

Aus dem Institut für Mikrobiologie und Tierseuchen
der Tierärztlichen Hochschule Hannover

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

INAUGURAL-DISSERTATION
zur Erlangung des Grades eines
DOCTOR MEDICINAE VETERINARIAE
durch die Tierärztliche Hochschule Hannover

Vorgelegt von
Daniela Zurr
aus Münster

Hannover 2000

Wissenschaftliche Betreuung: Univ.- Prof. Dr. K. H. Böhm
Frau Dr. R. Keil

1. Gutachter: Univ.- Prof. Dr. K. H. Böhm
2. Gutachter: Univ.- Prof. Dr. W. Körting

Tag der mündlichen Prüfung: 5. Juni 2000

gefördert durch das Evangelische Studienwerk

**Allen,
die mein Leben bereichern**

Inhaltsverzeichnis

| | Seite |
|---|-----------|
| 1 Einleitung | 1 |
| 2 Literaturübersicht | 3 |
| 2.1 Taxonomische Einordnung der Echsen | 3 |
| 2.2 Bedeutung der Echsenhaltung in der Bundesrepublik Deutschland | 4 |
| 2.3 Abszesse bei Reptilien im Vergleich zum Vogel und Säugetier | 7 |
| 2.4 Mikrobiologische Untersuchungen | 9 |
| 2.4.1 Mikrobiologische Untersuchungen von Abszessen | 9 |
| 2.4.2 Untersuchungen der Maulhöhlen- und Rachenflora | 15 |
| 2.4.3 Mikrobiologische Untersuchungen der Kloakentupfer- und Kotproben | 19 |
| 2.4.3.1 Salmonellen und andere bakterielle Zoonoseerreger | 19 |
| 2.4.3.2 Andere Keime | 21 |
| 2.5 Therapie der Abszeßerkrankungen | 22 |
| 3 Material und Methoden | 24 |
| 3.1 Haltung gesunder und erkrankter Echsen | 24 |
| 3.2 Herkunft des mikrobiologischen Untersuchungsmaterials | 28 |
| 3.3 Probennahme, Transport und Aufbewahrung der Proben | 28 |
| 3.3.1 Probennahme | 28 |
| 3.3.2 Transport und Aufbewahrung der Proben | 29 |
| 3.4 Anlegen der Proben | 30 |
| 3.5 Weiterführende Untersuchungen der aerob bebrüteten Kulturen | 31 |
| 3.5.1 Grampositive Bakterien | 37 |
| 3.5.1.1 Grampositive Kokken | 37 |
| 3.5.1.2 Grampositive Stäbchen ohne Sporenbildung | 38 |
| 3.5.1.3 Grampositive sporenbildende Stäbchen | 38 |
| 3.5.2 Gramnegative Stäbchen | 39 |
| 3.5.2.1 Gramnegative, oxidasenegative und fermentative Stäbchenbakterien | 40 |

Inhaltsverzeichnis

| | | |
|----------|---|-----------|
| 3.5.2.2 | Gramnegative, oxidasenegative und nichtfermentative Diplokokken | 42 |
| 3.5.2.3 | Gramnegative, oxidasepositive und fermentative Bakterien | 42 |
| 3.5.2.4 | Gramnegative, oxidasepositive, nichtfermentative Stäbchenbakterien | 43 |
| 3.6 | Weiterführende Untersuchung der anaerob bebrüteten Kulturen | 45 |
| 3.6.1 | Grampositive Bakterien | 45 |
| 3.6.2 | Gramnegative Bakterien | 46 |
| 3.7 | Weiterführende Untersuchung der Pilze | 46 |
| 3.7.1 | Hefepilze | 46 |
| 3.7.2 | Schimmelpilze | 46 |
| 3.8 | Statistische Auswertung der Ergebnisse | 47 |
| 4 | Ergebnisse | 50 |
| 4.1 | Ergebnisse der Besitzerbefragung | 50 |
| 4.1.1 | Allgemeine Angaben zu den Echsen | 50 |
| 4.1.2 | Haltung der Echsen | 52 |
| 4.2 | Ergebnisse der Untersuchung der Abszesse | 58 |
| 4.2.1 | Allgemeine Ergebnisse | 58 |
| 4.2.2 | Keimflora aus den Abszessen der Grünen Leguane | 61 |
| 4.3 | Ergebnisse der Maulhöhlentupfer | 65 |
| 4.4 | Ergebnisse der Kloakentupfer | 68 |
| 5 | Diskussion | 72 |
| 5.1 | Besitzerbefragung | 72 |
| 5.2 | Allgemeines zu Infektionserregern bei Reptilien | 80 |
| 5.3 | Untersuchung der Abszesse | 82 |
| 5.3.1 | Allgemeine Angaben zu den Abszessen | 82 |
| 5.3.2 | Erregerspektrum | 85 |
| 5.4 | Erregerspektrum aus der Maulhöhle | 92 |
| 5.5 | Erregerspektrum aus der Kloake | 96 |
| 5.6 | Differentialdiagnosen zu den Abszessen bei Echsen | 101 |

Inhaltsverzeichnis

| | | |
|----------|--|------------|
| 5.7 | Behandlung von Echten mit Abszeßerkrankungen | 103 |
| 6 | Zusammenfassung | 106 |
| | Summary | |
| 7 | Literaturverzeichnis | 110 |
| 8 | Anhang | 129 |
| 8.1 | Verwendete Feinchemikalien und kommerzielle Testsysteme | 129 |
| 8.2 | Firmen | 129 |
| 8.3 | Nährmedien | 130 |
| 8.3.1 | Nährmedien für aerobe Keime | 130 |
| 8.3.2 | Nährmedien für anaerobe Keime | 131 |
| 8.4 | Zusammensetzung der verwendeten Differenzierungsmedien (Bunte Reihe) | 133 |
| 8.5 | Ergebnisse der eigenen Untersuchungen | 138 |
| 8.6 | Statistikprogramm | 150 |

1 Einleitung

Die Haltung von Reptilien hat in den letzten Jahren einen großen Zuwachs erfahren. Die Tierärzteschaft ist gefordert, auf eine Verbesserung der Haltungssysteme hinzuwirken und die medizinische Versorgung dieser Tiere sicherzustellen, um nicht nur das langfristige Überleben der Reptilien in Gefangenschaft zu ermöglichen, sondern auch die Grundlage für mögliche Nachzuchterfolge zu schaffen. Trotz des zunehmenden Wissens auf dem Gebiet der Reptilienmedizin bestehen noch zahlreiche Lücken. Es ist daher anzustreben, das tierärztliche Wissen auf diesem Gebiet auszudehnen und das Vertrauen der Tierhalter in die behandelnden Tierärzte zu stärken. Das hierbei noch ein großer Nachholbedarf besteht, zeigt die Untersuchung von KIRMAIR (1994), in der nur 56% der befragten, vereinsmäßig organisierten Reptilienhalter angaben, bei einer nötigen Behandlung erkrankter Reptilien diese durch einen Tierarzt durchführen zu lassen. Hinweise zur „Do-it-yourself-Behandlung“ von Reptilien lassen sich sowohl in verschiedenen Fachbüchern als auch im Internet finden (KAPLAN 1995 a).

Die durchschnittliche Überlebensdauer in den Reptilienhaltungen lag bei den von KIRMAIR (1994) befragten Haltern bei 7 Jahren für Schildkröten, 3,2 Jahren für Echsen und 3,6 Jahren für Schlangen. Diese Werte lagen erheblich unter der möglichen Lebensdauer dieser Tiere und zeigen somit die Bedeutung weiterer Verbesserungen der Haltung, Ernährung und medizinischen Versorgung der Reptilien.

Bakterielle Infektionskrankheiten stellen einen erheblichen Anteil der Erkrankungen bei Reptilien (JACOBSON 1997). Aufgrund der Besonderheiten der Immunabwehr bei Reptilien im Vergleich zum Säugetier sind die Befunde mikrobiologischer Untersuchungen für den weniger mit Reptilien vertrauten Tierarzt oft schwer zu interpretieren. In diesem Zusammenhang sei COOPER (1985) zitiert, der bemerkte: „The question of bacterial disease in reptiles has long perplexed and frustrated those who work with these species.“

Den vielen Reptilienarten stehen vergleichsweise wenige Untersuchungen, die sich mit speziellen Arten befassen, gegenüber. Die Nutzung älterer Untersuchungsergebnisse wird zusätzlich eingeschränkt, weil häufig alle Reptilien oder zumindest die Schildkröten, Schlangen und Echsen zusammengefaßt wurden. Dies ist zwar zoologisch korrekt, schränkt aber die Aussage mikrobiologischer Untersuchungsergebnisse aufgrund der sehr unterschiedlichen Lebensräume und Lebensweisen stark ein.

Der Grüne Leguan (*Iguana iguana*) gewinnt zunehmend an Beliebtheit und ist zur Zeit die am häufigsten in Privathand gehaltene Großechse. Abszesse sind eine sehr häufige Erkrankung bei Leguanen. In Abhängigkeit der Lokalisation der Abszesse und der Immunantwort der Echse kann die Erkrankung schwerwiegend verlaufen. Ziel dieser Arbeit ist es, einen Beitrag zum Verständnis der Abszeßerkrankungen beim Grünen Leguan zu leisten. Hiermit sollte dem praktizierenden Tierarzt eine Grundlage zur Beurteilung und Therapie dieser Erkrankung gegeben werden. Zu diesem Zweck sollte erstmalig eine umfassende Untersuchung der Haltung und des Erregerspektrums bei Grünen Leguanen mit Abszeßerkrankungen durchgeführt werden. Zusätzlich zu den Abszeßproben sollten von allen Echsen Maulhöhlen- und Kloakentupfer genommen werden, um einen möglichen Zusammenhang zwischen dem Vorkommen von Keimen in der Maulhöhlen- und Kloakenflora und dem Auftreten von Abszessen nachweisen zu können. Da viele Erkrankungen bei Reptilien durch Haltungsfehler entstehen, sollten die Haltungsparameter durch eine Befragung der Besitzer erfaßt werden. Als Vergleichsgruppe dienen gesunde Grüne Leguane. Hierbei sollte die Erfüllung des Gutachtens über Mindestanforderungen an die Haltung von Reptilien (Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten) kontrolliert werden.

2 Literaturübersicht

2.1 Taxonomische Einordnung der Echsen

Die Klasse der *Reptilia* wurde erstmals im oberen Karbon (Steinkohlenzeit) nachgewiesen (KABISCH 1990). Die Reptilien waren die ersten Lebewesen auf der Erde, die sich durch die Entwicklung des Amnioteneis unabhängig vom Wasser fortpflanzen konnten (WEHNER u. GERING 1992). Diese Eigenschaft ermöglichte ihnen die Eroberung zahlreicher Lebensräume und ihre Blüte im Erdmittelalter (KABISCH 1990; COBORN 1995). Die Klasse der *Reptilia* spaltete sich auf in die *Theropsida*, aus denen sich die Säugetiere entwickelten, und in die *Sauropsida*, die neben den heute lebenden Reptilien auch die Vögel einschließen (STORCH u. WELSCH 1997). Durch die Entstehung der „modernerer“ Klassen der Vögel und Säugetiere kam es zu einer Verdrängung zahlreicher Spezies und dem Aussterben vieler Ordnungen (PETERS 1983).

Tabelle 1: Taxonomie der rezenten Reptilien (UETZ 1999)

| Klasse | <i>Reptilia</i> | |
|---------|---------------------------------------|--|
| | Sauria (Echsen) | |
| Ordnung | <i>Squamata</i> | <i>Serpentes</i> (Schlangen) <i>Amphisbaenia</i> (Doppelschleichen) |
| Ordnung | <i>Rhychocephalia</i> (Brückenechsen) | |
| Ordnung | <i>Testudines</i> (Schildkröten) | |
| Ordnung | <i>Crocodylia</i> (Krokodile) | |

Die vier überlebenden Ordnungen weisen die folgenden gemeinsamen Merkmale auf: 1. Poikilothermie, 2. Amnioteneier, 3. nur einen *Condylus occipitalis* und 4. eine drüsenarme, mit verhornten epidermalen Schuppen und Schildern bedeckte Haut (KABISCH 1990). Die *Sauria* (Echsen) sind mit ungefähr 4500 rezenten Arten die

evolutionär erfolgreichste Unterordnung der Squamata (Schuppenkriechtiere) (UETZ 1999). Die Systematik innerhalb der Familie der *Iguanidae*, zu der auch der häufig gehaltene Grüne Leguan (*Iguana iguana*) gehört, ist noch nicht endgültig geklärt. Nach KÖHLER (1998) werden zwei Unterarten des Grünen Leguans unterschieden: *Iguana iguana iguana* und *Iguana iguana rhinolopha*, der sich von der Nominatform durch zwei bis drei Schnauzenhöcker oder –stacheln sowie eine intensive Orange-Rotfärbung der Männchen während der Paarungszeit unterscheidet.

2.2 Bedeutung der Echsenhaltung in der Bundesrepublik Deutschland

Die Haltung von Reptilien zeigte Anfang der 90er Jahre einen stark zunehmenden Trend (HOFFMANN et al. 1991). Dieser setzte sich, wie man an den weiter steigenden Mitgliederzahlen der Terrarianerorganisationen und dem expandierenden Reptilienbüchermarkt erkennen kann, bis heute fort (Information der Geschäftsstelle der Deutschen Gesellschaft für Herpetologie und Terrarienkunde (DGHT); eigene Auswertung der Neuerscheinungen). Gesamtzahlen über die in Gefangenschaft gehaltenen Reptilien liegen nicht vor, da nur gefährliche oder Artenschutzregelungen unterliegende Reptilien behördlich gemeldet werden müssen (KIRMAIR 1994). Der Autor rechnete anhand der Befragung von ungefähr 100 Mitgliedern der DGHT und der Österreichischen Gesellschaft für Herpetologie hoch, daß die damals circa 5000 Vereinsmitglieder ungefähr 100.000 Reptilien hielten (KIRMAIR 1994). Laut DGHT-Geschäftsstelle (mündliche Mitteilung 1999) war die DGHT-Mitgliederzahl Ende 1999 auf rund 8000 angewachsen.

Nicht in diesen Zahlen berücksichtigt sind die vielen nicht vereinsmäßig organisierten Terrarianer sowie die in Zoologischen Gärten gehaltenen Reptilien. STEINMETZ et al. (1998) kontrollierten 1996 im Rahmen einer Studie des Bundesamtes für Naturschutz 309 am Flughafen Frankfurt/ Main eintreffende Reptiliensendungen, welche insgesamt 166.724 Individuen enthielten. Alle im Folgenden genannten

Angaben über den Export von Reptilien stammen, sofern keine andere Quelle angegeben ist, ebenfalls aus dieser Studie.

Dem steigenden Interesse an Reptilien steht eine zunehmende Bedrohung zahlreicher Arten gegenüber. Als Hauptursache wird von vielen Autoren die Biotopzerstörung genannt (FITCH et al. 1982; ROSS u. MARZEC 1994). Jedoch spielt bei verschiedenen Arten auch der Fang zu Nahrungszwecken, zur Herstellung von „medizinischen“ Produkten (insbesondere im asiatischen Raum) und Schmuckgegenständen eine Rolle (EIDENMÜLLER 1997; MEIER 1999; HAUPT 2000). Ebenso kann der Fang zu Nahrungs- oder Exportzwecken vor allem Arten mit einem kleinen Verbreitungsraum oder einer langsamen Reproduktion gefährlich werden (BASILE 1989; KÖHLER 1993). Aufgrund dieser Bedrohungen ist die Entnahme von Reptilien aus der Natur zur Terrarienhaltung durch nationale und internationale Artenschutzbestimmungen geregelt. Eine Übersicht über die rechtlichen Grundlagen der Reptilienhaltung gibt MÜLLER (1999). Für einige Arten stellt die Nachzucht in Gefangenschaft sogar die wahrscheinlich letzte Möglichkeit dar, ihr Aussterben zu verhindern (KÖHLER 1997; MEIER 1999).

Der Grüne Leguan (*Iguana iguana*) fällt unter das „Übereinkommen über den internationalen Handel mit gefährdeten Arten freilebender Tiere und Pflanzen“ vom 3.3.1973, kurz als „Washingtoner Artenschutzabkommen“ bezeichnet und unterliegt als im Anhang II aufgeführtes Tier Handelsbeschränkungen (KÖHLER 1998). Des weiteren ist der Grüne Leguan im Anhang B der Verordnung EG Nr. 338/ 97 aufgeführt. Deshalb ist zur Einfuhr von Grünen Leguanen in die Europäische Gemeinschaft eine sogenannte CITES- Bescheinigung erforderlich. Der Grüne Leguan zeichnet sich verschiedenen anderen Arten gegenüber durch ein großes Reproduktionspotential aus (KÖHLER 1997). Daher stammen die im Handel angebotenen Grünen Leguane inzwischen zu einem erheblichen Anteil aus Farmen in Süd- und Mittelamerika (HATFIELD 1996), wobei keine Aussage darüber möglich ist, wieviele der eingeführten *Iguana iguana* tatsächlich in Gefangenschaft nachgezogen wurden, da viele Handelswege nicht klar oder gar nicht rückverfolgbar sind (STEINMETZ et al. 1998).

Besuche von Reptiliennachzuchtbetrieben in Tansania, dem zweitgrößten afrikanischen Reptilienexportland, ergaben, daß zumindest bei einem Teil der Betriebe davon auszugehen ist, daß diese zur Legalisierung von in der Wildbahn gefangenen Reptilien dienen (STEINMETZ et al. 1998). Aus diesem Grund muß die Angabe des Nachzuchtstatus bei exportierten Tieren zumindest kritisch hinterfragt werden.

Wildfänge sind oft mit zahlreichen Parasiten infiziert und durch den Transport geschwächt (DIVERS u. MALLEY 1995; KÖHLER 1998). Die Transportmortalität von Reptilien betrug bei auf dem Frankfurter Flughafen kontrollierten Reptiliensendungen durchschnittlich 3,9% und war damit dreimal so hoch wie bei den Vögeln. Dieses Ergebnis ist erstaunlich, da alle vor der Untersuchung befragten Personen ein umgekehrtes Ergebnis erwartet hatten (STEINMETZ et al. 1998). Der Sterbeprozess von Reptilien geht aufgrund der niedrigen Stoffwechselrate häufig sehr langsam vor sich. In diesem Zusammenhang wird oft von einem Sterben über Monate und Jahre gesprochen (KEIL 1996).¹ Daher ist davon auszugehen, daß der Anteil an Reptilien, die den Export nicht überleben, erheblich höher ist als die durch die Transportmortalität wiedergegebenen Zahlen. Die befragten Händler gaben übereinstimmend an, daß in den ersten drei Tagen nach der Ankunft der Reptilien und Vögel genausoviele Tiere wie während des Transports verenden (STEINMETZ et al. 1998). Auch Farmnachzuchten aus den Ursprungsländern werden der erheblichen Transportbelastung sowie einer hohen Besatzdichte bei Händlern und Zwischenhändlern ausgesetzt und sollten daher möglichst durch einheimische Nachzuchten ersetzt werden, auch wenn diese zu einem höheren Preis angeboten werden müssen. Auch wenn die Reptilien die Eingewöhnungszeit überleben, liegt die durchschnittliche Lebensdauer noch deutlich unter den maximal möglichen Jahren (KIRMAIR 1994).

¹ persönliche Mitteilung (KEIL 1996)

2.3 Abszesse bei Reptilien im Vergleich zum Vogel und Säugetier

In der Literatur finden sich verschiedene Bezeichnungen für abszeßartige Veränderungen bei Reptilien. Beispielsweise beschrieben GRÜNBERG et al. (1963) abszeßähnliche Nekrosen, FRYE (1991) bezeichnete ältere Abszesse als Pyogranulome und teilweise wird die Bezeichnung Granulom und Abszeß vermischt (JACOBSON 1992). Die unterschiedlichen Begriffe liegen darin begründet, daß die Hämatologie und somit auch die Reaktion auf Entzündungsreize bei Reptilien einige Besonderheiten aufweist (MITCHELL et al. 1996; MONTALI 1988; CAMPBELL 1995). Diese können im Rahmen der vorliegenden Arbeit nur grob umrissen werden, bei weitergehendem Interesse sind die Arbeiten von WILL (1979), MATEO et al. (1984 a u. b) und MONTALI (1988) zu empfehlen.

Um das Verständnis zu erleichtern, wurde der Erklärung der Unterschiede zwischen den Reptilien, Säugern und Vögeln eine Definition der Begriffe Abszeß und Granulom vorangestellt. Nach WEISS (1990) ist ein Abszeß eine Ansammlung von Eiter in einem Hohlraum, der durch Einschmelzung von Gewebe entstanden ist, wobei der Abszeßeiter aus eingeschmolzenen Gewebe und neutrophilen Granulozyten besteht. Ein Granulom ist definiert als ein herdförmiges Gebilde aus Entzündungszellen, proliferierenden Bindegewebszellen und degenerativ-nekrotischem Gewebe (WEISS 1990).

Die Hämatologie der Reptilien wirft noch viele Fragen auf, jedoch ist davon auszugehen, daß allen Reptilien ebenso wie den Vögeln die neutrophilen Granulozyten fehlen (HAWKEY u. BENNET 1990). Statt dessen besitzen diese Klassen sogenannte heterophile Granulozyten, die den neutrophilen Granulozyten funktionell und morphologisch entsprechen sollen (MATEO et al. 1984 a). Die Heterophilen scheinen zur Phagozytose fähig zu sein und auch eine bakterizide Wirkung zu haben, jedoch fehlen ihnen einige für die Neutrophilen typische lytische Enzyme (CAMPBELL 1995). Die in der Praxis vorgestellten Abszesse sind daher bei Reptilien meist von fester Konsistenz (BARTEN 1993). In der Frühphase der

Entzündung kommen sogenannte jauchige Abszesse mit flüssigem Inhalt vor (KEIL 1999)¹. Bei mit jauchigen Abszessen vorgestellten Tieren ist die Prognose vorsichtig zu stellen (ELZE et al. 1977; FRANK 1985; KÖHLER 1996). Experimente haben gezeigt, daß es nach subkutanen Injektionen einer reizenden Substanz zunächst zu einer Akkumulation und teilweisem Zerfall von Heterophilen kommt. Diese Läsion wird als heterophiler Abszeß bezeichnet (MONTALI 1988). Dann erfolgt die Einwanderung von Makrophagen und eine Umwandlung des heterophilen Abszesses in ein Granulom (MATEO et al. 1984 b). Dieses besteht aus einem nekrotischen Zentrum umgeben von einer inneren Schicht degenerierter Heterophiler und einer äußeren Schicht aus vakuolisierten Makrophagen und vielkernigen Riesenzellen sowie einer bindegewebigen Kapsel als Abgrenzung zum gesunden Gewebe (MATEO et al. 1984 b).

Es wird vermutet, daß die zentrale Masse aus abgestorbenen Heterophilen als Fremdkörper wirkt und so die starke Makrophagenreaktion verursacht (MONTALI 1988). Dieses sogenannte heterophile Granulom stellt die typische Entzündungsreaktion auf Infektionen mit extrazellulären Bakterien oder Pilzen beim Reptil dar und ist abzugrenzen vom histiozytären Granulom, das bei Infektionen mit intrazellulären Erregern (z. B. Mykobakterien) vorkommt (MONTALI 1988). Das Zentrum des histiozytären Granuloms besteht aus Makrophagenaggregaten, während sich in der Peripherie vielkernige Riesenzellen befinden (MONTALI 1988). Während es beim Vogel teilweise innerhalb weniger Stunden zu einer Makrophageneinwanderung in das Entzündungsgebiet kommt, erfordert die Umwandlung des Abszesses in ein Granulom beim Reptil häufig längere Zeiträume und kann von verschiedener histologischer Ausprägung sein (MONTALI 1988). Dies ist wahrscheinlich dadurch bedingt, daß die Immunantwort der Reptilien temperaturabhängig ist (FRYE 1991). So wiesen HAMILTON et al. (1999) in einem mindestens drei Wochen alten orbitalen Abszeß eines Grünen Leguans ausschließlich Heterophile nach. Als Ursache vermuteten die Autoren eine

¹ persönliche Mitteilung (KEIL 1999)

verlangsamte Entzündungsreaktion aufgrund von suboptimalen Haltungstemperaturen.

Im Folgenden wurde die Bezeichnung Abszeß unabhängig davon, ob es sich bei dem Probenmaterial im engeren Sinn um Abszesse oder (Pyo-)Granulome gehandelt hat, verwendet. Die Bezeichnung „Abszeß“ wurde gewählt, da sie sich im deutschen Sprachraum etabliert hat (FRANK 1975; GÖBEL et al. 1990; KÖHLER 1996) und der Begriff des Granuloms meistens mit schwer phagozytierbaren oder intrazellulären Erregern in Verbindung gebracht wird, was auf die Granulome der Reptilien häufig nicht zutrifft.

2.4 Mikrobiologische Untersuchungen

2.4.1 Mikrobiologische Untersuchungen von Abszessen

Abszesse sind eine der häufigsten Erkrankungen bei in Gefangenschaft gehaltenen Echsen (ELZE et al. 1977; FRANK 1975; GÖBEL et al. 1990). Im Gegensatz dazu wurden bei der Sektion von 85 unter wildbahnähnlichen Bedingungen in Costa Rica gehaltenen Grünen Leguanen keine Abszesse nachgewiesen (BERROCAL 1995). Über Erkrankungen der Haut bei wildlebenden Reptilien ist bisher wenig bekannt (JACOBSON 1982). Die Lokalisation der Abszesse ist in den meisten Fällen subkutan, jedoch kommen auch Abszesse der inneren Organe vor (COOPER 1981). Die Abszesse treten sowohl als Einzelercheinung als auch als multiple Bildungen auf, die eine hämatogene Streuung wahrscheinlich erscheinen lassen (KNOTEK u. PAVLINA 1995; ROSENTHAL u. RUSSO 1997).

Leider sind die Angaben zu den aus Abszessen nachgewiesenen Erregern, in Bezug auf die Anzahl der Nachweise und die Reptilienspezies, von der die Ergebnisse stammen, oft ungenau. Verschiedene Autoren faßten ihre Befunde zusammen und gaben nur Resultate für Echsen, Schildkröten oder Schlangen an (ELZE et al. 1977; GÖBEL u. SCHILDGER 1990). In diesen Fällen ist eine Rückverfolgung, bei welchen Arten die jeweiligen Erreger nachgewiesen wurden, nicht möglich.

Tabelle 2: Fallbeschreibungen von Abszeßkrankungen bei Reptilien

| Keimspektrum | Reptilienspezies* | Tierzahl | Autor |
|--|--|----------|----------------------------------|
| <i>Corynebact.</i> sp. | <i>Gopherus agassizii</i> (SK) | 1 | BERSCHAUER u. MADER (1998) |
| <i>Sal.</i> sp., <i>S. marcescens</i> (2x), <i>Mic.</i> sp. | <i>Ctenosaura</i> sp. (E) <i>I. iguana</i> (E) | 2 2 | BOAM et al. (1970) |
| <i>Dematiaceae</i> sp. | <i>Geochelone radiata</i> (SK) | 1 | FRANK (1970) |
| <i>Ps. aeruginosa</i> . (5x), <i>Ebac.</i> sp., <i>St.</i> sp., <i>Sal.</i> sp. | Schlangen und Echsen | 8 | GÖBEL u. SCHILDGER (1990) |
| <i>Dematiaceae</i> sp., <i>Aspergillus</i> sp. | Schildkröten | 1 1 | JACOBSON (1980 b) |
| <i>Ar. pyogenes</i> | <i>I. iguana</i> (E) | 1 | JACOBSON (1997) |
| <i>Sal. arizonae</i> ¹ | <i>Anolis</i> sp. (E) | 1 | MAYER u. FRANK (1974) |
| <i>Ebac. liquefaciens</i> | <i>Tupinambis</i> sp. (E) | 1 | |
| <i>Streptomyces</i> sp. | <i>T. hermanni</i> (SK) | 1 | |
| <i>Pasteurella</i> sp. | <i>Agama stellio</i> (E) | 1 | |
| <i>L. monocytogenes</i> | <i>Tupinambis</i> sp. (E) | 1 | |
| <i>Ps. fluorescens</i> | <i>I. iguana</i> (E) | 1 | MARTINEZ-SILVESTRE et al. (1996) |
| <i>Neisseria</i> sp. | <i>I. iguana</i> (E) <i>Cyclura cornuta</i> (E) | 4 1 | PLOWMAN et al. (1987) |
| <i>Corynebact.</i> sp. | <i>Iguana</i> sp. (E) | 1 | ROSSI (1996) |
| <i>Streptococcus</i> sp. | <i>Varanus exanthematicus</i> (E) | 1 | SCHRÖDER (1985) |
| <i>P. testitudinis</i> <i>P. haemolytica</i> | <i>Gopherus agassizii</i> (SK) | 2 | SNIPES (1984) |
| <i>E. coli</i> | <i>Geochelone elephantopus</i> (SK) | 1 | WISSMAN u. PARSONS (1993 a) |
| <i>Ps.</i> sp.(7x), <i>Ae.</i> sp.(4), <i>Sal.</i> sp.(3x), <i>Prot.</i> sp., <i>St.</i> sp. u. Schimmelpilz | verschiedene Eidechsen | 17 | ZWART u. REIJNGOUD (1970) |

*E = Echse; SK = Schildkröte; I.= *Iguana*; T. = *Testudo*

A.= *Actinomyces*; Ae.= *Aeromonas*; Ar.= *Arcanobacterium* (früher: *Actinomyces*); *Corynebact.*= *Corynebacterium*; E.= *Escherichia*; *Ebac.*= *Enterobacter*; L.= *Listeria*; *Mic.*= *Micrococcus*; P.= *Pasteurella*; *Prot.*= *Proteus*; *Ps.*= *Pseudomonas*; S.= *Serratia*; *Sal.*= *Salmonella*; *St.*= *Staphylococcus*

¹ *Salmonella enterica* ssp. *arizonae*

In die Tabelle 2 wurden nur Untersuchungen aufgenommen, zu denen konkrete Angaben vorlagen, während im Text auch die übrigen Untersuchungsergebnisse berücksichtigt wurden. Da eine sorgfältige Dokumentation bei ungewöhnlichen Fällen wahrscheinlicher ist, gibt die Tabelle somit nicht unbedingt die am häufigsten aus Abszessen isolierten Keime wieder.

Der erste Erregernachweis aus einer abszeßähnlichen Veränderung gelang 1937, als DURAN-REYNALS und CLAUSEN eine *Serratia* sp., die den Namen *Serratia anolinum* erhielt, nachwies. Die Autoren konnten durch Inokulation des isolierten Erregers in die Haut gesunder Ritteranolis (*Anolis equestris*) abszeßähnliche Veränderungen verursachen. BOAM et al. (1970) bestätigten die Bedeutung von *Serratia* sp. für Abszesse bei Leguanen, als sie aus zwei Abszessen *Serratia marcescens* in Reinkultur isolierten. Aus zwei weiteren Abszessen wiesen BOAM et al. (1970) Salmonellen bzw. Mikrokokken nach. BOYER (1995) vertrat die Ansicht, daß neben zahlreichen anderen Keimen bei Abszeßerkrankungen der Echsen *Serratia marcescens* und *Serratia liquefaciens* durch Bißübertragung bedeutsam sind.

Bei ELZE et al. (1970) hingegen stand *Pseudomonas aeruginosa*, gefolgt von Streptokokken sowie *Arcanobacterium pyogenes* (früher: *Actinomyces pyogenes*), im Vordergrund. Diese Ergebnisse decken sich mit denen von GÖBEL und SCHILDGER (1990), die aus sechs Abszessen viermal *Pseudomonas aeruginosa* isolieren konnten. Als weitere Bakterien wiesen sie je einmal *Enterobacter* sp. und *Staphylococcus* sp. nach. ZWART und REIJNGOUD (1970) fanden bei multiplen Abszeßbildungen von Eidechsen ebenfalls am häufigsten Pseudomonaden, jedoch wiesen sie auch mehrfach Aeromonaden sowie Salmonellen und vereinzelt *Proteus vulgaris*, *Staphylococcus* sp. und Schimmelpilze nach. JACOBSON (1992) und LLOYD (1994) nannten ebenfalls Pseudomonaden als Verursacher von Abszessen, wobei letzterer auch Aeromonaden in Übereinstimmung mit ZWART und REIJNGOUD (1970) aufführte. ZWART (1998) gab an, daß Pseudomonaden und Aeromonaden die größte Bedeutung bei den Abszeßerkrankungen der Echsen zukommt. JACOBSON (1991) nahm an, daß sich Bißverletzungen bei Echsen oft mit

Pseudomonaden infizieren. Laut SCHRÖDER (1985) weisen Abszesse, die durch eine Infektion einer Hautwunde mit Pseudomonaden entstanden sind, häufig einen jauchigen Inhalt auf.

Bei Untersuchungen von MAYER und FRANK (1974) standen die Aeromonaden als am häufigsten aus Abszessen isolierte Keime im Vordergrund, während sie Pseudomonaden und Enterobacteriaceen seltener nachwiesen. Als Einzelfälle beschrieben sie Abszesse, aus denen sie *Enterobacter liquefaciens*, *Listeria monocytogenes*, *Pasteurella* sp., *Streptomyces* sp. und *Salmonella arizonae*¹ isolierten. Der Nachweis von Salmonellen aus Abszessen wurde auch von HOFF und HOFF (1984) bestätigt. WISSMAN und PARSONS (1993 a) wiesen als Einzelbefund bei einer Galapagos-Riesenschildkröte (*Geochelone elephantopus*) eine Reinkultur *Escherichia coli* aus einem Abszeß nach. SNIPES (1984) beschäftigte sich intensiv mit dem Vorkommen von Pasteurellen bei gesunden und kranken Schildkröten der Art *Gopherus agassizii* und wies diese auch in Abszessen nach. In einem Fall handelte es sich um *Pasteurella haemolytica*, in einem anderen Fall um *Pasteurella testitudinis*.

MARTINEZ-SILVESTRE et al. (1996) schilderten einen Fall, bei dem ein Grüner Leguan eine ulzerative Dermatitis und subkutane Abszesse zeigte und an einer Septikämie verstarb. Die mikrobiologische Untersuchung der veränderten inneren Organe ergab eine Reinkultur von *Pseudomonas fluorescens*. Auch verschiedene andere Autoren nannten in erster Linie gramnegative Stäbchen als in Abszessen nachgewiesene Erreger (COOPER 1981; SCHRÖDER 1985). Dabei vertrat COOPER (1981) die Ansicht, daß es in vielen Fällen aufgrund des Vorliegens von Mischkulturen nicht möglich ist, eine Aussage darüber zu machen, ob diese Keime die initiale Ursache der Veränderung sind.

Fallbeschreibungen von ROSSI (1996) sowie BERSCHAUER und MADER (1998) zeigten, daß auch grampositive Stäbchenbakterien zu Abszessen bei Reptilien

¹ *Salmonella enterica* ssp. *arizonae*

führen können. So wies ersterer *Corynebacterium* sp. aus dem Abszeß eines Grünen Leguans nach, während BERSCHAUER und MADER (1998) einen Keim der gleichen Gattung aus einem hepatischen Abszeß einer Kalifornischen Wüstenschildkröte (*Gopherus agassizii*) isolierten. Außerdem beschrieb JACOBSON (1997) ebenso wie ELZE et al. (1970) den Nachweis von *Arcanobacterium pyogenes* (früher: *Actinomyces pyogenes*) aus Abszeßmaterial. PLOWMAN et al. (1987) gelang der Nachweis einer neuen *Neisseria* sp. aus Abszessen bei Grünen Leguanen und Nashornleguanen (*Cyclura cornuta*). BARETT et al. untersuchten den Erreger weiterführend und gaben ihm den Namen *Neisseria iguanae* sp. nov..

Über das Vorkommen von obligaten Anaerobiern in Abszessen liegen bisher nur wenige Daten vor. STEWART (1990) isolierte aus Abszessen verschiedene anaerob wachsende Keime, wobei diese meist als Mischinfektion mit aeroben Bakterien, jedoch in zwei Fällen auch als Reinkultur, auftraten. Am häufigsten wurden *Bacteroides* sp. und *Fusobacterium* sp., seltener Clostridien und Peptostreptokokken nachgewiesen. Diese Untersuchungsergebnisse decken sich mit denen von MAYER und FRANK (1977), die gramnegative, anaerobe Stäbchen und grampositive, anaerobe Kokken für pyogene Prozesse bei Reptilien verantwortlich machten. Auch HARVEY-CLARK (1998) empfahl, bei Hautabszessen und Granulomen der Squamaten Anaerobier mit in die Untersuchung einzuschließen.

Sowohl bei gesunden als auch bei erkrankten Reptilien wurden verschiedene säurefeste Stäbchen nachgewiesen (BROWNSTEIN 1984). Insbesondere bei aquatilen und semiaquatilen Reptilien kann es durch Mykobakterien zu Haut- und Allgemeininfektionen kommen (SPÖRLE u. WEISS 1992; BLAHAK 1999 u. 2000 a). Aus granulomatösen Veränderungen konnten sowohl für Warmblütertuberkulose typische Erreger wie *Mycobacterium tuberculosis* als auch an wechselwarme Tiere angepaßte Erreger (z. B. *M. thamnopheos*, *M. chelonei*) isoliert werden (SCHRÖDER 1985). IPPEN (1999)¹ berichtete, daß er bei 16000 insgesamt durchgeführten Reptiliensektionen in 5% der Fälle Veränderungen nachwies, hatte,

¹ Vortrag „Reptilienkrankheiten aus Sicht eines Pathologen“ 17.10.1999, Berlin

die durch Mykobakterien verursacht worden waren. Eine Übersicht über Myobakteriosen bei Reptilien findet sich bei BROWNSTEIN (1984).

Mykosen sind bei Reptilien im Vergleich zu bakteriell bedingten Erkrankungen selten (BOYER 1995). Hierbei muß allerdings berücksichtigt werden, daß der Nachweis der Erreger oft schwierig ist, die Tiere aber trotzdem auf eine antimykotische Therapie ansprechen (KEIL 1999)¹. Falls es zu Erkrankungen kommt, sind nur selten die Verursacher von Dermatomykosen beim Säugetier, *Microsporium* sp. und *Trichophyton* sp. beteiligt, dafür scheinen Fusariomykosen, Geotrichosen, Phycomykosen und Chromomykosen häufiger zu sein (JACOBSEN 1980 a u. 1999). Vereinzelt wurde auch über das Auftreten von Abszessen bzw. Granulomen im Zusammenhang mit Mykosen berichtet. So beschrieb JACOBSON (1980 b) ein Zehengranulom, aus dem *Aspergillus* sp. nachgewiesen wurde, sowie ein *Dematiaceae* enthaltendes Unterkiefergranulom. FRANK (1970) berichtete über den Fall einer Strahlenschildkröte (*Geochelone radiata*), die wegen eines Unterkieferabszesses vorgestellt wurde. Der Prozeß sprach nicht auf eine Antibiotikatherapie an. Nach Feststellung der Ausdehnung des Prozesses auf die Zunge und dem mikroskopischen Pilzhyphennachweis wurde die Schildkröte euthanasiert. Die Sektion ergab eine generalisierte Mykose durch nicht näher differenzierte *Dematiaceae*. Eine Übersicht über mykotische Erkrankungen gaben AUSTWICK und KEYMER (1981) sowie JACOBSON (1997).

¹ persönliche Mitteilung (KEIL 1999)

2.4.2 Untersuchungen der Maulhöhlen- und Rachenflora

In dieser Übersicht wurde das Keimspektrum von Krokodilen und Wasserschildkröten nicht berücksichtigt, da die aquatische Lebensweise dieser Reptilien zu einer von den landbewohnenden Reptilien abweichenden Bakterienflora führt. Dies betrifft insbesondere das Vorkommen von Aeromonaden (ROGGENDORF u. MÜLLER 1976; GORDON et al. 1979; JOHNSON-DELANEY 1996).

Nur wenige Untersuchungen befassen sich mit der Maulhöhlen- und Rachenflora gesunder Reptilien. Während von verschiedenen Autoren nur Ergebnisse von Einzeluntersuchungen vorliegen, führten HILF et al. (1990) und GÖBEL (1990) wiederholte Untersuchungen derselben Tiere über einen längeren Zeitraum hinweg durch. GÖBEL (1990) untersuchte 30 Reptilien, von denen zwölf Echsen waren, viermal im Abstand von jeweils einer Woche. Bei den Echsen kam er zu folgenden Ergebnissen: Als häufigsten Keim wies er *Micrococcus* sp. nach. Diese kamen als einzige Keime regelmäßig in allen von einem Tier genommenen Proben vor. Weniger häufig fand er *Bacillus* sp., *Staphylococcus* sp. und *Streptococcus* sp.. Bei 20% der nachgewiesenen Bakterien handelte es sich um gramnegative Stäbchen, hauptsächlich Enterobacteriaceen. Pseudomonaden wurden in dieser Untersuchung in zwei Fällen nachgewiesen. *Pseudomonas aeruginosa* und *Aeromonas hydrophila*, denen von verschiedenen Autoren eine besonders wichtige Rolle bei den Erkrankungen der Reptilien zugeschrieben wurde (KEYDAR et al. 1971; COOPER 1985), konnten aus keinem Rachentupfer nachgewiesen werden. Bei den untersuchten Echsen handelte es sich um verschiedene Arten, wobei sowohl herbivore, als auch insektivore und carnivore Spezies vertreten waren. Bei den Echsen ein- und derselben Art lagen teilweise sehr unterschiedliche Bakterienflore vor.

Aus der Maulhöhle von Schlangen isolierte GÖBEL (1990) insgesamt weniger Keime als bei den Echsen. Auffällig war, daß bei den Schlangen insgesamt sechsmal Pseudomonaden nachgewiesen wurden. Bei den Schildkröten lag sowohl die

Gesamtmenge als auch die Vielfalt des Spektrums der Isolate deutlich über den Ergebnissen bei den Echsen und Schlangen. HILF et al. (1990) untersuchten acht Schlangen der Familie *Boidae* des Pittsburgh Zoos ein Jahr lang zweimal monatlich, wobei sie neben anderen Lokalisationen auch Proben von der Glottis nahmen. Regelmäßig konnten sie aus den Proben der klinisch gesunden Schlangen nur *Providentia rettgeri* und koagulasenegative Staphylokokken nachweisen. Das Bakterienwachstum lag quantitativ bei den gesunden Tieren deutlich unter dem der an Pneumonie erkrankten Schlangen.

SOVERI und SEUNA (1986) nahmen von gesunden Schlangen an unterschiedlichen Stellen Proben aus der Maulhöhle. Dabei stellten sie fest, daß das Keimspektrum an den unterschiedlichen Lokalisationen nicht übereinstimmte. Ebenso waren die Untersuchungsergebnisse der verschiedenen Schlangen sehr uneinheitlich. Die Autoren zogen hieraus den Schluß, daß es bei Schlangen im Gegensatz zum Säugetier keine spezifische autochthone Flora gibt. Diese Vermutung wurde durch die Ergebnisse von AHL (1995) unterstützt. Die Autorin untersuchte gesunde, in Schweden gezüchtete Boas und stellte fest, daß der Keimgehalt der Maulhöhle bei diesen Tieren sehr niedrig war. In 32% der Fälle waren die Tupferproben sogar steril.

KEYDAR et al. (1971) untersuchten 100 verschieden lange in Gefangenschaft lebende, gesunde Palästinavipern (*Vipera xanthina palaestina*) und wiesen vor allem Enterobacteriaceen, aber auch *Micrococcus* sp., *Streptococcus* sp., *Neisseria* sp., *Bacillus* sp., *Corynebacterium* sp., *Pseudomonas* sp. und *Alcaligenes* sp. nach. Diese Untersuchungsergebnisse stimmten mit den Ergebnissen frisch gefangener Schlangen der selben Art überein. Mehr als 80% der untersuchten Vipern erkrankten und verstarben an einer Infektion der Giftdrüsen, wobei aus dem Gift vor allem *Pseudomonas aeruginosa* isoliert werden konnte. GOLDSTEIN et al. (1981) untersuchten die Maulhöhlenflora von Strumpfbandnattern (*Thamnophis* sp.), die ausschließlich mit Fischen und Würmern gefüttert wurden. Die Autoren fanden eine weitgehende Übereinstimmung mit den Ergebnissen bei nagerfressenden Schlangen. Daher gehen die Autoren davon aus, daß das Futter keinen entscheidenden Einfluß auf die Ausbildung der oralen Flora hat.

MÖRK (1997) untersuchte 63 gesunde europäische Landschildkröten, die sich ebenso wie der Grüne Leguan herbivor ernähren. Die am häufigsten nachgewiesenen Bakteriengattungen waren *Pseudomonas*, *Pasteurella*, *Enterobacter* und *Flavobacterium*. Diese Ergebnisse stimmten mit den in der Maulhöhle von Wüstenschildkröten (*Geochelone agassizii*) nachgewiesenen Bakterien überein (SNIPES et al. 1980). Sowohl bei erkrankten als auch bei gesunden, in Gefangenschaft oder wild lebenden Wüstenschildkröten (*Gopherus agassizii*) wiesen die Autoren am häufigsten koagulasenegative, katalasepositive Kokken, Corynebakterien und Enterobacteriaceen, sowie Pasteurellen nach (SNIPES et al. 1980). Bei den zehn von GÖBEL (1990) untersuchten Schildkröten wurden hingegen keine Pasteurellen nachgewiesen. LAWRENCE und NEEDHAM (1985) fanden als häufigste gramnegative Keime Neisserien, welche von MÖRK (1997) nicht nachgewiesen werden konnten. BARETT et al. (1994) hingegen beschrieben den Nachweis von *Neisseria iguanae* sp. nov. bei zwei Grünen Leguanen.

An grampositiven Bakterien fand MÖRK (1997) am häufigsten Staphylokokken und Mikrokokken, während sie Streptokokken nur vereinzelt nachwies. Bei einer Untersuchung von 21 Reptilien, wobei eine Angabe der Arten fehlt, waren 73% der aus Pharynxstupfern nachgewiesenen Bakterien gramnegative Stäbchen. Da die meisten Bakterienspezies nur vereinzelt isoliert wurden, ergab sich kein einheitliches Bild der oralen Flora (BEEHLER u. SAURO 1983).

DRAPER et al. (1981) nahmen Proben von 40 gesunden unter Laborbedingungen gehaltenen Schlangen. Im Gegensatz zu den bisher genannten Arbeiten dominierten in dieser Untersuchung die grampositiven Keime und zwar vor allem *Corynebacterium* sp. und koagulasenegative Staphylokokken. Während GÖBEL (1990) nur vereinzelt *Pseudomonas aeruginosa* bei den von ihm untersuchten Schlangen nachwies, war dies der am häufigsten nachgewiesene gramnegative Keim bei DRAPER et al. (1981). Letztere untersuchten auch das anaerobe Keimspektrum und fanden *Clostridium* sp. und *Bacterioides* sp., während MÖRK (1997) vereinzelt anaerobe gramnegative, nicht näher differenzierte Stäbchen, sowie

Bacteroides sp., *Fusobacterium* sp. und *Clostridium* sp. fand. LEDBETTER und KUTSCHER (1969) wiesen in Proben aus der Maulhöhle von 50 Klapperschlangen (*Crotalus atrox*) an obligat anaeroben Bakterien nur Clostridien nach, obwohl die Autoren davon ausgingen, daß die verwendeten Anzuchtbedingungen auch für *Bacteroides* sp. geeignet waren. Im Gegensatz zu den oben genannten Autoren konnten HILF et al. (1990) bei 16 Proben von der Glottis verschiedener Riesenschlangen Anaerobier nicht nachweisen. STEWART (1990) hingegen nahm an, daß obligate Anaerobier bei allen Reptilien ebenso wie beim Säuger zur Normalflora gehören.

Die hier aufgeführten Untersuchungen wurden fast alle an gefangen gehaltenen Reptilien durchgeführt. Daher bleibt unklar, ob die Bakterienflora der Maulhöhle gefangengehaltener und wildlebender Reptilien übereinstimmt. Es gibt vereinzelt Hinweise für Unterschiede. Beispielsweise fanden ROSS und MARZEC (1984) bei wilden, auf der Straße aufgesammelten Schlangen nur bei einem Tier Pseudomonaden, während diese von denselben Autoren bei gefangengehaltenen Tieren regelmäßig nachgewiesen wurden. SNIPES et al. (1980) untersuchte sowohl gesunde und erkrankte in Gefangenschaft lebende als auch gesunde freilebende Schildkröten. Dabei interessierten sich die Autoren insbesondere für das Vorkommen von Pasteurellen, weil diese für eine respiratorische Erkrankung bei der Wüstenschildkröte (*Gopherus agassizii*) verantwortlich gemacht wurden. In der Untersuchung wurden im Gegensatz zu den Ergebnissen von ROSS und MARZEC (1984) keine deutlichen Unterschiede zwischen der oralen Flora bei wild- bzw. in Gefangenschaft lebenden Schildkröten festgestellt.

2.4.3 Mikrobiologische Untersuchungen der Kloakentupfer- und Kotproben

Ebenso wie bei der Maulhöhlen- und Rachenflora blieben die Untersuchungen von aquatilen Reptilien unberücksichtigt (siehe Kap. 2.4.2).

2.4.3.1 Salmonellen und andere bakterielle Zoonoseerreger

Es liegen die Ergebnisse zahlreicher Untersuchungen vor, wobei der Interessenschwerpunkt der meisten Autoren auf der Feststellung des Vorkommens von Salmonellen im Hinblick auf einer potentiellen Gefährdung des Menschen lag. Eine Literaturübersicht über die Untersuchungen auf diesem Gebiet findet man bei GÖBEL (1990). Zusammenfassend kann man sagen, daß Salmonelleninfektionen bei klinisch gesunden, in Gefangenschaft gehaltenen Reptilien häufig vorkommen. Dabei gehen einige Autoren soweit, Salmonellen als zur Normalflora gehörig zu bezeichnen (ROGGENDORF u. MÜLLER 1976; GRENARD u. NUNAN 1998). BURNHAM et al. (1998) wiesen bei jungen Grünen Leguanen in einem Untersuchungszeitraum von zehn Wochen bei allen Tieren mindestens einmal die Ausscheidung von Salmonellen nach und stützten damit die Ansicht von ROGGENDORF und MÜLLER (1976) sowie GRENARD und NUNAN (1998).

Übereinstimmend wird von einzelnen Erkrankungen durch Salmonellen berichtet. Beispielsweise nannte SCHRÖDER (1985) Enteritiden, Pneumonien und Septikämien als im Zusammenhang mit Salmonellen auftretenden Erkrankungen. Auch aus Abszessen konnten vereinzelt Salmonellen nachgewiesen werden (siehe Kap. 2.4.1).

Umstritten bleibt weiterhin die Bedeutung der bei Reptilien nachgewiesenen Salmonellen als Zoonoseerreger. Während die meisten amerikanischen Autoren von einem erheblichen Gefährdungspotential vor allem durch Schmuckschildkröten, aber auch durch andere Reptilien ausgehen (FRYE 1991; JOHNSON-DELANEY 1996;

DRIGGERS 1998), wird dieses beispielsweise von FRANK (1986) und KÖHLER (1996) in Frage gestellt. Eine Übereinstimmung der aus Proben von Haltern und ihren Reptilien isolierten Salmonellen konnte in mehreren Fällen nachgewiesen werden (WILLIAMS und HELSDON 1965; BOYER 1998 a). Als bei Reptilien und ihren Haltern nachgewiesene Serotypen wurden im amerikanischen „Morbidity and Mortality Weekly Record“ beispielsweise *Salmonella* Wassenaar, Rubislaw und Kindambo genannt (Center for Disease Control and Prevention 1994 u. 1995).

Unabhängig von der Einschätzung des Zoonosepotential durch die einzelnen Autoren herrscht Einigkeit darüber, daß durch einfache Hygienemaßnahmen die Wahrscheinlichkeit einer Infektion des Menschen drastisch reduziert werden kann (JOHNSON-DELANEY 1996; MEEHAN 1996; GRECARD 1997). Die Berücksichtigung angemessener Hygienemaßnahmen ist einer routinemäßigen Untersuchung und Behandlung salmonellenausscheidender Reptilien vorzuziehen, da eine Antibiose die Salmonellenausscheidung langfristig nicht verhindert und außerdem die Selektion antibiotikaresistenter Stämme gefördert wird (BOYER 1995). Eine Übersicht über bisher bei Reptilien nachgewiesene Salmonellenserovare findet man bei JOHNSON-DELANEY (1996) und MÖRK (1997), wobei letztere sich auf bei Schildkröten nachgewiesene Salmonellen beschränkt. Beispielhaft für die über einen Zeitraum von mehreren Jahren in einem zoologischen Garten isolierten Salmonellen ist die Arbeit von HABERMALZ und PIETZSCH (1973). APPELT et al. (1999) wiesen in einer neueren Studie bei in österreichischen Schauanlagen gehaltenen Reptilien 19 verschiedene Salmonellenserovare nach.

Zahlreiche weitere potentielle Zoonoseerreger wurden bei Reptilien nachgewiesen (HOFF u. WHITE 1984; RENKEN-ZÜRNER 1985; AUSTWICK u. KEYMER 1985; KWANGA u. IVERSON 1993; WEBER et al. 1993). Eine Übersicht über diese Erreger, die im Vergleich zu den Salmonellen nur von geringerer Bedeutung sind, gaben JOHNSON-DELANEY (1996) und BLAHAK (2000 a).

2.4.3.2 Andere Keime

Einige Studien konzentrierten sich nicht auf den Nachweis von Salmonellen, sondern versuchten die intestinale Normalflora gesunder Reptilien zu erfassen. So wies GÖBEL (1990) bei gesunden Echsen vor allem *Klebsiella* sp., *Citrobacter freundii* und *Morganella morganii*, aber auch grampositive Kokken, Bazillen und nicht zu den Enterobacteriaceen gehörende gramnegative Stäbchen nach. Bei Untersuchungen verschiedener Reptilien durch ELZE et al. (1970) dominierten nicht näher differenzierte coliforme Keime. Im Gegensatz hierzu wiesen DRAPER et al. (1991) am häufigsten *Arizona kinshawii*¹, *Corynebacterium* sp. und *Pseudomonas aeruginosa* aus Kotproben gesunder Klapperschlangen nach. COOPER und NEEDHAM (1983) isolierten ebenfalls *Pseudomonas aeruginosa* aus Kotproben gesunder Schlangen (*Dendroaspis* sp.). Des weiteren fanden die Autoren auch mehrfach *Aeromonas hydrophila*. Sie vermuteten, daß Pseudomonaden und Aeromonaden bei gefangen gehaltenen Schlangen häufiger vorkommen als bei freilebenden Tieren. Eine Ausbreitung dieser Keime in Gefangenschaft hielten auch ROGGENDORF und MÜLLER (1976) für wahrscheinlich. Sie stellten fest, daß bei frisch importierten Reptilien ein Nachweis seltener möglich war als bei langjährig in Zoologischen Gärten gehaltenen Tieren.

Des weiteren kamen die letztgenannten Autoren zu dem Ergebnis, daß es im Vorkommen von Enterobacteriaceen bei Reptilien Unterschiede zwischen Echsen, Schildkröten und Schlangen gibt. Sie fanden *Enterobacter* sp., *Proteus* sp. und *Klebsiella* sp. deutlich häufiger bei Echsen als bei den beiden letztgenannten Reptiliengruppen, während *Escherichia coli* und *Citrobacter* sp. bei allen Reptilien etwa gleich häufig nachgewiesen wurden. RECKLIES (1989) gab ebenfalls an, daß man allgemeine Unterschiede im Spektrum der Enterobacteriaceen zwischen den einzelnen Reptilienordnungen feststellen kann. In einer Untersuchung von MÜLLER

¹ *Salmonella enterica* ssp. *arizonae*

(1972) waren *Providentia rettgeri* und *Proteus* sp. die am häufigsten aus dem Kot von Schlangen nachgewiesenen Bakterien.

Ein Vergleich der nachgewiesenen Keime bei wildlebenden und gefangengehaltenen Reptilien ist aufgrund des mangelhaften Zahlenmaterials bei wildlebenden Tieren nur eingeschränkt möglich. Neben den oben genannten Vermutungen über die Ausbreitung von Pseudomonaden und Aeromonaden bei in Gefangenschaft gehaltenen Reptilien gibt es auch Anzeichen für eine Verschiebung der Häufigkeit verschiedener Salmonellenserovare im Laufe der Gefangenschaftshaltung (ROGGENDORF u. MÜLLER 1976).

Es ist davon auszugehen, daß eine intakte Darmflora bei herbivoren Echsen ebenso wie bei herbivoren Säugern für den Nahrungsaufschluß bedeutsam ist (KING 1996; KÖHLER 1998). TROYER (1982 u. 1983) wies nach, daß junge Grüne Leguane, die Kot adulter Tiere aufnahmen, deutlich bessere Wachstumsraten aufwiesen als Tiere, die diese Möglichkeit nicht hatten. Die Aufnahme von Erde führte nicht zu einer vergleichbaren Wachstumssteigerung, obwohl McBEE und McBEE (1982) im Dickdarm von Grünen Leguanen vor allem die ubiquitär vorkommenden Bakterien *Leukonostoc* sp. und *Clostridium* sp. nachwiesen.

2.5 Therapie der Abszeßerkrankungen

Die Therapie der Wahl bei subkutanen Abszessen ist die chirurgische Entfernung (COOPER 1981). Diese erfordert je nach Lokalisation und Größe des Abszesses eine Lokal- oder Allgemeinanästhesie. Bei Abszessen in Knochennähe sollte vor dem chirurgischen Eingriff röntgenologisch eine mögliche Beteiligung der Knochenstrukturen abgeklärt werden, da es häufig zu einem Übergreifen der Infektion auf den Knochen kommt (LAWTON 1996; STAHL 1997). Nach einer Spaltung des Abszesses muß der Abszeßinhalt inklusive der pyogenen Membran vollständig ausgeräumt werden, um die Rezidivwahrscheinlichkeit zu minimieren

(GÖBEL et al. 1990). Dies ist relativ einfach durchzuführen, wenn es sich um einen gut abgegrenzten Abszeßknoten handelt. Jedoch kann es Probleme bereiten, wenn miliare, diffus im Gewebe verteilte Abszesse vorliegen (JACOBSON 1992). Abszesse an den Gliedmaßenenden oder dem distalen Schwanzende erfordern unter Umständen eine Amputation (BARTEN 1993). Über die Versorgung der Wundhöhle bestehen unterschiedliche Ansichten: KLINGENBERG (1988) empfahl eine lokale Antibiose, während ROSSI (1996) die Behandlung mit desinfizierenden Wirkstoffen wie Chlorhexidin oder Polyvidon-Jod vorzog. Die Wundhöhle sollte nach Meinung von FRYE (1991) offen gelassen werden und von innen ausgranulieren. Die teilweise recht große Wundhöhle kann mit einer Wundcreme gefüllt werden (FRYE 1991). LAWTON (1996) hingegen empfahl, die Wunde zu vernähen.

Insbesondere bei schlecht abgekapselten oder multipel auftretenden Abszessen sollten Proben für eine mikrobiologische Untersuchung mit anschließender zielgerichteter systemischer Antibiose gewonnen werden (BOYER 1995). Hierbei muß bedacht werden, daß es durch eine hämatogene Erregerstreuung auch zu einer Abszedierung in innere Organe oder Gelenke gekommen sein kann. Daher empfehlen GÖBEL et al. (1990) insbesondere bei abgemagerten Tieren eine weiterführende Untersuchung dieser Tiere vor Therapieeinleitung. Als begleitende Maßnahme ist eine Erhöhung der Haltungstemperatur zur Verbesserung der Immunantwort des Reptils angezeigt (FRYE 1991). In jedem Fall sollten durch eine sorgfältige Befragung des Besitzers eventuell vorhandene Schwachstellen in der Haltung aufgedeckt und beseitigt werden (FRYE 1991; STAHL 1997). Auch wenn die chirurgische Therapie vorzuziehen ist, kann in seltenen Fällen durch konservative Maßnahmen ein Erfolg verzeichnet werden, so beschrieben HAMILTON et al. (1998) die erfolgreiche Therapie eines orbitalen Abszesses durch eine Antibiose mit Ceftazidim. Insbesondere bei Infektionen mit *Pseudomonas aeruginosa* bestehen häufig Resistenzen gegen zahlreiche Antibiotika (GRAVEWITZ 1992). In diesen Fällen ist der Einsatz einer Autovakzine überlegenswert, obwohl bisher nur Erfahrungen bei der Behandlung von Stomatitiden und Osteomyelitiden bei Schlangen vorliegen (ADDISON u. JACOBSON 1974; JACOBSON et al. 1985).

3 Material und Methoden

3.1 Haltung gesunder und erkrankter Echsen

Haltungsfehler stellen einen wichtigen Faktor bei den Erkrankungen von Reptilien dar (ROSENTHAL u. MADER 1996; KÖHLER 1998), daher sollten bei jedem Reptilienpatienten eventuell vorhandene Schwachstellen in der Haltung aufgedeckt und soweit wie möglich beseitigt werden (FRYE 1991). Bei den an Abszessen erkrankten Tieren wurde durch eine mündliche und schriftliche Befragung ein ausführlicher Vorbericht erhoben. Zu diesem Zweck erhielten die ReptilienbesitzerInnen den folgenden Fragebogen:

Sehr geehrte/r **Echsenbesitzer/in**,

ich bitte Sie höflichst, diesen Fragebogen auszufüllen. Sie würden mir sehr bei der Anfertigung meiner Doktorarbeit helfen und die Auswertung wird Ihren und anderen Tieren später von Nutzen sein. Vielen Dank für Ihre Mühe!

Tierart:

Alter:

Geschlecht:

Handelt es sich bei dem Tier um einen Wildfang, eine Farmnachzucht oder eine europäische Nachzucht?

Wildfang Farmnachzucht europäische Nachzucht unbekannt

Falls es ein Wildfang/ Farmnachzucht ist:

-Wann wurde es exportiert:

-Herkunftsland des Tieres:

Wie lange ist das Tier schon in Ihrem Besitz?

Woher haben Sie das Tier bekommen:

Zoohandel
 privater Halter
 Züchter
 Reptilienbörse

Wie wird das Tier gehalten:

ausschließlich im Terrarium
 frei in der Wohnung
 im Terrarium + Freigang Wieviele Stunden Freigang pro Tag:

Welche Maße hat Ihr Terrarium (Länge x Breite x Höhe)?

Wie wird es geheizt?

Wie hoch ist die Temperatur

tagsüber: -im warmen Bereich: °C
 -im kühlen Bereich: °C
 nachts: -im warmen Bereich: °C
 -im kühlen Bereich: °C

Halten Sie Ihre Echse:

-einzeln -mit Artgenossen -mit artfremden Tieren
 Welche Arten?

Falls das Tier mit Artgenossen vergesellschaftet ist, geben Sie bitte

-die Anzahl
 -das Alter
 -die Kopf-Rumpflänge (ohne Schwanz): cm
 -das Geschlecht
 der übrigen Tiere an.

Wenn Sie mehrere Tiere zusammenhalten, beantworten Sie bitte auch noch folgende Fragen:

Haben Sie in den letzten 2 Monaten Auseinandersetzungen zwischen den Tieren beobachtet?

nein ja

Falls es zu Auseinandersetzungen gekommen ist, welche der folgenden Verhaltensweisen haben sie dabei beobachtet:

| | nie | selten | wöchentlich | täglich | mehrmals pro Tag |
|--|-----------------------|-----------------------|-----------------------|-----------------------|-----------------------|
| Drohverhalten | <input type="radio"/> |
| Beißerei | <input type="radio"/> |
| gegenseitiges Jagen | <input type="radio"/> |
| Vertreibung vom Futter | <input type="radio"/> |
| Futterverweigerung des Rangniedrigeren | <input type="radio"/> |

Haben Sie in den letzten 2 Monaten eine Verletzung (Biß, Sturz, Verbrennung etc.) beobachtet?

ja nein Gegebenenfalls eine kurze Beschreibung der Verletzung:

Den gleichen Fragebogen erhielten Echsenhalter, deren Tiere in den letzten sechs Monaten keine Abszesse hatten. Zehn Tiere waren jünger als ein halbes Jahr (Mindestalter drei Monate). Bei diesen lag eine Abszeßfreiheit seit ihrem Schlupf vor. Der Kontakt zu diesen Echsenhaltern erfolgte in absteigender Häufigkeit über die Reptilienpraxis Dr. Keil, Hannover, die Stadtgruppen und die Arbeitsgemeinschaft Leguane der DGHT und über das Internetdiskussionsforum der DGHT. Insgesamt wurden etwa 200 Fragebögen an Halter gesunder Echsen verteilt.

Die durch die Befragung erhaltenen Informationen wurden mit den Empfehlungen im „Gutachten über Mindestanforderungen an die Haltung von Reptilien“ (Herausgeber: Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten (BMELF)) und den Angaben von KÖHLER (1998) zur Haltung von Grünen Leguanen verglichen. Die Anforderungen wurden in den Tabellen 3 und 4 zusammengestellt.

Tabelle 3: Mindestanforderungen des BMELF an die Haltung von Grünen Leguanen

| Habitat-ansprüche | Gehegegröße für 1,1 (L x B x H) in KRL* | Grundtemperatur °C | Sonnenplätze (lokal) °C | soziale Zusammensetzung | Bemerkungen Besonderheiten |
|---|---|--------------------|-------------------------|-------------------------|--|
| Tropisch feucht bis halbtrocken (lokal), Baumbewohner | mindestens 4 x 3 x 5 oder 5 x 3 x 4 | 25-30 | 45 | 1,X** | geheiztes Wasserbecken, feuchtes Substrat, ½ der Kletteräste dicker als der Körper |

*1,1 = ein männliches und ein weibliches Tier; L x B x H = Länge x Breite x Höhe, KRL = Kopf-Rumpflänge des größten Tieres, aus praktischen Erwägungen wird die Mindesthöhe auf zwei Meter beschränkt; **ein männliches Tier und X weibliche Tiere

Für jedes weitere im selben Terrarium gehaltene Tier sollten 15% der Grundfläche hinzukommen, wobei die natürliche Sozialstruktur zu berücksichtigen ist.

Tabelle 4: Anforderungen an die Haltung von Grünen Leguanen nach KÖHLER (1998)

| Habitatan- sprüche | Gehegegröße für 1,1 oder 1,2 (L x B x H) in cm | Grund- temperatur °C | Sonnen- plätze lokal °C | soziale Zusammen- setzung | Bemerkungen Besonderheit |
|---|---|---|-------------------------------|---|---|
| tags: 50- 80% nachts: 80- 100% rel. Luftfeuchtig- keit | <u>Adulte</u> : mind. 200x 150x 200, besser: 250x 200x 200; <u>Jungtiere</u> (KRL < 15cm): 100x 60x 100 | 2/3 des Terrariums 30-35 °C, stellenweise 20-25°C | 40-45°C | 1,1 oder 1,2 Jungtiere beliebiges Geschlecht | geheiztes Wasserbecken Äste z. T. 2 x dicker als der Körper |

Legende siehe Tabelle 3, rel.= relative

Vielen Besitzern war die genaue Kopf-Rumpflänge ihrer Echsen nicht bekannt. Diese wurde bei den nicht in der Praxis vorgestellten Echsen an Hand der Gesamtlänge der Echsen geschätzt. DUGAN (1982) vermaß in Panama 151 Grüne Leguane und fand bei den männlichen, geschlechtsreifen Echsen Kopf-Rumpflängen von bis zu 45 Zentimetern, während die Kopf-Rumpflänge der weiblichen Tiere maximal 36 Zentimeter betrug. KÖHLER (1998) gab Kopf-Rumpflängen von 45-55 Zentimetern bei einer Gesamtlänge von 120-140 Zentimetern (Männchen) und 35-45 Zentimetern bei einer Gesamtlänge von 90-120 Zentimetern (Weibchen) an.

3.2 Herkunft des mikrobiologischen Untersuchungsmaterials

In der vorliegenden Studie wurden von 50 Grünen Leguanen und zehn anderen Arten angehörenden Echten jeweils Abszeßmaterial, Maulhöhlen- und Kloakentupfer mikrobiologisch untersucht. Da einige Grüne Leguane mehrere Abszesse gleichzeitig hatten oder zu einem späteren Zeitpunkt wieder mit Abszessen vorgestellt wurden, konnten von diesen Tieren mehrere Proben genommen werden. Daher ergab sich eine Gesamtzahl von 59 Abszeßproben Grüner Leguane und zehn Abszeßproben anderer Echten. Die Proben stammten von Patienten der Reptilienpraxis Frau Dr. Keil, Hannover. Die Materialentnahme fand in der Zeit von Oktober 1996 bis Dezember 1999 statt. Die Gesamtzahl der Proben mußte trotz des langen Untersuchungszeitraums auf die oben genannten Zahlen beschränkt bleiben, da folgende Faktoren die Nutzung von Abszeßproben einschränkten: 1. antibiotische Vorbehandlung der Tiere, 2. der tierärztlichen Behandlung vorausgehende Abszeßeröffnung durch den Besitzer und 3. zu kleine Probengröße.

3.3 Probennahme, Transport und Aufbewahrung der Proben

3.3.1 Probennahme

Nach der Desinfektion der Haut mit 70%igem 2-Propranol (Fa. Heiland) wurde die Haut über dem Abszeß eröffnet, der oberflächliche Eiter verworfen und Abszeßmaterial mit einem sterilen scharfen Löffel aus der Tiefe entnommen. Nach Entfernung der Eitermassen wurde die Innenseite der pyogenen Membran mit einem sterilen Wattetupfer ausgewischt. Der gewonnene Eiter sowie der Wattetupfer wurden in ein Transportmedium (Novokult, Fa. Greiner) überführt. Eine perkutane Punktion zur Gewinnung von Abszeßeiter ist bei Reptilien in der Regel nicht möglich (siehe Kap. 2.3). Bei Kieferabszessen, die mit der Maulhöhle in Verbindung standen, war keine sterile Entnahme möglich. In diesen Fällen erfolgte eine Ausräumung des

Abszesses mit einem scharfen Löffel von der Maulhöhle aus, wobei der oberflächliche Eiter verworfen und der Eiter aus tieferen Schichten zur Untersuchung herangezogen wurde. Frische Abszesse, die noch keine ausreichende Kapselbildung zeigten, wurden aufgrund der Erhöhung der Gefahr der hämatogenen Erregerstreuung zunächst nicht gespalten. Bei diesen Tieren wurde eine Behandlung mit Theranekron[®] (Fa. Ceva) durchgeführt. Bei größeren oder ungünstig gelegenen Abszessen sowie bei bestehendem Septikämieverdacht wurde eine systemische Antibiose durchgeführt. Diese Echsen mußten von der Untersuchung ausgeschlossen werden.

Nach Gewinnung des Probenmaterials wurde der Abszeß inklusive der pyogenen Membran sorgfältig entfernt. Je nach Größe und Lokalisation der entstandenen Wundhöhle wurde diese nach einer antibiotischen Versorgung mit lyophilisiertem Chloramphenicol (Paraxin[®], Fa. Boehringer) durch eine evertierende Naht verschlossen oder offen gelassen.

Von allen Tieren wurde zusätzlich eine Maulhöhlen- und eine Kloakentupferprobe gewonnen. Für die Entnahme der Tupferprobe von der Maulschleimhaut wurde das Maul der Echse von einer Hilfsperson offen gehalten. Die Maulhöhle wurde unter besonderer Berücksichtigung der Zahnleisten mit einem sterilen Wattetupfer ausgewischt. Vor der Entnahme der Tupferprobe der Kloake wurde die Umgebung der Kloake mit 70%igem 2-Propranol (Fa. Heiland) eingesprüht. Die Kloake wurde dann mit einem sterilen Wattetupfer ausgewischt.

3.3.2 Transport und Aufbewahrung der Proben

Die Proben wurden direkt nach der Entnahme in ein Transportmedium, das für aerobe und anaerobe Keime geeignet ist, überführt (Novokult, Fa. Greiner). Bis zu ihrer Bearbeitung wurden die Proben bei 4°C gelagert. Das Anlegen erfolgte innerhalb von maximal 48 Stunden nach der Entnahme.

3.4 Anlegen der Proben

Die Proben wurden entsprechend der Empfehlung von BOYER (1998 b) aerob und anaerob bebrütet. Für die Anzucht aerober Keime erfolgte ein fraktionierter Ausstrich des Abszeßmaterials bzw. der Tupfer auf folgenden Nährböden: Blutagar, Gassneragar, Staphylokokken-Streptokokken-Selektivagar und modifizierter Kimmigagar (siehe Kap. 8.3.1). Zusätzlich wurde über Nacht eine Anreicherung in 2 ml Nährbouillon durchgeführt. Dann erfolgte wiederum ein fraktionierter Ausstrich auf folgenden Nährböden: Blut-, Gassner- und Staphylokokken-Streptokokken-Selektivagar.

Für die Anaerobieranzucht wurden ein Schaedler-II-Agar als Optimalnährboden und folgende Selektivnährböden beimpft: Jeweils ein Schaedler-IV-, Galle-Äskulin- und Kanamycin-Vancomycin-Laked-Blood- (KVLB-)Agar (siehe Kap. 8.3.2). Die Nährböden für die Anaerobier wurden in einen Anaerobiertopf überführt. In diesem wurde unter Verwendung von Gasentwicklern (Anaero Gen, Fa. Oxoid), die ohne Katalysatoren arbeiten, ein anaerobes Milieu geschaffen. Mit Hilfe von Indikatorstreifen (Fa. Becton-Dickinson) wurde die Sauerstofffreiheit kontrolliert. Als Indikator dient Methylblau, welches in der reduzierten Form farblos und in der oxidierten Form blau ist. Somit ist ein Sauerstoffzutritt durch den Umschlag des Indikatorstreifens von weiß nach blau zu erkennen.

Die Proben wurden bei 30°C bebrütet, da FRYE (1991) empfahl, für Reptilien niedrigere Temperaturen als die bei Säugern üblichen 37°C zu verwenden. Die bei Fischproben im Institut für Mikrobiologie und Tierseuchen angewandte Bebrütungstemperatur von 25°C ist für die in dieser Untersuchung berücksichtigten Echsen als zu niedrig anzusehen. Die mittlere Aktivitätstemperatur dieser Tiere liegt nach AVERY (1982) bei 30-35°C. SCHARDT (1998 a) stellte bei Freilanduntersuchungen von Grünen Leguanen auf einer Karibikinsel während der Zeit der Thermoregulation und Nahrungsaufnahme sogar Körpertemperaturen von 33-38°C fest.

Soweit eine ausreichende Menge Abszeßmaterial vorlag, wurden von diesem zwei Direktpräparate hergestellt, nach Gram sowie Ziehl-Neelsen gefärbt und mikroskopisch beurteilt. Vorversuche ergaben, daß aufgrund der Festigkeit des Abszeßmaterials die Anfertigung eines Quetschpräparates keine ausreichende Schichtdünne ergibt. Daher wurde eine Öse Abszeßmaterial mit 0,05 ml steriler NaCl-Lösung in ein Reagenzglas gegeben. Zur Erreichung zufriedenstellender Ergebnisse mußte das Material zunächst mit einem Glasstab zerquetscht und mit der Lösung verrührt sowie anschließend eine Minute auf dem Vortexer gemischt werden. Zusätzlich wurde ein Abklatschpräparat angefertigt und ebenfalls nach Gram und Ziehl-Neelsen gefärbt. Bei fünf Echsen mußte aus Materialmangel auf eine Ziehl-Neelsen-Färbung verzichtet werden.

Eine erste Beurteilung erfolgte bei den aerob bebrüteten Nährböden nach 24 Stunden, bei den anaerob bebrüteten nach 48 Stunden. Die Keimmenge wurde beurteilt. Bis zu 20 Kolonien wurden als geringgradiger Keimgehalt (+), bis zu ca. 50 Kolonien als mittelgradiger Keimgehalt und mehr als ca. 50 Kolonien als hochgradiger Keimgehalt bezeichnet. Die Koloniemorphologie, sowie Veränderungen des Nährbodens in der Kolonieu Umgebung wurden beurteilt und dokumentiert. Die Differenzierung erfolgte nach BISPING und AMTSBERG (1988), BURKHARDT (1992) und dem BERGY'S MANUAL OF DETERMINATIVE BACTERIOLOGY (1994).

3.5 Weiterführende Untersuchungen der aerob bebrüteten Kulturen

Von jedem morphologisch einheitlichen Kolonietyp wurde eine Kolonie aus der Mischkultur isoliert und zur Herstellung einer Reinkultur mit der Öse mehrfach fraktioniert auf Blutagar ausgestrichen. Je nach Wachstum wurden die Kulturen nach 1-2 Tagen beurteilt und bei Vorliegen einer Mischkultur bis zum Erhalt einer Reinkultur erneut subkultiviert. Von jedem Isolat wurde eine Gramfärbung angefertigt und mikroskopisch beurteilt. Je nach dem Ergebnis der Gramfärbung wurden

unterschiedliche weiterführende Schritte durchgeführt. Zur biochemischen Charakterisierung der Bakterien wurden „Bunte Reihen“ mit Testmedien, die in der Nährbodenküche des Instituts für Mikrobiologie und Tierseuchen hergestellt worden waren sowie kommerzielle Testsysteme eingesetzt. Im Folgenden wurde der Aufbau dieser Testsysteme dargestellt. Kommerzielle, miniaturisierte Testsysteme arbeiten nach folgendem Prinzip (BURKHARDT 1992; QUINN et al. 1994): Mikroröhrchen oder kleine Reaktionskammern enthalten verschiedene Medien oder Substrate. Die Reaktionsräume werden mit einer nach Herstellerangaben hergestellten Bakteriensuspension beimpft und je nach Testsystem inkubiert. Die Erfassung der Ergebnisse erfolgt meist mit vom Hersteller mitgelieferten Auswertungsbögen. Jedem positiven Ergebnis wird ein Zahlenwert zugeordnet. Die Zahlenwerte werden in der Regel in Dreiergruppen zusammengefaßt und addiert. Die Reihung dieser Summen ergibt ein numerisches Profil. Anhand des numerischen Profils kann mit Hilfe eines Profilindex oder einer entsprechenden Computersoftware eine Diagnose gestellt werden. Dabei werden Angaben über die Wahrscheinlichkeit der Richtigkeit des Ergebnisses und gegebenenfalls erforderliche Zusatzreaktionen gemacht. Details zu den einzelnen Systemen wurden bei den Bakteriengruppen aufgeführt.

Im Folgenden werden die Prinzipien der eingesetzten biochemischen Reaktionen dargestellt. Die Reaktionsprinzipien der Bunten Reihen wurden aus McFADDIN (1980) und BURKHARDT (1992) zusammengestellt.

Äskulinhydrolyse

Bei der hydrolytischen Spaltung von Äskulin werden Glukose und Äskuletin frei. Der Phenolanteil des Äskuletin reagiert mit Eisensalzen. Bei Zugabe von 10%igem Eisen-III-Citrat (gelöst in A. dest.) tritt bei einer positiven Reaktion eine Schwarzfärbung auf.

Arginindihydrolase (ADH)

Zunächst wird Glukose von den Bakterien zu Säure abgebaut. Dies bewirkt einen pH-Abfall. Fällt der pH-Wert unter 5,6 wird das Medium durch den Indikator

Bromkresolpurpur gelb gefärbt. Wenn ADH vorliegt, wird die Aminosäure Arginin gespalten. Dabei werden alkalische Stoffwechselprodukte gebildet, die zu einem pH-Anstieg führen. Dies führt zu einem Zurückumschlagen des Indikators nach violett. Da es sich um einen anaeroben Vorgang handelt, wird das Medium mit Paraffin überschichtet.

Beweglichkeit im Schwärmaagar

Ein halbfestes Nährmedium wird mit einem Impfstich inokuliert. Ein über den Impfstich hinausgehendes Wachstum in den Agar zeigt die Beweglichkeit des Erregers an.

Citrat

Das Substrat enthält als einzige Kohlenhydratquelle Natriumcitrat und als einzige Stickstoffquelle ein Ammoniumsalz. Bei Anwesenheit des Enzyms Citritase und eines zweiwertigen Kations, hier Magnesium, wird Citrat gespalten. Dabei entsteht Oxalacetat und Acetat. Das Oxalacetat wird weiter zu Pyruvat, welches wiederum in Acetat und Formiat zerfällt, und Kohlenstoffdioxid gespalten. Acetat und Formiat führen zu einem pH-Anstieg und damit zum Farbumschlag von grün nach blau durch den Indikator Bromthymolblau.

Gelatineverflüssigung

Das Enzym Gelatinase bewirkt einen hydrolytischen Abbau der Gelatine. Substrate, die durch Gelatine ihre Festigkeit erhalten, werden dabei wieder verflüssigt. Das Gelatineröhrchen wurde bei 25°C bebrütet. Eine negative Reaktion lag vor, wenn der Agar vollständig fest blieb.

Indol

Beim bakteriellen Abbau von Eiweiß entsteht aus der Aminosäure Tryptophan Indol. Bei Vorhandensein des Enzyms Tryptophanase wird Tryptophan in Pyruvat, Ammoniak und Indol gespalten. Da sowohl das Indol als auch das Tryptophan mit 4-Dimethylaminobenzaldehyd aus dem hier verwendeten KOVACS Indolreagenz zu einem roten Farbstoff reagieren, befindet sich zur Abtrennung des Indols

Amylalkohol in dem Reagenz. Nach der Zugabe von 0,5 ml des KOVACS Indolreagenz blieb die Reaktion noch 20 Minuten bei Raumtemperatur stehen, bevor sie endgültig abgelesen wurde. Ein roter Ring zeigte eine positive Reaktion an. Bei negativem Ergebnis zeigte sich keine Verfärbung des grüngelblichen KOVACS Indolreagenz.

H₂S-Bildung

Die Bildung von H₂S kann aus organischen oder anorganischen Schwefelverbindungen, wie z. B. (Thio-)Sulfaten oder aus schwefelhaltigen Aminosäuren, insbesondere Cystein, erfolgen. Der Nachweis wird mittels Metallsalzen, wie Eisenchlorid, geführt. Aus diesen entstehen bei H₂S-Anwesenheit unter Farbentwicklung die entsprechenden Sulfide. Eine schwarze Verfärbung des roten Schrägagars zeigte eine positive Reaktion an. Hier wurde der KLIGLER-Agar der Fa. Merck nach Herstellerangaben eingesetzt. Für die gramnegativen, oxidasepositiven und fermentativen Stäbchenbakterien wurde ein Röhrchen mit 5 ml Nährbouillon beimpft. In den Deckel des Röhrchens wurde ein Bleiacetatstreifen der Fa. Merck eingehängt. Eine positive Reaktion war nach 24 Stunden als grauschwarze Färbung des weißen Streifens erkennbar.

Kohlenhydratspaltung

In einer Bouillon wurde die Fähigkeit zum Abbau von Kohlenhydraten geprüft. Ist ein Bakterium in der Lage, einen vorgelegten Zucker abzubauen, so entstehen bei diesem Vorgang Säuren. Diese können durch das Umschlagen eines zugegebenen Indikators sichtbar werden. Bei der Spaltung der getesteten Kohlenhydrate färbte die dabei entstehende Säure mit Hilfe des Indikators Bromthymolblau das zunächst blaue Medium gelb.

Lysindecaboxylase (LDC)

In einer Bouillon wird zunächst Glukose von den Bakterien zu Säure abgebaut. Dies bewirkt einen pH-Abfall. Fällt der pH-Wert unter 5,6 wird das Medium durch den Indikator Bromkresolpurpur gelb gefärbt. Wenn LDC vorliegt, wird die Aminosäure L-Lysin gespalten. Dabei werden alkalische Stoffwechselprodukte gebildet, die zu

einem pH-Anstieg führen. Dies führt zu einem Zurückumschlagen des Indikators nach violett. Da es sich um einen anaeroben Vorgang handelt, wird das Medium mit Paraffin überschichtet.

Malonattest

Na-Malonat wird von verschiedenen Bakterien unter Bildung alkalischer Stoffwechselprodukte verwertet. Die Alkalisierung führt zu einem Umschlag des dem Testsubstrat zugesetzten Indikators Bromthymolblau.

Methylrot

In einem dextrosehaltigen, flüssigen Nährboden wird der Zucker von zugegebenen Bakterien unter Säurebildung abgebaut. Einige Erreger bauen diese Säure ab und schaffen wieder ein alkalisches Milieu. Bei Zugabe einiger Tropfen des Indikators Methylrot (MR) entfärbt sich der zugegebene Indikator in der Flüssigkeit sofort. Diese Bakterien werden als „MR-negativ“ bezeichnet. Andere Bakterien bauen diese Säure nicht ab und der pH-Wert bleibt unter 4,5. Wird nun Methylrot zugegeben, färbt sich das Medium rot. Die Bakterien sind „MR-positiv“. Für die MR-Reaktion wurden jedem Röhrchen 0,3 ml Methylrot zugegeben.

Nitratreduktion

In Anwesenheit des Enzyms Nitratreduktase und eines geeigneten Wasserstoffdonators wird Nitrat zu Nitrit und gegebenenfalls weiter zu Ammoniak und sogar zu elementarem Stickstoff reduziert. Die bei positivem Nitratreduktasetest entstandenen Nitrite reagierten mit den zugesetzten 0,2 ml GRIESS-ILOSVAYS-Reagenz zu einem roten Azofarbstoff. Blieb die Lösung nach Reagenzzugabe farblos, wurde Zinkstaub zugegeben. Letzterer färbte das Medium rot, wenn noch Nitrat vorhanden war und blieb farblos, wenn Nitrit bereits weiter zu Ammoniak und Stickstoff reduziert worden war.

Ornithindecaboxylase (ODC)

In einer Bouillon wird zunächst Glukose von den Bakterien zu Säure abgebaut. Dies bewirkt einen pH-Abfall. Fällt der pH-Wert unter 5,6 wird das Medium durch den

Indikator Bromkresolpurpur gelb gefärbt. Wenn ODC vorliegt, wird die Aminosäure L-Ornithin gespalten. Dabei werden alkalische Stoffwechselprodukte gebildet, die zu einem pH-Anstieg führen. Dies führt zu einem Zurückumschlagen des Indikators nach violett. Da es sich um einen anaeroben Vorgang handelt, wird das Medium mit Paraffin überschichtet.

Urease

Durch das von Bakterien gebildete Enzym Urease wird Harnstoff unter der Bildung von Ammoniak und CO₂ hydrolysiert. Dadurch verschiebt sich der pH-Wert ins alkalische Milieu. Abgesehen von der sehr intensiven Alkalibildung aus Harnstoff tritt Peptonabbau ein. Um diese zu neutralisieren, setzt man dem Medium Glukose zu, da aus deren Spaltung Säure entsteht. Der zu Beginn grüne Schrägagar wurde bei Ureasebildung durch den Indikator Bromthymolblau blau gefärbt.

Voges-Proskauer-Reagenz

Einige Bakterien sind in der Lage, als Zwischenprodukt des Kohlenhydratstoffwechsels Acetylmethylcarbinol zu bilden. Es kann im alkalischen Milieu unter Zugabe von α -Naphthol und Kreatininlösung durch einen roten Farbumschlag nachgewiesen werden. Für die Auswertung der VP-Reaktion wurden den Röhrchen nach der Bebrütung 0,5 ml einer 5%igen α -Naphthollösung (gelöst in Brennspritus), 0,2 ml einer 40%igen wässrigen Lösung von Kalilauge und 0,2 ml einer 0,5%igen Kreatininlösung (gelöst in A. dest.) zugegeben. Bei positiver Reaktion wurde ein roter Ring an der Oberfläche sichtbar.

3.5.1 Grampositive Bakterien

3.5.1.1 Grampositive Kokken

Bei den grampositiven Kokken wurde das mikroskopische Bild des Direktpräparats mit in die Beurteilung einbezogen. Grampositive Kokken, die in kleinen Kolonien wuchsen und im mikroskopischen Bild Paare und Ketten ausbildeten, wurden den Streptococcaceen zugeordnet. Das Hämolyseverhalten wurde in die Beurteilung einbezogen. Die Streptococcaceen wurden einer serologischen Differenzierung nach Lancefield und einem rapid ID 32 STREP (Fa. bioMérieux) unterzogen. Zur Abgrenzung von Enterokokken wurde ein Galle-Äskulin-Agar sowie eine 6,5%ige NaCl-Bouillon beimpft. Eine Schwärzung des Agars und Trübung der Bouillon nach 24stündiger Bebrütung wurde als Enterokokkennachweis gewertet.

In größeren, teilweise kräftig gefärbten Kolonien wachsende grampositive Kokken wurden einer Katalaseprobe unterzogen. Die Fähigkeit zur Katalasebildung wurde getestet, indem Keimmaterial auf einen Objektträger übertragen und dann mit 3%igem Wasserstoffperoxid überschichtet wurde. Eine rasche Entwicklung von Gasblasen ist als positive Reaktion zu werten (BURKHARDT 1992) Eine positive Katalasereaktion wurde als Bestätigung des Micrococcaceenverdachts bewertet. Zur weiteren Differenzierung wurde ein kommerzielles Testsystem eingesetzt (ID 32 STAPH (Fa. bioMérieux)). Die Staphylokokken wurden mit Hilfe von Kaninchenplasma auf das Vorhandensein des Pathogenitätsfaktors Plasmakoagulase getestet. Hierzu wurde eine Kolonie in ein Röhrchen, das 0,5 ml 1:5 verdünntes Plasma enthielt, eingerieben und bei 37°C 24 Stunden inkubiert. Eine Kontrolle erfolgte nach vier und nach 24 Stunden. Eine deutliche Koagulation wurde als positives Ergebnis gewertet.

3.5.1.2 Grampositive Stäbchen ohne Sporenbildung

Die zu dieser Gruppe gehörenden Keime wurden einem Katalasetest unterzogen. Dann wurden die biochemischen Reaktionen anhand der folgenden „Bunten Reihe“ überprüft:

| | |
|------------------------|-------------------------|
| -Äskulinhydrolyse | -Maltosefermentation |
| -Gelatineverflüssigung | -Nitratreduktion |
| -Glukosefermentation | -Saccharosefermentation |
| -Harnstoffabbau | -Xylosefermentation |

Ergänzend wurde das kommerzielle Testsystem api CORYNE (Fa. bioMérieux) eingesetzt. Hierzu wurden 20 Mikroröhrchen nach Herstellerangaben mit einer dichten Bakteriensuspension beimpft. Nach 24 Stunden Inkubation bei 37°C und einer teilweisen Beschickung mit Reagenzien erfolgte die Auswertung mit der Identifizierungssoftware „ApiLapPlus“ (Version 3.3.3).

3.5.1.3 Grampositive sporenbildende Stäbchen

Die Bakterien dieser Gruppe wurden mikroskopisch beurteilt. Anhand des mikroskopischen Bildes und der Fähigkeit, unter anaeroben Bedingungen zu wachsen, ist eine Unterteilung in drei Gruppen möglich (QUINN et al. 1994). Die Unterteilung wurde in Tabelle 5 dargestellt.

Tabelle 5: Unterteilung der aeroben Sporenbildner

| Merkmal | Gruppe 1 | Gruppe 2 | Gruppe 3 |
|------------------------------|----------|----------|----------|
| Bakterienkörper aufgetrieben | - | - | + |
| teilweise gramlabil | - | - | + |
| anaerobes Wachstum | + | - | - |

Ein fakultativ anaerobes Wachstum wurde ausgeschlossen, indem eine Subkultur auf über Nacht im Anaerobiertopf vorreduzierten Blutagarplatten erfolgte und diese für 48 Stunden anaerob bebrütet wurden (BURKHARDT 1992). Bakterien der Gruppe 2 und 3 wurden den apathogenen, aeroben Sporenbildner zugeordnet (QUINN et al. 1994). Bakterien der Gruppe 1 wurden nicht nachgewiesen. Eine Speziesdiagnostik der apathogenen, aeroben Sporenbildner wurde nicht durchgeführt.

3.5.2 Gramnegative Stäbchen

Bei gramnegativen Stäbchen erfolgte eine Subkultur auf Gassneragar, um die Fähigkeit zur Laktoseverwertung zu überprüfen. Zur Überprüfung auf das Vorhandensein des Enzyms Cytochromoxidase wurde dann von der Blutplatte mit einer an der Luft abgekühlten Öse Kulturmaterial auf einen Teststreifen (Bactident Oxidase, Fa. Merck) aufgebracht. In Anwesenheit von Sauerstoff entzieht die Cytochromoxidase verschiedenen organischen Substanzen Elektronen, unter anderem auch dem sogenannten NaDi-Reagenz, einer Lösung aus α -Naphthol und Dimethylparaphenylendiamin. Diese Reagenz bildet dabei das Kondensationsprodukt Indophenolblau, welches eine Verfärbung des Teststreifens bewirkt. Nach 20-60 Sekunden wurde diese Verfärbung mit der beiliegenden Farbskala verglichen. Eine Blau-Violettffärbung des Streifens wurde als Nachweis des Enzyms gewertet.

Als nächstes wurde ein Oxidations- und Fermentationstest durchgeführt, um die Fähigkeit zur Glukoseverwertung und die Art der Reaktion zu prüfen. Hierzu wurden zwei Reagenzgläser, die ein halbfestes Substrat enthielten, beimpft. In einem Reagenzglas wurde das Substrat mit Paraffin überschichtet, um den fermentativen Glukoseabbau zu kontrollieren. Der Abbau der im Substrat enthaltenen Glukose bewirkt eine Säuerung des Mediums. Diese bedingt durch den Indikator Bromthymolblau einen Farbumschlag von grün nach gelb. Für den oxidativen Glukoseabbau wurde schon eine Umfärbung nach gelb im oberen Bereich des nicht mit Paraffin überschichteten Röhrchens als positiv angesehen. Bei einem Farbumschlag in beiden Röhrchen hatte ein fermentativer Glukoseabbau

stattgefunden. Die Beurteilung erfolgte nach 24 Stunden. Bei zweifelhaften Ergebnissen oder dem Verdacht auf nicht fermentierende gramnegative Stäbchenbakterien wurde die Bebrütung noch bis zu vier Tage fortgesetzt.

Zusätzlich wurde ein Reagenzglas, das ein Substrat zur Beurteilung der Beweglichkeit, Nitratreduktion und Fluoreszenz enthielt (Mobility- Fluoreszenz- Nitrat- (MFN-) Medium; siehe Kap. 8.4) beimpft. Die Beweglichkeit war gegeben, wenn das Substrat eine diffuse Trübung zeigte. Als unbeweglich wurden Bakterien eingestuft, bei denen das Wachstum auf den Impfstich beschränkt blieb. Bei einem unklaren Ergebnis wurde von der Oberfläche des Mediums im Bereich des Impfstichs ein Nativpräparat hergestellt und im „hängenden Tropfen“ mikroskopisch beurteilt. Der Nitratabbau wurde wie bei den Reaktionsprinzipien beschrieben beurteilt.

3.5.2.1 Gramnegative, oxidasenegative und fermentative Stäbchenbakterien

Bei Wachstum einer Bakterienspezies auf dem Gassneragar, fermentativem Glukoseabbau und einer negativen Oxidasereaktion erfolgte zur weiteren biochemischen Charakterisierung eine für *Enterobacteriaceae* nach BOCKEMÜHL (1992) zusammengestellte „Bunte Reihe“ mit Testmedien, die in der Nährbodenküche des Instituts für Mikrobiologie hergestellt worden waren. Die Bebrütung erfolgte bei 37°C über 24 Stunden. Bei zweifelhaften Ergebnissen wurde noch einmal für 24 Stunden bebrütet. Die „Bunte Reihe“ umfaßte folgende Reaktionen bzw. Testmedien zur Prüfung von:

- | | |
|------------------------------------|-------------------------------|
| -Arginindehydrolasenachweis | -Indolbildung |
| -Beweglichkeitsnachweis | -Laktoseabbau |
| -Citratverwertung | -Lysindecaboxylasenachweis |
| -Dulcitolabbau | -Mannitolabbau |
| -Gelatineverflüssigung | -Methylrotprobe |
| -Glukoseabbau+ Gasbildungsvermögen | -Ornithindecaboxylasenachweis |
| -H ₂ S-Bildung | -Saccharoseabbau |
| -Harnstoffspaltung | -Voges-Proskauer-Reaktion. |

Nach Auswertung dieser Reaktionen wurden bei noch nicht abgesicherter Diagnose Zusatzreaktionen nach BOCKEMÜHL (1992) geprüft. Diese wurden nicht grundsätzlich alle durchgeführt, da eine Diagnose oft durch eine sinnvolle Kombination einiger Zusatzreaktionen möglich war.

Folgende Zusatzreaktionen wurden untersucht:

| | |
|------------------|-----------------|
| -Adonitabbau | -Malonatabbau |
| -Arabinoseabbau | -Rhamnoseabbau |
| -Äskulinspaltung | -Salicinabbau |
| -Galaktoseabbau | -Trehaloseabbau |
| -Inositabbau | -Xyloseabbau |

Ergänzend wurde der kommerzielle API 20 E -Teststreifen (Fa. bioMérieux) eingesetzt. Dieser besteht aus Mikroröhrchen, die verschiedene dehydrierte Substrate enthalten. Die zu differenzierenden Bakterien wurden nach Herstellerangaben suspendiert und in die Mikroröhrchen pipettiert. Nach einer 24stündigen Bebrütung bei 37°C und der erforderlichen Beschickung mit Reagenzien erfolgte eine Auswertung mit Hilfe der Identifizierungssoftware „ApiLapPlus“ (Version 3.3.3).

Bei Salmonellen-verdächtigen Kulturen wurde neben einer biochemischen auch eine serologische Untersuchung durchgeführt. Hierbei mußte berücksichtigt werden, daß bei Reptilien häufig laktosepositive Salmonellen vorkommen (HABERMALZ u. PIETSCH 1973). Es wurde eine halbe Öse Kulturmaterial mit einem Tropfen omnivalenten Salmonellen-Antiserum (Fa. Beringwerke) auf einem Objektträger verrieben. Im positiven Fall kam es zu einer Agglutination. Eine Gegenkontrolle erfolgte mit einem Tropfen physiologischer NaCl-Lösung. Bei einer positiven Reaktion des Kulturmaterials mit dem omnivalenten Salmonellenantiserum wurden nacheinander die polyvalenten Antiseren I, II und III (Fa. Beringwerke) getestet. Sofern der Salmonellennachweis aus einer Abszeßprobe erfolgte, wurde der Stamm zur weiteren Differenzierung an das Bundesamt für gesundheitlichen

Verbraucherschutz und Veterinärmedizin (BgVV), Berlin gesandt. Bei einem Salmonellennachweis aus Maulhöhlen- oder Kloakentupferproben wurde hierauf verzichtet, da schon zahlreiche Untersuchungen zum Nachweis von Salmonellen bei Reptilien vorliegen (z. B. MÜLLER 1972; HABERMALZ u. PIETSCH 1973; McCOY u. SEIDLER 1973; ROGGENDORF u. MÜLLER 1976; BEEHLER u. SAURO 1983; GÖBEL et al. 1991).

3.5.2.2 Gramnegative, oxidasenegative und nichtfermentative Diplokokken

Gramnegative, teilweise nur unvollständig entfärbte Diplokokken, die glatte, opake Kolonien bildeten, wurden vorläufig der Gattung *Acinetobacter* zugeordnet. Unbeweglichkeit und das Fehlen der Nitratreduktase wurden als Bestätigung der vorläufigen Diagnose bewertet (BERGER 1992). Obwohl in BERGY'S MANUAL OF SYSTEMATIC BACTERIOLOGY OF SYSTEMATIC BACTERIOLOGY (1984) nur eine Art anerkannt ist, erfolgte eine weitere Charakterisierung nach biochemischen Merkmalen, wie es BERGER (1992) empfahl. Hierzu wurde das Wachstum bei 30°C und 37°C, der Citrat- und Glukoseabbau, sowie die Gelatineverflüssigung kontrolliert. Zusätzlich wurde das Hämolyseverhalten beurteilt.

3.5.2.3 Gramnegative, oxidasepositive und fermentative Bakterien

Bei Kulturen, bei denen sowohl die Oxidasereaktion, als auch der oxidative und fermentative Glukoseabbau deutlich positiv ausfielen, wurden folgende Reaktionen in der „Bunten Reihe“ geprüft:

- | | |
|----------------------------|---------------------------|
| -Arabinoseverwertung | -Indolbildung |
| -Äskulinspaltung | -H ₂ S-Bildung |
| -Gelatineverflüssigung | -Saccharoseabbau |
| -Glukoseabbau + Gasbildung | -Salicinabbau. |

Die Bebrütung erfolgte für 24 Stunden bei 30°C.

Bei verzögert oxidasepositiven Kulturen, die sich im Grampräparat als kokkoide Stäbchen darstellten und im MFN-Medium unbeweglich waren, wurden statt der oben aufgeführten „Bunten Reihe“ folgende Reaktionen kontrolliert (MANNHEIM et al. 1992):

- | | |
|----------------------------|------------------|
| -Glukoseabbau + Gasbildung | -Inositabbau |
| -Saccharoseabbau | -Salicinabbau |
| -Galaktoseabbau | -Äskulinspaltung |
| -Mannoseabbau | -Rhamnoseabbau. |
| -Fruktoseabbau | |

Als zur Gattung *Pasteurella* sensu stricto gehörig, wurden die Bakterienstämme bewertet, bei denen die ersten fünf Reaktionen positiv (Glukoseabbau ohne Gas) und die letzten vier Reaktionen negativ ausfielen (MANNHEIM et al. 1992).

Als zusätzliche Reaktionen wurden beurteilt:

- | | |
|--------------------|-------------------------------|
| -Dulcitolabbau | -Mannitolabbau |
| -Harnstoffspaltung | -Ornithindecaboxylasenachweis |
| -Indolbildung | -Sorbitabbau |
| -Maltoseabbau | -Trehaloseabbau. |

Ergänzend wurde das kommerzielle Testsystem API 20 NE (Fa. bioMérieux) eingesetzt. Die zu differenzierenden Bakterien wurden nach Herstellerangaben suspendiert und in die Mikroröhrchen pipettiert. Nach einer 48stündigen Bebrütung bei 30°C und der erforderlichen Beschickung mit Reagenzien erfolgte eine Auswertung mit Hilfe der Identifizierungssoftware „ApiLapPlus“ (Version 3.3.3).

3.5.2.4 Gramnegative, oxidasepositive, nichtfermentative Stäbchenbakterien

Die Bakterien, die die genannten Eigenschaften aufwiesen, wurden anhand weiterer Merkmale in drei Untergruppen eingeteilt (modifiziert nach BERGER u. PIOTROWSKI 1981; GÖBEL 1990).

Tabelle 6: Unterteilung der gramnegativen, oxidasepositiven und nicht-fermentativen Bakterien

| Merkmal | Gruppe 1 | Gruppe 2 | Gruppe 3 |
|---------------|----------|----------|----------|
| Beweglichkeit | + | + | - |
| Fluoreszenz | + | - | - |

Bei Bakterien, die in Tabelle 6 der Gruppe 1 zugeordnet wurden, erfolgte eine weitergehende Untersuchung folgender Merkmale nach BERGER und PIOTROWSKI (1981) sowie GRAEVENITZ (1992):

- Arginindehydrolasenachweis
- Reduktion von Nitrat und Nitrit
- Gelatineverflüssigung
- Trehaloseabbau
- Lecithinasenachweis
- Wachstum bei 5°C und 37°C.

Die Bebrütung erfolgte bei 30°C, die Ergebnisse wurden nach 48 Stunden abgelesen. Die Gelatineverflüssigung wurde noch einmal nach fünf Tagen beurteilt. Zusätzlich wurde das kommerzielle Testsystem API 20 NE (Fa. bioMérieux) eingesetzt.

Bei Bakterien, die in Tabelle 6 der Gruppe 2 zugeordnet wurden, erfolgte eine weitergehende Untersuchung folgender Merkmale (BERGER u. PIOTROWSKI 1981; GRAEVENITZ 1992):

- Arginindehydrolasenachweis
- Maltoseabbau
- Fruktoseabbau
- Mannitabbau
- Glukoseabbau+ Gasbildungsvermögen
- Reduktion von Nitrat und Nitrit
- Laktoseabbau
- Xyloseabbau.
- Lysindecaboxylaseabbau

Die „Bunten Reihen“ wurden bei 30°C bis zu fünf Tage bebrütet. Bei der Beurteilung der Bakterien der Gruppe 2 mußte berücksichtigt werden, daß auch nicht fluoreszierende Stämme der normalerweise fluoreszierenden Arten *Pseudomonas aeruginosa*, *fluorescens* und *putida* vorkommen können (GRAEVENITZ 1992).

Ergänzend wurde das kommerzielle Testsystem API 20 NE (Fa. bioMérieux) eingesetzt.

Bei Bakterien, die nach Tabelle 6 der Gruppe 3 zugeordnet wurden, erfolgte zunächst eine Beurteilung der Pigmentierung der Kolonien. Die Keime dieser Gruppe wurden einem API 20 NE (Fa. bioMérieux) unterzogen.

3.6 Weiterführende Untersuchung der anaerob bebrüteten Kulturen

Von jedem morphologisch einheitlichem Kolonietyp wurde eine Kolonie aus der Mischkultur isoliert und zur Gewinnung einer Reinkultur auf Schaedler-II-Agar subkultiviert. Die Reinkultur wurde auf Blutagar subkultiviert und aerob bebrütet, um fakultative und obligate Anaerobier voneinander abzugrenzen. Des Weiteren wurde eine Gramfärbung durchgeführt. Eine erste Einteilung der Bakterien erfolgte anhand der Koloniemorphologie, dem Wachstum auf den verschiedenen Nährböden und der Gramfärbung. Die Untersuchung der fakultativ anaeroben Keime wurde nach den in Kapitel 3.4 beschriebenen Methoden durchgeführt.

3.6.1 Grampositive Bakterien

Es erfolgte eine Unterteilung in sporenbildende und sporenlose Stäbchen. Die sporenbildenden Stäbchen wurden den Clostridien zugeordnet. Die sporenlosen Stäbchen wurden auf ihre Fähigkeit zur Katalasebildung getestet. Eine weitergehende Differenzierung der sporenlosen Stäbchen und grampositiven Kokken wurde nicht durchgeführt.

3.6.2 Gramnegative Bakterien

Keime, die sich in der Gramfärbung als zarte, pleomorphe Stäbchen darstellten, wurden zusätzlich zu der Subkultivierung auf Schaedler-II-Agar auch auf Schaedler-IV- und Galle-Äskulin-Agar subkultiviert. Bei Wachstum auf den beiden letztgenannten Nährböden und einer Schwarzfärbung des Galle-Äskulin-Agars wurden diese der *Bacteroides-fragilis*-Gruppe zugeordnet. Eine weiterführende Differenzierung erfolgte nicht.

3.7 Weiterführende Untersuchung der Pilze

3.7.1 Hefepilze

Nach einer makroskopischen und mikroskopischen Beurteilung wurde ein kommerzieller Teststreifen zur Identifizierung von Hefen (ID 32 C, Fa. bioMérieux) eingesetzt. Der Teststreifen umfaßt 32 standardisierte Assimilationsreaktionen. Eine Kolonie des zu testenden Hefepilzes wurde nach Herstellerangaben suspendiert. Die Suspension wurde in die Vertiefungen des Teststreifens, die jeweils ein dehydriertes Kohlenhydrat enthielten, pipettiert. Nach 48 Stunden erfolgte die Ablesung der Reaktionen. Für die Auswertung wurde die Identifizierungssoftware „ApiLabPlus“ (Version 3.3.3) eingesetzt.

3.7.2 Schimmelpilze

Von den Schimmelpilzen wurde zunächst ein Tesafilmpräparat hergestellt und mit Lactophenolblau gefärbt. Zur Differenzierung wurde die mikroskopische und makroskopische Beurteilung herangezogen. Die weitere Bestimmung der aus den Abszessen stammenden Schimmelpilze erfolgte durch Frau Dr. Ute Siesennop, Institut für Mikrobiologie und Tierseuchen.

3.8 Statistische Auswertung der Ergebnisse

Die statistische Auswertung erfolgte mit dem Computerprogramm „Statistical Analysis System“ (SAS). Hierzu wurden die Ergebnisse der Befragung der Besitzer gesunder und erkrankter Echsen zunächst in Exceldateien erfaßt und kodiert (siehe Kap. 8.6). Als nächstes wurden die quantitativen Faktoren Terrariengröße und Terrarientemperatur durch eine Bewertung in qualitative Daten überführt und kodiert (Tabelle 7, 8). Hierzu wurden die folgenden Einteilungen vorgenommen.

Tabelle 7: Einteilung der Terrariengröße

| Kodierung | 1 | 2 | 3 |
|-----------|---|---------------------------------------|---|
| Bedingung | Mindestanforderung des BMELF nicht erfüllt* | Mindestanforderung des BMELF erfüllt* | Optimalanforderung nach KÖHLER (1998) erfüllt** |

*siehe Kap. 3.1 (Tabelle 3); **siehe Kap. 3.1 (Tabelle 4)

Tabelle 8: Einteilung der Temperaturen im Terrarium nach Tabelle 4

| Kodierung | 1 | 2 | 3 |
|--------------|------------|------------|---------|
| Bedeutung | zu niedrig | angemessen | zu hoch |
| Tagesmaximum | <40°C | 40-45°C | >45°C |
| Tagesminimum | <20°C | 20-25°C | >25°C |
| Nachtminimum | <20°C | 20-25°C | >25°C |

Die Vergesellschaftungsformen wurden unterteilt in Einzelhaltungen, artgleiche und artfremde Vergesellschaftung. In Abhängigkeit von der Gruppenkonstellation wurde eine Unterteilung der artgleichen Vergesellschaftung in günstige und ungünstige Gruppenzusammenstellungen vorgenommen (siehe Tabelle 9).

Tabelle 9: Einteilung der Vergesellschaft

| Kodierung | 1 | 2 | 3 | 4 |
|-------------|---------------|---|---|-----------------|
| Bedingung | Einzelhaltung | 1, X; 0, X; bis drei adulte Echsen | 2, X; mehr als drei adulte Echsen | artfremde Tiere |
| Beurteilung | | günstig | ungünstig | je nach Art |

1, X = eine männliche und X weibliche Echsen, 0, X = keine männliche und X weibliche Echsen, 2, X = zwei männliche und X weibliche Echsen

Die Auseinandersetzungen wurden unter Berücksichtigung des Auftretens verschiedener Verhaltensweisen sowohl des dominanten als auch des rangniedrigeren Tieres beurteilt. Es erfolgte eine Unterteilung in leichtere und schwerere Auseinandersetzungen (siehe Tabelle 10).

Tabelle 10: Einteilung der Auseinandersetzungen

| keine Auseinander- setzungen | leichte Auseinander- setzungen | schwere Auseinandersetzungen |
|--|--|--|
| Drohverhalten nie bis maximal wöchentlich | nur Drohverhalten, häufiger als wöchentlich | Futterverweigerung des Rangniedrigeren |
| | Beißereien, gegenseitiges Jagen, Vertreiben vom Futter bis maximal einmal wöchentlich | Beißereien, gegenseitiges Jagen, Vertreibung vom Futter häufiger als einmal wöchentlich |

Die Exceldateien wurden in das ASCII-Format umgewandelt und dann in das SAS-Programm übernommen. Als nächstes wurden die Häufigkeiten der verschiedenen Faktoren in Abhängigkeit der Gruppenzugehörigkeit der Echsen (Gruppe 1= an Abszessen erkrankt, Gruppe 2= gesund) untersucht. Hierzu wurden Tiere, die bei einem Besitzer in verschiedenen Terrarien untergebracht waren, als getrennte

Haltungen erfaßt. Die Berechnung der Häufigkeitsverteilung erfolgte mit einem in SAS geschriebenen Programm (siehe Kap.8.6). Dann wurde die Abhängigkeit des Anteils der kranken Echsen von qualitativen Risikofaktoren untersucht. Hierbei wurde der Chiquadrattest eingesetzt. Bei Feldern, die maximal fünf Werte enthielten, wurde statt dessen der zweiseitige Chiquadratexakttest nach Fisher eingesetzt. Das Programm wurde in Kap. 8.6 aufgeführt.

4 Ergebnisse

4.1 Ergebnisse der Besitzerbefragung

Die Reptilienbesitzer waren insgesamt sehr aufgeschlossen und gerne bereit, die gestellten Fragen zu beantworten. Insgesamt beantworteten 50 Besitzer erkrankter und 50 Besitzer gesunder Grüner Leguane den Fragebogen. Die Halter gesunder Grüner Leguane hielten ihre Tiere teilweise in mehreren Terrarien. Diese wurden in der statistischen Auswertung als getrennte Haltungen erfaßt. Hierdurch wurden 70 Terrarienhaltungen in die Untersuchung einbezogen. Da teilweise mehrere Echsen in einem Terrarium gehalten wurden, erfolgte eine Erfassung der Werte von insgesamt 100 gesunden Echsen. Von den Besitzern erkrankter Echsen wurden nur die Haltungsparameter des Terrariums erfaßt, in dem die erkrankten Echsen gehalten wurden. Die Einzelergebnisse zur Haltung wurden im Anhang aufgeführt (Kap. 8.5). Eine statistische Auswertung wurde nur bei den Haltungsangaben der Grünen Leguane durchgeführt, da bei den anderen Arten die Datenbasis der erkrankten Tiere zu klein war, um eine Aussage über Unterschiede in der Haltung gesunder und erkrankter Echsen zu treffen.

4.1.1 Allgemeine Angaben zu den Echsen

Das Alter der an Abszessen erkrankten und der gesunden Grünen Leguane lag zwischen drei Monaten und 16 Jahren. Die Tiere waren mindestens zwei Monate und maximal 14 Jahre bei ihren jetzigen Besitzern. Es handelte sich um 75 weibliche und 62 männliche Tiere, bei 13 Echsen war das Geschlecht unbekannt. Bei den Echsen mit unbekanntem Geschlecht handelte es sich um juvenile oder semiadulte Tiere. Bei den meisten Tieren handelte es sich um die Nominatform des Grünen Leguans *Iguana iguana iguana*. Drei Echsen der an Abszessen erkrankten Gruppe und fünf

Echsen der gesunden Vergleichsgruppe gehörten der Unterart *Iguana iguana rhinolopha* an. Bei diesen Werten gab es keine signifikanten Unterschiede zwischen den beiden Gruppen ($\chi^2 > 0,05$). Die Zusammensetzung der Gruppe der an Abszessen erkrankten und der gesunden Tiere wurde in Tabelle 11 zusammengestellt.

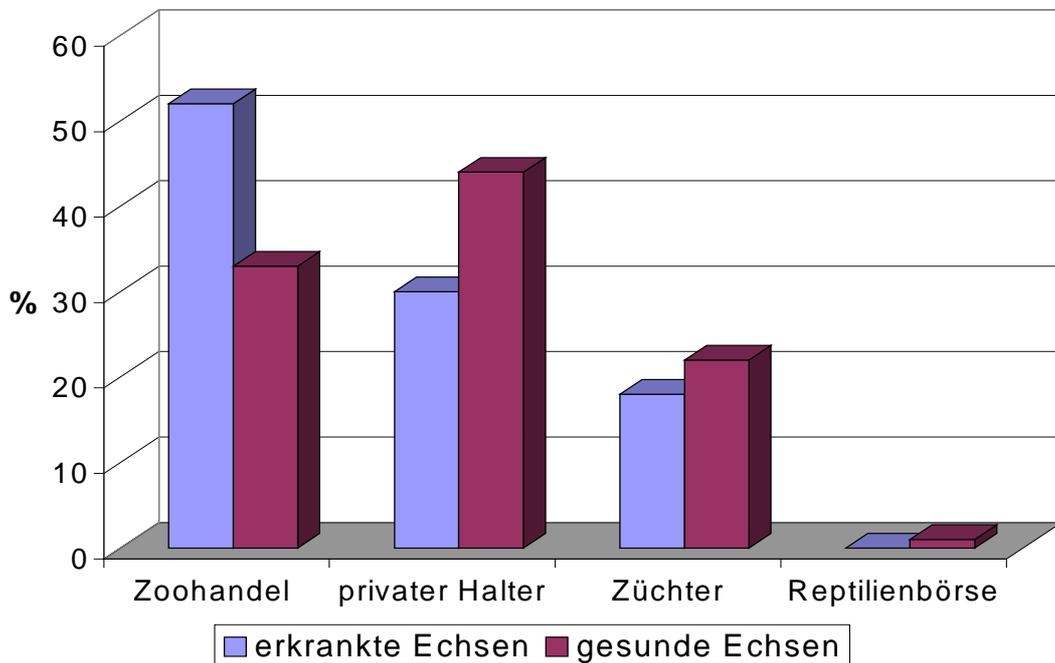
Tabelle 11: Unterart-, Geschlechts- und Altersangaben zu den Echsen

| | <i>I. i. iguana</i> | <i>I. i. rhinolopha</i> | Geschlecht | Alter |
|------------------|---------------------|-------------------------|-----------------|--------------|
| erkrankte Echsen | 47 | 3 | 21 m, 25 w, 4 ? | 4 Mo.- 8 J. |
| gesunde Echsen | 95 | 5 | 41 m, 50 w, 9 ? | 3 Mo.- 16 J. |

I. i. iguana= *Iguana iguana iguana*, *I. i. rhinolopha*= *Iguana iguana rhinolopha*

m = männlich, w = weiblich, ? = Geschlecht unbekannt

Die meisten Echsen waren im Zoogeschäft erworben worden. Dies galt sowohl für gesunde als auch für erkrankte Tiere, jedoch lag der Anteil bei den erkrankten mit 52% deutlich über dem Anteil bei den gesunden Tieren (33%). Von privaten Haltern stammten 44% der gesunden und 30% der erkrankten Tiere. Diese wurden oft als Adulte oder Semiadulte übernommen, wenn sie dem Ersthalter zu groß geworden waren. Ein kleinerer Teil der Leguane wurde direkt beim Züchter gekauft. Bei den Haltern gesunder Leguane lag der Anteil mit 22% über dem Wert bei erkrankten Tieren (18%). Von einer Reptilienbörse stammte nur ein gesundes Tier. Bei den aus dem Zoonhandel stammenden Echsen handelte es sich in der Regel um Exporttiere aus Süd- und Mittelamerika. Die Echsen, die von privaten Haltern, nicht jedoch vom Züchter übernommen wurden, waren zu 70% Wildfänge oder amerikanische Farmnachzuchten und zu 30% europäische Nachzuchten. Die Herkunft der Tiere wurde in Abbildung 1 dargestellt.

Abb. 1: Herkunft der gesunden und erkrankten Echsen

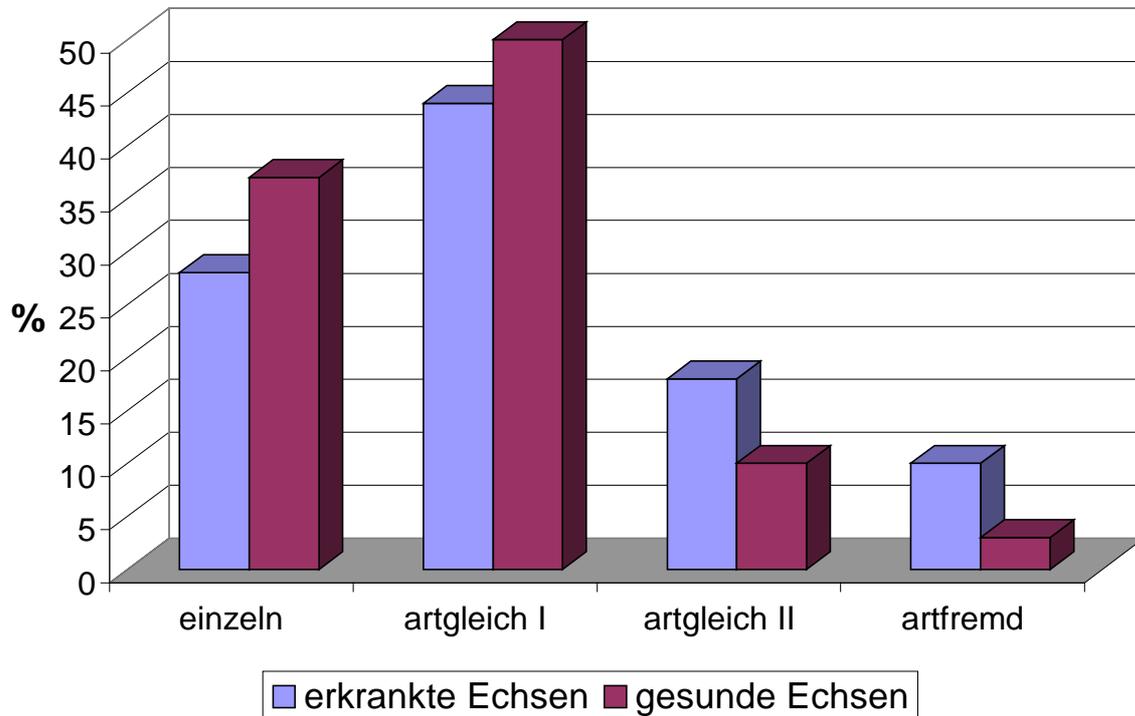
4.1.2 Haltung der Echsen

Die meisten Echsen wurden mit anderen Tieren zusammen gehalten. Das Spektrum der Vergesellschaftung reichte von Artgenossen bis zu Wasserschildkröten und Schlangen. Beispielsweise lebte ein Leguan mit einer *Boa constrictor* zusammen in einem Terrarium. Der Anteil einzeln gehaltener Echsen betrug in der Gruppe der erkrankten Tiere 28% und lag damit deutlich unter den Werten der gesunden Grünen Leguane (37%). Der Anteil in ungünstigen Gruppenszusammenstellungen bzw. mit artfremden Reptilien lebender Echsen betrug bei den erkrankten Tieren 18% bzw. 10% und übertraf damit die Werte bei den gesunden Tieren (10% bzw. 3%). Die Verteilung auf die verschiedenen Haltungsformen war in den beiden Gruppen jedoch nicht signifikant unterschiedlich ($\chi^2 > 0,05$). Ein Beispiel für eine ungünstige Gruppenszusammenstellung ist auf Abbildung 2 zu sehen. Die Häufigkeitsverteilung der unterschiedlichen Vergesellschaftungsformen wurde in Abbildung 3 zusammengefaßt.

Abb. 2: Zwei gemeinsam gehaltene männliche Grüne Leguane:

Das auf der Abbildung links zu sehende Männchen ist dominant und zeigt ausgeprägte sekundäre Geschlechtsmerkmale, während das rangniedrigere Tier auf der rechten Seite den Habitus eines Weibchens hat. Die beiden Echsen sind gemeinsam aufgewachsen. In dem Bestand traten häufig Abszesse auf.



Abb. 3: Vergesellschaftungsformen der gesunden und erkrankten Echsen

artgleich I = günstige Gruppenzusammenstellung (siehe Kap. 3.8, Tabelle 9)

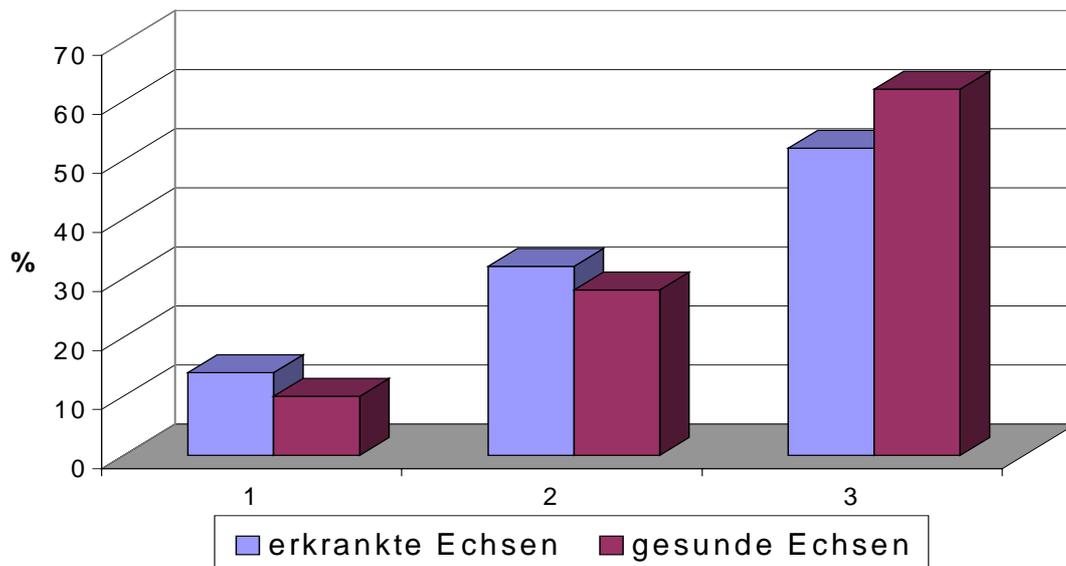
artgleich II = ungünstige Gruppenzusammenstellung (siehe Kap. 3.8, Tabelle 9)

Die Echsen wurden alle in Terrarien bzw. in Zimmern, die ausschließlich der Echsenhaltung dienen, untergebracht. Eine Haltung in Wohnräumen kam nicht vor. Jeweils circa 50% (gesunde 48%, erkrankte 52%) der Echsen durften sich stundenweise je nach Außentemperaturen unter Aufsicht frei in der Wohnung bewegen.

Die Terrarienmaße waren sehr unterschiedlich, jedoch erfüllte die Mehrheit der Halter die Mindestanforderungen des Gutachtens des BMELF (siehe Kap. 3.1). Von den erkrankten Echsen wurden 14% in Terrarien gehalten, welche die Mindestanforderungen nicht erfüllten. Die Mindest-, aber nicht die Optimalanforderungen waren bei 34% der Haltungen erfüllt und in 52% wurden die Leguane in die Optimalmaße erfüllenden Terrarien gehalten. Die Halter orientierten sich in der Regel an der baumbewohnenden Lebensweise des Grünen Leguans und

richteten entsprechend hohe Terrarien ein. In der Terrariengröße für gesunde Leguane gab es keine signifikanten Unterschiede zu den erkrankten Echsen ($\chi^2 > 0,05$). Eine Übersicht über die prozentualen Anteile der verschiedenen Terrariengrößen bei den gesunden und erkrankten Echsen gibt Abbildung 4.

Abb. 4: Terrariengröße bei gesunden und erkrankten Echsen



1= Mindestanforderungen des BMELF nicht erfüllt (siehe Kap. 3.1)

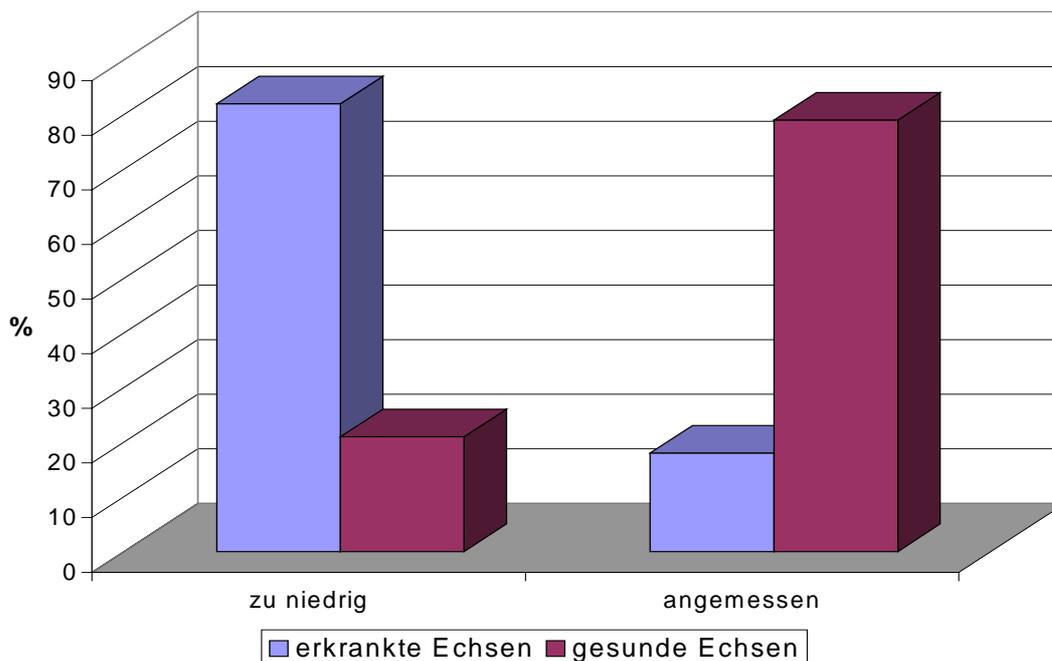
2= Mindestanforderungen des BMELF erfüllt, Optimalanforderungen nicht erfüllt (siehe Kap. 3.1)

3= Optimalanforderungen erfüllt (siehe Kap.3.1)

Die Tages- und Nachttemperaturen ihrer Terrarien waren den meisten Besitzern bekannt. Die Messung erfolgte in der Regel mit Minimum-Maximum-Thermometern. Allerdings gaben einige langjährige Halter und Züchter an, die Temperatur mittlerweile ohne Messungen zu regulieren. Diese Haltungen mußten von der Untersuchung ausgeschlossen werden. Die Temperaturen im kühleren Bereich der Terrarien waren in den allermeisten Fällen angemessen. Nur in einem Fall wurden zu niedrige und bei 10% der Erkrankten bzw. 2% der Gesunden zu hohe Werte angegeben. Anders sah es bei den Maximalwerten aus, so gaben 82% der Halter

erkrankter Leguane Temperaturen an, die unter dem Grenzwert von 40°C lagen. Extrem niedrigen Temperaturen von maximal 30°C waren 54% der erkrankten Leguane ausgesetzt. Bei Besitzern gesunder Echsen kam dies nur in 6% (maximal 30°C) bzw. 21% der Fälle vor. Die erkrankten Echsen wurden somit bei hochsignifikant niedrigeren Temperaturen ($\chi^2 < 0,01$) als die gesunden Echsen gehalten. Die prozentuale Verteilung der Tagesmaximaltemperaturen wurde in Abbildung 5 dargestellt. Bei zwei der drei Bestände, in denen Abszesse gehäuft vorkamen, wurden die Tiere ebenfalls bei deutlich zu niedrigen Temperaturen gehalten. Die Nachttemperaturwerte zeigten in der Regel nur geringe bis keine Abweichungen von der Norm (siehe Kap. 8.5).

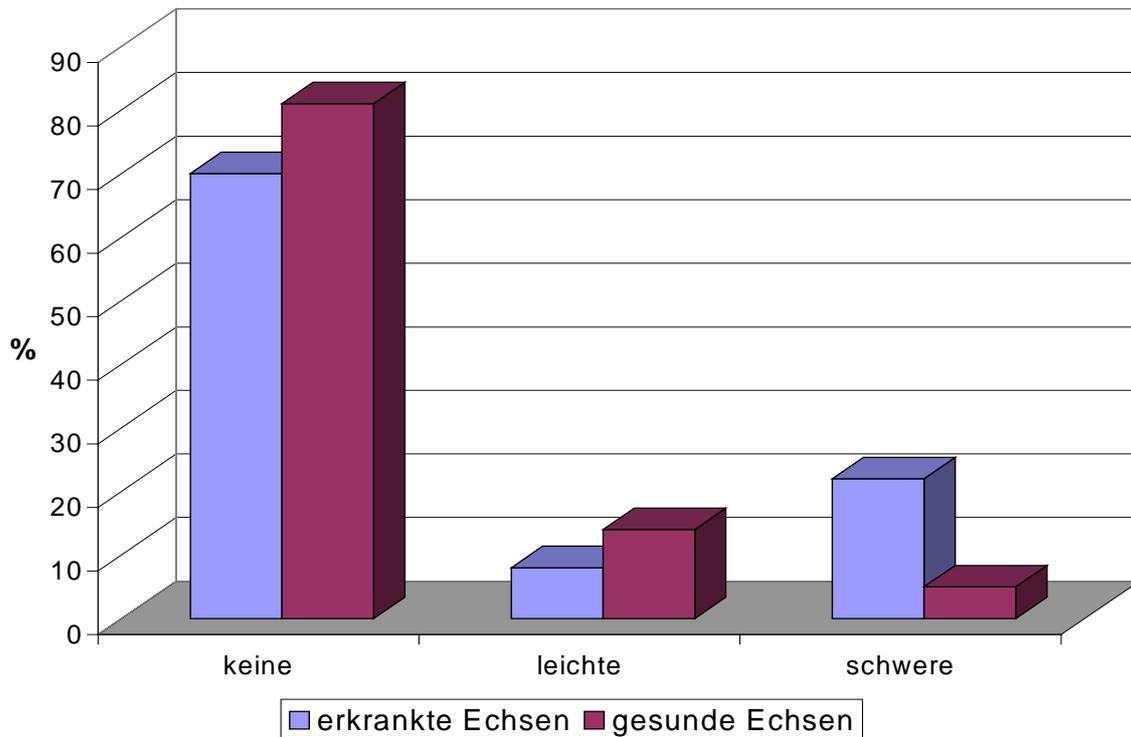
Abb. 5: Tagesmaximaltemperaturen an den wärmsten Plätzen des Terrariums



Obwohl auch die Luftfeuchtigkeit ein wichtiger Parameter zur Beeinflussung des Wohlbefindens Grüner Leguane ist (KÖHLER 1998), mußte auf die Erhebung dieses Wertes verzichtet werden, da ein erheblicher Anteil der Besitzer keine regelmäßige Messung der Luftfeuchte durchführte.

Die Ergebnisse zur Erfassung der Auseinandersetzungen zwischen den Echsen, zeigten jahreszeitliche Schwankungen. So traten, wie zu erwarten war, die meisten Auseinandersetzungen in der Paarungszeit auf. Diese kann im Terrarium zu unterschiedlichen Jahreszeiten stattfinden (KÖHLER 1998; SCHARDT 1998). Die befragten Halter gaben an, daß sie Paarungsverhalten am häufigsten in den Monaten Dezember bis März beobachteten. Bei 30% der erkrankten Echsen war es in den letzten zwei Monaten zu Auseinandersetzungen gekommen, wobei es bei 8% der erkrankten Echsen zu leichten und bei 22% zu schweren Auseinandersetzungen kam. In Grenzfällen wurde der Grad der Auseinandersetzungsstärke nach einer weitergehenden mündlichen Befragung festgesetzt. Bei den gesunden Echsen kamen hochsignifikant weniger Auseinandersetzungen vor: 81% der Echsen waren nicht in Auseinandersetzungen verstrickt. Bei 14% der Tiere war es zu leichten und bei 5% zu schweren Auseinandersetzungen gekommen (zweiseitiger Fisher's Exact Test 0,0007). Die Häufigkeit der Auseinandersetzungen bei gesunden und erkrankten Leguanen wurde in Abbildung 6 dargestellt. Im Rahmen der Auseinandersetzungen zwischen den Leguanen oder durch andere Einflüsse (zweimal Verbrennungen, fünfmal Kratzverletzungen, dreimal unklare Ätiologie) war es bei 34% der an Abszessen erkrankten Echsen zu Verletzungen gekommen. Dabei befand sich in 70% der Fälle eine der Verletzungen in Abszeßnähe. Bei den gesunden Tieren traten hochsignifikant seltener Verletzungen auf ($\chi^2 < 0,05$). In dieser Gruppe waren nur bei 8% der Tiere Verletzungen aufgefallen.

Bei einem Teil der erkrankten Echsen fielen bei der klinischen Untersuchung der Tiere und der mündlichen Befragung der Besitzer belastende Umstände auf, die durch den Fragebogen nicht direkt erfaßt wurden. So waren fünf Echsen von Milben befallen und bei zweien waren vor kurzem neue Tiere in die Gruppe eingeführt worden.

Abb. 6: Auseinandersetzungen zwischen den Echsen

4.2 Ergebnisse der Untersuchung der Abszesse

4.2.1 Allgemeine Ergebnisse

Im Rahmen dieser Dissertation wurden 69 Abszesse von 50 Grünen Leguanen und 10 anderen Arten angehörenden Echsen untersucht. Die letztgenannten Echsen verteilten sich auf folgende Arten:

- Bartagame (*Pogona vitticeps*): vier Tiere
- Wasseragame (*Physignathus concincinus*): vier Tiere
- Stirnlappenbasilisk (*Basiliscus plumifrons*): zwei Tiere

Die Ergebnisse dieser Tiere wurden im Anhang aufgeführt (siehe Kap. 8.5).

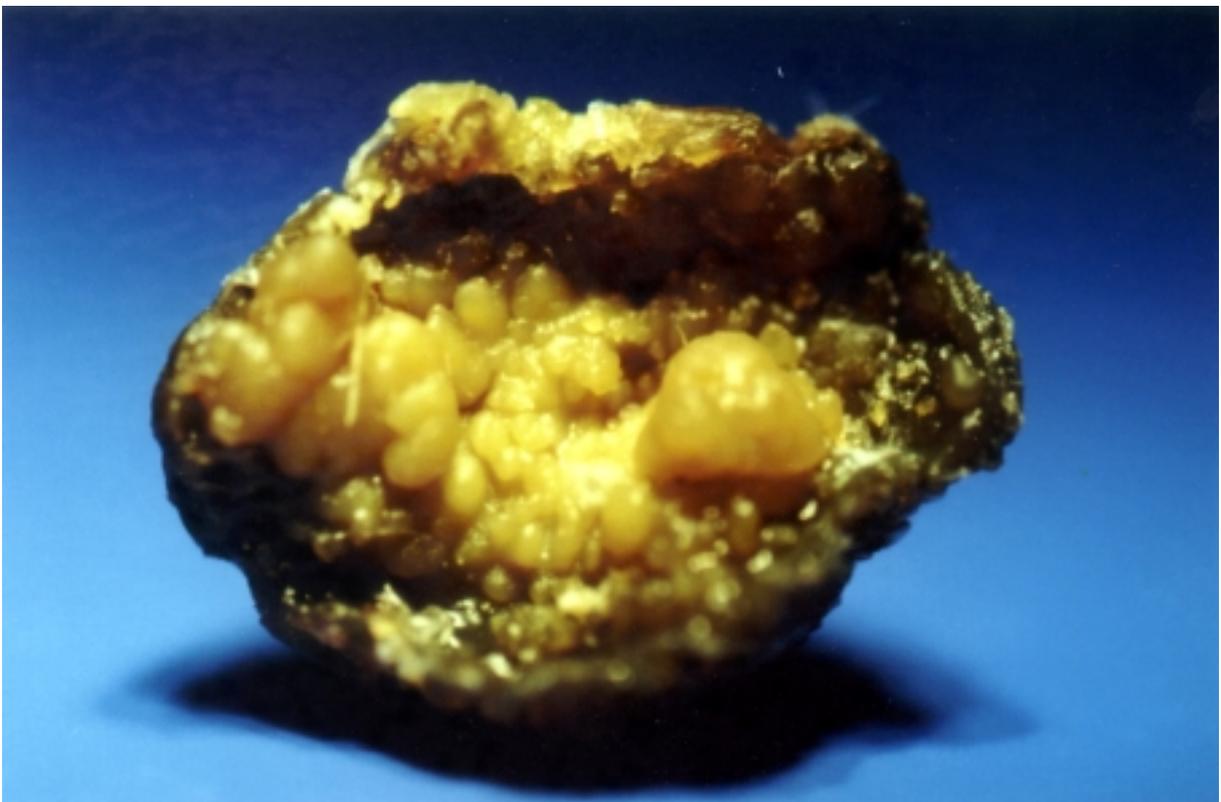
Bei allen chirurgisch entfernten Abszessen war der Eiter von pastöser bis fester Konsistenz. Die Abszesse traten an verschiedenen Körperstellen auf. Besonders häufig waren Abszesse im Kopfbereich (49,1%). Diese waren zu 41,4% ausschließlich subkutan gelegen. In 58,6% war der Kieferknochen mit in den Abszeß einbezogen. Diese Abszesse des Ober- und Unterkiefers nahmen eine Sonderstellung ein, da es bei ihnen immer zu einer Einschmelzung von Knochensubstanz kam und keine bindegewebige Abkapslung möglich war. Außerdem hatten fünf dieser Abszesse eine Öffnung zur Maulhöhle hin, so daß eine sterile Probennahme nur mit Einschränkung möglich war. In absteigender Reihenfolge kamen folgende Lokalisationen vor: Kopf (49,1%), Gliedmaßen (33,9%) Schwanz (10,2%) und Rumpf (6,8%).

Mit Ausnahme der Kieferabszesse und sechs weiterer Abszesse traten alle Abszesse als solide, gut abgekapselte Knoten auf (siehe Abbildung 7). Sechs Tiere (12%) hatten mehr als einem Abszeß. Von einer dieser Echsen stand nur eine Abszeßprobe zur Untersuchung zur Verfügung. Bei sechs Tieren (12%) kam es zu wiederholten Abszeßbildungen innerhalb des Untersuchungszeitraums. Von zwei dieser Echsen konnten mehrmals Proben genommen werden. In drei Fällen kam es zu wiederholten und häufigen Erkrankungen innerhalb einer Haltung. Die Ausbildung der Abszesse war sehr unterschiedlich. So zeigten acht Echsen (16%) eine massive Bindegewebsproliferation, die zur Ausbildung einer sehr dicken Abszeßkapsel führte. In drei Extremfällen (6%) war innerhalb der Abszeßkapsel nur noch ein stecknadelkopfgroßer, zentraler Eiterkern vorhanden, während der Abszeß durch die dicke Kapsel einen Durchmesser von bis zu einem Zentimeter erreichte. Bei anderen Tieren bestand der Abszeß aus zahlreichen Mikroabszessen, die sich zwischen das gesunde Gewebe schoben (siehe Abb. 8). Dies war bei vier Tieren (8%) der Fall. Ein Zusammenhang zwischen der Abszeßform und den Haltungstemperaturen oder dem beteiligten Erreger konnte nicht festgestellt werden.

Abb. 7: Gut abgekapselter Abszeß, der eine sehr feste Konsistenz hatte:



Abb. 8: Abszeß, der aus zahlreichen kleinen Abszeßknoten bestand:



4.2.2 Keimflora aus den Abszessen der Grünen Leguane

In der Gramfärbung dominierten in 70% der Fälle die gramnegativen Stäbchen. In 10% der Fälle kamen in erster Linie grampositive Kokken vor. Weitere 10% der Färbungen zeigten ein uneinheitliches Bild. In 10% waren nur vereinzelte Bakterien erkennbar, so daß keine Aussage über das Vorherrschen grampositiver oder gramnegativer Keime möglich war. Die Ziehl-Neelsen-Färbung führte in keinem Fall zu einem Nachweis säurefester Stäbchen. Bei fünf Abszeßproben mußte mangels einer ausreichenden Materialmenge auf die Ziehl-Neelsen-Färbung verzichtet werden.

Von den untersuchten Proben erbrachten sieben ein negatives Ergebnis. In zwölf Fällen lag eine Reinkultur vor. Die in Reinkultur nachgewiesenen Erreger wurden in Tabelle 12 aufgeführt. Die übrigen Proben enthielten eine Mischflora, die aus zwei bis fünf beteiligten Bakterien bestand. Die Befunde der einzelnen Abszesse wurden im Anhang aufgeführt (siehe Kap. 8.5).

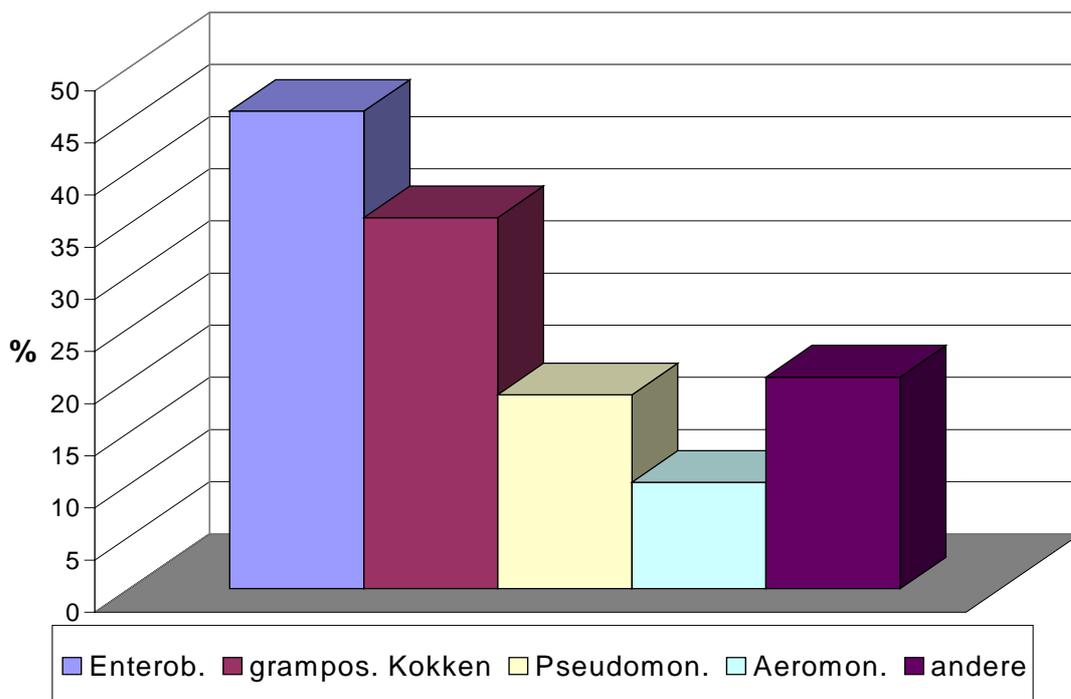
Tabelle 12: In Reinkultur nachgewiesene Erreger

| Nachgewiesener Erreger | Nachweishäufigkeit |
|---|--------------------|
| <i>Aeromonas hydrophila</i> | 2 |
| <i>Klebsiella pneumoniae</i> ¹ | 1 |
| <i>Proteus vulgaris</i> | 1 |
| <i>Providentia rettgeri</i> | 1 |
| <i>Pseudomonas aeruginosa</i> | 2 |
| <i>Pseudomonas stutzeri</i> | 1 |
| <i>Salmonella</i> sp. (Subsp. IV) | 1 |
| <i>Serratia liquefaciens</i> | 1 |
| <i>Serratia marcescens</i> | 1 |
| <i>Staphylococcus aureus</i> | 1 |

¹ ssp. *pneumoniae*

Am häufigsten wurden in den Abszessen gramnegative, zu den Enterobacteriaceen gehörende Stäbchen nachgewiesen (45,7%). Hierbei handelte es sich in sechs Fällen um Reinkulturen (10,2%). Am zweithäufigsten wurden grampositive Kokken nachgewiesen. Ihr Nachweis gelang bei 35,6% der Abszesse. Bei diesen Keimen lag nur in einem Fall eine Reinkultur vor. Pseudomonaden und Aeromonaden wurden in 18,6% bzw. 10,2% der Fälle nachgewiesen. In 20,3% der Proben kamen zu keiner der oben genannten Gruppen gehörende Keime vor. Die Verteilung der nachgewiesenen Erreger auf die verschiedenen Bakteriengruppen zeigt Abbildung 9.

Abb. 9: Nachweishäufigkeit von verschiedenen Bakteriengruppen aus den Abszessen



Enterob.= *Enterobacteriaceae*, grampos. Kokken= grampositive Kokken, Pseudomon.= *Pseudomonas* sp., Aeromon.= *Aeromonas* sp., andere= zu keiner der genannten Bakteriensektionen gehörend

Im Folgenden wurde auf die einzelnen Bakteriengruppen in der Reihenfolge ihrer Häufigkeit eingegangen. Reinkulturen wurden besonders berücksichtigt. Innerhalb

der Familie der *Enterobacteriaceae* wurden *Citrobacter* sp., *Klebsiella* sp., *Morganella morganii*, *Pantoea* sp., *Proteus* sp. und *Serratia* sp. mehrfach und teilweise mit einem hochgradigen Keimgehalt nachgewiesen. Die nachgewiesenen *Serratia marcescens*- Stämme waren in zwei Fällen unpigmentiert. Als Reinkulturen wurden je einmal *Salmonella* sp. (Subsp. IV 11: z4, z32: -), *Proteus vulgaris*, *Klebsiella pneumoniae* ssp. *pneumoniae*, *Serratia liquefaciens*, *Serratia marcescens* und *Providencia rettgeri* nachgewiesen. Weitere Enterobacteriaceen kamen als Einzelbefunde oder mit einem geringen Keimgehalt in Mischkulturen vor. Die grampositiven Kokken verteilten sich auf die Gattungen *Micrococcus*, *Streptococcus*, *Enterococcus* und *Staphylococcus* (siehe Kap. 8.5). In einem Fall wurde aus einem Abszeß eine Reinkultur mit *Staphylococcus aureus* nachgewiesen. Die aus Abszessen isolierten Mischkulturen enthielten in fünf Fällen (8,5%) ausschließlich grampositive Kokken. In den übrigen Fällen lagen Mischkulturen mit anderen Keimen vor. An Aeromonaden wurden nur die Arten *Aeromonas hydrophila* und *Aeromonas caviae* nachgewiesen. Dabei lag *Aeromonas hydrophila* in zwei Fällen (3,4%) in Reinkultur vor. *Aeromonas caviae* kam nur in Mischkulturen vor. Die in 18,2% der Fälle isolierten Pseudomonaden lagen in allen Fällen mit einem mittel- bis hochgradigem Keimgehalt vor. Eine Reinkultur an Pseudomonaden wurde dreimal (5% der Abszesse) nachgewiesen. Hierbei handelte es sich in zwei Fällen um *Pseudomonas aeruginosa* und in einem Fall um *Pseudomonas stutzeri*. Sproß- und Schimmelpilze konnten aus den Abszessen in je zwei Fällen in Mischkulturen nachgewiesen werden. Die Befunde der einzelnen Tiere wurden im Anhang aufgeführt (siehe Kap. 8.5), während Tabelle 13 einen Überblick über die nachgewiesenen Pilz- und Bakteriengattungen sowie die wiederholt nachgewiesenen Spezies gibt.

**Tabelle 13: Übersicht der aus den Abszessen isolierten Pilz- und Bakterien-
gattungen und der wiederholt nachgewiesenen Bakterienspezies**

| Bakterienart | Zahl | Summe |
|---|------|-------|
| obligat oder fakultativ aerobe Keime | | |
| grampositive Kokken | | 30 |
| <i>Enterococcus</i> sp. | 5 | |
| <i>Enterococcus durans</i> | 2 | |
| <i>Micrococcus</i> sp. | 5 | |
| <i>Staphylococcus</i> sp. | 15 | |
| <i>Staphylococcus aureus</i> | 2 | |
| <i>Staphylococcus epidermidis</i> | 3 | |
| <i>Staphylococcus equorum</i> | 2 | |
| <i>Staphylococcus intermedius</i> | 3 | |
| <i>Streptococcus</i> sp. | 5 | |
| grampositive Stäbchen | | 3 |
| <i>Corynebacterium</i> sp. | 1 | |
| <i>Bacillus</i> sp. | 2 | |
| gramnegative Keime | | |
| oxidasenegative, fermentative Stäbchen | | 45 |
| <i>Citrobacter</i> sp. | 9 | |
| <i>Citrobacter diversus</i> | 2 | |
| <i>Citrobacter freundii</i> | 7 | |
| <i>Enterobacter</i> sp. | 3 | |
| <i>Enterobacter cloacae</i> | 2 | |
| <i>Erwinia</i> sp. | 1 | |
| <i>Escherichia</i> sp. | 3 | |
| <i>Escherichia coli</i> | 3 | |
| <i>Klebsiella</i> sp. | 6 | |
| <i>Klebsiella oxytoca</i> | 3 | |
| <i>Klebsiella pneumoniae</i> ssp. <i>pneumoniae</i> | 3 | |
| <i>Morganella</i> sp. | 8 | |
| <i>Morganella morganii</i> | 8 | |
| <i>Pantoea</i> sp. | 4 | |
| <i>Pantoea agglomerans</i> | 4 | |
| <i>Proteus</i> sp. | 4 | |

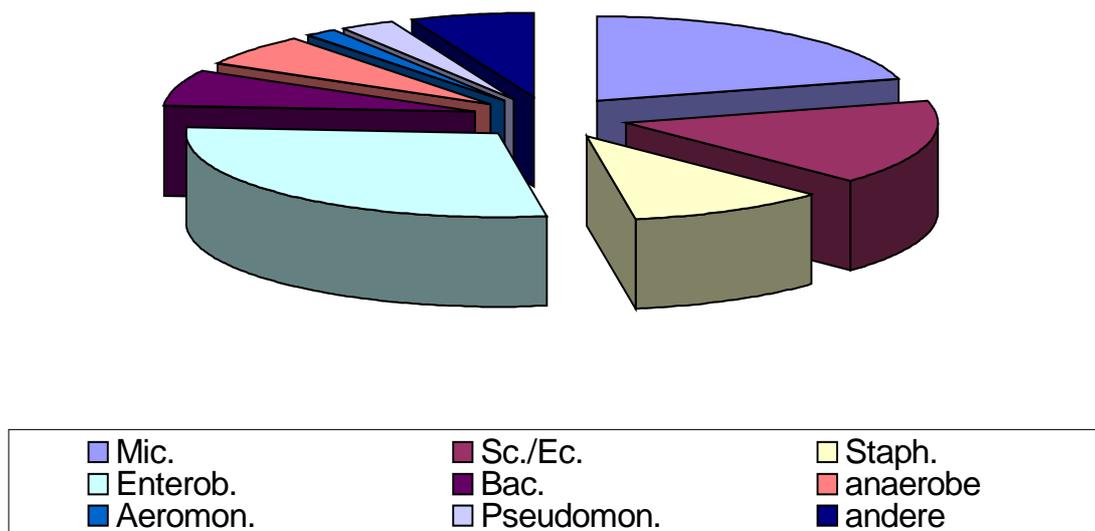
| Fortsetzung von Tabelle 13 | | |
|---|----|----|
| <i>Proteus mirabilis</i> | 2 | |
| <i>Proteus vulgaris</i> | 2 | |
| <i>Providentia</i> sp. | 1 | |
| <i>Salmonella</i> sp. | 1 | |
| <i>Serratia</i> sp. | 5 | |
| <i>Serratia marcescens</i> | 4 | |
| oxidasenegative, nichtfermentative Diplokokken | | 3 |
| <i>Acinetobacter</i> sp. | 3 | |
| <i>Acinetobacter haemolyticus</i> | 2 | |
| oxidasepositive, fermentative Stäbchen | | 8 |
| <i>Aeromonas</i> sp. | 6 | |
| <i>Aeromonas hydrophila</i> | 2 | |
| <i>Aeromonas caviae</i> | 4 | |
| <i>Pasteurella</i> sp. | 2 | |
| oxidasepositive, nichtfermentative Stäbchen | | 12 |
| <i>Flavobacterium</i> sp. | 1 | |
| <i>Pseudomonas</i> sp. | 11 | |
| <i>Pseudomonas aeruginosa</i> | 6 | |
| <i>Pseudomonas stutzeri</i> | 3 | |
| Anaerobier | | 1 |
| <i>Clostridium</i> sp. | | 1 |
| Schimmelpilze | | 2 |
| <i>Aspergillus</i> sp. | 1 | |
| <i>Penicillium</i> sp. | 1 | |
| Sproßpilze | | 2 |
| <i>Candida</i> sp. | 1 | |
| <i>Trichosporon</i> sp. | 1 | |

4.3 Ergebnisse der Maulhöhlentupfer

In zwei Fällen waren die Tupfer steril. In den übrigen Tupfern wurden zwischen einer und fünf verschiedenen Keimarten nachgewiesen. Die Auflistung der Ergebnisse bei den einzelnen Echsen findet sich im Anhang (siehe Kap. 8.5). Insgesamt dominierten

die grampositiven Kokken. Sie stellten 44% der nachgewiesenen Keimarten. Am zweithäufigsten wurden Enterobacteriaceen nachgewiesen (22%). Bazillen stellten 7% der Nachweise. Von den Isolaten entfielen 6% auf obligate Anaerobier. Pseudomonaden und Aeromonaden wurden nur vereinzelt nachgewiesen (3% bzw. 1%). Schimmel- und Sproßpilze konnten nicht isoliert werden. Eine Übersicht der Verteilung der nachgewiesenen Keime gibt Abbildung 10. Die Werte wurden auf ganze Prozentzahlen gerundet.

Abb. 10: Prozentuale Verteilung der aus der Maulhöhle nachgewiesenen Keime



Mic.= *Micrococcus* sp., Sc./Ec.= *Streptococcus* sp./*Enterococcus* sp., Staph.= *Staphylococcus* sp., Enterob.= *Enterobacteriaceae*, Bac.= *Bacillus* sp., anaerobe= obligate Anaerobier, Aeromon.= *Aeromonas* sp., Pseudomon.= *Pseudomonas* sp., andere= zu keiner der genannten Bakteriensektionen gehörend

Insgesamt zeigten die Ergebnisse ein inhomogenes Bild zwischen den Proben der einzelnen Tiere. In Tabelle 14 wurden alle aus der Maulhöhle nachgewiesenen Bakteriengattungen sowie alle mehrfach nachgewiesenen Bakterienspezies aufgeführt. Auch bei den zwei Echsen, von denen wiederholt Proben genommen wurden, unterschieden sich die Ergebnisse der Erst- und Zweituntersuchung. Als einziger Keim konnte *Micrococcus* sp. bei diesen Tieren wiederholt isoliert werden. Zahlreiche aus den Abszessen isolierte Keime konnten auch in der Maulhöhle nachgewiesen werden. In 20 Fällen (33,9%) konnte mindestens ein aus den Abszessen isolierter Keim auch in der Maulhöhle nachgewiesen werden.

Tabelle 14: Übersicht der aus der Maulhöhle isolierten Bakterien und der wiederholt nachgewiesenen Bakterienspezies

| Bakterienart | Zahl | Summe |
|---|------|-------|
| obligat oder fakultativ aerobe Keime | | |
| grampositive Kokken | | 63 |
| <i>Enterococcus</i> sp. | 2 | |
| <i>Micrococcus</i> sp. | 29 | |
| <i>Staphylococcus</i> sp. | 13 | |
| <i>Streptococcus</i> sp. | 19 | |
| grampositive Stäbchen | | 12 |
| Coryneforme | 2 | |
| <i>Bacillus</i> sp. | 10 | |
| gramnegative Keime | | 46 |
| oxidasenegative, fermentative Stäbchen | | 31 |
| <i>Citrobacter</i> sp. | 7 | |
| <i>Citrobacter freundii</i> | 5 | |
| <i>Erwinia</i> sp. | 1 | |
| <i>Escherichia</i> sp. | 2 | |
| <i>Escherichia coli</i> | 2 | |
| <i>Klebsiella</i> sp. | 6 | |
| <i>Klebsiella pneumoniae</i> ssp. <i>pneumoniae</i> | 3 | |
| <i>Morganella</i> sp. | 7 | |
| <i>Morganella morganii</i> | 7 | |

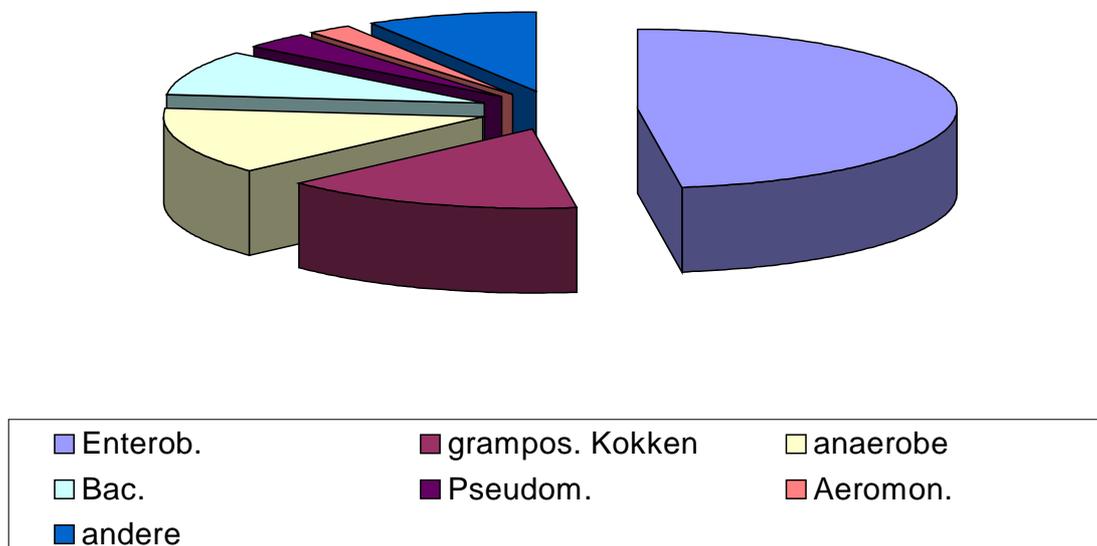
| Fortsetzung von Tabelle 14 | | |
|---|---|---|
| <i>Pantoea</i> sp. | 2 | |
| <i>Pantoea agglomerans</i> | 2 | |
| <i>Proteus</i> sp. | 2 | |
| <i>Providentia</i> sp. | 1 | |
| <i>Salmonella</i> sp. | 1 | |
| <i>Serratia</i> sp. | 2 | |
| <i>Serratia marcescens</i> | 2 | |
| oxidasenegative, nichtfermentative Diplokokken | | 3 |
| <i>Acinetobacter</i> sp. | 3 | |
| <i>Acinetobacter calcoaceticus</i> | 2 | |
| oxidasepositive, fermentative Stäbchen | | 3 |
| <i>Aeromonas</i> sp. | 2 | |
| <i>Pasteurella</i> sp. | 1 | |
| oxidasepositive, nichtfermentative Bakterien | | 6 |
| <i>Flavobacterium</i> sp. | 1 | |
| <i>Moraxella</i> sp. | 1 | |
| <i>Pseudomonas</i> sp. | 4 | |
| <i>Pseudomonas stutzeri</i> | 2 | |
| Anaerobier | | 7 |
| <i>Bacteroides fragilis</i> - Gruppe | 2 | |
| <i>Clostridium</i> sp. | 5 | |

4.4 Ergebnisse der Kloakentupfer

Aus den Kloakentupfern wurden am häufigsten aerobe oder fakultativ anaerobe gramnegative Stäbchen isoliert. Die Familie der Enterobacteriaceen stellte dabei die Mehrheit der nachgewiesenen Erreger (51%). Bei sechs Grünen Leguanen wurden Salmonellen aus den Kloakentupferproben isoliert. Dies entspricht einer nachgewiesenen Infektionsrate von 12%. In zwei Fällen handelte es sich um *Salmonella enterica* ssp. *arizonae*. Bei einem Teil der nachgewiesenen gramnegativen Stäbchen wurde auf eine Differenzierung verzichtet, da diese Erreger in den Abszeßproben nicht nachgewiesen wurden. Die häufigsten

Enterobacteriaceen waren *Morganella morganii* und *Citrobacter freundii*. Des weiteren wurden zu den folgenden Gattungen gehörende Keime wiederholt nachgewiesen: *Enterobacter*, *Klebsiella*, *Pantoea* und *Proteus*. *Escherichia coli* hingegen konnte nur in fünf Fällen (9,6%) isoliert werden. Eine Übersicht der Verteilung gibt Abbildung 11.

Abb. 11: Verteilung der aus der Kloake nachgewiesenen Keime



Legende siehe Abb. 7, grampos. Kokken= grampositive Kokken

Pseudomonaden und Aeromonaden stellten nur einen geringen Anteil der isolierten Keime (3 bzw. 2%). In der Gruppe der grampositiven Kokken wurden am häufigsten Streptokokken und Enterokokken nachgewiesen (9%). Staphylokokken wurden nur vereinzelt isoliert (1%). An grampositiven Stäbchen wurden sowohl Sporenbildner als auch sporenlose Stäbchen nachgewiesen. *Bacillus* sp. hatte einen Anteil von 9%. Anaerobier waren mit 13% vertreten. Abgesehen von dem Vorherrschen der Enterobacteriaceen war die Flora sehr heterogen. Die Einzelergebnisse wurden in

Kap. 8.5 aufgeführt. Tabelle 15 gibt einen Überblick über die isolierten Bakteriengattungen sowie mehrfach nachgewiesene Bakterienspezies.

Tabelle 15: Übersicht der aus den Kloakentupfern isolierten Bakteriengattungen und der wiederholt nachgewiesenen Bakterienspezies

| Bakterienart | Zahl | Summe |
|---|------|-------|
| obligat oder fakultativ aerobe Keime | | |
| grampositive Kokken | | 26 |
| <i>Enterococcus</i> sp. | 6 | |
| <i>Micrococcus</i> sp. | 9 | |
| <i>Staphylococcus</i> sp. | 2 | |
| <i>Streptococcus</i> sp. | 9 | |
| grampositive Stäbchen | | 15 |
| <i>Bacillus</i> sp. | 15 | |
| gramnegative Keime | | |
| oxidasenegative, fermentative Stäbchen | | 81 |
| <i>Citrobacter</i> sp. | 21 | |
| <i>Citrobacter freundii</i> | 19 | |
| <i>Enterobacter</i> sp. | 3 | |
| <i>Escherichia</i> sp. | 5 | |
| <i>Escherichia coli</i> | 5 | |
| <i>Hafnia</i> sp. | 1 | |
| <i>Klebsiella</i> sp. | 16 | |
| <i>Klebsiella pneumoniae</i> ssp. <i>pneumoniae</i> | 7 | |
| <i>Klebsiella oxytoca</i> | 5 | |
| <i>Morganella</i> sp. | 14 | |
| <i>Morganella morganii</i> | 14 | |
| <i>Pantoea</i> sp. | 5 | |
| <i>Pantoea agglomerans</i> | 5 | |
| <i>Proteus</i> sp. | 7 | |
| <i>Proteus mirabilis</i> | 5 | |
| <i>Proteus vulgaris</i> | 2 | |

| Fortsetzung von Tabelle 15 | | |
|---|---|----|
| <i>Providentia</i> sp. | 1 | |
| <i>Salmonella</i> sp. | 6 | |
| <i>Serratia</i> sp. | 2 | |
| oxidasenegative, nichtfermentative Diplokokken | | 5 |
| <i>Acinetobacter</i> sp. | 5 | |
| <i>Acinetobacter calcoaceticus</i> | 5 | |
| oxidasepositive, fermentative Stäbchen | | 4 |
| <i>Aeromonas</i> sp. | 4 | |
| <i>Aeromonas caviae</i> | 3 | |
| oxidasepositive, nichtfermentative Bakterien | | 15 |
| <i>Alcaligenes</i> sp. | 5 | |
| <i>Flavobacterium</i> sp. | 2 | |
| <i>Moraxella</i> sp. | 2 | |
| <i>Pseudomonas</i> sp. | 6 | |
| <i>Pseudomonas aeruginosa</i> | 3 | |
| <i>Pseudomonas stutzeri</i> | 2 | |
| Anaerobier | | 14 |
| <i>Bacteroides</i> sp. | 5 | |
| <i>Clostridium</i> sp. | 9 | |

5 Diskussion

5.1 Besitzerbefragung

In der vorliegenden Arbeit wurde erstmals die Haltung einer größeren Anzahl gesunder und an Abszessen erkrankter Grüner Leguane (*Iguana iguana*) verglichen. Die gesunden und erkrankten Tiere zeigten keine signifikanten Unterschiede in der Verteilung des Alters, des Geschlechts und der Herkunft. Das arttypische Paarungsverhalten der Grünen Leguane, zu dem ein Biß des Männchens in den Nacken des Weibchens gehört (ROGNER 1992; KÖHLER 1998), führte nicht zu einem gehäuften Auftreten von Abszessen in dieser Region, obwohl SASSENBURG (1983) diese Verletzungen als mögliche Abszeßursachen nannte. Allerdings muß hierbei bedacht werden, daß die Mehrheit der Besitzer angab, in der entsprechenden Zeit besonders auf die typischen Wunden zu achten und diese gegebenenfalls sofort mit verschiedenen Wundsalben oder desinfizierenden Lösungen zu versorgen.

Herkunft der Leguane

Es gab keinen signifikanten Unterschied im Auftreten von Abszessen bei europäischen Nachzuchten und Wildfängen/ Farmnachzuchten. Der Anteil nachgezogener Echsen lag bei den gesunden Tieren zwar höher, jedoch war dieser Unterschied nicht signifikant ($p > 0,05$) und liegt möglicherweise darin begründet, daß der Kontakt zu diesen Haltern in erster Linie über die Deutsche Gesellschaft für Herpetologie und Terrarienkunde (DGHT) erfolgte. Vereinsmäßig organisierte Terrarianer haben durch Mitgliederzeitungen, Vereinstreffen etc. einen engeren Kontakt zu anderen Haltern und Züchtern. Dementsprechend wurden 66% der gesunden Echsen von privaten Haltern oder Züchtern erworben, während dieser Anteil bei den an Abszessen erkrankten Tieren nur bei 48% lag. Ebenso ist der bei den Haltern gesunder Echsen niedrigere Anteil von bei Zoothändlern erworbenen Tieren von 33% im Vergleich zu 52% zu erklären. Der Erwerb von Echsen auf Reptilienbörsen spielte bei den in die Untersuchung einbezogenen Tieren keine

Rolle, was in Anbetracht der großen Beliebtheit dieser Veranstaltungen erstaunlich ist.

Beeinflussung des Gesundheitszustandes durch Haltungparameter

Die Haltung der Reptilien beeinflusst über verschiedene Faktoren den Gesundheitszustand der Tiere (BOYER 1991; ROSENTHAL und MADER 1996). Bisher wurden zahlreiche Erkrankungen bei Reptilien mit Haltungsmängeln in Verbindung gebracht. Eine Übersicht gab MÜLLER (1999). Da die Werte der gesunden und erkrankten Tiere in Bezug auf Herkunft, Altersstruktur und Geschlechtsverteilung keine signifikanten Unterschiede zeigten, wurden weitgehend homogene Gruppen verglichen (siehe Kap. 4.1.1). Daher ist davon auszugehen, daß die Abszeßhäufigkeit durch die signifikant abweichenden Haltungparameter beeinflusst wurde.

Während bei vielen Reptilienarten das Wissen über die Ansprüche an ihren Lebensraum noch sehr lückenhaft ist (MÜLLER 1999), gehört der Grüne Leguan zu den vergleichsweise gut erforschten Spezies (HATFIELD 1996; KÖHLER 1998). Nichtadäquate Haltungsbedingungen führen zu chronischem Streß (WARWICK 1991). Neben der Ernährung sind die Parameter Temperatur, Luftfeuchtigkeit und Lichtintensität sowie die soziale Situation von großer Wichtigkeit (MÜLLER 1999).

BALSAL (1998) vermutete, daß das gehäufte Auftreten von Abszessen bei Steppenwaranen (*Varanus exanthematicus*) und Tejus (*Tupinambis* sp.) mit saisonal bedingten Schwankungen der Luftfeuchtigkeit und Temperatur zusammenhing. Die Temperatur ist der bedeutsamste Umgebungsfaktor für wechselwarme Tiere (LANCE 1991). Während andere Stressoren indirekt über eine Freisetzung von Katecholaminen immunsupprimierend wirken, hat die Haltungstemperatur bei Reptilien einen direkten Einfluß auf die Immunabwehr, da die Bildung von Antikörpern stark temperaturabhängig ist (FRYE 1991). Beispielsweise zeigte der Wüstenleguan *Dipsosaurus dorsalis* bei Haltungstemperaturen von 25°C keine, bei 35°C eine gute und bei 45°C eine moderate bis gute Antikörperbildung (EVANS 1963). KLUGER et al. (1975) wiesen in Infektionsversuchen mit *Aeromonas*

hydrophila hochsignifikante Unterschiede in der Mortalität der bei verschiedenen Temperaturen gehaltenen Echsen nach.

Da, wie bei den meisten Reptilienarten, auch beim Grünen Leguan keine Daten zur optimalen Antikörperbildung vorliegen, muß sich die Terrarientemperatur nach den natürlichen Bedingungen richten. Hierbei sollte berücksichtigt werden, daß es nicht eine in allen Situationen gültige Optimaltemperatur gibt (LILLYWHITE u. GATTEN 1995; DIVERS 1996). Je nach Situation bestehen unterschiedliche Temperaturbedürfnisse, die im Terrarium beim Grünen Leguan durch einen entsprechenden Temperaturgradienten, sowie eine Nachtabsenkung befriedigt werden müssen (TRUTNAU 1994).

Haltungstemperaturen bei gesunden und an Abszessen erkrankten Leguanen

Die Besitzerbefragung ergab, daß die untere Tagestemperaturgrenze sowie die Nachttemperaturen im Terrarium in der Regel angemessen waren. Jedoch zeigten sich bei den angebotenen Maximaltemperaturen im Bereich der Sonnenplätze erhebliche Abweichungen von den Normwerten (siehe Kap. 4.1.2). Mehrere Besitzer gingen hier von einem anthropozentrischen Ansatz aus. Sie äußerten die Meinung die Temperatur sei „sehr schön warm“, sie betrage beispielsweise 30°C (siehe Kap. 8.5). Grüne Leguane wärmen sich in der Natur durch Strahlungswärme an sonnigen Plätzen auf (MENDELSSOHN 1980). Daher ist die Temperatur an den Sonnenplätzen für die Leguane essentiell zur Erreichung einer angemessenen Aktivitätstemperatur (HATFIELD 1996). Der Anteil an bei zu niedrigen Temperaturen gehaltenen Echsen lag bei der Gruppe der erkrankten Tiere hochsignifikant über den Werten der gesunden Echsen (siehe Kap. 4.1.2). Ein kausaler Zusammenhang zwischen unzureichenden Haltungstemperaturen und dem Auftreten von Abszessen ist daher sehr wahrscheinlich. In diesem Zusammenhang müssen auch die Ergebnisse von MONAGAS und GATTEN (1983) berücksichtigt werden. Sie zeigten, daß Reptilien nach einer Infektion gezielt wärmere Plätze als sonst aufsuchten und ihre Körpertemperatur um mehrere Grad erhöhten. Somit scheint die Temperatur nicht nur bedeutsam für das Entstehen einer Infektion, sondern auch für die Bekämpfung derselben durch die Immunabwehr des Reptils zu sein.

Unklar ist bisher, ob es mit einem unterschiedlichen Temperaturspektrum auch zu einer Infektion mit anderen Erregern als bei höheren Temperaturen kommt. Es erscheint möglich, daß das Risiko einer Infektion mit einigen Aeromonaden und Pseudomonaden mit einer verminderten Haltungstemperatur steigt (JACOBSEN 1984). Da diese Keime teilweise niedrigere Temperaturen bevorzugen (GRAEVENITZ 1992), kann eventuell eine Kombination aus erhöhten Vermehrungsraten der Keime und gleichzeitig verminderter Immunabwehr des Reptils zu Erkrankungen führen.

Die Messung der Maximal- und Minimaltemperaturwerte ermöglichte keine Aussage darüber, ob die Temperaturgestaltung in einem Terrarium insgesamt angemessen ist, da auch die Steilheit des Temperaturgradienten, sowie die Gesamtverteilung der Temperatur von Bedeutung sind (MÜLLER 1999). KÖHLER (1998) empfahl in zwei Dritteln des Terrariums eine Grundtemperatur von 30-35°C. Zur Erhebung einer genauen Temperaturverteilung in den Terrarien sind zahlreiche Messungen an verschiedenen Stellen und zu unterschiedlichen Zeiten nötig. Hierauf wurde verzichtet, da dieses Vorgehen den Rahmen der vorliegenden Arbeit überzogen hätte.

Terrariengröße

Für eine den unterschiedlichen Bedürfnissen gerecht werdende Temperaturgestaltung ist eine Minimalgröße der Terrarien erforderlich (ARENA u. WARWICK 1995). Des weiteren müssen im Terrarium die artspezifischen Bewegungsansprüche befriedigt werden können. Außerdem müssen die Terrarienmaße an die Gruppengröße angepaßt sein. Die Erfüllung dieser Forderungen gelingt oft nur mit Einschränkung (WARWICK 1991). Einen Minimalstandard etablierte das „Gutachten über Mindestanforderungen an die Haltung von Reptilien“ (Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten 1997). Wenn das Gutachten auch keinen rechtsverbindlichen Charakter hat, so dient es doch als Richtlinie für die Beurteilung von Reptilienhaltungen (MÜLLER 1999).

Die für adulte Grüne Leguane angegebenen Werte liegen unter den von KÖHLER (1998) geforderten Mindestmaßen für Terrarien, wobei der Grad der Abweichung von der Kopf-Rumpflänge der Echsen abhängt. Bei Jungtieren ergibt die Berechnung der Terrariengröße anhand des Gutachtens Maße, die deutlich unter den von KÖHLER (1998) und SCHARDT (1998 b) angegebenen Werten bleiben. Hinzu kommt, daß die Grünen Leguane sich in Gefangenschaft durch ein sehr schnelles Wachstum auszeichnen (SCHARDT 1998 b), aber nicht damit zu rechnen ist, daß die Halter bei zunehmender Kopf-Rumpflänge ihrer Echsen regelmäßig größere Terrarien für die Tiere einrichten (Keil 1998¹). In dieser Arbeit wurde erstmals die Einhaltung der Anforderungen bei einer größeren Anzahl gesunder und erkrankter Grüner Leguane kontrolliert. Die Mehrheit der Halter erfüllte die Anforderungen des Gutachtens in Bezug auf die Terrarienmaße. Das Spektrum reichte dabei von Haltungen in Großterrarien oder speziell eingerichteten Zimmern bis zu extrem kleinen Terrarien (siehe Kap. 8.5). Ein signifikanter Unterschied zwischen den Terrarienmaßen in der Gruppe erkrankter und gesunder Echsen konnte nicht nachgewiesen werden (siehe Kap. 4.1.1).

Gruppenzusammensetzung

Die Gruppenzusammensetzung ist für das Wohlbefinden von Grünen Leguanen von großer Wichtigkeit, da insbesondere die männlichen Tiere Territorien ausbilden und diese auch gegen Eindringlinge verteidigen (PHILLIPS et al. 1980). Kann sich das unterlegene Männchen aufgrund der Terrarienhaltung nicht aus dem Einflußbereich des dominanten Männchens entfernen, besteht die Gefahr ernsthafter Bißverletzungen (KÖHLER 1998). Außerdem wird das unterlegene Tier durch einen eingeschränkten Zugang zu den Ressourcen Wasser, Futter, Licht und Wärme geschwächt, da es sich aus Angst vor dem dominanten Männchen oft nicht traut, die entsprechenden Plätze aufzusuchen (DUGAN u. WIEWANDT 1982; PHILLIPS et al. 1980). Auch der ständige Anblick des dominanten Tieres stellt einen erheblichen Streßfaktor dar, so daß auch die Haltung zweier Männchen in nebeneinander

¹ persönliche Mitteilung (KEIL 1998)

gelegenen Terrarien ohne ausreichenden Sichtschutz problematisch ist (KEIL 1997)¹. Abbildung 9 zeigt zwei gemeinsam gehaltene männliche Grüne Leguane, wobei das dominante Männchen deutlich ausgebildete sekundäre Geschlechtsmerkmale zeigt, während das rangniedrigere Männchen den Habitus eines weiblichen Tieres und einen mäßigen Allgemeinzustand zeigt. Aus den oben genannten Gründen empfehlen die meisten Autoren jeweils ein adultes Männchen mit einem oder mehreren Weibchen zu vergesellschaften (FRYE 1995; KÖHLER 1998). Auch im „Gutachten für Mindestanforderungen an die Haltung von Reptilien“ wurde diese Gruppenkonstellation empfohlen. HATFIELD (1996) ging sogar noch einen Schritt weiter und legte Besitzern von Grünen Leguanen nahe, jeweils nur ein Tier zu halten. Damit widersprach er den Ansichten von KÖHLER (1998), der annahm, daß einzeln gehaltene Leguane leicht abstumpfen. Dies kann insbesondere bei mangelnder Zuwendung durch den Halter der Fall sein (KÖHLER 1998).

Der Anteil einzeln gehaltener Echsen war in der Gruppe der gesunden Tiere 9% höher als bei den erkrankten Tieren. Jedoch wurden keine signifikanten Unterschiede in der Häufigkeitsverteilung der Einzelhaltung und der Haltung in günstig zusammengestellten Gruppen zwischen gesunden und erkrankten Echsen festgestellt (siehe Kap. 4.1). Daher kann zumindest im Bezug auf die Entstehung von Abszeßerkrankungen die Einstellung von HATFIELD (1996) nicht gestützt werden. Dies ist um so mehr erstaunlich, da die Vergesellschaftung, auch wenn es nicht zu größeren Auseinandersetzungen kommt, Anlaß für viele Mikroläsionen bietet. Möglicherweise ist dieses Ergebnis dadurch zu erklären, daß die Besitzer gesunder Echsen zu einem höheren Prozentsatz Mitglied in einer Terrarianerorganisation sind als die Besitzer erkrankter Tiere und daher durch einen entsprechenden Erfahrungsaustausch genauer über eine angemessene Wundversorgung informiert sind. Dies könnte das Risiko einer Wundinfektion mit anschließender Abszedierung verringert haben.

¹ persönliche Mitteilung (KEIL 1997)

Kratzverletzungen

Die Haut der Reptilien zeichnet sich durch eine dicke Keratinschicht aus, welche das Eindringen von Erregern in tiefere Schichten erschwert (COOPER 1981; ZWART 1985). Jedoch kann jeder Niederbruch dieser Barriere zu einer Infektion führen (COOPER 1981). So gab FRYE (1995) an, daß Kratzverletzungen durch die extrem spitzen Krallen der Echsen eine häufige Ursache für das Entstehen von Abszessen sind. Auch bei einer Gruppe Echsen, die wiederholt mit Abszessen vorgestellt wurden, hatten die Tiere zahlreiche Kratzverletzungen. Als prophylaktische Maßnahme ist die regelmäßige Kürzung des ersten Millimeters der Krallen zu empfehlen (KAPLAN 1995 b). Diese Maßnahme hat für die Echse keine negativen Folgen, da bei einer korrekten Ausführung die Kletterfähigkeit nicht eingeschränkt ist (HATFIELD 1996; KAPLAN 1995 b). Außerdem sinkt das Verletzungsrisiko für die Besitzer, so daß die regelmäßige Kontrolle des Tieres erleichtert wird. Deshalb steigt die Wahrscheinlichkeit, daß Verletzungen und andere Veränderungen der Echse rechtzeitig erkannt werden (KEIL 1999).¹

Ungünstige Gruppenzusammensetzungen

Unter den bei der Terrarienhaltung eingeschränkten Raumverhältnissen wurden Gruppen mit mehr als einem Männchen oder mehr als insgesamt drei adulten Echsen als weniger günstig bewertet (siehe Kap. 3.7). Die in diesenhaltungen lebenden Echsen zeigten kein signifikant häufigeres Auftreten von Abszessen (siehe Kap. 4.1). Jedoch ist die Beurteilung schwierig, da ebenso wie bei der artfremden Vergesellschaftung die Gruppen klein waren (siehe Kap. 4.1). Eine Haltung in ungünstigen Gruppenzusammensetzungen erhöht die Wahrscheinlichkeit für Auseinandersetzungen, die zu Verletzungen führen können (KÖHLER 1998). Verletzungen waren bei Echsen mit Abszessen signifikant häufiger vorgekommen als bei den gesunden Echsen (siehe Kap. 4.1). Hierbei standen unter den beobachteten Läsionen Biß- und Kratzverletzungen im Vordergrund (siehe Kap. 4.1.2). Auch schwere Auseinandersetzungen kamen in der Gruppe der erkrankten Tiere häufiger vor, wobei berücksichtigt werden muß, daß es auch bei in Paaren gehaltenen

¹ persönliche Mitteilung KEIL (1999)

Grünen Leguanen oder zwischen Weibchen zu erheblichen Kämpfen kommen kann (HATFIELD 1996).

Konsequenzen für die Haltung

Der behandelnde Tierarzt sollte daher den Halter mehrerer Grünen Leguane immer darauf hinweisen, daß eine zeitweise oder dauerhafte Trennung der Echsen nötig werden kann (KEIL 1997)¹. Hierüber sollte schon der Halter von Jungtieren informiert werden, da es sich oft als schwierig erweist, einen neuen Besitzer für einen adulten Grünen Leguan zu finden (KEIL 1997)². Bei gut harmonisierenden Gruppen sollten Veränderungen in der Zusammensetzung vermieden werden, um keine Konflikte zu provozieren (KEUNECKE 1999)³. Da es auch in günstig zusammengestellten Gruppen insbesondere in der Paarungszeit zu Verletzungen kommen kann, ist es Aufgabe des Tierarztes, den Leguanhalter über eine angemessene Erstversorgung von Wunden zu informieren.

Artfremde Vergesellschaftung

Die Vergesellschaftung mit artfremden Tieren kann zu verschiedenen Problemen führen (HATFIELD 1996; KÖHLER 1998). Bei der gemeinsamen Haltung von Echsen und Schildkröten besteht immer die Gefahr der Übertragung von *Entamoeba invadens* (KÖHLER 1997 u. 1998). Schildkröten sind oft latent mit dem Erreger infiziert (KUTZER 1985). Bei einer Übertragung der Amöbe von Schildkröten auf Echsen kommt es häufig zu schweren Krankheitsverläufen bei den Echsen (KÖHLER 1998). Diese enden oft tödlich (LANE u. MADER 1996). Einige Schlangen können ebenfalls klinisch unauffällige Ausscheider von Amöben sein (LANE u. MADER 1996). Hierzu gehören beispielsweise die häufig gehaltenen Strumpfbandnattern (*Thamnophis* sp.) (LANE u. MADER 1996; KLINGENBERG 2000).

¹ persönliche Mitteilung (KEIL 1997)

² persönliche Mitteilung (KEIL 1997)

³ persönliche Mitteilung (KEUNECKE 1999)

Die in einem Fall von einem Besitzer berichtete Vergesellschaftung mit einer *Boa constrictor* ist strikt abzulehnen (HATFIELD 1996). Es besteht in Abhängigkeit der vorliegenden Größenverhältnisse die Gefahr, daß die Schlange den Grünen Leguan auffrißt oder der Leguan die Schlange verletzt (HATFIELD 1996). Selbst wenn dies nicht geschieht, stellt der Anblick einer größeren Schlange einen erheblichen Streß für den Grünen Leguan dar. Grundsätzlich sollten keine Tiere aus entgegengesetzten Ökosystemen oder mit unterschiedlichen Aktivitätszeiten vergesellschaftet werden (KÖHLER 1998; KEIL 1999¹).

5.2 Allgemeines zu Infektionserregern bei Reptilien

Die Bedeutung der verschiedenen Bakterienspezies für die Infektionserkrankungen der Reptilien wird kontrovers diskutiert (MARCUS 1981; MADER 1993; COOPER 1985; BOYER 1995). Im Gegensatz zum Säugetier, bei dem zahlreiche von einem bestimmten Erreger ausgelöste, klar umschriebene Krankheitsbilder bekannt sind (POHLENZ 1991; DROMMER 1991), stellt sich die Situation beim Reptil komplizierter dar. Die Grenze zwischen pathogenen Erregern und Kommensalen ist in der Regel nicht klar umrissen (COOPER 2000). Statt dessen müssen die meisten Erreger als fakultativ pathogen angesprochen werden (COOPER 1985). Die Interpretation mikrobiologischer Untersuchungsergebnisse wird zusätzlich durch das häufige Vorliegen von Mischinfektionen erschwert (IPPEN und SCHRÖDER 1977; COOPER 1981).

Die Erfüllung der Koch-Henle-Postulate wurden nur in wenigen Fällen nachgewiesen (COOPER 2000). So konnten DURAN-REYNALS und CLAUSEN (1937) abszeßartige Veränderungen durch eine subkutane Inokulation von *Serratia* sp.-Stämmen, die aus erkrankten Echsen isoliert worden waren, hervorrufen. COOPER und LEAKEY (1976) gelang es, Septikämien zu reproduzieren, indem sie

¹ persönliche Mitteilung (KEIL 1999)

Aeromonaden und Pseudomonaden, die aus septikämischen Schlangen isoliert worden waren, gesunden Schlangen injizierten. Solche Versuche sind heute aus Tier- und Artenschutzgründen abzulehnen. Außerdem ist die Übertragung des an einer Spezies erhobenen Ergebnisses auf andere Arten nur mit Einschränkung möglich.

So wurde die Untersuchung von KEYDAR et al. (1971) als Beleg für die Pathogenität von *Pseudomonas aeruginosa* bei Reptilien bewertet (COOPER 1981). Die Autoren beschrieben wiederholte Todesfälle (80% des Bestandes) bei der Palästinavipere (*Vipera xanthina palaestina*). Bei diesen Tieren konnte *Pseudomonas aeruginosa* regelmäßig aus dem Gehirn und teilweise aus den inneren Organen isoliert werden. In Infektionsversuchen mit aus erkrankten Tieren isolierten *Pseudomonas aeruginosa*-Stämmen gelang es den Autoren, bei gesunden Palästinavipern die Erkrankung über verschiedene Infektionswege auszulösen. Die Pathogenität der entsprechenden Pseudomonadenstämme für die genannte Schlangenart wurde somit bewiesen. Die im selben Serpentarium gehaltenen Schlangen anderer Arten erkrankten jedoch nicht. Auch Infektionsversuche mit Schlangen aus drei verschiedenen Gattungen führten zu keiner Erkrankung, obwohl diesen Tieren bis zu 6×10^8 koloniebildende Einheiten des *Pseudomonas aeruginosa*-Stammes in 0,3 ml physiologischer Kochsalzlösung injiziert wurden. Bei den Palästinavipern hingegen hatte schon eine Inokulation von 2×10^4 koloniebildenden Einheiten ausgereicht, um eine Erkrankung und als deren Folge den Tod der Tiere auszulösen (KEYDAR et al. 1971). Diese Ergebnisse belegten, daß auch bei Reptilien erhebliche Unterschiede in der pathogenen Bedeutung verschiedener Erreger für die einzelnen Spezies vorkommen.

Dieser Tatsache wurde erst in den letzten Jahren vermehrt Beachtung geschenkt (MÜLLER 1999), während in zahlreichen älteren Untersuchungen Aussagen zum Erregerspektrum bei Reptilien allgemein oder aber bei Schildkröten, Echsen und Schlangen zusammengefaßt wurden (ELZE et al. 1977; IPPEN u. SCHRÖDER 1977; BOYER 1995). Die differenziertere Betrachtungsweise der Infektionskrankheiten der Reptilien hatte erste Konsequenzen für die Haltung. So

wird mittlerweile von einer gemeinsamen Haltung der Griechischen Landschildkröte (*Testudo hermanni*) und der Maurischen Landschildkröte (*Testudo graeca*) abgeraten, da erstere empfänglicher für Herpesviruserkrankungen ist (MARSCHANG et al. 1997; BLAHAK 2000 b). Des Weiteren wurde bei nordafrikanischen *Testudo graeca*-Unterarten eine hohe Empfänglichkeit für eine Infektion der oberen Luftwege festgestellt (MARTINEZ-SILVESTRE 1997). Die Ätiologie dieser Erkrankung ist noch nicht endgültig geklärt (HATFIELD 1996). Es wird vermutet, daß die Erkrankung mit Mykoplasmeninfektionen im Zusammenhang steht (BLAHAK 2000 a). Eine Vergesellschaftung mit Unterarten aus anderen Gebieten oder anderen Schildkrötenarten sollte unterbleiben, da diese möglicherweise latente Keimträger sind (HIGHFIELD 1993 u.1996).

Um die oben genannten Erkenntnisse zu berücksichtigen, stand mit dem Grünen Leguan nur eine einzige Reptilienspezies im Mittelpunkt der vorliegenden Untersuchung. Neben der Analyse der Haltung wurde erstmalig eine umfassende Bestimmung des Erregerspektrums bei Abszeßerkrankungen dieser Echsenspezies durchgeführt.

5.3 Untersuchung der Abszesse

5.3.1 Allgemeine Angaben zu den Abszessen

Die in der erwähnten Reptilienpraxis vorgestellten Abszesse bestanden in der Regel schon länger (siehe Kap. 3.3.1). Bei ihrer Spaltung zeigten sie eine feste Konsistenz (siehe Kap. 4.2). Frische Abszesse wurden in der erwähnten Reptilienpraxis in der Regel nur vorgestellt, wenn es sich um große Umfangsvermehrungen handelte. Eine Entfernung der Abszesse im frischen Zustand vor einer ausreichenden Kapselbildung birgt ein großes Risiko der hämatogenen Erregerstreuung, daher wurde in diesen Fällen eine Spaltung der Abszesse verschoben und eine

Behandlung mit Theranekron[®] (Fa. Ceva) und eine systemische Antibiose eingeleitet (KEIL 1998).¹

Bisher lagen keine Ergebnisse über die Häufigkeitsverteilungen bei Abszessen des Grünen Leguans im Bezug auf die Lokalisation und die Abszeßform vor. Von den 59 in dieser Dissertation untersuchten Abszessen handelte es sich in sechs Fällen um subkutan schlecht abgegrenzte und somit chirurgisch schwer zu entfernende Veränderungen (siehe Kap. 4.2). Eine Sonderrolle nahmen die Abszesse im Bereich des Kiefers ein, da es in diesen Fällen zu einer Einschmelzung von Knochensubstanz kam und daher eine Abkapslung nicht möglich war (siehe Kap. 4.2). Die aus zahlreichen Mikroabszessen bestehenden Veränderungen, wie sie schon KÖHLER (1996) und JACOBSEN (1997) beschrieben, bergen ein großes Rezidivrisiko. Auch die Ergebnisse der eigenen Untersuchung weisen darauf hin, da von fünf derartigen Abszessen drei Rezidive zeigten (siehe Kap. 4.2).

Die Hauptlokalisierung der Abszesse war der Kopfbereich (siehe Kap. 4.2). Dies deckt sich mit den Angaben von ZWART und REIJNGOUD (1970). GÖBEL et al. (1990) gaben neben dem Unterkiefer die Phalangen sowie den Schwanz als häufige Abszeßlokalisationen an. Während in dieser Arbeit ebenfalls häufig Abszesse im Bereich der Zehen beobachtet wurden, kamen Schwanzabszesse nur vereinzelt vor (siehe Kap. 4.2). Das Auftreten zahlreicher oder wiederholter Abszesse kann ein Hinweis auf eine hämatogene Streuung von Erregern sein (BARTEN 1993). Hierbei kann ein unentdeckter Herd im Körperinneren vorliegen oder die Streuung aus einem subkutanen Abszeß erfolgen. Von den untersuchten Echsen verendete ein Tier trotz der sofort eingeleiteten Antibiose unter den Anzeichen einer Septikämie. Eine mikrobiologische Untersuchung der inneren Organe konnte nicht durchgeführt werden, da der Besitzer die Durchführung einer Sektion ablehnte.

Die Echsen mit mehreren Abszessen zeigten mit der Ausnahme von zwei Tieren ein inhomogenes Bild bei der Erregerisolierung aus den einzelnen Abszessen (siehe

¹ persönliche Mitteilung (KEIL 1998)

Kap. 8.5). Dies spricht gegen eine hämatogene Streuung und für eine Entstehung der Abszesse durch eine Keimeinbringung in die Unterhaut an den verschiedenen Abszeßlokalisationen. Bei den zwei Tieren, die in mehreren Abszessen den selben Erreger aufwiesen, wurde in einem Fall wiederholt *Serratia marcescens* und in einem anderen Fall *Pseudomonas aeruginosa* nachgewiesen (siehe Kap. 8.5). Bei diesen Tieren erscheint eine hämatogene Streuung des Erregers wahrscheinlich. Die Erfahrungen in einer Reptilienpraxis zeigten, daß die Prognose von Grünen Leguanen mit Abszessen gut ist, wenn die Tiere rechtzeitig einer tierärztlichen Behandlung zugeführt werden (KEIL1998).¹

Bei der Beurteilung der Untersuchungsergebnisse muß berücksichtigt werden, daß Echsen, bei denen der Besitzer schon eine Vorbehandlung in Form einer Eröffnung der Abszesse oder einer Antibiose durchgeführt hatte, nicht in die Untersuchung mit einbezogen wurden (siehe Kap. 4.2). Ebenso wurden Abszesse, bei denen vor der chirurgischen Entfernung eine Antibiose durchgeführt werden mußte, nicht berücksichtigt. Dies erfolgte bei schlecht abgegrenzten, sehr großen oder ungünstig lokalisierten Abszessen sowie bei Septikämieverdacht (siehe Kap. 3.3.1). Da diese Tiere wegen der Antibiose nicht in die Untersuchung aufgenommen werden konnten, es sich aber gleichzeitig um die prognostisch ungünstigen Fälle gehandelt hat, ist die Prognose bei Abszeßerkrankungen der Grünen Leguane insgesamt etwas vorsichtiger einzustufen, als es die Ergebnisse dieser Arbeit widerspiegeln.

Die Erfahrung in der erwähnten Reptilienpraxis zeigte außerdem, daß der Versuch einer Abszeßspaltung durch den Besitzer immer wieder vorkam (KEIL 1998)². Da die Abszeßentfernung oft nur unvollständig war, breitete sich die Infektion vielfach aus, so daß die Patienten erst in der Praxis vorgestellt wurden, wenn der Abszeß schon auf den Knochen übergegriffen hatte oder insgesamt sehr groß geworden war (KEIL 1998)³. Dies führte zu einer Verschlechterung der Prognose für die betroffenen Tiere

¹ persönliche Mitteilung (KEIL 1998)

² persönliche Mitteilung (KEIL 1998)

³ persönliche Mitteilung (KEIL 1998)

und ist außerdem tierschutzrelevant, da die Eingriffe durch den Besitzer in der Regel ohne entsprechende Lokal- oder Allgemeinanästhesie ausgeführt werden (KEIL 1998)¹.

5.3.2 Erregerspektrum

Das in dieser Arbeit aus Abszessen bei Grünen Leguanen nachgewiesene Erregerspektrum ließ deutliche Unterschiede zum Säugetier erkennen, bei denen in Abszeßproben die grampositiven Keime dominieren (KLINGENBERG 1988). Im Gegensatz dazu fand sich in den Proben der Grünen Leguane ein breites Erregerspektrum, bei dem die gramnegativen Stäbchen im Vordergrund standen (siehe Kap. 4.2.2). Dies gilt sowohl für die Gramfärbungen des Abszeßmaterials als auch für den kulturellen Erregernachweis. Bei letzterem wurden besonders häufig verschiedene Enterobacteriaceen isoliert (siehe Kap. 4.2.2). Da nur vereinzelte Untersuchungsergebnisse zu den aus Abszessen von Grünen Leguanen isolierten Erregern vorliegen, mußten andere Reptilien zum Vergleich herangezogen werden (siehe Kap. 2.4.1).

Das häufige Vorliegen von Mischinfektionen stimmt mit den Angaben von COOPER (1985) und FRYE (1991) überein, die jedoch keine Zahlenangaben. Die breite Streuung der beteiligten Erreger deckt sich mit den Angaben anderer Autoren, die ebenfalls vielfältige Erreger aus den Abszessen verschiedener Reptilien nachwiesen (ZWART u. REIJNGOUD 1970; MAYER u. FRANK 1974; BOYER 1995). Während ZWART und REIJNGOUD (1970) die Ergebnisse von 17 untersuchten Echsenangaben und MAYER und FRANK (1974) 13 Reptilien untersuchten, fehlen bei BOYER (1995) Zahlenangaben. In Übereinstimmung mit der vorliegenden Arbeit wies auch COOPER (1981) am häufigsten gramnegative Erreger nach. BENNETT (1998) nannte ebenfalls gramnegative Stäbchen als häufigste Isolate aus

¹ persönliche Mitteilung (KEIL 1998)

Abszessen. Das Überwiegen der Enterobacteriaceen steht im Gegensatz zu den Angaben von ELZE et al. (1970), in dessen Untersuchung *Pseudomonas aeruginosa* dominierte und MAYER und FRANK (1974), die am häufigsten Aeromonaden nachwiesen. Im Gegensatz zur vorliegenden Arbeit wurden in den oben genannten Literaturangaben jedoch viele verschiedene Reptilienspezies untersucht. Daher ist zweifelhaft, ob ihre Nachweise auf die spezifische Situation beim Grünen Leguan übertragen werden können.

Enterobacteriaceen

Die schon in den frühen Arbeiten von DURAN-REYNALS und CLAUSEN (1937) sowie BOAM et al. (1970) mit Abszessen bei mehreren Anolis und zwei Leguanen in Verbindung gebrachten *Serratia* sp. wurden auch in dieser Arbeit mehrfach nachgewiesen (siehe Kap. 8.5). In zwei Fällen lag eine Reinkultur vor. Ihre Bedeutung für Abszeßerkrankungen beim Grünen Leguan kann daher bestätigt werden. Auch BOYER (1995) stützte diese Ansicht. Er nahm an, daß *Serratia marcescens* und *Serratia liquefaciens* bei allen Echsen, insbesondere bei *Iguana* sp., als Erreger von Abszessen, Knochen- und Gelenksinfektionen bedeutsam sind. *Serratia* sp. ist nach dem vorliegenden Kenntnisstand bisher der einzige Erreger von Abszessen, bei dem durch Infektionsversuche die vollständige Erfüllung der Koch-Henle-Postulate nachgewiesen werden konnte (DURAN-REYNALS u. CLAUSEN 1937). Neben der bei BOAM et al. (1970) genannten Spezies *Serratia marcescens* wurde in der vorliegenden Untersuchung auch in einem Fall *Serratia liquefaciens* isoliert. Zur pathogenen Bedeutung dieses Erregers bei Reptilien ist außer der Annahme von BOYER (1995) nach derzeitigem Kenntnisstand nichts bekannt. HOFF (1984) gab an, daß die bei Reptilien nachgewiesenen *Serratia marcescens*-Stämme teilweise kein Pigment bilden. Auch in der vorliegenden Untersuchung wurden in zwei Fällen unpigmentierte Stämme nachgewiesen (siehe Kap. 4.2.2).

Zahlreiche weitere Enterobacteriaceen, die in den Abszessen auftraten, konnten auch aus der Kloake und teilweise auch aus den Maulhöhlentupfern isoliert werden (siehe Kap. 8.5). Es handelte sich um ubiquitär vorkommende Erreger, bei denen es bei einer mangelhaften Hygiene zu einer hohen Konzentration im Terrarium kommen

kann (NEEDHAM 1981). Der Autor gab an, daß er ebenfalls häufig Keime, die auch im Darm vorkommen, aus Abszessen isolieren konnte (NEEDHAM 1981). In ihrem natürlichen Lebensraum haben Grüne Leguane, die mit Ausnahme weniger Populationen hauptsächlich auf Bäumen leben (SCHARDT 1996 b), wenig Kontakt zu ihren Faeces. Es ist daher möglich, daß diese Tierarten relativ empfänglich für Infektionen mit Enterobacteriaceen sind, wenn es zu einem erhöhten Keimdruck unter den Bedingungen der Terrarienhaltung kommt.

Mehrfach wurden von mir Klebsiellen aus den Abszessen isoliert, wobei es sich in einem Fall um eine Reinkultur handelte (siehe Kap. 4.2.2). Diese wurden auch von LLOYD (1994) mit Abszessen bei Reptilien in Verbindung gebracht. Im Gegensatz zu *Escherichia coli*-Keimen, die von verschiedenen Autoren nur unregelmäßig im Kot von Reptilien nachgewiesen wurden (COOPER u. NEEDHAM 1983; GÖBEL 1990; MÖRK 1997), kamen Klebsiellen bei den untersuchten Grünen Leguanen häufiger vor (siehe Kap. 8.5). Ebenfalls in mehreren Fällen wurde *Morganella morganii* aus Abszessen isoliert, welche ein häufiger Darmbewohner bei Echsen zu sein scheint (GÖBEL 1990). Die Bedeutung der vereinzelt und in der Regel in Mischinfektionen vorliegenden Enterobacteriaceen konnte nicht endgültig geklärt werden. Bemerkenswerterweise wurde aus dem Abszeß eines mit einer Schlange (*Boa constrictor*) vergesellschafteten Grünen Leguans *Providentia rettgeri* in Reinkultur nachgewiesen. Dieser Erreger kommt bei Schlangen häufig, bei Echsen aber nur selten vor (GÖBEL 1990; ROSENTHAL u. MADER 1996). *Salmonella* sp. konnte nur aus einem Abszeß isoliert werden, in diesem Fall lag jedoch eine Reinkultur vor (siehe Kap. 4.2.2). Bei Vorstellung des Tieres zeigte dieses ein schlechtes Allgemeinbefinden. Der schlecht abgegrenzte Abszeß wurde chirurgisch entfernt und der Leguan erhielt eine systemische Antibiose. Trotzdem verstarb die Echse unter den Anzeichen einer Septikämie.

Pseudomonaden

Aus den Abszessen konnten verschiedene Pseudomonaden isoliert werden. Diese wurden von mehreren Autoren aus Abszessen bei Reptilien nachgewiesen (ELZE et al. 1970; GÖBEL u. SCHILDGER 1990; JACOBSEN 1992). Dabei stand

Pseudomonas aeruginosa im Vordergrund (ZWART u. REIJNGOUD 1970; GÖBEL u. SCHILDGER 1990). Im Gegensatz dazu wurden in dieser Arbeit auch mehrfach *Pseudomonas stutzeri* aus Abszessen isoliert. Dieser Erreger kommt natürlicherweise im Boden, Gewässern und Feuchtstellen vor (GRAVENITZ 1992). Er wurde bisher nicht mit pathologischen Veränderungen bei Reptilien in Verbindung gebracht. Der Erreger lag in einem Fall in einer Reinkultur vor, so daß eine ursächliche Beteiligung an der Abszeßentstehung möglich erscheint (siehe Kap. 4.2).

Aeromonaden

Unter den Aeromonaden wurden nur *Aeromonas hydrophila* und *Aeromonas caviae* nachgewiesen, wobei letztere als weitgehend apathogen gilt (BISPING u. AMTSBERG 1988). Über die Pathogenität von *Aeromonas hydrophila* für Reptilien bestehen unterschiedliche Ansichten. So bezeichnete SHOTTS (1984) diese Spezies als klassischen opportunistischen Erreger, der mit keinen spezifischen klinischen Erscheinungen bei Echsen in Verbindung gebracht werden konnte. Im Gegensatz dazu nannte LLOYD (1994) diese Spezies mit wenigen anderen Erregern zusammen als häufigsten Krankheitsverursacher. BOYER (1995) widersprach dieser Ansicht. Er differenzierte zwischen aquatil lebenden Reptilien, bei denen Infektionen mit Aeromonaden häufig seien und landlebenden Reptilien, bei denen diese Erreger nur eine untergeordnete Rolle spielen sollen. Die Beobachtungen in der erwähnten Reptilienpraxis zeigten, daß es bei den seltenen Infektionen einer Wunde mit *Aeromonas hydrophila* häufig zu einem schweren Krankheitsverlauf kommt (KEIL 1999)¹. In der vorliegenden Arbeit wurde *Aeromonas hydrophila* mehrfach aus Abszessen nachgewiesen. Dabei lag in zwei Fällen ein hochgradiges Wachstum in Reinkultur vor. Somit ist der Erreger wahrscheinlich ein, wenn auch nicht sehr häufiger, Verursacher von Abszessen bei Grünen Leguanen.

Daß es unter mangelhaften Haltungsbedingungen, insbesondere in einer zu feuchten Umgebung, zu einer massiven und schnellen Ausbreitung von *Aeromonas hydrophila* kommen kann, zeigte die Untersuchung von DIVERS und MALLEY (1995). Sie

¹ persönliche Mitteilung (KEIL 1999)

untersuchten Königspythons (*Python regius*), nachdem diese beschlagnahmt und einige Wochen unter ungünstigen Bedingungen gehalten wurden. Schon nach zwei Wochen waren 85 der knapp 400 Schlangen verstorben. Zahlreiche überlebende Schlangen zeigten Läsionen in der Maulhöhle, aus denen in allen Fällen *Aeromonas hydrophila* isoliert werden konnte. Die Übertragung des Erregers erfolgte möglicherweise auch über die Milben, von denen alle Tiere befallen waren. Schon CAMIN (1948) wies die Übertragung von *Aeromonas hydrophila* durch Milben nach. Von den Echsen, aus deren Abszessen Aeromonaden nachgewiesen wurden, waren zwei Tiere ebenfalls mit Milben infiziert, so daß eine Bedeutung der Übertragung des Erregers durch Arthropoden als wahrscheinlich angesehen werden kann.

Pasteurellen

In einem Fall wurde *Pasteurella haemolytica* (hochgradiger Keimgehalt) gemeinsam mit *Pantoea agglomerans* und *Citrobacter freundii* aus einem Abszeß isoliert (siehe Kap. 8.5). Dieser Erreger war bisher nur mit Abszessen bei Kalifornischen Wüstenschildkröten (*Gopherus agassizii*) in Verbindung gebracht worden (SNIPES 1984). In einem weiteren Abszeß fand sich eine Mischkultur mit einem geringgradigen Gehalt an *Pasteurella testudinis*. Ein einzelner Fallbericht der Isolierung einer nicht näher differenzierten *Pasteurella* sp. aus dem Abszeß einer Echse (*Agama stellio*) liegt von MAYER und FRANK (1974) vor. In Anbetracht der geringen Anzahl an Isolierungen dieses Erregers kann vermutet werden, daß Pasteurellen für die Abszeßerkrankungen bei Grünen Leguanen von geringer Bedeutung sind.

Neisserien

Die von PLOWMAN et al. (1987) aus Abszessen bei Grünen Leguanen und Nashornleguanen (*Cyclura cornuta*) nachgewiesenen Neisserien konnten in der vorliegenden Arbeit nicht isoliert werden. Bei den von PLOWMAN et al. (1987) untersuchten Leguanen war es zu chronischen und rezidivierenden Abszessen und auch zu vereinzelt Septikämiefällen gekommen: Da die *Neisseria* sp. wiederholt aus den Läsionen sowie den inneren Organen verstorbener Tiere isoliert werden konnte, kann ihre ursächliche Bedeutung als wahrscheinlich angesehen werden.

Unklar bleibt jedoch, wie der Erreger in den Bestand gelangt ist. Über weitere Erkrankungsfälle durch den von PLOWMAN et al. (1987) isolierten und von BARETT et al. (1994) näher charakterisierten Erreger ist nichts bekannt. Es hat sich bei den Erkrankungsfällen daher möglicherweise um eine einmalige Bestandserkrankung gehandelt. Jedoch sollte auf Grund des schweren Verlaufs, den die Erkrankung im betroffenen Bestand nahm, bei therapieresistenten und mit Septikämien einhergehenden Abszeßerkrankungen auch an eine Untersuchung auf Neisserien gedacht werden.

Grampositive, aerobe Keime

In Übereinstimmung mit den Ergebnissen von ZWART und REIJNGOUD (1970), JACOBSEN (1992) und LLOYD (1994) waren die grampositiven Erreger weniger bedeutsam. Nur in einem Fall konnte eine Reinkultur von *Staphylococcus aureus* nachgewiesen werden. Die Pathogenität der verschiedenen Staphylokokkenspezies ist beim Säugetier sehr unterschiedlich (DeBOER 1995). Entsprechende Untersuchungen fehlen bei Reptilien bisher. ROSENTHAL und MADER (1996) gaben eine 95%ige Korrelation zwischen der Koagulasebildung und der Pathogenität der Staphylokokken an. Die Ergebnisse der vorliegenden Untersuchung scheinen eine Korrelation zwischen diesen beiden Eigenschaften zu bestätigen, da mit *Staphylococcus aureus* in einem Fall koagulasepositive Kokken in Reinkultur vorlagen. Daher ist davon auszugehen, daß dieser Erreger in seltenen Fällen auch bei Grünen Leguanen Abszesse verursachen kann. Des weiteren wurde *Staphylococcus intermedius* mehrfach in Mischkultur nachgewiesen (siehe Kap. 8.5). In den meisten Untersuchungen wurde keine Speziesdiagnose durchgeführt, sondern nur von Staphylokokken allgemein gesprochen (GÖBEL 1990; ROSENTHAL u. MADER 1996). Im Gegensatz dazu wurden in der vorliegenden Untersuchung verschiedene Staphylokokkenspezies in den Abszeßproben nachgewiesen (siehe Kap. 8.5). Streptokokken wurden bei Reptilien in erster Linie mit Lungen- aber auch Hautveränderungen in Verbindung gebracht (SCHRÖDER 1985). ELZE et al. (1970) gaben an, Streptokokken auch aus Abszessen isoliert zu haben. Sie machten keine genaueren Angaben zur Anzahl und zur Speziesbestimmung. Neben verschiedenen Streptokokkenspezies wurden in der

vorliegenden Untersuchung auch mehrfach Enterokokken nachgewiesen. Die grampositiven Kokken lagen in der Regel als Mischinfektionen vor. In vier Fällen wurden ausschließlich unterschiedliche grampositive Kokken nachgewiesen (siehe Kap. 8.5). In den übrigen Fällen lagen sie zusammen mit gramnegativen Keimen vor. Die pathogene Bedeutung der isolierten Streptokokken konnte nicht vollständig geklärt werden.

Während JACOBSEN (1996) den Fall eines Grünen Leguans beschrieb, bei dem aus einem Abszeß *Arcanobacterium pyogenes* (früher: *Actinomyces pyogenes*) isoliert werden konnte und auch ELZE et al. (1970) ohne Angabe genauer Zahlen mitteilten, daß sie diesen Erreger häufiger aus Abszessen bei Reptilien isolierten, lag in dieser Untersuchung in keinem Fall eine Infektion mit *Arcanobacterium pyogenes* vor. Daher kann angenommen werden, daß dieser klassische Eitererreger des Rindes wahrscheinlich für die Abszeßerkrankungen des Grünen Leguans von geringer Bedeutung ist.

Anaerobier

Trotz geeigneter Anzuchtbedingungen für Anaerobier wurden diese in den Abszeßproben nur in einem Fall in einer Mischkultur nachgewiesen. Dies steht im Widerspruch zu den Ergebnissen von STEWART (1990), der aus Abszessen verschiedener Reptilien mehrfach anaerobe Keime nachweisen konnte. Leider machte der Autor keine genauen Angaben zu den verwendeten Anzuchtmedien und Bedingungen. Weitere Untersuchungen zum Nachweis von Anaerobiern aus Abszessen bei Leguanen fehlen bisher, so daß eine eindeutige Beurteilung noch nicht möglich ist.

Säurefeste Stäbchen

Wie NEEDHAM (1981) empfahl, wurden von den Abszeßproben Färbungen nach Ziehl-Neelsen angefertigt. Ein Nachweis von säurefesten Stäbchen gelang in keinem Fall. Daher spielen Mykobakterien wahrscheinlich für die Abszeßerkrankungen beim Grünen Leguan nur eine geringe Rolle. Infektionen mit Mykobakterien können mit der angewandten Untersuchungsmethode jedoch nicht vollständig ausgeschlossen

werden, da die Färbung im Vergleich zur wesentlich aufwendigeren kulturellen Anzucht des Erregers ein weniger sensitives Verfahren ist (SALFINGER u. KAFADER 1992).

Sproß- und Schimmelpilze

Sproß- und Schimmelpilze scheinen für die Abszeßerkrankungen des Grünen Leguans nur eine untergeordnete Rolle zu spielen, da diese nur in jeweils zwei Fällen in Mischkulturen nachgewiesen wurden. Während FRANK (1970) und JACOBSON (1980 b) jeweils einmal eine *Dematiaceae* sp. aus einer abszeßartigen Veränderung isolierten, wurden in der vorliegenden Untersuchung je einmal *Aspergillus* sp. und *Penicillium* sp. nachgewiesen.

Erregernachweise bei den Agamen und Basilisken

Die Abszesse der anderen Echsenarten wiesen ebenfalls ein breites Keimspektrum auf, wobei die gramnegativen Keime noch deutlicher als bei den Grünen Leguanen dominierten (siehe Kap. 8.5). Interessanterweise war das Keimspektrum sowohl bei den Abszeß-, als auch bei den Maulhöhlen- und Kloakentupfern bei den Wasseragamen (*Physignathus concincinus*) sehr unterschiedlich, obwohl alle Tiere aus einer Haltung stammten (siehe Kap. 8.5). Insgesamt war die Anzahl anderer Echsen zu klein, um eine Aussage über Unterschiede im Erregerspektrum zwischen diesen Tieren und den Grünen Leguanen machen zu können.

5.4 Erregerspektrum aus der Maulhöhle

Untersuchungsergebnisse bei Echsen

Die Ergebnisse der Untersuchung der oralen Flora in dieser Arbeit stimmten im wesentlichen mit den von GÖBEL (1990) bei Echsen nachgewiesenen Befunden überein. Jedoch war bei GÖBEL (1990) die durchschnittlich pro Probe nachgewiesene Erregeranzahl niedriger. Insbesondere kamen bei GÖBEL (1990) wesentlich häufiger sterile Tupferproben vor. Da die Proben sofort nach ihrer

Gewinnung in ein Transportmedium (Stuart-Medium) überführt und nach spätestens zwei Stunden auf den Nährböden ausgestrichen wurden, erscheint ein Absterben der Bakterien auf dem Transport als Ursache für die sterilen Proben unwahrscheinlich. Für den in der vorliegenden Arbeit höheren Nachweis an Bakterienspezies sind zwei Ursachen möglich: Zum einen wurden die von GÖBEL (1990) untersuchten Tiere vor der Probennahme mindestens zwei Tage nicht gefüttert. Die Futteraufnahme kann bei den Tieren der vorliegenden Untersuchung zu einem Keimeintrag in die Maulhöhle geführt haben. Ein Hungernlassen war bei den in der Praxis vorgestellten Tieren nicht möglich. Zum anderen nahm GÖBEL (1990) die Proben aus dem Rachen unter Aussparung der Zähne und der Zunge. Dieser Bereich ist möglicherweise keimärmer als die in der vorliegenden Arbeit gewählte Lokalisation (siehe Kap. 3.3.1).

GÖBEL (1990) untersuchte Echsen verschiedener Arten mit unterschiedlichem Nahrungsspektrum. Da nur jeweils ein bis zwei Tiere einer Art untersucht wurden, ist keine Aussage zur oralen Normalflora der verschiedenen Arten oder dem Einfluß der unterschiedlichen Ernährungsweise auf die Normalflora möglich. Da die in der vorliegenden Arbeit untersuchten Grünen Leguane und die von GÖBEL (1990) untersuchten Echsen keine deutlichen Unterschiede in dem Artenspektrum der oralen Flora zeigten, scheint die Feststellung von GOLDSTEIN et al. (1981) auf Echsen übertragbar zu sein. Die Autoren gaben an, daß bei Schlangen die Art des Futter keinen entscheidenden Einfluß auf die orale Flora hat.

Für eine Absicherung dieser Annahme sind jedoch weitere Untersuchungen an verschiedenen Echsenarten mit unterschiedlichen Ernährungsweisen nötig, da das vorliegende Zahlenmaterial unzureichend ist. Die großen Unterschiede in der oralen Flora verschiedener Individuen einer Art, die sowohl GÖBEL (1990) beobachtete, als auch in der vorliegenden Untersuchung auffielen, machen Angaben zu den Bakterienarten, die zur oralen Flora gehören, problematisch. Jedoch sind Aussagen dazu möglich, welche Spezies wahrscheinlich nicht zur Normalflora gerechnet werden können.

GÖBEL (1990) wies keine *Serratia* sp. in der Maulhöhle der von ihm untersuchten Echsen nach. In der vorliegenden Untersuchung gelang dies in zwei Fällen. *Serratia* sp. ist ein im Erdboden und Wasser natürlich vorkommender Keim (BISPING u. AMTSBERG 1988), der nach MADER (1993) zur Normalflora der Maulhöhle bei Reptilien zählt. Er kann jedoch auf Grund des seltenen Nachweises in der vorliegenden Untersuchung wahrscheinlich nicht zur oralen Normalflora bei Grünen Leguanen gerechnet werden. BOYER (1995) hielt eine Übertragung von *Serratia* sp. durch Bißverletzungen für wahrscheinlich. Der in der vorliegenden Arbeit festgestellte Nachweis des Erregers in der Maulhöhle und in Abszessen desselben Tieres stärkt die Meinung von BOYER (1995). Die von PLOWMAN et al. (1987) in der Maulhöhle von Nashornleguanen (*Cyclura cornuta*) und Grünen Leguanen nachgewiesenen Neisserien wurden in dieser Untersuchung nicht isoliert. Es ist daher wahrscheinlich, daß diese Keime nicht zur Normalflora bei Grünen Leguanen gehören. In Übereinstimmung mit den Untersuchungen von GÖBEL (1990) wurde aus der Maulhöhle kein *Pseudomonas aeruginosa*, wohl aber andere Pseudomonaden isoliert. Des weiteren wurde je einmal *Aeromonas caviae* und *Aeromonas hydrophila* isoliert. Während *Aeromonas caviae* als weitgehend apathogen gilt (BISPING u. AMTSBERG 1988), wird *Aeromonas hydrophila* auch mit Erkrankungen in Zusammenhang gebracht (MARTIN 1981; BISPING u. AMTSBERG 1988). Zu weiteren Nachweisen dieser Keime bei gesunden Grünen Leguanen ist nach vorliegendem Erkenntnisstand nichts bekannt.

Untersuchungsergebnisse bei Schlangen und Schildkröten

Mangels entsprechender Untersuchungen zur oralen Flora von Echsen ohne Maulhöhlenläsionen wurden im Folgenden Schlangen und Schildkröten zum Vergleich herangezogen. Verschiedene Autoren wiesen nach, daß das Maul von Schlangen im Vergleich zu Echsen und Schildkröten relativ keimarm ist (GÖBEL 1990; AHL 1995). Des weiteren wurde eine Inkonstanz der Flora an verschiedenen Lokalisationen festgestellt (SOVERI u. SEUNA 1986). Dieser Tatsache wurde in der vorliegenden Arbeit Rechnung getragen, indem immer die gleiche Lokalisation zur Probennahme genutzt wurde (siehe Kap. 3.3.1). Die Zahnleisten wurden besonders berücksichtigt, da bei dort angesiedelten Bakterien die Übertragung durch einen Biß

am wahrscheinlichsten ist. Die ebenfalls von SOVERI und SEUNA (1986) festgestellten großen individuellen Unterschiede in der oralen Flora bei verschiedenen Schlangen konnten auch für die Grünen Leguane bestätigt werden. Wie auch in den Untersuchungen von GÖBEL (1990) wurden am häufigsten Mikrokokken nachgewiesen. Daneben fand sich ein breites Spektrum an anderen grampositiven Kokken sowie Enterobacteriaceen. MADER (1993) äußerte die Vermutung, daß sich in der Maulhöhle von Reptilien zahlreiche Umgebungskeime befinden. Dies könnte durch das sogenannte Bezüngeln verursacht werden. Hierbei können Umgebungskeime mit der Zunge aufgenommen und in die Maulhöhle transportiert werden (NEEDHAM 1981). Schildkröten zeigen dieses Verhalten nicht. Daher wäre zu erwarten, daß die Maulhöhle von Schildkröten keimärmer ist oder zumindest eine weniger von Umgebungskeimen beeinflusste autochthone Flora aufweist. Dies scheint jedoch nach den Untersuchungen von GÖBEL (1990) und MÖRK (1997) nicht der Fall zu sein. Die bei Schlangen zur Normalflora gerechnete *Providentia rettgeri* (HILF et al. 1990) gehört wahrscheinlich nicht zur Normalflora bei Grünen Leguanen, da sie in der vorliegenden Untersuchung nur bei einem Tier, das mit einer Schlange ein Terrarium teilte, nachgewiesen werden konnte.

Die orale Flora der Grünen Leguane zeigte deutliche Unterschiede zu den Ergebnissen bei Landschildkröten (SNIPES et al. 1980; SNIPES 1984; MÖRK 1997). Die in diesen Untersuchungen häufig nachgewiesenen Erreger, wie zum Beispiel Pasteurellen, Pseudomonaden und Corynebakterien, scheinen beim Grünen Leguan nur von untergeordneter Bedeutung zu sein (siehe Kap. 4.3). Aufgrund der sehr unterschiedlichen Ergebnisse der verschiedenen Autoren ist ein Vergleich mit der bei Schlangen nachgewiesenen oralen Flora schwierig. So fanden KEYDAR et al. (1971) bei Palästinavipern in Übereinstimmung mit den Befunden der vorliegenden Arbeit bei Grünen Leguanen häufig Enterobacteriaceen, Mikrokokken, Streptokokken und Bazillen, aber auch Neisserien, Corynebakterien und Pseudomonaden. Letztere konnten beim Grünen Leguan nur vereinzelt gefunden werden.

Im Gegensatz zu den Befunden von KEYDAR et al. (1971) dominierten bei DRAPER et al. (1981) die grampositiven Bakterien in der Maulhöhle von Schlangen. Als

häufigsten gramnegativen Keim wiesen die Autoren *Pseudomonas aeruginosa* nach. Diese Ergebnisse stehen im Widerspruch zu Aussagen von BEEHLER und SAURO (1983), GÖBEL (1990) und MADER (1993). Der geringe Nachweis von Enterobacteriaceen bei DRAPER et al. (1981) erklärt sich möglicherweise durch die Haltung der Schlangen unter relativ keimarmen Laborbedingungen. Es muß jedoch offen bleiben, warum bei dieser 40 Schlangen umfassenden Untersuchung wesentlich häufiger als bei anderen Autoren Corynebakterien und *Pseudomonas aeruginosa* nachgewiesen wurden. Während LEDBETTER und KUTSCHER (1969) aus Maultupfern bei Klapperschlangen (*Crotalus* sp.) als einzige obligat anaerobe Keime nur Clostridien isolieren konnten, wiesen DRAPER et al. (1981) und MÖRK (1997) auch *Bacteroides* sp. nach. Diese Befunde stimmen mit den Ergebnissen bei den untersuchten Grünen Leguanen überein. Untersuchungen an Echsen, die zum Vergleich herangezogen werden könnten, liegen zur Zeit nicht vor.

5.5 Erregerspektrum aus der Kloake

Ein Rückschluß von den in der Kloake oder im Kot nachgewiesenen Erregern auf die Darmflora ist nur mit Einschränkungen möglich, da die Darmflora zu einem erheblichen Anteil aus an der Darmwand angesiedelten Erregern bestehen kann (CROUCHER et al. 1983; DRASAR u. ROBERTS 1991). Da bei den untersuchten Grünen Leguanen keine Indikation zu einer Laparotomie bestand und das Ziel der Arbeit nicht die Bestimmung der Darmflora war, wurden nur Kloakentupfer genommen (siehe Kap. 3.3.1).

Salmonellen und andere Zoonoseerreger

Salmonellen konnten in dieser Untersuchung nur bei sechs Grünen Leguanen (12%) nachgewiesen werden. Hierbei handelte es sich in zwei Fällen um *Salmonella enterica* ssp. *arizonae*. Dieses Ergebnis liegt unter den von FRANK (1975), BEEHLER und SAURO (1983) und DRIGGERS (1998) genannten Werten. Diese Autoren gaben Häufigkeiten von 38- 50% an. In der vorliegenden Untersuchung

wurde keine spezielle Anreicherung für Salmonellen durchgeführt (siehe Kap. 3.4). Dies könnte die Nachweishäufigkeit vermindert haben (MÖRK 1997). Außerdem ist von Salmonellen bekannt, daß es häufig latent infizierte Echsen gibt (JOHNSON-DELANEY 1996). Diese scheiden den Erreger nur zeitweise aus (JOHNSON-DELANEY 1996). Auch die Ergebnisse von BURNHAM et al. (1998) zeigten, daß durch eine einmalige Untersuchung nur ein Teil der Salmonellenträger identifiziert werden konnte. Sie wiesen durch wiederholte Probennahmen eine 100%ige Infektionsrate bei zwölf Grünen Leguanen nach. Dabei muß bedacht werden, daß die Echsen in Zoogeschäften erworben worden waren und es sich daher wahrscheinlich um Farmnachzuchten handelte. Diese sind in Abhängigkeit von den Haltungsbedingungen oft einem erheblichem Keimdruck auf der Farm und während des Transports ausgesetzt (WISSMANN u. PARSON 1993 b).

Der bei Landschildkröten beobachtete Trend zu weniger Salmonellennachweisen wird auf einen Rückgang des Imports von Wildfängen und einem zunehmenden Anteil an einheimischen Nachzuchten zurückgeführt (GÖBEL et al. 1990; MÖRK 1997). Untersuchungen hierzu liegen nach derzeitigem Kenntnisstand beim Grünen Leguan nicht vor. GRENARD und NUNAN (1998) äußerten jedoch die Ansicht, daß kein Unterschied in der Häufigkeit der Salmonelleninfektion von Wildfängen und in Gefangenschaft nachgezogenen Leguanen besteht. Sie begründeten ihre Ansicht mit der Möglichkeit der transovariellen Übertragung der Keime und einer Infektion aus der Umgebung, welche zu einer Ausscheidung des Erregers bei erst wenige Tagen alten Echsen führen soll. Die Autoren nahmen an, daß Salmonellen zur Normalflora bei Grünen Leguanen gerechnet werden müssen und möglicherweise am Aufschluß der Nahrung im Dickdarm beteiligt sind (GRENARD u. NUNAN 1998). Bei den sechs Kloakentupfern, aus denen in dieser Arbeit Salmonellen nachgewiesen wurden, handelte es sich nur im einem Fall um die Probe von einem Nachzucht tier.

Die in früheren Jahren fast ausschließlich auf Wasserschildkröten beschränkte Diskussion über Salmonellen bei Reptilien als Zoonoseerreger kann auf Grund der Erkenntnisse der letzten Jahre zweifelsohne nicht auf diese Spezies beschränkt bleiben (MEEHAN 1996; AUSTIN u. WILKINS 1998). Jedoch sollte berücksichtigt

werden, daß die Wahrscheinlichkeit einer Infektion des Menschen mit von Reptilien stammenden Salmonellen durch einfache Hygienemaßnahmen stark reduziert werden kann und zudem ein Großteil der Salmonelleninfektionen durch Fleisch- und Eiprodukte erfolgt (MEEHAN 1996; BOYER 1998 b).

In den USA konnten Erkrankungsfälle durch Übertragung von Salmonellen von Grünen Leguanen auf Menschen nachgewiesen werden (CENTER FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION 1994 u. 1995; GRENARD u. NUNAN 1998). Hierbei muß berücksichtigt werden, daß diese Echsen in großer Anzahl (bis zu einer Million verkaufter Schlüpflinge pro Jahr) unter hygienisch bedenklichen Bedingungen gehandelt und zu sehr niedrigen Preisen an Laien verkauft werden (HAYES 1996). Diese Verhältnisse sind nur mit Einschränkung auf die deutsche Situation übertragbar. Im Deutschen Trendbericht über den Verlauf und die Quellen von Zoonose-Infektionen nach der Zoonosenrichtlinie 92/117/EWG für 1997 wurden aus 24,51% der Reptilienproben Salmonellen isoliert, hierbei handelte es sich aber nur in 3,85% bzw. 0,49% um die Serovare *Salmonella typhimurium* und *Salmonella enteritidis* (BLAHAK 2000 a). Eine antibiotische Behandlung von gesunden, mit Salmonellen infizierten Reptilien ist abzulehnen, da eine Salmonellenfreiheit der Tiere meist nicht erreicht werden kann und die Selektion antibiotikaresistenter Stämme gefördert wird (BOYER 1995). Statt dessen ist eine Verbreitung des Erregers durch angemessene Hygienemaßnahmen zu verhindern (GRENARD u. NUNAN 1998). Besonders gefährdete Personen, wie Kleinkinder und immunsupprimierte Personen sollten den Kontakt zu Reptilien meiden (JOHNSON-DELANEY 1996).

Aus Reptilien konnten bislang zahlreiche weitere potentielle Zoonoseerreger isoliert werden (BLAHAK 2000 a). Diese sind jedoch im Vergleich zu den Salmonellen von untergeordneter Bedeutung.

Enterobacteriaceen außer Salmonellen

Neben den Salmonellen wurden zahlreiche andere Enterobacteriaceen aus den Kloakentupfern nachgewiesen. Dabei fällt der häufige Nachweis von *Citrobacter freundii*, *Klebsiella* sp. und *Morganella morganii* auf. Diese Ergebnisse stimmen mit denen von GÖBEL (1990) überein. Allerdings war die Verteilung der Klebsiellen bei GÖBEL (1990) anders als in der vorliegenden Untersuchung. Während bei GÖBEL (1990) *Klebsiella pneumoniae* und *Klebsiella planticola* dominierten, wurden in der vorliegenden Arbeit am häufigsten *Klebsiella pneumoniae* ssp. *pneumoniae* und *Klebsiella oxytoca* nachgewiesen (siehe Kap. 4.2.2).

Auffällig war der seltene Nachweis von *Escherichia coli*. Dieser belegt, daß der Keim bei Grünen Leguanen im Gegensatz zu vielen Säugetieren wahrscheinlich nicht zur Normalflora gehört. Verschiedene andere Autoren wiesen *Escherichia coli* ebenfalls nur vereinzelt bei Reptilien nach (GÖBEL 1990; MÖRK 1997). DRIGGERS (1998) hingegen rechnete den Keim zur intestinalen Normalflora, belegte diese Meinung aber nicht mit Untersuchungsergebnissen. MAYER und FRANK (1974) berichteten über ein vermehrtes Vorkommen hämolysierender Stämme dieses Erregers. Auch das Ahlemer Institut, Hannover wies diese mehrfach aus Kotproben von verschiedenen Reptilien mit Durchfallerscheinungen nach (KEIL 1999)¹. Bei diesen Tieren hatte die Kotuntersuchung auf Protozoen und andere Parasiten keinen Hinweis auf die Ursache der Diarrhöe ergeben (KEIL 1999)². In der vorliegenden Arbeit wurden ausschließlich nichthämolysierende *Escherichia coli*-Stämme nachgewiesen, wobei auch keiner der Leguane Durchfall gezeigt hatte. Daher erscheint ein Zusammenhang zwischen dem Auftreten von Durchfallerkrankungen und hämolysierenden *Escherichia coli*-Stämmen möglich.

Entsprechend der Angaben von ELZE et al. (1970) wurden auch in dieser Arbeit mehrfach *Proteus* sp. und *Enterobacter* sp.³ nachgewiesen, so daß eine Zugehörigkeit dieser Keime zur Normalflora bei Grünen Leguanen möglich ist. Das

¹ persönliche Mitteilung KEIL (1999)

² persönliche Mitteilung KEIL (1999)

³ bzw. *Pantoea* sp.

Vorkommen grampositiver Kokken lag insbesondere im Bezug auf Mikrokokken deutlich unter den bei GÖBEL (1990) festgestellten Werten.

Pseudomonaden und Aeromonaden

Während Pseudomonaden von verschiedenen Autoren in Kot- und Kloakenproben von Schlangen häufiger nachgewiesen wurden, fand GÖBEL (1990) diese nur vereinzelt in den Kotproben der von ihm untersuchten Echsen. In der vorliegenden Arbeit wurden verschiedene *Pseudomonas* sp. isoliert. Dabei kam *Pseudomonas aeruginosa* nur in drei Fällen vor (6%). Damit zeigte sich ein deutlicher Unterschied zu der kloakalen Flora bei Schlangen, bei denen dieser Keim häufig nachgewiesen wurde (DRAPER et al. 1981; COOPER 1983; GÖBEL 1990). Aeromonaden konnten in Übereinstimmung mit GÖBEL (1990) ebenfalls nur vereinzelt nachgewiesen werden. Diese Ergebnisse unterscheiden sich von den Befunden bei Schildkröten, bei denen häufiger *Aeromonas caviae* und gelegentlich *Aeromonas hydrophila* isoliert wurde (ROGGENDORF u. MÜLLER 1976; GÖBEL 1990; MÖRK 1997).

Anaerobier

Da nur wenige Untersuchungen zum Vorkommen von Anaerobiern in der Darm- und Fäkalflora von Echsen vorliegen, mußten zum Vergleich Untersuchungen bei Schildkröten und Schlangen herangezogen werden. MÖRK (1998) fand bei Landschildkröten verschieden *Bacteroides* sp. und vereinzelt *Clostridium* sp.. Eine Ähnlichkeit mit der Flora der Grünen Leguane erscheint aufgrund der ebenfalls pflanzlichen und rohfaserreichen Ernährung wahrscheinlich. Diese Ernährungsweise macht einen Aufschluß der Nahrung im Dickdarm erforderlich (TROYER 1982; KÖHLER 1998). McBEE und McBEE (1982) wiesen im Dickdarm von Grünen Leguanen unter anderen *Clostridium* sp. nach. In der vorliegenden Untersuchung wurden diese ebenfalls häufig aus den Kloakentupfern isoliert, so daß die Zugehörigkeit zur Normalflora des Grünen Leguans wahrscheinlich ist (siehe Kap. 8.5). MÖRK (1997) wies neben grampositiven, anaeroben Stäbchen auch *Bacteroides* sp. nach. Diese wurden in der vorliegenden Untersuchung ebenfalls isoliert, jedoch lag die Häufigkeit unter den Befunden bei den von MÖRK (1997) untersuchten Schildkröten.

5.6 Differentialdiagnosen zu den Abszessen bei Echsen

Abszesse stellen die häufigste Ursache für subkutane Umfangsvermehrungen bei Echsen dar (BARTEN 1996; DONE 1996). Vor dem Ergreifen therapeutischer Maßnahmen müssen nach KLINGENBERG (1988) folgende Differentialdiagnosen ausgeschlossen werden: Hämatome, Tumore, parasitäre Granulome, epidermale Zysten, *Osteodystrophia fibrosa* und Gelenkgicht. Subkutane Abszesse sind zum Zeitpunkt der Vorstellung in der Praxis in den allermeisten Fällen von fester Konsistenz und gut abgegrenzt. Im Gegensatz zu den sich langsamer entwickelnden Abszessen treten Hämatome plötzlich auf und zeigen eine fluktuierende Konsistenz. Frische, noch fluktuierende Abszesse sind druckempfindlich und schmerzhaft und unterscheiden sich dadurch von einem Hämatom (KEIL 1999)¹.

Tumoren sind beim Reptil im Vergleich zum Säugetier selten (IPPEN u. SCHRÖDER 1977). Je nach Art des Tumors kann das Gewebe unterschiedlich erscheinen, eine genaue Diagnose ist erst histologisch möglich (DONE 1996). Beim Vorliegen eines Tumorverdachts sollte eine Feinnadelbiopsie durchgeführt werden (DONE 1996). Gelegentlich werden bei Echsen Parasitenstadien unter der Haut beobachtet, die zu Knotenbildungen führen (BARTEN 1996). Insbesondere bei Chamäleons ist dies ein häufiger Befund (ZWART 1995). Zysten treten bei Grünen Leguanen vor allem im Bereich des Schwanzes auf (BARTEN 1996). Im Bereich der Knochen darf eine Verdickung durch eine *Osteodystrophia fibrosa* nicht mit einem Abszeß verwechselt werden. Die häufigste zu möglichen Verwechslungen führende Lokalisation ist der Unterkiefer (siehe Abb. 12). Im Gegensatz zum Abszeß tritt die Osteodystrophie in der Regel beidseitig symmetrisch auf und der gesamte Knochen erscheint verdickt (WARE 1998). Im Bereich der Gelenke sind gichtbedingte Schwellungen abzugrenzen (KLINGENBERG 1988). Bei dem Vorliegen eines Gichtverdachts

¹ persönliche Mitteilung KEIL (1999)

sollten folgende weiterführende Untersuchungen vorgenommen werden (KEUNECKE 1999): Eine makroskopische und mikroskopische Harnuntersuchung sowie eine kloakale und abdominale Palpation des Becken- bzw. Bauchraumes. Des weiteren ist eine röntgenologische Darstellung des veränderten Gelenks zur Feststellung osteolytischer Vorgänge sowie dystrophischer Verkalkungen und eine Bestimmung der Harnstoff- und Harnsäurewerte im Blut empfehlenswert (KEUNECKE 1999).

Abb. 12: Osteodystrophia fibrosa bei einem juvenilen Grünen Leguan



5.7 Behandlung von Echsen mit Abszeßerkrankungen

Chirurgische und begleitende Therapiemaßnahmen

Die chirurgische Entfernung von subkutanen Abszessen stellt in der Regel das Mittel der Wahl dar (COOPER 1981; FRYE 1991). Die Durchführung dieses Eingriffs wurde im Kapitel 2.5 beschrieben. Neben der chirurgischen und antibiotischen Behandlung ist in jedem Fall eine Kontrolle und gegebenenfalls Verbesserung der Haltung der Echse nötig (FRYE 1991). Hierbei muß insbesondere auf eine für die jeweilige Art angemessene Haltungstemperatur geachtet werden (MADER 1991). Die in der Praxis vorgestellten Leguane leiden oft schon lange Zeit unter mangelhaften Haltungsbedingungen, so daß neben der Abszeßerkrankung häufig weitere Probleme bestehen, die diagnostiziert und therapiert werden müssen (PREZANT u. JARCHOW 1997).

Mikrobiologische Untersuchungen

Das breitgestreute Erregerspektrum, das in dieser Untersuchung aus den Abszeßproben nachgewiesen wurde, zeigte, daß es sinnvoll ist, beim Auftreten von Abszessen eine mikrobiologische Untersuchung durchzuführen (siehe Kap. 4.2.2). Eine erste Orientierung kann eine Gramfärbung des Abszeßmaterials bieten (FRYE 1991). Je nachdem, wie das mikroskopische Bild ausfällt, kann als Anfangsantibiose auf Präparate zurückgegriffen werden, deren Wirkungsspektrum eher im grampositiven oder gramnegativen liegt. Hierbei muß jedoch unbedingt berücksichtigt werden, daß eine Gramfärbung keine Alternativmethode zur mikrobiologischen Untersuchung darstellt.

Die zu den einzelnen Gruppen gehörenden Bakterien haben teilweise sehr unterschiedliche pathogene Potentiale (siehe Kap. 4.2 u. 5.2). Beispielsweise müssen koagulasenegative und koagulasepositive Staphylokokken unterschiedlich eingeschätzt werden (ROSENTHAL u. MADER 1996). Das Grampräparat ermöglicht aber nur die Diagnose grampositiver Kokken. Ebenso finden sich unter den gramnegativen Stäbchen sowohl Keime, bei denen nach der vorliegenden

Untersuchung eine ursächliche Beteiligung an der Abszeßentstehung bei Grünen Leguanen wahrscheinlich ist, als auch Keime, deren pathogene Bedeutung eher als gering einzustufen ist (siehe Kap. 5.2).

Des weiteren kommen, wie die Erfahrungen in der erwähnten Reptilienpraxis belegen, bei Reptilien häufig Erreger vor, die gegen zahlreiche Antibiotika resistent sind (KEIL 1999)¹. Daher sollte sich eine Antibiose an den Ergebnissen eines Resistenztests orientieren (HOLT 1981; JACOBSON 1992). Die Durchführung einer systemischen Antibiose ist bei gut abgekapselten Abszessen in der Regel nicht nötig. Jedoch sollte bei schlecht abgegrenzten Abszessen und bei einem Septikämieverdacht nicht gezögert werden, eine Antibiose einzuleiten (FRYE 1991). Gute Erfahrungen bei schlecht abgekapselten Abszessen wurden in der erwähnten Reptilienpraxis auch mit dem Einsatz von Theranekron[®] (Fa. Ceva) gemacht (KEIL 1999)². Für eine lokale Antibiose wird Chloramphenicol (Paraxin[®]) eingesetzt. Dabei wird die Trockensubstanz nach Entfernung des Abszesses inklusive der pyogenen Membran direkt in die Wundhöhle gegeben, wo sie sich auflöst und verteilt (KEIL 1999)³.

Systemische Antibiose

Für die systemische Antibiose bis zum Vorliegen eines Ergebnisses der mikrobiologischen Untersuchung mit Antibiogramm haben sich in einer Reptilienpraxis Kombinationspräparate aus Procain-Benzylpenicillin und Benzylpenicillin-Benzathin (z. B. Tardomyocel[®]) bewährt (KEIL 1999).⁴ Dies gilt insbesondere, wenn in der Gramfärbung die grampositiven Kokken dominierten. Die guten klinischen Erfahrungen mit dem genannten Präparat sind in Anbetracht der Resistenzlage vieler Erreger erstaunlich und nicht eindeutig erklärbar (KROKER 1999).

¹ persönliche Mitteilung KEIL (1999)

² persönliche Mitteilung KEIL (1999)

³ persönliche Mitteilung KEIL (1999)

⁴ persönliche Mitteilung KEIL (1999)

Die Anzahl pharmakokinetischer Studien beim Reptil ist im Vergleich zur Vielzahl der Arten sehr gering (JACOBSON 1995). Der häufige Nachweis von gramnegativen Stäbchen bei verschiedenen Erkrankungen von Reptilien sollte auf keinen Fall zu einem unkritischen Einsatz von Aminoglykosiden führen (BOYER 1998 c). Eine systemische Antibiose mit Aminoglykosiden sollte nur erfolgen, wenn ein Antibiogramm ergeben hat, daß gegen alle anderen für Reptilien einsetzbaren Antibiotika Resistenzen oder ein akuter Septikämieverdacht besteht (KLINGENBERG 1988). Bei einer Behandlung mit Aminoglykosiden muß wegen der nephrotoxischen Wirkung unbedingt auf eine adäquate Flüssigkeitszufuhr geachtet werden (KLINGENBERG 1996). Des weiteren müssen die für die verschiedenen Reptilienarten sehr unterschiedlichen Dosierungen beachtet werden (JACOBSON 1995). Durch Injektionen von Enrofloxacin kann es zu Hautnekrosen kommen (JACOBSON 1999). Ein Einsatz von Enrofloxacin ist bei Jungtieren oder bereits vorhandenen Knorpelwachstumsstörungen kontraindiziert (KROKER 1999). Um Resistenzentwicklungen vorzubeugen, muß bei dem Einsatz von Enrofloxacin eine sorgfältige Nutzen-Risikoanalyse durchgeführt werden (KROKER 1999). Enrofloxacin sollte daher nur bei Erregern eingesetzt werden, die im Antibiogramm gegen alle bei Reptilien einsetzbaren Antibiotika außer Enrofloxacin und Aminoglykoside Resistenzen zeigten. Dies ist nach Erfahrungen der erwähnten Reptilienpraxis bei aus Reptilien isolierten *Pseudomonas aeruginosa*-Stämmen häufig der Fall (KEIL 1999)¹. Verschiedene englischsprachige Autoren empfahlen bei Infektionen mit *Pseudomonas aeruginosa* den Einsatz von Ceftazidim (KLINGENBERG 1996; JACOBSON 1999). Dieses Antibiotikum zeichnete sich in der Humanmedizin durch eine sehr geringe Nephrotoxizität aus (KLINGENBERG 1996). Bei Reptilien liegen nur wenige Ergebnisse zur Pharmakokinetik von Ceftazidim vor (MADER 1991; JACOBSON 1999). Dennoch erscheint die Aufnahme von Ceftazidim (z. B. Fortum[®], Fa. Cascan) in Antibiogramme sinnvoll, um eine therapeutische Alternative zur Anwendung von Enrofloxacin und Gentamicin zu erhalten. Als Alternative zur Antibiose bietet sich insbesondere bei multiresistenten Stämmen der Einsatz einer Autovakzine an.

¹ persönliche Mitteilung KEIL (1999)

6 Zusammenfassung

In der vorliegenden Arbeit wurde erstmals eine sehr umfangreiche Untersuchung (N= 50) zur Haltung und zum Erregerspektrum bei Grünen Leguanen (*Iguana iguana*) mit Abszeßerkrankungen durchgeführt. Zusätzlich wurden zehn Abszesse anderer Echtenarten untersucht. Die Haltungsparmeter der an Abszessen erkrankten Leguane wurden mit den Werten von 100 gesunden Tieren verglichen. Bei den Leguanen handelte es sich in insgesamt 25,3% der Fälle um europäische Nachzuchten. Die im „Gutachten über Mindestanforderungen an die Haltung von Reptilien“ (Bundesministeriums für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten) genannten Werte wurden zum ersten Mal bei einer größeren Zahl gesunder und erkrankter Grüner Leguane kontrolliert. Die Mehrheit der Halter erfüllte die Mindestanforderungen in Bezug auf die Terrarienmaße. Dies war bei 86% der erkrankten und 90% der gesunden Tiere der Fall. Die erkrankten Leguanen wurden hochsignifikant häufiger bei zu niedrigen Tagesmaximaltemperaturen gehalten als die gesunden, somit stellt dies einen erheblichen Risikofaktor für eine Abszeßerkrankung dar. Dies dürfte in der Temperaturabhängigkeit der Antikörperbildung bei Reptilien begründet liegen.

Bei den erkrankten Leguanen waren schwere Auseinandersetzungen zwischen gemeinsam gehaltenen Tieren signifikant häufiger als bei den gesunden. Verletzungen im Rahmen dieser Auseinandersetzungen und durch andere Traumen waren bei 34% der an Abszessen erkrankten Echten in den letzten zwei Monaten beobachtet worden. Bei den gesunden Tieren waren Verletzungen signifikant weniger häufig vorgekommen. Somit erhöhen Auseinandersetzungen und Verletzungen die Wahrscheinlichkeit für die Entstehung von Abszessen deutlich. Da Rangkämpfe insbesondere in der Paarungszeit zum Normalverhalten des Grünen Leguans gehören, lassen sie sich bei einer Gruppenhaltung nicht vollständig verhindern. Es ist daher Aufgabe des Tierarztes, den Halter über eine angemessene sofortige Wundversorgung zu informieren, um das Risiko einer Wundinfektion zu minimieren. Eine generelle Einzelhaltung kann aufgrund des Sozialverhaltens des Grünen Leguans nicht empfohlen werden.

Von allen an Abszessen erkrankten Echsen wurden Abszeß-, Maulhöhlen- und Kloakentupferproben für die mikrobiologische Untersuchung genommen. Bei der vorliegenden Arbeit handelt es sich um die bisher größte Aufstellung von untersuchten Echsenabszessen. Das Abszeßmaterial wurde nach Gram und Ziehl-Neelsen gefärbt. In 70% der Gramfärbungen dominierten gramnegative Stäbchen, in 10% grampositive Kokken. In weiteren 10% war das Bild uneinheitlich. In den übrigen Fällen waren nur vereinzelte Bakterien nachweisbar, so daß keine Aussage über das mehrheitliche Vorkommen von grampositiven oder -negativen Keimen möglich war. Die Ziehl-Neelsen-Färbung war in allen Fällen negativ.

Am häufigsten wurden in den Abszessen Enterobacteriaceen nachgewiesen (45,7%). Hierbei handelte es sich in sechs Fällen um Reinkulturen (10,2%). Am zweithäufigsten wurden grampositive Kokken isoliert. Ihr Nachweis gelang bei 35,6% der Abszesse. Pseudomonaden und Aeromonaden wurden in 18,6% bzw. 10,2% der Fälle nachgewiesen. In 20,3% der Abszeßproben kamen Keime vor, die zu keiner dieser Gruppen gehörten. Anaerobier wurden nur einmal in einer Mischkultur nachgewiesen. Folgende Erreger wurden jeweils ein- bis zweimal in Reinkulturen isoliert: *Aeromonas hydrophila*, *Klebsiella pneumoniae* ssp. *pneumoniae*, *Proteus vulgaris*, *Providentia rettgeri*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Pseudomonas stutzeri*, *Serratia liquefaciens*, *Serratia marcescens*, *Staphylococcus aureus*.

Zahlreiche aus den Abszessen isolierte Keime konnten auch in der Maulhöhle und Kloake nachgewiesen werden, wobei die Keimspektren sehr unterschiedlich waren.

Die chirurgische Entfernung ist bei gut abgekapselten Abszessen die Therapie der Wahl. Aufgrund des nachgewiesenen Erregerspektrums ist eine mikrobiologische Untersuchung des Abszeßmaterials empfehlenswert. Eine systemische Antibiose ist in der Regel nur bei schlecht abgekapselten oder multiplen Abszessen sowie Septikämieverdacht notwendig. Hierbei sollte das Ergebnis des Antibiogramms berücksichtigt werden. Aminoglykoside sollten nur eingesetzt werden, wenn das Antibiogramm Resistenzen gegen alle anderen für Reptilien einsetzbaren Antibiotika zeigt. Bei jeder medikamentellen oder chirurgischen Therapie muß ergänzend eine Haltungskontrolle und -optimierung erfolgen.

Summary

Daniela Zurr: A comprehensive study to the spectrum of bacterial agents of abscesses from green iguanas (*Iguana iguana*) considering husbandry conditions.

For the first time an extensive group of green iguanas (*Iguana iguana*) (N= 50) were examined in this comprehensive study with regards to husbandry and the spectrum of bacterial agents isolated from animals with abscesses. Additionally, ten abscesses of other lizard species have been examined. The husbandry conditions of the iguanas were compared to those of 100 healthy animals. In 25,3% of the cases the lizards had been captive-bred in Europe. The majority of owners fulfilled the minimum requirements proposed by the report released by the Federal Ministry for Nutrition, Agriculture and Forests. This has been the case in 84% of diseased lizards and 90% of healthy lizards. The differences in daily maximum temperatures were highly significant – being too low in diseased iguanas compared to healthy iguanas. Therefore, housing at too low a temperature represents a severe risk factor in the formation of abscesses. This is probably related to the temperature dependent antibody formation in reptiles.

The amount of fights between jointly kept lizards were significantly higher in diseased animals than in healthy animals. Injuries derived from these rivalries and other traumata had been observed in 34% of the diseased animals within two months prior to the study. This was only the case in 8% of the healthy animals. This leads to the conclusion that rivalries and injuries increase the probability of abscess formation. Territorial fights, especially during the mating season, are part of the natural behaviour of the green iguana and can hardly be avoided in group housing. It is therefore the task of the veterinarian to inform the owner about appropriate and immediate wound treatment in order to minimise the risk of an infection. Housing green iguanas individually cannot be recommended due to their social nature.

Swab samples for a microbiological examination were taken from abscesses, the oral cavity and the cloaca in all diseased lizards. Gram- as well as Ziehl-Neelsen stains were prepared from abscess material. In 70% of gram stains, gram negative rods predominated, while 10% contained mainly gram positive cocci. 10% of the gram stains showed an irregular pattern. In all other cases only isolated bacteria were visible and a conclusion for mainly gram positive or gram negative bacterial agents could not be drawn. Ziehl-Neelsen stains were negative in all of the cases.

Gram negative rods (40,3%) belonging to the *Enterobacteriaceae* were isolated most frequently. In six cases these were pure cultures (10,2% of all samples). The second most common isolates were gram positive cocci. These were isolated in 35,6% of the abscesses. Pseudomonads and aeromonads were isolated in 18,6% and 10,2% of the cases respectively. Bacteria which could not be classified in any of the previously mentioned groups were isolated in 20,3% of cases. The following bacteria were grown in pure culture on one or two occasions: *Aeromonas hydrophila*, *Klebsiella pneumoniae* ssp. *pneumoniae*, *Proteus vulgaris*, *Providentia rettgeri*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Pseudomonas stutzeri*, *Serratia liquefaciens*, *Serratia marcescens*, *Staphylococcus aureus*.

Numerous bacteria isolated from the abscesses could also be isolated from the oral cavity and cloaca, whereas the bacterial flora varied widely.

Surgical removal is the treatment of choice when dealing with well capsulated abscesses. The wide variety of isolated microorganisms showed that a microbiological examination of abscess material is recommendable. Systemic antibiotic treatment is generally only necessary in poorly capsulated or multiple abscesses and in cases where a septicemia is suspected. In such cases the results of an antibiogram should be taken into consideration. Aminoglycosides should only be used when the sensitivity test showed resistance to all other reptile antibiotics tested. Besides medical and surgical therapy an improvement in the housing conditions is absolutely necessary.

7 Literaturverzeichnis

ADDISON, J.B. u. E.R. JACOBSON (1974):

Use of an autogenous bacterin to treat a chronic mouth infection in a reticulated python.
J. Zoo Anim. Med. 5, 10-11

AHL, I. (1995):

Pseudomonas aeruginosa in captive snakes in Sweden, prevalence and antibiotic sensitivity.
in: 5. Internat. Kolloq. der Reptilien- und Amphibienpathologie, Alphen aan den Rijn, 1995.
Kongr.ber., S.29-36

APPELT, S., G. BENYR u. A. HASSL (1999):

Salmonellen- und Yersinien-Infektionen von Reptilien in Vivarienanlagen.
Zusammenfassungen der 12. Tagung der DGHT- AG Amphibien- und Reptilienkrankheiten,
S.10-11

ARENA, P.C. u. C. WARWICK (1995):

Miscellaneous factors affecting health and welfare.
in: WARWICK, C., F.L. FRYE u. J.B. MURPHY (Hrsg.): Health and Welfare of Captive
Reptiles
Chapman u. Hall, London, Glasgow, S.263-283

AUSTIN, C. u. M. WILKINS (1998):

Reptile-associated salmonellosis.
J. Am. Vet. Med. Assoc. 212, 866-867

AUSTWICK, P.K.C. u. I.F. KEYMER (1981):

Fungi and actinomycetes.
in: Cooper J.F. u. O.F. Jackson, Diseases of the Reptilia, Vol I
Academic Press, London, S. 209-231

AVERY, R.A. (1982):

Field studies of body temperature: Activity temperatures: Lizards.
in: GANS, C.: Biology of the Reptilia, Volume 12, Physiology C
Academic Press, London, S. 98-107

BALSAL, M. (1998):

Bizarre subcutaneous abscesses in tegus, too?
The Vivarium, 9 (1), 24

BARRETT, S.J., L.K. SCHLATER, R.J. MONTALI u. P.H.A. SNEATH (1994):

A new species of *Neisseria* from iguanid lizards, *Neisseria iguanae* sp. nov.
L. Appl. Microbiol. 18, 200-202

BARTEN, L. (1993):

The medical care of Iguanas and other common pet lizards: Infectious disease.
in: QUESENBERRY, K. u. E. HILLYER: Vet. Clin. North Am., Small Anim. Pract., Exotic Pet
Med. I 23, 1241-1244

-
- BARTEN, L. (1996):
Lizards: Integument.
in MADER, D.R.: Reptile medicine and surgery
Saunders, Philadelphia, S.325-326
- BASILE, I.A. (1989):
Bedrohung durch den Menschen.
in: BASILE, I.A.: Faszinierende Schildkröten
Verlag SN, Stuttgart, S.11-12
- BEEHLER, B.A. u. A.M. SAURO (1983):
Aerobic bacterial isolates and antibiotic sensitivities in a captive reptile population.
Proc. Am. Assoc. Zoo. Vet. 1983, S.198-201
- BENNETT, R.A. (1998):
Management of common reptile emergencies.
Proc. Assoc. Rep. Amph. Vet. 1998, S.67-72
- BERGER, U. (1992):
Neisseriaceae.
in: BURKHARDT, F.: Mikrobiologische Diagnostik
2. Auflage, Georg Thieme Verlag, Stuttgart, S. 75-89
- BERGER, U. u. H.D. PIOTROWSKI (1981):
Zur Diagnostik der nicht-fermentierenden gramnegativen Stäbchenbakterien. Erfahrungen an
676 apyocyaninogenen Stämmen.
Zbl. Bakt. Hyg., I. Abt. Orig. A 248, 509-525
- BERGEY'S Manual of Determinative Bacteriology (1994):
Ed.: HOLT, J.G., N.R. KRIEG, P.H.A. SNEATH, J.T. STALEY u. S.T. WILLIAMS
9. Auflage, Williams u. Wilkins, Baltimore
- BERGEY'S Manual of Systematic Bacteriology (1984):
Ed.: KRIEG, N.R. u. J.G. HOLT
9. Auflage, Williams u. Wilkins, Baltimore
- BERROCAL, A. (1995):
Pathological changes in green iguanas (*Iguana iguana*) from Costa Rica. Retrospective
study (1991-1994).
in: 5. Internat. Kolloq. der Reptilien- und Amphibienpathologie, Alphen aan den Rijn, 1995.
Kongr.ber., S.187-189
- BERSCHAUER, R.L. u. D.R. MADER (1998):
Hepatic abscess due to *Corynebacterium* sp. in a desert tortoise, *Gopherus agassizii*
Bull. Assoc. Rep. Amph. Vet. 8 (1), 13-15
- BISPING, W. u. G. AMTSBERG (1988):
Farbatlas zur Diagnose der bakteriellen Infektionserreger der Tiere.
Paul Parey Verlag, Berlin u. Hamburg

- BLAHAK, S. (1999):
Mykobakteriose bei einem juvenilen China-Alligator.
elaphe 7, (1), 30-32
- BLAHAK, S. (2000 a):
Infektionskrankheiten der Reptilien unter besonderer Berücksichtigung der Zoonosen- Ein
Überblick für die Praxis.
Prakt. Tierarzt 81, 113-126
- BLAHAK, S. (2000 b):
Virusinfektionen bei Reptilien.
Prakt. Tierarzt 81, 92-112
- BOAM, B.S., V.S. SANGER, D. F. COWAN u. D.P. VAUGHAN (1970):
Subcutaneous abscesses in iguanid lizards.
J. Am. Vet. Med. Assoc. 157, 617-619
- BOCKEMÜHL, J. (1992):
Enterobacteriaceae.
in: BURKHARDT, F.: Mikrobiologische Diagnostik
2. Auflage, Georg Thieme Verlag, Stuttgart, S. 119-152
- BOYER, T.H. (1991):
Common problems and treatment of green iguanas (*Iguana iguana*).
Bull. Assoc. Amph. Rep. Vet. Premiere Issue, 8-11
- BOYER, T.H. (1995):
Clinical reptilian microbiology.
in: BONAGURA, J.D.(Ed.): Kirk`s Current Veterinary Therapy Small Animal Practice XII
Saunders, Philadelphia, S.1353-1357
- BOYER, T.H. (1998 a):
Salmonella.
in: BOYER, T.H.: Essentials of Reptiles
AAHA Press, Lakewood, Colorado, S.18-20
- BOYER, T.H. (1998 b):
Abscesses and granulomas.
in: BOYER, T.H.: Essentials of Reptiles
AAHA Press, Lakewood, Colorado, S.102
- BOYER (1998 c):
Reptile formulary.
in: BOYER, T.H.: Essentials of Reptiles
AAHA Press, Lakewood, Colorado, S.163-175
- BROWNSTEIN, D.G. (1984):
Mycobacteriosis.
in HOFF, G.L., F.L. FRYE u. E.R. JACOBSEN: Diseases of Amphibians and Reptiles
Plenum Press, New York u. London, S. 1-23

-
- BUNDESMINISTERIUM FÜR ERNÄHRUNG, LANDWIRTSCHAFT UND FORSTEN
(BMELF) (1998):
Gutachten über Mindestanforderungen an die Haltung von Reptilien.
BMELF, Bonn
- BURKHARDT, F. (1992):
Mikrobiologische Diagnostik.
2. Auflage, Georg Thieme Verlag, Stuttgart, S. 652-658, 701
- BURNHAM, B.R., D.H. ATCHEY, R.P. DeFUSCO, K.E. FERRIS, J.C. ZICARELLI, J.H. LEE
u. F.J. ANGULO (1998):
Prevalence of fecal shedding of *Salmonella* organisms among captive green iguanas and
potential public health implications.
J. Am. Vet. Med. Assoc. 213, 48-50
- CAMIN, J. (1948):
Mite transmission of hemorrhagic septicemia in snakes.
J. Parasitol. 34, 345-354
- CAMPBELL, T.W. (1995):
Avian hematology and cytology.
2.Auflage, Iowa State University Press, Ames, Iowa, S.18
- CENTER FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION (1994 u. 1995):
Reptile-associated salmonellosis information page.
www.xmission.com/~gastown/herpmed/salm.htm
- COBORN, J. (1995):
Evolution, Klassifizierung und Allgemeinbiologie.
in: COBURN, J.: Schlangenatlas
bede Verlag, Ruhmannsfelden, S.26-28
- COOPER, J.E. (1981):
Bacteria.
in: COOPER, J.E. u. O.F. JACKSON (Ed.): Diseases of the Reptilia, Vol. 1
Academic Press, London, S.165-191
- COOPER, J.E. (1985):
The signifiacne of bacterial isolates from reptiles.
in: LAWRENCE, K., J.E. COOPER u. E.R. JACOBSON: REPTILES: breeding, behaviour
and veterinary aspects
Br. Herp. Soc., London, S.115-119
- COOPER, J.E. (2000):
Reptilian microbiology.
in: FUDGE, A.M.: Laboratory Medicine- Avian and Exotic Pets
W.B. Saunders, Philadelphia, S.223-228

- COOPER, J.E. u. L. LAWRENCE (1982):
Pathological studies on skin lesions in reptiles.
in: 1. Internat. Kolloq. der Reptilien- und Amphibienpathologie, Angers 1982, Kongr.ber.
S.101-111
- COOPER, J.E. u. J.H.E. LEAKEY (1976):
A septicaemic disease of East African snakes associated with *Enterobacteriaceae*.
zit. nach COOPER u. NEEDHAM (1983)
- COOPER, J.E. u. J.R. NEEDHAM (1983):
Isolation of potentially pathogenic bacteria from healthy mambas (*Dendroaspis* sp.).
Vet. Rec. 113, 135-136
- CROUTCHER, S.C., A.P. HOUSTON, C.E. BAYLISS u. R.J. TURNER (1983):
Bacterial populations associated with different regions of the human colon wall.
Appl. Environ. Microbiol. 45, 1025-1033
- DeBOER, D.J. (1995):
Management of the chronic and recurrent pyoderma in the dog.
in: BONAGURA, J.D.(Ed.): Kirk's Current Veterinary Therapy Small Animal Practice XII
Saunders, Philadelphia, S.611
- DIVERS, S.J. (1996):
Ultraviolet light for reptiles.
Vet. Rec. 138, 627-628
- DIVERS, S. J. u. D.A. MALLEY (1995):
Diseases and mortality of 397 illegally imported royal pythons (*Python regius*).
in: 5. Internat. Kolloq. der Reptilien- und Amphibienpathologie, Alphen aan den Rijn,
Niederlande, 1995, Proc., S.215-229
- DRAPER, C.S., R.D. WALKER u. H.E. LAWLER (1981):
Patterns of oral bacterial infection in captive snakes.
J. Am. Vet. Med. Assoc. 179, 1223-1226
- DRASAR, D.S. u. A.K. ROBERTS (1991):
Methods of the study of anaerobic microflora.
in: LEVETT, P.N.: Anaerobic Microbiology
Oxford University Press, New York, S. 183-200
- DRIGGERS, T. (1998):
Infectious diseases.
in: ACKERMAN: Reptile Care and Husbandry, Volume 3, T.F.H. Publications, Neptune City,
USA, S.603-608
- DROMMER, W. (1991):
Durch Bakterien und Pilze bedingte Krankheiten.
in: SCHULZ, L.C.: Pathologie der Haustiere (Teil II)
Gustav Fischer Verlag, Jena, S.18-38

DUGAN, B. (1982):

The mating behaviour of the green iguana, *Iguana iguana*.

in: BURGHARDT, G.M. u. A.S. RAND(Hrsg.): Iguanas of the world
Noyes Publ., Park Ridge, New Jersey, S.320-340

DUGAN, B. u. T.A. WIEWANDT (1982):

Socio-ecological determinations of mating strategies in iguanine lizards.

in: BURGHARDT, G.M. u. A.S. RAND(Hrsg.): Iguanas of the World
Noyes Publ., Park Ridge, New Jersey, S.303-318

DURAN-REYNALS, F. u. H.J. CLAUSEN (1937):

A contagious tumor-like condition in the lizard (*Anolis equestris*) as induced by a new bacterial species, *Serratia anolium* (sp.n.).

J. Bacteriol. 33, 369-380

EIDENMÜLLER, B. (1997):

Bedrohung und Gesetzgebung.

in: EIDENMÜLLER, B.: Warane
Herpeton, Offenbach, S. 15

ELZE, K., A. BERGMANN, K. EULENBERGER, H.-J. SELBITZ u. W.-E. ENGELMANN
(1977):

Auswertung des Krankheitsgeschehens bei Reptilien im Zoologischen Garten Leipzig (1957-1976).

in: Erkrankungen d. Zootiere, 19. Internat. Symp., Pozan 1977. Verh.ber., S. 45-55

EVANS (1963):

Comperative immunology, antibody responce in *Dipsosaurus dorsalis* at differant temperatures.

zit. nach FRYE (1991)

FITCH, H.S., R.W. HENDERSON u. D.M. HILLS (1982):

Explotation of iguanas in Central America.

in: BURGHARDT, G.M. u. A.S. RAND(Hrsg.): Iguanas of the World
Noyes Publ., Park Ridge, New Jersey, S. 397-415

FRANK, W. (1970):

Mykotische Erkrankungen der Haut und der inneren Organe bei Amphibien und Reptilien.

in: Erkrankungen d. Zootiere, 12. Internat. Symp., Budapest 1970. Verh.ber., S. 231-234

FRANK, W. (1975):

Haltungsprobleme und Krankheiten der Reptilien. Diagnose und Behandlung.

Tierärztl. Prax. 3, 343-364

FRANK, W. (1985):

Amphibien und Reptilien - Bakterielle Infektionen.

in: Isenbügel, E. u. W. FRANK: Heimtierkrankheiten
Eugen Ulmer Verlag, Stuttgart, S.195-212

FRYE, F.L. (1991):

Biomedical and surgical aspects of captive reptile husbandary, Vol. 1
2.Auflage, Krieger Publishing Company, Malabar, Florida, S.101-136

FRYE, F.L. (1995):

Iguanas: Guide for successful captive care.
Krieger Publishing Company, Malabar, Florida S.89-90

GÖBEL, T. (1990):

Ein Beitrag zur Zusammensetzung der aeroben und mikroaerophilen Bakterienflora von
Rachen und Kloake gesunder Reptilien in Terrarienhaltung.
Gießen, Univ. Veterinärmed. Fakultät, Diss.

GÖBEL, T. u. B.-J. SCHILDGER (1990):

Bakterielle Infektionen bei Reptilien.
in: Erkrankungen d. Zootiere, 32. Internat. Symp. Eskilstuna, 1990. Verh.ber.,
S. 205-209

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

Die häufigsten Erkrankungen bei Echsen und Schlangen in der tierärztlichen Praxis.
Prakt. Tierarzt 71, 47-50, 53-54

GÖBEL, T., B.-J. SCHILDGER u. R. GÖBEL (1991):

Infections by salmonellae in reptiles.
in: 4. Internat. Kolloq. Pathol. Rep. Amph., Bad Nauheim, 1991, Proc., S. 47-55

GOLDSTEIN, E.J., E.O. AGYARE, A.E. VAGVOLGYI u. M. HALPERN (1981):

Aerobic bacterial oral flora of garter snakes: Development of normal flora and pathogenic
potential for snakes and humans.
J. Clin. Microbiol. 1981, 954-956

GORDON, R.W., T.C. HAZEN, G.W. ESCH u. C.B. FLIERMANS (1979):

Isolation of *Aeromonas hydrophila* from the American Alligator, *Alligator mississippiensis*.
J. Wildl. Dis. 15, 239-242

GRAEVENITZ, A. von (1992):

Pseudomonas und andere anspruchslose nichtfermentierende gramnegative Stäbchen.
in: BURKHARDT, F.: Mikrobiologische Diagnostik
Georg Thieme Verlag, Stuttgart, S. 90-101

GRENARD, S. (1997):

Reptile-associated salmonellosis information page.
<http://www.xmission.com/astown/herpmed/salm.htm>

GRENARD, S. u. K.A. NUNAN (1998):

Zoonoses.
in: ACKERMAN, L.: The Biology, Husbandary and Health Care of Reptiles, Vol. 3
T.F.H. Publications, Neptune City, S. 886-897

-
- GRÜNBERG, W., E. KUTZER u. E. OTTE (1963):
Abszeßähnliche Nekrosen bei Schlangen aus Zoologischen Gärten.
Berl. u. Münch. Tierärztl. Wochenschrift, 90-95
- HABERMALZ, D. u. O. PIETZSCH (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, 323-342
- HAMILTON, H.J., M.A. MITCHELL, J. WILLIAMS, T.N. TULLY u. M.B. GLAZE (1999):
Orbital abscess in a green iguana, *Iguana iguana*.
Bull. Assoc. Rep. Amph. Vet. 9 (3), 27-30
- HARVEY-CLARK, C.J. (1998):
Dermatologic (skin) disorders.
in: ACKERMAN: Reptile Care and Husbandry, Volume 3, T.F.H. Publications, Neptune City,
USA S.658-662
- HATFIELD, J.W. (1996):
Green iguana.
Manual Dunthorpe Press, Portland, S. 29-98, 225
- HAUPT, H. (2000):
Schildkrötenhandel in Asien weitet sich zunehmend aus.
elaphe 8 (1), 25-26
- HAWKEY, C.M. u. T.B. DENNETT (1990):
Normale und abnormale Granulozyten.
in: HAWKEY, C.M. u. T.B. DENNETT: Farbatlas der Hämatologie
Schlütersche GmbH & Co. KG, Verlag und Druckerei, Schlütersche GmbH & Co. KG, Verlag
und Druckerei, Hannover, S. 58-59
- HAYES, W.K. (1996):
Iguana, salmonella and herpetoculture: A conflict of interest... and conscience?
in: Herpetocultural Conscience (<http://www.sonic.net/~melissk/hayes.html>) S. 1-4
- HIGHFIELD, A.C. (1993):
Mysterious tortoise deaths in wild populations and captive collections in Europe and America.
Reptilia and Amphibia: Proc. 16. Annual ABWAK Symp., S. 15-20
- HIGHFIELD, A.C. (1996):
Practical encyclopedia of keeping and breeding tortoises and freshwater turtles.
Carapax Press, London, S. 15-20, 124-125
- HILF, M., R.A. WAGNER u. V.L. YU (1990):
A prospective study of upper airway flora in healthy boid snakes and snakes with pneumonia.
J. Zoo. Wildl. Med. 21, 318-325

HOFF, G.L.(1984):

Serratia.

in HOFF, G.L., F.L. FRYE u. E.R. JACOBSEN: Diseases of Amphibians and Reptiles
Plenum Press, New York u. London, S. 59-67

HOFF, G.L. u. D.H. HOFF (1984):

Salmonella and Arizonae.

in HOFF, G.L., F.L. FRYE u. E.R. JACOBSEN: Diseases of Amphibians and Reptiles
Plenum Press, New York u. London, S. 69-79

HOFF, G.L. u. WHITE (1984):

Leptospirosis.

in HOFF, G.L., F.L. FRYE u. E.R. JACOBSEN: Diseases of Amphibians and Reptiles
Plenum Press, New York u. London

HOFFMANN, R.W., P. SCHEINERT u. T. FISCHER-SCHERL (1991):

Übersicht über 5 Jahre Diagnostik von Reptilienkrankheiten am Institut für Zoologie und
Hydrobiologie.

in: 4. Internat. Kolloq. der Reptilien- und Amphibienpathologie, Bad Nauheim, 1991, Proc., S.
263-272

HOLT, P.E. (1981):

Drugs and dosages: Antibiotics.

in: COOPER, J.E. u. O.F. JACKSON (Ed.): Diseases of the Reptilia, Vol. 2
Academic Press, London S. 555-562

IPPEN, R. u. H.-D. SCHRÖDER (1977):

Zu den Erkrankungen der Reptilien.

in: Erkrankungen d. Zootiere, 19. Internat. Symp. Poznan 1977. Verh.ber., S. 15-28

JACOBSON, E.R. (1980 a):

Necrotizing mycotic dermatitis in snakes: Clinical and pathological features.

J. Am. Vet. Med. Assoc. 177, 838-841

JACOBSON, E.R. (1980 b):

Mycotic disease of reptiles.

in MONTALI, R.J. u. G. MIGAKI: The Comparative Pathology of Zoo Animals
Smithsonian Institution Press, Washington D.C., S. 283-289

JACOBSON, E.R. (1982):

Diseases of the integumentary system of reptiles.

in: 1. Internat. Kolloq. der Reptilien- und Amphibienpathologie, Angers 1982. Proc., S. 1

JACOBSON, E.R. (1984):

Pseudomonas.

in HOFF, G.L., F.L. FRYE u. E.R. JACOBSON: Diseases of the Amphibians and Reptiles S.
37-57

-
- JACOBSON, E.R. (1991):
Diseases of reptiles Part II.: Infectious diseases.
Exotic Animal Practice, The Comp. Coll. Vol.1
Veterinary Learning Systems. Trenton, New Jersey S. 130-134
- JACOBSON, E.R. (1992):
Reptile dermatology.
in: KIRK, R.W. u. J.D. BONAGURA (Ed.): Kirk`s Current Veterinary Therapy Small Animal
Practice XI
Saunders, Philadelphia S. 1204-1210
- JACOBSON, E.R. (1995):
Use of antimicrobials in reptiles.
10. Internat. Avian and Exotic Animal Medicine Symposium
Davis, California, S. 79-86
- JACOBSON, E.R. (1997):
Skin diseases in reptiles.
Exotic Animal Practice, The Comp. Coll. Vol.2
Veterinary Learning Systems. Trenton, New Jersey, S. 195-210
- JACOBSON, E.R. (1999):
Antimikrobielle Therapie bei Reptilien.
Kleintier konkret 2 (3), 30-36
- JACOBSON, E.R., N.J. MILLICHAMP u. J.M. GASKIN (1985):
Use of a polyvalent autogenous bacterin for treatment of mixed gram-negative bacterial
osteomyelitis in a rhinoceros viper.
J. Zoo Anim. Med. 187, 1224-1225
- JOHNSON-DELANEY, C.A. (1996):
Reptile zoonosis and threats to public health.
in MADER, D.R.: Reptile Medicine and Surgery
Saunders, Philadelphia, S. 20-33
- KABISCH, K. (1990):
Wörterbuch der Herpetologie.
Gustav Fischer Verlag, Jena, S. 101, 362
- KAPLAN, M. (1995 a):
Treating abscesses in reptiles.
(<http://www.sonic.net/~melissk/abscess.html>) 2 S.
- KAPLAN; M. (1995 b):
Claws.
(<http://www.sonic.net/~melissk/clawtrim.html>)
- KEUNECKE, S. (1999):
Vergleich klinischer und pathomorphologischer Befunde bei Nephropathien der Schildkröten.
Hannover, Tierärztliche Hochschule, Diss.

- KEYDAR, Y., E. EYLAN, H. MENDELSSON u. U. MARDER (1971):
Infektionen durch *Pseudomonas aeruginosa* bei der Palästina viper, *Vipera xanthina palaestinae*.
Salamandra 7 (3), 101-116
- KING, G. (1996):
Lizards: The digestive system.
in: KING, G.: Reptiles and Herbivory
Chapmann u. Hall, London, S. 35-39
- KIRMAIR, R. (1994):
Untersuchungen zur Terrarienhaltung von Reptilien unter besonderer Berücksichtigung des Tier- und Artenschutzes.
München, Univ., Veterinärmed. Fak., Diss.
- KLINGENBERG, R.J. (1988):
The differential diagnosis of masses in reptiles.
Edited by ROSENBERG, M.J.: 12. Internat. Herpetological Symposium on Captive Propagation and Husbandary, New York 1988, S. 103-107
- KLINGENBERG, R.J. (1996):
Specific agents used for reptile therapeutics.
in: MADER, D.R.: Reptile Medicine and Surgery
Saunders, Philadelphia, S. 309-313
- KLINGENBERG, R.J. (2000)
Reptilian parasite testing
in: FUDGE, A.M.: Laboratory Medicine-Avian and exotic Pets
W.B. Saunders, Philadelphia, S.258-264
- KLUGER, M.J., D.H. RINGER u. M.R. Anver (1975):
Fever and survival.
Science 188, 166-168
- KNOTEK, Z. u. H. PAVLÍNA (1995):
Treatment of skin diseases in reptiles.
in: 5. Internat. Kolloq. der Reptilien- und Amphibienpathologie, Alphen aan den Rijn 1995.
Kongr.ber., S. 45-47
- KÖHLER (1993):
Schwarze Leguane.
Verlag Gunter Köhler, Hanau, S.17-22
- KÖHLER, G. (1996):
Krankheiten der Amphibien und Reptilien.
Eugen Ulmer Verlag, Stuttgart
- KÖHLER, G. (1997):
Inkubation von Reptilieneiern.
Herpeton, Offenbach, S. 8-9, 106

-
- KÖHLER, G. (1998):
Der Grüne Leguan.
3.Auflage, Herpeton, Offenbach, S. 14, 67-96
- KROKER, R. (1999):
Pharmakotherapie zur Behandlung und Verhütung bakterieller Infektionen.
in: LÖSCHER, W., F.R. UNGEMACH u. R. KROKER: Pharmakotherapie bei Haus- und Nutztieren
4. Auflage, Parey Buchverlag, Berlin, S. 211-246
- KUTZER, (1985):
Protozoa.
in: IPPEN, R., H.-D. SCHRÖDER u. K. ELZE: Handbuch der Zootierkrankheiten, Band 1
Akademie Verlag, Berlin, S. 368-384
- KWAGA, J. u. J.O. IVERSON (1993):
Isolation of *Yersinia enterocolitica* (0: 5, 27 biotype 2) from a common garter snake.
J. Wildl. Dis. 29 (1), 127-129
- LANCE, V.A. (1991):
Evaluating pain and stress in reptiles.
in: The Care and Use of Amphibians, Reptiles and Fish in Research
Scientists Center of Animal Welfare, New Orleans, S. 101-106
- LANE, T.J. u. D.R. MADER (1996):
Protozoa – Amoebiasis.
in: MADER, D.R.: Reptile Medicine and Surgery
Saunders, Philadelphia, S. 309-313
- LAWRENCE, K. u. J.R. NEEDHAM (1985):
Rhinitis in long term captive mediterranean tortoises (*Testudo graeca* and *T. hermanni*).
Vet. Rec. 21/28 117, 662-664
- LAWTON, M. (1997):
Echsen und Schlangen.
in: BEYNON, P.H. u. J.E. COOPER (Hrsg.): Kompendium der Heimtiere, 1997
Schlütersche GmbH & Co. KG, Verlag und Druckerei, Hannover, S. 237-253
- LEDBETTER, E.O. u. A.E. KUTSCHER (1969):
The aerobic and anaerobic flora of rattlesnake fang and venom.
Arch. Environ. Health 19, 770-778
- LILLYWHITE, H.B. u. R.E. GATTEN (1995):
Body temperature, energetics and ectothermy.
in: WARWICK, C., F.L. FRYE u. J.B. MURPHY (Hrsg.): Health and Welfare of Captive Reptiles
Chapman u. Hall, London, Glasgow, S. 6-13

- LLOYD, M. (1994):
Common infectious diseases of reptiles and amphibians: An etiologic review, diagnostics and treatment recommendations.
in: Proc. Assoc. Rep. Amph. Vet., 1994, S. 6-10
- MADER (1991):
Antibiotic therapy.
in: FRYE, F.L.: Biomedical and Surgical Aspects of Captive Reptile Husbandary
Vol. 2, 2.Auflage, Krieger Publishing Company, Malabar, Florida, S. 621-633
- MADER, D.R. (1993):
Clinical reptilian microbiology.
5. Annual Small Mammal-Reptile Medicine and Surgery for the Practitioner, Middleton, Wisconsin, 1993, S. 56-59
- MANNHEIM, W., W. FREDERIKSEN u. R. MUTTERS (1992):
Pasteurellaceae.
in: BURKHARDT, F.: Mikrobiologische Diagnostik
2. Auflage, Georg Thieme Verlag, Stuttgart, S. 163-172
- MARCUS, L. (1983):
Spezielle Krankheiten der Herpetofauna: Bakterielle Infektionen.
in: MARCUS, L.: Amphibien und Reptilien in Heim, Labor und Zoo
Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart, S. 61-82
- MARSCHANG, R.E., M. GRAVENDYCK u. E.F. KALETA (1997):
Herpesviruses in Tortoises: Investigations into Virus Isolation and the Treatment of Viral Stomatitis in *Testudo hermanni* and *Testudo graeca*.
J. Vet. Med. B 44, 385-394
- MARTINEZ-SILVESTRE, A., A. MARCO u. E. MATEU (1996):
Pseudomonas fluorescens septicaemia in a green iguana.
Europ. J. Comp. Animal Prac., 1996 (1), 19-21
- MARTINEZ-SILVESTRE, A. u. E. M. MATEU-de ANTONIO (1997):
Bacteriological features of rhinitis in captive greek tortoises, *Testudo graeca*.
Bull. Assoc. Rept. Amph. Vet. 7 (2), 12-15
- MATEO, M.R., E.D. ROBERTS u. F.M. ENRIGHT (1984 a):
Morphology, cytochemical and functional studies of peripheral blood cells of young healthy american alligators (*Alligator mississippiensis*).
Am. J. Vet. Res. 45, 1046-1053
- MATEO, M.R., E.D. ROBERTS u. F.M. ENRIGHT (1984 b):
Inflammation induced by subcutaneous turpentine of young american alligators (*Alligator mississippiensis*).
Am. J. Vet. Res. 45, 1870-1875

-
- MAYER, H. u. W. FRANK(1974):
Bakteriologische Untersuchungen bei Reptilien und Amphibien.
Zbl. Bak. Hyg., I. Abt. Orig. A 229, 470-481
- MAYER, H. u. W. FRANK (1977):
Vorkommen und Bedeutung von anaeroben Mikroorganismen bei Reptilien und Amphibien.
in: Erkrankungen d. Zootiere, 19. Internat. Symp. Pozan 1977, Verh.ber., S. 93-98
- McBEE, R.H. u. H. McBEE (1982):
The hindgut fermentation in the green iguana, *Iguana iguana*.
in BURGHARDT, G.M. u. A.S. RAND: Iguanas of the World, Noyes Publications, Park Ridge,
New Jersey, S. 77-83
- McCOY, R.H. u. R.J. SEIDLER (1973):
Potential pathogens in the environment; isolation, enumeration and the identification of seven
genera of intestinal bacteria associated with small green pet turtles.
zit. nach FRYE (1991)
- McFADDIN, J.F. (1980):
Biochemical tests for identification of medical bacteria.
2. Auflage, Williams and Wilkins, Baltimore, London
- MEEHAN, S.K. (1996):
Reptile-related salmonellosis.
J. Am. Vet. Med. Assoc. 209, 531
- MEIER, E. (1999):
Sind die Schildkröten Asiens noch zu retten?
Reptilia, 4, (1), 5-8
- MENDELSSOHN (1980):
Observations on a captive colony of *Iguana iguana*.
in: MURPHY, J.B. u. J.T. COLLINS: Reproductive Biology and Diseases of Captive Reptiles
Society for the Study of Amphibians and Reptiles, London, S. 119-123
- MITCHELL, M.A., T. TULLY u. S.D. GAUNT (1996):
Characterization of the inflammatory response in the green iguana (*Iguana iguana*).
in: Proc. Assoc. Amph. Rept. Vet., Tampa 1996, S. 125
- MONAGAS, W.R. u. R.E. GATTEN (1983):
Behavioural fever in the turtles *Terrapene carolina* and *Chrysemys picta*.
Therm. Biol. 8, 285-288
zit. nach MÜLLER (1999)
- MONTALI, R.J. (1988):
Comperative pathology of imflammation in the higher vertebrates (reptiles, birds and
mammals).
J. Comp. Pathol. 99, 1-26

MÖRK, U. (1997):

Untersuchungen über die bakterielle Zusammensetzung der Rachen- und Darmflora von gesunden in Süddeutschland gehaltenen Landschildkröten.
München, Univ., Veterinärmed. Fak., Diss.

MÜLLER, H.E. (1972):

Über die aerobe Fäkalflora von Reptilien, insbesondere über die Enterobakterien bei Schlangen.
Zbl. Bak. Hyg., I.Abt. Orig. 222, 487-495

MÜLLER, U. (1999):

Die Haltung von Schildkröten als Heimtiere unter physiologisch-biologischen Gesichtspunkten.
Hannover, Tierärztlichen Hochschule, Diss.

NEEDHAM, J.R. (1981):

Microbiology and laboratory techniques.
in: COOPER, J.E. u. O.F. JACKSON (Ed.): Diseases of the Reptilia, Vol. 1
Academic Press, London, S. 93-130

PETERS, G. (1983):

Klasse Reptilia-Kriechtiere.
in: DECKERT, K., G.E. FREYTAG, K. GÜNTHER, G. PETERS u. G. STERBA: Fische, Lurche, Kriechtiere
VMA-Verlag, Wiesbaden, S. 363-370

PETERS, G. (1985):

Verdauungsorgane: Anatomische und physiologische Vorbemerkungen.
in IPPEN, R., H.-D. SCHRÖDER u. K. ELZE: Handbuch der Zootierkrankheiten, Band 1
Akademie Verlag, Berlin, S. 139-141

PHILLIPS (1980):

Iguana iguana: A model species for studying the ontogeny of behaviour/ hormon interactions.
zit. nach HATFIELD (1996)

PLOWMAN, C.A., R.J. MONTALI, L.G. PHILLIPS, L.K. SCHLATER u. L.J. LOWENSTINE (1987):

Septicaemic and chronic abscesses in iguanas (*Cyclura cornuta* and *Iguana iguana*) associated with a *Neisseria* species.
J. Zoo Animal Med. 18, 86-93

POHLENZ, J. (1991):

Bakterielle Infektionen.
in: SCHULZ, L.C.: Pathologie der Haustiere (Teil II)
Gustav Fischer Verlag, Jena, S. 64-81

PREZANT, R.M. u. J.L. JARCHOW (1997):

Indications and applications of clinical technics in the green iguana.
Seminars Avian and Exotic Pet Med. 6, (2), 63-74

-
- QUINN, P.J., M.E. CARTER, B.K. MARKEY u. G.R. CARTER (1994 a):
Miniaturised Methods for the Identification of Bacteria .
in: QUINN, P.J., M.E. CARTER, B.K. MARKEY u. G.R. CARTER: Clinical veterinary
microbiology
Wolf Publishing, London, S. 59-61
- QUINN, P.J., M.E. CARTER, B.K. MARKEY u. G.R. CARTER (1994 b):
Bacillus sp.
in: QUINN, P.J., M.E. CARTER, B.K. MARKEY u. G.R. CARTER: Clinical veterinary
microbiology
Wolf Publishing, London, S. 178-190
- RECKLIES, H. (1989):
Krankheiten der Schildkröten-Eine Literaturstudie.
Berlin, FU, Diss.
- RENKEN-ZÜRNER, A. (1985):
Vorkommen und veterinärmedizinische Bedeutung von Bakterien aus der Familie der
Enterobacteriaceae mit Ausnahme der Gattungen *Escherichia* und *Salmonella* sowie der
Spezies *Yersinia pestis*.
Hannover, Tierärztliche Hochschule, Diss.
- ROGGENDORF, M. u. H.E. MÜLLER (1976):
Enterobakterien bei Reptilien.
Zbl. Bakt. Hyg., I.Abt. Orig. 236, 22-35
- ROGNER (1992):
Echsen Band 1.
Eugen Ulmer Verlag, Stuttgart, S. 198-199
- ROSENTHAL, K.L. u. D.R. MADER (1996):
Microbiology.
in: MADER, D.R.: Reptile Medicine and Surgery
Saunders, Philadelphia, S. 117-124
- ROSENTHAL, K.L. u. E. RUSSO (1997):
Diagnosis and treatment of lumps and bumps in snakes.
The Comp. Collec.: Practical Exotic Animal Med. Vol. 2, S. 27-33
- ROSS, R.A. u. G.MARZEC (1984):
The bacterial diseases of reptiles: Their epidemiology, control, diagnosis and treatment.
Institute for Herpetological Research, Stanford, California, S. 5-12
- ROSS, R.A. u. G. MARZEC (1994):
Riesenschlangen: Zucht und Pflege.
bede Verlag, Ruhmannsfelden, S. 227-232

- ROSSI, J.V. (1996):
Dermatology: Abscesses.
in MADER, D.R.: Reptile Medicine and Surgery
W.B. Saunders, Philadelphia, S. 106
- ROSSKOPF, W.J. (2000)
Disorders of reptilian leukocytes and erythrocytes
in: FUDGE, A.M.: Laboratory Medicine- Avian and Exotic Pets
W.B. Saunders, Philadelphia, S.198-204
- SALFINGER, M. u. F. M. KAFADER (1992):
Mykobakterien.
in: BURKHARDT, F.: Mikrobiologische Diagnostik
2. Auflage, Georg Thieme Verlag, Stuttgart, S. 269-288
- SASSENBURG, L. (1983):
Beiträge zur Physiologie und Pathologie der Fortpflanzung in Gefangenschaft gehaltener
Reptilien aus der Sicht des praktisch tätigen Tierarztes.
Berlin, Agrarwiso. Fak. Humbolt Uni., Diss.
- SCHARDT, M. (1998 a):
Grüne Leguane.
Reptilia 3, (2), 18-21
- SCHARDT, M. (1998 b):
Der Grüne Leguan.
Reptilia 3, (2), 22-27
- SCHRÖDER, H.-D. (1985):
Bakterielle Erkrankungen.
in IPPEN, R., H.-D. SCHRÖDER u. K. ELZE: Handbuch der Zootierkrankheiten, Band 1
Akademie Verlag, Berlin, S. 326-348
- SHOTTS, E.B. (1984):
Aeromonas.
in HOFF, G.L., F.L. FRYE u. E.R. JACOBSEN: Diseases of Amphibians and Reptiles
Plenum Press, New York u. London, S. 49-807
- SNIPES, K.P. (1984):
Pasteurella in reptiles.
in HOFF, G.L., F.L. FRYE u. E.R. JACOBSEN: Diseases of Amphibians and Reptiles
Plenum Press, New York u. London, 1984, S. 25-35
- SNIPES, K.P., E.L. BIBERSTEIN u. M.E. FOWLER (1980):
A *Pasteurella* associated with respiratory disease in captive desert tortoise.
J. Am. Vet. Med. Assoc. 177, 804-807
- SOVERI, T. u. E.-R. SEUNA (1986):
Aerobic oral bacteria in healthy captive snakes.
Acta vet. scand. 27, 172-181

-
- SPÖRLE, H. u. R. WEISS (1992):
Ein Beitrag zur Pathologie und Epidemiologie von Mykobakterieninfektionen bei aquatilen und semiaquatilen Schildkröten.
in: Erkrankungen d. Zootiere, 34. Internat. Symp. 1992, Verh.ber., S.89-92
- STAHL, S.J. (1997)
Osteomyelitis in lizards and snakes
Proc. North Am. Vet. Conf. 1997, S.759-760
- STEINMETZ, M., M. PÜTSCH u. I. BISSCHOPINCK (1998):
Untersuchungen zur Transportmortalität beim Import von Vögeln und Reptilien nach Deutschland.
Bundesamt für Naturschutz, Landwirtschaftsverlag Münster
- STEWART, J. S. (1990):
Anaerobic bacterial infections in reptiles.
J. Zoo. Wildl. Med. 21, (2), 180-184
- STORCH, V. u. U. WELSCH (1997):
Systematische Zoologie.
Gustav Fischer Verlag, Jena, S. 610-643
- TROYER, K.H. (1982):
Transfer of fermentative microbes between generations in a herbivorous lizard.
Science 216, 540-542
- TROYER, K.H. (1983):
Behavioral and physiological adaptations for herbivory in a neotropical lizard, *Iguana iguana*.
Diss. Abstr. Int. 43, 7, 1983, S. 2135B
- TRUTNAU, L. (1994):
Terraristik.
Eugen Ulmer Verlag, Stuttgart, S. 247-248
- UETZ, P. (1999):
Species statistics.
www.embl-heidelberg.de/uetz/db-info/SpeciesStat.html
- WARE, S.K. (1998):
Nutrition and nutritional disorders.
in: ACKERMAN, L.: The Biology, Husbandary and Health Care of Reptiles, Vol. 3
T.F.H. Publications, Neptune City, S. 775-800
- WARWICK, C. (1991):
Observations on disease-associated preferred body temperatures in reptiles.
Appl. Anim. Behav. Sci. 28, 375-380

- WEBER, A., A. PRELL, J. PÖTEL u. R. SCHÄFER (1993):
Vorkommen von *Listeria monocytogenes* bei Schlangen, Schildkröten, Echsen und Amphibien in der Heimtierhaltung.
Berl. Münch. Tierärztl. Wochenschr. 106, 293-295
- WEHNER, R. u. W. GERING (1995):
Zoologie
23.Auflage, Georg Thieme Verlag, Stuttgart, S. 759-761
- WEISS, E. (1990):
Die eitrige Entzündung.
in: STÜNZI, U. u. E. WEISS: Allgemeine Pathologie für Tierärzte und Studierende der Tiermedizin
8. Auflage, Verlag Paul Parey, Berlin u. Hamburg, S. 252-256
- WILL, R. (1979):
The structural transformation of phagocytic cells, an old phylogenetic principle-Part 2 The heterophilic granulocyte.
in: Vet. Med. Review, Nr.2
Elwerts Univ.- und Verlagsbuchhandlung, Marburg-Lahn, S. 49-58
- WILLIAMSON, W.H. u. H.L. HELSDON (1965):
Salmonellosis in turtles in Minnesota.
J. Am. Vet. Med. Assoc. 192, 347
- WISSMAN, M.A. u. B. PARSONS (1993 a):
Abscess in a Galapagos tortoise; Case report.
J. Small Exotic Animal Med. 2, 60-62
- WISSMAN, M.A. u. B. PARSONS (1993 b):
Dermatophylosis of green iguanas (*Iguana iguana*).
J. Small Exotic Animal Med. 2, 137-140
- ZWART, P. (1985):
Haut und Anhangsorgane.
in IPPEN, R., H.-D. SCHRÖDER u. K. ELZE: Handbuch der Zootierkrankheiten 1
Akademie Verlag, Berlin, S. 257-269
- ZWART, P. (1998):
Abszeßbildung.
in: GABRISCH, K. u. P. ZWART (Hrsg.): Krankheiten der Heimtiere
4. Auflage Schlütersche Gmbh & Co. KG, Hannover S. 827-828
- ZWART, P. u. G. REIJNGOUD (1970):
Multiple Abszeßbildungen bei Eidechsen.
in: 12. Internat. Symp. Erkrankungen d. Zootiere, Utrecht, Verh.ber., S. 237-238

8 Anhang

8.1 Verwendete Feinchemikalien und kommerzielle Testsysteme

| | |
|------------------------------------|------------------------------|
| Anaero Gen | Fa. Oxoid (AN 35 A) |
| api CORYNE | Fa. bioMérieux (2 090 0) |
| api 20 E | Fa. bioMérieux (07584 B) |
| api 20 NE | Fa. bioMérieux (07615 C) |
| Bactident Oxidaseteststreifen | Fa. Merck (1.13300) |
| Bleiacetat-Streifen | Fa. Merck (1.09511) |
| Dry Anaerobic- Indikatorstreifen | Fa. Becton-Dickinson (71051) |
| Eisen-III-Citrat | Fa. Merck (3862) |
| GRIESS-ILOSVAYS Reagenz auf Nitrit | Fa. Merck (9023) |
| ID 32 C | Fa. bioMérieux (07990 C) |
| ID 32 STAPH | Fa. bioMérieux (30243-FD) |
| KLIGLER-Agar | Fa. Merck (3931) |
| KOH-Plättchen | Fa. Fluka (60370) |
| KOVACS Indolreagenz | Fa. Merck (1.09293.0100) |
| Kreatin | Fa. Merck (5206) |
| Methylenrot Indikator | Fa. Merck (Art. 6076) |
| α -Naphthol | Fa. Fluka (70440) |
| Novokult | Fa. Greiner (450090) |
| rapid ID 32 STREP | Fa. bioMérieux (07924 B) |
| Zink Pulver | Fa. Merck (Art. 8789) |

8.2 Firmen

Fa. Becton-Dickinson, Heidelberg
 Fa. Beringwerke, Marburg
 Fa. bioMérieux Deutschland GmbH, Nürtingen
 Fa. Cascan, Wiesbaden
 Fa. Ceva, Düsseldorf
 Fa. Fluka, Neu-Ulm
 Fa. Greiner, Frickenhausen
 Fa. Merck, Darmstadt
 Fa. Oxoid, Wesel
 Fa. Serva, Heidelberg
 Fa. Sigma, Taufkirchen

8.3 Nährmedien

8.3.1 Nährmedien für aerobe Keime

Columbia-Agar mit Schafblut (Fa. Oxoid)

Gassneragar (Wasserblau-Metachromgelb-Laktose-Agar) (Fa. Oxoid)

| | | |
|---------------------------------------|------|----|
| A. dest. | 1000 | ml |
| Wasserblau-Metachromgelb-Laktose-Agar | 77,0 | g |

Der Agar wird im Dampftopf gelöst und danach 15 min bei 121°C autoklaviert.

Staphylokokken-Streptokokken-Selektivagar (Fa. Oxoid)

| | | |
|----------------|--------|----|
| A. dest. | 1000,0 | ml |
| NaCl | 5,0 | g |
| Pepton | 10,0 | g |
| Fleischextract | 10,0 | g |
| Agar | 12,5 | g |

mit 4% NaOH pH 7,2- 7,4 einstellen, 15 min bei 121°C autoklavieren, auf 55°C abkühlen lassen und 70,0 g defibriertes Rinderblut zusetzen. Eine Originalpackung Staphylokokken/Streptokokken Supplement (Fa. Oxoid, Wesel) pro 500 ml zugeben.

modifizierter Kimmigagar (Fa. Merck)

| | | |
|----------------------|--------|----|
| A. dest. | 1000,0 | ml |
| Pilzagar nach Kimmig | 50,0 | g |
| Glycerin | 5,0 | ml |

15 min. bei 121°C autoklavieren, nach Abkühlung auf 55°C Zugabe von

| | | |
|-----------------|------|----|
| Gentamicin | 25,0 | mg |
| Chloramphenicol | 16,0 | mg |

8.3.2 Nährmedien für anaerobe Keime

Schaedler-II-Agar (Fa. Becton-Dickinson):

| | | |
|----------------|-------|----|
| A. dest. | 950,0 | ml |
| Schaedler-Agar | 41,9 | ml |

15 Minuten autoklavieren, nach dem Abkühlen auf ca. 55°C erfolgt die Zugabe von:

| | | |
|--|------|----|
| Vitamin K ₁ -Lösung (10mg/ml) (Fa. Oxoid) | 1,0 | ml |
| defibriniertem Rinderblut | 50,0 | ml |

Schaedler-IV-Agar (Fa. Becton-Dickinson)

| | | |
|------------------------------------|-------|----|
| A. dest. | 950,0 | ml |
| Schaedler-Agar | 41,9 | ml |
| Kanamycin (Fa. Serva, Stammlösung) | 1,0 | ml |

15 Minuten autoklavieren, nach dem Abkühlen auf 55°C sind folgende Substanzen zuzugeben:

| | | |
|--|------|----|
| Vitamin K ₁ -Lösung (10mg/ml) | 1,0 | ml |
| defibriniertes Rinderblut | 50,0 | ml |
| Vancomycin (Fa. Sigma, Stammlösung) | 1,0 | ml |

Vit. K₁-Lösung (für Schaedler-II- und Schaedler-IV-Agar)

0,2 g Vitamin K₁ unter sterilen Bedingungen in 20 ml 96%igem Ethanol lösen und die Lösung bei 4°C aufbewahren (10mg/ml).

Kanamycinstammlösung (75mg/ml) für Schaedler-IV-Agar und Columbia-Agar mit

Kanamycin, Vancomycin und lysiertem Blut:

3 g Kanamycin unter sterilen Bedingungen in 40 ml Aqua. dest. lösen und die Lösung bei 4°C aufbewahren.

Vancomycinstammlösung (7,5mg/ml) für Schaedler-IV-Agar und Columbia-Agar mit Kanamycin, Vancomycin und lysiertem Blut:

0,3 g Vancomycin unter sterilen Bedingungen in 40 ml Aqua. dest. lösen und die Lösung bei 4°C aufbewahren.

Galle-Äskulin-Agar zur Isolierung von Keimen der *B.-fragilis*-Gruppe

Basis: Schaedler-Agar ohne Blutzusatz

pro Liter Nährboden zusätzlich hinzufügen:

| | | |
|----------------------------|-----|---|
| Gallesalze (Fa. Merck) | 2,0 | g |
| Äskulin (Fa. Merck) | 1,0 | g |
| Eisen(III-) ammoniumcitrat | 0,5 | g |

Columbia-Agar mit Kanamycin, Vancomycin und lysiertem Blut

| | | |
|-------------------------------------|--------|----|
| Columbia-Agar (Fa. Oxoid) | 43,0 | g |
| Kanamycin (Fa. Serva, Stammlösung) | 1,0 | ml |
| A. dest. | 1000,0 | ml |

15 min. autoklavieren. Nach Abkühlung auf 55°C folgende Substanzen zugeben:

| | | |
|-------------------------------------|-------|----|
| Cysteinhydrochlorid | 0,3 | g |
| Hämin | 0,005 | g |
| Vitamin K ₁ | 0,001 | g |
| Vancomycin (Fa. Sigma, Stammlösung) | 1,0 | ml |
| lysiertes Pferdeblut | 10,0 | ml |

8.4 Zusammensetzung der verwendeten Differenzierungsmedien (Bunte Reihe)

Äskulinhydrolyse

| | | |
|---------------------|-------|----|
| Pepton (Fa. Oxoid) | 1,0 | g |
| NaCL | 0,5 | g |
| Äskulin (Fa. Merck) | 0,1 | g |
| A. dest. | 100,0 | ml |

Substanzen unter Erhitzen lösen. In Röhrchen zu 3 ml abfüllen, 10 min bei 121°C autoklavieren.

Arginin nach Moeller

| | | |
|-----------------------------------|--------|----|
| Moeller Decarboxylase (Fa. Difco) | 10,5 | g |
| L-Arginin (Fa. Merck) | 10,0 | g |
| A. dest. | 1000,0 | ml |

pH 6,0

Zu je 3 ml in Röhrchen abfüllen und mit Paraffin überschichten. 15 min autoklavieren.

Citrat-Agar

| | | |
|--|--------|----|
| NH ₄ H ₂ PO ₄ | 2,0 | g |
| K ₂ HPO ₄ | 2,0 | g |
| NaCl | 10,0 | g |
| MgSO ₄ x 7 H ₂ O | 0,4 | g |
| Brommethylblau-Lösung (alkoholisch) | 10,0 | g |
| A. dest. heiß | 2000,0 | ml |

pH 6,6

Bis zur vollständigen Lösung aller Substanzen im Dampftopf kochen. 20,0 g Agar hinzufügen und 15 min. autoklavieren. Anschließend werden noch 10,0 g Natriumcitrat zugefügt und im Dampftopf 15 min gekocht. Den noch flüssigen Nährboden in Röhrchen abfüllen und in Schräglage erstarren lassen.

Harnstoff Dextrose-Agar

| | | |
|--|--------|----|
| gesättigte NaCl-Lösung | 40,0 | ml |
| Casein Pepton | 18,0 | g |
| Glukose | 10,0 | g |
| K ₂ HPO ₄ | 2,0 | g |
| Bromthymolblau-Lösung (alkoholisch) | 20,0 | ml |
| A. dest. | 2000,0 | ml |

pH 6,8

Im Dampftopf alles lösen und den pH kontrollieren. 20 g Agar hinzufügen und 15 min autoklavieren. Gut durchmischt wird dieser Agar nochmals 15 min im Dampftopf gekocht und danach auf circa 55°C abgekühlt. 20 g Urea zugeben, mischen, in Röhrrchen füllen und in Schräglage erstarren lassen.

Bromthymolblaulösung

| | | |
|----------------------------|-------|----|
| Bromthymolblau (Fa. Merck) | 1,0 | g |
| Ethanol (96%) | 10,0 | ml |
| A. dest. | 990,0 | ml |

Über Nacht Farbstoff in Ethanol lösen, dann A. dest. zugeben

Hottinger Bouillon

| | | |
|---------------------------------|-----------|----|
| Proteose Pepton (Fa. Merck) | 10,0 | g |
| NaCl | 2,5 | g |
| K ₂ HPO ₄ | 1,25 | g |
| NaOH | circa 5,0 | ml |
| Bromthymolblau (wässrig) | 0,1% 40,0 | ml |
| A. dest. | 1000,0 | ml |

pH 8,0

15 min autoklavieren. Zur Weiterverarbeitung werden Zuckerarten 1 %ig steril eingewogen.

Malonattest

| | | |
|---|--------|----|
| Hefeextrakt (Fa. Oxoid) | 1,0 | g |
| (Na ₄) ₂ SO ₄ | 2,0 | g |
| K ₂ HPO ₄ | 0,6 | g |
| KH ₂ PO ₄ | 0,4 | g |
| NaCl | 2,0 | g |
| Na-Malonat (Fa. Merck) | 3,0 | g |
| Glukose | 0,25 | g |
| Bromthymolblaulösung | 12,5 | ml |
| A. dest. | 1000,0 | ml |

Substanzen durch Erhitzen zur Lösung bringen, abfüllen in Röhrchen, 15 min bei 121°C autoklavieren.

MFN

| | | |
|--|-------|----|
| MgSO ₄ x 7 H ₂ O | 1,5 | g |
| K ₂ HPO ₄ | 1,5 | g |
| KNO ₃ | 1,5 | g |
| A. dest. | 200,0 | ml |

Diese durch einen Faltenfilter geben und zum folgenden Agar geben. Im Dampftopf lösen. Zu 5,5 ml in sterile Röhrchen abfüllen und 15 min autoklavieren.

| | | |
|----------------------------|-------|----|
| Proteose Pepton Nr.3 Difco | 10,0 | g |
| Agar | 1,5 | g |
| A.dest. | 800,0 | ml |

MR und VPR-Bouillon

| | | |
|---------------------------------|--------|----|
| Pepton (Fa. Oxoid) | 7,0 | g |
| K ₂ HPO ₄ | 5,0 | g |
| Glukose | 3,0 | g |
| A. dest. | 1000,0 | ml |

pH 6,8-7,0

Die Sterilisation erfolgt an drei aufeinanderfolgenden Tagen für je 30 min. Zu 1,5 ml unter sterilen Bedingungen in Röhrchen füllen.

Zum Nachweis der Methylrotreaktion wurden 0,3 ml der folgenden Methylrot-Indikatorlösung eingesetzt:

| | | |
|-----------------------|-------|----|
| Methylrot (Fa. Merck) | 0,1 | g |
| Ethanol (96%) | 300,0 | ml |
| A. dest. | 200,0 | ml |

Methylrot in Ethanol lösen und mit A. dest. auffüllen.

Zum Nachweis der Voges-Proskauer-Reaktion wurden folgende Reagenzien eingesetzt:

| | | |
|--------------------------------|-----|---|
| α -Naphthol (Fa. Fluka) | 5 | g |
| Brennspiritus | 100 | g |

α -Naphthol in Brennspiritus lösen.

| | | |
|--|-----|---|
| KOH-Plättchen 85%ig (Fa. 100 Fluka) | 100 | g |
| A. dest. | 200 | g |

KOH-Plättchen in A. dest. lösen.

| | | |
|---------------------|-----|---|
| Kreatin (Fa. Merck) | 0,5 | g |
| A. dest. | 100 | g |

Kreatin in A. dest. lösen.

Nährgelatine

| | | |
|--------------------------|--------|----|
| Nährgelatine (Fa. Merck) | 128,0 | g |
| steriles A. dest. | 1000,0 | ml |

Bei 50-60°C im Wasserbad lösen, öfters schwenken, zu circa 6,0 ml in sterile Röhren abfüllen.

O/ F-Testbouillon

| | | |
|-------------------|--------|----|
| Glukose | 10,0 | g |
| O.F. Testbouillon | 11,0 | g |
| A. dest. | 1000,0 | ml |

Im Dampftopf aufkochen bis die Bouillon gelöst ist. abfüllen zu 5 ml und an drei aufeinanderfolgenden Tagen für je 30 min im Dampftopf sterilisieren. Die Hälfte der Röhren wurde mit etwa 1,5 ml sterilem Paraffin überschichtet.

Bouillon für die Fermentation von Kohlenhydraten

| | | |
|---------------------------------|---------|----|
| NaCl | 2,50 | g |
| K ₂ HPO ₄ | 1,25 | g |
| Proteose Pepton (Fa. Merck) | 10,00 | g |
| Brommethylblau Lösung | 40,00 | ml |
| A. dest. | 1000,00 | ml |

pH 8,0

Im Autoklaven 15 min bei 121°C sterilisieren. Anschließend wird 1 g/100 ml Zucker zugefügt und die Bouillon à 5,5 ml in Röhrchen abgefüllt.

Zur Prüfung auf eine Gasbildung beim Abbau von Glukose wurde in das Reagenzglas mit der glukosehaltigen Bouillon eine kleine Eprovette (Durham-Röhrchen) mit der Öffnung nach unten gegeben. Bei der Abkühlung des Mediums nach der Sterilisation füllt sich das Röhrchen mit Flüssigkeit. Bei Gasbildung entsteht im Röhrchen eine Gasblase.

Nitrat-Bouillon

| | | |
|-------------------------------|--------|----|
| KNO ₃ (nitritfrei) | 1,0 | g |
| Nährbouillon | 1000,0 | ml |

pH 7,3

Auflösen und à 5,5 ml abfüllen. Im Autoklaven 15 min bei 121°C sterilisieren.

8.5 Ergebnisse der eigenen Untersuchungen

Tabelle 16: Zusammenfassung der Befragungsergebnisse

| Tiernr. | Herkunft Gruppe | H.form | Tagmax. °C | Tagmin. °C | Na.min °C | Tagmin °C | Konflikt | L x B x H m m m | Größe verletzt | Lokal | |
|---------|-----------------|--------|------------|------------|-----------|-----------|----------|--------------------|----------------|-------|---|
| 1 | 1 | 1 | 2 | 41 | 18 | 22 | 2 | 2,7 1,4 2,4 | 3 | 1 | 2 |
| 2 | 1 | 1 | 2 | 28 | 20 | 24 | 1 | 4 4 2,5 | 3 | 1 | 1 |
| 3 | 2 | 1 | 4 | 35 | 20 | 25 | 1 | 1,7 1,5 2,2 | 2 | 1 | 1 |
| 4 | 3 | 1 | 4 | 35 | 22 | 28 | 3 | 1,8 1,5 1,5 | 2 | 2 | 2 |
| 5 | 2 | 1 | 1 | 26 | 20 | 20 | 1 | 4 4 2,5 | 3 | 2 | 2 |
| 6a | 2 | 1 | 1 | 35 | 22 | 26 | 1 | 2,5 3 2,5 | 3 | 1 | 2 |
| 6b | | | | | | | | | | | 1 |
| 6c | | | | | | | | | | | 2 |
| 7 | 1 | 1 | 3 | 30 | 18 | 25 | 1 | 4 2,5 2,8 | 3 | 1 | 2 |
| 8 | 1 | 1 | 3 | 28 | 22 | 23 | 1 | 4 4 2,5 | 3 | 1 | 1 |
| 9_1 | 1 | 1 | 1 | 28 | 23 | 28 | 1 | 2 0,8 1,5 | 1 | 2 | 3 |
| 9_2 | | | | | | | | | | | 1 |
| 10 | 2 | 1 | 3 | 26 | 20 | 22 | 1 | 1,8 0,8 1 | 1 | 2 | 1 |
| 11 | 1 | 1 | 2 | 40 | 20 | 25 | 1 | 1,5 1,4 2 | 1 | 1 | 1 |
| 12 | 2 | 1 | 1 | 30 | 20 | 25 | 1 | 1,5 0,8 1,5 | 1 | 1 | 2 |
| 13 | 1 | 1 | 1 | 31 | 22 | 25 | 1 | 2 2,5 2,2 | 3 | 1 | 4 |
| 14a | 1 | 1 | 2 | 33 | 23 | 25 | 1 | 4 4 2,5 | 3 | 1 | 1 |
| 14b | | | | | | | | | | | 2 |
| 15 | 1 | 1 | 2 | 32 | 20 | 24 | 3 | 1,2 0,6 1,5 | 2 | 2 | 1 |
| 16 | 2 | 1 | 2 | 35 | 18 | 22 | 1 | 1,5 0,7 2 | 2 | 1 | 2 |
| 17 | 3 | 1 | 2 | 30 | 19 | 22 | 1 | 4 4 2 | 3 | 1 | 1 |
| 18 | 3 | 1 | 2 | 28 | 19 | 21 | 3 | 2 1 2 | 2 | 2 | 2 |
| 19 | 1 | 1 | 1 | 30 | 20 | 23 | 3 | 2 1,5 2 | 3 | 1 | 2 |
| 20 | 1 | 1 | 2 | 42 | 18 | 24 | 1 | 1,5 1,2 2 | 2 | 2 | 1 |

Fortsetzung von Tabelle 16

| | | | | | | | | | | | | | |
|-----|---|---|---|----|----|----|---|-----|-----|-----|---|---|---|
| 21 | 1 | 1 | 1 | 42 | 20 | 23 | 1 | 2 | 2 | 2 | 3 | 1 | 1 |
| 22 | 1 | 1 | 2 | 28 | 18 | 21 | 1 | 1,6 | 1 | 1,6 | 1 | 1 | 1 |
| 23 | 2 | 1 | 1 | 30 | 19 | 24 | 2 | 2 | 1,2 | 1,6 | 2 | 1 | 1 |
| 24 | 1 | 1 | 1 | 30 | 20 | 21 | 1 | 1,6 | 1,2 | 2 | 2 | 1 | 1 |
| 25 | 3 | 1 | 2 | 31 | 19 | 22 | 3 | 1,6 | 0,8 | 1,6 | 1 | 2 | 2 |
| 26 | 1 | 1 | 3 | 35 | 20 | 22 | 1 | 4 | 4 | 2,5 | 3 | 1 | 3 |
| 27 | 2 | 1 | 1 | 32 | 23 | 25 | 1 | 3,5 | 2 | 2 | 3 | 1 | 2 |
| 28 | 2 | 1 | 1 | 26 | 19 | 25 | 1 | 3 | 2 | 2 | 3 | 1 | 4 |
| 29 | 1 | 1 | 2 | 23 | 22 | 20 | 3 | 2 | 1,2 | 2 | 2 | 2 | 1 |
| 30 | 1 | 1 | 2 | 40 | 20 | 25 | 1 | 3 | 1,5 | 2,4 | 3 | 1 | 2 |
| 31 | 1 | 1 | 4 | 30 | 23 | 23 | 3 | 2,5 | 1,5 | 2 | 3 | 2 | 1 |
| 32 | 2 | 1 | 2 | 28 | 22 | 25 | 1 | 1,5 | 1,5 | 2,5 | 2 | 1 | 2 |
| 33a | 1 | 1 | 2 | 41 | 20 | 28 | 1 | 3 | 2 | 2,5 | 3 | 1 | 1 |
| 33b | | | | | | | | | | | | | 1 |
| 34 | 3 | 1 | 1 | 45 | 20 | 22 | 1 | 4 | 4 | 2,5 | 3 | 2 | 1 |
| 35 | 3 | 1 | 2 | 35 | 22 | 26 | 2 | 1,6 | 1,4 | 2 | 2 | 1 | 1 |
| 36a | 1 | 1 | 1 | 30 | 20 | 26 | 3 | 1,4 | 1 | 1,6 | 1 | 2 | 3 |
| 36b | | | | | | | | | | | | | 3 |
| 37 | 2 | 1 | 1 | 28 | 22 | 25 | 3 | 1,8 | 1,2 | 1,8 | 2 | 1 | 1 |
| 38 | 3 | 1 | 3 | 28 | 18 | 23 | 1 | 2,5 | 1,6 | 2 | 3 | 1 | 2 |
| 39 | 1 | 1 | 3 | 26 | 22 | 28 | 3 | 1,2 | 1 | 2 | 1 | 2 | 1 |
| 40a | 1 | 1 | 2 | 40 | 23 | 22 | 1 | 3 | 2 | 2 | 3 | 1 | 4 |
| 40b | | | | | | | | | | | | | 2 |
| 41 | 3 | 1 | 2 | 30 | 20 | 23 | 1 | 2,5 | 2 | 2 | 3 | 1 | 1 |
| 42 | 2 | 1 | 2 | 31 | 20 | 24 | 3 | 4 | 2 | 2 | 3 | 1 | 2 |
| 43a | 2 | 1 | 4 | 33 | 20 | 22 | 2 | 2,2 | 1,8 | 2,5 | 3 | 2 | 2 |
| 43b | | | | | | | | | | | | | 1 |
| 44 | 1 | 1 | 3 | 35 | 22 | 23 | 1 | 3 | 1,8 | 2,5 | 3 | 2 | 3 |

Fortsetzung von Tabelle 16

| | | | | | | | | | | | | | |
|------|---|---|---|----|----|----|---|-----|-----|-----|---|---|---|
| 45 | 2 | 1 | 3 | 30 | 19 | 25 | 1 | 1,4 | 1 | 1,8 | 1 | 1 | 1 |
| 46_1 | 2 | 1 | 2 | 28 | 23 | 24 | 1 | 3 | 2 | 2 | 3 | 1 | 1 |
| 46_2 | | | | | | | | | | | | 4 | |
| 47 | 1 | 1 | 3 | 28 | 22 | 25 | 1 | 1,6 | 1,2 | 2 | 2 | 2 | 1 |
| 48 | 1 | 1 | 4 | 26 | 21 | 25 | 1 | 1,6 | 1 | 1,6 | 1 | 1 | 1 |
| 49 | 1 | 1 | 2 | 40 | 20 | 24 | 1 | 2,5 | 2 | 2,5 | 3 | 1 | 3 |
| 50 | 3 | 1 | 2 | 30 | 18 | 23 | 1 | 1,8 | 1,2 | 1,8 | 2 | 2 | 2 |
| 51 | 1 | 2 | 1 | 35 | 20 | 23 | 1 | 2,4 | 1,2 | 2 | 2 | 1 | 5 |
| 52 | 1 | 2 | 1 | 30 | 22 | 24 | 1 | 2,5 | 1,6 | 2 | 2 | 1 | 5 |
| 53 | 2 | 2 | 2 | 45 | 19 | 22 | 2 | 2 | 2,5 | 2,5 | 3 | 1 | 5 |
| 54 | 3 | 2 | 1 | 42 | 24 | 25 | 1 | 3 | 2 | 2,5 | 3 | 1 | 5 |
| 55 | 1 | 2 | 2 | 41 | 18 | 20 | 1 | 4 | 4 | 2,5 | 3 | 1 | 5 |
| 56 | 1 | 2 | 2 | 36 | 22 | 23 | 1 | 3 | 1,8 | 2 | 3 | 1 | 5 |
| 57 | 2 | 2 | 2 | 45 | 23 | 24 | 1 | 3 | 2 | 2 | 3 | 2 | 5 |
| 58 | 2 | 2 | 3 | 44 | 24 | 24 | 1 | 3 | 1,5 | 2,5 | 3 | 1 | 5 |
| 59 | 1 | 2 | 2 | 41 | 21 | 22 | 2 | 2 | 1,4 | 2 | 2 | 1 | 5 |
| 60 | 2 | 2 | 2 | 42 | 20 | 23 | 1 | 2,5 | 1,6 | 2 | 2 | 1 | 5 |
| 61 | 1 | 2 | 4 | 45 | 22 | 23 | 1 | 3 | 2 | 2 | 3 | 1 | 5 |
| 62 | 1 | 2 | 1 | 30 | 19 | 20 | 1 | 2,5 | 2 | 2 | 3 | 2 | 5 |
| 63 | 1 | 2 | 1 | 44 | 22 | 24 | 1 | 4,5 | 1,5 | 2 | 3 | 1 | 5 |
| 64 | 2 | 2 | 2 | 42 | 23 | 24 | 3 | 1,6 | 1 | 2 | 1 | 2 | 5 |
| 65 | 1 | 2 | 2 | 40 | 22 | 23 | 1 | 3 | 2 | 2 | 3 | 1 | 5 |
| 66 | 2 | 2 | 2 | 45 | 24 | 24 | 1 | 4 | 4 | 2,5 | 3 | 1 | 5 |
| 67 | 1 | 2 | 1 | 28 | 18 | 22 | 1 | 3,4 | 2 | 2,5 | 3 | 1 | 5 |
| 68 | 2 | 2 | 3 | 34 | 19 | 22 | 1 | 2,5 | 1,8 | 2 | 3 | 1 | 5 |
| 69 | 2 | 2 | 2 | 28 | 22 | 23 | 1 | 3 | 2 | 2,5 | 3 | 1 | 5 |
| 70 | 1 | 2 | 2 | 42 | 24 | 24 | 1 | 2,5 | 1,5 | 2 | 2 | 1 | 5 |
| 71 | 1 | 2 | 2 | 40 | 20 | 25 | 1 | 4 | 2 | 2 | 3 | 1 | 5 |

Fortsetzung von Tabelle 16

| | | | | | | | | | | | | |
|----|---|---|----|----|----|---|-----|-----|-----|---|---|---|
| 72 | 2 | 2 | 41 | 22 | 24 | 1 | 3 | 2 | 2 | 3 | 1 | 5 |
| 73 | 2 | 2 | 42 | 22 | 24 | 1 | 3,5 | 1,5 | 2,5 | 3 | 1 | 5 |
| 74 | 2 | 2 | 43 | 20 | 24 | 2 | 2 | 1,5 | 1,8 | 1 | 1 | 5 |
| 75 | 1 | 2 | 42 | 21 | 24 | 1 | 1,6 | 1,2 | 2,5 | 1 | 1 | 5 |
| 76 | 1 | 2 | 45 | 25 | 27 | 1 | 1,8 | 2 | 2,5 | 2 | 1 | 5 |
| 77 | 1 | 2 | 32 | 20 | 22 | 1 | 2,2 | 1,8 | 2,5 | 2 | 1 | 5 |
| 78 | 1 | 2 | 34 | 22 | 23 | 1 | 3,4 | 2 | 2 | 3 | 2 | 5 |
| 79 | 2 | 2 | 40 | 23 | 24 | 1 | 3,6 | 2,5 | 2 | 3 | 1 | 5 |
| 80 | 2 | 2 | 41 | 21 | 22 | 1 | 3,5 | 3 | 2 | 3 | 1 | 5 |
| 81 | 1 | 2 | 42 | 20 | 24 | 1 | 5 | 2 | 2 | 3 | 1 | 5 |
| 82 | 1 | 2 | 31 | 26 | 27 | 1 | 4 | 4 | 2,5 | 3 | 1 | 5 |
| 83 | 2 | 2 | 40 | 20 | 22 | 3 | 1,8 | 2 | 2 | 2 | 1 | 5 |
| 84 | 1 | 2 | 44 | 22 | 23 | 1 | 4 | 2 | 2 | 3 | 1 | 5 |
| 85 | 3 | 2 | 42 | 20 | 22 | 1 | 3,5 | 1,5 | 2 | 2 | 1 | 5 |
| 86 | 1 | 2 | 42 | 23 | 25 | 1 | 1,8 | 1,2 | 1,6 | 2 | 2 | 5 |
| 87 | 2 | 2 | 38 | 21 | 22 | 1 | 1,2 | 1 | 1,6 | 1 | 1 | 5 |
| 88 | 3 | 2 | 44 | 22 | 23 | 1 | 3 | 2 | 2,5 | 3 | 1 | 5 |
| 89 | 1 | 2 | 46 | 24 | 24 | 1 | 2,5 | 2 | 2 | 3 | 1 | 5 |
| 90 | 1 | 2 | 43 | 21 | 24 | 2 | 4 | 4 | 2,5 | 3 | 1 | 5 |
| 91 | 3 | 2 | 45 | 19 | 22 | 1 | 3 | 2 | 2 | 3 | 1 | 5 |
| 92 | 2 | 2 | 35 | 20 | 22 | 1 | 2,5 | 1,8 | 2 | 2 | 1 | 5 |
| 93 | 2 | 2 | 34 | 21 | 23 | 1 | 2 | 2 | 2,5 | 2 | 1 | 5 |
| 94 | 1 | 2 | 41 | 22 | 23 | 1 | 3 | 2,4 | 2 | 3 | 1 | 5 |
| 95 | 2 | 2 | 32 | 23 | 25 | 1 | 3,4 | 1,6 | 2 | 2 | 2 | 5 |
| 96 | 2 | 2 | 40 | 21 | 22 | 1 | 2,6 | 2 | 2 | 3 | 1 | 5 |
| 97 | 3 | 2 | 45 | 20 | 21 | 1 | 2 | 1,8 | 2 | 2 | 1 | 5 |
| 98 | 1 | 2 | 42 | 22 | 23 | 2 | 4 | 2,5 | 2,5 | 3 | 1 | 5 |
| 99 | 4 | 2 | 40 | 23 | 24 | 1 | 3 | 2 | 2,4 | 3 | 1 | 5 |

Fortsetzung von Tabelle 16

| | | | | | | | | | | | | | |
|-----|---|---|---|----|----|----|---|-----|-----|-----|---|---|---|
| 100 | 3 | 2 | 1 | 27 | 18 | 22 | 1 | 3,2 | 2 | 2 | 3 | 1 | 5 |
| 101 | 2 | 2 | 2 | 40 | 20 | 23 | 1 | 3 | 2 | 2 | 3 | 1 | 5 |
| 102 | 2 | 2 | 1 | 30 | 20 | 20 | 1 | 2 | 3 | 2,5 | 3 | 1 | 5 |
| 103 | 2 | 2 | 1 | 45 | 20 | 22 | 1 | 1,5 | 1,2 | 1,8 | 1 | 1 | 5 |
| 104 | 2 | 2 | 1 | 45 | 20 | 22 | 1 | 1,5 | 1,2 | 1,8 | 1 | 1 | 5 |
| 105 | 2 | 2 | 2 | 45 | 20 | 22 | 1 | 2 | 1,5 | 2 | 1 | 1 | 5 |
| 106 | 2 | 2 | 2 | 45 | 20 | 22 | 1 | 2 | 1,5 | 2 | 1 | 1 | 5 |
| 107 | 2 | 2 | 2 | 45 | 22 | 22 | 1 | 2 | 1,5 | 2 | 1 | 1 | 5 |
| 108 | 2 | 2 | 2 | 45 | 22 | 24 | 1 | 3,7 | 1,7 | 2 | 3 | 1 | 5 |
| 109 | 2 | 2 | 2 | 45 | 22 | 24 | 1 | 3,7 | 1,7 | 2 | 3 | 1 | 5 |
| 110 | 2 | 2 | 2 | 45 | 22 | 24 | 1 | 3,7 | 1,7 | 2 | 3 | 1 | 5 |
| 111 | 3 | 2 | 3 | 45 | 22 | 24 | 2 | 2,5 | 1 | 1,5 | 1 | 1 | 5 |
| 112 | 3 | 2 | 3 | 45 | 22 | 24 | 2 | 2,5 | 1 | 1,5 | 1 | 1 | 5 |
| 113 | 3 | 2 | 3 | 45 | 22 | 24 | 2 | 2,5 | 1 | 1,5 | 1 | 1 | 5 |
| 114 | 3 | 2 | 3 | 45 | 22 | 24 | 2 | 2,5 | 1 | 1,5 | 1 | 1 | 5 |
| 115 | 3 | 2 | 2 | 45 | 22 | 23 | 1 | 1,6 | 0,7 | 1,5 | 1 | 1 | 5 |
| 116 | 3 | 2 | 2 | 45 | 22 | 23 | 1 | 1,6 | 0,7 | 1,5 | 1 | 1 | 5 |
| 117 | 3 | 2 | 2 | 45 | 23 | 22 | 1 | 1,5 | 0,9 | 2 | 1 | 1 | 5 |
| 118 | 3 | 2 | 2 | 45 | 23 | 22 | 1 | 1,5 | 0,9 | 2 | 1 | 1 | 5 |
| 119 | 3 | 2 | 2 | 45 | 24 | 22 | 3 | 1 | 0,6 | 1 | 1 | 1 | 5 |
| 120 | 3 | 2 | 2 | 45 | 24 | 22 | 3 | 1 | 0,6 | 1 | 1 | 1 | 5 |
| 121 | 2 | 2 | 2 | 40 | 22 | 20 | 1 | 2,3 | 1 | 2,3 | 2 | 1 | 5 |
| 122 | 2 | 2 | 2 | 40 | 22 | 20 | 1 | 2,3 | 1 | 2,3 | 2 | 1 | 5 |
| 123 | 2 | 2 | 2 | 45 | 19 | 22 | 2 | 2 | 2,5 | 2,5 | 3 | 1 | 5 |
| 124 | 3 | 2 | 1 | 42 | 24 | 25 | 1 | 3 | 2 | 2,5 | 3 | 1 | 5 |
| 125 | 1 | 2 | 2 | 41 | 18 | 20 | 1 | 4 | 4 | 2,5 | 3 | 1 | 5 |
| 126 | 1 | 2 | 2 | 36 | 22 | 23 | 1 | 3 | 1,8 | 2 | 3 | 1 | 5 |
| 127 | 2 | 2 | 2 | 45 | 23 | 24 | 1 | 3 | 2 | 2 | 3 | 2 | 5 |

Fortsetzung von Tabelle 16

| | | | | | | | | | | | | | |
|-----|---|---|---|----|----|----|---|-----|-----|-----|---|---|---|
| 128 | 2 | 2 | 3 | 44 | 24 | 24 | 1 | 3 | 1,5 | 2,5 | 3 | 1 | 5 |
| 129 | 1 | 2 | 2 | 41 | 21 | 22 | 2 | 2 | 1,4 | 2 | 2 | 1 | 5 |
| 130 | 2 | 2 | 1 | 45 | 20 | 22 | 1 | 2 | 1,5 | 2,5 | 3 | 1 | 5 |
| 131 | 2 | 2 | 2 | 45 | 20 | 22 | 2 | 1 | 2 | 1,5 | 2 | 1 | 5 |
| 132 | 2 | 2 | 2 | 45 | 20 | 22 | 2 | 1 | 2 | 1,5 | 2 | 1 | 5 |
| 133 | 2 | 2 | 1 | 42 | 23 | 21 | 2 | 2 | 3 | 2 | 3 | 1 | 5 |
| 134 | 1 | 2 | 1 | 40 | 22 | 21 | 1 | 4 | 1,5 | 2 | 3 | 1 | 5 |
| 135 | 2 | 2 | 1 | 40 | 22 | 20 | 1 | 2,3 | 1,5 | 2,3 | 3 | 1 | 5 |
| 136 | 2 | 2 | 1 | 45 | 19 | 22 | 2 | 2 | 2,5 | 2,5 | 3 | 1 | 5 |
| 137 | 3 | 2 | 1 | 42 | 24 | 25 | 1 | 3 | 2 | 2,5 | 3 | 1 | 5 |
| 138 | 2 | 2 | 1 | 41 | 21 | 22 | 1 | 3,5 | 3 | 2 | 3 | 1 | 5 |
| 139 | 1 | 2 | 1 | 42 | 20 | 24 | 1 | 5 | 2 | 2 | 3 | 1 | 5 |
| 140 | 1 | 2 | 1 | 40 | 24 | 22 | 1 | 3 | 1,3 | 2 | 3 | 1 | 5 |
| 141 | 2 | 2 | 1 | 45 | 20 | 22 | 1 | 2,5 | 1,4 | 2,5 | 3 | 1 | 5 |
| 142 | 2 | 2 | 1 | 45 | 20 | 22 | 1 | 2,4 | 1,4 | 2 | 3 | 1 | 5 |
| 143 | 1 | 2 | 2 | 35 | 22 | 20 | 1 | 2,5 | 1,5 | 2,5 | 3 | 1 | 5 |
| 144 | 3 | 2 | 1 | 38 | 24 | 21 | 1 | 3 | 1,5 | 2 | 3 | 1 | 5 |
| 145 | 3 | 2 | 1 | 40 | 22 | 22 | 1 | 1,8 | 1,4 | 2 | 2 | 1 | 5 |
| 146 | 1 | 2 | 2 | 44 | 23 | 21 | 1 | 2,4 | 1,5 | 2,5 | 3 | 2 | 5 |
| 147 | 1 | 2 | 1 | 32 | 22 | 20 | 1 | 2 | 1,5 | 2 | 2 | 2 | 5 |
| 148 | 2 | 2 | 2 | 45 | 24 | 23 | 1 | 2 | 1,5 | 2 | 2 | 2 | 5 |
| 149 | 3 | 2 | 4 | 40 | 22 | 20 | 2 | 2 | 1,4 | 1,8 | 2 | 1 | 5 |
| 150 | 3 | 2 | 3 | 35 | 20 | 18 | 3 | 1,6 | 1,4 | 2 | 1 | 1 | 5 |

Legende zu Tabelle 16:

Herkunft: 1= Zoohandel, 2= privater Halter, 3= Züchter, 4= Reptilienbörse

Gruppe: 1= an Abszessen erkrankte Tiere, 2= gesunde Tiere

H.form= Haltungform: 1= einzeln, 2= günstige Vergesellschaftung, 3= ungünstige Vergesellschaftung, 4= artfremd

Konflikt: 1= keine Auseinandersetzungen, 2= leichte Auseinandersetzungen, 3= schwere Auseinandersetzungen

L x B x H= Länge x Breite x Höhe in Meter

Größe: 1= Mindestanforderungen nicht erfüllt, 2= Mindestanforderungen erfüllt, Optimalanforderungen nicht erfüllt, 3= Optimalanforderungen erfüllt

verletzt: 1= keine Verletzung, 2= Verletzung in den letzten zwei Monaten

Lokal: 1= Abszeß im Kopfbereich, 2= Gliedmaßen, 3= Rumpf, 4= Schwanz

a, b, c= mehrere Abszesse des gleichen Tieres zum selben Zeitpunkt

_1, _2= mehrere Abszesse des gleichen Tieres zu unterschiedlichen Zeitpunkten

Tabelle 17: Übersicht über die mikrobiologischen Ergebnisse

| Tiernr. | Abszeß | Maul | Kloake | Art |
|---------|---|--|---|-------|
| 1 | <i>Acbac. haemolyticus</i> (+++), <i>Sc. intermedius</i> (++) | <i>Mic. sp.</i> (++) , <i>Pantoea agglomerans</i> (+), <i>Cl. sp.</i> (+) | <i>Ec. sp.</i> (+++), <i>C. freundii</i> (+++), <i>Pantoea agglomerans</i> (++) | l. i. |
| 2 | <i>Morg. morg.</i> (++) , <i>C. freundii</i> (++) , <i>Cl. sp.</i> (+) | <i>Mic. sp.</i> (+++), <i>Kleb. sp.</i> (++) , <i>Sc. sp.</i> (+) | <i>Morg. morg.</i> (+++), <i>Cl. sp.</i> (++) , <i>Ec. sp.</i> (++)* | l. i. |
| 3 | <i>Ps. fluorescens</i> (+++), <i>Bac. sp.</i> (+), <i>Sc. pyogenes</i> (++) , <i>Staph. epidermidis</i> (+++) | <i>Bac. sp.</i> (++) , <i>Ec. faecium.</i> (++)* | <i>Ps. fluorescens</i> (++) , <i>C. freundii</i> (+++), <i>Ebac. cloacae</i> (++) * | l. i. |
| 4 | <i>Staph. aureus</i> (+++) | <i>Mic. sp.</i> (+++), <i>Staph. sp.</i> (++) , <i>Sc. sp.</i> (++) | <i>Sal. sp.</i> (++) , <i>E.coli</i> (+++), <i>Morg. morg.</i> (+++), <i>Bacter. fragilis-</i> Gruppe (++) | l. i. |
| 5 | <i>Pantoea agglomerans.</i> (+++), <i>C. diversus</i> (++) | steril | <i>Pantoea agglomerans</i> (+++), <i>C. freundii</i> (+++), <i>Bac. sp.</i> (++) , <i>Ec. sp.</i> (+) | l. i. |
| 6a | <i>A. caviae</i> (+++), <i>Corynebac. xerosis</i> (++) | <i>Mic. sp.</i> (++) , <i>Erwinia sp.</i> (++) , <i>Sc. sp.</i> (+), <i>Staph. sp.</i> (++)* | <i>C. diversus</i> (++) , <i>Proteus mir.</i> (+++), <i>Mic. sp.</i> (+), <i>Morg. morg.</i> (++) anaerobe Kokken* | l. i. |
| 6b | <i>Morg. morg.</i> (+++), <i>Ebac. cloacae</i> (+), <i>Trichosporon cut.</i> (++) | | | l. i. |
| 6c | steril | | | l. i. |
| 7 | <i>Sal. sp.</i> (+++) | <i>Sal. sp.</i> (+++) | <i>Sal. sp.</i> (+++) | l. i. |
| 8 | <i>Staph. epiderm.</i> (++) , <i>Ec. faecalis</i> (++) | <i>Staph. epiderm.</i> (++) , <i>Mic. sp.</i> (++) , <i>C. diversus</i> (++) , <i>Bac. sp.</i> (+++) | <i>Proteus vulg.</i> (+++), <i>Ec. sp.</i> (++) , <i>E. coli</i> (++) , <i>Kleb. pneu. ssp. pneu.</i> (++) , <i>C. freundii</i> (+) | l. i. |
| 9_1 | <i>Mic. sp.</i> (++) , <i>Staph. equorum</i> (+++) | <i>Mic. sp.</i> (++) , <i>Sc. sp.</i> (2) (++) | <i>Mic. sp.</i> (++) , <i>Kleb. sp.</i> (++) , <i>C. freundii</i> (++)* | l. i. |
| 9_2 | <i>C. freundii</i> (+), <i>Kleb. pneu. ssp. pneu.</i> (++) | <i>Mic. sp.</i> , <i>Bac. sp.</i> | <i>Kleb. sp.</i> (++) , <i>C. freundii</i> (++) , <i>Cl. sp.</i> (++)** | l. i. |
| 10 | steril | <i>Mic. sp.</i> (++) , <i>Ps. sp.</i> (+) | <i>Bac. sp.</i> (++) , anaerobe gramneg. St.* | l. i. |
| 11 | <i>Kleb. pneu. ssp. pneu.</i> (++) | <i>Kleb. pneu. ssp. pneu.</i> (++) , <i>Staph. sp.</i> (++) | <i>Kleb. pneu ssp. pneu.</i> (++) , <i>Morg. morg.</i> (++) , <i>Bac. sp.</i> (++) | l. i. |
| 12 | <i>A. caviae</i> (++) , <i>C. diversus</i> (+) | <i>A. caviae</i> (+++), <i>Mic. sp.</i> (++) | <i>Mic. sp.</i> (++) , <i>Kleb. pneu. ssp. pneu.</i> (++) , <i>A. caviae</i> ** | l. i. |
| 13 | steril | <i>Staph. sp.</i> (++) , <i>Acbac. sp.</i> (+) | <i>Morg. morg.</i> (++) , <i>C. freundii</i> (++) , <i>Cl. sp.</i> (++)* | l. i. |
| 14a | <i>Aspergillus niger</i> (++) , <i>Acbac. calcoaceticus</i> (++) | <i>Mic. sp.</i> (+), <i>Cl. sp.</i> (++) | <i>C. freundii</i> (++) , <i>Bacter. fragilis-</i> Gruppe (++)* | l. i. |
| 14b | <i>Ps. aeruginosa</i> (++) | | | l. i. |

Fortsetzung von Tabelle 17

| | | | | |
|----|---|--|---|-------|
| 15 | gramnegative, bei Subkultivierung nicht angewachsen, <i>Staph. sp.</i> , <i>C. freundii</i> (++) , <i>E. coli</i> (++) , <i>Morg. morg.</i> (+) | <i>Mic. sp.</i> (+++), <i>Morg. morg.</i> (++) , <i>C. freundii</i> (++) , <i>Bacter. fragilis</i> -Gruppe (+) | <i>Sal. sp.</i> (+), <i>Kleb. sp.</i> (+++), <i>C. freundii</i> (+), <i>Bacter. fragilis</i> -Gruppe (+) | I. i. |
| 16 | <i>A. caviae</i> (++), <i>Sc. mutans</i> (+++), <i>Candida parapsilosis</i> (++) | <i>Sc. sp.</i> (++) , <i>Mic. sp.</i> (++) | <i>A. caviae</i> (+), <i>Cl. sp.</i> (++) , gramneg. anaerobe St. (+) | I. i. |
| 17 | steril | <i>Acbac. calcoaceticus</i> (++) , <i>Bac. sp.</i> (++) | <i>Acbac. calcoaceticus</i> (++) , <i>Bac. sp.</i> (++) | I. i. |
| 18 | <i>Pen.sp.</i> (++) , <i>Kleb. oxytoca</i> (+++), <i>C. freundii</i> | <i>Mic. sp.</i> (+++), <i>Cl. sp.</i> (+) | <i>Morg. morg.</i> (++) , <i>Kleb. oxytoca</i> (+++), <i>Bac. sp.</i> (++)* | I. i. |
| 19 | <i>Ps. aeruginosa</i> (++) , <i>Ec. durans</i> (+) | <i>E. coli</i> (++) , <i>C. freundii</i> (+++)* | <i>Ps. aeruginosa</i> (++) , <i>C. freundii</i> (++)* | I. i. |
| 20 | <i>A. hydrophila</i> (++) | <i>A. hydrophila</i> (+), <i>Mic. sp.</i> (++) | <i>Sal. enterica</i> ssp. <i>arizonae</i> (++) , <i>Cl. sp.</i> (+); <i>Staph. sp.</i> (++) , <i>Ec. sp.</i> (+++) | I. i. |
| 21 | <i>Ec. faecium</i> .(++) , <i>Staph. intermedius</i> (++) | <i>Ec. sp.</i> (++) , <i>Kleb. pneu. ssp. pneu.</i> (++) | <i>Ec. sp.</i> (+), <i>Kleb. pneu. ssp. pneu.</i> (++) , anaerobe gramneg. St. (+), <i>Ebac. intermedius</i> (+) | I. i. |
| 22 | <i>Kleb. oxytoca</i> (+++), <i>Ebac. aerogenes</i> (++) | <i>Ps. stutzeri</i> (++) , <i>Sc. sp.</i> (+), <i>Staph. sp.</i> (+), | <i>Mic. sp.</i> (++) , <i>Ebac. aerogenes</i> (++) , <i>Cl. sp.</i> (+) | I. i. |
| 23 | <i>Proteus vulg.</i> (+++) | <i>Mic. sp.</i> (+), <i>Flavbac. sp.</i> (++) , <i>Acbac. calcoaceticus</i> (++) | <i>Flavbac. sp.</i> (+), <i>Acbac. calcoaceticus</i> (++) , <i>Sc. sp.</i> (+), <i>A. hydrophila</i> (++)** | I. i. |
| 24 | <i>Staph. intermedius</i> (++) , <i>A. caviae</i> (+) | <i>Staph. intermedius</i> (++) , <i>Bac. sp.</i> (++) | <i>Bac. sp.</i> (+++), <i>C. freundii</i> (++)* | I. i. |
| 25 | <i>S. marc.</i> (+++), <i>Mic. sp.</i> (+), <i>Ec. sp.</i> (+) | <i>S. marc.</i> (++) , <i>Mic. sp.</i> (++) , <i>Bac. sp.</i> (+) | <i>Bac. sp.</i> (+), <i>E. coli</i> (+), <i>Alcaligenes sp.</i> (++)* | I. i. |
| 26 | <i>Pantoea agglomerans</i> (++) , <i>C. freundii</i> (++) | <i>Pantoea agglomerans</i> (++) , <i>Morg. morg.</i> (+), <i>Bacteroides sp.</i> (++) | <i>Pantoea agglomerans</i> (++) , <i>Morg. morg.</i> (++) , <i>Bacter. fragilis</i> -Gruppe (++) | I. i. |
| 27 | <i>Sc. pneumoniae</i> (+), <i>Mic. sp.</i> (+), <i>Staph. aureus</i> (++) , | <i>Staph. sp.</i> (++) , <i>C. freundii</i> (+), <i>Mic. sp.</i> (++) | <i>C. freundii</i> (+++), <i>Ps. sp.</i> (++) , <i>Bac. sp.</i> (++) , <i>Sc. sp.</i> (+) | I. i. |
| 28 | <i>S. liquefaciens</i> (+++) | <i>Sc. sp.</i> (++) , <i>Cl. sp.</i> (+) | <i>S. liquefaciens</i> (+++), <i>Sc. sp.</i> (+), <i>Morg. morg.</i> (+)* | I. i. |
| 29 | <i>Ps. aeruginosa</i> (+++) | <i>Sc. sp.</i> (+++), <i>Mic. sp.</i> (+) | <i>E. coli</i> (+), <i>C. braakii</i> (++) , <i>Cl. sp.</i> (+), <i>Staph. sp.</i> (++) | I. i. |
| 30 | negativ (Gramfärbung grampos. Stäbchen) | <i>Staph. sp.</i> (++) , <i>Sc. sp.</i> (++) , <i>Bac. sp.</i> (+) | <i>Bac. sp.</i> (++) , <i>Sc. sp.</i> (+) <i>Alcaligenes sp.</i> (++) | I. i. |
| 31 | <i>A. hydrophila</i> (+++) | <i>E. coli</i> (++) , <i>Mic. sp.</i> (+++), <i>Kleb. oxytoca</i> (++) , <i>Sc. sp.</i> (++)* | <i>E. coli</i> (+++), <i>Mic. sp.</i> (+), anaerobe gramneg. St. (+), <i>Kleb. oxytoca</i> (+++), <i>Mic. sp.</i> (+), <i>Sal. sp.</i> (+), | I. i. |

Fortsetzung von Tabelle 17

| | | | | |
|-----|---|---|---|-------|
| 32 | <i>Staph. equorum</i> (+++), <i>Sc. sp.</i> (+) | <i>Staph. equorum</i> (++), <i>Morg. morg.</i> (++) <i>Mic. sp.</i> (+) | <i>Morg. morg.</i> (+), <i>Kleb. pneu. ssp. pneu.</i> (++) <i>C. freundii</i> (++) <i>Cl. sp.</i> | I. i. |
| 33a | <i>Pantoea agglomerans</i> (++) <i>Erwinia sp.</i> (++) | <i>Kleb. sp.</i> (++) | <i>Pantoea agglomerans</i> (++) <i>Kleb. sp.</i> (++) <i>Moraxella sp.</i> (++) | I. i. |
| 33b | <i>Staph. sp.</i> (++) <i>P. testudinis</i> (+) | | | I. i. |
| 34 | <i>S. marc.</i> (++) <i>Morg. morg.</i> (+) | <i>S. marc.</i> (++) <i>Sc. sp.</i> (+) <i>Morg. morg.</i> (+) | <i>S. marc.</i> (+++) <i>Morg. morg.</i> (++) <i>Proteus mir.</i> (++) | I. i. |
| 35 | <i>Ps. stutzeri</i> (+++) <i>Proteus mir.</i> (++) | <i>Mic. sp.</i> (++) <i>Bac. sp.</i> (++) <i>Staph. sp.</i> (+) | <i>Ps. stutzeri</i> (++) <i>Bac. sp.</i> (++) <i>Proteus mir.</i> (+++) <i>Pen. sp.</i> (++)* | I. i. |
| 36a | <i>Ps. aeruginosa</i> (+++) <i>Ebac. cloacae</i> (++) | <i>Mic. sp.</i> (+++) <i>Bac. sp.</i> (+) <i>Sc. sp.</i> (++) <i>Staph. sp.</i> (+) anaerobe grampos. Kokken | <i>Bac. sp.</i> (++) <i>Hafnia alvei</i> (++) <i>C. freundii</i> (+++) <i>Alcaligenes sp.</i> (+) | I. i. |
| 36b | <i>Ps. aeruginosa</i> (+++) <i>Morg. morg.</i> (++) <i>Staph. sp.</i> (+) | | | I. i. |
| 37 | <i>P. haemolytica</i> (+++) <i>Pantoea agglomerans</i> (++) <i>C. freundii</i> (++) | <i>P. haemolytica</i> (+) <i>Mic. sp.</i> (+) <i>Morg. morg.</i> (++) | <i>Pantoea agglomerans.</i> (++) <i>Mic. sp.</i> (+) <i>Morg. morg.</i> (+++) gramneg. anaerobe St. (+) | I. i. |
| 38 | steril | Cornyneforme | <i>Acbac. calcoaceticus</i> (++) <i>Sc. sp.</i> (++) <i>Kleb. pneu. ssp. pneu.</i> (++) | I. i. |
| 39 | <i>Prov. rettgeri</i> (+++) | <i>Prov. rettgeri</i> (++) <i>Flavbac. sp.</i> (++) | <i>Prov. rettgeri</i> (++) <i>Flavbac. sp.</i> (++) <i>Cl. sp.</i> (+) <i>Proteus mir.</i> (++) | I. i. |
| 40a | <i>Kleb. oxytoca</i> (++) <i>Ps. putida</i> (++) | <i>Ps. putida</i> (+++) <i>Mic. sp.</i> (+) <i>Sc. sp.</i> (2) (+) <i>Proteus mir.</i> (++)* | <i>Kleb. oxytoca</i> (+++) <i>C. freundii</i> (++) <i>Bac. sp.</i> (++) <i>Sc. sp.</i> (+) <i>Alcaligenes sp.</i> (++)* | I. i. |
| 40b | <i>Proteus mir.</i> (+++) <i>Staph. intermed.</i> (+++) | | | I. i. |
| 41 | <i>Proteus vulg.</i> (+++) <i>Mic. sp.</i> (+) | <i>Proteus vulg.</i> (+) | <i>Proteus vulg.</i> (++) <i>Bac. sp.</i> (++) <i>Sc. sp.</i> (+) gramneg. anaerobe St. | I. i. |
| 42 | <i>Ps. aeruginosa</i> (+++) <i>Staph. sp.</i> (+) | steril | <i>Ps. aeruginosa</i> (++) <i>Moraxella sp.</i> (+) <i>Sal. sp.</i> (++) <i>Cl. sp.</i> (++) | I. i. |
| 43a | <i>S. marc.</i> (+++) | <i>Mic. sp.</i> (++) <i>Staph. sp.</i> (+) <i>C. freundii</i> (+) <i>Sc. sp.</i> (+) | <i>Sc. sp.</i> (+++) <i>Morg. morg.</i> (++) <i>Bac. sp.</i> (++) | I. i. |
| 43b | <i>S. marc.</i> (+++) <i>E. coli</i> (++) | | | |

Fortsetzung von Tabelle 17

| | | | | |
|------|--|--|--|-------|
| 44 | <i>Ec. durans</i> (++) <i>Flavbac. sp.</i> (++) | <i>Sc. sp.</i> (++) <i>Cl. sp.</i> (++)* | <i>Mic. sp.</i> (++) <i>C. freundii</i> (+++) <i>Sc. sp.</i> (+) <i>A. caviae</i> <i>Coryneforme</i> * * | I. i. |
| 45 | <i>Morg. morg.</i> (++) <i>Staph. epidermidis</i> (++) | <i>Morg. morg.</i> (++) <i>Sc. sp.</i> (++) | <i>Morg. morg.</i> (+++) <i>C. freundii</i> (++) <i>Bacter. fragilis-</i> Gruppe (++) <i>Bac. sp.</i> (++) | I. i. |
| 46_1 | <i>Acbac. haemolyticus</i> (++) <i>Ps. stutzeri</i> (++) | <i>Ps. stutzeri</i> (++) <i>Mic. sp.</i> (+++) <i>Moraxella sp.</i> (++) | <i>Acbac. calcoaceticus</i> (+++) <i>Ps. stutzeri</i> (++) | I. i. |
| 46_2 | <i>C. freundii</i> (++) <i>Bac. sp.</i> (++) | <i>Mic. sp.</i> (+++) <i>Sc. sp.</i> (+) | <i>Alcaligenes sp.</i> (++) <i>C. freundii</i> (++) <i>Cl. sp.</i> (++) | I. i. |
| 47 | <i>Ps. stutzeri</i> (+++) | anaerobe gramneg <i>St.</i> (++) <i>Bac. sp.</i> (++) | <i>C. freundii</i> (+++) <i>Ps. aeruginosa</i> (++) <i>Mucor sp.</i> | I. i. |
| 48 | <i>Kleb. pneu. ssp. pneu.</i> (++) <i>Morg. morg.</i> (+) <i>Staph. epidermidis</i> (++) | <i>Kleb. pneu. ssp. pneu.</i> (+) <i>C. freundii</i> (++) <i>Mic. sp.</i> (+) coryneforme | <i>Proteus mir.</i> (++) <i>Kleb. pneu. ssp. pneu.</i> (+++) <i>Sal. enterica ssp. arizonae</i> (+)* | I. i. |
| 49 | steril | steril | <i>Kleb. oxytoca</i> (+++) <i>Asp. sp.</i> (+) <i>Mic. sp.</i> (++) | I. i. |
| 50 | <i>E. coli</i> (++) <i>Mic. roseus</i> (++) <i>Morg. morg.</i> (+) | <i>Mic. sp.</i> <i>Morg. morg.</i> (++) <i>Sc. sp.</i> (+)* | <i>Morg. morg.</i> (++) <i>Acbac. calcoaceticus</i> (+) | I. i. |
| 51 | <i>Bacillus sp.</i> (++) <i>C. freundii</i> (+++) <i>Acbac. calcoaceticus</i> (++) | <i>Bacillus sp.</i> (++) <i>C. freundii</i> (+) <i>Acbac. calcoaceticus</i> (+++) <i>Sc. sp.</i> (++) | <i>C. freundii</i> (+++) <i>Acbac. calcoaceticus</i> (+++) <i>Bacter. fragilis-</i> Gruppe (+) <i>Coryneforme</i> * | P. v. |
| 52 | steril | <i>Mic. sp.</i> (++) <i>Sc. sp.</i> (+++) <i>Proteus sp.</i> (++)* | <i>Sc. sp.</i> (++) <i>Flavbac. sp.</i> (++) <i>Bac. sp.</i> (+) <i>Serratia sp.</i> (+) <i>Cl. sp.</i> (+)* | P. v. |
| 53 | <i>Ps. aeruginosa.</i> (++) <i>Staph. lentus</i> (++) | <i>Ps. sp.</i> (+++) <i>Sc. sp.</i> (+) | <i>Ps. alcaligenes</i> (+++) <i>Hafnia alvei</i> (+) <i>Ebac. cloacae</i> (++) <i>Cl. sp.</i> (++) | P. v. |
| 54 | <i>Sphingobac. multivorum</i> (+++) <i>Mic. luteus</i> (++) | <i>Sphingobac. multivorum</i> (++) <i>Sc. sp.</i> (+) | steril | P. v. |
| 55 | steril | <i>Mic. sp.</i> (++) <i>Erwinia sp.</i> (+) <i>Staph. sp.</i> (+) | <i>Erwinia sp.</i> (+++) <i>Ec. sp.</i> (++) <i>Sc. sp.</i> (+) <i>Ps. sp.</i> (+) | P. c. |
| 56 | <i>S. marc.</i> (+++) <i>C. freundii</i> (++) <i>Erwinia sp.</i> (+) | <i>Mic. sp.</i> (++) <i>Sc. sp.</i> (+) | <i>S. marc.</i> (+++) <i>C. freundii</i> (++) <i>Ec. sp.</i> (+) <i>Ps. sp.</i> (++) | P. c. |
| 57 | <i>Ps. aeruginosa</i> (++) <i>Alcaligenes sp.</i> (+) | <i>Mic. sp.</i> (++) <i>Staph. sp.</i> (+) Coryneforme | Coryneforme (++) <i>Morg. morg.</i> (++) <i>Cl. sp.</i> (+) | P. c. |
| 58 | steril | <i>Sc. sp.</i> (++) <i>Staph. sp.</i> (+) | <i>Staph. intermedius</i> (++) <i>E. coli</i> (+) <i>Kleb. oxytoca</i> (++) | P. c. |
| 59 | <i>Morg. morg.</i> (+++) <i>C. freundii</i> (++) <i>E. coli</i> (++) | <i>Morg. morg.</i> (++) <i>C. freundii</i> (+) <i>Sc. sp.</i> (+++)* | <i>Morg. morg.</i> (++) <i>C. freundii</i> (+++) <i>Alcaligenes sp.</i> (++) | B. p. |
| 60 | <i>Proteus. vulg.</i> (+++) <i>A. caviae</i> (+) | <i>Sc. sp.</i> (+++) <i>Mic. sp.</i> (++) <i>Proteus sp.</i> (++) | <i>Proteus. vulg.</i> (+++) <i>Ps. sp.</i> * | B. p. |

Legende zu Tabelle 17:

I. i.= *Iguana iguana*; P. v.= *Pogona vitticeps*; P. c.= *Physignathus concincinus*; B. p.= *Basiliscus plumifrons*

a, b, c= mehrere Abszesse des gleichen Tieres zu einem Zeitpunkt

_1, _2= mehrere Abszeßproben zu unterschiedlichen Zeitpunkten

*= gramnegative nicht ausdifferenzierte Stäbchen

| | |
|-------------|-------------------------|
| A. | <i>Aeromonas</i> |
| Acbac. | <i>Acinetobacter</i> |
| Asp. | <i>Aspergillus</i> |
| Bac. | <i>Bacillus</i> |
| Bacter. | <i>Bacteroides</i> |
| C. | <i>Citrobacter</i> |
| Cl. | <i>Clostridium</i> |
| Corynebac. | <i>Corynebacterium</i> |
| cut. | <i>cutaneum</i> |
| E. | <i>Escherichia</i> |
| Ebac. | <i>Enterobacter</i> |
| Ec. | <i>Enterococcus</i> |
| epiderm. | <i>epidermidis</i> |
| Flavbac. | <i>Flavobacterium</i> |
| Kleb. | <i>Klebsiella</i> |
| marc. | <i>marcescens</i> |
| Mic. | <i>Micrococcus</i> |
| mir. | <i>mirabilis</i> |
| Morg. | <i>Morganella</i> |
| morg. | <i>morganii</i> |
| P. | <i>Pasteurella</i> |
| Pen. | <i>Penicillium</i> |
| pneu. | <i>pneumoniae</i> |
| Prov. | <i>Providentia</i> |
| Ps. | <i>Pseudomonas</i> |
| S. | <i>Serratia</i> |
| Sal. | <i>Salmonella</i> |
| Sc. | <i>Streptococcus</i> |
| sp. | Spezies |
| Sphingobac. | <i>Sphingobacterium</i> |
| ssp. | Subspezies |
| St. | Stäbchen |
| Staph. | <i>Staphylococcus</i> |
| unpig. | unpigmentierter Stamm |
| vulg. | <i>vulgaris</i> |

8.6 Statistikprogramm

Programm zur Berechnung der Häufigkeitsverteilung:

DATA NEU;

INFILE A: 'EXHALT.TXT';

INPUT Tiernr Herkunft Gruppe Hform Tagmax Nachtmin Tagmin Nachtmib Tagminb Konflikt
Laenge Breite Hoehe Groesse Verletzt Lokal Enteros Pseudos Aeros Kokken Anaerobe
Andere Infart;

PROC FREQ;

TITLE Häufigkeit;

BY GRUPPE;

TABLES Herkunft Hform Tagmax Nachtmin Tagmin Tagmaxb Nachtminb Tagminb Konflikt
Laenge Breite Hoehe Groesse Verletzt Lokal Enteros Pseudos Aeros Kokken Anaerobe
Andere Infart;

RUN;

Programm zur Berechnung von Chiquadrat bzw. Chiquadratexact:

DATA NEU;

INFILE A:'EXHALT.TXT';

INPUT Tiernr Herkunft Gruppe Hform Tagmax Nachtmin Tagmin Nachtmib Tagminb Konflikt
Laenge Breite Hoehe Groesse Verletzt Lokal Enteros Pseudos Aeros Kokken Anaerobe
Andere Infart;

PROC FREQ;

TITLE 'Abhängigkeit des Anteils der Kranken von qualitativen Risikofaktoren';

TABLES Gruppe*Herkunft, Gruppe* Hform, Gruppe*Tagmaxb, Gruppe*Nachtminb,
Gruppe*Tagminb, Gruppe*Konflikt, Gruppe*Groesse, Gruppe*Verletzt / CHISQ EXACT;

RUN;

Ich danke Herrn Prof. Dr. K. H. Böhm, daß er ohne Zögern eine Studentin als seine Doktorandin akzeptierte, sich mit Begeisterung des "Exotenthemas" annahm und meine Arbeit über einen langen Zeitraum unterstützte.

Mein besonderer Dank gilt Frau Dr. Renate Keil, die diese Arbeit erst ermöglichte. Für die großzügige Weitergabe ihres umfassenden Reptilienwissens, viele schöne Stunden in ihrer Praxis, die fachliche Unterstützung und stundenlange Diskussionen bei einem Glas Wein möchte ich mich herzlich bedanken.

Frau Dr. Birgit Krüger danke ich sehr für das rasent schnelle und doch sorgfältige Korrekturlesen, viele Tips und aufmunternde Worte im entscheidenden Moment.

Frau Marion Busse möchte ich besonders für die Exelhilfe in der Endphase der Arbeit, aber auch für viele andere freundliche Tips und ihre stetige Hilfsbereitschaft danken.

Frau Dr. Dagmar Senczek danke ich dafür, daß sie mir den Weg vom mikrobiologischen Kurs zur realen Diagnostik zeigte und mich sorgfältig einarbeitete.

Bei Frau Dr. Ute Siesenop bedanke ich mich sehr für ihre Hilfe in der Frühphase der Arbeit.

Herrn Prof. Dr. G. Amtsberg und seinen Mitarbeitern danke ich für die Hilfestellung bei den Anaerobiern, Streps und Staphs.

Den Mitarbeitern der Nährbodenküche danke ich für die Herstellung der Verbrauchsmaterialien.

Allen anderen Mitarbeitern des Institus danke ich für die freundliche Arbeitsatmosphäre.

Den Reptilienbesitzern danke ich für die Bereitschaft, meine Fragen zu beantworten. Mein besonderer Dank gilt den Haltern, die mich in ihren Wohnungen und Terrarien fotografieren ließen.

Der Geschäftsstelle der DGHT danke ich für die freundliche Beantwortung meiner Fragen. Zahlreichen Mitgliedern der AG IGUANA danke ich für interessante Gespräche und Tips.

Herrn Dr. Udo Hetzel möchte ich für die freundlichen Hinweise aus Sicht eines Pathologen danken.

Herrn Dr. Mumme und den Mitarbeitern des Ahlemer Instituts, Hannover (früher: Tiergesundheitsamt) danke ich für die freundlichen Auskünfte.

Dem Evangelischen Studienwerk danke ich für die Unterstützung meines Studiums und der Doktorarbeit. Mein Dank gilt auch dem Hannoveraner Konvent für viele nette Abende OHNE tiermedizinischen Gesprächsstoff.

Ohne Petes Englischkenntnisse hätte ich viele Stunden mit rauchendem Kopf über der Summery verbracht. Vielen Dank!

Susanne danke ich sehr für das Korrekturlesen, den Spaß, den wir beim gemeinsamen Arbeiten hatten und die vielen Reptiliendiskussionen.

Andrea, Birthe und Stefan danke ich für die spontane Hilfe als die Zeit knapp wurde.

Nicht nur das Studium machte durch Kathrin mehr Spaß, auch beim Korrekturlesen, Computern und allem Drumherum ließ ihre Hilfsbereitschaft nie. Herzlichen Dank!

Ingo möchte ich ganz herzlich für seine ausdauernde Unterstützung und Gedult danken. Mit ihm war "Schlimmes" halb-so-schlimm und "Schönes" doppelt-so-schön. In stressigen Zeiten sorgte er dafür, daß ich nicht den Boden unter den Füßen verlor.

Ganz besonders danke ich meinen Eltern für das entgegengebrachte Vertrauen und ihre bedingungslose Unterstützung all meiner Lebensschritte. Das Wissen, daß sie hinter mir stehen, hat mir viel Energie gegeben.