

Aus der Klinik für Kleintiere, Poliklinik für Vögel und Reptilien
der Veterinärmedizinischen Fakultät der Universität Leipzig
und
dem Institut für Geflügelkrankheiten der Justus-Liebig-Universität Gießen

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

Inaugural-Dissertation
zur Erlangung des Grades eines
Doctor medicinae veterinariae (Dr. med. vet.)
durch die Veterinärmedizinische Fakultät
der Universität Leipzig

eingereicht von
Jens Straub
aus Kassel

Leipzig, 2002

Mit Genehmigung der Veterinärmedizinischen Fakultät der Universität Leipzig

Dekan: Prof. Dr. Jürgen Gropp

Betreuer: Prof. Dr. Maria-Elisabeth Krautwald-Junghanns

Gutachter: Prof. Dr. Maria-Elisabeth Krautwald-Junghanns, Poliklinik für Vögel und Reptilien, Veterinärmedizinische Fakultät der Universität Leipzig

Prof. Dr. Erhard Kaleta, Institut für Vogelkrankheiten, Justus-Liebig-Universität Gießen

Prof. Dr. Rolf Bauerfeind, Institut für Hygiene und Infektionskrankheiten der Tiere, Justus-Liebig-Universität Gießen

Prof. Dr. Jürgen Schumacher, College of Veterinary Medicine, Department of Comparative Medicine, The University of Tennessee

Tag der Verteidigung: 11. Juni 2002

INHALTSVERZEICHNIS

	ABKÜRZUNGEN	VII
1.	EINLEITUNG	1
2.	LITERATURÜBERSICHT	2
2.1	Allgemeine Bemerkungen zur Winterruhe von Reptilien.....	2
2.1.1	Begriffsbestimmung	2
2.1.2	Induktion der Winterruhe	3
2.1.3	Gründe, die für und wider die Durchführung der Winterruhe sprechen	3
2.2	Die Winterruhe von Landschildkröten der Arten <i>T. hermanni</i> , <i>T. graeca</i> , <i>T. marginata</i> und <i>T. horsfieldii</i> in der Obhut des Menschen.....	5
2.2.1	Vorbereitung der Tiere	5
2.2.2	Durchführung der Winterruhe	7
2.2.2.1	Winterruhe im Garten bzw. Freilandgehege	7
2.2.2.2	Winterruhe im Keller.....	8
2.2.2.3	Winterruhe im Kühlschrank	8
2.2.3	Die Phase nach der Winterruhe	9
2.2.4	Allgemeine Bemerkungen zur Dauer und zu den Umweltbedingungen der Winterruhe von Landschildkröten ohne Berücksichtigung des Überwinterungsortes.....	9
2.3	Die physiologische Bakterienflora von Landschildkröten.....	10
2.4	Bakteriologische Untersuchungen im Zusammenhang mit der Winterruhe von Wirbeltieren.....	12
2.4.1	Reptilien	12
2.4.2	Amphibien.....	13
2.4.3	Säugetiere	15

2.5	Temperatureinfluß auf die Vermehrung von Bakterien-----	16
3.	TIERE, MATERIAL UND METHODEN -----	17
3.1	Untersuchte Landschildkröten-----	17
3.1.1	Arten, Herkunft und Haltung-----	17
3.1.2	Klinische Untersuchung und Auswahl der Tiere-----	17
3.1.3	Vorbereitung und Durchführung der Winterruhe -----	17
3.1.4	Von der vergleichenden Studie ausgeschlossene Tiere -----	18
3.2	Probengewinnung, Anzüchtung und Vordifferenzierung der Keime -----	18
3.2.1	Probennahme -----	18
3.2.2	Probentransport-----	19
3.2.3	Anzüchtung-----	19
3.2.4	Beschreibung der Koloniemorphologie und Keimmenge/Befallsintensität-----	20
3.2.5	Gewinnung von Reinkulturen-----	20
3.2.6	Vordifferenzierung und Konservierung -----	20
3.3	Differenzierung der Keime -----	21
3.3.1	Verwendete Medien und mikrobiologische Testverfahren -----	21
3.3.1.1	Nährböden und -medien für Transport und Anzüchtung -----	21
3.3.1.2	Nährböden und Tests zur Keimdifferenzierung -----	22
3.3.1.3	Färbungen-----	34
3.3.2	Differenzierungsschemata zur Familien-, Gattungs- und Artdiagnostik-----	35
3.3.2.1	Gramnegative Bakterien-----	36
3.3.2.1.1	Gruppe Ia-----	37
3.3.2.1.2	Gruppe Ib-----	43

3.3.2.1.3	Gruppe Ic	44
3.3.2.1.4	Gruppe IIa.....	47
3.3.2.1.5	Gruppe IIb	48
3.3.2.1.6	Gruppe IIc.....	48
3.3.2.1.7	Gruppe IId	49
3.3.2.1.8	Gruppe IIIa	49
3.3.2.1.9	Gruppe IIIb	50
3.3.2.1.10	Gruppe IIIc	50
3.3.2.1.11	Gruppe IIIId	51
3.3.2.2	Grampositive Stäbchen.....	53
3.3.2.2.1	Bacillus spp.	54
3.3.2.2.2	Andere grampositive Stäbchenbakterien.....	55
3.3.2.3	Grampositive Kokken.....	58
3.3.2.3.1	Micrococcaceae	58
3.3.2.3.1.1	Staphylococcus spp.	59
3.3.2.3.1.2	Micrococcus spp.	62
3.3.2.3.2	Streptococcaceae und andere grampositive katalasenegative Kokken bzw. kokkoide Bakterien.....	63
3.3.2.3.2.1	Enterococcus spp.	64
3.3.2.3.2.2	Streptococcus spp. und andere KAA-negative Bakterien	65
3.4	Statistische Auswertung	67
3.4.1	Vergleich der Nachweishäufigkeit	68
3.4.2	Vergleich der Befallsintensität	68
4.	ERGEBNISSE	68

4.1	Bakterienisolate der untersuchten Schildkröten-----	68
4.2	Beschreibung der aeroben Bakterienflora der 55 in die vergleichende Studie einbezogenen Landschildkröten unterteilt nach Lokalisationen-----	69
4.2.1	Beschreibung der aeroben Bakterienflora der Kornea -----	69
4.2.1.1	Vor der Winterruhe -----	70
4.2.1.2	Nach der Winterruhe -----	71
4.2.2	Beschreibung der aeroben Bakterienflora des Rachens -----	72
4.2.2.1	Vor der Winterruhe -----	73
4.2.2.2	Nach der Winterruhe -----	74
4.2.3	Beschreibung der aeroben Bakterienflora der Kloake-----	75
4.2.3.1	Vor der Winterruhe -----	76
4.2.3.2	Nach der Winterruhe -----	77
4.3	Vergleich der Bakterienfloren der untersuchten Tiere vor und nach der Winterruhe -----	78
4.4	Statistischer Vergleich der Nachweishäufigkeiten der isolierten Bakterienfamilien, -gattungen, -arten und Keimgruppen (qualitative Auswertung der Tiere 1 bis 55) -----	79
4.4.1	Vergleich der Zeiträume vor und nach der Winterruhe für die drei untersuchten Lokalisationen-----	80
4.4.1.1	Kornea -----	80
4.4.1.2	Rachen-----	81
4.4.1.3	Kloake-----	81
4.4.2	Vergleich der Zeiträume vor und nach der Winterruhe für ausgewählte Bakteriengruppen -----	82
4.4.2.1	Grampositive Kokken-----	82
4.4.2.2	Grampositive Stäbchen-----	83

4.4.2.3	Gramnegative Bakterien-----	84
4.5	Statistischer Vergleich der Befallsintensitäten von Kornea, Rachen und Kloake vor und nach der Winterruhe (semiquantitative Auswertung der Tiere 1 bis 55)-----	84
4.5.1	Kornea -----	84
4.5.2	Rachen-----	85
4.5.3	Kloake-----	86
4.6	Beschreibung der aeroben Bakterienflora vor der Winterruhe der nicht in die vergleichende Studie einbezogenen Landschildkröten (Tier 56 bis 65) und Vergleich mit der bakteriellen Besiedelung der Tiere 1 bis 55-----	87
4.6.1	Kornea -----	87
4.6.2	Rachen-----	87
4.6.3	Kloake-----	87
5.	DISKUSSION -----	88
5.1	Untersuchte Tiere, angewandte Materialien und Methodik -----	88
5.2	Vergleich der Zeiträume vor und nach der Winterruhe: Veränderungen der Keimarten/ -gruppen und der Befallintensität -----	89
5.3	Vergleich der Bakterienfloren von Kornea, Rachen und Kloake-----	90
5.3.1	Vor der Winterruhe -----	90
5.3.2	Nach der Winterruhe -----	90
5.4	Betrachtung ausgewählter Bakterienarten-----	91
5.5	Weitergehende – aus den Ergebnissen der Studie ableitbare – Aussagen-----	93
5.5.1	Die Vielzahl aerober Bakterien, die von klinisch unauffälligen Landschildkröten isoliert werden kann-----	94

5.5.2	Charakterisierung der aeroben Bakterienflora von klinisch unauffälligen Landschildkröten der Arten <i>T. hermanni</i> , <i>T. graeca</i> , <i>T. marginata</i> und <i>T. horsfieldii</i> -----	94
5.5.2.1	Kornea -----	94
5.5.2.2	Rachen-----	95
5.5.2.3	Kloake-----	97
5.6	Keimspektrum der im Verlauf der Winterruhe auffällig gewordenen bzw. gestorbenen Tiere-----	98
5.7	Stellenwert der Studie und abschließende Gesamtbetrachtung-----	99
6.	ZUSAMMENFASSUNG -----	101
7.	SUMMARY -----	103
8.	LITERATURVERZEICHNIS -----	105
9.	ANHANG	
9.1	Daten und Bakterienisolate der in die vergleichende Studie aufgenommenen Landschildkröten	
9.2	Daten und Bakterienisolate der nicht in die vergleichende Studie aufgenommenen Landschildkröten	
9.3	Auflistung von allen nachgewiesenen Bakterienarten, -gruppen und (nicht weiter differenzierten) -gattungen	

ABKÜRZUNGEN

ADH	Arginindihydrolase(nachweis)
Aerom	Aeromonaden
al.	alii
Alc	Alcaligenes spp.
A. n.	<i>Actinomyces neuii ssp. neuii</i>
Ara	Arabinose(abbau)
Art. Nr.	Artikelnummer
Äsk	Äskulinhydrolase(nachweis)
ASS	Antibiotika-Sulfonamid-Sensibilitätstest
ATCC	American Type Culture Collection
B1 bis 14	Bacillus sp. 1 bis 14
Bew	Beweglichkeit(snachweis)
BgVV	Bundesinstitut für gesundheitlichen Verbraucherschutz und Veterinärmedizin
BiAS	Biometrische Analyse von Stichproben
BMDP	Biomedical Programs
BPLS	Brillantgrün-Phenolrot-Laktose-Saccharose
BSAVA	British Small Animal Veterinary Association
C	Clumping-Faktor
°C	Grad Celcius
ca.	circa
C. ac.	<i>Corynebacterium accolens</i>
C. am.	<i>Corynebacterium amycolatum</i>
CAMP	Christie-Atkins-Munch-Petersen
CDC	Centers for Disease Control and Prevention
CDC F1	CDC Gruppe F-1
ch	Schweiz
cm	Zentimeter
C. m.	<i>Corynebacterium matruchotii</i>
C. p.	<i>Corynebacterium pseudotuberculosis</i>
d	dies
de	Deutschland
denitrif.	denitrificans
DGHT	Deutsche Gesellschaft für Herpetologie und Terrarienkunde e. V.
E	Empfindlichkeit
FB	Fast Blue
fcB1 bis 7	fermentierendes coryneformes Bakterium 1 bis 7

ferm	fermentativ
Flavo	Flavobacterium spp.
Fru	Fruktose(abbau)
g	Gramm
Gas	Gasbildung aus Glukose
Gel	Gelatine(abbau)
ges	gesamt
Glu	Glukose(abbau)
Glu ^{Fl}	Glukose(abbau) im Flüssigmedium
Gly	Glycerin(abbau)
Gly ^E	Glycerin(abbau) in Anwesenheit von 0,4 % Erythromycin
gnF	gramnegative Fermenter
gnN	gramnegative Nonfermenter
gP	gelbes Pigment
gpK (K-)	grampositive Kokken, katalasenegativ
gpK (K+)	grampositive Kokken, katalasepositiv
gpS	grampositive Stäbchen
Grp	Gruppe
Häm	Hämolyse
H ₂ S	Schwefelwasserstoff(bildung)
http	hypertext transfer protocol
i. d. R.	in der Regel
inakt	inaktiv(e)
Ind	Indol(bildung)
Ino	Inosit(ol)(abbau)
K	Koagulase
KAA	Kanamycin-Äskulin-Azid
Kat	Katalase
KF	Koloniefarbe
Kk.	Kokken
Kl	Kloake
KM	Körpermasse
KMo	Koloniemorphologie
Ko	Kornea
Lak	Laktose(abbau)
Lak ^{Fl}	Laktose(abbau) im Flüssigmedium
LDC	Lysin-decarboxylase(nachweis)
Lip	Lipophilie

Lys	Lysostaphin(-Test)
Lyz	Lysozym(-Test)
Mal	Maltose(abbau)
Man	Mannose(abbau)
Mao	Malonat(abbau)
µg	Mikrogramm
ml	Milliliter
Mle	Melezitose(abbau)
Mli	Melibiose(abbau)
mm	Millimeter
Mnt	Mannit(ol)(abbau)
MR	Methylrot(-Reaktion)
neg	negativ
nfcB1 bis 3	nicht-fermentierendes coryneformes Bakterium 1 bis 3
NO ₂	Nitrit(reduktionstest)
NO ₃	Nitrat(reduktionstest)
nWR	nach der Winterruhe
O 129	Vibriostatikum O 129
ODC	Ornithindekarboxylase(nachweis)
OF	Oxidations-Fermentations-Test
o. g.	oben genannt
ox	oxidativ
Ox	Zytochromoxidase(-Test)
Ox ^c	Zytochromoxidase c(-Test)
P	Pepton
p	Probabilität
P1 bis 10	Pseudomonas sp. 1 bis 10
P. a.	<i>Propionibacterium acnes</i>
PAD	Phenylalanindeaminase(nachweis)
pH	pondus Hydrogenii
pl.	Plural
pn.	pneumoniae
pos	positiv
Pseudom.	Pseudomonas
pseudotubercul.	pseudotuberculosis
r	geringgradige Resistenz
R	Resistenz
Ra	Rachen

Raf	Raffinose(abbau)
Rha	Rhamnose(abbau)
rP	rotes Pigment
RT	Raumtemperatur
Sac	Saccharose(abbau)
SAggl	Salmonellen-Objektträgeragglutination
SIGS	Schildkröten Interessengemeinschaft Schweiz
SIM	Schwefelwasserstoff-Indol-Motility
Sor	Sorbit(ol)(abbau)
sp.	Species
spp.	Species (pl.)
ssp.	Subspecies
St	Stärke(abbau)
T.	Testudo
Tre	Trehalose(abbau)
u.	und
u. a.	unter anderem
UFAW	Universities Federation for Animal Welfare
Ure	Urease(nachweis)
URL	Uniform Resource Locator
v	variabel
v. a.	vor allem
VBP	Vermehrung auf BPLS-Agar
VMC	Vermehrung auf MacConkey-Agar
VO ₂ -	Vermehrung unter anaeroben Bedingungen
Vol	Volumen
VP	Voges-Proskauer
VPR	Voges-Proskauer-Reaktion
VSZ	Vermehrung auf Simmons-Zitrat-Agar
vWR	vor der Winterruhe
www	world wide web
Xanthom.	Xanthomonas
xyl.	xylooxidans
Xyl	Xylose(abbau)
Zit	Zitrat(verwertung)
z. T.	zum Teil

1. EINLEITUNG

Landschildkröten erfreuen sich einer sehr großen Popularität als Pfleglinge in privater Hand. Nach OBST (1995) sind Landschildkröten – im Gegensatz zu Schlangen, Echsen und Krokodilen – die einzigen Reptilien, „die sich seit eh und je allgemeiner Akzeptanz, ja sogar weit verbreiteter Beliebtheit erfreuen“. So verwundert es nicht, daß diese Tiere besonders häufig von privaten Haltern gepflegt werden und daß die „Arbeitsgemeinschaft Schildkröten“ innerhalb der Deutschen Gesellschaft für Herpetologie und Terrarienkunde e.V. (DGHT) die mitgliederstärkste Gruppe ist (VINKE 2000).

Leider überlebten in der Vergangenheit nur wenige Landschildkröten die ersten Jahre in privater Hand. LAWRENCE (1988) untersuchte in Großbritannien das Schicksal von mehr als 600 Tieren der Arten *Testudo (T.) graeca ibera* und *T. hermanni hermanni* über einen Zeitraum von vier Jahren und stellte fest, daß am Ende des Beobachtungszeitraumes nicht einmal 5 % der Tiere überlebt hatten. Als besonders verlustreich stellte sich die Phase der Winterruhe heraus. Von ähnlichen Zahlen wurde auch aus Deutschland berichtet (BLATT u. MÜLLER 1974).

Viele Landschildkröten stellen heute sowohl ideell als auch finanziell einen erheblichen Wert dar. Aus diesem Grund werden die Ansprüche, die vom Tierhalter an den Tierarzt gestellt werden, immer größer. Dieser wird häufig nicht erst im Krankheitsfall des Tieres, sondern auch als Ratgeber in Haltungsfragen vom Tierbesitzer aufgesucht. Im Herbst werden immer wieder Tiere mit der Fragestellung vorgestellt, ob diese eine Winterruhe durchführen können bzw. sollen oder ob die Winterruhe besser unterbleiben sollte.

Viele Untersuchungsmethoden, die bei der klinischen Untersuchung von Säugetieren routinemäßig angewandt werden, lassen sich nicht oder nur eingeschränkt bei Schildkröten durchführen. Wichtige Parameter wie die Puls- und Atemfrequenz sowie die Körpertemperatur sind nicht oder nur eingeschränkt zu ermitteln bzw. wenig aussagekräftig. Weiterführende Untersuchungen erlangen eine ganz besondere Bedeutung. Aus diesem Grund werden bakteriologische Untersuchungen – im Vergleich zum Säuger – sehr häufig durchgeführt. Die Interpretation der erhobenen Befunde gestaltet sich aber immer wieder schwierig, da bis heute sehr wenig über die physiologische Bakterienflora der Klasse Reptilia im allgemeinen und der Ordnung der Schildkröten im speziellen bekannt ist.

Bis heute gibt es keinerlei Angaben über die bakterielle Besiedelung von Schildkröten kurz vor und nach der Winterruhe. Wie die Studie von LAWRENCE (1988) und die klinische Erfahrung zeigen, treten aber gerade in dieser Phase immer wieder Probleme bei Landschildkröten auf, die den Tierbesitzer sein(e) Tier(e) beim Tierarzt vorstellen lassen.

Aus diesen Gründen wurde die aerobe Bakterienflora der Kornea, des Rachens und der Kloake von klinisch unauffälligen Landschildkröten der Arten *T. hermanni*, *T. graeca*, *T. marginata* und *T. horsfieldii* vor und nach der Winterruhe isoliert und weitgehend differenziert. Die aerobe Bakterienflora der drei Lokalisationen wurde für die Zeiträume vor und nach der Winterruhe charakterisiert und Abweichungen für die tierärztliche Krankheitsdiagnostik diskutiert. Die Zusammensetzung der vor der Winterruhe isolierten aeroben Bakterienflora wurde mit der nach der Winterruhe isolierten Flora verglichen. Die erarbeiteten Ergebnisse zum aeroben bakteriellen Keimpektrum der vier untersuchten Landschildkrötenarten sollen erstmalig wissenschaftliche Grundlagen zur generellen Kenntnis sowie zur Dynamik von Veränderungen im Keimpektrum durch die Winterruhe liefern und zugleich die veterinärmedizinische Beurteilung zukünftiger bakterieller Isolate auf eine gesicherte Grundlage stellen.

2. LITERATURÜBERSICHT

2.1 Allgemeine Bemerkungen zur Winterruhe von Reptilien

2.1.1 Begriffsbestimmung

In der herpetologischen und veterinärmedizinischen Literatur wird für den passiven Zustand, in dem viele Reptilien winterliche Kälteperioden überdauern, eine Reihe unterschiedlicher Begriffe verwendet. Die meisten deutschsprachigen Autoren benutzen den Ausdruck „Winterruhe“ (ENGELMANN et al. 1986; BASILE 1989; BECK u. KADEN 1990; KABISCH 1990; JAROFKE u. LANGE 1993; TRUTNAU 1994; GABRISCH u. ZWART 1995; RÖSLER 1995; ROGNER 1995; SCHMIDT u. HENKEL 1995; KÖHLER 1996; BLAHAK u. KRUG 1997; ACKERMANN 2000; SASSENBURG 2000). In der anglo-amerikanischen Literatur spricht man von „hibernation“, was nach WILLMANN und MESSINGER (1989) sowie LAUNERT (1998) mit „Winterschlaf“ zu übersetzen ist. Nach dem Lexikon der Biologie (Herder-Verlag 1987) sowie BROCKHAUS (2000) ist der Begriff Winterschlaf – ebenso wie der Begriff Winterruhe – nur für homoiotherme Tiere zu verwenden. Laut Lexikon der Biologie verfallen poikilotherme Tiere in eine konsekutive passive Kältelethargie. Dieser Zustand wird von ROGNER (1995) auch als „parabiotisch“ oder „Winterstarre“ bezeichnet. GREGORY (1982) verwendet den Begriff „Kälte-induzierter Torpor“.

In der vorliegenden Arbeit wird für o. g. Zustand, welcher im Herbst beginnt und im Frühjahr endet und den die Tiere ohne Futter- und Wasseraufnahme bei deutlich reduziertem Stoffwechsel und hochgradig herabgesetzter Mobilität unterirdisch bzw. in Substrat vergraben verbringen, der Mehrzahl der deutschsprachigen Publikationen folgend der Begriff „Winterruhe“ verwendet.

2.1.2 Induktion der Winterruhe

Eine ganze Reihe von Faktoren sind an der Induktion der Winterruhe beteiligt. In einigen älteren Publikationen ging man davon aus, daß allein sinkende Umgebungstemperaturen Reptilien zur Einleitung einer Winterruhe anregen (WOODBURY u. HARDY 1948; CAGLE 1950; MOBERLY 1963; GILLES-BAILLIEN 1966). GREGORY (1982) gibt zu bedenken, daß sich in der Natur mit den sinkenden Temperaturen im Herbst auch andere Parameter wie beispielsweise Tageslichtlänge und Niederschlagsmenge verändern. JACKSON (1985 a, 1990) sieht die Kombination mehrerer exogener Einflüsse wie abnehmende Tageslichtdauer, reduzierte Lichtintensität und sinkende Tages- sowie Nachttemperaturen als Auslöser der Winterruhe. Auch ZWART (1975) betont, daß die Winterruhe kein rein temperaturabhängiger Vorgang ist. Endogene physiologische Vorgänge seien im Zusammenhang mit der Winterruhe nachweisbar. Auch nach LICHT (1972) sind exo- und endogene Mechanismen, welche nicht weiter beschrieben werden, an der Regulation der Winterruhe beteiligt. MROSOVSKY (1971) postuliert, daß die Winterruhe von Reptilien, wie der Winterschlaf und die Winterruhe der Säuger, von einem hypothalamo-hypophysären Komplex gesteuert wird. Dieser Komplex weist nach CALLARD et al. (1972), CALLARD und LANCE (1977) sowie LANCE und CALLARD (1978) Ähnlichkeiten mit dem der Säuger auf. Einige Autoren stärken die These, daß Reptilien einem endogenen Rhythmus unterliegen mit der Beobachtung, daß einige Tiere im Herbst – unabhängig von künstlich erzeugten Temperatur- und Photoperioden – die Futteraufnahme einstellen (HERNANDEZ u. COULSEN 1952; MUSACCHIA u. SIEVER 1956; HUTTON u. GOODNIGHT 1957; COULSEN u. HERNANDEZ 1964; MAYHEW 1965; CHABRECK u. JOANEN 1969; KAUFFELD 1969; BENNETT u. DAWSON 1976; FITCH u. VON ACHEN 1977).

2.1.3 Gründe, die für und wider die Durchführung der Winterruhe sprechen

Bis heute gehen die Meinungen darüber auseinander, ob Reptilienarten, die in freier Natur eine Winterruhe halten, diese auch in Gefangenschaft durchführen müssen (FRYE 1991 a).

Nach JAROFKE und LANGE (1993) können viele Schildkrötenarten, die in freier Natur eine Winterruhe halten, im Terrarium auch ohne eine Unterbrechung ihrer Aktivitätsphase auskommen. Eine korrekt durchgeführte Überwinterung steigert die Aktivität der Tiere in den Sommermonaten jedoch erheblich. ZWART (1975) sowie GABRISCH und ZWART (1995) betonen, daß die Winterruhe einen physiologischen Vorgang darstellt und somit zum Jahresrhythmus der Tiere gehört. Einige Reptilien, die in freier Natur eine Winterruhe durchführen, stellen auch in Gefangenschaft im Herbst bzw. Winter jegliche Nahrungsaufnahme ein. Bekommen diese Tiere nicht die Möglichkeit, eine Winterruhe zu halten, so ergeben sich daraus große Probleme (JACKSON 1985 a; BOYER u. BOYER 1996). Nach JARCHOW (1993) unterstützt die Winterruhe die Aufrechterhaltung der

physiologischen Schilddrüsenfunktion und könnte dazu beitragen, daß Schildkröten ihr "normales" Lebensalter erreichen. Auf die Durchführung der Winterruhe sollte nicht verzichtet werden, wenn mit den Tieren gezüchtet werden soll. Sie stimuliert die sexuelle Aktivität der Männchen und synchronisiert die Ovulation der Weibchen (KUCHLING 1982; TRUTNAU 1994; BAILEY et al. 1995; GABRISCH u. ZWART 1995; BOYER u. BOYER 1996). Eine nicht oder falsch durchgeführte Winterruhe ist bei Landschildkröten als ein Grund für geringe Nachzuchterfolge anzusehen (KÖLLE 1999). Auch NAULLEAU (1970) betont, daß es bei Reptilien, die in Gefangenschaft keinen saisonalen Änderungen ausgesetzt sind, zu Störungen im Reproduktionszyklus kommt. Von vielen Reptilien ist bekannt, daß sie Fett für den späteren Verbrauch während und direkt nach der Winterruhe speichern (DESSAUER 1955; EMMERSON 1967; AVERY 1970; BRIAN et al. 1972; BRISBIN 1972; GAFFNEY u. FITZPATRICK 1973; DERICKSON 1974; BLEM u. BLEM 1990; XIANG u. PEICHAO 1990). Unterbleibt die Winterruhe und haben die Tiere somit nicht die Möglichkeit, die Fettreserven zu mobilisieren, führt dies häufig zu einer Fettleibigkeit (DONOGHUE u. LANGENBERG 1996). Ein weiterer Grund, der nach BASILE (1989) und GREGORY (1982) für die Durchführung der Winterruhe spricht, ist, daß es während der Ruhephase zu einer physiologischen Wachstumspause der Tiere kommt.

Kranke Tiere sollten keinesfalls eine Winterruhe halten (ZWART 1975; JACKSON 1990; FRYE 1991 a, b; CUNNINGHAM u. GILI 1992; TRUTNAU 1994; BOYER u. BOYER 1996). Da die Chance, die Winterruhe ohne Schäden zu überstehen, wesentlich von den während der Aktivitätsphase gespeicherten Reserven abhängt (ROGNER 1995), sollten nur gut genährte Tiere eine Winterruhe durchführen (BOYER u. BOYER 1996; FRYE 1991 a). Werden schlecht genährte Tiere eingewintert, so ist mit deren Verlust zu rechnen (HOLT 1985; SAMOUR 1985; HARPER 1986). Kriterien für die Beurteilung des Ernährungszustandes werden von den o. g. Autoren nicht angegeben. Tiere, die auch bei fallenden Temperaturen und abnehmender Tageslichtlänge keine Anzeichen dafür zeigen, daß sie eine Winterruhe durchführen werden, sollten nicht in eine Winterruhe hineingezwungen werden (GABRISCH u. ZWART 1995; WILKE 1998). Ebenso sollten verletzte Tiere nicht eingewintert werden, da die Wundheilung bei Reptilien temperaturabhängig verläuft (SMITH et al. 1988; BENNETT 1989; LAWTON u. STOAKES 1992). In diesem Zusammenhang ist zu beachten, daß der Heilungsprozeß einiger Gewebe bei Schildkröten besonders viel Zeit in Anspruch nimmt. Die Heilung von Panzerfrakturen beispielsweise benötigt ein bis zwei Jahre (BARTEN 1996). Sollten Tiere, die zunächst ohne Probleme eine Winterruhe begonnen haben, diese bereits nach einigen Wochen beenden, dürfen sie keinesfalls weiterhin bei kühlen Temperaturen gehalten werden (GABRISCH u. ZWART 1995). Nicht einzuwinternde bzw. vorzeitig aufgewachte Tiere sind in einem beheizten Terrarium mit zwölf- bis 16-stündiger Beleuchtung zu halten (KIRSCH 1979; JACKSON 1985 a, 1990; FRYE 1991 b).

Während für kranke und verletzte Tiere Einigkeit darüber besteht, daß diese keine Winterruhe halten sollen, gehen die Meinungen darüber, ob Tiere, die jünger als drei bis vier Jahre sind, eine Winterruhe halten sollen oder nicht, weit auseinander. Nach CUNNINGHAM und GILI (1992) sollten Jungtiere keine Winterruhe halten und in einem beheizten Terrarium die kalte Jahreszeit überbrücken. SCOTT (1992) gibt zu bedenken, daß Jungtiere Schwierigkeiten haben, ihre für die Winterruhe nötigen Energiespeicher zu füllen. Dies führe bei längeren Kälteperioden zu Problemen. JAROFKE und LANGE (1993) raten, Jungtiere für ca. vier bis zehn Wochen einzuwintern. Auch HERRSCHE (1995) rät, mit Jungtieren eine verkürzte Winterruhe durchzuführen. Er empfiehlt eine zwei- bis viermonatige Dauer bei 4 bis 8 °C. Eventuell auftretende Verluste seien als „natürliche Auslese“ anzusehen. TRUTNAU (1994) empfiehlt, Jungtiere ohne zeitliche Begrenzung mit den erwachsenen Tieren einzuwintern. Auch WILKE und ANDERS (1997) und WILKE (1998) fordern bereits im ersten Jahr eine nicht begrenzte Winterruhe und bezeichnen eine Abnahme der Körpermasse von 15 % für Jungtiere als normal. KÖLLE (1999) verweist darauf, daß junge Landschildkröten in ihrem natürlichen Habitat den gleichen klimatischen Bedingungen wie die adulten Tiere ausgesetzt sind und empfiehlt aus diesem Grund ebenfalls die den älteren Tieren entsprechende Überwinterung.

2.2 Die Winterruhe von Landschildkröten der Arten *T. hermanni*, *T. graeca*, *T. marginata* und *T. horsfieldii* in der Obhut des Menschen

Bis heute existiert eine ganze Reihe von Publikationen zur Winterruhe von Landschildkröten. Leider ist in vielen dieser Arbeiten nicht angegeben, ob die dargestellten Erkenntnisse von frei lebenden Tieren oder von Tieren, die in der Obhut des Menschen gehalten werden, stammen. Desweiteren wird oft nicht eindeutig zwischen verschiedenen Arten von Landschildkröten unterschieden. Aus diesen Gründen ist im folgenden die Literatur zusammengefaßt, die wichtige Hinweise für die Durchführung der Winterruhe von Landschildkröten der Arten *T. hermanni*, *T. graeca*, *T. marginata* und *T. horsfieldii* in der Obhut des Menschen beinhaltet.

2.2.1 Vorbereitung der Tiere

Als Voraussetzung für die Durchführung einer Winterruhe wird von BOYER und BOYER (1996) bereits im Sommer das Ermitteln der Körpermasse der Schildkröten angesehen. Anhand des Verhältnisses von Körpermasse zu Carapaxlänge kann nach JACKSON (1980, 1985 a, b) sowie JACKSON und LAWTON (1992) der Ernährungszustand von *T. hermanni* und *T. graeca* beurteilt werden.

Um eine parasitäre Erkrankung rechtzeitig zu erkennen und gegebenenfalls behandeln zu können, sollten zwei Monate vor der geplanten Einwinterung alle Tiere einer parasitologischen Kotuntersuchung unterzogen werden (BOYER u. BOYER 1996).

FRYE (1991 a) empfiehlt Landschildkröten ca. sechs Wochen vor Beginn der Winterruhe die Aufnahme von nährstoffreichem Futter zu ermöglichen. Dieses sollte aus kohlenhydratreichem Gemüse und Obst – z. B. Feigen, Melonen, Äpfel, Sprossen und Alfalfapellets – bestehen. Die Futtermittel werden anfangs in kleinen, dann steigenden Rationen dem in den Sommermonaten angebotenen Futter zugemischt. Die Umstellung sollte über einen Zeitraum von ein bis zwei Wochen erfolgen. So kann Verdauungsproblemen durch zu schnelle Futterumstellung bzw. starke bakterielle Gasbildung im Darm vorgebeugt werden. Auch TRUTNAU (1994) empfiehlt, die Tiere "vor Überwinterungsantritt nochmals kräftig zu füttern".

Nach MARCUS (1983), FRYE (1991 a) und TRUTNAU (1994) sollte den Tieren einige Tage vor Beginn der Winterruhe alle Nahrung komplett entzogen werden, so daß die letzte aufgenommene Nahrung den Darmkanal noch als Fäzes verlassen kann. BOYER und BOYER (1996) empfehlen den Nahrungsentzug über eine Woche. Auch DENARDO (1996) und JAROFKE und LANGE (1993) sind der Ansicht, daß den Tieren eine Woche vor Beginn der Winterruhe keine Nahrung mehr angeboten werden sollte. LAWRENCE und JACKSON (1983) sowie KÖHLER (1996) geben an, daß die Darmentleerung von Landschildkröten einen Zeitraum von vier bis sechs Wochen benötigt. Bei der während der Winterruhe herabgesetzten Körpertemperatur der Reptilien findet keine bzw. eine hochgradig herabgesetzte Verdauung statt (SKOCZYLAS 1978). Käme es vor der Einwinterung nicht zur Darmentleerung, so könnte nach TRUTNAU (1994) und DENARDO (1996) Darminhalt faulen und schwerwiegende Darmentzündungen verursachen. Um die Darmentleerung zu fördern und die Tiere nochmals zur Wasseraufnahme anzuregen, sollten die Schildkröten in der letzten Woche vor der Einwinterung täglich in 24 bis 26 °C warmen Wasser für zehn bis 20 Minuten gebadet werden (WILKE u. ANDERS 1997). Nach WILKE (1998) und JAROFKE und LANGE (1993) genügt es, die Tiere in der gesamten Vorbereitungszeit zwei bis drei mal zu baden. GABRISCH und ZWART (1995) empfehlen 30 °C Wassertemperatur und ZWART (1975) nur einmaliges Baden vor der Winterruhe.

Trinkwasser sollte den Tieren bis zum endgültigen Beginn der Winterruhe zur freien Verfügung stehen (PATTERSON 1987).

Nachdem die Tiere die Futteraufnahme eingestellt haben und der Darm entleert ist, muß die Umgebungstemperatur der Tiere gesenkt werden. Uneinigkeit besteht darüber, ob die Temperatur abrupt oder allmählich gesenkt werden sollte. Für die langsame Absenkung spricht, daß sich die Durchschnittstemperatur im jahreszeitlichen Verlauf nur in kleinen Schritten ändert. Betrachtet man hingegen die Schildkröten in freier Natur, so sieht man,

daß die Tiere beim Vergraben im Erdreich oder Verstecken in einer Höhle einem drastischen, plötzlich eintretenden Temperaturabfall unterliegen (DENARDO 1996). Der Autor erachtet daher den plötzlichen Temperaturabfall als die natürlichere Variante. Er gibt aber zu bedenken, daß viele Reptilienhalter sehr erfolgreich die graduelle Temperaturabsenkung praktizieren, warnt aber, dies nur unter strenger Aufsicht durchzuführen. Der Temperaturbereich zwischen der optimalen Körpertemperatur und der Überwinterungstemperatur reduziere die Immunkompetenz der Tiere, zwänge sie zu anhaltenden Stoffwechsellleistungen und erlaube es Bakterien sich relativ schnell zu vermehren. Dies mache die Schildkröten empfindlich gegenüber opportunistischen Infektionen und führe zu einer Reduktion der Körpermasse. ROGNER (1995) verbringt seine Schildkröten im Herbst in ein unbeheiztes Gewächshaus, sodaß sie allmählich mit den sinkenden Außentemperaturen abkühlen. WILKE und ANDERS (1997) sowie WILKE (1998) empfehlen, die Tiere drei Tage in einem weder beleuchteten noch beheizten Terrarium bei Temperaturen unter 18 °C zu halten und dann in die Überwinterungskiste zu verbringen.

2.2.2 Durchführung der Winterruhe

Für die Durchführung der eigentlichen Winterruhe stehen drei Möglichkeiten zur Auswahl: Winterruhe im Garten bzw. Freilandgehege, im Keller oder im Kühlschrank (GABRISCH u. ZWART 1995). ROGNER (1995) beschreibt eine Methode, die zwischen der Keller- und der Freilandüberwinterung anzusiedeln ist. Er verbringt seine Tiere in einen großen Lichtschacht eines Kellerfensters.

2.2.2.1 Winterruhe im Garten bzw. Freilandgehege

Die einfachste Methode für die Durchführung der Winterruhe von Landschildkröten ist es, die Tiere im Garten bzw. Freilandgehege selbst einen Platz suchen zu lassen. Es können auch 50 bis 60 cm tiefe Gruben angelegt werden, die mit einem Gemisch aus Sand und Laub zu füllen sind, in dem sich die Tiere eingraben können. Die Stellen, an denen sich die Tiere eingegraben haben, bedeckt man mit Stroh und Reisig. Vorteil dieser Methode ist es, daß die Schildkröten im Herbst nicht auf die Winterruhe vorbereitet werden müssen, da sie selbständig die Futteraufnahme einstellen und ihren Darm entleeren und daß man sich nicht um die Temperatur und die Luftfeuchtigkeit kümmern muß. Nachteil ist, daß man auf die Temperatur und die Dauer der Winterruhe keinen Einfluß hat. Die Tiere können sich bei steigenden Temperaturen nach oben graben und sind dann bei einem erneuten, plötzlich einsetzendem Kälteeinbruch schutzlos der Kälte ausgeliefert. Ein weiterer Nachteil der Freilandmethode besteht darin, daß die ruhenden Tiere Schadnagern

ungeschützt ausgesetzt sind. Um dem vorzubeugen, können mit Drahtgeflecht gesicherte Kisten im Erdboden vergraben werden (GABRISCH u. ZWART 1995; WILMS u. LÖHR 2000).

2.2.2.2 Winterruhe im Keller

Einige Autoren beschreiben die Überwinterung von Landschildkröten im Keller (FRYE 1991 a; GABRISCH u. ZWART 1995; WILKE u. ANDERS 1997; WILKE 1998). Angaben über den baulichen Zustand des Keller werden nur bei WILKE und ANDERS (1997) gemacht. Nach ihrer Meinung ist ein alter Gewölbekeller mit gestampftem Naturboden der beste Platz für die Überwinterung von Landschildkröten, da er gleichbleibende Temperaturen und eine relativ hohe Luftfeuchtigkeit aufweist. Die Tiere werden zur Überwinterung in eine Kiste, die mit reichlich Belüftungsöffnungen versehen und mit Laub, Moos, Torfmoos und/oder Wald- bzw. Gartenerde gefüllt ist, verbracht. Die Feuchtigkeit muß ständig kontrolliert werden und gegebenenfalls durch Zugabe von Wasser erhöht werden. Hierbei darf das Substrat lediglich feucht, keinesfalls naß werden. Genaue Angaben zum Wassergehalt des Substrates werden nicht gemacht. Zu hohe Feuchtigkeit während der Winterruhe scheint eine häufige Ursache für Respirationerkrankungen zu sein (DENARDO 1996). Auch in letztgenannter Quelle werden keine quantitativen Angaben zur Feuchte gemacht. FRYE (1991 a) empfiehlt, die Überwinterungskiste lediglich mit trockenem Stroh oder zerrissenem Zeitungspapier zu füllen. Auch ZWART (1975) rät, trockenes Stroh oder trockenes Laub als Substrat zu verwenden. Auch im Keller müssen die Tiere vor Schadnagern geschützt werden (GABRISCH u. ZWART 1995).

2.2.2.3 Winterruhe im Kühlschrank

Steht kein geeigneter Keller oder Garten für die Durchführung der Winterruhe zur Verfügung, so kann diese auch in einem Kühlschrank durchgeführt werden (GABRISCH u. ZWART 1995; WILKE u. ANDERS 1997; WILMS u. LÖHR 2000). Der Vorteil ist in der konstanten und regelbaren Temperatur zu sehen. Die Luftfeuchtigkeit kann relativ einfach durch Einbringen einer Wasserschale in den Kühlschrank aufrechterhalten werden. Mittels eines Aquarienbelüfters kann durch einen dünnen Schlauch für Frischluft gesorgt werden, während die Tiere auf den Gitterrostensätzen des Kühlschranks liegen (CLARO u. BOURDEAU 1988). Die Tiere können auch in Schachteln verbracht werden, die mit Torfmoos (Sphagnum) oder Buchenlaub gefüllt sind. Diese Schachteln sollten Lüftungsöffnungen aufweisen und können im Kühlschrank gestapelt werden (GABRISCH u. ZWART 1995). Regelmäßig – nach ADAM (1993) alle vier bis acht Wochen, nach KÖLLE (1999) einmal pro Woche, nach WILMS und LÖHR (2000) täglich – muß die Kühlschranktür zwecks Belüftung geöffnet werden, sofern kein Aquarienbelüfter verwendet wird.

2.2.3 Die Phase nach der Winterruhe

Genau wie die Phase vor der Winterruhe, sollte auch die Zeit nach der Winterruhe (posthibernale Phase) aufmerksam überwacht werden (DENARDO 1996). Landschildkröten zehren während der Winterruhe von ihren Energiereserven (SCOTT 1992) und verlieren gleichzeitig Flüssigkeit über die Atemluft. Dies zeigt sich in einem Anstieg des Blutharnstoffgehalts sowie des Hämatokritwertes (LAWRENCE u. JACKSON 1983; LAWRENCE 1987). Um den entstandenen Wasser- und Energieverlust ausgleichen zu können, sollten Landschildkröten nach dem Erwachen aus der Winterruhe in lauwarmem Wasser gebadet werden – hierbei trinken die Tiere in der Regel ausgiebig – und Futter angeboten bekommen (ZWART 1975). Die erste Futteraufnahme von Landschildkröten ist nach JAROFKE und LANGE (1993) bereits zwei bis drei Tage nach der Winterruhe zu erwarten und muß nach BOYER und BOYER (1996) spätestens 14 Tagen nach Beendigung der Winterruhe erfolgt sein. Auch FRYE (1991 a) ist der Meinung, daß sich die Futteraufnahme (gemeinsam mit der sexuellen Aktivität) innerhalb von 14 Tagen nach der Winterruhe einstellen sollte. Da die Verdauung der aufgenommenen Nahrung bei Schildkröten temperaturabhängig erfolgt (MENNEGA 1938; WRIGHT et al. 1957), müssen die Tiere jetzt bei "optimalen" Temperaturen gehalten werden (REDROBE 1996). Nach SKOCZYLAS (1978) erreicht die Verdauung von Reptilien ihr Maximum im Bereich von deren Vorzugstemperatur und ist bei Temperaturen um 15 °C deutlich verringert. Die Vorzugstemperatur von Landschildkröten beträgt nach BLATTSTROM (1965) 25 bis 30 °C, nach MCKEON (1996) 82 bis 88 °F (27,8 bis 31,1 °C). JAROFKE und LANGE (1993) hingegen empfehlen, die Tiere nach dem Erwachen zunächst nur bei 15 °C zu halten, geben jedoch nicht an, wie lange diese Phase dauern soll. WILKE und ANDERS (1997) sowie WILKE (1998) empfehlen, nicht auf das eigenständige Erwachen der Tiere zu warten sondern die Schildkröten im Frühjahr aus ihren Überwinterungskisten zu entnehmen. Sie sollen in ein 20 bis 22 °C warmes Terrarium verbracht werden, in dem bei beginnender Aktivität der Tiere die Temperatur auf 24 bis 26 °C erhöht wird.

2.2.4 Allgemeine Bemerkungen zur Dauer und zu den Umweltbedingungen der Winterruhe von Landschildkröten ohne Berücksichtigung des Überwinterungsortes

Die Winterruhe der Landschildkröten sollte ca. vier bis sechs Monate dauern (FRYE 1991 a; CUNNINGHAM u. GILI 1992; WILKE u. ANDERS 1997; WILKE 1998). Nach CUNNINGHAM und GILI (1992) darf sie keinesfalls länger als sechs Monate währen, da die Tiere sonst „anfällig für Krankheiten werden“. COBORN und LAWRENCE (1987) beschreiben eine Methode, mit der man die Winterruhe von mediterranen Schildkröten auf maximal vier Monate begrenzen kann.

Die Temperatur während der Überwinterung sollte nach MARCUS (1983) 2 bis 5 °C, nach JAROFKE und LANGE (1993) 1 bis 6 °C, nach EGGENSCHWILER (1995) sowie GABRISCH und ZWART (1995) 2 bis 8 °C, nach TRUTNAU (1994) 4 bis 10 °C, nach FRYE (1991 a) ca. 10 °C, nach WILKE und ANDERS (1997) sowie WILKE (1998) 0 bis 12 °C, nach DENARDO (1996) 10 bis 13 °C und nach BOYER und BOYER (1996) 10 bis 16 °C mit gelegentlichem Abfall auf 7 °C betragen. ZWART (1975) beschreibt, daß südeuropäische Landschildkröten bereits bei Temperaturen von 12 °C aus der Winterruhe erwachen. Zu niedrige Temperaturen sind für die Tiere von Nachteil und können zu Kälteschäden führen. Zu hohe Temperaturen führen zum Verlust von Energie, da der Stoffwechsel nicht ausreichend unterdrückt wird, die Tiere aber keine Nahrung mehr aufnehmen. Dies kann zu einer Schwächung und im ungünstigsten Fall zum Verhungern führen (FRYE 1991 a; BOYER u. BOYER 1996). Derzeit gibt es nur einen Literaturhinweis über die Auswirkungen unterschiedlicher Temperaturen auf die Winterruhe von Schildkröten (ADRIAN 1986). Danach ist die Körpermassenreduktion bei einer Überwinterungstemperatur von 10 °C größer als bei 5 bis 8 °C.

Nach JARCHOW (1993), DENARDO (1996), REDROBE (1996) und WILKE (1998) sollte die Abnahme der Körpermasse während der Winterruhe nicht mehr als 7 bis 10 % der Körpermasse vor der Einwinterung ausmachen. Nach ZWART (1975) ist eine Reduktion der Körpermasse von 20 % als "normal" anzusehen. JAROFKE und LANGE (1993) berichten, daß Schildkröten bis zu 50 % ihrer Körpermasse während der Winterruhe verlieren können. BOYER und BOYER (1996) zitieren PATTERSON (1987) und JARCHOW (1993) und empfehlen, große Schildkröten alle vier, kleinere alle zwei bis drei Wochen aus dem Überwinterungsquartier zu nehmen und für zwei Stunden in flaches, 24 °C warmes Wasser zu setzen. Auf die absolute Größe der Tiere wird dabei nicht näher eingegangen. FREYE (1991 a) ist der Meinung, daß die Tiere nur in den ersten Tagen der Winterruhe täglich inspiziert, dabei jedoch nicht berührt werden sollten.

2.3 Die physiologische Bakterienflora von Landschildkröten

Bis heute existiert eine Vielzahl an wissenschaftlichen Arbeiten über bakteriologische Untersuchungen von kranken oder toten Schildkröten (GRAHAM-JONES 1961; FIENNES 1966; ELZE et al. 1969; FRANK u. LOOS-FRANK 1969; IPPEN u. SCHRÖDER 1969; MAYER u. FRANK 1974; ALTMANN u. ALTMANN 1977; HOLT et al. 1979; BROGARD 1980; BOSCH u. FRANK 1983; HOFF 1984 a, b; WHITE 1984; LAWRENCE u. NEEDHAM 1985; NEEDHAM 1986; ROSSKOPF 1986; JACOBSON 1987; RECKLIES 1989; GÖBEL u. SCHILDGER 1990; SCHEINERT et al. 1992; JACOBSON 1994; LLOYD 1994; HIGHFIELD 1996; MCARTHUR 1996). Besonders häufig werden hierbei Aeromonaden und Pseudomonaden beschrieben (KARASEK 1967; HOLT u. COOPER 1976; KOJAN 1977; JACOBSON 1978; RÖDER 1981;

SELBITZ u. ELZE 1982; JACOBSON 1984; SELBITZ u. ENGELMANN 1984; SHOTTS 1984; COOPER 1985; SCHILDGER et al. 1989; COOPER u. SAINSBURY 1994).

Im Gegensatz dazu ist wenig über die bakterielle Besiedelung von klinisch unauffälligen Landschildkröten sowie über die Rolle der physiologischen Bakterienflora dieser Tiere bekannt. Einige Autoren werten die bakteriologischen Befunde von gesunden Schildkröten gemeinsam mit denjenigen von Echsen und Schlangen aus und versuchen eine „Normalflora“ – allgemein gültig für alle Reptilien – zu beschreiben (ROGGENDORF u. MÜLLER 1976; COOPER 1981; BEEHLER u. SAURO 1983; SAURO 1983). Die physiologische Bakterienflora von klinisch unauffälligen Landschildkröten wurde bis heute lediglich in zwei Studien eingehender untersucht (GÖBEL 1990; MÖRK 1997). GÖBEL (1990) untersuchte im Rahmen eines "Beitrags zur Zusammensetzung der aeroben und mikroaeroben Bakterienflora von Rachen und Kloake gesunder Reptilien in Terrarienhaltung" unter anderem zehn Landschildkröten. Hierzu entnahm er vier griechischen Landschildkröten (*T. hermanni*), drei maurischen Landschildkröten (*T. graeca*) und drei Spaltenschildkröten (*Malacochersus tornieri*) jeweils im Abstand von einer Woche Rachen- und Kloakentupfer.

Insgesamt isolierte GÖBEL (1990) aus den Rachen 23 x *Micrococcus* spp., 20 x *Staphylococcus* spp. und 14 x *Streptococcus* spp. Innerhalb der Staphylokokken wurde *Staphylococcus sciuri* mit neun Isolaten am häufigsten, *Staphylococcus aureus* hingegen nur einmal isoliert. Desweiteren wurden nur Staphylokokkenarten isoliert, die nach KLOOS und MUSSELWHITE (1975) und KLOOS und SCHLEIFER (1975 a, b) regelmäßig auch von Säugetieren isoliert werden. Die isolierten *Micrococcus* spp. und *Streptococcus* spp. wurden nicht weiter ausdifferenziert. An grampositiven Stäbchen wurde im Rachen regelmäßig *Bacillus* spp. nachgewiesen. Als häufigste gramnegative Bakterien wurden nicht-fermentierende gramnegative Stäbchen und *Aeromonaden* isoliert. Die häufigsten Arten waren *Acinetobacter calcoaceticus* (17 x), *Aeromonas caviae* (13 x) und *Pseudomonas alcaligenes* (10 x). Das Spektrum an Enterobacteriaceae der Rachenproben entsprach in etwa dem der Kloakenproben der selben Tiere. *Citrobacter* spp., *Enterobacter* spp., *Klebsiella* spp., *Escherichia coli* und *Morganella morganii* wurden isoliert.

Aus den Kloakentupfern der Schildkröten isolierte GÖBEL (1990) nahezu genau so viele Bakterien wie aus den Rachenproben. Fast ein Drittel aller Isolate (32,8 %) gehörte der Familie der Enterobacteriaceae an. Als häufigster Keim wurde *Citrobacter freundii*, gefolgt von *Morganella morganii* und *Klebsiella terrigena* identifiziert. Salmonellen konnten nicht nachgewiesen werden. Ebenso wie aus den Rachenproben wurden *Acinetobacter calcoaceticus*, *Aeromonas caviae* und *Pseudomonas alcaligenes* regelmäßig isoliert. Die grampositive Kloakenflora der untersuchten Schildkröten wurde von Bakterien der Familien Bacillaceae (35 Isolate) und Micrococcaceae bestimmt. Zwei Staphylo-

kokkenarten, die nach KLOOS et al. (1976) als tierspezifisch gelten, wurden isoliert (*Staphylococcus lentus* und *Staphylococcus sciuri*).

MÖRK (1997) untersuchte die bakterielle Besiedelung von 67 gesunden Landschildkröten der Arten *T. hermanni*, *T. graeca*, *T. marginata* und *T. horsfieldii* während der Aktivitätsphase (März bis Oktober). Zu diesem Zweck gewann die Autorin von 63 Tieren Rachentupfer und von 61 Tieren Kotproben.

Die Rachenflora setzte sich aus 69 % gramnegativen Stäbchen, 17 % grampositiven Kokken und 14 % grampositiven Stäbchen zusammen. 2 % der gramnegativen Stäbchen waren obligate Anaerobier. Innerhalb der gramnegativen Stäbchen gehörten die am häufigsten isolierten Keime den Gattungen *Pseudomonas*, *Pasteurella*, *Enterobacter* und *Flavobacterium* an. Die häufigsten Arten waren: *Enterobacter cloacae*, *Flavobacterium indologenes*, *Citrobacter freundii* und *Flavobacterium gignale*. Die meisten Isolate der grampositiven Flora fanden sich in der Gruppe der nichtsporenbildenden Stäbchen, gefolgt von Mikrokokken und Staphylokokken. Als besonders häufig vorkommende Arten kristallisierten sich *Staphylococcus xylosus* und *Micrococcus luteus* heraus.

Aus den Kotproben konnte MÖRK (1997) lediglich acht Kulturen mehr als aus den Rachentupfern gewinnen. Das Artenspektrum jedoch war größer. 61 % gehörten den gramnegativen Stäbchen, 30 % den grampositiven Stäbchen und 9 % den grampositiven Kokken an. Im Kot stellten obligat anaerobe gramnegative Keime 11 % der Isolate dar. Innerhalb der Sektion der gramnegativen Stäbchen wurden Bakterien der Familie Enterobacteriaceae mit Abstand am häufigsten isoliert. *Citrobacter freundii* und *Enterobacter* spp. waren die häufigsten Arten. Die grampositive Flora wurde von endosporenbildenden Stäbchenbakterien beherrscht. *Bacillus mycoides* stellte fast die Hälfte aller Isolate in dieser Gruppe. Somit war dies die am häufigsten in der Darmflora überhaupt vorkommende Spezies. Das Bild der grampositiven Kokken wurde von Mikrokokken und Staphylokokken geprägt. *Citrobacter freundii* und Klebsiellen wurden aus den Kotproben wesentlich häufiger als aus den Rachentupfern isoliert. Im Gegensatz dazu wurden Aeromonaden, Pasteurellen, Flavobakterien, *Enterobacter* spp. und *Erwinia* spp. in den Kotproben in geringerer Anzahl gefunden.

2.4 Bakteriologische Untersuchungen im Zusammenhang mit der Winterruhe von Wirbeltieren

2.4.1 Reptilien

In der zur Verfügung stehenden Literatur gibt es bis heute keine wissenschaftliche Arbeit über den Einfluß der Winterruhe auf die physiologische Bakterienflora von Reptilien. Lediglich eine Arbeit beschäftigt sich überhaupt mit einer bakteriologischen Fragestellung

im Zusammenhang mit der Winterruhe (ABDULLA u. KARSTAD 1962). In dieser Studie wurden Infektionsversuche mit Leptospiren bei Strumpfbandnattern (*Thamnophis sirtalis*) durchgeführt. Nach einer künstlich induzierten 70-tägigen Winterruhe konnten aus den Nieren einiger Tiere Leptospiren isoliert werden. Die Autoren gehen davon aus, daß Schlangen einen geeigneten Überwinterungswirt für Leptospiren darstellen.

2.4.2 Amphibien

Etwas ausführlicher wurde der Einfluß der Winterruhe auf die Bakterienflora von Amphibien untersucht. VAN DER WAAIJ et al. (1974) verglichen die aerobe gramnegative Keimflora der Kloake von 22 adulten, gesunden Leopardfröschen (*Rana pipiens*), die bei unterschiedlichen Bedingungen gehalten wurden. Zu diesem Zweck wurden die isolierten Bakterien nach einem von VAN DER WAAIJ et al. (1972) entwickelten System in Biotypen eingeteilt. Sechs Frösche wurden bei 3 °C in eine künstliche Winterruhe versetzt, während die restlichen Tiere bei Raumtemperatur (21 °C) in unterschiedlich gestalteten Behältnissen untergebracht waren und regelmäßig gefüttert wurden. Auch die Futtertiere wurden mikrobiologisch untersucht. Aus den Kloaken der bei Raumtemperatur gehaltenen Frösche konnten unabhängig vom Haltungssystem eine Vielzahl gramnegativer Bakterien isoliert werden. Hingegen konnten aus den Tieren, die bei 3 °C gehalten wurden und zwangsläufig kein Futter aufnahmen, nur sehr vereinzelt gramnegative Keime gewonnen werden. Die Autoren kommen nach Auswertung der Ergebnisse aus den verschiedenen Haltungssystemen und Temperaturbedingungen zu dem Schluß, daß bei Fröschen durch das Futter eine Kontamination mit gramnegativen Bakterien stattfindet. Die zuvor als Eintrittsquelle für Keime angenommene Haut (KAPLAN 1953) scheint eine untergeordnete Rolle zu spielen.

GOSSLING et al. (1982 a) untersuchten die Bakterienflora (Keimmenge und -zusammensetzung) des Dickdarms von Leopardfröschen. Sie verweisen darauf, daß andere Autoren Bakterien des Darmes für Septikämien, insbesondere im Zusammenhang mit der Winterruhe, verantwortlich machen und daß diese zu großen Verlusten im Labor und in der freien Natur führen können (GIBBS et al. 1966; PREST et al. 1974). Vier Frösche wurden während der Winterruhe, zwei Tiere direkt im Anschluß an die Winterruhe vor der ersten Futteraufnahme und vier Tiere während des Sommers der Natur entnommen. Alle Frösche wurden getötet, der Dickdarm entnommen und der Inhalt sowie die Schleimhaut auf das Vorhandensein von aeroben und anaeroben Bakterien untersucht. Die Anzahl der Keime pro Gramm Darminhalt bzw. pro Gramm Darmschleimhaut wurde bestimmt. Nur die dominierenden Bakterienarten wurden ausdifferenziert. Auch wenn während der Winterruhe geringgradig weniger Bakterien isoliert werden konnten als im Sommer, so entsprachen sich die Ergebnisse doch annähernd (jeweils ca. 10^{10} Keime pro Gramm

Ingesta sowie ca. 10^9 Keime pro Gramm Darmschleimhaut). Aus 14 weiteren Fröschen, die im Labor in eine künstlich induzierte Winterruhe versetzt worden waren, wurden deutlich weniger Bakterien isoliert. Die Zusammensetzung der Keime hatte sich deutlich geändert. Die Autoren schließen aus ihren Ergebnissen, daß die Bakterienflora des Dickdarms von Fröschen ähnlich derjenigen der Säugetiere zusammengesetzt ist und betonen, daß Frösche in der Lage sind, diese bis nahe an den Gefrierpunkt aufrecht zu erhalten.

In einer weiteren Arbeit verglichen GOSSLING et al. (1982 b) die bakterielle Besiedlung des Darmes von Leopardfröschen die a) gefüttert und bei 21 °C gehalten wurden (zehn Tiere), b) bei der gleichen Temperatur gehalten wurden aber zwei Wochen kein Futter erhielten (acht Tiere), c) plötzlich auf 4 °C heruntergekühlt wurden und dann eine Woche bei dieser Temperatur gehalten wurden (neun Tiere) oder d) bei denen eine künstliche Winterruhe über eine Zeit von drei Wochen induziert wurde (acht Tiere). Sie wollten dadurch herausfinden, welche Änderung im Zusammenhang mit der Winterruhe – Beendigung der Futteraufnahme oder Senkung der Temperatur (NACE et al. 1974) – einen Einfluß auf die Bakterienflora der Frösche hat. Der Gehalt an aeroben sowie anaeroben Bakterien in der Ingesta wurde bestimmt. Der Futterentzug über zwei Wochen verursachte keinen signifikanten Abfall der Keimzahl des Darminhalts sowie der Darmschleimhaut. Das Abkühlen der Tiere, unabhängig davon, ob plötzlich oder allmählich durchgeführt, verursachte einen deutlichen Rückgang sowohl der Bakterienmenge als auch der Artenvielfalt. Die Ergebnisse sprechen dafür, daß nur die Temperatur und nicht die Unterbrechung der Futteraufnahme für den Rückgang der Bakterienanzahl und -vielfalt verantwortlich ist.

Auch BANAS et al. (1988 a) untersuchten die bakterielle Besiedlung des Dickdarms von Leopardfröschen im Zusammenhang mit der Winterruhe. Sie verweisen darauf, daß CARR et al. (1976) bei Fröschen, die bei 3 °C gehalten wurden, Keime nachweisen konnten, die für diese Tiere potentiell pathogen sind (*Acinetobacter* spp., *Aeromonas* spp., *Bacillus* spp. und *Pseudomonas* spp.). GLORIOSO et al. (1974) konnten ähnliche Keime, vor allem Pseudomonaden, von Fröschen mit septikämischen Erkrankungen isolieren. Wurden diese Keime auf gesunde Frösche überimpft, so starben die Frösche. Als wichtigstes Ergebnisse ihrer eigenen Studie nennen BANAS et al., daß in bezug auf fakultativ anaerobe und fakultativ psychrophile Keime ein substantieller Unterschied in der Dickdarmflora von Winterruhe-haltenden und nicht-Winterruhe-haltenden Fröschen besteht. So ist ein signifikanter Anstieg sowohl der relativen als auch absoluten Anzahl von Pseudomonaden bei den Winterruhe-haltenden Tieren zu verzeichnen, während die Gesamtmenge an Keimen (aerobe und anaerobe) abnimmt. Die gesamte Darmflora der Frösche ist während der Winterruhe sehr komplex und aus vielen verschiedenen Bakterienarten zusammengesetzt.

Während der Winterruhe herrscht im Darm von Fröschen ein temperaturbedingter Selektionsvorteil für psychrophile Keime. Damit läßt sich sowohl der absolute als auch der relative Anstieg von Pseudomonaden erklären. Der Frage, warum aber die Gesamtkeimzahl während der Winterruhe abnimmt und welche Faktoren bzw. Mechanismen an der Kontrolle der bakteriellen Besiedlung des Darmes von Fröschen während der Winterruhe beteiligt sind, gingen BANAS et al. (1988 b) in einer weiteren Studie nach. Sie untersuchten das Redox-Potential im Dickdarmlumen, die metabolische Aktivität der Darmbakterien, die Fähigkeit einiger Gewebe die Vermehrung von Bakterien zu inhibieren, die Antikörpersynthese, die Fähigkeit des Serums Bakterien abzutöten und die Phagozytoserate von zuvor injizierten Tuschepartikeln aus dem Blut. Außer einem signifikant verlangsamten Metabolismus der Bakterien konnten keine Gründe für eine Reduktion der Bakterienmenge nachgewiesen werden. Auch die Annahme, daß die Tiere während der Winterruhe einen oder mehrere Stoffe synthetisieren, der oder die ein breites Spektrum von Bakterien inhibieren könnten, wurde nicht bestätigt. Trotzdem konnte nicht ausgeschlossen werden, daß eine oder mehrere solcher Substanzen, ähnlich einem von der Haut des afrikanischen Krallenfrosches (*Xenopus laevis*) isolierten antibakteriellen Stoffes (ZASLOFF 1987), auch bei Leopardfröschen vorkommt/vorkommen. Diese(r) könnte(n) beispielsweise postmortem durch Proteasen zerstört werden und dadurch nicht mehr nachweisbar sein. Andere Untersuchungen hatten gezeigt, daß das Immunsystem von Fröschen während der Winterruhe eine Unterfunktion aufweist (BISSET 1947; HILDEMANN u. RAAS 1959; KRUEGER u. TWEDT 1962; ALCOCK 1965; AVTALION et al. 1973), doch stellte sich die Frage, ob die bei diesen Untersuchungen durchgeführten Tests sensitiv genug waren, eine geringe aber unter Umständen sehr leistungsfähige Antikörperreaktion nachzuweisen. Auch mit einem sehr sensitiven ELISA konnte in der aktuellen Studie keine Immunantwort auf ein spezielles Antigen während der Winterruhe nachgewiesen werden. Bei nicht-Winterruhe-haltenden Tieren hingegen wurde die Bildung von Antikörpern gegen das gleiche Antigen festgestellt.

2.4.3 Säugetiere

Während einige Aspekte – vor allem Stoffwechsel und Energiereserven – der Winterruhe einiger Kleinsäuger recht ausführlich untersucht wurden (LYMAS u. CHATFIELD 1955; KAYSER 1961; FISCHER et al. 1967), ist bis heute wenig über den Einfluß der Winterruhe auf die bakterielle Darmflora dieser Tiere bekannt (BARNES 1970; MCBEE 1977).

BARNES und BURTON (1970) untersuchten den Einfluß der Winterruhe auf die Blinddarmflora von 15 Leopard- bzw. Streifenzieeseln (*Citellus tridecemlineatus*). Sie verweisen auf eine Studie von SCHMIDT (1963), der zufolge es während der Winterruhe in der aeroben Fäkalflora des Parry-Ziesels (*Citellus undulatus*) zu einem Abfall der

coliformen Bakterien um das 1000-fache und einem ebensogroßen Anstieg von aeroben psychrophilen Bakterien kommt. In ihren eigenen Untersuchungen stellten BARNES und BURTON bereits im direkten mikroskopischen Verfahren fest, daß es während der Winterruhe zu einer Verminderung der Bakterienvielfalt kommt. Die mikrobiologische Untersuchung ergab eine Reduktion von "atypischen Laktobazillen" um den Faktor 100. Ein relativer Anstieg von aeroben psychrophilen Keimen sowie eine Veränderung der Anzahl von coliformen Keimen konnte nicht nachgewiesen werden. Die Anzahl der Fäkalstreptokokken blieb nahezu konstant. Die Autoren geben zu bedenken, daß die Mechanismen, die die Zusammensetzung und Menge der Darmbakterien bei den untersuchten Tieren kontrollieren, noch nicht komplett verstanden sind.

2.5 Temperatureinfluß auf die Vermehrung von Bakterien

Mikroorganismen lassen sich anhand ihrer Ansprüche hinsichtlich ihrer optimalen Bebrütungstemperatur in drei Gruppen einteilen. Der weitaus größte Teil der Boden-, Wasser- sowie medizinisch relevanten Keime ist mesophil. Das bedeutet, daß sich ihr Temperaturoptimum – jener Temperaturbereich, in dem sie sich optimal vermehren – zwischen 20 °C und 45 °C liegt. Keime, die erst bei Temperaturen über 45 °C ihr Temperaturoptimum aufweisen, werden thermophil genannt. Ihnen stehen die psychrophilen Keime gegenüber, deren optimaler Temperaturbereich unterhalb von 20 °C liegt (SCHLEGEL 1976; BURKHARDT 1992 a). In der Literatur der allgemeinen Mikrobiologie werden diese Gruppenbezeichnungen immer wieder benutzt, aber nur vereinzelt Keime benannt, die zu den jeweiligen Gruppen gehören. STANIER et al. (1984) nennen als psychrophile Bakterien *Bacillus globisporus*, *Micrococcus cryophilus*, *Vibrio marinus*, *Xanthomonas pharmicola* sowie *Pseudomonas* spp. In der Literatur der speziellen Mikrobiologie werden im Zusammenhang mit der Psychrophilie Listerien und Yersinien genannt, da diese beiden Bakteriengattungen bei 4 °C noch vermehrungsfähig sind. Diese Eigenschaft kann zu diagnostischen Zwecken genutzt werden (BOCKEMÜHL 1992 a; NAUMANN u. KRECH 1992; QUINN et al. 1994; MIELKE u. HAHN 1999). Eingehender werden psychrophile Keime auf dem Gebiet der Lebensmittelhygiene und -technologie untersucht und beschrieben. In diesem Fachgebiet ist es von besonderem Interesse, welche Keime sich während der Kühlung von Lebensmitteln noch vermehren können. Nach SINELL (1985), REUTER (1996), SAUPE (1996) und WEISE (1996) sind Pseudomonaden, Acinetobacter spp., Moraxella spp., Aeromonaden, Corynebakterien, Flavobakterien und Enterobacteriaceae sowie *Staphylococcus aureus* auch noch bei Temperaturen unter 10 °C vermehrungsfähig.

3. TIERE, MATERIAL UND METHODEN

3.1 Untersuchte Landschildkröten

3.1.1 Arten, Herkunft und Haltung

65 Landschildkröten der Arten *T. hermanni* (n=26), *T. graeca* (n=19), *T. marginata* (n=12) und *T. horsfieldi* (n=8) aus sechs Beständen privater Halter aus dem Gebiet zwischen Büdingen und Bad Vilbel (Hessen) wurden in die Untersuchungen einbezogen. Es wurden nur Arten untersucht, bei denen bereits Untersuchungen über die physiologische Bakterienflora durchgeführt worden waren (siehe Kapitel 2.3). Das Geschlechterverhältnis war, soweit bestimmbar oder bekannt, ausgeglichen (29 männliche, 26 weibliche, zehn nicht bestimmbar Tiere, siehe Tabelle 1 und 2 im Anhang 9.1 und 9.2). Alle Tiere waren zum Zeitpunkt der ersten Probennahme älter als vier Jahre und hatten bereits mindestens eine Winterruhe ohne Probleme gehalten. Während des Frühlings, Sommers und Herbstes wurden alle Tiere in vergleichbaren Freilandgehegen gepflegt und mit Heu, Kräutern, Gräsern, Salat, Gemüse und Obst ernährt.

3.1.2 Klinische Untersuchung und Auswahl der Tiere

Zu jedem Bestand wurde eine ausführliche Anamnese erhoben. Es wurden nur Tiere für die Studie ausgewählt, die nach Besitzerangaben im gesamten Sommer und Herbst vor der ersten Probennahme klinisch unauffällig waren. Keines der Tiere hatte in dieser Zeit Medikamente – insbesondere antibakterielle Wirkstoffe – erhalten. Jedes Tier wurde sowohl vor als auch nach der Winterruhe klinisch untersucht. Dazu wurden alle Schildkröten zunächst in ihrer natürlichen Umgebung beobachtet und anschließend segmental von kranial nach kaudal adspektorisch und palpatorisch untersucht. Die Schleimhäute des Maul- und Rachenbereiches wurden erst unmittelbar vor der Probennahme beurteilt, da zu diesem Zweck ohnehin das Maul geöffnet werden mußte. In keinem Fall bestand ein Kontakt zu neu in den Bestand aufgenommenen oder klinisch erkrankten Tieren. Alle Tiere wurden vor und nach der Winterruhe gewogen (siehe Tabelle 1 und 2 im Anhang 9.1 und 9.2). Eine Reduktion der Körpermasse bis 10 % (der Körpermasse vor der Winterruhe) wurden als physiologisch angesehen. Tiere, deren Körpermasse um maximal 13,4 % abnahm, wurden in die Auswertung mit aufgenommen, sofern sie bei der posthibernalen Untersuchung unauffällig waren und sich auch in den anschließenden acht Wochen keinerlei Probleme zeigten.

3.1.3 Vorbereitung und Durchführung der Winterruhe

Alle Tiere wurden durch zehn- bis 14-tägigen Nahrungsentzug, Haltung bei Temperaturen zwischen 12 und 18 °C und zwei- bis dreimaliges Baden für zehn bis 15 Minuten in ca. 25 °C warmem Leitungswasser auf die Winterruhe vorbereitet. Die Überwinterung erfolgte

entweder in Kellern oder unter speziell errichtete Gartenhäuschen. In allen Überwinterungsquartieren herrschten Temperaturen zwischen $>2\text{ }^{\circ}\text{C}$ und $<10\text{ }^{\circ}\text{C}$. Zu Beginn der Winterruhe wurden die Schildkröten von ihren Besitzern in die Überwinterungsquartiere gebracht und entweder auf das verwendete Substrat (lockere Gartenerde oder ein Gemisch aus Erde und Laub) gesetzt oder mit wenig Substrat bedeckt. Spätestens 48 Stunden nachdem die Tiere in ihre Überwinterungsquartiere gebracht worden waren, hatten diese sich im Substrat eingegraben. Das Ende der Winterruhe war dadurch gekennzeichnet, daß die Tiere selbständig an die Oberfläche des Substrates kamen. Die Dauer der Winterruhe aller untersuchten Tiere ist in Tabelle 1 und 2 angegeben (siehe Anhang 9.1 und 9.2).

3.1.4 Von der vergleichenden Studie ausgeschlossene Tiere

Drei Tiere starben während der Winterruhe. Da die Besitzer keine Sektion ihrer Tiere wünschten, konnten die Todesursachen nicht ermittelt werden. Zwei Schildkröten beendeten die Winterruhe acht Wochen früher, als die übrigen Tiere ihres Bestandes. Drei Tiere, die unter einem Gartenhäuschen eingewintert waren, gruben sich beim Beenden der Winterruhe ins Freie und wurden nicht sofort vom Besitzer entdeckt. Da nicht zu klären war, wie lange die Tiere schon aus ihrem Überwinterungsquartier entkommen waren und ob sie schon Futter oder Wasser aufgenommen hatten, wurden von diesen Tieren nach der Winterruhe keine Tupferproben entnommen (diese Tiere werden im folgenden mit „nach der Winterruhe zu spät entdeckt“ bezeichnet). Zwei Tiere ließen zu Beginn der geplanten Winterruhe auch nach mehreren Tagen bei Temperaturen unter $10\text{ }^{\circ}\text{C}$ nicht in ihrer Aktivität nach (sie verweigerten die Winterruhe). Sie wurden aus diesem Grund in ein beheiztes Terrarium verbracht und hielten in diesem Winter keine Winterruhe. Eines dieser Tiere entwickelte später eine Diarrhoe, das andere Tier blieb unauffällig, wurde aber nicht erneut auf eine Winterruhe vorbereitet.

Insgesamt mußten also die Daten von zehn Tieren aus der vergleichenden Studie ausgeschlossen werden. Somit konnten die Ergebnisse von 55 Tieren, die vor und nach der Winterruhe ermittelt wurden, miteinander verglichen werden.

3.2 Probengewinnung, Anzuchtung und Vordifferenzierung der Keime

3.2.1 Probennahme

Alle Proben wurden so kurz wie möglich vor bzw. nach der Winterruhe entnommen. Zwischen der Probennahme vor der Winterruhe und dem Zeitpunkt, an dem die Tiere von ihren Besitzern in ihr Überwinterungsquartier gebracht wurden, vergingen maximal 12 Stunden. Zwischen dem Erscheinen der Tiere an der Oberfläche des Substrates ihres Überwinterungsquartiers und der Probengewinnung nach der Winterruhe vergingen maximal 36 Stunden. In dieser Zeit blieben die Schildkröten entweder an ihrem Überwinterungsort auf

der Oberfläche des Substrates oder sie wurden von ihren Besitzern in mit Zeitungspapier ausgelegte Kisten gesetzt. In der Zeit zwischen der Probennahme vor der Winterruhe und der nach der Winterruhe wurde den Tieren weder Wasser noch Futter angeboten.

Kornea

Da es bei den kleineren Tieren nicht immer möglich war, eine Tupferprobe von der Lidbindehaut zu nehmen, ohne dabei die äußere Haut der Tiere zu berühren, wurde bei allen Tieren einheitlich Abklatschproben von der Kornea beider Augen mit einem sterilen Wattetupfer gewonnen. Um ein Haften der Bakterien zu gewährleisten und einer Verletzung der Hornhaut vorzubeugen, wurde dieser zuvor in steriler Serumbouillon (siehe 3.3.1.1) angefeuchtet.

Rachen

Zum Öffnen der Maulspalte wurde von lateral eine gebogene Pinzette zwischen die Hornschneiden von Ober- und Unterkiefer geschoben. Ein steriler mit Serumbouillon (siehe 3.3.1.1) angefeuchteter Wattetupfer wurde in die Rachenhöhle eingeführt (ohne dabei die Pinzette bzw. die Hornschneiden zu berühren) und mit drehenden Bewegungen Probenmaterial von den Schleimhäuten abgenommen.

Kloake

Die Umgebung der Kloake wurde mit einem feuchten Tuch gereinigt, die Kloake so weit wie möglich durch Zug an der umliegenden Haut gespreizt und ein angefeuchteter Wattetupfer eingeführt, ohne dabei die äußere Haut zu berühren. Durch leicht drehende Bewegungen wurde Probenmaterial aus der Tiefe der Kloake gewonnen.

3.2.2 Probentransport

Alle Tupferproben wurden sofort nach der Entnahme in ein Reagenzglas mit steriler Serumbouillon (siehe 3.3.1.1) überführt und innerhalb von einer Stunde ins Labor transportiert. Da die Proben im Herbst und Frühjahr bei niedrigen Außentemperaturen genommen wurden und nur relativ kurze Transportwege zurückzulegen waren, wurde auf eine Kühlung der Proben verzichtet.

3.2.3 Anzüchtung

Jeder Tupfer wurde sofort nach Erreichen des Labors auf einer Blutagarplatte und einer Brillantgrün-Phenolrot-Laktose-Saccharose (BPLS)-Agarplatte ausgestrichen. Da eine hohe Keimdichte zu erwarten war, wurde zunächst nur ein Drittel jeder Platte z-förmig ausgestrichen. Anschließend wurden auf jeder Platte zwei Verdünnungsschritte mit einer sterilen Platinöse durchgeführt.

Die Bebrütung erfolgte bei 28 °C unter aeroben Bedingungen für ca. 36 Stunden. In einigen Fällen, in denen nach dieser Zeit die Vermehrung der Bakterien noch sehr spärlich ausfiel, wurde bis zu 72 Stunden bebrütet. In jedem Fall wurde mindestens einmal täglich eine Kontrolle der Platten durchgeführt.

3.2.4 Beschreibung der Koloniemorphologie und Keimmenge/Befallsintensität

Nach der Bebrütung wurden alle morphologisch unterscheidbaren und gegeneinander abgrenzbaren Bakterienkolonien beschrieben und ihre Zahl je Platte bestimmt. Die Mengenbezeichnung bzw. Beschreibung der Befallsintensität erfolgte nach Tabelle 3. Die Berechnung durchschnittlicher Befallsintensitäten erfolgte gemäß Kapitel 3.4.2.

Tabelle 3: Beschreibung der Keimmengen bzw. Befallsintensität

Kolonieanzahl des jeweiligen Keims pro Platte	Mengenbezeichnung	Befallsintensität
1 bis 10	(+)	geringstgradig
11 bis 50	+	geringgradig
51 bis 100	++	mittelgradig
über 100 oder konfluierende Koloniebildung	+++	hochgradig

3.2.5 Gewinnung von Reinkulturen

Von allen morphologisch unterscheidbaren und abgrenzbaren Bakterienkolonien wurden Reinkulturen angelegt. Waren diese vom primären Ausstrich nicht zu gewinnen, wurden so lange Vereinzlungsschritte durchgeführt, bis Einzelkolonien subkultiviert werden konnten.

3.2.6 Vordifferenzierung und Konservierung

Von jeder Reinkultur wurde ein Gram-Präparat angefertigt und jeweils zweimal ca. fünf Kolonien in Kryogefäße (Greiner Labortechnik, Art. Nr. 122261), gefüllt mit steriler Serumbouillon (siehe 3.3.1.1), überführt. Diese wurden bei minus 70 °C tiefgefroren. Mit Hilfe der Vordifferenzierung anhand des Gramverhaltens konnten Gruppen gebildet werden, die später bei der Ausdifferenzierung gemeinsam bearbeitet wurden. Der Bedarf an unterschiedlichen Medien konnte so besser kalkuliert werden.

3.3 Differenzierung der Keime

Nach der Beendigung der Probennahme wurde von jeder Reinkultur eine der eingefrorenen Proben aufgetaut und erneut auf Blutagar ausgestrichen. Die zweite Probe wurde als Reserve weiterhin tiefgekühlt aufbewahrt. Zur Überprüfung der Reinheit der Proben wurde die Koloniemorphologie beurteilt und erneut ein Grampräparat angefertigt. Alle Isolate wurden, soweit möglich, bis auf Art- bzw. Gattungsebene ausdifferenziert.

Soweit nicht anders vermerkt, wurden alle Proben bei 28 °C inkubiert. Das Autoklavieren der verschiedenen Medien erfolgte immer bei 121 °C für 15 Minuten.

3.3.1 Verwendete Medien und mikrobiologische Testverfahren

3.3.1.1 Nährböden und -medien für Transport und Anzucht

Blutagar

40 g Blutagarbasis (Merck, Art. Nr. 1.10886) wurden in 1000 ml destilliertem Wasser gelöst und autoklaviert. Nach Abkühlen auf ca. 50 °C wurde defibriniertes Schafblut (7 %) zugegeben. Je Einwegplatte (Durchmesser: 90 mm; Greiner, Art. Nr. 7633102) wurden ca. 12 ml eingefüllt.

BPLS-Agar

52 g Grundsubstanz (Merck, Art. Nr. 1.07237) wurden in 1000 ml destilliertem Wasser gelöst und autoklaviert. Plattenbefüllung siehe unter „Blutagar“.

Columbia-Agar

50 g Nährbodengrundsubstanz (Merck, Art. Nr. 1.10455) wurden in 1000 ml destilliertem Wasser gelöst und autoklaviert. Nach Abkühlen auf ca. 50 °C wurde steriles defibriniertes Schafblut (50 ml) zugegeben. Plattenbefüllung siehe unter „Blutagar“.

Schrägagar

15 g Standard-II-Nährbouillon (Merck, Art. Nr. 1.07884) wurden mit 8 g Agar-Agar (Merck, Art. Nr. 1.01614) in 1000 ml destilliertem Wasser gelöst und autoklaviert. Der Nährboden wurde zu jeweils 6 ml in Glasröhrchen (Durchmesser 16 mm, Länge 160 mm, neoLab, Art. Nr. 183671021) gegossen. Während des Abkühlens wurden die Röhrchen in einem spitzen Winkel zur Arbeitsfläche gelagert, so daß eine schräge Oberfläche von ca. 10 cm Länge entstand.

Serumbouillon

25 g Standard-I-Nährbouillon (Merck, Art. Nr. 1.07882) wurden in 1000 ml destilliertem Wasser gelöst und autoklaviert. Nach dem Abkühlen auf ca. 55 °C wurden 100 ml steriles Rinderserum (CC-Pro, Art. Nr. 0150 STD) zugegeben und Glasröhrchen (siehe „Schrägagar“) zu 5 ml abgefüllt.

3.3.1.2 Nährböden und Tests zur Keimdifferenzierung

Arginindihydrolasenachweis (ADH)

2,5 g Pepton (Merck, Art. Nr. 1.07224), 1,5 g Yeast-Extrakt (Oxoid, Art. Nr. L 21), 2,5 ml 2 %-ige Bromkresolpurpurlösung (Merck, Art. Nr. 1.03025), 5 g Glukose (Merck, Art. Nr. 1.08342) und 5 g Argininmonohydrochlorid (Merck, Art. Nr. 1.01543) wurden in 500 ml destilliertem Wasser gelöst und autoklaviert. Der pH-Wert wurde auf 6,5 eingestellt. Glasröhrchen (siehe „Schrägagar“) zu 5 ml wurden abgefüllt. Als Kontrolle diente der gleiche Ansatz ohne Aminosäure. Ein ADH- und ein Kontrollröhrchen wurden mit mehreren Bakterienkolonien beimpft und mit dickflüssigem Paraffin (Merck, Art. Nr. 1.07160) verschlossen. Die Bebrütung erfolgte bis zu vier Tage.

Nachweis der ADH:	ADH-Medium wurde purpur, Kontrollmedium verfärbte sich gelb.
Kein Nachweis der ADH:	ADH-Medium blieb bräunlich oder färbte sich gelb.

Äskulinhydrolasenachweis (Äsk)

10 g Äskulin (Merck, Art. Nr. 1.00842) wurden in 1000 ml destilliertem Wasser gelöst. 15 g Phenolrot-Bouillon (Merck, Art. Nr. 1.10987) wurden zugegeben. Die Lösung wurde 30 Minuten im Dampftopf erhitzt und zu je 5 ml in sterile Glasröhrchen (siehe „Schrägagar“) abgefüllt. Das beimpfte Flüssigmedium wurde bis zu sieben Tage lang inkubiert. Zur Testauswertung wurden einige Tropfen 10 %-ige Eisen-III-Chloridlösung (Merck, Art. Nr. 1.05512) hinzugegeben.

Nachweis der Hydrolase:	Sofort intensive homogene Schwarzfärbung.
Kein Nachweis der Hydrolase:	Dreckig-braune oder grün-schwarze Färbung mit Niederschlag.

Beweglichkeitsnachweis (Bew)

a) Hängender Tropfen

Von dem zu untersuchenden Bakterienisolat wurde eine 8 Stunden alte, bei Raumtemperatur inkubierte, Flüssigkultur in Serumbouillon (s. 3.3.1.1) hergestellt. Von dieser Kulturflüssigkeit wurde ein Tropfen auf ein Deckgläschen gegeben und mit einem hohlgeschliffenem, mit Vaseline umrandeten, Objektträger bedeckt, so daß der Tropfen im

Zentrum der Hohlschliffwölbung zu liegen kam. Durch rasches Umdrehen der Objektträger-Deckglas-Einheit kam der Tropfen frei im Hohlraum des Objektträgers zu hängen und konnte nun bei 1000-facher Vergrößerung mit Immersionsöl (Merck, Art. Nr. 1.04699) im Hellfeld des Mikroskops (Zeiss, Axioskop, 451485) beurteilt werden.

Bewegliche Bakterien:	Deutliche Ortsveränderung (z.T. nur einzelner Bakterien).
Unbewegliche Bakterien:	Keine Ortsveränderung. Nur Zitterbewegungen am Platz.

b) Nachweis der Beweglichkeit im OF-Medium

11 g der Nährbodengrundsubstanz (Merck, Art. Nr. 1.10282) wurden in 1000 ml destilliertem Wasser gelöst und autoklaviert. 10 g Glukose (Merck, Art. Nr. 1.08342) wurden in 20 ml destilliertem Wasser gelöst, ebenfalls autoklaviert und anschließend mit der zubereiteten Grundsubstanz vermengt. Glasröhrchen (siehe „Schrägagar“) zu jeweils 5 ml wurden abgefüllt. Der Nährboden wurde stichbeimpft.

Bewegliche Bakterien:	Das gesamte Medium wurde trüb.
Unbewegliche Bakterien:	Nur der Impfstich wurde trüb.

c) Nachweis der Beweglichkeit im SIM-Agar

30 g SIM-Agar-Grundsubstanz (Merck, Art. Nr. 1.05470) wurden in 1000 ml destilliertem Wasser gelöst, autoklaviert und zu je 5 ml in Glasröhrchen (siehe „Schrägagar“) abgefüllt. Der Nährboden wurde stichbeimpft und bis zu 96 Stunden bebrütet. In zweifelhaften Fällen wurden die Röhrchen anschließend noch sieben Tage bei Raumtemperatur weiter inkubiert.

Bewegliche Bakterien:	Das gesamte Medium wurde milchig trüb.
Unbewegliche Bakterien:	Nur der Impfstich wurde trüb.

Clumping-Faktor (C)

Ein Tropfen Clumping-Faktor-Latex-Testreagenz (Oxoid, Art. Nr. DR 850 M) und ein Tropfen Latex-Kontrollreagenz (gleiche Art. Nr.) wurden auf je ein Feld einer zum Testkit gehörenden Einweg-Reaktionskarte gegeben. Drei bis fünf zu testende Kolonien wurden direkt in die Reagenzien gerieben und im gesamten Testfeld verteilt.

Nachweis des Clumping-Faktors:	Blaue Agglutinate waren innerhalb von 20 Sekunden im Testfeld mit bloßem Auge sichtbar. Keine Agglutinate im Kontrollfeld.
Kein Nachweis des Clumping-Faktors	Homogene Blaufärbung ohne Agglutinate im Testfeld.

CAMP-Test (CAMP)

Auf einer Blutagarplatte wurde ein unvollständig hämolysierender Stamm von *Staphylococcus aureus* (ATCC 13565) geradlinig ausgestrichen. Senkrecht dazu wurde der zu

testende Keim ebenfalls in einer geraden Linie so aufgebracht, daß sich die beiden Impfstriche kreuzten.

CAMP-Test positiv:	Im Bereich der Kreuzungsstelle der beiden Impfstriche entstand ein halbmondförmiger Bereich mit vollständiger Hämolyse.
CAMP-Test negativ:	Keine vollständige Hämolyse.

Gasbildung aus Glukose (Gas)

10 g Glukose (Merck, Art. Nr. 1.08342) wurden in 1000 ml destilliertem Wasser gelöst. 15 g Phenolrot-Bouillon (Merck, Art. Nr. 1.10987) wurden zugegeben. Die Lösung wurde 30 Minuten im Dampftopf erhitzt und dann zu je 5 ml in sterile Glasröhrchen (siehe „Schrägagar“) abgefüllt. Sterile Durham-Röhrchen (30 x 8 mm) wurden mit der Öffnung nach unten in das Glukosemedium eingelegt, so daß sie vollständig mit Flüssigkeit gefüllt waren. Das Flüssigmedium wurde beimpft und 48 Stunden inkubiert.

Glukoseabbau mit Gasbildung:	Farbumschlag des Flüssigmediums nach gelb und Gasblase im Durham-Röhrchen.
Glukoseabbau ohne Gasbildung:	Farbumschlag nach gelb ohne Gasblase.
Kein Glukoseabbau:	Flüssigmedium blieb rot.

Gelatineabbau (Gel)

128 g Nährgelatine (Merck, Art. Nr. 1.04069) wurden 30 Minuten bei 50 °C in 1000 ml destilliertem Wasser verflüssigt und gelöst. Glasröhrchen (siehe „Schrägagar“) zu 5 ml wurden abgefüllt und 30 Minuten im Dampftopf sterilisiert. Der Nährboden wurde stichbeimpft und 96 Stunden inkubiert. Anschließend wurden die Röhrchen zum Abkühlen in einen Kühlschrank gestellt.

Gelatineabbau:	Der Inhalt des Röhrchens blieb auch nach dem Abkühlen flüssig.
Kein Gelatineabbau:	Der Inhalt des Röhrchens wurde beim Abkühlen fest.

Glycerinabbau in Anwesenheit von 0,4 % Erythromycin (Gly^F)

1 g Ammoniumdihydrophosphat (Merck Art. Nr. 1.01124), 0,2 g Kaliumchlorid (Merck Art. Nr. 1.04936), 0,2 g Magnesiumsulfat (MgSO₄ x 7 H₂O) (Merck, Art.Nr 1.59261), 2 g Hefeextrakt (Oxoid, Art. Nr. L 21), 10 ml Glycerin (Merck, Art. Nr. 1.04091), 0,04 g Bromkresolpurpur (Merck, Art. Nr. 1.03025) und 12 g Agar-Agar (Merck, Art. Nr. 1.01614) wurden in 1000 ml destilliertem Wasser gelöst, der pH-Wert auf 7,0 eingestellt und die Lösung autoklaviert. Nach dem Abkühlen auf ca. 50 °C erfolgte eine Zugabe von 1 ml steriler Erythromycin-Lösung (4 mg Erythromycin, Merck, Art. Nr. 1.03615, gelöst in 0,5 ml 96 %igem Alkohol, Schmidt, Ethanol, Sorte 642, destilliertes Wasser ad 10 ml). Platten (siehe

„Blutagar“) zu 12 ml wurden gegossen. Der feste Nährboden wurde strichförmig beimpft (4 Impfstriche pro Platte) und 48 Stunden bebrütet.

Glycerinabbau in Anwesenheit von Erythromycin:	Gelbfärbung im Bereich des Impfstriches.
Kein Glycerinabbau:	Nährboden blieb rot-violett gefärbt.

Hämolyse (Häm)

Der fragliche Keim wurde auf Blutagar geimpft und mindestens 36 Stunden inkubiert. In fraglichen Fällen wurde die Inkubation bis zu 72 Stunden fortgesetzt.

Vollständige Hämolyse:	Um die Kolonien bildete sich ein runder Bereich, in dem der Blutagar entfärbt und glasig-durchsichtig war.
Unvollständige Hämolyse:	Der Bereich um die Kolonien war entfärbt aber milchig-trüb.
Keine Hämolyse:	Der Agar blieb unverändert.

Indolbildung (Ind)

a) Nachweis im Flüssigmedium

15 g Trypton-Wasser-Grundsubstanz (Merck, Art. Nr. 1.10859) wurden in 1000 ml destilliertem Wasser gelöst, autoklaviert und zu jeweils 5 ml in Reagenzgläser abgefüllt. Einige Kolonien der zu testenden Kultur wurden in die Testflüssigkeit eingerührt und anschließend über Nacht bebrütet. Zum Nachweis der Indolbildung wurde das Flüssigmedium nach der Inkubation mit einigen Tropfen Kovács-Reagenz (Merck, Art. Nr. 1.09293) überschichtet.

Indolbildung:	Das Reagenz bildete einen kirschroten Ring.
Keine Indolbildung:	Das Reagenz bildete einen gelblichen Ring.

b) Nachweis mittels SIM-Agar

Herstellung, Beimpfen und Bebrüten siehe „Bew“.

Testdurchführung und -auswertung wie unter „a) Nachweis im Flüssigmedium“.

Koagulase (K)

Gefriergetrocknetes Bactident⁷-EDTA-Kaninchenplasma (Merck, Art. Nr. 1.13306) wurde durch Zugabe von 3 ml destilliertem Wasser gelöst und zu je 0,3 ml in sterile Eppendorfhütchen pipettiert. Drei bis fünf Kolonien des zu testenden Keims wurden in das Plasma geimpft und dieses dann bei 37 °C inkubiert. Nach 4 bis 6 Stunden erfolgte eine erste Beurteilung, nach 24 Stunden die endgültige Auswertung des Tests. Hierzu wurde das Eppendorfhütchen vorsichtig geschwenkt (nicht geschüttelt).

Nachweis der Koagulase:	Mehr als Dreiviertel des Plasmas lagen als zusammenhängendes Koagulum vor.
Kein Koagulasenachweis:	Das Plasma blieb flüssig. Nur einzelne kleine Klümpchen bildeten sich.

Kanamycin-Äskulin-Azid-Agar (KAA)

21,3 g Nährboden-Basis (Oxoid, Art. Nr. CM 0591) wurden in 500 ml destilliertem Wasser gelöst. Der Inhalt eines Röhrchens Kanamycin-Selektiv-Supplement (Oxoid, Art. Nr. SR 0092) wurde in 2 ml destilliertes Wasser gegeben. Das gelöste Supplement wurde zur Nährbodenbasis gegeben und mit dieser gemeinsam autoklaviert. Platten (siehe „Blutagar“) zu 12 ml wurden gegossen. Der zu untersuchende Keim wurde strichförmig auf den Agar geimpft. Hierbei wurden bis zu 4 verschiedene Isolate pro Platte getestet.

KAA-positiv:	Schwarzfärbung des Nährbodens im Bereich des Impfstriches.
KAA-negativ:	Keine Färbung im Bereich des Impfstriches.

Katalase-Test (Kat)

Eine zu testende Bakterienkolonie wurde mit einer Platinöse von der Agarplatte abgenommen und auf einem Objektträger mit einigen Tropfen 3 %-iger H₂O₂-Lösung (Apothekenbedarf) verrieben. Dabei ist darauf zu achten, daß kein Nährboden mit auf den Objektträger übertragen wurde.

Nachweis der Katalase:	Sofort kräftiges Aufschäumen der H ₂ O ₂ -Lösung.
Kein Katalasenachweis:	Kein Aufschäumen.

Kohlenhydratabbau

10 g des jeweiligen Kohlenhydrats wurden in 1000 ml destilliertem Wasser gelöst. 15 g Phenolrot-Bouillon (Merck, Art. Nr. 1.10987) wurden zugegeben. Die Lösung wurde 30 Minuten im Dampftopf erhitzt und dann zu je 5 ml in sterile Glasröhrchen (siehe „Schrägagar“) abgefüllt. (Laktoseabbau siehe auch „VBP“).

Verwendete Kohlenhydrate:

Ara	(Arabinose)	Merck,	Art. Nr.	1.01488
Fru	(Fruktose)	Merck,	Art. Nr.	1.05323
Glu^{Fl}	(Glukose)	Merck,	Art. Nr.	1.08342
Gly	(Glycerin)	Merck,	Art. Nr.	1.04091
Ino	(Inosit(ol))	Merck,	Art. Nr.	1.04728
Lak^{Fl}	(Laktose)	Merck,	Art. Nr.	1.07657
Mal	(Maltose)	Merck,	Art. Nr.	1.05911

Man	(Mannose)	Merck,	Art. Nr.	1.05388
Mle	(Melezitose)	Sigma,	Art. Nr.	M 5375
Mli	(Melibiose)	Serva,	Art. Nr.	28560
Mnt	(Mannit(ol))	Merck,	Art. Nr.	1.05982
Raf	(Raffinose)	Merck,	Art. Nr.	1.07419
Rha	(Rhamnose)	Merck,	Art. Nr.	1.04736
Sac	(Saccharose)	Merck,	Art. Nr.	1.07651
Sor	(Sorbit(ol))	Merck,	Art. Nr.	1.07758
Tre	(Trehalose)	Merck,	Art. Nr.	1.08216
Xyl	(Xylose)	Merck,	Art. Nr.	1.08692

(^{F1} Da der Abbau von Glukose sowohl im OF-Medium als auch im Flüssigmedium und der Abbau von Laktose auf BPLS-Agar und im Flüssigmedium geprüft werden kann, ist der Test im Flüssigmedium extra gekennzeichnet)

Das Flüssigmedium wurde mit mehreren Kolonien beimpft und 48 Stunden inkubiert.

Kohlenhydratabbau:	Farbumschlag des Mediums nach gelb.
Kein Kohlenhydratabbau:	Flüssigmedium blieb rot.

Lipophilie (Lip)

40 g ASS-Agar (Merck, Art. Nr. 1.05392) und 10 ml Tween 80 (Merck, Art. Nr. 822187) wurden in 1000 ml destilliertem Wasser gelöst und autoklaviert. Platten wurden wie unter „Blutagar“ beschrieben befüllt. Eine Platte des ASS/Tween-Agars und eine Blutagarplatte wurden mit der selben Bakterienkolonie beimpft und unter gleichen Bedingungen inkubiert. Nach 36 bis 48 Stunden wurde die Koloniebildung auf beiden Platten verglichen.

Keim ist lipophil:	Bessere Bakterienvermehrung/Koloniebildung auf der ASS/Tween-Platte als auf der Blutagarplatte.
Keim ist nicht lipophil:	Gleiche oder schlechtere Bakterienvermehrung/ Koloniebildung auf ASS/Tween-Agar-Platte im Vergleich zur Blutagarplatte.

Lysindecaboxylasenachweis (LDC)

1 Tablette (Oxoid, Art. Nr. CM 308) wurde in 5 ml destilliertem Wasser gelöst und autoklaviert.

Testdurchführung und -auswertung siehe „ADH“.

Lysostaphin-/Lysozym-Test (Lys/Lyz)

1.) Hefeextrakt-Dextrose-Bouillon

10 g Pepton aus Casein (Serva, Art. Nr. 48600) wurden mit 5 g Hefeextrakt (Oxoid, Art. Nr. L 21), 5 g Natriumchlorid (Merck, Art. Nr. 1.06404) und 5 g Glukose (Merck, Art. Nr. 1.08342) in 1000 ml destilliertem Wasser gelöst, der pH-Wert wurde auf 7,0 bis 7,2

eingestellt und die Lösung zu je 5 ml in Glasröhrchen (siehe „Schrägagar“) abgefüllt. Zum Sterilisieren wurden die Röhrchen autoklaviert.

2.) P-Agar

10 g Pepton aus Casein, 5 g Hefeextrakt, 5 g Natriumchlorid, 1 g Glukose und 12 g Agar-Agar (Merck, Art. Nr. 1.01614) wurden in 1000 ml destilliertem Wasser gelöst und autoklaviert. Platten (siehe „Blutagar“) zu je 12 ml wurden gegossen.

3.) „Weicher“ P-Agar

Gleiche Zusammensetzung wie P-Agar, nur mit reduziertem Agargehalt (7,5 g/1000 ml). Abfüllung in Glasröhrchen (siehe „Schrägagar“) zu je 5 ml.

4.) Lysostaphinlösung:

200 µg Lysostaphin (Sigma, Art. Nr. L 2898) wurden in 1 ml 0,9 %-iger NaCl-Lösung gelöst.

5.) Lysozymlösung:

25µg Lysozym (Sigma, Art. Nr. L 7773) wurden in 1 ml 0,9 %-iger NaCl-Lösung gelöst.

0,1 ml einer 48 Stunden bebrüteten Hefeextrakt-Dextrose-Bouillonkultur wurden in 5 ml „weichen“ P-Agar pipettiert (nachdem dieser zuvor im heißen Wasserbad verflüssigt wurde). Nach Durchmischen wurde der nun beimpfte, flüssige Agar auf eine Platte P-Agar überführt und durch vorsichtiges Schwenken in einer gleichmäßig dünnen Schicht verteilt. Auf je eine Seite der beschichteten Agarplatte wurden 20 µl der Lysostaphin- bzw. Lysozymlösung aufpipettiert. Eine erneute Inkubation von 48 Stunden schloß sich an.

Resistenz (R) gegenüber Lysostaphin bzw. Lysozym:	Keine Hemmhofbildung.
Geringgradige Resistenz (r):	Ausbildung eines runden Areals, in dem das getestete Isolat spärlicher wuchs als auf der restlichen Platte.
Empfindlichkeit (E):	Vollständige Hemmhofbildung.

Malonatabbau (Mao)

10 g Grundsubstanz (Merck, Art. Nr. 1.05419) wurden in 1000 ml destilliertem Wasser gelöst und 20 Minuten im Dampftopf erhitzt. Das Flüssigmedium wurde zu je 5 ml in Glasröhrchen (siehe „Schrägagar“) abgefüllt. Es wurde mit mehreren Bakterienkolonien beimpft und 48 Stunden inkubiert.

Malonatabbau:	Medium färbte sich blau.
Kein Malonatabbau:	Medium blieb grün.

Methylrot-Reaktion (MR)

1.) Testnährboden

17 g Methylrot-Bouillon (Merck, Art. Nr. 1.05712) wurden in 1000 ml destilliertem Wasser gelöst, autoklaviert und zu je 5 ml in Röhrchen (siehe „Schrägagar“) abgefüllt.

2.) Indikatorlösung

Für die Methylrot-Indikatorlösung wurden 0,1 g Methylrot (Merck, Art. Nr. 1.06076) in 300 ml 96%-igem Alkohol (Schmidt, Ethanol, Sorte 642) gelöst und anschließend mit 200 ml destilliertem Wasser verdünnt.

Ein Röhrchen des Flüssigmediums wurde beimpft und mindestens 48 Stunden inkubiert. Anschließend wurden einige Tropfen Indikatorlösung zugegeben.

Positive Methylrot-Reaktion:	Rotfärbung des Mediums.
Negative Methylrotreaktion:	Schwache Gelbfärbung des Mediums.

Nitrat- und Nitritreduktionstest (NO₃/NO₂)

17 g Nitratbouillon-Grundsubstanz (Merck, Art. Nr. 1.10204) wurden in 1000 ml destilliertem Wasser gelöst. Röhrchen (siehe „Schrägagar“) zu 5 ml wurden abgefüllt und autoklaviert. Ein Röhrchen wurde mit mehreren Bakterienkolonien beimpft und 96 Stunden inkubiert. Anschließend wurden einige Tropfen Griess-Ilosway-Reagenz (Merck, Art. Nr. 1.09023) zugegeben.

Nitratreduktion zu Nitrit:	Kräftige Rotfärbung des Mediums.
----------------------------	----------------------------------

Erfolgte keine Rotfärbung, so kann dies bedeuten, daß das Nitrat nicht reduziert wurde oder aber, daß eine Reduktion über Nitrit hinaus zu Ammoniak stattgefunden hat. Um diese Frage zu klären, wurde bei ausbleibender Rotfärbung etwas Zinkstaub zum Flüssigmedium gegeben. Sofern das Nitrat noch nicht reduziert war, wurde es nun durch den Zinkstaub zu Nitrit reduziert. War bereits Ammoniak gebildet worden, erfolgte keine weitere nachweisbare Reaktion.

Keine Nitratreduktion:	Kräftige Rotfärbung des Mediums nach Zugabe von Zinkstaub.
Nitratreduktion über Nitrit hinaus:	Medium verfärbte sich auch nach Zinkstaubzugabe nicht.

Ornithindekarboxylasenachweis (ODC)

Ornithinmonohydrochlorid (Merck, Art. Nr. 1.06906).

Herstellung, Durchführung und Auswertung siehe „ADH“.

Oxidations-Fermentations-Test nach HUGH und LEIFSON (1953) (OF)

Herstellung siehe „Bew“.

Mit jeder zu testenden Bakterienkultur wurden zwei Röhren stichbeimpft. Eines der beiden blieb unverschlossen, das andere wurde sofort nach der Beimpfung ca. 1 cm hoch mit dickflüssigem Paraffin (Merck, Art. Nr. 1.07160) überschichtet. Die Röhren wurden für mindestens 48 Stunden inkubiert. In zweifelhaften Fällen wurde die Inkubation noch mehrere Tage bei Raumtemperatur fortgesetzt.

Fermentativer Glukoseabbau:	Nährboden in beiden Röhren wurde gelb.
Oxidativer Glukoseabbau:	Nährboden im offenen Röhren wurde gelb, verschlossenes Röhren blieb grün.
Kein Glukoseabbau (inaktiv):	Farbe des Nährbodens in beiden Röhren blieb grün. Evtl. Blaufärbung im oberen Teil des offenen Röhrens.

Phenylalanindeaminasenachweis (PAD)

Nach dem Ablesen der Malonat-Reaktion wurde dasselbe Röhren – unabhängig vom Ergebnis des ersten Tests – weiterverwendet. Einige Tropfen einer auf 0,1 N verdünnten Salzsäurelösung (Merck Art. Nr. 1.00314) wurden zugegeben bis die Farbe nach gelb umschlug. Anschließend wurden einige Tropfen einer 10 %-igen Eisen-III-Chloridlösung (Merck Art. Nr. 1.05512) zugesetzt.

Nachweis der PAD:	Flüssigmedium wurde dunkelgrün-schwarz.
Kein Nachweis der PAD:	Flüssigmedium färbte sich gelb-bräunlich.

rapid ID 32 STREP-Identifizierungssystem

Das Identifizierungssystem rapid ID 32 STREP (bio Mérieux, Art. Nr. 32600) ist ein standardisiertes System zur Identifizierung von Streptokokken und verwandten Bakterien, das grampositive, i. d. R. nicht-katalasebildende Kokken bzw. kokkoide Bakterien in seinem Index erfaßt.

Die zu testenden Reinkulturen wurden auf Columbia-Agar subkultiviert und 24 Stunden in einer 5 %-igen Kohlendioxid-Atmosphäre bei 37 °C inkubiert. Anschließend wurden mit einem sterilen Wattetupfer so lange Kolonien von der Platte abgeimpft und in 2 ml steriles destilliertes Wasser überführt, bis eine Bakteriensuspension entsprechend McFarland Standard 4.0 (bio Mérieux, Art. Nr. 70900) hergestellt war. Jede Vertiefung des Teststreifens wurde mit 55 µl dieser Suspension beimpft. Der Streifen wurde mit einem Deckel versehen und für 4 Stunden bei 37 °C inkubiert. Anschließend wurde in die Vertiefung 0.0 je ein Tropfen VP A und VP B-Reagenz (bio Mérieux, Art. Nr. 70570 und 70580) gegeben. In die Vertiefungen 0.1 bis 0.5 wurden je ein Tropfen FB-Reagenz (bio Mérieux, Art. Nr. 70560) und in die Vertiefung 0.6 ein Tropfen Ninhydrin-Lösung (bio Mérieux, Art. Nr. 70490) getropft. Nach 5 Minuten wurden die Färbungen aller Vertiefungen des Teststreifens mit den

Farben der zur Arbeitsanleitung gehörenden Ablesetabelle verglichen. Die Ergebnisse wurden auf einem Ergebnisblatt notiert und nach der Ablesung in ein numerisches Profil übersetzt. Hierbei erhielt jede positive Reaktion, abhängig von ihrer Position innerhalb einer vorgegebenen Dreiergruppe, den Wert 1, 2 oder 4. Negative Reaktionsergebnisse erhielten den Wert 0. Durch Addition der Zahlenwerte wurde für jede Dreier-Reaktionsgruppe eine Ziffer (0 bis 7) errechnet. Die Gesamtheit der Ziffern ergab das numerische Profil. Durch den Vergleich des numerischen Profils mit dem analytischen Profil-Index oder mit Hilfe der Computeridentifizierung der Firma bio Mérieux konnten die numerischen Profile entschlüsselt werden.

Salmonellen-Objektträgeragglutination (SAggl)

Eine kleine Menge Koloniematerial des zu testenden Bakterienisolates wurde auf einem Objektträger mit einem Tropfen omnivalentem Antiserum (Behring, Art. Nr. ORMV I91 C01) verrieben. Der Objektträger wurde anschließend innerhalb 1 Minute maximal 20 mal geschwenkt. Die Testauswertung erfolgte vor einem dunklen Hintergrund.

SAggl-positiv:	Agglutinate waren mit bloßem Auge als feine weiße Pünktchen in klarer Flüssigkeit sichtbar.
SAggl-negativ:	Keine Agglutinatbildung. Flüssigkeit war homogen milchig oder bildete Schlieren.

Schwefelwasserstoffbildung (H₂S)

Der Test wurde im SIM-Agar durchgeführt. Herstellung, Beimpfen und Bebrüten siehe „Bew“.

H ₂ S-Bildung:	Schwarzfärbung des Impfstichs bzw. des gesamten Nährbodens.
Keine H ₂ S-Bildung:	Keine Schwarzfärbung.

Stärkeabbau (St)

34 g Müller-Hinton-Nährbodengrundsubstanz (Merck, Art. Nr. 1.05437) wurden mit 0,3 % Hefeextrakt (Oxoid, Art. Nr. L 21) vermischt, in 1000 ml destilliertem Wasser gelöst und autoklaviert. Plattenbefüllung siehe unter „Blutagar“. Der Agar wurde mit dem fraglichen Keim strichförmig beimpft und 24 bis 48 Stunden bebrütet. Nachdem im Bereich des Impfstrichs Kolonien entstanden waren, wurde die Platte mit 1:5 verdünnter Lugol’scher Lösung (10 g Kaliumjodid, Merck, Art. Nr. 1.05040 und 5 g Jod, Merck, Art. Nr. 1.04760, gelöst in 100 ml destilliertem Wasser) überschichtet.

Stärkeabbau:	Keine Blaufärbung im Bereich des Impfstriches.
Kein Stärkeabbau:	Gesamte Platte färbte sich blau.

Temperaturabhängige Bakterienvermehrung (15 °C bis 45 °C)

Der zu testende Keim wurde auf zwei Blutagarplatten geimpft und 48 Stunden bei der zu prüfenden Temperatur sowie zur Kontrolle bei 28 °C inkubiert.

Vermehrung bei zu testender Temperatur:	Koloniebildung auf beiden Platten.
Keine Vermehrung bei zu testender Temperatur:	Koloniebildung nur auf der Platte, die bei 28 °C inkubiert wurde.

Ureasenachweis = Nachweis des Harnstoffabbaus (Ure)

21 g Grundsubstanz des Harnstoff-Agars nach CHRISTENSEN (1946) (Merck, Art. Nr. 1.04892) wurden in 950 ml destilliertem Wasser gelöst und autoklaviert. Nach Abkühlen auf 50 °C wurden 50 ml sterilfiltrierte 40 %-ige Harnstofflösung (Merck, Art. Nr. 1.08487) zugemischt. Der Nährboden wurde zu je 6 ml als Schrägagar gegossen. Die Schrägfläche des Nährbodens wurde in einer Schlangenlinie beimpft und 96 Stunden inkubiert.

Harnstoffabbau:	Rot-violette Färbung des Nährbodens.
Kein Harnstoffabbau:	Nährboden blieb hellrosa bis gelb-orange.

Vermehrung auf BPLS-Agar (VBP) und Nachweis des Laktoseabbaus

Herstellung des Nährbodens siehe unter 3.3.1.1 „BPLS-Agar“. Das zu testende Bakterienisolat wurde auf einer BPLS- und einer Blutagarplatte z-förmig ausgestrichen. Anschließend wurden beide Platten für 24 bis 48 Stunden unter gleichen Bedingungen bebrütet.

Hinweis auf grampositiven Keim:	Keim vermehrte sich auf Blut- aber nicht/spärlich auf BPLS-Agar.
Hinweis auf gramnegativen Keim:	Keim vermehrte sich auf Blut- und auf BPLS-Agar gleich gut.
Laktoseabbau:	Farbumschlag des BPLS-Agars nach gelb.
Kein Laktoseabbau:	BPLS-Agar blieb orange oder Farbumschlag nach pink.

Vermehrung auf MacConkey-Agar (VMC)

52 g Agar-Grundsubstanz (Oxoid, Art. Nr. CM 7) wurden in 1000 ml destilliertem Wasser gelöst, autoklaviert und wie „Blutagar“ als Platten gegossen.

Vermehrung:	Deutliche Koloniebildung.
Keine Vermehrung:	Keine Koloniebildung.

Vermehrung auf Simmons-Zitrat-Agar (VSZ)

22,5 g vollsynthetische Grundsubstanz (Merck, Art. Nr. 1.02501) mit Zitrat als einziger Kohlenstoffquelle wurden in 1000 ml destilliertem Wasser gelöst, autoklaviert und als Schrägagar zu je 6 ml in Röhren (siehe „Schrägagar“) gegossen. Der zu testende Keim wurde auf die Oberfläche des Agars in einer Schlangenlinie aufgeimpft und 48 Stunden bebrütet.

Vermehrung:	Deutliche Koloniebildung.
Keine Vermehrung:	Keine Koloniebildung.

Vermehrung unter anaeroben Bedingungen (VO₂-)

Mit dem zu testenden Isolat wurden zwei Blutagarplatten beimpft. Eine Platte wurde sofort nach dem Beimpfen in einen Anaerobiotopf verbracht. Dieser wurde mit einer Packung Anaerocult² A (Merck, Art. Nr. 1.13829), die zuvor mit 35 ml Wasser befeuchtet wurde, bestückt und gasdicht verschlossen. Beide Platten wurden 36 bis 48 Stunden inkubiert.

Vermehrung bei O ₂ -:	Auf beiden Platten gleiche/ähnliche Koloniebildung.
Keine Vermehrung bei O ₂ -:	Koloniebildung nur auf der nicht im Anaerobiotopf inkubierten Platte.

Vibriostatikum O 129 (O 129)

Ein Röhren Serumbouillon (siehe 3.3.1.1) wurde mit dem zu testenden Bakterienisolat beimpft und ca. 2 Stunden inkubiert. Von der bebrüteten Bakteriensuspension wurde eine Öse Material in ein zweites Röhren Serumbouillon überführt und durch Schwenken homogen verteilt. Der Inhalt des zweiten Röhrens wurde auf eine Platte Müller-Hinton-Agar (siehe „Stärkeabbau“, gleiches Rezept ohne Hefeextrakt) gegossen und durch Schwenken gleichmäßig verteilt. Der Überstand wurde abgegossen. Ein Testblättchen (150 µg) des Vibriostatikums O 129 (Oxoid, Art. Nr. DD 15) wurde mit einer sterilen Pinzette auf die Agaroberfläche aufgelegt. Die Platte wurde 24 bis 48 Stunden inkubiert. Nach dieser Zeit mußte ein Bakterienrasen aus dicht gewachsenen Einzelkolonien entstanden sein.

Empfindlichkeit (E) für O 129:	Deutliche Hemmhofbildung.
Resistenz (R) gegenüber O 129:	Koloniebildung auf der gesamten Platte.

Voges-Proskauer-Reaktion = Acetoin-Nachweis nach Voges und Proskauer (1898) modifiziert nach Barritt (1961) (VPR)

1.) Testnährboden

Das gleiche Flüssigmedium wie für die Methylrot-Reaktion (siehe „MR“) kam zum Einsatz.

2.) Indikatorlösung

Naphthollösung (Merck, Art. Nr. 1.11952) wurde mit 96 %-igem Alkohol (Schmidt, Ethanol, Sorte 642) zu einer 5 %-igen Lösung verdünnt.

Nach einer Inkubation von mindestens 48 Stunden wurde 1 ml des Flüssigmediums abpipettiert und mit 0,6 ml der verdünnten Naphthollösung gemischt. Anschließend wurden 0,2 ml einer 40 %-igen wässrigen KOH-Lösung (40 g Kaliumhydroxid-Plätzchen, Merck, Art. Nr. 1.05012, gelöst in 100 ml destilliertem Wasser) hinzugegeben und das Gemisch über einer Bunsenbrennerflamme vorsichtig erwärmt. Die Auswertung erfolgte nach einigen Minuten.

Acetoinbildung:	Das Gemisch färbte sich rot.
Keine Acetoinbildung:	Bräunliche Verfärbung, evtl. Niederschlag.

Zitratverwertung nach SIMMONS (1926) (Zit)

Nährbodenherstellung und Beimpfung siehe „VSZ“. Inkubationsdauer 96 Stunden.

Zitratverwertung:	Dunkelblaue Verfärbung des Nährbodens.
Keine Zitratverwertung:	Nährboden behält seine grüne Farbe.

Zytochromoxidase (Ox)

Ein Tropfen Testreagenz (1 g N,N,N',N',-Tetramethyl-1,4-phenylendiammoniumdichlorid, Merck, Art. Nr. 821102, gelöst in 100 ml destilliertem Wasser) wurde auf ein Stück steriles Filterpapier gegeben. Koloniematerial der zu testenden Bakterienart wurde mit einer zuvor ausgeklühten Platinöse auf dem getränkten Filterpapier verrieben.

Testergebnis positiv:	Dunkelblau/violette Färbung in 15 Sekunden.
Testergebnis negativ:	Keine Färbung.

Zytochromoxidase c-Test nach Faller und Schleifer (1981) (Ox^c)

6 g N,N,N',N',-Tetramethyl-1,4-phenylendiammoniumdichlorid (Merck, Art. Nr. 821102) wurden in 100 ml Dimethylsulfoxid (Serva, Art. Nr. 20385) gelöst. Testdurchführung wie Zytochromoxidasetest.

Testergebnis positiv:	Dunkelblau/violette Färbung in 2 Minuten.
Testergebnis negativ:	Keine Färbung.

3.3.1.3 Färbungen

Alle Färbungen wurden nach beschriebener Methodik (z.B. BURKHARDT 1992 b) durchgeführt.

Gramfärbung

Wenig Kulturmaterial wurde in einem Tropfen steriler 0,9 %-iger NaCl-Lösung (45 g Natriumchlorid gelöst in 5000 ml destilliertem Wasser) auf einem Objektträger verrieben und luftgetrocknet. Zum Fixieren wurde der Objektträger durch die Flamme eines Bunsenbrenners gezogen. Dabei wies das aufgetragene Kulturmaterial von der Flamme weg nach oben.

Färbung: a) der Objektträger wurde 2 Minuten mit 1 %-iger Karbol-Gentianaviolettlösung (Merck, Art. Nr. 1.09218) überschichtet und b) mit Lugol'scher Lösung (3,33 g Jod, Merck, Art. Nr. 1.04760 und 6,66 g Kaliumjodid, Merck, Art.Nr 1.05040, gelöst in 1000 ml destilliertem Wasser) abgespült. Diese wurde anschließend 1 Minute auf dem Objektträger stehen gelassen, anschließend abgeschüttet und c) der Objektträger 30 Sekunden mit Ethylalkohol (Brennspiritus) gespült. Eine d) Wasserspülung und eine e) Gegenfärbung mit 1:5 (mit destilliertem Wasser) verdünnter Karbofuchsinlösung (Merck, Art. Nr. 1.009215) für 10 Sekunden schlossen sich an.

Nachdem das Präparat luftgetrocknet war, wurde es bei 1000-facher Vergrößerung mit Immersionsöl (Merck, Art. Nr. 1.04699) unter dem Mikroskop (siehe "Beweglichkeitsnachweis, a) Hängender Tropfen") beurteilt.

Grampositiv:	Bakterien färbten sich violett-blau.
Gramnegativ:	Bakterien färbten sich rot.

Ziehl-Neelsen-Färbung

Kulturmaterial wurde wie zur Erstellung eines Grampräparates auf Objektträger aufgebracht und luftgetrocknet.

Zur Färbung wurde a) der Objektträger 3 bis 5 Minuten mit unverdünnter Karbofuchsinlösung (Merck, Art. Nr. 1.009215) bedeckt und von unten so lange mit der Flamme eines Bunsenbrenners erhitzt, bis Dampfbildung eintrat, b) die Lösung wurde abgeschüttet und der Objektträger mit 3 %-igem salzsaurem Alkohol (3 ml konzentrierte Salzsäure, Merck, Art. Nr. 1.00314, verdünnt in 97 ml Alkohol, Schmidt, Ethanol, Sorte 642) entfärbt, c) eine Wasserspülung und d) eine 15 Sekunden dauernde Gegenfärbung mit Methylenblaulösung (Merck, Art. Nr. 1.01287) durchgeführt, e) erneut mit Wasser gespült und anschließend das Präparat an der Luft getrocknet.

Ziehl-Neelsen-positiv:	Bakterien färbten sich rot vor blauem Hintergrund.
Ziehl-Neelsen-negativ:	Gesamtes Präparat war blau bis dunkelviolett.

3.3.2 Differenzierungsschemata zur Familien-, Gattungs- und Artdiagnostik

Die angewandten Differenzierungsschemata sind – soweit möglich – in Form von Flußdiagrammen dargestellt. In diesen sind nur jene mikrobiologischen Testverfahren

aufgeführt, die unmittelbar der Differenzierung der jeweiligen Gattung bzw. Art dienen. Alle Bakterien des jeweiligen Differenzierungsschemas wurden allen in diesem enthaltenen Tests unterzogen. Aus Gründen der Übersichtlichkeit sind Tests, die zur Absicherung der Diagnose durchgeführt wurden, nicht in den Flußdiagrammen aufgeführt. Die Ergebnisse dieser Tests können den angegebenen Literaturstellen entnommen werden. In einigen Fällen war es nicht möglich, die gewonnenen Isolate anhand von Literaturangaben einer Gattung oder Art zuzuordnen. Um die vor und nach der Winterruhe gewonnenen Isolate dennoch miteinander vergleichen zu können, wurden die einzelnen Isolate anhand ihrer Testergebnisse in Gruppen zusammengefaßt und diese fortlaufend mit einer Namen-Zahlen-Bezeichnung benannt. In diesen Fällen sind die durchgeführten Testverfahren in Tabellenform dargestellt.

Nicht alle in den Differenzierungsschemata der Kapitel 3.3.2.1.1 bis 3.3.2.1.11 genannten Bakteriengattungen und -arten wurden tatsächlich isoliert. In diesen Fällen enden deren Differenzierungspfade z. T. bevor eine eindeutige Gattungs- oder Artidentifizierung möglich wäre. Da diese Keime aber differentialdiagnostisch wichtig sind, wurden sie hier mit aufgeführt.

3.3.2.1 Gramnegative Bakterien

Die Differenzierungsschemata für die Bakterien dieses Kapitels wurden anhand folgender Literaturangaben erstellt: ROGGENDORF und MÜLLER (1976), BERGER und PIOTROWSKI (1978, 1981), BOVRE (1984), BRADBURY (1984), BRENNER (1984), HOLMS et al. (1984), JUNI (1984), KERSTERS und LEY (1984), PALLERONI (1984), SNELL (1984), VEDROS (1984), BSPING und AMTSBERG (1988), BERGER (1992), BOCKEMÜHL (1992 a, b), VON GRAEVENITZ (1992), MANNHEIM et al. (1992), SCHUBERT (1992), Bergey's manual of determinative bacteriology, 9th edition (1994), QUINN et al. (1994).

Alle gramnegativen Bakterienisolate wurden einem Ox/OF/Bew-Test unterzogen. Anhand der Ergebnisse dieser Tests wurde eine Gruppenbildung durchgeführt (Tabelle 4). Die Beweglichkeit der fermentativen Isolate wurde i. d. R. im OF- und SIM-Medium bestimmt. In zweifelhaften Fällen sowie bei allen Nonfermentern wurde die Beweglichkeit im hängenden Tropfen überprüft.

Tabelle 4: Vordifferenzierung der gramnegativen Bakterien

OF	Ox	Bew	Grp.	Familien, Gattungen, Arten
ferm	neg	neg/pos	Ia	Enterobacteriaceae, <i>Chromobacterium violaceum</i>
	pos	pos	Ib	Vibrionaceae, Aeromonadaceae, Chromobacterium spp.
	pos	neg	Ic	Pasteurellaceae, Kingella spp., unbewegliche Aeromonadaceae
ox	neg	neg	IIa	Acinetobacter spp.
	neg	pos	IIb	<i>Xanthomonas maltophila</i>
	pos	pos	IIc	Pseudomonas spp.
	pos	neg	II d	Flavobacterium spp.
inakt	neg	neg	IIIa	Acinetobacter spp.
	neg	pos	IIIb	<i>Xanthomonas maltophila</i>
	pos	pos	IIIc	Pseudomonas spp., Alcaligenes spp., <i>Bordetella bronchiseptica</i> , Agrobacterium spp.
	pos	neg	III d	Flavobacterium spp., Neisseria spp., Moraxella spp., Branhamella spp.

Grp.= Gruppe, neg = negativ, pos = positiv, inakt = inaktiv, ferm = fermentativer Glukoseabbau, ox = oxidativer Glukoseabbau, inakt = inaktiv (kein Glukoseabbau)

Die weiter Differenzierung erfolgte gemäß Kapitel 3.3.2.1.1 bis 3.3.2.1.11.

3.3.2.1.1 Gruppe Ia

Alle Isolate dieser Gruppe bildeten auf Blutagar mittelgroße (ca. 3 mm) graue Kolonien. Bei einigen Yersinienisolaten konnte eine radiäre Streifung zwischen dem erhöhten Kolonierand und dem eingesunkenen Zentrum erkannt werden. Einige Proteus-Isolate (nicht alle) bildeten eine großflächige Schwärmzone aus. Die Klebsiellen bildeten, insbesondere auf BPLS-Agar, deutlich schleimige Kolonien. Im Grampräparat zeigten sich die Bakterien als Stäbchen, die z. T. gedrunen oder langgestreckt wirkten.

Alle Isolate wurden folgenden biochemischen Tests unterzogen: Ind, MR, VPR, Ure, Zit, H₂S, Gas, Mao, PAD, LDC, ODC, Mnt. Soweit nötig wurden zusätzlich weitere – in den Differenzierungsschemata enthaltene – Tests durchgeführt.

Zunächst wurden die Isolate anhand der Urease- und Zitratreaktion in vier Untergruppen eingeteilt, die dann nach folgenden Schemata (Abbildung 1 bis 8) weiter differenziert wurden.

Untergruppe 1: Ure- und Zit-positive Enterobacteriaceae

Die Isolate dieser Untergruppe wurden gemäß dem Flußdiagramm aus Abbildung 1 differenziert.

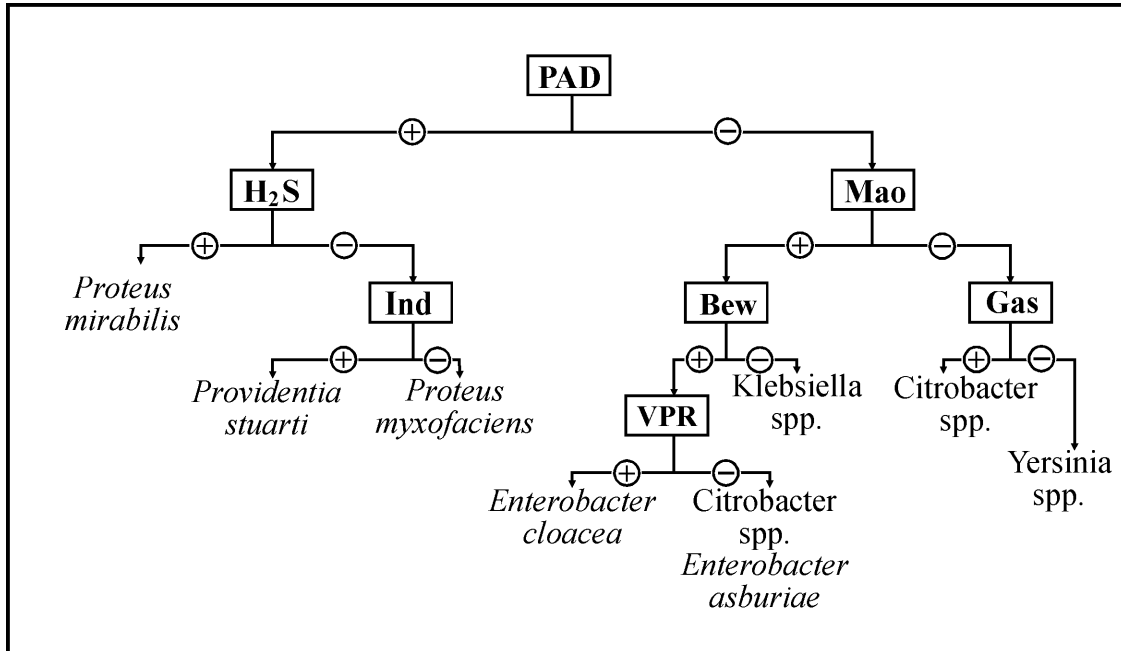


Abbildung 1: Differenzierungsschema für Ure- und Zit-positive gramnegative Bakterien der Gruppe Ia

Untergruppe 2: Ure- und Zit-negative Enterobacteriaceae

Die Isolate dieser Untergruppe wurden gemäß dem Flußdiagramm aus Abbildung 2 differenziert.

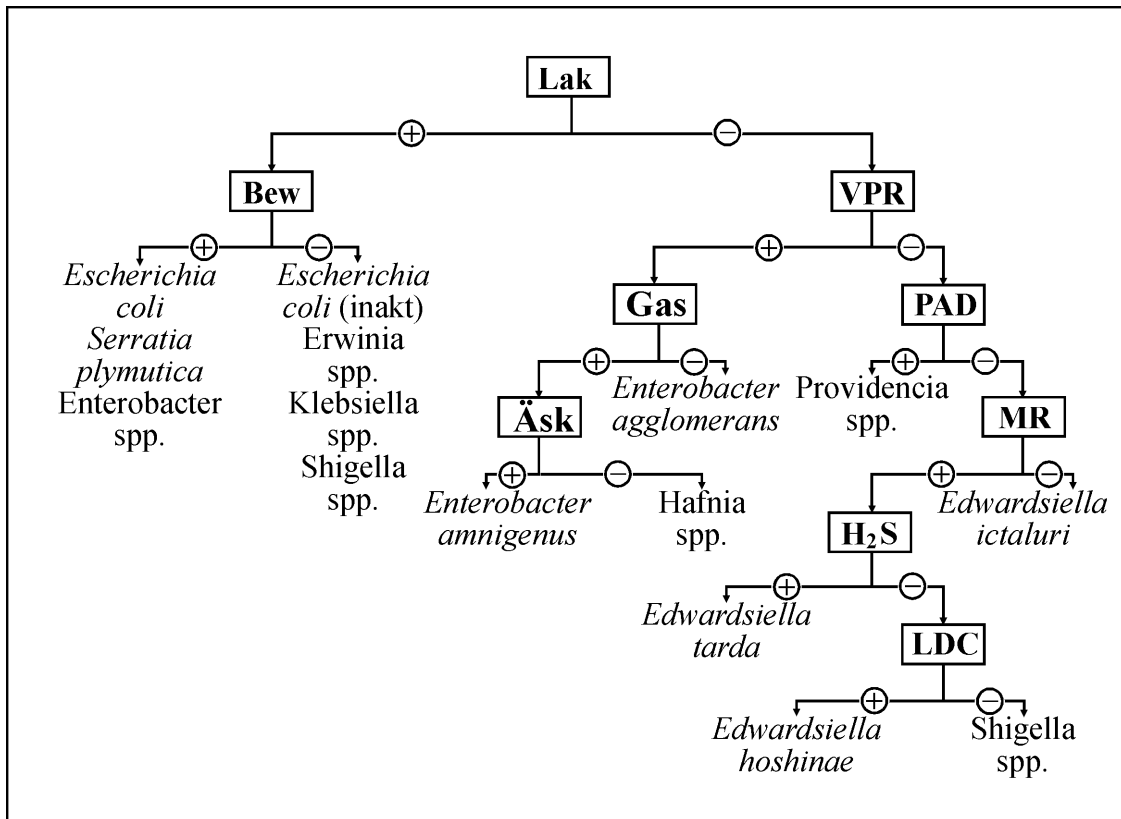


Abbildung 2: Differenzierungsschema für Ure- und Zit-negative gramnegative Bakterien der Gruppe Ia (inakt = inaktive Stämme)

Untergruppe 3: Ure-positive, Zit-negative Enterobacteriaceae

Die Isolate dieser Untergruppe wurden gemäß dem Flußdiagramm aus Abbildung 3 differenziert.

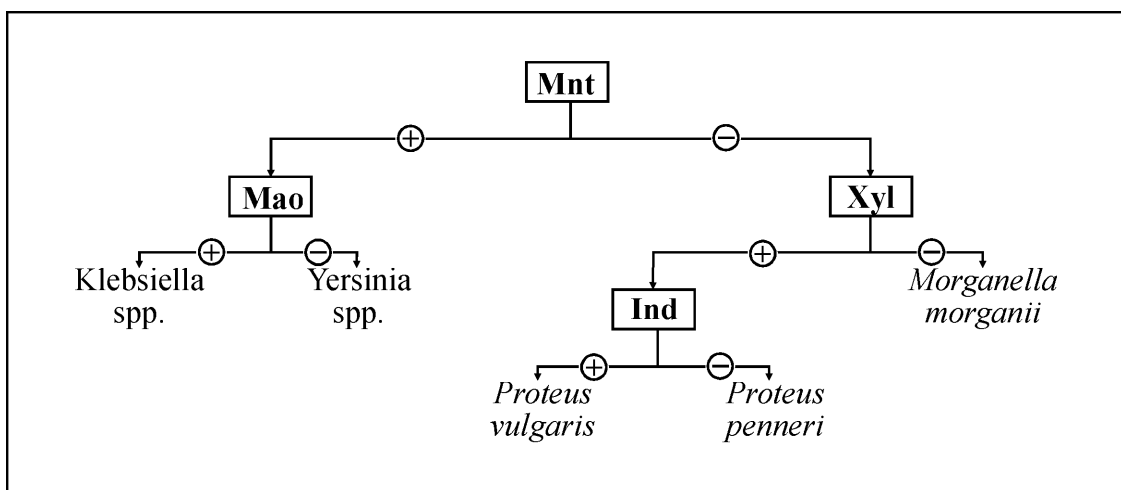


Abbildung 3: Differenzierungsschema für Ure-positive und Zit-negative gramnegative Bakterien der Gruppe Ia

Untergruppe 4: Ure-negative, Zit-positive Enterobacteriaceae

Die Isolate dieser Untergruppe wurden gemäß dem Flußdiagramm aus Abbildung 4 differenziert.

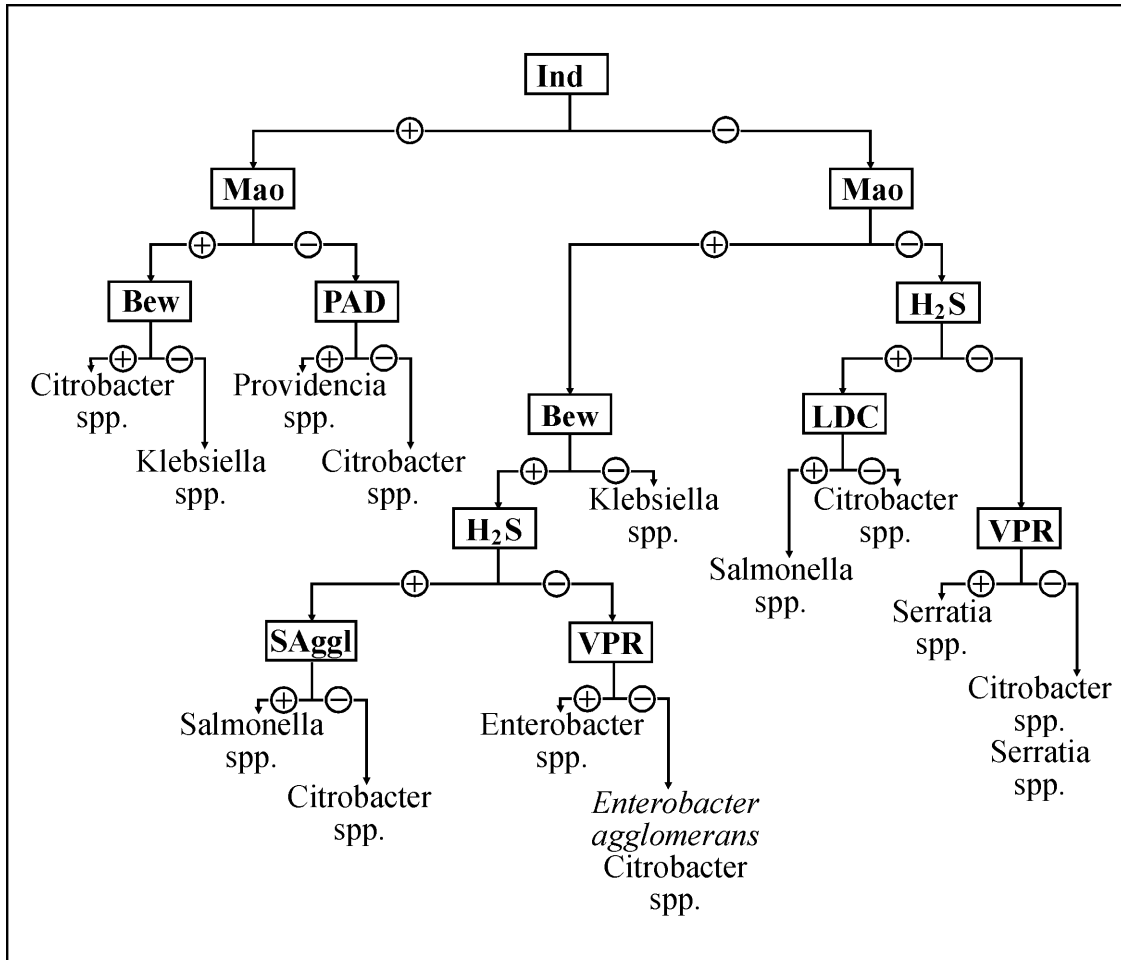


Abbildung 4: Differenzierungsschema für Ure-negative und Zit-positive gramnegative Bakterien der Gruppe Ia

Weitere Differenzierungsschritte für Isolate der Untergruppe 4:

Citrobacter spp.

Die Citrobacter-Isolate der Untergruppe 4 wurden gemäß dem Flußdiagramm aus Abbildung 5 weiter differenziert.

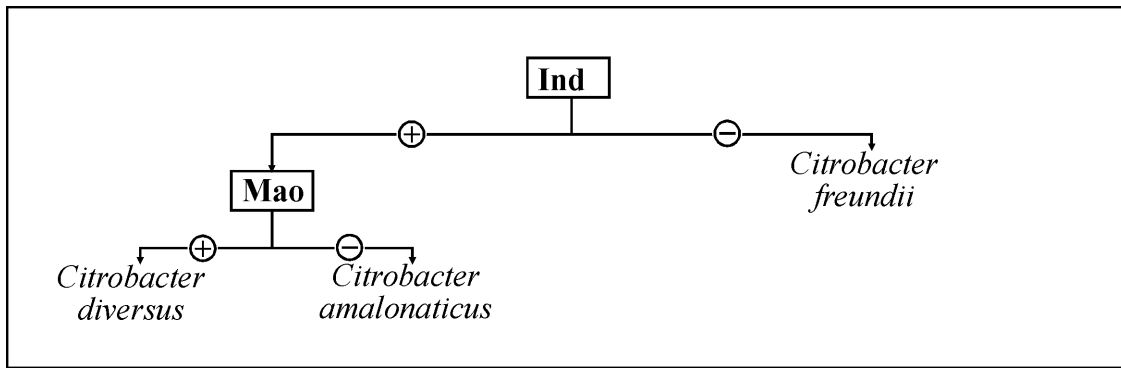


Abbildung 5: Differenzierungsschema für Citrobacter-Isolate der Untergruppe 4 aus Gruppe Ia

Auch Ind-positive Stämme wurden als *C. freundii* gewertet, sofern diese Urease und Zitrat abbauten und Schwefelwasserstoff bildeten. *C. freundii* ist nach Bergey's manual of determinative bacteriology, 9th edition (1994) die einzige Enterobakterienart, die in allen drei o. g. Tests positiv reagieren kann. Auch ROGGENDORF und MÜLLER (1976) isolierten von Reptilien Ind-positive Citrobacter-Stämme.

Ure-negative Enterobacter spp.

Die Ure-negativen Enterobacter-Isolate der Untergruppe 4 wurden gemäß dem Flußdiagramm aus Abbildung 6 weiter differenziert.

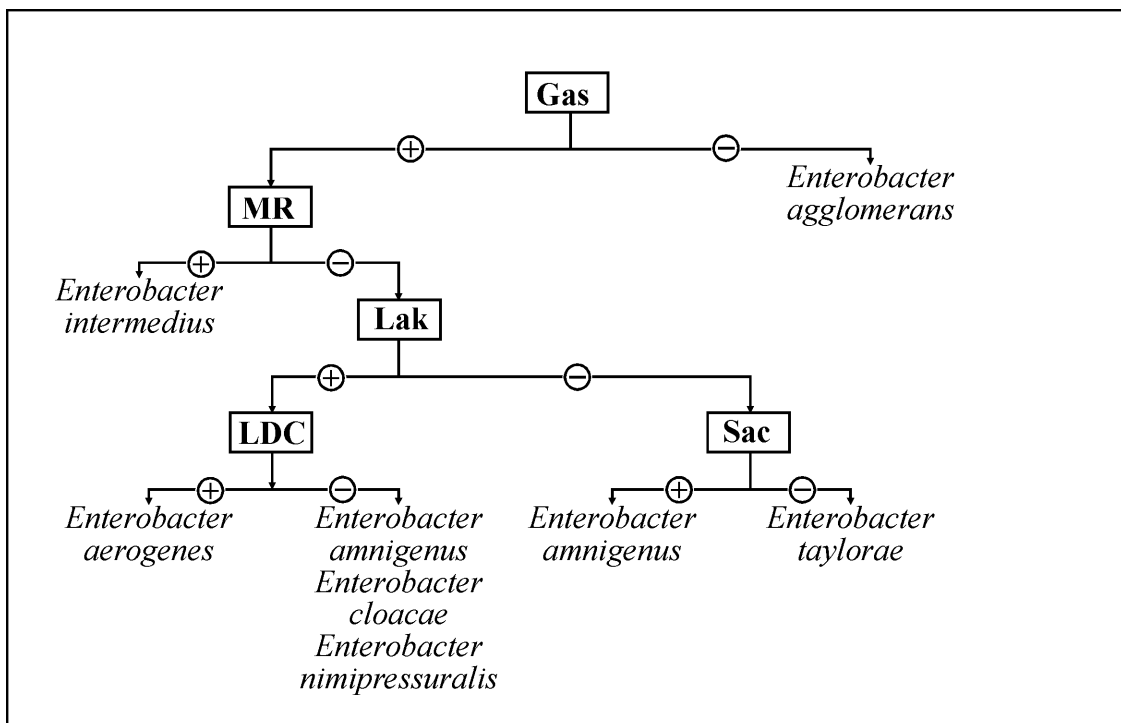


Abbildung 6: Differenzierungsschema für Ure-negative Enterobacter-Isolate der Untergruppe 4 aus Gruppe Ia

Klebsiella spp.

Die Klebsiellen-Isolate der Untergruppe 4 wurden gemäß dem Flußdiagramm aus Abbildung 7 weiter differenziert.

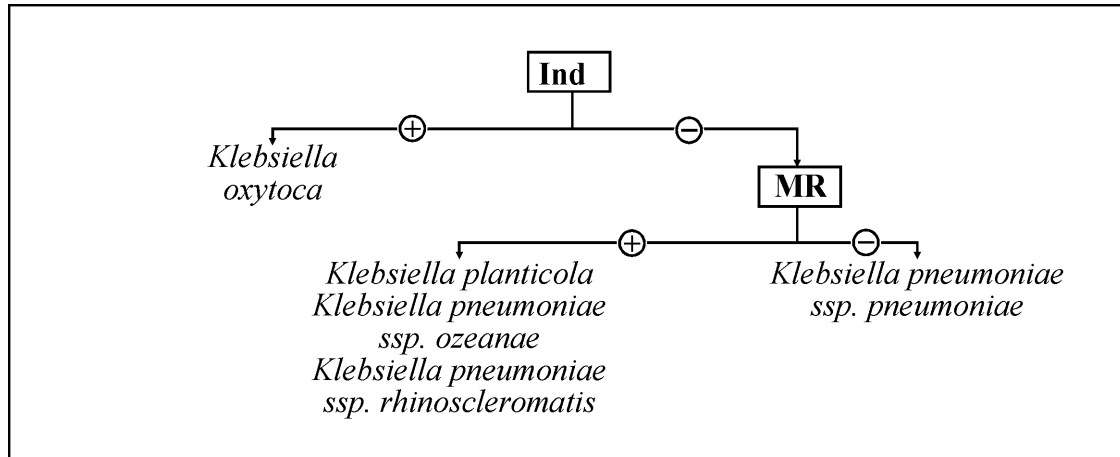


Abbildung 7: Differenzierungsschema für Klebsiellen-Isolate der Untergruppe 4 aus Gruppe Ia

Salmonella spp.

Alle Isolate, die aufgrund ihrer biochemischen Eigenschaften als salmonellenverdächtig anzusehen waren (H_2S+ , Ind-, MR+, VPR-, PAD-, Mnt+), wurden einer Objektträgeragglutination (SAggl) mit omnivalentem Antiserum unterzogen. Positive Reagenten wurden auf Schrägagar überimpft, 24 Stunden inkubiert und zur Typisierung an die Salmonella-Zentrale des Bundesinstitutes für gesundheitlichen Verbraucherschutz und Veterinärmedizin (BgVV), Abteilung Molekularbiologie und Veterinärmedizin, Berlin, geschickt.

Serratia spp.

Die Serratia-Isolate der Untergruppe 4 wurden gemäß dem Flußdiagramm aus Abbildung 8 weiter differenziert.

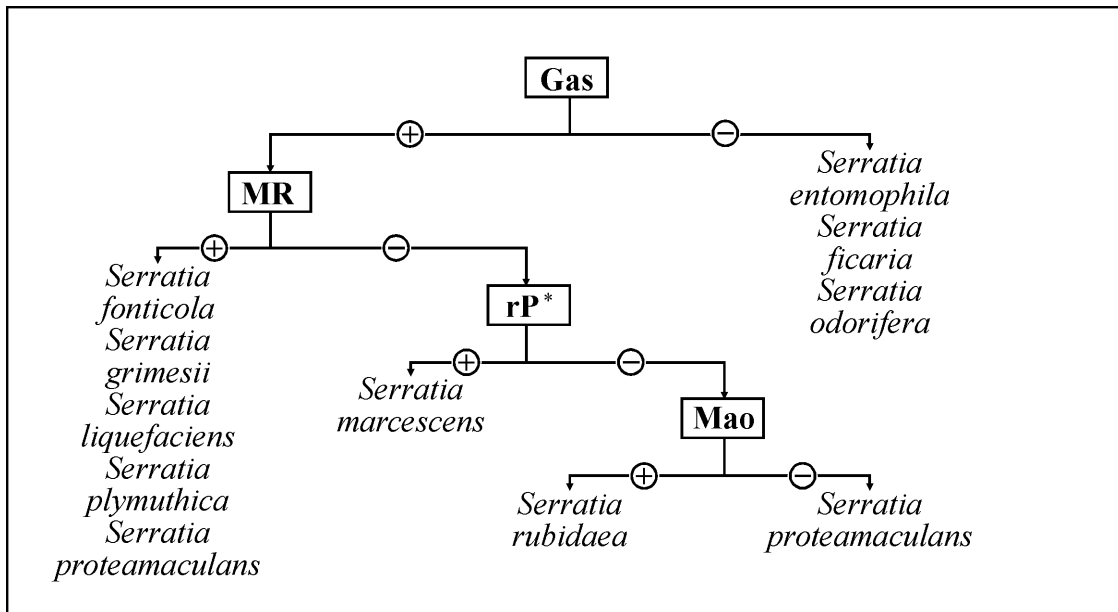


Abbildung 8: Differenzierungsschema für *Serratia*-Isolate der Untergruppe 4 aus Gruppe Ia (* rotes Pigment)

Yersinia spp.

Ein Isolat, das aufgrund der biochemischen Untersuchung als *Yersinia*-verdächtig erschien, wurde bei Raumtemperatur (RT) und bei 37 °C im hängenden Tropfen auf Beweglichkeit geprüft. Die Bakterien waren bei RT beweglich, bei 37 °C aber unbeweglich. Anhand der Testergebnisse (Ind+, MR+, VPR-, Ure+, Zit-, H₂S-, Gas+, Mao-, PAD-, LDC-, ODC-, Mnt+, Ino-, Mal+, Tre+, Xyl+, Äsk+, Mli+) wurde unter Vorbehalt die Art *Y. intermedia* bestimmt, da in Bergey’s manual of determinative bacteriology, 9th edition (1994) in den Tabellen 5.2 und 5.40 bis 5.42 z. T. unterschiedliche Angaben zu einzelnen Reaktionsergebnissen von *Yersinien* enthalten sind. Aus diesem Grund wurde kein Flußdiagramm erstellt.

3.3.2.1.2 Gruppe Ib

Die Bakterien dieser Gruppe unterschieden sich hinsichtlich ihrer Koloniemorphologie z. T. erheblich. Ein Teil bildete grau-grüne, schleimige, durchscheinende Kolonien mit deutlicher Aufhellung des Nährbodens, andere bildeten flache Kolonien gleicher Farbe, die eine an *Proteus*-Stämme erinnernde Schwärmzone ausbildeten. Im Grampräparat zeigten sich i. d. R. undeutlich gefärbte Stäbchen, die häufig in kurzen Ketten oder als End-zu-End-Paare gelagert waren.

Alle isolierten Bakterien dieser Gruppe waren in der Lage Gelatine zu verflüssigen und Mannit abzubauen. Keine Kolonie wies eine violette Farbe auf oder war gegenüber dem Vibriostatikum O 129 empfindlich. Somit konnten die Gattungen *Chromobacterium*,

Plesiomonas und Vibrio ausgeschlossen werden. Die Isolate der Gattung Aeromonas wurden anhand der in Abbildung 9 dargestellten Tests differenziert.

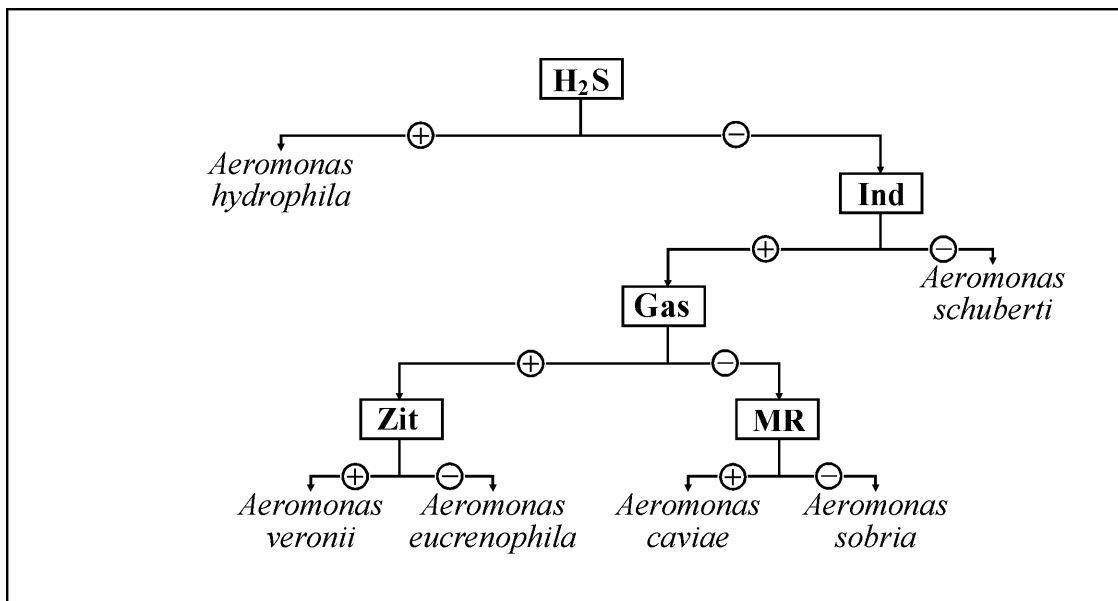


Abbildung 9: Differenzierungsschema für Aeromonas-Isolate der Gruppe Ib

3.3.2.1.3 Gruppe Ic

Ein Teil der zu dieser Gruppe gehörenden Bakterien bildete auf Blutagar milchig-weiße bis hellgraue, meistens glänzende Kolonien, die z.T. nur sehr schwer mit der Öse vom Agar ablösbar waren (*Actinobacillus* spp.). Die Kolonien von *Pasteurella testudinis* zeigten sich, je nach Inkubationsdauer, unterschiedlich. Junge Kolonien hatten eine hellgrau-beige Farbe mit unvollständiger Hämolyse, ältere hingegen waren glasig-durchscheinend mit ausgeprägtem vollständigem Hämolysehof. Die übrigen Pasteurellen bildeten kleine hellgraue Kolonien. Im Grampräparat stellten sich alle Bakterien als kokkoide Stäbchen dar, die i. d. R. in Gruppen oder Ketten gelagert waren.

Ein Bakterienisolat bildete auf Blutagar grau-grünliche, schleimige, durchscheinende Kolonien mit unvollständiger Hämolyse. Eine ganze Reihe durchgeführter biochemischer Tests ergab nur bedingt auswertbare Ergebnisse bzw. stimmte mit keinem der Reaktionsmuster in Bergey's manual of determinative bacteriology, 9th edition (1994) überein. Der Stamm reagierte im Katalase- und Urease-Test negativ und konnte Indol bilden. Da es nach o.g. Literaturquelle in der HPA-Gruppe (*Haemophilus*, *Pasteurella*, *Actinobacillus*) nur eine Bakterienart gibt, die diese Kombination von Testergebnissen ergibt, wurde das Isolat – unter Vorbehalt – als *Haemophilus somnus* identifiziert.

Die restlichen Isolate dieser Gruppe wurden zunächst anhand der Katalase-, Urease- und z. T. Indol-Reaktion in Untergruppen eingeteilt. Hierbei fiel auf, daß katalasebildende Actinobazillen (*Actinobacillus ureae*) bei Raumtemperatur innerhalb von 10 bis 15 Minuten

im Urease-Test positiv reagierten, während die katalasenegative Bakterien der gleichen Art erst nach der Inkubation im Brutschrank ein positives Reaktionsergebnis aufwiesen.

Untergruppe 1: Kat-, Ure- und Ind-positive Isolate der Gruppe Ic

Die Isolate dieser Untergruppe wurden gemäß dem Flußdiagramm aus Abbildung 10 differenziert.

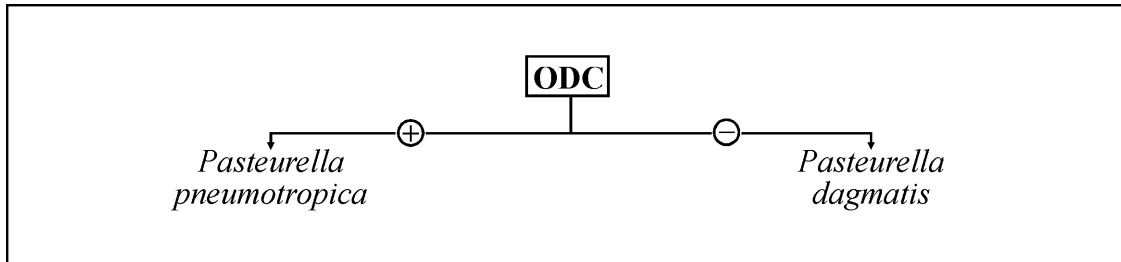


Abbildung 10: Differenzierungsschema für Kat-, Ure- und Ind-positive Isolate der Gruppe Ic

Untergruppe 2: Kat- und Ure-positive, Ind-negative Isolate der Gruppe Ic

Die Isolate dieser Untergruppe wurden gemäß dem Flußdiagramm aus Abbildung 11 differenziert.

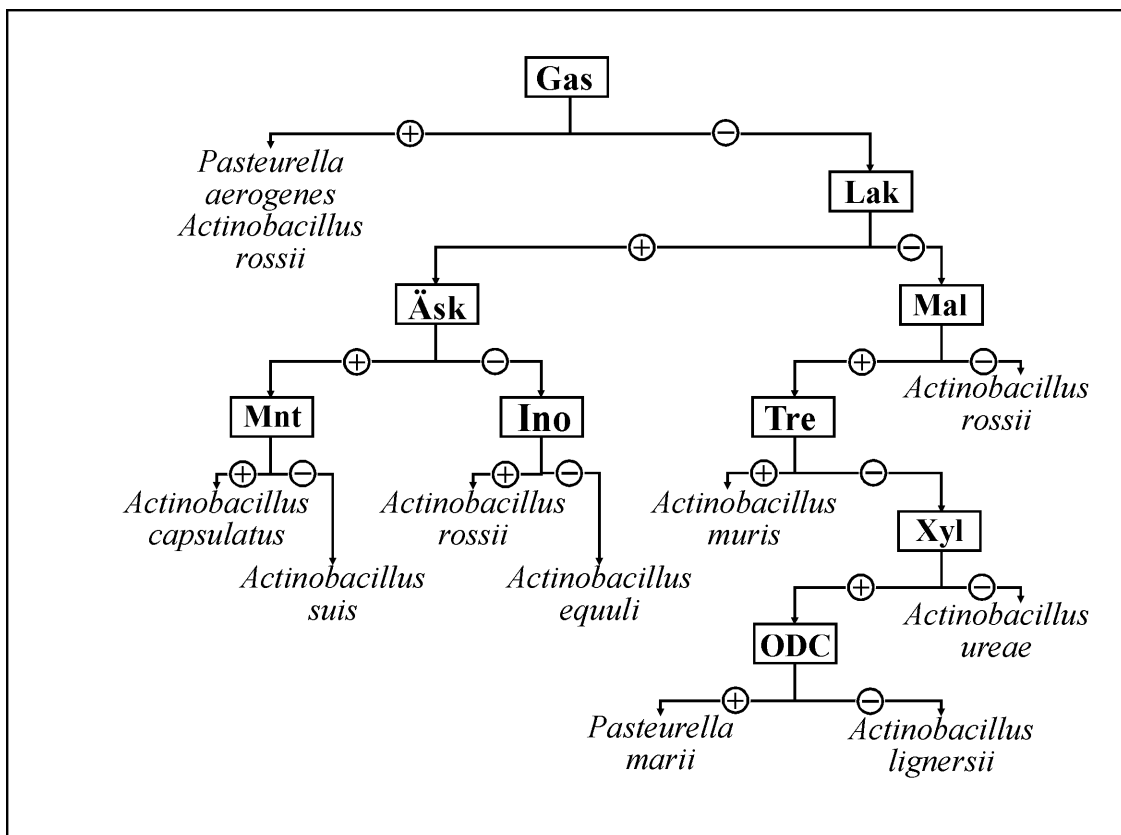


Abbildung 11: Differenzierungsschema für Kat- und Ure-positive sowie Ind-negative Isolate der Gruppe Ic

Untergruppe 3: Kat- und Ure-negative Isolate der Gruppe Ic

Die Isolate dieser Untergruppe wurden gemäß dem Flußdiagramm aus Abbildung 12 differenziert.

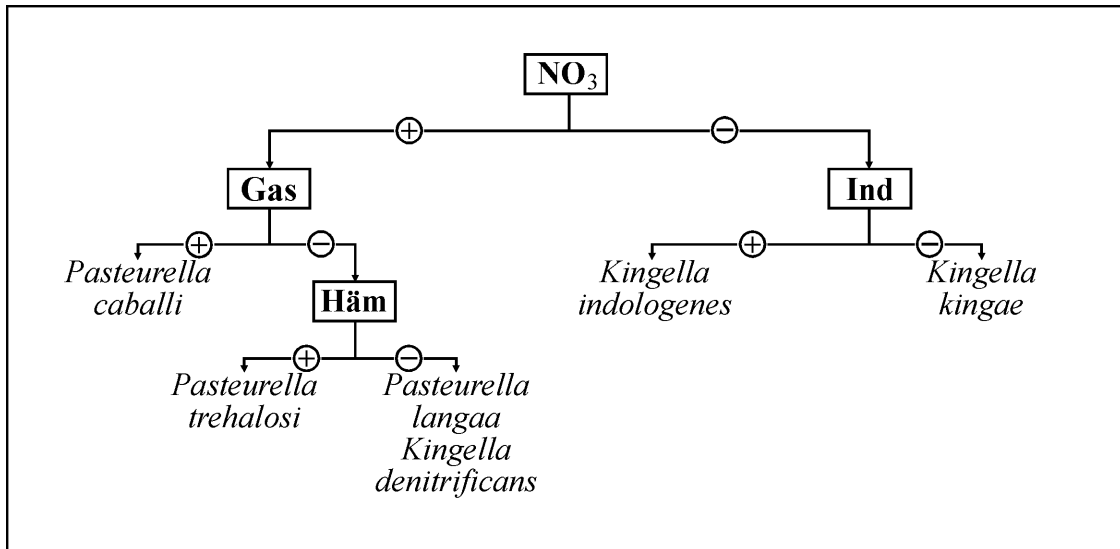


Abbildung 12: Differenzierungsschema für Kat- und Ure-negative Isolate der Gruppe Ic

Untergruppe 4: Kat-positive und Ure-negative Isolate der Gruppe Ic

Da diese Gruppe sehr viele Keime umfaßt, wurden zunächst die hämolysierenden von den nicht-hämolysierenden Keimen abgegrenzt. Die hämolysierenden wurden gemäß Abbildung 13, die nicht-hämolysierenden anhand der Tests aus Abbildung 14 differenziert.

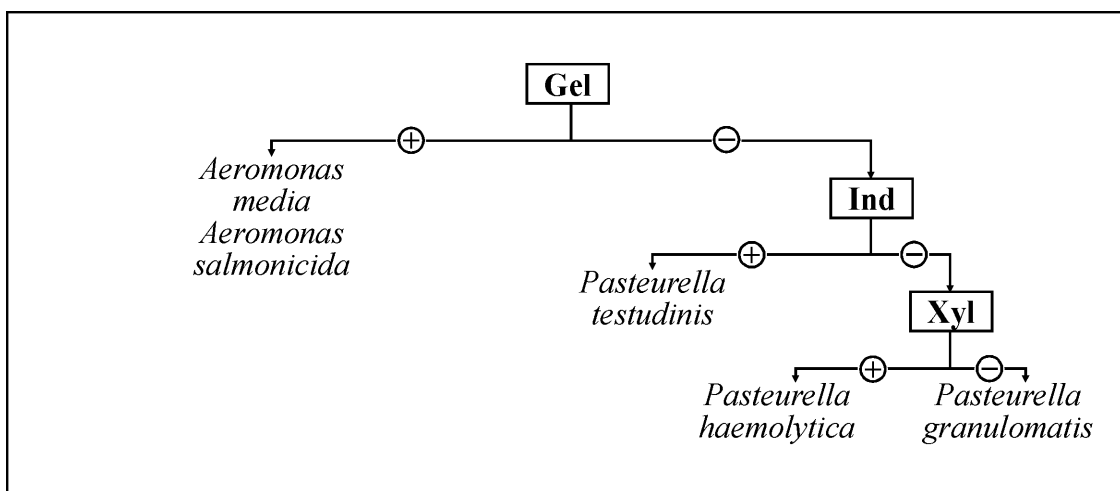


Abbildung 13: Differenzierungsschema für Kat-positive und Ure-negative hämolysierende Keime der Gruppe Ic

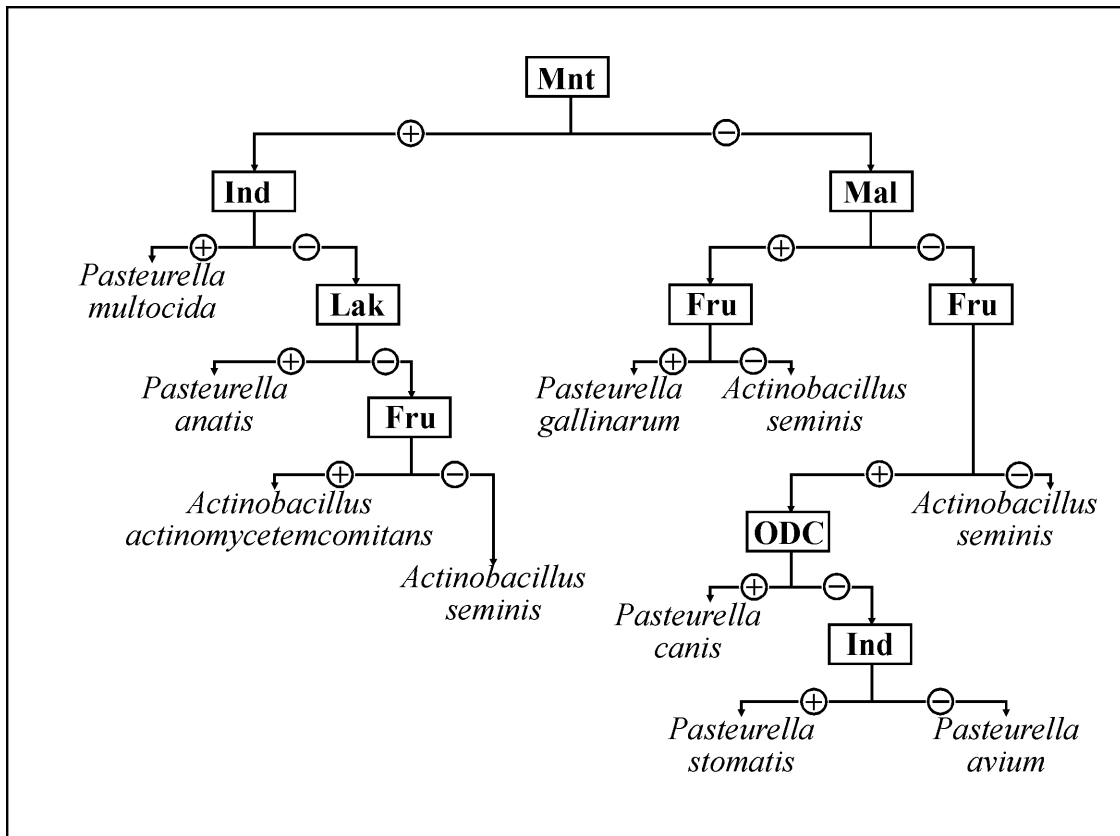


Abbildung 14: Differenzierungsschema für Kat-positive und Ure-negative nicht-hämolysierende Keime der Gruppe Ic

Untergruppe 5: Kat-negative und Ure-positive Isolate der Gruppe Ic

Die Isolate dieser Untergruppe wurden gemäß dem Flußdiagramm aus Abbildung 15 differenziert.

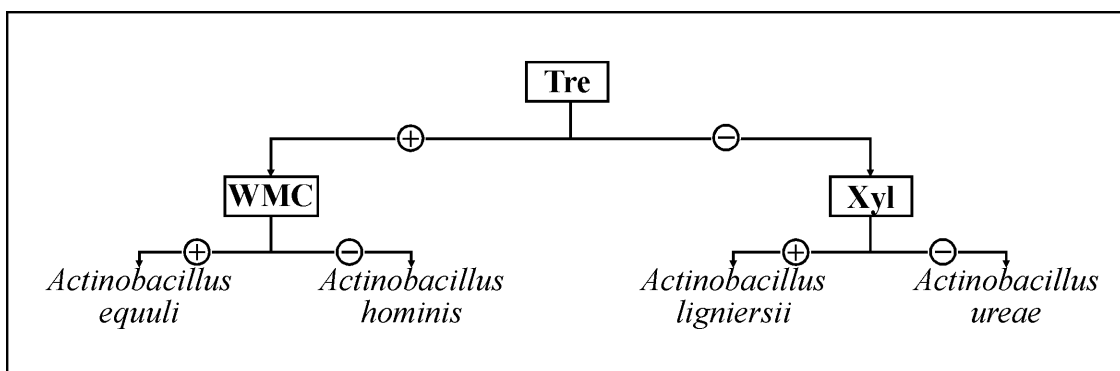


Abbildung 15: Differenzierungsschema für Kat-negative und Ure-positive Isolate der Gruppe Ic

3.3.2.1.4 Gruppe IIa

Aus dieser Gruppe wurden keine Keime isoliert.

3.3.2.1.5 Gruppe IIb

Aus dieser Gruppe wurden keine Keime isoliert.

3.3.2.1.6 Gruppe IIc

Die verschiedenen Bakterien dieser Gruppe bildeten auf Blutagar sehr unterschiedliche Kolonien. Sowohl glänzende Kolonien als auch solche mit rauher, matter Oberfläche kamen vor. Einige Isolate führten zu deutlich begrenzten Einzelkolonien, z.T. mit prägnanten Formen, wie beispielsweise radiär gestreiften Randbereichen, andere zu eher schleimig-konfluierenden Kolonieverbänden. Im Grampräparat wurden einheitlich Stäbchenbakterien nachgewiesen, die teilweise von gedrungenen Formen begleitet wurden.

Die meisten Isolate dieser Gruppe waren, obwohl für sie im OF-Test ein oxidativer Glukoseabbau nachgewiesen werden konnte, im Flüssigmedium nicht in der Lage, Glukose abzubauen. Für den überwiegenden Teil der isolierten Bakterien war es nach Literaturangaben (BISPING u. AMTSBERG 1988; VON GRAEVENITZ 1992; Bergey's manual of determinative bacteriology, 9th edition 1994) nicht möglich, diese als Arten zu bestimmen. Um die vor und nach der Winterruhe isolierten Bakterien dennoch miteinander vergleichen zu können, wurden die in ihren biochemischen- und Vermehrungseigenschaften identischen Bakterienisolate mit gleichen und die sich unterscheidenden Isolate mit fortlaufenden Nummern gekennzeichnet (Pseudomonas sp.1 bis Pseudomonas sp. 10). Zwei Bakterienarten (*Pseudomonas pickettii* und *Pseudomonas putida*) konnten identifiziert werden (Tabelle 5).

Tabelle 5: Biochemische Reaktionsmuster und Vermehrungseigenschaften der Isolate aus Gruppe IIc

	P1	P2	P3	P4	P5	P6	P7	P8	P9	P10	P. pi.	P. pu.
Fru	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Glu	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+
Mal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Tre	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-
Xyl	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	+
NO₃	-	-	-	+	+	+	+	+	-	+	+	-
NO₂	-	-	-	+	+	-	+	-	-	+	+	-
ADH	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+
LDC	+	-	-	+	+	-	-	-	+	+	+	-
St	+	-	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-
Gel	+	+	-	+	+	+	-	-	-	+	-	-
42 °C	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	-

P1 bis 10 = Pseudomonas sp. 1 bis 10, P. pi. = *Pseudomonas pickettii*, P. pu. = *Pseudomonas putida*

3.3.2.1.7 Gruppe II d

Zu dieser Gruppe gehören nur Bakterien der Gattung Flavobacterium. Die Isolate dieser Gruppe wurden anhand der Kriterien aus Tabelle 6 sowie gemäß den Abbildungen 19 und 20 ausdifferenziert (Kapitel 3.3.2.1.11).

3.3.2.1.8 Gruppe III a

In diese Gruppe gehören nur Bakterien der Gattung Acinetobacter. Die Koloniemorphologie dieser Isolate zeigte sich pleomorph. Sie reichte von kleinen grauen Einzelkolonien bis hin zu großen hellgrauen zerfließlich wirkenden Koloniegruppen. Im Grampräparat stellten sich alle Isolate einheitlich als Kokken dar.

Von allen Isolaten dieser Gruppe wurden zunächst drei Subkulturen angelegt und die Vermehrung bei 28 °C, 37 °C und 42 °C überprüft. Anhand der Vermehrungseigenschaften bei den unterschiedlichen Temperaturen wurden drei Untergruppen gebildet.

Untergruppe 1: Koloniebildung nur bei 28 °C

Nur *Acinetobacter johnsonii* bildete ausschließlich bei Temperaturen bis 28 °C Kolonien, nicht aber darüber. Folgende Testergebnisse wurden zusätzlich ermittelt: Zit+, Glu^{Fl}-, Xyl-.

Untergruppe 2: Koloniebildung bei 28 °C und bei 37 °C, nicht aber bei 42 °C

Die Isolate dieser Untergruppe wurden gemäß dem Flußdiagramm aus Abbildung 16 differenziert.

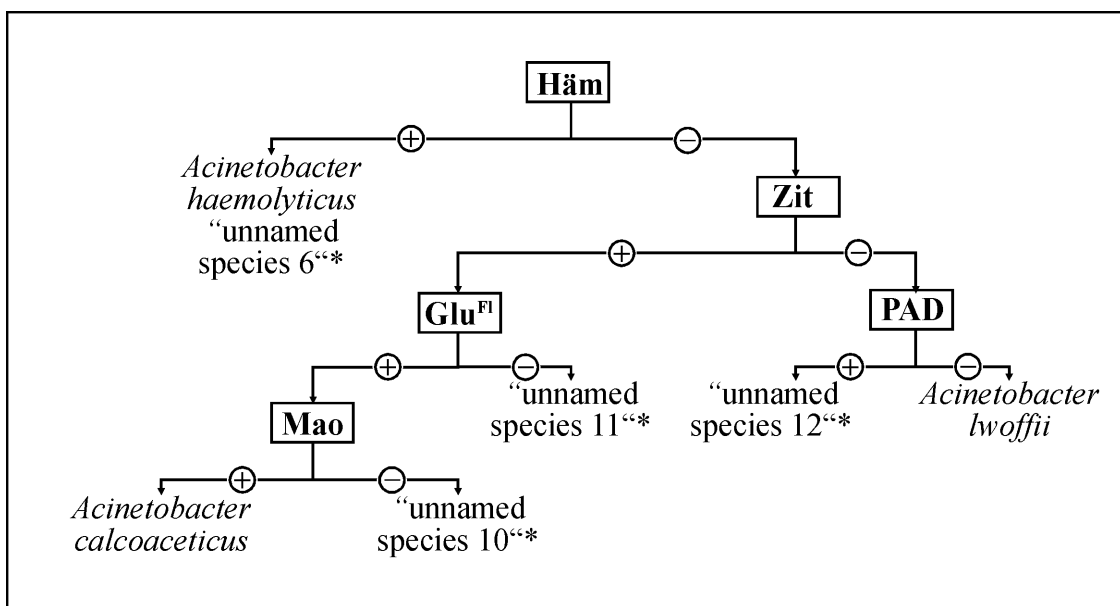


Abbildung 16: Differenzierungsschema für Isolate der Untergruppe 2 aus Gruppe III a (* = nach Bergey’s manual of determinative bacteriology, 9th edition (1994))

Untergruppe 3: Koloniebildung bei 28 °C, bei 37 °C und bei 42 °C

Die Isolate dieser Untergruppe wurden gemäß dem Flußdiagramm aus Abbildung 17 differenziert.

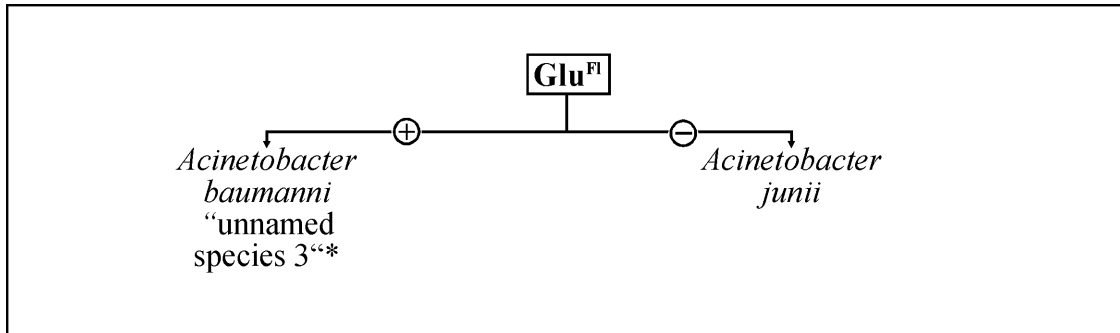


Abbildung 17: Differenzierungsschema für Isolate der Untergruppe 3 aus Gruppe IIIa (* = nach Bergey’s manual of determinative bacteriology, 9th edition (1994))

3.3.2.1.9 Gruppe IIIb

In diese Gruppe gehört nur die Spezies *Xanthomonas maltophila*. Die Kolonien dieser Art wiesen auf Blutagar eine grau-blaue bis bräunlich-violette Farbe auf und hatten einen Durchmesser von ca. 2 bis 4 mm. Folgende Testergebnisse wurden ermittelt: NO₃⁺, NO₂⁻, LDC⁺, Gel⁺.

3.3.2.1.10 Gruppe IIIc

Die Stämme dieser Gruppe bildeten gelblich-grau bis grün-grau pigmentierte Kolonien. Im Grampräparat zeigten sich schlanke Stäbchen, die häufig als End-zu-End-Paare gelagert waren. Die Isolate dieser Gruppe wurden gemäß dem Flußdiagramm aus Abbildung 18 differenziert.

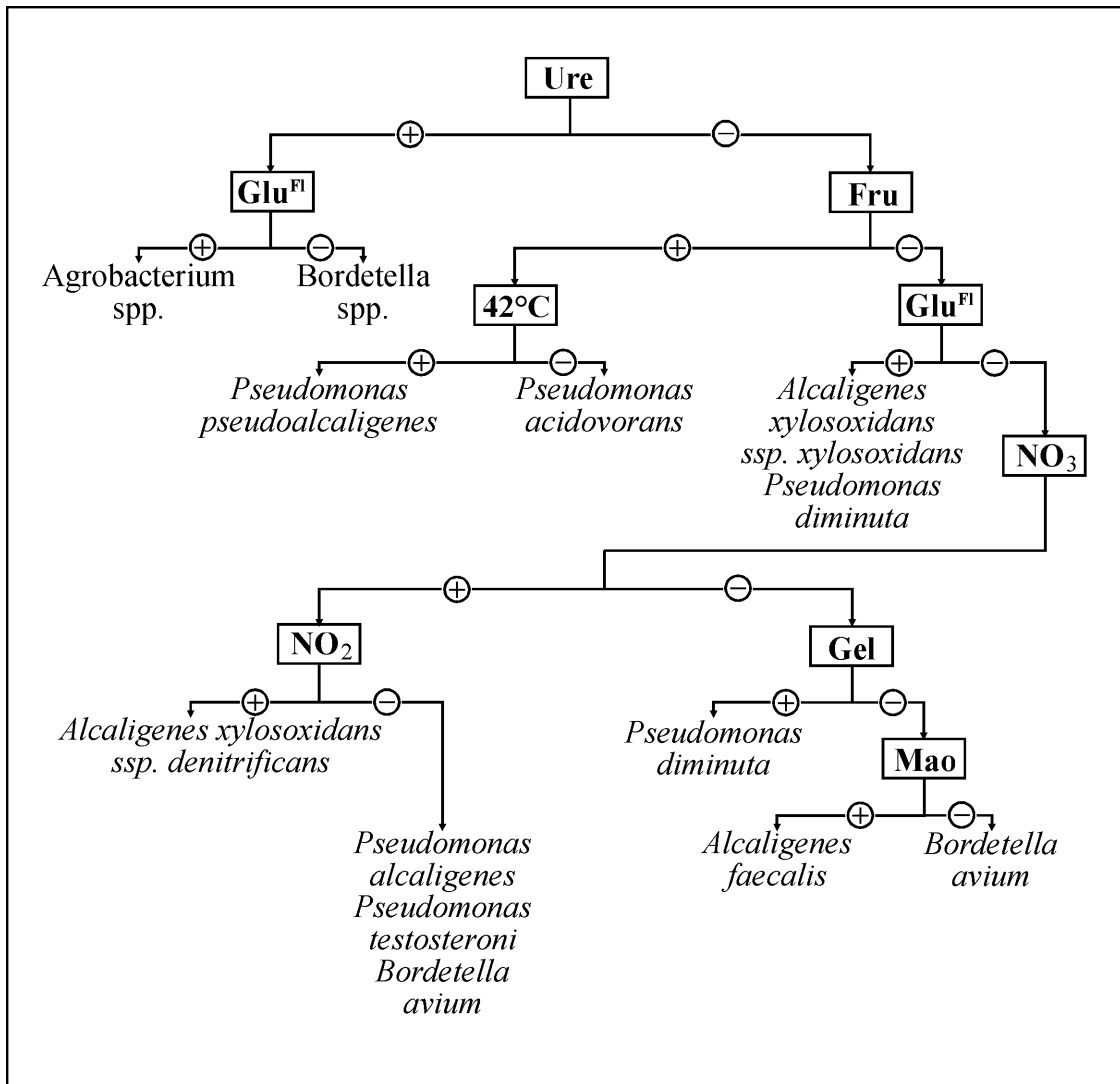


Abbildung 18: Differenzierungsschema für Isolate der Gruppe IIIc

3.3.2.1.11 Gruppe IIIc

Die meisten Isolate dieser Gruppe bildeten mittelgroße, hellgraue bis grau-grüne, ockerfarbene oder schwach bis kräftig gelbe Kolonien, deren Zentrum häufig kräftiger gefärbt war als die Peripherie. Einige Moraxella-Isolate bildeten winzige, gelblich pigmentierte, matte Kolonien. Im Grampräparat fielen bei den Flavobakterien i. d. R. langgestreckte (filamentöse), häufig inhomogen gefärbte Strukturen neben großen Stäbchenbakterien auf. Die Neisserien bildeten sich als Kokken und die Moraxellen als plumpe Stäbchen, die z. T. in Ketten gelagert waren, ab.

Alle Isolate wurden, obwohl sie im hängenden Tropfen unbeweglich waren, zusätzlich 7 bis 10 Tage im SIM-Agar auf Beweglichkeit getestet. Auch dieser Test fiel in allen Fällen negativ aus.

Da es pigmentbildende Neisserienarten und nicht-pigmentierte Flavobakterien gibt, kann das Kriterium Koloniefärbung in dieser Gruppe nicht zur Gattungsdifferenzierung herangezogen

werden. Aus diesem Grund wurde anhand des Grampräparates und der Fähigkeit, Glukose im Flüssigmedium abzubauen zu können, eine Vordifferenzierung gemäß Tabelle 6 durchgeführt.

Tabelle 6: Vordifferenzierung der Bakterienisolate aus Gruppe III d

Glukoseabbau im Flüssigmedium	Mikroskopische Morphologie	Gattung
positiv	Kokken	Neisseria
	Stäbchen	Flavobacterium
negativ	Stäbchen	Flavobacterium Moraxella
	Kokken	Branhamella Neisseria

Untergruppe 1: Glu^{F1}-positive Kokken (Neisseria spp.)

Aus dieser Untergruppe wurden keine Keime isoliert.

Untergruppe 2: Glu^{F1}-positive Stäbchen (Flavobacterium spp.)

Die Isolate dieser Untergruppe wurden gemäß dem Flußdiagramm aus Abbildung 19 differenziert.

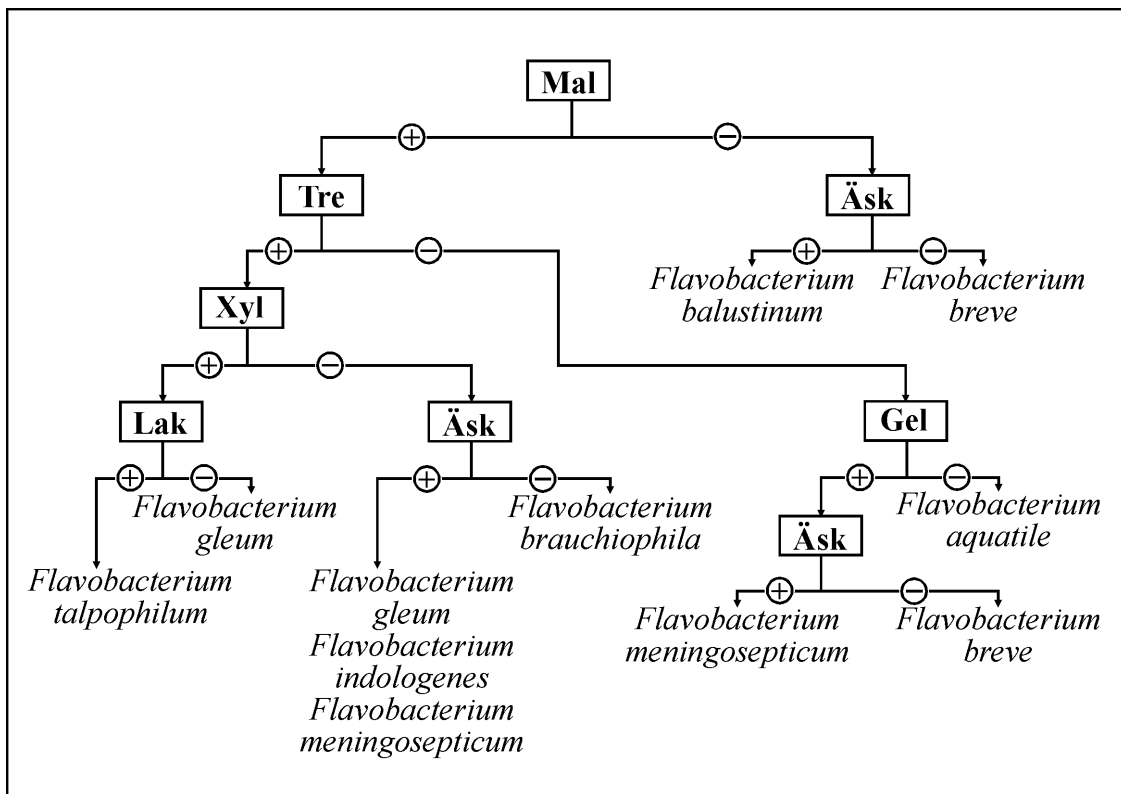


Abbildung 19: Differenzierungsschema für Isolate der Untergruppe 2 aus Gruppe III d

Untergruppe 3: Glu^{fl}-negative Stäbchen (Flavobacterium spp. und Moraxella spp.)

Die Isolate dieser Untergruppe wurden gemäß dem Flußdiagramm aus Abbildung 20 differenziert.

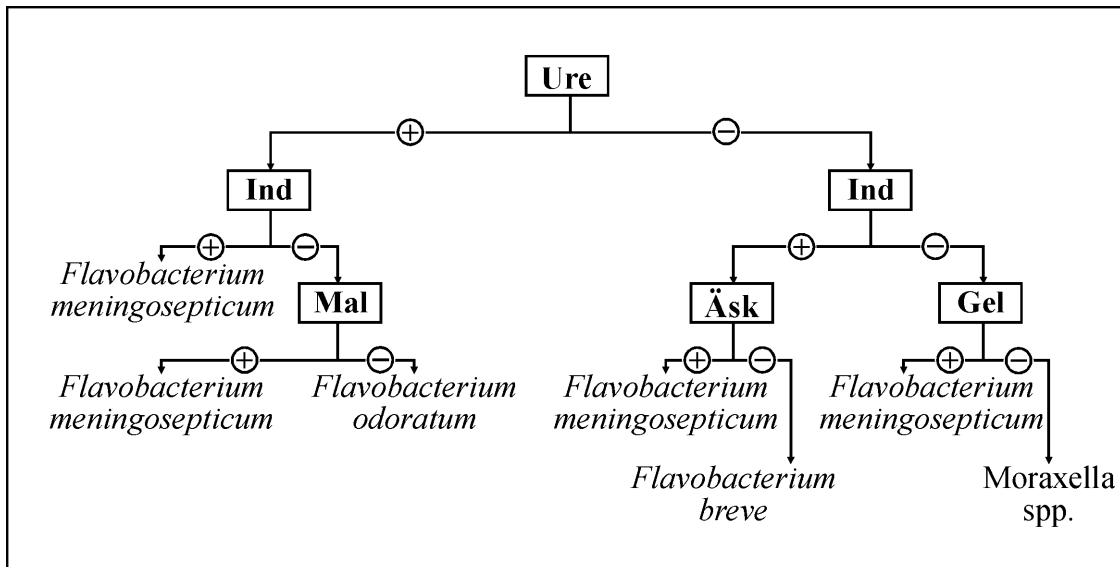


Abbildung 20: Differenzierungsschema für Isolate der Untergruppe 3 aus Gruppe IIIId

Da die Isolate der Gattung Moraxella bei wiederholter Durchführung biochemischer Tests keine reproduzierbaren Ergebnisse aufwiesen, wurde keine Artbestimmung durchgeführt.

Untergruppe 4: Glu^{fl}-negative Kokken

Es wurden nur einmal Kokken isoliert, die keine Glukose im Flüssigmedium abbauen konnten. Im Grampräparat zeigten sich viele Paare und Tetraden. Aufgrund der Testergebnisse (Mal-, Fru-, NO₃⁻, Ure+, Xyl-) wurde die Art *Neisseria cinerea* bestimmt.

3.3.2.2 Grampositive Stäbchen

Anhand des Grampräparates und der Koloniemorphologie auf Blutagar wurden die grampositiven stäbchenförmigen Bakterien in *Bacillus* spp. und andere grampositive Stäbchenbakterien unterteilt (Tabelle 7).

Tabelle 7: Makroskopische und mikroskopische Morphologie der grampositiven Stäbchen

Gattung oder Gruppe	Koloniemorphologie auf Blutagar	Mikroskopisches Bild
Bacillus spp.	Oberfläche häufig gefurcht oder zerklüftet, Durchmesser i.d.R. 4-5 mm oder größer	scharf begrenzte, gerade, lange (bis 5µm) Stäbchen, Kettenbildung, z. T. Sporen
andere grampositive Stäbchen	flach bis halbkugelförmig, glatte Oberfläche, Durchmesser häufig < 1mm, i. d. R. < 2mm, nur bei Propionibakterien bis zu 3 mm mit flacher, rauher, mehlstaub-ähnlicher Oberfläche	pleomorph, häufig an einem Pol keulenförmig verdickt, x- oder y-förmig bzw. palisadenartig aneinandergelagerte Einzelbakterien

3.3.2.2.1 Bacillus spp.

Bis heute wurden mehr als 200 Bacillus-Arten beschrieben. In dieser Artenvielfalt ist vermutlich die Erklärung dafür zu suchen, daß viele Autoren Bazillenisolat nicht ausdifferenzieren sondern generell als Bacillus spp. beschreiben. Da auch im Bergey's manual of systematic bacteriology – in Bezug auf die Artenvielfalt – nur spärliche Angaben zur Differenzierung dieser Bakterien gemacht werden, wurde eine Identifikation der Isolate nach dem Differenzierungsschema von MÜLLER (1992) versucht. Dieses Schema beinhaltet nur solche Bacillus-Arten, die bei konventioneller Anzucht auf Universalnährböden zu erwarten sind und grenzt somit das Spektrum der zu differenzierenden Arten deutlich ein.

Die isolierten Bazillen ließen sich zwar biochemisch und morphologisch voneinander unterscheiden, konnten aber anhand der o.g. Literatur nicht eindeutig identifiziert werden. Aus diesem Grund wurden – genau wie bei den Pseudomonaden – anhand der Testergebnisse alle Isolate einer Nummer (B1 bis B14) zugeordnet (Tabelle 8). Auf diesem Wege war es möglich, die vor und nach der Winterruhe gewonnenen Isolate miteinander zu vergleichen.

Tabelle 8: Biochemische Reaktionsmuster und Vermehrungseigenschaften der Bacillus-Isolate

	B1	B2	B3	B4	B5	B6	B7	B8	B9	B10	B11	B12	B13	B14
KF	gr	P:gr Z:gn	gr	gr	gr	gr	hgr	gr	gr	gr	gr	gr	gr	gr
KMo	fl, r F	fl	r	M	fl, r	M	M	M	M	M	M	r P:gf	r P:gf	M
Häm	-	+	+	+	+	+	+	(+)	+	+	+	+	+	+
Glu	-	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Gas	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
VPR	-	+	-	-	+	+	+	+	+	-	-	+	+	+
Ara	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Lak	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-
Mal	-	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Mnt	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Sac	-	-	-	+	-	(+)	+	+	-	-	-	+	-	+
Xyl	-	-	-	-	-	(+)	(+)	(+)	-	(+)	-	-	-	-
Gel	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Ure	+	-	-	(+)	+	(+)	+	+	+	+	-	-	-	+
H ₂ S	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Ind	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
NO ₃	-	-	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+
Zit	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	-	-	-	-
VO ₂ -	-	+	+	+	+	+	+	+	+	+				

B1 bis 14 = Bacillus sp. 1 bis 14, KF = Koloniefarbe, gr = grau, hgr = hellgrau, gn = grün, P = Peripherie, Z = Zentrum, KMo = Koloniemorphologie, r = rauhe Oberfläche, f = flache Kolonien, F = Füßchen (kurze Ausziehungen des Kolonierandes), M = medusen-
hauptähnliches Aussehen, gf = gefurcht, Häm = Hämolyse: + = vollständig, (+) = unvollständig, - = ohne

3.3.2.2 Andere grampositive Stäbchenbakterien

Aufgrund neuer biochemischer und molekularbiologischer Untersuchungen ist die Taxonomie dieser Gruppe von Bakterien derzeit einem erheblichen Wandel unterzogen. NAUMANN und KRECH (1992) bezeichnen die taxonomische Zuordnung coryneformer Bakterien als „nicht immer ganz einfach“. Nach BISPING und AMTSBERG (1988) ist bekannt, daß Corynebakterien teilweise in ihren kulturell-biochemischen Eigenschaften nicht konstant sind und daher (in inkonstanten Fällen) meistens nicht identifiziert werden können. Aus diesem Grund wurden alle grampositiven Stäbchen, die sich anhand ihrer makroskopischen und mikroskopischen Morphologie als nicht zu den Bazillen gehörend erwiesen, dem Differenzierungsschema von VON GRAEVENITZ und FUNKE (1996) unterzogen. Dieses Schema wurde ausgewählt, da es

derzeit als das aktuellste Schema auf dem Gebiet der Identifizierung grampositiver Stäbchen gilt und den Anspruch erhebt, mit wenigen Tests ein breites Spektrum an Gattungen und Spezies abzudecken. Somit bestand die Hoffnung, trotz der o. g. zu erwartenden Probleme diese Gruppe von Bakterien hinreichend ausdifferenzieren zu können. Unglücklicherweise bestehen zum Teil widersprüchliche Angaben bezüglich einzelner Reaktionen in dem genannten Schema und in Bergey's manual of determinative bacteriology, 9th edition (1994), so daß sich die Angaben nicht gegenseitig ergänzen lassen.

Zunächst wurden alle Bakterienisolate dieser Gruppe einem Katalase-Test unterzogen sowie deren Beweglichkeit im hängenden Tropfen überprüft. Desweiteren wurde im OF-Medium die Fähigkeit fermentativ Glukose abbauen zu können und die Lipophilie auf ASS-Agar mit 1 % Tween 80 überprüft. Alle isolierten Bakterien waren Katalase positiv und unbeweglich. Anhand der Testergebnisse des fermentativen Glukoseabbaus und der Lipophilität wurden drei Untergruppen gebildet.

Eine ganze Reihe getesteter Bakterien ergaben Ergebniskombinationen, die im Differenzierungsschema von VON GRAEVENITZ und FUNKE (1996) nicht enthalten sind. Aufgrund der o. g. unterschiedlichen Literaturangaben wurde kein Versuch unternommen, diese Stämme anhand anderer Quellen zu bestimmen. Sie wurden, der Vergleichbarkeit der prä- und posthibernalen Proben wegen, mit deskriptiven Namen belegt und durchnummeriert (fcB1 bis 7 = fermentierendes coryneformes Bakterium 1 bis 7; nfcB1 bis 3 = nicht-fermentierendes coryneformes Bakterium 1 bis 3).

Untergruppe 1: Fermentativer Glukoseabbau, nicht lipophil

Die Isolate dieser Untergruppe wurden gemäß Tabelle 9 differenziert.

Tabelle 9: Biochemische Reaktionsmuster und Vermehrungseigenschaften der nicht-lipophilen grampositiven Fermenter

	A. n.	C. p.	C. am.	C. m.	P. a.	fcB1	fcB2	fcB3	fcB4	fcB5	fcB6
NO₃	+	v	v	+	v	+	+	+	+	+	+
Ure*	-	+	v	-	-	+	+	+	-	-	+
Glu	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-
Sac	+	-	v	+	-	+	+	-	-	+	-
Mal	+	+	v	+	-	+	-	-	+	-	-
Xyl	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Man	+	-	-	v	v	+	+	+	+	+	-
CAMP	+	-	-	-	+						

*auffällig war, daß die meisten Stämme des fcB1 bereits nach 5 bis 10 Minuten bei Raumtemperatur ein positives Testergebnis ergaben, A. n. = *Actinomyces neuui ssp. neuui*, C. p. = *Corynebacterium pseudotuberculosis*, C. am. = *Corynebacterium amycolatum*, C. m. = *Corynebacterium matruchotii*, P. a. = *Propionibacterium acnes*, fcB1 bis 6 = fermentierendes coryneformes Bakterium 1 bis 6, v = variabel

Untergruppe 2: Fermentativer Glukoseabbau, lipophil

Die Isolate dieser Untergruppe wurden gemäß Tabelle 10 differenziert.

Tabelle 10: Biochemische Reaktionsmuster der lipophilen grampositiven Fermenter

	C. ac.	CDC F1	fcB7
NO ₃	+	v	+
Ure	-	+	+
Glu	+	+	+
Sac	v	+	+
Mal	-	+	+
Xyl	-	-	-
Man	v	-	+

C. ac. = *Corynebacterium accolens*, CDC F1 = CDC Gruppe F-1, fcB7 = fermentierendes coryneformes Bakterium 7, v = variabel

Untergruppe 3: Kein fermentativer Glukoseabbau

Die Isolate dieser Untergruppe wurden gemäß Tabelle 11 differenziert.

Tabelle 11: Biochemische Reaktionsmuster und Vermehrungseigenschaften der grampositiven Nonfermenter

	B. s.	C. af.	C. u.	nfcB1*	nfcB2**	nfcB3**
Lip	-	-	+	-	-	-
NO ₃	v	-	-	+	-	+
Ure	-	-	+	-	+	-
Glu ^{FL}	v	-	-	+	-	+
Sac	-	-	-	-	-	-
Mal	-	-	-	-	-	+
Xyl	-	-	-	-	-	-
Man	-	-	-	+	-	+
CAMP	-	-	-			
Gel	+	-				

*die biochemischen Eigenschaften dieser Bakterien entsprechen denen von *Mycobacterium fortuitum chelonae*. Da sich die isolierten Bakterien aber im nach Ziehl-Neelsen gefärbten Ausstrich als nicht säure-alkohol-fest erwies (ZN-negativ), wurden sie den nfcB zugeordnet,

**die biochemischen Eigenschaften dieser Bakterien entsprechen denen von *Bacillus sphaericus* bzw. *Bacillus brevis*. Da die isolierten Bakterien aber unbeweglich waren und weder im makroskopischen noch im mikroskopischen Bild der Morphologie von Bazillen glichen, wurden sie den nfcB zugeordnet, B. s. = *Brevibacterium* spp., C. af. = *Corynebacterium afermentans*, C. u. = *Corynebacterium urealyticum*, nfcB1 bis 3 = nicht-fermentierendes coryneformes Bakterium 1 bis 3, v = variabel

Da wie o. g. im Differenzierungsschema von VON GRAEVENTZ und FUNKE (1996) und in Bergey's manual of determinative bacteriology, 9th edition (1994) teilweise widersprüchliche Angaben bezüglich einzelner Reaktionen gemacht werden, wurden die als *Brevibacterium* sp. identifizierten Isolate nicht weiter differenziert.

3.3.2.3 Grampositive Kokken

Innerhalb der Gruppe der grampositiven Kokken wurden zunächst anhand der Ergebnisse des Katalasetestes die Familien Micrococcaceae und Streptococcaceae unterschieden (Tabelle 12).

Tabelle 12: Katalaseverhalten der grampositiven Kokken

Familie	Katalase
Micrococcaceae	positiv
Streptococcaceae	negativ

3.3.2.3.1 Micrococcaceae

Die Isolate der Familie Micrococcaceae bildeten einheitlich ca. stecknadelkopfgröße, mehr oder weniger pigmentierte Kolonien, deren Färbung von reinweiß über elfenbeinfarben bis hin zu kräftig gelb-orange reichte. Im Grampräparat waren konstant regelmäßige Kokken nachweisbar, die traubenförmig aneinandergelagert waren.

Um die Gattungen *Staphylococcus* und *Micrococcus* voneinander unterscheiden zu können, wurden bis heute viele unterschiedliche Testverfahren entwickelt. Da der – auch in jüngster Zeit noch angewendete und einfach durchführbare – OF-Test schon seit längerem von vielen Autoren für die Abgrenzung der Gattungen *Staphylococcus* und *Micrococcus* als unzuverlässig angesehen wird (KLOOS u. SCHLEIFER 1975 a; SCHLEIFER u. KLOOS 1975, 1976; KLOOS et al. 1976), wurde das kombinierte Testsystem nach SCHLEIFER und KLOOS (1975, 1976) angewandt, mit dem sich die beiden Gattungen sicher voneinander differenzieren ließen (Tabelle 13).

Tabelle 13: Kriterien zur Unterscheidung der Gattungen Staphylococcus und Micrococcus

Gattung	Verhalten gegenüber		aerobe Säurebildung im G-E-Medium
	Lysostaphin	Lysozym	
Staphylococcus	E, r	R, r	+
	E	R	-
Micrococcus	R	R	-
	R, r, E	E	-
	R	R	+

G-E-Medium = Glycerin-Erythromycin-Medium, E = empfindlich, r = geringe Resistenz, R = resistent

3.3.2.3.1.1 Staphylococcus spp.

Für die Erstellung eines Differenzierungsschemas wurden die Angaben in Bergey's manual of determinative bacteriology, 9th edition (1994) und diejenigen von PETERS und SCHUMACHER-PERDREAU (1992) herangezogen.

Alle Staphylokokken wurden zunächst einem kombinierten Koagulase- und Clumping-Test unterzogen. Alle Isolate waren in beiden Tests negativ. Die weitere Differenzierung erfolgte anhand der Differenzierungsschemata aus Abbildung 21 bis 23.

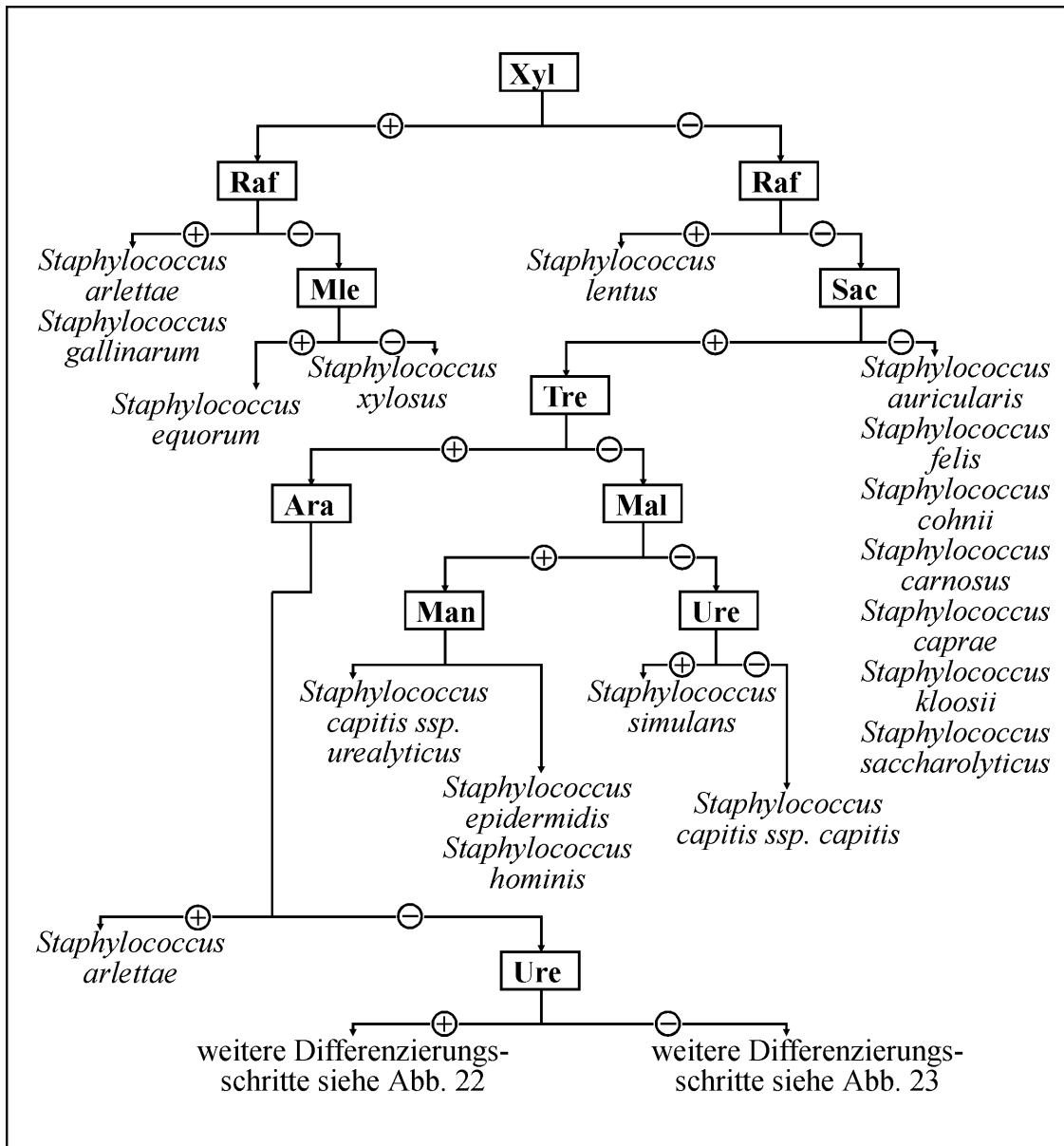


Abbildung 21: Differenzierungsschema für Isolate der Gattung *Staphylococcus*

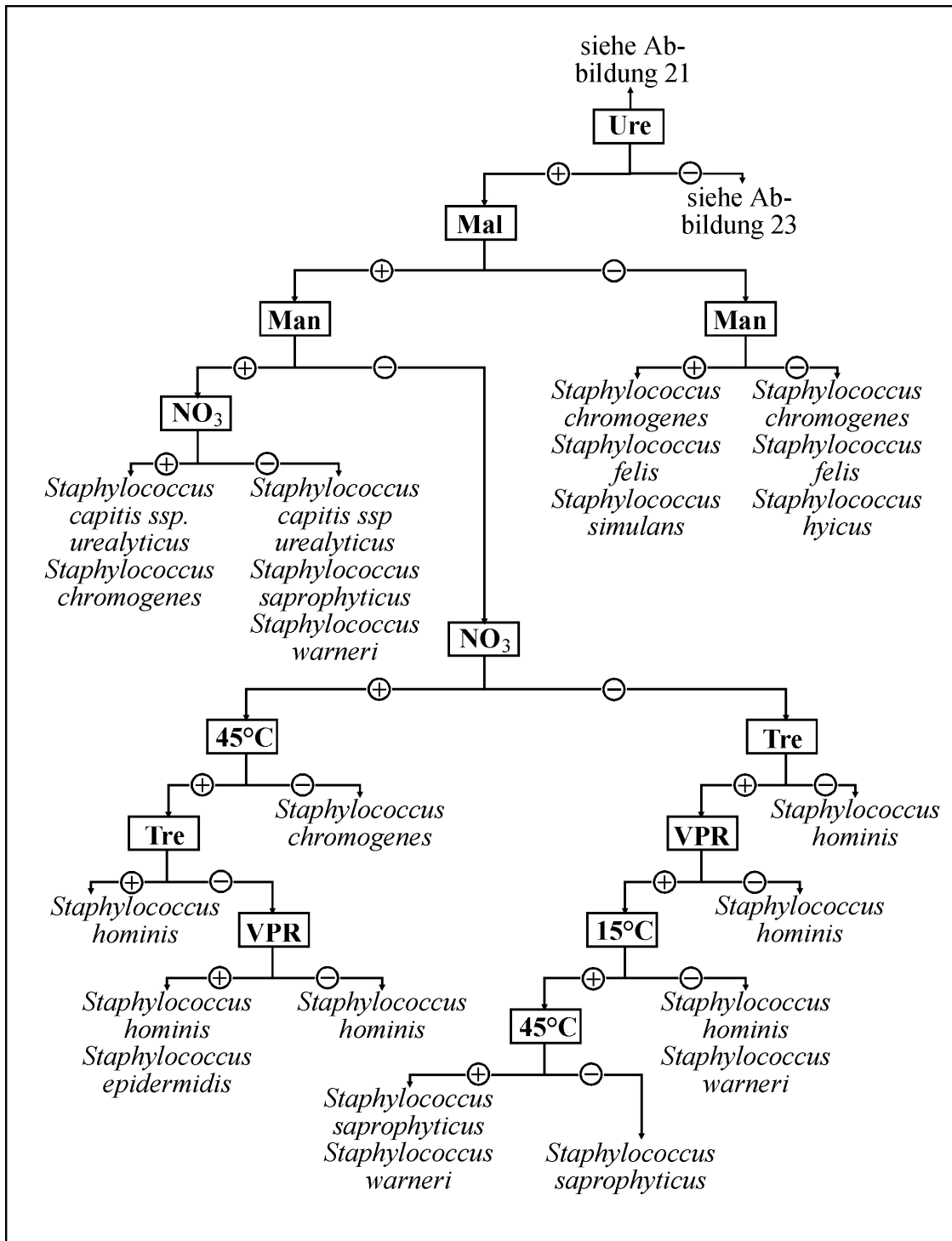


Abbildung 22: Fortsetzung des Differenzierungsschemas aus Abbildung 21

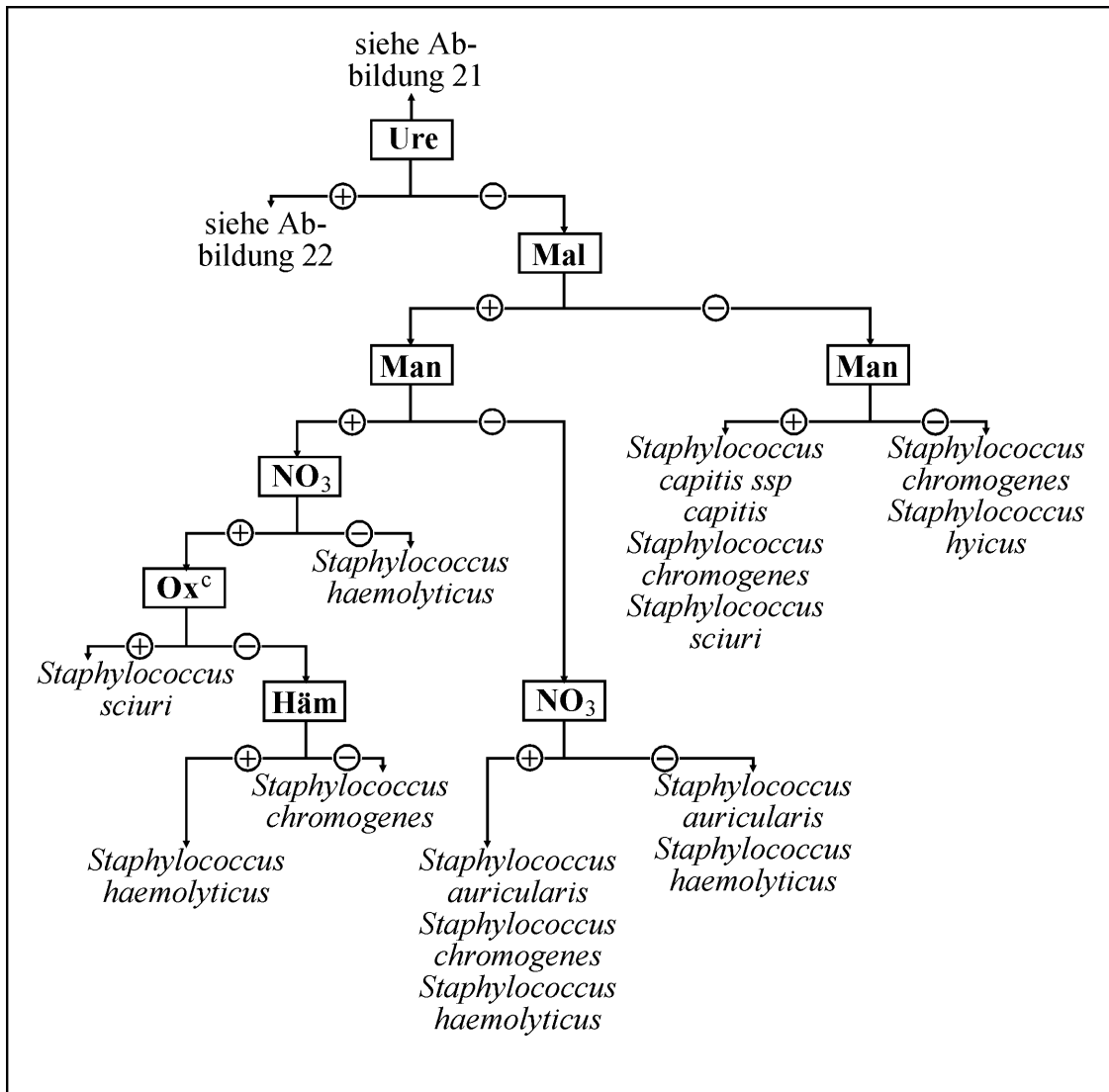


Abbildung 23: Fortsetzung des Differenzierungsschemas aus Abbildung 21

3.3.2.3.1.2 Micrococcus spp.

Da sich der „klassische“ Zytochromoxidasetest – wie er bei gramnegativen Bakterien eingesetzt wird – als unzuverlässig erwies, wurden die Mikrokokken zunächst einem Zytochromoxidase c-Test nach FALLER und SCHLEIFER (1981) unterzogen. Alle Isolate reagierten positiv.

Nach den Angaben in Bergey’s manual of determinative bacteriology, 9th edition (1994) wurde das Differenzierungsschema aus Abbildung 24 erarbeitet.

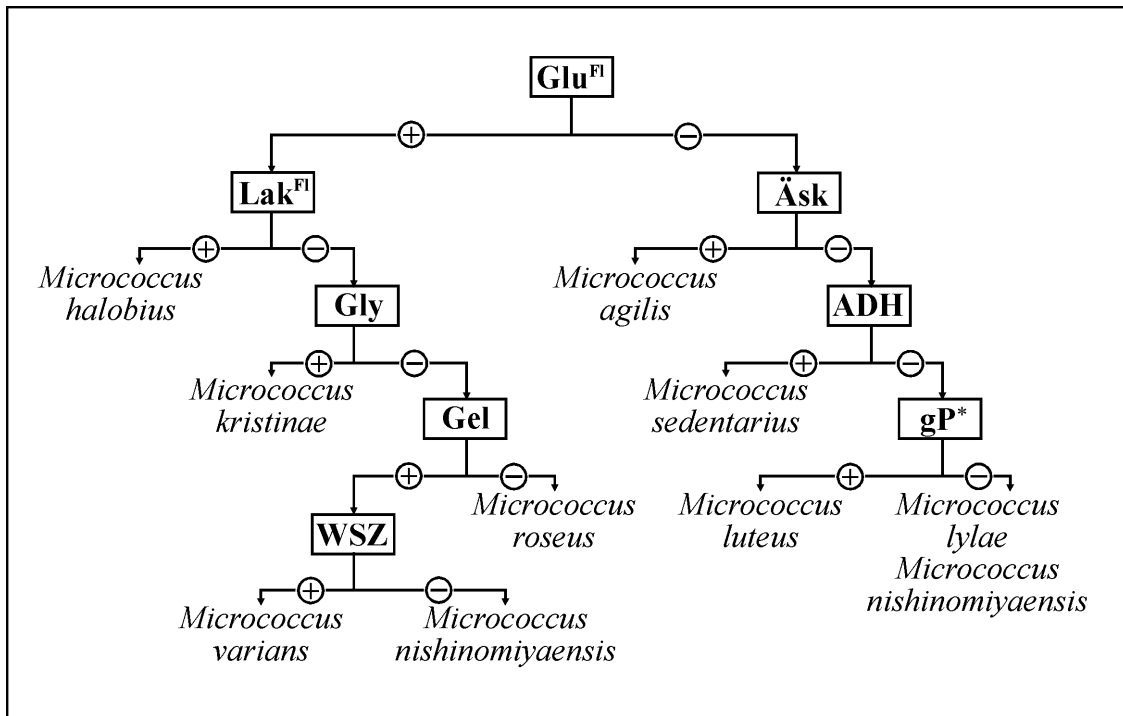


Abbildung 24: Differenzierungsschema für Isolate der Gattung *Micrococcus* (*gelbes Pigment)

Auffällig ist, daß sich die einzelnen Isolate anhand ihrer biochemischen Reaktionen identifizieren ließen, die Pigmentierungen der einzelnen Arten aber, mit Ausnahme von *Micrococcus luteus*, oft nicht mit den Literaturangaben (PETERS u. SCHUMACHER-PERDREAU 1992; Bergey's manual of determinative bacteriology, 9th edition 1994) übereinstimmten. Somit erscheint die von PETERS und SCHUMACHER-PERDREAU vorgeschlagene Methode, Mikrokokken allein anhand der Koloniefarbe zu differenzieren, für Isolate von Landschildkröten ungeeignet. Erst wenn eine biochemische Vordifferenzierung durchgeführt wird, erscheint in Einzelfällen das Kriterium Koloniefarbe zur Identifikation von Mikrokokken sinnvoll einsetzbar.

3.3.2.3.2 Streptococcaceae und andere grampositive katalasenegative Kokken bzw. kokkoide Bakterien

Alle Bakterien dieser Gruppe bildeten auf Blutagar winzige bis kleine (i. d. R. kleiner als 1 mm, maximal 2 mm große) Kolonien von hellgrauer bis grauer Farbe. Keines der untersuchten Isolate wies eine vollständige Hämolyse auf. Viele Isolate zeigten eine unvollständige Hämolyse.

Zur Differenzierung zwischen Enterokokken und anderen Bakterien dieser Gruppe wurden alle Isolate auf Kanamycin-Äskulin-Acit-Agar (KAA) in einer mit 5 Volumenprozent Kohlendioxid angereicherten Atmosphäre subkultiviert (Tabelle 14).

Tabelle 14: Kriterien zur Unterscheidung der Gattungen *Enterococcus* und anderer katalasenegativer grampositiver Kokken/kokkoider Bakterien

Bakteriengattung bzw. -gruppe	KAA
<i>Enterococcus</i> spp.	positiv
Andere katalasenegative grampositive Kokken/kokkoide Bakterien	negativ

3.3.2.3.2.1 *Enterococcus* spp.

Anhand der Angaben in Bergey's Manual of Determinative Bacteriology, 9th Edition (1994) und derer von QUINN et al. (1994) wurde das in Abbildung 25 dargestellte Schema zur Differenzierung von Enterokokken erarbeitet. Isolate, die anhand der genannten Literaturquellen nicht eindeutig identifiziert werden konnten, wurden als *Enterococcus* sp. benannt.

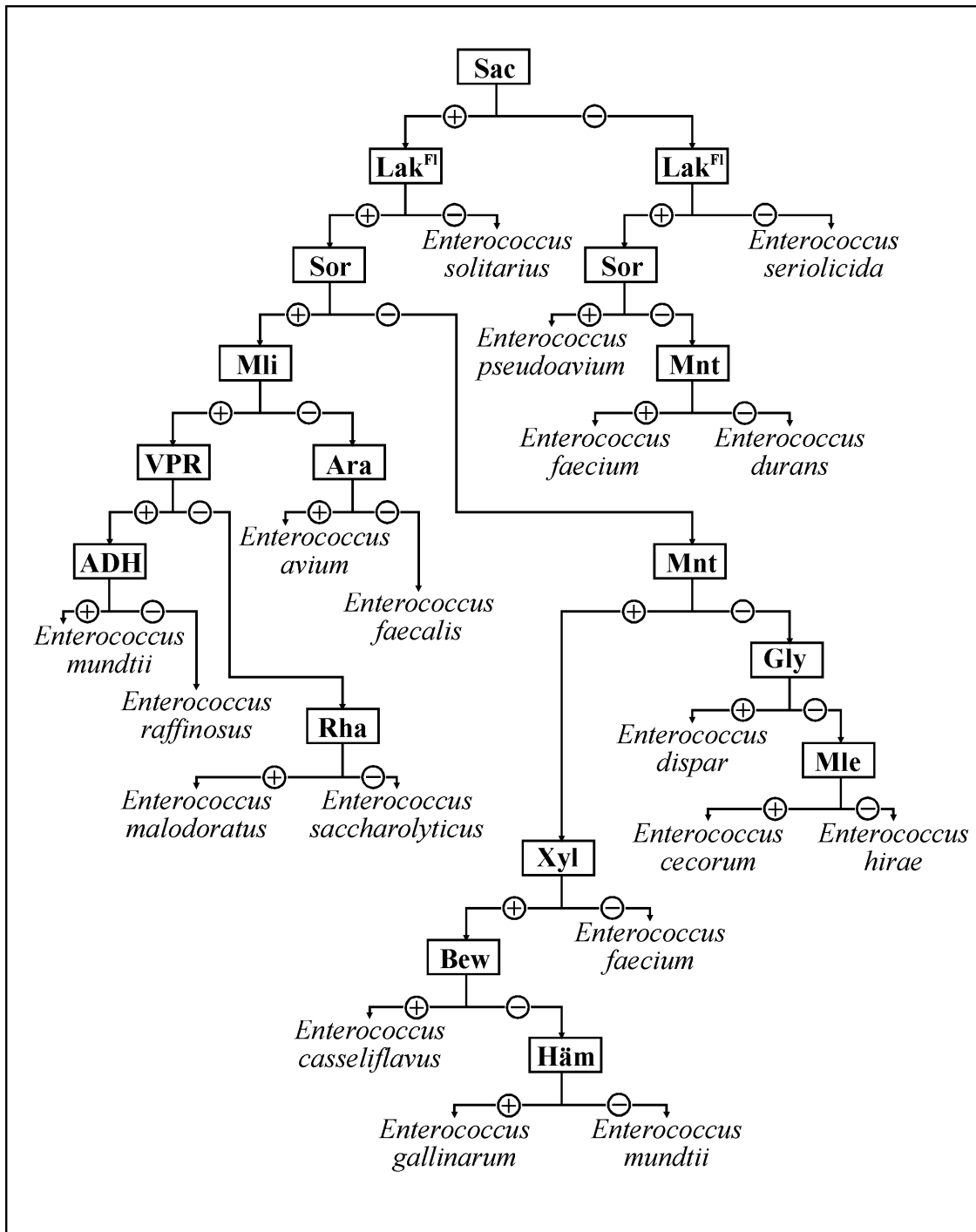


Abbildung 25: Differenzierungsschema für Isolate der Gattung Enterococcus

3.3.2.3.2 Streptococcus spp. und andere KAA-negative Bakterien

Die Taxonomie der Bakterien dieser Gruppe unterliegt derzeit einem Wandel. In Bergey's manual of determinative bacteriology, 9th edition (1994) wird darauf hingewiesen, daß die Differenzierung von Streptokokken und verwandten Bakterien leicht Probleme aufwerfen kann. Aus diesem Grund wurde versucht, die Isolate dieser Bakteriengruppe mit Hilfe des kommerziellen Identifikationssystems rapid ID 32 STREP (bio Mérieux) auszdifferenzieren.

Leider erwies sich dieses System für die von Landschildkröten isolierten Bakterien als wenig erfolgreich. Auch mit Hilfe der Identifizierungssoftware der Firma bio Mérieux* konnte nur ein Bruchteil der getesteten Isolate identifiziert werden. Die Software ermittelte Ergebnisse unterschiedlicher Qualitätsstufen. Alle Ergebnisse, die auf einer mindestens „akzeptablen“ Identifikation beruhten, wurden übernommen, diejenigen, die durch eine „zweifelhafte“ Identifikation zustande kamen, wurden ebenfalls übernommen, wurden aber durch Einklammern der Gattung bzw. Art kenntlich gemacht (Tabelle 15).

Tabelle 15: Differenzierung von Streptokokken und anderen KAA-negative Bakterien mittels rapid ID 32 STREP Testsystem

Gattung oder Art	Häm	numerisches Profil	Identifikation
<i>Lactococcus lactis</i> ssp. <i>lactis</i>	(+)	3033 6201 351	exzellent
<i>Streptococcus acidominimus</i>	(+)	0000 0010 000	sehr gut
<i>Gemella haemolysans</i>	(+)	0000 0100 000	gut
<i>Gemella morbillorum</i>	(+)	2000 0000 000	akzeptabel
(<i>Erysipelothrix rhusiopathiae</i>)*	(+)	7000 0200 000	zweifelhaft
(<i>Gemella haemolysans</i>)*	(+)	2000 0100 000	zweifelhaft
(<i>Listeria</i> sp.)*	(+)	6002 0601 050	zweifelhaft

*eingeklammert, da Ergebnis der Differenzierung auf einem „zweifelhaftem“ Ergebnis beruht, Häm = Hämolyse, (+) = unvollständig, sp. = Species, ssp. = Subspecies

Ein der Gattung *Listeria* zugeordnetes Isolat wurde aufgrund der zweifelhaften Identifikation nicht weitergehend differenziert.

Alle weiteren getesteten Isolate ergaben Identifikationsprofile, die der Qualitätsstufe „unakzeptierbar“ entsprachen. Um wiederum dennoch einen Vergleich der vor und nach der Winterruhe isolierten Bakterien vornehmen zu können, wurden die einzelnen Profile – wie in Tabelle 16 aufgelistet – numerisch gekennzeichnet (*Streptococcus* sp. 1 bis 14).

*laut persönlicher Mitteilung von Frau I. Jirauschek, Nürtingen am 20. Februar 1998

Tabelle 16: Benennung der unakzeptierbaren Testergebnisse des rapid ID 32 STREP Test-systems

Benennung	Häm	numerisches Profil
Streptococcus sp. 1	(+)	6202 4510 100
Streptococcus sp. 2	(+)	3022 0301 050
Streptococcus sp. 3	(+)	6002 0300 000
Streptococcus sp. 4	(+)	6002 0200 000
Streptococcus sp. 5	(+)	7022 0711 050
Streptococcus sp. 6	(+)	6002 0600 040
Streptococcus sp. 7	(+)	2002 0700 000
Streptococcus sp. 8	-	3022 0200 050
Streptococcus sp. 9	(+)	3122 0200 040
Streptococcus sp. 10	(+)	2122 0200 040
Streptococcus sp. 11	(+)	2002 0200 000
Streptococcus sp. 12	(+)	2102 0200 240
Streptococcus sp. 13	(+)	7133 6201 351
Streptococcus sp. 14	(+)	7100 0200 440

Häm = Hämolyse, (+) = unvollständig, - = keine, sp. = Species

Für ein Isolat stand kein ID 32 Strep Teststreifen mehr zur Verfügung. Da die vorausgehenden Ergebnisse, die mit diesem Testsystem erzielt wurden, nicht zufriedenstellend waren, wurde keine neue Packung des Testsystems erworben. Das Isolat wurde lediglich als Streptococcus sp. (ohne Nummer) bezeichnet.

3.4 Statistische Auswertung

Die vergleichende Auswertung der Häufigkeiten der Nachweise von Bakteriengruppen, -familien, -gattungen oder -arten sowie der Befallsintensität/semiquantitativ nachgewiesenen Bakterienmengen in den Zeiträumen vor und nach der Winterruhe erfolgte auf den Rechnern der Arbeitsgruppe Biomathematik und Datenverarbeitung des Fachbereichs Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität Gießen unter Verwendung des Statistikprogramm-pakets BMDP (DIXON 1993).

3.4.1 Vergleich der Nachweishäufigkeit

Zur Beschreibung der Daten wurden mit dem Programm BMDP4F zweidimensionale Häufigkeitstabellen mit der Angabe absoluter und relativer Häufigkeiten erstellt. Für die Beschreibung der durchschnittlichen Anzahl unterschiedlicher Bakterienarten auf bzw. in Kornea, Rachen und Kloake für die Zeiträume vor und nach der Winterruhe wurde für jede Lokalisation der arithmetische Mittelwert errechnet. Zum statistischen Vergleich der Nachweishäufigkeit einzelner Bakterienfamilien, -gattungen, -arten und Keimgruppen in den Zeiträumen vor und nach der Winterruhe (Häufigkeitsvergleich für qualitative – dichotome – Merkmale bei verbundenen Stichproben) wurde mit Hilfe des BiAS-Programms (Version 5.03) der McNemar-Symmetrie-Test (ACKERMANN 1994) durchgeführt. Da sowohl die Zunahme als auch die Abnahme der Nachweishäufigkeit überprüft werden sollten, wurde das Ergebnis des zweiseitigen exakten Tests mit folgender Benennung der Signifikanzen verwendet: $p=0,001$ hochsignifikant, $p=0,01$ signifikant, $p=0,05$ schwach signifikant, $p>0,05$ nicht signifikant.

3.4.2 Vergleich der Befallsintensität

Für den Vergleich der vor und nach der Winterruhe nachgewiesenen Befallsintensitäten wurden diese in Zahlenwerte transformiert. Die hochgradige Befallsintensität (+++) erhielt den Zahlenwert 3, mittelgradig (++) den Zahlenwert 2, geringgradig (+) den Wert 1 und geringstgradig ((+)) den Wert 0,5. Durch Addition der Zahlenwerte einer Lokalisation wurde jeweils für die Zeiträume vor und nach der Winterruhe die Gesamtkeimmenge für Kornea, Rachen und Kloake errechnet. Weiterhin wurden mit Hilfe der Zahlenwerte die durchschnittlichen Befallsintensitäten (arithmetische Mittel) für die einzelnen Zeiträume, Lokalisationen und Bakteriengruppen, -familien, -gattungen und -arten errechnet. Zur Überprüfung von Änderungen der Befallsintensität (quantitativer Vergleich) einzelner Bakteriengruppen, -familien, -gattungen und -arten beim Vergleich der Zeiträume vor und nach der Winterruhe wurde der Wilcoxon-Test für Paardifferenzen (ACKERMANN 1994) mit Hilfe des Programms BMDP3D durchgeführt. Zur Benennung von Signifikanzen wurden die unter 3.4.1 genannten Bezeichnungen verwendet.

4. ERGEBNISSE

4.1 Bakterienisolate der untersuchten Schildkröten

Von den 65 untersuchten Landschildkröten konnten insgesamt 1076 Bakterienisolate gewonnen werden. Diese konnten 79 verschiedenen Bakterienarten, 49 „artähnlichen Gruppen“ (aufgrund ihres Vermehrungsverhaltens und durchgeführter Tests sicher ansprech- und voneinander abgrenzbare Isolate, die nach gängigen Differenzierungsschemata nicht eindeutig identifiziert werden konnten) und 3 nicht weiter differenzierten Bakteriengattungen

zugeordnet werden (Tabelle 17 im Anhang 9.3). 981 der Bakterienisolate stammten von den 55 in die vergleichende Studie einbezogenen Tieren (Tabelle 18 bis 20). In Tabelle 1 (siehe Anhang 9.1) sind alle Bakterienisolate (mit Mengenbeschreibung (+) bis +++) von Kornea, Rachen und Kloake dieser Landschildkröten (Tier 1 bis 55) aufgelistet. In Tabelle 2 (siehe Anhang 9.2) sind die 95 Bakterienisolate (ebenfalls mit Mengenbeschreibung) derjenigen Tiere dargestellt, die während der Winterruhe auffällig wurden, erkrankten, starben oder zu spät nach der Winterruhe vom Besitzer entdeckt wurden (Tier 56 bis 65).

4.2 Beschreibung der aeroben Bakterienflora der 55 in die vergleichende Studie einbezogenen Landschildkröten unterteilt nach Lokalisationen

Zur Beschreibung der bakteriellen Besiedelung der Kornea, des Rachens und der Kloake vor und nach der Winterruhe wurden im folgenden die Bakterienisolate der jeweiligen Lokalisation zu Gruppen zusammengefaßt und getrennt nach den Probennahmezeiträumen dargestellt. Die zu den jeweiligen Keimgruppen gehörenden Bakterienfamilien und -gattungen sind den Tabellen 18 bis 20 zu entnehmen.

4.2.1 Beschreibung der aeroben Bakterienflora der Kornea

Insgesamt wurden von der Kornea der 55 in die statistische Auswertung einbezogenen Landschildkröten vor der Winterruhe 117 Isolate aus 26 verschiedenen Bakterienarten, „artähnlichen Gruppen“ (Isolate, die nach gängigen Differenzierungsschemata nicht eindeutig identifiziert werden konnten, die aber aufgrund ihres Vermehrungsverhaltens sowie einer Vielzahl durchgeführter Tests sicher ansprech- und voneinander abgrenzbar waren) und einer (nicht weiter differenzierten) Gattung gewonnen. Ein Isolat grampositiver Kokken ließ sich nicht subkultivieren und wurde als nicht identifizierbare grampositive Kokken gewertet. Nach der Winterruhe wurden 98 Isolate aus 37 verschiedenen Arten bzw. „artähnlichen Gruppen“ und einer (nicht weiter differenzierten) Gattung gewonnen. Die Anzahl der Isolate der jeweiligen Familie, Gattung und Keimgruppe ist in Tabelle 18 dargestellt.

Tabelle 18: Anzahl der Isolate von den Korneaabstrichen vor und nach der Winterruhe

Bakterienfamilie, -gattung oder -gruppe	Anzahl der Isolate	
	vor der Winterruhe	nach der Winterruhe
Micrococcus spp.	16	8
Staphylococcus spp.	37	10
<u>katalasepositive grampositive Kokken gesamt</u>	<u>53</u>	<u>18</u>
Streptococcus spp.	8	8
Enterococcus spp.	14	0
andere katalasenegative Kokken	1	6
<u>katalasenegative grampositive Kokken gesamt</u>	<u>23</u>	<u>14</u>
Bacillus spp.	3	1
andere grampositive Stäbchen	32	42
<u>grampositive Stäbchen gesamt</u>	<u>35</u>	<u>43</u>
Enterobacteriaceae	0	4
Aeromonas spp.	0	1
Actinobacillus spp.	0	0
Haemophilus spp.	0	1
Pasteurella spp.	5	7
<u>gramnegative Fermenter gesamt</u>	<u>5</u>	<u>13</u>
Xanthom./Pseudom. spp.	0	7
Acinetobacter spp.	0	1
Alcaligenes spp.	0	0
Flavobacterium spp.	0	2
Moraxella spp.	1	0
Neisseria spp.	0	0
<u>gramnegative Nonfermenter gesamt</u>	<u>1</u>	<u>10</u>
Summe der Bakterienisolate	117	98

Pseudom. = Pseudomonas, Xanthom. = Xanthomonas, spp. = Species (pl.)

4.2.1.1 Vor der Winterruhe

Vor der Winterruhe wurden von der Kornea von 39 Tieren nur grampositive Keime und von sechs Tieren eine Flora, die sich aus grampositiven und gramnegativen Keimen zusammensetzte, isoliert. Bei zehn Tieren konnten keine Bakterien aus den Korneaabstrichen angezüchtet werden.

Insgesamt wurde die Bakterienflora der Kornea von grampositiven Kokken dominiert (Abbildung 26). Sie machten 65 % aller Bakterienisolate aus. Innerhalb der Gruppe der grampositiven Kokken überwogen die katalasebildenden Arten (ca. 70 % der grampositiven Kokken). 30 % der Bakterienflora wurden von grampositiven Stäbchen gebildet, bei denen die coryneformen Bakterien den weitaus größten Anteil ausmachten. Nur 5 % gramnegative Bakterien wurden isoliert (4 % Fermenter, nur Pasteurella spp. und 1 % Nonfermenter).

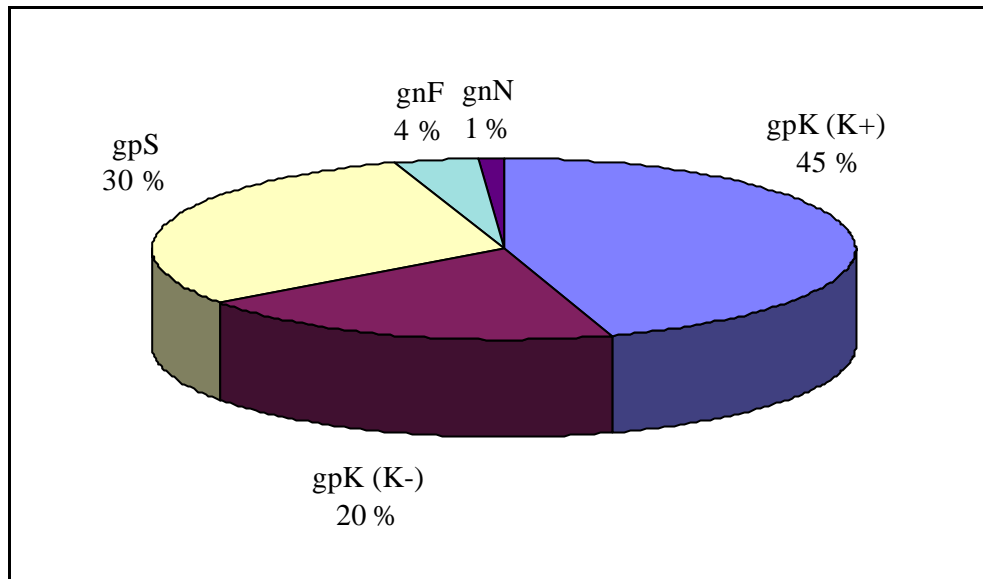


Abbildung 26: Zusammensetzung der aeroben Bakterienflora der Kornea vor der Winterruhe (gpK (K-) = katalasenegative grampositive Kokken, gpk (K+) = katalasepositive grampositive Kokken, gnN = gramnegative Nonfermenter, gnF = gramnegative Fermenter, gpS = grampositive Stäbchen)

4.2.1.2 Nach der Winterruhe

Nach der Winterruhe wurden von der Kornea von 16 Tieren nur grampositive Keime und von 18 Tieren eine Flora, die sich aus grampositiven und gramnegativen Keimen zusammensetzte, isoliert. Bei einem Tier wurden nur gramnegative Keime nachgewiesen und bei 20 Tieren konnten keine Bakterien aus den Korneaabstrichen angezüchtet werden.

Insgesamt bildeten die grampositiven Stäbchen die größte Gruppe (45 %) aller von der Kornea isolierten Bakterien (Abbildung 27). Wiederum wurde diese Bakteriengruppe von coryneformen Keimen dominiert. Die grampositiven Kokken machten 32 % aller Isolate aus, wobei das Verhältnis von katalasebildenden zu nicht-katalasebildenden Stämmen nahezu ausgeglichen war (18 % zu 14 %). 23 % der Bakterien entfielen auf die Gruppe der gramnegativen Bakterien (13 % Fermenter, 7 % Pseudomonaden und 3 % andere Nonfermenter).

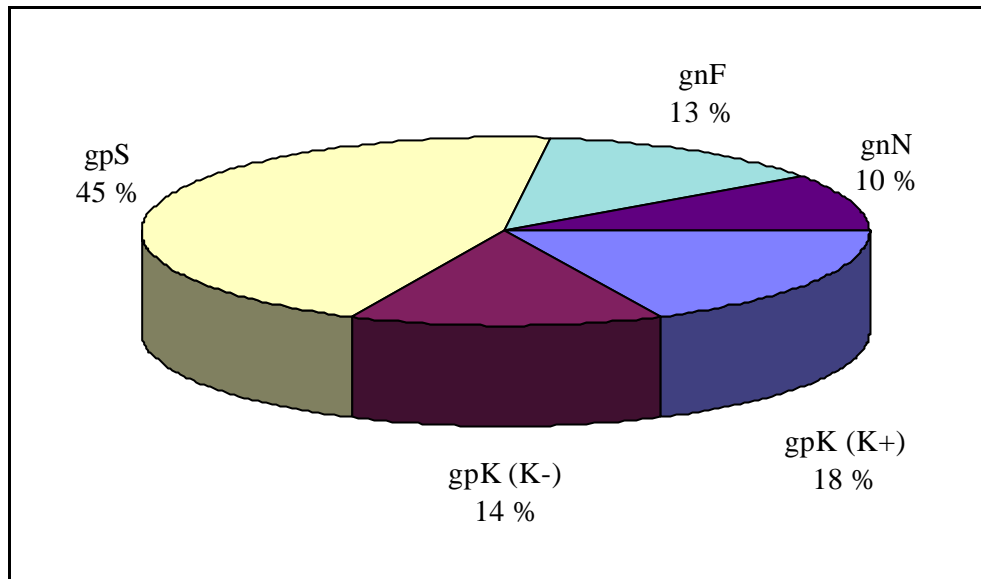


Abbildung 27: Zusammensetzung der aeroben Bakterienflora der Kornea nach der Winterruhe (gpK (K-) = katalasenegative grampositive Kokken, gpk (K+) = katalasepositive grampositive Kokken, gnN = gramnegative Nonfermenter, gnF = gramnegative Fermenter, gpS = grampositive Stäbchen)

4.2.2 Beschreibung der aeroben Bakterienflora des Rachens

Insgesamt wurden aus den Rachen der 55 in die statistische Auswertung einbezogenen Landschildkröten vor der Winterruhe 205 Isolate aus 42 verschiedenen Bakterienarten oder „artähnlichen Gruppen“ (Isolate, die nach gängigen Differenzierungsschemata nicht eindeutig identifiziert werden konnten, die aber aufgrund ihres Vermehrungsverhaltens sowie einer Vielzahl durchgeführter Tests sicher ansprech- und voneinander abgrenzbar waren) und einer (nicht weiter differenzierten) Gattung gewonnen. Zwei Isolate grampositiver Kokken ließen sich nicht subkultivieren und wurden als nicht identifizierbare grampositive Kokken gewertet. Nach der Winterruhe wurden 172 Isolate aus 46 Arten bzw. „artähnlichen Gruppen“ und einer (nicht weiter differenzierten) Gattung gewonnen. Auch nach der Winterruhe ließen sich zwei Isolate – diesmal gramnegative Stäbchen – nicht subkultivieren und wurden als nicht identifizierbare gramnegative Stäbchen gewertet. Die Anzahl der Isolate der jeweiligen Familie, Gattung und Keimgruppe ist in Tabelle 19 dargestellt.

Tabelle 19: Anzahl der Isolate aus den Rachen vor und nach der Winterruhe

Bakterienfamilie, -gattung oder -gruppe	Anzahl der Isolate	
	vor der Winterruhe	nach der Winterruhe
Micrococcus spp.	30	12
Staphylococcus spp.	21	4
<u>katalasepositive grampositive Kokken gesamt</u>	<u>51</u>	<u>16</u>
Streptococcus spp.	6	10
Enterococcus spp.	16	13
andere katalasenegative Kokken	2	0
<u>katalasenegative grampositive Kokken gesamt</u>	<u>24</u>	<u>23</u>
Bacillus spp.	2	5
andere grampositive Stäbchen	19	22
<u>grampositive Stäbchen gesamt</u>	<u>21</u>	<u>27</u>
Enterobacteriaceae	7	10
Aeromonas spp.	11	2
Actinobacillus spp.	19	8
Haemophilus spp.	0	0
Pasteurella spp.	43	59
<u>gramnegative Fermenter gesamt</u>	<u>80</u>	<u>79</u>
Xanthom./Pseudom. spp.	5	7
Acinetobacter spp.	5	5
Alcaligenes spp.	3	0
Flavobacterium spp.	16	14
Moraxella spp.	0	1
Neisseria spp.	0	0
<u>gramnegative Nonfermenter gesamt</u>	<u>29</u>	<u>27</u>
Summe der Bakterienisolate	205	172

Pseudom. = Pseudomonas, Xanthom. = Xanthomonas, spp. = Species (pl.)

4.2.2.1 Vor der Winterruhe

Vor der Winterruhe wurde aus den Rachen von 47 Tieren eine bakterielle Mischflora isoliert, die sich aus grampositiven und gramnegativen Keimen zusammensetzte. Bei vier Tieren wurde ebenfalls eine Mischflora nachgewiesen, die sich aber nur aus Bakterien gramnegativer Arten (aus unterschiedlichen Gattungen) zusammensetzte. Von zwei Tieren wurden nur grampositive Keime – ebenfalls jeweils aus unterschiedlichen Gattungen – isoliert und von zwei weiteren Tieren konnten keine Rachentupfer gewonnen werden.

Mehr als die Hälfte (53 %) der vor der Winterruhe aus den Rachen isolierten Bakterien gehörte zur Gruppe der gramnegativen Bakterien (Abbildung 28). Diese Gruppe setzte sich zu 73 % aus Fermentern und zu 27 % aus Nonfermentern zusammen. Über die Hälfte aller Fermenter wurde durch Pasteurellen und über die Hälfte der Nonfermenter durch

Flavobakterien repräsentiert. 37 % aller Isolate gehörten zu den grampositiven Kokken, wovon die katalasbildenden Arten 68 % und die nicht-katalasebildenden Arten 32 % ausmachten. Grampositive Stäbchen trugen nur zu 10 % zur Bakterienflora bei.

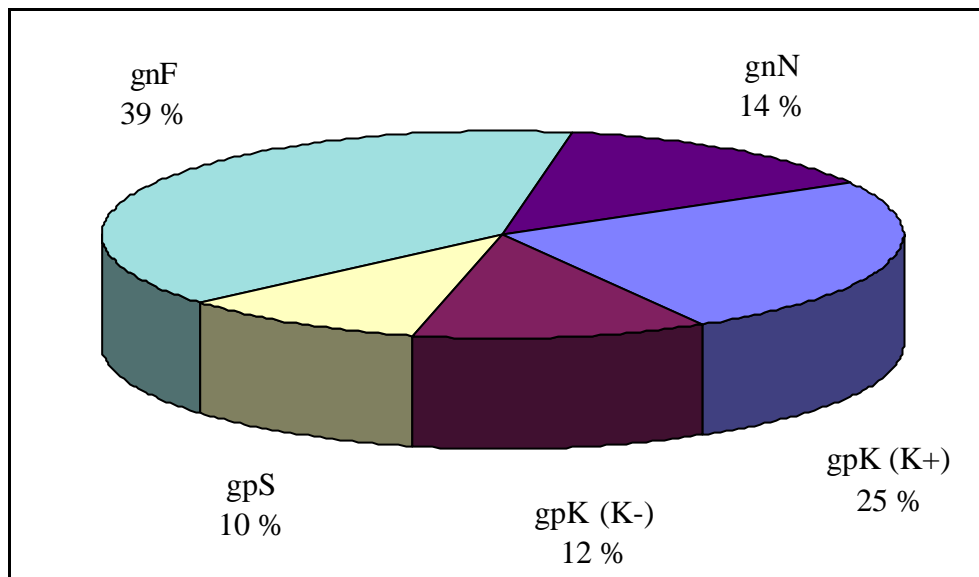


Abbildung 28: Zusammensetzung der aeroben Bakterienflora des Rachens vor der Winterruhe (gpK (K-) = katalasenegative grampositive Kokken, gpK (K+) = katalasepositive grampositive Kokken, gnN = gramnegative Nonfermenter, gnF = gramnegative Fermenter, gpS = grampositive Stäbchen)

4.2.2.2 Nach der Winterruhe

Nach der Winterruhe wurde aus den Rachen von 42 Tieren eine Mischflora isoliert, die sich aus grampositiven und gramnegativen Keimen zusammensetzte. Bei zwölf Tieren setzte sich die Mischflora nur aus Bakterien gramnegativer Arten zusammen. In drei Fällen stammten diese Keime aus unterschiedlichen Gattungen, in den anderen neun Fällen handelte es sich um Keime nur einer Gattung. Von einem Tier konnte kein Rachentupfer gewonnen werden.

Nach der Winterruhe stellten die gramnegativen Bakterien mit 62 % der isolierten Keime noch immer die stärkste Gruppe aller Isolate aus den Rachen der Schildkröten dar (Abbildung 29). Die Fermenter machten jetzt fast 75 % der gramnegativen Bakterien aus. Die Gruppe der Fermenter wurde deutlich von Pasteurellen dominiert (fast 75 % aller Isolate dieser Gruppe). 23 % der Isolate entfielen auf die Gruppe der grampositiven Kokken und 16 % auf die der grampositiven Stäbchen.

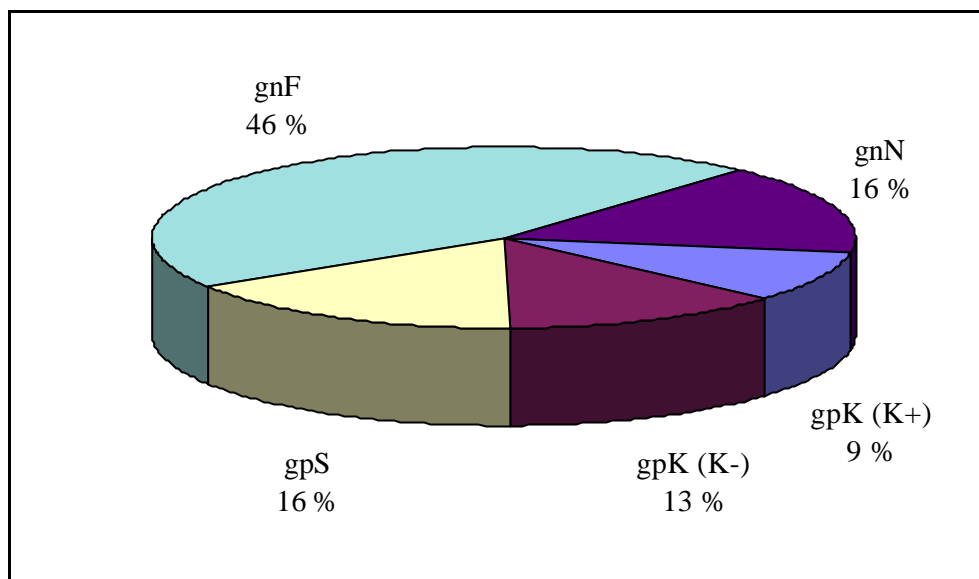


Abbildung 29: Zusammensetzung der aeroben Bakterienflora des Rachens nach der Winterruhe (gpK (K-) = katalasenegative grampositive Kokken, gpK (K+) = katalasepositive grampositive Kokken, gnN = gramnegative Nonfermenter, gnF = gramnegative Fermenter, gpS = grampositive Stäbchen)

4.2.3 Beschreibung der aeroben Bakterienflora der Kloake

Insgesamt wurden aus den Kloaken der 55 in die statistische Auswertung einbezogenen Landschildkröten vor der Winterruhe 195 Isolate aus 40 verschiedenen Bakterienarten oder „artähnlichen Gruppen“ (Isolate, die nach gängigen Differenzierungsschemata nicht eindeutig identifiziert werden konnten, die aber aufgrund ihres Vermehrungsverhaltens sowie einer Vielzahl durchgeführter Tests sicher ansprech- und voneinander abgrenzbar waren) sowie einer (nicht weiter differenzierten) Gattung und nach der Winterruhe 194 Bakterienisolate aus 47 verschiedenen Bakterienarten oder „artähnlichen Gruppen“ und einer (nicht weiter differenzierten) Gattung gewonnen. Die Anzahl der Isolate der jeweiligen Familie, Gattung und Keimgruppe ist in Tabelle 20 dargestellt.

Tabelle 20: Anzahl der Isolate aus den Kloaken vor und nach der Winterruhe

Bakterienfamilien, -gattungen oder -gruppen	Anzahl der Isolate	
	vor der Winterruhe	nach der Winterruhe
Micrococcus spp.	2	5
Staphylococcus spp.	5	0
<u>katalasepositive grampositive Kokken gesamt</u>	<u>7</u>	<u>5</u>
Streptococcus spp.	8	7
Enterococcus spp.	24	3
andere katalasenegative Kokken	0	6
<u>katalasenegative grampositive Kokken gesamt</u>	<u>32</u>	<u>16</u>
Bacillus spp.	11	5
andere grampositive Stäbchen	70	69
<u>grampositive Stäbchen gesamt</u>	<u>81</u>	<u>74</u>
Enterobacteriaceae	48	49
Aeromonas spp.	2	2
Actinobacillus spp.	0	0
Haemophilus spp.	0	0
Pasteurella spp.	19	17
<u>gramnegative Fermenter gesamt</u>	<u>69</u>	<u>68</u>
Xanthom./Pseudom. spp.	0	6
Acinetobacter spp.	4	4
Alcaligenes spp.	0	8
Flavobacterium spp.	1	9
Moraxella spp.	0	4
Neisseria spp.	1	0
<u>gramnegative Nonfermenter gesamt</u>	<u>6</u>	<u>31</u>
Summe der Bakterienisolate	195	194

Pseudom. = Pseudomonas, Xanthom. = Xanthomonas, spp. = Species (pl.)

4.2.3.1 Vor der Winterruhe

Vor der Winterruhe wurde aus den Kloaken von 47 Tieren eine sich aus grampositiven und gramnegativen Keimen zusammensetzende Mischflora isoliert. Von drei Tieren wurde eine gramnegative Mischflora gewonnen, die sich aus Bakterien verschiedener Gattungen zusammensetzte. Bei fünf Tieren setzte sich die Bakterienflora nur aus Bakterien grampositiver Arten (wiederum aus verschiedenen Gattungen) zusammen.

Insgesamt wurde die Bakterienflora der Kloaken vor der Winterruhe von grampositiven Keimen dominiert (Abbildung 30). Grampositive Stäbchen machten ca. 42 % und grampositive Kokken 20 % der gesamten Bakterienisolate aus. Die Kokken setzten sich zu 82 % aus nicht-katalasebildenden (davon wiederum 75 % Enterokokken) und zu 18 % aus katalasebildenden Arten zusammen. Die gramnegativen Bakterien trugen mit 38 % zur

Gesamtflora bei und wurden von Fermentern dominiert (92 % der gramnegativen Bakterien bzw. 35 % der Gesamtflora), welche sich überwiegend aus Enterobacteriaceae zusammensetzten. Nur 3 % der Bakterienflora bestand aus gramnegativen Nonfermentern.

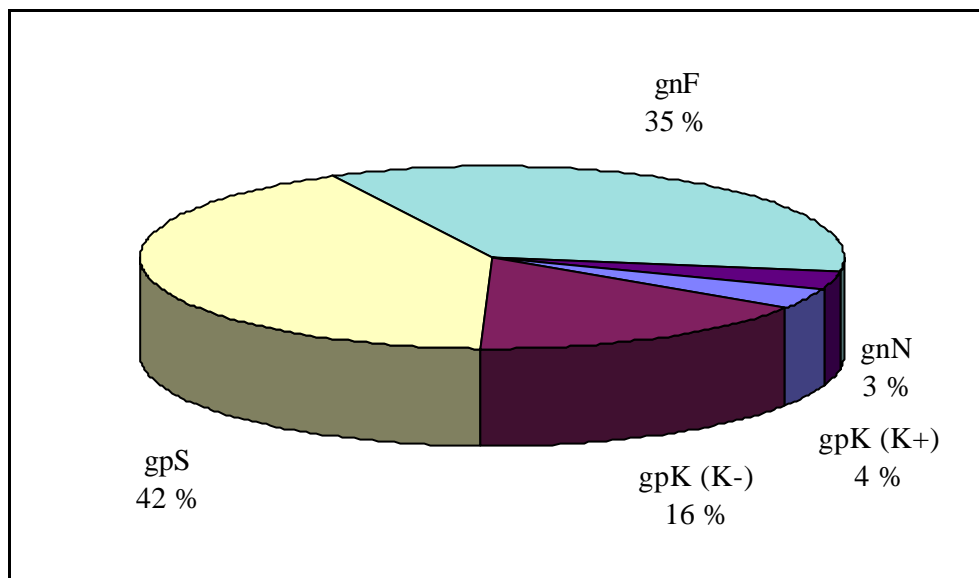


Abbildung 30: Zusammensetzung der aeroben Bakterienflora der Kloake vor der Winterruhe (gpK (K-) = katalasenegative grampositive Kokken, gpK (K+) = katalasepositive grampositive Kokken, gnN = gramnegative Nonfermenter, gnF = gramnegative Fermenter, gpS = grampositive Stäbchen)

4.2.3.2 Nach der Winterruhe

Nach der Winterruhe wurde ebenfalls aus den Kloaken von 47 Tieren eine Mischflora, bestehend aus Keimen grampositiver und gramnegativer Arten, isoliert. Bei sechs Tieren setzte sich eine Mischflora nur aus Bakterien gramnegativer Arten zusammen. In vier dieser Fälle stammten die Keime aus unterschiedlichen Gattungen, in den beiden anderen Fällen nur aus einer Gattung. Von zwei Tieren wurde eine grampositive Mischflora isoliert.

Insgesamt wurde ca. eine Hälfte (51 %) der Bakterienflora von gramnegativen Bakterien repräsentiert (Abbildung 31). Die Fermenter machten noch immer 35 % der Gesamtflora aus, die Nonfermenter jetzt aber 16 %. Die Fermenter wurden weiterhin von den Enterobacteriaceae dominiert. Die andere Hälfte der Flora setzte sich aus grampositiven Stäbchen (38 % der Gesamtflora) und grampositiven Kokken (11 % der Gesamtflora) zusammen. Ca. 75 % der grampositiven Kokken entfielen auf katalasenegative Stämme.

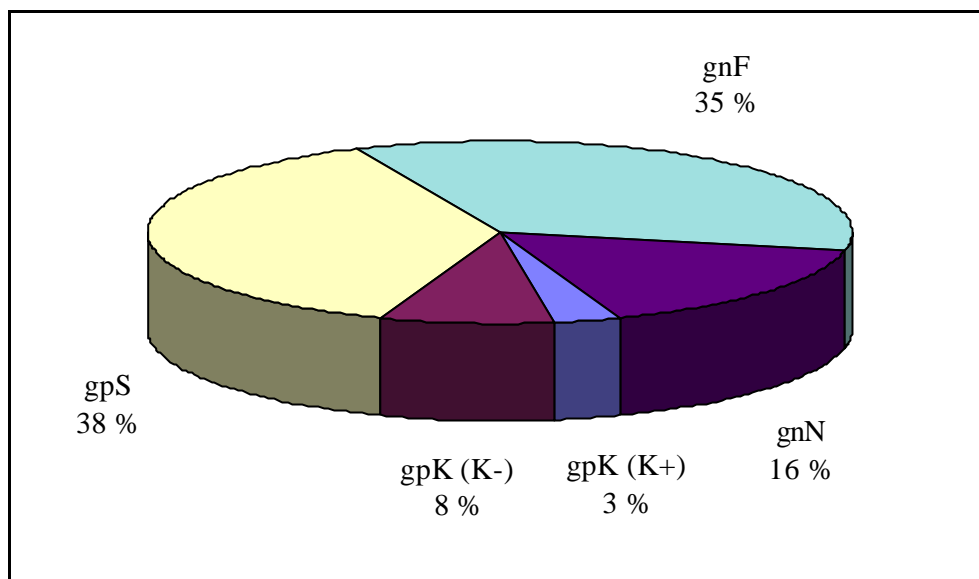


Abbildung 31: Zusammensetzung der aeroben Bakterienflora der Kloake nach der Winterruhe (gpK (K-) = katalasenegative grampositive Kokken, gpk (K+) = katalasepositive grampositive Kokken, gnN = gramnegative Nonfermenter, gnF = gramnegative Fermenter, gpS = grampositive Stäbchen)

4.3 Vergleich der Bakterienfloren der untersuchten Tiere vor und nach der Winterruhe

Vor der Winterruhe wurden von der **Kornea** der 55 in die statistische Auswertung einbezogenen Landschildkröten im Durchschnitt 2,13 (minimal null, maximal fünf) und nach der Winterruhe 1,80 (minimal null, maximal fünf) verschiedene Bakterienarten isoliert. Bei 38 Tieren konnte nach der Winterruhe keine der Bakterienarten mehr nachgewiesen werden, die vor der Winterruhe bei diesem Tier isoliert worden waren. Bei 15 Tieren wurde eine und nur bei zwei Tieren wurden zwei Bakterienarten reisoliert. Bei den beiden letztgenannten Tieren wurden vor der Winterruhe drei bzw. vier und nach der Winterruhe jeweils drei verschiedene Keimarten nachgewiesen.

Aus den **Rachen** wurden vor der Winterruhe durchschnittlich 3,75 (mindestens zwei, maximal sechs) und nach der Winterruhe 3,18 (mindestens zwei, maximal sechs) verschiedene Keimspezies isoliert. Bei 29 Tieren gab es keinerlei Übereinstimmungen hinsichtlich der vor und nach der Winterruhe isolierten Bakterienarten. Bei 22 Tieren wurde eine und nur bei zwei Tieren wurden zwei Arten nach der Winterruhe erneut angezüchtet.

Die Ergebnisse aus den **Kloaken** waren denen der Rachen sehr ähnlich. Im Durchschnitt wurden vor der Winterruhe 3,55 und nach der Winterruhe 3,56 (jeweils mindestens eine, maximal fünf bzw. sechs) unterschiedliche Bakterienarten isoliert. In 17 Fällen konnte keine, in 31 Fällen eine, in fünf Fällen zwei und in zwei Fällen drei der vor der Winterruhe gewonnenen Keime auch nach der Winterruhe nachgewiesen werden. In keinem Fall war die nachweisbare Bakterienflora vor und nach der Winterruhe identisch.

Somit läßt sich sagen, daß keines der Tiere nach der Winterruhe die gleiche Bakterienflora aufwies wie vor der Winterruhe und daß es bei allen Tieren im Verlauf der Winterruhe zu einer Neuzusammensetzung der Flora auf der Kornea sowie in Rachen und Kloake kam.

4.4 Statistischer Vergleich der Nachweishäufigkeiten der isolierten Bakterienfamilien, -gattungen, -arten und Keimgruppen (qualitative Auswertung der Tiere 1 bis 55)

In Tabelle 21 sind die Ergebnisse der statistischen Auswertung der Änderung der Nachweishäufigkeiten für die Bakteriengattungen und -gruppen dargestellt, für die beim Vergleich der Zeiträume vor und nach der Winterruhe signifikante Unterschiede ermittelt wurden. Für nicht signifikante Ergebnisse wurde keine Probabilität (p) angegeben. Für die statistische Beschreibung der Veränderung der qualitativen Zusammensetzung der Bakterienflora vor und nach der Winterruhe sind nur die Fälle relevant, in denen ein Keim einer bestimmten Familie, Gattung oder Gruppe vor der Winterruhe isoliert werden konnte und dies nach der Winterruhe nicht mehr möglich war (und umgekehrt). Fälle, in denen ein Keim sowohl vor als auch nach der Winterruhe nachgewiesen bzw. nicht nachgewiesen wurde, sind für die qualitative Auswertung unbedeutend und aus diesem Grund nicht aufgeführt. Der Übersichtlichkeit halber sind in Tabelle 21 nur Bakteriengattungen und -gruppen aufgeführt. Sofern für einzelne Bakterienarten statistisch signifikante Unterschiede ermittelt wurden, sind diese im Text der Kapitel 4.4.1.1 bis 4.4.2.3 beschrieben.

Tabelle 21: Vergleich der Nachweishäufigkeit einzelner Bakteriengattungen und -gruppen

Bakteriengattung oder -gruppe	Kornea			Rachen			Kloake		
	pos/ neg*	neg/ pos ⁺	p	pos/ neg	neg/ pos	p	pos/ neg	neg/ pos	p
katalasepositive grampositive Kokken	27	6	0,0003	28	5	0,0001	5	4	
Enterococcus spp.	14	0	0,0001	12	7		21	2	0,0001
katalasenegative grampositive Kokken	21	7	0,0125	13	12		26	7	0,0013
grampositive Kokken gesamt	26	6	0,0005	23	6	0,0023	23	9	0,0200
Aeromonas spp.	0	1	#	10	2	0,0039	2	2	
Pseudomonas spp.	0	6	0,0312	5	7		0	4	
Alcaligenes spp.	0	0		3	0		0	8	0,0078
Flavobacterium spp.	0	2		11	8		1	8	0,0391
gramnegative Nonfermenter	1	8	0,0391	15	14		3	22	0,0002

p = Probabilität, *pos/neg = Anzahl der Tiere, bei denen vor der Winterruhe eine Bakterienart der jeweiligen Gruppe oder Gattung nachgewiesen wurde, nach der Winterruhe aber nicht mehr, ⁺neg/pos = Anzahl der Tiere, bei denen vor der Winterruhe ein Keim der entsprechenden Gruppe oder Gattung nicht – dafür aber nach der Winterruhe – nachgewiesen wurde, #kein Eintrag = nicht signifikant

4.4.1 Vergleich der Zeiträume vor und nach der Winterruhe für die drei untersuchten Lokalisationen

4.4.1.1 Kornea

Von 27 Tieren, bei denen nach der Winterruhe keine katalasebildenden grampositiven Kokken mehr auf der Kornea nachweisbar waren, konnte vor der Winterruhe mindestens ein Isolat dieser Bakteriengruppe isoliert werden. Bei sechs Tieren verhielt es sich umgekehrt, d. h. bei ihnen wurde vor der Winterruhe keine, nach der Winterruhe aber mindestens eine Art der o. g. Keimgruppe gefunden. Dieser Abfall der Nachweishäufigkeit (27:6) ist hochsignifikant ($p=0,0003$). Auch bei den katalasenegativen grampositiven Kokken ist ein Rückgang der Nachweishäufigkeit darstellbar (21:7, $p=0,0125$), der zu einem großen Teil durch den starken Rückgang der Enterokokken (14:0, $p=0,0001$) sowie der Streptococcus sp. 8 (7:0, $p=0,0156$) bedingt wird. Somit ergibt sich für die gesamte Gruppe der grampositiven Kokken ein hochsignifikanter Rückgang der Nachweishäufigkeit beim Vergleich der Zeiträume vor und nach der Winterruhe (26:6, $p=0,0005$) (Abbildung 32).

Gramnegative Nonfermenter waren auf der Kornea nach der Winterruhe signifikant häufiger als vor der Winterruhe nachweisbar (1:8, $p=0,0391$) (Abbildung 32). Diese Steigerung wird vom signifikanten Anstieg der Nachweishäufigkeit von Pseudomonaden (0:6, $p=0,0312$) mitgetragen.

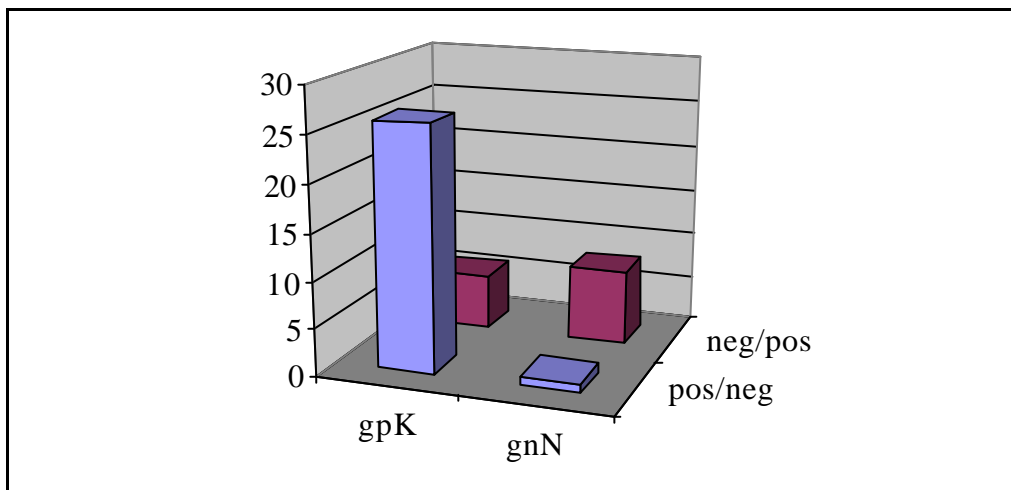


Abbildung 32: Hauptsächliche Unterschiede der bakteriellen Besiedelung der Kornea vor und nach der Winterruhe (0 - 30 = Anzahl der Tiere, gpK = grampositive Kokken, gnN = gramnegative Nonfermenter, pos/neg = Anzahl der Tiere, bei denen vor der Winterruhe eine Bakterienart der jeweiligen Gruppe nachgewiesen wurde, nach der Winterruhe aber nicht mehr, neg/pos = Anzahl der Tiere, bei denen vor der Winterruhe ein Keim der entsprechenden Gruppe nicht – dafür aber nach der Winterruhe – nachgewiesen wurde)

4.4.1.2 Rachen

Ebenso wie auf der Kornea waren grampositive Kokken im Rachen nach der Winterruhe deutlich seltener nachweisbar als dies vor der Winterruhe der Fall war (23:6, $p=0,0023$) (Abbildung 33). Während nicht-katalasebildende Arten keinem deutlichen Wandel unterlagen (13:12, nicht signifikant), verzeichneten die katalasepositiven Arten eine hoch signifikante Änderung (28:5, $p=0,0001$). Besonders fiel die Art *Staphylococcus xylosus* auf (11:1, $p=0,0063$).

Auch bei den Aeromonaden fiel die Nachweishäufigkeit nach der Winterruhe signifikant ab (10:2, $p=0,0385$) (Abbildung 33). Auffälligste Art war hier *Aeromonas eucrenophila* (8:1, $p=0,0390$). Zu einem Abfall der Isolationshäufigkeit kam es ebenfalls bei *Actinobacillus rossii* (13:4, $p=0,0490$). Im Gegensatz dazu wurden Pasteurellen nach der Winterruhe häufiger nachgewiesen (*Pasteurella haemolytica* 0:8, $p=0,0078$; *Pasteurella marii* 6:18, $p=0,0226$). Da *Pasteurella testudinis* aber sowohl vor als auch nach der Winterruhe sehr oft im Rachen isoliert wurde, ergab sich für die gesamte Gattung Pasteurella keine signifikante Änderung. Für die gesamte Gruppe der gramnegativen Bakterien ergab sich ebenfalls keine signifikante Veränderung.

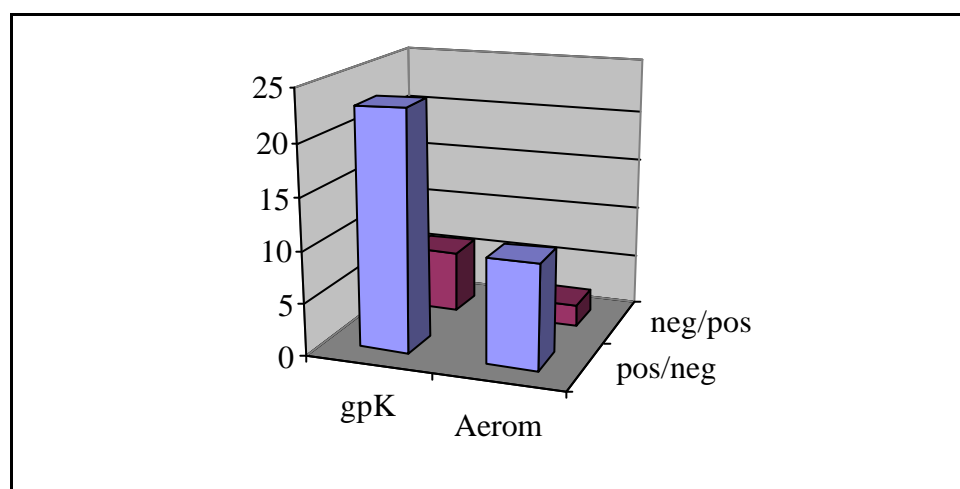


Abbildung 33: Hauptsächliche Unterschiede der bakteriellen Besiedelung des Rachens vor und nach der Winterruhe (0 - 25 = Anzahl der Tiere, gpK = grampositive Kokken, Aerom = Aeromonaden, pos/neg = Anzahl der Tiere, bei denen vor der Winterruhe eine Bakterienart der jeweiligen Gruppe nachgewiesen wurde, nach der Winterruhe aber nicht mehr, neg/pos = Anzahl der Tiere, bei denen vor der Winterruhe ein Keim der entsprechenden Gruppe nicht – dafür aber nach der Winterruhe – nachgewiesen wurde)

4.4.1.3 Kloake

Wie auf der Kornea und im Rachen kam es - beim Vergleich der Zeiträume - auch in der Kloake nach der Winterruhe zu einem signifikanten Abfall der Nachweishäufigkeit von

grampositiven Kokken (23:9, $p=0,0201$). Wie auf der Kornea war die Reduktion vor allem bei den Enterokokken zu verzeichnen (21:2, $p=0,0001$).

Bei den grampositiven Stäbchen waren gegenläufige Tendenzen abzulesen. Während die Nachweishäufigkeit von *Propionibacterium acnes* (4:25, $p=0,0001$) und des fermentierenden coryneformen Bakteriums 3 (0:12, $p=0,0005$) nach der Winterruhe hoch signifikant zunahm, nahm die des fermentierenden coryneformen Bakteriums 4 (17:6, $p=0,0347$) und die des nicht-fermentierenden coryneformen Bakteriums 1 (16:4, $p=0,0118$) signifikant ab.

Bei den gramnegativen Bakterien war ein signifikanter Anstieg der Nachweishäufigkeit von *Alcaligenes* und *Flavobacterium* spp. nach der Winterruhe zu verzeichnen (0:8, $p=0,0078$ bzw. 1:8, $p=0,0391$). Besonders auffällig war *Flavobacterium odoratum* (0:6, $p=0,0313$). Insgesamt ergab sich ein hochsignifikanter Anstieg der Nachweishäufigkeit von gramnegativen Nonfermenter (3:22, $p=0,0002$).

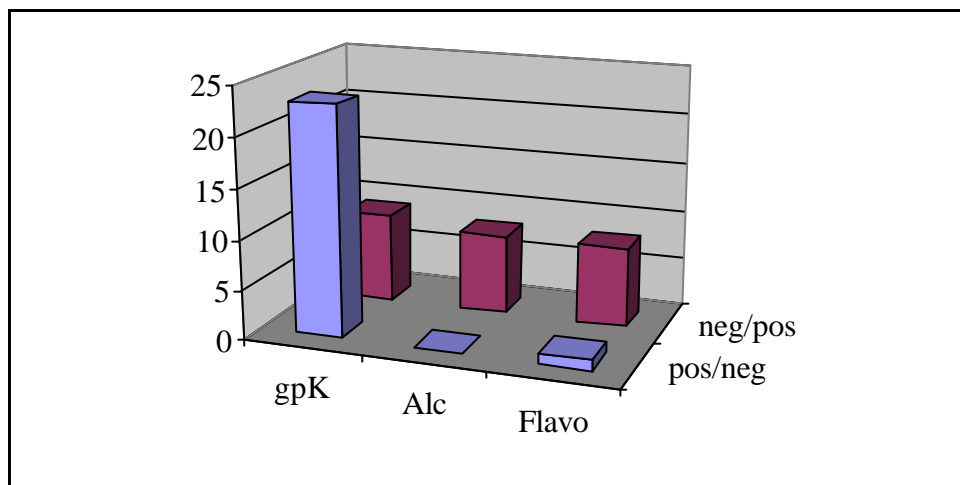


Abbildung 34: Hauptsächliche Unterschiede der bakteriellen Besiedelung der Kloake vor und nach der Winterruhe (0 - 25 = Anzahl der Tiere, gpK = grampositive Kokken, Alc = *Alcaligenes* spp., Flavo = *Flavobacterium* spp., pos/neg = Anzahl der Tiere, bei denen vor der Winterruhe eine Bakterienart der jeweiligen Gruppe nachgewiesen wurde, nach der Winterruhe aber nicht mehr, neg/pos = Anzahl der Tiere, bei denen vor der Winterruhe ein Keim der entsprechenden Gruppe nicht – dafür aber nach der Winterruhe – nachgewiesen wurde)

4.4.2 Vergleich der Zeiträume vor und nach der Winterruhe für ausgewählte Bakteriengruppen

4.4.2.1 Grampositive Kokken

In allen drei untersuchten Lokalisationen kam es nach der Winterruhe (beim Vergleich mit dem Zeitraum vor der Winterruhe) zu einem Absinken der Nachweishäufigkeit von grampositiven Kokken (Abbildung 35).

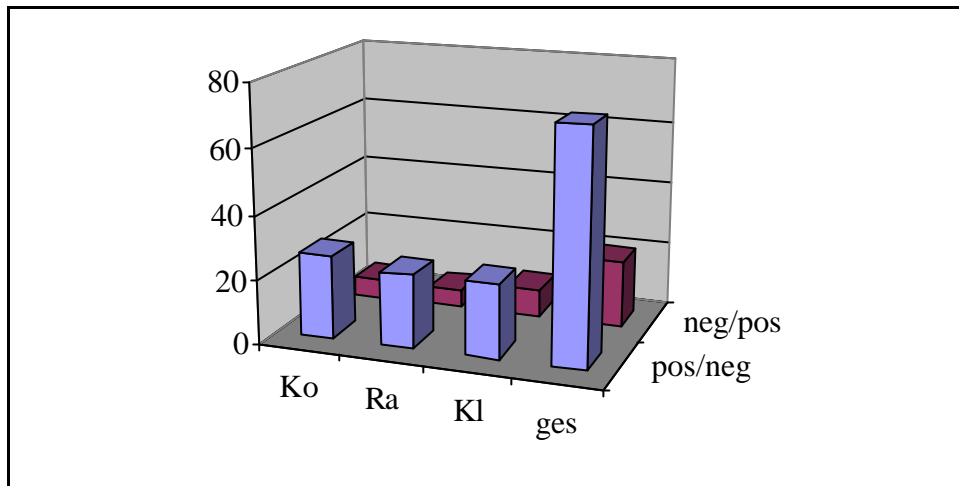


Abbildung 35: Abnahme der Nachweishäufigkeit der grampositiven Kokken (0 - 80 = Anzahl der Tiere, Ko = Kornea, Ra = Rachen, Kl = Kloake, ges = gesamt, pos/neg = Anzahl der Tiere, bei denen vor der Winterruhe eine Bakterienart der jeweiligen Gruppe nachgewiesen wurde, nach der Winterruhe aber nicht mehr, neg/pos = Anzahl der Tiere, bei denen vor der Winterruhe ein Keim der entsprechenden Gruppe nicht – dafür aber nach der Winterruhe – nachgewiesen wurde)

Während sich für die Streptokokken keine Unterschiede ergaben, kam es bei den Enterokokken nach der Winterruhe sowohl auf der Kornea als auch in Rachen und Kloake zu einem deutlichen Abfall der Nachweishäufigkeit. Der Rückgang der Nachweishäufigkeit auf der Kornea und in der Kloake war hochsignifikant, der des Rachens zwar zu verzeichnen aber statistisch nicht signifikant. In der Gruppe der katalasebildenden grampositiven Kokken war nach der Winterruhe ein hochsignifikanter Rückgang der Isolierbarkeit von der Kornea und aus dem Rachen feststellbar. In der Kloake war kein Unterschied aufzeigbar. Es muß aber bedacht werden, daß diese Keimgruppe insgesamt zu beiden Probennahmezeiträumen aus der Kloake nur sehr selten isoliert wurde.

4.4.2.2 Grampositive Stäbchen

Für die Gesamtheit aller grampositiver Stäbchen ergab sich kein statistisch nachweisbarer Unterschied beim Vergleich der Zeiträume vor und nach der Winterruhe. Unterschiede, die keine einheitliche Tendenz erkennen ließen, ergaben sich nur für einzelne – aus der Kloake isolierte – Arten (*Propionibacterium acnes* = 4:25, $p = 0,0001$; fermentierendes coryneformes Bakterium 4 = 17:6, $p = 0,0347$; nicht-fermentierendes coryneformes Bakterium 1 = 16:4, $p = 0,0118$).

4.4.2.3 Gramnegative Bakterien

Innerhalb der gramnegativen Bakterien konnten bei den Fermentern nur für einzelne Bakterienarten und nur im Rachen statistisch signifikante Unterschiede nachgewiesen werden. Auch hier war keine einheitliche Tendenz erkennbar (*Aeromonas eucrenophila* = 8:1, $p = 0,0391$; *Actinobacillus rossii* = 13:4, $p = 0,0490$; *Pasteurella haemolytica* = 0:8, $p = 0,0078$; *Pasteurella marii* = 6:18, $p = 0,0227$). Im Gegensatz dazu kam es bei den Nonfermentern nach der Winterruhe zu einem deutlichen Anstieg der Nachweishäufigkeit. Die Keime dieser Bakteriengruppe wurden nach der Winterruhe von der Kornea signifikant ($p = 0,0391$) und aus der Kloake hochsignifikant ($p = 0,0002$) häufiger als vor der Winterruhe isoliert (Abbildung 36). Diese Tendenz ließ sich im Rachen jedoch nicht nachweisen.

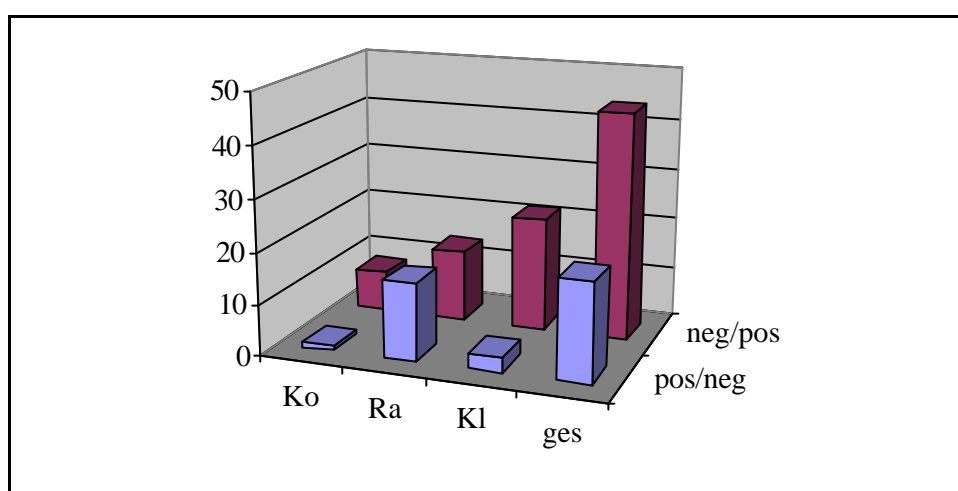


Abbildung 36: Zunahme der Nachweishäufigkeit der gramnegativen Nonfermenter (0 - 50 = Anzahl der Tiere, Ko = Kornea, Ra = Rachen, Kl = Kloake, ges = gesamt, pos/neg = Tiere, bei denen vor der Winterruhe eine Bakterienart der jeweiligen Gruppe nachgewiesen wurde, nach der Winterruhe aber nicht mehr, neg/pos = Tiere, bei denen vor der Winterruhe ein Keim der entsprechenden Gruppe nicht – dafür aber nach der Winterruhe – nachgewiesen wurde)

4.5 Statistischer Vergleich der Befallsintensitäten von Kornea, Rachen und Kloake vor und nach der Winterruhe (semiquantitative Auswertung der Tiere 1 bis 55)

4.5.1 Kornea

Nach der Winterruhe wurde von der Kornea der 55 Landschildkröten eine hochsignifikant geringere Befallsintensität an grampositiven Kokken als vor der Winterruhe nachgewiesen (durchschnittliche Befallsintensität vor der Winterruhe 2,24, nach der Winterruhe 0,75, $p=0,0001$). Bei den grampositiven Stäbchen ergab sich keine statistisch signifikante Änderung. Die Befallsintensität mit gramnegativen Bakterien erhöhte sich von durchschnittlich 0,22 (vor der Winterruhe) auf 0,76 (nach der Winterruhe) ($p=0,0156$).

Insgesamt reduzierte sich die semiquantitativ bestimmte Keimmenge der Kornea aufgrund des starken Abnehmens der grampositiven Kokken um 21,7 % (Abbildung 37).

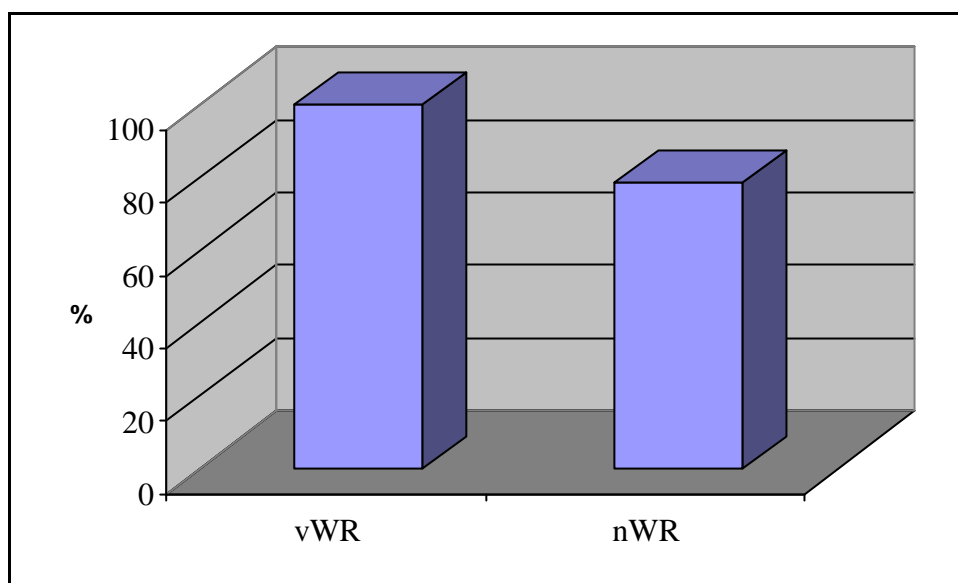


Abbildung 37: Vergleich der Gesamtkeimmenge der Kornea vor und nach der Winterruhe (Keimmenge vor der Winterruhe = 100 %, vWR = vor der Winterruhe, nWR = nach der Winterruhe)

4.5.2 Rachen

Im Rachen ergaben sich beim Vergleich der Befallsintensität mit gramnegativen Bakterien vor und nach der Winterruhe keine statistisch signifikanten Unterschiede. Gleiches galt auch für die grampositiven Stäbchen. Die mittlere Befallsintensität mit grampositiven Kokken verringerte sich von 2,87 (vor der Winterruhe) auf 1,62 (nach der Winterruhe) ($p=0,0014$). Insgesamt war eine Reduktion der Keimmenge um 25,3 % zu verzeichnen (Abbildung 38).

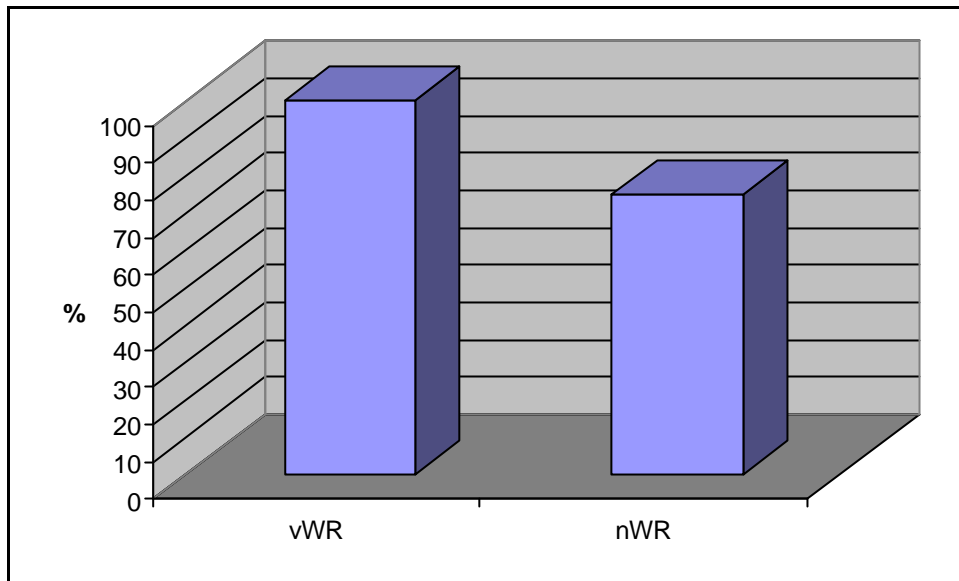


Abbildung 38: Vergleich der Gesamtkeimmenge des Rachens vor und nach der Winterruhe (Keimmenge vor der Winterruhe = 100 %, vWR = vor der Winterruhe, nWR = nach der Winterruhe)

4.5.3 Kloake

In der Kloake wurde insgesamt eine geringgradige Verminderung der gesamten Keimmenge um 1,2 % (Abbildung 39) errechnet obwohl es zu einem signifikanten Anstieg der Anzahl der gramnegativen Bakterien im Laufe der Winterruhe kam (durchschnittliche Befallsintensität vor der Winterruhe 3,36, nach der Winterruhe 4,02, $p = 0,0239$). Dieser wurde durch die (statistisch nicht signifikante) Abnahme der grampositiven Bakterien nicht nur aufgehoben sondern sogar geringfügig in eine Verminderung der Gesamtkeimzahl umgekehrt.

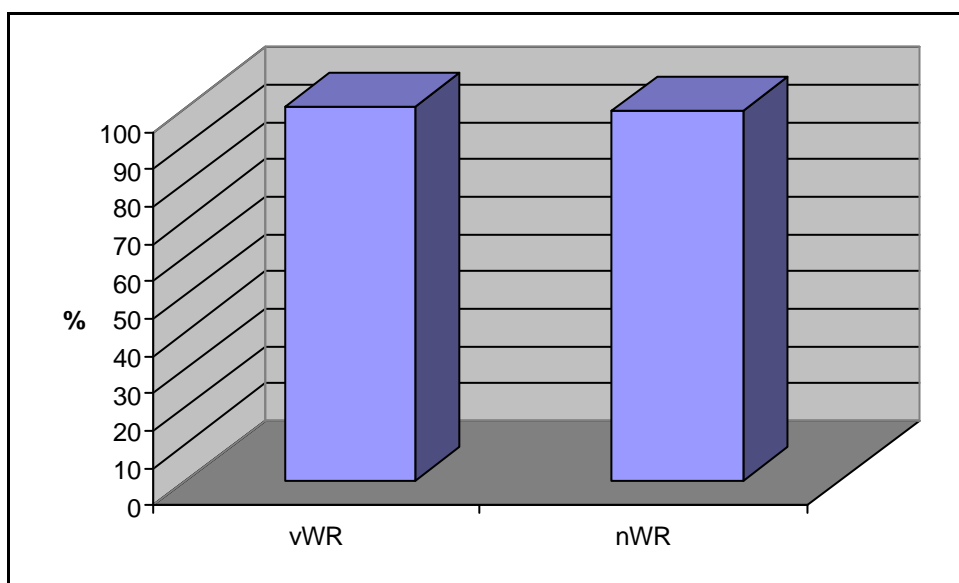


Abbildung 39: Vergleich der Gesamtkeimmenge der Kloake vor und nach der Winterruhe (Keimmenge vor der Winterruhe = 100 %, vWR = vor der Winterruhe, nWR = nach der Winterruhe)

4.6 Beschreibung der aeroben Bakterienflora vor der Winterruhe der nicht in die vergleichende Studie einbezogenen Landschildkröten (Tier 56 bis 65) und Vergleich mit der bakteriellen Besiedelung der Tiere 1 bis 55

4.6.1 Kornea

Die bakterielle Besiedelung der Kornea der Tiere 56 bis 65 wurde vor der Winterruhe von grampositiven Keimen dominiert. Alle Tiere wiesen eine Mischflora auf, die bei neun Tieren aus verschiedenen grampositiven Keimen und bei einem Tier aus grampositiven und gramnegativen Keimen bestand. Es ergaben sich keine auffälligen Unterschiede zu den Tieren 1 bis 55.

4.6.2 Rachen

Die vor der Winterruhe aus den Rachen der Tiere 56 bis 65 isolierten Keime setzten sich jeweils ca. zur Hälfte aus grampositiven und gramnegativen Keimen zusammen. Bei den grampositiven Keimen dominierten die Kokken, bei den gramnegativen Bakterien die Fermenter. Von allen Tieren wurde eine bakterielle Mischflora isoliert, die sich bei neun Tieren aus Bakterien grampositiver und gramnegativer Arten und bei einem Tier nur aus grampositiven Arten (aus unterschiedlichen Gattungen) zusammensetzte. Somit ergaben sich auch hier keine besonderen Unterschiede hinsichtlich der bakteriellen Besiedelung zwischen den Tieren 1 bis 55 und 56 bis 65.

4.6.3 Kloake

Genau wie bei den Tieren 1 bis 55 wurde die Bakterienflora der Kloaken der Tiere 56 bis 65 von grampositiven Keimen dominiert. 75 % der grampositiven Keime gehörten zu den Stäbchen. Die gramnegativen Bakterien bildeten nur 39,4 % der Gesamtfloa. Wie im Rachen wurden auch hier Mischfloren nachgewiesen, die sich in acht Fällen aus grampositiven und gramnegativen und in zwei Fällen nur aus grampositiven Bakterienarten (wiederum aus unterschiedlichen Gattungen) zusammensetzten. Ein auffälliger Unterschied zur bakteriellen Besiedelung der Tiere 1 bis 55 konnte somit auch hier nicht ermittelt werden.

5. DISKUSSION

5.1 Untersuchte Tiere, angewandte Materialien und Methodik

Die Arten *T. hermanni*, *T. graeca*, *T. marginata* und *T. horsfieldii* wurden für die Untersuchung ausgewählt, da sie die in Deutschland am häufigsten gehaltenen Landschildkröten-Arten darstellen und über die physiologische bakterielle Besiedelung von Tieren dieser Arten bereits Daten publiziert wurden (GÖBEL 1990; MÖRK 1997). Eine nach Arten getrennte Auswertung der bakteriologischen Befunde wurde nicht durchgeführt, da in den o. g. Publikationen, in denen die gleichen – oder ein Teil der – Arten untersucht wurden, auch nicht zwischen den Arten unterschieden wurde und somit ein Vergleich der Ergebnisse erschwert worden wäre.

Die gesamte Studie sollte unter Bedingungen durchgeführt werden, die in der täglichen Praxis gebräuchlich sind. Aus diesem Grund wurden Landschildkröten von privaten Haltern aus bei Hobbyhaltern üblichen Haltungssystemen untersucht und nicht Tiere unter standardisierbaren Laborbedingungen untergebracht, auch wenn damit einige Nachteile – zu spätes Auffinden einiger Tiere nach der Winterruhe, hoher Zeitaufwand durch häufige Besuche in den einzelnen Beständen – verbunden waren. Um eine ausreichend große Anzahl von Tieren untersuchen zu können war es nötig, Tiere aus sechs Beständen in die Untersuchung mit einzubeziehen. Dies hatte zur Folge, daß die Bedingungen, unter denen die Tiere gehalten wurden, nicht völlig identisch sein konnten. Es sei aber erwähnt, daß hierdurch die Ergebnisse nicht als bestandsspezifische Eigenschaft einer einzelnen Tierhaltung gelten können (wäre innerhalb eines Bestandes eine in den anderen Beständen nicht nachweisbare Besonderheit aufgetreten, so wäre diese bei der statistischen Auswertung „herausgemittelt“ worden und hätte mit großer Wahrscheinlichkeit zu keinem signifikanten Ergebnis geführt) und die nachgewiesenen Veränderungen hinsichtlich der Befallsintensität und der Zusammensetzung der Bakterienfloren tatsächlich als Folge der Winterruhe anzusehen sind.

Weiterhin wurden aus o. g. Gründen zur Anzüchtung und Ausdifferenzierung der isolierten Keime i. d. R. Materialien und Methoden angewandt, die in Routinelabors zur Anwendung kommen. Auf die Verwendung kommerzieller Identifikationssysteme für Bakterien wurde überwiegend verzichtet. Einerseits verursachen diese Systeme relativ hohe Kosten, andererseits waren die Ergebnisse des Versuchs der Identifikation von Streptokokken und verwandten Keime nicht befriedigend.

Die Inkubationen (mit Ausnahme weniger Differenzierungsschritte) wurden i. d. R. bei geringeren Temperaturen durchgeführt, als sie zur Anzüchtung von Keimen von Vögeln bzw. Säugern gebräuchlich sind. Damit wurde der – im Vergleich zu den anderen genannten Tierklassen i. d. R. geringeren – Körpertemperatur von Landschildkröten Rechnung getragen. Die überwiegende Anzahl an Bebrütungen erfolgte für ca. 36 Stunden und dauerten somit länger, als die bei den meisten Proben von Vögeln und Säugern übliche 24-Stunden-Bebrütung.

5.2 Vergleich der Zeiträume vor und nach der Winterruhe: Veränderungen der Keimarten/ -gruppen und der Befallsintensität

Nach der Winterruhe konnten von der Kornea signifikant und aus der Kloake hochsignifikant häufiger gramnegative Nonfermenter nachgewiesen werden als vor der Winterruhe. Auffällig war, daß der Anstieg der Nachweishäufigkeit in der Kloake nicht wie auf der Kornea durch Pseudomonaden, sondern durch *Alcaligenes* spp. und Flavobakterien hervorgerufen wurde. Während ein gehäufter Nachweis von Pseudomonaden nach der Winterruhe bei Fröschen bereits beschrieben wurde (BANAS et al. 1988 a), ist ähnliches bis heute für Flavobakterien und *Alcaligenes*-Keime nicht publiziert. Unter den Bedingungen der Winterruhe war eine Vermehrung von Pseudomonaden und Flavobakterien aufgrund ihrer Psychrophilie (STANIER et al. 1984; SINELL 1985; REUTER 1996; SAUPE 1996; WEISE 1996) zu erwarten. An gramnegativen Fermentern wurden nach der Winterruhe aus den Rachen Aeromonaden signifikant seltener isoliert als vorher. Ein gleichzeitiger Anstieg von *Proteus* spp. konnte nicht beobachtet werden. Somit konnte die von ROGGENDORF und MÜLLER (1976) aufgestellte These, daß diese beiden Gattungen aufgrund ihrer proteolytischen Eigenschaften um die gleiche – nicht näher beschriebene – „ökologische Nische“ konkurrieren, wenigstens für die Phase nach der Winterruhe nicht nachvollzogen werden. Grampositive Kokken konnten nach der Winterruhe insgesamt wesentlich seltener als vor der Winterruhe isoliert werden. Während sich bei den Streptokokken keine statistisch nachweisbaren Veränderungen bezüglich der Nachweishäufigkeit ergaben, waren diese für Enterokokken darstellbar. Diese Tatsache ist insofern interessant, als BARNES und BURTON (1970) die Anzahl von „Fäkalstreptokokken“ (die gemäß dem Wörterbuch der Veterinärmedizin (1991) mit Enterokokken gleichzusetzen sind) von Leopard- bzw. Streifenzießeln (*Citellus tridecemlineatus*) vor und nach der Winterruhe als nahezu konstant beschreiben.

Die Gesamtkeimmenge reduzierte sich auf der Kornea und im Rachen im Zuge der Winterruhe um 21,7 bzw. 25,3 %. Die der Kloake blieb nahezu unverändert (lediglich geringgradige Reduktion der Keimmenge um 1,2 %). Somit decken sich die Beobachtungen von Kornea und Rachen mit Literaturangaben, nach denen die Gesamtmenge an Keimen im Verlauf der Winterruhe bei Fröschen abnimmt (GOSSLING et al. 1982 b; BANAS et al. 1988 a). Auffällig ist aber, daß in den o. g. Arbeiten jeweils die Darmflora der Frösche untersucht wurde. Aus diesem Grund wäre es naheliegend, einen deutlicheren Abfall der Keimmenge in der Kloake auch bei Schildkröten zu erwarten. Dieser ließ sich aber nicht nachweisen. In diesem Zusammenhang ist ebenfalls auffällig, daß in den o. g. Studien beim Frosch sowie in der Studie von BARNES und BURTON (1970) beim Säuger im Zuge der Winterruhe – parallel zur Abnahme der Keimmenge – auch jeweils eine Reduktion der Keimvielfalt beschrieben wurde. Diese ließ sich in der vorliegenden Studie nicht nur nicht bestätigen, sondern genau das Gegenteil stellte sich ein: Von der Kornea der Landschildkröten wurden vor der Winterruhe 26 verschiedenen Bakterienarten oder „artähnliche Gruppen“ (Isolate, die nach gängigen Differenzierungsschemata nicht eindeutig identifiziert werden konnten, die aber

aufgrund ihres Vermehrungsverhaltens sowie einer Vielzahl durchgeführter Tests sicher ansprech- und voneinander abgrenzbar waren) isoliert. Nach der Winterruhe betrug die Zahl der verschiedenen Arten oder „artähnlichen Gruppen“ 37. Aus den Rachen und Kloaken wurden vor der Winterruhe 42 bzw. 40 und nach der Winterruhe 46 bzw. 47 verschiedene Bakterienspezies isoliert. Somit konnte eine Zunahme der Vielzahl an unterschiedlichen Bakterien nach der Winterruhe nachgewiesen werden.

Insgesamt können die auffälligen Veränderungen, die sich beim Vergleich der aeroben Bakterienflora von klinisch unauffälligen Landschildkröten vor und nach der Winterruhe ergeben, wie folgt charakterisiert werden: Reduktion der Nachweishäufigkeit von grampositiven Kokken bei gleichzeitiger Zunahme der Nachweishäufigkeit gramnegativer Nonfermenter, begleitet von einer Erhöhung der Anzahl nachweisbarer Bakteriengattungen und -arten sowie einer Abnahme der semiquantitativ bestimmbaren Keimzahl.

5.3 Vergleich der Bakterienfloren von Kornea, Rachen und Kloake

5.3.1 Vor der Winterruhe

Die Bakterienflora der Kornea wurde vor der Winterruhe von grampositiven Kokken (65 %), die des Rachens von gramnegativen Bakterien (53 %) dominiert. Aus den Korneatupfern wurden nur 5 % gramnegative Keime gewonnen. In der Flora der Kloake setzte sich keine Keimgruppe besonders durch. Grampositive Stäbchen und gramnegative Bakterien trugen mit je ca. 40 % zur Gesam flora bei. Während in der Kornea- und Rachenflora innerhalb der grampositiven Kokken die katalasebildenden Isolate überwogen (jeweils ca. 70 % der grampositiven Kokken) stellten in der Kloakenflora die nicht-katalasebildenden Arten mit Abstand die stärkste Gruppe dar (82 % aller grampositiver Kokken). In der Gruppe der gramnegativen Stäbchen stellten die Fermenter immer die stärkere Fraktion dar. Von der Kornea wurden nur – aus dem Rachen überwiegend – Pasteurellen als Vertreter der Fermenter isoliert. Im Gegensatz dazu überwogen in der Kloakenflora die Enterobacteriaceae. Die gramnegativen Nonfermenter hatten nur in der Rachenflora einen bedeutenden Anteil. Hier fiel die Dominanz der Flavobakterien auf, die über die Hälfte der Nonfermenter-Isolate ausmachten. In der Kornea- und der Kloakenflora stellten die gramnegativen Nonfermenter jeweils die kleinste Bakteriengruppe dar. Folglich läßt sich sagen, daß sowohl auf der Kornea als auch im Rachen und der Kloake jeweils eine charakteristische aerobe Bakterienflora nachgewiesen wurde, die sich deutlich voneinander unterschieden.

5.3.2 Nach der Winterruhe

In der Bakterienflora von Rachen und Kloake bildeten die gramnegativen Bakterien nach der Winterruhe jeweils die stärkste Gruppe (62 % bzw. 51 % der Isolate). Die Nonfermenter machten jeweils 16 % der Gesam flora aus. Aus dem Rachen wurden Flavobakterien

besonders häufig isoliert. Während in Rachen und Kloake die Fermenter innerhalb der Gruppe der gramnegativen Bakterien überwogen, war auf der Kornea das Verhältnis von Fermentern zu Nonfermentern fast ausgeglichen (13 % zu 10 %). Die grampositiven Kokken stellten in der Kloake die zweitstärkste und die grampositiven Stäbchen die schwächste Gruppe dar. Im Rachen war das Verhältnis umgekehrt. Auf der Kornea dominierten die grampositiven Stäbchen mit 45 % aller Isolate. Die grampositiven Kokken waren die zweitgrößte und die gramnegativen Bakterien die kleinste Gruppe. Die gramnegativen Stäbchen machten aber immerhin 23 % aller Isolate von der Kornea aus. Hiervon entfielen allein 7 % auf Pseudomonaden. Innerhalb der Gruppe der grampositiven Kokken stellten die nicht-katalasebildenden Arten in Rachen und Kloake den größeren Anteil. Auf der Kornea überwogen die Katalasebildner. Folglich kann gesagt werden, daß auch nach der Winterruhe – obwohl sich die Zusammensetzungen der Flora von Rachen und Kloake einander angleichen – von der Kornea, sowie aus Rachen und Kloake jeweils eine charakteristische aerobe Bakterienflora nachweisbar war.

5.4 Betrachtung ausgewählter Bakterienarten

In der vorliegenden Studie konnten einige – in der Literatur als zur „Normalflora“ von Landschildkröten gehörend bezeichnete – Keime nicht oder nur selten nachgewiesen werden. Die Gattungen **Edwardsiella** (nach SAKAZAKI (1967), IVESON (1971), TAN und LIM (1977) sowie BAUWENS et al. (1983) zu den "normalen Darmbewohnern von Reptilien" gehörend) und **Arizona**, die beide nach ROGGENDORF und MÜLLER (1976) zur physiologischen Flora von Schildkröten zu zählen sind, wurden nicht isoliert. ROGGENDORF und MÜLLER (1976) hatten – im Rahmen einer an 76 Reptilien durchgeführten Studie – 15 Schildkröten aus neun Arten gezielt auf das Vorkommen von gramnegativen aeroben Bakterien untersucht. Sie verweisen darauf, daß nach WINKLE und ROHDE (1964), WINKLE (1966), LIE (1968), ZWART et al. (1970), DRÄGER (1971), MÜLLER (1971), KAURA et al. (1972), MÜLLER (1972), HABERMALZ und PIETZSCH (1973), MÜLLER (1975), ROHDE et al. (1975) sowie MÜLLER (1976) die Gattungen **Arizona**, **Edwardsiella** und **Salmonella** bei Reptilien sehr häufig gefunden wurden. Daraus sei nach BRENNER et al. (1969), MURPHY und MILIS (1969), COCKS und WILSON (1972) sowie JOHNSON et al. (1975) die Ansicht abzuleiten, daß Keime dieser Gattungen zur "Normalflora" von Reptilien – und somit auch der Schildkröten – gehören und die Keime ein hohes phylogenetisches Alter aufweisen.

Salmonellen wurden in der vorliegenden Studie nur in vier Fällen isoliert. Es muß aber bedacht werden, daß kein spezielles Anreicherungsverfahren für Salmonellen durchgeführt wurde, da die Beschreibung der Gesamtflora der untersuchten Tiere und nicht der selektive Nachweis einzelner Bakteriengattungen im Vordergrund der Arbeit stand. Außerdem existiert seit Mitte der 40-er Jahre bereits eine beachtliche Zahl an Literaturangaben über den Nachweis von Salmonellen bei Reptilien. Nur in wenigen Fällen wurde in diesen Studien auf

den Gesundheitszustand der untersuchten Tiere eingegangen. Meist stand der alleinige Nachweis von Salmonellen bzw. Arizona-Keimen im Vordergrund. HOFF und HOFF (1984) gehen davon aus, daß „Kuriosität“ und „öffentliche Gesundheit“ als Ursachen für die häufige Beschreibung dieser Keime anzusehen sind. Sehr oft wird auf die – noch immer nicht in allen Fällen sicher geklärte – Zoonoseproblematik verwiesen (u. a. MCNEIL u. HINSHAW 1946; HIRSCH u. SAPIRO-HIRSCH 1953; GEBAUER 1954; BOVRE u. SANDBU 1959; ZWART 1960; LEHNERT u. BATHKE 1961; BACKHAUS 1965; DIMOW u. ROHDE 1965; IPPEN 1965; DIMOW 1966 a, b; PRUKSARAJ 1967; TAYLOR 1968; SCHRÖDER 1969; SCHRÖDER u. IPPEN 1970; ANG et al. 1973; HABERMALZ u. PIETZSCH 1973; HELLMANN 1977; SCHRÖDER 1977; KEYMER 1978; CAMBRE et al. 1980; SAVAGE u. BAKER 1980; HEYMANN 1981; SELBITZ 1986; GREENBERG u. SECHTER 1992).

Listerien, die nach Literaturangaben schon häufig von Landschildkröten der Gattung Testudo isoliert wurden (PRELL 1992; PRELL et al. 1992; WEBER et al. 1993), konnten in der vorliegenden Studie nur bei einem Tier nachgewiesen werden. Listerien sind nach WELSHIMER und DONKER-VOET (1971) sowie WEIS und SEELIGER (1975) regelmäßig auf Gras, Obst, Gemüse und Salat nachweisbar. Somit muß auch bei den in der vorliegenden Studie untersuchten Tieren mit einem regelmäßigen Kontakt mit Bakterien dieser Gattung gerechnet werden. Es muß aber bedacht werden, daß – wiederum aus den o. g. Gründen – auch für Listerien kein spezielles Anreicherungsverfahren angewendet wurde.

Escherichia coli, ebenfalls ein Keim, der nach Literaturangaben bei sehr vielen Reptilien regelmäßig nachweisbar ist (COOPER 1981; BEEHLER u. SAURO 1983; SAURO 1983), konnte weder vor noch nach der Winterruhe isoliert werden.

Citrobacter freundii wurde in der vorliegenden Studie in allen Beständen sowohl vor als auch nach der Winterruhe aus der Kloake der untersuchten Tiere sehr häufig isoliert. Auch BEEHLER und SAURO (1983) sowie SAURO (1983) berichten vom regelmäßigen Nachweis dieser Keimart bei Reptilien. Leider gibt es keine Aufstellung, aus der hervorgeht, von welcher Tierart die Bakterien isoliert wurden. GÖBEL (1990), MÖRK (1997) und ROGGENDORF und MÜLLER (1976) berichten ebenfalls über den häufigen Nachweis von *Citrobacter freundii* aus Kloakentupfern bzw. Kotproben von Landschildkröten der Gattung Testudo. JACKSON et al. (1969) untersuchten wildlebende und gefangen gehaltene Schildkröten gezielt u. a. auf das Vorkommen von Citrobacterbakterien. Auch sie berichten vom häufigen Nachweis von *Citrobacter freundii*. Somit könnte dieser Keim als zur physiologischen Darm- bzw. Kloakenflora von Landschildkröten gehörend angesehen werden, auch wenn ihm JAROFKE und RECKLIES (1991) eine pathogene Bedeutung bei Schildkröten zumessen.

Im Zusammenhang mit diesem scheinbaren Widerspruch – ein Bakterium soll zur physiologischen Flora gehören und dennoch für Erkrankungen verantwortlich sein – muß an dieser Stelle darauf hingewiesen werden, daß man heute davon ausgeht, daß für Reptilien keine oder nur sehr wenige primär bzw. obligat pathogene Bakterien beschrieben werden

können (KÖHLER 1991). Immer wieder werden genau die gleichen Bakterienarten von klinisch gesunden und von erkrankten Tieren isoliert. Es ist davon auszugehen, daß ein Keim in den meisten Fällen erst dann eine pathogene Bedeutung erlangen kann, wenn das betroffene Tier durch resistenzmindernde Umweltbedingungen geschwächt wurde (KUEHN 1974; BURKE et al. 1979; BEEHLER u. SAURO 1983; ROSS 1984; LAWRENCE u. NEEDHAM 1985; SCHEINERT et al. 1992; LLOYD 1994; TIMMERMAN u. DOOLEN 1995). Unterstützt wird diese Ansicht auch von einer Beobachtung von LAWRENCE und NEEDHAM (1985). Die Autoren isolierten aus den Rachen von zwölf *T. hermanni* und *T. graeca* als häufigsten Keim in neun Fällen *Staphylococcus aureus*. Keines der Tiere zeigte klinische Symptome, obwohl *Staphylococcus aureus* nach DEVRIESE et al. (1972) und HUMMEL et al. (1982) als pathogen für Mensch und Tier einzustufen ist.

Weiterhin sei in diesem Zusammenhang auch der häufige Nachweis von *Pasteurella testudinis* von klinisch unauffälligen Tieren in der vorliegenden Studie betont. Vor und nach der Winterruhe war diese Bakterienart die am häufigsten im Rachen der Landschildkröten nachgewiesene Spezies. *Pasteurella testudinis* wurde erstmals – und bis heute überwiegend – im Zusammenhang mit Erkrankungen von Landschildkröten beschrieben (SNIPES et al. 1980; SNIPES u. BIBERSTEIN 1982; SNIPES 1984; JACOBSON u. GASKIN 1990; JANG u. BIBERSTEIN 1991; SNIPES et al. 1995). Somit kann das oben gesagte nochmals bekräftigt werden. *Pasteurella testudinis* wurde früher in der Literatur als „IPHP (indolpositive, hämolytische Pasteurellen)“ beschrieben, da der Keim bei seiner Erstbeschreibung (SNIPES et al. 1980) zwar nach SMITH (1984) alle Kriterien für die Zugehörigkeit zur Gattung *Pasteurella* aufwies, aber nicht als Art zu identifizieren war. Erst nach umfangreichen biochemischen Tests wurden die IPHP als neue Spezies mit dem Namen *Pasteurella testudinis* benannt (SNIPES u. BIBERSTEIN 1982).

5.5 Weitergehende – aus den Ergebnissen der Studie ableitbare – Aussagen

Systematische bakteriologische Untersuchungen von Landschildkröten wurden bis heute immer während der Aktivitätsphase der Tier durchgeführt. Über die bakterielle Besiedlung von Landschildkröten unmittelbar (max. 12 Stunden) vor und (max. 36 Stunden) nach der Winterruhe lagen bisher keine Erkenntnisse vor. Aus diesem Grund war es bisher nicht möglich, allgemeinere Aussagen über die physiologische aerobe Bakterienflora dieser Tiere zu treffen. Mit Hilfe eines Vergleiches der Ergebnisse der vorliegenden Studie mit Literaturangaben ist es erstmals möglich, die aerobe Bakterienflora von Landschildkröten der Arten *T. hermanni*, *T. graeca*, *T. marginata* und *T. horsfieldii* weitergehend zu beschreiben und zu charakterisieren.

5.5.1 Die Vielzahl aerober Bakterien, die von klinisch unauffälligen Landschildkröten isoliert werden kann

In der vorliegenden Studie konnten in den Zeiträumen unmittelbar vor und nach der Winterruhe 79 verschiedene Bakterienarten, 49 „artähnliche Gruppen“ (Isolate, die nach gängigen Differenzierungsschemata nicht eindeutig identifiziert werden konnten, die aber aufgrund ihres Vermehrungsverhaltens sowie einer Vielzahl durchgeführter Tests sicher ansprech- und voneinander abgrenzbar waren) und 3 nicht weiter differenzierte Bakteriengattungen (insgesamt 131 unterschiedliche Zuordnungen) isoliert werden. MÖRK (1997) isolierte 161 verschiedene Bakterienarten (inklusive Anaerobier) aus Rachentupfern und Kotproben von 67 Landschildkröten. Beim größten Teil dieser Bakterien handelte es sich um Aerobier, eine genaue Angabe über die Anzahl von Aerobiern bzw. Anaerobiern wurde aber nicht gemacht. Auch GÖBEL (1990) isolierte eine sehr große Anzahl von unterschiedlichen Bakterienspezies aus Rachen- und Kloakentupfern von zehn Landschildkröten. Da in seiner Studie einige Bakteriengattungen nicht bis zur Artebene ausdifferenziert wurden, kann nicht genau gesagt werden, um wieviele Arten es sich tatsächlich handelte. Unabhängig von der genauen Anzahl von Bakterienarten wurde in den beiden letztgenannten Studien, die jeweils zur Aktivitätszeit von Landschildkröten durchgeführt wurden, ebenso wie in der vorliegenden Untersuchung eine Vielzahl unterschiedlicher Bakterien nachgewiesen. Insgesamt läßt sich somit feststellen, daß bei klinisch gesunden Landschildkröten vom Ende einer Winterruhe über die gesamte Aktivitätsphase bis zum Beginn der nächsten Winterruhe eine sehr vielfältige Bakterienflora bzw. ein breit gestreutes Spektrum an unterschiedlichen Bakterienfamilien, -gattungen und -arten zu erwarten ist.

Nach MÖRK (1997) ist es nicht möglich, „eine verbindliche Aussage über die Zusammensetzung einer Normalflora zu tätigen“. Hiermit soll wahrscheinlich ausgedrückt werden, daß für ein Einzeltier oder eine Gruppe von Tieren (aufgrund der Vielzahl potentiell vorkommender Keime) keine bestimmten Bakterienarten „vorhergesagt“ werden können. Diese Erkenntnis kann mit den Ergebnissen der vorliegenden Studie bekräftigt werden. Dennoch läßt sich die physiologische aerobe Bakterienflora von Landschildkröten charakterisieren.

5.5.2 Charakterisierung der aeroben Bakterienflora von klinisch unauffälligen Landschildkröten der Arten *T. hermanni*, *T. graeca*, *T. marginata* und *T. horsfieldii*

5.5.2.1 Kornea

Auf der Kornea dominierten sowohl vor (95 % aller Isolate) als auch nach der Winterruhe (77 % aller Isolate) grampositive Keime. Vor der Winterruhe wurden von der Kornea von 39

Tieren nur grampositive Keime und von 6 Tieren eine Bakterienflora, die sich aus grampositiven und gramnegativen Keimen zusammensetzte, isoliert. Nach der Winterruhe wurde von 18 Tieren eine aus grampositiven und gramnegativen Keimen zusammengesetzte Flora und bei 16 Tieren eine rein grampositive Flora nachgewiesen. Bei zehn Tieren konnten vor und bei 20 Tieren nach der Winterruhe keine Bakterien aus den Korneaabstrichen angezüchtet werden. Bis heute gibt es keine weitere Untersuchung über die bakterielle Besiedlung der Kornea von Landschildkröten, mit der die Ergebnisse der vorliegenden Studie verglichen werden könnten. Somit liegt erstmals eine detaillierte Beschreibung der Zusammensetzung der aeroben bakteriellen Besiedelung der Kornea von Landschildkröten vor. Als charakteristisch für die Kornea von klinisch unauffälligen Landschildkröten kann – zumindest für die Zeiträume unmittelbar vor und nach der Winterruhe – der Nachweis einer rein grampositiven Flora oder der gemeinsame Nachweis von grampositiven und gramnegativen Keimen angesehen werden. Weiterhin muß als physiologisch angesehen werden, daß aus Tupferproben der Kornea keine aeroben Bakterien angezüchtet werden können.

5.5.2.2 Rachen

Sowohl vor als auch nach der Winterruhe wurde von den meisten Tieren aus dem Rachen eine bakterielle Mischflora nachgewiesen. Diese setzte sich entweder aus grampositiven und gramnegativen Keimen zusammen oder bestand aus mehreren verschiedenen gramnegativen (bzw. grampositiven) Bakterienarten, die aber zu unterschiedlichen Gattungen gehörten. Übereinstimmend mit den Ergebnissen von GÖBEL (1990) und MÖRK (1997) muß somit im Rachen klinisch unauffälliger Landschildkröten eine aus Keimen mehrerer verschiedener Bakterienarten, die wiederum zu verschiedenen Gattungen gehören, zusammengesetzte Mischflora als physiologisch bzw. charakteristisch angesehen werden.

Umgekehrt muß der Nachweis einer Bakterienflora, die nur aus Arten einer Gattung besteht oder gar der Nachweis von Reinkulturen als auffälliger Befund gewertet werden. LAWRENCE und NEEDHAM (1985) beschrieben eine Verringerung der Keimvielfalt bei kranken Schildkröten. Wie es zur Verringerung der Keimvielfalt in der physiologischen Bakterienflora kommt, ist bis heute nicht geklärt. Man kann aber davon ausgehen, daß es im Krankheitsfall zu einer Vermehrung eines oder weniger Keime(s) kommt, was zu einer Verdrängung anderer Bakterien führen kann.

In diesem Zusammenhang sei darauf hingewiesen, daß in der vorliegenden Studie nach der Winterruhe von neun Tieren aus dem Rachen eine sehr einfach zusammengesetzte Bakterienflora, die nur aus Keimen einer Bakteriengattung bestand, nachgewiesen wurde. Dies stellt nach o. g. einen auffälligen Befund dar. Besonders auffällig war der häufige Nachweis von Pasteurellen (v. a. *Pasteurella testudinis* und *Pasteurella marii*) ohne Begleitflora anderer Bakteriengattungen. *Pasteurella testudinis* muß nach SNIPES und

BIBERSTEIN (1982) als fakultativ pathogen für Landschildkröten angesehen werden. Es muß darauf hingewiesen werden, daß alle untersuchten Tiere klinisch unauffällig – und somit als klinisch gesund anzusehen – waren. Die oben dargestellte Charakterisierung der aeroben Bakterienflora des Rachens muß also insofern weiter gefaßt werden, als – zumindest im Zeitraum unmittelbar nach der Winterruhe – auch eine weniger komplexe Bakterienflora im Rachen einer Landschildkröte als physiologisch anzusehen ist, sofern keine klinischen Symptome für eine Erkrankung des Tieres sprechen. Die Ergebnisse verdeutlichen, daß bakteriologische Befunde von Schildkröten immer nur als Hinweis und nicht als alleinige Diagnose gewertet werden dürfen und wie wichtig es ist, Laborbefunde von Reptilien nur im Zusammenhang mit der klinischen Untersuchung – und nicht isoliert vom Tier – zu beurteilen.

Betreffend der Häufigkeit des Nachweises einzelner Keime oder Keimgruppen überwogen sowohl vor als auch nach der Winterruhe die gramnegativen Bakterien im Rachen der untersuchten Landschildkröten. Zweitstärkste Gruppe bildeten jeweils die grampositiven Kokken. Den geringsten Anteil an der Summe aller Isolate hatten die grampositiven Stäbchen. Diese Ergebnisse decken sich mit den Befunden von MÖRK (1997). Auch die Verteilung innerhalb der einzelnen Gruppen ist ähnlich. So dominierten im Rachen sowohl in der vorliegenden Studie als auch bei MÖRK (1997) jeweils die Fermenter innerhalb der Gruppe gramnegativer Bakterien. Bemerkenswert jedoch ist, daß MÖRK (1997) und auch GÖBEL (1990) vom häufigen Nachweis von Enterobacteriaceae aus dem Rachen berichten, während in der eigenen Studie Vertreter dieser Familie sowohl vor als auch nach der Winterruhe nur vereinzelt nachgewiesen wurden. Ob der Grund für den seltenen Nachweis im Rachen (der vor und nach der Winterruhe untersuchten Tiere) in den Haltungs- und Fütterungsbedingungen oder in der Tatsache zu suchen ist, daß diese Tiere vor und auch nach der Winterruhe längere Zeit kein Futter aufgenommen hatten, müssen weitere Untersuchungen zeigen. Zu diesem Zweck müßten Landschildkröten fortlaufend über ein ganzes Jahr bakteriologisch untersucht werden. Sollten auch hierbei in den Sommermonaten im Rachen regelmäßig Enterobacteriaceae isoliert werden und ein Rückgang dieser Bakterien im Zuge des Nahrungsentzugs bzw. dem Ausbleiben der Nahrungsaufnahme im Herbst zu beobachten sein, könnte dies als Hinweis dafür gewertet werden, daß sich die reichhaltige Bakterienflora des Rachens der Landschildkröten – wenigstens zum Teil – durch mit der Nahrung aufgenommene Keime ergibt. Ferner bedeutete dies, daß Trinkwasser nicht als Reservoir für die o. g. Keime zu werten wäre, da Landschildkröten in der Phase vor der Winterruhe (in der sie nicht mehr fressen) weiterhin Wasser aufnehmen. Die Meinung, daß sich die reichhaltig zusammengesetzte Rachenflora von Landschildkröten z. T. durch mit der Nahrung aufgenommene Bakterien ergibt, wird von LAWRENCE und NEEDHAM (1985) vertreten, die zu diesem Punkt SNIPES et al. (1980) und HARVEY (1984) zitieren. Bedenkt man die – bei in der Obhut des Menschen gehaltenen Tieren häufig zu beobachtende – Verhaltensweisen der Landschildkröten (Absetzen von Kot in ihrem gesamten Gehege, Überlaufen der Nahrung und

somit potentielle Kontamination dieser mit Kotpartikeln), so erscheint der Nachweis von sonst in der Kloake vorkommenden Bakterien im Rachen (für die Phase, in der die Tiere regelmäßig Futter aufnehmen) schlüssig.

Im Gegensatz zu den Enterobakterien wurden Pasteurellen sowohl vor als auch nach der Winterruhe aus dem Rachen sehr oft isoliert. Auch MÖRK (1997) und SNIPES et al. (1980) berichten vom häufigen Vorkommen von *Pasteurella* spp. im Rachen von gesunden Landschildkröten. In der Gruppe der grampositiven Kokken überwogen in der vorliegenden Arbeit die Katalasebildner (mit Ausnahme des Zeitraumes nach der Winterruhe). Auch in den Studien von GÖBEL (1990) und MÖRK (1997) überwogen katalasepositive Kokken. *Bacillus* spp. wurden in der vorliegenden Arbeit weitaus seltener isoliert als nicht-sporenbildende Stäbchen. Diese Beobachtung deckt sich mit den Beschreibungen von MÖRK (1997). Im Gegensatz dazu berichtet GÖBEL (1990), daß er innerhalb der Gruppe der grampositiven Stäbchen nur Bazillen regelmäßig aus dem Rachen von Landschildkröten isolieren konnte.

Abschließend läßt sich die aerobe Bakterienflora des Rachens wie folgt charakterisieren: Von gramnegativen Keimen dominierte, sich aus mehreren verschiedenen Bakterienarten verschiedener (i. d. R. sowohl grampositiver als auch gramnegativer) Gattungen zusammensetzende Mischflora, die nach der Winterruhe (im Vergleich zum Zeitpunkt vor der Winterruhe und zur Aktivitätsphase) auch eine Reduktion der Gattungs- bzw. Artenvielfalt aufweisen kann.

5.5.2.3 Kloake

Auch in der Kloake der meisten Tiere wurde sowohl vor als auch nach der Winterruhe eine bakterielle Mischflora nachgewiesen, die sich entweder aus Keimen grampositiver und gramnegativer Arten oder aus Keimen ausschließlich gramnegativer bzw. -positiver Arten, die aber zu unterschiedlichen Gattungen gehörten, zusammensetzte. Wie im Rachen muß auch hier wieder übereinstimmend mit den Ergebnissen von GÖBEL (1990) und MÖRK (1997) der Nachweis einer solchen Flora als charakteristisch bzw. physiologisch angesehen werden. Hiervon abweichende und dadurch auffällige Befunde wurden wiederum nur nach der Winterruhe erhoben. Bei einem Tier wurde nach der Winterruhe eine Reinkultur *Citrobacter freundii* bei einem weiteren eine Reinkultur *Enterobacter cloacae* nachgewiesen. Auch diese Tiere waren klinisch unauffällig.

Die Kloakenflora wurde vor der Winterruhe von grampositiven Keimen dominiert, während nach der Winterruhe mehr gramnegative als grampositive Isolate nachgewiesen wurden. Sowohl vor als auch nach der Winterruhe bestand die Kloakenflora zu 35 % aus gramnegativen Fermentern, von denen der überwiegende Anteil (jeweils 25 % der Gesamtfloa) zu den Enterobacteriaceae gehörte. Zu fast identischen Ergebnissen kam auch MÖRK (1997), die 34 % der aeroben Kloakenflora als Fermenter (27 % Enterobakterien)

beschrieb. Auch GÖBEL (1990) isolierte einen ähnlich großen Anteil an Enterobacteriaceae (33 %). Auffällig ist, daß in den beiden letztgenannten Studien und in den Untersuchungen von ROGGENDORF und MÜLLER (1976), SNIPES et al. (1980) und COOPER (1981) Enterobakterien die am häufigsten aus der Kloake isolierte Keimgruppe darstellten, während diese Bakterienfamilie in der eigenen Studie von den nicht-sporenbildenden grampositiven Stäbchen zahlenmäßig deutlich übertroffen wurde. Ebenfalls unterschiedliche Ergebnisse in bezug auf die gesamte grampositive Flora sind im Vergleich der beiden o. g. Studien (GÖBEL 1990; MÖRK 1997) und der vorliegenden Untersuchung zu beobachten. GÖBEL (1990) beschreibt die grampositive Flora als von Bazillen und Micrococcaceae bestimmt. Auch MÖRK (1997) isolierte mehr Bazillen als andere grampositive Stäbchen und mehr katalasebildende als nicht-katalasebildende Kokken. In der eigenen Studie wurden vor und nach der Winterruhe nur wenige Bazillenisolat nachgewiesen und häufiger katalasenegative als katalasepositive Kokken isoliert.

Abschließend läßt sich die aerobe Bakterienflora der Kloake wie folgt charakterisieren: Eine aus mehreren Bakterienarten verschiedener (i. d. R. sowohl grampositiver als auch gramnegativer) Gattungen zusammengesetzte Mischflora, die vor der Winterruhe deutlich von grampositiven Keimen und nach der Winterruhe – sowie nach MÖRK (1997) auch in den Sommermonaten – von gramnegativen Keimen dominiert wird. Genau wie im Rachen muß bei Einzeltieren eine Verminderung der Gattungs- bzw. Artenvielfalt in der Flora nach der Winterruhe als physiologisch angesehen werden.

5.6 Keimspektrum der im Verlauf der Winterruhe klinisch auffällig gewordenen bzw. gestorbenen Tiere

Keines der Tiere, die auffällig wurden (Verweigern der Winterruhe, acht Wochen zeitigeres Erwachen aus der Winterruhe im Vergleich zu den anderen Tieren des Bestandes) bzw. starben, zeigte vor der Winterruhe einen auffälligen bakteriologischen Befund, d. h. es wurden Floren nachgewiesen, die den unter 5.5.2.1 bis 5.5.2.3 beschriebenen Charakteristika entsprachen.

Auf eine posthibernale bakteriologische Untersuchung der während der Winterruhe gestorbenen Tiere wurde verzichtet, da sich die Tierkörper bei ihrem Auffinden bereits im Stadium der Autolyse befanden. Die Tiere, die die Winterruhe vorzeitig beendeten, wurden ebenfalls keiner posthibernalen bakteriologischen Untersuchung unterzogen, da die Besitzer das vorzeitige Erwachen erst zu dem Zeitpunkt bekanntgaben, als die anderen Tiere des jeweiligen Bestandes aus der Winterruhe erwachten.

5.7 Stellenwert der Studie und abschließende Gesamtbetrachtung

Bakteriologische Untersuchungen spielen aufgrund der durch anatomische und physiologische Besonderheiten von Schildkröten bedingten Einschränkungen bei der klinischen Untersuchung eine sehr wichtige Rolle bei der medizinischen Betreuung von Landschildkröten. Bis heute existierten nur Publikationen zur physiologischen Rachen- und Kloakenflora von Landschildkröten, die zu ihrer Aktivitätszeit untersucht worden waren. Über die Phasen unmittelbar vor der geplanten Einwinterung sowie nach dem Erwachen aus der Winterruhe lagen keine Untersuchungen vor. Weiterhin gab es noch keine Erkenntnisse darüber, ob und wenn welchen Einfluß die Winterruhe auf die bakterielle Besiedelung von Landschildkröten hat. Desweiteren lagen keinerlei Daten zur Bakterienflora der Kornea von Landschildkröten vor.

Die Ergebnisse der vorliegenden Studie beschreiben erstmals die physiologische aerobe Bakterienflora der Kornea sowie die Flora von Rachen und Kloake von klinisch unauffälligen Landschildkröten der Gattung Testudo unmittelbar (max. 12 Stunden) vor und direkt (max. 36 Stunden) nach der Winterruhe. Hierdurch wurden nicht nur neue Referenzwerte etabliert, sondern es wurde erstmals möglich, die aerobe Bakterienflora von Rachen und Kloake von Landschildkröten allgemeingültig zu charakterisieren. Es zeigte sich, daß vom Beenden der Winterruhe über die gesamte Aktivitätsphase bis unmittelbar vor der nächsten Winterruhe im Rachen und in der Kloake eine bakterielle Mischflora zu erwarten ist, die sich aus Keimen verschiedener Gattungen (meist zu einem Teil grampositiv, zum anderen Teil gramnegativ) zusammensetzt. Für die Kornea läßt sich die Tendenz zu einer eher grampositiven Flora erkennen. Untersuchungen in den Sommermonaten müssen jedoch durchgeführt werden, bevor hierzu allgemeinere Aussagen getroffen werden können.

Die Ergebnisse der vorliegenden Studie zeigen weiterhin, daß die Winterruhe einen deutlichen Einfluß auf die Zusammensetzung der aeroben Bakterienflora von Kornea, Rachen und Kloake von Landschildkröten hat. Für das Einzeltier kann keine Vorhersage über die sich ergebenden Veränderungen gemacht werden, außer, daß sich mit großer Wahrscheinlichkeit während der Winterruhe die Zusammensetzung der bakteriellen Besiedelung von Kornea, Rachen und Kloake ändern wird. Für die Gesamtheit der Tiere können deutliche Tendenzen hinsichtlich der Veränderungen der Bakterienflora beim Vergleich der Zeiträume vor und nach der Winterruhe – v. a. eine Abnahme der Nachweishäufigkeit grampositiver Kokken, eine Zunahme der Nachweishäufigkeit gramnegativen Nonfermenter sowie die Verringerung der Keimzahl – aufgezeigt werden.

Abschließend sei erwähnt, daß erstmals bei mehreren Tieren nach der Winterruhe in Rachen und/oder Kloake „auffällige“ bakteriologische Befunde dokumentiert wurden, obwohl diese Tiere in keiner Weise klinisch auffällig wurden und somit als gesund anzusehen waren. Bakteriologische Befunde von Landschildkröten, die nach der Winterruhe klinisch erkrankten, müssen folglich besonders vorsichtig interpretiert werden. Der Nachweis eines „auffälligen“

bakteriologischen Befundes läßt nicht in allen Fällen sicher die Diagnose einer bakterienbedingten Erkrankung zu. Nur wenn der erhobene bakteriologische Befund und die klinischen Symptome zueinander passen (z. B. hochgradiger Nachweis einer Reinkultur von *Proteus vulgaris* von einem an einer Stomatitis erkrankten Tier) ist mit relativer Sicherheit davon auszugehen, daß der nachgewiesene Keim an der Ätiologie der Erkrankung beteiligt ist. In allen anderen Fällen müssen alle Differentialdiagnosen genau bedacht und durch weitere Untersuchungen ausgeschlossen bzw. abgeklärt werden.

6. ZUSAMMENFASSUNG

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

Jens Straub

Klinik für Kleintiere, Poliklinik für Vögel und Reptilien der Veterinärmedizinischen Fakultät der Universität Leipzig und Institut für Geflügelkrankheiten der Justus-Liebig-Universität Gießen

März 2002

(104 Seiten, 39 Abbildungen, 21 Tabellen, 274 Literaturangaben, 3 Anhänge)

Landschildkröten erfreuen sich einer sehr großen Beliebtheit als Pfleglinge in privater Hand. Leider überleben nur wenige Tiere die ersten Jahre in Hobbyhaltungen. Als besonders problematisch (und verlustreich) stellt sich immer wieder die Phase der Winterruhe heraus. Aus diesem Grund werden Landschildkröten häufig kurz vor oder nach der Winterruhe beim Tierarzt vorgestellt. Dieser ist aufgrund der durch anatomische und physiologische Besonderheiten von Schildkröten nur begrenzt durchführbaren klinischen Untersuchung oft auf weiterführende Untersuchungen – v. a. mikrobiologische und bildgebende Verfahren – angewiesen. Zur Interpretation der erhobenen Befunde sind Referenzwerte unerlässlich.

Bis heute existieren weder Daten über die bakterielle Besiedelung von Landschildkröten in der Phase unmittelbar vor und nach der Winterruhe noch Erkenntnisse über den Einfluß der Winterruhe auf die physiologische Bakterienflora von Reptilien. Aus diesen Gründen wurden von 65 klinisch unauffälligen Landschildkröten der Arten *T. hermanni*, *T. graeca*, *T. marginata* und *T. horsfieldii* max. 12 Stunden vor dem Verbringen der Tiere in ihre Überwinterungsquartiere Kornea-, Rachen- und Kloakentupfer gewonnen. Bis max. 36 Stunden nach der Winterruhe konnten von 55 dieser Tiere gleichartige Proben entnommen werden. Alle Tupferproben wurden auf Blut- und BPLS-Agar ausgestrichen und bei 28 °C unter aeroben Bedingungen inkubiert. Eine semiquantitative Bestimmung der Keimmenge bzw. Befallsintensität aller isolierten Keime wurde durchgeführt. Von jedem Bakterienisolat wurden Reinkulturen angelegt, die bei minus 70 °C in Serumbouillon konserviert wurden. Nach Abschluß der Probennahme wurden alle Isolate mittels etablierter („klassischer“) mikrobiologischer Methoden differenziert. Mit Hilfe des McNemar-Symmetrie-Tests und des Wilcoxon-Tests für Paardifferenzen wurden sowohl die Nachweishäufigkeit als auch die Befallsintensität einzelner Bakterienarten, -gattungen und -gruppen vor und nach der Winterruhe verglichen.

Insgesamt konnten in der vorliegenden Studie 79 verschiedene Bakterienarten, 49 „artähnliche Gruppen“ (aufgrund ihres Vermehrungsverhaltens und durchgeführter Tests sicher ansprech- und voneinander abgrenzbare Isolate, die nach gängigen

Differenzierungsschemata nicht eindeutig identifiziert werden konnten) und 3 nicht weiter differenzierte Bakteriengattungen isoliert werden. Die große Anzahl unterschiedlicher Keime deckt sich mit Beschreibungen aus der Aktivitätsphase von Landschildkröten. Es muß davon ausgegangen werden, daß bei klinisch unauffälligen Landschildkröten zu jeder Jahreszeit ein sehr breites Spektrum an unterschiedlichen Bakterienarten, -gattungen und -familien zu erwarten ist. Aus diesem Grund ist es nur sehr schwer oder gar nicht möglich, eine Vorhersage über Art und Grad der bakteriellen Besiedelung eines Individuums zu treffen. Dennoch kann gesagt werden, daß bei klinisch unauffälligen Tieren v. a. in Rachen und Kloake eine bakterielle Mischflora zu erwarten ist, die sich aus Bakterien mehrerer verschiedener Arten bzw. Gattungen zusammensetzt.

Sowohl vor als auch nach der Winterruhe konnte von der Kornea, aus dem Rachen und aus der Kloake eine charakteristische aerobe Bakterienflora isoliert werden, wobei sich diese drei Lokalisationen deutlich voneinander unterschieden. Die Bakterienflora der Kornea wurde vor der Winterruhe von grampositiven Kokken (65 % aller Isolate), die des Rachens von gramnegativen Stäbchen (53 %) dominiert. In der Flora der Kloake konnte sich keine Bakteriengruppe besonders durchsetzen. Nach der Winterruhe bildeten sowohl im Rachen als auch in der Kloake die gramnegativen Bakterien die stärkste Gruppe (62 % bzw. 51 %). Auf der Kornea dominierten die grampositiven Stäbchen (45 %). Insgesamt war die Nachweishäufigkeit von grampositiven Kokken auf der Kornea, im Rachen und in der Kloake nach der Winterruhe geringer als vor der Winterruhe. Dies wurde vor allem durch die starke Abnahme des Nachweises von Enterokokken und Staphylokokken verursacht. Gleichzeitig kam es auf der Kornea und in der Kloake zu einem deutlichen Anstieg der Nachweishäufigkeit von gramnegativen Nonfermentern. Hier fielen vor allem Flavobakterien, *Alcaligenes* spp. und *Pseudomonaden* auf. Die semiquantitativ bestimmte Keimmenge reduzierte sich nach der Winterruhe auf der Kornea und im Rachen um ca. 22 bzw. 25 %.

Bei zehn Tieren wurden nach der Winterruhe aus Rachen und/oder Kloake Bakterienflore isoliert, die nur aus einer Bakterienart oder -gattung bestanden. Erstmals sind hiermit „auffällige“ bakteriologische Befunde von klinisch unauffälligen Landschildkröten dokumentiert, die verdeutlichen, wie wichtig es ist, bakteriologische Untersuchungsergebnisse im Zusammenhang mit der klinischen Untersuchung des betreffenden Tieres zu interpretieren.

Abschließend kann gesagt werden, daß die Winterruhe einen deutlichen Einfluß auf die aerobe bakterielle Besiedelung von Kornea, Rachen und Kloake von klinisch unauffälligen Landschildkröten hat. Keines der untersuchten Tiere wies nach der Winterruhe die gleiche Bakterienflora wie vor der Winterruhe auf. Bei allen Tieren kam es zu mehr oder weniger ausgeprägten Veränderungen sowohl der Keimzusammensetzung als auch der Keimmenge. Für die Gesamtheit der Tiere bedeutete dies eine Reduktion der Nachweishäufigkeit grampositiver Kokken, eine Zunahme der gramnegativen Nonfermenter und insgesamt eine Abnahme der semiquantitativ bestimmbaren Keimzahl.

7. SUMMARY

Pre- and posthibernal aerobic bacterial flora of the cornea, the pharynx, and the cloaca of tortoises (*Testudo (T.) hermanni*, *T. graeca*, *T. marginata* and *T. horsfieldii*)

Jens Straub

Department of Small Animal Medicine, Clinic for Birds and Reptiles, Faculty of Veterinary Medicine, University of Leipzig and Institute for Avian Diseases, University of Giessen

March 2002

(104 pages, 39 figures, 21 tables, 274 references, 3 appendices)

Tortoises are very popular pets. Unfortunately, only a few animals survive the first year in private hands. Frequently hibernation is problematic and may lead to death. Therefore tortoises are often presented to the veterinarian before and after hibernation. Due to anatomical and physiological characteristics clinical examination is often limited in chelonians. For this reason further examinations, above all microbiological examinations and imaging techniques are often applied. Reference values are absolutely necessary for the interpretation of the results of these examinations.

So far nothing is known about perihibernal bacterial colonization of tortoises and about the influence of hibernation on the bacterial flora of reptiles. For these reasons swabs of the cornea, the pharynx, and the cloaca were taken from 65 clinical healthy tortoises (*T. hermanni*, *T. graeca*, *T. marginata* and *T. horsfieldii*) at least 12 hours before hibernation. 36 hours (at the latest) after hibernation swabs could be taken from 55 of these animals. All specimen were cultured aerobically on blood and BPLS agar plates at a temperature of 28 °C. Semiquantitative bacterial counts were performed. Pure cultures were produced and preserved within serumboillon at minus 70 °C. After all swabs were taken all isolates were differentiated by means of established ("classical") microbiological methods. Qualitative and quantitative comparisons of pre- and posthibernal findings were performed by McNemar's and Wilcoxon's tests.

In the present study 79 different species of bacteria, 49 "species-like groups of organism" (isolates which could not be identified by means of the applied standard methods but which could be differentiated from each other by several tests), and three genera (not further differentiated) were isolated. A large quantity of different bacteria was already described for tortoises which were examined at the time of main activity. In tortoises a broad spectrum of bacteria at every time of the year should be considered as physiologically normal. Therefore, for an individual animal it is hardly or even not possible to predict the number of species and their amount of bacterial colonization. Nevertheless, it can be stated

that for clinical healthy tortoises a mixed bacterial flora which is composed of different species or genera should be expected.

A characteristic aerobic bacterial flora was demonstrated for the cornea, the pharynx, and the cloaca before and after hibernation. Each flora differed obviously from each other. Before hibernation the bacterial flora of the cornea was dominated by grampositive cocci (65 % of the isolates) and the flora of the pharynx by gramnegative rods (53 %). In the cloaca no group of bacteria was really dominant. After hibernation gramnegative bacteria presented the largest amount of bacteria in the pharynx and the cloaca (62 % resp. 51 %). The flora of the cornea was dominated by grampositive rods (45 %). After hibernation an overall reduction of grampositive cocci finding was remarkable (which was mainly caused by the reduction of Enterococci and Staphylococci) whilst the number of isolates of gramnegative nonfermenters increased. Concerning the nonfermenters Flavobacteria, Alcaligenes spp., and Pseudomonads were the most remarkable ones. The semiquantitative determined quantity of bacteria isolated from the cornea and the pharynx decreased after hibernation about 22 % and 25 %, respectively.

In ten tortoises after hibernation a bacterial flora of reduced variety (composed of only one bacterial species or genera) was detected within the pharynx and/or the cloaca. Thus for the first time for clinical healthy tortoises a "remarkable" result is described. Therefore the importance of the interpretation of bacteriological findings only in connection with the results of the clinical examination of the animal has to be emphasised.

It can be concluded that hibernation influences the aerobic bacterial colonization of the cornea, the pharynx, and the cloaca of clinical healthy tortoises noticeable. After hibernation none of the examined tortoises had the same colonization as before winter. All animals showed more or less changes in composition and quantity of bacterial flora. Altogether a reduction of grampositive cocci, an increased number of gramnegative nonfermenters and a reduction of the total number of bacteria is evident.

8. LITERATURVERZEICHNIS

ABDULLA, P. K., u. L. KARSTAD (1962):

Experimental infections with *Leptospira pomona* in snakes and turtles.
Zoon. Res. 1, 295 - 306

ACKERMANN, H. (1994):

BiAS. Biometrische Analyse von Stichproben.
Verlag Epsilon, Hochheim, Darmstadt

ACKERMANN, L. (2000):

Atlas der Reptilienkrankheiten.
Verlag Bede, Ruhmannsfelden

ADAM, W. (1993):

Überwinterung von europäischen Landschildkröten in einem Kühlschrank.
Elaphe 1, 13 - 14

ADRIAN, C. (1986):

Unsere Landschildkröten.
Franck'sche Verlagshandlung, Stuttgart

ALCOCK, D. M. (1965):

Antibody production in the common frog, *Rana temporaria*.
J. Pathol. Bacteriol. 90, 31 - 43

ALTMANN, D., u. I. ALTMANN (1977):

Haltung, Ernährung und Erkrankungen von Landschildkröten im Thüringer
Zoopark Erfurt
in: Erkrankungen d. Zootiere. 19. Int. Sympos., Poznan 1977. Verh.ber., S. 69 - 79

ANG, Ö., Ö. ÖZEK, E. T. CETIN u. K. TÖRECI (1973):

Salmonella serotypes isolated from tortoises and frogs in Istanbul.
J. Hyg. 71, 85 - 88

AVERY, R. A. (1970):

Utilization of caudal fat by hibernating common lizzards, *Lacerta vivipara*.
Comp. Biochem. Physiol. 37, 119 - 121

AVTALION, R. R., A. WOJDANI, A. MALIK, R. SHAHRABANI u. M. DUCZYMINER
(1973):

Influence of environmental temperature on the immune response in fish.
Curr. Top. Microbiol. Immunol. 61, 1 - 36

- BACKHAUS, D. (1965):
Salmonellen bei Reptilien in Terrarien
in: Erkrankungen d. Zootiere. 7. Int. Sympos., Berlin 1965. Verh.ber., S. 72 - 81
- BAILEY, S. J., C. R. SCHWALBE u. C. H. LOWE (1995):
Hibernaculum use by a population of dessert tortoises (*Gopherus agassizi*) in
the Sonoran desert.
J. Herpetol. 29, 361 - 369
- BANAS, J. A., W. J. LOESCHE u. G. W. NACE (1988 a):
Classification and distribution of large intestinal bacteria in nonhibernating and
hibernating leopard frogs (*Rana pipiens*).
Appl. Environ. Microbiol. 54, 2305 - 2310
- BANAS, J. A., W. J. LOESCHE u. G. W. NACE (1988 b):
Possible mechanisms responsible for the reduced intestinal flora in hibernating
leopard frogs (*Rana pipiens*).
Appl. Environ. Microbiol. 54, 2311 - 2317
- BARNES, E. M. (1970):
Effects of hibernation on the intestinal flora.
Am. J. Clin. Nutr. 23, 1519 - 1524
- BARNES, E. M., u. G. C. BURTON (1970):
The effects of hibernation on the caecal flora of the thirteen-lined ground squirrel
(*Citellus tridecemlineatus*).
J. Appl. Bacteriol. 33, 505 - 514
- BARTEN, S. L. (1996):
Shell damage
in: R. MADER (Hrsg.): Reptile medicine and surgery.
Verlag Saunders, Philadelphia, S. 413 - 417
- BASILE, I. A. (1989):
Griechische Landschildkröte, Ostrasse
in: Faszinierende Schildkröten, Landschildkröten.
Verlag Nagelschmid, Stuttgart, S. 16 - 17
- BAUWENS, L., W. DE MEURICHY, P. LEMMENS u. J. VANDEPITTE (1983):
Isolation of *Plesiomonas shigelloides* and Edwardsiella species in the Antwerp
zoo.
Acta. Zool. Pathol. Antverp. 77, 61 - 74

- BECK, R., u. U. KADEN (1990):
Vermehrung von Terrarientieren - Echsen.
Verlag Urania, Leipzig, Jena
- BEEHLER, B. A., u. A. M. SAURO (1983):
Aerobic bacterial isolates and antibiotic sensitivities in a captive reptile
population
in: Am. Assoc. Zoo. Vet., Tampa/Florida 1983. Kongr.ber., S. 198 - 201
- BENNETT, A. F. (1989):
Reptilian surgery. Part 1: basic principles.
Comp. Cont. Educ. Pract. Vet. 11, 10
- BENNETT, A. F., u. W. R. DAWSON (1976):
Metabolism
in: C. GANS (Hrsg.): Biology of the reptilia. Vol. 5 - Physiology A.
Academic Press, London, New York, S. 167 - 169
- BERGER, U. (1992):
Neisseriaceae
in: F. BURKHARDT (Hrsg.): Mikrobiologische Diagnostik.
Verlag Thieme, Stuttgart, S. 75 - 89
- BERGER, U., u. H. D. PIOTROWSKI (1978):
Nicht-fermentierende gramnegative Stäbchen im Untersuchungsmaterial eines
Routinelaboratoriums.
Med. Microbiol. Immunol. 165, 169 - 179
- BERGER, U., u. H. D. PIOTROWSKI (1981):
Zur Diagnostik der nicht-fermentierenden gramnegativen Stäbchenbakterien.
Zentralbl. Bakteriol. Mikrobiol. Hyg. [A] 248, 509 - 525
- BERGEY'S MANUAL OF DETERMINATIVE BACTERIOLOGY, 9th EDITION (1994):
Verlag Williams and Wilkins, Baltimore
- BISPING, W., u. G. AMTSBERG (1988):
Farbatlas zur Diagnose bakterieller Infektionserreger der Tiere.
Verlag Parey, Berlin, Hamburg
- BISSET, K. A. (1947):
The effect of temperature on immunity in amphibia.
J. Pathol. Bacteriol. 59, 301 - 306

- BLAHAK, S., u. P. KRUG (1997):
Übersetzer von: P. H. BEYNON, M. P. LAWTON u. J. E. COOPER (Hrsg.):
Kompendium der Reptilienkrankheiten.
Schlütersche Verlagsanstalt, Hannover
- BLATT, G., u. P. MÜLLER (1974):
Die Mortalitätsrate importierter Schildkröten im Saarland.
Salamandra 10, 115 - 125
- BLATTSTROM, B. H. (1965):
Body temperature of reptiles.
Am. Midl. Nat. 73, 376 - 422
- BLEM, C. R., u. L. B. BLEM (1990):
Lipid reserves of the brown water snake *Nerodia taxispota*.
Comp. Biochem. Physiol. 97A, 367
- BOCKEMÜHL, J. (1992 a):
Enterobacteriaceae
in: F. BURKHARDT (Hrsg.): Mikrobiologische Diagnostik.
Verlag Thieme, Stuttgart, S. 119 - 152
- BOCKEMÜHL, J. (1992 b):
Vibrionaceae
in: F. BURKHARDT (Hrsg.): Mikrobiologische Diagnostik.
Verlag Thieme, Stuttgart, S. 102 - 108
- BOSCH, H., u. W. FRANK (1983):
Häufige Erkrankungen bei im Terrarium gehaltenen Amphibien und Reptilien.
Salamandra 19, 29 - 54
- BOVRE, K. (1984):
Moraxella
in: N. R. KRIEG (Hrsg.): Bergey's manual of determinative bacteriology. Vol. 1.
Verlag Williams and Wilkins, Baltimore, S. 296 - 303
- BOVRE, K., u. P. SANDBU (1959):
Salmonella excreting tortoises in Oslo.
Acta Pathol. Microbiol. Scand. 46, 339 - 342
- BOYER, T. H., u. D. M. BOYER (1996):
Turtles, Tortoises and Terrapins
in: R. MADER (Hrsg.): Reptile medicine and surgery.
Verlag Saunders, Philadelphia, S. 61 - 78

BRADBURY, J. F. (1984):

Xanthomonas

in: N. R. KRIEG (Hrsg.): Bergey's manual of determinative bacteriology. Vol. 1.
Verlag Williams and Wilkins, Baltimore, S. 199 - 210

BRENNER, D. J. (1984):

Enterobacteriaceae

in: N. R. KRIEG (Hrsg.): Bergey's manual of determinative bacteriology. Vol. 1.
Verlag Williams and Wilkins, Baltimore, S. 409 - 505

BRENNER, D. J., G. R. FANNING, K. E. JOHNSON, R. V. CITARELLA u.

S. FALKON (1969):

Polynucleotide sequence relationship among members of Enterobacteriaceae.
J. Bacteriol. 98, 637 - 650

BRIAN, B. L., F. G. GAFFNEY, L. C. FITZPATRICK u. V.E. SCHOLES (1972):

Fatty acid distribution of lipids from carcass, liver and fat bodies of the lizard,
Cnemidophorus tigris, prior to hibernation.
Comp. Biochem. Physiol. 41B, 661 - 664

BRISBIN, I. L. (1972):

Seasonal variations in the liver and major body components of captive box
turtles.
Herpetologica 28, 70 - 75

BROCKHAUS IN FÜNF BÄNDEN (2000):

9. Aufl. Verlag Brockhaus, Leipzig, Mannheim

BROGARD, J. J. (1980):

Les maladies bactériennes et virales des Reptiles - Étude bibliographique.
Toulouse, Ecole Nat. Vét., Diss.

BURKE, T. J., D. ROSENBERG u. A. R. SMITH (1979):

Infectious stomatitis - a perspective
in: Am. Assoc. Zoo. Vet., Knoxville/Tennessee 1979. Kongr.ber., S. 190 - 196

BURKHARDT, F. (1992 a):

Humanmedizinisch bedeutsame Mikroorganismen
in: F. BURKHARDT (Hrsg.): Mikrobiologische Diagnostik.
Verlag Thieme, Stuttgart, S. 2 - 14

- BURKHARDT, F. (1992 b):
Färbeverfahren
in: F. BURKHARDT (Hrsg.): Mikrobiologische Diagnostik.
Verlag Thieme, Stuttgart, S. 680 - 693
- CAGLE, F. R. (1950):
The life history of the slider turtle, *Pseudemys scripta troostii*.
Ecol. Monog. 20, 31 - 54
- CALLARD, I. P., S. W. CHAN u. M. A. POTTS (1972):
The control of the reptilian gonad.
Am. Zool. 12, 273 - 287
- CALLARD, I. P., u. V. LANCE (1977):
The control of reptilian follicular cycles
In: J. H. CALABY u. C. H. TYNDALE-BISCOE (Hrsg.): Reproduction and
Evolution.
Verlag Australian Academic Science, Canberra, S. 199 - 209
- CAMBRE, R. C., D. EARL GREEN, E. E. SMITH, R. J. MONTALI u. M. BUSH (1980):
Salmonellosis and Arizonosis in the reptile collection at the National Zoological
Park.
J. Am. Vet. Med. Assoc. 177, 800 - 803
- CARR, A. H., R. L. AMBORSKI, D. D. CULLEY u. G. F. AMBORSKI (1976):
Aerobic bacteria in the intestine tracts of bullfrogs (*Rana catesbiana*) maintained at
lower temperatures.
Herpetologica 32, 239 - 244
- CHABRECK, R. H., u. T. JOANEN (1969):
Growth rates of American alligators in Louisiana.
Herpetologica 35, 51 - 57
- CHRISTENSEN, W. B. (1946):
Urea decomposition as means of differentiating Proteus and Paracolon cultures
from each other and from Salmonella Shigella types.
J. Bacteriol. 52, 461 - 466
- CLARO, F., u. P. BOURDEAU (1988):
Tortues d'eau douce et tortues terrestres.
Verlag Editions du Point Vétérinaire, Maisons-Alfort

- COBORN, J., u. K. LAWRENCE (1987):
Tortoises and terrapins
in: T. POOLE (Hrsg.). The UFAW handbook on the care and management of
laboratory animals. 6th Edition.
Verlag Longman Scientific and Technical, Harlow, S. 341 - 343
- COCKS, G. T., u. A.C. WILSON (1972):
Enzyme evolution in Enterobacteriaceae.
J. Bacteriol. 110, 793 - 802
- COOPER, J. E. (1981):
Bacteria
in: J. E. COOPER u. O. F. JACKSON (Hrsg.): Diseases of Reptilia. Vol. 1.
Academic Press, London, S. 165 - 191
- COOPER, J. E. (1985):
The significance of bacterial isolates from reptiles
in: S. TOWNSON u. K. LAWRENCE (Hrsg.): Reptiles: breeding, behaviour and
veterinary aspects.
British herpetological society, London, S. 115 - 119
- COOPER, J. E., u. A. W. SAINSBURY (1994):
Review: oral diseases of reptiles.
Herpetol. J. 4, 117 - 125
- COULSON, R. A., u. T. HERNANDEZ (1964):
Biochemistry of the alligator: A study of metabolism in slow motion.
Louisiana State University Press, Baton Rouge
- CUNNINGHAM, A., u. C. GILI (1992):
Management in Captivity
in: P. H. Beynon, M. P. Lawton u. J. E. Cooper (Hrsg.): BSAVA, manual of
reptiles.
Looker Printers, Poole, Dorset, S. 56 - 59
- DeNARDO, D. (1996):
Reproductive Biology
in: R. MADER (Hrsg.): Reptile medicine and surgery.
Verlag Saunders, Philadelphia, S. 212 - 224
- DERICKSON, W. K. (1974):
Lipid deposition and utilization in the sagebrush lizard, *Sceloporus graciosus*: its
significance for reproduction and maintenance.
Comp. Biochem. Physiol. 49A, 267 - 272

DESSAUER, H. C. (1955):

Seasonal changes in the gross organ composition of the lizard, *Anolis carolinensis*.

J. Exp. Zool. 128, 1 - 12

DEVRIESE, L. A., A. H. DEVOS, J. BEUMER u. R. MAES (1972):

Characterization of staphylococci isolated from poultry.

Poult. Sci. 51, 389 - 397

DIMOW, I. (1966 a):

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

Zentralbl. Med. Mikrobiol. Immun. 152, 198 - 203

DIMOW, I. (1966 b):

Versuche, Landschildkröten der Arten *Testudo graeca* und *Testudo hermanni* mit Salmonellabakterien zu infizieren.

Zentralbl. Bakt. Parasit. Kde., Abt. 1 Orig. 199, 181 - 184

DIMOW, I., u. R. ROHDE (1965):

Die Verbreitung der Arizona-Bakterien unter den freilebenden Landschildkröten der Arten *Testudo graeca* und *Testudo hermanni*.

Zentralbl. Hyg. Infektionskr. 151, 107 - 110

DIXON, W. J. (1993):

BMDP. Statistical software manual.

University of California Press, Berkeley, Los Angeles

DONOGHUE, S., u. J. LANGENBERG (1996):

Nutrition

in: R. MADER (Hrsg.): Reptile medicine and surgery.

Verlag Saunders, Philadelphia, S. 148 - 175

DRÄGER, H. (1971):

Salmonellosen, ihre Entstehung und Verhütung.

Akademie-Verlag, Berlin

EGGENSCHWILER, U. (1995):

Winterschlaf der europäischen oder aus dem Mittelmeerraum stammenden Landschildkröten.

[Internet: URL: <http://www.sigs.ch/Informationsblatt Nr. 4>]

- ELZE, K., A. BERGMANN, K. EULENBERGER, H.-J. SELBITZ u. W.-E. ENGELMANN (1969):
Auswertung des Krankheitsgeschehens bei Reptilien im Zoologischen Garten
Leipzig (1957-1976)
in: Erkrankungen d. Zootiere. 11. Int. Sympos., Zagreb 1969. Verh.ber., S. 45 - 55
- EMMERSON, D. N. (1967):
Preliminary study on seasonal liver lipids and glycogen and blood sugar levels in
the turtle *Graptemys pseudogeographica* from South Dakota.
Herpetologica 23, 69 - 70
- ENGELMANN, W. E., J. FRITZSCHE, R. GÜNTHER u. F. J. OBST (1986):
Lurche und Kriechtiere Europas.
Verlag Enke, Stuttgart
- FALLER, A. H., u. K. H. SCHLEIFER (1981):
Modified oxidase and benzidine tests for separation of staphylococci from
micrococci.
J. Clin. Microbiol. 13, 1031 - 1035
- FIENNES, R. N. (1966):
Report of the society's pathologist for the year 1964.
J. Zool. 148, 363 - 380
- FISCHER, K. C., A. R. DAWE, C. P. LYMAN, E. SCHOENBAUM u. F. E. SOUTH
(1967):
Mammalian hibernation III
in: Nat. Mamm. Hibern. Int. Sympos., Edinburgh 1967. Kongr.ber., S. 18 - 24
- FITCH, H. S., u. P. L. VON ACHEN (1977):
Spatial relationships and seasonality in the skinks *Eumeces fasciatus* and *Scincella
laterale* in northeastern Kansas.
Herpetologica 33, 303 - 313
- FRANK, W., u. B. LOOS-FRANK (1969):
Interessante Krankheitsbilder bei Amphibien und Reptilien, die durch Bakterien,
Pilze und Parasiten bedingt sind. Eine Übersicht nach 15-jähriger Erfahrung
in: Erkrankungen d. Zootiere. 11. Int. Sympos., Zagreb 1969. Verh.ber., S. 31 - 44
- FRYE, F. L. (1991 a):
Captive Husbandry
in: F. L. FRYE (Hrsg.): Biomedical and surgical aspects of captive reptile
husbandry, 2nd ed.
Krieger Publishing, Malabar, S. 11 - 33

- FRYE, F. L. (1991 b):
Bacterial diseases
in: F. L. FRYE (Hrsg.): Biomedical and surgical aspects of captive reptile husbandry, 2nd ed.
Krieger Publishing, Malabar, S. 112 - 136
- GABRISCH, K., u. P. ZWART (1995):
Schildkröten
in: K. GABRISCH u. P. ZWART (Hrsg.): Krankheiten der Haustiere.
Schlütersche Verlagsanstalt, Hannover, S. 663 - 750
- GAFFNEY, F. G., u. L. C. FITZPATRICK (1973):
Energetics and lipid cycles in the lizzard *Cnemidophorus tigris*.
Copeia 1973, 446 - 452
- GEBAUER, B. (1954):
Feststellung eines seltenen Salmonellatyps (*S. canastel*) bei einer Schildkröte.
Zentralbl. Bakteriol. Mikrobiol. Hyg. [A] 161, 239
- GIBBS, E. L., T. J. GIBBS u. T.C. VAN DYCK (1966):
Rana pipiens: health and disease.
Lab. Anim. Care 16, 142 - 160
- GILLES-BAILLIEN, C. (1966):
L'hibernation de la tortue greque.
Arch. Int. Physiol. Biochem. 73, 328 - 329
- GLORIOSO, J. C., R. L. AMBORSKI, G. F. AMBORSKI u. D.D. CULLEY (1974):
Microbiological studies of septicemic bullfrogs *Rana catesbeiana*.
Am. J. Vet. Res. 35, 1241 - 1245
- GÖBEL, T. (1990):
Ein Beitrag zur Zusammensetzung der aeroben und mikroaeroben Bakterienflora von Rachen und Kloake gesunder Reptilien in Terrarienhaltung.
Giessen, Univ., Fachber. Veterinärmed., Diss.
- GÖBEL, T., u. B.-J. SCHILDGER (1990):
Bakterielle Infektionen bei Reptilien
in: Erkrankungen d. Zootiere. 32. Int. Sympos., Eskilstuna 1990. Verh.ber., S. 205 - 210

- GOSSLING, J., W. J. LOESCHE u. G. W. NACE (1982 a):
Large intestine bacterial flora of nonhibernating and hibernating leopard frogs
(*Rana pipiens*).
Appl. Environ. Microbiol. 44, 59 - 66
- GOSSLING, J., W. J. LOESCHE u. G. W. NACE (1982 b):
Response of intestinal flora of laboratory-reared leopard frogs (*Rana pipiens*) to
cold and fasting.
Appl. Environ. Microbiol. 44, 67 - 71
- GRAHAM-JONES, O. (1961):
Some clinical conditions affecting the North African tortoise ("Greek" tortoise),
Testudo graeca.
Vet. Rec. 73, 317 - 320
- GREENBERG, Z., u. I. SECHTER (1992):
Salmonella serotypes isolated from snakes and other reptiles - Israel, 1953-1989.
Isr. J. Vet. Med. 47, 49 - 60
- GREGORY, P. T. (1982):
Reptilian hibernation
in: C. GANS u. F. H. POUGH (Hrsg.): Biology of the reptilia.
Vol. 13 - Physiology D.
Academic Press, London, New York, S. 53 - 153
- 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.
Zentralbl. Bakteriol. Mikrobiol. Hyg. [A] 225, 323 - 342
- HARPER, R. (1986):
Hibernating tortoises.
Vet. Rec. 118, 408
- HARVEY, C. E. (1984):
Therapeutic strategies involving antimicrobial treatment of upper respiratory
tract in small animals.
J. Am. Vet. Med. Assoc. 185, 1159 - 1161
- HELLMAN, E. (1977):
Latente Salmonella-Infektionen der Tiere und ihre Ursachen.
Wien. Tierärztl. Monatsschr. 64, 173 - 180

HERNANDEZ, T., u. R. A. COULSON (1952):

Hibernation in the alligator.

Exp. Biol. Med. 79, 145 - 149

HERRSCHE, H. (1995):

Aufzucht von europäischen und aus dem Mittelmeerraum stammenden
Landschildkröten.

[Internet: URL: <http://www.sigs.ch/Informationsblatt Nr. 3>]

HEYMANN, H. (1981):

Analyse der koprologischen Untersuchungen und der Obduktionen von Zootieren
aus dem Zoologischen Garten Halle, 1976-1980

in: Erkrankungen d. Zootiere. 23. Int. Sympos., Halle/Saale 1981. Verh.ber.,
S. 353 - 357

HIGHFIELD, A. C. (1996):

Keeping and breeding tortoises and freshwater turtles.

Carapace Press, c/o The Tortoise Trust, London

HILDEMANN, W. H., u. R. RAAS (1959):

Homotransplantation immunity and tolerance in the bullfrog.

J. Immunol. 83, 478 - 485

HIRSCH, W., u. R. SAPIRO-HIRSCH (1953):

Salmonellae in tortoises.

Lancet 2, 1211

HOFF, G. L. (1984 a):

Serratia

in: G. L. HOFF, F. L. FRYE u. E. R. JACOBSON (Hrsg.): Diseases of amphibians
and reptiles.

Plenum Press, New York, S. 59 - 68

HOFF, G. L. (1984 b):

Q-Fever

in: G. L. HOFF, F. L. FRYE u. E. R. JACOBSON (Hrsg.): Diseases of amphibians
and reptiles.

Plenum Press, New York, S. 101 - 106.

HOFF, G. L., u. D. M. Hoff (1984):

Salmonella and Arizona

in: G. L. HOFF, F. L. FRYE u. E. R. JACOBSON (Hrsg.): Diseases of amphibians
and reptiles.

Plenum Press, New York, S. 69 - 82

- HOLMS, B., R. J. OWEN u. T. A. McMEEKIN (1984):
Flavobacterium
in: N. R. KRIEG (Hrsg.): Bergey's manual of determinative bacteriology. Vol. 1.
Verlag Williams and Wilkins, Baltimore, S. 353 - 361
- HOLT, P. E. (1985):
Chelonia hibernation warning.
Vet. Rec. 117, 344
- HOLT, P. E., u. J. E. COOPER (1976):
Stomatitis in the Greek tortoise (*Testudo graeca*).
Vet. Rec. 98, 156
- HOLT, P. E., J. E. COOPER u. J. R. NEEDHAM (1979):
Diseases of tortoises: a review of seventy cases.
J. Small. Anim. Pract. 20, 269 - 286
- HUGH, R., u. E. LEIFSON (1953):
The taxonomic significance of fermentative versus oxidative metabolism of
carbohydrates by various gram-negative bacteria.
J. Bacteriol. 66, 24 - 26
- HUMMEL, R., W. WITTE u. W. WITTIG (1982):
Vorkommen von *Staphylococcus aureus*-Stämmen, die nicht einzuordnen sind in
die bisher bekannten Standortvarietäten, in pathologischen Prozessen bei
Haustieren.
Arch. Exp. Veterinärmed. 36, 679 - 689
- HUTTON, K. E., u. C. J. GOODNIGHT (1957):
Variations in blood chemistry of turtles under active and hibernating conditions.
Physiol. Zool. 30, 198 - 207
- IPPEN, R. (1965):
Über Sektionsbefunde bei Reptilien.
Zentralbl. allg. Path. 107, 520 - 529
- IPPEN, R., u. H.-D. SCHRÖDER (1969):
Zu den Erkrankungen der Reptilien
in: Erkrankungen d. Zootiere. 11. Int. Sympos., Zagreb 1969. Verh.ber., S. 15 - 29
- IVESON, J. B. (1971):
Strontium chloride B and E enrichment broth media for isolation of
Edwardsiella, Salmonella and Arizona species from tiger snakes.
J. Hyg. 69, 323 - 330

- JACKSON, O. F. (1980):
Weight and measurement data on tortoises (*Testudo graeca* and *Testudo hermanni*)
and their relationship to health.
J. Small. Anim. Pract. 21, 409 - 416
- JACKSON, O. F. (1985 a):
Chelonian hibernation.
Vet. Rec. 117, 451
- JACKSON, O. F. (1985 b):
Chelonians
in: J. E. COOPER, M. F. HUTCHINSON, O. F. JACKSON u. R. J. MAURICE
(Hrsg.): BSAVA, manual of exotic pets.
BSAVA, Cheltenham, S. 158
- JACKSON, O. F. (1990):
Tortoises and hibernation.
Vet. Rec. 127, 244
- JACKSON, M. M., C. G. JACKSON u. M. FULTON (1969):
Investigation of the enteric bacteria of the Testudinata - 1: occurrence of the
genera Arizona, Citrobacter, Edwardsiella and Salmonella.
Bull. Wildl. Dis. Assoc. 5, 328 - 329
- JACKSON, O. F., u. M. P. LAWTON (1992):
Untersuchung des Patienten und Diagnosestellung
in: P. H. BEYNON, M. P. LAWTON u. J. E. COOPER (Hrsg.): Kompendium der
Reptilienkrankheiten.
Schlütersche Verlagsanstalt, Hannover, S. 39 - 46
- JACOBSON, E. R. (1978):
Diseases of the respiratory system of reptiles.
Vet. Med. Small. Animal. Clin. 73, 1169 - 1175
- JACOBSON, E. R. (1984):
Pseudomonas
in: G. L. HOFF, F. L. FRYE u. E. R. JACOBSON (Hrsg.): Diseases of amphibians
and reptiles.
Plenum Press, New York, S. 37 - 48
- JACOBSON, E. R. (1987):
Reptiles.
Vet. Clin. North. Am. Small. Anim. Pract. 17, 1203 - 1225

- JACOBSON, E. R. (1994):
Causes of mortality and diseases in tortoises: a review.
J. Zoo. Wildl. Med. 25, 2 - 17
- JACOBSON, E. R., u. J. M. GASKIN (1990):
Clinicopathologic investigations on an upper respiratory disease of free-ranging desert tortoises, *Xerobates agassizii*
in: Turtles Tortoises Conserv. Capt. Husb. 1st Intern. Symp., Chapman University 1990. Kongr.ber., S. 5 - 13
- JANG, S. S., u. E. L. BIBERSTEIN (1991):
Observation on the occurrence of *Pasteurella testudinis* in clinical specimens from animals.
J. Vet. Diagn. Invest. 3, 174 - 176
- JARCHOW, J. L. (1993):
Hibernating your turtle safely.
N. Ohio Assoc. Herp. 20, 8
- JAROFKE, D., u. J. LANGE (1993):
Reptilien - Krankheiten und Haltung.
Verlag Parey, Berlin, Hamburg
- JAROFKE, D., u. H. RECKLIES (1991):
Die Krankheiten der Schildkröten.
Berl. Münch. Tierärztl. Wschr. 104, 30 - 33
- JOHNSON, R., R. R. COLWELL, R. SAKAZAKI u. K. TAMURA (1975):
Numerical taxonomy study of the Enterobacteriaceae.
Int. J. Syst. Bacteriol. 25, 12 - 37
- JUNI, E. (1984):
Acinetobacter
in: N. R. KRIEG (Hrsg.): Bergey's manual of determinative bacteriology. Vol. 1.
Verlag Williams and Wilkins, Baltimore, S. 303 - 307
- KABISCH, K. (1990):
Wörterbuch der Herpetologie.
Verlag Fischer, Jena
- KAPLAN, H. M. (1953):
The care and diseases of the frog.
Anim. Care Panel 4, 74 - 92

- KARASEK, E. (1967):
Untersuchungen zur Aeromonasinfektion kaltblütiger Tiere.
Zentralbl. Vet. Med. [B] 14, 663 - 671
- KAUFFELD, C. (1969):
Snakes - the keeper and the kept.
Verlag Doubleday, Garden City, New York
- KAURA, Y. K., V. K. SHARMA, J. P. SINGH, R. SAKAZAKI u. R. ROHDE (1972):
Snakes as reservoirs of Arizona and Salmonella.
Zentralbl. Bakteriolog. Mikrobiol. Hyg. [A], 219, 506 - 513
- KAYSER, C. (1961):
The physiology of natural hibernation.
Verlag Pergamon, London
- KERSTERS, K., u. J. D. LEY (1984):
Alcaligenes
in: N. R. KRIEG (Hrsg.): Bergey's manual of determinative bacteriology. Vol. 1.
Verlag Williams and Wilkins, Baltimore, S. 361 - 373
- KEYMER, I. F. (1978):
Diseases of chelonians: 1. Necropsy survey of tortoises.
Vet. Rec. 103, 548 - 552
- KIRSCHE, W. (1979):
The housing and regular breeding of Mediterranean tortoises (*Testudo* spp.) in captivity.
Internat. Zoo Yearbook 19, 42
- KLOOS, W. E., u. M. S. MUSSELWHITE (1975):
Distribution and persistence of Staphylococcus and Micrococcus species and other aerobic bacteria on human skin.
Appl. Microbiol. 30, 381 - 395
- KLOOS, W. E., u. K. H. SCHLEIFER (1975 a):
Isolation and characterization of Staphylococci from human skin. II. Description of four new species: *S.warneri*, *S.capitis*, *S.hominis*, *S.simulans*.
Int. J. Syst. Bacteriol. 25, 62 - 79
- KLOOS, W. E., u. K. H. SCHLEIFER (1975 b):
Simplified scheme for routine identification of human Staphylococcus species.
J. Clin. Microbiol. 1, 82 - 88

- KLOOS, W. E., R. J. ZIMMERMANN u. R. F. SMITH (1976):
Preliminary studies on the characterization and distribution of *Staphylococcus* and *Micrococcus* species on animal skin.
Appl. Microbiol. 31, 53 - 59
- KOCJAN, K. (1977):
Zur Prophylaxe und Therapie von *Pseudomonas aeruginosa*-Infektionen bei Reptilien im Zoologischen Garten Chorzow
in: Erkrankungen d. Zootiere. 19. Int. Sympos., Poznan 1977. Verh.ber., S. 83 - 84
- KÖHLER, G. (1996):
Krankheiten der Reptilien und Amphibien.
Verlag Ulmer, Stuttgart
- KÖLLE, P. (1999):
Europäische Landschildkröten - Die Winterruhe gehört zur artgerechten Haltung.
Kleintier Konkret 5, 22 - 23
- KRUEGER, R. G., u. R. M. TWEDT (1962):
Cellular demonstration of antibody production in *Rana pipiens*.
J. Immunol. 90, 952 - 955
- KUCHLING, G. (1982):
Effects of temperature and photoperiod on spermatogenesis in the tortoise *Testudo hermanni hermanni*.
Amphibia-Reptilia 2, 329 - 341
- KUEHN, G. (1974):
Snake basics.
Minn. Vet. 14, 17 - 31
- LANCE, V., u. I. P. CALLARD (1978):
Hormonal control of ovarian steroidogenesis in nonmammalian vertebrates
in: R. E. JONES (Hrsg.): *The vertebrate ovary*.
Plenum Press, New York, S. 87 - 91
- LAUNERT, E. (1998):
Biologisches Wörterbuch: deutsch-englisch; englisch-deutsch.
Verlag Ulmer, Stuttgart
- LAWRENCE, K. (1987):
Post hibernational anorexia in captive Mediterranean tortoises (*T. graeca* and *T. hermanni*).
Vet. Rec. 120, 87 - 90

LAWRENCE, K. (1988):

Mortality in imported tortoises (*Testudo graeca* and *T. hermanni*) in the United Kingdom.

Br. Vet. J. 144, 187 - 195

LAWRENCE, K., u. O. F. JACKSON (1983):

Inappetant tortoises.

Vet. Rec. 112, 487 - 488

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

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

Vet. Rec. 117, 662 - 664

LAWTON, M. P., u. L. C. STOAKES (1992):

Chirurgie

in: P. H. BEYNON, M. P. LAWTON u. J. E. COOPER (Hrsg.): Kompendium der Reptilienkrankheiten.

Schlütersche Verlagsanstalt, Hannover, S. 196 - 204

LEHNERT, C., u. W. BATHKE (1961):

Schildkröten als latente Salmonellenausscheider.

Z. Gesamte. Hyg. 7, 472 - 474

LEXIKON DER BIOLOGIE. PFLANZEN - TIERE (1987):

Verlag Herder, Freiburg i. Br.

LICHT, P. (1972):

Problems in experimentation on timing mechanisms for annual physiological cycles in reptiles

in: T. E. SOUTH, J. P. HANNON, J. R. WILLIS, E. T. PENGELLY u. N. R. ALPERT (Hrsg.): Hibernation and hypothermia, perspectives and challenges.

Elsevier Publishing, Amsterdam, S. 681 - 710

LIE, P. K. (1968):

Untersuchungen über den Salmonellabefall von Kaltblütern.

Arch. Hyg. Bakteriolog. 152, 139 - 155

LLOYD, M. (1994):

Common infectious diseases of reptiles and amphibians: an etiologic review, diagnostics and treatment recommendations

in: Assoc. Rept. Amphib. Vet., Pittsburgh/Pennsylvania 1994. Kongr.ber., S. 112 - 115

- LYMAS, C. P., u. P. O. CHATFIELD (1955):
Physiology of hibernation in mammals.
Phsiol. Rev. 35, 403 - 405
- MANNHEIM, W., W. FREDERIKSEN u. R. MUTTERS (1992):
Pasteurellaceae
in: F. BURKHARDT (Hrsg.): Mikrobiologische Diagnostik.
Verlag Thieme, Stuttgart, S. 163 - 172
- MARCUS, L. C. (1983):
Amphibien und Reptilien in Heim, Labor und Zoo.
Verlag Enke, Suttgart
- MAYER, H., u. W. FRANK (1974):
Bakteriologische Untersuchungen bei Reptilien und Amphibien.
Zentralbl. Bakteriol. Mikrobiol. Hyg. [A] 229, 470 - 481
- MAYHEW, W. W. (1965):
Hibernation in the horned lizzard.
Comp.. Biochem. Physiol. 16, 103 - 119
- McARTHUR, S. (1996):
Veterinary management of tortoises and turtles.
Verlag Blackwell Science, Oxford
- McBEE, R. H. (1977):
Fermentation in the hindgut
in: R. T. CLARKE u. T. BAUCHOP (Hrsg.): Microbial ecology in the gut.
Academic Press, London, S. 12 - 14
- McKEON, S. (1996):
General husbandry and management
in: R. MADER (Hrsg.): Reptile medicine and surgery.
Verlag Saunders, Philadelphia, S. 9 - 20
- McNEIL, E., u. W. R. HINSHAW (1946):
Salmonella from Galapagos turtles, a gila monster, and an iguana.
J. Vet. Res. 7, 62 - 63
- MENNEGA, A. M. (1938):
Waterstofionenconcentratie en Vertering in de Maag van eenige Vertebraten.
Van Boekhoven, Utrecht
zit. nach SKOCZYLAS, R. (1978)

- MIELKE, M., u. H. HAHN (1999):
Anthropozoonoserreger ohne Familienzugehörigkeit
in: H. HAHN, D. FALKE, S. H. KAUFMANN u. U. ULLMANN (Hrsg.):
Medizinische Mikrobiologie und Infektiologie.
Verlag Springer, Berlin, Heidelberg, S. 330 - 335
- MOBERLY, W. R. (1963):
Hibernation in the desert iguana, *Disposaurus dorsalis*.
Physiol. Zool. 36, 152 - 160
- MÖRK, U. (1997):
Untersuchungen über die bakterielle Zusammensetzung der Rachen- und
Darmflora von gesunden in Süddeutschland gehaltenen Landschildkröten.
München, Univ., tierärztl. Fak., Diss.
- MROSOVSKY, N. (1971):
Hibernation and Hypothalamus.
Verlag Appleton-Century-Crofts, New York
- MÜLLER, H. E. (1971):
Kleintiere der menschlichen Siedlung als Träger von Salmonellen
in: W. WUNDT (Hrsg.): Die Epidemiologie der Samonellose.
Verlag Fischer, Stuttgart, S. 47 - 51
- MÜLLER, H. E. (1972):
Über die aerobe Fäkalflora von Reptilien, insbesondere über die Enterobakterien
von Schlangen.
Zentralbl. Bakteriol. Mikrobiol. Hyg. [A] 222, 487 - 495
- MÜLLER, H. E. (1975):
Salmonella-Infektionen durch Reptilien insbesondere durch Schildkröten und ihre
mögliche Verhütung.
Hosp. Hyg. Gesundh. Wes. Desinf. 67, 234 - 237
- MÜLLER, H. E. (1976):
Evolution und Alter von Bakterien.
Naturwissenschaften 63, 224 - 230
- MÜLLER, H. E. (1992):
Bacillaceae
in: F. BURKHARDT (Hrsg.): Mikrobiologische Diagnostik.
Verlag Thieme, Stuttgart, S. 251 - 257

- MURPHY, T., u. S. E. MILIS (1969):
Immunochemical and enzymatic comparison of the Tryptophan-synthese subunits
from five spezies of Enterobacteriaceae.
J. Bacteriol. 97, 1310 - 1320
- MUSACCHIA, X. J., u. M. L. SIEVERS (1956):
Effects of induced cold torpor on blood of *Chrysemys picta*.
Am. J. Physiol. 187, 99 - 102
- NACE, G. W., D. D. CULLEY, M. B. EMMONS, E. L. GIBBS, V. H. HUTCHINSON u.
R. G. McKINNEL (1974):
Amphibians: guidelines for the breeding, care and management of laboratory
animals.
National Academy of Science, National Research Council, Washington/DC
- NAULLEAU, G. (1970):
La reproduction de *Vipera aspis* en captivité dans des conditions artificielles.
J. Herpetol. 4, 113 - 121
- NAUMANN, P., u. T. KRECH (1992):
Corynebacterium, Listeria, Erysipelothrix
in: F. BURKHARDT (Hrsg.): Mikrobiologische Diagnostik.
Verlag Thieme, Stuttgart, S. 239 - 250
- NEEDHAM, J. R. (1986):
Microbiology and captive reptiles.
Acta Zool. Pathol. Antverp. 79, 33 - 38
- OBST, F. J. (1995):
Zum Geleit
in: V. MÜLLER u. W. SCHMIDT (Hrsg.): Landschildkröten.
Verlag Natur und Tier, Münster, S. 2 - 3
- PALLERONI, N. J. (1984):
Pseudomonadaceae
in: N. R. KRIEG (Hrsg.): Bergey's manual of determinative bacteriology. Vol. 1.
Verlag Williams and Wilkins, Baltimore, S. 141 - 218
- PATTERSON, R. (1987):
Reptiles of southern Africa.
Struik Publishing, Cape Town

- PETERS, G., u. F. SCHUMACHER-PERDREAU (1992):
Micrococcaceae
in: F. BURKHARDT (Hrsg.): Mikrobiologische Diagnostik.
Verlag Thieme, Stuttgart, S. 68 - 74
- PRELL, A. (1992):
Bakteriologische Untersuchungen zum Vorkommen von *Listeria monocytogenes*
und anderen Listerien-Spezies in Kotproben von Zootieren sowie Kaltblütern in
Heimtierhaltung.
München, Univ., tierärztl. Fak., Diss.
- PRELL, A., A. WEBER u. J. POTEL (1992):
Vorkommen von Listerien bei Reptilien in der Heimtierhaltung
in: Viertes Hohenheimer Seminar Aktuelle Zoonosen. Stuttgart 1992. Kongr.ber.,
S. 37 - 41
- PREST, I., A. S. COOKE u. K. F. CORBETT (1974):
British amphibians and reptiles
in: D. L. HAWKSWORTH (Hrsg.): The changing flora and fauna of Britain.
Academic Press, New York, S. 113 - 127
- PRUKSARAJ, D. (1967):
Untersuchungen über das Vorkommen von Salmonellen bei Landschildkröten der
Arten *Testudo graeca* und *Testudo hermanni*.
Hannover, Tierärztl. Hochsch., Diss.
- QUINN, P. J., M. E. CARTER, B. K. MARKEY u. G. R. CARTER (1994):
Clinical veterinary microbiology.
Wolfe Publishing by Mosby, London
- RECKLIES, H. (1989):
Krankheiten der Schildkröten. Eine Literaturstudie.
Berlin, Freie Univ., Fachber. Veterinärmed., Diss.
- REDROBE, S. (1996):
Post-hibernation anorexia in tortoises.
Vet. Rec. 138, 480
- REUTER, G. (1996):
Mikrobiologie des Fleisches
in: H. WEBER (Hrsg.): Mikrobiologie der Lebensmittel - Fleisch und
Fleischerzeugnisse.
Verlag Behrs, Hamburg, S. 14 - 69

- RÖDER, B. (1981):
Reptilienkrankheiten
in: Krankheiten der Pelztiere, Kaninchen und Heimtiere. 4. Tagung Fachgruppe
Kleintierkrankheiten, Celle 1981. Kongr.ber., S. 206 - 217
- RÖSLER, H. (1995):
Geckos der Welt.
Verlag Urania, Leipzig, Jena
- ROGGENDORF, M., u. H. E. MÜLLER (1976):
Enterobakterien bei Reptilien.
Zentralbl. Bakteriol. Mikrobiol. Hyg. [A] 236, 22 - 35
- ROGNER, M. (1995):
Schildkröten.
Verlag Rogner, Hürtgenwald
- ROHDE, R., D. HABERMALZ, O. PIETZSCH u. P. ALEKSIC (1975):
Neun neue Salmonella-Species der Subgenera I, II und III und eine serologische
Variante von *S. tornow*.
Zentralbl. Bakteriol. Mikrobiol. Hyg. [A] 233, 50 - 57
- ROSS, R. A. (1984):
The epidemiology of gram negative bacteria in reptiles
in: R. A. ROSS (Hrsg.): The bacterial diseases in reptiles.
Institute for herpetological research, California, S. 32 - 37
- ROSSKOPF, W. J. (1986):
Shell diseases in turtles and tortoises
in: R. D. KIRK (Hrsg.): Current veterinary therapy IX.
Verlag Saunders, Philadelphia, S. 1018
- SAKAZAKI, R. (1967):
Studies on the Asakusa group of Enterobacteriaceae (*Edwardsiella tarda*).
Jap. J. Med. Sci. Biol. 20, 205 - 212
- SAMOUR, J. (1985):
Chelonia hibernation warning.
Vet. Rec. 117, 290
- SASSENBURG, L. (2000):
Ratgeber Schildkrötenkrankheiten.
Verlag Bede, Ruhmannsfelden

- SAUPE, C. (1996):
Mikrobiologie der Fische und Fischwaren
in: H. WEBER (Hrsg.): Mikrobiologie der Lebensmittel - Fleisch und
Fleischerzeugnisse.
Verlag Behrs, Hamburg, S. 670 - 762
- SAURO, A. M. (1983):
Patterns of bacterial isolates in healthy and diseased captive reptiles
in: Microbial Ecology. 3rd Int. Sympos., Michigan State University 1983.
Kongr.ber., S. 56 - 57
- SAVAGE, M., u. J. R. BAKER (1980):
Incidence of salmonella in recently imported tortoises.
Vet. Rec. 106, 558
- SCHEINERT, P., R. W. HOFFMANN, T. FISCHER-SCHERL u. R. REITMEIER (1992):
Reptilien als Patienten in der tierärztlichen Praxis.
Tierärztl. Praxis 20, 307 - 320
- SCHILDGER, B.-J., M. ZSCHÖCK u. T. GÖBEL (1989):
Untersuchung zur O-Serovarverteilung und Antibiotikaempfindlichkeit von
Pseudomonas aeruginosa-Stämmen aus Vögeln und Reptilien.
Zentralbl. Vet. Med. [B] 36, 292 - 296
- SCHLEGEL, H. G. (1976):
Allgemeine Mikrobiologie.
Verlag Thieme, Stuttgart
- SCHLEIFER, K. H., u. W. E. KLOOS (1975):
A simple system for the separation of Staphylococci from Micrococci.
J. Clin. Microbiol. 1, 337 - 338
- SCHLEIFER, K. H., u. W. E. KLOOS (1976):
Separation of Staphylococci from Micrococci.
Zentralbl. Bakteriol. Mikrobiol. Hyg. [Suppl] 5, 3 - 9
- SCHMIDT, J. (1963):
Influence of cold on host-parasite interactions.
Arctic Aeromedical Laboratory, Fort Wainwright
- SCHMIDT, W., u. F.-W. HENKEL (1995):
Leguane. Biologie, Haltung und Zucht.
Verlag Ulmer, Stuttgart

SCHRÖDER, H.-D. (1969):

Zur Verbreitung von Salmonellen bei in Gefangenschaft gehaltenen Wildtieren.

II. Mitteilung - Zum Vorkommen bei Reptilien.

Monatsh. Veterinärmed. 25, 547 - 550

SCHRÖDER, H.-D. (1977):

Zur Bedeutung von bakteriellen Zoonosen bei Wildtieren in Menschenhand

in: Erkrankungen d. Zootiere. 19. Int. Sympos., Poznan 1977. Verh.ber., S. 165 - 179

SCHRÖDER, H.-D., u. R. IPPEN (1970):

Ein Beitrag zur Arizonainfektion der Reptilien.

Zool. Garten 39, 248 - 254

SCHUBERT, R. (1992):

Aeromonas und Plesiomonas

in: F. BURKHARDT (Hrsg.): Mikrobiologische Diagnostik.

Verlag Thieme, Stuttgart, S. 109 - 110

SCOTT, P. W. (1992):

Ernährungsbedingte Erkrankungen

in: P. H. BEYNON, M. P. LAWTON u. J. E. COOPER (Hrsg.): Kompendium der Reptilienkrankheiten.

Schlütersche Verlagsanstalt, Hannover, S. 147 - 161

SELBITZ, H.-J. (1986):

Salmonelleninfektionen und Salmonellosen bei Zootieren.

Monatsh. Veterinärmed. 41, 312 - 315

SELBITZ, H.-J., u. K. ELZE (1982):

Aeromonas- und Pseudomonas-Infektionen bei Reptilien.

Monatsh. Veterinärmed. 37, 293 - 295

SELBITZ, H.-J., u. W.-E. ENGELMANN (1984):

Die häufigsten bakteriellen Infektionen bei Reptilien.

Monatsh. Veterinärmed. 39, 383 - 386

SHOTTS, E. B. Jr. (1984):

Aeromonas

in: G. L. HOFF, F. L. FRYE u. E. R. JACOBSON (Hrsg.): Diseases of amphibians and reptiles.

Plenum Press, New York, S. 49 - 58

SIMMONS, J. S. (1926):

A culture medium for differentiating organisms of typhoid-colon-aerogenes groups and for isolation of certain fungi.

J. Infect. Dis. 39, 209 - 241

SINELL, H.-J. (1985):

Einführung in die Lebensmittelhygiene.

Verlag Parey, Berlin, Hamburg

SKOCZYLAS, R. (1978):

Physiology of the digestive tract

in: C. GANS (Hrsg.): Biology of the reptilia. Vol. 8 - Physiology B.

Academic Press, London, New York, S. 342 - 489

SMITH, D. A., I. K. BARKER u. O. B. ALLEN (1988):

The effect of ambient temperature and type of wound on healing of cutaneous wounds in the common garter snake (*Thamnophis sirtalis*).

Can. J. Vet. Res. 52, 120

SMITH, J. E. (1984):

Pasteurella

in: N. R. KRIEG (Hrsg.): Bergey's manual of determinative bacteriology. Vol. 1.

Verlag Williams and Wilkins, Baltimore, S. 552 - 558

SNELL, J. J. (1984):

Kingella

in: N. R. KRIEG (Hrsg.): Bergey's manual of determinative bacteriology. Vol. 1.

Verlag Williams and Wilkins, Baltimore, S. 307 - 311

SNIPES, K. P. (1984):

Pasteurella in reptiles

in: G. L. HOFF, F. L. FRYE u. E. R. JACOBSON (Hrsg.): Diseases of amphibians and reptiles.

Plenum Press, New York, S. 25 - 36

SNIPES, K. P., E. L. BIBERSTEIN u. M. E. FOWLER (1980):

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

J. Am. Vet. Med. Assoc. 177, 804 - 807

SNIPES, K. P., u. E. L. BIBERSTEIN (1982):

Pasteurella testudinis sp. nov.: a parasite of desert tortoises (*Gopherus agassizi*).

Int. J. Syst. Bacteriol. 32, 201 - 210

- SNIPES, K. P., R. W. KASTEN, J. M. CALAGOAN u. J. T. BOOTHBY (1995):
Molecular characterization of *Pasteurella testudinis* isolated from desert tortoises (*Gopherus agassizi*) with and without upper respiratory tract disease.
J. Wildl. Dis. 31, 22 - 29
- STANIER, R. Y., E. A. ADELBERG u. J. L. INGRAHAM (1984):
General Microbiology.
MacMillan Press, London
- TAN, R. J., u. E. W. LIM (1977):
Occurrence of *Edwardsiella tarda* in the household lizzard, *Gecko gecko*.
Jap. J. Med. Sci. Biol. 30, 321 - 323
- TAYLOR, J. (1968):
Salmonella in wild animals
in: Zool. Soc. London. 24th Sympos., London 1968. Kongr.ber. S. 51 - 73
- TIMMERMAN, A. M., u. M. D. DOOLEN (1995):
Common reptilian diseases.
Iowa St. Univ. Vet. 57, 14 - 21
- TRUTNAU, L. (1994):
Terraristik.
Verlag Ulmer, Stuttgart
- VAN DER WAAIJ, D., B. J. COHEN u. G. W. NACE (1974):
Colonization patterns of aerobic gram-negative bacteria in the cloaca of *Rana pipiens*.
Lab. Anim. Sci. 24, 307 - 317
- VAN DER WAAIJ, D., T. M. SPELTIE u. J. M. VOSSEN (1972):
Biotyping of Enterobacteriaceae as a test system for the evaluation of isolation systems.
J. Hyg. 70, 639 - 650
- VEDROS, N. A. (1984):
Neisseria
in: N. R. KRIEG (Hrsg.): Bergey's manual of determinative bacteriology. Vol. 1.
Verlag Williams and Wilkins, Baltimore, S. 290 - 296
- VINKE, T. (2000):
Die DGHT-AG Schildkröten.
Draco Terraristik-Themenheft 2, 94

VON GRAEVENITZ, A. (1992):

Pseudomonas und andere anspruchslose nichtfermentierende gramnegative Stäbchen

in: F. BURKHARDT (Hrsg.): Mikrobiologische Diagnostik.

Verlag Thieme, Stuttgart, S. 90 - 101

VON GRAEVENITZ, A., u. G. FUNKE (1996):

An identification scheme for rapidly and aerobically growing gram-positive rods.

Zentralbl. Bakteriologie. 284, 246 - 254

WEBER, A., A. PRELL, J. PÖTEL u. R. SCHÄFER (1993):

Vorkommen von *Listeria monocytogenes* bei Schlangen, Schildkröten, Echsen und Amphibien in Heimtierhaltung.

Berl. Münch. Tierärztl. Wschr. 106, 293 - 295

WEIS, J., u. H. P. SEELIGER (1975):

Incidence of *Listeria monocytogenes* in nature.

Appl. Microbiol. 30, 29 - 32

WEISE, E. (1996):

Mikrobiologie des Geflügels

in: H. WEBER (Hrsg.): Mikrobiologie der Lebensmittel - Fleisch und Fleischerzeugnisse.

Verlag Behrs, Hamburg, S. 577 - 630

WELSHIMER, H. J., u. J. DONKER-VOET (1971):

Listeria monocytogenes in nature.

Appl. Microbiol. 21, 516 - 519

WHITE, F. H. (1984):

Edwardsiella tarda

in: G. L. HOFF, F. L. FRYE u. E. R. JACOBSON (Hrsg.): Diseases of amphibians and reptiles.

Plenum Press, New York, S. 83 - 92

WILKE, H. (1998):

Landschildkröten.

Verlag Gräfe und Unzer, München

WILKE, H., u. U. ANDERS (1997):

Die Schildkröte.

Verlag Gräfe und Unzer, München

- WILLMANN, H., u. H. MESSINGER (1989):
Langenscheidts Grosswörterbuch der englischen und deutschen Sprache.
Langenscheidt, Berlin, München
- WILMS, T., u. B. LÖHR (2000):
Hinweise zur Überwinterung mediterraner Landschildkröten.
Draco Terraristik-Themenheft 2, 48 - 51
- WINKLE, S. (1966):
Zur Epidemiologie und Pathogenese der Subgenus II- Salmonellosen.
Zentralbl. Bakteriol. Mikrobiol. Hyg. [Ref] 202, 504 - 523
- WINKLE, S., u. R. ROHDE (1964):
Diagnostische und epidemiologische Erfahrungen aus dem Tätigkeitsbereich der
Hamburger Salmonella-Zentrale.
Arch. Hyg. Bakteriol. 148, 388 - 424
- WÖRTERBUCH DER VETERINÄRMEDIZIN (1991)
E. WIESNER u. R. RIBBECK (Hrsg.)
Verlag Fischer, Jena, Stuttgart
- WOODBURY, A. M., u. R. HARDY (1948):
Studies of the desert tortoise, *Gopherus agassizi*.
Ecol. Monog. 18, 145 - 200
- WRIGHT, R. D., H. W. FLOREY u. A. G. SANDERS (1957):
Observation on the gastric mucosa of reptilia.
Q. J. Exp. Physiol. 48, 1 - 14
- XIANG, J., u. W. PEICHAO (1990):
Annual cycles of lipid contents and caloric values of carcass and some organs of
the gekko, *Gekko japonicus*.
Comp. Biochem. Physiol. 96A, 267
- ZASLOFF, M. (1987):
Magainin, a class of antimicrobial peptides from *Xenopus* skin: isolation,
characterization of two active forms, and partial cDNA sequence of a precursor.
Natl. Acad. Sci. USA 84, 5449 - 5453
- ZWART, P. (1960):
Salmonella and Arizona infections in reptiles in the Netherlands.
Antoine Van Leeuwenhoek 26, 250 - 254

ZWART, P. (1975):

Haltung und Fütterung von Reptilien.

Collegium Veterinarium 5, 30 - 31

ZWART, P., F. G. POELMA u. W. J. SIRIK (1970):

The distribution of various types of salmonellae and arizonae in reptiles.

Zentralbl. Bakteriol. Mikrobiol. Hyg. [A] 213, 201 - 212

9. ANHANG

9.1 Daten und Bakterienisolate der in die vergleichende Studie aufgenommenen Landschildkröten

Tabelle 1: Bestand, Tierart, Geschlecht, Dauer der Winterruhe, Körpermasse vor und nach der Winterruhe sowie alle Bakterienisolate der in die vergleichende Studie aufgenommenen Landschildkröten

vor der Winterruhe	nach der Winterruhe
Tier 01 (Best. A; <i>T. graeca</i> ; m.; Dauer der WR 178 d; KM: vWR 1190 g, nWR 1100 g)	
<u>Kornea:</u>	
+ <i>Staphylococcus equorum</i>	+ <i>Bacillus</i> sp. 7
++ <i>Staphylococcus xylosus</i>	+ <i>Pseudomonas</i> sp. 7
++ <i>Corynebacterium matruchotii</i>	+++ <i>Corynebacterium amycolatum</i>
	+++ <i>Corynebacterium matruchotii</i>
	+++ fcB1
<hr/>	
<u>Rachen:</u>	
+ <i>Enterococcus gallinarum</i>	+ CDC-Gruppe F1
+ <i>Aeromonas eucrenophila</i>	++ <i>Corynebacterium matruchotii</i>
++ <i>Aeromonas hydrophila</i>	++ <i>Xanthomonas maltophila</i>
	+++ fcB1
<hr/>	
<u>Kloake:</u>	
+ <i>Enterobacter amnigenus</i>	++ <i>Enterococcus saccharolyticus</i>
++ <i>Staphylococcus xylosus</i>	++ <i>Enterobacter amnigenus</i>
++ <i>Bacillus</i> sp. 3	++ <i>Proteus vulgaris</i>
+++ nfcB1	+++ <i>Propionibacterium acnes</i>
<hr/>	
Tier 02 (Best. A; <i>T. graeca</i> ; w.; Dauer der WR 159 d; KM: vWR 2100 g, nWR 1950 g)	
<u>Kornea:</u>	
+++ <i>Staphylococcus equorum</i>	+ <i>Streptococcus</i> sp. 1
+++ <i>Staphylococcus xylosus</i>	++ <i>Pseudomonas</i> sp. 5
	+++ <i>Pseudomonas</i> sp. 4
<hr/>	
<u>Rachen:</u>	
+ <i>Enterococcus gallinarum</i>	+ <i>Corynebacterium amycolatum</i>
+ <i>Pasteurella testudinis</i>	+ <i>Bacillus</i> sp. 4
+++ <i>Pasteurella marii</i>	++ <i>Corynebacterium urealyticum</i>
+++ <i>Flavobacterium breve</i>	++ <i>Aeromonas eucrenophila</i>
	++ <i>Flavobacterium balustinum</i>
	+++ <i>Streptococcus</i> sp. 2
<hr/>	
<u>Kloake:</u>	
+ <i>Streptococcus acidominimus</i>	+ <i>Propionibacterium acnes</i>
++ <i>Citrobacter freundii</i>	+++ <i>Flavobacterium odoratum</i>
+++ nfcB1	

Tabelle 1: Fortsetzung

vor der Winterruhe

nach der Winterruhe

Tier 03 (Best. A; *T. hermanni*; w.; Dauer der WR 159 d; KM: vWR 2250 g, nWR 2180 g)

Kornea:

+ <i>Staphylococcus sciuri</i>	++ <i>Haemophilus somnus</i>
++ <i>Bacillus</i> sp. 1	++ <i>Flavobacterium breve</i>
+++ <i>Staphylococcus equorum</i>	+++ <i>Aeromonas caviae</i>
+++ <i>Staphylococcus xylosus</i>	

Rachen:

+ <i>Bacillus</i> sp. 2	+ <i>Bacillus</i> sp. 4
+ <i>Aeromonas eucrenophila</i>	++ <i>Streptococcus</i> sp. 2
+++ <i>Staphylococcus xylosus</i>	++ <i>Flavobacterium breve</i>
+++ <i>Pasteurella marii</i>	++ <i>Flavobacterium odoratum</i>
	++ <i>Pasteurella marii</i>
	+++ <i>Bacillus</i> sp. 5

Kloake:

+ <i>Salmonella tenesse</i>	+ <i>Flavobacterium breve</i>
++ <i>Streptococcus acidominimus</i>	++ <i>Propionibacterium acnes</i>
++ <i>Bacillus</i> sp. 3	++ <i>Moraxella</i> sp.
+++ fcB4	+++ <i>Aeromonas eucrenophila</i>
+++ nfcB1	

Tier 04 (Best. A; *T. graeca*; m.; Dauer der WR 169 d; KM: vWR 660 g, nWR 625 g)

Kornea:

++ <i>Bacillus</i> sp. 1	+ fcB1
++ <i>Staphylococcus xylosus</i>	+ <i>Micrococcus luteus</i>
	+ <i>Corynebacterium pseudotubercul.</i>

Rachen:

+++ <i>Aeromonas eucrenophila</i>	++ <i>Enterococcus saccharolyticus</i>
+++ <i>Pasteurella testudinis</i>	++ fcB1
+++ <i>Pasteurella marii</i>	+++ <i>Corynebacterium matruchotii</i>
	+++ <i>Pasteurella testudinis</i>
	+++ <i>Pasteurella marii</i>

Kloake:

++ <i>Streptococcus acidominimus</i>	++ <i>Acinetobacter johnsonii</i>
++ <i>Enterobacter cloacae</i>	+++ <i>Propionibacterium acnes</i>
	+++ <i>Bacillus</i> sp. 1
	+++ fcB3

Tier 05 (Best. A; *T. marginata*; m.; Dauer der WR 152 d; KM: vWR 2660 g, nWR 2500 g)

Kornea:

+++ <i>Staphylococcus xylosus</i>	+ <i>Staphylococcus xylosus</i>
	++ <i>Staphylococcus sciuri</i>
	++ nfcB2
	++ <i>Pasteurella testudinis</i>
	+++ <i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>

Tabelle 1: Fortsetzung

vor der Winterruhe	nach der Winterruhe
<u>Rachen:</u>	
+++ <i>Staphylococcus xylosus</i>	(+) nicht ident. gramneg. Stb.
+++ <i>Brevibacterium</i> sp.	++ <i>Actinobacillus rossii</i>
+++ <i>Pasteurella marii</i>	+++ <i>Pasteurella testudinis</i>
+++ <i>Pasteurella testudinis</i>	
<hr/>	
<u>Kloake:</u>	
+++ fcB4	++ <i>Flavobacterium breve</i>
+++ <i>Enterobacter amnigenus</i>	+++ <i>Corynebacterium amycolatum</i>
	+++ <i>Enterobacter amnigenus</i>
<hr/>	
Tier 06 (Best. A; <i>T. horsfieldii</i> ; ?; Dauer der WR 178 d; KM: vWR 430 g, nWR 390 g)	
<u>Kornea:</u>	
++ <i>Staphylococcus xylosus</i>	+ <i>Corynebacterium matruchotii</i>
++ <i>Pasteurella testudinis</i>	+ <i>Pseudomonas</i> sp. 7
	+++ <i>Corynebacterium amycolatum</i>
	+++ <i>Pasteurella testudinis</i>
<hr/>	
<u>Rachen:</u>	
+++ <i>Aeromonas eucrenophila</i>	++ <i>Streptococcus</i> sp. 3
+++ <i>Pasteurella marii</i>	+++ <i>Actinobacillus rossii</i>
	+++ <i>Pasteurella testudinis</i>
<hr/>	
<u>Kloake:</u>	
++ <i>Aeromonas hydrophila</i>	++ nfcB2
++ <i>Citrobacter freundii</i>	++ <i>Enterobacter amnigenus</i>
	+++ <i>Propionibacterium acnes</i>
	+++ <i>Proteus vulgaris</i>
<hr/>	
Tier 07 (Best. A; <i>T. marginata</i> ; w.; Dauer der WR 178 d; KM: vWR 750 g, nWR 710 g)	
<u>Kornea:</u>	
+ <i>Staphylococcus xylosus</i>	++ <i>Corynebacterium amycolatum</i>
+++ fcB1	++ <i>Corynebacterium matruchotii</i>
+++ <i>Pasteurella testudinis</i>	++ <i>Pasteurella testudinis</i>
<hr/>	
<u>Rachen:</u>	
++ <i>Brevibacterium</i> sp.	+ <i>Pasteurella testudinis</i>
+++ <i>Aeromonas eucrenophila</i>	++ <i>Actinobacillus rossii</i>
	+++ <i>Serratia proteamaculans</i>
<hr/>	
<u>Kloake:</u>	
++ <i>Bacillus</i> sp. 3	+ <i>Streptococcus</i> sp. 4
++ <i>Salmonella tennessee</i>	++ <i>Bacillus</i> sp. 8
++ <i>Aeromonas hydrophila</i>	++ <i>Propionibacterium acnes</i>
	++ <i>Citrobacter freundii</i>
	+++ <i>Pasteurella testudinis</i>

Tabelle 1: Fortsetzung

vor der Winterruhe

nach der Winterruhe

Tier 08 (Best. A; *T. horsfieldii*; ?; Dauer der WR 152 d; KM: vWR 280 g, nWR 255 g)

Kornea:

++	<i>Staphylococcus equorum</i>	+	<i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>
++	<i>Propionibacterium acnes</i>	+	<i>Staphylococcus xylosus</i>
+++	<i>Staphylococcus xylosus</i>	+	fcB2
		++	<i>Enterobacter amnigenus</i>

Rachen:

+	<i>Enterococcus gallinarum</i>	+++	<i>Pasteurella testudinis</i>
+++	<i>Aeromonas eucrenophila</i>	+++	<i>Pasteurella ureae</i>
+++	nicht ident. grampos. Kk.		

Kloake:

++	nfcB1	+	<i>Proteus vulgaris</i>
+++	<i>Staphylococcus hominis</i>	+	<i>Aeromonas caviae</i>
+++	<i>Brevibacterium</i> sp.	+++	<i>Corynebacterium amycolatum</i>
+++	<i>Salmonella tennessee</i>	+++	<i>Pasteurella testudinis</i>

Tier 09 (Best. A; *T. graeca*; m.; Dauer der WR 152 d; KM: vWR 810 g, nWR 750 g)

Kornea:

++	<i>Corynebacterium pseudotubercul.</i>	++	<i>Streptococcus</i> sp. 1
+++	<i>Staphylococcus xylosus</i>	++	fcB1
+++	<i>Staphylococcus sciuri</i>	++	<i>Pasteurella marii</i>
+++	<i>Corynebacterium matruchotii</i>	++	<i>Flavobacterium breve</i>

Rachen:

+++	<i>Brevibacterium</i> sp.	++	<i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>
+++	<i>Flavobacterium breve</i>	++	<i>Pasteurella marii</i>
		+++	<i>Pasteurella testudinis</i>

Kloake:

+	<i>Bacillus</i> sp. 3	+	<i>Flavobacterium odoratum</i>
+++	nfcB1	+	<i>Moraxella</i> sp.
+++	<i>Salmonella tennessee</i>	++	nfcB1
		++	<i>Acinetobacter junii</i>
		+++	<i>Enterococcus gallinarum</i>

Tier 10 (Best. A; *T. graeca*; m.; Dauer der WR 178 d; KM: vWR 820 g, nWR 770 g)

Kornea:

+	<i>Staphylococcus equorum</i>	+	<i>Corynebacterium matruchotii</i>
+	<i>Staphylococcus sciuri</i>	+++	<i>Corynebacterium amycolatum</i>
+++	<i>Staphylococcus xylosus</i>	+++	fcB1
+++	<i>Corynebacterium matruchotii</i>		

Rachen:

+	<i>Enterococcus gallinarum</i>	+	<i>Corynebacterium matruchotii</i>
+++	<i>Brevibacterium</i> sp.	++	<i>Actinobacillus rossii</i>
+++	<i>Flavobacterium breve</i>	+++	<i>Pasteurella testudinis</i>
+++	<i>Aeromonas eucrenophila</i>		

Tabelle 1: Fortsetzung

vor der Winterruhe

nach der Winterruhe

Kloake:

++ <i>Bacillus</i> sp. 3	+ <i>Enterobacter amnigenus</i>
+++ <i>Corynebacterium amycolatum</i>	++ <i>Propionibacterium acnes</i>
+++ nfcB1	++ <i>Pasteurella testudinis</i>
+++ <i>Flavobacterium breve</i>	+++ <i>Bacillus</i> sp. 6
	+++ <i>Corynebacterium pseudotubercul.</i>

Tier 11 (Best. A; *T. horsfieldii*; ?; Dauer der WR 178 d; KM: vWR 540 g, nWR 500 g)

Kornea:

+ <i>Staphylococcus sciuri</i>	keine Bakterienisolate
++ <i>Corynebacterium matruchotii</i>	
+++ <i>Staphylococcus xylosus</i>	

Rachen:

+ <i>Enterococcus gallinarum</i>	+ <i>Corynebacterium matruchotii</i>
+ <i>Brevibacterium</i> sp.	+ <i>Pasteurella testudinis</i>
+ <i>Aeromonas eucrenophila</i>	++ <i>Pasteurella marii</i>
+++ nicht ident. grampos. Kk.	
+++ <i>Flavobacterium breve</i>	

Kloake:

+ <i>Streptococcus acidominimus</i>	+ <i>Bacillus</i> sp. 6
+ <i>Bacillus</i> sp. 3	++ <i>Propionibacterium acnes</i>
+++ nfcB1	++ <i>Citrobacter freundii</i>
+++ <i>Citrobacter freundii</i>	+++ <i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>
	+++ fcB3

Tier 12 (Best. A; *T. graeca*; w.; Dauer der WR 159 d; KM: vWR 635 g, nWR 550 g)

Kornea:

+ <i>Enterococcus avium</i>	+ <i>Streptococcus</i> sp. 5
++ <i>Staphylococcus xylosus</i>	+++ <i>Staphylococcus xylosus</i>

Rachen:

++ <i>Corynebacterium matruchotii</i>	++ <i>Pasteurella testudinis</i>
++ <i>Alcaligenes xyl. ssp. denitrif.</i>	+++ <i>Staphylococcus saprophyticus</i>
+++ <i>Pasteurella testudinis</i>	+++ <i>Pasteurella marii</i>
+++ <i>Actinobacillus rossii</i>	
+++ <i>Acinetobacter johnsonii</i>	
+++ <i>Flavobacterium breve</i>	

Kloake:

++ <i>Staphylococcus arlettae</i>	+++ <i>Citrobacter freundii</i>
+++ fcB4	
+++ <i>Citrobacter freundii</i>	

Tier 13 (Best. B; *T. marginata*; m.; Dauer der WR 143 d; KM: vWR 2430 g, nWR 2325 g)

Kornea:

(+) <i>Enterococcus avium</i>	+++ <i>Staphylococcus xylosus</i>
+ <i>Staphylococcus chromogenes</i>	

Tabelle 1: Fortsetzung

vor der Winterruhe	nach der Winterruhe
<u>Rachen:</u>	
(+) <i>Staphylococcus lentus</i>	+ <i>Pasteurella marii</i>
+ <i>Actinobacillus rossii</i>	+++ <i>Pasteurella testudinis</i>
++ <i>Corynebacterium matruchotii</i>	
+++ <i>Pasteurella testudinis</i>	
<hr/>	
<u>Kloake:</u>	
(+) <i>Bacillus</i> sp. 9	++ <i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>
++ <i>Citrobacter freundii</i>	++ nfcB1
+++ <i>Propionibacterium acnes</i>	+++ <i>Citrobacter freundii</i>
+++ fcB4	
<hr/>	
Tier 14 (Best. B; <i>T. marginata</i> ; w.; Dauer der WR 148 d; KM: vWR 625 g, nWR 590 g)	
<u>Kornea:</u>	
(+) <i>Enterococcus avium</i>	(+) <i>Staphylococcus xylosus</i>
+ fcB1	
<hr/>	
<u>Rachen:</u>	
+ <i>Actinobacillus rossii</i>	+ <i>Pasteurella testudinis</i>
++ <i>Staphylococcus lentus</i>	++ <i>Staphylococcus xylosus</i>
+++ <i>Staphylococcus xylosus</i>	+++ <i>Pasteurella marii</i>
+++ <i>Pasteurella testudinis</i>	
+++ <i>Flavobacterium breve</i>	
<hr/>	
<u>Kloake:</u>	
+ <i>Propionibacterium acnes</i>	+ <i>Propionibacterium acnes</i>
++ <i>Enterococcus mundtii</i>	+ nfcB1
+++ fcB4	+++ <i>Citrobacter freundii</i>
+++ <i>Citrobacter freundii</i>	
<hr/>	
Tier 15 (Best. B; <i>T. marginata</i> ; m.; Dauer der WR 148 d; KM: vWR 3225 g, nWR 3050 g)	
<u>Kornea:</u>	
keine Bakterienisolate	+ <i>Streptococcus</i> sp. 5
	++ <i>Enterobacter aerogenes</i>
	+++ <i>Staphylococcus xylosus</i>
	+++ fcB1
	+++ <i>Citrobacter freundii</i>
<hr/>	
<u>Rachen:</u>	
+ <i>Enterococcus avium</i>	++ <i>Staphylococcus xylosus</i>
++ <i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>	++ <i>Pasteurella marii</i>
++ <i>Pasteurella marii</i>	+++ <i>Pasteurella testudinis</i>
<hr/>	
<u>Kloake:</u>	
+ <i>Bacillus</i> sp. 9	++ <i>Micrococcus luteus</i>
++ <i>Enterococcus gallinarum</i>	++ <i>Citrobacter freundii</i>
+++ <i>Propionibacterium acnes</i>	+++ nfcB1
+++ fcB4	

Tabelle 1: Fortsetzung

vor der Winterruhe

nach der Winterruhe

Tier 16 (Best. B; *T. marginata*; ?; Dauer der WR 143 d; KM: vWR 290 g, nWR 275 g)

Kornea:

+ nicht ident. grampos. Kk.	keine Bakterienisolate
++ <i>Staphylococcus chromogenes</i>	
++ <i>Moraxella</i> sp.	

Rachen:

+ <i>Enterococcus malodoratus</i>	+ <i>Pseudomonas diminuta</i>
++ <i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>	+ nicht ident. gramneg. Stb.
+++ <i>Flavobacterium balustinum</i>	+++ <i>Enterococcus saccharolyticus</i>
	+++ <i>Flavobacterium breve</i>

Kloake:

++ <i>Bacillus</i> sp. 10	+ fcB4
++ <i>Corynebacterium amycolatum</i>	++ nfcB1
+++ <i>Staphylococcus sciuri</i>	+++ <i>Enterococcus gallinarum</i>
+++ <i>Corynebacterium matruchotii</i>	+++ <i>Enterococcus seriolicida</i>
+++ <i>Pasteurella testudinis</i>	+++ <i>Morganella morganii</i>

Tier 17 (Best. C; *T. graeca*; w.; Dauer der WR 144 d; KM: vWR 1275 g, nWR 1200 g)

Kornea:

+ <i>Staphylococcus simulans</i>	++ fcB1
+ <i>Enterococcus malodoratus</i>	

Rachen:

++ <i>Enterococcus amlodoratus</i>	+ <i>Flavobacterium breve</i>
+++ <i>Micrococcus luteus</i>	++ <i>Enterococcus faecalis</i>
+++ <i>Actinobacillus rossii</i>	+++ <i>Citrobacter freundii</i>

Kloake:

+ <i>Acinetobacter junii</i>	+ nfcB1
++ <i>Corynebacterium matruchotii</i>	++ <i>Streptococcus</i> sp. 6
++ nfcB1	+++ <i>Morganella morganii</i>
++ nfcB3	
+++ <i>Pasteurella testudinis</i>	

Tier 18 (Best. C; *T. graeca*; w.; Dauer der WR 168 d; KM: vWR 1875 g, nWR 1800 g)

Kornea:

(+) <i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>	+ <i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>
++ <i>Micrococcus roseus</i>	+ <i>Streptococcus</i> sp. 6
++ <i>Staphylococcus simulans</i>	+ fcB1
	+ <i>Enterobacter agglomerans</i>

Rachen:

++ <i>Micrococcus luteus</i>	+++ <i>Enterococcus gallinarum</i>
+++ <i>Staphylococcus simulans</i>	+++ <i>Acinetobacter johnsonii</i>
+++ <i>Enterococcus malodoratus</i>	
+++ <i>Acinetobacter junii</i>	

Tabelle 1: Fortsetzung

vor der Winterruhe

nach der Winterruhe

Kloake:

+	Bacillus sp. 5	++	Pseudomonas sp. 6
+	<i>Acinetobacter junii</i>	+++	nfcB1
++	<i>Corynebacterium matruchotii</i>	+++	<i>Pasteurella testudinis</i>
++	nfcB1	+++	<i>Pseudomonas putida</i>
+++	<i>Pasteurella testudinis</i>		

Tier 19 (Best. C; *T. hermanni*; m.; Dauer der WR 144 d; KM: vWR 950 g, nWR 900 g)

Kornea:

(+)	<i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>	keine	Bakterienisolate
(+)	<i>Enterococcus malodoratus</i>		
+	<i>Staphylococcus saprophyticus</i>		
+++	<i>Staphylococcus simulans</i>		
+++	<i>Micrococcus roseus</i>		

Rachen:

++	<i>Staphylococcus simulans</i>	+	<i>Flavobacterium breve</i>
++	<i>Micrococcus luteus</i>	+++	<i>Enterococcus gallinarum</i>
++	<i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>	+++	<i>Enterococcus faecalis</i>
++	<i>Flavobacterium balustinum</i>	+++	<i>Acinetobacter johnsonii</i>
+++	<i>Pasteurella testudinis</i>		

Kloake:

+	Bacillus sp. 5	+	nfcB1
++	<i>Corynebacterium matruchotii</i>	+++	<i>Morganella morganii</i>
++	fcB1		
+++	nfcB1		
+++	<i>Pasteurella testudinis</i>		

Tier 20 (Best. C; *T. hermanni*; m.; Dauer der WR 144 d; KM: vWR 625 g, nWR 560 g)

Kornea:

+	<i>Enterococcus malodoratus</i>	+	fcB1
++	<i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>	+++	(<i>Listeria</i> sp.)*
+++	<i>Staphylococcus simulans</i>		

Rachen:

++	fcB1	+	<i>Pasteurella marii</i>
+++	<i>Enterococcus malodoratus</i>	+++	<i>Enterococcus durans</i>
+++	<i>Corynebacterium matruchotii</i>	+++	<i>Pasteurella testudinis</i>

Kloake:

++	fcB1	++	<i>Corynebacterium afermentans</i>
++	nfcB1	+++	<i>Morganella morganii</i>
+++	<i>Enterococcus malodoratus</i>		

Tabelle 1: Fortsetzung

vor der Winterruhe

nach der Winterruhe

Tier 21 (Best. C; *T. hermanni*; m.; Dauer der WR 144 d; KM: vWR 750 g, nWR 700 g)

Kornea:

++ <i>Enterococcus malodoratus</i>	keine Bakterienisolate
++ <i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>	
+++ <i>Staphylococcus simulans</i>	

Rachen:

+ fcB1	+ <i>Pseudomonas diminuta</i>
++ <i>Enterococcus malodoratus</i>	+++ <i>Enterococcus gallinarum</i>
+++ <i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>	+++ <i>Acinetobacter johnsonii</i>
+++ <i>Staphylococcus simulans</i>	
+++ <i>Corynebacterium matruchotii</i>	

Kloake:

+ <i>Brevibacterium</i> sp.	+ nfcB1
++ nfcB1	+ <i>Acinetobacter johnsonii</i>
+++ fcB4	+++ <i>Citrobacter freundii</i>
+++ <i>Enterococcus malodoratus</i>	+++ <i>Pasteurella testudinis</i>

Tier 22 (Best. C; *T. hermanni*; m.; Dauer der WR 144 d; KM: vWR 1050 g, nWR 930 g)

Kornea:

(+) <i>Staphylococcus chromogenes</i>	keine Bakterienisolate
+ <i>Streptococcus</i> sp. 8	

Rachen:

++ <i>Staphylococcus xylosus</i>	+ <i>Propionibacterium acnes</i>
+++ <i>Proteus vulgaris</i>	+ <i>Proteus vulgaris</i>
+++ <i>Pasteurella testudinis</i>	++ <i>Pasteurella haemolytica</i>
	+++ fcB1

Kloake:

+++ <i>Enterococcus mundtii</i>	+ <i>Corynebacterium amycolatum</i>
+++ <i>Enterococcus raffinosus</i>	+++ <i>Citrobacter freundii</i>
+++ <i>Citrobacter freundii</i>	+++ <i>Flavobacterium odoratum</i>

Tier 23 (Best. C; *T. hermanni*; m.; Dauer der WR 145 d; KM: vWR 725 g, nWR 640 g)

Kornea:

keine Bakterienisolate	+ <i>Gemella morbillorum</i>
	+ fcB1

Rachen:

+ <i>Pasteurella testudinis</i>	+ <i>Pasteurella testudinis</i>
+ <i>Flavobacterium gleum</i>	++ <i>Corynebacterium matruchotii</i>
++ <i>Streptococcus</i> sp. 7	++ <i>Bacillus</i> sp. 13
+++ <i>Staphylococcus xylosus</i>	++ <i>Actinobacillus ureae</i>
+++ <i>Acinetobacter johnsonii</i>	+++ fcB1

Tabelle 1: Fortsetzung

vor der Winterruhe

nach der Winterruhe

Kloake:

++	<i>(Erysipelothrix rhusiopathiae)*</i>	+	<i>Propionibacterium acnes</i>
++	<i>Citrobacter freundii</i>	++	<i>Citrobacter freundii</i>
		+++	<i>Flavobacterium odoratum</i>

Tier 24 (Best. D; *T. graeca*; m.; Dauer der WR 154 d; KM: vWR 1040 g, nWR 950 g)

Kornea:

+	CDC-Gruppe F1	keine Bakterienisolate
++	<i>Streptococcus</i> sp. 8	

Rachen:

+	<i>Pasteurella testudinis</i>	++	<i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>
++	<i>Micrococcus roseus</i>	+++	<i>Enterococcus gallinarum</i>
++	<i>Flavobacterium breve</i>	+++	<i>Flavobacterium breve</i>
+++	<i>Staphylococcus xylosus</i>		
+++	<i>Bacillus</i> sp. 11		

Kloake:

++	<i>Enterococcus mundtii</i>	+	<i>Corynebacterium amycolatum</i>
+++	<i>Citrobacter freundii</i>	++	<i>Alcaligenes faecalis</i>
		+++	<i>Citrobacter freundii</i>

Tier 25 (Best. D; *T. graeca*; m.; Dauer der WR 154 d; KM: vWR 1210 g, nWR 1125 g)

Kornea:

+	CDC-Gruppe F1	+	fcB1
++	<i>Streptococcus</i> sp. 8		

Rachen:

+	<i>Micrococcus roseus</i>	+	<i>Corynebacterium matruchotii</i>
+	<i>Flavobacterium breve</i>	+	<i>Flavobacterium odoratum</i>
+++	<i>Staphylococcus xylosus</i>	++	<i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>
+++	<i>Streptococcus</i> sp. 7	++	<i>Pasteurella haemolytica</i>
+++	<i>Pasteurella testudinis</i>	+++	<i>Corynebacterium amycolatum</i>

Kloake:

+	<i>Enterococcus mundtii</i>	++	<i>Gemella morbillorum</i>
+	<i>Pasteurella testudinis</i>	++	<i>Propionibacterium acnes</i>
+++	<i>Citrobacter freundii</i>	++	<i>Citrobacter freundii</i>
		+++	<i>Proteus vulgaris</i>

Tier 26 (Best. D; *T. graeca*; m.; Dauer der WR 157 d; KM: vWR 1775 g, nWR 1700 g)

Kornea:

+	fcB1	+	<i>Corynebacterium matruchotii</i>
		++	fcB1

Tabelle 1: Fortsetzung

vor der Winterruhe	nach der Winterruhe
<u>Rachen:</u>	
+ <i>Micrococcus roseus</i>	+ <i>Corynebacterium amycolatum</i>
++ <i>Staphylococcus xylosus</i>	+ <i>Morganella morganii</i>
+++ <i>Pasteurella testudinis</i>	+ <i>Pseudomonas</i> sp. 7
	+++ <i>Pasteurella haemolytica</i>
<hr/>	
<u>Kloake:</u>	
+ <i>Enterococcus raffinosus</i>	+ <i>Flavobacterium balustinum</i>
+++ <i>Citrobacter freundii</i>	++ <i>Citrobacter freundii</i>
+++ <i>Pasteurella testudinis</i>	+++ <i>Pasteurella testudinis</i>
	+++ <i>Flavobacterium odoratum</i>
<hr/>	
Tier 27 (Best. D; <i>T. graeca</i> ; m.; Dauer der WR 152 d; KM: vWR 1690 g, nWR 1600 g)	
<u>Kornea:</u>	
+ <i>Staphylococcus chromogenes</i>	keine Bakterienisolate
+ fcB1	
<hr/>	
<u>Rachen:</u>	
+ Streptococcus sp. 7	+++ <i>Enterococcus gallinarum</i>
++ <i>Staphylococcus xylosus</i>	+++ <i>Citrobacter freundii</i>
++ <i>Corynebacterium amycolatum</i>	
+++ <i>Pasteurella testudinis</i>	
<hr/>	
<u>Kloake:</u>	
(+) <i>Enterobacter agglomerans</i>	+ <i>Propionibacterium acnes</i>
+ <i>Enterococcus mundtii</i>	+ <i>Alcaligenes faecalis</i>
++ <i>Enterococcus raffinosus</i>	++ fcB3
+++ <i>Citrobacter freundii</i>	+++ <i>Lactococcus lactis</i> ssp. <i>lactis</i>
	+++ <i>Citrobacter freundii</i>
<hr/>	
Tier 28 (Best. D; <i>T. graeca</i> ; w.; Dauer der WR 154 d; KM: vWR 1490 g, nWR 1420 g)	
<u>Kornea:</u>	
++ Streptococcus sp. 8	keine Bakterienisolate
++ fcB1	
<hr/>	
<u>Rachen:</u>	
+ Streptococcus sp. 7	+ <i>Morganella morganii</i>
+ <i>Alcaligenes xyl. ssp. denitrif.</i>	++ <i>Actinobacillus ureae</i>
+++ <i>Pasteurella marii</i>	+++ <i>Pasteurella haemolytica</i>
+++ <i>Pasteurella testudinis</i>	
<hr/>	
<u>Kloake:</u>	
(+) <i>Enterococcus mundtii</i>	+ fcB3
(+) <i>Pasteurella testudinis</i>	++ <i>Serratia rubidaea</i>
+ (<i>Erysipelothrix rhusiopathiae</i>)*	+++ <i>Citrobacter freundii</i>
+ <i>Proteus vulgaris</i>	
+++ <i>Citrobacter freundii</i>	

Tabelle 1: Fortsetzung

vor der Winterruhe

nach der Winterruhe

Tier 29 (Best. D; *T. hermanni*; w.; Dauer der WR 145 d; KM: vWR 2180 g, nWR 2100 g)

Kornea:

keine Bakterienisolate	(+) <i>Micrococcus halobius</i>
	(+) fcB1

Rachen:

+++ <i>Micrococcus roseus</i>	++ <i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>
++ <i>Pasteurella marii</i>	+++ <i>Enterococcus gallinarum</i>
+++ <i>Pasteurella testudinis</i>	+++ <i>Flavobacterium breve</i>

Kloake:

++ <i>Enterococcus mundtii</i>	++ <i>Propionibacterium acnes</i>
++ <i>Proteus vulgaris</i>	++ <i>Citrobacter freundii</i>
+++ <i>Citrobacter freundii</i>	+++ fcB3
++ <i>Pasteurella testudinis</i>	

Tier 30 (Best. D; *T. graeca*; w.; Dauer der WR 145 d; KM: vWR 2240 g, nWR 2180 g)

Kornea:

keine Bakterienisolate	keine Bakterienisolate
------------------------	------------------------

Rachen:

+ <i>Citrobacter freundii</i>	++ <i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>
++ <i>Staphylococcus xylosus</i>	++ <i>Enterococcus malodoratus</i>
+++ <i>Pasteurella testudinis</i>	+++ <i>Enterococcus gallinarum</i>
	+++ <i>Citrobacter freundii</i>

Kloake:

+ <i>Proteus vulgaris</i>	+ <i>Lactococcus lactis ssp. lactis</i>
++ <i>Enterococcus mundtii</i>	+ fcB3
+++ <i>Citrobacter freundii</i>	++ <i>Alcaligenes faecalis</i>
	+++ <i>Propionibacterium acnes</i>

Tier 31 (Best. D; *T. hermanni*; w.; Dauer der WR 148 d; KM: vWR 1680 g, nWR 1550 g)

Kornea:

keine Bakterienisolate	keine Bakterienisolate
------------------------	------------------------

Rachen:

+++ <i>Staphylococcus xylosus</i>	+ <i>Pasteurella marii</i>
+++ <i>Pasteurella testudinis</i>	++ <i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>
	++ <i>Streptococcus sp. 13</i>
	+++ <i>Flavobacterium breve</i>
	+++ <i>Acinetobacter johnsonii</i>

Kloake:

+++ <i>Citrobacter freundii</i>	(+) <i>Morganella morganii</i>
+++ <i>Proteus vulgaris</i>	+ <i>Lactococcus lactis ssp. lactis</i>
++ <i>Pasteurella testudinis</i>	+ <i>Corynebacterium amycolatum</i>
	++ fcB3
	+++ <i>Citrobacter freundii</i>

Tabelle 1: Fortsetzung

vor der Winterruhe

nach der Winterruhe

Tier 32 (Best. D; *T. hermanni*; w.; Dauer der WR 162 d; KM: vWR 2200 g, nWR 2050 g)

Kornea:

keine Bakterienisolate (+) *Corynebacterium matruchotii*

Rachen:

+ fcB1 + *Proteus vulgaris*
 +++ Streptococcus sp. 7 + *Flavobacterium odoratum*
 +++ *Staphylococcus xylosus* ++ *Pasteurella haemolytica*
 +++ *Pasteurella testudinis* +++ Moraxella sp.

Kloake:

++ fcB4 ++ *Propionibacterium acnes*
 +++ *Citrobacter freundii* +++ *Citrobacter freundii*

Tier 33 (Best. D; *T. hermanni*; w.; Dauer der WR 148 d; KM: vWR 2100 g, nWR 2025 g)

Kornea:

+ fcB1 (+) fcB1
 ++ Streptococcus sp. 8 (+) fcB3
 (+) fcB6
 + (*Gemella haemolysans*)*

Rachen:

++ *Citrobacter freundii* + *Micrococcus roseus*
 +++ *Pasteurella testudinis* ++ *Acinetobacter johnsonii*
 +++ *Enterococcus gallinarum*
 +++ *Citrobacter freundii*

Kloake:

+ (*Erysipelothrix rhusiopathiae*)* + Bacillus sp. 14
 ++ fcB4 + fcB3
 +++ *Citrobacter freundii* ++ *Citrobacter freundii*
 +++ *Pasteurella testudinis* +++ *Enterococcus saccharolyticus*

Tier 34 (Best. D; *T. hermanni*; w.; Dauer der WR 153 d; KM: vWR 2380 g, nWR 2225 g)

Kornea:

++ *Enterococcus gallinarum* + *Staphylococcus xylosus*
 + *Acinetobacter lwoffii*
 ++ *Pseudomonas diminuta*

Rachen:

++ *Micrococcus roseus* + Bacillus sp. 12
 ++ *Pasteurella testudinis* + *Actinobacillus ureae*
 +++ *Citrobacter freundii* ++ *Flavobacterium odoratum*
 +++ *Pasteurella haemolytica*

Kloake:

++ fcB4 + *Citrobacter freundii*
 +++ *Citrobacter freundii* ++ *Propionibacterium acnes*
 ++ fcB3
 +++ *Flavobacterium odoratum*

Tabelle 1: Fortsetzung

vor der Winterruhe

nach der Winterruhe

Tier 35 (Best. D; *T. hermanni*; w.; Dauer der WR 167 d; KM: vWR 1800 g, nWR 1730 g)

Kornea:

+ <i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>	keine Bakterienisolate
+++ <i>Enterococcus gallinarum</i>	
+++ fcB1	

Rachen:

++ <i>Staphylococcus sciuri</i>	+ <i>Staphylococcus sciuri</i>
++ fcB1	+ <i>Micrococcus roseus</i>
++ <i>Aeromonas veronii</i>	+ <i>Pseudomonas</i> sp. 10
+++ <i>Micrococcus roseus</i>	++ <i>Enterococcus gallinarum</i>
+++ <i>Streptococcus</i> sp. 7	
+++ <i>Pasteurella testudinis</i>	

Kloake:

+ fcB4	(+) <i>Lactococcus lactis</i> ssp. <i>lactis</i>
++ <i>Enterococcus mundtii</i>	+ <i>Moraxella</i> sp.
+++ <i>Citrobacter freundii</i>	+++ <i>Citrobacter freundii</i>

Tier 36 (Best. D; *T. hermanni*; w.; Dauer der WR 152 d; KM: vWR 2800 g, nWR 2650 g)

Kornea:

(+) <i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>	(+) (<i>Gemella haemolysans</i>)*
+ <i>Enterococcus gallinarum</i>	+ fcB1
++ fcB1	+ fcB6

Rachen:

++ <i>Micrococcus roseus</i>	++ <i>Streptococcus</i> sp. 13
+++ <i>Staphylococcus sciuri</i>	++ fcB1
+++ <i>Pasteurella testudinis</i>	+++ <i>Flavobacterium breve</i>

Kloake:

++ <i>Pasteurella testudinis</i>	++ <i>Staphylococcus chromogenes</i>
+++ <i>Citrobacter freundii</i>	+++ fcB3
	+++ <i>Citrobacter freundii</i>

Tier 37 (Best. D; *T. hermanni*; m.; Dauer der WR 155 d; KM: vWR 670 g, nWR 590 g)

Kornea:

+ <i>Bacillus</i> sp. 12	+ <i>Staphylococcus xylosum</i>
++ <i>Staphylococcus xylosum</i>	+ fcB1
++ fcB1	+ <i>Pseudomonas</i> sp. 7
+++ <i>Streptococcus</i> sp. 8	

Rachen:

+ <i>Aeromonas hydrophila</i>	+ <i>Bacillus</i> sp. 11
+ <i>Acinetobacter johnsonii</i>	++ fcB1
++ <i>Micrococcus roseus</i>	++ <i>Actinobacillus ureae</i>
++ <i>Bacillus</i> sp. 11	+++ <i>Pasteurella haemolytica</i>
++ <i>Pasteurella testudinis</i>	
+++ <i>Flavobacterium odoratum</i>	

Tabelle 1: Fortsetzung

vor der Winterruhe

nach der Winterruhe

Kloake:

+ *Proteus vulgaris*
 ++ *Pasteurella testudinis*
 +++ nfcB1
 +++ *Citrobacter freundii*

++ *Proteus vulgaris*
 +++ *Citrobacter freundii*

Tier 38 (Best. D; *T. hermanni*; m.; Dauer der WR 161 d; KM: vWR 1230 g, nWR 1150 g)

Kornea:

+ *Streptococcus* sp. 8
 + fcB3
 + *Pasteurella testudinis*

+ *Gemella morbillorum*
 + *Corynebacterium amycolatum*
 + *Actinomyces neuui ssp. neuui*

Rachen:

+ *Staphylococcus sciuri*
 ++ *Micrococcus roseus*
 ++ *Pasteurella testudinis*
 +++ *Flavobacterium breve*

++ *Pasteurella testudinis*
 +++ *Corynebacterium amycolatum*
 +++ *Proteus vulgaris*
 +++ *Pasteurella haemolytica*

Kloake:

++ fcB4
 +++ *Citrobacter freundii*
 +++ *Neisseria cinerea*

+ *Gemella morbillorum*
 ++ *Citrobacter freundii*
 +++ *Propionibacterium acnes*
 +++ *Flavobacterium odoratum*

Tier 39 (Best. D; *T. hermanni*; m.; Dauer der WR 149 d; KM: vWR 1300 g, nWR 1175 g)

Kornea:

+ *Staphylococcus xylosus*
 + fcB1

keine Bakterienisolate

Rachen:

+ *Citrobacter freundii*
 +++ *Staphylococcus sciuri*
 +++ *Micrococcus varians*
 +++ *Pasteurella testudinis*

+ *Micrococcus roseus*
 +++ *Streptococcus* sp. 13
 +++ *Aeromonas hydrophila*

Kloake:

+ fcB4
 ++ *Enterococcus gallinarum*
 +++ *Citrobacter freundii*

++ *Moraxella* sp.
 +++ *Citrobacter freundii*

Tier 40 (Best. D; *T. hermanni*; m.; Dauer der WR 156 d; KM: vWR 1510 g, nWR 1400 g)

Kornea:

(+) *Micrococcus nishinomiyaensis*
 (+) *Enterococcus raffinosus*
 + fcB1

keine Bakterienisolate

Tabelle 1: Fortsetzung

vor der Winterruhe	nach der Winterruhe
<u>Rachen:</u>	
+ <i>Actinobacillus muris</i>	+ fcB4
+ <i>Actinobacillus rossii</i>	+ <i>Pasteurella testudinis</i>
+ <i>Pasteurella testudinis</i>	+ <i>Flavobacterium balustinum</i>
+++ <i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>	++ <i>Pasteurella marii</i>
<hr/>	
<u>Kloake:</u>	
+ Streptococcus sp. 9	+ <i>Citrobacter freundii</i>
++ fcB4	+ <i>Pasteurella testudinis</i>
++ <i>Pasteurella testudinis</i>	+++ <i>Propionibacterium acnes</i>
+++ <i>Citrobacter freundii</i>	+++ <i>Pasteurella marii</i>
<hr/>	
Tier 41 (Best. D; <i>T. hermanni</i> ; w.; Dauer der WR 156 d; KM: vWR 870 g, nWR 800 g)	
<u>Kornea:</u>	
keine Bakterienisolate	+ Streptococcus sp. 10
	+ <i>Pasteurella testudinis</i>
	++ <i>Staphylococcus xylosum</i>
	++ nfcB1
<hr/>	
<u>Rachen:</u>	
+ <i>Pasteurella testudinis</i>	+ Streptococcus sp. 11
+ <i>Pseudomonas</i> sp. 1	+ <i>Pasteurella marii</i>
++ <i>Enterococcus gallinarum</i>	+++ <i>Pasteurella testudinis</i>
++ <i>Actinobacillus rossii</i>	
+++ <i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>	
+++ <i>Actinobacillus muris</i>	
<hr/>	
<u>Kloake:</u>	
+ <i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>	(+) <i>Alcaligenes xyl. ssp. denitrif.</i>
++ nfcB1	++ <i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>
++ <i>Citrobacter freundii</i>	++ <i>Propionibacterium acnes</i>
+++ fcB4	+++ <i>Citrobacter freundii</i>
+++ <i>Pasteurella testudinis</i>	+++ <i>Pasteurella testudinis</i>
<hr/>	
Tier 42 (Best. D; <i>T. graeca</i> ; m.; Dauer der WR 156 d; KM: vWR 2310 g, nWR 2100 g)	
<u>Kornea:</u>	
(+) <i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>	+ <i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>
	+ <i>Pasteurella testudinis</i>
<hr/>	
<u>Rachen:</u>	
+ <i>Micrococcus roseus</i>	++ Streptococcus sp. 11
+++ <i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>	++ <i>Pasteurella marii</i>
	+++ <i>Pasteurella testudinis</i>
<hr/>	
<u>Kloake:</u>	
+ Streptococcus sp. 9	(+) <i>Alcaligenes xyl. ssp. denitrif.</i>
+ nfcB1	+ Streptococcus sp. 12
++ fcB4	+ fcB4
+++ <i>Citrobacter freundii</i>	+++ <i>Pasteurella marii</i>
+++ <i>Pasteurella testudinis</i>	

Tabelle 1: Fortsetzung

vor der Winterruhe

nach der Winterruhe

Tier 43 (Best. E; *T. marginata*; ?; Dauer der WR 157 d; KM: vWR 650 g, nWR 625 g)

Kornea:

(+)	<i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>	(+)	Streptococcus sp. 10
+	<i>Staphylococcus xylosus</i>	+	<i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>
+	fcB1	++	fcB1

Rachen:

(+)	<i>Enterococcus gallinarum</i>	+++	<i>Pasteurella marii</i>
+	<i>Actinobacillus muris</i>	+++	<i>Pasteurella testudinis</i>
+	<i>Actinobacillus rossii</i>		
+	<i>Pseudomonas</i> sp. 1		
+++	<i>Micrococcus roseus</i>		

Kloake:

++	<i>Citrobacter freundii</i>	+	<i>Alcaligenes xyl. ssp. denitrif.</i>
++	<i>Pasteurella testudinis</i>	++	<i>Propionibacterium acnes</i>
+++	Streptococcus sp. 9	++	<i>Pasteurella marii</i>
		+++	<i>Pasteurella testudinis</i>

Tier 44 (Best. E; *T. horsfieldii*; ?; Dauer der WR 149 d; KM: vWR 400 g, nWR 380 g)

Kornea:

(+)	<i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>	keine	Bakterienisolate
+	<i>Enterococcus raffinosus</i>		
+	fcB1		

Rachen:

(+)	<i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>	++	<i>Pasteurella marii</i>
+++	CDC-Gruppe F1	+++	<i>Pasteurella testudinis</i>
+++	<i>Klebsiella pn. ssp. pneumoniae</i>		
+++	<i>Actinobacillus rossii</i>		

Kloake:

+	<i>Enterococcus gallinarum</i>	(+)	<i>Alcaligenes xyl. ssp. denitrif.</i>
+	fcB4	+	<i>Propionibacterium acnes</i>
+	<i>Citrobacter freundii</i>	+	fcB4
+++	nfcB1	++	Streptococcus sp. 12
+++	<i>Pasteurella testudinis</i>	++	<i>Citrobacter freundii</i>
		+++	<i>Pasteurella testudinis</i>

Tier 45 (Best. E; *T. marginata*; ?; Dauer der WR 159 d; KM: vWR 430 g, nWR 400 g)

Kornea:

keine	Bakterienisolate	keine	Bakterienisolate
-------	------------------	-------	------------------

Rachen:

+	<i>Actinobacillus rossii</i>	+	fcB4
+	<i>Pasteurella testudinis</i>	++	<i>Pasteurella marii</i>
++	<i>Enterococcus gallinarum</i>	+++	<i>Pasteurella testudinis</i>
++	CDC-Gruppe F1		
+++	<i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>		

Tabelle 1: Fortsetzung

vor der Winterruhe	nach der Winterruhe
<u>Kloake:</u>	
+ nfcB1	(+) <i>Alcaligenes xyl. ssp. denitrif.</i>
+++ <i>Citrobacter freundii</i>	+ <i>Streptococcus</i> sp. 12
+++ <i>Pasteurella testudinis</i>	+ <i>Propionibacterium acnes</i>
	+ <i>Acinetobacter lwoffii</i>
	++ fcB4
	+++ <i>Pasteurella testudinis</i>
Tier 46 (Best. E; <i>T. marginata</i> ; m.; Dauer der WR 149 d; KM: vWR 800 g, nWR 750 g)	
<u>Kornea:</u>	
+ <i>Enterococcus gallinarum</i>	keine Bakterienisolate
+++ <i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>	
+++ fcB1	
<u>Rachen:</u>	
(+) <i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>	++ <i>Pasteurella testudinis</i>
++ <i>Actinobacillus rossii</i>	+++ <i>Pasteurella marii</i>
+++ <i>Actinobacillus ureae</i>	
+++ <i>Pasteurella testudinis</i>	
<u>Kloake:</u>	
+ <i>Enterococcus gallinarum</i>	+++ <i>Enterobacter cloacae</i>
++ fcB4	
++ nfcB1	
++ <i>Pasteurella testudinis</i>	
Tier 47 (Best. E; <i>T. hermanni</i> ; w.; Dauer der WR 149 d; KM: vWR 1040 g, nWR 1000 g)	
<u>Kornea:</u>	
keine Bakterienisolate	keine Bakterienisolate
<u>Rachen:</u>	
+ <i>Enterococcus gallinarum</i>	+++ <i>Pasteurella marii</i>
+ <i>Pseudomonas</i> sp. 2	+++ <i>Pasteurella testudinis</i>
+++ <i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>	
+++ CDC-Gruppe F1	
<u>Kloake:</u>	
++ <i>Enterococcus gallinarum</i>	++ fcB4
++ fcB4	++ <i>Pasteurella marii</i>
+++ nfcB1	+++ <i>Propionibacterium acnes</i>
Tier 48 (Best. E; <i>T. hermanni</i> ; w.; Dauer der WR 149 d; KM: vWR 1340 g, nWR 1220 g)	
<u>Kornea:</u>	
(+) <i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>	keine Bakterienisolate
(+) fcB1	

Tabelle 1: Fortsetzung

vor der Winterruhe	nach der Winterruhe
<u>Rachen:</u>	
(+) <i>Pseudomonas pickettii</i>	+++ <i>Pasteurella marii</i>
+ CDC-Gruppe F1	+++ <i>Pasteurella testudinis</i>
+ <i>Actinobacillus rossii</i>	
++ <i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>	
++ <i>Klebsiella pn. ssp. pneumoniae</i>	
+++ <i>Pasteurella testudinis</i>	
<hr/>	
<u>Kloake:</u>	
+ <i>Propionibacterium acnes</i>	++ <i>Propionibacterium acnes</i>
++ nfcB1	++ <i>Enterobacter cloacae</i>
+++ <i>Citrobacter freundii</i>	+++ <i>Citrobacter freundii</i>
<hr/>	
Tier 49 (Best. E; <i>T. horsfieldii</i> ; m.; Dauer der WR 147 d; KM: vWR 890 g, nWR 790 g)	
<u>Kornea:</u>	
+ <i>Staphylococcus xylosus</i>	+ <i>Pasteurella testudinis</i>
+++ fcB1	
<hr/>	
<u>Rachen:</u>	
kein Rachentupfer	kein Rachentupfer
<hr/>	
<u>Kloake:</u>	
(+) <i>Staphylococcus equorum</i>	+ <i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>
+ nfcB1	+++ <i>Propionibacterium acnes</i>
+++ fcB4	+++ nfcB3
+++ <i>Citrobacter freundii</i>	
<hr/>	
Tier 50 (Best. E; <i>T. marginata</i> ; ?; Dauer der WR 163 d; KM: vWR 420 g, nWR 390 g)	
<u>Kornea:</u>	
+ <i>Staphylococcus xylosus</i>	keine Bakterienisolate
+ <i>Streptococcus sp. 14</i>	
++ fcB7	
++ <i>Pasteurella marii</i>	
<hr/>	
<u>Rachen:</u>	
kein Rachentupfer	++ <i>Pasteurella testudinis</i>
	+++ <i>Pasteurella marii</i>
<hr/>	
<u>Kloake:</u>	
+ <i>Micrococcus luteus</i>	++ <i>Propionibacterium acnes</i>
+ nfcB1	++ nfcB3
+++ <i>Citrobacter freundii</i>	+++ fcB4
	+++ <i>Citrobacter freundii</i>

Tabelle 1: Fortsetzung

vor der Winterruhe

nach der Winterruhe

Tier 51 (Best. F; *T. marginata*; ?; Dauer der WR 178 d; KM: vWR 470 g, nWR 420 g)

Kornea:

+ fcB1	+ <i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>
+ <i>Pasteurella testudinis</i>	+ Streptococcus sp. 10
	+ <i>Corynebacterium matruchotii</i>
	+ CDC-Gruppe F1
	+ <i>Pasteurella testudinis</i>

Rachen:

+ CDC-Gruppe F1	+++ <i>Pasteurella marii</i>
+ <i>Actinobacillus rossii</i>	+++ <i>Pasteurella testudinis</i>
++ <i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>	
+++ <i>Pasteurella testudinis</i>	

Kloake:

+++ <i>Corynebacterium accolens</i>	++ <i>Propionibacterium acnes</i>
+++ <i>Pasteurella testudinis</i>	++ <i>Pasteurella testudinis</i>
	+++ nfcB3

Tier 52 (Best. F; *T. horsfieldii*; m.; Dauer der WR 168 d; KM: vWR 980 g, nWR 890 g)

Kornea:

keine Bakterienisolate	+ (<i>Gemella haemolysans</i>)*
	+ fcB3

Rachen:

(+) <i>Micrococcus roseus</i>	+++ <i>Micrococcus roseus</i>
+ <i>Acinetobacter lwoffii</i>	+++ <i>Pasteurella testudinis</i>
++ <i>Actinobacillus capsulatus</i>	
+++ <i>Flavobacterium breve</i>	

Kloake:

++ <i>Enterococcus solitarius</i>	++ fcB3
++ <i>Citrobacter freundii</i>	++ fcB4
+++ fcB3	+++ <i>Pseudomonas putida</i>
+++ nfcB3	

Tier 53 (Best. F; *T. horsfieldii*; w.; Dauer der WR 157 d; KM: vWR 1040 g, nWR 940 g)

Kornea:

(+) fcB1	+ (<i>Gemella haemolysans</i>)*
+ <i>Corynebacterium matruchotii</i>	+ fcB1
++ <i>Staphylococcus xylosus</i>	

Rachen:

++ <i>Actinobacillus capsulatus</i>	++ fcB5
++ <i>Pasteurella testudinis</i>	+++ <i>Pasteurella testudinis</i>
+++ <i>Micrococcus roseus</i>	+++ <i>Pseudomonas diminuta</i>

Tabelle 1: Fortsetzung

vor der Winterruhe		nach der Winterruhe	
<u>Kloake:</u>			
+	<i>Enterococcus hirae</i>	+	fcB4
+	<i>Brevibacterium</i> sp.	+	<i>Citrobacter freundii</i>
+	nfcB3	+	<i>Yersinia intermedia</i>
++	<i>Acinetobacter junii</i>	+	<i>Pseudomonas putida</i>
+++	<i>Proteus vulgaris</i>	++	fcB3
		+++	<i>Pasteurella testudinis</i>

Tier 54 (Best. F; *T. hermanni*; m.; Dauer der WR 157 d; KM: vWR 650 g, nWR 610 g)

Kornea:

(+)	<i>Micrococcus luteus</i>	+	fcB1
(+)	<i>Corynebacterium matruchotii</i>	+	fcB3
		+	<i>Pseudomonas</i> sp. 9

Rachen:

++	<i>Pasteurella testudinis</i>	++	<i>Micrococcus roseus</i>
++	<i>Pseudomonas</i> sp. 3	++	fcB4
+++	<i>Actinobacillus rossii</i>	+++	<i>Pasteurella testudinis</i>
+++	<i>Flavobacterium breve</i>		

Kloake:

+	<i>Enterococcus faecalis</i>	++	<i>Pasteurella marii</i>
+	<i>Propionibacterium acnes</i>	+++	fcB3
+	<i>Acinetobacter junii</i>		
++	<i>Corynebacterium amycolatum</i>		
+++	<i>Enterococcus gallinarum</i>		

Tier 55 (Best. F; *T. hermanni*; w.; Dauer der WR 171 d; KM: vWR 1180 g, nWR 1080 g)

Kornea:

(+)	<i>Propionibacterium acnes</i>	keine Bakterienisolate	
+	<i>Enterococcus gallinarum</i>		
+	fcB3		
+++	<i>Micrococcus luteus</i>		

Rachen:

+	<i>Enterococcus gallinarum</i>	++	<i>Pasteurella testudinis</i>
++	<i>Pasteurella testudinis</i>	+++	<i>Micrococcus roseus</i>
++	<i>Flavobacterium breve</i>	+++	<i>Pseudomonas</i> sp. 10
+++	<i>Pasteurella marii</i>		
+++	<i>Alcaligenes xyl. ssp. denitrif.</i>		

Tabelle 1: Fortsetzung

vor der Winterruhe	nach der Winterruhe
<u>Kloake:</u>	
+ <i>Streptococcus acidominimus</i>	+ <i>Pseudomonas</i> sp. 1
+ <i>Enterococcus faecalis</i>	+++ <i>Serratia proteamaculans</i>
+ <i>Corynebacterium amycolatum</i>	+++ <i>Pseudomonas putida</i>
+ nfcB3	
++ <i>Propionibacterium acnes</i>	

*eingeklammert, da Ergebnis der Differenzierung auf einem „zweifelhaftem“ Ergebnis beruht (siehe Kapitel 3.3.2.3.2.2), ? = Geschlecht unbekannt, Best. = Bestand, CDC = Centers for Disease Control and Prevention, d = dies (= Tag(e)), denitrif. = denitrificans, fcB1 - 7 = fermentierendes coryneformes Bakterium 1 bis 7, g = Gramm, gramneg. = gramnegative, grampos. = grampositive, ident. = identifizierbare, Kk. = Kokken, KM = Körpermasse, m. = männlich, nfcB1 bis 3 = nicht-fermentierendes coryneformes Bakterium 1 bis 3, nWR = nach der Winterruhe, pn. = pneumoniae, pseudotubercul. = pseudotuberculosis, sp. = Species, ssp. = Subspecies, Stb. = Stäbchen, T. = Testudo, vWR = vor der Winterruhe, w. = weiblich, WR = Winterruhe, xyl. = xylosoxydans

9.2 Daten und Bakterienisolate der nicht in die vergleichende Studie aufgenommenen Landschildkröten

Tabelle 2: Bestand, Tierart, Geschlecht, Körpermasse vor der Winterruhe sowie alle Bakterienisolate der nicht in die vergleichende Studie aufgenommenen Landschildkröten

vor der Winterruhe	
Tier 56 (Best. A; <i>T. graeca</i> ; w.; KM: vWR 1950 g)	
<u>Kornea:</u>	
+ <i>Staphylococcus equorum</i>	
+ <i>Staphylococcus xylosus</i>	
<u>Rachen:</u>	
+ <i>Enterococcus gallinarum</i>	
++ <i>Brevibacterium</i> sp.	Tier wurde nach der Winterruhe vom Besitzer zu spät entdeckt.
++ <i>Pasteurella marii</i>	
+++ <i>Flavobacterium breve</i>	
+++ <i>Aeromonas eucrenophila</i>	

Tabelle 2: Fortsetzung
vor der Winterruhe

Kloake:

- ++ *Streptococcus acidominimus*
- +++ nfcB1
- +++ fcB4

Tier 57 (Best. A; *T. graeca*; m.; KM: vWR 1400 g)

Kornea:

- ++ *Staphylococcus equorum*
- ++ *Corynebacterium matruchotii*
- +++ *Staphylococcus xylosus*

Rachen:

- + *Pasteurella marii*
 - ++ nicht ident. grampos. Kk.
 - +++ *Aeromonas eucrenophila*
- Tier starb während der Winterruhe.

Kloake:

- ++ *Bacillus* sp. 3
- ++ nfcB1
- ++ *Flavobacterium breve*

Tier 58 (Best. A; *T. hermanni*; w.; KM: vWR 950 g)

Kornea:

- + *Staphylococcus xylosus*
- ++ *Corynebacterium matruchotii*

Rachen:

- + *Enterococcus gallinarum*
 - +++ *Flavobacterium brauchiophila*
 - +++ *Aeromonas eucrenophila*
- Tier wurde nach der Winterruhe vom Besitzer zu spät entdeckt.

Kloake:

- + *Bacillus* sp. 3
- +++ nfcB1
- +++ *Citrobacter freundii*

Tier 59 (Best. A; *T. hermanni*; m.; KM: vWR 890 g)

Kornea:

- + *Staphylococcus equorum*
- ++ *Staphylococcus xylosus*
- +++ *Corynebacterium matruchotii*

Rachen:

- + *Enterococcus gallinarum*
 - ++ *Staphylococcus xylosus*
 - +++ nicht ident. grampos. Kk.
 - +++ *Aeromonas eucrenophila*
- Tier starb während der Winterruhe.

Tabelle 2: Fortsetzung
vor der Winterruhe

Kloake:

- ++ nfcB1
- ++ *Aeromonas hydrophila*

Tier 60 (Best. C; *T. graeca*; m.; KM: vWR 2300 g)

Kornea:

- + *Staphylococcus xylosus*
- ++ *Corynebacterium matruchotii*

Rachen:

- + nicht ident. grampos. Kk. Tier wurde nach der Winterruhe vom Besitzer zu spät entdeckt.
- +++ *Flavobacterium breve*
- +++ *Pasteurella testudinis*

Kloake:

- ++ *Klebsiella pn. ssp. pneumoniae*
- ++ *Pasteurella testudinis*
- +++ nfcB1
- +++ *Citrobacter freundii*

Tier 61 (Best. C; *T. graeca*; w.; KM: vWR 1370 g)

Kornea:

- + *Enterococcus malodoratus*
- ++ *Moraxella* sp.

Rachen:

- + *Corynebacterium amycolatum*
 - + *Flavobacterium brauchiophila*
 - ++ *Enterococcus malodoratus*
 - +++ *Micrococcus nishinomiyaensis*
 - +++ *Flavobacterium balustinum*
- Tier verweigerte die Winterruhe und erkrankte einige Tage später an einer Diarrhoe.

Kloake:

- ++ *Corynebacterium amycolatum*
- +++ *Pasteurella testudinis*
- +++ *Acinetobacter johnsonii*

Tier 62 (Best. D; *T. hermanni*; w.; KM: vWR 1220 g)

Kornea:

- + *Micrococcus nishinomiyaensis*
- +++ *Staphylococcus simulans*
- +++ *Enterococcus malodoratus*

Rachen:

- ++ *Staphylococcus simulans*
 - ++ *Corynebacterium amycolatum*
 - +++ *Enterococcus malodoratus*
 - +++ *Corynebacterium matruchotii*
- Tier hat die Winterruhe 8 Wochen vor den anderen Tieren des Bestandes beendet.

Tabelle 2: Fortsetzung
vor der Winterruhe

Kloake:

- + *Micrococcus luteus*
- ++ *Enterococcus avium*
- +++ *Propionibacterium acnes*

Tier 63 (Best. D; *T. horsfieldii*; m.; KM: vWR 700 g)

Kornea:

- + *Staphylococcus chromogenes*
- ++ *Staphylococcus xylosus*

Rachen:

- +++ *Staphylococcus sciuri*
- +++ *Pasteurella testudinis*

Tier hat die Winterruhe 8 Wochen vor den anderen Tieren des Bestandes beendet.

Kloake:

- + fcB4
- +++ *Citrobacter freundii*

Tier 64 (Best. D; *T. hermanni*; ?; KM: vWR 490 g)

Kornea:

- + *Micrococcus nishinomiyaensis*
- +++ nicht ident. grampos. Kk.

Rachen:

- + *Micrococcus nishinomiyaensis*
- + *Micrococcus roseus*
- ++ *Actinobacillus rossii*
- ++ *Pasteurella testudinis*
- +++ *Actinobacillus muris*

Tier starb während der Winterruhe.

Kloake:

- + nfcB1
- ++ fcB4
- ++ *Pasteurella testudinis*
- +++ *Citrobacter freundii*

Tier 65 (Best. F; *T. marginata*; w.; KM: vWR 1050 g)

Kornea:

- + *Staphylococcus xylosus*
- + *Enterococcus faecalis*
- ++ fcB1

Rachen:

- (+) *Micrococcus roseus*
- + *Pseudomonas pickettii*
- + *Acinetobacter lwoffii*
- ++ *Pasteurella testudinis*
- +++ *Flavobacterium breve*

Tier verweigerte die Winterruhe ohne erkennbaren Grund.

Tabelle 2: Fortsetzung
vor der Winterruhe

Kloake:

- + *Enterococcus solitarius*
 - + *Brevibacterium* sp.
 - + fcB3
 - + *Klebsiella oxytoca*
 - + *Proteus vulgaris*
-

? = Geschlecht unbekannt, Best. = Bestand, d = dies (= Tag(e)), fcB1, 3 u. 4 = fermentierendes coryneformes Bakterium 1, 3 u. 4, g = Gramm, grampos. = grampositive, ident. = identifizierbare, Kk. = Kokken, KM = Körpermasse, m. = männlich, nfcB1 = nicht-fermentierendes coryneformes Bakterium 1, nWR = nach der Winterruhe, pn. = pneumoniae, sp. = Species, ssp. = Subspecies, T. = Testudo, vWR = vor der Winterruhe, w. = weiblich, WR = Winterruhe

9.3 Auflistung von allen nachgewiesenen Bakterienarten, -gruppen und (nicht weiter differenzierten) -gattungen

Tabelle 17: Nachgewiesene Bakterienarten, -gruppen und (nicht weiter differenzierte) -gattungen

<p>gramnegative Bakterien</p>	<p><i>Acinetobacter johnsonii</i> <i>Acinetobacter junii</i> <i>Acinetobacter lwoffii</i> <i>Actinobacillus capsulatus</i> <i>Actinobacillus muris</i> <i>Actinobacillus rossii</i> <i>Actinobacillus ureae</i> <i>Aeromonas caviae</i> <i>Aeromonas eucrenophila</i> <i>Aeromonas hydrophila</i> <i>Aeromonas veronii</i> <i>Alcaligenes faecalis</i> <i>Alcaligenes xylosoxidans ssp. denitrificans</i> <i>Citrobacter freundii</i> <i>Enterobacter aerogenes</i> <i>Enterobacter agglomerans</i> <i>Enterobacter amnigenus</i> <i>Enterobacter cloacae</i> <i>Flavobacterium balustinum</i> <i>Flavobacterium brauchiophila</i> <i>Flavobacterium breve</i> <i>Flavobacterium gleum</i> <i>Flavobacterium odoratum</i> <i>Haemophilus somnus</i> <i>Klebsiella oxytoca</i> <i>Klebsiella pneumoniae ssp. pneumoniae</i> <i>Moraxella sp.</i> <i>Morganella morganii</i> <i>Neisseria cinerea</i> <i>Pasteurella haemolytica</i> <i>Pasteurella marii</i> <i>Pasteurella testudinis</i> <i>Pasteurella ureae</i> <i>Proteus vulgaris</i> <i>Pseudomonas diminuta</i> <i>Pseudomonas pickettii</i> <i>Pseudomonas putida</i></p>
-------------------------------	---

Tabelle 17: Fortsetzung

<p>gramnegative Bakterien (Fortsetzung)</p>	<p>Pseudomonas sp. 1 Pseudomonas sp. 2 Pseudomonas sp. 3 Pseudomonas sp. 4 Pseudomonas sp. 5 Pseudomonas sp. 6 Pseudomonas sp. 7 Pseudomonas sp. 8 Pseudomonas sp. 9 Pseudomonas sp. 10 <i>Salmonella tenesse</i> <i>Serratia proteamaculans</i> <i>Serratia rubidaea</i> <i>Xanthomonas maltophila</i> <i>Yersinia intermedia</i></p>
<p>grampositive Bakterien</p>	<p><i>Actinomyces neuii ssp. neuii</i> Bacillus sp. 1 Bacillus sp. 2 Bacillus sp. 3 Bacillus sp. 4 Bacillus sp. 5 Bacillus sp. 6 Bacillus sp. 7 Bacillus sp. 8 Bacillus sp. 9 Bacillus sp. 10 Bacillus sp. 11 Bacillus sp. 12 Bacillus sp. 13 Bacillus sp. 14 Brevibacterium sp. CDC-Gruppe F1 <i>Corynebacterium accolens</i> <i>Corynebacterium afermentans</i> <i>Corynebacterium amycolatum</i> <i>Corynebacterium matruchotii</i> <i>Corynebacterium pseudotuberculosis</i> <i>Corynebacterium urealyticum</i></p>

Tabelle 17: Fortsetzung

<p>grampositive Bakterien (Fortsetzung)</p>	<p><i>Enterococcus avium</i> <i>Enterococcus durans</i> <i>Enterococcus faecalis</i> <i>Enterococcus gallinarum</i> <i>Enterococcus hirae</i> <i>Enterococcus malodoratus</i> <i>Enterococcus mundtii</i> <i>Enterococcus raffinosus</i> <i>Enterococcus saccharolyticus</i> <i>Enterococcus seriolicida</i> <i>Enterococcus solitarius</i> <i>(Erysipelothrix rhusiopathiae)*</i> fermentierendes coryneformes Bakterium 1 fermentierendes coryneformes Bakterium 2 fermentierendes coryneformes Bakterium 3 fermentierendes coryneformes Bakterium 4 fermentierendes coryneformes Bakterium 5 fermentierendes coryneformes Bakterium 6 fermentierendes coryneformes Bakterium 7 <i>(Gemella haemolysans)*</i> <i>Gemella morbillorum</i> <i>Lactococcus lactis ssp. lactis</i> <i>(Listeria sp.)*</i> <i>Micrococcus halobius</i> <i>Micrococcus luteus</i> <i>Micrococcus nishinomiyaensis</i> <i>Micrococcus roseus</i> <i>Micrococcus varians</i> nicht-fermentierendes coryneformes Bakterium 1 nicht-fermentierendes coryneformes Bakterium 2 nicht-fermentierendes coryneformes Bakterium 3 <i>Propionibacterium acnes</i> <i>Staphylococcus arlettae</i> <i>Staphylococcus chromogenes</i> <i>Staphylococcus equorum</i> <i>Staphylococcus hominis</i> <i>Staphylococcus lentus</i> <i>Staphylococcus saprophyticus</i> <i>Staphylococcus sciuri</i> <i>Staphylococcus simulans</i> <i>Staphylococcus xylosus</i></p>
---	--

Tabelle 17: Fortsetzung

grampositive Bakterien (Fortsetzung)	<i>Streptococcus acidominimus</i> Streptococcus sp. 1 Streptococcus sp. 2 Streptococcus sp. 3 Streptococcus sp. 4 Streptococcus sp. 5 Streptococcus sp. 6 Streptococcus sp. 7 Streptococcus sp. 8 Streptococcus sp. 9 Streptococcus sp. 10 Streptococcus sp. 11 Streptococcus sp. 12 Streptococcus sp. 13 Streptococcus sp. 14
---	--

*eingeklammert, da Ergebnis der Differenzierung auf einem „zweifelhaftem“ Ergebnis beruht (siehe Kapitel 3.3.2.3.2.2), CDC = Centers for Disease Control and Prevention, sp. = Species, ssp. = Subspecies

DANKSAGUNG

An dieser Stelle möchte ich mich bei allen herzlich bedanken, die mir bei der Erstellung dieser Dissertation geholfen haben.

Herrn Prof. E. F. Kaleta danke ich für die Überlassung des Themas, seine ständige Gesprächsbereitschaft und die sehr ausführlichen Kommentierungen meiner Manuskripte.

Frau Prof. M.-E. Krautwald-Junghanns danke ich für die unbürokratische Übernahme der Betreuung meiner Dissertation nach dem Umzug an die Universität Leipzig.

Frau Dr. E. Balks, Herrn Dr. V. Kostka und Herrn Dr. R. Weiss gilt mein Dank für die jederzeit entgegengebrachte Hilfsbereitschaft und die Unterstützung beim Lösen kleinerer und größerer mikrobiologischer Probleme.

Herrn Dr. K. Failing und Herrn H. Heiter möchte ich für die kompetente Unterstützung bei der statistischen Auswertung meiner Daten danken.

Frau A. Huhn und Herrn G. Hausner danke ich recht herzlich für ihre jederzeit freundlich entgegengebrachten praktischen Hilfen bei der Laborarbeit.

Allen Tierbesitzern sei für die Bereitstellung der Schildkröten und ihre tatkräftige Mitarbeit gedankt. Da aus dem Garten eines Besitzers bereits Tiere entwendet wurden (und er aus Angst vor weiteren Verlusten nicht namentlich genannt werden möchte) habe ich mich entschieden, keinen der Besitzer namentlich zu nennen. Trotzdem allen nochmals vielen Dank.

Herrn M. Pees danke ich für die Unterstützung beim Umsetzen der Leipziger Promotionsordnung.

Vergessen möcht ich nicht meine Eltern, denen ich an dieser Stelle für die Unterstützung meines gesamten Studiums danken möchte. Ohne ihre Hilfe wäre ich wahrscheinlich niemals Tierarzt geworden.

Abschließend gilt mein ganz besonderer Dank meiner Verlobte Tina, die mir immer eine moralische Stütze und eine große Hilfe beim Korrekturlesen meiner Manuskripte war.