

Inaugural-Dissertation zur Erlangung der Doktorwürde
der Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität
München

ELEKTROKARDIOGRAPHIE BEI DER STREIFENKÖPFIGEN
BARTAGAME (*POGONA VITTICEPS*) ALS KARDIOLOGISCHES
DIAGNOSTIKUM UND IM RAHMEN DES NARKOSEMONITORINGS

von Tatjana Franziska Deger (geb. Heyduck)

aus Würzburg

München 2019

Aus dem Zentrum für Klinische Tiermedizin der Tierärztlichen Fakultät
der Ludwig-Maximilians-Universität München

Lehrstuhl für Aviäre Medizin und Chirurgie

Arbeit angefertigt unter der Leitung von: Univ.-Prof. Dr. Rüdiger T. Korbel

Mitbetreuung durch: Dr. Eva Katharina Strütt

**Gedruckt mit der Genehmigung der Tierärztlichen Fakultät
der Ludwig-Maximilians-Universität München**

Dekan: Univ.-Prof. Dr. Reinhard K. Straubinger, Ph.D.

Berichterstatter: Univ.-Prof. Dr. Rüdiger T. Korbel

Korreferentin: Univ.-Prof. Dr. Susanne Lauer

Tag der Promotion: 25. Februar 2019

Für Grumpy, the grumpy grump – und all die Anderen

“The time is at hand, if it has not already come, when an examination of the heart is incomplete if this new method [Electrocardiography] is neglected”

Sir Thomas Lewis, 1912

Inhaltsverzeichnis

I.	EINLEITUNG	1
II.	LITERATURÜBERSICHT	3
1.	Reptilien in der tiermedizinischen Praxis	3
2.	Die Gattung <i>Pogona</i> – Bartagamen	5
2.1.	Taxonomie der Gattung <i>Pogona</i>	5
2.2.	Bedeutung von <i>Pogona sp.</i> in menschlicher Obhut	6
2.2.1.	Bedeutung von <i>Pogona sp.</i> als Haustier.....	6
2.2.2.	Bedeutung von <i>Pogona sp.</i> als Patient	7
2.2.3.	Bedeutung von <i>Pogona sp.</i> in der Forschung	7
2.3.	Lebensraum und Haltung von <i>Pogona sp.</i>	7
3.	Elektrokardiographie.....	9
3.1.	Geschichte und Entwicklung der Elektrokardiographie.....	9
3.2.	Funktionsweise der Elektrokardiographie.....	10
3.2.1.	Anatomische Grundlagen der Elektrokardiographie beim Reptil	10
3.2.2.	Elektrophysiologische Grundlagen der Elektrokardiographie	12
3.3.	Durchführung der Elektrokardiographie	15
3.3.1.	Verwendbare Elektrodentypen bei der Elektrokardiographie	15
3.3.2.	Ableitungssysteme bzw. Elektrodenapplikationsstellen in der Elektrokardiographie	16
3.4.	Verwendete Gerätetypen in der Elektrokardiographie.....	18
3.5.	Geräteeinstellungen bei der EKG-Ableitung	19
3.6.	Klinische Verwendung der Elektrokardiographie.....	19
3.7.	Publizierte EKG-Daten bei Reptilien.....	20
4.	Narkosemonitoring.....	28
4.1.	Bedeutung des Narkosemonitorings in der Kleintiermedizin	28
4.2.	Bedeutung des Narkosemonitorings in der Reptilienmedizin.....	29
4.3.	Empfohlene Methoden des Narkosemonitorings bei Reptilien.....	29
5.	Kardiologie.....	32
5.1.	Bedeutung der Kardiologie in der Säugetiermedizin	32
5.2.	Bedeutung der Kardiologie in der Reptilienmedizin.....	33
5.3.	Stand des Wissens zur klinischen Elektrokardiographie bei Reptilien	34

III.	MATERIAL UND METHODEN	36
1.	Material	36
1.1.	Versuchstiere	36
1.1.1.	Herkunft und Genetik der Versuchstiere.....	36
1.1.2.	Haltung der Versuchstiere	36
1.1.2.1.	Haltung der Versuchstiere im Quarantänezeitraum	36
1.1.2.2.	Haltung der Versuchstiere im Versuchszeitraum.....	38
1.1.2.3.	Hygiene in der Versuchstierhaltung	38
1.1.3.	Voruntersuchungen der Versuchstiere	39
1.1.3.1.	Klinische Allgemeinuntersuchung	39
1.1.3.2.	Blutchemische und hämatologische Untersuchungen.....	39
1.1.3.3.	Röntgenologische Untersuchungen.....	40
1.1.3.4.	Parasitologische Untersuchungen	41
1.2.	Geräte zur Versuchsdurchführung	42
1.2.1.	Transponder und Lesegerät	42
1.2.2.	EKG-Gerät	43
2.	Methodik	44
2.1.	Ermittlung des Körpergewichts (KGW)	44
2.2.	Versuchsgruppen und Methodenreihenfolge	44
2.3.	Versuchsvorbereitungen.....	44
2.4.	Untersuchte Methoden (Elektrodenart und Elektrodenposition)	45
2.4.1.	Krokodilklemmen und Gliedmaßenableitung (M1 + M9).....	45
2.4.2.	Krokodilklemmen und Nackenableitung (M2 + M10)	46
2.4.3.	Nadelelektroden und Gliedmaßenableitung (M3 + M11).....	46
2.4.4.	Nadelelektroden und Nackenableitung (M4 + M12)	47
2.5.	Versuche unter Inhalationsnarkose mit Isofluran (M1 - M4)	47
2.6.	Wachversuche (M9 – M12).....	49
2.7.	Kumulative Abbruchkriterien (Tierschutz).....	49
2.8.	Methodenabbruch-Score	50
2.9.	Auswertung	51
2.9.1.	Auswahl der Geräteeinstellungen und Messzeitpunkte	51
2.9.2.	Ausgewertete Kurvenbestandteile.....	52
2.9.3.	Vorgehensweise bei der Detail-Ausmessung und -Beurteilung der EKG-Kurven.....	53

2.9.4.	Statistische Auswertungssoftware.....	53
2.9.5.	Kenndaten der Kopf-Rumpf-Länge (KRL), des Körpergewichts (KGW), der Körpertemperatur (KT) und der Narkosedauer.....	54
2.9.6.	Anzahl ableitbarer sowie auswertbarer Kurven und EKG-Komplexe	54
2.9.7.	Herzfrequenz (HF)	55
2.9.8.	EKG-Parameter	55
2.9.8.1.	Anzahl der auswertbaren Parameter.....	55
2.9.8.2.	Verwendete Ableitungen.....	56
2.9.8.3.	Statistische Kennwerte der EKG-Parameter	56
2.9.8.4.	Form der P-Welle	56
2.9.8.5.	Einfluss der Variablen „Tier“ bzw. „Methode“ auf die EKG-Parameter ..	56
2.9.8.6.	Zusammenhänge zwischen den Methoden.....	57
2.9.8.7.	Korrelationsanalyse	57
2.9.9.	Methodenevaluierung.....	58
2.9.10.	Geräteeinstellungen (Papiergeschwindigkeit, Verstärkung, Filter)	59
IV.	ERGEBNISSE	60
1.	Grunddaten (KRL, KGW, KT) der Versuchstiere	60
1.1.	Kopf-Rumpf-Länge (KRL)	60
1.2.	Körpergewicht (KGW).....	60
1.3.	Körpertemperatur (KT)	61
2.	Narkosedauer (Einleitungsphase & Gesamtdauer)	62
3.	Methodenabbruch-Score	62
4.	Anzahl ableitbarer sowie auswertbarer Kurven und EKG-Komplexe	62
5.	Herzfrequenz (HF) und Herzrhythmus	64
6.	EKG-Parameter	66
6.1.	Anzahl der ausgewerteten Parameter	67
6.2.	Für die Auswertung genutzte Ableitungen.....	68
6.3.	Statistische Kennwerte der EKG-Parameter	69
6.4.	Form der P-Welle	69
6.5.	Einfluss der Variable „Tier“ bzw. der Variable „Methode“ sowie Zusammenhänge zwischen den Methoden.....	70
6.6.	Vergleiche zwischen den Ergebnissen der Narkoseversuche (M1 - M4)	

	und der Wachversuche (M9 - M12)	71
6.7.	Korrelation zwischen der RT-Intervall-Dauer und der RT-Peak-Intervall-Dauer	72
6.8.	Korrelation Körpertemperatur (KT ₁)	73
6.9.	Korrelation Körpergewicht (KGW)	74
6.10.	Korrelation Kopf-Rumpf-Länge (KRL).....	74
7.	Methodenevaluierung	75
7.1.	Invasivität der Wachversuche (M9 – M12).....	75
7.2.	Praktikabilität der Wachversuche (M9 – M12).....	75
7.3.	Auswertbarkeit (alle Methoden).....	76
7.4.	Gesamtergebnis der Wachversuche (M9 – M12).....	77
8.	Geräteeinstellungen.....	77
8.1.	Papiergeschwindigkeit	77
8.2.	Verstärkung	77
8.3.	Filter	78
V.	DISKUSSION	79
1.	Material & Methodik	79
1.1.	Material	79
1.1.1.	Versuchstiere	79
1.1.1.1.	Voruntersuchungen	80
1.1.2.	Geräte zur Versuchsdurchführung (Transponder, PC-EKG)	80
1.1.2.1.	Transponder & Lesegerät	80
1.1.2.2.	PC-EKG	82
1.2.	Methodik	82
1.2.1.	Ermittlung des Körpergewichtes (KGW).....	82
1.2.2.	Versuchsgruppen, Methodenreihenfolge	83
1.2.3.	Versuchsvorbereitungen.....	83
1.2.4.	Methodik Wachversuche (M9 – M12).....	84
1.2.4.1.	Nadelklemmen-Elektroden.....	84
1.2.4.2.	Elektrodenapplikationsstellen	85
1.2.5.	Inhalationsnarkose (Isofluran).....	85
1.2.5.1.	Exogene Wärmezufuhr.....	85
1.2.5.2.	Narkosemonitoring anhand von Reflexen.....	86

1.2.5.3.	Narkoseeinleitung.....	88
1.2.6.	Kumulative Abbruchkriterien / Tierschutzscore	89
1.2.7.	Methodenabbruch-Score	91
1.3.	Auswertung	91
1.3.1.	Auswahl der Geräteeinstellungen und Messzeitpunkte	91
1.3.2.	Definitionen der Kurvenbestandteile und Zuordnung der Ausschläge	91
1.3.3.	Anzahl ableitbarer sowie auswertbarer EKG-Kurven und -Komplexe.....	94
1.3.4.	Herzrhythmus	94
1.3.4.1.	Methodenevaluierung.....	95
2.	Ergebnisse	95
2.1.	Körpertemperatur	95
2.2.	Narkosedauer.....	96
2.3.	Methodenabbruch-Score	96
2.4.	Anzahl ableitbarer sowie auswertbarer Kurven und EKG-Komplexe	97
2.5.	Herzfrequenz (HF)	98
2.5.1.	Methodenvergleich (Auszählen versus Errechnen).....	98
2.5.2.	Ermittelte Werte	99
2.5.3.	Erwartungswerte der Herzfrequenz.....	99
2.6.	EKG-Parameter	100
2.6.1.	Anzahl der auswertbaren Parameter pro Parameter	100
2.6.2.	Für die Auswertung genutzte Ableitungen.....	101
2.6.3.	Statistische Kennwerte der EKG-Parameter	101
2.6.4.	Form der P-Welle	102
2.6.5.	Einfluss der Variable „Tier“ bzw. der Variable „Methode“ und Zusammenhänge zwischen den Methoden.....	103
2.6.6.	Vergleich zwischen Narkose- und Wachversuchen	104
2.6.7.	Korrelation RT-Intervall-Dauer & RT-Peak-Intervall-Dauer	104
2.6.8.	Korrelationen Körpertemperatur (KT ₁).....	105
2.6.9.	Korrelationen Körpergewicht (KGW) und Kopf-Rumpf-Länge (KRL)..	105
2.7.	Methodenevaluierung - Empfehlungen für die praktische Anwendung ..	106
2.8.	Geräteeinstellungen - Empfehlungen für die praktische Anwendung	107
2.8.1.	Papiergeschwindigkeit	107
2.8.2.	Verstärkung	108
2.8.3.	Filter	108

VI.	ZUSAMMENFASSUNG	109
VII.	SUMMARY.....	112
VIII.	LITERATURVERZEICHNIS.....	115
IX.	ANHANG	139
X.	DANKSAGUNG	200

Aus Gründen der Lesbarkeit wurde im vorliegenden Text die maskuline Form zur Bezeichnung von Personen- und Berufsgruppen verwendet. Die Verfasserin bezieht jedoch die von ihr verwendeten Bezeichnungen ausdrücklich auf alle Geschlechter.

Tabellenverzeichnis

<i>Tabelle 1: Geräteparameter EKG-Gerät.....</i>	<i>43</i>
<i>Tabelle 2: Medianwerte der EKG-Parameter (Gesamtversuch).....</i>	<i>69</i>
<i>Tabelle 3: Vergleich der ermittelten Herzfrequenzwerte mit WEEGER (2002) und HUNT (2013)</i>	<i>99</i>
<i>Tabelle 4: Vergleich der Messwerte der EKG-Parameter mit der Arbeit von HUNT (2013).....</i>	<i>102</i>

Abbildungsverzeichnis

<i>Abbildung 1: Artmerkmale P. vitticeps</i>	6
<i>Abbildung 2: EKG-Kurve Sinusrhythmus (Mensch)</i>	13
<i>Abbildung 3: Position der Nadel-Elektroden bei der Gliedmaßenableitung</i>	47
<i>Abbildung 4: Anfangskörpertemperatur (KT₁) nach Methode</i>	61
<i>Abbildung 5: Ableitbarkeit und Auswertbarkeit der EKG-Kurven nach Methoden und Tieren</i>	63
<i>Abbildung 6: Vergleichbarkeit der Parameter "errechnete HF MW" und "errechnete HF Median" sowie "ausgezählte HF" und "errechnete HF MW" von M1-M4</i>	64
<i>Abbildung 7: Errechnete Herzfrequenz Median nach Tier und Methode</i>	65
<i>Abbildung 8: Errechnete HF aufgetragen pro Tier am Beispiel von M1</i>	66
<i>Abbildung 9: Typische EKG-Kurve in Ableitung II am Beispiel von Tier 8 Methode 3</i>	67
<i>Abbildung 10: Zur Auswertung genutzte Ableitungen, am Beispiel des Parameters P-Welle-Dauer</i>	68
<i>Abbildung 11: Einfluss der Variable „Tier“ bzw. der Variable „Methode“ auf die EKG-Parameter am Beispiel des Parameters R-Amplitude</i>	70
<i>Abbildung 12: Methodenzusammenhänge am Beispiel des Parameters P-Welle-Amplitude</i>	71
<i>Abbildung 13: Korrelation RT-Intervall-Dauer und RT-Peak-Intervall-Dauer</i>	72
<i>Abbildung 14: Korrelation zwischen der Anfangskörpertemperatur und der eHF_m</i> .73	
<i>Abbildung 15: Korrelation zwischen der Anfangskörpertemperatur und dem EKG-Parameter PR-Intervall-Dauer</i>	73
<i>Abbildung 16: Methodenevaluierung (Einzelparameter)</i>	76
<i>Abbildung 17: Methodenevaluierung (Parametergruppen)</i>	77
<i>Abbildung 18: Elektrische Interferenz bei der EKG-Aufzeichnung durch die Heizmatte</i>	86
<i>Abbildung 19: Korrekte Zuordnung weniger Ausschläge innerhalb einer EKG-Kurve am Beispiel von Tier 1 Methode 1</i>	93

<i>Abbildung 20: Stufenbildung innerhalb der EKG-Kurve am Beispiel von Tier 3</i>	
<i>Methode 2.....</i>	<i>93</i>
<i>Abbildung 21: Nicht zugeordneter Artefakt am Beispiel von Tier 3 Methode 2</i>	<i>94</i>
<i>Abbildung 22: Bewegungsartefakte innerhalb einer EKG-Kurve am Beispiel von Tier</i>	
<i>5 Methode 9.....</i>	<i>94</i>
<i>Abbildung 23: Atmungsartefakte innerhalb einer EKG-Kurve am Beispiel von Tier 4</i>	
<i>Methode 9.....</i>	<i>94</i>

Abkürzungsverzeichnis

AG ARK	Arbeitsgemeinschaft Amphibien- und Reptilienkrankheiten
aHF	Ausgezählte Herzfrequenz
AV-Knoten	Atrioventrikular-Knoten
BMEL	Bundesministerium für Ernährung und Landwirtschaft
bpm	beats per minute („Schläge pro Minute“, Herzfrequenz)
BRD	Bundesrepublik Deutschland
DGHT	Deutsche Gesellschaft für Herpetologie und Terrarienkunde e. V.
DVG	Deutsche Veterinärmedizinische Gesellschaft
eHF _m	Errechnete Herzfrequenz Median
eHF _{MW}	Errechnete Herzfrequenz Mittelwert
EKG	Elektrokardiogramm
<i>et al.</i>	<i>et alia</i> (und andere)
ggr.	geringgradig
h	Stunde(n)
HF	Herzfrequenz
Hz	Hertz (SI-Einheit für die Frequenz)
i.m.	intramuskulär
i.v.	intravenös
IVH	Industrieverband Heimtierbedarf e. V.
k.A.	keine Angabe

KGW	Körpergewicht
KRL	Kopf-Rumpf-Länge
KT	Körpertemperatur
LMU	Ludwig-Maximilians-Universität
m	Männlich
<i>m</i>	Median
M	Methode
Max	Maximum
Min	Minimum
min	Minuten
MW	Mittelwert
p.o.	per os („ins Maul“)
POTZ	preferred optimum temperature zone (Körper- Vorzugstemperatur)
Q1	Erstes Quartil
Q3	Drittes Quartil
<i>r</i>	Korrelationskoeffizient nach Pearson
RELS	Reizbildungs- und Erregungsleitungssystem
rF	Relative Luftfeuchtigkeit
<i>rSP</i>	Korrelationskoeffizient nach Spearman
s.c.	Subkutan („unter die Haut“)
SD	Standardabweichung
<i>ssp.</i>	Subspezies

TVT	Tierärztliche Vereinigung für Tierschutz e.V.
w	Weiblich
ZZF	Zentralverband Zoologischer Fachbetriebe Deutschlands e. V.

Artenverzeichnis

<i>Alligator mississippiensis</i> (<i>A. mississippiensis</i>)	Mississippi-Alligator
<i>Alligator sinensis</i> (<i>A. sinensis</i>)	China-Alligator
<i>Amphibolurus barbatus</i> (heute vermutlich <i>Pogona barbata</i> , <i>P. barbata</i>)	Östliche Bartagame
<i>Anguis fragilis</i> (<i>A. fragilis</i>)	Blindschleiche
<i>Boa constrictor constrictor</i> (<i>B. c. constrictor</i>)	Königsboa
<i>Boiea ceylonensis</i> (heute vermutlich <i>Ptyas mucosa</i> , <i>P. mucosa</i>)	Gebänderte Rattennatter
<i>Chamaeleo calytratus</i> (<i>C. calytratus</i>)	Jemen-Chamäleon
<i>Chelydra serpentina</i> (<i>C. serpentina</i>)	Amerikanische Schnappschildkröte
<i>Chrysemis picta</i> ssp. (<i>C. picta</i> ssp.)	Zierschildkröte
<i>Chrysemis picta dorsalis</i> (<i>C. p. dorsalis</i>)	Südliche Zierschildkröte
<i>Chrysemis picta marginata</i> (<i>C. p. marginata</i>)	Mittelländische Zierschildkröte
<i>Cnemidophorus tigris</i> (heute vermutlich <i>Aspidoscelis</i> <i>tigris</i> , <i>A. tigris</i>)	Sechsstreifen-Rennechse

<i>Constrictor constrictor constrictor</i> (heute vermutlich <i>Boa constrictor constrictor</i> , <i>B. c. constrictor</i>)	Königsboa
<i>Crocodylus niloticus</i> (<i>C. niloticus</i>)	Nilkrokodil
<i>Crotalus ruber ruber</i> (<i>C. r. ruber</i>)	Rote Diamant-Klapperschlange
<i>Crotalus durissus terrificus</i> (<i>C. d. terrificus</i>)	Schauer-Klapperschlange
<i>Crotaphytus wislizenii</i> (heute vermutlich <i>Gambelia wislizenii</i> , <i>G. wislizenii</i>)	Langnasen-Leopardleguan
<i>Dipsosaurus dorsalis</i> (<i>D. dorsalis</i>)	Wüstenleguan
<i>Elaphe obsoleta</i> (heute vermutlich <i>Panterophis obsoletus</i> , <i>P. obsoletus</i>)	Bergnatter oder Pilotnatter
<i>Emys blandingii</i> (heute vermutlich <i>Emydoidea blandingii</i> , <i>E. blandingii</i>)	Amerikanische Sumpfschildkröte
<i>Eremias multiocellata</i> (<i>E. multiocellata</i>)	Vierfleckiger Wüstenrenner
<i>Eulamprus heatwolei</i> (<i>E. heatwolei</i>)	Heatwole's Wasserskink
<i>Eunectes murinus</i> (<i>E. murinus</i>)	Große oder Grüne Anakonda
<i>Furcifer pardalis</i> (<i>F. pardalis</i>)	Panther-Chamäleon
<i>Gallotia bravoana</i> (<i>G. bravoana</i>)	La-Gomera-Rieseneidechse
<i>Graptemys geographica</i> (<i>G. geographica</i>)	Landkarten-Höckerschildkröte

<i>Hemidactylus mabouia</i> (<i>H. mabouia</i>)	Afrikanischer Hausgecko
<i>Iguana iguana</i> (<i>I. iguana</i>)	Grüner Leguan
<i>Lampropeltis getulus californiae</i> (heute vermutlich <i>Lampropeltis getula californiae</i> , <i>L. g. californiae</i>)	Kalifornische Kettennatter
<i>Lampropeltis getulus holbrooki</i> (heute vermutlich <i>Lampropeltis getula holbrooki</i> , <i>L. g. holbrooki</i>)	Gefleckte Kettennatter
<i>Lampropeltis getulus</i> (heute vermutlich <i>Lampropeltis getula getula</i> , <i>L. g. getula</i>)	Östliche Kettennatter
<i>Lampropeltis niger</i> (heute vermutlich <i>Lampropeltis getula niger</i> , <i>L. g. niger</i>)	Schwarze Kettennatter
<i>Morelia spilota variegata</i> (<i>M. s. variegata</i>)	Rautenpython
<i>Natrix natrix</i> (<i>N. natrix</i>)	Ringelnatter
<i>Pantherophis obsoletus</i> (<i>P. obsoletus</i>)	Bergnatter oder Pilotnatter
<i>Pituophis melanoleucus sayi</i> (heute vermutlich <i>Pituophis catenifer sayi</i> , <i>P. c. sayi</i>)	Bullennatter
<i>Pogona barbata</i> (<i>P. barbata</i>)	Östliche Bartagame
<i>Pogona minor</i> (<i>P. minor</i>)	Westliche Bartagame
<i>Pogona mitchelli</i> (<i>P. mitchelli</i>)	Mitchells Bartagame

<i>Pogona nullarbor</i> (<i>P. nullarbor</i>)	Nullarbor-Bartagame
<i>Pogona vitticeps</i> (<i>P. vitticeps</i>)	Streifenköpfige Bartagame
<i>Pogona henrylawsoni</i> (<i>P. henrylawsoni</i>)	Zwergbartagame
<i>Pogona microlepidota</i> (<i>P. microlepidota</i>)	Kimberley-Bartagame
<i>Pseudemys scripta elegans</i> (heute <i>Trachemys scripta elegans</i> , <i>T. s. elegans</i>)	Rotwangenschmuckschildkröte
<i>Python reticulatus</i> (<i>P. reticulatus</i>)	Netzpython
<i>Python molurus bivittatus</i> (<i>P. molurus bivittatus</i>)	Dunkler Tigerpython
<i>Sceloporus occidentalis</i> (<i>S. occidentalis</i>)	Westlicher Zaunleguan
<i>Sphenodon punctatus</i> (<i>S. punctatus</i>)	Tuatara oder Brückenechse
<i>Terrapene ornata</i>	Schmuck-Dosenschildkröte
<i>Terrapene carolina carolina</i> (<i>T. c. carolina</i>)	Carolina-Dosenschildkröte
<i>Testudo graeca</i> (<i>T. graeca</i>)	Maurische Landschildkröte
<i>Trachemys scripta elegans</i> (<i>T. s. elegans</i>)	Rotwangenschmuckschildkröte
<i>Varanus marmoratus</i> (<i>V. marmoratus</i>)	Philippinischer Wasserwaran
<i>Vipera berus</i> (<i>V. berus</i>)	Kreuzotter

I. EINLEITUNG

Der Bereich der Reptilienmedizin gewinnt innerhalb der Tiermedizin zunehmend an Bedeutung (KÖLLE, 2015; PEES, 2015b). Da sowohl die Besitzer höhere Erwartungen an den Tierarzt haben als auch die Tiere aufgrund verbesserter Haltungsbedingungen älter werden, ist auch im Bereich der Reptilienmedizin immer häufiger weiterführende und spezifische Diagnostik gefragt. Chirurgische Eingriffe unter Allgemeinanästhesie sind häufig, wodurch auch die Bedeutung eines guten Narkosemonitorings hoch ist (READ, 2004).

Die Elektrokardiographie stellt eine bewährte und im Bereich der Kleintier- und Humanmedizin routinemäßig in der Kardiologie und zum Narkosemonitoring genutzte nicht-invasive Untersuchungsmethode dar. Im Bereich der Reptilienmedizin wird die Elektrokardiographie hingegen aufgrund der fehlenden Datengrundlage entgegen der Literaturempfehlungen bisher nur vereinzelt eingesetzt.

Pogona vitticeps (Streifenköpfige Bartagame) ist die in Deutschland vermutlich am häufigsten in Privathand gehaltene Echsenspezies und wird daher auch vergleichsweise häufig in der „Exotenpraxis“ vorgestellt (DÖRNATH, 2014).

Für *P. vitticeps* existiert derzeit kein einheitliches oder standardisiertes Protokoll zur Ableitung eines Elektrokardiogramms (EKG). Da es nur eine Publikation mit Orientierungswerten zur Auswertung von EKG-Kurven an wachen *P. vitticeps* gibt (HUNT, 2013), sind Aussagen zu EKG-Ableitungen unter Narkose im Hinblick auf ein Narkosemonitoring nicht möglich. Die Verwendung zur kardiologischen Diagnostik ist ebenfalls nur eingeschränkt möglich.

Zielsetzung der vorliegenden Arbeit war es, eine Untersuchungstechnik zu ermitteln, mit der EKG-Kurven im Wachzustand und unter Isofluran-Narkose reproduzierbar und unter Praxisbedingungen abgeleitet und ausgewertet werden können. Untersucht und untereinander verglichen wurden hierfür zwei verschiedene Elektrodenarten (Krokodilklemmen, Nadelelektroden) sowie zwei verschiedene Varianten der Elektrodenapplikation (standardisierte Gliedmaßenableitung, Ableitung im Nackenbereich). Außerdem wurden unterschiedliche EKG-Geräteeinstellungen (Papiergeschwindigkeit, Verstärkung, Filter) getestet. Zusätzlich sollten Orientierungswerte der EKG-Parameter für

P. vitticeps im Wachzustand sowie unter Isofluran-Narkose ermittelt werden.

Diese Werte können die Grundlage für weitere klinische Forschungen bilden. Hierbei ist das Ziel, künftig das EKG besser in die Narkoseüberwachung sowie in die kardiologische Diagnostik einbinden zu können. Auch für die weiterführende Forschung, wie beispielsweise die Algesimetrie, stellt dies eine hilfreiche Grundlage dar. Daher sollen für den Praktiker Empfehlungen zur Ableitung eines EKG bei *P. vitticeps* und Hilfestellungen bei der Interpretation desselben erstellt werden.

II. LITERATURÜBERSICHT

Alle Artbezeichnungen werden in der gesamten vorliegenden Arbeit bei Erstnennung im Text sowohl in der wissenschaftlichen als auch in der deutschen Form angegeben, im weiteren Verlauf ausschließlich in der gekürzten wissenschaftlichen Form. Bei Unsicherheiten wird auf das Artenverzeichnis zu Beginn dieser Arbeit verwiesen, dieses enthält sowohl die wissenschaftlichen (inkl. der abgekürzten Form) als auch die deutschen Artbezeichnungen.

1. Reptilien in der tiermedizinischen Praxis

Auch wenn Reptilien mittlerweile als gängige Heimtiere gelten (KÖLLE, 2015), existieren keine detaillierten Zahlen zur Reptilienhaltung in der Bundesrepublik Deutschland (BRD) (PEES, 2015b). Einer Datenerhebung im Auftrag des Zentralverbandes Zoologischer Fachbetriebe Deutschlands e.V. (ZZF) und des Industrieverbandes Heimtierbedarf e.V. (IVH) zufolge gab es im Jahr 2017 ca. 800.000 Terrarien in Deutschland, welche in ca. 1 % der bundesdeutschen Haushalte standen (2017a). Der UN-Handelsstatistik lässt sich entnehmen, dass 2016 insgesamt 86.777 lebende Reptilien mit einem Handelsvolumen von 1.368.305 US-\$ in die BRD importiert wurden. Exportiert wurden wiederum lebende Tiere mit einem Gesamt-Handelsvolumen von 2.115.753 US-\$ (ANONYM, 2016). Da bei vielen Arten der Bedarf durch deutsche Nachzuchten gedeckt werden kann (STRÜTT, 2015), lassen diese Handelszahlen keinen absoluten Rückschluss auf die Anzahl gehaltener Tiere zu. Dies spiegelt sich auch im Exportüberschuss der Reptilien wieder.

Welchen Anteil die importierten Reptilien gegenüber deutschen Nachzuchtieren in der (Privat-) Haltung einnehmen, variiert sicher auch von Spezies zu Spezies. So spielt beispielsweise bei den aus Australien stammenden *P. vitticeps* der Reptilien-Import zahlenmäßig aufgrund eines Exportverbots von Australien keine Rolle. Außerdem werden Bartagamen von einem großen Personenkreis vermehrt, sodass der Bedarf problemlos über Nachzuchten gedeckt werden kann (KÖHLER *et al.*, 2013).

Laut KÖLLE (2015) [dürften] „nach vorsichtigen Schätzungen [...] ca. 4 – 5 Millionen Terrarientiere in Deutschland gepflegt werden“.

Aufgrund des stetig angestiegenen Anteils der in privater Hand gehaltenen Reptilien in Deutschland (KÖLLE, 2002, 2015) werden in der tierärztlichen Praxis vermehrt auch Reptilien als Patienten vorgestellt (KÖLLE, 2015; PEES, 2015b). So verdoppelte sich beispielsweise der Anteil an Reptilienpatienten an der ehemaligen „Klinik für kleine Haustiere Hannover“ der Tierärztlichen Hochschule Hannover von ~7 % im Jahr 1990 ($N_{\text{Patienten gesamt}} = 563$, $N_{\text{Reptilien}} = 39$) auf ~16 % im Jahr 1999 ($N_{\text{Patienten gesamt}} = 1855$, $N_{\text{Reptilien}} = 296$) (RHEKER, 2001).

Dies spiegelt sich auch im hohen Interesse der deutschen Tierärzte an einer Spezialisierung in diesem Bereich wieder. Im Juni 2017 standen von 13 der insgesamt 17 deutschen Landestierärztekammern die Weiterbildungsordnungen für eine Online-Recherche zur Verfügung: Zu diesem Zeitpunkt konnte in sieben der 13 Kammern die Bezeichnung des Fachtierarztes für Reptilien und in ebenfalls sieben der 13 Kammern die Zusatzbezeichnung für Reptilien erworben werden (in einer der 13 Kammern ist beides möglich). Eine deutschlandweite Statistik zur Zahl der Fachtierärzte für Reptilien existiert nicht, so dass nur für die einzelnen Bundesländer Angaben gemacht werden können. So listet beispielsweise der Tierärztesuchdienst der Bayerischen Landestierärztekammer im Juni 2018 in Bayern zehn Tierärzte mit der Fachtierarztbezeichnung „Reptilien“ (ANONYM, 2018a). Die größte tierärztliche Vereinigung für Reptilien in Deutschland, die Arbeitsgemeinschaft Amphibien- und Reptilienkrankheiten (AG ARK) der Deutschen Gesellschaft für Herpetologie und Terrarienkunde e.V. (DGHT) hat derzeit etwa 500 Mitglieder (ANONYM, 2017b), welche sich auf halbjährlich stattfindenden Fortbildungen über die neuesten Entwicklungen in diesem Fachgebiet austauschen. Ein weiteres wichtiges tiermedizinisches Austauschforum ist die Fachgruppe der Zier-, Zoo- und Wildvögel, Reptilien, Amphibien und Fische der Deutschen Veterinärmedizinischen Gesellschaft e.V. (DVG), welche alle zwei Jahre eine Fachtagung ausrichtet.

Da Reptilien als Wildtiere ein Unwohlsein lange unterdrücken und Krankheitssymptome erst sehr spät anzeigen (NEUL, 2015), kommen vor allem der Besitzerberatung sowie Prophylaxemaßnahmen in diesem Bereich der Tiermedizin eine große Bedeutung zu (KÖLLE, 2015).

2. Die Gattung *Pogona* – Bartagamen

2.1. Taxonomie der Gattung *Pogona*

Mit Stand März 2018 sind insgesamt weltweit 10.711 Reptilien-Spezies beschrieben (UETZ *et al.*, 2018).

Bei dem ehemals verwendeten Taxon *Reptilia* handelt es sich um eine paraphyletische Klasse, weshalb in der modernen Taxonomie das Taxon der *Sauropsida* verwendet wird. Hierzu wurden die traditionelle Klasse der Vögel (*Aves*) und die der Reptilien (*Reptilia*) zusammengefasst (WESTHEIDE & ANGERMANN, 2015).

Die Bartagamen (Gattung *Pogona*, im weiteren Text *P.*) werden taxonomisch der Familie der *Agamidae* aus der Ordnung der Schuppenkriechtiere (*Squamata*) zugeordnet. Die Anzahl der anerkannten Arten variiert je nach Autor, so geben UETZ *et al.* (2018) sieben Arten an, wohingegen WILSON & SWAN (2013) in ihrem Standardwerk nur sechs Arten aufführen. Unterschieden wird in folgende Spezies: *P. barbata* (Östliche Bartagame), *P. henrylawsoni* (Zwergbartagame), *P. microlepidota* (Kimberley-Bartagame), *P. minor* (Westliche Bartagame), *P. nullarbor* (Nullarbor-Bartagame) sowie *P. vitticeps* (Streifenköpfige oder Östliche Bartagame) (WILSON & SWAN, 2013). UETZ *et al.* (2018) nennen zusätzlich *P. mitchelli* (Mitchells Bartagame).

Besondere Kennzeichen, die zur Artbestimmung genutzt werden können, sind u.a. die Schuppen des Kehlbereiches, die Längsreihen der Stachelschuppen sowie die Occipitalquerreihen (Abbildung 1). Bei *P. vitticeps* weist das Zentrum der Kehle vergrößerte Stachelschuppen auf, es existiert i.d.R. eine Längsreihe von Stachelschuppen an der Körperseite und die Occipitalquerreihen bilden eine nahezu waagerechte Linie (KÖHLER *et al.*, 2013).

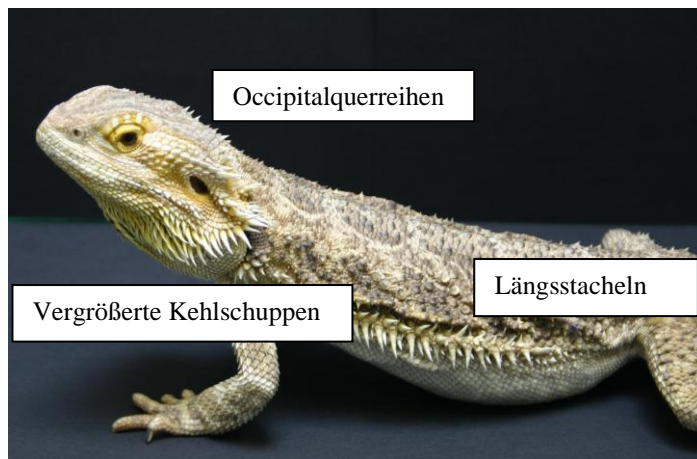


Abbildung 1: Artmerkmale *P. vitticeps*

2.2. Bedeutung von *Pogona sp.* in menschlicher Obhut

2.2.1. Bedeutung von *Pogona sp.* als Haustier

Bartagamen (*Pogona sp.*), allen voran *P. vitticeps*, sind die am häufigsten gehaltenen Echsen in Deutschland (KÖHLER *et al.*, 2013; ANONYM, 2015). Sie sind auch in Australien beliebte Haustiere und werden dort oft auch für Anfänger empfohlen (CANNON, 2003). In den USA und Großbritannien spielen Bartagamen ebenfalls eine bedeutende Rolle in der Terraristik (ROWLAND, 2009; RAITI, 2011).

Dies wird auch aus der Fülle an Literatur zur Haltung dieser Echsen ersichtlich, so sind u.a. bei einem bekannten Online-Buchhandel (ANONYM, 2018c) allein über 20 Werke mit Haltungs- und Pflegeanweisungen ausschließlich für Bartagamen gelistet.

2.2.2. **Bedeutung von *Pogona sp.* als Patient**

In der Klinik für Vögel, Kleinsäuger, Reptilien und Amphibien der LMU München stellten *P. vitticeps* im Zeitraum von November 2012 bis Mai 2014 einen Anteil an der Gesamtpatientenzahl der Reptilienambulanz von 12,61 % (PETERSEN, 2014). Da bei den Reptilien ein sehr großes Artenspektrum vorliegt und damit ein sehr unterschiedliches Artenspektrum in der Praxis vorgestellt wird, ist diese Prozentzahl für eine einzelne Spezies durchaus als hoch zu bewerten.

Wie bei anderen Reptilienspezies auch spielen vor allem haltungsbedingte Erkrankungen bei Bartagamen eine große Rolle (CANNON, 2003; DÖRNATH, 2014), so dass in diesem Bereich vor allem der Prophylaxe, u.a. mittels Halterberatung, eine große Bedeutung zukommt (KÖLLE, 2015).

2.2.3. **Bedeutung von *Pogona sp.* in der Forschung**

Bartagamen sind keine typischen Labortiere, dennoch existieren zahlreiche wissenschaftliche Publikationen rund um diese Tierart. Eine Suchanfrage beim Literatursuchportal Web of Science (ANONYM, 2018b) ergab 321 Treffer bei einer Suche in allen Datenbanken von 1900 – 2018 mit dem Suchbegriff „bearded dragon“.

Da bei den Reptilien aufgrund der Vielzahl an Lebensräumen verschiedenste physiologische Anpassungen stattgefunden haben, kann nicht davon ausgegangen werden, dass Forschungsergebnisse über Artgrenzen hinweg übertragbar sind. Aus diesem Grund ist es besonders wichtig, Versuche direkt an der Zieltierart durchzuführen.

2.3. **Lebensraum und Haltung von *Pogona sp.***

Bartagamen sind tagaktive Echsen aus Zentralaustralien, welche terrestrisch bzw. semiarboreal leben (ROWLAND, 2009; WILSON & SWAN, 2013; DÖRNATH, 2014). Ihr großes Verbreitungsgebiet umfasst nahezu alle australischen Trockengebiete. So werden sie in den unterschiedlichsten Vegetationszonen (Halbwüste, Steppe, Baumsteppe, lichte Trockenwälder) angetroffen (COGGER, 1975; KÖHLER *et al.*, 2013; WILSON & SWAN, 2013).

Bartagamen sind, wie alle Reptilien, poikilotherm und ektotherm und sind so auf externe Wärmequellen bzw. einen Temperaturgradienten in der Umgebung zur Regulation der Körpertemperatur angewiesen (CANNON, 2003).

In der Wildbahn suchen die Tiere gezielt sonnenexponierte Stellen auf, um die Körpertemperatur auf den bevorzugten Temperaturwert anzuheben. Diese beträgt nach einer Studie von MELVILLE & SCHULTE (2001) bei *P. vitticeps* im Frühjahr 32,9 °C, nach einer Studie von LEE & BADHAM (1963) bei *Amphibolurus barbatus* (vermutlich die heutige *P. barbata*) im Sommer 34,8 °C. Sind die Tiere überhitzt, suchen sie gezielt Schattenstellen auf bzw. entfernen sich weiter vom Boden (MELVILLE & SCHULTE, 2001). Dieses thermoregulative Verhalten muss den Tieren auch bei der Haltung im Terrarium ermöglicht werden. Besteht die Möglichkeit, regelmäßig die Körpertemperatur in den bevorzugten Bereich anzuheben nicht, resultieren daraus unter anderem eine Immunsuppression sowie eine deutlich verschlechterte Verdauung (CANNON, 2003). Daraus ergibt sich die Haltungsempfehlung, eine Grundtemperatur zwischen 22 °C und 25 °C sowie einen lokalen Wärmespot von mindestens 45 °C anzubieten (ANONYM, 2015).

Im Verbreitungsgebiet ist die Luftfeuchtigkeit eher mäßig (CANNON, 2003). Das Klima des Verbreitungsgebietes ist größtenteils als semiarid, teilweise sogar als arid einzustufen (MELVILLE & SCHULTE, 2001). Daher ist in der Haltung eine relative Luftfeuchtigkeit von 40 % bis maximal 60 % anzustreben (ANONYM, 2015).

Bartagamen gelten als omnivore Tiere, deren Futter sich aus Wirbellosen, kleineren Vertebraten, Blättern, Blüten und Früchten zusammensetzt (WILSON & SWAN, 2013). Zur genauen Rationszusammensetzung freilebender Bartagamen liegen nur wenige gesicherte, wissenschaftliche Erkenntnisse vor (OONINCX *et al.*, 2015). Die Fütterungsempfehlungen schwanken von 90 % Insektenanteil bei den Jungtieren und maximal 20 % Insektenanteil bei den adulten Bartagamen (ANONYM, 2015) bis hin zu 70 % Insektenanteil in der Jungtierfütterung und 50 % Insektenanteil bei adulten Tieren (RAITI, 2011).

Erhöhte Plätze spielen insbesondere beim Sonnen und Ruhen, sowie für das Sicherheitsbedürfnis vor allem bei männlichen Tieren, eine große Rolle. Dies muss in der Haltung berücksichtigt werden, um Stress zu vermeiden (CANNON, 2003).

Den australischen Winter überdauern die Tiere in der Wildbahn mittels einer Hibernation. Hierbei wird der gesamte Stoffwechsel der Tiere herunter reguliert,

sodass der Energieverbrauch auf ein Minimum reduziert wird. Dieser Zeitraum dauert je nach Region durchschnittlich etwa zwei Monate. Zur Aufrechterhaltung der Gesundheit der Tiere muss diese Hibernationsphase auch in der Terrarienhaltung umgesetzt werden (KÖHLER *et al.*, 2013; DÖRNATH, 2014; ANONYM, 2015).

Werden die Anforderungen dieser Echsen an Terrarienklima, Beleuchtung und Fütterung berücksichtigt, lassen sie sich gut halten (DÖRNATH, 2014).

3. **Elektrokardiographie**

3.1. **Geschichte und Entwicklung der Elektrokardiographie**

Ende des 19. Jahrhunderts wurde mit der Erkenntnis, dass es sich bei dem Herzschlag um ein elektrophysiologisches Phänomen handelt, die Grundlage für die Entwicklung der Elektrokardiographie gelegt (BURCH & DE PASQUALE, 1964).

Die erste publizierte Ableitung der elektrischen Herzaktivität an der Körperoberfläche beim Mensch erfolgte 1887 durch Waller (WALLER, 1887; BURCH & DE PASQUALE, 1964; MILLER *et al.*, 1999). Waller führte auch die ersten elektrokardiographischen Untersuchungen an Hunden und Katzen durch (TILLEY & AUGUSTIN-VOSS, 1989).

Ab 1900 entwickelte Einthoven das sogenannte Saitengalvanometer, mit welchem präzisere Aufzeichnungen als mit dem von Waller genutzten Kapillar-Elektrometer möglich wurden (BURCH & DE PASQUALE, 1964; FYE, 1994). Diese Erfindung Einthovens machte die Etablierung einer klinisch angewandten Elektrokardiographie erst möglich (BURCH, 1961).

Vor allem Sir Thomas Lewis trug neben Einthoven mit seinen Forschungen und Publikationen zur Herzarrhythmie maßgeblich dazu bei, dass die Elektrokardiographie als sinnvoller bzw. notwendiger Teil der Diagnostik in der klinischen Kardiologie etabliert wurde (BURCH & DE PASQUALE, 1964).

Die erste Beurteilung des EKG im Hinblick auf die Anwendbarkeit zur klinischen Diagnostik am Hund sowie generell zur „Einführung der Elektrokardiographie in die Veterinärmedizin“ erfolgte durch NÖRR (1922).

Wilson beschrieb 1934 die unipolare Gliedmaßenableitung, die 1942 durch Goldberger zur sog. „augmented“ unipolaren Gliedmaßenableitung weiterentwickelt wurde (BURCH & DE PASQUALE, 1964). Im Unterschied zur Ableitung von Wilson wird bei der unipolaren Gliedmaßenableitung nach Goldberger die Potentialdifferenz zwischen einer differentiellen und einer indifferenten Bezugs-Elektrode gemessen, die indifferente Elektrode entsteht durch zusammenschalten zweier Elektroden über einen Widerstand (BRUDER, 2011). Da hierbei die gemessene Spannung nur etwa halb so groß ist wie bei der bipolaren Gliedmaßenableitung, wird diese zunächst im Elektrokardiograph verstärkt (augmented) und erst dann ausgegeben. Somit ist trotz der Unterschiede in der Amplitude ein Vergleich zwischen der bipolaren und der unipolaren Ableitung möglich (KITTLESON, 1998).

In der heutigen kardiologischen Diagnostik werden bei Mensch sowie Hund und Katze als Extremitätenableitungen standardmäßig die unipolare Gliedmaßenableitung nach Goldberger sowie die bipolare Gliedmaßenableitung nach Einthoven verwendet (TILLEY & SMITH JR, 2008; GANSCHOW, 2010; TRAPPE & SCHUSTER, 2013). Somit ist es mittels des sogenannten hexaxialen Systems möglich, die elektrische Herzachse zu bestimmen (BRUDER, 2011).

3.2. Funktionsweise der Elektrokardiographie

3.2.1. Anatomische Grundlagen der Elektrokardiographie beim Reptil

Das typische Squamatenherz weist ebenso wie das Herz von Schildkröten drei Kammern (zwei Vorhöfe und einen Ventrikel) sowie den Sinus venosus auf (MITCHELL, 2009). Der Ventrikel lässt sich funktional in drei Abschnitte gliedern: Das Cavum pulmonale (C. pulmonale), das Cavum arteriosum (C. arteriosum) und das Cavum venosum (C. venosum). Das C. pulmonale befindet sich am ventralsten Punkt des Ventrikels und geht kranial in die Arteriae pulmonale(s) über. Die dorsal lokalisierten C. arteriosum und C. venosum empfangen Blut vom linken bzw. rechten Herzvorhof. Sie sind untereinander über den interventrikulären Kanal verbunden. Aus dem C. venosum gelangt das Blut in die beiden Aortenbögen (KIK & MITCHELL, 2005).

Im Gegensatz zu den Squamaten und Schildkröten besitzen Krokodile ein vierkammeriges Herz mit zwei jeweils anatomisch vollständig getrennten Vorhöfen und Herzkammern (AXELSSON *et al.*, 1989; COOK *et al.*, 2017). Der linke

Aortenbogen entspringt als linke Aorta aus dem rechten Ventrikel in der Nähe der Pulmonalarterie und zieht kaudal Richtung Darmtrakt, die rechte Aorta bzw. der rechte Aortenbogen entspringt dem linken Ventrikel und zieht als dorsale Aorta nach kranial (AXELSSON & FRANKLIN, 1997; MURRAY, 2006). Beide Aorten sind über das Foramen panizza sowie über eine direkte Anastomose kaudal des Herzens miteinander verbunden (JENSEN *et al.*, 2014). Das Foramen panizza ist eine Besonderheit des Krokodilherzens und stellt eine Öffnung im ventrikulären Septum dar, es ermöglicht eine Vermischung von oxygeniertem und desoxygeniertem Blut. Hierbei kann es druckabhängig zum Austausch von Blut aus dem linken und dem rechten Ventrikel kommen – beim Tauchen entsteht durch den Überdruck in den Lungen so ein physiologischer rechts-links-Shunt (LANE, 2006).

Histologisch betrachtet handelt es sich beim Squamatenherz um einen sogenannten avaskulären Typ, d.h. es existieren keine bzw. kaum Koronargefäße (FARMER & HICKS, 2002). Falls vorhanden, spielen diese nur eine sehr geringe Rolle bei der Versorgung des Myokards mit Sauerstoff. Die Sauerstoffversorgung erfolgt in der Regel direkt über das durchfließende Blut während der Herzkontraktion, da das Myokard als sogenanntes „spongy myocard“ aus einem Netz aus Trabekeln und Lakunae besteht und somit das Blut wie ein Schwamm aufsaugen kann (FARMER & HICKS, 2002; HAGENSEN *et al.*, 2008).

Die Muskulatur des Reptilienherzens weist histologisch betrachtet vor allem quer-gestreifte Muskelfasern mit den typischen „Glanz-Streifen“ auf. Bindegewebe tritt im Bereich des Sinus venosus gehäuft auf, wohingegen es im Bereich der Vorhöfe nur mäßig vorkommt und im Bereich des Ventrikels nur sehr wenig davon zu finden ist (FARELL *et al.*, 1998). Eine elektrische Isolation zwischen Atrien und Ventrikeln, analog zu den Anuli fibrosi der Säugetiere, existiert beim Reptil nur funktionell und nicht anatomisch (JENSEN *et al.*, 2012).

Ob ein anatomisch ausgeprägtes Reizerregungs- und Leitungssystem (RELS) beim Reptil existiert, ist immer wieder kontrovers diskutiert worden (ROBB, 1952; PRAKASH, 1960; BHATNAGAR & GAUR, 1967; MULLEN, 1967; SHAAD & QAYYUM, 1975; FARELL *et al.*, 1998; SOLC, 2007). Aktuelle Studien weisen darauf hin, dass bei Reptilien kein anatomisch eindeutiges sondern ein funktionelles RELS existiert (JENSEN *et al.*, 2012; JENSEN *et al.*, 2014). GERMER *et al.* (2015) schlussfolgerten daraus, dass dies möglicherweise zu

Problemen bei der Darstellung der Erregungsvorgänge im Herz mittels Elektrokardiographie und bei der Interpretation der abgeleiteten EKG-Wellen führen könnte.

3.2.2. **Elektrophysiologische Grundlagen der Elektrokardiographie**

Grundprinzip der Elektrokardiographie ist das Verständnis, dass an der Körperoberfläche die Summe der Potentialänderungen die am Herz im Rahmen der elektrischen Erregung entstehen (das so genannte Summenaktionspotential), abgeleitet und graphisch dargestellt werden können (MILLER *et al.*, 1999).

Im Rahmen der EKG-Ableitungen wird jeweils die Potentialdifferenz zwischen einer positiven und einer negativen, bzw. bei der Ableitung nach Goldberger zwei zusammengefassten negativen, Ableitungselektrode(n) bestimmt. Potentiale, die in der Summe auf die positive Elektrode hin ausgerichtet sind werden als positiver Ausschlag in der EKG-Kurve dargestellt, Potentiale die in der Summe von der positiven Elektrode weg ausgerichtet sind werden als negativer Ausschlag dargestellt. Wenn keine Potentialdifferenz vorliegt (zum Beispiel bei vollständiger Depolarisation oder Repolarisation) wird kein Ausschlag verursacht. Dies beinhaltet auch Potentiale, die senkrecht zur positiven Elektrode ausgerichtet und dadurch nicht messbar sind (TILLEY & SMITH JR, 2008).

Somit können die einzelnen Ausschläge der EKG-Kurve Phasen der Depolarisation bzw. Repolarisation einzelner Herzabschnitte im Herzzyklus zugeordnet werden (BERNAL, 2011).

Säugetiere

Beim Säugetier beginnt die Herzerregung im Schrittmacherzentrum, dem Sinusknoten. Von dort wird sie über das Vorhofmyokard weitergeleitet und führt somit zur raschen Depolarisation der Vorhöfe. Diese stellt sich in der EKG-Kurve als P-Welle dar (Abbildung 2). Hierbei stellt der erste Teil der P-Welle primär die Erregung des rechten Vorhofes, der zweite Teil primär die Erregung des linken Vorhofes dar (TILLEY & AUGUSTIN-VOSS, 1989). Die Erregung am Sinusknoten ist zu gering, um dargestellt werden zu können (TILLEY & SMITH JR, 2008). Anschließend wird die Erregung über den Atrioventrikular-Knoten (AV-Knoten) in Richtung Ventrikel geleitet. In diesem Bereich ist die Erregungsgeschwindigkeit verlangsamt, wodurch die Vorhofsystole abgeschlossen ist, bevor es zur Depolarisation des Ventrikelmyokards und damit zur Ventrikelkontraktion kommt (MARTIN, 2001). Dieser Teil des Herzzyklus bewirkt keine an der Körperoberfläche ableitbare Potentialdifferenz und entspricht dem PR-Intervall (TILLEY & SMITH JR, 2008).

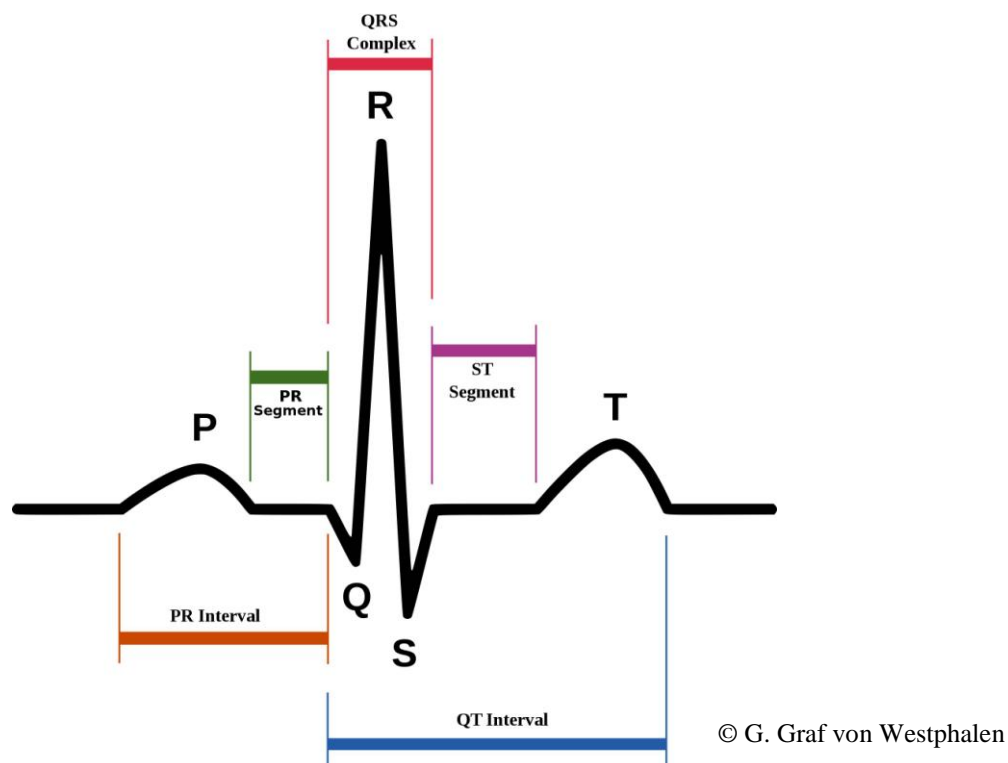


Abbildung 2: EKG-Kurve Sinusrhythmus (Mensch)

PR-Segment = PR-Strecke, ST-Segment = ST-Strecke, PR-Intervall = PR-Intervall-Dauer, QT-Intervall = QT-Intervall-Dauer

Vom AV-Knoten ausgehend wird die Erregung schnell über weitere spezialisierte Fasern des Reizbildungs- und Erregungsleitungssystems (RELS), das sogenannte HIS-Bündel mit den beiden Tawara-Schenkeln und die Purkinje-Fasern, weitergeleitet. Dies führt zur raschen, vollständigen Ventrikeldepolarisation. Diese stellt sich als prominenter QRS-Komplex in der EKG-Kurve dar. Die Q-Zacke stellt in diesem Zusammenhang die Depolarisation des Ventrikelseptums dar und wird definiert als der erste negative Ausschlag nach der P-Welle und vor der R-Zacke. Die R-Zacke repräsentiert die Depolarisation des Ventrikelmyokards an der Herzbasis und den seitlichen Ventrikelwänden vom Endokard ausgehend Richtung Epikard und wird als der erste positive Ausschlag nach der P-Welle definiert. Dies kommt dadurch zustande, dass in der Regel der linke Ventrikel ein deutlich kräftiger ausgebildetes Myokard aufweist und damit die linksseitige Erregung stärker ausgeprägt ist als die rechtsseitig weisende. Die S-Zacke wiederum bildet die Depolarisation der basalen Ventrikel- und Septumanteile ab, sie wird als der erste negative Ausschlag nach der R-Zacke definiert. Die kurze darauffolgende zeitliche Verzögerung vor der Ventrikelrepolarisation entspricht dem ST-Intervall. Die Ventrikelrepolarisation selbst wird in der EKG-Kurve als T-Welle abgebildet (TILLEY & SMITH JR, 2008).

Die Vorhofrepolarisation erfolgt zeitlich gesehen nahezu parallel zur Ventrikeldepolarisation. Sie ist im EKG jedoch in der Regel aufgrund der Überlagerung durch den prominenten QRS-Komplex nicht darstellbar (TRAPPE & SCHUSTER, 2013).

Die Größe der Ausschläge in der EKG-Kurve wird durch verschiedene Faktoren maßgeblich beeinflusst, unter anderem durch die Leitfähigkeit der unterschiedlichen Körpergewebe sowie durch den Kontakt zwischen ableitender Elektrode und dem Körper selbst. Grundsätzlich lässt sich feststellen, dass der Ausschlag umso größer ist, umso dicker der aktivierte Muskel ist bzw. umso näher die Elektrode am Ursprung der Potentialänderung ist (TILLEY & AUGUSTIN-VOSS, 1989).

Reptilien

Beim Reptil können die einzelnen Bestandteile der EKG-Kurve ähnlich wie beim Säuger bestimmten Abschnitten der Herzerregung zugeordnet werden (WHITE, 1976).

Untersuchungen von MULLEN (1967) zufolge beginnt bei Squamaten die Vorhofdepolarisation im sinoatrialen Knoten und breitet sich von dort nach links und kaudal aus. Dies entspricht der P-Welle im EKG: Die Kammerdepolarisation beginnt an der Herzbasis und wandert mit leichter Tendenz nach links nach kaudal, was im EKG durch den QRS-Komplex dargestellt wird. Die Vorhofrepolarisation erfolgt schneller als die Kammerrepolarisation, wobei letztere von der Herzbasis aus Richtung Herz-Spitze und somit in der gleichen Richtung wie die Depolarisation erfolgt. Die Repolarisation weist hierbei eine leichte Tendenz nach links oder rechts auf. Diese Tendenz könnte nach MULLEN (1967) ein Hinweis auf eine Herzbewegung nach links oder rechts während der Diastole sein.

Somit entsprechen die P-Welle der Vorhofdepolarisation, der QRS-Komplex der Kammerdepolarisation und die T-Welle der Kammerrepolarisation (KIK & MITCHELL, 2005). Vor allem bei Schlangen kann zusätzlich eine der P-Welle vorausgehende SV-Welle dargestellt werden. Diese entspricht der Depolarisation des Sinus venosus (VALENTINUZZI *et al.*, 1969a).

3.3. Durchführung der Elektrokardiographie

3.3.1. Verwendbare Elektrodentypen bei der Elektrokardiographie

Beim Kleintier werden in der Routinediagnostik in der Regel Krokodilklemmen, Klebeelektroden oder auch Nadelelektroden verwendet (KITTLESON, 1998; TILLEY & SMITH JR, 2008).

Bei Reptilien wurden im Rahmen experimenteller Arbeiten als EKG-Elektroden zumeist Krokodilklemmen (HOLZ & HOLZ, 1995; TAN *et al.*, 2013) oder Nadelelektroden (BLACKFORD, 1956; VALENTINUZZI *et al.*, 1969a; LIU & LI, 2005) verwendet. Seltener kamen Hautelektroden (MCDONALD & HEATH, 1971; JACOB & MCDONALD, 1975) oder Ringelektroden (GERMER *et al.*, 2015) zum Einsatz.

Auch die Verwendung unkonventionellerer Elektrodentypen bzw. selbstgebastelter Elektroden ist im Studiendesign einiger Arbeiten beschrieben: So nutzten AKERS & DAMM (1963) goldüberzogene Koaxialstecker und HEATONJONES & KING (1994) verwendeten chirurgischen Draht als ableitendes Element. Auch FARMER & HICKS (2002) nutzen als ableitende Elektrode einen Draht. Eine Übersicht über die verwendeten Elektrodentypen in anderen Arbeiten befindet sich in Anhang 1.

3.3.2. **Ableitungssysteme bzw. Elektrodenapplikationsstellen in der Elektrokardiographie**

Säugetiere

Beim Kleintier werden im Rahmen der kardiologischen Diagnostik routinemäßig die bipolare Gliedmaßenableitung nach Einthoven und die unipolare Gliedmaßenableitung nach Goldberger durchgeführt (TILLEY & SMITH JR, 2008). Vereinzelt werden zusätzlich Brustwandableitungen angefertigt (KITTLESON, 1998). Zur Ermittlung der elektrischen Herzachse wird in der Regel das hexaxiale Ableitungssystem genutzt (MILLER *et al.*, 1999). Die Elektroden werden in der Regel an der Haut angebracht (MARTIN, 2001).

Reptilien

Für Reptilien sind bisher verschiedenste Ableitungssysteme bzw. Elektrodenapplikationsstellen und -techniken beschrieben. Gerade in älteren Arbeiten dominieren invasive Elektrodenapplikationstechniken – so haben sowohl AKERS & DAMM (1963) als auch FARMER & HICKS (2002) jeweils den Panzer ihrer Versuchstiere [*Trachemys scripta elegans* (Rotwangenschmuckschildkröte) und *Graptemys geographica* (Landkarten-Höckerschildkröte)] angebohrt, um die EKG-Elektroden zu platzieren.

Echsen

Für Echsen mit dem Herz im sternalen Bereich schlug MULLEN (1967) vor, die kranialen Elektroden im Bereich der Achseln intramuskulär zu setzen und anschließend dorsal des Sternums herznah zu platzieren. Die kaudale Elektrode sollte analog im Bereich der kaudalen Sternumgrenze herznah und die Referenzelektrode in der rechten Hintergliedmaße platziert werden.

MCDONALD & HEATH (1971) wiederum testeten bei *Sphenodon punctatus* (Tuatara) verschiedene Elektrodenapplikationsstellen. Am besten geeignet, um alle Bestandteile der EKG-Kurve darstellen zu können, erwies sich in ihrer Arbeit folgende Konstellation: Eine Elektrode soll demnach vorne links im Nackenbereich in Schulternähe sowie eine zweite Elektrode im Bereich der ventralen Mittellinie am posterioren Ende des Rippenbogens angebracht werden. YACKZAN *et al.* (1972) arbeiteten mit verschiedenen Echsenarten [*Dipsosaurus dorsalis* (Wüstenleguan), *Crotaphytus wislizenii* (vermutlich heute *Gambelia wislizenii*, Langnasen-Leopardleguan), *Cnemidophorus tigris* (vermutlich heute *Aspidoscelis tigris*, Sechsstreifen-Rennechse), *Sceloporus occidentalis* (Westlicher Zaunleguan)]. Sie platzierten die subkutanen Elektroden im dorsalen Hinterkopfbereich oder der kranialen Rückenregion und die Referenzelektrode 1 – 3 cm proximal der Schwanzbasis oder im kaudalen Rückenbereich. MARTÍNEZ-SILVESTRE *et al.* (2003) befestigten die Elektroden bei *Gallotia bravoana* (La Gomera-Rieseneidechse) in Anlehnung an die modifizierte Gliedmaßenableitungs-Variante für Squamata von MULLEN (1967). Sie setzen die kranialen Elektroden dabei am Halsansatz, die kaudalen im Achselbereich an. LIU & LI (2005) applizierten bei *Eremias multiocellata* (Wüstenrenner) die Elektroden 5 mm unter die Haut und nutzten das Schema der standardisierten Gliedmaßenableitung vom Säugetier. TAN *et al.* (2013) verwendeten bei *Varanus marmoratus* (Philippinischer Wasserwaran) ähnlich wie DAHHAN (2006) bei *Iguana iguana* (Grüner Leguan) folgende Methodik: Applikation der kranialen Elektroden im axillären, Applikation der kaudalen Elektroden im inguinalen Bereich. In der Arbeit von HUNT (2013), der einzigen aktuellen Arbeit an *P. vitticeps*, wurden zwei unterschiedliche Elektrodenapplikationsstellen untersucht: Bei der ersten Technik wurden die kranialen Elektroden ventral der Ohröffnungen am Bart und die kaudalen Elektroden knapp ventral der seitlichen Stachelreihe auf Höhe des Ellbogens angebracht. Bei der zweiten Technik wurde im Vergleich zur ersten nur die Position der kaudalen Elektroden variiert: Diese wurden knapp ventral der seitlichen Stachelreihe und knapp kranial der Hintergliedmaßen angebracht. GERMER *et al.* (2015) verwendeten bei *Hemidactylus mabouia* (Afrikanischer Hausgecko) konventionelle Ringelektroden, welche derart in künstlichen Versteckröhren angebracht waren, dass bei Aufsuchen der Röhren durch die Tiere automatisch der Kontakt zu den ableitenden Elektroden hergestellt wurde.

Schlangen

JACOB & MCDONALD (1975) arbeiteten mit *Pantherophis obsoletus* (Bergnatter) und nutzen wie auch LASTICA *et al.* (2011) bei *Python reticulatus* (Netzpython) die für Schlangen übliche Technik: Anbringung der positiven Elektrode kranial und der negativen Elektrode kaudal des Herzens.

Schildkröten

HOLZ & HOLZ (1995) arbeiteten mit *T. s. elegans*, brachten die Elektroden aber, wie auch beim Säugetier üblich, an der Haut an. Auch KAPLAN & SCHWARTZ (1963) arbeiteten mit *T. s. elegans*, sie verwendeten Elektroden, die sie 1,27 cm tief ins Gewebe anbrachten und nutzten als Applikationsstellen die standardisierte Gliedmaßenableitung vom Säuger.

Krokodile

WILBER (1960) arbeitete mit *Alligator mississippiensis* (Mississippi-Alligator) und brachte hierbei die Nadelelektroden gemäß der standardisierten Gliedmaßenableitung, sowie zusätzlich auf Höhe des Herzens eine Brustwandelektrode, intramuskulär an. WANG *et al.* (1990, 1991) hingegen setzten bei *Alligator sinensis* (China-Alligator) die Elektroden in die Muskulatur von Schulter und Hüfte. GU *et al.* (1992) wiederum nutzen bei *A. sinensis* Nadelelektroden, welche sie subkutan analog zur standardisierten Gliedmaßenableitung beim Säuger anbrachten. HEATONJONES & KING (1994) die wie auch WILBER (1960) an *A. mississippiensis* forschten, setzten im Gegensatz zu diesem subkutane Elektroden ein und nutzten neben der standardisierten Gliedmaßenableitung zusätzlich zwei Varianten der Brustwandableitung: Bei drei Tieren wurden die Elektroden analog zur standardisierten Brustwandableitung beim Hund gesetzt, bei sieben Tieren wurde eine neue Methode untersucht. Hierfür wurden vier Brustwandelektroden kreisförmig um das Herz herum im 90°-Winkel zueinander angebracht.

3.4. **Verwendete Gerätetypen in der Elektrokardiographie**

Frühere Arbeiten zur Elektrokardiographie bei Echsen im Zeitraum bis zur Jahrtausendwende nutzten vorwiegend analoge EKG-Geräte (MULLEN, 1967). Danach fanden auch in der Veterinärmedizin immer häufiger digitale Geräte Verwendung (DAHAN, 2006; HUNT, 2013; GERMER *et al.*, 2015).

Dennoch werden auch in aktuellen Arbeiten mitunter noch analoge Geräte genutzt (LASTICA *et al.*, 2011).

Der Vorteil der digitalen Geräte ist die Möglichkeit, die erhaltenen Kurven im Nachhinein digital zu vergrößern. Dies verbessert die Auswertbarkeit erheblich und ermöglicht es auch Wellen mit geringerer Amplitude darzustellen (HUNT, 2013) – ein Problem, das grundsätzlich beim Reptilien-EKG zu erwarten ist (MARTÍNEZ-SILVESTRE *et al.*, 2003; KIK & MITCHELL, 2005; MURRAY, 2006; MITCHELL, 2009).

3.5. **Geräteeinstellungen bei der EKG-Ableitung**

Bei Hund und Katze wird das EKG routinemäßig mit einer Papiergeschwindigkeit von 25 mm/s (Rhythmusanalyse) bzw. 50 mm/s (detaillierte Ausmessung) (TILLEY & AUGUSTIN-VOSS, 1989) sowie einer Verstärkung von 5 – 10 mm/mV bei Hunden (je nach Größe des Tieres) bzw. mit 20 mm/mV bei Katzen geschrieben (KITTLESON, 1998).

Bei Reptilien wurde das EKG bisher vor allem experimentell eingesetzt, daher gibt es eine große Variabilität an verwendeten und beschriebenen Einstellungen. Einen Überblick hierüber kann im Anhang 1 eingesehen werden.

3.6. **Klinische Verwendung der Elektrokardiographie**

Säugetiere

Vor allem für die Herzrhythmusanalyse ist das EKG ein wertvolles Hilfsmittel, da es das einzige Diagnostikum ist, mit dessen Hilfe Arrhythmien eindeutig klassifiziert werden können. Des Weiteren ergänzt das EKG die kardiologische Diagnostik und kann Hinweise auf Ätiologie und Prognose von Herzerkrankungen geben sowie zur Verlaufskontrolle von Arrhythmien, Herzinsuffizienzen und einigen Stoffwechselstörungen genutzt werden. So können Veränderungen im EKG auf Kammervergrößerungen (Dilatation, Hypertrophie) sowie auf Elektrolyt-Imbalanzen (vor allem Kalium, Calcium) hinweisen (MILLER *et al.*, 1999; TILLEY & SMITH JR, 2008). Außerdem wird das EKG routinemäßig im Rahmen der Narkoseüberwachung bzw. in der Aufwachphase sowie zur Überwachung von Intensivpatienten genutzt (HENKE & ERHARDT, 2012).

Vögel

Das EKG kann auch bei Vögeln zur Diagnosestellung beitragen. Allerdings liegen nur wenige Daten für vereinzelte Spezies vor (ZANDVLIET, 2005). Damit ist die Interpretation aufgezeichneter Kurven schwierig. Zudem ist aufgrund der hohen Herzfrequenz spezielle Technik nötig, da mindestens eine Papiergeschwindigkeit von 100 mm/s, besser 200 mm/s vorhanden sein sollte (ZANDVLIET, 2005). Im Rahmen der Narkoseüberwachung kann das EKG eingesetzt werden, allerdings sind die oben genannten technischen Voraussetzungen zu berücksichtigen (COLES, 2007). Im Bereich der kardiologischen Diagnostik spielt die Elektrokardiographie beim Vogel bisher keine große Rolle, sie wird in der Literatur nicht erwähnt (COLES, 2007; TULLY *et al.*, 2009; CHRISTEN *et al.*, 2011).

Reptilien

Auch bei Reptilien kann das EKG zur Diagnosestellung beitragen. Da es sich hier jedoch bisher um keine etablierte Methode handelt, kann nicht von Indikationen, sondern nur von empfohlenen Anwendungsgebieten gesprochen werden. Aufgrund der fehlenden Daten und der geringen Amplitude ist die Interpretation von EKG-Kurven beim Reptil schwierig, weshalb das EKG hier entgegen den Empfehlungen der Literatur bisher nur selten eingesetzt wird.

Grundsätzlich wird empfohlen, das EKG beim Reptil analog zum Säugetier einzusetzen, also zur Abklärung von jeglichen Herzerkrankungen sowie zur Narkoseüberwachung (KIK & MITCHELL, 2005; MURRAY, 2006; MITCHELL, 2009).

3.7. Publierte EKG-Daten bei Reptilien

In einigen Studien wurden bereits EKG-Werte bei Reptilien publiziert. Die wichtigsten Arbeiten werden nachfolgend jeweils chronologisch für die Gruppen „Echsen“, „Schlangen“, „Schildkröten“ und „Krokodile“ vorgestellt.

Echsen

Eine der älteren Arbeiten, die sich schwerpunktmäßig mit dem EKG bei *Squamata* befasst, stammt von MULLEN (1967). Ziel der Arbeit war es, bei möglichst vielen Spezies (50 Spezies – 30 Echsen, 20 Schlangen; 422 Individuen) unter möglichst gleichen Bedingungen ein EKG abzuleiten und somit zur

Grundlagenforschung beizutragen. In dieser Arbeit wurde bei allen Tieren das EKG unter Pentobarbital-Narkose geschrieben und detailliert (jeweils für „Echsen“ bzw. „Schlangen“) ausgewertet. In den meisten Fällen konnte vom QRS-Komplex nur die R-Zacke deutlich dargestellt werden. Die P-Welle wiederum wies eine geringe Amplitude auf und stellte sich monophasisch dar. In weniger als 10 % der Aufnahmen bei Echsen konnte eine SV-Welle beschrieben werden.

MCDONALD & HEATH (1971) untersuchten ausschließlich das EKG bei je einer männlichen und einer weiblichen *S. punctatus*. Am deutlichsten konnte die R-Zacke dargestellt werden, eine SV-Welle war nicht sichtbar. Die Q- und S-Zacke waren nur vereinzelt darstellbar. Die P-Welle zeichnete sich in der Regel durch eine niedrige Amplitude aus.

YACKZAN *et al.* (1972) arbeiteten mit *D. dorsalis* (N = 15), *Crotaphytus wislizeni* – vermutlich der heutige *G. wislizeni* (N = 1), *Cnemidophorus tigris* – vermutlich der heutige *A. tigris* (N = 3), sowie mit *S. occidentalis* (N = 5). Sie stellten fest, dass die Herzfrequenz positiv mit der Umgebungstemperatur und negativ mit der Tiergröße korrelierte. Beim QRS-Komplex war vor allem die R-Zacke sichtbar.

MARTÍNEZ-SILVESTRE *et al.* (2003) untersuchten das EKG bei *G. bravoana* (N = 6). Es konnte eine SV-Welle dargestellt werden und jede Kurve wies einen Sinusrhythmus auf. Außerdem wurde eine positive Korrelation zwischen der elektrischen Herzachse und dem Körpergewicht, zwischen der Dauer der P-Welle und der Umgebungstemperatur sowie zwischen der Amplitude der S-Welle und der Herzfrequenz ermittelt. Eine negative Korrelation bestand zwischen der elektrischen Herzachse und der Kloakaltemperatur, zwischen der ST-Dauer und der Umgebungstemperatur, zwischen dem RR-Intervall und der Kloakaltemperatur sowie zwischen dem RR-Intervall und der Herzfrequenz.

Eine sehr ausführliche Arbeit zum EKG bei *I. iguana* hat DAHHAN (2006) vorgelegt. Von 39 Tieren wurden 37 Aufzeichnungen im Wachzustand angefertigt und die gewonnenen Kurven detailliert ausgewertet. Unter Isofluran-Narkose wurde bei 15 Tieren ein EKG aufgezeichnet und analog ausgewertet. Es konnte eine positive Korrelation zwischen der Körpermasse und dem RR-Intervall bzw. eine negative Korrelation zwischen der Körpermasse und der Herzfrequenz

ermittelt werden. Außerdem wurde eine negative Korrelation zwischen der Kloakaltemperatur und dem RR-Intervall festgestellt.

HUNT (2013) hat bei *P. vitticeps* (N = 52) EKG-Aufzeichnungen am wachen Tier angefertigt und dabei zwei unterschiedliche Methoden der Elektrodenapplikation untersucht. Ein Vergleich verschiedener Elektrodentypen bzw. Untersuchungen in Narkose wurden nicht durchgeführt. Die T-Wellen Morphologie stellte sich als sehr variabel heraus. Bei 87 % der Tiere bzw. 82 % der Kurven konnte eine SV-Welle dargestellt werden. Des Weiteren zeigte sich eine positive Korrelation zwischen der Kloakaltemperatur und der Herzfrequenz sowie eine negative Korrelation zwischen der Intervalldauer (P-R, SV-R, Q-T) und der Kloakaltemperatur beziehungsweise Herzfrequenz.

TAN *et al.* (2013) arbeiteten mit *V. marmoratus* (N = 14). Es konnte eine positive Korrelation zwischen der Kopf-Rumpf-Länge und der Dauer des QRS-Komplexes gezeigt werden. Insgesamt waren die Amplituden mit < 1,0mV eher klein. Eine SV-Welle konnte nicht dargestellt werden.

Die aktuellste Arbeit stammt von GERMER *et al.* (2015) und befasst sich mit *H. mabouia* (N = 25). Das EKG wurde unter manueller Fixation, in Schockstarre sowie an unfixierten Tieren abgeleitet. Zusätzlich wurden *in vitro* Untersuchungen am isolierten Gecko-Herz durchgeführt. Sowohl die P-Welle als auch der QRS-Komplex und die T-Welle waren immer gut darstellbar. Bei manueller Fixation war die Herzfrequenz am größten.

Die Arbeit von LIU & LI (2005) ist gesondert zu beurteilen, da hier der Schwerpunkt auf dem Vergleich des EKG von einem Amphib, einem Vogel und einer Echse bei unterschiedlichen Umgebungstemperaturen lag. Daher wurde das Echsen-EKG (*E. multiocellata*) nur beschreibend und vergleichend ausgewertet.

Weitere Arbeiten, in denen das EKG bei verschiedenen Echsenspezies genutzt wurde, um jeweils andere Fragestellungen zu beantworten, sind unter anderem von: DAWSON & BARTHLOMEW (1958); DAWSON (1960); MULLEN (1962); DAWSON & TEMPLETON (1963).

Schlangen

Bei Schlangen liegen ähnlich wenige Arbeiten wie bei den Schildkröten vor, es wurden allerdings im Gegensatz zu den Schildkröten sehr viel mehr unterschiedliche Tierarten untersucht.

Eine der älteren Arbeiten ist die von CLARKE & MARX (1960), welche die Herzfrequenz bei verschiedenen Schlangenspezies mittels Elektrokardiographie an wachen Exemplaren untersuchten [je ein Exemplar von: *Constrictor constrictor constrictor* (vermutlich heute *Boa constrictor constrictor*, Königsboa), *Crotalus ruber ruber* (Rote Diamant-Klapperschlange), *Pituophis melanoleucus sayi* (vermutlich heute *Pituophis catenifer sayi*, Bullennatter), *Elaphe obsoleta obsoleta* (vermutlich heute *Pantherophis obsoletus*, Bergnatter), *Lampropeltis getulus californiae* (vermutlich heute *Lampropeltis getula californiae*, Kalifornische Kettennatter), *Lampropeltis getulus holbrooki* (vermutlich heute *Lampropeltis getula holbrooki*, Gefleckte Kettennatter)]. Die P-Welle erwies sich als sehr klein und die T-Welle war nicht darstellbar. Die höchsten gemessenen Herzfrequenzen der einzelnen Tiere zeigten sich direkt im Anschluss an die Elektrodenapplikation und waren nach Meinung der Autoren aufregungsbedingt (Handling) erhöht.

JAYASINGHE *et al.* (1963) arbeiteten mit der sogenannten „ceylon rat snake“, vermutlich *Ptyas mucosa* (Gebänderte Rattennatter) (N = 1). Auffällig in den Kurven waren das laut den Autoren für Reptilien typische lange QT-Intervall, sowie das sehr kurze TP-Intervall. Die durchschnittliche Herzfrequenz betrug 110 Schläge/min, im weiteren Textverlauf wird die Herzfrequenz mit der gängigen Abkürzung bpm (beats per minute) angegeben.

Die ausführlichste Arbeit in Bezug auf Elektrokardiographie bei Schlangen stammt von VALENTINUZZI *et al.* (1969a). Er untersuchte *Lampropeltis getulus* (vermutlich heute *Lampropeltis getula getula*, Östliche Kettennatter) (N = 3), *Eunectes murinus* (Große oder Grüne Anakonda) (N = 3) sowie *B. c. constrictor* (N = 2). Zusammenfassend konnte er darstellen, dass im Elektrokardiogramm einer Schlange die R-Zacke der prominenteste Anteil ist, die P-Welle und die S-Zacke hingegen nur geringe Ausschläge aufweisen und die T-Welle sich sehr unterschiedlich darstellt. Außerdem wurde die sogenannte SV-Welle, ein Ausschlag vor der P-Welle, beschrieben. Die Untersuchungen fanden teilweise

am nicht-narkotisierten, wachen Tier und teilweise am narkotisierten Tier (Kühlung, Pentobarbital-Injektion) statt. Ableitungen direkt vom Herz beweisen in dieser ausführlichen Arbeit, dass die Zuordnungen der Bestandteile des an der Körperoberfläche abgeleiteten EKGs korrekt sind.

JACOB & MCDONALD (1975) arbeiteten an sich freibewegenden *Elaphe obsoleta* (vermutlich heute *P. obsoletus*) (N = 6) mit Telemetrie-EKG-Aufzeichnungen. Auch in dieser Studie wurde die maximale Herzfrequenz direkt im Anschluss an das Handling aufgezeichnet. Bei drei Tieren konnten Arrhythmien aufgezeichnet werden. Die P-Welle und S-Zacke waren in der Regel von kleiner Amplitude, die Q-Zacke konnte nur selten nachgewiesen werden. Die ermittelten EKG-Intervalle wurden von Peak zu Peak gemessen, da Anfang und Ende der Wellen schwer zu identifizieren waren.

Die neueste Arbeit stammt von LASTICA *et al.* (2011), welche das EKG von *P. reticulatus* (N = 12, m = 5, w = 7) beschrieben. Zur Auswertung wurden die Tiere jeweils nach Geschlecht, bzw. nach Körpergewicht, bzw. nach Körperlänge, bzw. nach Körperumfang, gruppiert. Es konnte eine negative Korrelation zwischen der Herzfrequenz und dem Körpergewicht, zwischen der Amplitude der S-Zacke und der Körperlänge sowie zwischen der Amplitude der S-Zacke und dem Körperumfang nachgewiesen werden. Es gab keine signifikanten Unterschiede in der Herzfrequenz der beiden Geschlechter, jedoch wiesen die männlichen Tiere eine signifikant höhere Amplitude der R-Zacke auf.

Weitere Arbeiten schrieben zwar ebenfalls ein EKG bei Schlangen, nutzten es aber vorwiegend unterstützend zur Abklärung spezieller Fragestellungen. Dadurch ist das EKG in den folgenden Arbeiten häufig nur teilweise beschrieben bzw. wird vereinzelt sogar nur die daraus ermittelte Herzfrequenz genannt (COWLES & PHELAN, 1958; JOHANSEN, 1959b; GREENWALD, 1971; JACOBSON & WHITFORD, 1971; LANDRETH, 1972; JACOB, 1980; JACOB & CARROLL, 1982; CAMPBELL *et al.*, 2006; WILLIAMS *et al.*, 2016). In der Arbeit von HAGENSEN *et al.* (2008) wird zumindest die EKG-Kurvenmorphologie beschrieben, ein Ausmessen bzw. eine statistische Auswertung erfolgte jedoch nicht.

Schildkröten

Zwei der ältesten Publikationen bei Schildkröten zum Thema Elektrokardiographie stammen von KAPLAN & SCHWARTZ (1963) bzw. AKERS & DAMM (1963). Ältere Publikationen, bspw. von LEWIS (1916) bzw. HARRIS (1941) sind aufgrund der sehr unterschiedlichen technischen Voraussetzungen nicht mit neueren Studien vergleichbar und deshalb nur von historischem Interesse.

KAPLAN & SCHWARTZ (1963) arbeiteten vor allem mit „*Pseudemys scripta elegans*“ – damit ist die heute als *T. s. elegans* eingeordnete Rotwangenschmuckschildkröte gemeint. In ihrer Arbeit untersuchten sie vergleichend die EKG-Kurven von weiblichen und männlichen Tieren (je N = 10) sowie nüchterne versus nicht-nüchterne männliche und weibliche Schildkröten (je Versuchsgruppe N = 10). Die Fastenzeit betrug hierbei 14 Tage. Zusätzlich wurden bei den weiblichen Tieren EKG-Kurven unter verschiedenen Narkosen aufgezeichnet (Ether, Pentobarbital, Chlorpromazin).

Außerdem erfolgte ein kurzer Spezies-Vergleich mit den Arten (je N = 10): *Chelydra serpentina* (amerikanische Schnappschildkröte), *Chrysemis picta ssp.* (Zierschildkröte), *Emys blandingii* (vermutlich heute *Emydoidea blandingii*, Amerikanische Sumpfschildkröte) und *Terrapene carolina carolina* (Carolina-Dosenschildkröte). Zusammenfassend zeigten sich grundsätzlich recht niedrige Ausschläge und die Q- und S-Zacke waren nicht immer darstellbar. Außerdem konnte ein signifikanter Unterschied beim Geschlechtervergleich festgestellt werden, welcher bei den fastenden Tieren geringer ausgeprägt zu sein schien. Auch im Speziesvergleich konnten signifikante Unterschiede beobachtet werden. In der Arbeit wurden keine Kurven, sondern nur die daraus erhobenen Messdaten publiziert.

AKERS & DAMM (1963) arbeiteten ebenfalls mit „*Pseudemys elegans*“ – vermutlich die heute als *T. s. elegans* eingeordnete Rotwangenschmuckschildkröte (N = 4), sowie mit *G. geographica* (N = 10). Ziel dieser Arbeit war es, den Einfluss der Umgebungstemperatur (10 – 40 °C) auf die Herzaktivität zu untersuchen. Es konnte nachgewiesen werden, dass mit abnehmender Umgebungstemperatur die QRS-Amplitude ebenfalls abnahm. Außerdem wurde eine recht variable Herzfrequenz festgestellt, die jedoch

tendenziell ebenfalls bei niedriger Umgebungstemperatur bzw. auch Körperkerntemperatur niedrig war (Durchschnittswert von sechs Tieren bei 10 °C: 7 bpm). Mit zunehmender Umgebungstemperatur respektive Körperkerntemperatur nahmen sowohl die Herzfrequenz (bei 40 °C: 92 bpm) als auch die EKG-Amplituden zu. Im Speziesvergleich konnten keine signifikanten Unterschiede festgestellt werden.

Auch RISHER & CLAUSSEN (1987) untersuchten bei verschiedenen Schildkröten-Spezies den Einfluss der Umgebungstemperatur bzw. Kälteakklimatisation auf die Herzaktivität mittels EKG. Sie verwendeten ebenfalls „*Pseudemys scripta*“ (RISHER & CLAUSSEN, 1987) – heute als *T. s. elegans* bezeichnet (N = 12), außerdem *Chrysemis picta marginata* (Mittelländische Zierschildkröte) (N = 7), *Chrysemis picta dorsalis* (Südliche Zierschildkröte) (N = 5), *C. s. serpentina* (N = 7), *Sternotherus odoratus* (Gewöhnliche Moschusschildkröte) (N = 7) sowie *T. c. carolina* (N = 9). Bei allen Tieren der Studie nahm die Dauer des QRS-Komplexes sowie einiger Intervalle (PR, RT, RR) mit abnehmender Umgebungstemperatur zu. Auch die Amplitude des QRS-Komplexes zeigte eine negative Korrelation zur Umgebungstemperatur. Die Herzfrequenz wiederum zeigte eine negative Korrelation zur Körpertemperatur, schien jedoch unabhängig von der Umgebungstemperatur zu sein. Zu beachten ist, dass die EKG-Aufzeichnung in dieser Studie grundsätzlich während der Dunkelperiode der Haltung stattfand.

Die neueste Arbeit, die sich ausschließlich mit der Elektrokardiographie von Schildkröten beschäftigt, wurde von HOLZ & HOLZ (1995) publiziert. Auch sie verwendeten *T. s. elegans* (N = 9) als Versuchstier. Ziel der Arbeit war es, Normalwerte für das EKG bei *T. s. elegans* unter Standard-Narkose-Bedingungen (Ketamin, Ketamin/Xylazin, Ketamin/Midazolam) zu ermitteln. Unter Narkose wurde zunächst zur Blutgasbestimmung eine Kardiozentese durchgeführt und anschließend das EKG mittels subkutan angebrachter Krokodilklemmen abgeleitet. Die ermittelten Werte deckten sich weitgehend mit den Werten von KAPLAN & SCHWARTZ (1963), auch hier waren die Ausschläge eher klein. Die Q- und S- Zacke konnten ebenso wie die SV-Welle nicht dargestellt werden.

In anderen Arbeiten wurde ebenfalls an Schildkröten ein EKG abgeleitet, die Hauptziele der jeweiligen Studien waren aber nicht die Beschreibung der EKG-Kurven, vielmehr diente hier das EKG als Hilfsmittel zur Untersuchung anderer

Fragestellungen und wurde deshalb oft in den Publikationen nur ausschnittsweise beschrieben (GATTEN, 1974; BURGGREN, 1975; SHELTON & BURGGREN, 1976; BURGGREN, 1978; FARMER & HICKS, 2002).

Grundsätzlich überwiegen in den Arbeiten Wasserschildkröten. Die einzigen Arbeiten, die sich auch mit Landschildkröten beschäftigen, sind die von KAPLAN & SCHWARTZ (1963) (*T. c. carolina*), von GATTEN (1974) (*Terrapene ornata*), von BURGGREN (1975, 1978) bzw. SHELTON & BURGGREN (1976) (*Testudo graeca*) sowie von RISHER & CLAUSSEN (1987) (*Terrapene carolina carolina*, Schmuck-Dosenschildkröte).

Krokodile

Bei den Krokodilen konzentrieren sich die Arbeiten hauptsächlich auf *A. mississippiensis* (WILBER, 1955; BLACKFORD, 1956; WILBER, 1960; PHELPS *et al.*, 1992; HEATONJONES & KING, 1994). Nur zwei Arbeiten befassen sich mit *A. sinensis* (WANG *et al.*, 1990, 1991; GU *et al.*, 1992) und eine Arbeit mit *Crocodylus niloticus* (Nilkrokodil) (DAVIES *et al.*, 1951).

Eine der ersten Arbeiten am Krokodil stammt von BLACKFORD (1956), welcher 1935 unter Ethernarkose ein EKG bei einem „amerikanischen Alligator“ aufzeichnete. Die Publikation wurde im Hinblick auf die Forschung im Bereich der Phylogenese des kardiovaskulären Systems geschrieben. Dennoch wurden die erhaltene EKG-Kurve sowie die ermittelten Werte publiziert. Auffällig war die sehr kleine P-Welle.

Von DAVIES *et al.* (1951) stammt die nach wie vor einzige Publikation zum EKG bei *C. niloticus*. Es handelt sich um einen kurzen Artikel, mit dem Schwerpunkt in der vergleichenden Auswertung der Anteile des Herzzyklus bei Krokodil und Mensch.

WILBER (1955) publizierte erstmals alle relevanten EKG-Messwerte bei *A. mississippiensis*, außerdem beschreibt er die elektrische Reizweiterleitung am Krokodilherz. Angaben zur Methodik fehlen allerdings. In einer späteren Arbeit von WILBER (1960) wurde der Zusammenhang zwischen Körpertemperatur und EKG bei 12 Tieren untersucht. Er stellte fest, dass bei steigender Körpertemperatur (Kloakalsonde; 19 – 41 °C) die Herzfrequenz ebenfalls anstieg, die Dauer des einzelnen Herzschlages aber abnahm (WILBER, 1960).

WANG *et al.* (1990, 1991) und GU *et al.* (1992) arbeiteten mit *Alligator sinensis*. WANG *et al.* nutzten sechs Tiere, GU *et al.* standen neun zur Verfügung. Bei WANG *et al.* war der deutlichste Teil der EKG-Kurve der QRS-Komplex, wobei v.a. die R-Zacke prominent war. Die P-Welle war sehr klein, und teils (v.a. bei niedriger Herzfrequenz während Apnoe) nicht darstellbar. Außerdem konnten sie darstellen, dass der gesamte Herzzyklus, die Herzfrequenz, die Amplitude und die Richtung der P- und T-Welle abhängig von der Atmung waren. GU *et al.* stellten fest, dass die P-Welle deutlich gezackt erscheint. Als Erklärung führen sie die Zeitverzögerung bei der Kontraktion des linken und rechten Atriums an. In der Arbeit sind Messergebnisse der EKG-Kurven bei unterschiedlichen Umgebungstemperaturen angegeben.

PHELPS *et al.* (1992) untersuchten eine neue Methode, um an sich frei bewegenden *A. mississippiensis* ein EKG abzuleiten. Hierfür wurden an 12 Tieren Elektroden befestigt und mittels einer Art Geschirr für die 6 wöchige Studiendauer dauerhaft befestigt. In der Arbeit erfolgt eine ausführliche Methodendiskussion, eine detaillierte Auswertung der erhaltenen Kurven fehlt.

Die aktuellste und ausführlichste Arbeit am *A. mississippiensis* stammt von HEATONJONES & KING (1994). In der genannten Arbeit wurde das EKG bei insgesamt 10 Tieren aufgezeichnet und detailliert ausgewertet. Auch hier konnte die P-Welle nur unregelmäßig dargestellt werden und wurde daher, wie auch das PR-Intervall, in die Auswertung nicht mit einbezogen.

In anderen Arbeiten wurde ein EKG an Krokodilen abgeleitet, aber nicht näher ausgewertet bzw. publiziert, da es meist nur für die Ermittlung der Herzfrequenz oder der Beantwortung anderer Fragestellungen genutzt wurde (HUGGINS *et al.*, 1969; SMITH *et al.*, 1974; AXELSSON *et al.*, 2007; JENSEN *et al.*, 2016).

4. **Narkosemonitoring**

4.1. **Bedeutung des Narkosemonitorings in der Kleintiermedizin**

In der Kleintiermedizin nimmt die Anästhesie einen hohen Stellenwert ein. Sie dient zunächst zur Ruhigstellung für spezielle diagnostische Zwecke (z.B. Computertomographie, Magnetresonanztomographie, Rhinoskopie). Aufgrund des hohen Spezialisierungsgrades in der Chirurgie werden auch zunehmend kompliziertere Eingriffe durchgeführt, was oft eine verlängerte Narkosedauer

nach sich zieht (WAGNER & HELLYER, 2000). Zudem erfordern sogenannte „nicht-handelbare“ Patienten oft bereits für kleinere weiterführende Untersuchungen, wie beispielsweise ein Röntgen, zumindest eine Sedation. Auch einige Routineeingriffe wie z.B. die Zahnsanierung bei Hund und Katze können (auch aus Tierschutzgründen) nur unter Allgemeinanästhesie erfolgen. In einigen speziellen Notfällen (bspw. Strychnin-Intoxikation) kann eine (Pentobarbital-) Narkose außerdem lebensrettender Bestandteil des Therapieschemas sein (EBERT *et al.*, 2007).

Im Rahmen der Anästhesie ist eine sorgfältige Überwachung („Monitoring“) des Patienten unverzichtbar, um eine möglichst sichere und schonende Narkose in einer für den geplanten Eingriff optimalen Narkosetiefe zu gewährleisten (HASKINS, 2007; EBERSPÄCHER, 2017). Hierbei kann eine fachlich versierte Überwachung der Vitalparameter zu einer deutlichen Erhöhung der Überlebenschancen v.a. bei schwer kranken Tieren führen (HENKE & ERHARDT, 2012).

4.2. **Bedeutung des Narkosemonitorings in der Reptilienmedizin**

In der modernen Reptilienmedizin spielt die Chirurgie, und damit Anästhesie und Analgesie, eine große Rolle (MALLEY, 1997; HERNANDEZ-DIVERS, 2004; REDROBE, 2004; MADER *et al.*, 2006). Des Weiteren kann bei einigen größeren oder gefährlichen Reptilienspezies eine tiefe Sedation oder gar Allgemeinanästhesie zum Handling bzw. zur Diagnostik unumgänglich sein (KÖLLE, 2015), ebenso wie bei manchen Eingriffen aus Gründen der Stressreduktion für den Patienten (PEES, 2015a). Dabei ist das Narkosemonitoring, analog zur Kleintiermedizin, ein sehr wichtiger Teil der Reptilienpraxis. Aufgrund verschiedener anatomischer und physiologischer Besonderheiten lassen sich nicht alle bei den Säugetieren etablierten Methoden unmittelbar auf die Reptilien übertragen (REDROBE, 2004; SCHUMACHER & YELEN, 2006; KÖLLE *et al.*, 2012; SCHUMACHER, 2012; SLADKY & MANS, 2012; KÖLLE, 2015).

4.3. **Empfohlene Methoden des Narkosemonitorings bei Reptilien**

Da jede Form der Narkose in unterschiedlichem Maß negative Auswirkungen auf das kardiovaskuläre System hat, sollte im Rahmen des Narkosemonitorings dem Herzkreislaufsystem besondere Aufmerksamkeit geschenkt werden. Als

Minimalstandard sollte eine Überprüfung der Atemfrequenz und -tiefe sowie der Herzfrequenz erfolgen (SCHUMACHER & YELEN, 2006; LONGLEY, 2008).

Zur Überprüfung des kardiovaskulären Status des Patienten eignet sich laut zahlreichen Autoren ein Ultraschall-Doppler-Flow-Detektor am besten (BOUTS & GASTHUYS, 2002; SCHUMACHER, 2012; BERTELSEN, 2014). Auch ein Ösophagus-Stethoskop kann zur Auskultation unter Narkose genutzt werden (HEARD, 2001; SCHUMACHER & MANS, 2014; VIGANI, 2014). Eine indirekte Blutdruckmessung kann an Schwanz oder Gliedmaßen mittels Doppler und Manschette versucht werden, ist aber schwierig umzusetzen und hat nur eine geringe Aussagekraft (SLADKY & MANS, 2012). Mittels EKG lassen sich wie in der Kleintiermedizin, die Herzfrequenz und der Herzrhythmus beurteilen, jedoch nicht der kardiale Output. Zudem persistiert auch nach dem Tod noch eine gewisse elektrische Herzaktivität, weshalb ein EKG nie alleine zur Überprüfung des kardiovaskulären Status des Patienten verwendet werden sollte (MCARTHUR, 2004; MOSLEY, 2005; SLADKY & MANS, 2012).

Dennoch wird in der Literatur regelmäßig empfohlen, das EKG zum Narkosemonitoring bei Reptilien einzusetzen (MALLEY, 1997; REDROBE, 2004; MOSLEY, 2005; SCHUMACHER & YELEN, 2006; SCHUMACHER, 2012). Neuere Arbeiten weisen allerdings auf die Herausforderung bei der Ableitung und Interpretation der erhaltenen Kurven hin und geben an, dass aufgrund dessen bisher das EKG in der Reptilienpraxis nicht routinemäßig zum Narkosemonitoring eingesetzt wird (KÖLLE, 2015; PEES, 2015a). Pulsoxymeter können zur Überprüfung der Sauerstoffsättigung Anwendung finden, allerdings lassen sich hiermit nur Tendenzen beurteilen, die absoluten Werte haben wenig Aussagekraft. Am ehesten liefern sogenannte „Reflectance-Pulsoxymeter“ aussagekräftige Ergebnisse (MOSLEY, 2005; SCHUMACHER & MANS, 2014).

Die Atemfrequenz lässt sich bei allen Reptilienpatienten sehr gut visuell überwachen (SLADKY & MANS, 2012). MOSLEY (2005) gibt diesbezüglich allerdings zu bedenken, dass gerade bei kleineren Tieren oder im Rahmen von Operationen mit viel Equipment um den Patienten herum die visuelle Beurteilung erschwert sein kann. Hinzu kommt die bei Reptilien häufige Bradypnoe oder sogar Apnoe während einer Anästhesie, die eine Beatmung oft unvermeidbar macht (SCHUMACHER & YELEN, 2006; KÖLLE *et al.*, 2012). Zusätzlich kann

eine Blutgasanalyse durchgeführt werden, wobei die Untersuchung von arteriellem Blutgas bei Reptilien aufgrund der in der Regel notwendigen sogenannten „Cut-down-Methode“ als nicht praktikabel einzustufen ist (SCHUMACHER, 2012; VIGANI, 2014). Auch bei venösen Blutgasuntersuchungen ist immer zu beachten, dass die Geräte für Menschen bei standardisierter Körpertemperatur validiert wurden und somit, wie beim Pulsoxymeter, nur Tendenzen beurteilt werden können und die absoluten Werte keine Aussagekraft besitzen (HEARD, 2001; MOSLEY, 2005; VIGANI, 2014).

Die Kapnographie, ein Standardmonitoring-Instrument beim Säugetier, spielt in der Reptilienmedizin kaum eine Rolle. Dies liegt unter anderem an der Möglichkeit des kardialen rechts-links-Shunts wodurch keine Korrelation zwischen dem gemessenen endexpiratorischen CO₂-Partialdruck und dem arteriellen CO₂-Partialdruck vorliegt. Die Kapnographie kann allerdings ebenso wie die Pulsoxymetrie ergänzend genutzt werden, um Tendenzen zu erkennen, außerdem kann ein drastischer Abfall unter anderem auch auf einen Verschluss des Endotrachealtubus hinweisen (BOUTS & GASTHUYS, 2002; SCHUMACHER & YELEN, 2006; SCHUMACHER & MANS, 2014).

Zur Überprüfung der Narkosetiefe kann bei Reptilien unter anderem der Reflexstatus erhoben werden (SCHUMACHER & YELEN, 2006). Hierbei gilt es jedoch die speziesspezifischen Unterschiede zu beachten und zu bedenken, dass das vom Säugetier bekannte modifizierte Guedel-Schema (HENKE & ERHARDT, 2012) bei Reptilien nicht angewendet werden kann (KÖLLE *et al.*, 2012). Derzeit existiert kein einheitliches für Reptilien etabliertes standardisiertes Reflexschema zur Beurteilung der Narkosetiefe (REDROBE, 2004; SCHUMACHER & MANS, 2014). Außerdem lassen sich einige vom Säugetier bekannten Reflexe nicht auf Reptilien übertragen – so kann beispielsweise die Pupillengröße nicht sinnvoll zur Beurteilung der Narkosetiefe herangezogen werden (KÖLLE *et al.*, 2012).

Beurteilt werden kann unter anderem der sogenannte Umkehrreflex, der bei Erreichen der chirurgischen Toleranz erloschen sein sollte (BOUTS & GASTHUYS, 2002; SCHUMACHER, 2012). Laut SLADKY & MANS (2012) ist dieser jedoch nur bei Echsen und Schlangen aussagekräftig. Korneal- und Palpebral-Reflex wiederum sind nur an Tierspezies mit Augenlidern beurteilbar, sind also z.B. bei Schlangen und brillentragenden Geckoarten nicht anwendbar

(HEARD, 2001). Bei allen Reptilien gleichermaßen anwendbar ist der Schmerzreflex (u.a. Schwanzrückzieh-R., Zehenrückzieh-R.), welcher im chirurgischen Toleranzstadium erloschen sein sollte (BERTELSEN, 2014; KÖLLE, 2015). Der Kloakalreflex kann ebenfalls bei allen Reptilien beurteilt werden, wird allerdings von verschiedenen Autoren kontrovers beurteilt (REDROBE, 2004; HEARD & STETTER, 2007; KÖLLE *et al.*, 2012; VIGANI, 2014).

Die Körpertemperatur kann mittels Rektal- oder Oesophageal-Thermometern kontrolliert werden. Wichtig ist hierbei, dass die verwendeten Geräte in der Lage sind, auch vergleichsweise niedrige Temperaturen messen zu können (BERTELSEN, 2014). Die Einhaltung der optimalen Körpertemperatur ist bei den poikilothermen Reptilien besonders wichtig, eine Hypothermie kann zu einer deutlich verlängerten Aufwachphase führen (SLADKY & MANS, 2012; VIGANI, 2014).

Grundsätzlich wird das Narkosemonitoring bei Reptilienpatienten durch die Tatsache erschwert, dass kaum Referenzbereiche existieren. Somit ist eine Beurteilung der durchs Monitoring gewonnenen Werte nur subjektiv bzw. im Verlauf möglich. Vor allem für die grundlegenden kardiovaskulären Werte sollten bei häufigen Spezies Basiswerte im Wachzustand und unter Narkose etabliert werden, weitere Forschung ist in diesem Bereich unabdingbar (SCHUMACHER & MANS, 2014).

5. **Kardiologie**

5.1. **Bedeutung der Kardiologie in der Säugetiermedizin**

Bei Kleintierpatienten sind Herzerkrankungen ein häufig diagnostiziertes Problem und gilt die Kardiologie als ein etabliertes Fachgebiet (BAUMGARTNER & GLAUS, 2003; GLAUS, 2012; BUCHANAN, 2013; GLAUS *et al.*, 2014). BUCHANAN (1999) gibt ebenso wie bereits DETWEILER & PATTERSON (1965) eine Prävalenz der Herzerkrankungen bei Hunden von 11 % an. Dabei spielen bei Hunden sowohl angeborene als auch erworbene Herzerkrankungen eine bedeutende Rolle. GLAUS (2012) beziffert die Verteilung der angeborenen und erworbenen Herzerkrankungen beim Hund anhand einer retrospektiven Studie auf etwas mehr als 20 % angeborene (BAUMGARTNER & GLAUS (2003)

nennen 23,5 %) und knapp 80 % erworbene Herzerkrankungen. Dies deckt sich mit einer Studie von OLIVEIRA *et al.* (2011), welche in 21,7 % eine angeborene Herzerkrankung feststellen konnten. SCHNEIDER & TRAUTVETTER (2007) hingegen geben die Häufigkeit angeborener Herzerkrankungen beim Hund mit 0,5 – 1 % an und auch SCHROPE (2015) nennt bei Mischlingen eine Prävalenz von 0,13 %.

Bei Katzen sind Kardiomyopathien (angeboren und erworben) die am häufigsten diagnostizierte Herzerkrankung (FERASIN, 2012). PAIGE *et al.* (2009) ermittelte in einer Studie mit 103 Katzen hierzu eine Prävalenz von 15,5 %.

RIESEN *et al.* (2007) stellte bei einer Gruppe von 287 herzkranken Katzen in 11,8 % der Fälle einen kongenitalen Herzfehler fest. TIDHOLM *et al.* (2015) hingegen ermittelte eine Prävalenz innerhalb der Gesamtpatientenpopulation (N = 33.010 bzw. N = 32.919) von 0,3 % bzw. 0,2 % und einen Anteil aus der Gruppe der herzerkrankten Katzen (N = 993 bzw. N = 824) von 8,6 % bzw. 7,3 %.

5.2. Bedeutung der Kardiologie in der Reptilienmedizin

Die Kenntnisse im Bereich der Reptilien-Kardiologie sind noch gering (KIK & MITCHELL, 2005; MITCHELL, 2009). Es besteht daher ein großer Bedarf an Grundlagenforschung in diesem Bereich als Voraussetzung für eine adäquate medizinische Versorgung von Haus- und Wildtieren (KIK & MITCHELL, 2005; MURRAY, 2006; MITCHELL, 2009). Es ist davon auszugehen, dass Herzerkrankungen bei Reptilien, wie auch bei den Kleintieren, große Relevanz besitzen und ihre Häufigkeit in Zukunft, in Zusammenhang mit verbesserten Haltungsbedingungen und damit immer älter werdenden Reptilien, auf ein ähnliches Maß wie bei Hund und Katze ansteigen werden (MURRAY, 2006; MITCHELL, 2009).

Es existieren bisher keine Übersichtsstudien, anhand derer objektiv die Prävalenz an Herzerkrankungen bei Reptilien beurteilt werden könnte. Aufgrund der bisher nur eingeschränkten Diagnostikmöglichkeiten ist es möglich, dass die Prävalenz bislang deutlich unterschätzt wird (MITCHELL, 2009).

Auch die Inzidenz von Herzerkrankungen ist bei Reptilien bisher eine unbekannte Größe (REDROBE & SCUDAMORE, 2000).

Die bis dato beschriebenen Fälle wurden größtenteils post mortem diagnostiziert (REDROBE & SCUDAMORE, 2000; STUMPEL *et al.*, 2012).

REAVILL & GRIFFIN (2016) geben in einer tabellarischen Übersicht an, dass bei zwei von 108 (1,8 %) in der Pathologie an Echsen erhobenen Befunden eine unspezifische Myokarditis festgestellt wurde. Bei den pathologisch untersuchten Schlangen konnte dieser Befund nicht gestellt werden, bei den untersuchten Schildkröten war dies bei einem von 50 (2 %) Befunden der Fall.

5.3. Stand des Wissens zur klinischen Elektrokardiographie bei Reptilien

Die Kardiologie als Teilbereich der inneren Medizin steckt bei Reptilien sprichwörtlich noch in den Kinderschuhen (KIK & MITCHELL, 2005).

Es existieren bisher überschaubar wenige Arbeiten, die sich mit klinischer Kardiologie bzw. mit kardiologischen Untersuchungstechniken und nicht mit anatomisch-physiologischen Fragestellungen beschäftigen (MITCHELL, 2009).

Es gibt allerdings einzelne Fallbeschreibungen, in denen das EKG zur Diagnosestellung beigetragen hat und in denen sich das Potential dieser Untersuchungstechnik auch im Bereich der Reptilienkardiologie andeutet. So wies neben den Veränderungen in der klinischen Untersuchung, einem nativen Röntgenbild sowie einem Herzultraschall mittels Farbdoppler auch eine auffällig veränderte EKG-Kurve bei einer *Morelia spilota variegata* (Rautenpython) auf eine vermutlich angeborene Rechtsherzklappeninsuffizienz sowie bilaterale kongestive Herzinsuffizienz hin, die sich dann in der Sektion nach Euthanasie des Patienten bestätigte (RISHNIW & CARMEL, 1999). Ähnliche EKG-Kurven-Veränderungen zeigte ein *Python molurus bivittatus* (Dunkler Tigerpython), der ebenfalls eine Vergrößerung der Herzkammern aufwies. Auch in diesem Fall waren zusätzlich im Röntgenbild Veränderungen aufgefallen. Die Veränderungen der EKG-Kurve wurden aufgrund fehlender Referenzwerte erst durch einen Vergleich mit der EKG-Kurve eines klinisch unauffälligen Tieres der gleichen Spezies erkannt (MURRAY, 2006). Das EKG einer *Lampropeltis niger* (vermutlich heute *Lampropeltis getula niger*, Schwarze Kettennatter) wies ebenso Veränderungen auf, welche auf eine Ventrikelvergrößerung aufgrund einer dilatativen Kardiomyopathie hinwiesen. In diesem Fall waren ebenfalls im Nativ-Röntgen sowie Kontrastmittel-Röntgen Auffälligkeiten zu finden. Die

Veränderung der EKG-Kurve wurde auch hier erst durch den Vergleich mit der EKG-Kurve von klinisch unauffälligen Schlangen gleicher Größe erkennbar. Die am lebenden Patienten gestellte Verdachtsdiagnose konnte in der Sektion endgültig bestätigt werden (WAGNER, 1989).

REDROBE & SCUDAMORE (2000) diagnostizierten bei einer *Testudo graeca* (Maurische Landschildkröte) mit u.a. posthibernaler Anorexie sowie peripheren Ödemen mittels Ultraschalluntersuchung dilatierte Vorhöfe sowie einen Perikarderguss. Im Röntgen konnte der Verdacht auf eine Pneumonie gestellt werden, differentialdiagnostisch wurde ein Lungenödem in Betracht gezogen. Im angefertigten EKG wurden aufgrund fehlender Referenzbereiche nur die Herzfrequenz sowie der Herzrhythmus analysiert, diese wurden als unauffällig bewertet. In der patho-histologischen Untersuchung wurden die Vorhofdilatation sowie der Perikarderguss bestätigt, außerdem konnte eine Vorhof-Kongestion festgestellt werden. Das Myokard war histologisch unauffällig, die Lunge wies ein deutliches Lungenödem auf.

Es existieren einige weitere kardiologischen Arbeiten sowie Fallbeschreibungen von Reptilien, die jedoch kein EKG beinhalten (ARDLIE & SCHWARTZ, 1965; JACOBSON, 1976; FINLAYSON & WOODS, 1977; JACOBSON *et al.*, 1979; BARTEN, 1980; JACOBSON *et al.*, 1989; CLIPPINGER, 1993; HOMER *et al.*, 1994; SCHILLIGER *et al.*, 2003; JENSEN & WANG, 2009; SWEET *et al.*, 2009; SCHILLIGER *et al.*, 2010; SCHROFF *et al.*, 2010; STUMPEL *et al.*, 2012).

III. MATERIAL UND METHODEN

Die Herstellerangaben sowie die Detailinformationen zu allen verwendeten Materialien und Geräten finden sich im Anhang 2.

1. Material

1.1. Versuchstiere

In der vorliegenden Arbeit wurden zehn adulte, klinisch gesunde, parasitologisch negative, männliche *P. vitticeps* verwendet.

Die Geschlechtsbestimmung erfolgte wie in der Praxis üblich rein phänotypisch anhand folgender Merkmale: Ausprägung der Femoralporen, Darstellbarkeit der Hemipenes (ROWLAND, 2009; DÖRNATH, 2014).

Das Versuchsvorhaben wurde unter dem Aktenzeichen 55.2-1-54-2532-38-2015 von der zuständigen Behörde (Regierung von Oberbayern) genehmigt.

1.1.1. Herkunft und Genetik der Versuchstiere

Da keine zugelassenen Versuchstierzuchten von *P. vitticeps* existieren, wurden deutsche Nachzuchten auf dem Heimtiermarkt erworben.

Bei einem der Tiere handelte es sich um einen sogenannten „Leatherback“ – eine Gestaltmorphie, bei der die Schuppen und Stacheln züchterisch verkleinert bzw. reduziert wurden. Die restlichen neun Tiere wiesen zum Teil Anzeichen verschiedener Farbmorphen auf, jedoch keine Veränderung in der Beschuppung.

1.1.2. Haltung der Versuchstiere

1.1.2.1. Haltung der Versuchstiere im Quarantänezeitraum

Die Versuchstiere wurden im Quarantänezeitraum gemäß dem Gutachten des Bundesministeriums für Ernährung und Landwirtschaft (BMEL) (ANONYM, 1997) und dem Merkblatt zur Bartagamenhaltung der Tierärztlichen Vereinigung für Tierschutz e. V. (TVT) (ANONYM, 2015) untergebracht. Das Gutachten des BMEL enthält u.a. die Mindestanforderung zur Gehegegröße für zwei Tiere (LxBxH entspricht dem 5x4x3-fachen der Kopf-Rumpf-Länge) (ANONYM, 1997).

Die Detailinformationen und Herstellerangaben zu allen genannten Materialien und Geräten finden sich in Anhang 2.

Die Tiere wurden einzeln in Glasterrarien mit Schiebetüren und Kaminlüftung (Lüftungsgitter über die gesamte Terrarienlänge) gehalten. Die Einzelhaltung ohne Blickkontakt diente hierbei der Stressvermeidung (ROWLAND, 2009).

Die klimatischen Anforderungen wurden mittels einer Leuchtstoffröhre zur Grundbeleuchtung des Terrariums, sowie einem Spot zur UVB-Versorgung und Erreichen der geforderten lokalen Temperatur bis zu 50 °C sowie einem zusätzlichen Wärmespot realisiert. Über mechanische Zeitschaltuhren wurde ein Tag-Nacht-Rhythmus inklusive Dämmerungsphase (10 h UV-B-Lampen und Wärmelampen, 12 h Grundbeleuchtung, 12 h Dunkelheit) simuliert. Durch die Leuchtmittel wurde in den Terrarien die nötige Grundtemperatur von 25 – 30 °C erreicht. Die Lokaltemperatur am Sonnenplatz betrug tagsüber dauerhaft 40 – 50 °C und in den kühleren Bereichen des Terrariums (Schattenplätze und Höhlen als Rückzugsorte) 20 – 30 °C.

Die Versorgung mit frischem Trinkwasser wurde über eine flache Wasserschale (autoklavierbarer Blumentopfuntersetzer aus Ton) sichergestellt. Das Wasser wurde täglich gewechselt und die Schale gereinigt. Zusätzlich stand jedem Tier ein größerer Wasserbehälter zum Baden zur Verfügung, welcher außerdem zum Erreichen der notwendigen Luftfeuchtigkeit beitrug.

Zur Überwachung der Temperatur und der relativen Luftfeuchtigkeit (rF) wurde ein kombiniertes Thermo-/Hygrometer pro Terrarium eingesetzt, so dass jederzeit die aktuelle, die maximale bzw. minimale Lufttemperatur, sowie die rF abgelesen werden konnten. Sowohl Lufttemperatur als auch rF wurden in den einzelnen Terrarien täglich protokolliert. Die geforderte rF von tagsüber 30 – 40 % und nachts bis zu 60 % wurde über gezieltes Sprühen mit Leitungswasser sowie die nächtliche Temperaturabsenkung erreicht.

Im Quarantänezeitraum bestand die Terrarien-Einrichtung aus Papier als Bodengrund, einem leicht zu reinigenden und zu desinfizierenden Plastikblumentopf als Versteckmöglichkeit sowie einem Kletterast. Die Einrichtung wurde täglich auf Verschmutzungen kontrolliert und bei Bedarf ausgewechselt und desinfiziert bzw. wo möglich, autoklaviert. Das Papier als Bodengrund wurde unabhängig vom Verschmutzungsgrad täglich gewechselt.

Die Fütterung erfolgte anfangs gemäß den Literaturempfehlungen. Abgesehen von zwei aufeinander folgenden Fastentagen pro Woche wurde täglich eine Mischung aus Wildkräutern sowie Salaten, Karotten und ähnlichem Gemüse (ANONYM, 2015) verfüttert. Da es aber innerhalb von zwei Monaten zu einer Körpergewichtsabnahme einzelner Tiere kam, wurden die Fastentage bei diesen Tieren auf einen Tag pro Woche reduziert bzw. bei manchen Tieren komplett weggelassen. Zusätzlich wurden ab diesem Zeitpunkt zum besseren Erhalt der Konstitution in unregelmäßigen Abständen (ca. 1x pro Monat) lebende Futterinsekten (Heimchen, afrikanische Wüstenheuschrecken) aus der klinikeigenen Haltung (Zukauf, vgl. Anhang 2) angeboten. Das Grünfutter wurde einmal wöchentlich im Wechsel direkt mit Calcium-Pulver bzw. einer Multivitamin-Mineralmischung (Korvimin®ZVT-Reptil) supplementiert. Hierfür wurde die jeweilige Tagesration mit dem Pulver bestreut. Da die Akzeptanz des Korvimin®ZVT-Reptil nur mäßig war, wurde in diesem Fall nur ein geringer Teil des Futters bestreut und dieser gezielt von Hand gefüttert. Das Lebendfutter wurde grundsätzlich mit Calcium-Pulver supplementiert. Gewässerter Sepiaschalenbruch stand den Tieren jederzeit zur Verfügung.

1.1.2.2. Haltung der Versuchstiere im Versuchszeitraum

Während des Versuchszeitraumes entsprach die Haltung weitgehend den oben genannten Bedingungen. Als grabfähiger Bodengrund wurde nach Abschluss der Quarantäne anstelle des Papierses ein Sand-Lehm-Gemisch und zusätzlich zur besseren Speicherung der Feuchtigkeit in einigen Bereichen Terrarienumus eingebracht. Außerdem wurden die Terrarien mittels mehrerer Äste und Korkrindenstücke stärker strukturiert.

1.1.2.3. Hygiene in der Versuchstierhaltung

Während des kompletten Haltungszeitraumes wurden die Terrarien einmal täglich gereinigt. Die Reinigung umfasste das Entfernen von Kot und Urat, das Entfernen von Futterresten sowie das Reinigen und Auffüllen der Wasserbehälter (Badeschale und Trinkschale).

In der Haltungseinheit wurden Kittel, die ausschließlich für den Umgang mit den Versuchstieren genutzt wurden, bereitgestellt. Die Versorgung der Tiere erfolgte durch einen auf vier Betreuer (drei Tierärztinnen, eine Tiermedizinische Fachangestellte) festgelegten Personenkreis. Vor und nach Kontakt mit jedem

Tier und/oder dessen Terrarium bzw. -einrichtung erfolgte eine hygienische Händedesinfektion. Alle verwendeten Einrichtungsgegenstände wurden nur in dem zugehörigen Terrarium verwendet bzw. vor veränderter Nutzung autoklaviert.

1.1.3. Voruntersuchungen der Versuchstiere

Zu Quarantänebeginn wurde eine klinische Allgemeinuntersuchung, Röntgendiagnostik (zwei Ebenen) sowie eine Blutuntersuchung (Leukozytenzahl, Hämatokrit und Blutchemie) durchgeführt. Des Weiteren erfolgten parasitologische Kotuntersuchungen.

Die Detailinformationen sowie die Herstellerangaben zu den verwendeten Geräten und Materialien finden sich im Anhang 2.

1.1.3.1. Klinische Allgemeinuntersuchung

Eine klinische Allgemeinuntersuchung der Versuchstiere erfolgte zu Beginn und Ende der Quarantänephase sowie jeweils vor der Versuchsdurchführung. Die klinische Allgemeinuntersuchung wurde standardisiert (CANNON, 2003; RAFTERY, 2004; ROWLAND, 2009) durchgeführt und bei Beginn und Ende der Quarantänephase sowie zu Beginn der Versuchsphase protokolliert. Hierbei erfolgte zunächst eine adspektorische Begutachtung des Tieres. Im Rahmen des anschließenden Handlings wurde das Tier gewogen und außerdem der Ernährungszustand adspektorisch und palpatorisch beurteilt. Hierfür wurde ein von WAHLE (2014) für die vorliegende Arbeit in Anlehnung an DEMING et al. (2008) modifizierter Score verwendet (vgl. Anhang 3). Des Weiteren wurden die Haut, Augen, Ohren und Kloake sowie das Rostrum inklusive der Maulhöhle beurteilt und die Gliedmaßen (Gelenke) sowie das Abdomen palpiert. Das Handling im Rahmen der Allgemeinuntersuchung dauerte in der Regel weniger als fünf Minuten.

1.1.3.2. Blutchemische und hämatologische Untersuchungen

Die blutchemische und hämatologische Untersuchung erfolgte zu Beginn der Quarantänephase und wurde in der Regel einmalig durchgeführt. Bei Auffälligkeiten erfolgte bei vorhandener medizinischer Indikation eine Kontrolle der Werte sowie ggf. eine Therapie. Diese Tiere wurden erst in den Versuch aufgenommen, wenn die Kontrollblutwerte unauffällig waren.

Die Blutentnahme erfolgte nach üblichem Standard an der ventralen Schwanzvene (*Vena coccygealis ventralis*) (HERNANDEZ-DIVERS, 2006) mittels einer sterilen heparinisierten 21G-Kanüle sowie einer sterilen, heparinisierten 2 ml Spritze (KÖLLE, 2014). Das entnommene Volumen betrug minimal 1 ml heparinisiertes Vollblut und maximal 1 % des Körpergewichts des Tieres. Direkt im Anschluss an die Blutentnahme wurde das Blut mit abgesetzter Kanüle aus der Spritze in zwei Lithium-Heparin-Röhrchen verbracht.

Die Blutprobe wurde zum größten Teil zentrifugiert, um Plasma für die blutchemischen Untersuchungen zu gewinnen, das restliche Blut aus dem zweiten Röhrchen diente der Leukozytenzählung sowie der Hämatokritbestimmung. Das Plasma wurde direkt im Anschluss an die Gewinnung mittels Eppendorf-Pipette in eine Küvette verbracht. Die gesamte Blutdiagnostik erfolgte in einem externen Labor, die Proben wurden bis zum Versand bei 4 – 5 °C gelagert und noch am Entnahmetag vom Laborkurierdienst abgeholt. Die Verarbeitung im externen Labor erfolgte am Folgetag.

Zur Interpretation der Befunde wurden die Referenzbereiche nach CARPENTER (2012) sowie, da für Bartagamen für den blutchemischen Parameter Glutamatdehydrogenase (GLDH) kein Referenzbereich vorlag, der Referenzbereich der GLDH von MATHES *et al.* (2006) für europäische Landschildkröten genutzt (vgl. Anhang 4).

1.1.3.3. Röntgenologische Untersuchungen

Die röntgenologische Untersuchung der Versuchstiere erfolgte einmalig im Quarantänezeitraum und wurde nur bei medizinischer Indikation wiederholt.

Die Versuchstiere wurden einzeln nach Standardverfahren (PEES, 2009; KÖLLE & BLAHAK, 2015; MATHES, 2015) im Wachzustand mit einem digitalen Gerät geröntgt.

Es erfolgte zunächst die dorsoventrale Aufnahme, im Anschluss wurden zwei laterolaterale (je horizontaler und vertikaler Strahlengang) Aufnahmen angefertigt. Die Beurteilung und Befundung der Röntgenbilder erfolgte durch die Autorin sowie eine tierärztliche Kollegin der Klinik für Vögel, Kleinsäuger, Reptilien und Zierfische der LMU München. Hierbei wurde das klinikeigene Schema (vgl. Anhang 5) verwendet.

1.1.3.4. Parasitologische Untersuchungen

Während der mindestens vierwöchigen Quarantänephase wurden im Abstand von 14 Tagen mindestens zwei Kotproben entnommen und diese nach klinischem Standard auf Endoparasiten untersucht (BECK & PANTCHEV, 2012).

Hierbei wurden jeweils frische Kotproben zunächst mittels eines Nativ-Ausstriches mit NaCl-Lösung (0,9 %ig) unter dem Mikroskop beurteilt sowie anschließend eine Flotation der Kotprobe angefertigt. Die Beurteilung des Nativausstriches erfolgte zunächst mit einer 100-fachen Vergrößerung, anschließend mit einer 400-fachen Vergrößerung. Es wurde ein besonderes Augenmerk auf bewegliche parasitäre Einzeller (v.a. div. Flagellaten-Spezies), auf Kokzidien (v.a. *Isospora* spp. und *Choleoecimeria* spp.) sowie auf Nematoden (v.a. *Oxyuridae*) gelegt (KÖLLE, 2015).

Für die Flotation wurden 1 g Kot mit 17 ml Flotationslösung (Dichte 1,270) im Mörser gut vermischt und die dabei entstandene Suspension dann durch ein handelsübliches Küchensieb und einen Trichter in ein Reagenzglas überführt. Auf den Meniskus der Suspension wurde ein Deckgläschen aufgelegt welches nach 15 min vorsichtig abgehoben und auf einen Objektträger verbracht wurde. Dieser wurde direkt im Anschluss analog zum Nativausstrich mikroskopisch untersucht.

Eine spezifische Therapie wurde falls nötig eingeleitet und die Quarantänedauer entsprechend der nötigen Therapiedauer ggf. verlängert. Die Befunde sowie eine Übersichtstabelle zu den verwendeten Therapieschemata finden sich im Anhang 6. In jedem Fall erfolgten zusätzlich zur medikamentösen Therapie eine gründliche Reinigung und eine an die Erreger angepasste Desinfektion (vgl. Anhang 2) des gesamten Terrariums sowie aller Einrichtungsgegenstände.

Die abschließende Kotkontrolle (frühestens 14 – 21 Tage nach Therapieende) war bei allen Tieren negativ.

Zusätzlich erfolgten während des gesamten Versuchszeitraumes einmal pro Monat Kontrolluntersuchungen auf Endoparasiten nach der gleichen Methodik.

1.2. Geräte zur Versuchsdurchführung

1.2.1. Transponder und Lesegerät

Technische Daten

Das verwendete Transponder-Lesegerät-System diente mithilfe eines integrierten Temperatursensors sowie einer individuellen Kennung der Identifikation der einzelnen Versuchstiere und der Überwachung der Körpertemperatur während der Versuche.

Die verwendeten Transponder wiesen eine Abmessung von 2,2x14 mm auf. Die Sensoren waren in biokompatibles Glas eingebettet und mit einer patentierten Antimigrationskappe ausgestattet. Die Messgenauigkeit des Temperatursensors betrug 0,1 °C. Der Kennzeichnungscode war vom Anwender frei programmierbar (32 Stellen, alphanumerisch). Die Programmierung der Transponder wurde von der Autorin nach Herstellerangaben zur eindeutigen Identifizierung der Tiere durchgeführt.

Das zugehörige Lesegerät diente der Programmierung der Transponder sowie dem Auslesen von Körpertemperatur und individueller Tier-Kennung.

Setzen der Transponder bei den Versuchstieren

Die Transponder wurden vor dem Einsetzen mittels des Lesegerätes auf ihre Funktionalität überprüft und dann anterior der linken Hintergliedmaße an der seitlichen Bauchwand implantiert. Hierbei handelte es sich um eine bei Echsen übliche Vorgehensweise (LANGKILDE & SHINE, 2006; MOORE *et al.*, 2009; NORTON *et al.*, 2014). Vor der Implantation wurde die Haut an der Stelle gereinigt und desinfiziert. Beim Herausziehen der Kanüle wurde besonders darauf geachtet, dass die Haut über der Einstichstelle mit den Fingern ein wenig verschoben wurde, so dass der Chip nicht sofort wieder durch den Stichkanal austrat und verloren ging. Aus gleichem Grund wurde die Eintrittsöffnung mittels eines Einzelheftes sowie zusätzlich mit Gewebekleber verschlossen. Direkt nach dem Setzen des Transponders wurde dieser mithilfe des Lesegerätes erneut überprüft und die Identifikationsnummer sowie die Temperatur wurden in den Versuchsaufzeichnungen protokolliert. Aufgrund der Größe des Hautdefektes und der Notwendigkeit des Verschlusses mittels Einzelheft wurde den Versuchstieren abschließend einmalig Meloxicam als Antiphlogistikum subkutan

appliziert.

1.2.2. EKG-Gerät

Beim dem verwendeten Elektrokardiographen handelte es sich um ein digitales Modul, welches über eine USB/Serienschnittstelle an einen PC mit einem Windows®-Betriebssystem angeschlossen wurde. Die zugehörige Software arbeitete ebenfalls in einer Windows®-Programmumgebung.

Verwendet wurde die Standardausstattung, d.h. ein vier-adriges Patientenkabel mit Krokodilklemmen. Dieses ermöglichte die Abnahme von drei Extremitätenableitungen (I, II, III) sowie drei unipolaren Ableitungen (aVR, aVL, aVF).

Alle Geräteeinstellungen ließen sich vor, während und nach der Aufzeichnung über die zugehörige Software im Rahmen der vorgegebenen Möglichkeiten beliebig verändern (Tabelle 1).

Tabelle 1: Geräteparameter EKG-Gerät

Geräteparameter	Werte
Geräteeinstellungen	
Verstärkung	5, 10, 20, 40 mm/mV
Papiergeschwindigkeit	5, 10, 12,5 25, 50, 100 mm/s
Netzfilter	An/Aus (50 Hz)
Muskelfilter	An/Aus (35 Hz)
Technische Parameter	
Unterdrückung von Störfaktoren	> 90 dB
Bandbreite	0,05 – 120 Hz
Verzerrung	< 0,5 %

Die Aufzeichnung der Kurven erfolgte im Programm-Modus „Ruhe-EKG“.

2. **Methodik**

Alle Detailinformationen sowie die Herstellerangaben der verwendeten Geräte und Materialien finden sich in Anhang 2.

2.1. **Ermittlung des Körpergewichts (KGW)**

Während des Versuchszeitraumes wurden die Tiere einmal wöchentlich am immer gleichen Wochentag gewogen. Zusätzlich erfolgte bei den Narkoseversuchen zur exakten Dosierung der Anästhetika die Feststellung des jeweiligen tagesaktuellen KGW. Zur besseren Vergleichbarkeit wurde zusätzlich jeweils für die Versuchstage ein sogenanntes „errechnetes Körpergewicht“ ermittelt. Hierfür wurde der Mittelwert aus dem im Rahmen des wöchentlichen Wiegens ermittelten KGW aus den beiden Messungen vor und nach dem jeweiligen Versuchstag gebildet.

2.2. **Versuchsgruppen und Methodenreihenfolge**

Zunächst erfolgte die Erstellung von vier Versuchsgruppen (G1 – G4) die jeweils aus zwei (G1 und G3) bzw. drei Versuchstieren (G2 und G4) bestanden. Anschließend wurden die Versuchsgruppen und Einzelversuche (Methoden M1 – M4: Narkoseversuche, sowie Methoden M9 – M12: Wachversuche) derart einander zugeordnet, dass jede Methode mit jeder Versuchsgruppe einmal durchgeführt wurde und zwischen den Einzelversuchen immer mindestens ein versuchsfreier Tag lag (vgl. Anhang 7). Die Zuteilung der Versuchstiere in die Gruppen G1 – G4 erfolgte anschließend zufällig per Los. Da die Methoden M1 – M4 aus Tierschutzgründen im Rahmen einer Narkose nacheinander durchgeführt wurden, erfolgte hier die Festlegung der Methodenreihenfolge ebenfalls zufällig per Los. Die Methoden M5 – M8 (Injektionsnarkose mit Ketamin/Medetomidin) sind Gegenstand einer anderen wissenschaftlichen Arbeit und werden im Anhang 7 nur der Vollständigkeit halber genannt.

2.3. **Versuchsvorbereitungen**

Zunächst wurde in dem Versuchsraum die Raumtemperatur mittels festinstallierter, thermostatgesteuerter Raumheizung auf 24 °C eingestellt. Nach Start des Computers und der EKG-Software wurden die Daten des jeweiligen Versuchstieres eingegeben (bei Erstversuch) bzw. aufgerufen.

Da Verunreinigungen der Elektroden eine schlechte Qualität der Ableitung

bedingen könnten, wurden diese vor und nach jedem Einsatz fachgerecht gereinigt und desinfiziert. Dann wurden die Elektroden über das Patientenkabel mit dem PC-EKG verbunden, welches wiederum per USB-Kabel mit dem Computer verbunden war. Dieser befand sich der Betriebsanleitung des EKG-Gerätes gemäß mindestens 1,5 m vom Untersuchungstisch entfernt, um eine elektronische Störung der Ableitungen zu verhindern. Eine elektrische Heizmatte konnte auf dem Tisch aufgrund elektrischer Interferenz nicht verwendet werden. Stattdessen wurde die Körpertemperatur der Tiere bei den Narkoseversuchen mittels warmwassergefüllter Untersuchungshandschuhe aufrecht erhalten. Anschließend wurde auf dem Tisch aus hygienischen Gründen eine Einmalunterlage befestigt. Das vom Hersteller der Elektroden empfohlene Elektroden-Gel zur Verbesserung der elektrischen Leitfähigkeit führte aus ungeklärten Gründen zu Rostbildung an den Elektroden, sodass es nicht verwendet werden konnte. Stattdessen wurde 70 %iger medizinischer Alkohol verwendet.

Für die Wachversuche wurde zusätzlich mittig auf dem Tisch ein mit Einmaltüchern abgedeckter Loch-Ziegel-Stein als Sitzgelegenheit für die Versuchstiere platziert.

Erst wenn alle Geräte fertig aufgebaut und die notwendigen Materialien bereitgestellt waren, wurde das Versuchstier mittels Styroporbox aus seiner Haltungseinheit in den Versuchsraum verbracht. Dort wurde es für 30 min unter eine UV-B-Lampe gesetzt, um eine ausreichende Körpertemperatur bzw. einen aktiven Stoffwechsel, unabhängig von der Tageszeit, zu gewährleisten.

2.4. **Untersuchte Methoden (Elektrodenart und Elektrodenposition)**

2.4.1. **Krokodilklemmen und Gliedmaßenableitung (M1 + M9)**

Nach der Aufzeichnung der KT_1 (vgl. III.2.6) wurden nacheinander die Krokodilklemmen–Elektroden fixiert. Dabei wurde nach dem klassischen, in Human- und Tiermedizin etablierten Schema vorgegangen: Die rote Elektrode wurde an der rechten Vordergliedmaße fixiert, die gelbe an der linken Vordergliedmaße, die grüne an der linken Hintergliedmaße und die schwarze (Erdung) an der rechten Hintergliedmaße. Die Fixation der Elektroden erfolgte an jeder Gliedmaße möglichst proximal, also im Oberarm- bzw. Oberschenkelbereich.

2.4.2. **Krokodilklemmen und Nackenableitung (M2 + M10)**

Nach der Aufzeichnung der KT_1 (vgl. III.2.6) wurden nacheinander die Krokodilklemmen–Elektroden nach folgendem Schema fixiert: Die rote Elektrode rechts ventrolateral am Übergang Hals-Thorax auf Höhe der Clavicula, die gelbe Elektrode links ventrolateral am Übergang Hals-Thorax auf Höhe der Clavicula (KIK & MITCHELL, 2005). Die grüne Elektrode wurde an der linken Hintergliedmaße und die schwarze (Erdung) an der rechten Hintergliedmaße fixiert. Die Fixation der Elektroden erfolgte an jeder Gliedmaße möglichst proximal, also im Oberschenkelbereich.

2.4.3. **Nadelelektroden und Gliedmaßenableitung (M3 + M11)**

Nach der Aufzeichnung der KT_1 (vgl. III.2.6) wurden nacheinander die sogenannten Nadelklemmen–Elektroden fixiert. Hierbei handelte es sich um sterile 21G Kanülen, die subkutan gesetzt wurden. An dem herausragenden metallenen Endstück der Kanüle wurden dann die Krokodilklemmen-Elektroden nach dem klassischen, in Human- und Tiermedizin etablierten, Schema befestigt (Abbildung 3): Die rote Elektrode wurde an der rechten Vordergliedmaße fixiert, die gelbe an der linken Vordergliedmaße, die grüne an der linken Hintergliedmaße und die schwarze (Erdung) an der rechten Hintergliedmaße. Die Fixation erfolgte an jeder Gliedmaße möglichst proximal, also im Oberarm- bzw. Oberschenkelbereich. Die Kanülen wurden aus praktischen Gründen vor der Anwendung rechtwinkelig gebogen, so dass die Kanüle von distal Richtung proximal unter die Haut geschoben werden konnte. Hierbei lag das abgewinkelte Ende parallel zur Körperachse des Tieres. Dadurch blieben die Nadeln auch nach Anbringen der Krokodilklemmen in Position.

2.4.4. Nadelelektroden und Nackenableitung (M4 + M12)

Nach der Aufzeichnung der KT_1 (vgl. III.2.6) wurden nacheinander die sogenannten Nadelklemmen-Elektroden (vgl. M11, III.2.4.3) fixiert. Dabei wurde nach folgendem Schema vorgegangen: Die rote Elektrode wurde rechts ventrolateral am Übergang Hals-Thorax auf Höhe der Clavicula angebracht, die gelbe Elektrode links ventrolateral am Übergang Hals-Thorax auf Höhe der Clavicula (KIK & MITCHELL, 2005). Die grüne Elektrode wurde an der linken Hintergliedmaße und die schwarze (Erdung) an der rechten Hintergliedmaße fixiert. Für detaillierte Angaben zur Fixation der Nadel-Elektroden siehe M11 (III.2.4.3).



Abbildung 3: Position der Nadel-Elektroden bei der Gliedmaßenableitung

2.5. Versuche unter Inhalationsnarkose mit Isofluran (M1 - M4)

Aufgrund der geringeren Stressbelastung in Narkose wurden in diesem Versuchsabschnitt die Einzelversuche M1 – M4 (Elektrodenapplikationsstellen und Elektrodenarten analog zu M9 – M12) am Einzeltier direkt aufeinanderfolgend durchgeführt (vgl. III.2.2 und Anhang 7). Somit wurde jedes Einzeltier nur einmal in Inhalationsnarkose gelegt.

Die Einleitung der Narkose erfolgte mittels Applikation des Hypnotikums Propofol in die ventrale Schwanzvene (Vena coccygealis ventralis) mit einer

Dosierung von 10 – 25 mg/kg KGW. Propofol ist bei Reptilien mit vergleichsweise einfachem venösen Zugang, wie Bartagamen, eines der am häufigsten genutzten Anästhetika zur Narkoseeinleitung (HEARD, 2001; MOSLEY, 2005; KÖLLE *et al.*, 2012; SLADKY & MANS, 2012; BERTELSEN, 2014). Es wurde daher in der vorliegenden Arbeit verwendet, um eine mit der Tierarztpraxis vergleichbare Situation zu schaffen. Nach Eintreten einer tiefen Sedation, welche erkennbar an geschlossenen Augen sowie an nachgelassenen Spontanbewegungen und einem stark verzögerten Umkehrreflex ist (BONATH, 1977), wurde die Echse mit einem Endotrachealtubus ohne Cuff intubiert und an ein Inhalationsnarkosegerät angeschlossen. Als Trägergas diente reiner medizinischer Sauerstoff mit einem Atemgasflow von 0,8 l/min. Während der Einleitungsphase wurde ein Isofluran-Flow von 4 – 5 Vol.% genutzt, nach Erreichen des chirurgischen Toleranzstadiums wurde der Flow auf 1 – 3 Vol.% herunter geregelt (REDROBE, 2004; SCHUMACHER & YELEN, 2006). Das chirurgische Toleranzstadium ist dann erreicht, wenn die Muskulatur mittelgradig relaxiert und der Umkehrreflex sowie der Palpebralreflex und der Schmerzreflex erloschen sind. Der Kornealreflex sollte stark verzögert, jedoch nicht erloschen sein (BONATH, 1977; REDROBE, 2004), ebenso sollte der Kloakalreflex erhalten bleiben (REDROBE, 2004). Die Beatmung erfolgte bei Wegfall der Spontanatmung manuell mit einer Frequenz von 4 (6) – 8 /min (SCHUMACHER & YELEN, 2006; LONGLEY, 2008). Erst nach Erreichen des chirurgischen Toleranzstadiums wurden die Elektroden, je nach Einzelversuch wie unter III.2.4 beschrieben, am Tier befestigt. Die Körpertemperatur wurde jeweils vor Beginn (KT₁) und nach Beendigung (KT₂) der Aufzeichnung einer Methode mittels des Transponder-Lesegerätes ermittelt.

Nach Versuchsende wurden die Elektroden entfernt und das Inhalationsnarkosegerät vollständig ausgeschaltet. Die Beatmung der Echsen erfolgte manuell mit Raumluft, bis die Spontanatmung einsetzte. Dabei wurde die Atemfrequenz auf 2 /min reduziert (BONATH, 1977). Eine Beatmung mit reinem Sauerstoff, wie es bei Säugetieren üblich ist, hätte zur Folge, dass die Spontanatmung stark verzögert oder gar nicht eintritt. Die Verwendung von Raumluft förderte ein schnelleres Aufwachen des Tieres, da bei Reptilien eine Hypoxie bzw. Hyperkapnie als zentrale Atmungsstimulation fungiert. So führt eine Hypoxie zu einer Steigerung der Atemfrequenz und eine Hyperkapnie zu

einer Vergrößerung des Atemzugvolumens (REDROBE, 2004; LONGLEY, 2008). Atmete das Tier regelmäßig von selbst, wurde extubiert und das Tier in einer Styroporbox in seine Haltungseinheit zurück verbracht. Wasser und Futter wurden entfernt, bis das Tier vollständig wach und alle Reflexe wieder vorhanden waren. Bis zu diesem Zeitpunkt blieb das Tier unter visueller Beobachtung.

2.6. Wachversuche (M9 – M12)

An allen zehn Versuchstieren wurden gemäß Gruppeneinteilung (vgl. III.2.2) die vier verschiedenen Methoden (M9 – M12) untersucht. Um den Stress für die Einzeltiere so gering wie möglich zu halten, wurde am Einzeltier jeweils nur ein Einzelversuch pro Tag durchgeführt, außerdem wurde auf mindestens einen versuchsfreien Tag zwischen den Einzelversuchen geachtet.

Nach Ablauf der 30 min unter der UV-B-Lampe (vgl. III.2.3) wurde die Echse auf dem Tisch platziert und abgewartet, bis das Tier sich beruhigt hatte.

Anschließend wurde der Transponder ausgelesen. Die individuelle Kennzeichnungsnummer und die Körpertemperatur (KT_1) wurden ermittelt und dokumentiert.

Nach Anbringen der Elektroden (siehe III.2.4.1 bis einschließlich III.2.4.4) wurde mit dem Starten der Aufzeichnungen jeweils abgewartet, bis das Versuchstier so ruhig wie möglich da saß. Kurz vor Aufzeichnungsstart wurde auf jede Elektrode 70 %iger Alkohol geträufelt, um die elektrische Leitfähigkeit zu verbessern. Die Dauer der Aufzeichnung richtete sich nach der Qualität der aufgezeichneten Kurve (je besser die Qualität desto kürzer die Aufzeichnungsdauer, minimal eine Minute) sowie nach dem Verhalten des Tieres (je besser die Toleranz der Methode durch das Tier desto länger, maximal sechs Minuten).

Nach Beendigung der Aufzeichnungen wurden umgehend die Elektroden entfernt und mittels des Transponder-Lesegerätes erneut die Körpertemperatur (KT_2) ermittelt. Anschließend wurde das Versuchstier in einer Styroporbox zurück in seine Haltungseinheit verbracht.

2.7. Kumulative Abbruchkriterien (Tierschutz)

Ziel der von der Autorin selbst erstellten, kumulativen Abbruchkriterien war die Gewährleistung eines hohen Tierschutz-Standards. Bei jeder Durchführung eines Wachversuches erfolgte eine standardisierte Punktebewertung der Reaktionen des

Versuchstieres auf folgende Parameter: Applikation der Elektroden und Auftragen des Alkohols sowie Aufzeichnung des EKG. Bei den Narkoseversuchen wurden folgende Parameter verwendet: Intravenöse Applikation, Intubation und Narkosetiefe. Aus der jeweiligen Punktesumme wurde der individuelle Belastungsgrad des Versuchstieres ermittelt (vgl. Anhang 8). Je nach Belastungsgrad wurde bei den Wachversuchen der Versuch kurz unterbrochen oder für den jeweiligen Tag ganz beendet. Ein Gesamtabbruch (keine Wiederholung nach mindestens einem Tag Pause) war nicht vorgesehen. Bei den Narkoseversuchen wurde ggf. die Narkosetiefe angepasst, zur Vermeidung einer erneuten Narkose der Einzelversuch jedoch nicht abgebrochen.

2.8. Methodenabbruch-Score

Ziel des von der Autorin in Zusammenarbeit mit der Kollegin Häußler erstellten Methodenabbruch-Scores war, aus Tierschutzgründen eine zu hohe Zahl an Wiederholungsversuchen zu vermeiden. Die kumulativen Abbruchkriterien sahen keinen Gesamtabbruch vor (vgl. III.2.7) bzw. ermöglichten Wiederholungsversuche. Mithilfe des Methodenabbruch-Scores sollten Methoden, die vermutlich nicht aufgrund tierindividueller Faktoren sondern aufgrund der Methodik selbst von den Tieren nicht toleriert wurden, identifiziert werden. Bei diesen Methoden erfolgte dann bei allen Tieren, welche die jeweilige Methode beim ersten Versuch nicht toleriert hatten, kein Wiederholungsversuch. Es wurde jede Methode mit jedem Tier einmal durchgeführt und anschließend erfolgte die Bewertung der Methoden anhand des Methodenabbruch-Scores. Hierzu wurden folgende Parameter herangezogen: Die Reaktion des Tieres auf die Applikation der Elektroden und Auftragen des Alkohols (vgl. III.2.7 und Anhang 8), das Verhalten des Tieres während der EKG-Aufzeichnungen (vgl. III.2.7 und Anhang 8), die Gesamtzeitdauer des Tieres auf dem Tisch, die (Nicht-)Existenz einer aufgezeichneten EKG-Kurve sowie die Anzahl der Anläufe pro Versuchstag. Aus der Bewertung der genannten Parameter wurde bei jeder Einzeltier-Methoden-Kombination eine Punktesumme gebildet (vgl. Anhang 9).

Die Methode wurde abgebrochen, d.h. es fanden keine Wiederholungsversuche statt, wenn bei fünf oder mehr Tieren jeweils die erreichte Punktesumme weniger als 75 % (entspricht 11 Punkten) der maximal möglichen Gesamtpunktzahl von 15 betrug.

2.9. Auswertung

2.9.1. Auswahl der Geräteeinstellungen und Messzeitpunkte

Da die Software des verwendeten Gerätes für Hunde und Katzen programmiert war und damit die erfassten Ausschläge der EKG-Kurven nicht zuverlässig erkannte, musste manuell am Ausdruck ausgemessen werden.

Hierzu wurde die jeweilige Kurve im Programm aufgerufen und von der Autorin am PC in den verschiedenen Einstellungen (Papiergeschwindigkeit, Empfindlichkeit, Filter) beurteilt. Hierbei wurde vor allem darauf geachtet, die größtmögliche Amplitude zu erzielen sowie eine möglichst gerade isoelektrische Linie mit möglichst wenigen Schwankungen und Undulzen zu erhalten. Anschließend wurde von der Kurve die Ableitung II in den hierfür am geeignetsten erschienenen Einstellungen für eine erste Übersicht vollständig gedruckt.

An diesem Ausdruck wurde, falls möglich, die Herzfrequenz mittels auszählen der R-Zacken über eine Minute ermittelt sowie der Herzrhythmus visuell beurteilt (regelmäßig / nicht regelmäßig). War es nicht möglich, die R-Zacken über eine Minute artefaktfrei zu ermitteln, wurde die Herzfrequenz ausschließlich mittels folgender Formel berechnet:

$$\text{HF (Schläge/Minute)} = 60 (\text{Sekunden/Minute}) / (\text{RR-Intervall-Dauer (Millisekunden/Schlag)/1000}).$$

Des Weiteren wurden die Zeitabschnitte für die Detailauswertung festgelegt. Hierbei wurde darauf geachtet, dass immer fünf möglichst artefaktfreie direkt aufeinander folgende Komplexe mit möglichst gerader isoelektrischer Linie identifiziert werden konnten. Fünf dieser Komplexe bildeten jeweils einen von vier Messzeitpunkten (T1 – T4) innerhalb einer Kurve. Die ersten vier Komplexe (K1 – K4) eines Messzeitpunktes wurden detailliert ausgemessen, der fünfte diente ausschließlich der Bemessung des RR-Intervalls von K4.

Waren aufgrund der Kurvenqualität theoretisch mehr als vier Messzeitpunkte mit je fünf Komplexen möglich, so wurden diese gleichmäßig über den zeitlichen Kurvenverlauf verteilt. Waren weniger als vier Messzeitpunkte auswertbar, wurden entsprechend weniger Komplexe ausgewertet. Für die Detailauswertung bzw. -messung der Komplexe erfolgte der Ausdruck der zuvor festgelegten

Zeitabschnitte (s.o.) mit den durch die Autorin hierfür als am geeignetsten eingestuften Geräteeinstellungen (s.o.) in allen Ableitungen (I, II; III, aVR, aVL, aVF).

2.9.2. Ausgewertete Kurvenbestandteile

Ausgemessen wurden, falls möglich, an jedem Komplex (s. a. 2.9.1) folgende Bestandteile: Die Intervalldauer von RR, PQ, PR (falls keine Q-Zacke erkennbar), QT, QT-Peak, RT (falls keine Q-Zacke erkennbar), RT-Peak (falls keine Q-Zacke erkennbar) und SV-P. Außerdem die Dauer der P-Welle, des QRS-Komplexes, des RS-Komplexes (falls keine Q-Zacke erkennbar), der R-Zacke (falls weder Q- noch S-Zacke erkennbar) sowie der SV-Welle. Des Weiteren die Amplitude der P-Welle, der Q-Zacke, der R-Zacke, der S-Zacke, der T-Welle und der SV-Welle. Überdies wurden die Form der P-Welle und des QRS-Komplexes sowie die Lage der ST-Strecke beurteilt.

Die Definitionen folgten dem vom Säugetier bekannten Standard (BAATZ, 2002; BERNAL, 2011), allerdings wurde aufgrund der zu erwartenden kürzeren Ausschläge mit Millisekunden anstelle von Sekunden gearbeitet. Für die reptilien-spezifischen Besonderheiten (SV-Welle) wurde die Definition von MCDONALD (1976) herangezogen: Demnach stellt sich die SV-Welle als Ausschlag vor der P-Welle dar. Den Arbeiten von DAWSON (1960), MCDONALD & HEATH (1971) und HUNT (2013) folgend wurde außerdem nicht nur wie beim Säugetier das QT- bzw. RT-Intervall vermessen, sondern außerdem ein sogenanntes QT-Peak- bzw. das RT-Peak-Intervall. Hierbei wird nicht bis zum Ende der T-Welle sondern nur bis zu deren Peak gemessen, was eine Beurteilung auch ohne eindeutig erkennbares Ende der T-Welle ermöglicht. Diese Peak-Messung erfolgte je nach Kurvenqualität anstelle des QT- bzw. RT-Intervalls oder zusätzlich zu diesem.

2.9.3. **Vorgehensweise bei der Detail-Ausmessung und -Beurteilung der EKG-Kurven**

Die Detailauswertung erfolgte immer nach dem gleichen Schema, um mögliche Fehlerquellen durch uneinheitliches Vorgehen bei der Analyse möglichst gering zu halten. Eine Kurve galt nur dann als auswertbar, wenn in regelmäßigen Abständen mindestens in der Ableitung II eine R-Zacke zu erkennen war. Andernfalls wurde die Kurve als „nicht auswertbar“ bewertet und es wurden keine weiteren Messdaten erhoben.

Zunächst wurden am Ausdruck (vgl. III.2.9.1) die vier Messzeitpunkte sowie die zugehörigen Komplexe festgelegt und diese handschriftlich in den Ausdruck eingetragen. Anschließend wurde beurteilt und ebenfalls handschriftlich eingetragen, welche Kurvenbestandteile (vgl. III.2.9.2) jeweils identifiziert werden konnten. Hierbei wurden alle Ableitungen berücksichtigt. Darauffolgend wurden die Bestandteile (vgl. III.2.9.2) immer nach der gleichen Reihenfolge mithilfe eines digitalen Präzisions-Messschiebers ausgemessen, um eine möglichst exakte Datenerhebung zu gewährleisten. Standardmäßig wurde, wie in Human- und Tiermedizin üblich, alles in Ableitung II gemessen. Auf andere Ableitungen wurde nur ausgewichen, falls Bestandteile in Ableitung II nicht oder nicht ausreichend gut erkennbar waren (BAATZ, 2002). War der Parameter ausschließlich in einer anderen Ableitung als in Ableitung II erkennbar, wurde diese zur Auswertung verwendet. War der Parameter nicht in Ableitung II, aber in mehreren anderen Ableitungen erkennbar, wurde diejenige Ableitung zur Auswertung ausgewählt, in welcher der Parameter am genauesten abgrenzbar war und in der außerdem der Parameter selbst sowie ggf. zugehörige Parameter (z.B. der folgende Parameter zur Bestimmung eines Intervalls) ebenfalls gut erkennbar waren. Die Messdaten inkl. der jeweils verwendeten Ableitung wurden zunächst mit einem Diktiergerät aufgezeichnet und anschließend in eine Excel-Tabelle übertragen.

2.9.4. **Statistische Auswertungssoftware**

Die statistische Auswertung der Daten erfolgte mit der Statistik-Software R (Version 3.5.0) und der zugehörigen graphischen Benutzeroberfläche RStudio (Version 1.1.447) sowie mit dem Tabellenkalkulationsprogramm Microsoft Office Excel® 2007.

2.9.5. **Kenndaten der Kopf-Rumpf-Länge (KRL), des Körpergewichts (KGW), der Körpertemperatur (KT) und der Narkosedauer**

Die im Rahmen der Allgemeinuntersuchungen an den Tieren erhobenen Kenndaten KRL (vgl.III.1.1.3.1) und KGW (vgl. III.2.1) sowie die bei den Versuchen aufgezeichnete KT (vgl. III.2.6) und auch die Narkosedauer wurden mittels deskriptiver Statistik ausgewertet.

Da das „tagesaktuelle KGW“ ausschließlich für die Narkoseversuche vorlag, wurde die Übereinstimmung zwischen dem „tagesaktuellen KGW“ und dem „errechneten KGW“ visuell überprüft.

Bei der Körpertemperatur erfolgte die Auswertung gruppiert nach „Narkoseversuche“ versus „Wachversuche“, außerdem wurde die Anfangskörpertemperatur (KT_1) nach Tieren bzw. Methode gruppiert visuell überprüft, ebenso die Temperaturdifferenz (Differenz zwischen KT_1 und KT_2).

Bei der Narkosedauer wurde sowohl die Gesamtdauer der Narkose als auch die Einleitungsdauer ausgewertet. Hierbei wurde die Einleitungsdauer definiert als die Zeitspanne zwischen der Injektion des Hypnotikums Propofol und dem Erreichen der chirurgischen Toleranzphase. Die Gesamtdauer der Narkose wurde definiert als die Zeitspanne zwischen der Propofol-Injektion bis zur vollständigen Rückkehr der Reflexe und des Bewusstseins.

2.9.6. **Anzahl ableitbarer sowie auswertbarer Kurven und EKG-Komplexe**

Um die statistische Auswertung der Messergebnisse der EKG-Parameter untereinander in Relation setzen zu können, wurde jeweils die Gesamtzahl der ableitbaren Kurven, der auswertbaren Kurven, sowie der darin ausgewerteten Komplexe ermittelt. Als ableitbar galt eine Kurve dann, wenn eine EKG-Kurve aufgezeichnet werden konnte, unabhängig von deren Qualität. Als auswertbar wurde eine Kurve definiert, wenn mindestens die R-Zacken in der Ableitung II in regelmäßigen Abständen erkennbar waren. Der Anteil dieser Gesamtzahlen an der maximal möglichen Anzahl wurde ebenfalls angegeben. Als maximal mögliche Anzahl wurde bei den ableitbaren Kurven die Anzahl der im Versuchsaufbau geplanten Kurven gewählt, bei den auswertbaren Kurven wurde als Bezugsgröße die Anzahl an abgeleiteten Kurven gewählt und bei den ausgewerteten Komplexen galt die Anzahl der ausgewerteten Kurven multipliziert mit 16

(maximale Anzahl an Komplexen pro Kurve) als maximal erreichbare Bezugsgröße. Die Zahlen wurden sowohl auf den kompletten Versuch bezogen als auch gruppiert nach Narkose- und Wachversuchen angegeben. Da innerhalb der Wachversuche die größten Unterschiede zu erwarten waren, wurde hier zusätzlich die jeweilige Gesamtzahl pro Methode (M9 – M12) angegeben. Es wurde visuell überprüft, ob die Methode und / oder die individuellen Tiere einen Einfluss auf die Ableitbarkeit bzw. die Auswertbarkeit der Kurven hatten.

2.9.7. **Herzfrequenz (HF)**

Die Herzfrequenz wurde sowohl ausgezählt als auch rechnerisch ermittelt (siehe III.2.9.1). Da die Formel zur Berechnung der HF sich auf die Dauer des RR-Intervalls bezog, ergab jeder der bis zu 16 ausgewerteten Komplexe eine errechnete HF. Zur besseren Auswertbarkeit wurden diese zunächst pro Tier-Methoden-Kombination zu einem Mittelwert sowie zu einem Median zusammengefasst. Anschließend wurde mittels deskriptiver Statistik und visueller Überprüfung der Daten ermittelt, ob ein Zusammenhang zwischen den Ergebnissen der zwei Methoden (Auszählen versus Berechnen) zur Ermittlung der HF besteht. Als Datengrundlage dienten hierbei ausschließlich die Narkoseversuche, da bei den Wachversuchen das Auszählen der HF über eine Minute aufgrund der Kurvenqualität nicht möglich war.

Anschließend wurde die Herzfrequenz mittels deskriptiver Statistik ausgewertet (Angabe gruppiert nach Narkoseversuche und Wachversuche) sowie die Daten nach Tieren und Methoden gruppiert visuell überprüft.

2.9.8. **EKG-Parameter**

2.9.8.1. Anzahl der auswertbaren Parameter

Um die statistische Auswertung der Messergebnisse der EKG-Parameter untereinander in Relation setzen zu können, wurde jeweils die Gesamtzahl der auswertbaren Parameter, sowie der entsprechende Anteil an der maximal möglichen Zahl des jeweiligen Parameters angegeben. Als Bezugsgröße diente hierbei die Anzahl der auswertbaren Kurven multipliziert mit der maximal möglichen Anzahl an Komplexen pro Kurve (16). Angegeben wurde die Gesamtzahl für den Gesamtversuch, gruppiert nach „Narkoseversuche“ und „Wachversuche“, sowie einzeln für die Methoden M9 – M12

(Wachversuche), da hier die größten Unterschiede zu erwarten waren.

2.9.8.2. Verwendete Ableitungen

Mittels deskriptiver Statistik und visueller Überprüfung der Daten wurde ermittelt, in welcher Ableitung die jeweiligen EKG-Parameter am häufigsten ausgewertet wurden (vgl.III.2.9.3).

2.9.8.3. Statistische Kennwerte der EKG-Parameter

Da aus organisatorischen Gründen die Stichprobenzahl der Tiere recht klein bemessen war, war eine Ermittlung von Referenzwerten der einzelnen EKG-Parameter nicht möglich. Zur Orientierung für die klinische Anwendung wurden dennoch die Durchschnittswerte der jeweiligen EKG-Parameter ermittelt. Als Bezugsgruppe wurde sowohl der Gesamtversuch genutzt als auch jeweils gruppiert die Daten der Narkose- bzw. der Wachversuche. Zur Berechnung wurden alle zum jeweiligen Parameter aus der entsprechenden Bezugsgruppe (s.o.) verfügbaren Daten genutzt.

2.9.8.4. Form der P-Welle

Mittels deskriptiver Statistik wurde ermittelt, welche Formen der P-Welle auftraten und welchem Anteil dies an den auswertbaren P-Wellen (vgl. III.2.9.8.1) entsprach. Auch hier wurde wieder auf den Gesamtversuch bezogen sowie gruppiert nach Narkose- bzw. Wachversuchen ausgewertet.

2.9.8.5. Einfluss der Variablen „Tier“ bzw. „Methode“ auf die EKG-Parameter

Bei allen EKG-Parametern wurde visuell anhand von Boxplots überprüft, inwiefern ein Zusammenhang zwischen der Variable „Tier“ bzw. der Variable „Methode“ und dem jeweiligen EKG-Parameter besteht.

2.9.8.6. Zusammenhänge zwischen den Methoden

Es wurde bei allen EKG-Parametern visuell anhand von Boxplots überprüft, ob ein Zusammenhang zwischen den Methoden besteht. Hierfür wurden die Daten unterschiedlich gruppiert betrachtet. So wurde zum einen nach der Elektrodenart gruppiert [Methoden mit Krokodilklemmen (M1, M2, M9, M10) bzw. Methoden mit Nadelelektroden (M3, M4, M11, M12)] und zum anderen nach der Art der Ableitung [Methoden mit Gliedmaßenableitung (M1, M3, M9, M11)] bzw. Methoden mit Nackenableitung (M2, M4, M10, M12)]. Außerdem wurde überprüft, ob ein Zusammenhang innerhalb der genannten Gruppen nur jeweils innerhalb der Narkose- bzw. Wachversuche existieren könnte.

2.9.8.7. Korrelationsanalyse

Die Korrelationsanalysen wurden jeweils mit dem Korrelationskoeffizient nach Pearson sowie mit der Spearman-Korrelation durchgeführt. Zur Veranschaulichung wurden lineare Modelle in einem Streudiagramm erstellt.

Da MCDONALD (1976) schreibt, dass bisher kein Nachweis vorliegt, ob ein Zusammenhang zwischen der Standardmessung der QT-Intervall-Dauer und der nicht-etablierten Messung der QT-Peak-Intervall-Dauer existiert, sollte dieser Zusammenhang in der vorliegenden Arbeit überprüft werden. Dies war nicht möglich, da die Q-Zacke und alle damit zusammenhängenden Parameter aufgrund der fehlenden Datengrundlage nicht ausgewertet werden konnten. Daher wurde stattdessen die Korrelation der Parameter RT-Intervall-Dauer und RT-Peak-Intervall-Dauer geprüft (vgl. III.2.9.2).

Da in der Literatur (DAHMAN, 2006; HUNT, 2013) eine Korrelation zwischen der Körpertemperatur und den Parametern Herzfrequenz, RR-Intervall-Dauer, PR-Intervall-Dauer sowie der RT-Intervall-Dauer beschrieben wurde, wurden auch in der vorliegenden Arbeit die Daten auf die genannten Korrelationen untersucht.

Ebenso sind in der Literatur Korrelationen zwischen dem Körpergewicht und der Herzfrequenz, der RR-Intervall-Dauer, der PR-Intervall-Dauer sowie der RT-Intervall-Dauer und der P-Wellen-Amplitude beschrieben worden (DAHMAN, 2006; HUNT, 2013), daher wurden diese Zusammenhänge ebenfalls mit den vorliegenden Daten überprüft.

Bei Hunden ist bekannt, dass die Körpergröße Einfluss auf verschiedene EKG-Parameter hat. So ist die P-Wellen-Dauer bei Rassen länger als bei

normalgroßen Hunden, die R-Zacken-Amplitude bei kleinen Rassen niedriger als bei Riesenrassen und die R-Zacken-Dauer bei kleinen Rassen kürzer als bei Riesenrassen (BAATZ, 2002). Daher wurde in der vorliegenden Arbeit anhand der KRL überprüft, inwiefern ähnliche Zusammenhänge bei Bartagamen vorliegen.

2.9.9. **Methodenevaluierung**

Um die getesteten Methoden untereinander vergleichend beurteilen zu können, wurde ein eigener Evaluierungsscore entwickelt (vgl. Anhang 10). Die Kriterien für diesen Evaluierungs-Score konnten erst nach Beendigung der Versuche sowie dem Abschluss der manuellen Datenauswertung sinnvoll formuliert werden, da in der Literatur keinerlei Vorlagen bzw. Hinweise existierten.

Bei den Wachversuchen konnten drei unterschiedliche Teilbereiche (Invasivität, Praktikabilität, Auswertbarkeit) beurteilt werden, bei den Narkoseversuchen war ausschließlich die Auswertbarkeit beurteilbar.

Die Auswertung des Scores erfolgte auf mehreren Ebenen: Zunächst wurde jede einzelne Variable der unterschiedlichen Teilbereiche für jede zugehörige Tier-Methoden-Kombination beurteilt. Anschließend wurden die jeweils erreichten Punkte auf einen zehnstufigen-Score hochgerechnet, um eine gleichberechtigte Gewichtung aller Variablen zu erzielen. Pro Methode wurde der Mittelwert der jeweiligen Variablen von allen Tieren ermittelt. Die Methoden wurden zunächst auf der Ebene der einzelnen Variablen verglichen. Im Anschluss wurden die Durchschnittswerte der jeweiligen Variablen eines Teilbereichs miteinander verrechnet, um eine vergleichende Methodenbeurteilung auf der Ebene der Teilbereiche zu ermöglichen. Abschließend erfolgte die Verrechnung der Werte der Teilbereiche, um pro Methode einen Gesamt-Score zu erhalten.

2.9.10. Geräteeinstellungen (Papiergeschwindigkeit, Verstärkung, Filter)

Um für Praktiker eine Empfehlung bzgl. geeigneter Geräteeinstellungen entwickeln zu können, wurden die zur Auswertung verwendeten Geräteeinstellungen (vgl. III.2.9.1) mittels deskriptiver Statistik untersucht. Hierbei wurden jeweils die Papiergeschwindigkeit, die Verstärkung sowie der Netz- und der Muskelfilter einzeln betrachtet. Die Auswertung erfolgte jeweils sowohl für den Gesamtversuch als auch gruppiert für die Narkose- und Wachversuche.

IV. ERGEBNISSE

Grundsätzlich werden in diesem Abschnitt alle Werte als Median mit dem zugehörigen ersten und dritten Quartil (Q1; Q3) angegeben. Zur besseren Vergleichbarkeit mit anderen Arbeiten befinden sich in Anhang 11 und Anhang 12 Tabellen mit allen statistischen Kennwerten (Median, Q1; Q3; Min; Max; Mittelwert; SD).

Bei den farbigen graphischen Darstellungen wurde auf eine klassische rot-grün („Ampel“) -Darstellung verzichtet, um Menschen mit Rot-Grün-Sehschwäche die Interpretation zu erleichtern. Stattdessen wurden Rot- und Blautöne verwendet.

1. Grunddaten (KRL, KGW, KT) der Versuchstiere

1.1. Kopf-Rumpf-Länge (KRL)

Die Versuchstiere (N = 10) wiesen im Median eine KRL von 18,75 cm (Q1: 18,00 cm; Q3: 19,00 cm) auf (siehe Anhang 11). Dabei war eines der Tiere deutlich kleiner (KRL 16,5 cm) und eines deutlich größer (KRL 21,5 cm) als die Übrigen.

1.2. Körpergewicht (KGW)

Die visuelle Überprüfung der Vergleichbarkeit der Parameter „tagesaktuelles KGW“ und „errechnetes KGW“ ergab eine deutliche Übereinstimmung (Anhang 14). Daher wird im weiteren Verlauf ausschließlich das „errechnete KGW“ als Parameter angegeben.

Das errechnete Körpergewicht (siehe III.2.1 und Anhang 11) betrug im Median 265 g (N = 49; Q1: 240 g; Q3: 271 g). Das kleinste und leichteste Tier wog dabei nur 170 g, das größte und schwerste hingegen 455 g (siehe IV.1.1 für KRL).

1.3. Körpertemperatur (KT)

Da die visuelle Auswertung zeigte, dass die Anfangskörpertemperatur (KT₁) jeweils innerhalb der Narkose- und der Wachversuche in einem recht ähnlichen Bereich lag, zwischen den beiden Gruppen jedoch eine Differenz bestand (Abbildung 4), wurden die Werte entsprechend gruppiert ausgewertet (siehe Anhang 11). Die Anfangskörpertemperatur betrug bei den Narkoseversuchen (N = 40) im Median 30,90 °C (Q1: 29,45 °C; Q3: 32,80 °C) und bei den Wachversuchen (N = 40) 33,45 °C (Q1: 32,80 °C; Q3: 35,10 °C). Bei der Analyse der Ausreißer konnten diese fast alle Tier 8 zugeordnet werden (Abbildung 4).

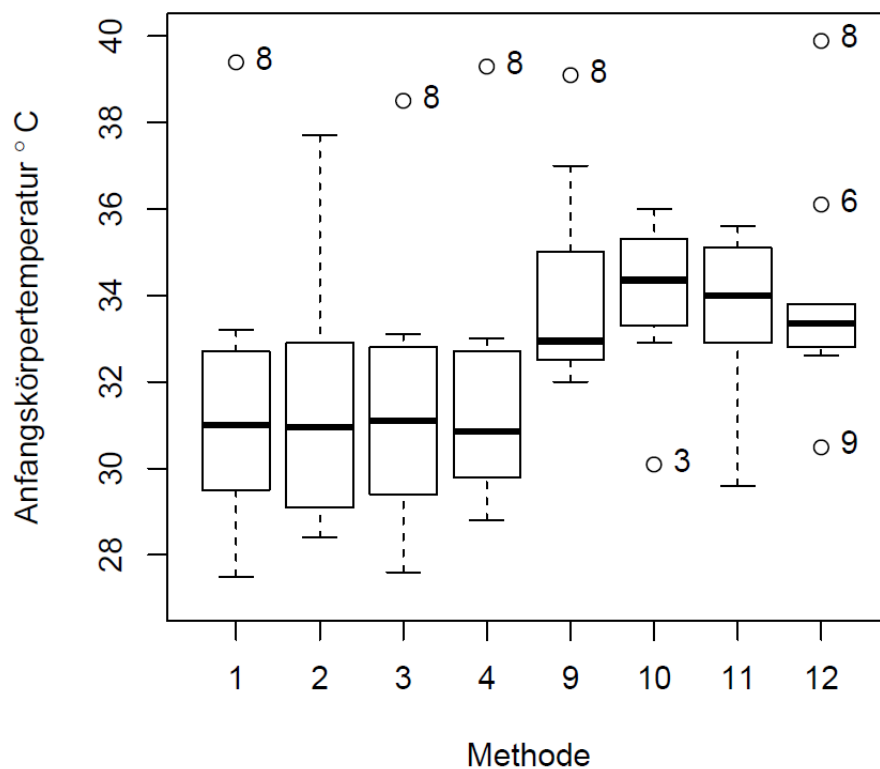


Abbildung 4: Anfangskörpertemperatur (KT₁) nach Methode

Die Temperaturdifferenz zwischen der Anfangskörpertemperatur und der Endkörpertemperatur betrug bei den Narkoseversuchen im Median +0,25 °C (Q1: -0,10 °C; Q3: +0,85 °C) und bei den Wachversuchen +2,00 °C (Q1: +0,90 °C; Q3: +2,95 °C, siehe Anhang 11). Die meisten Ausreißer im Bereich der Narkoseversuche konnten Tier 1 zugeordnet werden.

2. **Narkosedauer (Einleitungsphase & Gesamtdauer)**

Die Einleitungsdauer der Narkose betrug im Median 60,5 min (N = 10; Q1: 53 min; Q3: 69 min), die Narkosegesamtdauer (N = 10) betrug im Median 172,5 min (Q1: 143 min; Q3: 179 min; siehe Anhang 11).

3. **Methodenabbruch-Score**

Aufgrund der Ergebnisse des Methodenabbruch-Scores (siehe III.2.8 und Anhang 15) wurde die Methode 11 (Nadelelektroden, Gliedmaßenableitung, Wachversuch) bei den Tieren, bei welchen eine EKG-Ableitung im ersten Versuch nicht möglich war, nicht wiederholt. Bei Methode 10 (Krokodilklemmen, Nackenableitung, Wachversuch) und Methode 12 (Nadelelektroden, Nackenableitung, Wachversuch) hingegen wurden die jeweiligen Versuche unter Berücksichtigung der kumulativen Abbruchkriterien (siehe III.2.7 und Anhang 8) bei Tier 4 (M10) bzw. bei den Tieren 2, 3, 4 und 8 (M12) wiederholt.

4. **Anzahl ableitbarer sowie auswertbarer Kurven und EKG-Komplexe**

Insgesamt waren 70 Kurven ableitbar, dies entspricht 87,5 % der im Rahmen des Gesamtversuchs geplanten Kurven (N = 80). Davon waren 53 Kurven (75,71 %) auswertbar. In diesen Kurven konnten 815 EKG-Komplexe ausgewertet werden. Dies entspricht 96,11 % der geplanten (siehe III.2.9.1) auszuwertenden Komplexe innerhalb der auswertbaren Kurven (N = 848).

Im Bereich der Narkoseversuche (M1 - M4) waren 40 Kurven ableitbar, was einem Anteil von 100 % an den insgesamt möglichen Narkosekurven entspricht. Hiervon waren 39 Kurven (97,5 %) auswertbar. Innerhalb der auswertbaren Narkosekurven konnten alle geplanten 624 EKG-Komplexe ausgewertet werden.

Bei den Wachversuchen (M9 - M12) waren 30 Kurven ableitbar, dies entspricht einem Anteil von 75,00 % an den insgesamt geplanten Wachversuchen (N = 40). Auswertbar waren hiervon lediglich 14 Kurven (46,67 %). Innerhalb dieser auswertbaren Kurven konnten 191 EKG-Komplexe (85,27 %) ausgewertet werden.

Aufgeteilt auf die verschiedenen Einzelmethoden waren bei den Wachversuchen in M9 und M10 jeweils zehn Kurven ableitbar (entspricht jeweils 100 % der

geplanten Anzahl). Bei M11 waren vier Kurven (40 %) und bei M12 sechs Kurven (60 %) ableitbar.

In M9 und M10 waren jeweils drei Kurven auswertbar (jeweils 30 % der ableitbaren Kurven), in M11 ebenso drei Kurven (75 %) und in M12 fünf Kurven (83,33 %).

Innerhalb der auswertbaren Kurven von M9 und M11 waren jeweils alle 48 EKG-Komplexe (100 %), innerhalb von M10 31 EKG-Komplexe (64,58 %, N = 48) und innerhalb von M12 waren 64 EKG-Komplexe (80 %, N = 80) auswertbar.

Wie in der Abbildung 5 erkennbar ist, schien der Einfluss der Methode auf die Ableitbarkeit einer Kurve größer zu sein als der Einfluss der Tier-Individuen. Hinsichtlich der Auswertbarkeit zeigte sich, dass die Quote bei einzelnen Tieren (u.a. Tier 7) deutlich besser war als bei anderen Tieren (u.a. Tier 6), noch deutlicher war allerdings der Unterschied zwischen den Narkose- (M1 - M4) und den Wachversuchen (M9 - M12).

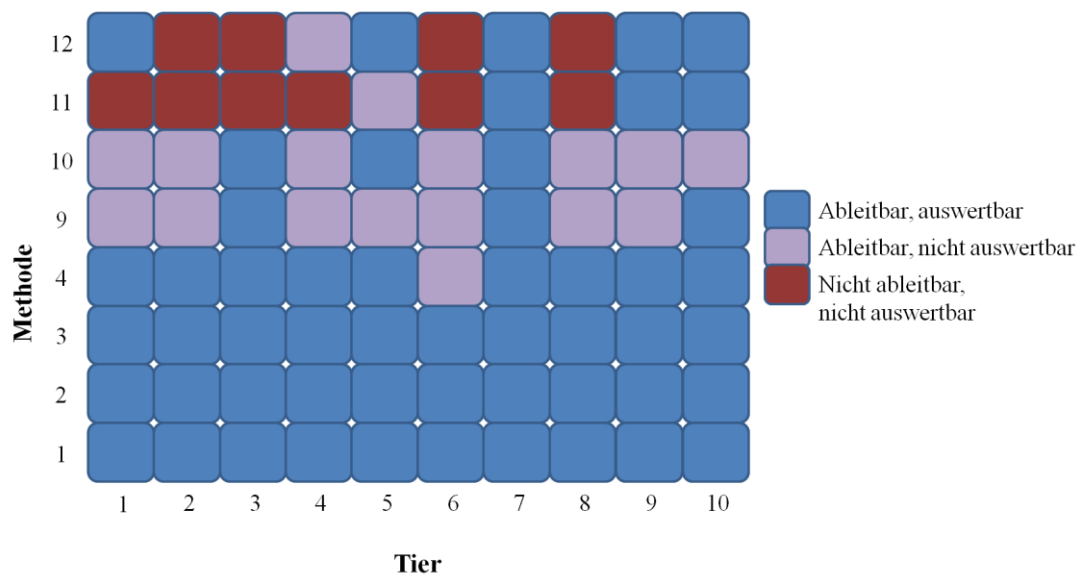


Abbildung 5: Ableitbarkeit und Auswertbarkeit der EKG-Kurven nach Methoden und Tieren

5. Herzfrequenz (HF) und Herzrhythmus

Die visuelle Überprüfung der Vergleichbarkeit der Parameter „ausgezählte HF“ (aHF) und „errechnete HF Mittelwert (eHF_MW)“ ergab eine sehr gute Übereinstimmung der beiden Parameter (N = 28, vgl. Abbildung 6). Hierbei wurde zunächst die Übereinstimmung der aHF mit der eHF_MW überprüft, da der MW instabiler gegenüber Ausreißern ist. Da die Parameter eHF_MW und „errechnete HF Median (eHF_m)“ ebenfalls sehr gut übereinstimmen (N = 39, vgl. Abbildung 6), wird im weiteren Verlauf ausschließlich die eHF_m als Parameter angegeben.

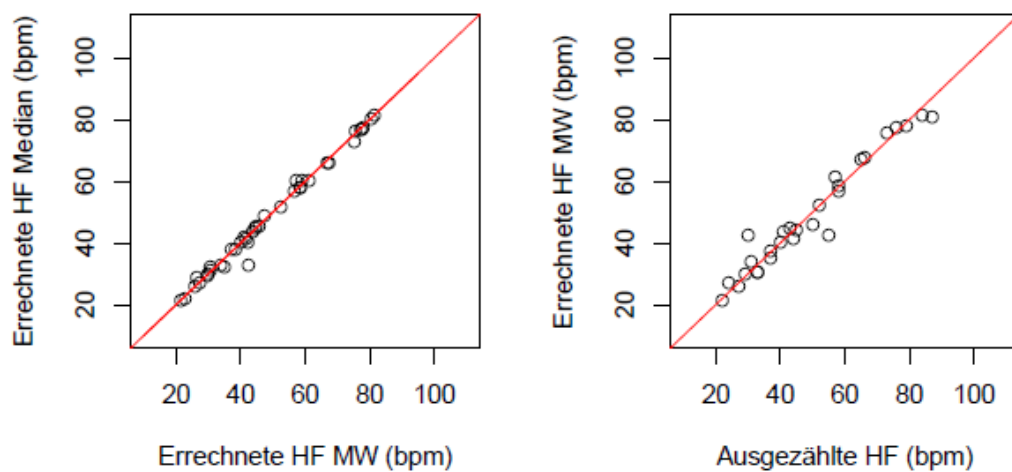


Abbildung 6: Vergleichbarkeit der Parameter "errechnete HF MW" und "errechnete HF Median" sowie "ausgezählte HF" und "errechnete HF MW" von M1-M4

Die visuelle Auswertung der eHF_m, aufgetragen nach Tier und Methode, zeigte, dass in den Narkoseversuchen die HF tendenziell niedriger lag als in den Wachversuchen (Abbildung 7). Daher wurde diese entsprechend gruppiert ausgewertet: Die eHF_m der Narkoseversuche (M1 - M4) betrug im Median 44 bpm (N = 39; Q1: 32,00 bpm; Q3: 61,00 bpm), die der Wachversuche (M9 - M12) 70 bpm (N = 14; Q1: 47 bpm; Q3: 80,00 bpm). Die konkreten Werte (eHF_m) aller Tier-Methoden-Kombinationen lassen sich aus Abbildung 7 entnehmen.

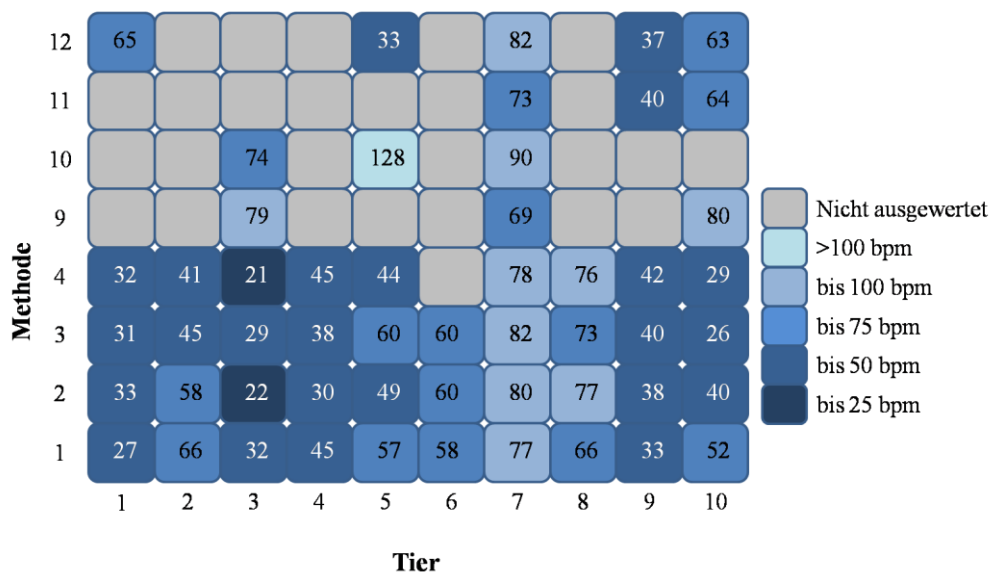


Abbildung 7: Errechnete Herzfrequenz Median nach Tier und Methode

Innerhalb der Narkoseversuche (M1 - M4) zeigte sich, dass der tierindividuelle Einfluss auf die Herzfrequenz größer zu sein scheint als der der Methode (Abbildung 7).

Die restlichen statistischen Kenndaten der errechneten Herzfrequenz, gruppiert nach M1 - M4 und M9 - M12, finden sich in Anhang 11.

Innerhalb einer Methode schwankte die errechnete Herzfrequenz der einzelnen Tiere nur gering, allerdings gab es größere Unterschiede im tierindividuellen Vergleich (Abbildung 8).

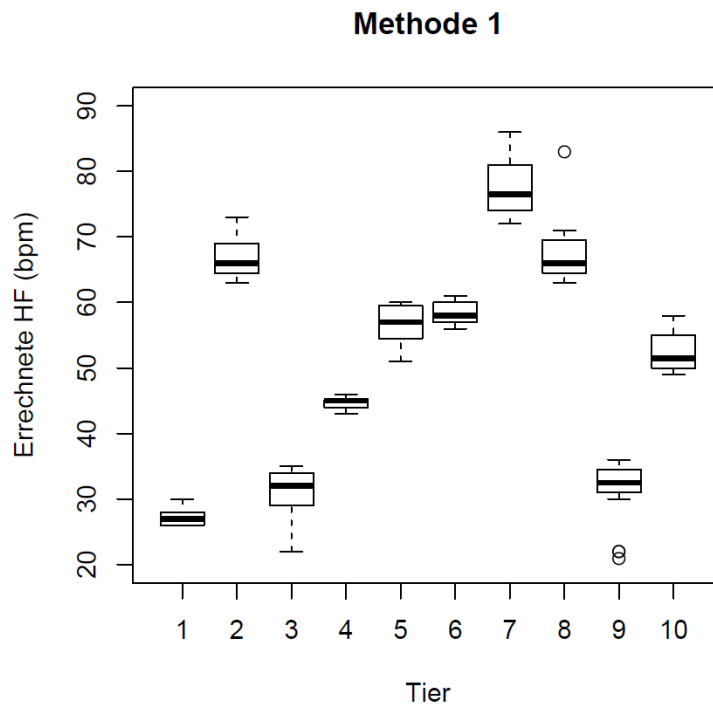


Abbildung 8: Errechnete HF aufgetragen pro Tier am Beispiel von M1

Bei 49 von 53 ausgewerteten Kurven (92,45 %) konnte der Herzrhythmus visuell beurteilt werden, es lag jeweils ein regelmäßiger Herzrhythmus vor.

6. EKG-Parameter

Die Parameter S-Zacke-Amplitude sowie RS-Komplex-Dauer konnten jeweils nur 39-mal ausgewertet werden (vgl. IV.6.1 bzw. Anhang 13). Die genannten Daten stammen zudem von nur zwei bzw. drei (bei Tier 5 konnte eine einzige S-Zacke ausgewertet werden) Tieren. Aufgrund der daraus folgenden geringen Aussagekraft wurde für diese Parameter auf eine weiterführende Auswertung (IV.6.5 und IV.6.6) verzichtet.

Die ST-Strecken-Senkung bzw. -Hebung konnte nur in 28 Fällen beurteilt werden, außerdem besitzt dieser Parameter kaum klinische Relevanz. Daher wurde auf jegliche Darstellung dieses Parameters verzichtet. Da im gesamten Datensatz nur zwei Q-Zacken ausgemessen werden konnten, wurde außerdem auf die Darstellung der Parameter Q-Zacke-Amplitude, PQ-Intervall-Dauer, QRS-

Komplex-Dauer sowie QT-Intervall-Dauer und QT-Peak-Intervall-Dauer verzichtet, ebenso erfolgte keine Beurteilung der Form des QRS-Komplexes.

In Abbildung 9 findet sich eine typische EKG-Kurve wie sie im Rahmen des Versuchs aufgezeichnet wurde.

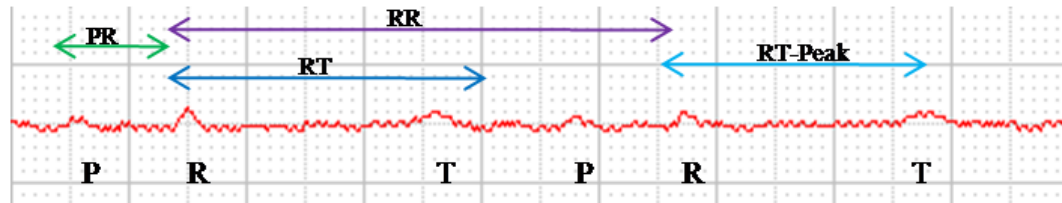


Abbildung 9: Typische EKG-Kurve in Ableitung II am Beispiel von Tier 8 Methode 3

Verwendete Geräteeinstellungen: 50 mm/s, 40 mm/mV, Netzfilter

6.1. Anzahl der ausgewerteten Parameter

Die konkrete Anzahl aller ausgewerteten Parameter inkl. des entsprechenden prozentualen Anteils, jeweils bezogen auf alle Versuche, auf die Narkoseversuche M1 - M4, die Wachversuche M9 - M12 sowie einzeln auf M9, M10, M11 bzw. M12, ist in Anhang 13 dargestellt.

Aufgrund der Definition der Auswertbarkeit der Kurven (siehe III.2.9.3) ist der am häufigsten ausgewertete Parameter die R-Zacke (-Dauer und -Amplitude) mit insgesamt 815 Einzelwerten. Davon wurden 624 innerhalb von M1 - M4 und 191 innerhalb von M9 - M12 ausgewertet. Die P-Wellen-Dauer konnte nur etwa halb so häufig ausgewertet werden ($N_{\text{Gesamt}} = 400$; $N_{\text{M1-M4}} = 344$; $N_{\text{M9-M12}} = 56$). Am seltensten (bis auf die Parameter Q-Zacke und ST-Strecken-Senkung bzw. -Hebung, siehe IV.6) konnten die Parameter S-Zacken-Amplitude und RS-Komplex-Dauer ausgewertet werden, mit je $N_{\text{M1-M4}} = 34$ und je $N_{\text{M9-M12}} = 5$. Die reptilienspezifische SV-Wellen-Dauer konnte insgesamt 105-mal ausgewertet werden, mit $N_{\text{M1-M4}} = 86$ und $N_{\text{M9-M12}} = 19$.

6.2. Für die Auswertung genutzte Ableitungen

Nicht alle EKG-Parameter waren in der zur Auswertung favorisierten Ableitung II gut darstellbar (siehe III.2.9.3). Aufgrund der Definition zur Auswertbarkeit der Kurven wurde der Parameter R-Zacke ausschließlich in der Ableitung II ausgewertet. Die P-Wellen wurden hauptsächlich in Ableitung I ausgewertet (Abbildung 10), ebenso die SV-Wellen. Die S-Zacken hingegen wurden ausschließlich in Ableitung II und die T-Wellen wiederum überwiegend in Ableitung II ausgewertet. Im Anhang 12 findet sich ein Überblick aller EKG-Parameter und der jeweils für die Auswertung des Parameters am häufigsten genutzten Ableitung.

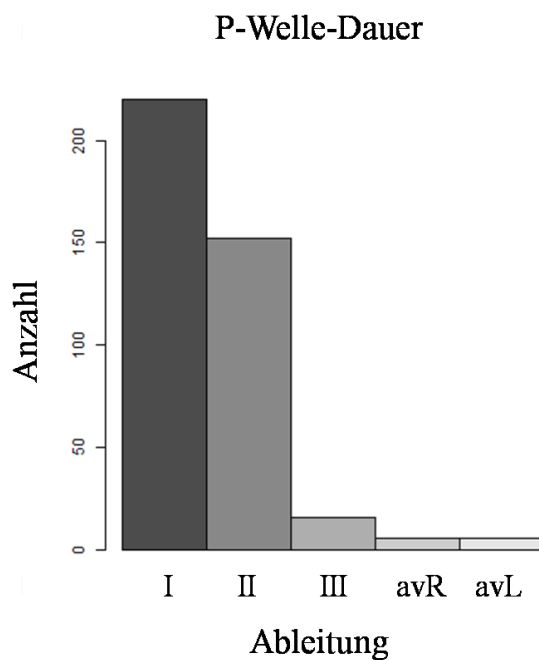


Abbildung 10: Zur Auswertung genutzte Ableitungen, am Beispiel des Parameters P-Welle-Dauer

6.3. Statistische Kennwerte der EKG-Parameter

Die im Gesamtversuch ermittelten Medianwerte der EKG-Parameter sind der Tabelle 2 zu entnehmen.

Tabelle 2: Medianwerte der EKG-Parameter (Gesamtversuch)

EKG-Parameter	Medianwert (Q1; Q3)
P-Welle-Dauer (ms)	55,20 (45,2; 065,60)
P-Welle-Amplitude (mV)	0,03 (0,02; 0,04)
PR-Intervall-Dauer (ms)	263,60 (203,70; 321,70)
RS-Komplex-Dauer (ms)	56,80 (49,30; 60,30)
R-Zacke-Dauer (ms)	45,30 (36,90; 52,40)
R-Zacke-Amplitude (mV)	0,06 (0,04; 0,08)
S-Zacke-Amplitude (mV)	0,02 (0,02; 0,03)
T-Welle-Amplitude (mV)	0,04 (0,03; 0,06)
RT-Intervall-Dauer (ms)	581,00 (503,40; 670,40)
RT-Peak-Intervall-Dauer (ms)	507,50 (431,80; 581,90)
SV-Welle-Dauer (ms)	55,50 (43,80; 81,70)
SV-Welle-Amplitude (mV)	0,03 (0,02; 0,04)
SV-P-Intervall-Dauer (ms)	278,10 (242,20; 362,90)
RR-Intervall-Dauer (ms)	1231,30 (840,00; 1745,20)

Sämtliche Ergebnisse (Angaben gruppiert nach Narkose- bzw. Wachversuchen, außerdem Angabe aller statistischen Kennwerte) sind tabellarisch in Anhang 12 aufgelistet.

6.4. Form der P-Welle

Bei den ausgewerteten P-Wellen wurde nicht nur die Dauer und Amplitude, sondern auch die Form der Welle beurteilt. In 387 von 400 auswertbaren P-Wellen war diese monophasisch positiv (96,75 %). Diese verteilten sich auf 334

von 344 auswertbaren P-Wellen bei den Narkoseversuchen (97,09 %) und 53 von 56 auswertbaren P-Wellen bei den Wachversuchen (94,64 %). Am zweithäufigsten traten monophasisch negative P-Wellen auf (N = 12, entspricht 3,00 % der auswertbaren P-Wellen gesamt). Diese traten sowohl in den Narkose- als auch in den Wachversuchen auf. In den Narkoseversuchen wurde außerdem eine positive gekerbte P-Welle identifiziert (entspricht 0,25 % der auswertbaren P-Wellen gesamt).

6.5. Einfluss der Variable „Tier“ bzw. der Variable „Methode“ sowie Zusammenhänge zwischen den Methoden

Es zeigte sich, dass bei den Parametern P-Welle-Dauer, PR-Intervall-Dauer, R-Zacke-Dauer und R-Zacke-Amplitude sowie RT-Intervall-Dauer und RT-Peak-Intervall-Dauer ein großer Einfluss von sowohl der Variable „Tier“ als auch der Variable „Methode“ vorzuliegen schien (Abbildung 11). Das gleiche Bild zeigte sich bei dem Parameter SV-Welle-Dauer, allerdings ist hier die wesentlich geringere Datengrundlage (siehe Anhang 13) zu beachten.

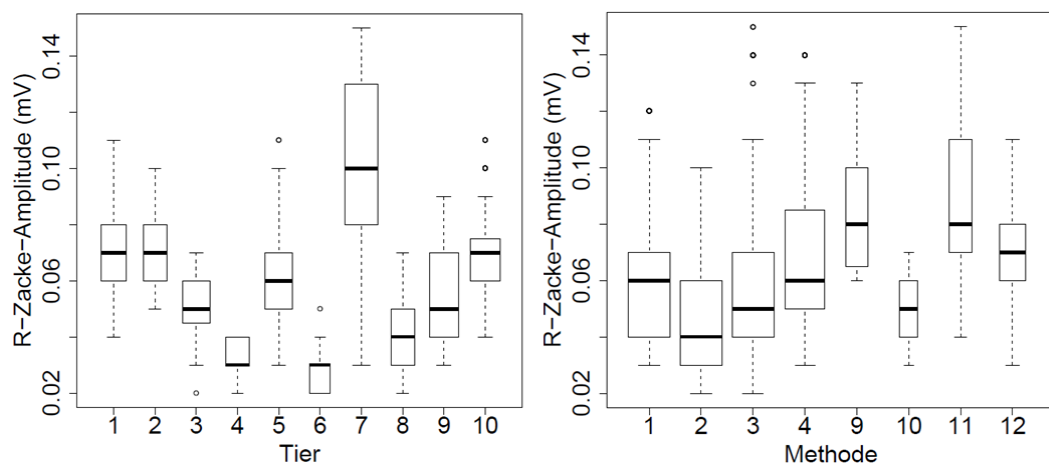


Abbildung 11: Einfluss der Variable „Tier“ bzw. der Variable „Methode“ auf die EKG-Parameter am Beispiel des Parameters R-Amplitude

Bei den Parametern RR-Intervall-Dauer sowie SV-P-Intervall-Dauer (für N siehe Anhang 13) hingegen schien der Einfluss der Variable „Tier“ deutlich größer zu sein als der der Variable „Methode“.

Bei dem Parameter P-Welle-Amplitude wiederum schien weder ein tierindividueller Einfluss noch ein eindeutiger Einfluss der Elektrodenlokalisation (Methode) vorzuliegen (Abbildung 12).

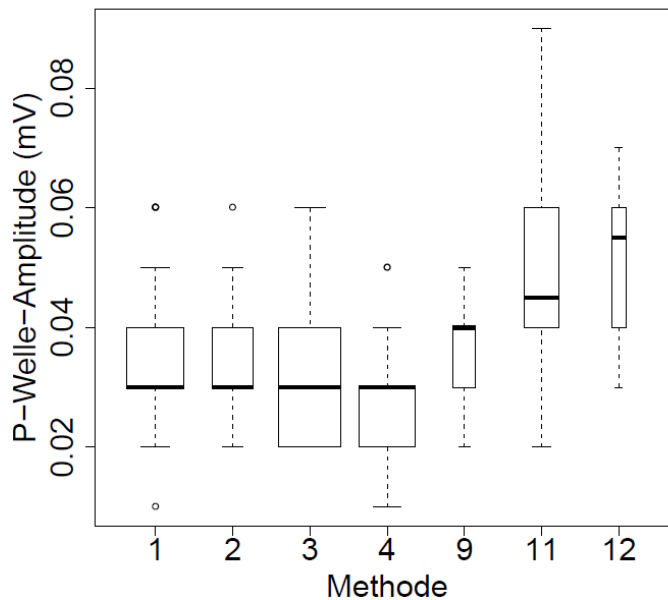


Abbildung 12: Methodenzusammenhänge am Beispiel des Parameters P-Welle-Amplitude
Aufgrund fehlender Daten ist Methode 10 nicht dargestellt

Die visuelle Beurteilung der Boxplots ergab bei keinem der EKG-Parameter eindeutige Hinweise auf Zusammenhänge unter den Methoden.

6.6. Vergleiche zwischen den Ergebnissen der Narkoseversuche (M1 - M4) und der Wachversuche (M9 - M12)

Die Dauer aller ausgewerteten EKG-Parameter (P-Welle, PR-Intervall, R-Zacke, SV-Welle), mit Ausnahme des SV-P-Intervalls, war in den Narkoseversuchen länger als bei den Wachversuchen (siehe Anhang 12). Die größte relative Differenz zwischen den Narkose- und Wachwerten wies hierbei der Parameter RT-Peak-Intervall-Dauer mit 123,75 % auf, die kleinste relative Differenz war bei dem Parameter SV-Welle-Dauer mit 8,29 % zu finden.

Die Amplituden aller ausgewerteten Parameter (P-Welle, R-Zacke, T-Welle, SV-Welle) waren hingegen in den Wachversuchen höher als in den Narkoseversuchen (siehe Anhang 12). Die größte relative Differenz zwischen den Narkose- und den Wachwerten wies hierbei der Parameter T-Welle-Amplitude mit 50,00 % auf, die kleinste relative Differenz war bei der P-Wellen-Amplitude mit 33,33 % zu finden.

6.7. Korrelation zwischen der RT-Intervall-Dauer und der RT-Peak-Intervall-Dauer

Die Auswertung zeigte eine sehr deutliche positive Korrelation zwischen den Parametern RT-Intervall-Dauer und RT-Peak-Intervall-Dauer (Abbildung 13). Der Korrelationskoeffizient nach Pearson betrug 0,85; der Spearman-Korrelationskoeffizient betrug 0,84.

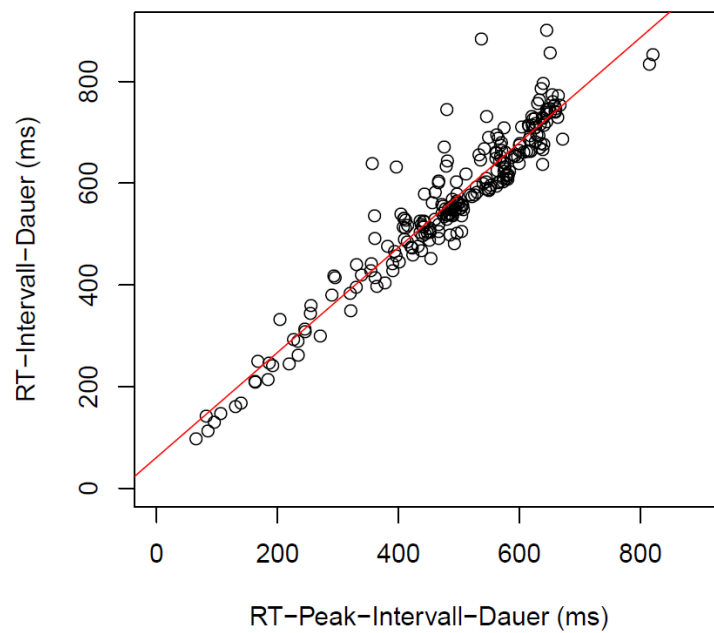


Abbildung 13: Korrelation RT-Intervall-Dauer und RT-Peak-Intervall-Dauer

6.8. Korrelation Körpertemperatur (KT₁)

Im Bereich der zu Beginn der Versuche aufgezeichneten Körpertemperatur (27,5 – 39,5 °C, siehe Anhang 11) ließ sich eine positive Korrelation zwischen der KT₁ und dem Median der errechneten Herzfrequenz (eHF_m; Abbildung 14; Korrelationskoeffizient nach Pearson (r): 0,39 bzw. nach Spearman (r_{SP}): 0,42) nachweisen. Ebenso konnte eine negative Korrelation zwischen der KT₁ und der RR-Intervall-Dauer ermittelt werden (r : -0,44; r_{SP} : -0,42).

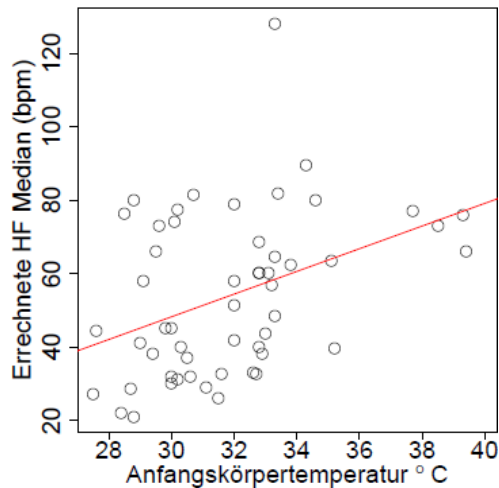


Abbildung 14: Korrelation zwischen der Anfangskörpertemperatur und der eHF_m

Lineares Modell: errechnete HF = $-44,570390 + 3,091471 \times$ Körpertemperatur

Der Parameter PR-Intervall-Dauer zeigte im Bereich der KT₁ eine starke negative Korrelation (Abbildung 15; r : -0,47; r_{SP} : -0,63).

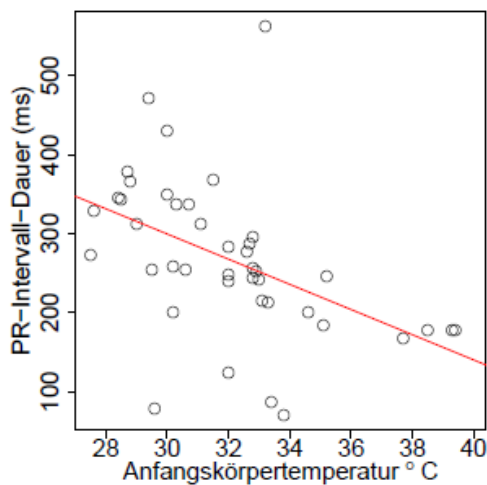


Abbildung 15: Korrelation zwischen der Anfangskörpertemperatur und dem EKG-Parameter PR-Intervall-Dauer

Für die Parameter RT-Intervall-Dauer (r : -0,35; rSP : -0,40) und RT-Peak-Intervall-Dauer (rSP : -0,28; rSP : -0,33) konnte nur eine sehr schwache Korrelation nachgewiesen werden.

6.9. Korrelation Körpergewicht (KGW)

Im vorliegenden Bereich des Körpergewichts (170 g – 455 g; siehe Anhang 11) konnte jeweils zwischen der errechneten Herzfrequenz Median (r : -0,05; rSP : -0,08) sowie der RR-Intervall-Dauer (r : -0,07; rSP : -0,08) und dem errechneten KGW keine Korrelation festgestellt werden. Ebenso ließ sich zwischen dem errechneten KGW und den Parametern PR-Intervall-Dauer (r : -0,17; rSP : -0,04), RT-Intervall-Dauer (r : -0,29; rSP : -0,06) und P-Welle-Amplitude (r : -0,07; rSP : -0,16) keine Korrelation nachweisen.

6.10. Korrelation Kopf-Rumpf-Länge (KRL)

Bei der Korrelationsanalyse zwischen dem vorliegenden Bereich der Kopf-Rumpf-Länge (16,50 cm - 21,50 cm; siehe Anhang 11) sowie bestimmten Parametern konnten aufgrund der geringen Anzahl an Ausprägungen der KRL ($N = 10$) ausschließlich Tendenzen bestimmt werden. Hierbei zeigte sich, dass zwischen der KRL und der errechneten Herzfrequenz Median sowie zwischen der KRL und der R-Zacken-Amplitude tendenziell ein sehr schwacher, negativer Zusammenhang besteht. Zwischen der KRL und der Dauer der P-Welle, zwischen der KRL und der Amplitude der P-Welle sowie zwischen der KRL und der Dauer der R-Zacke scheint tendenziell ein sehr schwacher positiver Zusammenhang zu bestehen.

7. Methodenevaluierung

Die Detailergebnisse der Methodenevaluierung finden sich im Anhang 16.

7.1. Invasivität der Wachversuche (M9 – M12)

Im Bereich des Belastungsgrades schnitt M10 mit einem Score von 6,67 am besten ab, M9 und M11 wurden hingegen jeweils mit einem Score von 4,33 am niedrigsten bewertet (Abbildung 16).

Bei der Toleranz wiesen M9 und M10 beide den maximalen Score von 10,00 auf, am schlechtesten wurde M11 mit einem Score von 4,00 bewertet (Abbildung 16).

Bei der Gesamtbeurteilung der Invasivität schnitt ebenfalls M10 am besten ab (Score: 8,33), am schlechtesten wurde M11 (Score: 4,20) beurteilt (Abbildung 17).

7.2. Praktikabilität der Wachversuche (M9 – M12)

Im Bereich der Zeitdauer waren die Bewertungen recht ähnlich (6,00 – 7,50), wobei M12 die höchste Bewertung und M9 und M11 die niedrigste Bewertung erhielten (Abbildung 16).

Bei der Beurteilung der Anzahl der nötigen Anläufe wurden M9 (Score: 7,40) und M10 (Score: 7,60) am besten bewertet, M11 hingegen mit einem Score von 3,80 am schlechtesten bewertet (Abbildung 16).

Bei der Gesamtbeurteilung der Praktikabilität erhielt M10 den höchsten Score (7,05) und M11 den niedrigsten (Score: 4,90; Abbildung 17).

7.3. Auswertbarkeit (alle Methoden)

Bezüglich des Kriteriums der Auswertbarkeit (beurteilt anhand der Frage, ob die Kurve jeweils ausgewertet werden konnte oder nicht) schnitten die Narkoseversuche M1, M2 und M3 jeweils mit dem maximalen Score von 10,00 am besten ab, M4 lag mit 9 Punkten knapp darunter. Bei den Wachversuchen schnitt M12 (Score: 5,00) am besten ab, M9 – M11 wurden jeweils mit 3,00 bewertet (Abbildung 16). Die Beurteilbarkeit der Kurve (ermittelt anhand des Parameters „Amplitude der R-Zacken“) wurde bei allen Methoden ähnlich gut bewertet, wobei M2 mit einem Score von 8,30 am schlechtesten und M9 und M11 (Score jeweils 10,00) am besten bewertet wurden. Es zeigte sich, dass die Wachversuche minimal bessere Werte erzielten (Score: 9,92 – 10,00) als die Narkoseversuche (Score: 8,30 – 9,73; Abbildung 16).

Bei der Frage, wie viele Einzelbestandteile innerhalb eines EKG-Komplexes ausgewertet werden konnten, waren die Ergebnisse der Narkoseversuche deutlich besser [Score: 2,60 – 4,40 (M3)] als die der Wachversuche [Score: 0,32 (M10) – 1,30; Abbildung 16].

Das gleiche Bild zeigte sich bei der Frage, wie viele EKG-Komplexe pro abgeleiteter Kurve ausgewertet werden konnten. Auch hier war die Bewertung im Bereich der Narkoseversuche deutlich besser [Score: 9,00 – 10,00 (M1, M2, M3)] als bei den Wachversuchen [Score: 1,67 (M10) – 3,67; Abbildung 16].

Bei der Gesamtbeurteilung der Auswertbarkeit schnitten die Narkoseversuche ebenso deutlich besser ab [Score: 7,72 - 8,34 (M3)] als die Wachversuche [Score: 3,72 (M10) – 4,89 (M12); (Abbildung 17)].

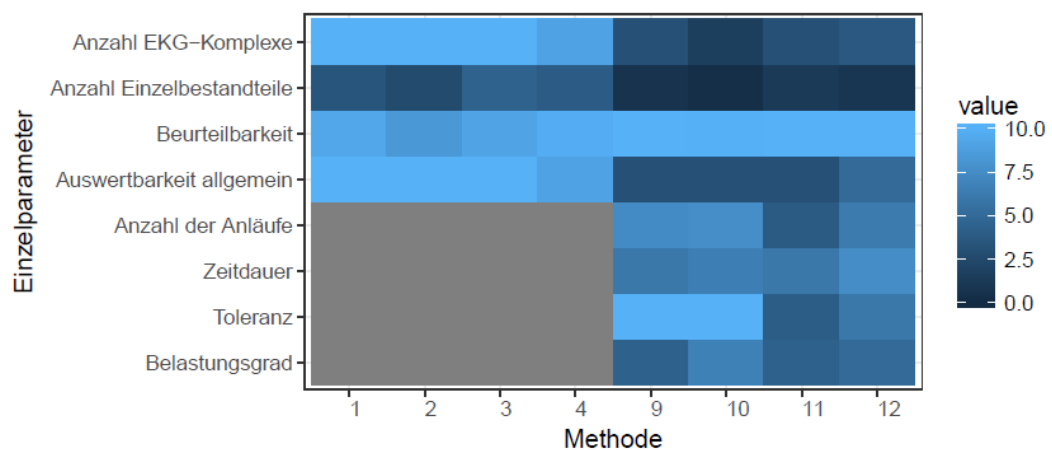


Abbildung 16: Methodenevaluierung (Einzelparameter)

Grau: nicht beurteilbare Methoden

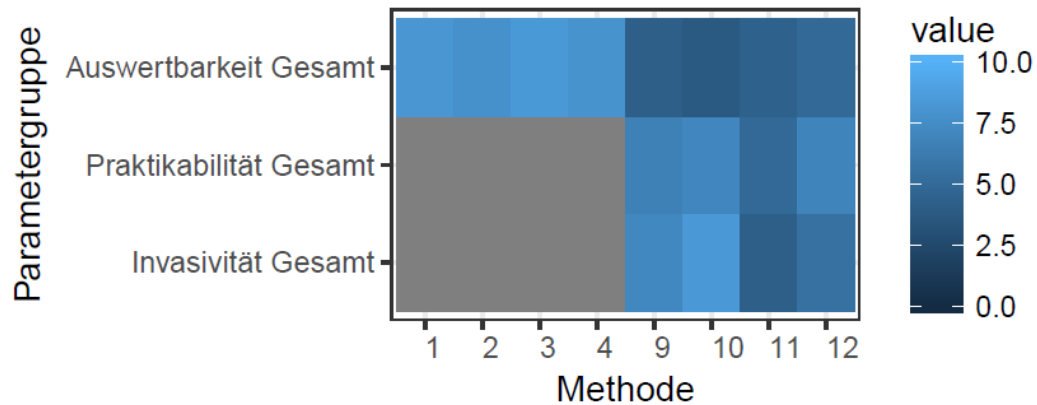


Abbildung 17: Methodenevaluierung (Parametergruppen)

Grau: nicht beurteilbare Methoden

7.4. Gesamtergebnis der Wachversuche (M9 – M12)

Bei der Verrechnung aller Parameter (Invasivität, Praktikabilität, Auswertbarkeit) schnitten M9 (Score: 6,02) und M10 (6,34) am besten ab, am schlechtesten wurde M11 (4,46) beurteilt.

8. Geräteeinstellungen

8.1. Papiergeschwindigkeit

Insgesamt wurden 38 von 53 ausgewerteten Kurven (71,70 %) mit einer Papiergeschwindigkeit von 50 mm/s und 15 Kurven (28,30 %) mit einer Papiergeschwindigkeit von 100 mm/s ausgewertet. Dabei entfielen auf die Narkoseversuche (N = 39) 29 Kurven die mit 50 mm/s (74,36 %) und zehn Kurven (25,64 %), die mit 100 mm/s ausgewertet wurden. Bei den Wachversuchen (N = 14) wurden neun Kurven mit 50 mm/s (64,29 %) und fünf Kurven mit 100 mm/s (35,71 %) ausgewertet. Hierbei wurden M3, M9 und M10 ausschließlich, die restlichen Methoden überwiegend mit 50 mm/s ausgewertet.

8.2. Verstärkung

Um die bestmögliche Auswertbarkeit zu erreichen (siehe III.2.9.1), wurde bei allen Kurven (sowohl bei den Narkose- als auch bei den Wachversuchen) eine Verstärkung von 40 mm/mV gewählt.

8.3. **Filter**

Die bestmögliche Auswertbarkeit (siehe III.2.9.1) wurde bei allen Kurven (sowohl bei den Narkose- als auch bei den Wachversuchen) durch einen eingeschalteten Netzfilter und einen ausgeschalteten Muskelfilter erreicht.

V. DISKUSSION

1. Material & Methodik

1.1. Material

1.1.1. Versuchstiere

Die Versuche wurden an *P. vitticeps* durchgeführt, da es sich hierbei um eine regelmäßig in Menschenobhut gehaltene Echsenart handelt (CANNON, 2003; ROWLAND, 2009; RAITI, 2011; KÖHLER *et al.*, 2013; DÖRNATH, 2014), welche recht häufig in Tierarztpraxen vorgestellt wird (PETERSEN, 2014). Da für diese Spezies noch keine derartigen Untersuchungen vorliegen, und eine Übertragbarkeit der Ergebnisse von anderen Spezies nicht möglich ist (MULLEN, 1967), war es wichtig, die Versuche an der Zieltierart durchzuführen.

Die verwendete Tierart war sehr gut geeignet, da sie aufgrund ihrer Robustheit und den vergleichsweise geringen Ansprüchen leicht auch unter standardisierten Bedingungen artgerecht gehalten werden konnte (CANNON, 2003). In der Studie wurden ausschließlich männliche Tiere genutzt, da zwar nicht von geschlechtsspezifischen Unterschieden im EKG auszugehen war (HUNT, 2013; TAN *et al.*, 2013), aufgrund der geringen Stichprobenzahl jedoch ein etwaiger geschlechtsbedingter Einfluss ausgeschlossen werden sollte. Darüber hinaus weist eine Studie an *Eulamprus heatwolei* (Heatwole's Wasserskink) darauf hin, dass männliche Echsen in Gefangenschaft und bei üblichen Laborarbeiten (u.a. Blutentnahme und Transponder-Implantation) weniger Stress erfahren als weibliche Tiere (LANGKILDE & SHINE, 2006).

In der vorliegenden Arbeit wies eines der Versuchstiere Anzeichen einer Gestaltmorphie („Leatherback“) auf, einige andere zeigten Anzeichen von Farbmorphen. In der Literatur findet sich kein Hinweis, dass Farbmorphen einen Einfluss auf die Ableitung des EKG haben. Auch Gestaltmorphen wie „Leatherback“ und „Silkback“ scheinen keinen Einfluss auf die elektrische Leitfähigkeit der Haut und damit die Qualität der EKG-Ableitung zu haben (HUNT, 2013).

Der Stichprobenumfang war aufgrund der tierschutzbedingten

Haltungsanforderungen mit zehn Tieren recht klein bemessen, weshalb die vorliegende Arbeit grundsätzlich nur Tendenzen und Orientierungswerte ermitteln konnte. Um die Ergebnisse zu erhärten, müssten weitere Studien mit einer größeren Stichprobenzahl durchgeführt werden.

1.1.1.1. Voruntersuchungen

Der Body-Condition-Score von WAHLE (2014) zur Beurteilung des Ernährungszustandes erwies sich als einfach in der Anwendung und erlaubte eine objektive Beurteilung des Ernährungszustandes. Auch bei der Beurteilung durch verschiedene Personen wurden zumeist übereinstimmende Werte ermittelt.

Die Anzahl der parasitologischen Kotuntersuchungen erwies sich als ausreichend, um den Status der Tiere zu beurteilen. Die Verwendung von Sammelkotproben anstelle von frischen Einzelkotproben hätte vermutlich die Nematoden- und Kokzidiendiagnostik verbessert, jedoch die Beurteilung der Flagellaten-Spezies deutlich verschlechtert. Die festgestellten Befallsraten waren hierbei für die *Oxyuridae* sowie für die *Choleo-imeria sp.* deutlich höher als bei BECK & PANTCHEV (2012) angegeben (*Oxyuridae* : 100 % vs. 61,6 %; (*Choleo*)-*imeria sp.*: 20 % vs. 1,5 %). Bei den *Isospora sp.* hingegen waren die Befallsraten vergleichbar (eigene Untersuchung: 40 % vs. BECK & PANTCHEV (2012): 43,5 %).

1.1.2. Geräte zur Versuchsdurchführung (Transponder, PC-EKG)

1.1.2.1. Transponder & Lesegerät

Der Literatur zufolge (NORTON *et al.*, 2014) ist in der Regel Gewebekleber zum alleinigen Verschluss der Injektionsstelle nach einer Transponderapplikation ausreichend, in diesem Zusammenhang ist daher keine Analgesie bzw. Antiphlogese notwendig. Aufgrund der Größe des Hautdefektes sowie im Zusammenhang mit den reptilienspezifischen Hauteigenschaften (geringes Verkleben von Wundrändern, einrollen der Wundränder) wurde in der vorliegenden Arbeit zusätzlich ein Hautheft angebracht um sicherzustellen, dass der Transponder nicht durch die Implantationsstelle verloren gehen kann. Aufgrund des durch das Hautheft verursachten stärkeren Traumas im Vergleich zur alleinigen Nutzung von Gewebekleber wurde einmalig im Anschluss ein Antiphlogistikum appliziert. Aufgrund der Erfahrungen der vorliegenden Arbeit,

dass bei *P. vitticeps* zur zusätzlichen Sicherung ein Hautheft nötig ist, wird für zukünftige Transponderapplikationen empfohlen, in entsprechendem zeitlichen Abstand vor der geplanten Applikation ein geeignetes Analgetikum mit zusätzlicher antiphlogistischer Wirkkomponente zu verabreichen.

Die Ermittlung der Körpertemperatur mittels der implantierten Transponder stellte sich als weitgehend stressfreie Variante dar, wodurch sie vor allem im Vergleich mit der üblichen Messung mittels Kloakalsonde einen deutlichen Vorteil aufwies. Gerade bei Bartagamen erfordert das korrekte Einführen der Kloakalsonde aufgrund der besonderen anatomischen Situation (Schleimhautfalte im Kloakalbereich) Erfahrung und bedeutet in der Regel deutlichen Stress für die Tiere, welcher ggf. die Messwerte verändern könnte. Daher ist es nicht ratsam, direkt vor den Versuchsaufzeichnungen die Körpertemperatur per Kloakalsonde zu ermitteln. Allerdings funktionierte das Auslesen nicht immer reibungslos, in der Regel musste das Lesegerät sehr nah am Tier sein (wenige mm - cm). Auch dauerte der Auslesevorgang sehr unterschiedlich lange. In der Regel funktionierte es innerhalb von Sekunden, in Einzelfällen dauerte der Auslesevorgang aber auch bis zu drei Minuten. Das Auffinden des Transponders war kein Problem, da diese bei den Bartagamen gut sichtbar waren. Allerdings musste auch hier in Einzelfällen mehrfach die Position des Lesegeräts geändert werden bis der Transponder vom Gerät erkannt wurde. Sowohl bei den Abweichungen in der Dauer des Auslesevorgangs als auch bei der Identifikation des Transponders durch das Lesegerät ließ sich kein Muster erkennen. Die Ursache hierfür ist unbekannt. Es kann nur gemutmaßt werden, dass vermutlich der hohe Keratingehalt der Schuppen ein Problem für die Kommunikation zwischen Transponder und Lesegerät darstellte.

Dank der patentierten Antimigrationskappe der Transponder verblieben diese bei allen zehn Tieren über den gesamten Projektzeitraum exakt am Implantationsort. Ein Transponder fiel zu Anfang des Projekts aus ungeklärten Gründen aus und musste daher chirurgisch entfernt und ausgetauscht werden. Dabei fiel auf, dass der Transponder zu einer deutlichen lokalen Entzündung mit bindegewebsartigen Verklebungen mit dem umliegenden Gewebe geführt hatte.

Im Rahmen der Narkoseversuche fiel auf, dass die vom Transponder gemessene Körpertemperatur je nach Lage der mit Warmwasser gefüllten Handschuhe vermutlich beeinflusst wurde. Es wurde daher im Versuchsverlauf darauf

geachtet, dass die Handschuhe keinen direkten Kontakt zu der Implantationsstelle hatten. Allerdings stellt sich die Frage, inwieweit die mittels der subkutan implantierten Transponder ermittelte Körpertemperatur mit der Körperkerntemperatur vergleichbar ist. Den Beobachtungen im Studienverlauf nach kann nicht ausgeschlossen werden, dass die Messwerte aufgrund der subkutanen Lokalisation durch externe Wärmequellen verfälscht werden könnten.

Dies müsste in weiterführenden Studien untersucht werden. Solange hierzu keine weiteren Erkenntnisse vorliegen, ist es vermutlich ratsam, in Kombination mit derartigen Transpondern besser eine externe Wärmequelle unterhalb des Tieres anzubringen, um einer etwaigen Messwertverfälschung vorzubeugen. Ebenso müsste untersucht werden, inwiefern unter Berücksichtigung dieser neuen Erkenntnisse ein Infrarot-Laserthermometer die gleichen Messergebnisse wie die Transponder erzielen könnte.

1.1.2.2. PC-EKG

Die Arbeit mit dem PC-EKG und der zugehörigen Software war weitgehend intuitiv möglich. Die Möglichkeit, die Daten mit einer Papiergeschwindigkeit von 100 mm/s auszuwerten, lag allerdings erst nach einem Software-Update vor.

Mit einem höheren Verstärkungsgrad als dem von der Software vorgegebenen Maximum von 40 mm/mV könnte die Diagnostik bei Bartagamen noch deutlich verbessert werden.

Die Nutzung der digitalen Auswertung, ein großer Vorteil im Bereich der Kleintiermedizin, war aufgrund der reptilientypischen Kurvenmorphologie nicht möglich. Hierzu müsste zunächst die Software an die spezifischen Anforderungen angepasst werden. Daher musste die Auswertung manuell mit für jede Kurve individuellen Einstellungen auf Basis der Ausdrucke vorgenommen werden.

1.2. **Methodik**

1.2.1. **Ermittlung des Körpergewichtes (KGW)**

Da das errechnete KGW stark mit dem tagesaktuellen KGW korrelierte, stellte sich diese Methodik als sehr erfolgreich dar. Der Vorteil lag darin, dass das KGW nicht auch am Versuchstag ermittelt werden musste, wodurch das Handling und damit ein potentieller Stressfaktor für die Tiere am Versuchstag reduziert werden konnte.

1.2.2. **Versuchsgruppen, Methodenreihenfolge**

Durch die zufällige Festlegung der Zuordnung der Versuchstiere in die jeweilige Versuchsgruppe sowie die zufällige Festlegung der Methodenreihenfolge innerhalb der Narkoseversuche wurde sichergestellt, dass ein Einfluss der Reihenfolge der Methoden auf die Messergebnisse sehr unwahrscheinlich ist.

1.2.3. **Versuchsvorbereitungen**

Da bei Reptilien die Herzfrequenz unter anderem mit der Umgebungstemperatur zusammenhängt, ist es für die Vergleichbarkeit der EKG-Aufzeichnungen wichtig, stets die gleiche Umgebungstemperatur einzuhalten (MITCHELL, 2009). Hierfür erwies sich die festinstallierte, thermostatgesteuerte Raumheizung als sehr nützlich.

Die Körpervorzugstemperatur (preferred optimum temperature zone; POTZ) von Bartagamen wird in der Literatur unterschiedlich angegeben. LONGLEY (2008) nennt in einer Übersichtstabelle 25 – 35 °C als Grundtemperatur und 38 – 42 °C als Sonnenbereich, ROSSI (2006) hingegen gibt für die Tagestemperatur eine POTZ von 28,9 – 31,1 °C an. In der vorliegenden Arbeit wurde eine Raumtemperatur von 24 °C gewählt, da diese in einer Standard-Praxissituation auch gut erreicht werden kann und nur knapp unterhalb der POTZ nach LONGLEY (2008) liegt. Zudem hatten die Tiere direkt vor Versuchsbeginn die Möglichkeit, sich unter einem UV-B-Spot aufzuwärmen (siehe folgender Abschnitt).

Entgegen der ursprünglichen Planung wurden die Tiere nicht zu Versuchsbeginn für 30 Minuten in lauwarmes Wasser gesetzt, sondern anstelle dessen für 30 Minuten unter eine UV-B-Lampe. Dies lag darin begründet, dass sich zu Versuchsbeginn herausstellte, dass die feuchten Schuppen die Ableitbarkeit des EKG massiv verschlechterten und teilweise sogar unmöglich machten. Ein zusätzlicher Vorteil der UV-B-Lampe lag darin, dass auf diese Art und Weise unabhängig von der Tageszeit eine ausreichende Körpertemperatur bzw. ein aktiver Stoffwechsel beim Versuchstier zu Versuchsbeginn vorlagen. Dies wäre ausschließlich durch das Baden in lauwarmem Wasser nicht garantiert gewesen und somit hätte die Tageszeit bei der Versuchsplanung noch stärker berücksichtigt werden müssen. Zudem erwies sich der Aufenthalt unter der UV-B-Lampe für die Versuchstiere als deutlich stressfreier als der geplante Aufenthalt im lauwarmen

Wasser, wodurch die Änderung auch im Sinne des Tierschutzes (geringstmögliche Belastung) war.

Zur Verbesserung der elektrischen Leitfähigkeit wurde zunächst das vom Hersteller des PC-EKG empfohlene Elektrodengel (siehe Anhang 2) verwendet. Da dieses aus ungeklärten Gründen trotz fachgerechter Reinigung und Desinfektion nach Rücksprache mit dem Hersteller zu Rostbildung an den Elektroden führte, wurde anstelle des Elektroden-Gels 70 %iger medizinischer Alkohol verwendet (TILLEY & SMITH JR, 2008).

Die Qualität der Ableitung änderte sich bei Verwendung des Alkohols anstelle des Gels nicht, allerdings war ein deutlicher Nachteil des Alkohols gegenüber dem Gel dessen schnelles Verdunsten. Hierdurch musste bei den Narkoseversuchen der Alkohol wiederholt aufgetragen werden, um eine gleichbleibend gute elektrische Leitfähigkeit zu gewährleisten.

Bei den Wachversuchen erwies es sich als vorteilhaft, den Tieren eine Art Sitzgelegenheit auf dem Tisch anzubieten, hierfür wurde in der vorliegenden Arbeit ein Lochstein (siehe Anhang 2) gewählt, da dieser eine gute Größe hatte und leicht mit Einmalunterlagen umwickelt werden konnte. Bei größeren Verschmutzungen wäre auch ein autoklavieren möglich gewesen. Der Vorteil gegenüber dem Platzieren der Tiere direkt auf der Tischplatte bestand darin, dass die Tiere sich auf der leicht erhöhten Position offensichtlich sicherer fühlten und somit der Drang, direkt nach dem Absetzen loszulaufen, weitaus geringer war.

1.2.4. **Methodik Wachversuche (M9 – M12)**

1.2.4.1. Nadelklemmen-Elektroden

Anstelle der handelsüblichen Nadelelektroden wurden selbst hergestellte Nadelklemmen-Elektroden verwendet (siehe III.2.4.3). Dies lag darin begründet, dass sowohl die im Handel verfügbaren Nadelelektroden zum Einmalgebrauch als auch diejenigen für eine Mehrfachverwendung nicht stabil und spitz genug waren, um die im Vergleich zum Säugetier recht feste Bartagamenhaut ohne massive Krafteinwirkung zu durchdringen. Die in der vorliegenden Arbeit genutzte Kombination aus Injektionskanülen und Krokodilklemmen orientierte sich dabei an den Empfehlungen von KIK & MITCHELL (2005).

Entgegen der ursprünglichen Planung wurden die Nadelklemmen-Elektroden

nicht an der kaudalen Gliedmaßenseite mit Stichrichtung kranial angebracht, da es sich herausstellte, dass bei dieser Art der Anbringung die Kanülen dazu neigten sich im Gewebe zu drehen, sobald das Gewicht der Krokodilklemmen auf ihnen lastete. Aus Tierschutzgründen wurde daher von dieser Art der Anbringung abgesehen.

1.2.4.2. Elektrodenapplikationsstellen

In der Literatur sind verschiedenste Elektrodenapplikationsstellen für die EKG-Ableitung bei einzelnen Echten-Spezies beschrieben worden. Die vorliegende Arbeit untersuchte vergleichend die beim Säugetier übliche standardisierte Gliedmaßenableitung sowie eine modifizierte Form derselben, die sogenannte Nackenableitung. Hierbei wurden, entsprechend den Empfehlungen von KIK & MITCHELL (2005) sowie MITCHELL (2009), die kranialen Elektroden im Nackenbereich statt an den Vordergliedmaßen und nach der Empfehlung von GIRLING & HYNES (2004) die kaudalen Elektroden an den Hintergliedmaßen angebracht. Beide Applikationsstellen erwiesen sich als gut umsetzbar, allerdings reagierten die Versuchstiere an den Akren tendenziell empfindlicher als im Nackenbereich. Eine Methode, die vollständig ohne eine Elektrodenapplikation an den Gliedmaßen auskommt könnte vermutlich noch besser toleriert werden. Hierzu ist weitere Forschung nötig.

1.2.5. **Inhalationsnarkose (Isofluran)**

1.2.5.1. Exogene Wärmezufuhr

Die exogene Wärmezufuhr während der Narkoseversuche erfolgte mittels warmwassergefüllter Untersuchungshandschuhe, wie sie in jeder Kleintierpraxis vorrätig sind. Durch elektrische Heizmatten, welche üblicherweise bei narkotisierten Reptilien verwendet werden, trat eine nicht zu behebende elektrische Interferenz auf, welche eine Interpretation der abgeleiteten Kurve unmöglich machte (Abbildung 18). Der Netzfilter konnte einen Teil dieser Interferenzen „heraus rechnen“, dies reichte aber nicht aus, um die Kurve beurteilen zu können (Abbildung 18). Ein zusätzlich eingeschalteter Muskelfilter konnte zwar die durch die Heizmatte verursachte Interferenz eliminieren, dämpfte dabei aber gleichzeitig alle Ausschläge so stark, dass eine Auswertung nicht mehr möglich bzw. sinnvoll war. Aus diesem Grund war die zeitgleiche Nutzung beider Filter keine Option (Abbildung 18). Eine Alternative zu den mit Warmwasser

gefüllten Untersuchungshandschuhen wären Wärmflaschen oder sogenannte SnuggleSnafe-Wärmekissen gewesen. Der Vorteil dieser Varianten liegt in der Möglichkeit, die Patienten analog zur Heizmatte auf dem wärmenden Element zu positionieren.

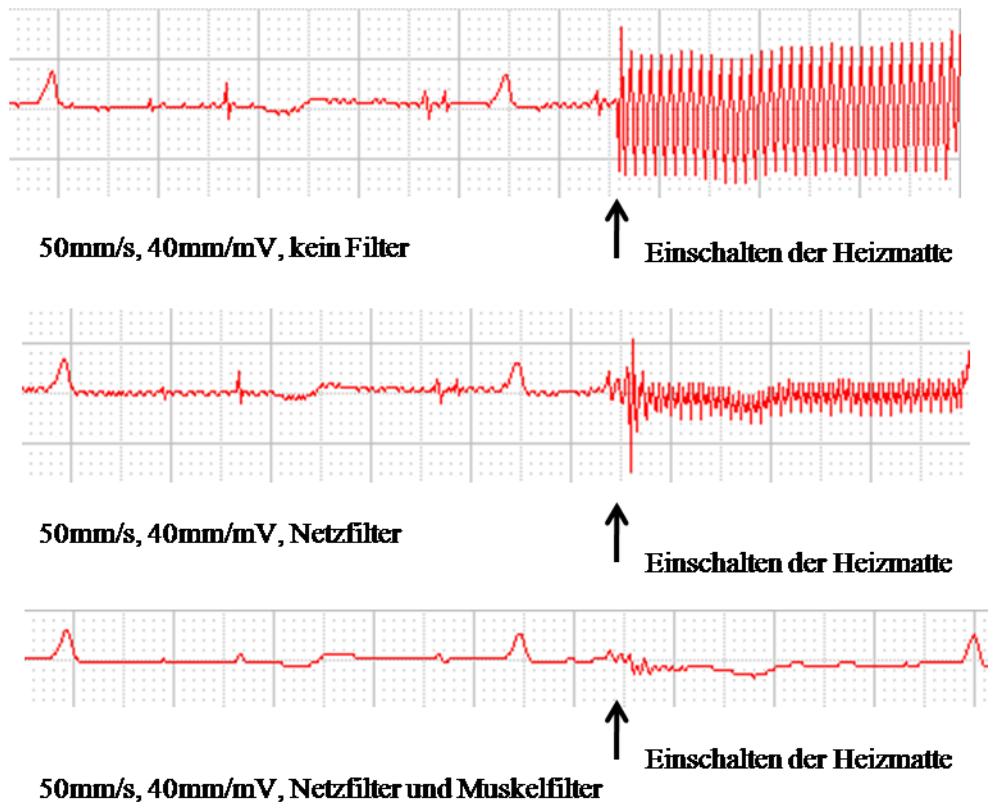


Abbildung 18: Elektrische Interferenz bei der EKG-Aufzeichnung durch die Heizmatte
Alle drei Kurven: Ableitung II

1.2.5.2. Narkosemonitoring anhand von Reflexen

Derzeit existiert für Reptilien kein einheitliches, etabliertes und standardisiertes Reflexschema zur Beurteilung der Narkosetiefe (SCHUMACHER & MANS, 2014). Daher erfolgt die Interpretation der Reflexe in der Literatur teilweise unterschiedlich. So geben REDROBE (2004), HEARD & STETTER (2007) und VIGANI (2014) an, dass der Kloakalreflex in der chirurgischen Toleranzphase noch erhalten sein sollte, bzw. dass die Narkose zu tief ist, wenn der Kloakalreflex erloschen ist. Diese Definition wurde auch in der vorliegenden Arbeit genutzt. KÖLLE *et al.* (2012) hingegen zitieren Sanz Villar und Cruz (2007) und gehen davon aus, dass ein ausgefallener Kloakalreflex Mittel der Wahl ist, um den Zeitpunkt der ausreichenden Analgesie in der chirurgischen Toleranzphase zu

erkennen.

Grundsätzlich wird in der Literatur davon ausgegangen, dass im chirurgischen Toleranzstadium der Schmerzreflex erloschen sein sollte (BENNETT, 1991; REDROBE, 2004; HEARD & STETTER, 2007; BERTELSEN, 2014).

Die eigenen Beobachtungen während der Narkoseversuche zeigten, dass der Zehenrückzieh- und der Schwanz-Reflex, welche in der Literatur teilweise als „Schmerzreflex“ zusammengefasst werden, deutliche tierindividuelle Unterschiede aufweisen und damit eine Interpretation hinsichtlich der Narkosetiefe anhand dieser Reflexe nur schlecht möglich ist. Einige Tiere zeigten eine sehr rasche und heftige Reaktion auf den Schmerzstimulus im Wachzustand, in Narkose erlosch dieser Reflex nie vollständig oder erst sehr spät. Andere Tiere reagierten im Wachzustand kaum oder nur sehr träge auf den Schmerzreiz, der Reflex fiel bereits in der tiefen Sedation vollständig aus. Wieder andere Tiere reagierten im Vergleich mit den anderen „gemäßigt“ im Wachzustand und brauchten vergleichsweise lange, bis der Reflex erloschen war. Auch zeigten einige Tiere paradoxe Reaktionen: Im Wachzustand erfolgte keine Reaktion auf den Schmerzreiz, in der Sedation bzw. Narkose schon. Leider konnte für das unterschiedliche Verhalten der Tiere in der vorliegenden Studie keine Erklärung gefunden werden. Es scheint tierindividuell unterschiedlich hohe Reizschwellen zu geben, die vor Nutzung des Reflexes beim jeweiligen Individuum zunächst ermittelt werden müssten. Hierfür wäre weitere Forschung wichtig, im Rahmen derer ein derartiger Score erstellt werden könnte.

Zudem zeigten vereinzelte Tiere im Rahmen der Narkoseeinleitung einen Wegfall aller Reflexe bis auf den Kloakalreflex und den Palpebralreflex sowie ein Aussetzen der Spontanatmung. Bei der direkt im Anschluss erfolgenden Fixation und Maulöffnung zur Intubation wachten diese Tiere spontan vollständig auf, eine Intubation war nicht möglich, alle Reflexe waren zu diesem Zeitpunkt wieder voll erhalten. REDROBE (2004) erwähnt, dass alle im Rahmen des Narkosemonitoring untersuchten Reflexe bei Überstimulation nicht mehr auslösbar sein können und damit nicht zwingend unterschieden werden kann ob ein Reflex aufgrund der Narkosetiefe oder aufgrund der vorangegangenen Überstimulation nicht mehr auslösbar ist. Betroffen sind hierbei laut REDROBE (2004) vor allem der Palpebral- und der Kornealreflex. Dies könnte zwar vermutlich eine Erklärung für die Tiere sein, die bei der Maulöffnung sofort

wieder aufwachen, da aber in diesen Fällen gerade der von REDROBE (2004) genannte Palpebralreflex nicht erloschen war, erscheint es wenig plausibel.

Das Aussetzen der Spontanatmung ist als typische Reaktion auf eine Propofol-Injektion zu werten, die von der Injektionsgeschwindigkeit sowie der verwendeten Dosis abhängt (REDROBE, 2004).

In der vorliegenden Arbeit wurde die Narkosetiefe anhand der Parameter Zehenrückziehreflex, Schwanzrückziehreflex, Palpebralreflex, Umkehrreflex und Kloakalreflex beurteilt, sodass davon ausgegangen werden kann, dass die Narkosetiefe trotz der Schwierigkeiten mit dem Zehenrückzieh- und Schwanzreflex korrekt beurteilt wurde.

1.2.5.3. Narkoseeinleitung

Zur intravenösen Narkoseeinleitung mit Propofol waren je nach Einzeltier unterschiedlich hohe Dosierungen nötig. Die Tiere reagierten sehr individuell auf die Injektion: Einige verloren, ähnlich wie Säugetiere, bereits während der Injektion das Bewusstsein und erschlafften sofort, andere Tiere wiederum benötigten deutlich länger, bis eine tiefe Sedation einsetzte bzw. erreichten diese erst bei einer deutlich höheren Dosierung. Da aus der Literatur bekannt ist, dass eine paravenöse Propofol-Injektion wirkungslos ist (KÖLLE *et al.*, 2012; BERTELSEN, 2014), wurde bei der Injektion streng darauf geachtet, dass das Hypnotikum intravenös verabreicht wurde. Hierzu wurde direkt vor und auch während der Applikation wiederholt vorsichtig aspiriert um den Venenzugang zu kontrollieren. Durch diese Vorgehensweise erscheint es unwahrscheinlich, dass die von einigen Tieren benötigten höheren Dosierungen auf eine paravenöse Applikation zurückzuführen sind. KÖLLE *et al.* (2012) geben zu bedenken, dass es sich bei den in der Literatur angegebenen Dosierungsempfehlungen häufig nur um Erfahrungswerte handelt und weitere Faktoren wie die Umgebungstemperatur, die Herkunft des Tieres sowie dessen Gesundheitszustand zusätzlich zur Dosisfindung mit in Betracht gezogen werden müssen. Die Aussagen, dass bei einem geschwächten Tier oft schon eine deutlich niedrigere Dosis ausreicht als bei einem klinisch gesunden Tier (KÖLLE *et al.*, 2012), könnte eine Erklärung für die in der vorliegenden Arbeit teilweise höheren benötigten Dosierungen sein. So waren alle Tiere im Gegensatz zu den Patienten im Praxisalltag klinisch gesund und fit. Auch WEEGER (2002) berichtet in ihrer Studie ebenfalls von

verschiedenen Echsen-Spezies, bei denen mit 10 mg/kg KGW Propofol i.v. kein Toleranzstadium ausgelöst werden konnte.

Die Autorin diskutiert als Ursachen eine paravenöse Injektion oder aber auch eine rasche Umverteilung des Wirkstoffs bei Tieren mit einem größeren Körperfettanteil.

Da Propofol vergleichsweise rasch abgebaut wird und nicht kumuliert (REDROBE, 2004; MOSLEY, 2005), ist unabhängig von der Dosierung eine Auswirkung auf die EKG-Messwerte sehr unwahrscheinlich, auch wenn Propofol eine dosisabhängige kardiovaskuläre Depression bewirken kann.

1.2.6. **Kumulative Abbruchkriterien / Tierschutzscore**

Beim praktischen Einsatz zeigte sich, dass der verwendete Score (Anhang 8) nur eine sehr grobe Beurteilung der Belastung ermöglichte. Für eine detailliertere Beurteilung der Tiere könnten eine feinere Abstufung sowie eine Erweiterung der möglichen Verhaltensweisen bzw. -reaktionen im Score hilfreich sein (vgl. Anhang 17).

Daraus schlussfolgernd wird auf Basis der vorliegenden Untersuchungen empfohlen, für die zukünftige Nutzung des Scores die zusätzliche Berücksichtigung der folgenden Kriterien für die Parameter „Applikation der Elektroden“ und „EKG-Aufzeichnung“ zu berücksichtigen: Zurückzucken, davon laufen wollen, direkte Abwehrbewegungen, Schwanzstellung, Bartstellung, Bartfarbe, Beißen, Körperfärbung, Körperhaltung, Augenlider und Augenöffnungsgrad, Verhalten beim Absetzen auf den Tisch (vgl. Anhang 17). Die genannten Kriterien könnten jeweils einzeln für die beiden Parameter beurteilt werden und aus der Punktesumme jeweils die Bewertung für den jeweiligen Parameter gebildet werden. Hierbei sollte bei der maximalen Punktesumme berücksichtigt werden, dass ggf. im Rahmen eines Versuchstages mehrere Anläufe durchgeführt werden, d.h. Elektroden mehrfach angebracht werden. Zusätzlich wäre es sinnvoll, die Beurteilung des zweiten Parameters („Aufzeichnung des EKG“) zu verfeinern, indem die Gesamtdauer der Aufzeichnung in kürzere Abschnitte (z.B. 30 s) unterteilt wird und jeder Zeitabschnitt einzeln beurteilt wird. Dieser Vorschlag beruht auf der Beobachtung, dass einige Tiere zunächst sehr ruhig waren, aber gegen Ende unruhig wurden, andere hingegen die Aufzeichnungen zwar tolerierten, aber von

Beginn an unruhig waren. Diese Differenzen konnten mit dem in der vorliegenden Arbeit verwendeten Score (Anhang 8) kaum dargestellt werden.

Außerdem zeigte sich, dass die Konsequenzen aus dem zweiten Belastungsgrad unzureichend waren. Bei Belastungsgrad zwei war mindestens eine Stunde Pause vor einem Wiederholungsversuch vorgegeben. In der praktischen Umsetzung fiel jedoch auf, dass ausschließlich ein einziger Versuch an einem Tag pro Tier durchführbar war, die mindestens einstündige Pause änderte daran nichts. Die genannte Pause verbrachten die Tiere in ihrem jeweiligen Terrarium, der Transport zwischen Versuchsraum und Terrarium erfolgte wie üblich in einer Styroporbox und dauerte in der Regel weniger als eine, maximal zwei Minuten. Ein anderer Aufenthaltsort der Tiere während der Pause wurde nicht getestet. Erfolgte der Wiederholungsversuch erst nach einem ganzen „Pausentag“, klappte der Wiederholungsversuch in einigen Fällen. Daher sollte, unabhängig vom Belastungsgrad, immer mindestens ein Tag Pause zwischen den Versuchen liegen. Des Weiteren zeigte die praktische Umsetzung, dass die Tiere sich in der Regel entweder innerhalb von durchschnittlich 15 Sekunden bis maximal einer Minute wieder beruhigten oder aber der Versuch an dem Tier und Tag nicht durchführbar war. Damit erwies sich die Zeiteinteilung im verwendeten Score (Anhang 8) als zu grob zur Beurteilung der Schweregrade der Belastung.

Für Narkoseversuche sollten folgende Zeitpunkte zur Beurteilung für den Parameter „Injektion (i.v. bzw. i.m.)“ zusätzlich berücksichtigt werden: „Einstich der Kanüle“, „Applikation des Arzneimittels“, „Entfernen der Kanüle“. Außerdem sollten für die Parameter „Kopffixation“, „Maul öffnen“ und „Intubation im eigentlichen Sinne“ jeweils die Kriterien „Grad der Augenöffnung“, „Abwehrbewegungen des Kopfes“, „Kieferschluss“, „Abwehrbewegungen des Körpers“ und „Abwehrbewegungen der Vordergliedmaßen“ beurteilt werden (vgl. Anhang 17).

Zur Beurteilung der Allgemeinanästhesie wäre es zweckmäßiger, das Narkoseprotokoll mit heranzuziehen und die jeweiligen Reflexe einzeln zu beurteilen (vorhanden/verzögert/erloschen). Zusätzlich wäre es auch hier sicher sinnvoll, die Gesamtdauer der Narkose in Einzelabschnitte zu unterteilen und alle zugehörigen Parameter in jedem Einzelabschnitt neu zu beurteilen, um dann abschließend eine Gesamtsumme bilden zu können. Je nach Zielsetzung bei der Anwendung des Scores müsste man ggf. in der Bewertung diskutieren, inwiefern

eine zu flache oder eine zu tiefe Narkose die größere Belastung für das Tier darstellt.

1.2.7. **Methodenabbruch-Score**

Der Methodenabbruch-Score war einfach in der Anwendung und ermöglichte eine objektive Beurteilung der Toleranz der Tiere gegenüber den unterschiedlichen Methoden. Da der Score jedoch zu großen Teilen auf den Ergebnissen der kumulativen Abbruchkriterien beruhte, muss hier die kritische Diskussion derselben (siehe V.1.2.6) berücksichtigt werden.

1.3. **Auswertung**

1.3.1. **Auswahl der Geräteeinstellungen und Messzeitpunkte**

Die Auswahl der zur Auswertung verwendeten Geräteeinstellungen (Papiergeschwindigkeit, Verstärkung, Filter) erfolgte aufgrund der subjektiven Beurteilung der Kurven durch die Autorin. Dies lag darin begründet, dass es in der vorliegenden Literatur keinerlei Datengrundlage zu einer objektiven Beurteilung gab. Im Bereich der Reptilienkardiologie fehlen Aussagen zu den Kriterien für die Bewertung von EKG-Kurven völlig. In der kardiologischen Literatur im Bereich der Kleintiermedizin werden ausschließlich folgende „weiche“ Kriterien für eine „gute EKG-Kurve“ genannt: „wenig Artefakte, keine elektrischen Störungen und eine klare Grundlinie“ (BRUDER, 2011). Diese Kriterien wurden so weit wie möglich übernommen.

1.3.2. **Definitionen der Kurvenbestandteile und Zuordnung der Ausschläge**

Für die reptilienspezifische SV-Welle, welche die Depolarisation des Sinus venosus und evtl. der großen Venen darstellt (MCDONALD, 1976), existieren unterschiedliche Definitionen in der Literatur. So geben MCDONALD (1976), COOK & WESTROM (1979), KIK & MITCHELL (2005), MITCHELL (2009) sowie HUNT (2013) an, dass die SV-Welle vor der P-Welle und damit nach der T-Welle dargestellt wird. Diese Definition wurde in der vorliegenden Arbeit ebenfalls genutzt, da dies im Hinblick auf die Erregungsvorgänge am Herzen am schlüssigsten erschien. So wird demnach die Depolarisation des Sinus venosus als SV-Welle kurz vor der P-Welle, welche die Depolarisation der Vorhöfe darstellt, im EKG sichtbar (COOK & WESTROM, 1979). MULLEN (1967) und

DAHAN (2006) hingegen geben in Ihrer Arbeit an, dass die SV-Welle vor der T-Welle und damit direkt nach der R-Zacke zu finden sei.

Diese unterschiedlichen Definitionen und damit Zuordnungen der Ausschläge müssen bei etwaigen Vergleichen berücksichtigt werden.

Die korrekte Zuordnung der einzelnen Bestandteile eines EKG-Komplexes erwies sich trotz exakter Definitionen als Herausforderung. Vor allem in Kurven mit nur zwei oder drei sichtbaren Ausschlägen war eine Zuordnung zunächst schwierig. Dies lag vor allem darin begründet, dass die Definitionen sich standardgemäß immer auf die jeweils folgenden bzw. vorangegangenen Bestandteile eines Komplexes bezogen. Ist nun die Kurvenmorphologie nicht bekannt und sind nur wenige Ausschläge sichtbar, ist es schwierig, diese korrekt zuzuordnen.

Hilfreich war hierbei das Sichten des gesamten Datenmaterials, so dass die Autorin sich anhand von Kurven mit möglichst vielen Ausschlägen mit der typischen Kurvenmorphologie bei Bartagamen (siehe Abbildung 9) vertraut machen konnte. Auch die vergleichende Beurteilung aller Ableitungen einer Kurve war zur korrekten Zuordnung der Ausschläge oft sehr hilfreich und teilweise sogar zwingend erforderlich, da einige Bestandteile gehäuft nicht in Ableitung II dargestellt werden konnten (Abbildung 19).

Außerdem wurden zusätzliche (Hilfs-)Regeln zur Auswertung erstellt: War nur eine regelmäßige Zacke erkennbar, wurde diese als R-Zacke gewertet, da dies aus fachlicher Sicht mit großem Abstand die plausibelste Lösung darstellte. Waren zwei Ausschläge erkennbar, so wurde der Ausschlag mit dem längeren Intervall (in der Regel auch mit der größeren Amplitude) als R-Zacke interpretiert, der Ausschlag mit dem kürzeren Intervall je nach Morphologie und Abstand zur R-Zacke als P-Welle oder aber T- bzw. seltener auch SV-Welle. Zur Differenzierung, ob es sich bei dem zweiten Ausschlag um die P-Welle oder aber T-Welle bzw. SV-Welle handelte, wurde die Position in Bezug zur R-Zacke (P-Welle vor der R-Zacke, T-Welle und SV-Welle nach der R-Zacke), der Abstand zur R-Zacke (PR-Intervall in der Regel kürzer als RT-Intervall) sowie die neu gewonnenen Kenntnisse der Kurvenmorphologie genutzt (Abbildung 19).

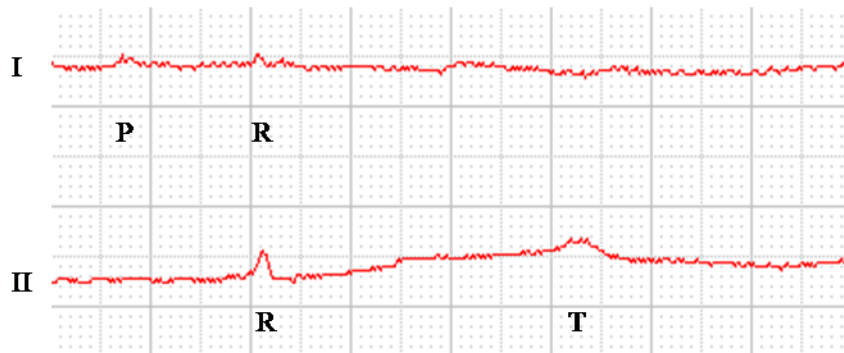


Abbildung 19: Korrekte Zuordnung weniger Ausschläge innerhalb einer EKG-Kurve am Beispiel von Tier 1 Methode 1

Geräteeinstellungen: 50 mm/s, 40 mm/mV, Netzfilter

Zusätzlich erschwerten nicht zuzuordnende Ausschläge (Abbildung 20 und Abbildung 21) sowie unterschiedliche Artefakte (Abbildung 22 und Abbildung 23) die Auswertung teilweise erheblich. Des Weiteren waren in einigen Fällen die Ausschläge zwar gut zu erkennen und auch zuzuordnen, aber in der Breite sehr schlecht abgrenzbar, wodurch das exakte Ausmessen und Bestimmen der jeweiligen Dauer eine Herausforderung darstellte. Auch die exakte Amplitudenmessung war bei einer unruhigen Grundlinie nicht einfach durchzuführen. Hierfür wurde auf dem Ausdruck mit dem Lineal eine gedachte Gerade durch die isoelektrische Linie gezogen und diese als Referenzpunkt genutzt.



Abbildung 20: Stufenbildung innerhalb der EKG-Kurve am Beispiel von Tier 3 Methode 2

Geräteeinstellungen: 50 mm/s, 40 mm/mV, Netzfilter

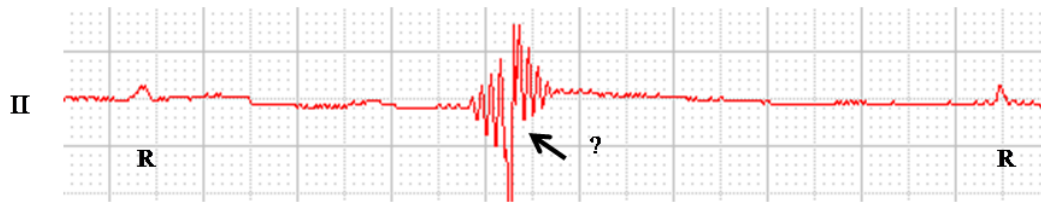


Abbildung 21: Nicht zugeordneter Artefakt am Beispiel von Tier 3 Methode 2

Geräteeinstellungen: 50 mm/s, 40 mm/mV, Netzfilter

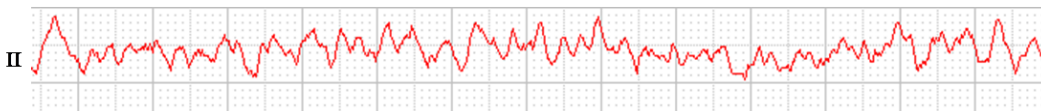


Abbildung 22: Bewegungsartefakte innerhalb einer EKG-Kurve am Beispiel von Tier 5 Methode 9

Geräteeinstellungen: 50 mm/s, 40 mm/mV, Netzfilter; Anmerkung: Kurve nicht ausgewertet



Abbildung 23: Atmungsartefakte innerhalb einer EKG-Kurve am Beispiel von Tier 4 Methode 9

Geräteeinstellungen: 50 mm/s, 40 mm/mV; Anmerkung: Kurve nicht ausgewertet

1.3.3. Anzahl ableitbarer sowie auswertbarer EKG-Kurven und -Komplexe

Die Angabe der absoluten Anzahl sowie der jeweiligen Anteile der ableitbaren sowie auswertbaren EKG-Kurven und -Komplexe ermöglicht in der vorliegenden Arbeit eine objektive Beurteilung der jeweiligen Datengrundlage. Bei etwaigen Vergleichen mit anderen Arbeiten muss berücksichtigt werden, dass dies üblicherweise nicht der Fall ist.

1.3.4. Herzrhythmus

BERNAL (2011) schreibt, dass zur Beurteilung des Herzrhythmus jeweils der exakte Abstand zwischen den R-Zacken gemessen und die Messwerte untereinander verglichen werden sollten. Liegen unregelmäßige Abstände vor, muss zwischen einer physiologischen respiratorischen Sinusarrhythmie (beim Hund) und einer pathologischen Ursache differenziert werden. Beim Hund gilt eine maximale Differenz der Messwerte von 0,12 s als nicht pathologisch (BERNAL, 2011). Da es als nicht zulässig erschien, diese Daten auf Bartagamen zu übertragen, erfolgte die Beurteilung in der vorliegenden Arbeit rein visuell.

Da jedoch in allen in dieser Hinsicht ausgewerteten Kurven ein regelmäßiger Herzrhythmus vorlag, erscheint eine ausgeprägte respiratorische Sinusarrhythmie bei der Bartagame unwahrscheinlich. Im Gegensatz hierzu konnte bei *Crotalus durissus terrificus* (Schauer-Klapperschlange) eine respiratorische Sinusarrhythmie nachgewiesen werden (CAMPBELL *et al.*, 2006).

1.3.4.1. Methodenevaluierung

Der eigens für die vorliegende Arbeit erstellte Methodenevaluierungs-Score konnte aufgrund mangelnder Vorlagen in der Literatur erst nach Abschluss der manuellen Datenauswertung erstellt werden. Dadurch ist der Score als nicht streng objektiv zu bewerten. Auch die Auswahl der verwendeten Parameter erfolgte subjektiv durch die bei der Versuchsdurchführung gesammelte Erfahrung.

Die Tatsache, dass die Narkoseversuche ausschließlich anhand der Auswertbarkeit und nicht auch in Bezug auf die Invasivität und die Praktikabilität beurteilt werden konnten, war nicht optimal, aber im Rahmen der gegebenen Möglichkeiten nicht anders möglich. Die Invasivität hätte sowohl für die Wach- als auch für die Narkoseversuche zusätzlich mittels histologischer Untersuchungen, vergleichend für die beiden verschiedenen Elektrodenarten, durchgeführt werden können. Allerdings war dies nicht zuletzt aus Tierschutzgründen nicht umsetzbar, auch war die Anzahl der Tiere für derartige Untersuchungen zu gering.

2. **Ergebnisse**

2.1. **Körpertemperatur**

Die Differenz der Anfangskörpertemperatur zwischen den Narkose- und Wachversuchen könnte in der unterschiedlichen Methodik begründet sein: Bei den Wachversuchen wurde der Versuch direkt im Anschluss an die 30 Minuten unter dem UV-B-Spot gestartet, wohingegen bei den Narkoseversuchen erst die Narkoseeinleitung nach den 30 Minuten unter dem UV-B-Spot erfolgte und der Versuchsstart erst nach Erreichen des chirurgischen Toleranzstadiums stattfand. Im sedierten Zustand wurden die Tiere auf einer elektrischen Heizmatte platziert.

Warum Tier 8 grundsätzlich eine deutlich höhere Körpertemperatur als die anderen Tiere aufwies, ließ sich anhand der vorhandenen Daten nicht erklären. Allerdings ist bei der Interpretation dieser Werte zu beachten, dass es sich bei

Bartagamen bekanntermaßen um poikilotherme und ektotherme Tiere handelt und somit eine erhöhte Körpertemperatur im Gegensatz zum Säugetiere keinen Rückschluss auf eine Erkrankung zulässt.

Die geringere Körpertemperaturdifferenz zwischen Anfangs- und Endtemperatur bei den Narkoseversuchen liegt vermutlich darin begründet, dass während der Narkose die Tiere mit warmwassergefüllten Untersuchungshandschuhen aktiv gewärmt wurden, um einem (zu starken) Abfall der Körpertemperatur im Rahmen der Narkose entgegen zu wirken. Bei den Wachversuchen wurde nichts dergleichen durchgeführt, um die Situation sowohl praktikabel als auch praxisnah zu gestalten.

2.2. Narkosedauer

Die Einleitungsdauer der Narkose war mit 61 min im Median (Q1: 53 min; Q3: 69 min) vergleichsweise lang. So geben KÖLLE & BLAHAK (2015) sowie BERTELSEN (2014) eine Einleitungsdauer von 1 - 4 (- 5) min bei einer Propofol-Injektion an. Diese Differenz könnte in der verwendeten Definition der Einleitungsdauer begründet sein. So wurde in der vorliegenden Arbeit die Zeitspanne zwischen der Propofol-Injektion und dem Erreichen der chirurgischen Toleranz als Einleitungsdauer definiert. KÖLLE *et al.* (2012) hingegen nutzen für die Definition der Einleitungsdauer den Verlust des Umkehrreflexes. BERTELSEN (2014) gibt wie viele andere auch (MOSLEY, 2005; HEARD & STETTER, 2007; LONGLEY, 2008) in seiner Arbeit keine Definition an. Des Weiteren wurden die Tiere aus Tierschutzgründen (vgl. kumulative Abbruchkriterien in Anhang 8) erst im vollständig sedierten Zustand (keine Gegenwehr der Versuchstiere) intubiert.

2.3. Methodenabbruch-Score

Interessanterweise wurden aufgrund der Ergebnisse des Methodenabbruch-Scores die Methoden der Gliedmaßenableitung (M9 und M11) im Gegensatz zu den Methoden der Nackenableitung (M10 und M12) nicht wiederholt. Bei M9 waren keine Wiederholungsversuche angesetzt, da bei allen zehn Tieren eine Ableitung möglich war (vgl. Abbildung 5 und Anhang 15).

Dieses Ergebnis scheint nahe zu legen, dass die Tiere die Nackenableitung als Elektrodenposition besser tolerierten als die Gliedmaßenableitung, unabhängig von der Elektrodenart. Diese Annahme wird von den Ergebnissen der

Methodenevaluierung (vgl. IV.7) insofern unterstützt, als dass hier sowohl bei den Einzelparametern der Parametergruppe Invasivität (Belastungsgrad und Toleranz) als auch bei der Gesamtbeurteilung der Invasivität jeweils M10 am besten abschnitt und beim Einzelparameter Belastungsgrad M9 und M11 am schlechtesten abschnitten. Erst bei den Einzelparametern Toleranz sowie der benötigten Anzahl an Anläufen (Parametergruppe Praktikabilität) zeigte sich zusätzlich ein Unterschied zwischen der Elektrodenart – so wurde M11 (Nadelelektroden) deutlich schlechter bewertet als M9 (Krokodilklemmen). Dies könnte erklären, warum bei M9 trotz der Tatsache, dass es sich um eine Gliedmaßenableitung handelte, keine Wiederholungsversuche angesetzt werden mussten.

Worin die scheinbar bessere Toleranz der Nackenableitung gegenüber der Gliedmaßenableitung begründet ist, lässt sich nur spekulieren. Möglich scheint eine erhöhte Empfindlichkeit der Tiere an ihren Akren als Schutzmechanismus.

2.4. Anzahl ableitbarer sowie auswertbarer Kurven und EKG-Komplexe

Zum Vergleich mit Untersuchungen unter Isofluran-Narkose steht ausschließlich die Arbeit von DAHHAN (2006) an Grünen Leguanen zur Verfügung: Dort konnten 15 Kurven abgeleitet und ausgewertet werden (100 %), in der vorliegenden Arbeit konnten 40 Kurven abgeleitet (100 %) und 39 ausgewertet (97,50 %) werden.

Bezüglich der Ergebnisse aus dem Bereich der Wachversuche gibt HUNT (2013) in seiner Arbeit an, insgesamt 98 Kurven (jeweils 49 Kurven bei zwei verschiedenen Ableitungsmethoden) von 52 nicht narkotisierten Tieren erhalten zu haben (94,23 %). Bei DAHHAN (2006) konnten von 39 nicht narkotisierten Tieren 37 Kurven abgeleitet und ausgewertet werden (94,87 %).

Dies sind höhere Prozentsätze als in der vorliegenden Arbeit (75,00 % aller Wachversuche ableitbar, davon 46,67 % auswertbar, vgl. IV.4). Es muss allerdings berücksichtigt werden, dass in der vorliegenden Arbeit im Gegensatz zu HUNT (2013) (zwei Methoden) und DAHHAN (2006) (eine Methode) vier verschiedene Methoden evaluiert wurden, welche von den Tieren unterschiedlich gut toleriert wurden (vgl. IV.7). Der methodenbedingte Unterschied in der Ableitbarkeit der Kurven erscheint logisch, eine unterschiedliche Reaktion der

Tiere auf die verschiedenen Elektrodenpositionen und -Arten wurde erwartet. Über die Ursachen des tierindividuellen Unterschiedes bei der Auswertbarkeit hingegen kann nur spekuliert werden. So erschien Tier 7 (alle Methoden ausgewertet) auch im allgemeinen Handling ruhiger als Tier 6 (drei von zehn Methoden), möglicherweise könnte dies die bessere Toleranz der Versuche insgesamt durch Tier 7 erklären.

HUNT (2013) wertete pro Kurve fünf aufeinander folgende Komplexe aus, DAHHAN (2006) zwei. In der vorliegenden Arbeit wurden bis zu 16 Komplexe pro Kurve ausgewertet (vgl. III.2.9.1).

In anderen EKG-Arbeiten fehlen diese Angaben völlig, so dass sie nicht zum Vergleich herangezogen werden können (MARTÌNEZ-SILVESTRE *et al.*, 2003; GERMER *et al.*, 2015) bzw. sind nur sehr ungenau. So geben TAN *et al.* (2013) an, mindestens drei Aufzeichnungen pro Tier durchgeführt zu haben, Angaben wie viele Aufzeichnungen insgesamt vorlagen bzw. wie viele Kurven und Komplexe ausgewertet wurden, fehlen jedoch.

2.5. Herzfrequenz (HF)

2.5.1. Methodenvergleich (Auszählen versus Errechnen)

Die nachgewiesene Übereinstimmung zwischen der ausgezählten Herzfrequenz und der errechneten Herzfrequenz Mittelwert bzw. errechneten Herzfrequenz Median zeigt, dass die in der vorliegenden Arbeit verwendeten Methoden zur Herzfrequenzbestimmung gleichwertig zu betrachten sind und auch unabhängig voneinander verwendet werden können. Damit ist es möglich, auch anhand einer EKG-Kurve mit minderer Qualität die Herzfrequenz zu bestimmen. Allerdings sollte hierbei berücksichtigt werden, dass in der vorliegenden Arbeit in der Regel aus 16 Werten jeweils ein Mittelwert bzw. der Median gebildet wurde.

Die Übereinstimmung könnte geringer ausfallen, wenn nur auf wesentlich weniger Werte zurückgegriffen werden kann.

2.5.2. Ermittelte Werte

In der Literatur finden sich nur in zwei Arbeiten Angaben zur Herzfrequenz von *P. vitticeps* (WEEGER, 2002; HUNT, 2013). So gibt WEEGER (2002) Werte für Tiere mit einem durchschnittlichen Körpergewicht von 196 g jeweils für drei verschiedene Körpertemperaturbereiche an. Da in der vorliegenden Arbeit das Körpergewicht im Median 265 g und die Körpertemperatur der Wachversuche im Median 33,45 °C betrug, wurden hier zum Vergleich die Werte für Tiere mit einer Körpertemperatur von 33 - 40°C herangezogen (Tabelle 3). Die Werte der eigenen Arbeit (Wachversuche) liegen leicht unter den in der Literatur angegebenen mittleren Werten bzw. maximalen Werten, die minimale HF liegt recht nahe bei dem von HUNT (2013) ermittelten Wert (Tabelle 3).

Tabelle 3: Vergleich der ermittelten Herzfrequenzwerte mit WEEGER (2002) und HUNT (2013)

EKG-Parameter	Eigene Daten, M9 - M12	WEEGER (2002)	HUNT (2013)
Herzfrequenz MW	70 /min	100 /min	90 /min
Herzfrequenz Min	33 /min	k.A.	24 /min
Herzfrequenz Max	128 /min	k.A.	170 /min
SD	24,15	21	39
N	14	5	52

Laut WEEGER (2002) ist der Bereich der Herzfrequenz sehr artspezifisch, wodurch artübergreifende Angaben wie die von KÖLLE (2015) angegebenen (56 – 176 /min. bei 34 – 40 °C für Echsen und Schlangen) wenig aussagekräftig sind. Da für die Herzfrequenz unter Narkose in der Literatur bisher keinerlei Angaben konkret für *P. vitticeps* vorliegen, ist ein Vergleich dieser Daten nicht möglich.

2.5.3. Erwartungswerte der Herzfrequenz

In der Literatur existiert eine Gleichung von Sedgwick zur Ermittlung der zu erwartenden Herzfrequenz bei Reptilien (WEEGER, 2002; GIRLING & HYNES, 2004; HUNT, 2013). Diese bezieht sich auf die gesamte Tierklasse und berücksichtigt das jeweilige Körpergewicht. Voraussetzung zur Anwendung ist,

dass sich das Reptil innerhalb seiner POTZ befindet. Da laut WEEGER (2002) der Referenzbereich der Herzfrequenz stark artspezifisch ist, erscheint allerdings diese Gleichung wenig aussagekräftig.

Daher ist die in der vorliegenden Arbeit erstellte Gleichung zur Ermittlung der zu erwartenden Herzfrequenz bei bekannter Körpertemperatur von *P. vitticeps* (siehe Abbildung 14) eine wertvolle Hilfe für den praktizierenden Tierarzt. Sie ist sowohl für die kardiologische Untersuchung am wachen Tier als auch zum Narkosemonitoring einsetzbar, da hierdurch die am jeweiligen Patienten ermittelten Herzfrequenzwerte bewertet werden können. Allerdings ist zu beachten, dass die Formel auf der Datengrundlage von zehn Tieren erstellt wurde, welche nur ein gewisses Spektrum an Körpergröße und Körpergewicht aufwiesen. Es ist möglich, dass bei beispielsweise juvenilen Tieren mit einer deutlich geringeren Körpermasse die Formel ungeeignete Referenzwerte ergibt.

2.6. EKG-Parameter

2.6.1. Anzahl der auswertbaren Parameter pro Parameter

Am schlechtesten auswertbar war die Q-Zacke mit nur zwei Stück im gesamten Datensatz. Dies wird von der Literatur sowohl für Bartagamen als auch für andere Reptilien größtenteils bestätigt (DAWSON, 1960; MCDONALD & HEATH, 1971; HUNT, 2013). Eine Ausnahme stellen hier die Arbeiten von DAHHAN (2006) und GERMER *et al.* (2015) dar, welche beide laut den Autoren recht zuverlässig eine Q-Zacke darstellen konnten. Bei GERMER *et al.* (2015) lässt sich diese Aussage allerdings anhand der publizierten Beispiel-Kurve nicht nachvollziehen, da dort die Q-Zacken auch eher schlecht erkennbar sind und keine Amplituden angegeben wurden. Bei DAHHAN (2006) konnten in 28 von 37 Fällen bzw. in 11 von 15 Fällen eine Q-Zacke in mindestens einer Ableitung (75,68 % bzw. 73,33 %) ausgewertet werden, mit Amplituden von -0,52 - 0,00 mV.

Da die zwei Amplituden im eigenen Datensatz mit 0,01 mV und 0,02 mV wesentlich niedriger waren, ist dies vermutlich der Grund für den höheren Prozentsatz der Q-Zacken bei DAHHAN (2006).

Entgegen der Angabe von MULLEN (1967) konnte in mehr als 10 % der Kurven eine SV-Welle dargestellt werden (12,88 %, N = 105). Auch HUNT (2013) wertet

die SV-Welle ohne eine Angabe von diesbezüglichen Schwierigkeiten in seiner Arbeit aus, Angaben über die ausgewertete Anzahl bzw. den Anteil an den Kurven fehlen jedoch. In der allgemeiner gehaltenen kardiologischen Literatur zu Reptilien findet sich sowohl die Aussage, dass die SV-Welle nur selten oder nur bei einigen Spezies dargestellt werden kann (GIRLING & HYNES, 2004; KIK & MITCHELL, 2005; MITCHELL, 2009), als auch dass sie häufig dargestellt wird (MCDONALD, 1976). Daraus lässt sich schlussfolgern, dass sich bei *P. vitticeps* vermutlich die SV-Welle in der EKG-Kurve regelmäßig darstellen lässt.

Für die EKG-Parameter P-Welle, S-Zacke und T-Welle existieren keine vergleichbaren Angaben in der Literatur.

2.6.2. Für die Auswertung genutzte Ableitungen

Aufgrund fehlender Anhaltspunkte in der Literatur, die eine standardisierte Beurteilung im Vorfeld erschwerte, erfolgte die Wahl der zur Auswertung genutzten Ableitungen anhand der subjektiven Einschätzung der Autorin (siehe III.2.9.1). Daraus folgend lassen sich aus den vorliegenden Daten keine absoluten Rückschlüsse ziehen, welche Ableitung für welchen Parameter am besten geeignet ist, es können nur Tendenzen angegeben werden. Einige Parameter waren aber generell nur selten oder gar nicht in der Standardableitung II ausreichend gut darstellbar. Das bedeutet, dass für eine ausführliche EKG-Beurteilung bei der Bartagame immer alle sechs Standardableitungen aufgezeichnet werden sollten, da sonst einige Parameter nicht beurteilt werden können. Wird das EKG ausschließlich zur Bestimmung der Herzfrequenz und des Herzrhythmus im Rahmen des Narkosemonitorings genutzt, reicht die Ableitung II aus, da hierfür ausschließlich die R-Zacken zuverlässig dargestellt werden müssen.

2.6.3. Statistische Kennwerte der EKG-Parameter

Ein direkter Vergleich der in Narkose ermittelten Werte mit Angaben aus der Literatur ist nicht möglich, da es sich bei der vorliegenden Studie nach Kenntnis der Autorin um die erste Publikation von EKG-Ableitungen unter Narkose bei Bartagamen handelt.

Die Ergebnisse der vorliegenden Arbeit stimmen bei einem Vergleich der Teilergebnisse „Wachversuche“ mit den Daten von HUNT (2013) weitgehend überein. Allerdings war die R-Zacken-Amplitude im Mittelwert in der

vorliegenden Arbeit deutlich geringer und die RR-Intervall-Dauer im Median geringgradig länger, wobei die Minimum- und Maximalwerte weitgehend übereinstimmen (Tabelle 4). Außerdem stellte sich die SV-Wellen-Amplitude im Mittelwert in der vorliegenden Arbeit deutlich größer dar, ebenso die T-Wellen-Amplitude (Tabelle 4). Da die Amplitudenhöhe im EKG in der Regel durch die Elektrodenposition in Relation zum Herz mitbestimmt wird (KITTLESON, 1998), könnten hier die unterschiedlichen Ableitungsmethoden ursächlich sein.

Tabelle 4: Vergleich der Messwerte der EKG-Parameter mit der Arbeit von HUNT (2013)

EKG-Parameter	Eigene Daten, M9 - M12	HUNT (2013)
R-Zacken-Amplitude		
MW	0,08 mV	0,23 mV
Min – Max; SD	0,03 - 0,15 mV; 0,004	0,08 - 0,57 mV; 0,11
RR-Intervall-Dauer		
<i>m</i>	858,70 ms	723ms
Q1 / Q3	751,40 / 1276,60 ms	533 / 1020ms
Min – Max	365,60 - 2277,80 ms	353 – 2520ms
SV-Wellen-Amplitude		
MW	0,06mV	0,03mV
Min – Max; SD	0,04 - 0,09mV; 0,01;	0,01 - 0,07mV; 0,01
T-Welle-Amplitude		
MW	0,06mV	0,04mV
Min – Max; SD	0,04 - 0,08mV; 0,01	0,01 - 0,14mV; 0,02

2.6.4. Form der P-Welle

Laut GIRLING & HYNES (2004) gilt die Pleomorphie der P-Welle als Normalbefund eines Reptilien-EKG. Die vorliegende Arbeit legt allerdings nahe, dass bei *P. vitticeps*, ähnlich wie in der Kleintierkardiologie, der überwiegende Teil der P-Wellen monophasisch positiv ist und der Pleomorphismus bei dieser Spezies nur eine untergeordnete Rolle spielt.

2.6.5. Einfluss der Variable „Tier“ bzw. der Variable „Methode“ und Zusammenhänge zwischen den Methoden

Bei dem Parameter RR-Intervall-Dauer lässt sich der größere tierindividuelle Einfluss mit dem negativen Zusammenhang zwischen der Herzfrequenz und dem RR-Intervall erklären; bei der Herzfrequenz handelt es sich um einen tierindividuellen Parameter, der jedoch vermutlich durch die unterschiedlichen Elektrodenapplikationsstellen und Elektrodentypen kaum bis gar nicht beeinflusst wird.

Warum die Parameter P-Welle-Dauer, PR-Intervall-Dauer, R-Zacke-Dauer sowie RT-Intervall-Dauer und RT-Peak-Intervall-Dauer sowohl stark durch die Variable „Tier“ als auch durch die Variable „Methode“ beeinflusst wurden, ließ sich anhand der vorhandenen Daten leider nicht eindeutig klären. Eine Erklärung könnte im möglichen Zusammenhang zwischen den Parametern und der Kopf-Rumpf-Länge der Tiere liegen.

Der Einfluss der Variable „Methode“ auf den Parameter R-Zacken-Amplitude hingegen lässt sich durch den generellen Einfluss der Elektrodenposition in Relation zum Herz erklären: je näher am Herz sich die Elektroden befinden, desto größer ist die dargestellte Amplitude (MULLEN, 1967; WHITE, 1976; TILLEY & AUGUSTIN-VOSS, 1989; KITTLESON, 1998). Insofern überraschte, dass bei dem Parameter P-Wellen-Amplitude kein Einfluss der Variable „Methode“ vorzuliegen scheint. Da dies an der vergleichsweise geringen Stichprobenzahl liegen könnte, müsste dieser Sachverhalt erneut mit einer größeren Anzahl an Tieren überprüft werden.

Auch das Ergebnis, dass es keine eindeutigen Hinweise auf Zusammenhänge zwischen den Methoden bei den EKG-Parametern gibt, war unerwartet. Da aus der Literatur bekannt ist, dass die Elektrodenlokalisierung die gemessenen Amplituden beeinflusst, war davon ausgegangen worden, dass die Methoden mit der jeweils gleichen Elektrodenlokalisierung einen untereinander vergleichbaren Einfluss auf die EKG-Parameter ausüben. Im Gegensatz dazu konnte jedoch festgestellt werden, dass beispielsweise bei dem EKG-Parameter R-Zacke-Amplitude bei M2 und M4 (beide Nackenableitung und Narkose) kein Zusammenhang vorzuliegen schien, bei M1 und M3 (beide Gliedmaßenableitung und Narkose) hingegen schon. Das gleiche Bild zeigte sich im Vergleich der Methoden M10 und M12 (beide Nackenableitung und Wachzustand), bei denen

kein Zusammenhang hergestellt werden konnte, wohingegen bei M9 und M11 (beide Gliedmaßenableitung und Wachzustand) ein Zusammenhang möglich schien. Da jeweils die Elektrodenlokalisierung der untereinander verglichenen Methoden gleich war, erscheint es nicht plausibel, dass im einen Fall ein Zusammenhang vorliegt (M1 und M3) und im analogen Fall (M2 und M4) nicht. Da die Auswertung dieser Fragestellung aufgrund der reduzierten Anzahl an auswertbaren Wachversuchen (M9 - M12) erschwert wurde, ist vermutlich auch die geringe Datengrundlage Ursache dieses Ergebnisses. In jedem Fall sollte diese Fragestellung erneut mit einer größeren Anzahl an Tieren überprüft werden.

2.6.6. **Vergleich zwischen Narkose- und Wachversuchen**

Die längere Intervall-Dauer in Narkose lässt sich mit der in Narkose niedrigeren Herzfrequenz erklären. Warum dies auf die SV-P-Intervall-Dauer nicht zutrifft, ist unklar, allerdings ist hier auch die geringere Datengrundlage zu beachten. Warum in den Wachversuchen die gemessenen Amplituden höher als in den Narkoseversuchen waren, ist ebenfalls unklar. Aus der Literatur (siehe auch V.2.6.5) ist bekannt, dass die Amplitudenhöhe mit der Entfernung der Elektrode zum Herz zusammenhängt, diese unterschied sich aber nur zwischen der Gliedmaßen- und der Nackenableitung, nicht generell zwischen den Narkose- und den Wachversuchen.

2.6.7. **Korrelation RT-Intervall-Dauer & RT-Peak-Intervall-Dauer**

Wie erwartet korrelieren die Parameter RT-Intervall-Dauer und RT-Peak-Intervall-Dauer stark. Da sich aufgrund der Morphologie der T-Welle letztere leichter abgrenzen lässt, scheint sie zur Auswertung von EKG-Befunden bei Bartagamen praktikabel zu sein. Berücksichtigt werden muss bei der Interpretation allerdings, dass durch die Angabe der RT-Peak-Intervall-Dauer anstelle der Dauer des QT-Intervalls (Standard in der Kleintier- und Humanmedizin) nicht die Gesamtzeit der ventrikulären De- und Repolarisation dargestellt wird, sondern nur ein Anteil derselben. Dennoch sollte bei allen Publikationen zu dieser Thematik die RT-Peak-Intervall-Dauer mit angegeben werden, da so eine bessere Vergleichbarkeit einer größeren Stichprobenmenge ermöglicht wird.

2.6.8. Korrelationen Körpertemperatur (KT_1)

Analog zu der Arbeit von HUNT (2013) an *P. vitticeps* bzw. den Arbeiten von DAHHAN (2006) an *I. iguana* und WEEGER (2002) an verschiedenen Reptilienspezies, ließ sich eine positive Korrelation zwischen der Herzfrequenz und der Körpertemperatur nachweisen.

Ebenso konnte die negative Korrelation zwischen der Körpertemperatur und der PR-Intervall-Dauer (DAHHAN, 2006; HUNT, 2013) bestätigt werden. Diese könnte in der positiven Korrelation zwischen der Körpertemperatur und der Herzfrequenz begründet sein, da tendenziell mit zunehmender Herzfrequenz (und damit abnehmender RR-Intervall-Dauer) auch die anderen Intervalle innerhalb einer EKG-Kurve kürzer werden.

Die negative Korrelation zwischen der Körpertemperatur und der RT-Intervall-Dauer (DAHHAN, 2006) bzw. RT-Peak-Intervall-Dauer konnte hingegen nicht bestätigt werden, hier wurde in der vorliegenden Studie ausschließlich ein sehr schwacher negativer Zusammenhang erkannt. Vermutlich liegt dies in der für diesen Parameter geringeren Datengrundlage begründet.

2.6.9. Korrelationen Körpergewicht (KGW) und Kopf-Rumpf-Länge (KRL)

Die in der Literatur angegebene negative Korrelation zwischen Körpergewicht und Herzfrequenz (WEEGER, 2002; DAHHAN, 2006; HUNT, 2013) konnte in der vorliegenden Studie nicht bestätigt werden. Ebenso konnte im Gegensatz zu DAHHAN (2006) zwischen dem KGW und der PR-Intervall-Dauer bzw. der RT-Intervall-Dauer keine Korrelation nachgewiesen werden. Dies könnte in der geringen Anzahl an Tieren bzw. der weitgehenden Homogenität des Tiermaterials begründet sein.

DAHHAN (2006) stellte in den Wachversuchen eine positive Korrelation, in den Narkoseversuchen keine signifikante Korrelation zwischen dem Körpergewicht und der RR-Intervall-Dauer fest. In der vorliegenden Arbeit ließ sich ebenso keine Korrelation feststellen.

Es konnte, ähnlich wie bei Hunden, tendenziell ein sehr schwacher positiver Zusammenhang zwischen der KRL und der P-Wellen-Dauer sowie der Dauer der R-Zacke festgestellt werden (BAATZ, 2002). Bei der R-Zacken-Amplitude konnte hingegen, anders als bei Hunden beschrieben, tendenziell ein sehr

schwacher positiver Zusammenhang gezeigt werden. HUNT (2013) konnte keinerlei Zusammenhang zwischen der KRL und den gemessenen EKG-Parametern feststellen.

Aufgrund der geringen Datengrundlage (zehn Tiere) der vorliegenden Studie sind diese Ergebnisse mit Vorsicht zu interpretieren und können allenfalls Tendenzen aufzeigen.

2.7. Methodenevaluierung - Empfehlungen für die praktische Anwendung

Für die Anwendung im Rahmen der kardiologischen Diagnostik, das heißt die EKG-Ableitung am wachen Tier, wird die Methode 10 (Krokodilklemmen, Nackenableitung) empfohlen, da diese in der Gesamtbewertung am besten abschnitt (s.a. III.2.9.9 für die Methodik und IV.7.4 für die Ergebnisse der Methodenevaluierung). Allerdings ist zu berücksichtigen, dass diese Methodik im Bereich der Auswertbarkeit am schlechtesten von den Wachversuchen abschnitt.

Falls daher eine möglichst detaillierte Auswertung benötigt wird, könnte auch zunächst versucht werden, mit Methode 12 (Nadelelektroden, Nackenableitung) eine EKG-Kurve abzuleiten, da diese die beste Beurteilung im Bereich der Auswertbarkeit erhielt. Sollte der jeweilige Patient die Methode 12 jedoch nicht tolerieren, könnte zu einem anderen Zeitpunkt die EKG-Aufzeichnung mittels Methode 10 nachgeholt werden. Grundsätzlich zeigte sich recht deutlich, dass die Tiere die Anwendung von Krokodilklemmen zwar besser tolerieren, die Auswertbarkeit mit Nadelelektroden jedoch besser zu sein scheint.

Für die Anwendung im Rahmen des Narkosemonitorings wird Methode 3 (Nadelelektroden, Gliedmaßen) empfohlen, da diese in der Gesamtbeurteilung der Parametergruppe Auswertbarkeit den höchsten Score erzielte. Zusätzlich erscheint die Gliedmaßenapplikation der Elektroden bei den meisten chirurgischen Eingriffen wie bspw. einer Coeliotomie am zweckmäßigsten. Da zwischen M3 und M4 nur geringfügige Unterschiede in der Auswertbarkeit vorlagen, kann auch je nach Narkoseindikation bzw. geplantem Eingriff die verwendete Methode variiert werden, so ist bspw. bei einer Vordergliedmaßenamputation die Nackenableitung sicher als zweckmäßiger anzusehen.

Im Vergleich zu der Arbeit von HUNT (2013) tolerierten die Tiere die verschiedenen getesteten Methoden sehr unterschiedlich, wie die Ergebnisse der

Methodenevaluierung zeigen. Die Beobachtung von HUNT (2013), dass sich die Tiere kurz nach Applikation der Elektroden in eine Ruheposition auf dem Tisch begaben und während der darauffolgenden EKG-Ableitung völlig ruhig verhielten, kann weder aus den eigenen Versuchsaufzeichnungen, noch aus den Erfahrungen aus der Reptiliensprechstunde an der Klinik für Vögel, Kleinsäuger, Reptilien und Zierfische der LMU München heraus, bestätigt werden. Allerdings wurden in der vorliegenden Arbeit an jedem Einzeltier mindestens vier Wachversuche an mindestens vier Versuchstagen durchgeführt, bei HUNT (2013) nur zwei direkt aufeinander folgende Versuche. Die eigenen Beobachtungen zeigten, dass manche Tiere schon bei Durchführung des ersten Versuchs bereits beim Absetzen auf dem Tisch noch vor Applikation jeglicher Elektroden deutlichem Stress ausgesetzt waren und flüchten wollten. Andere Tiere tolerierten die ersten Versuche gut, zeigten jedoch beim dritten oder vierten Versuch deutlich mehr Stressanzeichen bereits beim Betreten des Versuchsraumes.

Ob dies an den jeweiligen Tierindividuen oder den untersuchten Methoden lag, müssen weitere Forschungsarbeiten klären.

2.8. Geräteeinstellungen - Empfehlungen für die praktische Anwendung

2.8.1. Papiergeschwindigkeit

Da die überwiegende Anzahl der Kurven mit einer Papiergeschwindigkeit von 50 mm/s ausgewertet wurde, ist dies auch die Empfehlung zur praktischen Anwendung. Die eigene Erfahrung zeigte, dass insbesondere der ungeübte Untersucher bei 50 mm/s die Ausschläge besser zuordnen und identifizieren kann als bei 100 mm/s. Dennoch ist natürlich die Detailgenauigkeit bei 100 mm/s größer. Es ist allerdings auch zu bedenken, dass die meisten EKG-Geräte in der Kleintiermedizin standardmäßig eine maximale Papiergeschwindigkeit von 50 mm/s aufweisen. Sowohl die für das Narkosemonitoring empfohlene Methode 3 als auch für die kardiologische Untersuchung empfohlene Methode 10 wurden in der vorliegenden Arbeit ausschließlich mit 50 mm/s ausgewertet. HUNT (2013) zeichnete die EKG-Kurven mit einer Papiergeschwindigkeit von 25 mm/s auf, allerdings wurden die Aufzeichnungen vor der Auswertung digital bearbeitet um die Auswertbarkeit zu verbessern. Inwiefern hierbei auch die Papiergeschwindigkeit beeinflusst wurde, ist der Arbeit leider nicht zu entnehmen.

2.8.2. Verstärkung

Aufgrund der häufig sehr geringen Amplituden wurde in allen Kurven die maximal mögliche Verstärkung von 40 mm/mV gewählt. Dennoch waren die gemessenen Amplituden teilweise sehr niedrig und an der Grenze des manuell auswertbaren. HUNT (2013) zeichnete die EKG-Kurven mit einer Verstärkung von 20 mm/mV auf und gibt ebenfalls an, dass als Ergebnis die Amplituden sehr klein waren und die korrekte Interpretation und Auswertung teilweise nahezu unmöglich war. Daher bearbeitete HUNT (2013) die EKG-Kurven nach der Aufzeichnung und vor der Auswertung digital mittels der Software des CardioStore um die Verstärkung zu erhöhen. Eine konkrete Angabe, um wie viel Prozent die Daten verändert wurden oder welche Verstärkung letztendlich zur Auswertung genutzt wurde, fehlt. Auf Grundlage der vorliegenden Studie wird empfohlen, mindestens eine Verstärkung von 40 mm/s zu nutzen. Steht ein höherer Verstärkungsgrad zur Verfügung, sollte dieser genutzt werden.

2.8.3. Filter

Die Anwendung von Filtern bei der EKG-Aufzeichnung wird in der humanmedizinischen Literatur kontrovers diskutiert (GANSCHOW, 2010). In der Veterinärkardiologie gibt MARTIN (2001) an, dass bei der Amplitudenmessung wenn möglich auf Filter verzichtet werden sollte, da diese die Amplituden stark dämpfen. Bei unaufhebbaren Störungen seien Filter aber als wertvolle Hilfe anzusehen.

In der vorliegenden Arbeit wurde ebenso wie bei HUNT (2013) grundsätzlich der Netzfilter zur Auswertung genutzt. Der Muskelfilter wurde nicht dazu geschaltet, obwohl dadurch muskelbedingte Schwankungen der Grundlinie die Auswertung erschwerten. Durch diesen Filter erfolgte jedoch eine zu starke Dämpfung der Amplituden. Auf Grundlage der vorliegenden Studie wird dringend empfohlen, einen Netzfilter zur EKG-Aufzeichnung bei Bartagamen zu nutzen.

VI. ZUSAMMENFASSUNG

Die private Reptilienhaltung hat in der Bundesrepublik Deutschland einen zunehmend großen Stellenwert unter Haustierbesitzern. Daher gewinnt auch der Bereich der Reptilienmedizin innerhalb der Tiermedizin zunehmend an Bedeutung. Dabei sind Streifenköpfige Bartagamen (*Pogona vitticeps*) vermutlich die am häufigsten in Privathand gehaltene Echsenspezies. Sowohl in der Humanmedizin als auch in der Kleintiermedizin stellt die Elektrokardiographie seit vielen Jahren eine routinemäßige Untersuchung in der Kardiologie und im Narkosemonitoring dar. Das dabei erstellte Elektrokardiogramm (EKG) ist ein wichtiger und minimal-invasiver Bestandteil für jede Untersuchung des Herzens. In der Literatur wird der Einsatz der Elektrokardiographie auch im Bereich der Reptilienmedizin für die Narkoseüberwachung sowie für den vergleichsweise jungen Bereich der Reptilienkardiologie empfohlen. Derzeit existiert für *P. vitticeps* kein standardisiertes, etabliertes Protokoll zur Ableitung eines EKG, so dass nicht nur erprobte Ableitungssysteme sondern auch Referenzbereiche zur Interpretation und Beurteilung der Kurven fehlen. Auch für andere Reptilienspezies gibt es hierzu recht wenige Daten. Hinzu kommt, dass aufgrund der großen artspezifischen Unterschiede eine Übertragbarkeit bzw. Vergleichbarkeit der Werte zwischen verschiedenen Spezies nicht gegeben ist.

Zielsetzung der vorliegenden Arbeit war es, eine Untersuchungstechnik inklusive Empfehlungen zu den Geräteeinstellungen zu ermitteln, mit der EKG-Kurven im Wachzustand und unter Isofluran-Narkose an *P. vitticeps* abgeleitet und ausgewertet werden können. Außerdem sollten Orientierungswerte der ermittelten EKG-Parameter als Hilfestellung bei der Interpretation von EKG-Kurven für diese Tierart erstellt werden.

Untersucht wurden je zwei verschiedene Elektrodenarten (Krokodilklemmen, Nadelelektroden) und Varianten der Elektrodenapplikation (Gliederableitung, Nackenableitung) sowie verschiedene Geräteeinstellungen, die jeweils im Wachzustand und unter Isofluran-Narkose getestet wurden. Die Versuche wurden an zehn adulten, klinisch gesunden, parasitologisch negativen, männlichen *P. vitticeps* durchgeführt.

Ausgemessen und beurteilt wurden die standardmäßig in der Kleintierkardiologie

verwendeten Parameter und zusätzlich die reptilienspezifische SV-Welle. Zur Auswertung wurden dann die Anzahl und der Anteil der abgeleiteten und ausgewerteten Kurven sowie der EKG-Komplexe und der einzelnen EKG-Parameter ermittelt. Es wurden Orientierungswerte der EKG-Parameter jeweils für den Gesamtversuch, die Wachversuche und für die Narkoseversuche erstellt. Für die Methodenevaluierung wurde ein eigener Score entwickelt, anhand dessen die Methoden nach den Parametergruppen Invasivität, Praktikabilität und Auswertbarkeit beurteilt werden konnten. Auf Grundlage dieser Ergebnisse wurde jeweils eine Empfehlung für die Methodik der EKG-Ableitung im Wachzustand und unter Isofluran-Narkose erstellt. Aufgrund der geringen Tierzahl ist die Studie als Orientierungsstudie anzusehen, es können nur Tendenzen angegeben werden.

Insgesamt waren 87,50 % der geplanten Kurven ableitbar. Davon waren 75,71 % der Kurven auswertbar, in welchen wiederum 96,11 % der EKG-Komplexe ausgewertet werden konnten. Die Ableitbarkeit der Kurven schien in erster Linie von der Methode abzuhängen, die Auswertbarkeit war bei den Narkoseversuchen deutlich besser als bei den Wachversuchen. Da einige EKG-Parameter nur selten oder gar nicht in der Standardableitung II ausreichend gut darstellbar waren, sollten für eine ausführliche EKG-Beurteilung bei der Bartagame immer alle sechs Standardableitungen aufgezeichnet werden. Wird das EKG ausschließlich im Rahmen des Narkosemonitorings genutzt, reicht die Ableitung II aus, um die R-Zacken zuverlässig darzustellen.

Die Herzfrequenz (HF) betrug in den Narkoseversuchen im Median 44 bpm, in den Wachversuchen 70 bpm. Innerhalb einer Methode schwankte die errechnete HF der einzelnen Tiere nur gering, allerdings gab es größere Unterschiede im tierindividuellen Vergleich.

In der Methodenevaluierung schnitt Methode 10 (Krokodilklemmen, Nackenableitung) bei der Gesamtbeurteilung der Invasivität und der Praktikabilität am besten ab. Zusammen mit Methode 9 (Krokodilklemmen, Gliedmaßenableitung) erzielte sie auch bei der Verrechnung aller Parameter (Invasivität, Praktikabilität, Auswertbarkeit) das beste Ergebnis. Daher wird Methode 10 zur Anwendung in der kardiologischen Diagnostik empfohlen. Die Narkoseversuche waren deutlich besser auswertbar als die Wachversuche.

Für die Anwendung im Bereich des Narkosemonitorings wird die Methode 3 (Nadelelektroden, Gliedmaßen) empfohlen, da diese in der Gesamtbeurteilung der Parametergruppe Auswertbarkeit den höchsten Score erzielte. Bei den Geräteeinstellungen erwiesen sich eine Papiergeschwindigkeit von 50 mm/s, eine möglichst hohe Verstärkung (mindestens 40 mm/mV) sowie die Verwendung eines Netzfilters als vorteilhaft.

Die gute Übereinstimmung der Herzfrequenzermittlung mittels Auszählen bzw. Berechnen mittels des RR-Intervalls ermöglicht es auch anhand einer EKG-Kurve mit minderer Qualität die Herzfrequenz zu bestimmen. Die erstellte Gleichung zur Ermittlung der zu erwartenden Herzfrequenz bei bekannter Körpertemperatur (Errechnete bzw. erwartete HF = $-44,570390 + 3,091471 \times \text{Körpertemperatur}$) kann eine wertvolle Hilfe für den praktizierenden Tierarzt bei der Beurteilung der ermittelten Herzfrequenz eines Patienten sein. Sie ist sowohl für die kardiologische Untersuchung am wachen Tier als auch zum Narkosemonitoring einsetzbar. Wie erwartet korrelieren die Parameter RT-Intervall-Dauer und RT-Peak-Intervall-Dauer stark. Da sich aufgrund der Morphologie der T-Welle letztere leichter abgrenzen lässt, scheint sie zur Auswertung von EKG-Befunden bei Bartagamen praktikabel zu sein.

Die in der vorliegenden Arbeit ermittelten Werte bilden eine erste Grundlage für weitere klinische Forschungen. Hierbei ist das Ziel, künftig das EKG besser in die Narkoseüberwachung und die kardiologische Diagnostik bei Bartagamen einbinden zu können. Gleiches gilt für die weiterführende Forschung, wie beispielsweise die Algesimetrie.

VII. SUMMARY

The private ownership of reptiles plays an increasing role among pet owners in the Federal Republic of Germany. Therefore, the significance of reptile medicine within veterinary medicine is steadily increasing. At the same time, inland bearded dragons (*Pogona vitticeps*) are assumably the most common kept lizard species. For many years, electrocardiography has been a routinely used diagnostic tool for cardiology as well as for anesthetic monitoring in both human and small animal medicine. The hereby generated electrocardiogram (ECG) is an important and minimally invasive diagnostic procedure for every cardiologic examination. The literature recommends the use of electrocardiography for anesthetic monitoring in reptile medicine as well as for reptile cardiology, which is a relatively young discipline. Until now, no standardized, established protocol for recording an ECG of *P. vitticeps* exists. Therefore, veterinarians do not only lack approved recording standards, but also reference ranges for the interpretation and evaluation. Concerning other reptile species, there is only little data available which is additionally not comparable or assignable due to large species differences.

The aim of this study was to determine a standardized protocol for recording and evaluating an ECG of *P. vitticeps*, in which the animals were either awake or under isoflurane-anesthesia, and to establish recommendations for optimal equipment adjustments. In addition, data of the determined ECG-parameters were to be collected to serve as guidelines for the interpretation and evaluation of ECG-tracings of this species.

Two different types of electrodes (alligator clips, needle electrodes) and two different versions of electrode placement (standard limb lead system and a modified system, adapted at the cervical region) as well as several equipment adjustments were tested in this study. The experiments were conducted on ten adult, clinically healthy, parasitologically negative, male *P. vitticeps* under isoflurane-anesthesia and while awake, respectively. The standard ECG-parameters, which are used in small animal medicine, and additionally the SV-wave, which is specific for reptiles, were measured and evaluated.

For final analysis, the total number and particular percentages of the recorded and

evaluated curves, as well as of the ECG-complexes and the single ECG-parameters were determined. Orientational data of the ECG-parameters were collected for the total data set, as well as for the subset with awake animals and for the anesthesia subset. In order to evaluate the various tested methods, a score was developed, to rate the parameter groups “invasiveness”, “practicability” and “interpretability”. Out of these results, a recommendation for a suitable method for recording an ECG on an awake animal and under isoflurane anesthesia respectively was made.

In total, 87.50 % of the intended total number of curves could be recorded. Thereof, 75.71 % were evaluated and within those, 96.11 % ECG-complexes could be analyzed. Thereby, the recording of the curves seemed to be influenced most by the different methods. The evaluation was much better in the subset under anesthesia than in the subset of awake animals. Since some ECG-parameters were only rarely or not at all present in the standard lead II, which was favored for analysis, it is recommended to always record all six standard leads for a full evaluation of the electrocardiographic tracing of *P. vitticeps*. If the ECG is only used for anesthetic monitoring, lead II should be sufficient to show reliable R-waves.

Heart rate (HR) was 44 bpm (median) in the anesthesia subset and 70 bpm (median) in the awake animals. Within one method, the fluctuation of the calculated HR of the individual animals was low; however, a bigger fluctuation among individuals could be noted.

Concerning the evaluation of the different tested methods, method 10 (alligator clips, positioned at the neck) performed best within the complete assessment of the parameter groups invasiveness and practicability. Together with method 9 (alligator clips, standard limb lead system), method 10 reached the best result in the overall assessment of all three parameter groups (invasiveness, practicability and interpretability). Therefore, method 10 is recommended for the use of electrocardiography in cardiologic diagnostics of *P. vitticeps*. The electrocardiographic tracings under anesthesia were much better to evaluate than the tracings from awake animals. For the use in anesthetic monitoring, method 3 (needle electrodes, standard limb lead system) is recommended, because it gained the highest score in the parameter group “interpretability”.

Concerning equipment adjustments, a paper speed of 50 mm/s, an amplification of 40 mm/mV as well as the use of a filter for electrical interference (50 Hz) proved to be beneficial.

The good accordance between manual counting and calculation using the RR-interval-duration, makes it possible to determine the HR even with the use of an electrocardiographic tracing of low quality. The generated equation to calculate the anticipated HR using the known body temperature (BT) [calculated or anticipated $HR = -44,570390 + 3,091471 \times BT$] can be a valuable tool for the practitioner in evaluating a certain determined HR of a patient. It is useful for both cardiologic diagnostic and for anesthetic monitoring. As expected, the correlation between the parameters RT-interval-duration and RT-peak-interval-duration was strong. Due to the fact that the morphology of the T-waves makes it easier to determine the latter one, the RT-peak-interval-duration seems to be a useful parameter in the evaluation of ECG-tracings of bearded dragons.

These results can be the foundation for further clinical research and improve the usage of the ECG in anesthetic monitoring as well as in cardiological diagnostics and further research areas such as algometry.

VIII. LITERATURVERZEICHNIS

- AKERS, T.K., DAMM, M.G. (1963). The Effect of Temperature on the Electrocardiograms of Two Species of Turtles. *Copeia*, 1963 (4): S. 629-634.
- ANONYM (1997). Mindestanforderungen an die Haltung von Reptilien. Bundesministerium für Ernährung und Landwirtschaft der Bundesrepublik Deutschland (BMEL).
- ANONYM (2015). Merkblatt Nr. 176 - Heimtiere: Bartagamen. Tierärztliche Vereinigung für Tierschutz e.V. (TVT).
- ANONYM (2016). Handelsstatistik: Lebende Reptilien BRD. United Nations Statistics Division (Comtrade). <https://comtrade.un.org/db/dqBasicQueryResults.aspx?cc=010620&px=H2&r=276&y=2016>, Abrufdatum: 06.05.2016.
- ANONYM (2017a). Der deutsche Heimtiermarkt - Struktur und Umsatzdaten. Zentralverband Zoologischer Fachbetriebe Deutschland e.V., Industrieverband Heimtierbedarf (IVH) e.V.
- ANONYM (2017b). Tierärzte - Die AG ARK. Deutsche Gesellschaft für Herpetologie und Terrarienkunde e.V. (DGHT). <https://dght.de/tieraerzte>, Abrufdatum: 06.05.2016.
- ANONYM (2018a). Tierärztesuchdienst der Bayerischen Landestierärztekammer. Bayerische Landestierärztekammer (BLTK). www.bltk.info/tieraerzte-suchdienst.html), Abrufdatum: 30.06.2018.
- ANONYM (2018b). Web Of Science "bearded dragon". Clarivate Analytics. <https://login.webofknowledge.com/error/Error?PathInfo=%2F&Error=IPError>, Abrufdatum: 29.06.2018.

- ANONYM (2018c). Buchsuche "Bartagamen". Amazon.de. https://www.amazon.de/s/ref=sr_nr_n_0?fst=as%3Aoff&rh=n%3A186606%2Ck%3Abartagamen&keywords=bartagamen&ie=UTF8&qid=1530281457&rnid=1703609031, Abrufdatum: 29.06.2018.
- ARDLIE, N.G., SCHWARTZ, C.J. (1965). Arterial pathology in the australian reptile - a comparative study. *Journal of Pathology and Bacteriology*, 90 (2): S. 487-494.
- AXELSSON, M., HOLM, S., NILSSON, S. (1989). Flow dynamics of the crocodilian heart. *American Journal of Physiology*, 256 (4): S. R875-R879.
- AXELSSON, M., FRANKLIN, C.E. (1997). From anatomy to angioscopy: 164 years of crocodilian cardiovascular research, recent advances, and speculations. *Comparative Biochemistry and Physiology a - Molecular & Integrative Physiology*, 118 (1): S. 51-62.
- AXELSSON, M., DANG, Q., PITSILLIDES, K., *et al.* (2007). A novel, fully implantable, multichannel biotelemetry system for measurement of blood flow, pressure, ECG, and temperature. *Journal of Applied Physiology*, 102 (3): S. 1220-1228.
- BAATZ, G. (2002). *EKG bei Hund und Katze: Anfertigung, Auswertung, Interpretation*, 1. Aufl., Schattauer, ISBN: 3-7945-2135-8.
- BARTEN, S.L. (1980). Cardiomyopathy in a kingsnake (*Lampropeltis calligaster rhombomaculata*). *Veterinary Medicine & Small animal clinican*, 75 (1): S. 125 - 129.
- BAUMGARTNER, C., GLAUS, T.M. (2003). Congenital cardiac defects in dogs, a retrospective analysis. *Schweizer Archiv Fur Tierheilkunde*, 145 (11): S. 527-536.

- BAUR, M., BÜHLER, I., FRIZ, T., *et al.* (2008). Reptilienmedizin, 1. Aufl., Bayerische Landestierärztekammer, ISBN: 978-3-934302-14-3.
- BECK, W., PANTCHEV, N. (2012). Parasitosen bei Reptilien (Schlangen, Schildkröten und Echsen). In: Praktische Parasitologie bei Heimtieren, 2. Aufl., BECK, W., PANTCHEV, N. (Hrsg.). Schlütersche, S. 238-341, ISBN: 978-3-899930-88-7.
- BENNETT, R.A. (1991). A review of anesthesia and chemical restraint in reptiles. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 22 (3): S. 282-303.
- BERNAL, J. (2011). Grundlagen der EKG-Interpretation. In: EKG-Interpretation in der Kleintierpraxis, 1. Aufl., BERNAL, J. (Hrsg.). Schlütersche, S. 2 - 37, ISBN: 978-3-899930-74-0.
- BERTELSEN, M.F. (2014). Squamates (Snakes and Lizards). In: Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia, 2. Aufl., WEST, G., HEARD, D., CAULKETT, N. (Hrsg.). Wiley Blackwell, S. 351-363, ISBN: 978-1-118792-92-6.
- BHATNAGAR, S.P., GAUR, R.K. (1967) Cardiac conducting system of lizards. American Association of Anatomists - 80th Session. Kansas City, Kansas, USA. S. 197 - 414.
- BLACKFORD, L.M. (1956). The heart and electrocardiogram of an alligator. *Circulation (Journal of the American Heart Association)*, 14 (6): S. 1114-1116.
- BONATH, K. (1977). Narkose der Reptilien, Amphibien und Fische, 1. Aufl., Paul Parey, ISBN: 978-3-489-75018-7.
- BOUITS, T., GASTHUYS, F. (2002). Anesthesia in reptiles - Part 2: inhalation anesthesia. *Vlaams Diergeneeskundig Tijdschrift*, 71 (3): S. 195-201.

- BRUDER, A. (2011). *Kardiologie bei Hund und Katze*, 1. Aufl., Urban & Fischer Verlag/Elsevier GmbH., ISBN: 978-3-437-57-330-9.
- BUCHANAN, J.W. (1999). Prevalence of Cardiovascular Disorders. In: *Textbook of canine and feline cardiology, Principles and clinical practice*, 2. Aufl., FOX, P.R., SISSON, D., MOISE, N.S. (Hrsg.). Saunders, S. 457 - 470, ISBN: 0721640443.
- BUCHANAN, J.W. (2013). The history of veterinary cardiology. *Journal of Veterinary Cardiology*, 15 (1): S. 65-85.
- BURCH, G.E. (1961). Development in clinical electrocardiography since Einthoven. *American Heart Journal*, 61 (3): S. 324-346.
- BURCH, G.E., DE PASQUALE, N.P. (1964). *A History of Electrocardiography*, 1. Aufl., Year Book Medical Publishers, ISBN: 978-0-815113-41-6.
- BURGGREN, W.W. (1975). A quantitative analysis of ventilation tachycardia and its control in two chelonians, *Pseudemys scripta* and *Testudo graeca*. *Journal of Experimental Biology*, 63 (2): S. 367-380.
- BURGGREN, W.W. (1978). Influence of intermittent breathing on ventricular depolarization patterns in chelonian reptiles. *Journal of Physiology*, 1978 (278): S. 349-364.
- CAMPBELL, H.A., LEITE, C.A.C., WANG, T., *et al.* (2006). Evidence for a respiratory component, similar to mammalian respiratory sinus arrhythmia, in the heart rate variability signal from the rattlesnake, *Crotalus durissus terrificus*. *Journal of Experimental Biology*, 209 (14): S. 2628-2636.

- CANNON, M.J. (2003). Husbandry and veterinary aspects of the bearded dragon (*Pogona spp.*) in Australia. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 12 (4): S. 205-214.
- CARPENTER, J.W. (2012). *Exotic Animal Formulary*, 4. Aufl., Elsevier Saunders, ISBN: 978-1-437722-64-2.
- CHRISTEN, C., LIERZ, M., STRAUB, J. (2011). Leitsymptome bei Papageien und Sittichen. *Diagnostischer Leitfaden und Therapie*, 2. Aufl., Enke, ISBN: 978-3-83-041084-3.
- CLARKE, G.K., MARX, T.I. (1960). Heart rates of unanesthetized snakes by electrocardiography. *Copeia*, 1960 (3): S. 236-238.
- CLIPPINGER, T.L. (1993) Aortic Stenosis And Atrio/Ventricular dilatation In A Green Iguana. *Annual Conference of the Association of American Zoo Veterinarians*. St. Louis, Missouri. S. 390 - 393.
- COGGER, H.G. (1975). Family Agamidae (Dragon Lizards). In: *Reptiles and amphibians of Australia*, 1. Aufl., COGGER, H.G. (Hrsg.). A.H. & A.W. Reed, S. 197 - 230, ISBN: 978-0-589071-76-9.
- COLES, B.H. (2007). Anaesthesia. In: *Essentials of avian medicine and surgery*, 3. Aufl., COLES, B.H. (Hrsg.). Blackwell, S. 124-141, ISBN: 978-0-47-069234-9.
- COOK, A.C., TRAN, V.H., SPICER, D.E., *et al.* (2017). Sequential segmental analysis of the crocodylian heart. *Journal of Anatomy*, 231 (4): S. 484-499.
- COOK, R.A., WESTROM, W. (1979) *Cardiac Anatomy, Cardiac Physiology And Electrocardiography Of Reptiles*. *Annual Conference of the American Association of Zoo Veterinarians*. Denver, Colorado. S. 16 - 22.

- COWLES, R.B., PHELAN, R.L. (1958). Olfaction in Rattlesnakes. *Copeia*, 1958 (2): S. 77 - 83.
- DAHMAN, M. (2006). Elektrokardiographische Untersuchungen beim Grünen Leguan (*Iguana iguana*). Institut für Zoologie, Fischereibiologie und Fischkrankheiten der Tierärztlichen Fakultät. Ludwig-Maximilians-Universität München. Dissertationsschrift.
- DAVIES, F., FRANCIS, E.T.B., KING, T.S. (1951). Electrocardiogram of the crocodilian heart. *Nature*, 167 (4239): S. 146-146.
- DAWSON, W.R., BARTHOLOMEW, G.A. (1958). Metabolic and cardiac responses to temperature in the lizard *Dipsosaurus dorsalis*. *Physiol Zool*, 31 (2): S. 100-111.
- DAWSON, W.R. (1960). Physiological responses to temperature in the lizard *Eumeces obsoletus*. *Physiol Zool*, 33 (2): S. 87-103.
- DAWSON, W.R., TEMPLETON, J.R. (1963). Physiological responses to temperature in the lizard *Crotaphytus collaris*. *Physiol Zool*, 36 (3): S. 219-236.
- DEMING, C., GREINER, E., UHL, E.W. (2008). Prevalence of cryptosporidium infection and characteristics of oocyst shedding in a breeding colony of Leopard geckos (*Eublepharis macularis*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 39 (4): S. 600-607.
- DETWEILER, D.K., PATTERSON, D.F. (1965). The prevalence and types of cardiovascular disease in dogs. *Annals New York Academy of Science*, 127 (Art. 1): S. 481-516.

- DÖRNATH, K.A. (2014). Haltungs- und fütterungsbedingte Erkrankungen der Streifenköpfigen Bartagame (*Pogona vitticeps*). *kleintier konkret*, 17 (S 02): S. 31-37.
- EBERSPÄCHER, E. (2017). Monitoring. In: *AnästhesieSkills, perioperatives Management bei Klein-, Heim- und Großtieren*, 1. Aufl., EBERSPÄCHER, E. (Hrsg.). Schattauer, S. 21-42, ISBN: 978-3-794530-55-7.
- EBERT, U., FREY, H.-H., SCHULZ, R. (2007). Pharmakologie des zentralen Nervensystems (ZNS). In: *Lehrbuch der Pharmakologie und Toxikologie für die Veterinärmedizin*, 2. Aufl., FREY, H.H., LÖSCHER, W. (Hrsg.). Enke Verlag, S. 87-138, ISBN: 978-3-8304-1070-6.
- FARELL, A.P., GAMPERL, A.K., FRANCIS, E.T.B. (1998). Comparative aspects of Heart Morphology. In: *Biology of the Reptilia. Volume 19. Morphology G. Visceral Organs.*, 1. Aufl., GANS, C., GAUNT, A.S. (Hrsg.). S. 401 - 402, ISBN: 978-0-916984-42-7.
- FARMER, C.G., HICKS, J.W. (2002). The intracardiac shunt as a source of myocardial oxygen in a turtle, *Trachemys scripta*. *Integrative and Comparative Biology*, 42 (2): S. 208-215.
- FERASIN, L. (2012). Feline cardiomyopathy. *In Practice*, 34 (4): S. 204-2013.
- FINLAYSON, R., WOODS, S.J. (1977). Arterial disease of reptiles. *Journal of Zoology*, 1977 (183): S. 397-410.
- FYE, W.B. (1994). A History of the origin, evolution, and impact of electrocardiography. *The American Journal of Cardiology*, 73 (13): S. 937-949.

- GANSCHOW, U. (2010). EKG-Kurs, 2. Aufl., Lehmanns Media, ISBN: 978-3-865413-76-5.
- GATTEN, R.E. (1974). Effects of temperature and activity on aerobic and anaerobic metabolism and heart rate in turtles *Pseudemys scripta* and *Terrapene ornata*. *Comparative Biochemistry and Physiology*, 48 (4A): S. 619-648.
- GERMER, C.M., TOMAZ, J.M., CARVALHO, A.F., *et al.* (2015). Electrocardiogram, heart movement and heart rate in the awake gecko (*Hemidactylus mabouia*). *Journal of Comparative Physiology B - Biochemical Systemic and Environmental Physiology*, 185 (1): S. 111-118.
- GIRLING, S.J., HYNES, B. (2004). Cardiovascular and haemopoietic systems. In: *BSAVA Manual of Reptiles*, 2. Aufl., GIRLING, S.J., RAITI, P. (Hrsg.). British Small Animal Veterinary Association (BSAVA), S. 243-260, ISBN: 978-0-905214-75-7.
- GLAUS, T. (2012). Herzkrankheiten. In: *Praktikum der Hundeklinik*, 11. Aufl., SUTER, P.F., KOHN, B., SCHWARZ, G. (Hrsg.). Enke, S. 564-607, ISBN: 978-3-830411-25-3.
- GLAUS, T.M., KEENE, B.W., FLORIAN, S., *et al.* (2014). Herz-Kreislauf-Erkrankungen. In: *Krankheiten der Katze*, 5. Aufl., LUTZ, H., KOHN, B., FORTERRE, F. (Hrsg.). Enke, S. 541-565, ISBN: 978-3-830412-42-7.
- GREENWALD, O.E. (1971). The Effect of Body Temperature on Oxygen Consumption and Heart Rate in the Sonora Gopher Snake, *Pituophis catenifer affinis* *Hallowell*. *Copeia*, 1971 (1): S. 98-106.
- GU, H., RUAN, R., ZHANG, Z. (1992). Electrocardiogram research on the Chinese alligator (*Alligator sinensis*). *Asiatic Herpetological Research*, 4: S. 137-140.

- HAGENSEN, M.K., ABE, A.S., FALK, E., *et al.* (2008). Physiological importance of the coronary arterial blood supply to the rattlesnake heart. *Journal of Experimental Biology*, 211 (22): S. 3588-3593.
- HARRIS, A.S. (1941). The spread of excitation in turtle, dog, cat and monkey ventricles. *American Journal of Physiology*, 134 (2): S. 0319-0332.
- HASKINS, S.C. (2007). Monitoring Anesthetized Patients. In: Lumb and Jones' *Veterinary Anesthesia and Analgesia*, 4. Aufl., TRANQUILI, W.J., THURMON, J.C., GRIMM, K.A. (Hrsg.). Blackwell Publishing, S. 533-558, ISBN: 978-0-781754-71-2.
- HEARD, D.J. (2001). Reptile Anesthesia. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 4 (1): S. 83-117.
- HEARD, D.J., STETTER, M.D. (2007). Reptiles, Amphibians and Fish. In: Lumb and Jones' *Veterinary Anesthesia and Analgesia*, 4. Aufl., THURMON, J.C., TRANQUILI, W.J., GRIMM, K.A. (Hrsg.). Blackwell Publishing, S. 869-887, ISBN: 978-0-781754-71-2.
- HEATONJONES, T.G., KING, R.R. (1994). Characterization of the electrocardiogram of the American alligator (*Alligator mississippiensis*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 25 (1): S. 40-47.
- HENKE, J., ERHARDT, W. (2012). Narkoseüberwachung. In: *Anästhesie und Analgesie beim Klein- und Heimtier mit Exoten, Labortieren, Vögeln, Reptilien, Amphibien und Fischen*, 2. Aufl., ERHARDT, W., HENKE, J., HABERSTROH, J., *et al.* (Hrsg.). Schattauer, S. 199-214, ISBN: 978-3-794527-81-6.
- HERNANDEZ-DIVERS, S.J. (2006). Diagnostic techniques. In: *Reptile Medicine and Surgery*, 2. Aufl., MADER, D.R. (Hrsg.). Elsevier Inc., S. 490-532, ISBN: 978-0-7216-9327-9.

- HERNANDEZ-DIVERS, S.M. (2004). Surgery: principles and techniques. In: BSAVA Manual of Reptiles, 2. Aufl., GIRLING, S.J., RAITI, P. (Hrsg.). S. 147-167, ISBN: 978-0-905214-75-7.
- HOLZ, R.M., HOLZ, P. (1995). Electrocardiography in anesthetized red-eared sliders (*Trachemys scripta elegans*). Research in Veterinary Science, 58 (1): S. 67-69.
- HOMER, B.L., JACOBSON, E.R., SCHUMACHER, J., *et al.* (1994). Chlamydiosis in mariculture-reared green sea-turtles (*Chelonia mydas*). Veterinary Pathology, 31 (1): S. 1-7.
- HUGGINS, S.E., HOFF, H.E., PENA, R.V. (1969). Heart respiratory rates in crocodylian reptiles under conditions of minimal stimulation. Physiological Zoology, 42 (3): S. 320-333.
- HUNT, C. (2013). Electrocardiography of the Normal Inland Bearded Dragon (*Pogona vitticeps*). Royal College of Veterinary Surgeons Dissertationsschrift.
- JACOB, J.S., MCDONALD, H.S. (1975). Temperature preferences and electrocardiography of *Elaphe obsoleta* (*Serpentes*). Comparative Biochemistry and Physiology a - Physiology, 52 (4): S. 591-594.
- JACOB, J.S. (1980). Heart-rate ventilatory response of 7 terrestrial species of North-American snakes. Herpetologica, 36 (4): S. 326-335.
- JACOB, J.S., CARROLL, S.L. (1982). Effect of temperature on the heart-rate ventilatory response in the Copperhead, *Agkistrodon contortrix* (*Reptilia, Viperidae*). Journal of Thermal Biology, 7 (2): S. 117-120.

- JACOBSON, E.R., WHITFORD, W.G. (1971). Physiological Responses to Temperature in the Patch-Nosed Snake, *Salvadora hexalepis*. *Herpetologica*, 27 (3): S. 289-295.
- JACOBSON, E.R. (1976) Congestive Heart Failure In A Deckert's Rat Snake (*Elaphe obsoleta deckerti*). Annual Conference of the American Association of Zoo Veterinarians. St. Louis, Missouri. S. 37 - 39.
- JACOBSON, E.R., SEELY, J.C., NOVILLA, M.N., *et al.* (1979). Heart-failure associated with unusual hepatic inclusions in a Deckerts rat snake. *Journal of Wildlife Diseases*, 15 (1): S. 75-81.
- JACOBSON, E.R., GASKIN, J.M., MANSELL, J. (1989). Chlamydial infection in puff adders (*Bitis arietans*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 20 (3): S. 364-369.
- JAYASINGHE, J.B., FERNANDO, S.D.A., BRITO-BABAPULLE, L.A.P. (1963). The appearance of the electrocardiogram of the heart in the serpent. The Ceylon rat snake (Sinhalese: Garandiya.). *Ceylon Vet Journal*, 11 (2): S. 57-59.
- JENSEN, B., WANG, T. (2009). Hemodynamic consequences of cardiac malformations in two juvenile ball pythons (*Python regius*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 40 (4): S. 752-756.
- JENSEN, B., BOUKENS, B.J.D., POSTMA, A.V., *et al.* (2012). Identifying the Evolutionary Building Blocks of the Cardiac Conduction System. *Plos One*, 7 (9): S. 13.
- JENSEN, B., MOORMAN, A.F.M., WANG, T. (2014). Structure and function of the hearts of lizards and snakes. *Biological Reviews*, 89 (2): S. 302-336.

- JENSEN, B., ELFWING, M., ELSEY, R.M., *et al.* (2016). Coronary blood flow in the anesthetized American alligator (*Alligator mississippiensis*). *Comparative Biochemistry and Physiology a - Molecular & Integrative Physiology*, 191: S. 44-52.
- JOHANSEN, K. (1959a). The influence of temperature on the electrocardiograms of some northern reptiles. *Acta Physiologica Scandinavica*, 46 (4): S. 346-357.
- JOHANSEN, K. (1959b). Circulation in the 3-chambered snake heart. *Circulation Research*, 7 (6): S. 828-832.
- KAPLAN, H.M., SCHWARTZ, C. (1963). Electrocardiography in turtles. *Life Sciences*, 9: S. 637-645.
- KIK, M.J.L., MITCHELL, M.A. (2005). Reptile cardiology: A review of anatomy and physiology, diagnostic approaches, and clinical disease. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 14 (1): S. 52-60.
- KITTLESON, M.D. (1998). Electrocardiography: basic concepts, diagnosis of chamber enlargement, and intraventricular conduction disturbances. In: *Small Animal Cardiovascular Medicine*, 1. Aufl., KITTLESON, M.D., KIENLE, R.D. (Hrsg.). Mosby, S. 72-94, ISBN: 978-0-8151-5140-3.
- KÖHLER, G., GRIEBHAMMER, K., SCHUSTER, N. (2013). *Bartagamen (Biologie, Pflege, Zucht, Erkrankungen, Zuchtformen)*, 2. Aufl., Herpeton, ISBN: 978-3-936180-37-4.
- KÖLLE, P. (2002). Vorbeugen ist besser als Heilen! In: *Reptilienkrankheiten*, 1. Aufl., KÖLLE, P. (Hrsg.). Franckh-Kosmos-Verlags-GmbH & Co., S. 4-35, ISBN: 978-3-440090-10-7.

- KÖLLE, P., LENDL, C., HENKE, J. (2012). Speziesspezifische Anästhesie - Reptilien. In: Anästhesie und Analgesie beim Klein- und Heimtier mit Exoten, Labortieren, Vögeln, Reptilien, Amphibien und Fischen, 2. Aufl., ERHARDT, W., HENKE, J., HABERSTROH, J., *et al.* (Hrsg.). Schattauer, S. 835-869, ISBN: 978-3-794527-81-6.
- KÖLLE, P. (2014). Klinische Labordiagnostik bei Reptilien. In: Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin, 7. Aufl., MORITZ, A. (Hrsg.). Schattauer, S. 822-836, ISBN: 978-3-794527-37-3.
- KÖLLE, P., BLAHAK, S. (2015). Reptilienskills - Praxisleitfaden Schildkröten, Echsen und Schlangen: MemoVet, 1. Aufl., Schattauer, ISBN: 978-3-794531-01-1.
- KÖLLE, P. (2015). Echsen und Schlangen - Heimtier und Patient, 1. Aufl., Enke, ISBN: 978-3-830412-24-3.
- LANDRETH, H.F. (1972). Physiological Responses of *Elaphe obsoleta* and *Pituophis melanoleucus* to Lowered Ambient Temperatures. *Herpetologica*, 28 (4): S. 376-380.
- LANE, T. (2006). Crocodylians. In: Reptile Medicine and Surgery, 2. Aufl., MADER, D.R. (Hrsg.). Saunders Elsevier, S. 100 - 117, ISBN: 978-0-7216-9327-9.
- LANGKILDE, T., SHINE, R. (2006). How much stress do researchers inflict on their study animals? A case study using a scincid lizard, *Eulamprus heatwolei*. *Journal of Experimental Biology*, 209 (6): S. 1035-1043.
- LASTICA, E.A., BALBA, J.A., GICANA, K.R.B. (2011). Electrocardiographic profile of captive reticulated pythons (*Python reticulatus*). *Phillipine Journal of Veterinary and Animal Science*, 37 (2): S. 187-194.

- LEE, A.K., BADHAM, J.A. (1963). Body Temperature, Activity, and Behavior of the Agamid Lizard, *Amphibolurus barbatus*. *Copeia*, 1963 (2): S. 387-394.
- LEWIS, T. (1916). The spread of the excitatory process in the vertebrate heart Parts I-V. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London Series B - Containing Papers of a Biological Character*, 207: S. 221-U250.
- LIU, C.B., LI, R.D. (2005). Electrocardiogram and heart rate in response to temperature acclimation in three representative vertebrates. *Comparative Biochemistry and Physiology a - Molecular & Integrative Physiology*, 142 (4): S. 416-421.
- LONGLEY, L. (2008). Reptile anaesthesia. In: *Anaesthesia of Exotic Pets*, 1. Aufl., LONGLEY, L. (Hrsg.). Saunders, S. 185-210, ISBN: 978-0-702028-88-6.
- MADER, D.R., BENETT, R.A., FUNK, R.S., *et al.* (2006). Surgery. In: *Reptile Medicine and Surgery*, 2. Aufl., MADER, D.R. (Hrsg.). S. 581-630, ISBN: 978-0-7216-9327-9.
- MALLEY, D. (1997). Reptile anaesthesia and the practising veterinarian. In *Practice*, 19 (7): S. 351-377.
- MARTIN, M. (2001). *Das EKG beim Kleintier. Ein Leitfaden für die Praxis*, 1. Aufl., Parey im MVS, ISBN: 978-3-826333-4-39.
- MARTÍNEZ-SILVESTRE, A., MATEO, J.A., PETHER, J. (2003). Electrocardiographic Parameters in the Gomeran Giant Lizard, *Gallotia bravoana*. *Journal of Herpetological Medicine and Surgery*, 13 (3): S. 22 - 25.

- MATHES, K. (2015). Bildgebende Verfahren. In: Heimtier und Patient - Echsen und Schlangen, 1. Aufl., KÖLLE, P. (Hrsg.). Enke Verlag, S. 163 - 209, ISBN: 978-3-830412-24-3.
- MATHES, K.A., HOLZ, A., FEHR, M. (2006). Blood reference values of terrestrial tortoises (*Testudo spp.*) kept in Germany. *Tieraerztliche Praxis Ausgabe Kleintiere Heimtiere*, 34 (4): S. 268-274.
- MCARTHUR, S. (2004). Anesthesia, analgesia and euthanasia. In: *Medicine and Surgery of Tortoises and Turtles*, 1. Aufl., MCARTHUR, S., WILKINSON, R., MEYER, J. (Hrsg.). Blackwell Publishing Ltd., S. 379 - 401, ISBN: 978-1-405108-89-8.
- MCDONALD, H.S., HEATH, J.E. (1971). Electrocardiographic observations on Tuatara, *Sphenodon punctatus*. *Comparative Biochemistry and Physiology*, 40 (4A): S. 881-892.
- MCDONALD, H.S. (1976). Methods for the Physiological Study of Reptiles. In: *Biology of the Reptilia (Physiology A)*, 1. Aufl., GANS, C., DAWSON, W.R. (Hrsg.). Academic Press Inc., S. 19-126, ISBN: 978-0-122746-05-8.
- MELVILLE, J., SCHULTE, J.A. (2001). Correlates of active body temperatures and microhabitat occupation in nine species of central Australian agamid lizards. *Austral Ecology*, 26 (6): S. 660-669.
- MILLER, M.S., TILLEY, L.P., SMITH, F.W.K.J., *et al.* (1999). Electrocardiography. In: *Textbook of canine and feline cardiology, Principles and Clinical Practice*, 2. Aufl., FOX, P.R., SISSON, D.D., MOISE, N.S. (Hrsg.). Saunders, S. 67 - 105, ISBN: 978-0-721640-44-3.
- MITCHELL, M.A. (2009). Reptile cardiology. *The veterinary clinics of North America. Exotic animal practice*, 12 (1): S. 65-79.

- MOORE, J.A., DAUGHERTY, C.H., GODFREY, S.S., *et al.* (2009). Seasonal monogamy and multiple paternity in a wild population of a territorial reptile (tuatara). *Biological Journal of the Linnean Society*, 98 (1): S. 161-170.
- MOSLEY, C.A.E. (2005). Anesthesia and analgesia in reptiles. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 14 (4): S. 243-262.
- MULLEN, R.K. (1962). The Effect of Calcium on the Electrocardiogram of Two Iguanid Lizards. *Copeia*, 1962 (2): S. 269-272.
- MULLEN, R.K. (1967). Comparative electrocardiography of squamata. *Physiological Zoology*, 40 (2): S. 114-126.
- MURRAY, M.J. (2006). Cardiology. In: *Reptile medicine and surgery*, 2. Aufl., MADER, D.R. (Hrsg.). Saunders-Elsevier, S. 181-195, ISBN: 978-0-72169-32-7.
- NEUL, A. (2015). Signalement und Anamnese. In: *Leitsymptome bei Reptilien: Diagnostischer Leitfaden und Therapie*, 1. Aufl., PEES, M. (Hrsg.). Enke, S. 16 - 21, ISBN: 978-3-830412-27-4.
- NÖRR, J. (1922). Über Herzstromkurvenaufnahmen an Haustieren, Zur Einführung der Elektrokardiographie in die Veterinärmedizin. *Archiv für wissenschaftliche und praktische Tierheilkunde*, 48: S. 85-111.
- NORTON, T.M., ANDREWS, K.M., SMITH, L.L. (2014). Techniques for Working with Wild Reptiles. In: *Current therapy in Reptile Medicine & Surgery*, 1. Aufl., DIVERS, M. (Hrsg.). Saunders, S. 310-340, ISBN: 978-1-4557-0893-2.

- OLIVEIRA, P., DOMENECH, O., SILVA, J., *et al.* (2011). Retrospective Review of Congenital Heart Disease in 976 Dogs. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 25 (3): S. 477-483.
- OONINCX, D., VAN LEEUWEN, J.P., HENDRIKS, W.H., *et al.* (2015). The diet of free-roaming Australian Central Bearded Dragons (*Pogona vitticeps*). *Zoo Biology*, 34 (3): S. 271-277.
- PAIGE, C.F., ABBOTT, J.A., ELVINGER, F., *et al.* (2009). Prevalence of cardiomyopathy in apparently healthy cats. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 234 (11): S. 1398-1403.
- PANTCHEV, N., STÖHR, A. (2011) Choleoimeria – gibt es neue Therapieansätze? ("Choleoimeria - are there new therapeutic approaches?"). 35. Arbeitstagung der Arbeitsgemeinschaft Amphibien- und Reptilien-Krankheiten der DGHT. Bonn.
- PEES, M. (2009). Reptilien - Röntgenuntersuchung. In: Atlas der bildgebenden Diagnostik bei Heimtieren, 1. Aufl., KRAUTWALD-JUNGHANNS, M.-E., PEES, M., REESE, S., *et al.* (Hrsg.). Schlüter, S. 310-333, ISBN: 978-3-89993-040-5.
- PEES, M. (2015a). Narkose und Schmerztherapie. In: Leitsymptome bei Reptilien: Diagnostischer Leitfaden und Therapie, 1. Aufl., PEES, M. (Hrsg.). Enke, S. 36-42, ISBN: 978-3-830412-27-4.
- PEES, M. (2015b). Vorwort. In: Leitsymptome bei Reptilien: Diagnostischer Leitfaden und Therapie, 1. Aufl., PEES, M. (Hrsg.). Enke, S. 5, ISBN: 978-3-830412-27-4.
- PETERSEN, A. (2014) Eigene Erhebungen im Rahmen eines Projektantrages

- PHELPS, R.L., GATTEN, R.E., MOSBERG, A.T. (1992). A new method for obtaining electrocardiograms in unrestrained crocodilian reptiles. *Laboratory Animal Science*, 42 (1): S. 73-75.
- PRAKASH, R. (1960). The heart and its conducting system in the lizard *Calotes versicolor* (Daudini). *Anatomical Record*, 136 (4): S. 469-475.
- RAFTERY, A. (2004). Clinical Examination. In: *BSAVA Manual of Reptiles*, 2. Aufl., SIMON J. GIRLING, P.R. (Hrsg.). British Small Animal Veterinary Association, S. 51-62, ISBN: 978-0-905214-75-7.
- RAITI, P. (2011) Husbandry, diseases and veterinary care of the bearded dragon, *Pogona vitticeps*. ARAV (Association of Reptilian and Amphibian Veterinarians) Annual Conference. Seattle, Washington, USA. S. 36-48.
- READ, M.R. (2004). Evaluation of the use of anesthesia and analgesia in reptiles. *Journal of the American Veterinary Medical Association: Small animals/exotics*, 224 (4): S. 547-552.
- REAVILL, D.R., GRIFFIN, C. (2016). Common Pathology and Diseases Seen in Pet Store Reptiles. In: *Current Therapy in Reptile Medicine and Surgery*, 1. Aufl., MADER, D.R., DIVERS, S.J. (Hrsg.). Elsevier/Saunders, S. 13-19, ISBN: 978-1455708-93-2.
- REDROBE, S. (2004). Anesthesia and analgesia. In: *BSAVA Manual of Reptiles*, 2. Aufl., GIRLING, S.J., RAITI, P. (Hrsg.). British Small Animal Veterinary Association, S. 131-146, ISBN: 978-0-905214-75-7.
- REDROBE, S.P., SCUDAMORE, C.L. (2000). Ultrasonographic diagnosis of pericardial effusion and atrial dilation in a spur-thighed tortoise (*Testudo graeca*). *Veterinary Record*, 146: S. 183-185.

- RHEKER, I. (2001). Untersuchungen zur Bedeutung der Heimtiere in der tierärztlichen Fortbildung in Bezug zur Entwicklung des Heimtieranteils am Gesamtaufkommen der Patienten der Klinik für kleine Haustiere, der Klinik für Zier- und Wildvögel sowie der Klinik für Fischkrankheiten der Tierärztlichen Hochschule Hannover. Klinik für kleine Haustiere der Tierärztlichen Hochschule Hannover. Tierärztliche Hochschule Hannover. Dissertationsschrift.
- RIESEN, S.C., KOVACEVICZ, A., LOMBARD, C.W., *et al.* (2007). Prevalence of heart disease in symptomatic cats: an overview from 1998 to 2005. *Schweizer Archiv Für Tierheilkunde*, 149 (2): S. 65-71.
- RISHER, J.F., CLAUSSEN, D.L. (1987). The effects of cold acclimation on electrocardiogram parameters in 5 species of turtles. *Comparative Biochemistry and Physiology a-Physiology*, 87 (1): S. 73-80.
- RISHNIW, M., CARMEL, B.P. (1999). Atrioventricular valvular insufficiency and congestive heart failure in a carpet python. *Australian Veterinary Journal*, 77 (9): S. 580-583.
- ROBB, J.S. (1952). Specialized (conducting) tissue in the turtle heart. *American Journal of Physiology*, 172 (1): S. 7-13.
- ROSSI, J.V. (2006). General husbandry and management. In: *Reptile Medicine and Surgery*, 2. Aufl., MADER, D.R. (Hrsg.). Saunders Elsevier, S. 25-41, ISBN: 978-0-7216-9327 9.
- ROWLAND, M. (2009). Veterinary care of bearded dragons. *In Practice*, 31 (10): S. 506-511.
- SCHILLIGER, L., VANDERSTYLEN, D., PIÉTRAIN, J., *et al.* (2003). Granulomatous myocarditis and coelomic effusion due to *Salmonella enterica arizonae* in a Madagascar Dumerili's boa (*Acrantophis dumerili*, Jan. 1860). *Journal of Veterinary Cardiology*, 5 (1): S. 43-45.

- SCHILLIGER, L., TREHIOU-SECHI, E., PETIT, A.M.P., *et al.* (2010). Double valvular insufficiency in a burmese python (*Python molurus bivittatus*, linnaeus, 1758) suffering from concomitant bacterial pneumonia. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 41 (4): S. 742-744.
- SCHNEIDER, M., TRAUTVETTER, E. (2007). Kongenitale Herzerkrankungen. In: *Klinik der Hundekrankheiten*, 3. Aufl., GRÜNBAUM, E.-G., SCHIMKE, E. (Hrsg.). Enke, S. 398-409, ISBN: 978-3-830410-21-8.
- SCHROFF, S., SCHMIDT, V., KIEFER, I., *et al.* (2010). Ultrasonographic diagnosis of an endocarditis valvularis in a burmese python (*Python molurus bivittatus*) with pneumonia. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 41 (4): S. 721-724.
- SCHROPE, D.P. (2015). Prevalence of congenital heart disease in 76,301 mixed-breed dogs and 57,025 mixed-breed cats. *Journal of Veterinary Cardiology*, 17 (3): S. 192-202.
- SCHUMACHER, J., YELEN, T. (2006). Anesthesia and Analgesia. In: *Reptile Medicine and Surgery*, 1. Aufl., MADER, D.R. (Hrsg.). S. 442-452, ISBN: 978-0-721693-27-9.
- SCHUMACHER, J. (2012). Reptile anesthesia and analgesia. *Journal Latinoamericano de Medicina Veterinaria de Emergencias y Cuidados Intensivos*, 4 (3): S. 174-178.
- SCHUMACHER, J., MANS, C. (2014). Anesthesia. In: *Current Therapy in Reptile Medicine and surgery*, 1. Aufl., MADER, D.R., DIVERS, S.J. (Hrsg.). Saunders, Elsevier, S. 134-153, ISBN: 978-0-721693-27-9.
- SHAAD, F.U., QAYYUM, M.A. (1975). Anatomical and neurohistological observations on the heart of the spiny lizard, *Uromastix hardwickii*. *Acta Anat (Basel)*, 93 (3): S. 399-410.

- SHELTON, G., BURGGREN, W. (1976). Cardiovascular dynamics of chelonia during apnea and lung ventilation *Journal of Experimental Biology*, 64 (2): S. 323-343.
- SLADKY, K.K., MANS, C. (2012). Clinical anesthesia in reptiles. *Journal of Exotic Pet Medicine*, 21 (1): S. 17-31.
- SMITH, E.N., ALLISON, R.D., CROWDER, W.E. (1974). Bradycardia in a free ranging american alligator. *Copeia* (3): S. 770-772.
- SOLC, D. (2007). The heart and heart conducting system in the kingdom of animals: A comparative approach to its evolution. *Experimental and clinical cardiology*, 12 (3): S. 113-118.
- STRÜTT, E. (2015). Detektion und Differenzierung von Hämogregarinen im Blut von Importreptilien mit Hilfe molekularbiologischer Methoden (Polymerase-Kettenreaktion und Sequenzierung). Zentrum für klinische Tiermedizin der Tierärztlichen Fakultät, Lehrstuhl für aviäre Medizin und Chirurgie. Ludwig-Maximilians-Universität München. Dissertationsschrift.
- STUMPEL, J.B.G., DEL-POZO, J., FRENCH, A., *et al.* (2012). Cardiac hemangioma in a corn snake (*Pantherophis guttatus*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 43 (2): S. 360-366.
- SWEET, C.R., LINNETZ, E., GOLDEN, E., *et al.* (2009). What Is Your Diagnosis? *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 234 (10): S. 1259-1260.
- TAN, Y.F.S., GICANA, K.R.B., LASTICA, E.A. (2013). Electrocardiographic profile of captive marbled water monitor lizard (*Varanus marmoratus*, WEIGMANN, 1834). *Phillipine Journal of Veterinary and Animal Science*, 39 (2): S. 269 - 276.

- TIDHOLM, A., LJUNGVALL, I., MICHAL, J., *et al.* (2015). Congenital heart defects in cats: a retrospective study of 162 cats (1996-2013). *Journal of Veterinary Cardiology*, 1015 (17): S. S215-S219.
- TILLEY, L.P., AUGUSTIN-VOSS, H.Ü. (1989). *EKG bei Hund und Katze: Grundlagen-Auswertung-Therapie*, 1. Aufl., Schlüter, ISBN: 978-3-87706-09-6-X.
- TILLEY, L.P., SMITH JR, F.W.K. (2008). *Electrocardiography*. In: *Manual of Canine and Feline Cardiology*, 4. Aufl.W.B. Saunders, S. 49-77, ISBN: 978-1-4160-2398-2.
- TRAPPE, H.-J., SCHUSTER, H.-P. (2013). *EKG-Kurs fürs Isabel*, 6. Aufl., Thieme, ISBN: 978-3-131272-86-4.
- TULLY, T.N., DORRESTEIN, G.M., JONES, A.K. (2009). *Handbook of avian medicine*, 2. Aufl., Elsevier/Saunders, ISBN: 978-0-70-202874-8.
- UETZ, P., FREED, P., HOŠEK, J. (2018). *The Reptile Database*. <http://www.reptile-database.org>, Abrufdatum: 19.04.2018.
- VALENTINUZZI, M.E., HOFF, H.E., GEDDES, L.A. (1969a). Observations on the electrical activity of the snake heart. *Journal of electrocardiology*, 2 (1): S. 39-50.
- VALENTINUZZI, M.E., HOFF, H.E., GEDDES, L.A. (1969b). Electrocardiogram of the snake: effect of the location of the electrodes and cardiac vectors. *Journal of electrocardiology*, 2 (3): S. 245-252.
- VALENTINUZZI, M.E., HOFF, H.E., GEDDES, L.A. (1969c). Electrocardiogram of the snake: intervals and durations. *Journal of electrocardiology*, 2 (4): S. 343-352.

- VIGANI, A. (2014). Chelonia (Tortoises, Turtles, and Terrapins). In: Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia, 2. Aufl., WEST, G., HEARD, D., CAULKETT, N. (Hrsg.). Wiley Blackwell, S. 365-387, ISBN: 978-1-118792-92-6.
- WAGNER, A.E., HELLYER, P.W. (2000). Survey of anesthesia techniques and concerns in private veterinary practice. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 217 (11): S. 1652-1657.
- WAGNER, R.A. (1989). Clinical Challenge: Case 1. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 20 (2): S. 238-239.
- WAHLE, J. (2014) Protokoll zur Ermittlung des Body Conditions Scores (BCS) bei Streifenköpfigen Bartagamen (*Pogona vitticeps*) (Unveröffentlicht)
- WALLER, A.D. (1887). A Demonstration on Man of Electromotive Changes accompanying the Heart's Beat. *The Journal of Physiology*, 8 (5): S. 229-234.
- WANG, Z.X., SUN, N.Z., MAO, W.P., *et al.* (1990). The breathing pattern and heart-rates of *Alligator sinensis*. *Comparative Biochemistry and Physiology a - Physiology*, 98 (1): S. 77-87.
- WANG, Z.X., SUN, N.Z., MAO, W.P., *et al.* (1991). An analysis of electrocardiogram of *Alligator sinensis*. *Comparative Biochemistry and Physiology a - Physiology*, 98 (1): S. 89-95.
- WEEGER, C.M. (2002). Narkose bei Echsen und Schlangen unter der besonderen Berücksichtigung der Anwendung von Propofol, Isofluran und der Kombination dieser Anästhetika. Institut für Zoologie, Fischereibiologie und Fischkrankheiten der Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München. Ludwig-Maximilians-Universität München. Dissertationsschrift.

- WESTHEIDE, W., ANGERMANN, R. (2015). Spezielle Zoologie Teil 2: Wirbel- oder Schädeltiere, 3. Aufl., Spektrum Akad. Verl., ISBN: 978-3-827420-39-8.
- WHITE, F.N. (1976). Circulation. In: Biology of the Reptilia - Physiology A, 1. Aufl., GANS, C., DAWSON, W.R. (Hrsg.). Academic Press, S. 275-334, ISBN: 978-0-122746-05-8.
- WILBER, C.G. (1955). The electrocardiogram of the alligator. Biological Bulletin, 109 (3): S. 342-342.
- WILBER, C.G. (1960). Effect of temperature on the heart in the alligator. American Journal of Physiology, 198 (4): S. 861-863.
- WILLIAMS, C.J.A., JAMES, L.E., BERTELSEN, M.F., *et al.* (2016). Tachycardia in response to remote capsaicin injection as a model for nociception in the ball python (*Python regius*). Veterinary Anaesthesia and Analgesia, 43 (4): S. 429-434.
- WILSON, S., SWAN, G. (2013). A Complete Guide to Reptiles of Australia, 4. Aufl., New Holland Publishers, ISBN: 978-1-92151-72-8-X.
- YACKZAN, K.S., YOUSEF, M.K., DILL, D.B. (1972). Comparative electrocardiography in lizards - effects of temperature and gymnema-silvestre fractions. Comparative Biochemistry and Physiology, 43 (NA2): S. 381-391.
- ZANDVLIET, M.M.J.M. (2005). Electrocardiography in psittacine birds and ferrets. Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine, 14 (1): S. 34-51.

IX. ANHANG

Anhang 1: Auswahl publizierter elektrokardiographischer Methodik bei Reptilien

Literaturangabe	Tierart	Papier-geschw. (mm/s)	Verstärkung (mm/mV)	Filter	Elektrodentyp
Schildkröten					
AKERS & DAMM (1963)	<i>T. s. elegans</i> / <i>G. geographica</i>	25	k. A.	k. A.	Eigenkonstruktion
FARMER & HICKS (2002)	<i>T. s. elegans</i>	k. A.	k. A.	k. A.	Eigenkonstruktion (Draht)
HOLZ & HOLZ (1995)	<i>T. s. elegans</i>	25	40	k. A.	Krokodilklemmen
Schlangen					
CLARKE & MARX (1960)	„ <i>Constrictor</i> sp.“ / „ <i>Crotalus</i> sp.“ / 5 <i>Colubridae</i> sp.	k. A.	k. A.	k. A.	Eigenkonstruktion (Mikrofon-kabel)
JACOB & MCDONALD (1975)	<i>Elaphe obsoleta</i> (<i>P. obsoletus</i>)	k. A.	k. A.	k. A.	Hautelektroden

Literaturangabe	Tierart	Papier-geschw. (mm/s)	Verstärkung (mm/mV)	Filter	Elektrodentyp
JAYASINGHE <i>et al.</i> (1963)	<i>Boigea ceylonensis</i> (<i>Ptyas mucosa</i>)	25	15	k. A.	Nadelelektroden
JOHANSEN (1959a)	<i>Natrix natrix</i> / <i>Vipera berus</i>	k. A.	k. A.	k. A.	Nadelelektroden
LASTICA <i>et al.</i> (2011)	<i>Python reticulatus</i>	50	k. A.	k. A.	k. A.
VALENTINUZZI <i>et al.</i> (1969a, 1969b, 1969c)	diverse	k. A.	k. A.	0,2 Hz 50 Hz	Nadelelektroden
WAGNER (1989)	<i>Lampropeltis nigra</i>	25	20	k. A.	k. A.
Krokodile					
BLACKFORD (1956)	„Alligator“ (<i>Art nicht näher angegeben</i>)	k. A.	k. A.	k. A.	Nadelelektroden

Literaturangabe	Tierart	Papier-geschw. (mm/s)	Verstärkung (mm/mV)	Filter	Elektrodentyp
HEATONJONES & KING (1994)	<i>A. mississippiensis</i>	25	20	k. A.	Eigenkonstruktion
GU <i>et al.</i> (1992)	<i>A. sinensis</i>	25	10	k. A.	Nadelektroden
WANG <i>et al.</i> (1990, 1991)	<i>A. sinensis</i>	25	k. A.	k. A.	Nadelektroden
WILBER (1960)	<i>A. mississippiensis</i>	k. A.	10	k. A.	Nadelektroden
Echsen					
DAHMAN (2006)	<i>Iguana iguana</i>	100	40	35 Hz / 50 Hz	Krokodilklemmen
GERMER <i>et al.</i> (2015)	<i>Hemidactylus mabouia</i>	k. A.	k. A.	1 / 60 / 75 Hz	Ringlektroden

Literaturangabe	Tierart	Papier-geschw. (mm/s)	Verstärkung (mm/mV)	Filter	Elektrodentyp
HUNT (2013)	<i>Pogona vitticeps</i>	25 (+ digitale Vergrößerung)	20 (+ digitale Vergrößerung)	50 Hz	Krokodilklemmen
JOHANSEN (1959a)	<i>Anguis fragilis</i>	k. A.	k. A.	k. A.	Nadelelektroden
LIU & LI (2005)	<i>Eremias multiocellata</i>	25	k. A.	k. A.	Nadelelektroden
MARTÍNEZ- SILVESTRE <i>et al.</i> (2003)	<i>Gallotia bravoana</i>	25 (50)	10, 20 (30)	k. A.	Krokodilklemmen
MCDONALD & HEATH (1971)	<i>Sphenodon punctatus</i>	25 (100)	50 (10)	0,16 Hz - 60 Hz	Hautelektroden
MULLEN (1962)	diverse	25	150	k. A.	k. A.
MULLEN (1967)	diverse	25 50	10 20	k. A.	Nadelelektroden

Literaturangabe	Tierart	Papier-geschw. (mm/s)	Verstärkung (mm/mV)	Filter	Elektrodentyp
TAN <i>et al.</i> (2013)	<i>Varanus marmoratus</i>	50	10	k. A.	Krokodilklemmen
YACKZAN <i>et al.</i> (1972)	diverse	k. A.	k. A.	k. A.	Nadelelektroden

Anhang 2: Materialtabelle

Funktion	Material- / Gerätebezeichnung	Handelsbezeichnung	Hersteller	Firmensitz
Grundbeleuchtung Terrarium	Leuchtstoffröhre	Daylight Sun T5, 24 Watt	Lucky Reptile / Import Export Peter Hoch GmbH	Waldkirch, BRD
UV-B-Beleuchtung Terrarium	UV-B-Spot	Arcadia D3 UV Basking Lampe, 100 Watt bzw. 80 Watt je nach Terrariengröße	Arcadia Products plc	Redhill, UK
Wärmestrahler Terrarium	Halogenspot	Halogen Sun 100 Watt bzw. 75 Watt je nach Terrariengröße	Lucky Reptile / Import Export Peter Hoch GmbH	Waldkirch, BRD
Tag-Nacht-Rhythmus Terrarium	Zeitschaltuhr	OBI Tageszeitschaltuhr mechanisch, weiß, Art.Nr. 5358858	OBI GmbH & Co. Deutschland KG	Wermelskirchen, BRD
Überwachung Lufttemperatur und rF (Terrarium und Versuchsraum)	Thermo-& Hygrometer	Digitales Thermo- Hygrometer, Kat. Nr. 30.5005.xx	TFA Dostmann GmbH & Co. KG	Wertheim, BRD

Funktion	Material- / Gerätebezeichnung	Handelsbezeichnung	Hersteller	Firmensitz
Bodengrund Sand- Lehmgemisch Terrarium	Sand-Lehmgemisch	Spielsand Sahara	Weco GmbH	Leer, BRD
Bodengrund Erde Terrarium	Kokosfaserhumus	Terrarienumus	Lucky Reptile / Import Export Peter Hoch GmbH	Waldkirch, BRD
Futtersupplementierung	Multivitamin- Mineralpulver	Korvimin® ZVT + Reptil	Wirtschaftsgenossenschaft deutscher Tierärzte eG	Garbsen, BRD
Futtersupplementierung	Calcium-Pulver	„Caelo“ (Calciumcitrat- Tetrahydrat)	Caesar & Loretz GmbH	Hilden, BRD
Futtersupplementierung	Sepiaschalenbruch	Lucky Reptile Bio Calcium Sepia Crushed	Lucky Reptile / Import Export Peter Hoch GmbH	Waldkirch, BRD
Futterinsekten	Lebende Futterinsekten	Heimchen, afrikanische Wüstenheuschrecken	Blattner Heimtierfutter	Kempten, BRD

Funktion	Material- / Gerätebezeichnung	Handelsbezeichnung	Hersteller	Firmensitz
Hände-Desinfektion	Desinfektionsmittel	Sterillium® classic pure	Hartmann, BODE Chemie GmbH	Hamburg, BRD
Desinfektion Einrichtungsgegenstände	Autoklav	Vakulab S3000	MMM Group	München, BRD
Desinfektion Einrichtungsgegenstände	Autoklav	MELAtronic® 23 Vet	MELAG Medizintechnik oHG	Berlin, BRD
Körpergewichtsermittlung	Kleintierwaage	Modell M112600	ADE GmbH & Co.	Hamburg, BRD
Blutentnahme	Kanüle	Sterican® Gr. 2, G 21 x 1 1/2" / ø 0,80 x 40 mm, grün	B. Braun Melsungen AG	Melsungen, BRD
Blutentnahme	2ml - Spritze	Injekt® 2 ml, Luer-Ansatz zentrisch	B. Braun Melsungen AG	Melsungen, BRD

Funktion	Material- / Gerätebezeichnung	Handelsbezeichnung	Hersteller	Firmensitz
Blutentnahme (Antikoagulans)	Lithium - Heparinlösung	Heparin-Natrium Braun "Multi", Durchstechflasche, 100.000 IE / 10 ml	B. Braun Melsungen AG	Melsungen, BRD
Blutentnahme	Heparinröhrchen	Li-Heparin LH/1.3	Vertrieb: SYNLAB.vet Augsburg	Augsburg, BRD
Blutentnahme (Plasmagewinnung)	Zentrifuge	Eba 200	Andreas Hettich GmbH & Co. KG	Tuttlingen, BRD
Blutentnahme (Plasmagewinnung)	Eppendorf-Pipette	Eppendorf research®	Eppendorf AG	Hamburg, BRD
Blutentnahme (Probenverpackung für Versand)	Küvette	Eppendorf Tubes®	Eppendorf AG	Hamburg, BRD
Blutentnahme (Lagerung)	Kühlschrank	HPI1566 (RIU6158W)	Gorenje Vertriebs GmbH	München, BRD

Funktion	Material- / Gerätebezeichnung	Handelsbezeichnung	Hersteller	Firmensitz
Blutprobenuntersuchung (Blutchemie, kleines Blutbild)	Externes Labor	-	SYNLAB.vet Augsburg	Augsburg, BRD
Röntgenuntersuchung	Digitales Röntgengerät	HF 400 A	GIERTH X-Ray international GmbH	Riesa, BRD
Röntgenuntersuchung	Speicherfoliensystem	CR HD5.0 General Cassette (Ultra High resolution 50 µm)	AGFA Healthcare GmbH	Bonn, BRD
Röntgenuntersuchung	Lagerungshilfe	Spezialanfertigung	GIERTH X-Ray international GmbH	Riesa, BRD
Röntgenuntersuchung	Mammographischer Speicherfolienscanner	DX-M	AGFA Healthcare GmbH	Bonn, BRD
Röntgenuntersuchung	Bildbearbeitung	dicomPACS (Version 8.3.33)	Oehm und Rehbein GmbH	Rostock, BRD

Funktion	Material- / Gerätebezeichnung	Handelsbezeichnung	Hersteller	Firmensitz
Parasitologische Kotuntersuchung	Aufbewahrung Kotprobe	Kotröhrchen	Vertrieb: SYNLAB.vet Augsburg	Augsburg, BRD
Parasitologische Kotuntersuchung	Ausstrichmedium	Isotonische NaCl-Lösung ad us vet	B. Braun Vet Care GmbH	Tuttlingen, BRD
Parasitologische Kotuntersuchung	Objektträger	Assistent® Objektträger ELKA No. 2400 76 x 26mm	Glaswarenfabrik Karl Hecht GmbH & Co. KG	Sondheim, BRD
Parasitologische Kotuntersuchung	Deckgläschen	B4 0110 24 x40mm	servoprax® GmbH	Wesel, BRD
Parasitologische Kotuntersuchung	Mikroskop	Leica DM 750	Leica Mikrosysteme Vertrieb GmbH Mikroskopie und Histologie	Wetzlar, BRD
Parasitologische Kotuntersuchung Flotation	Mörser	Haldenwanger™ Porzellan- Mörser mit Ausguss	Vertrieb: Fisher Scientific GmbH	Schwerte, BRD

Funktion	Material- / Gerätebezeichnung	Handelsbezeichnung	Hersteller	Firmensitz
Parasitologische Kotuntersuchung Flotation	Küchensieb	Küchensieb 18 cm mit Rand, Maschenweite 1mm	Günter Gräwe GmbH	Lüdenschid, BRD
Parasitologische Kotuntersuchung Flotation	Flotationslösung	Coprosol (Natriumnitrat, Dichte 1,270)	Vertrieb: Albrecht Vet-Med- Erzeugnisse	Aulendorf, BRD
Parasitologische Kotuntersuchung Flotation	20ml - Spritze	BD Einmalspritze Discardit™ II	Becton Dickinson GmbH	Heidelberg, BRD
Parasitologische Kotuntersuchung Flotation	Reagenzglas	Reagenzgläser runder Boden, normalwandig	Vertrieb: Henry Schein® Vet GmbH	Hamburg, BRD
Parasitologische Therapie	Anthelminthikum	Welpan® 15 und 5 mg/ml Suspension (Febantel und Pyrantel)	Bayer Vital GmbH, Geschäftsbereich Tiergesundheit	Leverkusen, BRD
Parasitologische Therapie	Flächendesinfektion Helminthen	Lysovet 1%	Vertrieb: Schülke & Mayr GmbH	Norderstedt, BRD

Funktion	Material- / Gerätebezeichnung	Handelsbezeichnung	Hersteller	Firmensitz
Parasitologische Therapie	Antiprotozoikum	Baycox® 50mg/ml Suspension zum Eingeben (Toltrazuril)	Bayer Vital GmbH	Leverkusen, BRD
Parasitologische Therapie	Antibiotikum	Clinacin 150 mg Tbl. Für Hunde (Clindamycin- hydrochlorid)	Vertrieb: Wirtschaftsgenossenschaft deutscher Tierärzte eG	Garbsen, BRD
Parasitologische Therapie	Flächendesinfektion Kokzidien	4 % Neopredisan (120 min Einwirkdauer)	Vertrieb: Menoo-Chemie Vertrieb GmbH	Norderstedt, BRD
Temperaturkontrolle und individuelle Kennzeichnung	Transponder	IPTT-300 Temperature Transponders	Plexx B. V.	AB Elst, NL
Auslesen der Transponder	Transponder-lesegerät	DAS-7009 IPT/IPTT Handlesegerät	Plexx B. V.	AB Elst, NL
Transponderimplantation	Haut- Desinfektionsmittel	Octenisept® farblos	Schülke & Mayr GmbH	Norderstedt, BRD

Funktion	Material- / Gerätebezeichnung	Handelsbezeichnung	Hersteller	Firmensitz
Transponderimplantation	Nadel-Faden- Kombination	4-0 Vicryl TM (REF V304H)	Johnson & Johnson international	Diegem, BE
Transponderimplantation	Gewebekleber	Surgitbond	SMI AG S	St. Vith, BE
Transponderimplantation	Antiphlogistikum	Metacam 2 mg/ml Injektionslösung für Katzen (Meloxicam), Dosierung: 0,1-0,5mg/kg	Boehringer Ingelheim Pharma GmbH & Co. KG	Ingelheim am Rhein, BRD
UV-Beleuchtung im Versuchsraum	UV-B-Spot	Osram Ultra Vitalux 300 Watt	Osram	München, BRD
Reinigung & Desinfektion der EKG-Elektroden	Ultraschallbad	Ultrasonic cleaner SE 401	Henry Schein® Inc.	Berkshire, UK
Reinigung & Desinfektion der EKG-Elektroden	Desinfektionslösung (im Ultraschallbad)	Stammopur 1 %	Vertrieb: Dr. Stamm GmbH	Berlin, BRD

Funktion	Material- / Gerätebezeichnung	Handelsbezeichnung	Hersteller	Firmensitz
Externe Wärmezufuhr Versuchstier (Narkose)	Untersuchungs- handschuhe (mit Warmwasser gefüllt)	Gentle Skin® grip powderfree	Meditrade® SATRA Technology Centre Ltd	Northamptonshire, UK
Hygienische Tischabdeckung	Einmalunterlage	HS Krankenunterlage	Henry Schein® Inc.	Melville, USA
Lagerungshilfe Versuchstier (Wachversuch)	Lochziegelstein	Mauerziegel 3DF 24 x 17,5 x 11,3 cm	OBI GmbH & Co. Deutschland KG	Wermelskirchen, BRD
Laptop für PC-EKG	Laptop	Sony Vaio Notebook VVGN-Z55X	Sony Europe Limited	Surrey, UK
EKG-Aufzeichnung und – Bearbeitung	EKG-Gerät & - Software	PC - EKG 2000 (Fassung 2.04.05)	Vet Eickemeyer®	Tuttlingen, BRD
EKG-Ableitung	4 adriges Patientenkabel	-	Vet Eickemeyer®	Tuttlingen, BRD

Funktion	Material- / Gerätebezeichnung	Handelsbezeichnung	Hersteller	Firmensitz
EKG-Ableitung	Krokodilklemmen	Krokodilklemmen, Art.-Nr. 321605	Vet Eickemeyer®	Tuttlingen, BRD
EKG-Ableitung	Kantülen (Nadelelektroden)	Sterican® Gr. 2, G 21 x 1 1/2" / ø 0,80 x 40 mm, grün	B. Braun Melsungen AG	Melsungen, BRD
Erhöhung der Leitfähigkeit (EKG)	Elektrodengel	EKG-Gel, Art.-Nr. 321625	Vet Eickemeyer®	Tuttlingen, BRD
Erhöhung der Leitfähigkeit (EKG)	Ethanol 96%, vergällt (auf 70% verdünnt)	Ethanol 96%, vergällt	Vertrieb: Carl Roth GmbH	Karsruhe, BRD
Narkoseeinleitung	Kantüle	Sterican® Gr. 2, G 21 x 1 1/2" / ø 0,80 x 40 mm, grün	B. Braun Melsungen AG	Melsungen, BRD
Narkoseeinleitung	1ml-Spritze	BD Plastipak™ Ret 303172	Becton Dickinson GmbH	Madrid, ES

Funktion	Material- / Gerätebezeichnung	Handelsbezeichnung	Hersteller	Firmensitz
Narkoseeinleitung	Propfol	Narcofol® 10mg/ml	CP Pharma	Burgdorf, BRD
Intubation	Tubus	Teleflex® PVC Ernährungssonde (Größe Nr. 1 bzw. 2)	Teleflex Medical GmbH, Willy Rüsich GmbH	Kernen, BRD
Intubation	Konnektor	Konnektor Ø3,0 mm bzw. 2,5 mm	Willy Rüsich GmbH	Kernen, BRD
Intubation	Holz-Spatel	HS Holzmundspatel	Henry Schein® Inc.	Melville, USA
Intubation	Rollenpflaster	Leukosilk®	BSN medical GmbH	Hamburg, BRD
Inhalationsnarkose	Inhalationsnarkose- gerät	Combi-vet® Base Anesthesia System Digital Flowmeter 0.3-16 lpm 02	Rothacher Medical GmbH	Bern, CH

Funktion	Material- / Gerätebezeichnung	Handelsbezeichnung	Hersteller	Firmensitz
Inhalationsnarkose	Narkosegas	Isothesia® (Isofluran)	Zoetis Deutschland GmbH	Berlin, BRD
Inhalationsnarkose	Restgasfilter	CONTRAfluran™ System	Forschungs- & Vertriebsunternehmen f. Umweltschutz, Medizin- & Energietechnik GmbH	Berlin, BRD
Inhalationsnarkose	Trärgas	Medizinischer Sauerstoff	Westfalen AG	Münster, BRD
manuelle Beatmung	Beatmungsbeutel	RESQ Breezer Infant	Servoprax® GmbH	Wesel, BRD
Reflexstatus (Schmerzreflex: Zehnrückzieh-R., Schwanzrückzieh-R.)	Pinzette chirurgisch 1.2 Zähne	Art. Nr. 310-492	Henry Schein® Vet GmbH	Hamburg, BRD
Reflexstatus (Palpebralreflex, Kloakalreflex)	Metallstabupfer	Aluminium-Wattestäbchen Klein	Applimed SA	Châtel-St-Denis, CH

Funktion	Material- / Gerätebezeichnung	Handelsbezeichnung	Hersteller	Firmensitz
Aufwachphase nach Narkose	Heizmatte	ThermoLux® Wärmeunterlage	Witte + Sutor GmbH	Murrhardt, BRD
Auswertung	Laptop	Fujitsu Lifebook E780 Windows® 7	Fujitsu Technology Solutions GmbH	München, BRD
Ausdruck	Drucker	Canon MG 5600	Canon Deutschland Gmb	Krefeld, BRD
Ausdruck	Papier	memoPrint Ref.N° K1643, 80 g/m², Weiße 70 %	Memo AG	Greußenheim, BRD
Ausmessen	Messschieber	Digitaler Messschieber PMS 150	Aerospace, Vertrieb: Conrad Electronic SE	Hirschau, BRD
Datenaufzeichnung	Diktiergerät	ICD-PX240	Sony Europe Limited, Zweigniederlassung Deutschland	Berlin, BRD

Funktion	Material- / Gerätebezeichnung	Handelsbezeichnung	Hersteller	Firmensitz
Datenverarbeitung	Tabellen-kalkulations- programm	Microsoft Office Excel 2007	Microsoft Corporation	Redmond, WA, USA
Datenverarbeitung	Programmiersprache und Statistiksoftware	R: A language and environment for statistical computing. (GNU licence)	R Foundation for Statistical Computing	Wien, AT
Datenverarbeitung	Graphische Benutzeroberfläche zu R	RStudio	RStudio	Boston, MA, USA

Anhang 3: Protokoll zur Ermittlung des Body Condition Scores (BCS) nach WAHLE (2014), Auszug aus Anlage Nr. 8.3 des Tierversuchsantrages

Score	Beurteilungskriterien
1 kachektisch	<ul style="list-style-type: none"> - Keine Fettkörper - Wirbelsäule und Becken sehr prominent - Muskulatur reduziert - Augen eingesunken
2 unterernährt/dünn	<ul style="list-style-type: none"> - minimale Fettkörper - gerader, dünner Schwanz - Wirbelsäule und Becken gut sichtbar, aber nicht prominent
3 guter Ernährungszustand, normal	<ul style="list-style-type: none"> - Schwanz leicht bikonvex an der Schwanzbasis - Wirbelsäule und Becken leicht sichtbar - Fettkörper tastbar
4 gut ernährt	<ul style="list-style-type: none"> - Schwanz deutlich bikonvex an der Basis - Wirbelsäule nicht zu sehen, Hüfthöcker zu erahnen - deutliche Fettkörper - leicht pralles Abdomen
5 adipös	<ul style="list-style-type: none"> - Schwanz deutlich bikonvex, wirkt insg. prall - Wirbelsäule und Becken nicht sichtbar - Abdomen prall - große Fettkörper

Anhang 4: Blutchemische und hämatologische Parameter sowie verwendete Referenzbereiche

Parameter	Referenzbereich
Blutchemie	
Alkalische Phosphatase	15 – 447 U/l (CARPENTER, 2012)
Aspartat-Aminotransferase	0 – 77 U/l (CARPENTER, 2012)
Alanin-Aminotransferase	5 – 20 U/l (CARPENTER, 2012)
Glutamat-Dehydrogenase	0,3 – 2,0 U/l (MATHES <i>et al.</i> , 2006)
Creatininkinase	59 – 70000 U/l (CARPENTER, 2012)
Triglyzeride	1,06 -4,982 mmol/l (CARPENTER, 2012)
Harnstoff	0,356 – 2,493 mmol/l (CARPENTER, 2012)
Harnsäure	95,16 – 678,0 μ mol/l (CARPENTER, 2012)
Natrium-Ionen	137 – 190 mmol/l (CARPENTER, 2012)
Kalium-Ionen	1 – 6,5 mmol/l (CARPENTER, 2012)
Gesamt-Calcium	2,146 – 6,737 mmol/l (CARPENTER, 2012)
Phosphat	0,872 – 4,876 mmol/l (CARPENTER, 2012)
Glukose	7,715 – 16,15 mmol/l (CARPENTER, 2012)
Albumin	13 – 46 g/l (CARPENTER, 2012)
Gesamteiweiß	36 – 64 g/l (CARPENTER, 2012)
Hämatologie	
Leukozyten	1,99 – 23 x 10 ³ μ l (CARPENTER, 2012)
Erythrozyten	0,68 – 1,21 x 10 ⁶ μ l (CARPENTER, 2012)
Hämatokrit	19 – 40 % (CARPENTER, 2012)

Anhang 5: Klinikeigenes Schema Röntgenbildbefundung „Echse“

Kriterien	Beurteilung
Technische Qualität	
Dargestellte Ebenen	Ausreichend für Fragestellung?
Ausschnitt	Eignung für Fragestellung
Seitenzeichen	Vorhandensein, korrekte Verwendung
Lagerung	Symmetrie, Überlagerungen, Verkippungen
Belichtung	Hintergrundschwärze, Kontrast

Kriterien	Beurteilung
Befundung der Organsysteme	
Skelettsystem inkl. Gelenke	Mineralisierungsgrad, Vorhandensein von: Zusammenhangstrennungen, Deformierungen, unruhige Gelenkkonturen, unruhigen Knochenkonturen
Lungenschatten	Ausdehnung des Lungensfeldes (subjektiv), Belüftungsgrad / Vorhandensein von Verschattungen
Gastrointestinaltrakt	Ausdehnung (subjektiv) & Inhalt des Magens, Ausdehnung (subjektiv) & Inhalt des Darmtraktes, Ingesta/Füllungsgrad, Vorhandensein von: Aufgasungen, röntgendichten Fremdkörpern
Leberschatten inkl. Gallenblase	Ausdehnung (subjektiv), Röntgendichte, Homogenität
Herzschatten	Abgrenzbarkeit, Größe (subjektiv)
Urogenitaltrakt	Hoden/Eier/Follikel/Nieren: Darstellbarkeit, falls ja: Abgrenzbarkeit, Größe (subjektiv), Röntgendichte, Homogenität

Anhang 6: Parasitologische Kotbefunde und verwendete antiparasitäre Therapieschemata

	<i>Oxyuridae</i>	<i>Isospora sp.</i>	<i>Choleoeimeria sp.</i>	„Flagellaten“
Tier 1	X		X	
Tier 2	X	X		X
Tier 3	X	X		X
Tier 4	X	X		X
Tier 5	X			
Tier 6	X			
Tier 7	X		X	X
Tier 8	X			
Tier 9	X			
Tier 10	X	X		
Anzahl Tiere mit pos. Kot-Befund	10/10	4/10	2/10	4/10

Erreger	Wirkstoff	Dosierung pro 100g KM Applikationsweg	Applikationsintervall
<i>Oxyuridae</i>	Febantel und Pyrantel-embonat (Welpan®)	3,75 mg und 1,25 mg p.o. (BAUR et al., 2008)	2xige Applikation, Wiederholung nach 14 Tagen
<i>Isospora sp.</i>	Toltrazuril (Baycox® 50 mg/ml orale Suspension)	0,5 – 1 mg p.o. mit Wasser verdünnt (BAUR et al., 2008)	2xige Applikation, Wiederholung nach 5 Tagen
<i>Choleoeimeria sp.</i>	Toltrazuril (Baycox® 50 mg/ml orale Suspension)	1 mg p.o. mit Wasser verdünnt (PANTCHEV & STÖHR, 2011)	3 Tage in Folge, Wiederholung nach 1 Woche
	Clindamycin (Clinacin 150 mg Tbl.)	0,5 mg p.o. (PANTCHEV & STÖHR, 2011)	Täglich über 7 Tage, keine Wiederholung!

Anhang 7: Zuordnung der Methoden auf Versuchsgruppen und -tage

	G1 (N = 2)	G2 (N = 3)	G3 (N = 2)	G4 (N = 3)
Tag 1	M9			
Tag 2		M11		
Tag 3			M10	
Tag 4				M12
Tag 5	M1 – M4			
Tag 6		M5 – M8		
Tag 7			M1 – M4	
Tag 8				M5 – M8
Tag 9	M10			
Tag 10		M9		
Tag 11			M11	
Tag 12				M10
Tag 13	M11			
Tag 14		M10		
Tag 15			M9	
Tag 16				M9
Tag 17	M12			
Tag 18		M12		
Tag 19			M12	
Tag 20				M11
Tag 21	M5 – M8			
Tag 22		M1 – M4		
Tag 23			M5 – M8	
Tag 24				M1 – M4

Anhang 8: Ableitung von kumulativen Abbruchkriterien (Score Sheet) bei kontinuierlicher Beobachtung während der Fixation und Injektion/EKG-Ableitung, Auszug aus der Anlage Nr. 7.2. des Tierversuchsantrages

Beobachtung	Punkte- wertung
I Auftragen des Gels, Applikation der Elektroden	
unbeeinflusst	0
leichte Abwehrbewegungen bzw. unruhiges Hin- und Herbewegen der Beine; endet nach maximal 2 Minuten	1
leichte Abwehrbewegungen bzw. unruhiges Hin- und Herbewegen der Beine; endet nach maximal 5 Minuten	5
unruhiges Hin- und Herbewegen der Beine und zusätzlich Dunkelverfärbung; endet nach maximal 5 Minuten	10
unruhiges Hin- und Herbewegen der Beine, Dunkelverfärbung, zusätzlich anschließend geschlossene Augen und Erschlaffung des gesamten Körpers	20
II Aufzeichnung des EKG	
unbeeinflusst	0
leichte Abwehrbewegungen bzw. unruhiges Hin- und Herbewegen der Beine; endet nach maximal 2 Minuten	1
leichte Abwehrbewegungen bzw. unruhiges Hin- und Herbewegen der Beine; endet nach maximal 5 Minuten	5
unruhiges Hin- und Herbewegen der Beine und zusätzlich Dunkelverfärbung; endet nach maximal 5 Minuten	10
unruhiges Hin- und Herbewegen der Beine, Dunkelverfärbung, zusätzlich anschließend geschlossene Augen und Erschlaffung des gesamten Körpers	20

Beobachtung	Punkte- wertung
III intravenöse Applikation (<i>V. coccygealis ventralis</i>) am wachen Tier	
unbeeinflusst	0
leichte Abwehrbewegungen bzw. unruhiges Hin- und Herbewegen der Beine; endet nach maximal 2 Minuten	1
unruhiges Hin- und Herbewegen der Beine und zusätzlich Dunkelverfärbung; endet nach maximal 5 Minuten	5
unruhiges Hin- und Herbewegen der Beine, zunächst Dunkelverfärbung, zusätzlich anschließend geschlossene Augen	10
unruhiges Hin- und Herbewegen der Beine, zunächst Dunkelverfärbung und zusätzlich geschlossene Augen, dann heller Verfärbung und Erschlaffung des gesamten Körpers	20
IV Intubation	
unbeeinflusst	0
leichte Abwehrbewegungen mit dem Kopf	1
leichte Abwehrbewegungen mit dem Kopf, zusätzlich Abwehrbewegungen des gesamten Körpers	5
stärkere Abwehrbewegungen mit dem Kopf und des gesamten Körpers; zusätzlich Versuch des Kieferschlusses/Zubeißens	10
starke Abwehrbewegungen mit dem Kopf und des gesamten Körpers sowie Versuch des Kieferschlusses/Zubeißens, zusätzlich Augen mit wachem Blick geöffnet	20

Beobachtung	Punkte- wertung
V Allgemeinanästhesie (Inhalationsnarkose Isofluran)	
Zehnrückziehreflex, Schwanzrückziehreflex, Palpebralreflex und Umkehrreflex erloschen; Kloakalreflex erhalten (chirurg. Toleranzstadium)	0
Palpebralreflex erloschen; Zehnrückziehreflex, Schwanzrückziehreflex, Umkehrreflex und Kloakalreflex erhalten (Narkose zu niedrig)	10
Zehnrückziehreflex, Schwanzrückziehreflex, Palpebralreflex, Umkehrreflex und Kloakalreflex erloschen (Narkose zu tief)	20
Bewertung, Maßnahmen	Punkt- summe
Belastungsgrad 0 = keine Belastung	0
Belastungsgrad 1 = sehr geringe Belastung, sorgfältig weiter beobachten	1 – 9
Belastungsgrad 2 = geringe Belastung; Versuch für 2 Stunden abbrechen und Tier in Haltungseinheit zurückverbringen, dann erneut beginnen (exkl. bei Narkose!)	10 – 19
Belastungsgrad 3 = Belastung zu hoch; Versuch am betroffenen Tier für den Tag abbrechen, Versuch erst nach 1 Tag Pause erneut aufnehmen	20 oder höher

Anhang 9: Methodenabbruch-Score

Methodenabbruch-Score

Wenn in den kumulativen Abbruchkriterien aufgrund mehrerer Anläufe mehrere Bewertungen vergeben worden sind, wird für den Methoden-Abbruch-Score der Mittelwert genutzt

Maximale Gesamtpunktzahl: 15

Methodenabbruch : ≥ 5 Tiere jeweils $< 75\%$ von 15 Punkten, d.h. < 11 Punkte

- a) **Applikation der Elektroden (kumulative Abbruchkriterien, Teil I) [0 – 4 Punkte]**
- 0 = unruhiges Hin- und Herbewegen der Beine, Dunkelverfärbung, zusätzlich anschließend geschlossene Augen und Erschlaffung des gesamten Körpers
 - 1 = unruhiges Hin- und Herbewegen der Beine und zusätzlich Dunkelverfärbung; endet nach maximal 5 Minuten
 - 2 = leichte Abwehrbewegungen bzw. unruhiges Hin- und Herbewegen der Beine; endet nach maximal 5 Minuten
 - 3 = leichte Abwehrbewegungen bzw. unruhiges Hin- und Herbewegen der Beine; endet nach maximal 2 Minuten
 - 4 = unbeeinflusst
- b) **Aufzeichnung des EKG (kumulative Abbruchkriterien, Teil II) [0 – 5 Punkte]**
- 0 = keine EKG-Aufzeichnung durchgeführt
 - 1 = unruhiges Hin- und Herbewegen der Beine, Dunkelverfärbung, zusätzlich anschließend geschlossene Augen und Erschlaffung des gesamten Körpers
 - 2 = unruhiges Hin- und Herbewegen der Beine und zusätzlich Dunkelverfärbung; endet nach maximal 5 Minuten
 - 3 = leichte Abwehrbewegungen bzw. unruhiges Hin- und Herbewegen der Beine; endet nach maximal 5 Minuten
 - 4 = leichte Abwehrbewegungen bzw. unruhiges Hin- und Herbewegen der Beine; endet nach maximal 2 Minuten
 - 5 = unbeeinflusst
- c) **Praktikabilität (vertretbarer Aufwand, eigene Aufzeichnungen) [0 – 2 Punkte]**
- 0 = Gesamt-Zeitdauer (= Zeitdauer Beginn Tisch bis Ende Tisch inkl. evtl. Pausen bei mehreren Versuchen): 11 bis 15 Minuten oder mehr
 - 1 = Gesamt-Zeitdauer (= Zeitdauer Beginn Tisch bis Ende Tisch inkl. evtl. Pausen bei mehreren Versuchen): 5 bis 10 Minuten
 - 2 = Gesamt-Zeitdauer (= Zeitdauer Beginn Tisch bis Ende Tisch inkl. evtl. Pausen bei mehreren Versuchen): weniger oder bis zu 4 Minuten
- d) **EKG-Ableitung möglich ja/nein (eigene Aufzeichnungen) [0 – 1 Punkt]**
Ersichtlich aus Versuchsaufzeichnungen
- 0 = EKG-Ableitung nicht durchgeführt [kurze Ableitungen während derer das Tier vom Tisch springt werden als nicht durchgeführt gewertet]
 - 1 = EKG-Ableitung durchgeführt
- e) **Anzahl der Anläufe pro Tag (eigene Aufzeichnungen) [0 – 3 Punkte]**
- 0 = keine EKG-Aufzeichnung möglich
 - 1 = 3 Versuche direkt hintereinander
 - 2 = 2 Versuche direkt hintereinander
 - 3 = nur 1 Versuch notwendig

Anhang 10: Methodenevaluierungs-Score

Kriterium	Erläuterungen	Beurteilung
Invasivität (I)	Immer pro Tier- Methoden-Kombination ausgewertet	
I 1 – Belastungsgrad	≅ Reaktion auf Applikation der Elektroden und des Alkohols sowie während der EKG-Aufzeichnung (vgl. Anhang 8, Summe aus I+ II) [Punkte 0-3]	0 ≅ (zu) hohe Belastung (Punktesumme aus I + II ≥ 20)
		1 ≅ geringe Belastung (Punktesumme aus I + II = 10 – 19)
		2 ≅ sehr geringe Belastung (Punktesumme aus I + II = 1 – 9)
		3 ≅ keine Belastung (Punktesumme aus I + II = 0)
I 2 – Toleranz	≅ war eine EKG-Kurve (unabhängig von deren Qualität!) ableitbar oder nicht [Punkte 0 – 1]	0 ≅ keine Kurve ableitbar
		1 ≅ Kurve ableitbar
Praktikabilität (P)	Immer pro Tier- Methoden-Kombination ausgewertet	
P 1 - Zeitdauer	≅ Zeitdauer auf dem Tisch, Beginn bis Ende (inkl. evtl. Pausen bei mehreren Anläufen) [Punkte 0 – 2]	0 ≅ Gesamtzeitdauer 11 bis 15 min oder mehr
		1 ≅ Gesamt-Zeitdauer 5 bis 10:59 min
		2 ≅ Gesamt-Zeitdauer bis zu 4:59 min

Kriterium	Erläuterungen	Beurteilung
Praktikabilität (P)	Immer pro Tier- Methoden-Kombination ausgewertet	
P 2 – Anzahl der Anläufe	≙ Anzahl der Anläufe pro Tag / waren Mehrfachversuche nötig? [0 – 5 Punkte]	0 ≙ Wiederholungsversuch, EKG-Aufzeichnung unverändert nicht durchführbar bzw. ebenso bei KEIN Wiederholungsversuch (wg. Methodenabbruch-score nicht wiederholt) aber EKG- Aufzeichnung nicht durchführbar
		1 ≙ Wiederholungsversuch, 2 Anläufe direkt hintereinander
		2 ≙ Wiederholungsversuch, nur 1 Anlauf nötig
		3 ≙ 1. Versuchstag, 3 Anläufe direkt hintereinander
		4 ≙ 1. Versuchstag, 2 Anläufe direkt hintereinander
		5 ≙ 1. Versuchstag, nur 1 Anlauf nötig

Kriterium	Erläuterungen	Beurteilung
Auswertbarkeit (A)	Immer pro Tier- Methoden-Kombination ausgewertet	
A 1 – Auswertbarkeit allgemein	≙ konnte Kurve ausgewertet werden oder nicht [0 – 1Punkte]	0 ≙ nicht auswertbar
		1 ≙ auswertbar
A 2 – Beurteilbarkeit	≙ Auswertbarkeit der R- Zacke [0 – 3 Punkte] Vorgehensweise: Jeden auswertbaren Komplex einzeln beurteilen nach neben stehendem Schema, anschließend den Mittelwert aus allen Werten bilden	0 ≙ Amplitude R-Zacke < 0,5 mm bzw. < 0,0125mV
		1 ≙ Amplitude R-Zacke > 0,5 mm < 1 mm bzw. > 0,0125 mV < 0,025 mV
		2 ≙ Amplitude R-Zacke > 1 mm < 1,5 mm bzw. > 0,025 mV < 0,0375 mV
		3 ≙ Amplitude R-Zacke > 1,5 mm bzw. > 0,0375 mV

Kriterium	Erläuterungen	Beurteilung
Auswertbarkeit (A)	Immer pro Tier- Methoden-Kombination ausgewertet	
A 3 – Anzahl auswertbarer Einzelbestandteile der Kurve	\triangleq wie viele Einzelelemente (d.h. P, Q, R, S, T, SV) sind im jeweiligen EKG-Komplex ausgewertet worden [0 – 6 Punkte] Vorgehensweise: Jeden auswertbaren Komplex einzeln beurteilen nach neben stehendem Schema, anschließend den Mittelwert aus allen Werten bilden	0 \triangleq es sind 0 Einzelelemente erkennbar, da Kurve nicht auswertbar
		1 \triangleq es ist 1 Einzelelement erkennbar (per definitionem immer die R-Zacke, da ohne R-Zacke Kurve als nicht auswertbar klassifiziert wurde)
		2 \triangleq es sind 2 Einzelelemente erkennbar
		3 \triangleq es sind 3 Einzelelemente erkennbar
		4 \triangleq es sind 4 Einzelelemente erkennbar
		5 \triangleq es sind 5 Einzelelemente erkennbar
		6 \triangleq es sind alle 6 Einzelelemente erkennbar

Kriterium	Erläuterungen	Beurteilung
Auswertbarkeit (A)	Immer pro Tier- Methoden-Kombination ausgewertet	
A 4 – Anzahl ausgewerteter Komplexe (max. 16)	≙ Anzahl ausgewerteter Komplexe [0 – 3 Punkte]	0 ≙ bis zu 4 Komplexe ausgewertet
		1 ≙ 5 bis 8 Komplexe ausgewertet
		2 ≙ 9 bis 12 Komplexe ausgewertet
		3 ≙ 13 bis 16 Komplexe ausgewertet

Anhang 11: Statistische Kenndaten der Versuchstiere sowie der Narkosen

Parameter	Median	Q1	Q3	Min	Max	MW	SD
Kopf-Rumpf-Länge (cm)	18,75	18,00	19,00	16,50	21,50	18,60	1,40
Errechnetes KGW ¹ (g)	265	240	271	170	455	267,29	67,81
KT ₁ (°C) ² Narkose	30,90	29,45	32,80	27,50	39,50	31,54	2,96
KT ₁ (°C) ³ Wach	33,45	32,80	35,10	29,60	39,90	33,95	2,06
Differenz KT ₁ - KT ₂ (°C) ^{2,3} Narkose	+0,25	-0,10	+0,85	-2,70	+3,10	+0,38	1,16
Differenz KT ₁ - KT ₂ (°C) ^{2,3} Wach	+2,00	+0,90	+2,95	-0,60	+4,60	+1,89	1,36

¹ KGW = Körpergewicht

² KT₁ = Anfangskörpertemperatur

³ KT₂ = Endkörpertemperatur

Parameter	Median	Q1	Q3	Min	Max	MW	SD
Einleitungsdauer Narkose (min)	60,5	53	69	30	84	61	15
Gesamtdauer Narkose (min)	172,5	143	179	132	202	166	24
Errechnete HF ¹ (bpm) Narkose	44	32,00	61,00	13	91	48,45	18,72
Errechnete HF ¹ (bpm) Wach	70	47	80,00	26	164	69,49	23,80

¹ HF = Herzfrequenz

Anhang 12: Statistische Kennzahlen der EKG-Parameter

EKG-Parameter (Dauer: ms, Amplitude: mV)	Median	Q1	Q3	Zur Auswertung genutzte Ableitung ¹	Min	Max	MW	SD
P-Welle-Dauer Gesamt	55,20	45,20	65,60	I	19,30	173,00	57,09	19,15
P-Welle-Dauer Narkose	56,60	46,60	68,0	I	21,10	173,00	58,49	18,55
P-Welle-Dauer Wach	45,30	38,10	52,15	II	19,30	140,60	48,48	20,66
P-Welle- Amplitude Gesamt	0,03	0,02	0,04	I	0,01	0,09	0,03	0,01
P-Welle- Amplitude Narkose	0,03	0,02	0,04	I	0,01	0,06	0,03	0,01
P-Welle- Amplitude Wach	0,04	0,04	0,05	II	0,02	0,09	0,05	0,01

Gesamt: Alle Versuche (M1 – M4 + M9 – M12), Narkose: M1 – M4, Wach: M9 – M12

¹ Angabe der am häufigsten zur Auswertung des jeweiligen Parameters genutzten Ableitung

EKG-Parameter (Dauer: ms, Amplitude: mV)	Median	Q1	Q3	Zur Auswertung genutzte Ableitung ¹	Min	Max	MW	SD
PR-Intervall- Dauer Gesamt	263,60	203,70	321,70	I	32,34	604,40	265,29	87,69
PR-Intervall- Dauer Narkose	276,40	236,60	330,30	I	32,34	604,40	280,07	79,59
PR-Intervall- Dauer Wach	199,95	95,55	238,70	II	49,00	375,40	174,77	80,94
RS-Komplex- Dauer Gesamt	56,80	49,30	60,30	II	32,20	70,20	55,00	8,78
RS-Komplex- Dauer Narkose	58,20	50,90	60,80	II	32,20	70,20	56,14	8,45
RS-Komplex- Dauer Wach	46,60	44,60	49,00	II	32,20	58,40	47,24	7,55

Gesamt: Alle Versuche (M1 – M4 + M9 – M12), Narkose: M1 – M4, Wach: M9 – M12

¹ Angabe der am häufigsten zur Auswertung des jeweiligen Parameters genutzten Ableitung

EKG-Parameter (Dauer: ms, Amplitude: mV)	Median	Q1	Q3	Zur Auswertung genutzte Ableitung ¹	Min	Max	MW	SD
R-Zacke-Dauer Gesamt	45,30	36,90	52,40	II	14,30	114,80	45,91	13,03
R-Zacke-Dauer Narkose	47,00	49,60	53,20	II	14,30	113,60	47,49	11,55
R-Zacke-Dauer Wach	36,40	30,65	45,50	II	19,80	114,80	40,76	15,97
R-Zacke- Amplitude Gesamt	0,06	0,04	0,08	II	0,02	0,15	0,06	0,03
R-Zacke- Amplitude Narkose	0,05	0,04	0,07	II	0,02	0,15	0,06	0,03
R-Zacke- Amplitude Wach	0,07	0,06	0,09	II	0,03	0,15	0,08	0,004

Gesamt: Alle Versuche (M1 – M4 + M9 – M12), Narkose: M1 – M4, Wach: M9 – M12

¹ Angabe der am häufigsten zur Auswertung des jeweiligen Parameters genutzten Ableitung

EKG-Parameter (Dauer: ms, Amplitude: mV)	Median	Q1	Q3	Zur Auswertung genutzte Ableitung ¹	Min	Max	MW	SD
S-Zacke- Amplitude Gesamt	0,02	0,02	0,03	II	0,0006	0,04	0,02	0,007
S-Zacke- Amplitude Narkose	0,02	0,02	0,02	II	0,0006	0,03	0,02	0,007
S-Zacke- Amplitude Wach	0,03	0,03	0,03	II	0,03	0,04	0,03	0,004
T-Welle- Amplitude Gesamt	0,04	0,03	0,06	II	0,01	0,10	0,04	0,02
T-Welle- Amplitude Narkose	0,04	0,03	0,05	II	0,01	0,10	0,04	0,02
T-Welle- Amplitude Wach	0,06	0,05	0,06	II	0,04	0,08	0,06	0,01

Gesamt: Alle Versuche (M1 – M4 + M9 – M12), Narkose: M1 – M4, Wach: M9 – M12

¹ Angabe der am häufigsten zur Auswertung des jeweiligen Parameters genutzten Ableitung

EKG-Parameter (Dauer: ms, Amplitude: mV)	Median	Q1	Q3	Zur Auswertung genutzte Ableitung ¹	Min	Max	MW	SD
RT-Intervall- Dauer Gesamt	581,00	503,40	670,40	II	98,00	902,00	576,04	151,20
RT-Intervall- Dauer Narkose	604,00	536,40	682,00	II	308,30	902,00	607,50	107,17
RT-Intervall- Dauer Wach	294,00	211,40	441,80	II	98,00	679,80	320,64	147,60
RT-Peak- Intervall-Dauer Gesamt	507,50	431,80	581,90	II	65,40	840,80	495,49	138,52
RT-Peak- Intervall-Dauer Narkose	523,80	460,60	599,40	II	204,20	840,80	525,90	107,33
RT-Peak- Intervall-Dauer Wach	234,10	163,50	364,30	II	65,40	570,20	261,29	128,55

Gesamt: Alle Versuche (M1 – M4 + M9 – M12), Narkose: M1 – M4, Wach: M9 – M12

¹ Angabe der am häufigsten zur Auswertung des jeweiligen Parameters genutzten Ableitung

EKG-Parameter (Dauer: ms, Amplitude: mV)	Median	Q1	Q3	Zur Auswertung genutzte Ableitung ¹	Min	Max	MW	SD
SV-Welle- Dauer Gesamt	55,50	43,80	81,70	I	20,60	245,40	69,05	39,81
SV-Welle- Dauer Narkose	57,60	44,00	92,00	I	23,60	245,40	72,55	42,18
SV-Welle- Dauer Wach	53,00	39,55	75,15	II	20,60	83,60	53,17	20,73
SV-Welle- Amplitude Gesamt	0,03	0,02	0,04	I	0,0020	0,87	0,04	0,08
SV-Welle- Amplitude Narkose	0,03	0,02	0,03	I	0,0020	0,87	0,04	0,09
SV-Welle- Amplitude Wach	0,05	0,05	0,07	II	0,04	0,09	0,06	0,01

Gesamt: Alle Versuche (M1 – M4 + M9 – M12), Narkose: M1 – M4, Wach: M9 – M12

¹ Angabe der am häufigsten zur Auswertung des jeweiligen Parameters genutzten Ableitung

EKG-Parameter (Dauer: ms, Amplitude: mV)	Median	Q1	Q3	Zur Auswertung genutzte Ableitung ¹	Min	Max	MW	SD
SV-P-Intervall- Dauer Gesamt	278,10	242,20	362,90	I	89,00	884,20	306,65	133,44
SV-P-Intervall- Dauer Narkose	275,80	246,80	356,80	I	89,00	884,20	309,84	137,54
SV-P-Intervall- Dauer Wach	317,00	218,90	369,00	II	110,60	420,60	286,24	105,70
RR-Intervall- Dauer Gesamt	1231,30	840,00	1745,20	II	281,40	4570,00	1347,16	587,67
RR-Intervall- Dauer Narkose	1360,40	973,60	1882,15	II	281,40	4570,0	1446,74	596,38
RR-Intervall- Dauer Wach	858,70	751,40	1276,60	II	365,60	2277,80	1020,03	415,77

Gesamt: Alle Versuche (M1 – M4 + M9 – M12), Narkose: M1 – M4, Wach: M9 – M12

¹Angabe der am häufigsten zur Auswertung des jeweiligen Parameters genutzten Ableitung

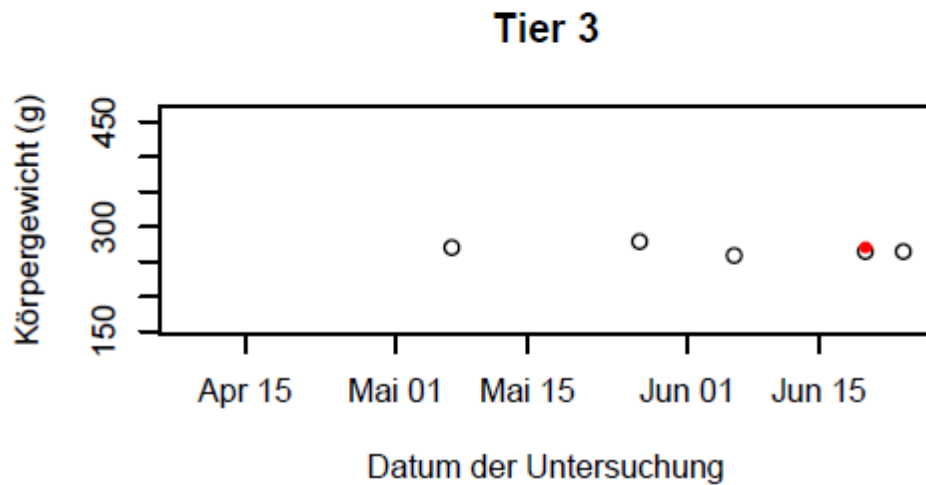
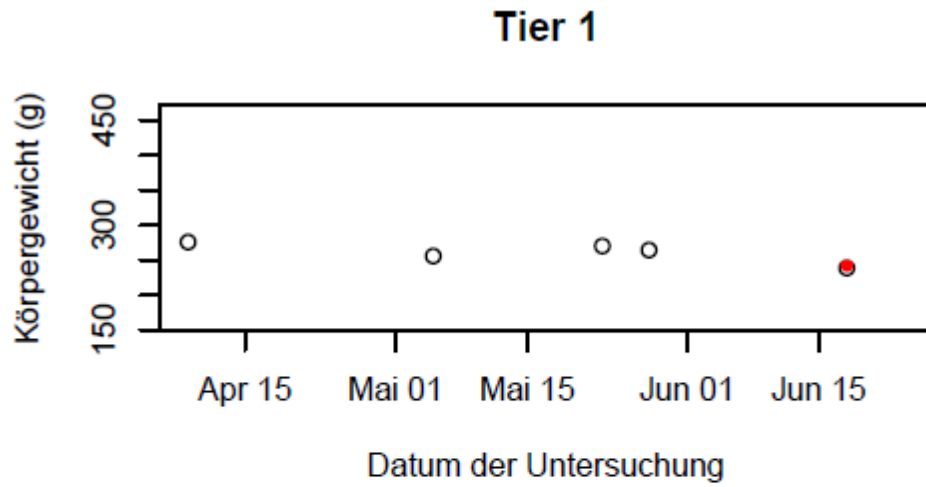
Anhang 13: Anzahl der ausgewerteten EKG-Parameter

EKG-Parameter	Insgesamt ausgewertet (%, max. mgl. Anzahl N=)	In M1-M4 ausgewertet (%, max. mgl. Anzahl N=)	In M9-M12 ausgewertet (%, max. mgl. Anzahl N=)	In M9 ausgewertet (%, max. mgl. Anzahl N=)	In M10 ausgewertet (%, max. mgl. Anzahl N=)	In M11 ausgewertet (%, max. mgl. Anzahl N=)	In M12 ausgewertet (%, max. mgl. Anzahl N=)
P-Welle-Dauer (ms)	400 ($\hat{=}$ 49,08 %, N = 815)	344 ($\hat{=}$ 55,13 %, N = 624)	56 ($\hat{=}$ 29,32 %, N = 191)	14 ($\hat{=}$ 29,17 %, N = 48)	0 ($\hat{=}$ 0,00 %, N = 31)	36 ($\hat{=}$ 75 %, N = 48)	6 ($\hat{=}$ 9,38 %, N = 64)
P-Welle- Amplitude (mV)	398 ($\hat{=}$ 48,83 %, N = 815)	342 ($\hat{=}$ 54,81 %, N = 624)	56 ($\hat{=}$ 29,32 %, N = 191)	14 ($\hat{=}$ 29,17 %, N = 48)	0 ($\hat{=}$ 0,00 %, N = 31)	36 ($\hat{=}$ 75 %, N = 48)	6 ($\hat{=}$ 9,38 %, N = 64)
PR-Intervall- Dauer (ms)	399 ($\hat{=}$ 48,96 %, N = 815)	343 ($\hat{=}$ 54,97 %, N = 624)	56 ($\hat{=}$ 29,32 %, N = 191)	14 ($\hat{=}$ 29,17 %, N = 48)	0 ($\hat{=}$ 0,00 %, N = 31)	6 ($\hat{=}$ 75 %, N = 48)	6 ($\hat{=}$ 9,38 %, N = 64)
R-Zacke-Dauer (ms)	815 ($\hat{=}$ 100 %, N = 815)	624 ($\hat{=}$ 100 %, N = 624)	191 ($\hat{=}$ 100 %, N = 191)	48 ($\hat{=}$ 100 %, N = 48)	31 ($\hat{=}$ 100 %, N = 31)	48 ($\hat{=}$ 100 %, N = 48)	64 ($\hat{=}$ 100 %, N = 64)
R-Zacke- Amplitude (mV)	815 ($\hat{=}$ 100 %, N = 815)	624 ($\hat{=}$ 100 %, N = 624)	191 ($\hat{=}$ 100 %, N = 191)	48 ($\hat{=}$ 100 %, N = 48)	31 ($\hat{=}$ 100 %, N = 31)	48 ($\hat{=}$ 100 %, N = 48)	64 ($\hat{=}$ 100 %, N = 64)

EKG-Parameter	Insgesamt ausgewertet (Anteil in %, max. mgl. Anzahl n=)	In M1-M4 ausgewertet	In M9-M12 ausgewertet	In M9 ausgewertet	In M10 ausgewertet	In M11 ausgewertet	In M12 ausgewertet
RS-Komplex- Dauer (ms)	39 ($\hat{=}$ 4,79 %, N = 815)	34 ($\hat{=}$ 5,45 %, N = 624)	5 ($\hat{=}$ 2,62 %, N = 191)	3 ($\hat{=}$ 6,25 %, N = 48)	0 ($\hat{=}$ 0,00 %, N = 31)	2 ($\hat{=}$ 4,17 %, N = 48)	0 ($\hat{=}$ 0 %, N = 64)
S-Zacke- Amplitude (ms)	39 ($\hat{=}$ 4,79 %, N = 815)	34 ($\hat{=}$ 5,45 %, N = 624)	5 ($\hat{=}$ 2,62 %, N = 191)	3 ($\hat{=}$ 6,25 %, N = 48)	0 ($\hat{=}$ 0,00 %, N = 31)	2 ($\hat{=}$ 4,17 %, N = 48)	0 ($\hat{=}$ 0 %, N = 64)
RT-Intervall- Dauer (ms)	234 ($\hat{=}$ 28,71 %, N = 815)	201 ($\hat{=}$ 32,21 %, N = 624)	33 ($\hat{=}$ 17,28 %, N = 191)	4 ($\hat{=}$ 8,33 %, N = 48)	0 ($\hat{=}$ 0,00 %, N = 31)	19 ($\hat{=}$ 39,58 %, N = 48)	10 ($\hat{=}$ 15,63 %, N = 64)
RT-Intervall- Peak-Dauer (ms)	322 ($\hat{=}$ 39,51 %, N = 815)	285 ($\hat{=}$ 45,67 %, N = 624)	37 ($\hat{=}$ 19,37 %, N = 191)	4 ($\hat{=}$ 8,33 %, N = 48)	0 ($\hat{=}$ 0,00 %, N = 31)	23 ($\hat{=}$ 47,92 %, N = 48)	10 ($\hat{=}$ 15,63 %, N = 64)
T-Welle- Amplitude (mV)	322 ($\hat{=}$ 39,51 %, N = 815)	285 ($\hat{=}$ 45,67 %, N = 624)	37 ($\hat{=}$ 19,37 %, N = 191)	4 ($\hat{=}$ 8,33 %, N = 48)	0 ($\hat{=}$ 0,00 %, N = 31)	23 ($\hat{=}$ 47,92 %, N = 48)	10 ($\hat{=}$ 15,63 %, N = 64)

EKG-Parameter	Insgesamt ausgewertet (Anteil in %, max. mgl. Anzahl n=)	In M1-M4 ausgewertet	In M9-M12 ausgewertet	In M9 ausgewertet	In M10 ausgewertet	In M11 ausgewertet	In M12 ausgewertet
SV-Welle- Dauer (ms)	105 ($\hat{=}$ 12,88 %, N = 815)	86 ($\hat{=}$ 13,78 %, N = 624)	19 ($\hat{=}$ 9,95 %, N = 191)	0 ($\hat{=}$ 0,00 %, N = 48)	0 ($\hat{=}$ 0,00 %, N = 31)	14 ($\hat{=}$ 29,17 %, N = 48)	5 ($\hat{=}$ 7,81 %, N = 64)
SV-Welle- Amplitude (mV)	107 ($\hat{=}$ 13,13 %, N = 815)	88 ($\hat{=}$ 14,10 %, N = 624)	19 ($\hat{=}$ 9,95 %, N = 191)	0 ($\hat{=}$ 0,00 %, N = 48)	0 ($\hat{=}$ 0,00 %, N = 31)	14 ($\hat{=}$ 29,17 %, N = 48)	5 ($\hat{=}$ 7,81 %, N = 64)
SV-P-Intervall- Dauer (ms)	96 ($\hat{=}$ 11,78 %, N = 815)	83 ($\hat{=}$ 13,30 %, N = 624)	13 ($\hat{=}$ 6,81 %, N = 191)	0 ($\hat{=}$ 0,00 %, N = 48)	0 ($\hat{=}$ 0,00 %, N = 31)	11 ($\hat{=}$ 22,92 %, N = 48)	2 ($\hat{=}$ 3,13 %, N = 64)
RR-Intervall- Dauer (ms)	797 ($\hat{=}$ 97,79 %, N = 815)	611 ($\hat{=}$ 97,92 %, N = 624)	186 ($\hat{=}$ 97,38 %, N = 191)	47 ($\hat{=}$ 97,92 %, N = 48)	30 ($\hat{=}$ 96,77 %, N = 31)	47 ($\hat{=}$ 97,92 %, N = 48)	62 ($\hat{=}$ 96,88 %, N = 64)

Anhang 14: Verlauf des errechneten Körpergewichts (KGW) im Versuchszeitraum und Vergleichbarkeit von "tagesaktuellem KGW" und "errechnetem KGW" am Beispiel von Tier 1 und Tier 3



○ errechnetes mittleres KGW

● tagesaktuelles KGW

Anhang 15: Ergebnisse des Methodenabbruch-Scores

	M9	M10	M11	M12
Tier 1	10,5	11	1,5	13
Tier 2	4	6	3	3,3
Tier 3	7	11	4	2
Tier 4	10	2,6	2	1,6
Tier 5	15	14	11	14
Tier 6	8,5	12	6	12
Tier 7	12,5	14	14	14
Tier 8	12	12,5	3	3
Tier 9	14	14	12	15
Tier 10	10	12,5	12	11

Die maximal erreichbare Punktzahl pro Tier-Methoden-Kombination beträgt 15.
Für die Methodik vgl. III.2.8 und Anhang 9.

Rot $\hat{=}$ bis 10,5

Blau $\hat{=}$ 11 – 15

Beurteilung: bei mehr als 5 Tieren / Methode < 11 $\hat{=}$ keine Wiederholung

Anhang 16: Ergebnisse der Methodenevaluierung

Methode ¹	Beurteilte Variablen ²					
	Belastungsgrad	Toleranz	Teilbereich Invasivität gesamt	Zeitdauer	Anzahl der Anläufe	Teilbereich Praktikabilität gesamt
1	Nicht beurteilbar	Nicht beurteilbar	Nicht beurteilbar	Nicht beurteilbar	Nicht beurteilbar	Nicht beurteilbar
2	Nicht beurteilbar	Nicht beurteilbar	Nicht beurteilbar	Nicht beurteilbar	Nicht beurteilbar	Nicht beurteilbar
3	Nicht beurteilbar	Nicht beurteilbar	Nicht beurteilbar	Nicht beurteilbar	Nicht beurteilbar	Nicht beurteilbar
4	Nicht beurteilbar	Nicht beurteilbar	Nicht beurteilbar	Nicht beurteilbar	Nicht beurteilbar	Nicht beurteilbar
9	4,33	10,00	7,17	6,00	7,40	6,70
10	6,67	10,00	8,33	6,50	7,60	7,05
11	4,33	4,00	4,20	6,00	3,80	4,90
12	5,00	6,00	5,50	7,50	6,20	6,85

¹ Mittelwert aller Tier-Methoden-Kombinationen für die jeweilige Methode² maximal erreichbare Punktzahl:10, vgl. III.2.9.9, hier gerundet

Methode ¹	Beurteilte Variablen ²						Teilbereich Auswertbarkeit gesamt
	Auswertbarkeit allgemein	Beurteilbarkeit	Anzahl auswertbarer Einzelbestandteile der Kurve	Anzahl ausgewerteter Komplexe			
1	10,00	9,33	3,39	10,00		8,18	
2	10,00	8,29	2,60	10,00		7,72	
3	10,00	9,13	4,41	10,00		8,38	
4	9,00	9,73	3,95	9,00		7,92	
9	3,00	10,00	0,72	3,00		4,18	
10	3,00	9,92	0,32	1,7		3,72	
11	3,00	10,00	1,28	3,00		4,32	
12	5,00	10,0	0,89	3,67		4,88	

¹ Mittelwert aller Tier-Methoden-Kombinationen für die jeweilige Methode

² maximal erreichbare Punktzahl:10, vgl. III.2.9.9, hier gerundet

Anhang 17: Gezeigte Verhaltensweisen der Versuchstiere bei den Versuchen

Aktion des Versuchsdurchführenden	zu beurteilende Verhaltensweise	Mögliche Ausprägungen
Applikation der Elektrode, EKG-	Zurückzucken	Nicht vorhanden
		Vorhanden
	Versuch des Davonlaufens	Nicht vorhanden
		Vorhanden
	Direkte Abwehrbewegungen (Versuch des Wegkratzens)	Nicht vorhanden
		Vorhanden

Aktion des Versuchsdurchführenden	zu beurteilende Verhaltensweise	Mögliche Ausprägungen
<p>Applikation der Elektrode, EKG-Aufzeichnung</p>	<p>Schwanzstellung</p>	<p>Leichtes Aufstellen des Schwanzes (nur die Spitze wird aufgestellt)</p>
		<p>Deutliches Aufstellen des Schwanzes (gesamter Schwanz nach oben aufgestellt und unter Spannung)</p>
	<p>Seitliches Schlingeln des Schwanzes (deutet hohen Grad der Erregung an)</p>	<p>Bartstellung</p>
<p>Starkes Aufstellen (dauerhaft aufgestellt und/oder maximal weit aufgestellt)</p>	<p>Bartfarbe</p>	

Aktion des Versuchsdurchführenden	zu beurteilende Verhaltensweise	Mögliche Ausprägungen
Applikation der Elektrode, EKG-Aufzeichnung	Bartfarbe	Mittelgradig verdunkelt
		Hochgradig verdunkelt (flächig intensiv schwarz)
	Beißen des Versuchsdurchführenden	Kurze Scheinbisse
		Tatsächliche Beißversuche
	Körperfärbung (beachte die ggf. eingeschränkten Möglichkeiten der Dunkelverfärbung bei Farbmorphen!)	Individuelle Körperfärbung unverändert
		Individuelle Körperfärbung kontrastreicher ohne Dunkelverfärbung

Aktion des Versuchsdurchführenden	Beurteilte Verhaltensweise	Mögliche Ausprägungen
Applikation der Elektrode, EKG-Aufzeichnung	Körperfärbung (beachte die ggf. eingeschränkten Möglichkeiten der Dunkelverfärbung bei Farbmorphen!)	Individuelle Körperfärbung kontrastreicher mit Dunkelverfärbung
	Körperhaltung	Physiologisch, aufmerksames Tier, trägt Körper und Kopf
		Ablegen des Körpers auf den Tisch bei erhaltener Körperspannung (Abflachen), Kopf wird getragen
		Ablegen von Körper und Kopf auf den Tisch bei erhaltener Körperspannung (Abflachen)
	Augenlider und Augenöffnung	Ablegen des Körpers auf den Tisch bei Verlust der Körperspannung, Kopf wird ebenfalls abgelegt
		Augen beidseitig offen, wacher Blick

Aktion des Versuchsdurchführenden	Beurteilte Verhaltensweise	Mögliche Ausprägungen
Applikation der Elektrode, EKG-Aufzeichnung	Augenlider und Augenöffnung	Augen einseitig kurzzeitig zugekniffen, gefolgt von sofortigem Öffnen
		Augen beidseitig kurzzeitig zugekniffen, gefolgt von sofortigem Öffnen
		Augen einseitig länger andauernd zugekniffen, im Lidbereich ggr. blau-violette Verfärbungen
		Augen beidseitig länger andauernd zugekniffen, im Lidbereich ggr. blau-violette Verfärbungen
		Ruhiges Verbleiben in der Position, neugieriger Blick in die Umgebung
Verhalten beim Absetzen auf den Tisch	Zunächst ruhiges Verbleiben in der Position, neugieriger Blick in die Umgebung; innerhalb von <1min. spontanes Loslaufen	

Aktion des Versuchsdurchführenden	Beurteilte Verhaltensweise	Mögliche Ausprägungen
Applikation der Elektrode, EKG-Aufzeichnung	Verhalten beim Absetzen auf den Tisch	sofortiges spontanes Loslaufen, springt von Tisch
Injektion (i.v. bzw. i.m.)	Einstich der Kanüle	Keine Reaktion
		Kurzes Zucken
		Abwehrbewegungen (Zurückziehen der Vordergliedmaße bei i.m. Applikation, Schlingeln des Körpers mit oder ohne Abwehrbewegung der Gliedmaßen bei i.v. Applikation)
	Applikation des Arzneimittels	Keine Reaktion
		Kurzes Zucken

Aktion des Versuchsdurchführenden	Beurteilte Verhaltensweise	Mögliche Ausprägungen
Injektion (i.v. bzw. i.m.)	Applikation des Arzneimittels	Abwehrbewegungen (Zurückziehen der Vordergliedmaße bei i.m. Applikation, Schlingeln des Körpers mit oder ohne Bewegung der Gliedmaßen bei i.v. Applikation)
	Entfernen der Kanüle	Keine Reaktion Kurzes Zucken Abwehrbewegungen (Zurückziehen der Vordergliedmaße bei i.m. Applikation, Schlingeln des Körpers mit oder ohne Bewegung der Gliedmaßen bei i.v. Applikation)
Kopffixation, Maul öffnen, Intubation im eigentlichen Sinne (Kontakt zur Trachea)	Grad der Augenöffnung	Beidseits Augen vollständig geschlossen Beidseits Augen einen schmalen Spalt geöffnet & anschließend sofort wieder vollständig geschlossen

Aktion des Versuchsdurchführenden	Beurteilte Verhaltensweise	Mögliche Ausprägungen
<p>Kopffixation, Maul öffnen, Intubation im eigentlichen Sinne (Kontakt zur Trachea)</p>	<p>Grad der Augenöffnung</p>	<p>Einseitig Auge vollständig geöffnet, „Schlafzimmerblick“ – Umgebung wird nicht wahrgenommen</p>
		<p>Einseitig Auge vollständig geöffnet, wacher Blick</p>
		<p>Beidseitig Auge vollständig geöffnet, „Schlafzimmerblick“ – Umgebung wird nicht wahrgenommen</p>
		<p>Beidseitig Auge vollständig geöffnet, wacher Blick</p>
	<p>Abwehrbewegungen Kopf</p>	<p>Keine Abwehrbewegungen</p>
	<p>Kurze (< 3 s) seitliche Abwehrbewegung des Kopfes</p>	

Aktion des Versuchsdurchführenden	Beurteilte Verhaltensweise	Mögliche Ausprägungen
<p>Kopffixation, Maul öffnen, Intubation im eigentlichen Sinne (Kontakt zur Trachea)</p>	Abwehrbewegungen Kopf	Deutliche (> 3 s) Abwehrbewegungen des Kopfes
		Kiefertonus relaxiert
	Kieferschluss	Kurzer (< 3 s) Versuch des Kieferschlusses
		Wiederholter, mehrfacher, kräftiger Versuch des Kieferschlusses / Zubeissen
		Keine Abwehrbewegungen
	Abwehrbewegungen Körper	Leichte Abwehrbewegungen mit dem gesamten Körper (kurze Schlängelbewegung, < 3 s)

Aktion des Versuchsdurchführenden	Beurteilte Verhaltensweise	Mögliche Ausprägungen
Kopffixation, Maul öffnen, Intubation im eigentlichen Sinne (Kontakt zur Trachea)	Abwehrbewegungen Körper	Starke Abwehrbewegungen mit dem gesamten Körper (Schlängelbewegungen, versucht sich rückwärts der Kopffixation zu entziehen)
	Abwehrbewegungen Vordergliedmaßen	Keine Abwehrbewegungen
		Versuch des Wegkratzens des Maulspatels

X. DANKSAGUNG

Mein Dank gilt an dieser Stelle Herrn Professor Korbel für die Überlassung dieses spannenden und interessanten Themas.

Ebenso möchte ich der Arbeitsgemeinschaft Amphibien- und Reptilienkrankheiten (AG ARK) der DGHT meinen Dank aussprechen, die über den Ingo- und Waltraud-Pauler-Fonds diese Arbeit großzügig gefördert hat.

Mein besonderer Dank gilt Frau Dr. Eva Strütt für die Betreuung der Arbeit und Frau PD Dr. Monika Rinder für die umfangreiche Unterstützung im Genehmigungsverfahren des Tierversuchsantrages sowie für ihr stets offenes Ohr für die Sorgen und Nöte der Doktoranden.

Außerdem möchte ich Frau Karina Häußler für die tolle Zusammenarbeit am Projekt danken: Ohne dich wäre die Zeit nur halb so unterhaltsam, interessant und lehrreich gewesen!

Des Weiteren gilt mein Dank dem gesamten Team der Reptilienambulanz, die mich und dieses Projekt nach Kräften unterstützt haben, auch wenn es mit dem klinischen Arbeitsalltag kollidierte. Namentlich möchte ich mich besonders bei Frau Miriam Mosinzer für ihre unendliche Geduld bei meinen vielen Fragen bedanken – ohne dich wäre meine Materialliste heute noch unvollständig!

Ein riesengroßes „Dankeschön!“ geht auch an „meine“ Statistiker: Frau Dr. Carola Sauter-Louis, die als Erste meine Studienplanung in den Händen hielt und natürlich an das StaBLab - Herr Prof. Dr. Küchenhoff (Leitung), der ebenfalls meine Planung noch vor Projektbeginn begutachtete und an meine unvergessene, unermüdliche, immer erreichbare, immer ein Ass-im-Ärmel-habende Betreuerin: Frau Noemi Castelletti. „Danke!“ Noemi – ohne dich und deine immer optimistische Einstellung („Geht nicht, gibt es nicht!“) wäre ich mehr als einmal völlig verzweifelt.

„Many thanks“ natürlich auch an die Familie Boettiger für die sprachliche Unterstützung des Summary.

Zu guter Letzt geht mein Dank an meine Familie – an meinen Freund und Mann, Leopold Deger, der in all den Jahren der Dissertationserstellung stets zu mir gehalten und mit mir durchgehalten hat. Der unermüdlich Korrektur gelesen hat

und (fast) immer eine Lösung für meine unendlich vielen Computerprobleme gefunden hat. An meine Eltern, Brigitte und Dietmar Heyduck, die immer an mich geglaubt haben und mich schon seit dem Studium unterstützen.

Und im Besonderen an meine Mutter und meine Schwiegermutter, Petra Deger, für unzählige Stunden der Kinderbetreuung, damit ich an den Schreibtisch konnte. Ohne euch wäre diese Arbeit nie abgeschlossen worden – ich kann gar nicht in Worte fassen, wie viel mir eure Unterstützung bedeutet hat!

Ein großes „Danke!“ auch an unsere Tochter Franziska: Durch dein Strahlen und dein sonniges Gemüt hast du es mir einfacher gemacht, durchzuhalten. Du hast mich daran erinnert, was wirklich wichtig ist und zeigst mir jeden Tag aufs Neue, dass man den Tag am besten mit einem Lächeln beginnt. Durch dich bin ich effizienter und ausgeglichener geworden – und die vielen gemeinsamen Pausen haben uns beiden gut getan!

Mein allerletzter stiller Dank geht an unsere Versuchstiere, ohne deren Mitwirken diese Arbeit nicht zustande gekommen wäre. Danke, Grumpy, Schnappi, Garfield, Dankwart und die Anderen! Ich wünsche euch viel Freude und eine gute Zeit in eurem neuen Zuhause!