* aus dem Rachen wie aus der Kloake gehäuft zu isolieren (35 versus 42, Tabelle 22). Unter den 76 Tieren mit gleichzeitigem Auftreten von *Pseudomonas* sp. in Rachen und Kloake (Kap. 5.2.2.4) befanden sich immerhin 65 Tiere, die im Kloakentupfer *Pseudomonas aeruginosa* (z.T. mit anderen *Pseudomonas* spp.) aufwiesen. Auch hier dominierten erneut die Schlangen mit 61 (40,7%) *Pseudomonas* sp.-Nachweisen in Rachen und Kloake. Dabei fällt bei dieser Tiergruppe auf, dass die Anwesenheit von *Pseudomonas aeruginosa* im Rachen besonders häufig auch zum Nachweis dieser Bakterienspezies im Kloakentupfer führte: Von insgesamt 39 im Rachen *Pseudomonas aeruginosa*-positiven Individuen (Tabelle 20) waren 30 in der Kloake *Pseudomonas* sp.-positiv (28 Tiere wiederum mit *Pseudomonas aeruginosa*-Nachweis, Tabelle 23). Insgesamt wurde bei 53 der 61 in Rachen und Kloake positiven Schlangen *Pseudomonas aeruginosa* in der Kloake nachgewiesen. Der insgesamt hohe Anteil an Pseudomonaden in Rachen- und Kloakenproben von

Schlangen lässt zumindest eine erhöhte Affinität von Angehörigen von dieser Gattung – und eventuell auch von *Pseudomonas aeruginosa* – zur Reptiliengruppe der Serpentes (Ausnahme: *Spalerosophis diadema*?) möglich erscheinen. Deutliche Zusammenhänge zwischen *Pseudomonas*-Besiedlung und Herkunft bzw. Haltung der verschiedenen Reptiliengattungen und –arten ließen sich bei dem hier zusammengetragenen Datenmaterial nicht feststellen.

Klebsiella spp. und Proteus spp.:

Die beiden den Enterobacteriaceae zuzuordnenden Gattungen waren in dem hier untersuchten Tiermaterial nur vergleichsweise selten nachgewiesen worden. Für *Klebsiella* sp. ließ sich in Rachen- und Kloakenproben jeweils eine Prävalenzrate von 0,17 ermitteln. Für *Proteus* sp. lag sie mit 0,08 bzw. 0,13 noch niedriger. Klebsiellen waren in beiden Probenmaterialien am häufigsten bei Schildkröten (Rachen: 38,5%, Kloake: 26,2%) und hier besonders bei *Testudo* spp. zu finden. In abnehmender Reihung folgten die Echsen (Rachen: 22,2%, *Pogona* spp. und 3 weitere Echsenpezies; Kloake: 15,3%, *Phelsuma madagascariensis grandis* und 3 weitere Echsenpezies) und die Schlangengruppe (Rachen: 7,3%, Kloake: 14,6%) mit einer leichten Häufung bei *Python regius* (Rachen) bzw. *Boa constrictor* ssp. und *Python regius* (Kloake). Vergleiche mit Literaturangaben sind nur vereinzelt möglich. ROGGENDORF & MÜLLER (1976) konnten *Klebsiella* sp. aus Fäkalproben von 36 Echsen 12 mal, aus solchen von 15 Schildkröten und 24 Schlangen nur je 1-mal isolieren. SCHILDGER et al. (1998) untersuchten 40 Echsen (21 *Iguana iguana*, 12 *Varanus gouldii* und 7 *Varanus indicus*) via Rachen- und Kloakentupfer und isolierten *Klebsiella* sp. in 25,0% bzw. 11,1%. Von diesen waren *Iguana iguana* 8 mal (38,0%) bzw. 5 mal (23,8%) *Klebsiella*-positiv. ZURR (2000) isolierte Klebsiellen (*K. oxytoca* und *K. pneumoniae*) ebenfalls häufig aus Kotproben von Grünen Leguanen. Eine von MÖRK (1997) anhand von 63 Tupferproben von in Süddeutschland gehaltenen Landschildkröten durchgeführte Untersuchung erbrachte bei 20,6% der Tiere im Rachen den Nachweis von *Klebsiella* sp.. Diese Rate steht in einiger Korrelation mit den hier erhobenen Zahlen bei *Testudo* spp. (Rachen: 17, Kloake: 14 von 42 Probanden *Klebsiella*-positiv; entsprechend 40,5% bzw. 33,3%). Bei Schlangen fand AHL (1990), der 8 gesunde Schlangen aus dem Pittsburgh Zoo während eines Jahres regelmäßig beprobte, nur einmalig im Rachen einer Schlange *Klebsiella* sp..

GOLDSTEIN et al. (1981) hatten dagegen bei 22,0% der von ihnen untersuchten Schlangen Klebsiellen aus dem Rachen isoliert.

Proteus spp. sind in den eigenen Untersuchungen an Echsen fast nur bei *Pogona* spp. (Rachen: 11, Kloake: 9 von 31 Probanden) nachgewiesen worden. Schildkröten wiesen diese Bakterien nur vereinzelt auf. Bei Schlangen fanden sie sich vereinzelt im Rachen; in Kloakenproben der meisten Schlangengattungen waren sie gelegentlich vorhanden, eine leichte Häufung war bei *Lampropeltis* spp. zu beobachten (7 von 13 Proben). Erheblich höhere fäkale Nachweisraten hatten ROGGENDORF & MÜLLER (1976) bei Echsen, aber auch bei Schlangen registriert. Und auch bei SCHILDGER et al. (1998) erwiesen sich besonders die Kloakenproben von *Varanus* spp. oft als *Proteus*-positiv (13 von 19 Proben). Unter dem eigenen Probenmaterial befand sich nur je 1 Rachen- und Kloakentupfer von einem Tier der Spezies *Varanus salvator*, welche *Proteus*-negativ waren. Andere Autoren bestätigen ein höchstens geringes Vorkommen von *Proteus* sp. in Rachentupferproben von Echsen und Schlangen und einen vergleichsweise etwas häufigeren Nachweis in der Kloake (GÖBEL, 1990; MÖRK, 1997; ZURR, 2000).

Das insgesamt eher mäßige Vorkommen von Klebsiellen und Proteusbakterien im Verdauungstrakt von Reptilien deutet darauf hin, dass diese Bakterien offenbar keinen wesentlichen Bestandteil der normalen Flora von Rachen und (End-)Darm darstellen. Ihr Vorkommen in großen Kennzahlen oder als Reinkultur in derartigen Proben könnte stattdessen vielmehr als Ausdruck einer Störung in der Zusammensetzung der natürlichen Flora dieser Bereiche vermutet werden.

Aeromonas spp.:

Diese bevorzugt mit Süß- und Brackwasser assoziierten Bakterien konnten ebenfalls vergleichsweise selten von den untersuchten Reptilien isoliert werden. Betrug die Prävalenz in Rachentupfern immerhin noch 0,1 (28 von 274 Proben), so waren es nur 8 Kloakentupfer (Prävalenz 0,03), in denen *Aeromonas* sp. nachgewiesen wurden. Die nur geringen Nachweisraten mit ganz vereinzeltem Vorkommen bzw. ihrem Fehlen in Rachen und Kloake von Echsen und Schlangen einerseits und ihr dagegen auffällig häufigeres Vorkommen im Rachen von Schildkröten (Tabelle 40, Tabelle 41) unterstreichen, dass die Schleimhäute des Verdauungstraktes von

Echsen und Schlangen nur ausnahmsweise mit *Aeromonas* sp. besiedelt sind. Dies zeigen auch die Untersuchungen von GÖBEL (1990), der bei Schlangen nur 1-mal *Aeromonas* sp. im Rachentupfer und bei Echsen weder in Rachen noch in der Kloake diese Bakterien nachweisen konnte. ZURR (2000) hatte *Aeromonas* sp. nur selten im Rachen von Echsen und vereinzelt in der Kloake von *Iguana iguana* isoliert. Bei SCHILDGER et al. (1998) waren es immerhin 7 von 21 Grünen Leguanen (33,3%), die im Rachen *Aeromonas*-positiv gewesen waren. ROGGENDORF & MÜLLER (1976) hatten *Aeromonas hydrophila* in den Fäzes von 4 von 36 Echsen (11,0%) und 11 von 24 Schlangen (46,0%) nachgewiesen. Noch häufiger fanden diese Autoren *Aeromonas hydrophila* bei Schildkröten (9 von 15 Tieren = 60,0%). Über eine Häufung der *Aeromonas*-Nachweise bei dieser Reptiliengruppe berichtete auch GÖBEL (1990) und zwar in Rachen- und Kloakentupfern. MÖRK (1997) fand in Rachentupfern von Landschildkröten öfter *Aeromonas* sp. als in Kloakentupfern – eine Tendenz, die auch in den eigenen Untersuchungen auffiel. Auch STRAUB (2002) konnte im Rachen von 11 von 55 Landschildkröten (vor der Winterruhe) Aeromonaden nachweisen, in der vorliegenden Arbeit waren 8 von 42 Tieren *Aeromonas*-positiv (Tabelle 41). Besonders auffällig war indes, dass bevorzugt bei Wasserschildkröten Probanden mit *Aeromonas* sp. im Rachen anzutreffen waren. Von den 12 hier untersuchten *Trachemys scripta* ssp. erwiesen sich 9 als *Aeromonas*-positiv (Tabelle 41) und auch in der Kloake waren 4 der 12 Tiere positiv (Tabelle 40). Dies könnte auch mit dem bevorzugten Vorkommen der Aeromonasbakterien in Wasser und Feuchtgebieten zusammenhängen, so dass ihr Nachweis in Rachentupfern von Wasserschildkröten eher auf ihre zufällige Aufnahme mit der Nahrung sowie auf den gemeinsamen Lebensraum „Wasser“ zurückzuführen sein dürfte.

5.2.3 Vergleich der Keimflora aus der Kloake mit den untersuchten Haltungformen

Zusammenfassend lässt sich sagen, dass alle untersuchten Bakterienspezies regelmäßig bei Reptilien aus allen drei Haltungformen (Händler, Privathaltung, Zoo) nachgewiesen werden konnten. Allerdings gab es zwischen diesen Gruppen Unterschiede in der Nachweishäufigkeit der Bakteriengattungen.

In der Schlangen- und Echsen-Gruppe waren in den zoologischen Einrichtungen weniger als 50% der Reptilien Salmonellen-positiv, während bei den Tieren von Händlern und Privathaltern zu 61 – 70% *Salmonella* sp. aus der Kloake nachgewiesen wurden (siehe Kap. 4.2.1.4). Bei den untersuchten Schildkröten dominierte die Anzahl der Salmonellen-positiven Tiere aus Zoos geringfügig über die privat gehaltenen Schildkröten. Der Hauptteil der Reptilien mit Salmonellennachweisen sowohl aus dem Rachen als auch aus der Kloake stammte von Reptilienhändlern, wobei es sich bei diesen Tieren hauptsächlich um Importtiere handelte (siehe Kap. 4.2.1.3). In den Untersuchungen von GEUE & LÖSCHNER (2002) wurde der Salmonellennachweis in Kotproben von Reptilien aus privaten Nachzuchten, von in Zoogeschäften gekauften Tieren sowie von Wildfängen miteinander verglichen. Im Ergebnis wiesen die gekauften Tiere aus Zoohandlungen die höchste Nachweisrate auf, danach folgten die Wildfänge und die wenigsten *Salmonella* sp. konnten in der Nachzuchtgruppe isoliert werden. Die Autoren postulieren als Ursache für die hohen Ausscheidungsraten innerhalb der Zoohändlergruppe v.a. Stress durch Transport und ständiges Handling der Tiere sowie Overcrowding. Auch in der vorliegenden Arbeit ist eine stressbedingt höhere Ausscheidung von Salmonellen bei Händlertieren und einigen privat gehaltenen Tieren durch die oben angeführten Stressoren zu vermuten. PASMANS et al. (2005) untersuchten ebenfalls Kot- bzw. Tupferproben von Reptilien aus Zoogeschäften, einem Zoo und mehreren Privatzüchtern. Die Nachweisrate von *Salmonella* sp. lag in dieser Studie bei 62,5%, allerdings findet sich keine Aufschlüsselung über die Herkunft der Salmonellen-positiven Reptilien, so dass ein Vergleich der Haltungformen nicht möglich war. Im Gegensatz zu den Salmonellennachweisen fiel in der vorliegenden Arbeit hinsichtlich des Nachweises von *Pseudomonas* sp., *Klebsiella* sp., *Proteus* sp. sowie *Aeromonas* sp. auf, dass v.a. bei den Reptilien aus den beprobten zoologischen Einrichtungen diese Keime am häufigsten nachgewiesen wurden. Andererseits zeigten die Tiere aus den Händlerhaltungen

oftmals nur geringe Nachweishäufigkeiten dieser Bakterienspezies (siehe Kap. 4.2.2.5, 4.2.3.4, 4.2.4.4, 4.2.5.4). Eine mögliche Erklärung geben ROGGENDORF & MÜLLER (1976), da die Autoren eine erhöhte Keimanreicherung in dem begrenzten Raum von Reptilienterrarien im Vergleich zur Natur beobachteten. Die deutlichen Unterschiede in den Nachweishäufigkeiten der oben angeführten Bakterienspezies bezüglich der Haltungsformen lassen sich damit begründen, dass die Händlerterrarien - aufgrund der häufigen Tierwechsel und der damit erforderlichen schnellen gründlichen Reinigungsmöglichkeit - nur mit dem Nötigsten eingerichtet waren und somit einer Keimanreicherung entgegengewirkt wurde. Die Terrarien der zoologischen Einrichtungen und Privathalter waren im Allgemeinen nach optischen Gesichtspunkten eingerichtet und der natürlichen Umgebung des gehaltenen Reptils nachempfunden. Durch die damit verbundene erhöhte Anzahl an Einrichtungsgegenständen (z.B. Wurzeln, Wasserbecken, Bodensubstrat) wurden Reinigungsmaßnahmen erschwert, was eine höhere Keimanreicherung ermöglicht haben könnte.

5.2.4 Charakterisierung der isolierten Keime als Normalflora

Die in dieser Arbeit isolierten Bakterienspezies werden sowohl als Bakterienflora klinisch gesunder Reptilien beschrieben als auch bei Septikämien und schweren Erkrankungen dieser Tiere isoliert (GÖBEL et al., 1990; JAROFKE & LANGE, 1993; SASSENBURG & ZWART, 2008). Während der vorliegenden Studie wurden nur klinisch gesunde Reptilien beprobt, daher stellt sich die Frage, welche Keime bei Reptilien allgemein als „normal“ zu betrachten sind. Dies wird v.a. im Hinblick auf die häufig isolierten Salmonellen diskutiert, da diese Keime bei klinisch gesunden Tieren nachgewiesen werden, es aber ebenso bekannt ist, dass Reptilien an Salmonellose schwer erkranken können (BARRIE et al., 1993; RAMSAY et al., 1996). In verschiedenen Untersuchungen wurden Reptilien mit Salmonellen infiziert, wobei gesunde Tiere unter optimalen Haltungsbedingungen nicht an Salmonellose erkrankten (CHIODINI, 1982; PASMANS et al., 2002). Somit vermuten viele Autoren, dass *Salmonella* sp. fakultativ pathogene Keime sind, die bei Reptilien zur Normalflora gehören und nur bei geschwächten Tieren zur Erkrankung führen (CHIODINI, 1982; PASMANS et al., 2002; BLAHAK & STÜHRENBURG, 2008). Die generelle antibiotische Behandlung von Reptilien, die Salmonellen ausscheiden, lehnen viele Autoren ab, da sie das Risiko der Anzucht von resistenten Stämmen als zu groß bewerten (SHANE et al., 1990; DÍAZ et al., 2005; HATT et al., 2009). BLAHAK & STÜHRENBURG (2008) empfehlen daher bei Salmonellenbefunden nur eine Antibiotikabehandlung, falls in der Kultur überwiegend Salmonellen nachgewiesen werden und das untersuchte Reptil entsprechende klinische Symptome zeigt. Allerdings besteht hier die Problematik der tatsächlichen Quantifizierung von Salmonellen aus den Proben, da in der Regel im Labor eine selektive Voranreicherung stattfindet und somit ein Rückschluss auf die ursprüngliche Konzentration der Salmonellen im Probenmaterial nicht mehr möglich ist. Aus diesem Grund sollte die Empfehlung der oben genannten Autorinnen nur bei Kulturen mit überwiegendem Salmonellenwachstum nach Direktausstrich der Probe - ohne selektive Voranreicherung - Anwendung finden.

Auch die übrigen in der vorliegenden Arbeit untersuchten Bakterienspezies (*Pseudomonas* sp., *Aeromonas hydrophila*, *Klebsiella* sp., *Proteus* sp.) gelten als fakultativ pathogene Erreger bzw. als Problemkeime in Terrarien (BLAHAK, 2000). Diese Keime können sich in dem begrenzten Raum eines Terrariums vermehrt

anreichern und verbreiten, so wie es in der Natur nicht zu beobachten ist (ROGGENDORF & MÜLLER, 1976). Daher besteht bei einer durch Stressfaktoren (z.B. Verkauf, Transport, unphysiologische Haltungsbedingungen, Sozialstress, Ernährungsfehler) bedingten vermehrten Vermehrung oder Haftung eines ubiquitär vorkommenden Keimes das Risiko einer manifesten klinischen Erkrankung (LADYMAN et al., 1998). Allerdings muss bei Nachweis dieser Keime aus Tupferproben von erkrankten Reptilien zur Beurteilung der ätiologischen Beteiligung am Krankheitsbild zwischen Mischflora und Reinkultur unterschieden werden (BLAHAK, 2000). Nach STRAUB (2002) ist ein bestimmter Keim an der Ätiologie einer Erkrankung nur beteiligt, wenn der bakteriologische Befund (z.B. hochgradiger Nachweis eines Keimes in Reinkultur) zu dem klinischen Bild passt.

6 Zusammenfassung

Ziel dieser Arbeit war es, die Rachen- und Darmflora von Echsen, Schildkröten und Schlangen aus verschiedenen Haltungsformen (Privathaltungen, zoologische Gärten, Reptilienhändler) anhand bestimmter gramnegativer Bakterienspezies (*Salmonella* sp., *Klebsiella* sp., *Proteus* sp., *Aeromonas* sp., *Pseudomonas* sp.) miteinander zu vergleichen. Ein weiterer Schwerpunkt lag auf dem Nachweis und der Serovarbestimmung von *Salmonella* spp. sowie der Einschätzung der Reptilien als Quelle von Zoonosen.

Von den 283 untersuchten Reptilien stammten 77 Tiere aus Terrarien von Reptilienhändlern, 84 aus Privathaltungen und 122 Tiere aus zoologischen Einrichtungen. Insgesamt konnten 283 Kloakentupfer sowie 274 Rachentupfer gewonnen werden. Jedes Tier wurde nur einmal untersucht.

Die Prävalenz der Salmonellennachweise aus den Kloakentupfern lag bei 0,5, aus den Rachentupfern dagegen nur bei 0,05. Innerhalb der untersuchten Reptiliengruppen waren die Nachweisraten von *Salmonella* spp. aus der Kloake bei den Schlangen am höchsten, dicht gefolgt von den Echsen und in der Schildkrötengruppe mit Abstand am geringsten. Bei 4 Schlangen konnten aus dem Kloakentupfer 2 verschiedene Salmonellenserovare nachgewiesen werden. Aus dem Rachen erfolgte nur bei 14 Tieren (13 Schlangen, 1 Echse) die Isolierung von Salmonellen; alle untersuchten Schildkröten waren *Salmonella*-negativ. Bei 13 (12 Schlangen, 1 Echse) der im Rachentupfer Salmonellen-positiven Tiere konnten diese Bakterien ebenfalls im Kloakentupfer nachgewiesen werden.

Alle 140 (133 aus Kloakentupfern, 7 aus Rachentupfern) serotypisierten *Salmonella*-Serovare gehörten der Spezies *Salmonella enterica* an, wobei die Subspezies I-IV auftraten. Die Subspezies *enterica* (I), welche an homoiotherme Tiere und den Menschen adaptiert ist, war insgesamt am häufigsten vertreten. In absteigender Reihenfolge konnten die Subspezies *diazonae* (IIIb) und *arizonae* (IIIa) ebenfalls in Kloake und Rachen nachgewiesen werden, während die Subspezies *houtenae* (IV) und *salamae* (II) nur aus Kloakentupfern isoliert werden konnten. Alle in dieser Studie nachgewiesenen Subspezies konnten bei Untersuchungen von Reptilien-assoziierten menschlichen Salmonellosen als Zoonoseerreger identifiziert werden. Somit

unterstreichen die vorliegenden Ergebnisse die Bedeutung von Reptilien als Reservoir für Salmonellen mit hohem zoonotischen Potential, wobei laut dieser Studie Schlangen und Echsen besonders häufig als Ausscheider zu fungieren scheinen.

Innerhalb der übrigen untersuchten Bakterienspezies wurden Pseudomonaden vergleichsweise am häufigsten isoliert. Die Gesamtprävalenzrate lag dabei für die Rachentupfer ca. doppelt so hoch wie für die Kloakentupfer (0,65 gegenüber 0,37). Die gesondert untersuchte Spezies *Pseudomonas aeruginosa* wurde bei den untersuchten Schlangen sowohl aus dem Rachen als auch aus der Kloake am häufigsten nachgewiesen. Diese Reptiliengruppe dominierte ebenfalls die gleichzeitige Nachweishäufigkeit von *Pseudomonas* sp. in Rachen und Kloake. *Klebsiella* sp. und *Proteus* sp. wurden bei den beprobten Reptilien nur mäßig häufig isoliert. Klebsiellen waren in beiden Probenmaterialien am häufigsten bei Schildkröten zu finden. Die Nachweisrate von Proteusbakterien aus der Kloake lag bei allen 3 Reptiliengruppen fast gleich hoch, während aus dem Rachen *Proteus* sp. mit Abstand am häufigsten bei Echsen isoliert wurden. Am seltensten von den untersuchten Bakteriengattungen wurden *Aeromonas* sp. isoliert. Hier trat eine Häufung in Rachentupferproben von Schildkröten auf, während bei Echsen und Schlangen diese Bakterien kaum oder gar nicht vertreten waren.

Alle untersuchten Bakteriengattungen konnten sowohl aus dem Rachen als auch aus der Kloake regelmäßig bei den beprobten Reptilien aller 3 Haltungsformen nachgewiesen werden. Dabei fiel auf, dass *Salmonella* sp. vor allem bei den Reptilien aus Händlerterrarien und Privathaltungen isoliert wurden, während die Tiere aus zoologischen Einrichtungen vergleichsweise geringe Nachweisraten dieser Bakterienspezies aufwiesen. Im Gegensatz dazu konnten bei den untersuchten Zooreptilien die übrigen Bakterienspezies (*Klebsiella* sp., *Proteus* sp., *Aeromonas* sp., *Pseudomonas* sp.) deutlich häufiger als bei Tieren aus den beiden anderen Haltungsformen isoliert werden.

7 Summary

The present study was aimed at comparing the pharyngeal and cloacal bacterial flora of lizards, turtles and snakes with different husbandry conditions (private husbandry, zoological gardens, reptile dealers) by means of particular gram-negative bacteria (*Salmonella*, *Pseudomonas*, *Klebsiella*, *Proteus*, *Aeromonas*). A further emphasis was detection and serotyping of *Salmonella* spp. as well as appreciation of the zoonotic potential of reptiles.

Out of 283 reptiles investigated, 77 animals were owned by reptile dealers, 84 were kept in private husbandry and 122 lived in zoological gardens. At all, 283 cloacal swabs and 274 pharyngeal swabs could be sampled. Every reptile was investigated only one-time.

In cloacal swabs, the prevalence of *Salmonella* findings amounted to 0,5, in contrast to 0,05 in pharyngeal swabs. The detection rate of *Salmonella* positive cloacal samples was clearly lower in turtles as compared with lizards and snakes. In cloacal samples of 4 snakes, 2 different *Salmonella* serovars could be found. Out of 273 pharyngeal swabs, *Salmonella* sp. were only detected in 14 samples (13 snakes, 1 lizard); all samples of turtles were *Salmonella* negative. Excluded one sample of a snake, all reptiles with positive pharyngeal swabs had *Salmonella* findings in cloaca equally. All 140 serotyped *Salmonella* belonged to the species *Salmonella enterica*, predominantly to subspecies I and IIIb, but also to subspecies IIIa, IV and II. According to the rising number of confirmed reptile-associated salmonellosis in humans in Germany, the findings in present study emphasize the zoonotic risk come from reptiles, especially from snakes and lizards.

Within the other bacteria species investigated, *Pseudomonas* sp. were isolated most frequently. The prevalence of findings in pharyngeal swabs amounted to nearly twice the number of cloacal swabs (0,65 compared to 0,37). The separately proved species *Pseudomonas aeruginosa* was predominantly detected in oral cavity and cloaca of snakes.

Klebsiella sp. and *Proteus* sp. could be detected moderately. *Klebsiella* sp. were isolated most frequently in turtles. The detection rate of *Proteus* sp. in cloacal swabs possessed all about the same amount in all reptile groups, while *Proteus* isolation of

the oral cavity predominantly occurred in lizards. Out of all proved bacteria genera, *Aeromonas* sp. were isolated rarely. The pharyngeal samples of turtles showed a large amount of these germs compared with snakes and lizards.

All bacteria genera were commonly isolated from sampled reptiles in the three examined husbandry conditions. *Salmonella* sp. were especially detected in reptiles owned by private persons and reptile dealers, while zoo reptiles showed findings of the other bacteria genera most frequently.

8 Literaturverzeichnis

AKMAN, D.M. et al. (1995):

Reptile-associated salmonellosis in New York State.
Pediatr Infect Dis J 14, p. 955-959

AMTSBERG, G. (1981):

Salmonellen bei Tieren in urbaner Umgebung.
Deutsche Tierärztliche Wochenschrift 88, S. 287-289

ARIEL, E.; LADDS, P.W.; ROBERTS, B.L. (1997):

Mycobacteriosis in young fresh-water crocodiles (*Crocodylus johnstoni*).
Aust Vet J 75 (11), p. 831-833

BANDY et al. (2003):

Reptile-associated salmonellosis: A preventable pediatric infection.
Public Health Briefing 86 (1), p. 27-29

BARRIE, M.T.; CASTLE, E.; GROW, D. (1993):

Diseases of chameleons of the Oklahoma City Zoological Park.
Proc Am Ass Zoo Vet, p. 1-6

BEEHLER, B.A.; SAURO, A.M. (1983):

Aerobic bacterial isolates and antibiotic sensitivities in a captive reptile population.
Proc Am Ass Zoo Vet, p. 198-201

BLAHAK, S. (2000):

Infektionskrankheiten der Reptilien unter besonderer Berücksichtigung der Zoonosen – Ein Überblick für die Praxis.
Der praktische Tierarzt 81 (2), S. 113-126

BLAHAK, S.; BROWN, D.R. ; SCHUMACHER, I.M. (2004):

Mycoplasma agassizii in tortoises in Europe.

In: SEYBOLD, J. & MUTSCHMANN; F. (Eds.): Proceedings of the 7th Symposium on the Pathology and Medicine of Reptiles and Amphibians (Berlin 2004), Edition Chimaira, 2007, S. 63-71

BLAHAK, S. & STÜHRENBERG, B. (2008):

Salmonellen bei Reptilien und davon ausgehende Gefahren für den Menschen.

Chemisches und Veterinäruntersuchungsamt Ostwestfalen-Lippe, Postille 153
<http://www.cvua-owl.de/download/pdf/files/153.pdf> (15.02.2013)

BODETTI, T.J. et al. (2002):

Molecular evidence to support the expansion of the hostrange of *Chlamydophila pneumoniae* to include reptiles as well as humans, horses, koalas and amphibians.

Syst Appl Microbiol 25 (1), p. 146 - 152

BROWN, D.R. (2002):

Mycoplasmosis and immunity of fish and reptiles.

Front Bioscience 7, p. 1338 - 1346

BROWN, D.R. et al. (1995):

Taxonomic analysis of the tortoise mycoplasmas *Mycoplasma agassizii* and *Mycoplasma testudinis* by 16s rRNA gene sequence comparison.

Int J Syst Microb 45 (2), p. 348 - 350

BROWN, D.R. et al. (2001):

Mycoplasma alligatoris sp. nov., from American Alligators.

Int J Syst Evo Microb 51 (2), p. 419-424

BROWN, D.R.; ZACHER, L.A.; FARMERIE, W.G. (2004):

Spreading factors of *Mycoplasma alligatoris*, a flesh-eating Mycoplasma.

J Bact 186 (12), p. 3922-3927

BROWN, D.R. et al. (2004):

Mycoplasma testudineum sp. nov., from a desert tortoise (*Gopherus agassizii*)
with upper respiratory tract disease.

Int J Syst Evo Microb 54, p. 1527 - 1529

BROWN, M.B. et al. (1999):

Upper Respiratory Tract Disease in the Gopher Tortoise is caused by
Mycoplasma agassizii.

J Clinic Microb 7, p. 2262-2269

BUNDESAMT für NATURSCHUTZ

WA-Datenbank VIA

http://www.wa-jahresstatistik.de/Ergebnis.xsql?P_Bereich=---

[P_WissName=iguana+iguana&P_ImpExp=1&P_Jahr1=2005&P_Jahr2=2005](http://www.wa-jahresstatistik.de/Ergebnis.xsql?P_WissName=iguana+iguana&P_ImpExp=1&P_Jahr1=2005&P_Jahr2=2005)

[P_WissName=python+regius&P_ImpExp=1&P_Jahr1=2005&P_Jahr2=2005](http://www.wa-jahresstatistik.de/Ergebnis.xsql?P_WissName=python+regius&P_ImpExp=1&P_Jahr1=2005&P_Jahr2=2005)

(15.02.2013)

CALDWELL, M.E. & RYERSON, D.L. (1939):

Salmonellosis in certain reptiles.

J Infect Dis 65, p. 242-245

CENTERS for DISEASE CONTROL and PREVENTION – CDC (2003):

Reptile-associated salmonellosis – selected states, 1998-2002.

MMWR 52, p. 1206-1209

CENTERS for DISEASE CONTROL and PREVENTION - CDC (2005):

Salmonellosis associated with pet turtles – Wisconsin and Wyoming, 2004.

MMWR 54, p. 223-226

CHAMBERS, D.L. & HULSE, A.C. (2006):

Salmonella serovars in the herpetofauna of Indiana County, Pennsylvania.

Appl Envir Microb, p. 3771-3773

CHIODINI, R.J. (1982):

Transovarian passage, visceral distribution and pathogenicity of *Salmonella* in snakes.

Infect Immun 36, p. 710-713

CLARK, H.F. & SHEPARD, C.C. (1963):

Effect of environmental temperatures on infection with *Mycobacterium marinum* (balnei) of mice and a number of poikilothermic species.

J Bact 86, p. 1057-1069

COHEN, M.L.; POTTER, M.; POLLARD, R. (1980):

Turtle-associated salmonellosis in the United States, effect of public health action, 1970 to 1976.

JAMA 243, p. 1247-1249

DÍAZ, M.A. et al. (2005):

Plasmid-mediated high-level Gentamicin resistance among enteric bacteria isolated from pet turtles in Louisiana.

Appl Envir Microb, p. 306-312

DIMOW, I. (1966):

Die Verbreitung der fäkalen *Salmonella*- und *Arizona*-Dauerausscheidung bei den freilebenden *Testudo graeca* und *Testudo hermanni*.

Z med Microb und Immunol 152, S. 198-203

DIXON, W.J. (chief editor) (1993):

BMDP Statistical Software Manual, Volume 1 and 2.

University of California Press, Berkeley, Los Angeles, London

DRAPER, C.S.; WALKER, R.D.; LAWLER, H.E. (1981):

Patterns of oral bacterial infection in captive snakes.

J Am Vet Med Ass 179 (11), p. 1223-1226

DUPONTE, M.W.; NAKAMURA, R.M.; CHANG, E.M. (1978):

Activation of latent *Salmonella* and *Arizona* organisms by dehydration of red-eared turtles, *Pseudemys scripta elegans*.

Am J Vet Res 39 (3), p. 529-30

EBANI, V.V. et al. (2005):

Salmonella enterica isolates from faeces of domestic reptiles and a study of their antimicrobial in vitro sensitivity.

Res Vet Sci 78, p. 117-121

EISENBERG, T. (2004):

Salmonellen bei Reptilien.

Reptilia 9 (1), S. 30–35

ESTERABADI, A.H.; ENTESSAR, F.; KHAN, M.A. (1972):

Isolation and identification of *Aeromonas hydrophila* from an outbreak of haemorrhagic septicemia in snakes.

Can J Comp Med, p. 418-420

EVERETT, K.D.; BUSH R.M.; ANDERSEN, A.A. (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.

Int J Syst Bact 49, p. 415-440

FRANK, W. (1975):

Haltungsprobleme und Krankheiten der Reptilien. Diagnose und Behandlung.

Tierärztliche Praxis 3, S. 343-364

FRANK, W. (1986):

Hygienische Probleme bei der Heimtierhaltung in der Bundesrepublik Deutschland.

Zbl Bakt Mikrob Hyg, Ser. B 183, S. 274-303

FROST, D.R. et al. (2001):

Total evidence, sequence alignment, evolution of polychrotid lizards, and a reclassification of the Iguania (Squamata: Iguania).

American Museum Novitates 3343, p. 38

FRUTH, A. & RABSCH, W. (2010):

Salmonellen bei Reptilien und Infektionen bei Kleinkindern.

http://www.bfr.bund.de/cm/343/salmonellen_bei_reptilien_und_infektionen_bei_kleinkindern.pdf (15.02.2013)

GEUE, L. & LÖSCHNER, U. (2002):

Salmonella in reptiles of German and Austrian origin.

Vet. Microb 84, p. 79-91

GLAZEBROOK, J.S.; CAMPBELL, R.S.F.; THOMAS, A.T. (1993):

Studies on an ulcerative stomatitis – obstructive rhinitis - pneumonia disease complex in hatchling and juvenile sea turtles *Chelonia mydas* and *Caretta caretta*.

Dis Aquat Org 16, p. 133 – 147

GÖBEL, T. (1990):

Ein Beitrag zur Zusammensetzung der aeroben und mikroaeroben Bakterienflora von Rachen und Kloake gesunder Reptilien in Terrarienhaltung. Justus-Liebig-Universität, Gießen

GÖBEL, T.; SCHILDGER, B.-J.; SPÖRLE, H. (1990):

Die häufigsten Erkrankungen bei Echsen und Schlangen in der tierärztlichen Praxis.

Der Praktische Tierarzt 10, S. 47-53

GOLDSTEIN, E.J.C. et al. (1981):

Aerobic bacterial oral flora of garter snakes: development of normal flora and pathogenic potential for snakes and humans.

J Clin Microb, p. 954-956

GRANGE, J.M. (1981):

Mycobacterium chelonae.

Tubercle 62, p. 273-276

GRAY, S.F. et al. (1990):

Fish tank granuloma.

Br Med J 300, p. 1069-1070

GRIMONT, P.A.D. & WEILL, F.X. (2007):

Antigenic formulae of the *Salmonella* serovars.

WHO Collaborating Centre for Reference and Research on *Salmonella*,
9th Edition, Institut Pasteur, Paris, 2007

<http://www.pasteur.fr/ip/portal/action/WebdriveActionEvent/oid/01s-000036-089> (20.02.2013)

HABERMALZ, D. & PIETZSCH, O. (1973):

Der Nachweis von Arizona-Bakterien, zugleich ein Beitrag zum Problem der *Salmonella*-Infektionen bei Reptilien und Amphibien in Zoologischen Gärten.

Zbl Bakt Hyg, I. Abt Orig A 225, S. 323-342

HASSL, A. & HASSL, D. (1988):

Von Amphibien und Reptilien auf den Menschen übertragbare Parasitosen.

Herpetozoa 1 (1/2), S. 47-53

HASSL, A.; ARMBRUSTER, C.; FILIP, T. (2004):

A Mycobacterial infection in a reptilian pet and the pet keeper – a cause of zoonosis?

In: SEYBOLD, J. & MUTSCHMANN; F. (Eds.): Proceedings of the 7th Symposium on the Pathology and Medicine of Reptiles and Amphibians (Berlin 2004), Edition Chimaira, 2007, S. 53-56

HATT, J.-M.; FRUTH, A.; RABSCH, W. (2009):

Aktuelle Informationen zu reptilienassoziierten Salmonellosen.

Tierärztliche Praxis Kleintiere 3, 2009, S. 188-193

HERNANDEZ-DIVERS, S.J. & SHEARER, D. (2002):

Pulmonary mycobacteriosis caused by *Mycobacterium haemophilum* and *Mycobacterium marinum* in a royal python.

J Am Vet Med Ass 220 (11), p. 1661-1663

HINSHAW, W.R. & MCNEIL, E. (1944):

Gopher snakes as carriers of salmonellosis and paracolon infections.

Cornell Vet 34, p. 248-254

HOMER, B.L. et al. (1994):

Chlamydiosis in mariculture-reared green sea turtles (*Chelonia mydas*).

Vet Pathol 31 (1), p. 1-7

HONOUR, S.M.; AYROUD, M.; WHEELER, C. (1993):

Metastatic chondrosarcoma and subcutaneous granulomas in a grey rat snake (*Elaphe obsoleta obsoleta*).

Can Vet J 34, p. 238-240

HOTZEL, H. et al. (2005):

Evidence of infection in tortoises by Chlamydia-like organisms that are generally distinct from known Chlamydiaceae species.

Vet Res Commun 29 (1), p. 71-80

HUCHZERMEYER, F.W. (2002):

Diseases of farmed crocodiles and ostriches.
Rev Sci Tech Off Int Epiz 21 (2), p. 265-276

HUCHZERMEYER, F.W. et al. (1994):

Hepatitis in farmed hatchling Nile crocodiles (*Crocodylus niloticus*) due to Chlamydial infection.
J S Afr Vet Assoc 65 (1), p. 20-22

HUCHZERMEYER, F.W.; HUCHZERMEYER, H.F. (2000):

Mycobacterial infections in farmed and captive crocodiles.
Proc. 15th Working meeting of the Crocodile Specialist Group, 17-20 Jan.,
Varadero, Cuba, p. 109-112

HUGH, R. & LEIFSON, E. (1953):

The taxonomic significance of fermentative versus oxidative metabolism of carbohydrates by various gram-negative bacteria.
J Bact 66, p. 24-26

HUNT, M.E. & BROWN, D.R. (2005):

Mycoplasma alligatoris Infection promotes CD95 (FasR) expression and apoptosis of primary cardiac fibroblasts.
Clin Diag Lab Immun, p. 1370-1377

IPPEN, R. & ZWART, P. (1996):

Infectious and parasitic diseases of captive reptiles and amphibians, with special emphasis on husbandry practices which prevent or promote diseases.
Rev Sci Tech Off Int Epiz 15 (1), p. 43-45

JACOBSON, E.R. et al. (1989):

Chlamydial infection in puff adders (*Bitis arietans*).
J Zoo Wildl Med 20, p. 364-369

JACOBSON, E.R.; HEARD, D.; ANDERSEN, A. (2004):

Identification of *Chlamydophila pneumoniae* in an emerald tree boa, *Corallus caninus*.

J Vet Diagn Invest 16 (2), p. 153-154

JARCHOW, J.L. (2004):

A Treatment Protocol for Upper Respiratory Tract Disease of Desert Tortoises, *Gopherus agassizii*.

In: SEYBOLD, J. & MUTSCHMANN; F. (Eds.): Proceedings of the 7th Symposium on the Pathology and Medicine of Reptiles and Amphibians (Berlin 2004), Edition Chimaira, 2007, S. 72-76

JAROFKE, D. & LANGE, J. (1993):

Reptilien – Krankheiten und Haltung.

Paul Parey Verlag, Berlin und Hamburg, 1993

JORGE, M.T. et al. (1998):

Aeromonas hydrophila soft-tissue infection as a complication of a snake bite: report of three cases.

Ann Trop Med Parasitol 92 (2), p. 213-217

KABISCH, K. & Klapperstück, J. (1990):

Wörterbuch der Herpetologie.

1. Auflage, Gustav Fischer Verlag, Jena, 1990, S. 362

KAPLAN, H.M. (1957):

Septic cutaneous ulcerative disease of turtle.

Anim Care Panel 7, p. 273-277

KENNEDY, M.E. (1973):

Salmonella isolations from snakes and other reptiles.

Can J comp Med 37, p. 325-326

KIRCHHOFF, H. et al. (1997):

Mycoplasma crocodyli sp. nov., a New Spezies from Crocodiles.

Int J Syst Bact, p. 742-746

KOSTKA, V.M. (1997):

Persönliche Mitteilung.

In: Epidemiologisches Bulletin 24, S. 163-164

LADYMEN, J.M. et al. (1998):

Skin disease affecting the conservation of the western swamp tortoise (*Pseudemydura umbrina*).

Aust Vet J 76 (11), p. 743-745

LAWRENCE, K. & NEEDHAM, J.R. (1985):

Rhinitis in long term captive Mediterranean tortoises (*Testudo graeca* and *T. hermanni*).

Vet Rec 117, p. 662-664

LIE, PO-KOEN (1968):

Untersuchungen über den Salmonellenbefall von Kaltblütern.

Arch Hyg 152, S. 139-155

MADER, D.R. (1998):

Common bacterial disease and antibiotic therapy in reptiles.

Suppl Compend Contin Educ Pract Vet 20 (3), p.23-33

MADER, D.R. (2006):

Reptile Medicine and Surgery.

2nd Edition, Saunders Elsevier Inc., Canada, 2006, S. 227-235, 657-659, 900-905, 1017-1023

MASLOW, J.N. et al. (2002):

Outbreak of *Mycobacterium marinum* infection among captive snakes and bullfrogs.

Zoo Biol 21, p. 233-241

MATHES, K.A. (2003):

Untersuchungen zum Vorkommen von Mykoplasmen und Herpesviren bei freilebenden und in Gefangenschaft gehaltenen mediterranen Landschildkröten (*Testudo hermanni*, *Testudo graeca graeca* und *Testudo graeca iberica*) in Frankreich und Marokko.

Justus-Liebig-Universität, Gießen

MAYER, H. & FRANK, W. (1974):

Bakteriologische Untersuchungen bei Reptilien und Amphibien.

Zbl Bakt Hyg, I. Abt Orig A 229, S. 470-481

McCoy, R.H. & Seidler, R.J. (1973):

Potential pathogens in the environment: isolation, enumeration, and identification of seven genera of intestinal bacteria associated with small green pet turtles.

Appl Microb, p. 534-538

McCracken, A.W. & Barkley, R. (1972):

Isolation of *Aeromonas* species from clinical sources.

J Clin Path 25, p. 970-975

McCracken, H. & Birch, C.A. (1994):

Periodontal disease in lizards – a review of numerous cases.

Proc Ass Rep Amp Vet, p. 94-100

McLAUGHLIN, G.S. (1997):

Upper respiratory tract disease in gopher tortoises (*Gopherus polyphemus*): Pathology, secondary immune responses, transmission, and implications for conservation and management.

Ph.D. Dissertation, University of Florida.

McNEIL, E. & HINSHAW, W.R. (1946):

Salmonella from galapagos turtles, a gilamonster and an iguana.

Am J Vet Res 7, p. 62-6

MERMIN, J.; HOAR, B.; ANGULO, F.J. (1997):

Iguanas and *Salmonella* Marina infection in children: a reflection of the increasing incidence of reptile-associated salmonellosis in the United States.

Pediatrics 99, p. 399-402

MERMIN, J. et al. (2004):

Reptiles, amphibians and human *Salmonella* infection: a population-based, case-control study.

Clin Infect Dis 38, Suppl. 3, p. 253-261

MITCHELL, M.A. & SHANE, S.M. (2000):

Preliminary findings of *Salmonella* spp. in captive green iguanas (*Iguana iguana*) and their environment.

Prev Vet Med 12 (45), p. 297-304

MITCHELL, M.A. et al. (2000):

Salmonella diagnostic testing in the absence of a gold standard.

Proc Ass Rept Amph Vet, p.143-144

MÖRK, U. (1997):

Untersuchungen über die bakterielle Zusammensetzung der Rachen- und Darmflora von gesunden in Süddeutschland gehaltenen Landschildkröten.

Ludwig-Maximilian-Universität, München

MOHAN, K. et al. (1995):

Mycoplasma-associated polyarthritis in farmed crocodiles (*Crocodylus niloticus*) in Zimbabwe.

J Vet Res 62 (1), p. 45-49

MOHAN, K. et al. (1997):

Vaccination of farmed crocodiles (*Crocodylus niloticus*) against *Mycoplasma crocodyli* infection.

Vet Rec 141, p. 476

QADRI, S.M.H. et al. (1976):

Meningitis due to *Aeromonas hydrophila*.

J Clin Microb, p. 102-104

ONDERKA, D.K. & FINLAYSON, M.C. (1985):

Salmonellae and Salmonellosis in captive Reptiles.

Can J Comp Med 49, p. 268-270

PASMANS, F.; DE HERDT, P.; HAESEBROUCK, F. (2002):

Presence of *Salmonella* infections in freshwater turtles.

Vet Rec 150, p. 692-693

PASMANS, F. & HAESEBROUCK, F. (2004):

Salmonella in reptiles.

Pathology and Medicine of Reptiles and Amphibians, Berlin,

7th International Symposium; 16.-18.04.2004

PASMANS, F. et al. (2005):

Characterization of *Salmonella* isolates from captive lizards.

Vet Microb 110, p. 285-291

PASMANS, F. et al. (2008):

Introducing reptiles into a captive collection: the role of the veterinarian.

Vet J 175 (1), p. 53-68

PASQUALE, V. et al. (1994):

An outbreak of *Aeromonas hydrophila* infection in turtles (*Pseudemys scripta*).
Appl Env Microb, p. 1678 – 1680

PAUL, J.; BAIGRIE, C. ; PARUMS, D.V. (1992):

Fatal case of disseminated infection with the turtle bacillus *Mycobacterium chelonae*.
J Clin Pathol 45, p. 528-530

PEDERSEN, K. (2009):

Serovars of *Salmonella* from captive reptiles.
Zoonoses Public Health 56, p. 238-242

PENNER, J.D. et al. (1997):

A novel *Mycoplasma* sp. associated with proliferative tracheitis and pneumonia in a Burmese python (*Python molurus bivittatus*).
J Comp Pathol 117 (3), p. 283-288.

PRUKSARAY, D. (1967) :

Untersuchungen über das Vorkommen von Salmonellen bei Landschildkröten der Arten *Testudo graeca* und *Testudo hermanni*.
Hannover, Tierärztliche Hochschule, Diss.

PYE, G.W. et al. (2001):

Experimental inoculation of Broad-nosed Caimans (*Caiman latirostris*) and Siamese Crocodiles (*Crocodylus siamensis*) with *Mycoplasma alligatoris*.
J Zoo Wildl Med, p. 196-201

RABSCH, W. (2012):

Persönliche Mitteilung.
Kriecht ein neues Risiko für Babys in deutsche Wohnzimmer? Kleinkind-Salmonellose durch Reptilien.
Vortrag Oberhess. Ges. für Natur- und Heilkunde. Vet Abt Gießen,
16.05.2012

RAMSAY, E.C. (1996):

Salmonella arizona osteomyelitis in a colony of arizona ridge-nosed rattlesnakes (*Crotalus w. willardi*).

Proc Am Ass Zoo Vet, p. 218-219

RICHARDS, J.M. et al. (2004):

Absence of detectable *Salmonella* cloacal shedding in free-living reptiles on admission to the wildlife center of Virginia.

J Zoo Wildl Med 35 (4), p. 562-563

ROBERT-KOCH-INSTITUT - RKI (1997):

Zum Vorkommen von *Salmonella* Marina.

Epidemiologisches Bulletin 24, S. 163-164

ROBERT-KOCH-INSTITUT - RKI (2008):

Reptilien-assoziierte *Salmonella*-Tennessee-Infektionen. Zu einer bundesweiten Häufung bei Kindern.

Epidemiologisches Bulletin 35, S. 295-299

ROGGENDORF, M. & MÜLLER, H.E. (1976):

Enterobakterien bei Reptilien.

Zbl Bakt Hyg 236 (1), S. 22-35

SAELINGER, C.A. et al. (2006):

Prevalence of *Salmonella* spp. in cloacal, fecal and gastrointestinal mucosal samples from wild North American turtles.

J Am Vet Med Ass 229 (2), p. 266-268

SALB, A. et al. (2007):

Characterization of Intestinal Microflora of Captive Green Iguanas, *Iguana iguana*.

J Herpet Med Surgery 17 (1), p. 12-15

SASSENBURG, L. & ZWART, P. (2008):

Schildkröten.

In: FEHR, M.; SASSENBURG, L.; ZWART, P. (Hrsg.): Krankheiten der Heimtiere.

7. Auflage, Schlütersche GmbH & Co. KG, Verlag und Druckerei, Hannover, 2008, S.653-738

SCHRAMME, K.C. (2003):

Nachweis von *Salmonella* spp. bei Landschildkröten.

Ludwig-Maximilian-Universität, München

SCHRÖDER, H.-D. (1990):

Zur Bedeutung von bakteriellen Zoonosen bei Wildtieren in Menschenhand.

Ver Ber Erkr Zootiere 32, S. 165-179

SCHRÖTER, M. et al. (2003):

Pet snakes as a reservoir for *Salmonella enterica* subsp *diarizonae* (Serogroup IIIb): a prospective study.

Appl Env Microb, p. 613-615

SCHRÖTER, M. et al. (2006):

Analysis of the transmission of *Salmonella* spp. through generations of petsnakes.

Envir Microb 8, p. 556-559

SEELENTAG, W. & LEHMANN, H.D. (1972):

Supronal – Ein Mittel zur Bekämpfung der Nekrobazillose bei Wasserschildkröten.

Salamandra, 8 (2), S. 76-80

SELBITZ, H.-J. (2010a):

Gattung Salmonella.

In: SELBITZ, H.-J.; TRUYEN, U.; VALENTIN-WEIGAND, P. (Hrsg.):

Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre.

9. Auflage, Enke Verlag, Stuttgart, 2010, S. 199-213

SELBITZ, H.-J. (2010b):

Gattung Mycobacterium.

In: SELBITZ, H.-J.; TRUYEN, U.; VALENTIN-WEIGAND, P. (Hrsg.):

Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre.

9. Auflage, Enke Verlag, Stuttgart, 2010, S. 308-311, 317-318

SELBITZ, H.-J. (2010c):

Gattung Mycoplasma.

In: SELBITZ, H.-J.; TRUYEN, U.; VALENTIN-WEIGAND, P. (Hrsg.):

Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre.

9. Auflage, Enke Verlag, Stuttgart, 2010, S. 320

SHANE, S.M.; GILBERT, R.; HARRINGTON, K.S. (1990):

Salmonella colonization in commercial pet turtles (*Pseudemys scripta elegans*).

Epi Inf 105, p. 307-316

SNIPES, K.P. et al. (1980):

A *Pasteurella* sp. associated with respiratory disease in captive desert tortoises.

J Am Vet Med Ass 177 (9), p. 804-807

SOLDATI, G. et al. (2004):

Detection of Mycobacteria and Chlamydiae in granulomatous inflammation of reptiles: a retrospective study.

Vet Pathol 41, p. 388-397

SOVERI, T.; SEUNA, E.R. (1986):

Aerobic oral bacteria in healthy captive snakes.

Acta Vet Scand 27 (2), p. 172-181

STEWART, J.S. (1990):

Anaerobic bacterial infections in reptiles.

J Zoo Wildl Med 21, p. 180-184

STRAUB, J. (2002):

Zur aeroben Bakterienflora von Kornea, Rachen und Kloake vor und nach der Winterruhe von Landschildkröten der Arten *Testudo (T.) hermanni*, *T. graeca*, *T. marginata* und *T. horsfieldii*

Universität, Leipzig

STRAUBINGER, R. (2010):

Ordnung Chlamydiales.

In: SELBITZ, H.-J.; TRUYEN, U.; VALENTIN-WEIGAND, P. (Hrsg.):

Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre.

9. Auflage, Enke Verlag, Stuttgart, 2010, S. 330-332, 335

STROHL, P. et al. (2004):

Prevalence of *Salmonella* shedding in faeces by captive reptiles.

Vet Rec 154, p. 56-58

TURUTOGLU, H.; ERCELİK, S.; CORLU, M. (2005):

Aeromonas hydrophila-associated skin lesions and septicaemia in a Nile crocodile (*Crocodylus niloticus*).

J S Afr Vet Assoc 76 (1), p. 40-42

UCKO, M.; COLORNI, A. (2005):

Mycobacterium marinum infections in Fish and Humans in Israel.

J Clin Microb, p. 892-895

VANROMPAY, D. et al. (1994):

Pneumonia in Moorish Tortoises associated with avian Serovar A *Chlamydia psittaci*.

Vet Re, 135 (12), p. 284-285

VLAHOVIĆ, K.; DOVČ, A.; LASTA, P. (2006):

Zoonotic aspects of animal chlamydiosis – a review.

Vetrinarski Arhiv 76 (Suppl.), p. 259 – 274

WATT, B. (1995):

Lesser known mycobacteria.

J Clin Pathol 48, p. 701-705

WEBER, A. (1983):

Welche Rolle spielen Heimtiere bei Salmonellenerkrankungen des Menschen?

Der Praktische Tierarzt 64, S. 820-827

WIELER, L.H. & BAUERFEIND, R. (1999):

Salmonella-Infektionen beim Tier und deren Bedeutung für die Human- und Tiergesundheit.

VetMedLabor-Fortbildungsveranstaltung „Zoonosen“, Okt. 1999

<http://www.animal-health-online.de/print/salmonella.htm> (15.02.2013)

WIELER, L.H. & EWERS, C. (2010):

Aeromonadaceae.

In: SELBITZ, H.-J.; TRUYEN, U.; VALENTIN-WEIGAND, P. (Hrsg.):

Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre.

9. Auflage, Enke Verlag, Stuttgart, 2010, S. 218

WINKLE, S. (1967):

Seuchenprophylaxe bei den Salmonellosen.

Zbl Bakt, I. Abt Orig A 205, S. 424-434

WITTENBRINK, M.M. (1999):

Chlamydieninfektionen in der Veterinärmedizin.

VetMedLabor-Fortbildungsveranstaltung "Zoonosen", Okt. 1999

<http://www.animal-health-online.de/print/chlamydien.htm> (15.02.2013)

WOKATSCH, R. & ROHDE, R. (1979):

Salmonella-Stämme unterschiedlicher Subgenus-Zugehörigkeit bei Reptilien aus Zoologischen Gärten.

Zbl Vet Med B, 26, S. 174-183

WOODWARD, D.L.; KHAKHIRA, R.; JOHNSON, W.M. (1997):

Human Salmonellosis associated with exotic pets.

J Clin Microb, p. 2786-2790

ZUG, G.R.; VITT, L.J.; CALDWELL, J.P. (2001):

An introductory biology of amphibians and reptiles.

Herpetology, 2nd Edition, Academic Press, 2001

ZURR, D. (2000):

Untersuchungen zum Erregerspektrum von Grünen Leguanen (*Iguana iguana*) mit Abszesserkrankungen unter Berücksichtigung der Haltungsbedingungen.

Tierärztliche Hochschule, Hannover

ZWART et al. (1989):

Bacteriological examination of reptiles and amphibia. A computerised system.

Herpetopathologia 1 (1), p. 109-112

ZWART, P. & CORNELISSE, J.L. (1972):

Streptokokkensepsis mit Hautwucherungen bei Eidechsen.

Verh Ber.Erkr Zootiere 14, S. 265-269

ZWART, P. & VANROMPAY, D. (2004):

Chlamydophila infection in small European viperid snakes.

In: SEYBOLD, J. & MUTSCHMANN, F. (Eds.): Proceedings of the 7th Symposium on the Pathology and Medicine of Reptiles and Amphibians (Berlin 2004), Edition Chimaira, 2007, S. 57-60

ZWART, P. & SASSENBURG, L. (2008):

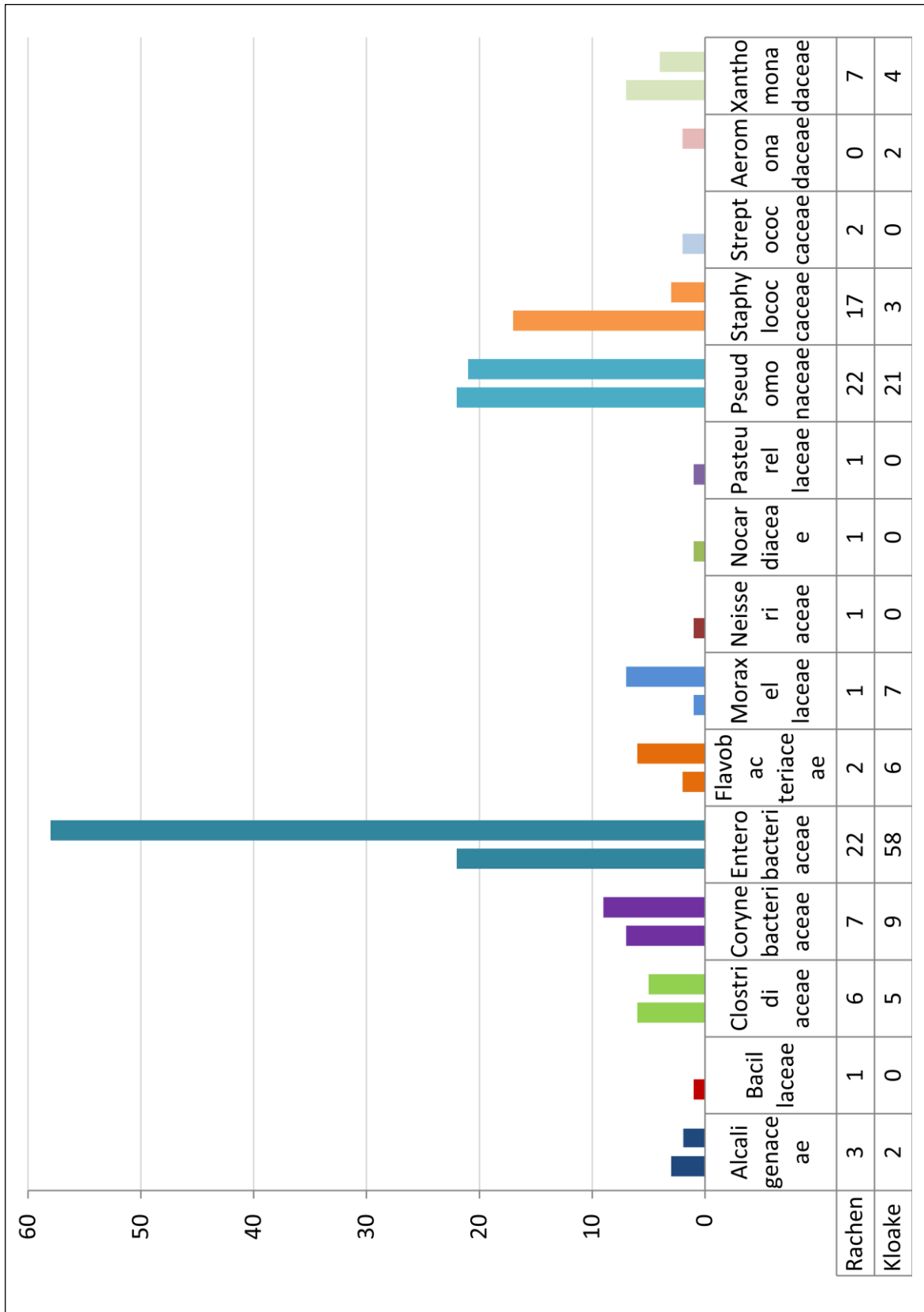
Schlangen.

In: FEHR, M.; SASSENBURG, L.; ZWART, P. (Hrsg.): Krankheiten der Heimtiere.

7. Auflage, Schlütersche GmbH & Co. KG, Verlag und Druckerei, Hannover, 2008, S.639-794

Anhang 1

Vergleichende Betrachtung der isolierten Bakterienfamilien von 33 Schlangen



Anhang 2

Tabellarische Auflistung aller isolierten Bakterienspezies aus Rachen und Kloake
(aufgeführt nach Entnahmedatum der Tupfer, Haltung und Herkunft der Reptilien)

Datum	HT	HK	Ordnung	Tierart	Rachen	Kloake
23.02.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i> <i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
23.02.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	negativ
23.02.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas</i> spp.
23.02.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp.
23.02.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
23.02.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
23.02.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	negativ
	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
23.02.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Salmonella</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp.
23.02.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Salmonella</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas</i> spp.
23.02.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas</i> spp.
23.02.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp.
23.02.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
23.02.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
23.02.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp.
23.02.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Salmonella</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Klebsiella oxytoca</i> <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
23.02.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas</i> spp.
23.02.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Proteus</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i> <i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Pseudomonas</i> spp.
23.02.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp.
23.02.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Pseudomonas</i> spp.
23.02.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Klebsiella oxytoca</i> <i>Pseudomonas</i> spp.
23.02.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
23.02.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas</i> spp.
23.02.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
23.02.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp. <i>Klebsiella oxytoca</i>
23.02.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Klebsiella oxytoca</i>
23.02.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp. <i>Proteus</i> spp.

Anhang 2

Datum	HT	H	Ordnung	Tierart	Rachen	Kloake
23.02.2006	P	NZ	Schlange	<i>Boa constrictor</i> ssp.	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
23.02.2006	P	NZ	Schlange	<i>Spalerosophis diadema</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp.
23.02.2006	P	NZ	Schlange	<i>Spalerosophis diadema</i>	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Proteus</i> spp.
23.02.2006	P	NZ	Schlange	<i>Spalerosophis diadema</i>	<i>Salmonella</i> spp. <i>Klebsiella oxytoca</i>	<i>Salmonella</i> spp. <i>Proteus</i> spp.
23.02.2006	P	NZ	Schlange	<i>Spalerosophis diadema</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp.
23.02.2006	P	NZ	Schlange	<i>Spalerosophis diadema</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp. <i>Klebsiella oxytoca</i>
05.04.2006	Z	NZ	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Klebsiella oxytoca</i> <i>Pseudomonas aeruginosa</i> <i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Klebsiella oxytoca</i>
05.04.2006	Z	NZ	Schlange	<i>Boa constrictor</i> ssp.	negativ	<i>Salmonella</i> spp.
05.04.2006	Z	NZ	Schlange	<i>Boa constrictor</i> ssp.	negativ	<i>Salmonella</i> spp.
05.04.2006	Z	FG	Schlange	<i>Boa constrictor</i> ssp.	<i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Klebsiella oxytoca</i> <i>Pseudomonas</i> spp.
05.04.2006	Z	NZ	Echse	<i>Pogona barbata</i>	<i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Proteus</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	negativ
05.04.2006	Z	NZ	Echse	<i>Pogona barbata</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	negativ
05.04.2006	Z	NZ	Echse	<i>Pogona barbata</i>	<i>Klebsiella oxytoca</i> <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	negativ
05.04.2006	Z	NZ	Echse	<i>Uromastyx acanthin.</i>	negativ	negativ
05.04.2006	Z	NZ	Echse	<i>Uromastyx acanthin.</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp.
05.04.2006	Z	NZ	Schlange	<i>Lampropeltis</i> spp.	<i>Pseudomonas</i> spp.	negativ
05.04.2006	Z	NZ	Schlange	<i>Lampropeltis</i> spp.	<i>Pseudomonas</i> spp.	negativ
05.04.2006	Z	FG	Schlange	<i>Elaphe guttata</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	negativ
09.04.2006	H	IP	Echse	<i>Iguana iguana</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Klebsiella oxytoca</i>
09.04.2006	H	IP	Echse	<i>Iguana iguana</i>	negativ	negativ
09.04.2006	H	IP	Echse	<i>Iguana iguana</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp.
09.04.2006	H	IP	Echse	<i>Iguana iguana</i>	<i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp.
09.04.2006	H	IP	Echse	<i>Iguana iguana</i>	<i>Pseudomonas</i> spp. <i>Aeromonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp.
09.04.2006	H	IP	Echse	<i>Iguana iguana</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp.
09.04.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
09.04.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
09.04.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	negativ	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
09.04.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i> <i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Klebsiella oxytoca</i> <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
09.04.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
09.04.2006	H	NZ	Schlange	<i>Boa constrictor</i> ssp.	negativ	<i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
09.04.2006	H	NZ	Schlange	<i>Boa constrictor</i> ssp.	negativ	<i>Salmonella</i> spp. <i>Klebsiella pneumoniae</i>
09.04.2006	H	NZ	Schlange	<i>Boa constrictor</i> ssp.	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>

Anhang 2

Datum	HT	HK	Ordnung	Tierart	Rachen	Kloake
09.04.2006	H	NZ	Schlange	<i>Candoia carinata</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Klebsiella oxytoca</i> <i>Proteus</i> spp.
09.04.2006	H	NZ	Schlange	<i>Candoia carinata</i>	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Proteus</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
25.04.2006	Z	NZ	Schildkröte	<i>Testudo horsfieldii</i>	<i>Klebsiella oxytoca</i> <i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Pseudomonas</i> spp. <i>Aeromonas</i> spp.	<i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
25.04.2006	Z	NZ	Schildkröte	<i>Testudo graeca</i>	<i>Klebsiella oxytoca</i> <i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Klebsiella oxytoca</i>
25.04.2006	Z	NZ	Schildkröte	<i>Testudo hermanni</i>	<i>Klebsiella oxytoca</i> <i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Pseudomonas</i> spp.
25.04.2006	Z	NZ	Schildkröte	<i>Testudo hermanni</i>	<i>Klebsiella oxytoca</i> <i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Pseudomonas aeruginosa</i> <i>Pseudomonas</i> spp.
25.04.2006	Z	NZ	Schildkröte	<i>Testudo hermanni</i>	<i>Klebsiella oxytoca</i> <i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Pseudomonas</i> spp.
25.04.2006	Z	NZ	Schildkröte	<i>Testudo horsfieldii</i>	<i>Klebsiella oxytoca</i> <i>Pseudomonas</i> spp. <i>Aeromonas</i> spp.	<i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Pseudomonas aeruginosa</i> <i>Pseudomonas</i> spp.
25.04.2006	Z	NZ	Schildkröte	<i>Testudo hermanni</i>	<i>Klebsiella oxytoca</i> <i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
25.04.2006	Z	NZ	Schildkröte	<i>Testudo horsfieldii</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
25.04.2006	Z	NZ	Schildkröte	<i>Testudo horsfieldii</i>	Abstrich nicht möglich	<i>Klebsiella oxytoca</i>
25.04.2006	Z	NZ	Schildkröte	<i>Testudo horsfieldii</i>	Abstrich nicht möglich	<i>Klebsiella ozeanae</i>
30.04.2006	Z	NZ	Schlange	<i>Lampropeltis</i> spp.	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Proteus</i> spp.
30.04.2006	Z	NZ	Schlange	<i>Lampropeltis</i> spp.	<i>Pseudomonas</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Proteus</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
30.04.2006	Z	FG	Schlange	<i>Elaphe guttata</i>	negativ	negativ
30.04.2006	Z	FG	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Pseudomonas</i> spp.
30.04.2006	Z	NZ	Echse	<i>Phelsuma</i>	negativ	<i>Klebsiella pneumoniae</i>
30.04.2006	Z	IP	Schildkröte	<i>Testudo graeca</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp.
30.04.2006	Z	IP	Schildkröte	<i>Testudo graeca</i>	Abstrich nicht möglich	<i>Salmonella</i> spp.
30.04.2006	Z	IP	Schildkröte	<i>Testudo graeca</i>	Abstrich nicht möglich	<i>Salmonella</i> spp. <i>Proteus</i> spp.
30.04.2006	Z	IP	Schildkröte	<i>Testudo graeca</i>	Abstrich nicht möglich	<i>Salmonella</i> spp. <i>Proteus</i> spp.
30.04.2006	Z	NZ	Echse	<i>Pogona vitticeps</i>	<i>Klebsiella oxytoca</i> <i>Proteus</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Salmonella</i> spp. <i>Klebsiella pneumoniae</i>
30.04.2006	Z	NZ	Schlange	<i>Elaphe guttata</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
30.04.2006	Z	NZ	Schlange	<i>Elaphe guttata</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>

Anhang 2

Datum	HT	HK	Ordnung	Tierart	Rachen	Kloake
30.04.2006	Z	NZ	Echse	<i>Pogona henrylawsoni</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp. <i>Proteus</i> spp.
30.04.2006	Z	NZ	Echse	<i>Pogona henrylawsoni</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp. <i>Proteus</i> spp.
30.04.2006	Z	NZ	Echse	<i>Pogona henrylawsoni</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
02.05.2006	Z	NZ	Schlange	<i>Boa constrictor</i> spp.	negativ	<i>Salmonella</i> spp. <i>Klebsiella pneumoniae</i>
02.05.2006	Z	NZ	Schlange	<i>Boa constrictor</i> spp.	negativ	<i>Proteus</i> spp.
02.05.2006	P	NZ	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Pseudomonas</i> spp.
02.05.2006	P	NZ	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
02.05.2006	P	NZ	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Salmonella</i> spp. <i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
08.05.2006	H	NZ	Echse	<i>Pogona vitticeps</i>	<i>Salmonella</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp.
08.05.2006	H	NZ	Echse	<i>Pogona vitticeps</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp.
08.05.2006	H	IPa	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	negativ
08.05.2006	H	NZ	Schlange	<i>Lampropeltis</i> spp.	<i>Pseudomonas</i> spp.	negativ
08.05.2006	H	FG	Schlange	<i>Boa constrictor</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Proteus</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp.
15.05.2006	Z	kA	Echse	<i>Iguana iguana</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Klebsiella pneumoniae</i>
15.05.2006	Z	FG	Echse	<i>Iguana iguana</i>	<i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
03.06.2006	Z	kA	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Pseudomonas</i> spp. <i>Aeromonas</i> spp.
03.06.2006	Z	kA	Schildkröte	<i>Testudo graeca</i>	<i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Pseudomonas</i> spp.
03.06.2006	Z	kA	Schildkröte	<i>Testudo hermanni</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	negativ
03.06.2006	Z	kA	Schildkröte	<i>Testudo hermanni</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	negativ
03.06.2006	Z	kA	Schildkröte	<i>Trachemys scripta</i> ssp.	<i>Klebsiella terrigena</i> <i>Pseudomonas</i> spp. <i>Aeromonas</i> spp.	<i>Aeromonas</i> spp.
03.06.2006	Z	kA	Schildkröte	<i>Trachemys scripta</i> ssp.	<i>Pseudomonas</i> spp. <i>Aeromonas</i> spp.	<i>Aeromonas</i> spp.
03.06.2006	Z	kA	Schildkröte	<i>Trachemys scripta</i> ssp.	<i>Pseudomonas</i> spp. <i>Aeromonas</i> spp.	negativ
05.06.2006	Z	NZ	Echse	<i>Pogona vitticeps</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp.
05.06.2006	Z	IPa	Echse	<i>Iguana iguana</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i> <i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
05.06.2006	Z	NZ	Echse	<i>Eublepharis macularius</i>	negativ	negativ
05.06.2006	Z	NZ	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	negativ
05.06.2006	Z	NZ	Schildkröte	<i>Testudo graeca</i>	<i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Pseudomonas</i> spp.	negativ
05.06.2006	Z	NZ	Echse	<i>Pogona vitticeps</i>	<i>Klebsiella oxytoca</i> <i>Pseudomonas aeruginosa</i> <i>Aeromonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp.
05.06.2006	Z	FG	Echse	<i>Iguana iguana</i>	negativ	negativ

Anhang 2

Datum	HT	HK	Ordnung	Tierart	Rachen	Kloake
05.06.2006	H	NZ	Echse	<i>Pogona vitticeps</i>	<i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Proteus</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
05.06.2006	H	NZ	Echse	<i>Pogona vitticeps</i>	<i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Proteus</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Salmonella</i> spp.
05.06.2006	H	NZ	Echse	<i>Pogona vitticeps</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp.
05.06.2006	H	NZ	Echse	<i>Pogona vitticeps</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
05.06.2006	H	IP	Echse	<i>Iguana iguana</i>	negativ	negativ
05.06.2006	H	IP	Echse	<i>Iguana iguana</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp.
05.06.2006	H	NZ	Echse	<i>Eublepharis macularius</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp.
05.06.2006	H	NZ	Echse	<i>Eublepharis macularius</i>	negativ	negativ
05.06.2006	H	NZ	Echse	<i>Eublepharis macularius</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	negativ
05.06.2006	H	NZ	Schlange	<i>Boa constrictor</i> ssp.	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
05.06.2006	H	IP	Schlange	<i>Boa constrictor</i> ssp.	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
05.06.2006	H	NZ	Schlange	<i>Elaphe guttata</i>	<i>Proteus</i> spp. <i>Pseudomonas</i> spp. <i>Aeromonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp.
05.06.2006	H	NZ	Schlange	<i>Elaphe guttata</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
05.06.2006	H	NZ	Schlange	<i>Elaphe guttata</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
05.06.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
05.06.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
05.06.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	negativ
05.06.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Salmonella</i> spp. <i>Klebsiella ozeanae</i> <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
05.06.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Pseudomonas aeruginosa</i> <i>Pseudomonas</i> spp.	negativ
05.06.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i> <i>Aeromonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp.
05.06.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i> <i>Aeromonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp.
05.06.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
05.06.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	negativ	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
05.06.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
05.06.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
05.06.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>

Anhang 2

Datum	HT	HK	Ordnung	Tierart	Rachen	Kloake
05.06.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Pseudomonas aeruginosa</i> <i>Pseudomonas spp.</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
24.06.2006	Z	kA	Echse	<i>Pogona vitticeps</i>	<i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Proteus spp.</i> <i>Pseudomonas aeruginosa</i> <i>Pseudomonas spp.</i>	<i>Salmonella spp.</i> <i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Proteus spp.</i> <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
24.06.2006	Z	kA	Echse	<i>Phelsuma madagascariensis</i>	<i>Klebsiella oxytoca</i> <i>Pseudomonas aeruginosa</i> <i>Pseudomonas spp.</i> <i>Aeromonas spp.</i>	<i>Klebsiella ozeanae</i>
24.06.2006	Z	kA	Schlange	<i>Lampropeltis spp.</i>	<i>Pseudomonas spp.</i>	<i>Salmonella spp.</i> <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
24.06.2006	Z	kA	Schlange	<i>Boa constrictor ssp.</i>	<i>Pseudomonas spp.</i>	<i>Salmonella spp.</i> <i>Aeromonas spp.</i>
24.06.2006	Z	kA	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas spp.</i>	<i>Salmonella spp.</i> <i>Aeromonas spp.</i>
24.06.2006	Z	kA	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas spp.</i>	<i>Salmonella spp.</i>
24.06.2006	Z	kA	Schildkröte	<i>Testudo graeca</i>	<i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Pseudomonas spp.</i>	<i>Klebsiella pneumoniae</i>
24.06.2006	Z	kA	Schildkröte	<i>Testudo hermanni</i>	<i>Klebsiella oxytoca</i> <i>Pseudomonas spp.</i>	<i>Salmonella spp.</i>
25.05.2006	P	NZ	Echse	<i>Phelsuma madagascar.</i>	<i>Klebsiella oxytoca</i>	<i>Klebsiella pneumoniae</i>
25.05.2006	P	NZ	Echse	<i>Phelsuma madagascariensis</i>	<i>Klebsiella oxytoca</i> <i>Klebsiella pneumoniae</i>	negativ
25.05.2006	P	NZ	Echse	<i>Eublepharis macularius</i>	negativ	negativ
25.05.2006	P	NZ	Echse	<i>Eublepharis macularius</i>	negativ	negativ
27.06.2006	Z	kA	Schildkröte	<i>Testudo hermanni</i>	negativ	negativ
27.06.2006	Z	kA	Schildkröte	<i>Testudo hermanni</i>	negativ	<i>Klebsiella ozeanae</i>
27.06.2006	Z	kA	Schildkröte	<i>Testudo hermanni</i>	<i>Pseudomonas spp.</i>	negativ
27.06.2006	Z	kA	Schildkröte	<i>Testudo hermanni</i>	<i>Klebsiella oxytoca</i> <i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Pseudomonas spp.</i>	<i>Proteus spp.</i>
27.06.2006	Z	kA	Schildkröte	<i>Testudo hermanni</i>	<i>Pseudomonas spp.</i>	<i>Klebsiella pneumoniae</i>
27.06.2006	Z	kA	Echse	<i>Pogona henrylawsoni</i>	negativ	<i>Proteus spp.</i> <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
27.06.2006	Z	kA	Schlange	<i>Elaphe guttata</i>	<i>Salmonella spp.</i> <i>Pseudomonas spp.</i>	<i>Salmonella spp.</i>
27.06.2006	Z	kA	Schlange	<i>Elaphe guttata</i>	<i>Pseudomonas spp.</i>	<i>Salmonella spp.</i>
27.06.2006	Z	kA	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas spp.</i>	<i>Salmonella spp.</i>
27.06.2006	Z	kA	Schlange	<i>Elaphe guttata</i>	<i>Pseudomonas spp.</i>	<i>Salmonella spp.</i>
27.06.2006	Z	kA	Schlange	<i>Elaphe guttata</i>	<i>Pseudomonas spp.</i>	<i>Salmonella spp.</i> <i>Klebsiella oxytoca</i>
27.06.2006	Z	kA	Schildkröte	<i>Trachemys scripta ssp.</i>	<i>Proteus spp.</i> <i>Pseudomonas spp.</i> <i>Aeromonas spp.</i>	<i>Aeromonas spp.</i>
27.06.2006	Z	kA	Schildkröte	<i>Graptemys pseudogeographica kohnii</i>	<i>Proteus spp.</i> <i>Pseudomonas spp.</i> <i>Aeromonas spp.</i>	<i>Salmonella spp.</i> <i>Aeromonas spp.</i>

Anhang 2

Datum	HT	HK	Ordnung	Tierart	Rachen	Kloake
28.06.2006	P	NZ	Schildkröte	<i>Testudo hermanni</i>	<i>Klebsiella oxytoca</i> <i>Pseudomonas</i> spp. <i>Aeromonas</i> spp.	<i>Pseudomonas</i> spp.
28.06.2006	P	NZ	Schildkröte	<i>Testudo hermanni</i>	<i>Klebsiella oxytoca</i> <i>Pseudomonas</i> spp. <i>Aeromonas</i> spp.	<i>Proteus</i> spp.
28.06.2006	P	NZ	Echse	<i>Phelsuma madagascar.</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
01.07.2006	P	NZ	Schildkröte	<i>Testudo hermanni</i>	Abstrich nicht möglich	negativ
01.07.2006	P	NZ	Schildkröte	<i>Testudo hermanni</i>	Abstrich nicht möglich	<i>Pseudomonas</i> spp.
01.07.2006	P	NZ	Schildkröte	<i>Testudo hermanni</i>	Abstrich nicht möglich	negativ
01.07.2006	P	NZ	Schildkröte	<i>Testudo graeca</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	negativ
01.07.2006	H	IP	Schlange	<i>Boa constrictor</i> ssp.	negativ	<i>Salmonella</i> spp. <i>Klebsiella oxytoca</i> <i>Proteus</i> spp.
01.07.2006	H	IP	Schlange	<i>Boa constrictor</i> ssp.	negativ	<i>Salmonella</i> spp.
01.07.2006	H	IP	Schlange	<i>Boa constrictor</i> ssp.	negativ	<i>Proteus</i> spp.
01.07.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i> <i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
01.07.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i> <i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
01.07.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Klebsiella oxytoca</i>	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
01.07.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Salmonella</i> spp.
01.07.2006	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	negativ
01.07.2006	H	NZ	Schlange	<i>Elaphe guttata</i>	negativ	negativ
01.07.2006	H	IPa	Schlange	<i>Elaphe guttata</i>	<i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Salmonella</i> spp.
01.07.2006	H	IP	Schlange	<i>Lampropeltis</i> spp.	<i>Proteus</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Proteus</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
01.07.2006	H	IP	Schlange	<i>Lampropeltis</i> spp.	<i>Proteus</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
01.07.2006	H	IP	Schlange	<i>Lampropeltis</i> spp.	negativ	<i>Salmonella</i> spp. <i>Klebsiella oxytoca</i>
01.07.2006	H	NZ	Schlange	<i>Lampropeltis</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Proteus</i> spp. <i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Proteus</i> spp.
01.07.2006	H	NZ	Schlange	<i>Lampropeltis</i> spp.	negativ	<i>Klebsiella oxytoca</i> <i>Proteus</i> spp.
03.07.2006	P	NZ	Echse	<i>Pogona vitticeps</i>	<i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Proteus</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Salmonella</i> spp.
03.07.2006	P	NZ	Echse	<i>Pogona vitticeps</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
03.07.2006	P	NZ	Schlange	<i>Elaphe obsoleta</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
03.07.2006	P	NZ	Schlange	<i>Elaphe obsoleta</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
03.07.2006	P	NZ	Schlange	<i>Elaphe guttata</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp.
03.07.2006	P	NZ	Schlange	<i>Elaphe guttata</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
03.07.2006	P	NZ	Schlange	<i>Elaphe guttata</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	negativ

Anhang 2

Datum	HT	HK	Ordnung	Tierart	Rachen	Kloake
03.07.2006	P	NZ	Schlange	<i>Elaphe emoryi</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
03.07.2006	P	NZ	Echse	<i>Iguana iguana</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	negativ
03.07.2006	P	FG	Echse	<i>Iguana iguana</i>	negativ	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
03.07.2006	P	FG	Echse	<i>Varanus salvator</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp.
03.07.2006	P	NZ	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	negativ
03.07.2006	P	NZ	Schildkröte	<i>Testudo hermanni</i>	<i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Pseudomonas</i> spp.	negativ
03.07.2006	Z	NZ	Schlange	<i>Boa constrictor</i> ssp.	negativ	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
03.07.2006	Z	NZ	Schlange	<i>Boa constrictor</i> ssp.	<i>Pseudomonas</i> spp. <i>Aeromonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
03.07.2006	Z	NZ	Echse	<i>Eublepharis macularius</i>	negativ	negativ
03.07.2006	Z	NZ	Echse	<i>Eublepharis macularius</i>	<i>Klebsiella pneumoniae</i>	negativ
03.07.2006	Z	NZ	Echse	<i>Pogona vitticeps</i>	<i>Proteus</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
03.07.2006	Z	NZ	Echse	<i>Pogona vitticeps</i>	<i>Proteus</i> spp.	<i>Proteus</i> spp. <i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
03.07.2006	Z	NZ	Echse	<i>Pogona vitticeps</i>	<i>Proteus</i> spp.	<i>Proteus</i> spp. <i>Salmonella</i> spp.
03.07.2006	Z	NZ	Echse	<i>Pogona vitticeps</i>	<i>Proteus</i> spp.	<i>Proteus</i> spp. <i>Salmonella</i> spp.
03.07.2006	Z	NZ	Echse	<i>Eublepharis macularius</i>	negativ	negativ
03.07.2006	Z	NZ	Echse	<i>Eublepharis macularius</i>	<i>Proteus</i> spp. <i>Pseudomonas</i> spp.	negativ
03.07.2006	Z	NZ	Echse	<i>Eublepharis macularius</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	negativ
03.07.2006	Z	NZ	Echse	<i>Phelsuma madagascar.</i>	<i>Proteus</i> spp. <i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Klebsiella oxytoca</i> <i>Proteus</i> spp.
03.07.2006	Z	NZ	Schlange	<i>Elaphe guttata</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	negativ
03.07.2006	Z	NZ	Schlange	<i>Python regius</i>	negativ	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
03.07.2006	Z	NZ	Schlange	<i>Boa constrictor</i> ssp.	negativ	<i>Proteus</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
03.07.2006	Z	FG	Schlange	<i>Lampropeltis</i> spp.	<i>Pseudomonas</i> spp. <i>Aeromonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Proteus</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
03.07.2006	Z	kA	Schildkröte	<i>Trachemys scripta</i> ssp.	<i>Pseudomonas</i> spp. <i>Aeromonas</i> spp.	negativ
04.07.2006	P	NZ	Echse	<i>Pogona vitticeps</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp.
04.07.2006	P	NZ	Schildkröte	<i>Trachemys scripta</i> ssp.	<i>Klebsiella oxytoca</i> <i>Pseudomonas</i> spp. <i>Aeromonas</i> spp.	<i>Aeromonas</i> spp.
04.07.2006	P	NZ	Schildkröte	<i>Testudo hermanni</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	negativ
19.07.2006	P	NZ	Echse	<i>Pogona vitticeps</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp. <i>Proteus</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
25.07.2006	P	NZ	Schildkröte	<i>Testudo hermanni</i>	<i>Klebsiella oxytoca</i> <i>Pseudomonas</i> spp.	negativ
25.07.2006	P	NZ	Echse	<i>Pogona vitticeps</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>

Anhang 2

Datum	HT	HK	Ordnung	Tierart	Rachen	Kloake
01.08.2006	Z	FG	Echse	<i>Iguana iguana</i>	negativ	negativ
01.08.2006	Z	NZ	Schlange	<i>Python regius</i>	negativ	negativ
01.08.2006	Z	IPa	Echse	<i>Phelsuma madagascar.</i>	negativ	<i>Klebsiella pneumoniae</i>
19.08.2006	Z	NZ	Echse	<i>Phelsuma madagascar.</i>	<i>Proteus</i> spp. <i>Pseudomonas</i> spp. <i>Aeromonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp.
19.08.2006	Z	NZ	Echse	<i>Phelsuma madagascar.</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Proteus</i> spp.
19.08.2006	Z	NZ	Echse	<i>Phelsuma madagascar.</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
19.08.2006	Z	NZ	Schlange	<i>Python regius</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp.
19.08.2006	P	NZ	Schlange	<i>Elaphe guttata</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp.
19.08.2006	P	NZ	Schlange	<i>Elaphe guttata</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp.
19.08.2006	P	NZ	Schlange	<i>Elaphe guttata</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp.
19.08.2006	Z	NZ	Schlange	<i>Python regius</i>	negativ	negativ
19.08.2006	Z	NZ	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Klebsiella oxytoca</i> <i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Proteus</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
19.08.2006	Z	NZ	Echse	<i>Iguana iguana</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp.
20.08.2006	P	NZ	Schildkröte	<i>Testudo hermanni</i>	<i>Pseudomonas</i> spp. <i>Aeromonas</i> spp.	negativ
20.08.2006	P	NZ	Schildkröte	<i>Testudo hermanni</i>	<i>Aeromonas</i> spp.	negativ
20.08.2006	P	NZ	Schildkröte	<i>Testudo hermanni</i>	<i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Pseudomonas</i> spp. <i>Aeromonas</i> spp.	negativ
20.08.2006	P	NZ	Schildkröte	<i>Testudo hermanni</i>	<i>Pseudomonas</i> spp. <i>Aeromonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp.
23.08.2006	P	NZ	Schildkröte	<i>Testudo graeca</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	negativ
24.08.2006	P	NZ	Echse	<i>Pogona vitticeps</i>	<i>Klebsiella oxytoca</i> <i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp.
29.08.2006	P	NZ	Schildkröte	<i>Testudo hermanni</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp.
08.09.2006	P	NZ	Echse	<i>Pogona vitticeps</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
08.09.2006	P	NZ	Echse	<i>Pogona vitticeps</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp. <i>Proteus</i> spp.
01.10.2006	Z	kA	Schildkröte	<i>Testudo graeca</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Klebsiella oxytoca</i> <i>Pseudomonas</i> spp.
01.10.2006	Z	kA	Schildkröte	<i>Testudo graeca</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	negativ
01.10.2006	Z	kA	Schildkröte	<i>Trachemys scripta</i> ssp.	<i>Pseudomonas</i> spp. <i>Aeromonas</i> spp.	<i>Proteus</i> spp.
01.10.2006	Z	kA	Echse	<i>Eublepharis macularius</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp. <i>Klebsiella oxytoca</i>
01.10.2006	Z	NZ	Schlange	<i>Elaphe guttata</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
01.10.2006	Z	kA	Schlange	<i>Lampropeltis</i> spp.	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Proteus</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
01.10.2006	Z	kA	Schlange	<i>Boa constrictor</i> ssp.	<i>Pseudomonas</i> spp.	negativ
01.10.2006	Z	kA	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
01.10.2006	Z	kA	Schildkröte	<i>Trachemys scripta</i> ssp.	<i>Aeromonas</i> spp.	<i>Proteus</i> spp.

Anhang 2

Datum	HT	HK	Ordnung	Tierart	Rachen	Kloake
24.11.2006	Z	kA	Schildkröte	<i>Geochelone pardalis</i>	<i>Klebsiella oxytoca</i> <i>Pseudomonas</i> spp.	negativ
24.11.2006	Z	kA	Schildkröte	<i>Geochelone pardalis</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	negativ
24.11.2006	Z	kA	Schildkröte	<i>Geochelone pardalis</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	negativ
24.11.2006	Z	kA	Schildkröte	<i>Emys orbicularis</i>	<i>Pseudomonas</i> spp. <i>Aeromonas</i> spp.	<i>Klebsiella ozeanae</i>
24.11.2006	Z	kA	Schildkröte	<i>Pseudemys</i> spp.	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Proteus</i> spp.
24.11.2006	Z	kA	Schildkröte	<i>Trachemys scripta</i> ssp.	<i>Pseudomonas</i> spp. <i>Aeromonas</i> spp.	<i>Klebsiella ozeanae</i>
24.11.2006	Z	kA	Schildkröte	<i>Trachemys scripta</i> ssp.	<i>Pseudomonas</i> spp.	negativ
24.11.2006	Z	kA	Schildkröte	<i>Trachemys scripta</i> ssp.	<i>Pseudomonas</i> spp.	negativ
24.11.2006	Z	kA	Schildkröte	<i>Trachemys scripta</i> ssp.	Abstrich nicht möglich	negativ
24.11.2006	Z	kA	Schildkröte	<i>Trop. Sumpfschildkröte</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	negativ
30.11.2006	P	NZ	Echse	<i>Pogona vitticeps</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp.
30.11.2006	P	NZ	Echse	<i>Pogona vitticeps</i>	<i>Klebsiella oxytoca</i> <i>Proteus</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp.
23.07.2007	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
23.07.2007	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	negativ	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
23.07.2007	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp.
23.07.2007	H	IPa	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Klebsiella oxytoca</i>
23.07.2007	P	IPa	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Salmonella</i> spp.
23.07.2007	P	IPa	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
23.07.2007	P	IPa	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
23.07.2007	P	IPa	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
24.07.2007	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
24.07.2007	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i> <i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
24.07.2007	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Proteus</i> spp.
24.07.2007	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp.
24.07.2007	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i> <i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
24.07.2007	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i> <i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
24.07.2007	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i> <i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas</i> spp.
24.07.2007	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
24.07.2007	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	negativ	<i>Salmonella</i> spp. <i>Proteus</i> spp.
24.07.2007	H	IP	Schlange	<i>Python regius</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Salmonella</i> spp. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>

HT: Haltung, H: Händler, P: Privathalter, Z: Zoo

HK: Herkunft, IP: Import, IPa: Import vor > 1 Jahr, NZ: Nachzucht, FG: Findling, kA: keine Angabe

Danksagung

An dieser Stelle möchte ich mich herzlich bei Herrn Prof. Dr. Dr. habil. Georg Baljer für die Überlassung des Themas und die schnelle und freundliche Unterstützung bei der Erstellung und Korrektur der Arbeit bedanken.

Ebenso gilt mein großer Dank Herrn Dr. Peter Kopp für seine Anregungen, die Übernahme der wissenschaftlichen Betreuung während der Laborarbeiten und sein großes Engagement bei der Durchführung und Fertigstellung dieser Arbeit.

Besonders möchte ich mich bei Herrn Akad. Dir. Dr. Reinhard Weiß für die umfassende und tiefgründige Korrektur des Manuskriptes sowie – gemeinsam mit dem gesamten Institut für Hygiene und Infektionskrankheiten der Tiere der Universität Gießen - für die Durchführung der Keimisolierung aus den Reptilientupferproben und Versendung der Salmonellenstämme zur Serotypisierung bedanken.

Dem Nationalen Referenzzentrum für Salmonellen und andere bakterielle Enteritis-erreger des Robert-Koch-Institutes (RKI), insbesondere Herrn Dr. Wolfgang Rabsch, danke ich vielmals für die serologische Differenzierung der Salmonellenstämme.

Weiterhin danke ich der VetMedLabor GmbH, Division of IDEXX Laboratories in Ludwigsburg, insbesondere den Abteilungen Bakteriologie und Parasitologie, für die Unterstützung und Einweisung in die Laborroutine sowie die angenehme Arbeitsatmosphäre.

An dieser Stelle möchte ich Herrn Thomas Becker meinen Dank für die Entnahme der Tupferproben, die Anamneseerhebung sowie Literaturanregungen und Informationen rund um das Gebiet des Reptilienhandels aussprechen.

Herrn Dr. Klaus Failing sowie den Mitarbeitern der AG Biomathematik und Datenverarbeitung der Justus-Liebig-Universität Gießen, Fachbereich Veterinärmedizin, danke ich für die statistische Aufarbeitung der erhobenen Daten.

Bei Frau Dr. Doreen Gaßmann möchte ich mich herzlich für die Aufmunterung und Korrektur während des Schreibens sowie die, die Laborroutine auflockernden, vergnüglichen Gespräche bedanken.

Mein größter Dank gilt Herrn René Schilling, der durch sein Verständnis und seine aufbauenden Worte sowie durch Rat und Tat bei der Behebung aller Computer-, Layout- oder sonstigen Probleme entscheidend für die Fertigstellung dieser Arbeit verantwortlich war.

Erklärung

Ich erkläre: Ich habe die vorgelegte Dissertation selbständig und ohne unerlaubte fremde Hilfe und nur mit den Hilfen angefertigt, die ich in der Dissertation angegeben habe.

Alle Textstellen, die wörtlich oder sinngemäß aus veröffentlichten oder nicht veröffentlichten Schriften entnommen sind, und alle Angaben, die auf mündlichen Auskünften beruhen, sind als solche kenntlich gemacht.

Bei den von mir durchgeführten und in der Dissertation erwähnten Untersuchungen habe ich die Grundsätze guter wissenschaftlicher Praxis, wie sie in der „Satzung der Justus-Liebig-Universität Gießen zur Sicherung guter wissenschaftlicher Praxis“ niedergelegt sind, eingehalten.

.....
Franziska-Maria Schilling

Frankenberg, 15.05.2013