

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

Arbeit angefertigt unter der Leitung von
Univ.-Prof. Dr. Katrin Hartmann

**Untersuchungen über den Einsatz des
i-STAT®-Blutanalysegerätes
zur Blutgasanalyse und Bestimmung
weiterer labordiagnostischer Parameter
bei Kaninchen und Meerschweinchen**

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

von

Karin Anne Tausch
aus Unterhaching

München 2011

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

Dekan: Univ.-Prof. Dr. Braun

Referent: Univ.-Prof. Dr. Hartmann

Korreferent: Priv.-Doz. Dr. Reese

Tag der Promotion: 12. Februar 2011

Meinen Eltern

INHALTSVERZEICHNIS

I.	EINLEITUNG	1
II.	LITERATURÜBERSICHT	2
1.	Der Säure-Basen-Haushalt	2
1.1.	Bedeutung des Säure-Basen-Haushaltes	2
1.1.1.	Regulation des Säure-Basen-Haushaltes	2
1.1.2.	Störungen des Säure-Basen-Haushaltes	3
1.1.2.1.	Azidose	4
1.1.2.2.	Alkalose	5
1.2.	Besonderheiten des Säure-Basen-Haushaltes bei Heimtieren	6
1.2.1.	Kaninchen	6
1.2.2.	Meerschweinchen	10
2.	Laboruntersuchungen	12
2.1.	Laborparameter	12
2.1.1.	Blutgasanalyse	12
2.1.1.1.	Bedeutung der Blutgasanalyse	12
2.1.1.2.	Blutgasparameter	14
2.1.1.2.1.	pH-Wert	14
2.1.1.2.2.	Sauerstoffpartialdruck	15
2.1.1.2.3.	Sauerstoffsättigung	18
2.1.1.2.4.	Kohlendioxidpartialdruck	19
2.1.1.2.5.	Gesamtkohlendioxid	21
2.1.1.2.6.	Bikarbonat	22
2.1.1.2.7.	Basenüberschuss	24
2.1.2.	Andere labordiagnostische Parameter	26
2.1.2.1.	Hämatokrit	26
2.1.2.2.	Hämoglobin	29
2.1.2.3.	Glukose	32
2.1.2.4.	Natrium	34
2.1.2.5.	Kalium	36
2.1.2.6.	Kalzium	38
2.2.	Analyse mit dem i-STAT®	40
2.2.1.	Einsatz des i-STAT® in der Humanmedizin	40
2.2.2.	Einsatz des i-STAT® in der Veterinärmedizin und Forschung	42

III.	MATERIAL UND METHODEN	47
1.	Material	47
1.1.	Tiere	47
1.1.1.	Überprüfung der Methode und Methodenvergleich.....	47
1.1.2.	Referenzwertbestimmung.....	47
1.1.2.1.	Kaninchen.....	48
1.1.2.1.1.	Geschlechtsverteilung	48
1.1.2.1.2.	Altersverteilung.....	48
1.1.2.1.3.	Rasseverteilung	49
1.1.2.2.	Meerschweinchen.....	49
1.1.2.2.1.	Geschlechtsverteilung	49
1.1.2.2.2.	Altersverteilung.....	50
1.1.2.2.3.	Rasseverteilung	51
1.2.	Geräte	52
1.3.	Das i-STAT® Blutanalysegerät	54
1.3.1.	Technische Daten	54
1.3.2.	Kartusche.....	54
1.3.3.	Probenanalyse.....	56
1.3.4.	Fehlermeldungen	56
2.	Methodik	57
2.1.	Blutentnahme	57
2.1.1.	Überprüfung der Methode und Methodenvergleich.....	57
2.1.1.1.	Kaninchen.....	57
2.1.1.2.	Meerschweinchen.....	58
2.1.2.	Referenzwertbestimmung.....	59
2.1.2.1.	Kaninchen.....	59
2.1.2.2.	Meerschweinchen.....	61
2.2.	Überprüfung der Methode	62
2.2.1.	Reproduzierbarkeit	63
2.2.1.1.	Reproduzierbarkeit in Serie.....	63
2.2.1.2.	Reproduzierbarkeit nach Zeiten	63
2.2.2.	Einfluss der Entnahmetechnik.....	63
2.3.	Methodenvergleich.....	63
2.3.1.	Vergleich mit anderen Geräten	63
2.3.1.1.	GEM® Premier 3000 Model 5700.....	64

2.3.1.2.	Cell-Dyn® 3500 R und Autoanalyser Hitachi 911®	64
2.3.2.	Vergleich arterieller und venöser Blutproben	64
2.4.	Referenzwertbestimmung.....	65
2.5.	Statistische Auswertung	66
2.5.1.	Überprüfung der Methode und Methodenvergleich.....	66
2.5.1.1.	Bestimmung der Reproduzierbarkeit	66
2.5.1.2.	Vergleich unterschiedlicher Methoden	66
2.5.2.	Bestimmung der Referenzbereiche	66
IV.	ERGEBNISSE	74
1.	Fehlermeldungen	74
2.	Überprüfung der Methode	75
2.1.	Reproduzierbarkeit.....	75
2.2.	Einfluss der Entnahmetechnik.....	86
3.	Methodenvergleich.....	102
3.1.	GEM® Premier 3000 Model 5700.....	102
3.2.	Cell-Dyn® 3500 R und Hitachi 911®	116
3.3.	Vergleich arterieller und venöser Blutproben	124
4.	Referenzbereiche	132
4.1.	Ausreißer	132
4.2.	Kenngrößen	132
4.3.	Abhängigkeiten	132
4.4.	Ermittelte Referenzbereiche	137
4.4.1.	Kaninchen.....	138
4.4.2.	Meerschweinchen.....	139
V.	DISKUSSION	140
VI.	ZUSAMMENFASSUNG	160
VII.	SUMMARY.....	162
VIII.	LITERATURVERZEICHNIS	164
IX.	ANHANG	180
X.	DANKSAGUNG	189

ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS

A.	Arteria
BE	Basenüberschuss (base excess)
BE _{ecf}	Basenüberschuss im Extrazellularraum
bzw.	beziehungsweise
Ca ²⁺	Kalzium
ca.	circa
Cl ⁻	Chlorid
CO ₂	Kohlendioxid
d	Tag
d. h.	das heißt
EDTA	Ethyldiamintetraessigsäure
EZR	Extrazellularraum
G	geschlechtsabhängig, Geschlechtsabhängigkeit
Glc	Glukose
h	Stunden
H ⁺	Wasserstoff-Ion
H ₂ CO ₃	Kohlensäure
H ₂ O	Wasser
Hb	Hämoglobin
HCO ₃ ⁻	Bikarbonat
Hkt	Hämatokrit
HSL	hormonsensitive Lipase
iCa ²⁺	ionisiertes Kalzium
IE (IU)	internationale Einheit (international unit)
J	Jahr
K ⁺	Kalium
KGW	Kilogramm Körpergewicht
kPa	Kilopascal
log	Logarithmus

m	männlich
M	Median
MCH	mean corpuscular hemoglobin (mittlerer Hämoglobingehalt der Einzelerythrozyten)
MCHC	mean corpuscular hemoglobin concentration (mittlere Hämoglobinkonzentration der Erythrozyten)
MCV	mean corpuscular volume (mittleres Erythrozytenvolumen)
mk	männlich kastriert
mmHg	Millimeter Quecksilbersäule
n	Anzahl der Tiere/Werte
Na ⁺	Natrium
NH ₃	Ammoniak
NH ₄ ⁺	Ammoniumion
O ₂	Sauerstoff
p	Signifikanz
pCO ₂	Kohlendioxidpartialdruck
pH	pH-Wert
pK	Dissoziationskonstante K
pO ₂	Sauerstoffpartialdruck
sO ₂	Sauerstoffsättigung
TCO ₂	Gesamtkohlendioxid
T _p	Patiententemperatur
U/min	Umdrehungen pro Minute
V.	Vena
v. a.	vor allem
VC	Variationskoeffizient
w	weiblich
wk	weiblich kastriert
z. B.	zum Beispiel

I. EINLEITUNG

Die Bedeutung der kleinen Heimtiere und die medizinischen Möglichkeiten in diesem Bereich nehmen in den letzten Jahren stetig zu. Immer öfter scheuen Besitzer keine Kosten, ihre Tiere gesund zu erhalten und zu heilen, da ihre Bedeutung als „Familienmitglied“ zunimmt. In den letzten Jahren wurden viele neue Erkenntnisse über die speziellen Bedürfnisse und Besonderheiten der kleinen Heimtiere erlangt, Informationen über die Analyse der Blutgase sind bisher allerdings nur wenig vorhanden. Somit hat sich die Blutgasanalyse bei Kaninchen und Meerschweinchen in der Tiermedizin noch nicht etabliert. Auch stellt die praktische Durchführung der Blutgasanalyse, aufgrund teurer Analysegeräte und fehlender Kenntnisse der geeigneten Blutentnahmetechnik, noch eine Herausforderung dar. Die in der Literatur beschriebenen Blutentnahmemethoden sind meist für die Praxis ungeeignet und nicht vor dem Besitzer durchführbar.

Ziel dieser Studie war es, labordiagnostische Referenzbereiche für die Blutgasuntersuchung (pH-Wert, Kohlendioxidpartialdruck ($p\text{CO}_2$), Sauerstoffpartialdruck ($p\text{O}_2$), Gesamtkohlendioxid (TCO_2), Bikarbonat (HCO_3^-), Basenüberschuss (BE_{ecf}) und Sauerstoffsättigung ($s\text{O}_2$)) mit einem transportablen Blutgasanalysegerät (i-STAT[®] (Abbott Diagnostics, Illinois, USA)) bei gesunden Kaninchen und Meerschweinchen unter Praxisbedingungen zu erstellen. Es handelt sich bei dem i-STAT[®]-System um eine Kombination aus handlichem Analysegerät und Multiparameterkartusche. Im Rahmen der Kartuschenauswahl (CG8+ (Abbott Diagnostics, Illinois, USA)) wurden Referenzbereiche für sechs weitere labordiagnostische Parameter (Natrium (Na^+), Kalium (K^+), ionisiertes Kalzium (iCa^{2+}), Glukose (Glc), Hämatokrit (Hkt) und Hämoglobin (Hb)) bestimmt. Die Methode wurde bei diesen beiden Tierarten evaluiert, Abhängigkeiten von Alter, Geschlecht sowie Kastrationsstatus überprüft, die Angaben mit der aktuellen Literatur verglichen und der Einsatz des Blutanalysegerätes in der Veterinärpraxis bewertet.

II. LITERATURÜBERSICHT

1. Der Säure-Basen-Haushalt

Der folgende Abschnitt behandelt die Physiologie und Pathologie des Säure-Basen-Haushaltes.

1.1. Bedeutung des Säure-Basen-Haushaltes

Eine wichtige Aufgabe des Organismus ist es, das Gleichgewicht zwischen Säuren und Basen aufrecht zu erhalten, da alle Stoffwechselvorgänge an bestimmte pH-Bereiche gebunden sind und bei Abweichung von diesem Milieu, erheblichen Störungen entstehen. Durch Beeinflussung von Enzym- und Membranfunktionen, sowie der richtigen Dissoziation von Ionenkomplexen kann es folglich zu Funktionseinschränkungen nervaler Erregungsleitung, Muskelkontraktion und vieler metabolischer Vorgänge kommen (HASLINS, 1977).

1.1.1. Regulation des Säure-Basen-Haushaltes

Um den pH-Wert konstant zu halten, ist der Organismus auf intra- und extrazelluläre **Puffersysteme**, sowie die Regulation über Lunge und Nieren angewiesen (ROBERTSON, 1989; GÄBEL, 2000; SILBERNAGL & DESPOPOULOS, 2003; KRAFT, 2005). Dem Organismus stehen dabei drei Mechanismen zur Verfügung:

- a) intra- und extrazelluläre Neutralisation der H^+ -Ionen (Pufferung)
- b) Elimination von CO_2 über die Lunge (respiratorische Regulation)
- c) Ausscheidung von H^+ -Ionen und Reabsorption von HCO_3^- über die Nieren (renale Regulation)

Allgemein handelt es sich bei Puffern um schwache Säuren und ihre konjugierten Basen und umgekehrt. Es stehen intra- und extrazelluläre Puffersysteme zur Verfügung, wobei das extrazelluläre Kohlensäure-Bikarbonat-System eine zentrale Rolle spielt. Diesem stehen sogenannte „nicht-Bikarbonat-Puffer“ gegenüber, die sich aus dem Hämoglobin-Oxihämoglobin-System, das rein quantitativ den größten Anteil darstellt, den Plasmaproteinen und dem Phosphat-Puffer-System zusammensetzen (ROBERTSON, 1989).

Die Kohlensäure (H_2CO_3) fungiert im **Kohlensäure-Bikarbonat-System** als Säure, zerfällt aufgrund ihrer Instabilität rasch in CO_2 und Wasser und ist somit schwer zu bestimmen ($\text{CO}_2 + \text{H}_2\text{O} \leftrightarrow \text{H}_2\text{CO}_3 \leftrightarrow \text{H}^+ + \text{HCO}_3^-$). Da CO_2 proportional zum Zerfall der Kohlensäure entsteht und in der Extrazellularflüssigkeit nachgewiesen werden kann, wird es zur Bestimmung herangezogen (GÄBEL, 2000). Da CO_2 über die Lunge und HCO_3^- über die Nieren reguliert werden kann, handelt es sich bei diesem Puffersystem um ein sogenanntes „offenes System“, das somit in der Lage ist sich schnell an Veränderungen anzupassen (ROBERTSON, 1989). Der Dissoziationsgrad der Säuren, d. h. das Bestreben Protonen abzugeben, wird quantitativ durch die Dissoziationskonstante K bzw. durch den pK-Wert ($\text{pK} = -\log K$) mit 6,1 angegeben. Der pH-Wert leitet sich vom Dissoziationsgrad ab und kann über die Henderson-Hasselbalch-Gleichung ($\text{pH} = \text{pK} + \log ([\text{HCO}_3^-]/[\text{pCO}_2])$) berechnet werden. Der pH-Wert ist somit vom Verhältnis der Säure-Basen-Konzentrationen abhängig (GÄBEL, 2000; SILBERNAGL & DESPOPOULOS, 2003).

Bei den „**nicht-Bikarbonat-Puffern**“, die ein geschlossenes System darstellen, bleibt die Puffergesamtkonzentration insgesamt konstant, da keine äußere Regulation vorliegt. Über den intrazellulären **Hämoglobin-Oxihämoglobin-Puffer** werden die bei der CO_2 -Aufnahme in den Erythrozyten entstehenden Protonen abgefangen. Die **Plasma-Proteine** reagieren in ähnlicher Weise auf azidotische Veränderungen, da sie bei physiologischem pH-Wert als Anionen vorliegen (GÄBEL, 2000). Im Blut ist der **Phosphat-Puffer**, aufgrund seiner geringen Konzentration im Plasma, weniger von Bedeutung, spielt aber im Nierentubuluslumen, durch Bindung der sezernierten Protonen, eine wichtige Rolle (FÜRLL et al., 1981).

1.1.2. Störungen des Säure-Basen-Haushaltes

Wenn die extra- und intrazellulären Puffersysteme und die Regelorgane Lunge und Nieren den physiologischen Gehalt an H^+ -Ionen nicht mehr aufrecht erhalten können, entsteht eine Störung des Säure-Basen-Haushaltes. Dabei handelt es sich meist um eine Folge oder Komplikation einer Grundkrankheit und stellt keine eigenständige Krankheit dar (GÄBEL, 2000). Der Vorgang, bei dem es zu einer Akkumulation von H^+ -Ionen mit Anstieg der H^+ -Ionenkonzentration im Extrazellularraum kommt, wird als Azidose bezeichnet. Ein Abfall der H^+ -Ionenkonzentration wird hingegen Alkalose genannt (FÜRLL et al., 1981;

GÄBEL, 2000). Ist die Konzentrationsveränderung der H⁺-Ionen stoffwechselbedingt (gleichzeitige Änderung der Konzentration von HCO₃⁻), entsteht folglich eine metabolische Azidose oder Alkalose. Bei eingeschränkter Ventilationsfunktion (Änderung des pCO₂) resultiert eine respiratorische Azidose oder Alkalose. Ist der Körper in der Lage diese Entgleisungen abzufangen, spricht man von kompensierten Störungen im Säure-Basen-Haushalt. Ein Versagen der Regelmechanismen führt letztendlich zur Dekompensation (GÄBEL, 2000).

1.1.2.1. Azidose

Bei einer Azidose handelt es sich um einen Prozess, der eine Akkumulation von Säure (H⁺-Ionen) im Organismus verursacht und somit eine Senkung des pH-Wertes induziert (ADAMS & POLZIN, 1989).



Eine **metabolische Azidose** kann durch Anreicherung von sauren Substanzen im Organismus entstehen (Additionsazidose). Dies kann laut KRAFT (2005) durch eine vermehrte endogene Bildung von Säureionen als auch eine erhöhte exogene Zufuhr oder verminderte renale Ausscheidung bedingt sein. Eine weitere Möglichkeit ist der Verlust von Pufferionen (Subtraktionsazidose) (KRAFT, 2005). Häufige Ursachen einer metabolischen Azidose sind Nierenversagen, diabetische Ketoazidose, Laktatazidose, Hypoadrenokortizismus und Dünndarmdurchfall (COFFMAN, 1980; ROBERTSON, 1989; SILBERNAGL & DESPOPOULOS, 2003; KRAFT, 2005; DIBARTOLA et al., 2006). Sie stellt die wohl häufigste Säure-Basen-Störung in der Kleintierpraxis dar (ROBERTSON, 1989; DAY, 2002). Kompensatorisch kommt es zu einer vermehrten Abatmung von CO₂ um den pCO₂ zu senken, sowie zu einer HCO₃⁻-Reabsorption und Säureausscheidung über die Nieren. Durch die Anionenlücke kann ermittelt werden, welchen Ursprung die metabolische Azidose hat. Sie ist als Differenz zwischen im Serum messbaren Konzentrationen von Kationen und Anionen definiert ((Na⁺ + K⁺) – (Cl⁻ + HCO₃⁻)). Der Referenzbereich für die Anionenlücke ist bei Hund und Katze mit 16 ± 4 angegeben (KERL, 2005). Eine vergrößerte Anionenlücke und eine Normochlorämie weisen auf eine Additionsazidose hin und eine physiologische Anionenlücke und eine Hyperchlorämie auf einen primären HCO₃⁻-Verlust (ADAMS & POLZIN, 1989; ROBERTSON, 1989; DAY, 2002).

Bei einer **respiratorischen Azidose** kommt es infolge mangelnder Ausscheidung von CO₂ zu einer Zunahme des pCO₂.



Durch Prozesse wie zentrale Atemdepression, neuromuskuläre Erkrankungen, Lungenkrankheiten oder schmerzhafte Vorgänge in der Brustregion kommt es zur verminderten Ventilation (ROBERTSON, 1989; KRAFT, 2005; DIBARTOLA et al., 2006). Häufig ist sie auch Folge einer generalisierten Anästhesie, da viele Narkosemedikamente atemdepressiv wirken. Die Gegenregulierung findet durch verminderte Ausscheidung von HCO₃⁻ über die Nieren statt (ROBERTSON, 1989).

1.1.2.2. Alkalose

Bei einer Alkalose handelt es sich um einen Prozess, der eine Akkumulation von Basen (HCO₃⁻) im Organismus verursacht und einen Anstieg des pH-Wertes mit sich bringt (ADAMS & POLZIN, 1989).



Der Verlust von Säure oder die Zufuhr von Basen führen zu erhöhten HCO₃⁻-Konzentrationen und somit zu einer **metabolischen Alkalose**. Mögliche Ursachen für eine Verminderung der Säuren können Erbrechen von Mageninhalt, Hypokaliämie, Hyperaldosteronismus und medikamentöse Therapie mit Kortikosteroiden oder Diuretika sein (ROBERTSON, 1989; KRAFT, 2005; DIBARTOLA et al., 2006). Eine gesteigerte Zufuhr von Basen ist meist iatrogen, beispielsweise durch Infusionstherapie ausgelöst, und kann vom gesunden Organismus über die Nieren ausgeglichen werden (KRAFT, 2005; DIBARTOLA et al., 2006). Kompenatorisch kommt es zu einer Verlagerung von H⁺-Ionen in den Extrazellularraumes (EZR), sowie einer Verringerung der Atemtätigkeit, um den pCO₂ zu erhöhen, und einer renalen Ausscheidung des HCO₃⁻ (KRAFT, 2005). Aufgrund des Sauerstoffbedarfes des Organismus ist eine respiratorische Kompensation nur bedingt möglich. Chronische Alkalosen sind eher selten und meist Begleiterscheinung eines lange bestehenden Kaliummangels (KRAFT, 2005).

Bei einer Hyperventilation kommt es zu einer gesteigerten Abatmung von CO₂ und somit zu einer Senkung des pCO₂, was sich folglich in einer **respiratorischen Alkalose** äußert (ROBERTSON, 1989).



Ursächlich in Frage kommen Hypoxämien jeglicher Genese (z. B. hochgradige Anämie, Aufenthalt in großen Höhen, kongestive Herzinsuffizienz), eine Stimulation des Atemzentrums, unter anderem bei ZNS-Erkrankungen und Hepatoenzephalopathie, sowie iatrogen durch künstliche Beatmung (COFFMAN, 1980; ROBERTSON, 1989; KRAFT, 2005; DIBARTOLA et al., 2006). Um einer respiratorischen Alkalose entgegenzuwirken, kommt es auch hier zu einer Verlagerung von H⁺-Ionen aus den Zellen in den EZR und einer direkten Reaktion mit HCO₃⁻. Kann dadurch die Alkalose noch nicht ausgeglichen werden, findet eine renale Kompensation statt (ROBERTSON, 1989).

Für die Behandlung von Störungen des Säure-Basen-Haushaltes gilt immer zuerst die Diagnose und Beseitigung der zugrundeliegenden Krankheit, da dies meist zu einer Selbstregulation der verschobenen Verhältnisse führt. Der Nutzen eines ergänzenden medikamentösen Ausgleichs muss dabei fallspezifisch abgewogen werden und sollte mit regelmäßigen Verlaufskontrollen verbunden sein (DIBARTOLA et al., 2006).

1.2. Besonderheiten des Säure-Basen-Haushaltes bei Heimtieren

Der folgende Abschnitt befasst sich mit den bei Kaninchen und Meerschweinchen vorhandenen Besonderheiten des Säure-Basen-Haushaltes.

1.2.1. Kaninchen

Das Kaninchen auf die Zufuhr von Säuren ungewöhnlich empfindlich reagieren, ist bereits seit 1877 bekannt (WALTER, 1877; BREWER & CRUISE, 1994). Kaninchen sind für die Entwicklung einer metabolischen Azidose empfänglich (RICHARDSON et al., 1979; HARcourt-Brown, 2002).

Laut HARcourt-Brown (2002) ist die Niere des Kaninchens ist in ihrer Fähigkeit Säure-Basen-Imbalanzen auszugleichen eingeschränkt. Von zentraler Bedeutung ist beim Kaninchen die verminderte renale Ausscheidungskapazität von H⁺-Ionen (GIAMMARCO et al., 1978). Grund hierfür ist die reduziert vorhandene Carboanhydrase. Dieses Enzym katalysiert die Umwandlung von CO₂

zu HCO_3^- - und H^+ -Ionen ($\text{CO}_2 + \text{H}_2\text{O} \xleftarrow{\text{Carboanhydrase}} \text{H}^+ + \text{HCO}_3^-$) und spielt in der Niere eine zentrale Rolle in der Säure-Basen-Regulation. Bei den meisten Tierarten, wie z. B. bei Affen und Ratten, ist dieses Enzym in großen Mengen in den einzelnen Tubulusabschnitten der Niere vorhanden. Beim Kaninchen hingegen fehlt die Carboanhydrase im distalen Tubulussegment (dicker, gerader aufsteigender Schenkel der Henle-Schleife) und dem kortikalen Anteil des Sammelrohrs vollständig (DOBYAN & BULGER, 1982; BREWER & CRUISE, 1994). Bereits GIAMMARCO und Mitarbeiter (1978) und RICHARDSON und Mitarbeiter (1979) weisen auf die verminderte Sekretionsfähigkeit für H^+ -Ionen im Sammelrohr des Kaninchens hin. Der Verbindungstubulus stellt die Verbindung vom distalen Nierentubulussegment zum Sammelrohr dar (GIAMMARCO et al., 1978; RICHARDSON et al., 1979). Laut TSURUOKA und SCHWARTZ (1999) spielt dieser Verbindungstubulus eine bedeutende Rolle in der Säure-Basen-Homöostase des Kaninchens, da es quantitativ das wichtigste HCO_3^- -sezernierende Segment darstellt und maßgeblich an der Alkalisierung des Urins beteiligt ist. HCO_3^- hat beim Kaninchen somit einen beachtlichen Einfluss auf die pH-Wert-Regulation (ILUCEV, 1974). Die HCO_3^- -Ausscheidung erfolgt über einen Cl^- -abhängigen Austausch (TSURUOKA & SCHWARTZ, 1999).

Auch die Wirkung des Ammoniaks als Protonenfänger ist laut BREWER und CRUISE (1994) bei Kaninchen eingeschränkt. Hier findet keine automatische Synthese des NH_3 durch oxidative Desaminierung des Glutamats bei einem Absinken des pH-Wertes statt. Es erfolgt nur eine Reaktion auf verminderte Bikarbonatkonzentrationen (BREWER & CRUISE, 1994). Somit ist der Kaninchenurin wenig Ammoniumhaltig (NH_4^+), was wiederum eine verminderte Säureausscheidungskapazität über den Urin bedingt (RICHARDSON et al., 1979).

KIWULL-SCHÖNE und Mitarbeiter (2001) untersuchten den Einfluss der Fütterung auf den Säure-Basen-Haushalt bei Laborkaninchen. Sie kamen zu dem Ergebnis, dass der Blut-pH durch die Futteraufnahme nicht beeinflusst wird, sich aber der Urin-pH-Wert je nach Grad der Alkalisierung der Futtermittel verändert. Das bedeutet, dass der Einfluss der Futtermittel durch die Puffersysteme des Körpers abgefangen und über die Nieren reguliert werden kann (KIWULL-SCHÖNE et al., 2001). Das Kaninchen ist als rein herbivores Tier grundsätzlich an alkalireiche Nahrung adaptiert und scheidet folglich Urin mit einem pH-Wert

> 7,76 aus (RICHARDSON et al., 1979). Die Ausscheidung basischen Urins wird aber nicht nur durch die Fütterung beeinflusst, sondern ist laut RICHARDSON und Mitarbeiter (1979) auch von den besonderen Gegebenheiten der Basenaufnahmekapazität über den Kaninchendarm abhängig. So ist das Kaninchen in der Lage mehr als doppelt so viel Bikarbonat aus dem Darminhalt zu absorbieren wie beispielsweise die Ratte (RICHARDSON et al., 1979). Zusätzlich steht durch die Umwandlung von mit dem Futter aufgenommenen Anionen durch die gastrointestinale, bakterielle Mikroflora zu Bikarbonat, noch mehr HCO_3^- zur Absorption bereit (RICHARDSON et al., 1979; BREWER & CRUISE, 1994). Die Ausscheidung des Bikarbonats über die Niere erfolgt vor allem über CO_2 , das zu 80 % in Form von unlöslichen Carbonaten, vor allem Kalzium- und Magnesiumcarbonaten, vorkommt (RICHARDSON et al., 1979; BREWER & CRUISE, 1994).

Der Verdauungstrakt hat beim Kaninchen einen signifikanten Einfluss auf den Säure-Basen- und Elektrolythaushalt (JENKINS, 2000). Laut JENKINS (2000) wird HCO_3^- in großen Mengen in den Dünndarm sezerniert um den Speisebrei zu alkalisieren. Die Absorption von Natriumchlorid ist an HCO_3^- gebunden und variiert pH-abhängig im Ileum des Kaninchens. So verändert ein Abfall des pH-Wertes die Durchflussrate von Na^+ - und Cl^- -Konzentrationen (CHARNEY & EGNOR, 1991). Eine Azidose bedingt im Ileum eine gesteigerte Wasser-, Natrium- und Chloridabsorption, eine Alkalose hingegen führt zu einer gegenteiligen Reaktion und somit zu einer gesteigerten HCO_3^- -Sekretion (CHARNEY & FELDMAN, 1984). Veränderungen im Säure-Basen-Haushalt haben direkte Auswirkungen auf die Darmaktivität des Kaninchens. Die Kontraktilität des proximalen Colonabschnittes und die Wassersekretion sowie Wasserabsorption werden direkt beeinflusst (LOFQVIST & NILSSON, 1981; HARCOURT-BROWN, 2002). So führt eine metabolische Alkalose zu einem signifikanten Anstieg der Basensekretion durch die duodenale Schleimhaut und eine metabolische Azidose zu einer deutlichen Verminderung der Basenausscheidung (VATTAY et al., 1989).

Das Kaninchen entwickelt durch oben genannte Regulationsmechanismen von HCO_3^- vor allem über den Darm und Niere nur im geringen Maße Ketoazidosen (RICHARDSON et al., 1979). Laut HARCOURT-BROWN (2002) kann sich eine Ketoazidose nach länger anhaltender Anorexie und Dysbiose der Darmflora

entwickeln und zur metabolischen Azidose führen. Die Hydrolyse schwer verdaulicher Kohlenhydrate (Pektin, Hemizellulose und Zellulose) durch die bakterielle Mikroflora führt zur Bildung der kurzkettigen Fettsäuren: Acetat, Propionat und Butyrat (Verhältnis 10 : 1 : 1,5). Sie decken mit ca. 40 % einen Großteil des Energiebedarfes des Kaninchens. Der größte Teil entsteht im Zäkum und wird von dort aus absorbiert. Die anderen Energiequellen stellen die Glukose und Laktat dar, sie werden vor allem durch die Verdauung der Zäkotrophe gebildet und im Dünndarm absorbiert (JENKINS, 2000; HARCOURT-BROWN, 2002). Kohlenhydrate spielen in der Energieversorgung des Kaninchens eine eher untergeordnete Rolle (SAUNDERS & DAVIES, 2005). Laut HEIN (2009) ist ein Mangel an Glukose selten die Ursache für ein Energiedefizit. Die α -Amylase-Aktivität ist bei Kaninchen gering, wodurch aufgenommene Kohlenhydrate nur langsam verstoffwechselt werden. Die Folge sind dauerhaft hohe Glukose- und somit auch Fruktosaminkonzentrationen im Blut (HEIN, 2009). Außerdem verbleibt der Nahrungsbrei bei sistierendem Vorschub im Magen und zum Teil im Darm und entleert sich nicht wie beim Fleischfresser. Eine Absorption von Glukose aus dem Darm kann somit auch trotz reduzierter Futteraufnahme stattfinden (HEIN, 2009).

Während einer Anorexie steht dem Kaninchen durch verminderte Produktion von flüchtigen Fettsäuren durch die zäkale Mikroflora infolge einer Dysbiose sowie durch verminderte Aufnahme der Zäkotrophe, insgesamt weniger Energie zur Verfügung. Dies kann beim Kaninchen, bedingt durch die physiologisch hohe Lipaseaktivität, zu einer beschleunigten Mobilisation von Fetten aus den körpereigenen Depots und deren Lipolyse führen. Folglich kommt es zu einer vermehrten Einlagerung von Fettsäuren in die Leber und Entwicklung einer Leberlipidose (HEIN, 2009). Die Fettsäuren werden in der Leber durch die β -Oxidation verstärkt in Ketonkörper umgewandelt, die durch ihre saure Eigenschaft zu einer Senkung des Blut-pH-Wertes führen (HARCOURT-BROWN, 2002). Vor allem adipöse Kaninchen sind für die Entwicklung einer Hepatolipidose und Ketoazidose empfänglicher, da es bereits ernährungsbedingt zu einer Einlagerung von Triglyceriden in die Hepatozyten kommt und folglich die Kapazität der Leber schneller erschöpft ist. Dies kann zu lebensbedrohlichen Krankheitszuständen führen (HARCOURT-BROWN, 2002; EWINGMANN, 2005). Eine Insulinresistenz wie sie von HARCOURT-BROWN (2002)

beschrieben wird, tritt physiologisch bei tragenden Kaninchen zwischen dem 24 und 30 Trächtigkeitstag auf und führt zu einer gesteigerten Aktivität der hormonsensitiven Lipase (HSL). Folglich kommt es zu einer gesteigerten Lipolyse (HARCOURT-BROWN, 2002).

Eine hitze- oder aufregungsbedingte, schnelle und flache Atmung führt beim Kaninchen nur zu minimalen CO₂-Verlusten, kann aber bei Entwicklung einer Hyperpnoe zur respiratorischen Alkalose führen (RUCKEBUSCH et al., 1991; BREWER & CRUISE, 1994). Laut VOGT (1963) führt die akute respiratorische Azidose beim Kaninchen zu einem Absinken der Serumkalziumkonzentration proportional zum Absinken des pH-Wertes, das ionisierte Kalzium bleibt dabei annähernd konstant. Gleichzeitig kommt es zu einem Anstieg des Phosphorspiegels im Blut. Eine extreme Azidose kann den Knochen durch direkte ansäuernde Wirkung angreifen (VOGT, 1963).

Beim Kaninchen ist trotz der dünnen Magenwandmuskulatur ein starker, muskulöser Kardiasphinkter ausgebildet. So ist bei dieser Tierart kein Erbrechen möglich (BREWER & CRUISE, 1994; DONNELLY, 2004; SCHALL, 2005).

1.2.2. Meerschweinchen

Auch beim Meerschweinchen kann laut HAMEL (2002) die Kombination aus ernährungsbedingter Leberverfettung und Anorexie lebensbedrohlich werden. Energiemangelsituationen können durch reduzierte Futteraufnahme infolge Maulhöhlerkrankungen, Trächtigkeitstoxikose oder plötzlicher Futterumstellung auf energiearmes Futter erfolgen (HAMEL, 2002).

Beim weiblichen Meerschweinchen ist die Trächtigkeitstoxikose oder auch -ketose beschrieben (COLLINS, 1988; HAMEL, 2002). Sie stellt ein meist tödlich endendes Geschehen tragender Meerschweinchen in den letzten beiden Wochen der Trächtigkeit sowie den ersten Tagen *post partum* dar. Risikofaktoren eine Trächtigkeitstoxikose zu entwickeln sind laut COLLINS (1988) und HAMEL (2002) vor allem Adipositas und eine verminderte Futteraufnahme. Auch Stress, die Anzahl der bisherigen Geburten und eine Futterumstellung spielen ätiologisch eine Rolle. Die Symptome äußern sich in Anorexie, Lethargie und Dyspnoe. Labordiagnostisch fällt eine Hypoglykämie, Hyperlipidämie und Ketonkörper in Blut und Urin auf (COLLINS, 1988). Der Urin-pH kann dabei auf 5 – 6 Einheiten absinken (HAMEL, 2002). In der Obduktion des Tierkörpers fallen eine

hochgradige Leberverfettung sowie vergrößerte Nebennieren auf (NAVIA & HUNT, 1976). JOHNSON und ANDREWS (1978) vermuten, dass eine Glukokortikoid-Imbalance eine wichtige Rolle bei der Ketogenese des Meerschweinchens spielt. Meerschweinchen sind außerdem in der Lage große Mengen von Ketonkörpern im Gehirn zu verstoffwechseln, ohne dass neurologische Funktionsstörungen eintreten.

Das Meerschweinchen scheint in der Lage zu sein, eine erhöhte CO₂-Zufuhr besser als Ratten, Kaninchen und Hunde durch eine erhöhte H⁺-Ionenbildung zu kompensieren (SCHAEFER et al., 1975; BAR-ILAN & MARDER, 1983). Somit sind sie gegenüber einer respiratorischen Azidose toleranter (SCHAEFER et al., 1975; BAR-ILAN & MARDER, 1983).

Das Meerschweinchen ist ebenfalls nicht in der Lage zu erbrechen, da die Magenmuskulatur nur schwach ausgebildet ist. Ein Säureverlust ist somit auf diesem Wege nicht möglich (HAMEL, 2002).

2. Laboruntersuchungen

2.1. Laborparameter

2.1.1. Blutgasanalyse

Der folgende Abschnitt geht auf die Bedeutung der Blutgasanalyse und ihre bisherige Stellung in der Veterinärmedizin ein. Es werden die für die Beurteilung des Säure-Basen-Haushaltes benötigten Blutgasparameter beschrieben.

2.1.1.1. Bedeutung der Blutgasanalyse

Die Blutgasanalyse ermöglicht die Beurteilung von Säure-Basen-Veränderungen und dient der Beurteilung der Lungenfunktion. Sie stellt eine sinnvolle Ergänzung der Diagnostik dar, sollte aber immer im Zusammenhang mit der klinischen Untersuchung und der Anamnese beurteilt werden (ROBERTSON, 1989; DAY, 2002). In der heutigen Veterinärpraxis sind mittlerweile kostengünstige und handliche Analysegeräte verfügbar, die in der Lage sind, unmittelbar Ergebnisse zu liefern und somit der Umweg über ein Fremdlabor vermieden werden kann (SHAFFRAN, 1998; HENKE et al., 2004; DIBARTOLA et al., 2006). Außerdem sind entsprechende Geräte für die Notfallmedizin als auch für das Narkosemonitoring von großen Nutzen (HENKE et al., 2004).

Fünf Messparameter sind bei einer Blutgasanalyse für die Interpretation essentiell: Sauerstoffpartialdruck (pO_2), Kohlendioxidpartialdruck (pCO_2), pH-Wert (*potentia hydrogenii*), Basenüberschuss (BE) und Bikarbonat (HCO_3^-). Sie sind im arteriellen als auch im venösen Blut bestimmbar, dort aber jeweils von unterschiedlicher Aussagekraft.

Für die **Beurteilung des Säure-Basen-Haushaltes** stellen die Parameter pH-Wert, pCO_2 und HCO_3^- die Grundlage dar. Von Vorteil ist, dass für die Analyse dieser Parameter venöses Blut ausreichend ist (SHAFFRAN, 1998; DAY, 2002; KRAFT & WIRTH, 2005a; DIBARTOLA et al., 2006). Laut SHAFFRAN (1998) ist der pCO_2 aufgrund der schnellen Verteilung von CO_2 über die Zellmembranen, auch im venösen Blut aussagekräftig. Produkte des zellulären Metabolismus die im venösen Blut enthalten sind, zeigen laut BATEMAN (2008) eine akkurate Reflektion des Säure-Basen-Status auf zellulärer Ebene. Die Säure-Basen-Bestimmung im venösen Blut wird laut KLINGSTRÖM und Mitarbeiter (1976) von ungesättigtem Hämoglobin und lokalen, intravasalen Blutdruckvariationen

beeinflusst. Die venöse Blutgasbestimmung erlaubt jedoch keine Rückschlüsse auf den Oxygenierungszustand des Patienten (KLINGSTRÖM et al., 1976).

Für die **Beurteilung der Lungenfunktion** sollte arterielles Blut verwendet werden, da hier die Parameter pO_2 , die Sauerstoffsättigung (sO_2) und der pCO_2 aussagekräftig sind (SHAFFRAN, 1998; DAY, 2002; KRAFT & WIRTH, 2005a; DIBARTOLA et al., 2006). Vorteil der arteriellen Blutgasbestimmung ist die genaue Wiedergabe des Oxygenierungsgrades des Patienten, zusätzlich zu den Daten des Säure-Basen-Status. Im Vergleich zu venösem Blut unterscheiden sich im physiologischen Zustand einige Parameter etwas voneinander. So ist der pH-Wert und der pO_2 im venösen Blut niedriger und der pCO_2 und die HCO_3^- -Konzentration höher als im arteriellen Blut (KLINGSTRÖM et al., 1976; ADAMS & POLZIN, 1989; DIBARTOLA et al., 2006). Die arterielle Analyse der Blutgase kann über die Notwendigkeit einer Sauerstoffzufuhr entscheiden (NELSON & COUTO, 2006).

Die Blutgasanalyse wird vor allem aus Kostengründen (hohe Gerätekosten, Verbrauchsmaterialien) bisher nicht routinemäßig von praktischen Tierärzten durchgeführt und ist nach wie vor hauptsächlich Kliniken und größeren Praxen vorbehalten. Durch die Entwicklung von kleinen, tragbaren, einfach zu bedienenden und erschwinglichen Analysegeräten kann die Blutgasanalyse aber auch standardmäßig in der Praxis durchgeführt werden (MITTEN et al., 1995). CORNELIUS & RAWLINGS wiesen bereits 1981 auf die Wichtigkeit der Säure-Basen-Analyse und ihre Interpretation in der Tiermedizin hin.

Für die **arterielle Blutentnahme** ist beim Hund und der Katze die *Arteria (A.) femoralis* das Gefäß der Wahl, außerdem ist eine Entnahme an der *A. dorsalis metatarsalis*, der *A. brachialis*, der *A. auricularis* und der *A. lingualis* beschrieben (KLINGSTRÖM et al., 1976; ROBERTSON, 1989; SHAFFRAN, 1998; DAY, 2002; NELSON & COUTO, 2006). Die arterielle Blutentnahme scheint für die Tiere unangenehmer als die venöse zu sein, da die Gefäße in der Regel tiefer liegen und der intravasale Druck höher ist (SHAFFRAN, 1998). In der Pferdeheilkunde wird die arterielle Blutgasanalyse standardmäßig zur Diagnose und Überwachung chronischer Lungenerkrankungen sowie zum Narkosemonitoring eingesetzt. Auch findet sie Anwendung zur Diagnose metabolischer Entgleisungen bei Koliken und Diarrhoe (MEISTER et al., 1976; MATBURGER, 1998). Beispiele für Entnahmestellen beim Pferd sind die *A. carotis*

communis und die *A. facialis* (MATBURGER, 1998). Da die arterielle Blutgasanalyse schwieriger und aufwendiger ist, wird in der Kleintierpraxis die **venöse Entnahmemethode** bevorzugt. Hierfür eignen sich alle für die venöse Blutentnahme geeigneten und routinemäßig verwendeten Gefäßzugänge.

2.1.1.2. Blutgasparameter

Für die Interpretation des Säure-Basen-Haushaltes sowie des Oxygenierungsstatus des Patienten werden die Parameter pH-Wert, pO_2 , sO_2 , pCO_2 , TCO_2 , HCO_3^- und BE für die Beurteilung herangezogen.

2.1.1.2.1. pH-Wert

Der pH-Wert stellt eine Maßzahl der Aktivität der freien Wasserstoffionen in einer Lösung und somit den Säuregrad dar (FÜRLL et al., 1981; KRAFT, 2005). Er wird definiert als der negative dekadische Logarithmus der Wasserstoffionenkonzentration: $pH = -\log H^+$ (FÜRLL et al., 1981; ROBERTSON, 1989; SILBERNAGL & DESPOPOULOS, 2003; KRAFT, 2005).

Der pH-Wert gibt über die Richtung einer Säure-Basen-Störung (azidotisch oder alkalotisch) Auskunft und stellt somit einen Bilanzwert dar. Als physiologisch beim Säugetier wird ein pH-Wert von 7,4 angesehen (FÜRLL et al., 1981; GÄBEL, 2000). Der Blut-pH wird durch die Henderson-Hasselbalch-Gleichung wiedergegeben:

$$pH = pK + \log ([HCO_3^-]/[pCO_2])$$

Er ist somit vom Verhältnis der Säure-Basen-Konzentrationen abhängig (GÄBEL, 2000; SILBERNAGL & DESPOPOULOS, 2003). Es besteht eine Temperaturabhängigkeit. Der pH-Wert sinkt bei steigender Temperatur und umgekehrt (ABBOTT, 2006).

Der arterielle pH-Wert liegt bei den meisten Säugetieren zwischen 7,36 und 7,44, im Mittel bei 7,40. Im venösen Blut kann ein pH-Wert von 7,32 bis 7,35 angenommen werden (GÄBEL, 2000; KRAFT, 2005). Laut ABBOTT (2006) liegen beim Menschen die pH-Messwerte venöser Proben um 0,01 – 0,03 Einheiten unter der arterieller Proben. RUCKEBUSCH und Mitarbeiter (1991) beschreiben beim Säugetier sogar eine Differenz von bis zu 0,05 Einheiten. Der leicht erniedrigte pH-Wert im venösen Blut ist die Folge höherer CO_2 -Konzentrationen (RUCKEBUSCH et al., 1991). Physiologische pH-Werte liegen

laut DIBARTOLA und Mitarbeiter (2006) beim Hund im venösen Blut bei 7,32 – 7,40 und bei der Katze bei 7,28 – 7,44. Das Pferd hat einen pH-Referenzbereich von 7,34 – 7,44 im arteriellen Blut, beim Rind liegt er zwischen 7,36 – 7,44 (KRAFT, 2005). Für Säugetiere lebensgefährlich sind pH-Werte < 7,1 und > 7,6 (DIBARTOLA et al., 2006). Bei pH-Werten < 7,1 kann es zur Beeinflussung der Herzkontraktilität und zu ventrikulären Arrhythmien kommen. Auch die Antwort auf Katecholamine wird beeinträchtigt (DAY, 2002).

Referenzbereiche für den pH-Wert im arteriellen Blut beim **Kaninchen** werden in der Literatur von 7,200 – 7,505 beschrieben (siehe Tabelle 1). KIWULL-SCHÖNE und Mitarbeiter (2005) geben arterielle pH-Referenzbereiche in Abhängigkeit von der Fütterung an. So ergibt alkaliresches Futter (kommerzielles, in der Zucht verwendetes Futter) einen pH-Wert von $7,446 \pm 0,005$ und alkaliarmes Futter einen pH-Wert von $7,421 \pm 0,012$. Eine Trächtigkeit hat keine Auswirkungen auf den pH-Wert (BARZAGO et al., 1992). In der Literatur sind für das **Kaninchen** keine Abhängigkeiten von Alter oder Geschlecht beschrieben. Der arterielle pH-Wert steigt und fällt beim Kaninchen in Abhängigkeit zur Körpertemperatur. So führt ein Anstieg der Körpertemperatur zu einem Abfall des pH-Wertes und umgekehrt (CHAPOT et al., 1972).

Als Referenzbereich für den pH-Wert beim **Meerschweinchen** in der Literatur wird im Plasma ein Wert von 7,17 – 7,53 angegeben (siehe Tabelle 2). Der pH-Wert des Meerschweinchens ähnelt dem von Albinoratten ($7,450 \pm 0,020$) (BARILAN & MARDER, 1980). Für Meerschweinchen sind für den pH-Wert in der Literatur keine Abhängigkeiten beschrieben.

2.1.1.2.2. Sauerstoffpartialdruck

Der Teildruck des Gases, der seinem Anteil in Prozent am Volumen eines Gasgemisches entspricht, ist der Partialdruck eines Gases und wird in der Einheit kPa oder mmHg angegeben (KRAFT, 2005). Die physikalisch gelöste Menge von Sauerstoff wird durch den Partialdruck bestimmt. Im Blut wird O₂ in geringen Mengen physikalisch in wässrigen Bestandteilen gelöst transportiert, der Großteil ist chemisch an Hämoglobin gebunden (KRAFT, 2005).

Tabelle 1: Angaben zum pH-Wert beim Kaninchen in der Literatur

(¹ = weiblich, nicht-trächtig, wach; ² = weiblich, nicht-trächtig, in Narkose; ³ = weiblich, trächtig, wach; ⁴ = weiblich, trächtig, in Narkose; n = Anzahl der Tiere)

Autor, Jahr	Referenzwert	Anmerkung
BRUNS et al., 1963	7,43 ⁴	trächtige Kaninchen; n = 12; arterielles Blut; <i>A. carotis</i>
ILUCEV, 1974	7,228 – 7,505	adulte Kaninchen; n = 172; beide Geschlechter; arterielle Blutproben; <i>A. femoralis</i>
GIAMMARCO et al., 1978	7,44 ± 0,02	adulte Kaninchen; n = 9
HAMSHAW-THOMAS & REYNOLDS, 1985	7,48 ± 0,084 ⁴	trächtige Kaninchen; n = 11; arterielles Blut; <i>A. umbilicalis</i>
BLATTEIS et al., 1986	7,40 ± 0,02 ¹ 7,49 ± 0,04 ³	trächtige und nicht-trächtige Kaninchen, jeweils n = 6; arterielles Blut; <i>Aorta abdominalis</i>
COLLADO et al., 1987	7,43 ± 0,22	adulte Kaninchen; n = 6; arterielles Blut; <i>A. auricularis</i>
BARZAGO et al., 1992	7,435 ± 0,044 ¹ 7,381 ± 0,034 ² 7,388 ± 0,027 ³ 7,346 ± 0,044 ⁴	trächtige und nicht-trächtige Kaninchen; 5 Monate alt; jeweils n = 5; arterielles Blut; <i>A. carotis</i>
GILLET, 1994	7,2 – 7,5	arterielles Blut

Tabelle 2: Angaben zum pH-Wert beim Meerschweinchen in der Literatur

(¹ = ohne Narkose, ² = mit Narkose; n = Anzahl der Tiere)

Autor, Jahr	Referenzwert	Anmerkung
SCHAEFER et al., 1975	7,444 ± 0,032 ¹ 7,408 ± 0,013 ²	adulte Meerschweinen; n ¹ = 69, n ² = 37; arterielles Blut; <i>Aorta abdominalis</i>
BAR-ILAN & MARDER, 1980	7,452 ± 0,012 ¹ 7,409 ± 0,025 ²	adulte Meerschweinen; n = 50; beide Geschlechter; arterielles Blut; <i>Aorta abdominalis</i>
HARKNESS et al., 2002	7,17 – 7,53	Plasma

Der Sauerstoffpartialdruck (pO_2) fällt auf seinem Weg von den Atemorganen zu den Geweben und zurück zur Lunge kontinuierlich ab (LARSEN, 2006). Er ist im venösen Blut ein Indikator für die Gewebeperfusion. Die pO_2 -Werte variieren dort von 35 – 50 mmHg in Abhängigkeit vom Gewebemetabolismus (DAY, 2002).

Laut SHAFFRAN (1998) ist der arterielle pO_2 ist ein wichtiger Maßstab der Sauerstoffsättigung des Blutes. Die Messung von pO_2 ist im venösen Blut für die Beurteilung der Oxygenierung unbrauchbar (SHAFFRAN, 1998). Es besteht eine

enge Beziehung zwischen der Atmungsfunktion und dem Säure-Basen-Haushalt (FÜRLL et al., 1981). Allerdings ist die pO_2 -Messung zur Bestimmung des Säure-Basen-Haushaltes nicht erforderlich (KRAFT, 2005). Der arterielle pO_2 ist beim Menschen altersabhängig; er sinkt mit zunehmendem Alter ab (LARSEN, 2006). Er ist außerdem temperaturabhängig (ABBOTT, 2006).

Der pO_2 sollte beim Patienten mit erniedrigten arteriellen pO_2 generell mittels Sauerstoffzufuhr über 90 mmHg gehalten werden, um einer Hypoxämie ($pO_2 < 85$ mmHg) entgegenzuwirken (SHAFFRAN, 1998). Werte unter 60 mmHg sprechen laut NELSON und COUTO (2006) für eine gefährlich niedrige Hb-Sättigung bei Tieren im arteriellen Blut. Eine Zyanose tritt bei Werten von < 50 mmHg auf (NELSON & COUTO, 2006). Physiologische pO_2 -Werte liegen laut DIBARTOLA und Mitarbeiter (2006) bei Hund und Katze im arteriellen Blut bei ca. 100 mmHg. KRAFT (2005) gibt für Hund und Katze mit 85 – 95 mmHg etwas niedrigere Werte an. Das Pferd hat einen pO_2 -Referenzbereich von 90 – 100 mmHg im arteriellen Blut, bei Rind, Schaf und Schwein liegt er bei 98 mmHg (KRAFT, 2005).

Referenzbereiche für den pO_2 im arteriellen Blut beim **Kaninchen** werden in der Literatur von 64,0 – 115,0 mmHg beschrieben (siehe Tabelle 3). Beim Kaninchen wird eine Abhängigkeit bezüglich der Trächtigkeit beschrieben. Der pO_2 ist bei trächtigen Kaninchen im arteriellen sowie venösen Blut höher und entspricht den Angaben trächtiger Schafe und schwangerer Frauen. Werte nicht-trächtiger Kaninchen ähneln dem pO_2 der Ratte (BARZAGO et al., 1992). Eine Abhängigkeit für den pO_2 bezüglich des Alters oder des Geschlechts wird nicht berichtet.

Referenzbereiche für den pO_2 im arteriellen Blut beim **Meerschweinchen** werden in der Literatur von 85,7 – 99,5 mmHg beschrieben (siehe Tabelle 4). Der Sauerstoffverbrauch beim Meerschweinchen wird von HARKNESS und Mitarbeiter (2002) mit 0,76 – 0,83 ml/g KGW/h angegeben. Beim Meerschweinchen finden sich für den pO_2 keine Abhängigkeiten in der Literatur.

Tabelle 3: Angaben zum pO_2 (in mmHg) beim Kaninchen in der Literatur
¹ = weiblich, nicht-trächtig, wach; ² = weiblich, nicht-trächtig, in Narkose; ³ = weiblich, trächtig, wach; ⁴ = weiblich, trächtig, in Narkose; n = Anzahl der Tiere)

Autor, Jahr	Referenzwert	Anmerkung
ILUCEV, 1974	64,0 – 115,0	adulte Kaninchen; n= 172; beide Geschlechter; arterielles Blut; <i>A. femoralis</i>
HAMSHAW- THOMAS & REYNOLDS, 1985	$80,3 \pm 12,0^4$	trächtige Kaninchen; n = 11; arterielles Blut; <i>A. umbilicalis</i>
BLATTEIS et al., 1986	$89,8 \pm 3,1^1$ $104,0 \pm 2,5^3$	trächtige und nicht-trächtige Kaninchen; jeweils n = 6; arterielles Blut; <i>Aorta abdominalis</i>
COLLADO et al., 1987	$93,4 \pm 4,3$	arterielles Blut; <i>A. auricularis</i>
BARZAGO et al., 1992	$88,0 \pm 3,0^1$ $89,0 \pm 5,0^2$ $102,0 \pm 10,0^3$ $85 \pm 3,0^4$	trächtige und nicht-trächtige Kaninchen; 5 Monate alt; jeweils n = 5; arterielles Blut; <i>A. carotis</i>
SUCKOW et al., 2002	85,0 – 102,0	arterielles Blut

Tabelle 4: Angaben zum pO_2 (in mmHg) beim Meerschweinchen in der Literatur
¹ = ohne Narkose, ² = mit Narkose; n = Anzahl der Tiere)

Autor, Jahr	Referenzwert	Anmerkung
SCHAEFER et al., 1975	$91,9 \pm 7,3^1$	adulte Meerschweinen; 1) n = 25; arterielles Blut; <i>Aorta abdominalis</i>
BAR-ILAN & MARDER, 1980	$93,6 \pm 5,9^1$ $85,7 \pm 9,2^2$	adulte Meerschweinen; n = 50; beide Geschlechter; arterielles Blut; <i>Aorta abdominalis</i>

2.1.1.2.3. Sauerstoffsättigung

Die sO_2 des arteriellen Blutes gibt den prozentualen Anteil des mit Sauerstoff gesättigten Hämoglobins (Hb) am Gesamthämoglobin gehalt des Blutes wieder. Sie wird vom pO_2 bestimmt (LARSEN, 2006). So bewirkt ein hoher arterieller pO_2 eine hohe Sauerstoffsättigung des Hb und umgekehrt (NELSON & COUTO, 2006). Anhand der sO_2 kann eine Aussage über die, für die Gewebeperfusion verfügbare Sauerstoffmenge gemacht werden (ABBOTT, 2006). Die sO_2 ist vom pH-Wert sowie vom Kohlendioxidpartialdruck (pCO_2) abhängig („Bohr-Effekt“). Ein Abfall des pH-Wertes (Azidose) bewirkt eine Abnahme der Hb-Affinität gegenüber O_2 . Eine Zunahme des pH-Wertes (Alkalose) eine gesteigerte Hb-Affinität; allerdings kann hier O_2 schlechter freigegeben werden. Weitere Einflussfaktoren auf die sO_2 sind die Temperatur und die 2,3-

Diphosphoglyceratkonzentration der Erythrozyten (NELSON & COUTO, 2006).

Beim **Kaninchen** werden in der Literatur für arterielles Blut Referenzbereiche für die sO₂ von 96,2 – 98,7 % beschrieben (siehe Tabelle 5). Es sind in der Literatur keine Abhängigkeiten oder Einflussfaktoren beschrieben.

Tabelle 5: Angaben zum sO₂ (in %) beim Kaninchen in der Literatur

(¹ = weiblich, nicht-trächtig, wach; ² = weiblich, nicht-trächtig, in Narkose; ³ = weiblich, trächtig, wach; ⁴ = weiblich, trächtig, in Narkose; n = Anzahl der Tiere)

Autor, Jahr	Referenzwert	Anmerkung
BARZAGO et al., 1992	96,9 ± 0,9 ¹ 96,7 ± 1,0 ² 98,0 ± 0,7 ³ 96,2 ± 0,8 ⁴	trächtige und nicht-trächtige Kaninchen; 5 Monate alt; jeweils n = 5; arterielles Blut; A. carotis

Für **Meerschweinchen** sind in der Literatur keine Vergleichswerte, Abhängigkeiten oder Einflussfaktoren angegeben.

2.1.1.2.4. Kohlendioxidpartialdruck

Der pCO₂ reflektiert den Druck des im Blut gelösten CO₂ und wird in der Einheit kPa oder mmHg angegeben (KRAFT, 2005). CO₂ ist das Endprodukt des oxidativen Stoffwechsels. Es im Blut zum Großteil chemisch gebunden (ca. 77 % an HCO₃⁻, 11 % an Karbamat), ein kleiner Teil ist physikalisch gelöst. Die Löslichkeit von CO₂ ist temperaturabhängig; die Löslichkeit nimmt mit abfallender Temperatur zu und umgekehrt (LARSEN, 2006). CO₂ ist außerdem in der Lage 20-mal schneller als O₂ zu diffundieren und verteilt sich schnell über die Zellmembranen (SHAFFRAN, 1998).

Der pCO₂ steht für das Gleichgewicht zwischen der CO₂-Produktion in den Zellen und dessen Entfernung über die Ventilation (ABBOTT, 2006). Er ist im arteriellen als auch venösen Blut von Aussagekraft. Aufgrund der direkten Abhängigkeit zu der Atemfrequenz, ermöglicht der pCO₂ eine Beurteilung, ob eine Störung des Säure-Basen-Haushaltes respiratorischer oder nicht-respiratorischer Natur ist (GÄBEL, 2000). Somit steht der pCO₂ in linearer Beziehung zum pH-Wert (FÜRLL et al., 1981). Eine Hypoventilation führt zu einem hohen pCO₂ und folglich zu einem Absinken des pH-Wertes (respiratorische Azidose). Eine Hyperventilation hingegen führt zu einem niedrigen pCO₂ und folglich zu einem Anstieg des pH-Wertes (respiratorische Alkalose) (SHAFFRAN, 1998).

Physiologische pCO₂-Werte liegen laut DIBARTOLA und Mitarbeiter (2006) beim Hund im arteriellen Blut bei 36 – 44 mmHg, im venösen Blut bei 33 – 50 mmHg und bei der Katze im arteriellen Blut bei 28 – 32 mmHg sowie venös, bei 33 – 45 mmHg. KRAFT (2005) gibt für den Hund einen pCO₂ von 36 – 40 mmHg und für die Katze einen Wert von 32 – 36 mmHg für arterielles Blut an. Das Pferd hat einen pCO₂-Referenzbereich von 42 – 48 mmHg im arteriellen Blut, beim Rind liegt er bei 35 – 53 mmHg und beim Schwein bei 50 mmHg (KRAFT, 2005).

In der Literatur finden sich im arteriellen Blut für den pCO₂ Angaben von 20,0 – 55,5 mmHg für das **Kaninchen** (siehe Tabelle 6). Bei trächtigen Kaninchen verringert sich der alveolare und arterielle pCO₂. Er entspricht den Angaben trächtiger Schafe und schwangerer Frauen in der Literatur. Der pH-Wert bleibt dabei aber konstant (BARZAGO et al., 1992). Der arterielle pCO₂ variiert beim Kaninchen invers zur Körpertemperatur. So führt ein Anstieg der Körpertemperatur zu einem Abfall des pCO₂ (CHAPOT et al., 1972). Es sind keine weiteren Abhängigkeiten des pCO₂ beim Kaninchen beschrieben.

Tabelle 6: Angaben zum pCO₂ (in mmHg) beim Kaninchen in der Literatur
(¹ = weiblich, nicht-trächtig, wach; ² = weiblich, nicht-trächtig, in Narkose; ³ = weiblich, trächtig, wach; ⁴ = weiblich, trächtig, in Narkose; n = Anzahl der Tiere)

Autor, Jahr	Referenzwert	Anmerkung
BRUNS et al., 1963	33,4 ⁴	trächtige Kaninchen; n = 12; arterielles Blut; <i>A. carotis</i>
ILUCEV, 1974	27,0 – 55,5	adulte Kaninchen; n = 172; beide Geschlechter; arterielles Blut; <i>A. femoralis</i>
GIAMMARCO et al., 1978	39 ± 2	adulte Kaninchen; n = 9
HAMSHAW-THOMAS & REYNOLDS, 1985	29,0 ⁴	trächtige Kaninchen; n = 11; arterielles Blut; <i>A. umbilicalis</i>
BLATTEIS et al., 1986	30,9 ± 0,7 ¹ 23,4 ± 1,7 ³	trächtige und nicht-trächtige Kaninchen; jeweils n = 6; arterielles Blut; <i>Aorta abdominalis</i>
COLLADO et al., 1987	38,5 ± 1,9	arterielles Blut; <i>A. auricularis</i>
BARZAGO et al., 1992	32,4 ± 1,0 ¹ 37,3 ± 1,6 ² 27,5 ± 3,1 ³ 35,0 ± 1,6 ⁴	trächtige und nicht-trächtige Kaninchen; 5 Monate alt; jeweils n = 5; arterielles Blut; <i>A. carotis</i>
GILLET, 1994	20,0 – 46,0	arterielles Blut

Referenzangaben für das **Meerschweinchen** sind in der Literatur für Plasma von 21,0 – 59,0 mmHg angegeben (siehe Tabelle 7). Beim Meerschweinchen ähnelt der pCO₂-Wert dem von Albinoratten (BAR-ILAN & MARDER, 1980). Wenn Meerschweinchen CO₂-Konzentrationen > 8 % ausgesetzt sind, kommt es zu einem Abfall des pH-Wertes und der Körpertemperatur (SCHAEFER et al., 1975). Es sind keine weiteren Abhängigkeiten des pCO₂ beschrieben.

Tabelle 7: Angaben zum pCO₂ (in mmHg) beim Meerschweinchen in der Literatur (¹ = ohne Narkose, ² = mit Narkose; n = Anzahl der Tiere)

Autor, Jahr	Referenzwert	Anmerkung
SCHAEFER et al., 1975	35,7 ± 4,4 ¹ 39,1 ± 0,7 ²	adulte Meerschweinen; 1) n = 69, 2) n = 37; arterielles Blut; <i>Aorta abdominalis</i>
BAR-ILAN & MARDER, 1980	32,0 ± 2,4 ¹ 36,0 ± 1,3 ²	adulte Meerschweinen; n = 50; beide Geschlechter; arterielles Blut; <i>Aorta abdominalis</i>
HARKNESS et al., 2002	21,0 – 59,0	Plasma

2.1.1.2.5. Gesamtkohlendioxid

Das TCO₂ steht für die Konzentration aller Kohlendioxidformen im Plasmaanteil des Blutes (ABBOTT, 2006). Bei metabolischen Azidosen oder kompensierten respiratorischen Alkalosen ist das TCO₂ erniedrigt. Bei einer metabolischen Alkalose oder kompensierten respiratorischen Azidose ist es hingegen erhöht (ABBOTT, 2006).

Der Referenzbereich für Hunde und Katzen für TCO₂ im Plasma oder Serum wird bei 17 – 23 mmol/l angegeben (DIBARTOLA et al., 2006). Laut DIBARTOLA und Mitarbeiter (2006) entspricht in aerob behandelten Blutproben die TCO₂-Konzentration der HCO₃⁻-Konzentration.

Für **Kaninchen** finden sich in der Literatur für das arterielle Blut TCO₂ Referenzwerte von 11,7 – 31,2 mmol/l (siehe Tabelle 8). Bei Kaninchen gibt es in der Literatur keine Angaben zu Einflussfaktoren oder Abhängigkeiten.

Tabelle 8: Angaben zum TCO₂ (in mmol/l) beim Kaninchen in der Literatur
¹ = weiblich, nicht-trächtig, wach; ² = weiblich, nicht-trächtig, in Narkose; ³ = weiblich, trächtig, wach; ⁴ = weiblich, trächtig, in Narkose; n = Anzahl der Tiere)

Autor, Jahr	Referenzwert	Anmerkung
ILUCEV, 1974	11,7 – 31,2	adulte Kaninchen; n = 172; beide Geschlechter; arterielles Blut; <i>A. femoralis</i>
BARZAGO et al., 1992	23,5 ± 1,2 ¹ 23,3 ± 2,3 ² 17,2 ± 1,8 ³ 21,9 ± 1,3 ⁴	trächtige und nicht-trächtige Kaninchen; 5 Monate alt; jeweils n = 5; arterielles Blut; <i>A. carotis</i>

Für **Meerschweinchen** finden sich in der Literatur für das TCO₂ Referenzwerte im Plasma von 18,0 – 26,0 mmol/l (siehe Tabelle 9). Bei Meerschweinchen gibt es in der Literatur keine Angaben zu Einflussfaktoren oder Abhängigkeiten.

Tabelle 9: Angaben zum TCO₂ (in mmol/l) beim Meerschweinchen in der Literatur

Autor, Jahr	Referenzwert	Anmerkung
HARKNESS et al., 2002	18,0 – 26,0	Plasma

2.1.1.2.6. Bikarbonat

Laut KRAFT (2005) ist das HCO₃⁻ eine Messgröße für das CO₂-Bindungsvermögen des Blutes unter Standardbedingungen (arterieller pH-Wert bei 7,4, pCO₂ bei 40 mmHg und 37 °C). Somit ist das HCO₃⁻ ein Indikator für die Pufferkapazität des Blutes (ABBOTT, 2006). Die HCO₃⁻-Konzentration kann zur Beurteilung nicht-respiratorischer Störungen des Säure-Basen-Haushaltes herangezogen werden (GÄBEL, 2000). Der BE und das HCO₃⁻ stehen in direkter Beziehung zueinander: HCO₃⁻ = BE/1,3 (FÜRLL et al., 1981).

DIBARTOLA und Mitarbeiter (2006) nennen für den Hund einen arteriellen und venösen HCO₃⁻-Referenzwert von 18 – 26 mmol/l. Bei der Katze liegt der arterielle HCO₃⁻-Referenzwert bei 17 – 22, der venöse etwas höher bei 18 – 23 mmol/l (DIBARTOLA et al., 2006). Weitere Referenzbereiche werden für Hund und Katze mit 19 – 24 mmol/l, beim Pferd mit 24 – 28 mmol/l, beim Rind mit 22 – 28 mmol/l und beim Schwein mit 20 – 30 mmol/l angegeben (KRAFT, 2005).

Für **Kaninchen** finden sich in der Literatur für das HCO₃⁻ Referenzwerte für venöses Blut von 16,0 – 32,0 mmol/l (siehe Tabelle 10). Beim Kaninchen weist ILUCEV (1974) auf die Tatsache hin, dass der Einfluss der metabolischen

Komponente auf den pH-Wert beachtlich ist. Eine Trächtigkeit führt zu einer deutlichen Erniedrigung der HCO_3^- -Konzentration (BARZAGO et al., 1992). Es finden sich beim Kaninchen keine weiteren Abhängigkeiten für das HCO_3^- .

Tabelle 10: Angaben zum HCO_3^- (in mmol/l) beim Kaninchen in der Literatur (¹ = weiblich, nicht-trächtig, wach; ² = weiblich, nicht-trächtig, in Narkose; ³ = weiblich, trächtig, wach; ⁴ = weiblich, trächtig, in Narkose; n = Anzahl der Tiere)

Autor, Jahr	Referenzwert	Anmerkung
BRUNS et al., 1963	23,2 ⁴	trächtige Kaninchen; n = 12; arterielles Blut; <i>A. carotis</i>
ILUCEV, 1974	13,2 – 30,1	adulte Kaninchen; n = 172; beide Geschlechter; arterielles Blut; <i>A. femoralis</i>
GIAMMARCO et al., 1978	26 ± 1	adulte Kaninchen; n = 9
BARZAGO et al., 1992	22,5 ± 1,2 ¹ 22,1 ± 2,2 ² 16,3 ± 1,7 ³ 20,7 ± 1,2 ⁴	trächtige und nicht-trächtige Kaninchen; 5 Monate alt; jeweils n = 5; arterielles Blut; <i>A. carotis</i>
GILLET, 1994	12,0 – 24,0	arterielles Blut
HILLYER, 1994	16,0 – 32,0	venöses Blut
JENKINS, 2006	16,0 – 32,0	venöses Blut

Für **Meerschweinchen** finden sich in der Literatur für das TCO_2 Referenzwerte im venösen Blut von 13,0 – 30,0 mmol/l (siehe Tabelle 11). Beim Meerschweinchen sind für das HCO_3^- keine Abhängigkeiten beschrieben.

Tabelle 11: Angaben zum HCO_3^- (in mmol/l) beim Meerschweinchen in der Literatur (¹ = ohne Narkose, ² = mit Narkose; n = Anzahl der Tiere)

Autor, Jahr	Referenzwert	Anmerkung
SCHAEFER et al., 1975	24,4 ± 1,8 ¹ 22,6 ± 0,2 ²	adulte Meerschweinen; 1) n = 69, 2) n = 37; arterielles Blut; <i>Aorta abdominalis</i>
BAR-ILAN & MARDER, 1980	24,4 ± 0,3 ¹ 23,7 ± 0,8 ²	adulte Meerschweinen; n = 50; beide Geschlechter; arterielles Blut; <i>Aorta abdominalis</i>
HUERKAMP et al., 1996	13,0 – 30,0	venöses Blut

2.1.1.2.7. Basenüberschuss

Die titrierbare Azidität bei einem pCO_2 von 40 mmHg und einer Temperatur von 37 °C wird als Basenüberschuss oder Basenabweichung (base excess, BE) bezeichnet. Der Titrationsendpunkt entspricht einem pH-Wert von 7,4 (LARSEN, 2006). SHAFFRAN (1998) beschreibt den BE als die Menge an HCO_3^- , die entfernt werden müsste, um das Tier zurück in eine normale Säure-Basen-Balance zu bringen.

Der mittlere Referenzwert im arteriellen Blut von Säugetieren liegt bei einem BE von 0 mmol/l. Fällt der pH-Wert unter 7,4 (Azidose) so wird der BE negativ, steigt der pH-Wert über 7,4 (Alkalose) wird er positiv (KRAFT, 2005). Laut GÄBEL (2000) liegt die Gesamtkonzentration aller Pufferbasen bei 48 mmol/l und der BE bei 0 mmol/l. So werden Werte von > 48 mmol/l als „Basenüberschuss“ und Werte < 48 mmol/l als „Basendefizit“ bezeichnet. Somit führt eine Änderung der HCO_3^- -Konzentration folglich zu einer gleichgerichteten Verschiebung des BE. Der BE charakterisiert die renale Komponente der Säure-Basen-Regulation. Er kennzeichnet somit die Abweichung der Gesamtpufferbasen vom Referenzwert (FÜRLL et al., 1981). Er wird im Extrazellularraum als BE_{ecf} bezeichnet und im Blut als BE_b (ABBOTT, 2006).

Der BE wird nicht durch den pCO_2 oder der Hb-Konzentration im Blut beeinflusst. Somit ist der BE laut LARSEN (2006) ein zuverlässiger Parameter für die Beurteilung nicht-respiratorisch bedingter Säure-Basen-Imbalancen. Der BE eignet sich auch für die Berechnung von HCO_3^- für den therapeutischen Einsatz zum Ausgleich einer Übersäuerung: HCO_3^- -Dosis (mmol/l) = 0,3 x Körpergewicht (kg) x BE (mmol/l) (ROBERTSON, 1989; SHAFFRAN, 1998; DAY, 2002; KERL, 2005).

Im venösen Blut kann beim Säugetier ein BE von -2 bis -5 angenommen werden (KRAFT, 2005). Referenzwerte werden für den BE bei Hund, Katze, Rind und Pferd mit -2,5 – 2,5 mmol/l, sowie beim Schwein mit -3,5 – 3,5 mmol/l angegeben (KRAFT, 2005). ROBERTSON (1989) beschreibt in der Tiermedizin einen BE von 0 ± 4 mmol/l als physiologisch.

Für **Kaninchen** finden sich in der Literatur für den BE Referenzwerte für arterielles Blut von -15,3 – 7,3 mmol/l (siehe Tabelle 12). Die Reduktion von HCO_3^- bei trächtigen **Kaninchen** führt gleichzeitig zu einem Absinken des BE

(BARZAGO et al., 1992). Es sind keine weiteren Abhängigkeiten für den BE beim Kaninchen beschrieben.

Tabelle 12: Angaben zum BE (in mmol/l) beim Kaninchen in der Literatur
¹ = weiblich, nicht-trächtig, wach; ² = weiblich, nicht-trächtig, in Narkose; ³ = weiblich, trächtig, wach; ⁴ = weiblich, trächtig, in Narkose; ^a = BE_b, ^b = BE_{ecf}; n = Anzahl der Tiere)

Autor, Jahr	Referenzwert	Anmerkung
ILUCEV, 1974	-15,3 – 7,3	adulte Kaninchen; n = 172; beide Geschlechter; arterielles Blut; <i>A. femoralis</i>
BARZAGO et al., 1992	-0,2 ± 1,4 ^{1a} -1,4 ± 1,7 ^{1b} -1,1 ± 1,9 ^{2a} -2,3 ± 2,1 ^{2b} -6,7 ± 1,4 ^{3a} -9,0 ± 1,7 ^{3b} -4,3 ± 1,9 ^{4a} -5,8 ± 0,9 ^{4b}	trächtige und nicht-trächtige Kaninchen; 5 Monate alt; jeweils n = 5; arterielles Blut; <i>A. carotis</i>

Für **Meerschweinchen** finden sich in der Literatur für den BE Referenzwerte für arterielles Blut von -2 – 2,5 mmol/l (siehe Tabelle 13). Beim Meerschweinchen finden sich für den BE in der Literatur keine Angaben zu Abhängigkeiten.

Tabelle 13: Angaben zum BE (in mmol/l) beim Meerschweinchen in der Literatur
¹ = ohne Narkose, ² = mit Narkose; n = Anzahl der Tiere)

Autor, Jahr	Referenzwert	Anmerkung
SCHAEFER et al., 1975	0,4 ± 2,1 ¹ -1,7 ± 0,3 ²	adulte Meerschweinen; 1) n = 69, 2) n = 37; arterielles Blut; <i>Aorta abdominalis</i>
BAR-ILAN & MARDER, 1980	0,6 ± 0,6 ¹ -0,6 ± 1,0 ²	adulte Meerschweinen; n = 50; beide Geschlechter; arterielles Blut; <i>Aorta abdominalis</i>

2.1.2. Andere labordiagnostische Parameter

Durch Verwendung der Multiparameterkartusche im Rahmen des i-STAT®-System wurden sechs weitere labordiagnostische Parameter mitbestimmt. Es handelt sich dabei um die hämatologischen Parameter Hämatokrit und Hämoglobin, das Substrat Glukose und die Elektrolyte Natrium, Kalium und ionisiertes Kalzium.

2.1.2.1. Hämatokrit

Laut KRAFT und Mitarbeiter (2005b) wird der prozentuale Anteil der zellulären Bestandteile am Gesamtblut durch den Hämatokrit (Hkt) wiedergegeben. Er ist von der Zahl und dem Volumen der Erythrozyten, sowie vom Plasmavolumen abhängig (KRAFT et al., 2005b). Der Hkt wird in Prozent (konventionelle Einheit) oder in l/l (SI-Einheit) angegeben (KRAFT et al., 2005b).

Der Referenzbereich wird beim Hund zwischen 37,0 und 55,0 % angegeben (WEISS & TVEDTEN, 2006). KRAFT und Mitarbeiter (2005b) geben für den Hund einen Hkt von 40,0 – 55,0 % an, für die Katze einen vergleichsweise niedrigen Hkt von 30,0 – 44,0 %, für das Pferd einen durchschnittlichen Wert von 30 – 50 % und beim Rind Werte von 28,0 – 38,0 %.

In der Literatur werden beim **Kaninchen** Hkt-Werte zwischen 26,7 und 55,0 % angegeben (siehe Tabelle 14). Der Hkt variiert je nach Alter, Geschlecht und Rasse, wobei männliche und ältere Tiere höhere Werte, als weibliche und jüngere Kaninchen haben (MITRUKA & RAWNSLEY, 1981; JENKINS, 2006). Neugeborene und junge Kaninchen haben einen niedrigeren Hkt (FUDGE, 2000). Höchste Werte werden im Alter von vier bis sechs Monaten beobachtet (JAIN, 1986). Er ist bei männlichen, weißen Neuseeländer Kaninchen höher als bei weiblichen Tieren derselben Rasse (SUCKOW et al., 2002). Bei Wildkaninchen können deutlich höhere Werte für den Hkt festgestellt werden (JAIN, 1986). Kaninchen die in Käfigen gehalten werden, kommerzielles Trockenfutter erhalten und Zahnerkrankungen entwickelt haben, zeigen im Gegensatz zu freilebenden Kaninchen, erniedrigte Hkt- und Hb-Werte (HARCOURT-BROWN & BAKER, 2001). Laut HARCOURT-BROWN (2002) ist der Hkt der Hauskaninchen eher am unteren Referenzbereich, ca. bei 30,0 – 40,0 %, angesiedelt. Werte > 45,0 – 50,0 % werden als Hinweis für eine Dehydratation angesehen und Werte < 30,0 % als Hinweis auf eine Anämie.

Tabelle 14: Angaben für den Hämatokrit (Hkt) beim Kaninchen in der Literatur
(¹ = männlich, ² = weiblich)

Autor, Jahr	Einheit	Kaninchen
MITRUKA & RAWNSLEY, 1977	%	37,0 – 50,0
MITRUKA & RAWNSLEY, 1981	%	33,0 – 50,0 ¹ 31,0 – 48,6 ²
WALLACH & BOEVER, 1983	%	30,0 – 50,0
COLLINS, 1988	%	30,0 – 50,0
HEWITT et al., 1989	%	26,7 – 47,2
GILLET, 1994	%	33,0 – 48,0
HILLYER, 1994	%	33,0 – 48,0
OKERMAN, 1994	%	30,0 – 44,0
HARKNESS & WAGNER, 1995	%	36,0 – 48,0
JOHNSON-DELANEY, 1996	%	36,0 – 48,0
STEIN & WALSHAW, 1996	%	30,0 – 50,0
BENSON & PAUL-MURPHY, 1999	%	33,0 – 50,0
FUDGE, 2000	%	33,5 – 47,0
HEIN, 2002; HEIN & HARTMANN, 2003a	% l/l	36,0 – 55,0 0,36 – 0,55
HARCOURT-BROWN, 2002	% l/l	33,0 – 48,0 0,33 – 0,48
SUCKOW et al., 2002	%	34,0 – 43,0
MADER, 2004	%	33,0 – 50,0
EWRINGMANN, 2005	%	30,0 – 48,0
JENKINS, 2006	%	33,0 – 50,0

Beim **Meerschweinchen** werden in der Literatur für den Hkt Werte zwischen 32,0 und 54,0 % angegeben (siehe Tabelle 15). Meerschweinchen haben bei Geburt einen höheren Hkt als adulte Tiere. In den ersten drei Wochen sinkt der Hkt durch den Abbau fetaler Erythrozyten und steigt ab dem 20. bis 30. Lebenstag

durch massive Neubildung wieder an (CONSTABLE, 1963; LUCARELLI et al., 1968; HEIN, 2002). Die Tendenz zu niedrigeren Hkt-Werten bei weiblichen Tieren ist ab dem vierten Lebensmonat sichtbar (JAIN, 1986). Es besteht eine Geschlechtsabhängigkeit für den Hkt mit höheren Werten bei männlichen Tieren (HEIN, 2002; HEIN & HARTMANN, 2003a).

Tabelle 15: Angaben für den Hämatokrit (Hkt) beim Meerschweinchen in der Literatur (¹ = männlich, ² = weiblich)

Autor, Jahr	Einheit	Meerschweinchen
SISK, 1976	%	37,0 – 48,0
MITRUKA & RAWNSLEY, 1977	%	37,5 – 44,2
BENJAMIN, 1978	%	32,0 – 50,0
COLES, 1980	%	32,0 – 50,0
MITRUKA & RAWNSLEY, 1981	%	37,0 – 47,0 ¹
	%	40,9 – 49,9 ²
WALLACH & BOEVER, 1983	%	35,0 – 45,0
COLLINS, 1988	%	35,0 – 45,0
QUESENBERRY, 1994	%	43,0 ± 12,0
HARKNESS & WAGNER, 1995	%	37,0 – 48,0
HUERKAMP et al., 1996	%	35,0 – 49,0
JOHNSON-DELANEY, 1996	%	37,0 – 48,0
NORTH, 2000	%	37,0 – 48,0
HEIN, 2002; HEIN & HARTMANN, 2003a	% 1/l % 1/l	42,0 – 54,0 ¹ 0,42 – 0,54 ¹ 39,0 – 50,0 ² 0,39 – 0,50 ²
HARKNESS et al., 2002	%	43,0 ± 12,0
QUESENBERRY et al., 2004	%	32,0 – 50,0
EWRINGMANN, 2005	%	32,0 – 50,0
WESCHE, 2009	%	35,0 – 45,0

2.1.2.2. Hämoglobin

Als Hämoglobin (Hb) wird der eisenhaltige, rote Blutfarbstoff in den Erythrozyten bezeichnet (KRAFT et al., 2005b). Es spielt die zentrale Rolle für den Sauerstofftransport im Körper. Das Hb besteht aus vier Untereinheiten, wobei jede aus einem eisenhaltigen Protoporphyrin, dem Häm und einem Proteinanteil, dem Globulin besteht (KRAFT et al., 2005b). Es wird in g/dl (konventionelle Einheit) oder in mmol/l (SI-Einheit) angegeben (KRAFT et al., 2005b).

Der Referenzbereich wird beim Hund zwischen 14,1 und 20,0 g/dl, sowie bei der Katze mit 9,0 bis 15,6 g/dl angegeben (WEISS & TVEDTEN, 2006). KRAFT und Mitarbeiter (2005b) geben für den Hund einen Hb-Wert von 13,2 – 19,0 g/dl an, für die Katze einen vergleichsweise niedrigen Hb-Wert von 9,0 – 15,0 g/dl, für das Pferd einen Referenzwert von 11,0 – 17,0 g/dl und beim Rind Werte von 9,0 – 14,0 g/dl.

In der Literatur werden Hb-Werte beim **Kaninchen** von 8,4 bis 17,4 g/dl angegeben (siehe Tabelle 16). Die Hb-Konzentration ist altersabhängig, mit niedrigeren Werten bei Jungtieren (HEIN, 2002; HEIN & HARTMANN, 2003a). Die niedrigsten Werte werden zwischen dem 35. – 60. Lebenstag beobachtet (JAIN, 1986). Die Altersabhängigkeit entsteht durch den Abbau fetaler Erythrozyten nach der Geburt mit nachfolgender massiver Neubildung bis zur 6. (8.) oder 22. Lebenswoche (SCHERMER, 1967). Hb-Konzentrationen sind bei männlichen Tieren geringfügig höher (MOORE, 2000).

Tabelle 16: Angaben zur Hämoglobinkonzentration (Hb) beim Kaninchen in der Literatur (¹ = männlich, ² = weiblich, ³ = 1,5 – 4 Monate alt, ⁴ = > 4 Monate alt)

Autor, Jahr	Einheit	Kaninchen
SCHERMER, 1967	g/dl	8,4 – 15,5
MITRUKA & RAWNSLEY, 1977	g/dl	9,8 – 17,4
MITRUKA & RAWNSLEY, 1981	g/dl	10,4 – 17,4 ¹ 9,8 – 15,8 ²
WALLACH & BOEVER, 1983	g/dl	8,0 – 15,0
COLLINS, 1988	g/dl	8,0 – 15,0

Fortsetzung Tabelle 16: Angaben zur Hämoglobinkonzentration (Hb) beim Kaninchen in der Literatur (1 = männlich, 2 = weiblich, 3 = 1,5 – 4 Monate alt, 4 = > 4 Monate alt)

Autor, Jahr	Einheit	Kaninchen
HEWITT et al., 1989	g/dl	8,9 – 15,5
GILLET, 1994	g/dl	10,0 – 15,0
HILLYER, 1994	g/dl	10,0 – 16,0
OKERMAN, 1994	g/dl	12,0 – 14,0
HARKNESS & WAGNER, 1995	g/dl	10,0 – 15,5
HILLYER et al., 1996	g/dl	10,0 – 17,4
JOHNSON-DELANEY, 1996	g/dl	10,0 – 15,5
STEIN & WALSHAW, 1996	g/dl	9,4 – 17,4
BENSON & PAUL-MURPHY, 1999	g/dl	10,0 – 17,4
FUDGE, 2000	g/dl	11,1 – 13,9
HEIN, 2002; HEIN & HARTMANN, 2003a	mmol/l g/dl mmol/l g/dl	7,3 – 9,7 ³ 11,8 – 15,6 ³ 6,9 – 10,8 ⁴ 11,1 – 17,4 ⁴
HARCOURT-BROWN, 2002	g/dl	10,0 – 15,0
SUCKOW et al., 2002	g/dl	9,8 – 14,0
MADER, 2004	g/dl	10,0 – 17,4
EWRINGMANN, 2005	g/dl	8,5 – 16,0
JENKINS, 2006	g/l	100,0 – 150,0

Hb-Werte sind beim **Meerschweinchen** in der Literatur von 10,0 bis 17,2 g/dl angegeben (siehe Tabelle 17). Es besteht eine Geschlechtsabhängigkeit, mit höheren Werten bei männlichen Tieren (HEIN & HARTMANN, 2003b; HEIN, 2009). Im Vergleich zu anderen Nagetieren ist die Hb-Konzentration eher niedrig (MOORE, 2000a; WESCHE, 2009).

Tabelle 17: Angaben zur Hämoglobinkonzentration (Hb) beim Meerschweinchen in der Literatur (¹ = männlich, ² = weiblich)

Autor, Jahr	Einheit	Meerschweinchen
SCHERMER, 1967	g/dl	11,2 – 16,1
SISK, 1976	g/dl	11,0 – 15,2
MITRUKA & RAWNSLEY, 1977	g/dl	11,4 – 13,5
BENJAMIN, 1978	g/dl	10,0 – 16,0
COLES, 1980	g/dl	10,0 – 16,0
MITRUKA & RAWNSLEY, 1981	g/dl g/dl	11,6 – 17,2 ¹ 11,4 – 17,0 ²
WALLACH & BOEVER, 1983	g/dl	11,0 – 17,0
COLLINS, 1988	g/dl	11,0 – 17,0
HARKNESS & WAGNER, 1995	g/dl	11,0 – 15,0
HILLYER et al., 1996	g/dl	10,0 – 17,2
HUERKAMP et al., 1996	g/dl	12,0 – 16,0
JOHNSON-DELANEY, 1996	g/dl	11,0 – 15,0
NORTH, 2000	g/dl	11,0 – 15,0
HEIN, 2002; HEIN & HARTMANN, 2003a	mmol/l g/dl mmol/l g/dl	7,9 – 10,3 ¹ 12,7 – 16,6 ¹ 7,3 – 9,4 ² 11,8 – 15,1 ²
HARKNESS et al., 2002	g/dl	13,4 ± 1,6
QUESENBERRY et al., 2004	g/dl	10,0 – 17,2
EWRINGMANN, 2005	g/dl	10,0 – 17,2
QUESENBERRY, 2008	g/dl	13,4 ± 1,6
WESCHE, 2009	g/dl	11,0 – 17,0

2.1.2.3. Glukose

Durch Glukoneogenese und Glykogenolyse wird Glukose (Glc) in der Leber gebildet und von dort in das Blut abgegeben (NELSON et al., 2006). Sie ist ein Monosaccharid und ein essentieller Energielieferant des Körpers (KOOLMAN & RÖHM, 1998). Die Glukosekonzentration im Serum wird von der Nahrungsaufnahme beeinflusst (LÖSCH et al., 2000). Im Serum und Plasma ist die gemessene Glukosekonzentration höher als im Vollblut. Als Einheiten werden mg/dl (konventionelle Einheit) und mmol/l (SI-Einheit) verwendet (KRAFT et al., 2005c).

KRAFT und Mitarbeiter (2005b) geben für den Hund eine Glukosekonzentration im Serum oder Plasma von 3,9 – 6,7 mmol/l an, für die Katze einen Wert von 3,9 – 8,3 mmol/l, sowie beim Pferd einen Referenzwert für die Glukosekonzentration von 4,4 – 6,7 mmol/l. Bei den anderen Haus- und Nutztieren sind die Werte zwischen 3,5 und 5,5 mmol/l angegeben (LÖSCH et al., 2000).

In der Literatur werden Werte für die Glukosekonzentration im Serum des **Kaninchens** von 4,1 – 15,9 mmol/l angegeben (siehe Tabelle 18). HEIN und HARTMANN (2003a) beschreiben die verhältnismäßig hohen Glukose- und Fruktosaminkonzentrationen aufgrund verminderter α -Amylase-Aktivität und folglich reduzierten Kohlenhydratumsatz bei gesunden Tieren. Kaninchen tendieren zu ausgeprägten Stresshyperglykämien. Es können Werte von bis zu 400 mg/dl (22,2 mmol/l) vorkommen, ohne dass ein Diabetes mellitus ätiologisch zu Grunde liegt (EWRINGMANN, 2005). Laut EWRINGMANN (2005) reicht teilweise das Handling allein, um eine leichte Hyperglykämie auszulösen. Weitere Ursachen einer Hyperglykämie sind genetische Einflussfaktoren, der pO₂, Anästhetika und Opioide (MC LAUGHLIN & FISH, 1994). So führt eine Hypoxie zu einer signifikanten Erhöhung des Blutglukosespiegels (SRIDHARAN et al., 1991).

Laut HARcourt-BROWN (2002) absorbieren herbivore Tiere kontinuierlich Nahrungsstoffe aus dem Darmtrakt, da Futter ständig in kleinen Portionen aufgenommen wird und die Passage des Futterbreies nur durch weiteren Vorschub funktioniert. Bei Kaninchen entstehen somit physiologisch keine längeren Nüchternphasen (HARCOURT-BROWN, 2002). Kaninchen können auch bei kurzen Nahrungskarenz-Perioden ihre Glukosekonzentration im Blut halten (FOX

& LAIRD, 1970). Laut JENKINS (2006) zeigen Kaninchen nach einer 48-stündigen Fast bereits ab dem 15. Lebenstag keine Veränderung der Blutglukosekonzentrationen. Jüngere Kaninchen sind dazu aufgrund nicht ausreichender Glykogenspeicher noch nicht in Lage (JENKINS, 2006). FOX und LAIRD (1970) beschrieben einen Geschlechtseinfluss mit geringfügig höheren Werten bei männlichen Tieren drei Stunden postprandial. Auch die Tageszeit wirkt sich auf den Glukosespiegel im Blut aus (FOX & LAIRD, 1970). Erhöhte Blutzuckerkonzentrationen sollten unbedingt kontrolliert werden (HARCOURT-BROWN, 2002).

Tabelle 18: Angaben zur Glukosekonzentration (Glc) beim Kaninchen in der Literatur

Autor, Jahr	Einheit	Kaninchen
COLLINS, 1988	mg/dl	4,2 – 8,3
GILLET, 1994	mg/dl	75,0 – 140,0
HILLYER, 1994	mg/dl	75,0 – 150,0
STEIN & WALSHAW, 1996	mg/dl	78,0 – 155,0
HEIN, 2002; HEIN & HARTMANN, 2003a	mmol/l mg/dl	5,8 – 14,8 105,0 – 267,0
HARCOURT-BROWN, 2002	mmol/l	4,2 – 7,8
SUCKOW et al., 2002	mg/dl	74,0 – 148,0
MADER, 2004	mmol/l	4,2 – 8,6
QUESENBERRY et al., 2004	mg/dl	75,0 – 155,0
EWRINGMANN, 2005	mg/dl	110,0 – 286,0
JENKINS, 2006	mmol/l	5,5 – 8,2

In der Literatur werden beim **Meerschweinchen** Glukosekonzentrationen von 3,3 – 15,9 mmol/l beschrieben (siehe Tabelle 19). Gesunde Meerschweinchen haben im Vergleich zu anderen Tierspezies hohe Glukose- und Fruktosaminkonzentrationen (HEIN & HARTMANN, 2003b; WESCHE, 2009). Spezielle Einflüsse auf den Glukosespiegel sind in der Literatur nicht erwähnt. Angaben zu Geschlechts- oder Altersabhängigkeiten der Glc beim

Meerschweinchen finden sich nicht.

Tabelle 19: Angaben zur Glukosekonzentration (Glc) beim Meerschweinchen in der Literatur

Autor, Jahr	Einheit	Meerschweinchen
COLLINS, 1988	mg/dl	3,3 – 6,9
QUESENBERRY, 1994	mg/dl	60,0 – 125,0
HUERKAMP et al., 1996	mg/dl	60,0 – 180,0
NORTH, 2000	mg/dl	60,0 – 125,0
HEIN, 2002; HEIN & HARTMANN, 2003a	mmol/l mg/dl	4,9 – 15,6 89,0 – 287,0
HARKNESS et al., 2002	mg/dl	80,0 – 110,0
QUESENBERRY et al., 2004	mg/dl	60,0 – 120,0
EWRINGMANN, 2005	mg/dl	100,0 – 230,0
WESCHE, 2009	mmol/l	3,3 – 6,9

2.1.2.4. Natrium

Das Kation mit der höchsten Konzentration in der Extrazellularflüssigkeit ist Natrium (Na^+) und bestimmt somit den osmotischen Druck in der extrazellulären Flüssigkeit (KRAFT & WIRTH, 2005a). Na^+ wird in der Einheit mmol/l angegeben. Referenzangaben sind beim Hund mit 140 – 150 mmol und bei der Katze mit 150 – 160 mmol/l beschrieben (DIBARTOLA et al., 2006). Der Natriumgehalt im Blut beim Pferd liegt laut KRAFT und WIRTH (2005a) bei 125 – 150 mmol/l und beim Rind bei 135 – 157 mmol/l.

Referenzbereiche für die Na^+ -Konzentration beim **Kaninchen** werden in der Literatur mit 130 – 166 mmol/l angegeben (siehe Tabelle 20). Eine Bestimmung der Na^+ -Konzentration sollte bei Verdacht auf renale Erkrankungen durchgeführt werden, um eine erfolgte Elektrolytverschiebung zu erkennen (EWRINGMANN, 2005). In der Literatur sind für Na^+ beim Kaninchen keine Abhängigkeiten von Alter oder Geschlecht beschrieben.

Tabelle 20: Angaben zur Natriumkonzentration (Na^+) beim Kaninchen in der Literatur

Autor, Jahr	Einheit	Kaninchen
GIAMMARCO et al., 1978	mEq/l	142 ± 2
COLLINS, 1988	mEq/l	142 – 166
GILLET, 1994	mEq/l	138 – 150
HILLYER, 1994	mEq/l	130 – 155
STEIN & WALSHAW, 1996	mEq/l	130 – 155
HEIN, 2002; HEIN & HARTMANN, 2003a	mmol/l	139 – 149
HARCOURT-BROWN, 2002	mmol/l	138 – 150
SUCKOW et al., 2002	mEq/l	125 – 150
MADER, 2004	mEq/l	131 – 155
EWRINGMANN, 2005	mmol/l	135 – 147
JENKINS, 2006	mmol/l	130 – 155

Der Natriumgehalt gesunder **Meerschweinchen** wird in der Literatur von 120 – 155 mmol/l angegeben (siehe Tabelle 21). Hinweise auf Einflussfaktoren liegen nicht vor. Es sind in der Literatur für Na^+ beim Meerschweinchen keine Abhängigkeiten beschrieben.

Tabelle 21: Angaben zur Natriumkonzentration (Na^+) beim Meerschweinchen in der Literatur

Autor, Jahr	Einheit	Meerschweinchen
COLLINS, 1988	mEq/l	146 – 152
QUESENBERRY, 1994	mEq/l	146 – 152
HUERKAMP et al., 1996	mEq/l	120 – 152
HEIN, 2002; HEIN & HARTMANN, 2003a	mmol/l	130 – 150
HARKNESS et al., 2002	mEq/l	121 – 126

Fortsetzung Tabelle 21: Angaben zur Natriumkonzentration (Na^+) beim Meerschweinchen in der Literatur

Autor, Jahr	Einheit	Meerschweinchen
QUESENBERRY et al., 2004	mmol/l	130 – 155
EWRINGMANN, 2005	mmol/l	135 – 150
WESCHE, 2009	mmol/l	130 – 150

2.1.2.5. Kalium

Kalium (K^+) bestimmt den osmotischen Druck im Intrazellularraum (KRAFT & WIRTH, 2005a). Die Aufnahme von K^+ in den Körper erfolgt über den oberen Dünndarm. Es wird in der Einheit mmol/l angegeben (KRAFT & WIRTH, 2005a). Im Serum findet sich eine höhere Kaliumkonzentration als im Plasma (DIBARTOLA et al., 2006). Laut HARCOURT-BROWN (2002) wird das Gleichgewicht zwischen den intra- und extrazellulären K^+ -Konzentrationen durch Aldosteron, Insulin und Katecholamine sowie den pH-Wert beeinflusst. So führt eine Azidose infolge einer Verlagerung von K^+ -Ionen nach extrazellulär zu einer Hyperkaliämie und eine Alkalose dementsprechend durch einen Shift nach intrazellulär zu einer Hypokaliämie (HARCOURT-BROWN, 2002).

Von DIBARTOLA und Mitarbeitern (2006) werden bei Hund und der Katze Referenzbereiche für K^+ mit 3,5 – 5,5 mmol/l angegeben. Kaliumkonzentrationen beim Pferd sind mit 2,8 – 4,5 mmol/l und beim Rind mit 3,5 – 4,5 mmol/l beschrieben (KRAFT & WIRTH, 2005a).

Für das **Kaninchen** werden der Literatur Referenzbereiche für die K^+ -Konzentration von 3,3 – 10,0 mmol/l angegeben (siehe Tabelle 22). Laut ROBSON (1981) konnten beim Kaninchen Unterschiede für K^+ -Konzentrationen in Abhängigkeit von der Blutentnahmemethode festgestellt werden. So ergab die Entnahme aus der Ohrarterie andere Ergebnisse als die Entnahme aus der *A. carotis*. Es findet sich außerdem eine höhere K^+ -Konzentration in venösem Blut. Auch der Einfluss von Pentobarbital, in Form einer Senkung der K^+ -Konzentration im Plasma, ist dokumentiert (ROBSON, 1981). Es sind beim Kaninchen für K^+ keine weiteren Abhängigkeiten beschrieben.

Tabelle 22: Angaben zur Kaliumkonzentration (K^+) beim Kaninchen in der Literatur

Autor, Jahr	Einheit	Kaninchen
GIAMMARCO et al., 1978	mEq/l	$3,2 \pm 0,2$
COLLINS, 1988	mEq/l	$3,3 - 5,7$
GILLET, 1994	mEq/l	$3,5 - 7,0$
HILLYER, 1994	mEq/l	$3,7 - 6,9$
STEIN & WALSHAW, 1996	mEq/l	$3,7 - 10,0$
HEIN, 2002; HEIN & HARTMANN, 2003a	mmol/l	$3,7 - 6,3$
HARCOURT-BROWN, 2002	mmol/l	$3,5 - 7,0$
SUCKOW et al., 2002	mEq/l	$3,5 - 7,0$
MADER, 2004	mEq/l	$3,6 - 6,9$
EWRINGMANN, 2005	mmol/l	$4,5 - 5,0$
JENKINS, 2006	mmol/l	$3,3 - 5,7$

Bei gesunden **Meerschweinchen** wird in der Literatur ein Kaliumgehalt von 3,5 – 8,9 mmol/l angegeben (siehe Tabelle 23). Hinweise auf Einflussfaktoren oder Abhängigkeiten für K^+ beim Meerschweinchen liegen nicht vor.

Tabelle 23: Angaben zur Kaliumkonzentration (K^+) beim Meerschweinchen in der Literatur

Autor, Jahr	Einheit	Meerschweinchen
COLLINS, 1988	mEq/l	$6,8 - 8,9$
QUESENBERRY, 1994	mEq/l	$6,8 - 8,9$
HUERKAMP et al., 1996	mEq/l	$3,8 - 8,9$
HEIN, 2002; HEIN & HARTMANN, 2003a	mmol/l	$4,5 - 8,8$

Fortsetzung Tabelle 23: Angaben zur Kaliumkonzentration (K^+) beim Meerschweinchen in der Literatur

Autor, Jahr	Einheit	Meerschweinchen
HARKNESS et al., 2002	mEq/l	4,0 – 6,0
QUESENBERRY et al., 2004	mmol/l	5,0 – 6,5
EWRINGMANN, 2005	mmol/l	3,5 – 5,0
WESCHE, 2009	mmol/l	4,5 – 8,8

2.1.2.6. Kalzium

Im Serum kommt Ca^{2+} zu 55 % als freies, ionisiertes Kalzium (iCa^{2+}) vor, 40 % sind proteingebunden und 5 % sind an organische Säuren gebunden (KRAFT et al., 2005d; SCHENCK & CHEW, 2008). Laut KRAFT und Mitarbeiter (2005d) stellt das iCa^{2+} den biologisch aktiven Anteil dar und ist vom pH-Wert abhängig. Bei Abfall des pH-Wertes steigt die Konzentration des iCa^{2+} und umgekehrt (FORMAN & LORENZO, 1991; KRAFT et al., 2005d). Eine Azidose fördert die Dissoziation der Kalzium-Protein-Komplexe und lässt folglich die iCa^{2+} -Konzentrationen ansteigen. Eine Alkalose hingegen begünstigt die Bindung von iCa^{2+} an Proteine und senkt iCa^{2+} -Konzentrationen im Blut (SCHENCK & CHEW, 2008). Somit verhält sich die iCa^{2+} -Konzentration invers zu Veränderungen des arteriellen Blut-pH-Wertes (OZAKI et al., 2000). Der Gesamtkalziumspiegel hingegen verringert sich bei einer Azidose und steigt bei einer Alkalose (KRAFT et al., 2005d). Beim Hund ist der Einfluss der Plasma-Proteinkonzentration auf die Gesamtkalziumkonzentration im Serum, ohne Abweichung des iCa^{2+} vom Referenzwert, beschrieben (NELSON et al., 2006; SCHENCK & CHEW, 2008).

Für den Hund sind Referenzbereiche für das iCa^{2+} von 1,30 – 1,70 mmol/l angegeben, bei der Katze ist dieser mit 1,40 – 1,80 mmol/l geringfügig höher (KRAFT et al., 2005d). NELSON und Mitarbeiter (2006) geben für den Hund und die Katze Referenzwerte von 1,12 – 1,42 mmol/l an. Bei Tieren im Wachstum liegt der Wert für die iCa^{2+} -Konzentration um bis zu 0,1 mmol/l höher (NELSON et al., 2006).

Von HARCOURT-BROWN (2002) wird für das **Kaninchen** ein Referenzwert für das $i\text{Ca}^{2+}$ von $1,71 \pm 0,11 \text{ mmol/l}$ angegeben (siehe Tabelle 24). Die ionisierte Fraktion des Kalziums ist beim Kaninchen mit dem anderer Säugetiere vergleichbar (HARCOURT-BROWN, 2002). Die Gesamtkalziumkonzentration im Serum hingegen ist höher. Die Serumkalziumkonzentration ist direkt nahrungsabhängig (HARCOURT-BROWN, 2002). Die Kalziumabsorption aus dem Darm wird beim Kaninchen vermutlich nicht durch 1,25-Dihydroxycholecalciferol (Calcitriol oder Vitamin D_3) reguliert. Es wird vermutet, dass Parathormon und Calcitonin das Kaninchen vor gefährlich hohen Ca^{2+} -Konzentrationen schützen (JENKINS, 2000).

Tabelle 24: Angabe zum ionisierten Kalzium ($i\text{Ca}^{2+}$) beim Kaninchen in der Literatur

Autor, Jahr	Einheit	Kaninchen
HARCOURT-BROWN, 2002	mmol/l	$1,71 \pm 0,11$

In der Literatur finden sich keine Angaben zu Referenzwerten, Einflussfaktoren oder Abhängigkeiten bezüglich des $i\text{Ca}^{2+}$ beim **Meerschweinchen**.

2.2. Analyse mit dem i-STAT®

Der folgende Abschnitt befasst sich mit dem Einsatz des i-STAT® in der Human- und Veterinärmedizin.

2.2.1. Einsatz des i-STAT® in der Humanmedizin

Bereits mehrere Autoren (ERICKSON & WILDING, 1993; MOCK et al., 1995; MARTIN et al., 1996; SCHNEIDER et al., 1997; SEDIAME et al., 1999) beschäftigten sich mit der Evaluierung des i-STAT®-Analysegerätes und dessen Nutzen für die Humanmedizin und beschreiben die Vorteile des sogenannten „point of care“- oder „bedside“ Prinzips (patientennahe- oder bettseitige Labordiagnostik). So werden von SCHNEIDER und Mitarbeiter (1997) der einfache Gebrauch, die Transportierbarkeit, die schnelle Analysezeit sowie die Wirtschaftlichkeit des Gerätes hervorgehoben. Somit ist es möglich Krankheitszustände und Komplikationen schneller zu erkennen und ihnen therapeutisch entgegenzuwirken. SEDIAME und Mitarbeiter (1999) beschreiben, dass die Dezentralisation des Labors immer mehr an Bedeutung gewinnen wird. „Umwege“ über das Routine-labor können zu Verzögerungen führen und auch eine mögliche Fehlerquelle (Transport, Umwelteinflüsse, Dauer bis zur Analyse) darstellen (SEDIAME et al., 1999). Das bedeutet, dass entsprechende „real-time“ (Echtzeit) Geräte für die Notfallmedizin und auch in der Anästhesie, aber auch in der alltäglichen Praxis von großem Nutzen sind und dem Patienten eine bessere, optimalere Versorgung gewährleisten (SCHNEIDER et al., 1997). Von Vorteil ist die einfache Bedienung des Gerätes, somit ist eine spezielle Schulung des Personals nicht notwendig (MOCK et al., 1995; SCHNEIDER et al., 1997; SEDIAME et al., 1999). Die Einführung des Personals dauert durchschnittlich ca. 15 Minuten (MARTIN et al., 1996). Es besteht nur ein geringer Wartungsaufwand und das Gerät benötigt keine zusätzlichen Reagenzien für die Bestimmung, dies hat wiederum einen positiven Einfluss auf den Kostenfaktor (MOCK et al., 1995; SCHNEIDER et al., 1997). MARTIN und Mitarbeiter (1996) sprechen auch die Zeiteinsparung sowie den geringeren Arbeitsaufwand an, da administrative Tätigkeiten, wie das Ausfüllen des Laborantrags oder das Beschriften der Probenrörchen und der Transportweg in das Labor, entfallen. Wichtig ist laut ERICKSON und WILDING (1993) auch, dass durch eine fehlerhafte Bedienung des Gerätes oder der Kartusche die Messung von dem Gerät entweder nicht durchgeführt wird oder ein Messfehler angezeigt wird. Der Analysator bleibt

dabei aber trotzdem einsatzbereit und eine Wiederholung der Messung mit einer neuen Kartusche kann durchgeführt werden. Dies beugt zusätzlich möglichen Messfehlern vor (ERICKSON & WILDING, 1993). Das System benötigt nur geringe Mengen Vollblut (ca. drei Tropfen) zur Analyse wichtiger Parameter und bietet ein weites Testspektrum über die unterschiedlichen Multiparameterkartuschen an (MOCK et al., 1995). Hervorzuheben ist außerdem, dass das Patientenblut nicht mit dem Gerät selbst sondern immer nur mit der Kartusche in Kontakt kommt, die nach dem Messzyklus verworfen wird (ERICKSON & WILDING, 1993). Dies stellt laut ERICKSON und WILDING, (1993) einen bedeutenden hygienischen Faktor dar.

Von allen Autoren (ERICKSON & WILDING, 1993; MOCK et al., 1995; MARTIN et al., 1996; SCHNEIDER et al., 1997; SEDIAME et al., 1999) wurde eine Evaluierung des Gerätes in Form von Vergleich unterschiedlicher Parameter (Natrium, Kalium, Chlorid, Glukose, Harnstoff, Hämatokrit und Blutgase) mit einem konventionellen Standardlaborgerät durchgeführt und die Daten anschließend statistisch ausgewertet. Die Blutproben stammten von stationär aufgenommenen Patienten. Es wurde zur Analyse arterielles als auch venöses Blut verwendet. MOCK und Mitarbeiter (1995) reicherten ihre Blutproben aufgrund der Abhängigkeit des Hkt von dem Eiweißgehalt vorsorglich mit Plasma an, um die Vergleichbarkeit der Hkt-Werte zu gewährleisten. Sie weisen auf die Gegebenheit hin, dass der Hämoglobinwert vom i-STAT® aus der Hkt-Konzentration berechnet wird: $Hb = Hkt \times MCHC$ (mittlere korpuskuläre Hämoglobinkonzentration), wobei vom Hersteller (ABBOTT, 2006) für den MCHC der Wert von 34 g/dl („normale“ mittlere korpuskuläre Hämoglobinkonzentration) angenommen wird. Somit kann die Hb-Konzentration durch physiologische Variationen des MCHC beeinflusst werden. MARTIN und Mitarbeiter (1996) sowie der Hersteller (ABBOTT, 2006) weisen auf veränderte Hkt-Werte bei einem Proteingehalt von $< 6,5$ g/dl und $> 8,0$ g/dl hin. So führt ein Gesamteiweiß von $> 8,0$ g/dl zu einem Anstieg und bei $< 6,5$ g/dl zu einem Abfall des Hämatokrits von 1 % pro 1 g Eiweiß. Eine Leukozytose führt zu falsch hohen Hkt-Werten (ABBOTT, 2006). Die Korrektur ist nur sinnvoll, sofern keine Infusion von kolloidalen Lösungen oder Plasma erfolgt ist. Bei der mathematischen Anpassung wird von einem Hkt von 42 % und einem Proteingehalt von 7 g/dl ausgegangen (MARTIN et al., 1996). Es wird von den

Autoren eine Fehlerhäufigkeit der Kartuschen von etwa 5 % (76/1478) angegeben, wobei 2,1 % der Fehlermeldungen auf eine mangelhafte Handhabung zurückzuführen sind. Etwa 3 % (45/1478) der Kartuschen waren defekt. ERICKSON und WILDING (1993) geben eine Fehlerhäufigkeit der Kartuschen von 1,2 – 4,4 % an.

2.2.2. Einsatz des i-STAT® in der Veterinärmedizin und Forschung

Erst seit 1998 wird diese Thematik in der Veterinärmedizin behandelt (LOONEY et al., 1998). Einige wenige Autoren (GROSENBAUGH et al., 1998; LOONEY et al., 1998; MATBURGER, 1998; TSCHUDI, 1998; MATBURGER et al., 2000; OZAKI et al., 2000; VERWAERDE et al., 2002; TINKEY et al., 2006; STEINMETZ et al., 2007; WENKER et al., 2007) beschäftigten sich mit der Anwendung und Evaluierung des i-STAT®-Analysegerätes bei verschiedenen Tierarten (siehe Tabelle 25). Darunter fallen Haus- und Nutztiere, sowie Exoten. Beachtet werden muss aber die Tatsache, dass sich bei den einzelnen Tierarten die Zahl und Größe der Blutzellen sowie Sedimentations- und Gerinnungsverhalten des Blutes unterscheiden und somit die Übertragbarkeit und Funktionstüchtigkeit des Systems auf Tiere nicht vorausgesetzt werden kann (MATBURGER et al., 2000; WENKER et al., 2007). Von Vorteil ist der Einsatz des Gerätes in der Labortierkunde, da für eine Analyse nur geringe Blutmengen notwendig sind und somit weniger kleine Nagetiere aufgrund einer ausreichenden Blutgewinnung getötet werden müssen (TINKEY et al., 2006).

In der Literatur gibt es bisher keine Angaben zu dem Gebrauch des i-STAT®-Analysators oder dessen Evaluierung für den Einsatz bei Kaninchen und Meerschweinchen. HARCOURT-BROWN (2002) erwähnt, dass bei kritisch kranken Kaninchen, Analysegeräte wie der i-STAT® ein nützliches Zubehör darstellen, da für die Messung der Parameter nur wenige Tropfen Blut verwendet werden müssen.

Die in der Tabelle 25 aufgelisteten Studien beschreiben den Einsatz des i-STAT®-Blutanalysegerätes größtenteils als für die Veterinärmedizin tauglich (GROSENBAUGH et al., 1998; LOONEY et al., 1998; MATBURGER, 1998; TSCHUDI, 1998; MATBURGER et al., 2000; OZAKI et al., 2000; VERWAERDE et al., 2002; STEINMETZ et al., 2007). Laut MATBURGER und Mitarbeiter (2000) liefert das i-STAT®-Blutanalysegerät akzeptable

Messergebnisse für den klinischen Gebrauch beim Hund. Von den Autoren wird die einfache Handhabung, die Zuverlässigkeit, die kurze Analysezeit und die Wirtschaftlichkeit des Gerätes hervorgehoben und die Anwendung des i-STAT® in der tierärztlichen Praxis empfohlen. STEINMETZ und Mitarbeiter (2007) empfehlen das Gerät für die Anwendung bei kritisch erkrankten Vögeln.

In den jeweiligen Präzisionsmessungen und/oder Untersuchungen mit Vergleichsgeräten kommt es zu geringen Abweichungen einzelner Parameter (siehe Tabelle 25). LOONEY und Mitarbeiter (1998) empfehlen das i-STAT®-Analysegerätes nicht zur Bestimmung von Na^+ bei Hunden. Dies wird von GROSENBAUGH und Mitarbeitern (1998) sowie von MATBURGER (1998) allerdings nicht bestätigt. MATBURGER (1998) stellt bei Hunden, Katzen und Pferden keine gute Präzision für den BE fest. Dies wird von STEINMETZ und Mitarbeitern (2007) ebenfalls für den BE festgestellt. Im Vergleich des i-STAT® mit einem Standard-Laborgerät konnten MATBURGER (1998) beim Pferd und GROSENBAUGH und Mitarbeiter (1998) bei Hund, Katze und Pferd für das iCa^{2+} keine gute Übereinstimmung zwischen den Geräten verzeichnen. Eine Fehlerhäufigkeit der Kartuschen von 5,9 % wird von MATBURGER und Mitarbeiter (2000) beschrieben. STEINMETZ und Mitarbeiter (2007) geben eine Fehlerhäufigkeit der Kartuschen von 5,7 % an.

Tabelle 25: Übersicht der Studien über den Einsatz des i-STAT®-Analysegerätes bei verschiedenen Tierarten (n = Anzahl der Tiere)

Autor, Jahr	Tierart (n)	Material & Methode	Ergebnis
GROSEN- BAUGH et al., 1998	<ul style="list-style-type: none"> • Hund (50) • Katze (50) • Pferd (28) 	<ul style="list-style-type: none"> • klinisch gesunde Tiere (klinische Untersuchung und Blutuntersuchung unauffällig) • Parameter: Na^+, K^+, Cl^-, Hst, Glc, iCa^{2+}, Hkt, pH, pCO_2, pO_2 • Kartuschen 6+ und EG7+ • Vergleich i-STAT® mit Standard-Laborgerät 	<ul style="list-style-type: none"> • System ist für Veterinär-medizin brauchbar • Auswertung ergab eine akzeptable Übereinstimmung (geringe Abweichungen bei K^+, iCa^{2+}, Glc und Hkt)

Fortsetzung Tabelle 25: Übersicht der Studien über den Einsatz des i-STAT®-Analysegerätes bei verschiedenen Tierarten (n = Anzahl der Tiere)

Autor, Jahr	Tierart (n)	Material & Methode	Ergebnis
LOONEY et al., 1998	<ul style="list-style-type: none"> • Hund (22) • Pferd (17) 	<ul style="list-style-type: none"> • gesunde und klinisch kranke Tiere • arterielle und venöse Blutproben • Entnahme wach oder unter Anästhesie • Parameter: Na^+, K^+, iCa^{2+}, Hkt, pH, pCO_2, pO_2, TCO_2, HCO_3^-, BE • Vergleich Kartusche warm und kalt • Vergleich i-STAT® mit Standard-Laborgerät 	<ul style="list-style-type: none"> • Einfluss der Kartuschen-temperatur gering • keine gute Über-einstimmung für Na^+ beim Hund • i-STAT® sollte nicht zur Na^+-Bestimmung bei Hunden genutzt werden
MATBURGER, 1998	<ul style="list-style-type: none"> • Hund (101) • Katze (103) • Pferd (107) 	<ul style="list-style-type: none"> • klinisch gesunde und kranke Tiere • venöses (Hund, Katze, Pferd) und arterielles Blut (Pferd) • Parameter: Na^+, K^+, Cl^-, Hst, Glc, iCa^{2+}, Hkt, Hb, pH, pCO_2, TCO_2, HCO_3^-, BE, sO_2 • Kartusche EC8+ • Vergleich i-STAT® mit Standard-Laborgerät, Präzisionsmessung Qualitätskontrolle 	<ul style="list-style-type: none"> • keine gute Reproduzierbarkeit des BE bei Hund, Katze und Pferd • gute bis sehr gute Über-einstimmung zwischen den beiden Geräten (außer iCa^{2+} beim Pferd und Cl^- bei Hund und Katze)
TSCHUDI, 1998	<ul style="list-style-type: none"> • Pferd (33) 	<ul style="list-style-type: none"> • Parameter: Na^+, K^+, Cl^-, Hkt, Hb, Glc, Hst, pH, pCO_2, pO_2, TCO_2, HCO_3^-, BE, sO_2 • Kartusche 6+ und G3+ • Vergleich i-STAT® mit Standard-Laborgerät, Präzisionsmessung 	<ul style="list-style-type: none"> • sehr gute Präzision • gute Über-einstimmung für Glc, Hst und K^+ • keine gute Über-einstimmung für Na^+ und Cl^-

Fortsetzung Tabelle 25: Übersicht der Studien über den Einsatz des i-STAT®-Analysegerätes bei verschiedenen Tierarten (n = Anzahl der Tiere)

Autor, Jahr	Tierart (n)	Material & Methode	Ergebnis
MATBURGER et al., 2000	• Hund (101)	<ul style="list-style-type: none"> • klinisch gesunde und kranke Tiere • venöses Blut • Parameter: Na^+, K^+, Cl^-, Hst, Glc, Hkt, Hb, pH, pCO_2, TCO_2, HCO_3^-, BE, sO_2 • Kartusche EC8+ • Vergleich i-STAT® mit Standard-Laborgerät, Präzisionsmessung Qualitätskontrolle 	<ul style="list-style-type: none"> • keine gute Präzision für BE • gute bis sehr gute Übereinstimmung zwischen den beiden Geräten (außer Cl^-) • Fehlerhäufigkeit der Kartuschen bei 5,9 %
OZAKI et al., 2000	• Hund (13)	<ul style="list-style-type: none"> • gesunde junge und alte Hunde (Blutuntersuchung unauffällig) • arterielles Blut • Parameter: Na^+, K^+, iCa^{2+}, Hkt, Hb, pH, pCO_2, pO_2, TCO_2, HCO_3^-, BE, sO_2 • Kartusche EG7+ • Bestimmung Blutgas-normalwerte • Einfluss Alter und Fütterung ($\pm \text{H}_2$-Blocker) auf Säure-Basen-Haushalt 	<ul style="list-style-type: none"> • HCO_3^- und BE bei alten Tieren signifikant höher und Hkt und Hb signifikant niedriger • kein Unterschied zwischen Alt und Jung bei pH, pCO_2 und pO_2 • Alkalisierung des Blutes nach Fütterung und Hemmung dieses Effektes durch einen H_2-Blocker
VERWAERDE et al., 2002	• Hund (100)	<ul style="list-style-type: none"> • klinisch auffällige Tiere • venöses Blut • Parameter: pH, pCO_2, pO_2, TCO_2, HCO_3^-, BE, sO_2 • Kartusche G3+ • Vergleich i-STAT® mit Standard-Laborgerät 	<ul style="list-style-type: none"> • sehr gute Übereinstimmung bei pH, pCO_2 und pO_2 • System ist für Veterinär-medizin brauchbar

Fortsetzung Tabelle 25: Übersicht der Studien über den Einsatz des i-STAT®-Analysegerätes bei verschiedenen Tierarten (n = Anzahl der Tiere)

Autor, Jahr	Tierart (n)	Material & Methode	Ergebnis
TINKEY et al., 2006	• Maus (28)	<ul style="list-style-type: none"> • gesunde Tiere • Herzpunktion • Entnahme unter Anästhesie • Parameter: Na^+, K^+, Cl^-, Hkt, Hb, Glc, Hst • Kartusche 6+ • Vergleich i-STAT® mit Standard-Laborgerät 	<ul style="list-style-type: none"> • keine gute Über-einstimmung für Na^+, Cl^-, Hkt, Hb, Glc • für K^+ und Hst gute Über-einstimmung
STEINMETZ et al., 2007	• Huhn (40)	<ul style="list-style-type: none"> • gesunde Tiere • arterielles Blut • Entnahme unter Anästhesie • Parameter: Na^+, K^+, iCa^{2+}, Hkt, Hb, pH, pCO_2, pO_2, TCO_2, HCO_3^-, BE, sO_2 • Kartusche EG7+ • Vergleich i-STAT® mit Standard-Laborgerät 	<ul style="list-style-type: none"> • gute Über-einstimmung zwischen den beiden Geräten (außer K^+ und BE) • Fehlerhäufigkeit der Kartuschen bei 5,7 %
WENKER et al., 2007	• Vis-cacha (chin-chilla-artige) (44)	<ul style="list-style-type: none"> • klinisch unauffällige Tiere • venöses Blut • Entnahme unter Anästhesie • Parameter: Na^+, K^+, Cl^-, Hst, Glc, Hkt, Hb • Kartusche EC8+ • Vergleich i-STAT® mit Standard-Laborgerät 	<ul style="list-style-type: none"> • insgesamt keine gute Über-einstimmung der Parameter

III. MATERIAL UND METHODEN

1. Material

Der folgende Abschnitt befasst sich mit der Anzahl und Auswahl der in die Studie aufgenommenen Kaninchen und Meerschweinchen, sowie deren Geschlechts- und Altersverteilung. Die für die Studie benötigten Geräte, Reagenzien und Verbrauchsmaterialien sind tabellarisch aufgelistet.

1.1. Tiere

Für die Überprüfung der Methode wurden Blutproben von fünf Kaninchen sowie von fünf Meerschweinchen zur Bewertung herangezogen. In die Auswertung der Referenzwerte wurden Blutproben von 170 Kaninchen und 170 Meerschweinchen einbezogen.

1.1.1. Überprüfung der Methode und Methodenvergleich

Probanden für die Überprüfung der Methode waren klinikeigene gesunde Tiere der Medizinischen Kleintierklinik München, die für die Studentenausbildung sowie zur Fortbildung praktischer Tierärzte genutzt werden. Es wurden fünf Kaninchen und fünf Meerschweinchen verwendet, die nach allgemeiner und spezieller klinischer Untersuchung als „gesund“ angesehen wurden. Die Probenentnahme wurde in der Medizinischen Kleintierklinik München durchgeführt.

1.1.2. Referenzwertbestimmung

Nach Anamnese und klinischer Untersuchung wurden 170 Kaninchen und 170 Meerschweinchen in die Studie aufgenommen, die als „klinisch gesund“ beurteilt werden konnten. Die allgemeine und spezielle klinische Untersuchung musste bei diesen Tieren unauffällig sein. Ausgeschlossen wurden Tiere mit prophylaktischen Medikamentenapplikationen in den letzten zwei Wochen sowie therapeutischen Medikamentenapplikationen und vorberichtlichen Verhaltensauffälligkeiten in den letzten drei Monaten.

1.1.2.1. Kaninchen

Die 170 untersuchten Kaninchen wurden von Privatpersonen, öffentlichen Einrichtungen, Züchtern, praktischen Tierärzten sowie der Medizinischen Kleintierklinik München (klinikeigene Tiere, für Studentenausbildung sowie zur Fortbildung praktischer Tierärzte) zur Verfügung gestellt.

1.1.2.1.1. Geschlechtsverteilung

Die Kaninchen wurden ihrem Geschlecht entsprechend in vier Gruppen unterteilt. Insgesamt waren 51 % (86/170) der Kaninchen weiblich, 44 % (74/170) weiblich unkastriert und 7 % (12/170) weiblich kastriert sowie 49 % (84/170) männlich, 24 % (41/170) männlich unkastriert und 25 % (43/170) männlich kastriert (siehe Abbildung 1).

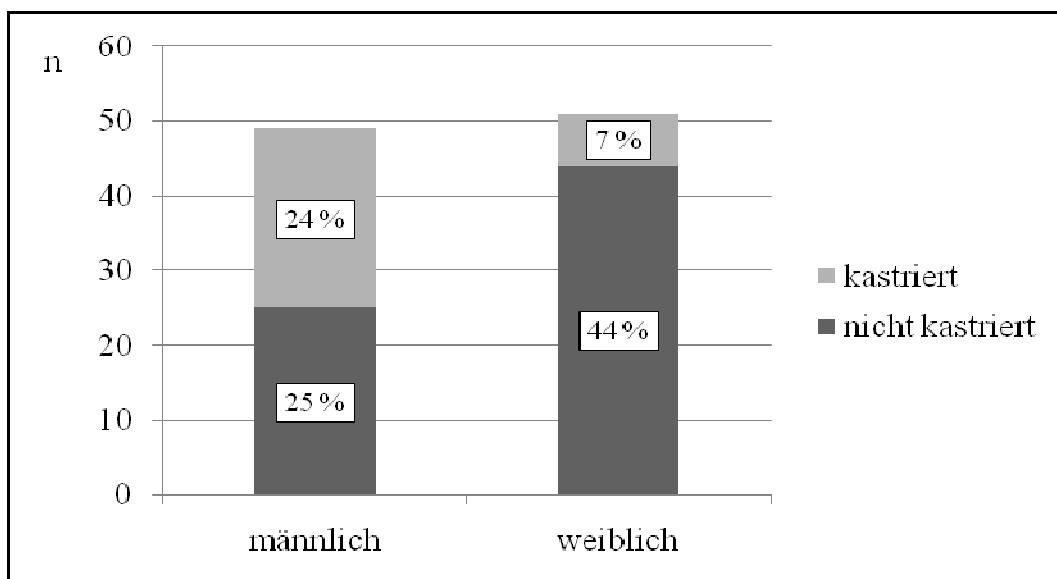


Abbildung 1: Anzahl (n) der Kaninchen der verschiedenen Geschlechtsgruppen (weiblich kastriert, weiblich nicht kastriert, männlich kastriert, männlich nicht kastriert; n = Anzahl in Prozent (%)) der Gesamtzahl)

1.1.2.1.2. Altersverteilung

Das jüngste Tier war 12 Wochen, das älteste 12 Jahre alt (siehe Abbildung 2). Der Altersmedian der Tiere lag bei einem Jahr ($n = 138$). Bei Kaninchen aus Tierheimen und öffentlichen Einrichtungen war das Alter nicht immer genau zu ermitteln ($n = 32$).

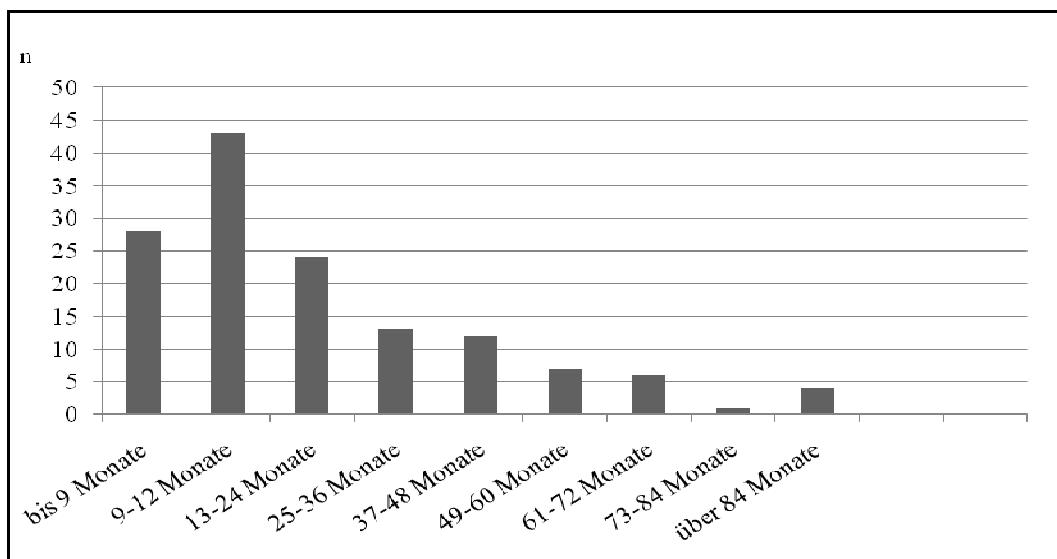


Abbildung 2: Anzahl (n) der Kaninchen mit einem bestimmten Alter in Monaten (n = 138, bei 32 Tieren Alter unbekannt)

1.1.2.1.3. Rasseverteilung

29/170 Kaninchen („Rassekaninchen“) stammten aus Zuchtbetrieben. Diese konnten fünf verschiedenen Rassen zugeordnet werden (Deutsche Riesenschecke, Deutscher Widder, Deutscher Kleinwidder, Deutscher Rot-Loh, Satin-Elfenbein). Die restlichen 141/170 Kaninchen wurden unter dem Begriff „Zwergkaninchen“ zusammengefasst, da hier keine genaue Abstammung bekannt war.

1.1.2.2. Meerschweinchen

Die 170 untersuchten Meerschweinchen wurden von Privatpersonen, öffentlichen Einrichtungen, Züchtern, praktischen Tierärzten, sowie der Medizinischen Kleintierklinik München (klinikeigene gesunde Tiere, für Studentenausbildung sowie zur Fortbildung praktischer Tierärzte) zur Verfügung gestellt.

1.1.2.2.1. Geschlechtsverteilung

Die Meerschweinchen wurden ihrem Geschlecht entsprechend in vier Gruppen unterteilt. Insgesamt waren 57 % (97/170) der Meerschweinchen weiblich, 56 % (96/170) weiblich unkastriert und 1 % (1/170) weiblich kastriert sowie 43 % (73/170) männlich, 22 % (38/170) männlich unkastriert und 21 % (35/170) männlich kastriert (siehe Abbildung 3).

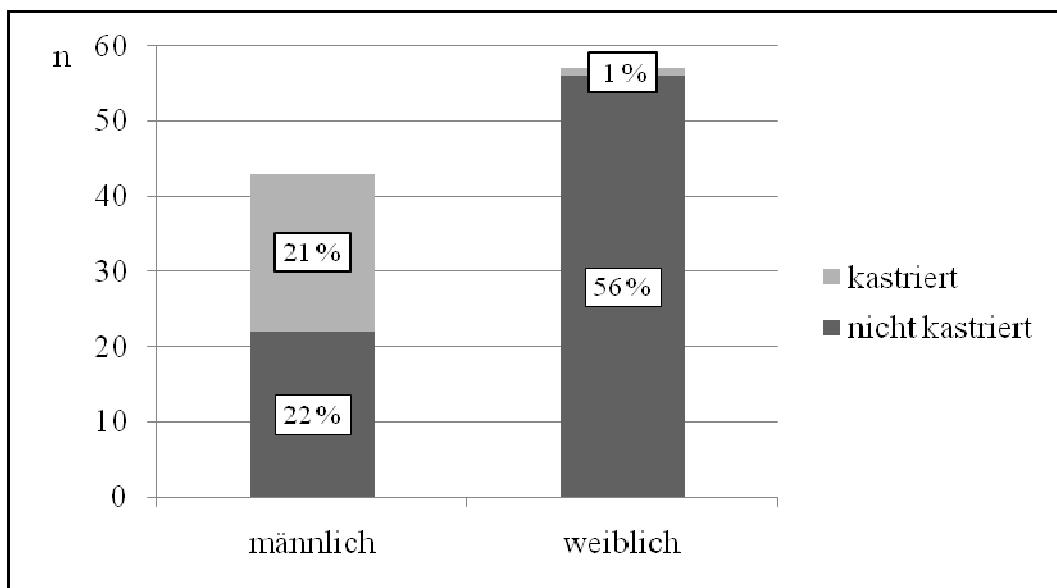


Abbildung 3: Anzahl (n) der Meerschweinchen der verschiedenen Geschlechtsgruppen (weiblich kastriert, weiblich nicht kastriert, männlich kastriert, männlich nicht kastriert; n = Anzahl in Prozent (%) der Gesamtzahl)

1.1.2.2.2. Altersverteilung

Das jüngste Tier war 6 Monate, das älteste 7 Jahre alt (siehe Abbildung 4). Der Altersmedian der Tiere lag bei einem Jahr ($n = 128$). Bei Meerschweinchen aus Tierheimen und öffentlichen Einrichtungen war das Alter nicht immer genau zu ermitteln ($n = 42$).

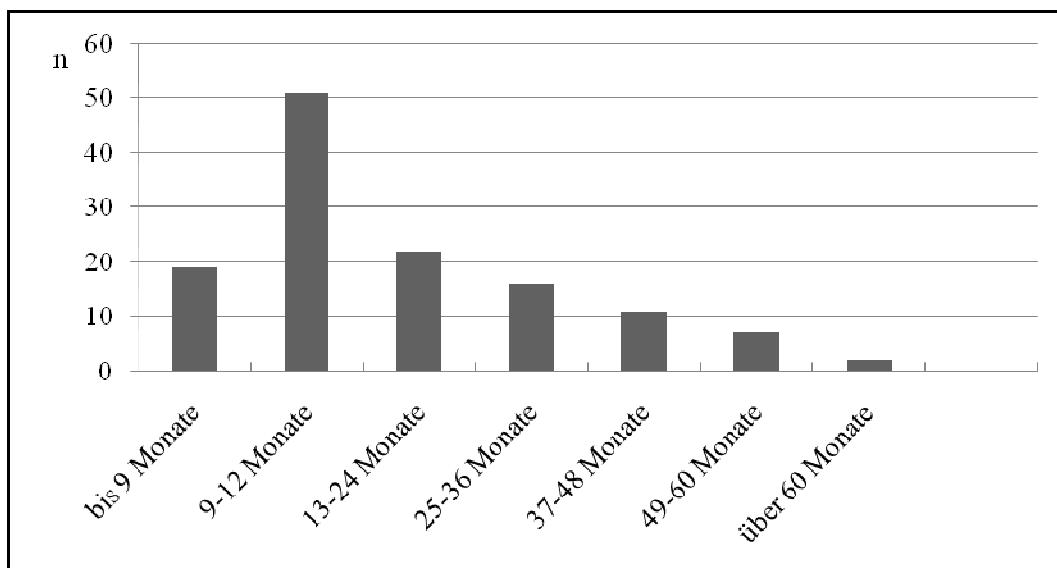


Abbildung 4: Anzahl (n) der Meerschweinchen mit einem bestimmten Alter in Monaten ($n = 128$, bei 42 Tieren Alter unbekannt)

1.1.2.2.3. Rasseverteilung

51/170 Meerschweinchen („Rassemeerschweinchen“) stammten aus Zuchtbetrieben. Diese konnten sechs verschiedenen Rassen (Peruaner, Schweizer Teddy, US-Teddy, Coronet, Texel, Rosette) zugeordnet werden. Die restlichen

119/170 Meerschweinchen wurden unter dem Begriff „Kurzhaar“ zusammengefasst, da hier keine genaue Abstammung bekannt war.

1.2. Geräte

Die für die Untersuchungen verwendeten Geräte, Reagenzien und Verbrauchsmaterialien sind in Tabelle 26 aufgelistet.

Tabelle 26: Verwendete Materialien für die klinische Untersuchung und die Blutprobenentnahme

Material	Hersteller	Adresse
Klinische Untersuchung		
Maul- und Backenspreizer	Firma Heiland	Kerpen, Deutschland
Stethoskop Littmann®	3M Health Care	St. Paul, USA
Fieberthermometer microlife® Vet-Temp	Microlife AG	Heerbrugg, Schweiz
Probenentnahme		
Überprüfung der Methode und Referenzwertbestimmung		
Einwegkanülen Microlance™ 3® (20 G 1½“ – Nr. 1, 0,9 x 40 mm, Farbcode gelb)	Becton Dickinson	Fraga, Spanien
BS2 Blood Sampler (steril, 2 ml, 30 I. E. Na-Heparinlösung)	Roche Diagnostics GmbH	Mannheim, Deutschland
Kapillarröhrchen (200 µl, 6 I. E. Na-Heparin und 9 I. E. Li-Heparin)	Roche Diagnostics GmbH	Mannheim, Deutschland
Methodenvergleich		
EDTA Mikroprobengefäß (1,3 ml, Beschichtung mit K ⁺ -EDTA zur Gerinnungshemmung)	Firma Sarstedt	Nümbrecht, Deutschland
Röhrchen mit Eindrückstopfen (5 ml Beschichtung mit Gerinnungsaktivator zur Serumgewinnung)	Firma Sarstedt	Nümbrecht, Deutschland
Multivette 600® Probenröhrchen Fassungsvermögen 600 µl (Beschichtung mit K ⁺ -EDTA zur Gerinnungshemmung)	Firma Sarstedt	Nümbrecht, Deutschland
Multivette 600® Probenröhrchen Fassungsvermögen 600 µl (Beschichtung mit Gerinnungsaktivator zur Serumgewinnung)	Firma Sarstedt	Nümbrecht, Deutschland

Fortsetzung Tabelle 26: Verwendete Geräte, Reagenzien und Verbrauchsmaterialien

Material	Hersteller	Adresse
Geräte		
Überprüfung der Methode und Referenzwertbestimmung		
i-STAT® Portable Clinical Analyser	Abbott Diagnostics	Illinous, USA
i-STAT® CG8+ Kartusche (pH, pCO ₂ , pO ₂ , Na ⁺ , K ⁺ , iCa ²⁺ , Glc, Hkt, HCO ₃ ⁻ , TCO ₂ , BE _{ecf} , sO ₂ , Hb)	Abbott Diagnostics	East Windsor, NJ USA
i-STAT® Portabler Drucker HP 82240B	Abbott Diagnostics	Illinous, USA
i-STAT® Analyser Programming Kit	Abbott Diagnostics	Illinous, USA
Methodenvergleich		
Cell Dyn® 3500 R	Abbott Diagnostics	Illinois, USA
Autoanalyser Hitachi 911®	Boehringer Mannheim	Mannheim, Deutschland
Systempackung für Autoanalyser Hitachi 911®	Boeringer Mannheim	Mannheim, Deutschland
GEM® Premier 3000 Model 5700	Instrumentation Laboratory GmbH	Kirchheim, Deutschland
Rollen-Mischgerät Clinicon® AG 20	Clinicon Mannheim GmbH	Mannheim, Deutschland
Universal® 32 R Zentrifuge	Hettich Zentrifugen	Tuttlingen, Deutschland
Hematek® Slide Stainer	Bayer	Dublin, Irland
Pipette Reference® (fix) 100 µl	Eppendorf Vertrieb Deutschland GmbH	Wesseling, Deutschland
Verbrauchsmaterial		
Pipettenspitzen ep T.I.P.S. ® 100 µl	Eppendorf Vertrieb Deutschland GmbH	Wesseling, Deutschland
Zellstofftupfer	Fuhrmann	Much, Deutschland
Kodan Tinktur®	Schuelke & Mayr GmbH	Norderstedt, Deutschland
Peha-haft®	Paul Hartmann AG	Heidenheim, Deutschland

1.3. Das i-STAT® Blutanalysegerät

Bei dem i-STAT® Blutanalysator (Abbott Diagnostics, Illinois, USA) handelt es sich um ein tragbares System, das zusammen mit den i-STAT®-Kartuschen (Abbott Diagnostics, Illinois, USA) für die Bestimmung verschiedener Parameter eingesetzt wird.

1.3.1. Technische Daten

Der Analysator ist 6,41 cm breit, 20,97 cm lang und 5,21 cm tief. Das Gewicht beträgt 520 g. Die Stromversorgung erfolgt aus zwei 9-Volt-Lithiumbatterien. Die Betriebstemperatur liegt zwischen 16 – 30 °C, wobei das Gerät bei Temperaturen von -10 – 50 °C transportiert werden kann. Über einen Infrarotsender und -empfänger können Analysedaten über einen kleinen Drucker (Portabler Drucker HP 82240B) ausgedruckt werden oder auf einen PC übertragen werden. Alle Funktionen des Analysators sind softwaregesteuert und müssen in regelmäßigen Abständen (dreimal jährlich) aktualisiert werden. Das Gerät besitzt eine Thermosteuerung, durch die Flüssigkeiten mittels Thermistoren und Heizdrähten auf 37 °C erhitzt werden. Das transportable Analysegerät enthält zusätzlich einen Luftdruckaufnehmer für die pO₂-Sensorkalibrierung, um den Atmosphärendruck zu bestimmen (siehe Abbildung 5).

1.3.2. Kartusche

Das System verwendet auf dem Einwegprinzip beruhende Multiparameter-Kartuschen mit biochemischer Sensorchip-Technologie (siehe Abbildung 6). Es sind eine Vielzahl von Sensorkonfigurationen erhältlich. Bei den Sensoren handelt es sich um auf Siliziumchips aufgebrachte Elektroden. In der Kartusche ist eine Kalibrierlösung mit Sensoren für Blutgase, Elektrolyte, Blutchemie und Hämatokrit, ein Probentransfersystem, eine Abfallkammer, eine Reihe von Miniatursensoren und Kontakte für die Herstellung des elektrischen Kontaktes mit dem Analysator und Heizelemente enthalten (ABBOTT, 2006). Eine automatische Kalibrierung findet bei jedem Analysestart statt. Die Kartuschen sind gekühlt bei 2 bis 8 °C bis zum Verbrauchsdatum, bei Raumtemperatur ca. zwei Wochen haltbar. Vor der Benutzung muss die Kartusche fünf Minuten bei Raumtemperatur erwärmt werden und ist nach dem Öffnen der Schutzhülle unmittelbar zu verwenden. Es können arterielle als auch venöse Vollblutproben verwendet werden. Das vorgesehene Probenvolumen variiert je nach Kartuschentyp

zwischen 17 µl und 95 µl. Die Analysedauer beträgt 90 – 120 Sekunden.

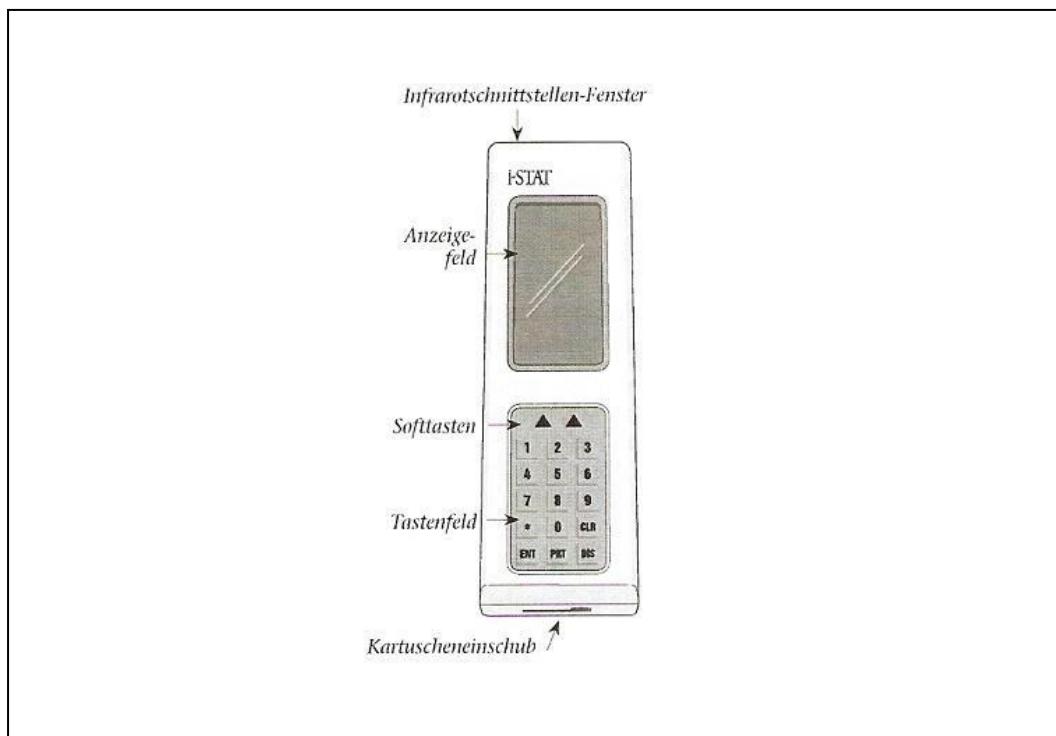


Abbildung 5: Darstellung des Blutgasanalysegerät i-STAT® (ABBOTT, 2006)

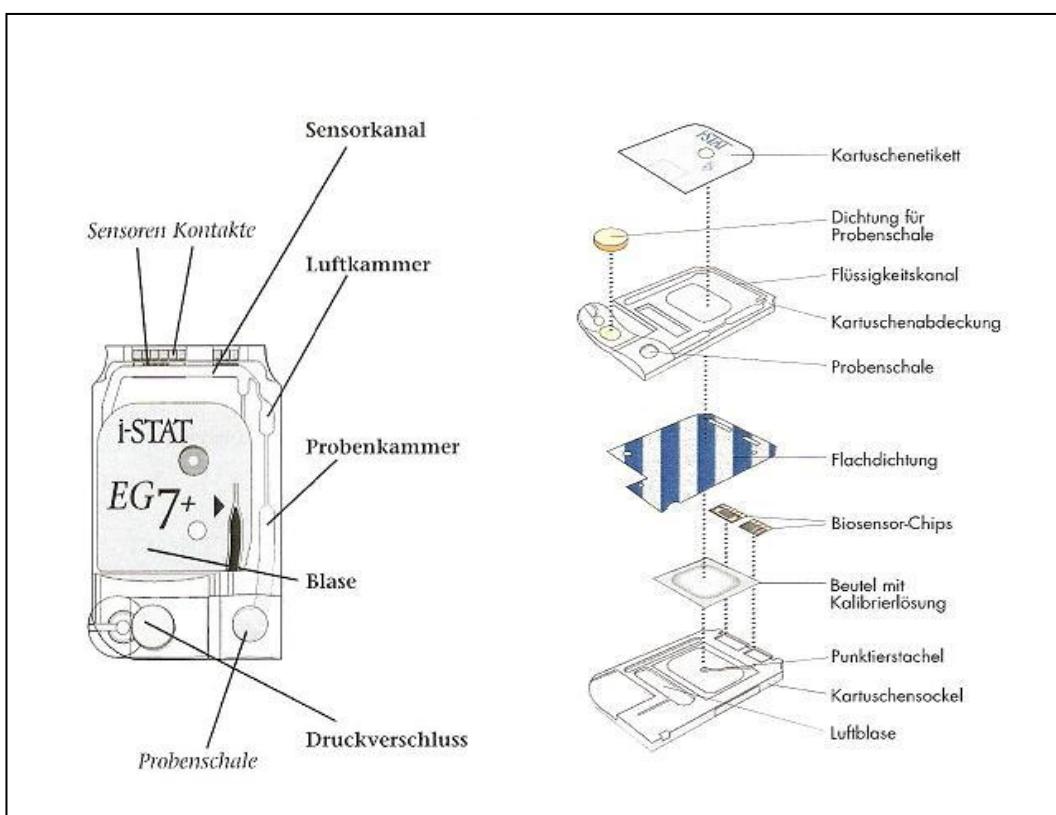


Abbildung 6: Aufbau der i-STAT® Kartusche (ABBOTT, 2006)

Für die Blutgasbestimmung wurde die Kartusche CG8⁺ (Abbott Diagnostics, Illinois, USA) gewählt. Sie ermöglicht die Bestimmung der Parameter pH-Wert, Kohlenstoffdioxidpartialdruck ($p\text{CO}_2$), Sauerstoffpartialdruck (pO_2), Natrium (Na^+), Kalium (K^+), ionisiertes Kalzium (iCa^{2+}), Glukose (Glc), Hämatokrit (Hkt), Hämoglobin (Hb), Gesamtkohlendioxid (TCO_2), Bikarbonat (HCO_3^-), Basenüberschuss (BE_{ecf}) und Sauerstoffsättigung (sO_2). Das erforderliche Probenvolumen beträgt 95 µl (ca. drei Tropfen).

1.3.3. Probenanalyse

Um eine Kartuschenanalyse durchzuführen, wurden mittels Spritze oder Kapillare ca. drei Tropfen Vollblut in die Probenkammer der Kartusche gefüllt und der Druckverschluss verschlossen. Die Kartusche wird in den Analysator eingeschoben, der dadurch aktiviert wird und mit dem automatischen Analysezyklus beginnt. Nach Beginn der Messung können Anwender- und Patientendaten, der Probentyp, sowie die individuelle Temperatur eingegeben werden. Erfolgt keine Angabe der Temperatur, erfolgt die Messung standardmäßig bei 37 °C. Wenn die Messung abgeschlossen ist, werden die Resultate angezeigt. Die letzten fünfzig Analysedatensätze sind automatisch gespeichert. Die einzelnen Nachweisverfahren sind in Tabelle 28 aufgelistet.

1.3.4. Fehlermeldungen

Alle Kartuschen, die einen Fehler meldeten (siehe Tabelle 30), konnten nicht mehr verwendet werden und mussten verworfen werden. Die Tiere wurden daraufhin erneut beprobt und eine zweite Messung durchgeführt; somit führte ein Kartuschenfehler nicht zum Ausschluss des betroffenen Tieres.

2. Methodik

Im Rahmen der Überprüfung der Methode, des Methodenvergleichs und der Referenzwertbestimmung, wurde bei Kaninchen und Meerschweinchen Blut entnommen. Die Proben wurden anschließend verarbeitet und die gewonnenen Daten statistisch ausgewertet.

2.1. Blutentnahme

Um die Methode zu überprüfen, einen Methodenvergleich durchzuführen sowie Referenzwerte zu erstellen, wurde bei Kaninchen und Meerschweinchen eine Blutentnahme durchgeführt.

2.1.1. Überprüfung der Methode und Methodenvergleich

Die unterschiedlichen Verfahren der Blutentnahme für die jeweiligen Untersuchungen bei Kaninchen und Meerschweinchen werden im Folgenden beschrieben und sind in der Tabelle 27 zusammenfassend aufgelistet.

2.1.1.1. Kaninchen

Das Blut wurde für die Überprüfung der Methode bei Kaninchen durch Punktion der *Vena (V.) saphena lateralis* (siehe 2.1.2.1.) mittels steriler Einmalkanüle MicrolanceTM3® (Becton Dickinson, Fraga, Spanien) gewonnen und direkt in die mit Natrium-Heparin beschichtete sterile Blutgasspritze BS2 (Roche Diagnostics GmbH, Mannheim, Deutschland) aspiriert. So wurde ca. 1 ml venöses Blut entnommen (siehe Abbildung 8). Für den Vergleich der Entnahmemethoden wurde das Blut zusätzlich mittels einer Natrium- und Lithium-Heparin beschichteten Kapillare (Roche Diagnostics GmbH, Mannheim, Deutschland) aufgefangen. Der Vergleich mit einem Standardblutgasgerät wurde beim Kaninchen ebenfalls mit der Natrium-Heparin beschichteten, sterilen Blutgasspritze BS2 (Roche Diagnostics GmbH, Mannheim, Deutschland) durchgeführt. Im Rahmen des Vergleichs mit Standardhämatologiegeräten wurde das Blut beim Kaninchen zusätzlich je in einem K⁺-EDTA beschichteten Röhrchen (Fa. Sarstedt, Nümbrecht, Deutschland) und je in einem Serumröhrchen (Fa. Sarstedt, Nümbrecht, Deutschland) aufgefangen. Eine arterielle Blutentnahme erfolgte beim Kaninchen mit der Blutgasspritze BS2 (Roche Diagnostics GmbH, Mannheim, Deutschland) an der zentralen Ohrarterie, der *A. auricularis media*. Eine Übersicht über die einzelnen für die Blutentnahme

verwendeten Probengefäße findet sich in der Tabelle 27.

2.1.1.2. Meerschweinchen

Das Blut wurde für die Überprüfung der Methode bei Meerschweinchen durch Punktions der *V. saphena lateralis* (siehe 2.1.2.2.) mittels steriler Einmalkanüle MicrolanceTM3® (Becton Dickinson, Fraga, Spanien) gewonnen und direkt in die mit Natrium-Heparin beschichtete sterile Blutgasspritze BS2 (Roche Diagnostics GmbH, Mannheim, Deutschland) aspiriert. So wurde ca. 0,5 ml venöses Blut entnommen (siehe Abbildung 10). Für den Vergleich der Entnahmemethoden wurde das Blut zusätzlich mittels einer Natrium- und Lithium-Heparin beschichteten Kapillare (Roche Diagnostics GmbH, Mannheim, Deutschland) aufgefangen. Der Vergleich mit einem Standardblutgasgerät wurde beim Meerschweinchen ebenfalls mittels Natrium- und Lithium-Heparin beschichteter Kapillare (Roche Diagnostics GmbH, Mannheim, Deutschland) durchgeführt. Im Rahmen des Vergleichs mit Standardhämatologiegeräten wurde das Blut beim Meerschweinchen mit Hilfe der Multivette®-Probenröhrchen (Fa. Sarstedt, Nümbrecht, Deutschland), die auf die Kanüle aufgesetzt werden und, bedingt durch Kapillarkräfte, zu einer selbstständigen Füllung des Innerrohrs führen, gewonnen. Es wurden je ein mit K⁺-EDTA und je ein mit Gerinnungsaktivator beschichtetes Röhrchen befüllt. Wenn beim Meerschweinchen über die Blutentnahme am Hinterbein nicht genügend Blut für die Ermittlung der hämatologischen und klinisch-chemischen Parameter im Rahmen des Gerätevergleiches gewonnen werden konnte, wurde die *V. cephalica antebrachii* an der Vordergliedmaße zur Punktion herangezogen. Aufgrund fehlender nicht-invasiver Blutentnahmemöglichkeit beim Meerschweinchen erfolgte hier keine arterielle Blutentnahme. Eine Übersicht über die einzelnen für die Blutentnahme verwendeten Probengefäße findet sich in der Tabelle 27.

Tabelle 27: Übersicht über die für die Blutentnahme verwendeten Probengefäße

Methode	Kaninchen	Meerschweinchen
Überprüfung der Methode	BS2 Blood Sampler	BS2 Blood Sampler
Vergleich der Entnahmemethode	BS2 Blood Sampler ↔ Kapillarröhrchen	BS2 Blood Sampler ↔ Kapillarröhrchen
Vergleich mit Standardblutgasgerät (GEM® Premier 3000 Model 5700)	BS2 Blood Sampler	Kapillarröhrchen
Vergleich mit Standardhämatologiegeräten (Cell Dyn® 3500 R, Autoanalyser Hitachi 911®)	BS2 Blood Sampler ↔ EDTA und Serum Mikroprobengefäß	Kapillarröhrchen ↔ EDTA und Serum Multivette 600® Probenröhrchen
Vergleich arteriell/venös	BS2 Blood Sampler	/

2.1.2. Referenzwertbestimmung

Im Rahmen der Referenzwertbestimmung wurde bei Kaninchen und Meerschweinchen Blut entnommen.

2.1.2.1. Kaninchen

Die Blutentnahme wurde nach Desinfektion und Scheiteln des mit Alkohol angefeuchteten Felles an der Hintergliedmaße durchgeführt. Das Blut wurde durch Punktions der *V. saphena lateralis* mittels steriler Einmalkanüle Microlance™3® (Becton Dickinson, Fraga, Spanien) gewonnen (siehe Abbildung 8). Das Blut wurde hierfür direkt aus der Vene in die mit Natrium-Heparin beschichtete sterile Blutgasspritze BS2 (Roche Diagnostics GmbH, Mannheim, Deutschland) aspiriert. So wurde ca. 1 ml venöses Blut entnommen.

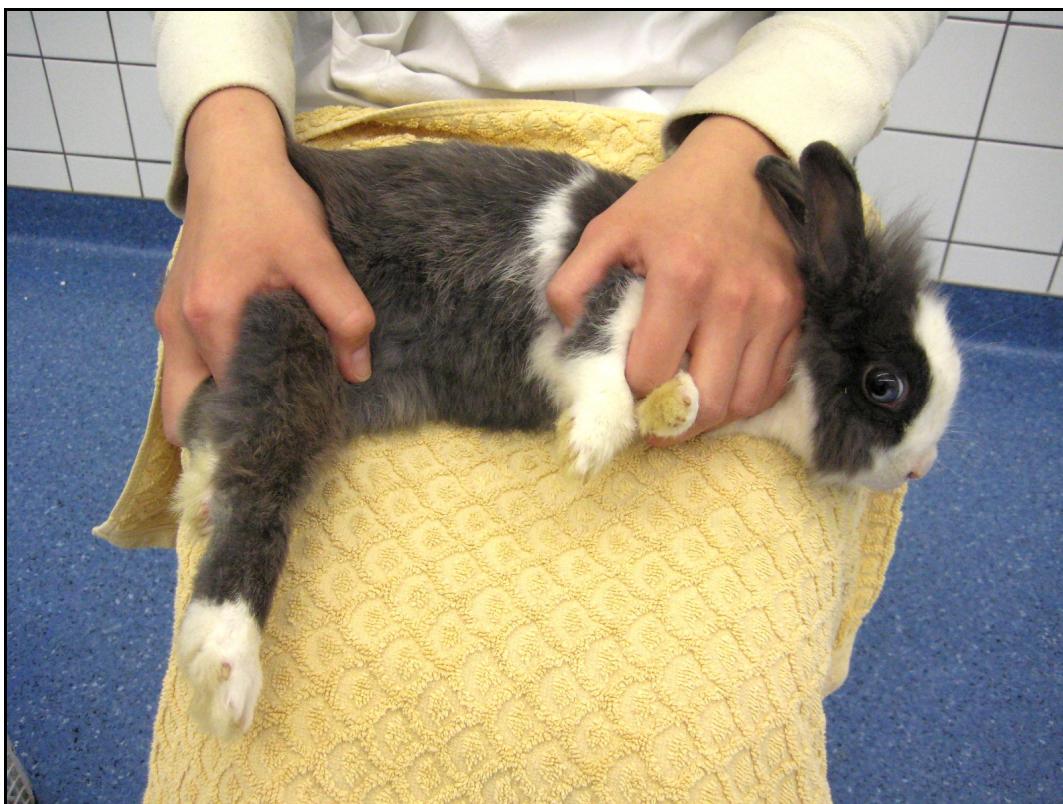


Abbildung 7: Fixieren eines Kaninchens zur Blutentnahme



Abbildung 8: Blutentnahme beim Kaninchen aus der *V. saphena lateralis* mittels Blutgasspritze

2.1.2.2. Meerschweinchen

Die Blutentnahme wurde beim Meerschweinchen auf der kaudalen Seite der Hintergliedmaße an der *V. saphena lateralis*, auf halber Höhe zwischen Schenkelspalt und Tarsalgelenk, unmittelbar über den Zusammenfluss von *Ramus cranialis* und *Ramus caudalis*, in einem Winkel von 30° zur Beinachse von ventral nach dorsal durchgeführt (siehe Abbildung 10) (HEIN, 2002; HEIN & HARTMANN, 2003b). Zur Blutentnahme wurde die entsprechende Region ausgeschoren, mit Alkohol desinfiziert und mittels steriler Einmalkanüle MicrolanceTM3® (Becton Dickinson, Fraga, Spanien) die Vene punktiert. Das Blut wurde mittels einer Natrium- und Lithium-Heparin beschichteten Kapillare (Roche Diagnostics GmbH, Mannheim, Deutschland) aufgefangen.



Abbildung 9: Fixieren eines Meerschweinchens zur Blutentnahme



Abbildung 10: Blutentnahme beim Meerschweinchen aus der *V. saphena lateralis* mittels Blutgaskapillare

2.2. Überprüfung der Methode

Durch Vorversuche wurde die Methode auf Ihre Durchführbarkeit hin überprüft. Die Bestimmung erfolgte mit dem i-STAT®-Blutanalysator (Abbott Diagnostics, Illinois, USA) vor Ort, unmittelbar nach der Blutentnahme. Bei jeweils fünf Kaninchen und Meerschweinchen fand eine venöse Probenentnahme statt. Bei den Tieren handelte es sich um klinikeigene gesunde Tiere. Die Analyse der Blutprobe wurde unmittelbar nach der Gewinnung vor Ort durchgeführt. Hierfür wurde die i-STAT®-Kartusche CG8+ (Abbott Diagnostics, Illinois, USA) mit der entsprechenden Blutprobe beschickt, verschlossen und anschließend in das Blutanalysegerät i-STAT® (Abbott Diagnostics, Illinois, USA) eingeschoben, um die Messung zu aktivieren. Die Messung erfolgte jeweils bei 37 °C und wurde anschließend in Abhängigkeit von der Temperatur der einzelnen Probanden, mittels des vom Hersteller (ABBOTT, 2006) angegebenen Korrekturalgorithmus, umgerechnet. Die Umrechnungsformeln aller temperaturabhängigen Parameter (pH, pO₂, pCO₂, TCO₂, sO₂, BE_{ecf}, HCO₃⁻) sind in der Tabelle 28 angegeben.

2.2.1. Reproduzierbarkeit

In Reihenmessungen wurde die Reproduzierbarkeit des i-STAT®-Blutanalysegerätes (Abbott Diagnostics, Illinois, USA) evaluiert.

2.2.1.1. Reproduzierbarkeit in Serie

Jeweils fünf venöse Blutproben von Kaninchen und Meerschweinchen wurden mittels steriler Blutgasspritze BS2 (Roche Diagnostics GmbH, Mannheim, Deutschland) gewonnen und fünfmal unmittelbar hintereinander am i-STAT®-Blutanalysator (Abbott Diagnostics, Illinois, USA) mittels der Kartusche CG8⁺ (Abbott Diagnostics, Illinois, USA) gemessen.

2.2.1.2. Reproduzierbarkeit nach Zeiten

Jeweils fünf venöse Blutproben von Kaninchen und Meerschweinchen wurden mittels steriler Blutgasspritze BS2 (Roche Diagnostics GmbH, Mannheim, Deutschland) gewonnen und im Abstand von 30 Minuten, einer, zwei und vier Stunden nach der Entnahme am i-STAT®-Blutanalysator (Abbott Diagnostics, Illinois, USA) mittels der Kartusche CG8⁺ (Abbott Diagnostics, Illinois, USA) gemessen.

2.2.2. Einfluss der Entnahmetechnik

Es wurde pro Tier jeweils eine Blutprobe mittels steriler Blutgasspritze BS2 (Roche Diagnostics GmbH, Mannheim, Deutschland) und eine weitere Probe mittels Natrium- und Lithium-Heparin beschichteter Kapillare (Roche Diagnostics GmbH, Mannheim, Deutschland) bei Kaninchen und Meerschweinchen entnommen und am i-STAT®-Blutanalysator (Abbott Diagnostics, Illinois, USA) mittels der Kartusche CG8⁺ (Abbott Diagnostics, Illinois, USA) gemessen.

2.3. Methodenvergleich

Es wurde ein Vergleich mit anderen Laborgeräten durchgeführt, sowie beim Kaninchen eine Vergleichsuntersuchung zwischen arteriellen und venösen Blutproben.

2.3.1. Vergleich mit anderen Geräten

Die mittels i-STAT®-Blutanalysator und Kartusche CG8⁺ bestimmten Parameter wurden mit den Ergebnissen von Standardlaborgeräten der Medizinischen Kleintierklinik für diese Parameter verglichen.

2.3.1.1. GEM® Premier 3000 Model 5700

Fünf venöse Blutproben von Kaninchen wurden mittels steriler Blutgasspritze BS2 (Roche Diagnostics GmbH, Mannheim, Deutschland) gewonnen. Beim Meerschweinchen erfolgte die venöse Blutentnahme von fünf Proben über eine Natrium- und Lithium-Heparin beschichtete Kapillare (Roche Diagnostics GmbH, Mannheim, Deutschland). Anschließend fand eine Analyse der Blutprobe mit dem i-STAT®-Blutanalysator (Abbott Diagnostics, Illinois, USA) und parallel einem Blutgasanalysegerät, dem GEM® Premier 3000 Model 5700 (Instrumentation Laboratory GmbH, Kirchheim, Deutschland) statt. Es wurden die Parameter pH-Wert, pCO_2 , pO_2 , Na^+ , K^+ , iCa^{2+} , Glc, Hkt, TCO_2 , HCO_3^- , BE_{ecf} und sO_2 miteinander verglichen. Beide Messungen stammten aus der gleichen Probe und wurden unmittelbar hintereinander gemessen.

2.3.1.2. Cell-Dyn® 3500 R und Autoanalyser Hitachi 911®

Die Blutproben (EDTA, Serum) wurden nach der Blutentnahme gekühlt transportiert und noch am selben Tag im Labor der Medizinischen Kleintierklinik verarbeitet. Die mit der Referenzwertanalyse übereinstimmenden Werte Glc, K^+ , Na^+ , Ca^{2+} , Hkt und Hb wurden zusätzlich an Vergleichsgeräten gemessen. Hierfür wurden mit dem vollautomatischen Zellcounter Cell-Dyn® 3500 R (Firma Abbott Diagnostics, Illinois, USA) die hämatologischen Parameter Hb und Hkt in der für Kaninchen und Meerschweinchen vorgesehenen Einstellung bestimmt. Das Substrat Glc sowie die Elektrolyte Na^+ , K^+ und Ca^{2+} , wurden nach vollständiger Gerinnung der Probe aus dem Serum ermittelt. Das Serum wurde bei 4000 Umdrehungen pro Minute in der Universal 32 R Zentrifuge (Hettich Zentrifugen, Tuttlingen, Deutschland) durch abpipetieren gewonnen. Die Probe wurde vollautomatisch am Autoanalyser Hitachi 911® (Boeringer Mannheim, Mannheim, Deutschland) unter Verwendung der zugehörigen Systempackungen (Boeringer Mannheim, Mannheim, Deutschland) ausgewertet. So wurden in diesem Methodenvergleich 170 Kaninchen- und 170 Meerschweinchenblutproben miteinander verglichen. Die einzelnen Nachweisverfahren sind in Tabelle 29 aufgeführt.

2.3.2. Vergleich arterieller und venöser Blutproben

Dieser Vorversuch wurde nur beim Kaninchen, aufgrund des einfach zu erreichenden, arteriellen Zugangs am Ohr, durchgeführt. Dazu wurde von fünf

Tieren eine Blutprobe mittels steriler Blutgasspritze BS2 (Roche Diagnostics GmbH, Mannheim, Deutschland) entnommen und am i-STAT®-Blutanalysator (Abbott Diagnostics, Illinois, USA) mittels der Kartusche CG8⁺ (Abbott Diagnostics, Illinois, USA) gemessen. Das Messergebniss der venösen Probe wurde mit dem Messergebniss einer vom selben Tier stammende und unmittelbar danach, ebenfalls mittels steriler Blutgasspritze BS2 (Roche Diagnostics GmbH, Mannheim, Deutschland) gewonnenen, arteriellen Probe verglichen.

2.4. Referenzwertbestimmung

Die Analyse der Blutprobe wurde unmittelbar nach der Gewinnung vor Ort durchgeführt. Hierfür wurde die i-STAT®-Kartusche CG8+ (Abbott Diagnostics, Illinois, USA) mit der entsprechenden Blutprobe beschickt, verschlossen und anschließend in das Blutanalysegerät i-STAT® (Abbott Diagnostics, Illinois, USA) eingeschoben um die Messung zu aktivieren. Die Messung erfolgte jeweils bei 37 °C und wurde anschließend in Abhängigkeit von der Temperatur der einzelnen Probanden, mittels des vom Hersteller (ABBOTT, 2006) angegebenen Korrekturalgorithmus, umgerechnet: (T_p = Patiententemperatur)

$$\text{pH } (T_p) = \text{pH} - 0,0147 (T_p - 37) + 0,0065 (7,4 - \text{pH}) (T_p - 37)$$

Die Umrechnungsformeln aller weiteren temperaturabhängigen Parameter (pO_2 , pCO_2 , TCO_2 , sO_2 , BE_{ecf} , HCO_3^-) sind in der Tabelle 28 angegeben.

2.5. Statistische Auswertung

Nach Sammlung und Aufbereitung der Messergebnisse wurde im Rahmen der Überprüfung der Methode die Reproduzierbarkeit bestimmt und unterschiedliche Methoden miteinander verglichen. Es wurden Referenzbereiche für die Blutgasparameter erstellt und Unterschiede zwischen Alter und Geschlecht ausgewertet.

2.5.1. Überprüfung der Methode und Methodenvergleich

Im Folgenden werden die für die statistische Auswertung angewendeten Verfahren erläutert.

2.5.1.1. Bestimmung der Reproduzierbarkeit

Zur Bestimmung der Reproduzierbarkeit wurde der durchschnittliche Variationskoeffizient (VC) bestimmt. Dieser errechnet sich aus den Standardabweichungen der gemessenen Werte pro Parameter, geteilt durch den Mittelwert und wird in Prozent ausgedrückt. Parameter mit einem durchschnittlichen $VC \leq 10\%$ wurden als gut reproduzierbar eingestuft.

2.5.1.2. Vergleich unterschiedlicher Methoden

Für Werte, die mit unterschiedlichen Methoden gemessen wurden (Vergleich der Entnahmetechnik, Gerätevergleiche, Vergleich arterielles *versus* venöses Blut), wurden Pearson´s Korrelationskoeffizienten aus den Werten zweier Methoden berechnet. Falls der Koeffizient $r \geq 0,6$ betrug und signifikant war ($p < 0,05$), wurde es als eine gute Übereinstimmung klassifiziert.

2.5.2. Bestimmung der Referenzbereiche

Die Daten wurden mit Hilfe von Microsoft Exel und des Statistikprogramms SPSS *for Windows* 16.0 auf Ausreißer hin untersucht. Nichtparametrische Methoden der Referenzbereichsbestimmung orientieren sich meist am kleinsten und größten Wert eines Datensatzes. Beruhen diese Randwerte auf Messfehlern, die unentdeckt bleiben, fällt infolgedessen der Referenzbereich sehr viel weiter aus und seine Aussagekraft wird geschwächt.

Um solche Ausreißer auszuschließen, wurden die Daten der Blutgasbestimmung der Größe nach sortiert ($x_{(n)} = \text{maximale Beobachtung}$, $x_{(1)} = \text{minimale Beobachtung}$) und nach HENRY & REED (1971) alle $x_{(i)}$ eliminiert, für die gilt:

$$x_{(n)} - x_{(n-1)} / x_{(n)} - x_{(1)} > 1/3$$

Die Referenzbereiche wurden mit Hilfe von Microsoft Excel und des Statistikprogramms SPSS *for Windows* 16.0 erstellt. Da während der Prüfung auf Normalverteilung deutlich wurde, dass viele der Parameter nicht normalverteilt waren, wurde als Referenzbereich das 95-%-Perzentil-Intervall (2,5%- und das 97,5-%-Perzentil) gewählt. Hierzu werden die Daten ranggeordnet und jeweils 2,5 % der größten und kleinsten Messwerte ausgegrenzt und die verbleibenden Daten als Referenzbereich angegeben. Es werden ein- und zweiseitige Referenzbereiche unterschieden. Die Auswahl erfolgt abhängig davon, ob eine Einschränkung von oben und unten (zweiseitiger Referenzbereich) oder nur von oben (einseitiger Referenzbereich) biologisch sinnvoll ist.

Die Abhängigkeit der einzelnen Parameter vom Geschlecht und/oder Kastrationsstatus wurde durch Signifikanztests mittels Mann-Whitney-U-Test überprüft. Zu jedem Parameter wurde der p-Wert (p) berechnet. Als Signifikanzgrenze wurde $p < 0,05$ festgelegt. Der Zusammenhang zwischen Alter und den einzelnen Parametern wurde mittels Korrelationkoeffizienten nach Pearson bestimmt. Dabei galten Zusammenhänge mit $r \geq 0,6$ und $p < 0,05$ als signifikant.

Tabelle 28: Labordiagnostische Testverfahren i-STAT® (Seite 1)

Potentiometrische Messung			
Die Potentiometrie ist ein elektroanalytisches Verfahren der quantitativen Analyse unter Vermeidung eines Stromflusses und nutzt die Konzentrationsabhängigkeit der elektromotorischen Kraft. Bei der potentiometrischen Titration taucht eine Indikatorelektrode (Indikatorelektrode/ionenselektive Elektrode) in eine Analysenlösung, und es wird die Potentialänderung in Abhängigkeit von einer zugegebenen Reagenzlösung verfolgt. Am Äquivalenzpunkt ändert sich die Konzentration und damit die elektromotorische Kraft. Das Potential dieser Elektrode ist abhängig von der Konzentration des zu bestimmenden Ions. Diese Abhängigkeit wird durch die Nernstsche Gleichung beschrieben (FÜRLL et al., 1981).			
Parameter	Analysen-gerät	Proben-material	Testprinzip
Natrium (Na ⁺)	i-STAT®	Vollblut (venös)	Bei der Berechnung von Werten für Natrium wird die Konzentration über die Nernstsche Gleichung zum Potential in Relation gesetzt. Reaktiver Bestandteil in Sensor für Natriummessung: Natrium (Na ⁺) (ABBOTT, 2006).
Kalium (K ⁺)	i-STAT®	Vollblut (venös)	Bei der Berechnung von Werten für Kalium wird die Konzentration über die Nernstsche Gleichung zum Potential in Relation gesetzt. Reaktiver Bestandteil in Sensor für Kaliummessung: Kalium (K ⁺) (ABBOTT, 2006).
ionisiertes Calcium (iCa ²⁺)	i-STAT®	Vollblut (venös)	Bei der Berechnung von Werten für ionisiertes Calcium wird die Konzentration über die Nernstsche Gleichung zum Potential in Relation gesetzt. Die Messungen erfolgen bei 37 °C. Reaktiver Bestandteil in Sensor für die Messung von ionisiertem Calcium: Calcium (Ca ²⁺) (ABBOTT, 2006).
pH-Wert	i-STAT®	Vollblut (venös)	Bei der Berechnung von Werten für pH wird die Konzentration über die Nernstsche Gleichung zum Potential in Relation gesetzt. Reaktiver Bestandteil in Sensor für die pH-Messung: Wasserstoffionen (H ⁺); Korrekturalgorithmus (T_p = Patiententemperatur) $pH (T_p) = pH - 0,0147 (T_p - 37) + 0,0065 (7,4 - pH) (T_p - 37)$ (ABBOTT, 2006).

Fortsetzung Tabelle 28: Labordiagnostische Testverfahren i-STAT® (Seite 2)

Potentiometrische Messung			
Parameter	Analysengerät	Probenmaterial	Testprinzip
Kohlenstoff Partialdruck (pCO ₂)	i-STAT®	Vollblut (venös)	Bei der Berechnung von Werten für Kohlenstoff Partialdruck wird die Konzentration über die Nernstsche Gleichung zum Potential in Relation gesetzt. Reaktiver Bestandteil in Sensor für die pCO ₂ -Messung: Kohlendioxid (CO ₂); Korrekturalgorithmus (T _p = Patiententemperatur) $pCO_2 = pCO_2 \times 10^{0,019(T_p - 37)}$ (ABBOTT, 2006).
Amperometrische Messung			
Die Amperometrie ist eine elektrochemische Methode zur quantitativen Bestimmung von chemischen Stoffen. Sie ist gekennzeichnet durch die Messung eines Elektrolysestroms an einer Arbeitselektrode, während ein zeitlich konstantes elektrochemisches Potential anliegt. Die Stromstärke wird in Abhängigkeit von der zugesetzten Lösungsmenge gemessen. Der gemessene Elektrolysestrom ist der Konzentration des umgesetzten Stoffes direkt proportional. Beim Clark-Sensor wird gelöster Sauerstoff bei einem konstanten Potential reduziert (FÜRLL et al., 1981).			
Glukose (Glc)	i-STAT®	Vollblut (venös)	Bei der Oxidation von Glukose, die durch das Enzym Glukoseoxidase katalysiert wird, entsteht Wasserstoffperoxid oxidiert an der Elektrode und erzeugt Strom, der proportional zur Glukosekonzentration der Probe ist. $\beta\text{-D-Glukose} + H_2O + O_2 \xrightarrow{\text{Glukoseoxidase}} D\text{-Gluconsäure} + H_2O_2$ $H_2O_2 \rightarrow 2 H^+ + O_2 + 2e^-$ Reaktiver Bestandteil in Sensor für Glukosemessung: Glukose, Glukoseoxidase (ABBOTT, 2006).
Sauerstoff Partialdruck (pO ₂)	i-STAT®	Vollblut (venös)	Der Sauerstoffsensor funktioniert ähnlich wie eine Clark-Elektrode. Sauerstoff aus der Blutprobe dringt durch eine gasdurchlässige Membran in eine interne Elektrolytlösung, wo er an der Kathode reduziert wird. Die Stromstärke der Sauerstoffreduktion ist proportional zur aufgelösten Sauerstoffkonzentration. Die Messungen erfolgen bei 37 °C; Korrekturalgorithmus (T _p = Patiententemperatur) $pO_2 (T_p) = pO_2 \times 10^{(5,49 \times 10^{-11} pO_2 + 3,88 + 0,071 / 9,72 \times 10^{-9} pO_2 + 2,30)(T_p - 37)}$ (ABBOTT, 2006).

Fortsetzung Tabelle 28: Labordiagnostische Testverfahren i-STAT® (Seite 3)

Konduktometrische Messung			
Konduktometrie oder Leitfähigkeits titration ist eine physikalische Analysemethode, die die elektrische Leitfähigkeit einer flüssigen Probe zur Bestimmung ihrer Inhaltsstoffe und deren Konzentration ausnutzt. Es werden Ionen mit einem sehr hohen Leitvermögen durch Zugabe von Ionen mit entgegengesetzter Ladung neutralisiert. Dies macht sich in einer Abnahme der Leitfähigkeit bemerkbar (FÜRLL et al., 1981).			
Parameter	Analysen-gerät	Proben-material	Testprinzip
Hämatokrit (Hkt)	i-STAT®	Vollblut (venös)	Die gemessene Leitfähigkeit steht nach Korrektur aufgrund der Elektrolytkonzentration im umgekehrten Verhältnis zum Hämatokrit (ABBOTT, 2006).
Berechnete Werte			
Hämoglobin (Hb)	i-STAT®	Vollblut (venös)	Ermittlung des berechneten Hämoglobinwertes: Hämoglobin (g/dl) = Hämatokrit (% PCV) x 0,34 Hämoglobin (g/dl) = Hämatokrit (Dezimalfraktion) x 34 (ABBOTT, 2006).
Sauerstoffsättigung (sO ₂)	i-STAT®	Vollblut (venös)	Die Berechnung der Sauerstoffsättigung erfolgt anhand von gemessenem pO ₂ und pH sowie HCO ₃ . $sO_2 = 100 \cdot (X^3 + 150X)/X^3 + 150X + 23400$ wobei X = $pO_2 \times 10^{(0,48(pH-7,4)-0,0013(HCO_3-25))}$ (ABBOTT, 2006).
Basenüberschuss (BE)	i-STAT®	Vollblut (venös)	Die Werte für den Basenüberschuss werden aus dem pH, Hb und HCO ₃ errechnet. $BE_{ecf} = HCO_3^- - 24,8 + 16,2 \cdot (pH - 7,4)$ $BE_b = (1 - 0,014 \cdot Hb) \cdot (HCO_3^- - 24,8 + (1,43 \cdot Hb + 1,77) \cdot (pH - 7,4))$ (ABBOTT, 2006).
Bikarbonat (HCO ₃ ⁻)	i-STAT®	Vollblut (venös)	Die Werte für Bicarbonat werden aus dem pH und pCO ₂ errechnet. $\log HCO_3^- = pH + \log pCO_2 - 7,608$ (ABBOTT, 2006).
Gesamtkohlendioxid (TCO ₂)	i-STAT®	Vollblut (venös)	Das Verfahren der Gesamtkohlendioxid-Messung ist mit einem Algorithmus auf der Basis der Henderson-Hasselbalch-Gleichung kalibriert, die Messungen des pH-Wertes, pCO ₂ und der Ionenstärke (Na) verwendet. Reaktiver Bestandteil in Sensor für TCO ₂ -Messung: Kohlendioxid (CO ₂). $TCO_2 = HCO_3^- + 0,03 \cdot pCO_2$ (ABBOTT, 2006).

Tabelle 29: Testverfahren der labordiagnostischen Bestimmungen (Seite 1)

Durchflusszytometrie			
Automatisiertes Verfahren der Zytophotometrie, bei dem die in einer Suspension befindlichen Zellen in einem schmalen Flüssigkeitsstrom am Objektiv eines Mikroskopzytometers unter Messung des Absorptionsspektrums vorbei geführt werden und so die Gesamtzahl der verschiedenen Zellarten bezogen auf ein bestimmtes Flüssigkeitsvolumen ermittelt wird (FÜRLL et al., 1981).			
Parameter	Analysen-gerät	Proben-material	Testprinzip
Erythrozyten	Cell-Dyn® 3500 R	EDTA-Blut	Zellzählung mittels Durchflusszytometrie (siehe oben).
Farb-Test (enzymatisch)			
Bei einem sogenannten „enzymatischen Farb-Test“ wird ein bestimmter Stoff durch spezielle Enzyme umgewandelt. Durch Zusatz anderer Stoffe kommt es zur Freisetzung von Wasserstoffperoxid. Das entstehende Wasserstoffperoxid führt unter katalytischer Wirkung der Peroxidase zur Farbstoffbildung. Die Farbintensität kann photometrisch gemessen werden und wird dann als Konzentration des zu bestimmenden Stoffes angegeben (ROCHE, 2001).			
Kalzium (Ca^{2+})	Hitachi 911®	Serum	Die Farbintensität des gebildeten violetten Komplexes ist direkt proportional der Kalziumkonzentration und wird photometrisch gemessen. Kalzium + o-Kresolphthalein-Komplexon $\xrightarrow{\text{alkalische Lösung}}$ Kalzium-o-Kresolphthalein-Komplex (ROCHE, 2007-05).

Fortsetzung Tabelle 29: Testverfahren der labordiagnostischen Bestimmungen (Seite 2)

Ionenselektive Elektroden			
In den ionenselektiven Elektroden wird eine elektromotorische Kraft (EMK) erzeugt. Diese wird durch die Nernst'sche Gleichung beschrieben, welche zur Berechnung der Konzentration spezieller Ionen in wässriger Lösung verwendet wird. $E = E_0 + 2,303 \times RT/nF \times \log a_i$ ($a_i = f \times C_i$; $E = EMK$; E_0 = das durch das Meßsystem festgelegte konstante Potential; R = Gaskonstante ($8,31441 \text{ J} \times 1/\text{mol} \times 1/\text{K}$); T = absolute Temperatur (Kelvin); F = Faraday'sche Konstante ($9,648456 \times 10000 \text{ C} \times 1/\text{mol}$); a_i = Aktivität des zu messenden Ions (i); f = Aktivitätskoeffizient; C_i = Konzentration des zu messenden Ions (i); n = Ladung des zu messenden Ions (i) (positiv bei Kationen, negativ bei Anionen); $2,303$ = Umrechnungsfaktor von \ln zu \log) (BOEHRINGER MANNHEIM, 2002)			
Parameter	Analysen-gerät	Proben-material	Testprinzip
Kalium (K^+), Natrium (Na^+)	Hitachi 911®	Serum	Quantitative Bestimmung durch ionenselektive Elektroden.
UV-Test			
Der UV-Test beruht auf der Messung der katalytischen Aktivität von Enzymen. Dabei liegen Nikotinamidadenindinukleotide (NAD/NADP) als Messgrößen zugrunde. Die reduzierten Formen absorbieren im UV-Bereich, die oxidierten dagegen nicht. Ändern sich während einer Reaktion der Redoxstatus des Adeninnukleotide, so ändert sich konzentrationsabhängig auch die Lichtabsorption und damit bei spektralphotometrischen Messungen die Extinktion. Man unterscheidet einfache kinetische Tests (das Adeninnukleotid ist direkt in die Reaktion des zu bestimmenden Enzyms integriert) und zusammengesetzte kinetische Tests (2- oder 3-Stufenreaktionen, bei denen der Reaktion, die das zu bestimmende Enzym katalysiert, eine oder zwei Reaktionen angeschlossen werden und ein Produkt der ersten oder zweiten Reaktion unter Beteiligung eines Adenindinukleotids quantitativ umgesetzt wird) (ROCHE, 2001).			
Glukose (Glc)	Hitachi 911®	Serum	Glucose wird durch ATP und Hexokinase zu Glucose-6-Phosphat phosphoryliert. $\text{Glucose} + \text{ATP} \xrightarrow{\text{HK}} \text{G-6-P} + \text{ADP}$, Glucose-6-Phosphat wird in Gegenwart von NADP durch die Glucose-6-Phosphat-Dehydrogenase zu Gluconat-6-Phosphat oxidiert. Die Geschwindigkeit der NADPH-Zunahme ist direkt proportional der Glukosekonzentration und wird photometrisch gemessen. $\text{G-6-P} + \text{NADP}^+ \xrightarrow{\text{G-6-PDH}} \text{Gluconat-6-P} + \text{NADPH} + \text{H}^+$ (ROCHE, 2008-11).

Fortsetzung Tabelle 29: Testverfahren der labordiagnostischen Bestimmungen (Seite 3)

Konduktometrische Messung			
Parameter	Analysen-gerät	Proben-material	Testprinzip
Hämatokrit (Hkt)	GEM® Premier 3000	Vollblut (venös)	Die gemessene Leitfähigkeit steht nach Korrektur aufgrund der Elektrolytkonzentration im umgekehrten Verhältnis zum Hämatokrit (INSTRUMENTATION LABORATORY, 2001).
Potentiometrische Messung			
Natrium (Na^+), Kalium (K^+), ionisiertes Calcium (iCa^{2+}), pH-Wert, Kohlenstoff Partialdruck (pCO_2)	GEM® Premier 3000	Vollblut (venös)	Bei der Berechnung von Werten für Natrium wird die Konzentration über die Nernstsche Gleichung zum Potential in Relation gesetzt (INSTRUMENTATION LABORATORY, 2001).
Amperometrische Messung			
Glukose (Glc)	GEM® Premier 3000	Vollblut (venös)	Bei der Oxidation von Glukose, die durch das Enzym Glukoseoxidase katalysiert wird, entsteht Wasserstoffperoxid oxidiert an der Elektrode und erzeugt Strom, der proportional zur Glukosekonzentration der Probe ist (INSTRUMENTATION LABORATORY, 2001).
Sauerstoff Partialdruck (pO_2)	GEM® Premier 3000	Vollblut (venös)	Der Sauerstoffsensor funktioniert ähnlich wie eine Clark-Elektrode. Sauerstoff aus der Blutprobe dringt durch eine gasdurchlässige Membran in eine interne Elektrolytlösung, wo er an der Kathode reduziert wird. Die Stromstärke der Sauerstoffreduktion ist proportional zur aufgelösten Sauerstoffkonzentration (INSTRUMENTATION LABORATORY, 2001).

IV. ERGEBNISSE

1. Fehlermeldungen

In der Fehlerhäufigkeit der Kartuschen bestand zwischen Kaninchen und Meerschweinchen, trotz unterschiedlicher Entnahmemethoden, kein Unterschied ($p = 0,600$ (Chi-Quadrat-Test)). Es wurden insgesamt 184 Kartuschen bei den Kaninchen und 189 Kartuschen bei den Meerschweinchen benötigt. In 6 % (12/184) der Messungen bei Kaninchen und in 8 % (15/189) bei Meerschweinchen wurden Fehlermeldungen verzeichnet. Insgesamt wurden von dem Gerät zehn verschiedene Fehlermeldungen angegeben (Code 20, 21, 27, 30, 34, 36, 38, 43, 66 und 80), wobei mit 33 % (9/27) Code 34 („Füllhöhe der Probe kann nicht erkannt werden“ (ABBOTT, 2006)) am häufigsten gemeldet wurde (siehe Tabelle 30).

Tabelle 30: Ursache und Anzahl der Fehlermeldungen (Code nach ABBOTT, 2006)

Codenummer	Ursache	Anzahl
Code 20	Kartuschenfehler (Problem mit der Kalibrierlösung)	3
Code 21	Kartusche vorzeitig durchbrochen	4
Code 27	Kartuschenfehler (schlechter Kontakt)	1
Code 30	Blutprobe über Markierung aufgefüllt	2
Code 34	Füllhöhe der Probe kann nicht erkannt werden	9
Code 36	Blutprobe nicht bis Markierung aufgefüllt	4
Code 38	Blutprobe reicht nicht	1
Code 43	Kartuschenfehler (Problem mit dem konduktometrischen oder amperometrischen Sensor)	1
Code 66	Analysatorfehler	1
Code 80	Kartuschenfehler (Heizelementdefekt)	1

2. Überprüfung der Methode

In den folgenden Tabellen die statistische Auswertung der Vorversuche dargestellt. Es wurden verfahrensabhängig der durchschnittliche Variationskoeffizient oder die Korrelation und Signifikanz berechnet.

2.1. Reproduzierbarkeit

Für die **Reproduzierbarkeit in Serie** wurden jeweils fünf venöse Blutproben von Kaninchen und Meerschweinchen mittels steriler Blutgasspritze BS2 (Roche Diagnostics GmbH, Mannheim, Deutschland) gewonnen und fünfmal unmittelbar hintereinander am i-STAT®-Blutanalysator (Abbott Diagnostics, Illinois, USA) mittels der Kartusche CG8+ (Abbott Diagnostics, Illinois, USA) gemessen (siehe Tabelle 31 und Tabelle 32).

Tabelle 31: Übersicht der gemessenen Daten (5 Messreihen) und daraus ermittelte Mittelwerte (MW), Standardabweichungen (Stab) und Variationskoeffizienten (VC) der Serienmessung beim Kaninchen ($n = 5$) im Rahmen der Reproduzierbarkeit

Serienmessung Kaninchen								
Probe 1	Messung 1	Messung 2	Messung 3	Messung 4	Messung 5	MW	Stab	VC
Glu	7,3	7,3	7,2	7,2	7,2	7,24	0,05	0,76
Na ⁺	140	141	140	140	140	140,20	0,45	0,32
K ⁺	4,8	4,9	4,8	4,8	4,8	4,82	0,04	0,93
TCO ₂	18	18	18	18	17	17,80	0,45	2,51
iCa ²⁺	1,71	1,67	1,71	1,7	1,72	1,70	0,02	1,13
Hct	0,33	0,33	0,33	0,33	0,33	0,33	0,00	0,00
Hb	112	112	112	112	112	112,00	0,00	0,00
pH	7,312	7,314	7,315	7,310	7,315	7,31	0,00	0,03
pCO ₂	4,38	4,37	4,43	4,48	4,20	4,37	0,11	2,42
pO ₂	6,6	6,8	7,1	7,2	8,9	7,32	0,91	12,50
HCO ₃ ⁻	16,6	16,7	16,9	16,9	16,0	16,62	0,37	2,23
BE _{efc}	-10	-10	-9	-9	-10	-9,60	0,55	-5,71
sO ₂	80	83	85	85	91	84,80	4,02	4,75
Probe 2	Messung 1	Messung 2	Messung 3	Messung 4	Messung 5	MW	Stab	VC
Glu	7,5	7,5	7,4	7,5	7,4	7,46	0,05	0,73
Na ⁺	141	142	142	143	142	142,00	0,71	0,50
K ⁺	5,0	5,0	5,1	5,3	5,1	5,10	0,12	2,40
TCO ₂	18	18	17	17	17	17,40	0,55	3,15
iCa ²⁺	1,70	1,70	1,71	1,70	1,63	1,69	0,03	1,94
Hct	0,30	0,30	0,30	0,32	0,30	0,30	0,01	2,94
Hb	102	102	102	109	102	103,40	3,13	3,03
pH	7,325	7,317	7,329	7,336	7,360	7,33	0,02	0,22

Fortsetzung Tabelle 31: Übersicht der gemessenen Daten (5 Messreihen) und daraus ermittelte Mittelwerte (MW), Standardabweichungen (Stab) und Variationskoeffizienten (VC) der Serienmessung beim Kaninchen (n = 5) im Rahmen der Reproduzierbarkeit

Serienmessung Kaninchen								
Probe 2	Messung 1	Messung 2	Messung 3	Messung 4	Messung 5	MW	Stab	VC
pCO ₂	4,37	4,46	4,05	4,03	3,70	4,12	0,30	7,35
pO ₂	5,8	5,9	7,4	7,2	8,0	6,86	0,97	14,12
HCO ₃ ⁻	17,1	17,1	16,0	16,2	15,7	16,42	0,65	3,93
BE _{efc}	-9	-9	-10	-10	-10	-9,60	0,55	-5,71
sO ₂	76	76	87	86	90	83,00	6,56	7,90
Probe 3	Messung 1	Messung 2	Messung 3	Messung 4	Messung 5	MW	Stab	VC
Glu	6,3	6,3	6,3	6,2	6,2	6,26	0,05	0,87
Na ⁺	143	142	142	143	142	142,40	0,55	0,38
K ⁺	5,7	5,7	5,7	5,6	5,6	5,66	0,05	0,97
TCO ₂	27	26	25	25	26	25,80	0,84	3,24
iCa ²⁺	1,88	1,84	1,88	1,87	1,86	1,87	0,02	0,90
Hct	0,34	0,34	0,34	0,34	0,34	0,34	0,00	0,00
Hb	116	116	116	116	116	116,00	0,00	0,00
pH	7,385	7,397	7,393	7,409	7,404	7,39	0,01	0,13
pCO ₂	5,63	5,37	5,30	5,08	5,20	5,32	0,21	3,89
pO ₂	3,3	3,5	3,7	3,9	3,8	3,64	0,24	6,62
HCO ₃ ⁻	25,3	24,8	24,2	24,1	24,4	24,56	0,49	2,01
BE _{efc}	0	0	-1	-1	0	-0,40	0,55	-136,93
sO ₂	44	49	52	57	55	51,40	5,13	9,98
Probe 4	Messung 1	Messung 2	Messung 3	Messung 4	Messung 5	MW	Stab	VC
Glu	6,2	6,2	6,2	6,2	6,2	6,20	0,00	0,00
Na ⁺	140	140	140	140	140	140,00	0,00	0,00
K ⁺	5,3	5,3	5,2	5,2	5,4	5,28	0,08	1,58
TCO ₂	28	28	29	29	29	28,60	0,55	1,92
iCa ²⁺	1,75	1,71	1,76	1,74	1,72	1,74	0,02	1,19
Hct	0,30	0,30	0,30	0,30	0,30	0,30	0,00	0,00
Hb	102	102	102	102	102	102,00	0,00	0,00
pH	7,411	7,409	7,405	7,402	7,405	7,41	0,00	0,05
pCO ₂	5,67	5,73	5,79	5,93	5,87	5,79	0,10	1,80
pO ₂	4,9	4,5	4,8	4,8	5,0	4,80	0,19	3,90
HCO ₃ ⁻	27,0	27,1	27,2	27,7	27,6	27,32	0,31	1,14
BE _{efc}	-2	-2	-2	-3	-3	-2,40	0,55	-22,82
sO ₂	71	65	69	69	71	69,00	2,45	3,55
Probe 5	Messung 1	Messung 2	Messung 3	Messung 4	Messung 5	MW	Stab	VC
Glu	6,9	6,8	6,8	6,8	6,7	6,80	0,07	1,04
Na ⁺	138	138	138	138	139	138,20	0,45	0,32
K ⁺	4,6	4,6	4,5	4,5	4,5	4,54	0,05	1,21

Fortsetzung Tabelle 31: Übersicht der gemessenen Daten (5 Messreihen) und daraus ermittelte Mittelwerte (MW), Standardabweichungen (Stab) und Variationskoeffizienten (VC) der Serienmessung beim Kaninchen (n = 5) im Rahmen der Reproduzierbarkeit

Serienmessung Kaninchen								
Probe 5	Messung 1	Messung 2	Messung 3	Messung 4	Messung 5	MW	Stab	VC
TCO2	21	21	21	/	20	20,75	0,50	2,41
iCa ²⁺	1,79	1,80	1,78	1,81	1,78	1,79	0,01	0,73
Hct	0,34	0,35	0,35	0,34	0,35	0,35	0,01	1,58
Hb	116	119	119	116	119	117,80	1,64	1,39
pH	7,249	7,247	7,256	/	7,238	7,25	0,01	0,10
pCO2	5,92	5,90	5,86	/	5,88	5,89	0,03	0,44
pO2	5,6	5,5	6,0	5,8	6,2	5,82	0,29	4,92
HCO3-	19,4	19,3	19,6	/	18,8	19,28	0,34	1,77
BEefc	-8	-8	-8	/	-9	-8,25	0,50	-6,06
sO2	69	68	74	/	75	71,50	3,51	4,91

Tabelle 32: Übersicht der gemessenen Daten (5 Messreihen) und daraus ermittelte Mittelwerte (MW), Standardabweichungen (Stab) und Variationskoeffizienten (VC) der Serienmessung beim Meerschweinchen (n = 5) im Rahmen der Reproduzierbarkeit

Serienmessung Meerschweinchen								
Probe 1	Messung 1	Messung 2	Messung 3	Messung 4	Messung 5	MV	Stab	VC
Glu	5,5	5,4	5,3	5,3	5,3	5,36	0,09	1,67
Na ⁺	138	138	138	137	138	137,80	0,45	0,32
K ⁺	4,9	5,0	4,9	4,9	5,0	4,94	0,05	1,11
TCO ₂	30	30	29	27	27	28,60	1,52	5,30
iCa ²⁺	1,56	1,53	1,51	1,49	1,48	1,51	0,03	2,12
Hct	0,32	0,30	0,32	0,35	0,35	0,33	0,02	6,61
Hb	109	102	109	119	119	111,60	7,33	6,57
pH	7,311	7,297	7,302	7,311	7,321	7,31	0,01	0,13
pCO ₂	7,37	7,63	7,36	6,83	6,58	7,15	0,43	6,05
pO ₂	4,0	3,8	4,1	9,4	10,2	6,30	3,21	50,94
HCO ₃ ⁻	27,9	27,9	27,3	25,8	25,5	26,88	1,15	4,29
BE _{efc}	2	1	1	0	-1	0,60	1,14	190,03
sO ₂	50	46	52	92	94	66,80	24,02	35,97
Probe 2	Messung 1	Messung 2	Messung 3	Messung 4	Messung 5	MV	Stab	VC
Glu	6,3	6,3	6,1	6,2	6,2	6,22	0,08	1,35
Na ⁺	138	140	140	139	140	139,40	0,89	0,64
K ⁺	6,7	6,9	7,0	7,0	7,1	6,94	0,15	2,19
TCO ₂	30	28	27	27	28	28,00	1,22	4,37
iCa ²⁺	1,45	1,42	1,41	1,41	1,37	1,41	0,03	2,03

Fortsetzung Tabelle 32: Übersicht der gemessenen Daten (5 Messreihen) und daraus ermittelte Mittelwerte (MW), Standardabweichungen (Stab) und Variationskoeffizienten (VC) der Serienmessung beim Meerschweinchen ($n = 5$) im Rahmen der Reproduzierbarkeit

Serienmessung Meerschweinchen								
Probe 2	Messung 1	Messung 2	Messung 3	Messung 4	Messung 5	MV	Stab	VC
Hct	0,19	0,28	0,18	0,18	0,18	0,20	0,04	21,69
Hb	65	61	61	61	61	61,80	1,79	2,89
pH	7,481	7,642	7,71	7,715	7,786	7,67	0,12	1,51
pCO ₂	5,09	3,32	2,77	2,77	2,45	3,28	1,06	32,29
pO ₂	2,7	5,2	6,0	9,6	18,5	8,40	6,16	73,37
HCO ₃ ⁻	28,5	27,0	26,3	26,6	27,7	27,22	0,89	3,26
BE _{efc}	5	6	7	7	9	6,80	1,48	21,81
sO ₂	37	86	94	98	100	83,00	26,27	31,65
Probe 3	Messung 1	Messung 2	Messung 3	Messung 4	Messung 5	MV	Stab	VC
Glu	6,7	6,8	6,8	6,8	6,7	6,76	0,05	0,81
Na ⁺	140	140	140	139	139	139,60	0,55	0,39
K ⁺	4,4	4,3	4,4	4,3	4,4	4,36	0,05	1,26
TCO ₂	29	30	29	29	28	29,00	0,71	2,44
iCa ²⁺	1,56	1,56	1,54	1,55	1,54	1,55	0,01	0,65
Hct	0,37	0,37	0,37	0,37	0,36	0,37	0,00	1,22
Hb	126	126	126	126	122	125,20	1,79	1,43
pH	7,449	7,456	7,438	7,433	7,443	7,44	0,01	0,12
pCO ₂	5,28	5,36	5,56	5,56	5,32	5,42	0,13	2,48
pO ₂	3,9	4,3	4,3	4,5	4,8	4,36	0,33	7,54
HCO ₃ ⁻	27,5	28,3	28,2	27,9	27,3	27,84	0,43	1,56
BE _{efc}	4	4	4	4	3	3,80	0,45	11,77
sO ₂	58	66	64	66	71	65,00	4,69	7,22
Probe 4	Messung 1	Messung 2	Messung 3	Messung 4	Messung 5	MV	Stab	VC
Glu	6,7	6,7	6,8	6,5	6,7	6,68	0,11	1,64
Na ⁺	142	142	142	142	142	142,00	0,00	0,00
K ⁺	4,9	4,8	4,8	4,9	4,9	4,86	0,05	1,13
TCO ₂	31	31	31	31	30	30,80	0,45	1,45
iCa ²⁺	1,59	1,6	1,6	1,58	1,57	1,59	0,01	0,82
Hct	0,37	0,36	0,34	0,34	0,34	0,35	0,01	4,04
Hb	126	122	116	116	116	119,20	4,60	3,86
pH	7,312	7,315	7,313	7,308	7,316	7,31	0,00	0,04
pCO ₂	7,61	7,59	7,62	7,75	7,44	7,60	0,11	1,45
pO ₂	3,3	3,4	3,6	3,7	4,4	3,68	0,43	11,75
HCO ₃ ⁻	28,9	29,0	29,0	29,1	28,5	28,90	0,23	0,81
BE _{efc}	3	3	3	3	2	2,80	0,45	15,97
sO ₂	38	41	43	45	56	44,60	6,88	15,42

Fortsetzung Tabelle 32: Übersicht der gemessenen Daten (5 Messreihen) und daraus ermittelte Mittelwerte (MW), Standardabweichungen (Stab) und Variationskoeffizienten (VC) der Serienmessung beim Meerschweinchen ($n = 5$) im Rahmen der Reproduzierbarkeit

Probe 5	Serienmessung Meerschweinchen							
	Messung 1	Messung 2	Messung 3	Messung 4	Messung 5	MV	Stab	VC
Glu	6,1	5,9	5,9	5,7	5,9	5,90	0,14	2,40
Na ⁺	140	141	140	139	141	140,20	0,84	0,60
K ⁺	7,0	6,6	7,0	7,7	6,6	6,98	0,45	6,44
TCO ₂	27	27	26	25	27	26,40	0,89	3,39
iCa ²⁺	1,38	1,36	1,35	1,30	1,36	1,35	0,03	2,22
Hct	0,39	0,39	0,38	0,39	0,39	0,39	0,00	1,15
Hb	133	133	129	133	133	132,20	1,79	1,35
pH	7,411	7,408	7,414	7,456	7,408	7,42	0,02	0,28
pCO ₂	5,48	5,38	5,19	4,59	5,38	5,20	0,36	6,90
pO ₂	3,1	3,4	3,4	3,7	3,4	3,40	0,21	6,24
HCO ₃ ⁻	26,1	25,5	24,9	24,3	25,5	25,26	0,68	2,71
BE _{efc}	1	1	0	0	1	0,60	0,55	91,29
sO ₂	41	47	47	56	47	47,60	5,37	11,27

Die Serienmessung ergab beim **Kaninchen** für die Parameter Glc, Na⁺, K⁺, TCO₂, iCa²⁺, Hkt, Hb, pH-Wert, pCO₂, pO₂, HCO₃⁻ und sO₂ mit einem durchschnittlichen VC $\leq 10\%$ eine gute Reproduzierbarkeit der Messergebnisse. Der BE_{efc} war mit einem durchschnittlichen VC > 10 nicht gut reproduzierbar (siehe Tabelle 33).

Beim **Meerschweinchen** ergab die Serienmessung ebenfalls für die Parameter Glc, Na⁺, K⁺, TCO₂, iCa²⁺, Hkt, Hb, pH-Wert, pCO₂ und HCO₃⁻ mit einem durchschnittlichen VC $\leq 10\%$ eine gute Reproduzierbarkeit der Messergebnisse. Der BE_{efc}, der pO₂ und die sO₂ waren mit einem durchschnittlichen VC > 10 nicht gut reproduzierbar (siehe Tabelle 33).

Tabelle 33: Reproduzierbarkeit der Serienmessung bei Kaninchen und Meerschweinchen anhand des durchschnittlichen VC (grau unterlegt = gute Reproduzierbarkeit ($VC \leq 10\%$); n = Anzahl der Tiere)

Serienmessung		
	Kaninchen (n = 5)	Meerschweinchen (n = 5)
Parameter	durchschnittlicher VC	durchschnittlicher VC
Glc	0,68	1,57
Na ⁺	0,31	0,39
K ⁺	1,42	2,42
TCO ₂	2,65	3,39
iCa ²⁺	1,18	1,57
Hkt	0,91	6,94
Hb	0,88	3,22
pH	0,11	0,42
pCO ₂	3,18	9,83
pO ₂	8,41	29,97
HCO ₃ ⁻	2,21	2,53
BE _{efc}	35,44	66,17
sO ₂	6,22	20,30

Für die **Reproduzierbarkeit nach Zeiten** wurden jeweils fünf venöse Blutproben von Kaninchen und Meerschweinchen mittels steriler Bluttgaspritze BS2 (Roche Diagnostics GmbH, Mannheim, Deutschland) gewonnen und im Abstand von 30 Minuten, einer, zwei und vier Stunden nach der Entnahme am i-STAT®-Blutanalysator (Abbott Diagnostics, Illinois, USA) mittels der Kartusche CG8⁺ (Abbott Diagnostics, Illinois, USA) gemessen (siehe Tabelle 34 und Tabelle 35).

Tabelle 34: Übersicht der gemessenen Daten (5 Messreihen) und daraus ermittelte Mittelwerte (MW), Standardabweichungen (Stab) und Variationskoeffizienten (VC) der zeitabhängigen Messung beim Kaninchen (n = 5) im Rahmen der Reproduzierbarkeit

zeitabhängige Messung Kaninchen								
Probe 1	Messung 1	Messung 2	Messung 3	Messung 4	Messung 5	MW	Stab	VC
Glu	7,3	7,1	7,0	6,1	5,2	6,54	0,88	13,44
Na ⁺	140	140	140	141	141	140,40	0,55	0,39
K ⁺	4,8	4,8	5,1	6,2	6,0	5,38	0,67	12,50
TCO ₂	18	16	17	19	20	18,00	1,58	8,78

Fortsetzung Tabelle 34: Übersicht der gemessenen Daten (5 Messreihen) und daraus ermittelte Mittelwerte (MW), Standardabweichungen (Stab) und Variationskoeffizienten (VC) der zeitabhängigen Messung beim Kaninchen ($n = 5$) im Rahmen der Reproduzierbarkeit

zeitabhängige Messung Kaninchen								
Probe 1	Messung 1	Messung 2	Messung 3	Messung 4	Messung 5	MW	Stab	VC
iCa ²⁺	1,71	1,70	1,70	1,71	1,76	1,72	0,03	1,46
Hct	0,33	0,33	0,36	0,36	0,34	0,34	0,02	4,41
Hb	112	112	122	122	116	116,80	5,02	4,30
pH	7,312	7,316	7,326	7,255	7,207	7,28	0,05	0,70
pCO ₂	4,38	4,04	4,05	5,42	6,21	4,82	0,96	19,92
pO ₂	6,6	10,1	/	5,0	5,6	6,83	2,28	33,42
HCO ₃ ⁻	16,6	15,5	15,9	18,0	18,5	16,90	1,31	7,73
BE _{efc}	-10	-11	-10	-9	-9	-9,80	0,84	-8,54
sO ₂	80	94	/	62	66	75,50	14,55	19,27
Probe 2	Messung 1	Messung 2	Messung 3	Messung 4	Messung 5	MW	Stab	VC
Glu	7,5	7,4	7,1	6,3	4,6	6,58	1,20	18,28
Na ⁺	141	140	142	141	141	141,00	0,71	0,50
K ⁺	5,0	4,9	4,9	4,7	4,5	4,80	0,20	4,17
TCO ₂	18	17	18	16	17	17,20	0,84	4,86
iCa ²⁺	1,70	1,72	1,72	1,72	1,69	1,71	0,01	0,83
Hct	0,30	0,30	0,31	0,31	0,34	0,31	0,02	5,27
Hb	102	102	105	105	116	106,00	5,79	5,46
pH	7,325	7,319	7,308	7,331	7,236	7,30	0,04	0,53
pCO ₂	4,37	4,21	4,45	3,73	4,90	4,33	0,42	9,76
pO ₂	5,8	7,7	7,7	15,8	13,3	10,06	4,26	42,39
HCO ₃ ⁻	17,1	16,2	16,7	14,8	15,6	16,08	0,91	5,66
BE _{efc}	-9	-10	-10	-11	-12	-10,40	1,14	-10,96
sO ₂	76	88	87	98	96	89,00	8,72	9,80
Probe 3	Messung 1	Messung 2	Messung 3	Messung 4	Messung 5	MW	Stab	VC
Glu	6,3	6,2	5,8	5,6	4,5	5,68	0,72	12,66
Na ⁺	143	140	142	141	140	141,20	1,30	0,92
K ⁺	5,7	6,0	5,7	5,9	5,8	5,82	0,13	2,24
TCO ₂	27	25	24	25	25	25,20	1,10	4,35
iCa ²⁺	1,88	1,78	1,84	1,81	1,82	1,83	0,04	2,03
Hct	0,34	0,32	0,35	0,34	0,35	0,34	0,01	3,60
Hb	116	109	119	116	119	115,80	4,09	3,53
pH	7,385	7,358	7,378	7,304	7,264	7,34	0,05	0,71
pCO ₂	5,63	5,69	5,26	6,43	6,96	5,99	0,69	11,46
pO ₂	3,3	4,2	5,0	4,1	4,1	4,14	0,60	14,55
HCO ₃ ⁻	25,3	24,0	23,2	23,9	23,6	24,00	0,79	3,29
BE _{efc}	0	-1	-2	-2	-3	-1,60	1,14	-71,26
sO ₂	44	57	70	51	49	54,20	9,98	18,42

Fortsetzung Tabelle 34: Übersicht der gemessenen Daten (5 Messreihen) und daraus ermittelte Mittelwerte (MW), Standardabweichungen (Stab) und Variationskoeffizienten (VC) der zeitabhängigen Messung beim Kaninchen ($n = 5$) im Rahmen der Reproduzierbarkeit (Daten Messung 2 der Probe 5 aufgrund Kartuschenfehlermeldung nicht vorhanden)

zeitabhängige Messung Kaninchen								
Probe 4	Messung 1	Messung 2	Messung 3	Messung 4	Messung 5	MW	Stab	VC
Glu	6,2	6,1	5,9	5,7	4,9	5,76	0,52	8,99
Na ⁺	140	142	140	140	141	140,60	0,89	0,64
K ⁺	5,3	5,5	5,1	5,0	4,8	5,14	0,27	5,26
TCO ₂	28	28	29	28	29	28,40	0,55	1,93
iCa ²⁺	1,75	1,70	1,79	1,74	1,76	1,75	0,03	1,87
Hct	0,30	0,30	0,31	0,34	0,32	0,31	0,02	5,33
Hb	102	102	105	116	109	106,80	5,89	5,52
pH	7,411	7,437	7,375	7,367	7,324	7,38	0,04	0,59
pCO ₂	5,67	5,24	6,19	6,24	7,09	6,09	0,69	11,42
pO ₂	4,9	5,5	4,7	5,2	5,6	5,18	0,38	7,40
HCO ₃ ⁻	27,0	26,5	27,2	26,9	27,7	27,06	0,44	1,62
BE _{efc}	-2	-2	-2	-2	-2	-2,00	0,00	0,00
sO ₂	71	78	65	71	73	71,60	4,67	6,52
Probe 5	Messung 1	Messung 2	Messung 3	Messung 4	Messung 5	MW	Stab	VC
Glu	6,9	/	6,4	6,1	5,4	6,20	0,63	10,12
Na ⁺	138	/	139	139	138	138,50	0,58	0,42
K ⁺	4,6	/	4,5	4,5	4,2	4,45	0,17	3,89
TCO ₂	21	/	21	20	20	20,50	0,58	2,82
iCa ²⁺	1,79	/	1,78	1,81	1,80	1,80	0,01	0,72
Hct	0,34	/	0,35	0,35	0,37	0,35	0,01	3,57
Hb	116	/	119	119	126	120,00	4,24	3,54
pH	7,249	/	7,231	7,235	7,176	7,22	0,03	0,44
pCO ₂	5,92	/	6,11	5,81	6,80	6,16	0,44	7,21
pO ₂	5,6	/	6,8	6,8	7,9	6,78	0,94	13,87
HCO ₃ ⁻	19,4	/	19,2	18,5	18,9	19,00	0,39	2,06
BE _{efc}	-8	/	-8	-9	-10	-8,75	0,96	-10,94
sO ₂	69	/	78	79	83	77,25	5,91	7,65

Tabelle 35: Übersicht der gemessenen Daten (5 Messreihen) und daraus ermittelte Mittelwerte (MW), Standardabweichungen (Stab) und Variationskoeffizienten (VC) der zeitabhängigen Messung beim Meerschweinchen ($n = 5$) im Rahmen der Reproduzierbarkeit

zeitabhängige Messung Meerschweinchen								
Probe 1	Messung 1	Messung 2	Messung 3	Messung 4	Messung 5	MW	Stab	VC
Glu	6,6	6,3	5,9	5,1	5,0	5,78	0,71	12,32
Na ⁺	135	135	135	136	135	135,20	0,45	0,33
K ⁺	6,0	5,8	5,7	5,9	5,8	5,84	0,11	1,95
TCO ₂	18	18	16	16	17	17,00	1,00	5,88
iCa ²⁺	1,01	1,01	0,99	1,02	1,01	1,01	0,01	1,09
Hct	0,37	0,38	0,37	0,39	0,39	0,38	0,01	2,63
Hb	126	129	126	133	133	129,40	3,51	2,71
pH	7,416	7,398	7,419	7,377	7,396	7,40	0,02	0,23
pCO ₂	3,62	3,76	3,13	3,39	3,24	3,43	0,26	7,62
pO ₂	3,6	4,0	5,1	11,3	4,9	5,78	3,15	54,46
HCO ₃ ⁻	17,5	17,4	15,2	14,9	14,7	15,94	1,39	8,72
BE _{efc}	-7	-7	-9	-10	-9	-8,40	1,34	-15,97
sO ₂	53	58	76	96	98	76,20	20,84	27,35
Probe 2	Messung 1	Messung 2	Messung 3	Messung 4	Messung 5	MW	Stab	VC
Glu	6,7	6,4	6,1	5,1	2,9	5,44	1,54	28,35
Na ⁺	140	139	138	138	139	138,80	0,84	0,60
K ⁺	4,4	4,5	4,6	4,7	5,5	4,74	0,44	9,27
TCO ₂	29	29	29	29	30	29,20	0,45	1,53
iCa ²⁺	1,56	1,56	1,48	1,47	1,40	1,49	0,07	4,53
Hct	0,37	0,34	0,36	0,40	0,37	0,37	0,02	5,89
Hb	126	116	122	136	126	125,20	7,29	5,83
pH	7,449	7,443	7,422	7,382	7,32	7,40	0,05	0,72
pCO ₂	5,28	5,49	5,64	6,11	7,24	5,95	0,78	13,14
pO ₂	3,9	5,0	6,1	6,8	12,4	6,84	3,30	48,21
HCO ₃ ⁻	27,5	28,2	27,6	27,3	28,0	27,72	0,37	1,34
BE _{efc}	4	4	3	2	2	3,00	1,00	33,33
sO ₂	58	73	82	85	96	78,80	14,24	18,07
Probe 3	Messung 1	Messung 2	Messung 3	Messung 4	Messung 5	MW	Stab	VC
Glu	6,7	6,5	6,3	5,7	4,4	5,92	0,93	15,68
Na ⁺	142	143	141	142	140	141,60	1,14	0,81
K ⁺	4,9	4,9	4,9	4,9	5,1	4,94	0,09	1,81
TCO ₂	31	30	30	29	28	29,60	1,14	3,85
iCa ²⁺	1,59	1,58	1,54	1,53	1,49	1,55	0,04	2,61
Hct	0,37	0,34	0,36	0,37	0,38	0,36	0,02	4,17
Hb	126	116	122	126	129	123,80	5,02	4,05
pH	7,312	7,305	7,285	7,276	7,245	7,28	0,03	0,36
pCO ₂	7,61	7,63	7,83	7,77	8,14	7,80	0,21	2,74
pO ₂	3,3	4,5	4,9	5,8	19,1	7,52	6,54	86,91

Fortsetzung Tabelle 35: Übersicht der gemessenen Daten (5 Messreihen) und daraus ermittelte Mittelwerte (MW), Standardabweichungen (Stab) und Variationskoeffizienten (VC) der zeitabhängigen Messung beim Meerschweinchen ($n = 5$) im Rahmen der Reproduzierbarkeit

zeitabhängige Messung Meerschweinchen								
Probe 3	Messung 1	Messung 2	Messung 3	Messung 4	Messung 5	MW	Stab	VC
HCO ₃ ⁻	28,9	28,5	27,9	27,2	26,5	27,80	0,97	3,49
BE _{efc}	3	2	1	0	-1	1,00	1,58	158,11
sO ₂	38	58	62	72	99	65,80	22,30	33,89
Probe 4	Messung 1	Messung 2	Messung 3	Messung 4	Messung 5	MW	Stab	VC
Glu	7,9	7,4	7,0	6,5	5,2	6,80	1,03	15,18
Na ⁺	146	145	145	144	143	144,60	1,14	0,79
K ⁺	5,2	4,9	5,0	4,8	4,7	4,92	0,19	3,91
TCO ₂	21	20	19	19	18	19,40	1,14	5,88
iCa ²⁺	1,56	1,51	1,42	1,53	1,49	1,50	0,05	3,50
Hct	0,43	0,38	0,45	0,41	0,46	0,43	0,03	7,53
Hb	146	129	153	139	156	144,60	10,92	7,55
pH	7,241	7,254	7,247	7,205	7,146	7,22	0,04	0,62
pCO ₂	5,98	5,54	5,47	5,98	6,44	5,88	0,39	6,68
pO ₂	2,8	4,3	4,4	5,1	21	7,52	7,58	100,82
HCO ₃ ⁻	19,3	18,4	17,9	17,7	16,7	18,00	0,95	5,30
BE _{efc}	-8	-9	-9	-10	-12	-9,60	1,52	-15,80
sO ₂	27	53	54	61	99	58,80	25,93	44,09
Probe 5	Messung 1	Messung 2	Messung 3	Messung 4	Messung 5	MW	Stab	VC
Glu	6,3	6,2	5,9	5,1	3,9	5,48	1,00	18,27
Na ⁺	142	142	140	141	139	140,80	1,30	0,93
K ⁺	4,8	4,9	4,8	4,8	5,1	4,88	0,13	2,67
TCO ₂	30	27	28	28	27	28,00	1,22	4,37
iCa ²⁺	1,47	1,48	1,57	1,54	1,49	1,51	0,04	2,85
Hct	0,42	0,39	0,39	0,39	0,43	0,40	0,02	4,83
Hb	143	133	133	133	146	137,60	6,39	4,64
pH	7,379	7,408	7,361	7,333	7,295	7,36	0,04	0,59
pCO ₂	6,49	5,45	6,18	6,58	7,05	6,35	0,59	9,32
pO ₂	2,6	4,5	4,4	6,3	23,1	8,18	8,44	103,21
HCO ₃ ⁻	28,7	25,8	26,2	26,2	25,7	26,52	1,24	4,67
BE _{efc}	4	1	1	0	-1	1,00	1,87	187,08
sO ₂	30	66	61	80	99	67,20	25,49	37,93

Die zeitabhängige Messung ergab beim **Kaninchen** für die Parameter Na⁺, K⁺, TCO₂, iCa²⁺, Hkt, Hb, pH-Wert und HCO₃⁻ mit einem durchschnittlichen VC ≤ 10 % eine gute Reproduzierbarkeit der Daten. Glc, pCO₂, pO₂, BE_{efc} und sO₂ waren mit einem durchschnittlichen VC > 10 nicht gut reproduzierbar (siehe Tabelle 36)

Beim **Meerschweinchen** ergab die Auswertung ebenfalls für die Parameter Na⁺, K⁺, TCO₂, iCa²⁺, Hkt, Hb, pH-Wert, pCO₂ und HCO₃⁻ mit einem durchschnittlichen VC ≤ 10 % eine gute Reproduzierbarkeit der Messergebnisse. Glc, pO₂, BE_{efc} und sO₂ waren mit einem durchschnittlichen VC > 10 nicht gut reproduzierbar (siehe Tabelle 36).

Tabelle 36: Reproduzierbarkeit der Zeitspanne zwischen Probenentnahme und Messung bei Kaninchen und Meerschweinchen anhand des durchschnittlichen VC (grau unterlegt = gute Reproduzierbarkeit (VC ≤ 10 %); n = Anzahl der Tiere)

Zeitspanne zwischen Probenentnahme und Messung		
	Kaninchen (n = 5)	Meerschweinchen (n = 5)
Parameter	durchschnittlicher VC	durchschnittlicher VC
Glc	12,70	17,96
Na ⁺	0,57	0,69
K ⁺	5,61	3,92
TCO ₂	4,55	4,30
iCa ²⁺	1,38	2,92
Hkt	4,44	5,01
Hb	4,47	4,96
pH	0,59	0,50
pCO ₂	11,95	7,90
pO ₂	22,33	78,72
HCO ₃ ⁻	4,07	4,70
BE _{efc}	20,34	69,35
sO ₂	12,33	32,26

2.2. Einfluss der Entnahmetechnik

Bei der Überprüfung der Ergebnisse der Blutgasbestimmung mit zwei unterschiedlichen Blutentnahmemethoden (Blutgasspritze/Kapillare) beim **Kaninchen** ergab sich laut Pearson's Korrelationskoeffizienten eine gute Übereinstimmung ($r \geq 0,6$ und $p < 0,05$) für die Parameter Glc, K⁺, TCO₂, iCa²⁺, HCO₃⁻ und BE_{efc}. Die restlichen Parameter zeigten bis auf den pH-Wert, trotz guter Korrelation ($r \geq 0,6$), keine signifikante Übereinstimmung der Werte ($p > 0,05$) (siehe Tabelle 37).

Tabelle 37: Übereinstimmung und Korrelation der Entnahmetechnik zwischen Blutgasspritze und Kapillare und Median beim Kaninchen (grau hinterlegt = gute Übereinstimmung ($r \geq 0,6$ und $p < 0,05$); n = Anzahl der Tiere)

Parameter	Kaninchen (n = 5)			
	Median (Blutgasspritze)	Median (Kapillare)	Korrelation	p-Wert
Glc	6,9	6,9	0,950	0,013
Na ⁺	140	139	0,809	0,097
K ⁺	5,0	4,8	0,930	0,022
TCO ₂	21	21	0,932	0,026
iCa ²⁺	1,75	1,74	0,895	0,040
Hkt	0,33	0,31	0,802	0,103
Hb	112	105	0,786	0,115
pH	7,325	7,286	0,591	0,294
pCO ₂	5,63	5,99	0,646	0,239
pO ₂	5,6	4,9	0,822	0,088
HCO ₃ ⁻	19,4	20,1	0,951	0,013
BE _{efc}	-8	-7	0,914	0,030
sO ₂	71	66	0,625	0,26

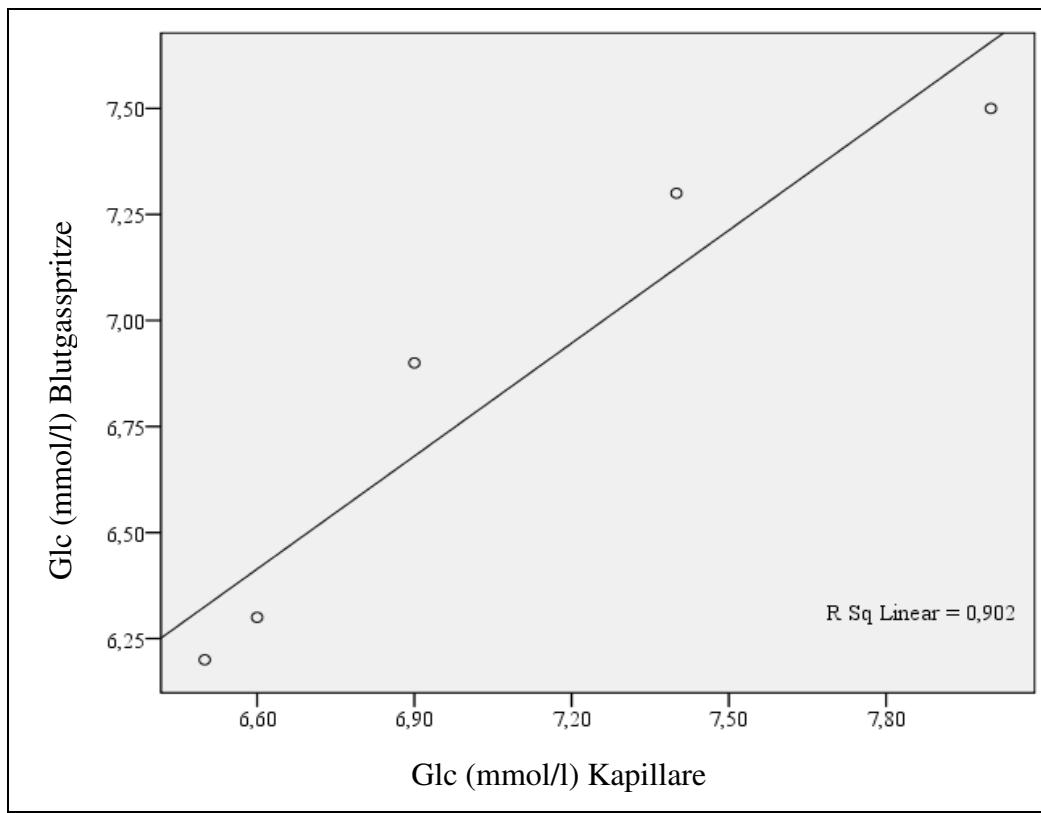


Abbildung 11: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für Glc (mmol/l) beim Kaninchen ($n = 5$)

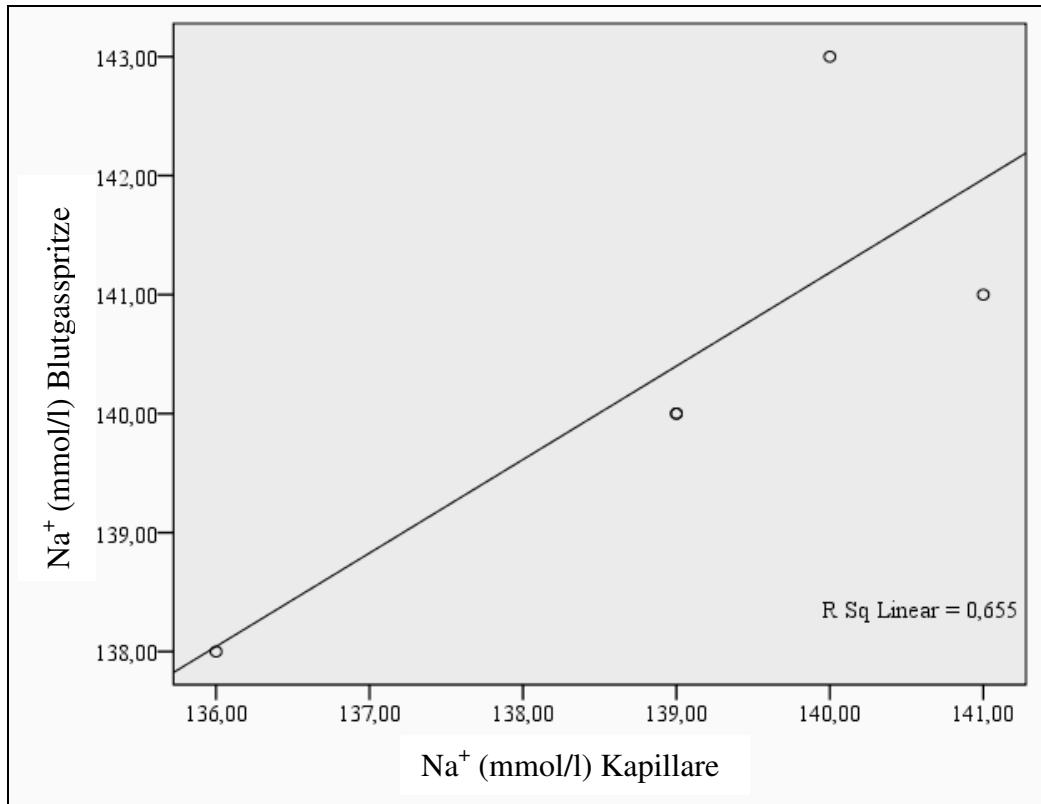


Abbildung 12: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für Na^+ (mmol/l) beim Kaninchen ($n = 5$)

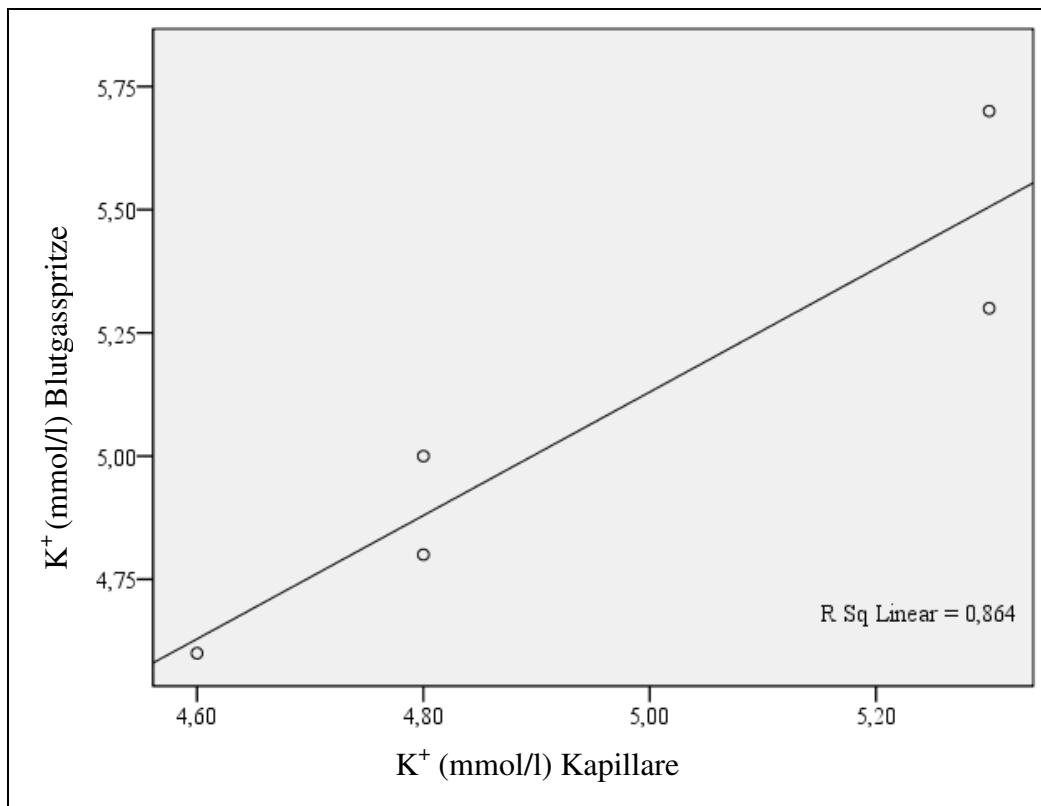


Abbildung 13: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für K⁺ (mmol/l) beim Kaninchen (n = 5)

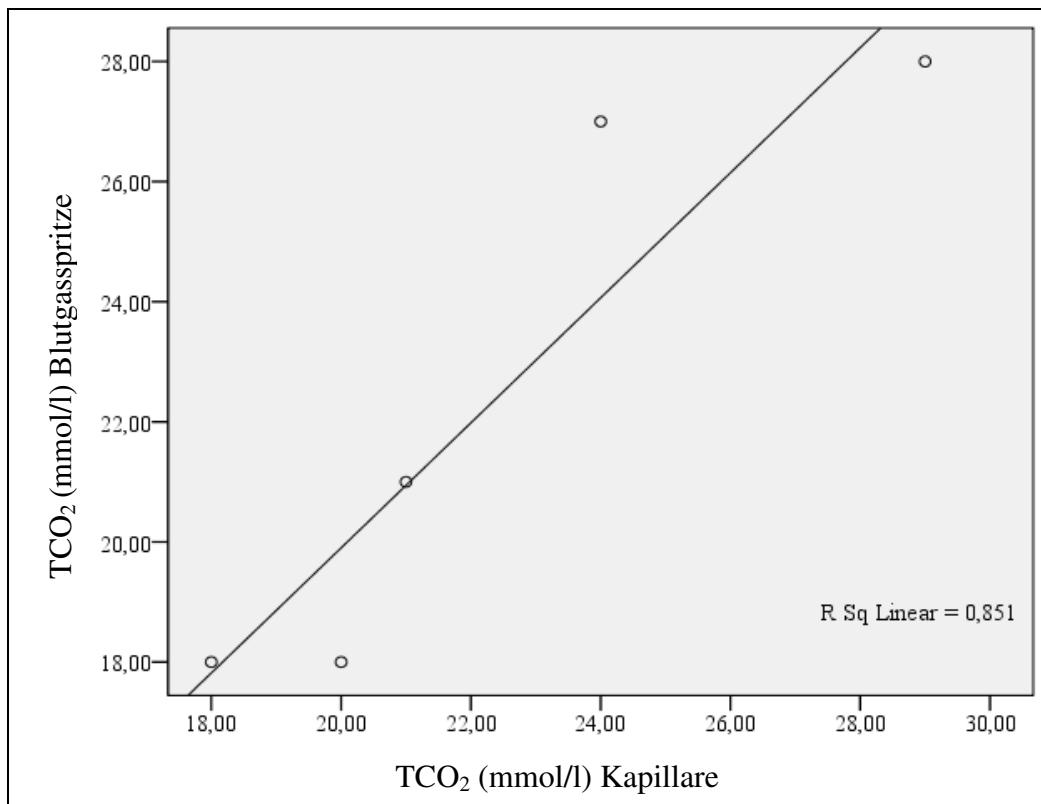


Abbildung 14: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für TCO₂ (mmol/l) beim Kaninchen (n = 5)

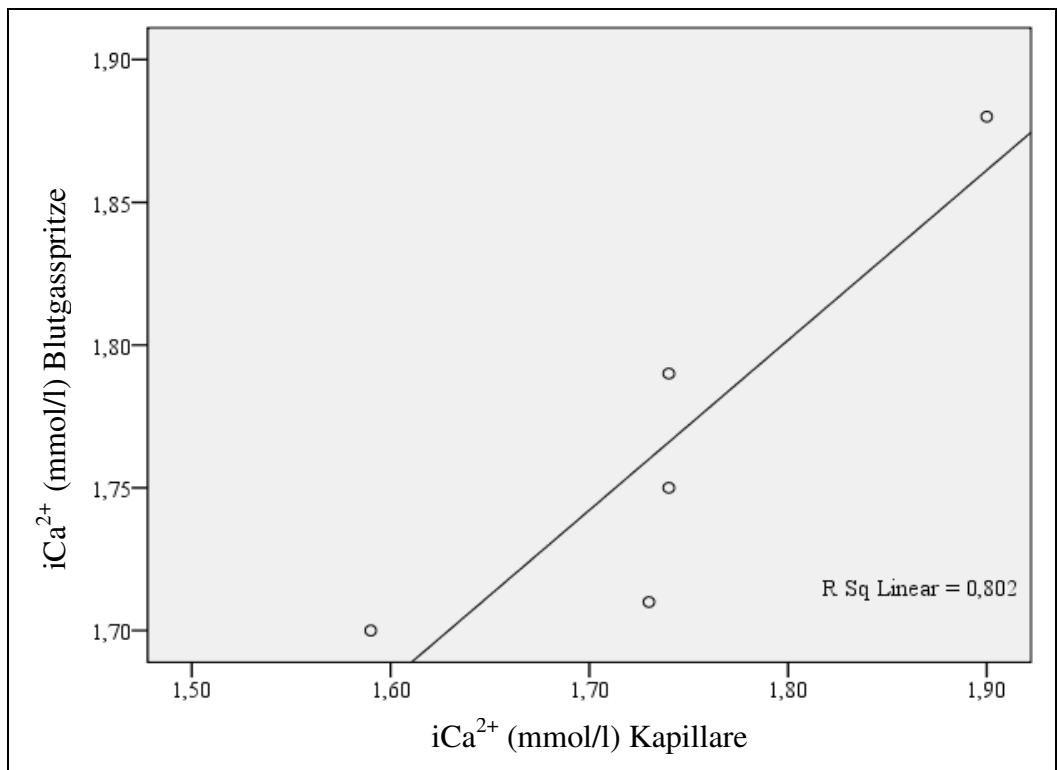


Abbildung 15: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für iCa²⁺ (mmol/l) beim Kaninchen (n = 5)

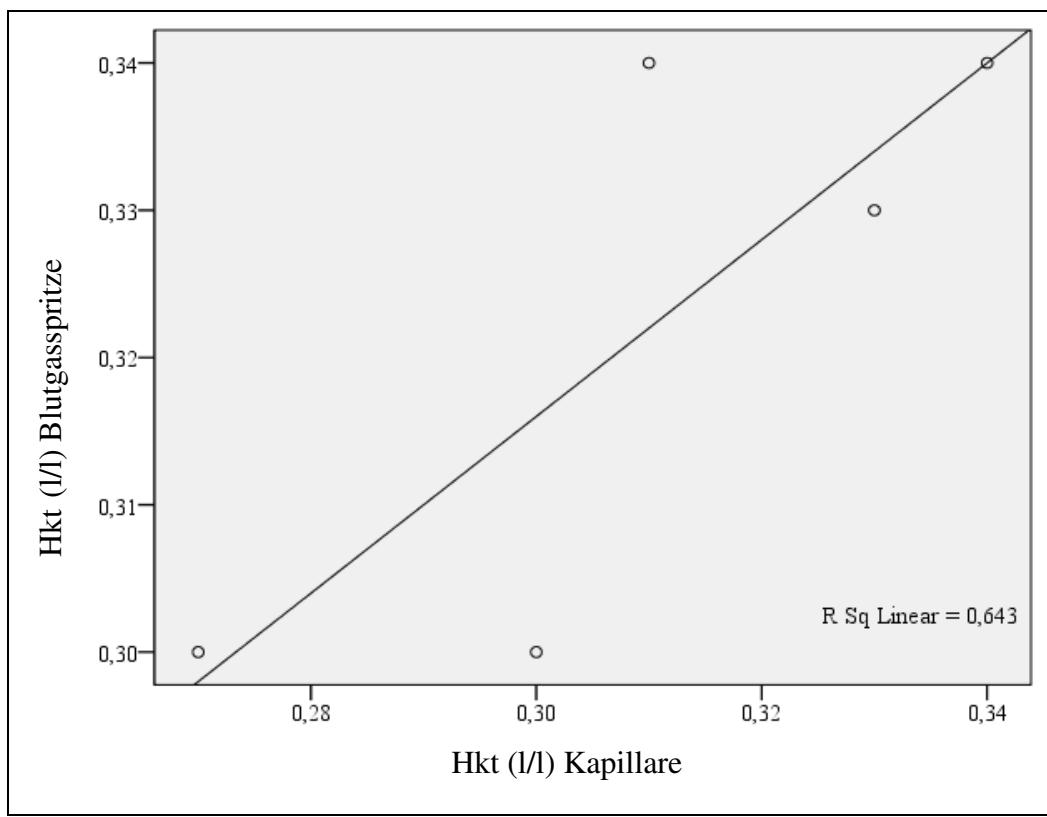


Abbildung 16: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für Hkt (l/l) beim Kaninchen (n = 5)

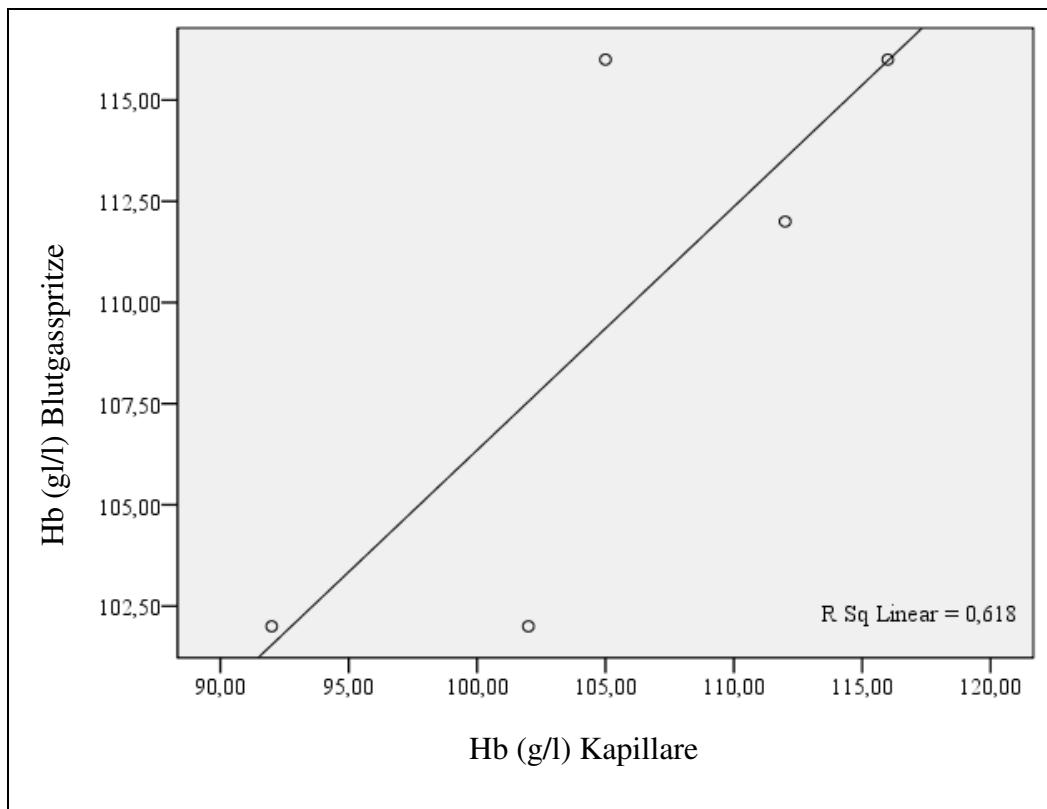


Abbildung 17: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für Hb (g/l) beim Kaninchen ($n = 5$)

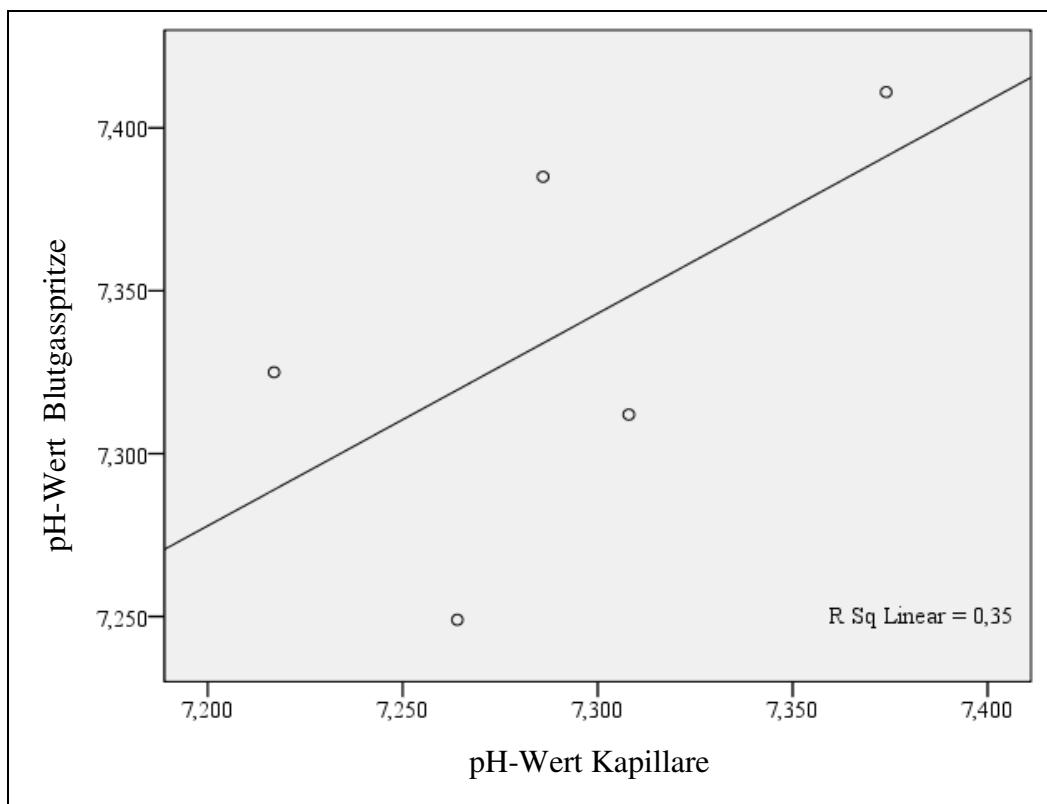


Abbildung 18: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für pH-Wert beim Kaninchen ($n = 5$)

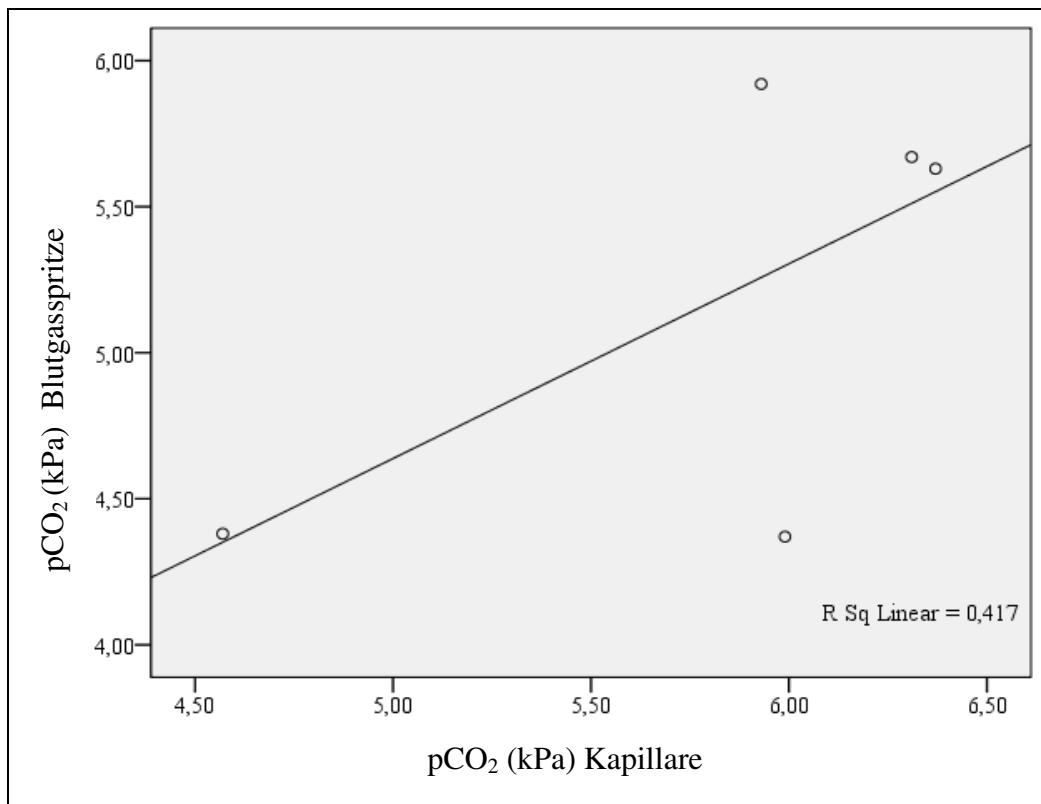


Abbildung 19: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für pCO₂ (kPa) beim Kaninchen (n = 5)

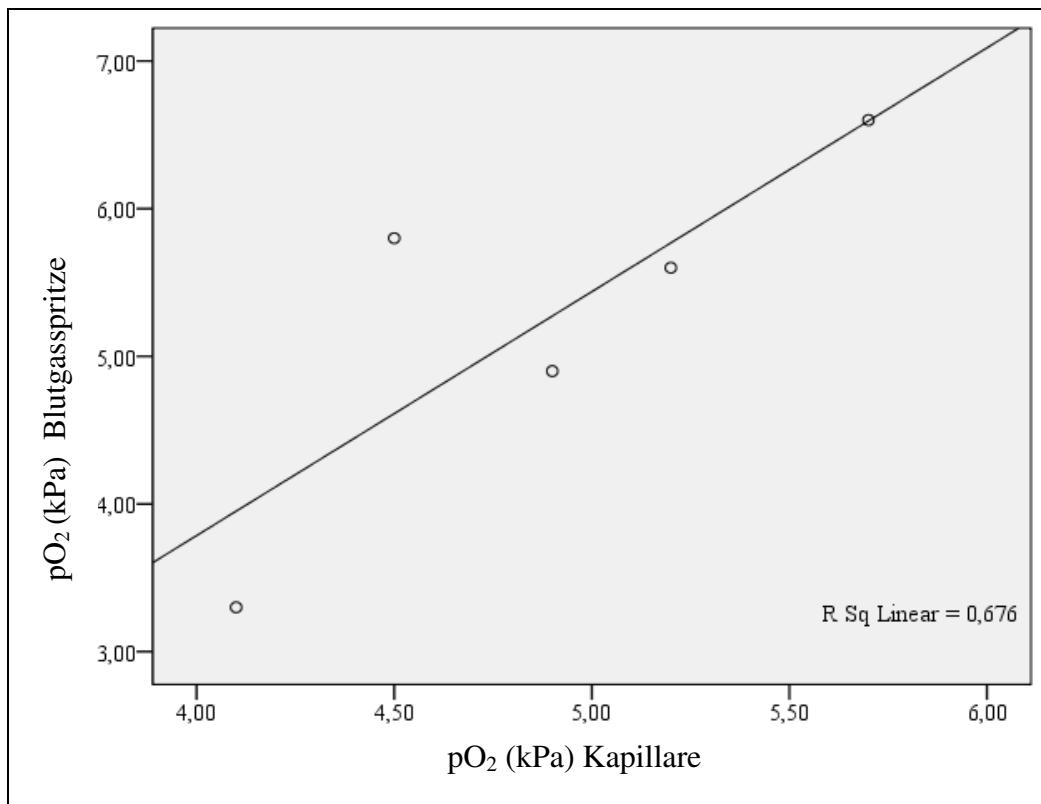


Abbildung 20: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für pO₂ (kPa) beim Kaninchen (n = 5)

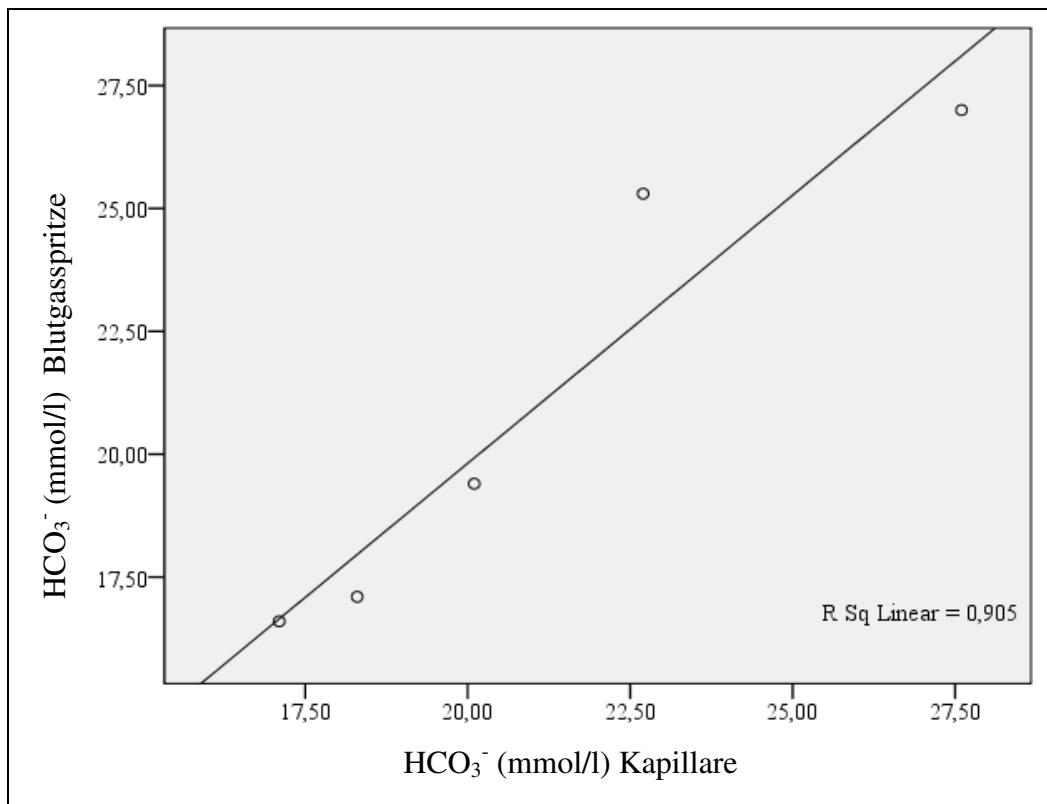


Abbildung 21: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für HCO_3^- (mmol/l) beim Kaninchen ($n = 5$)

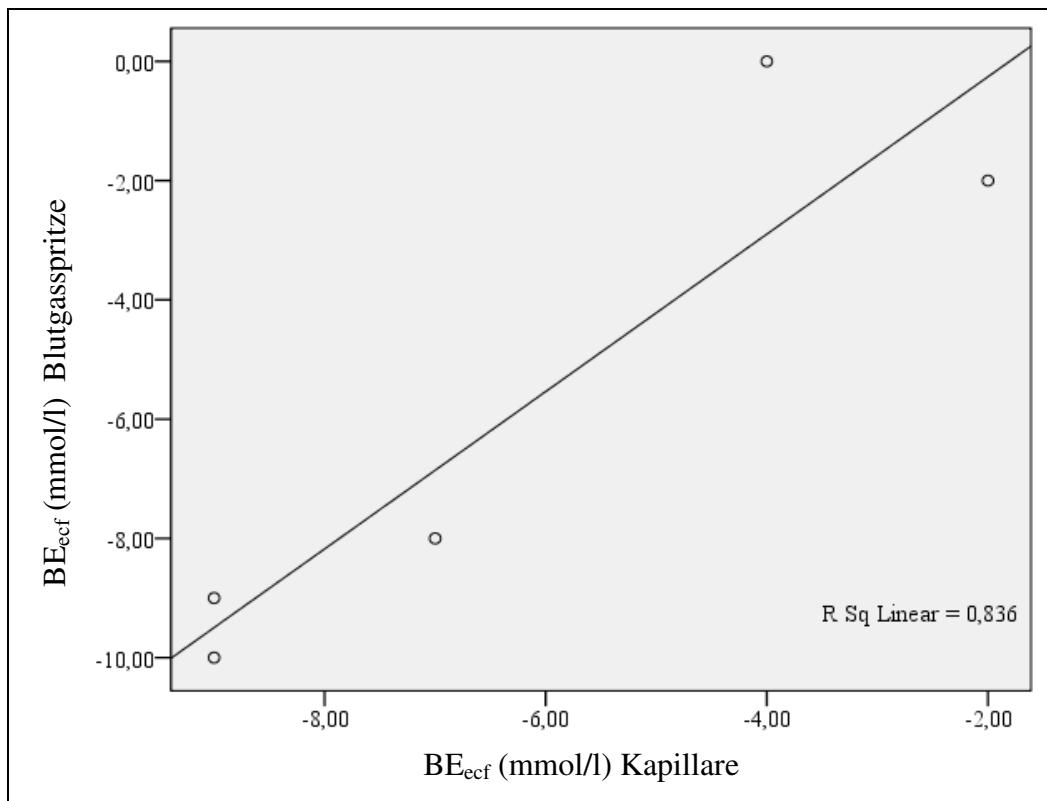


Abbildung 22: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für BE_{ecf} (mmol/l) beim Kaninchen ($n = 5$)

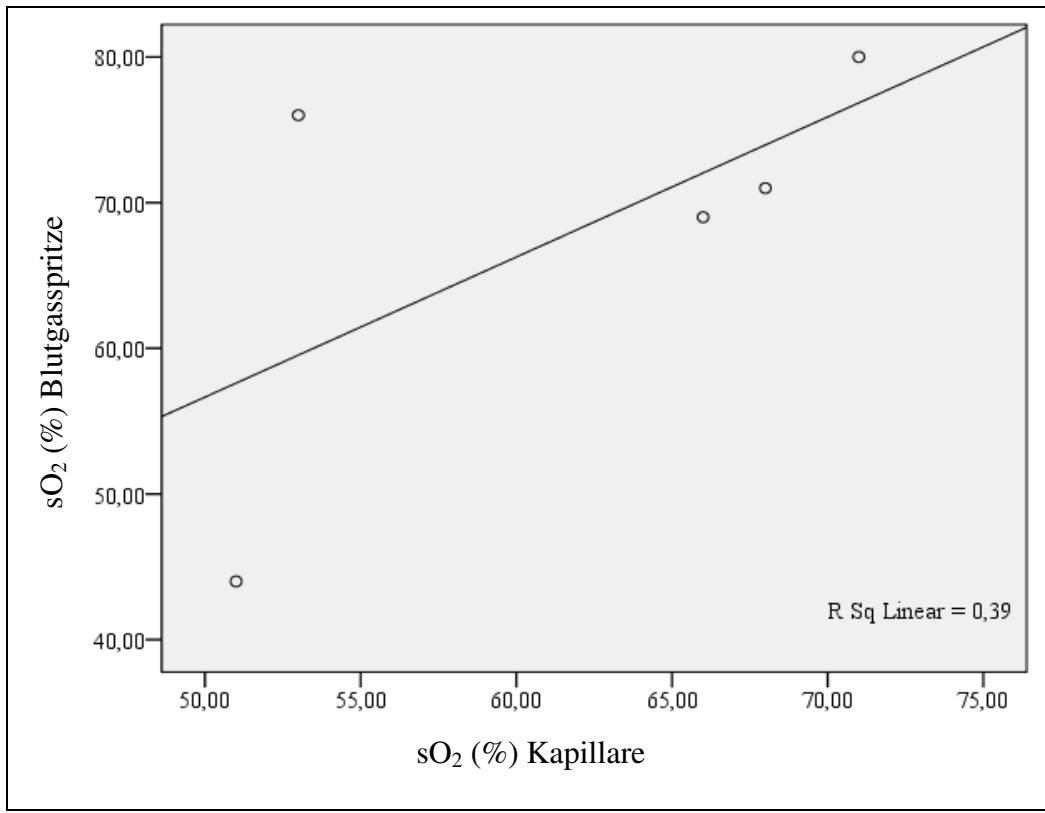


Abbildung 23: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für sO₂ (%) beim Kaninchen (n = 5)

Bei der Überprüfung der Ergebnisse der Blutgasbestimmung mit zwei unterschiedlichen Blutentnahmemethoden (Blutgasspritze/Kapillare) beim **Meerschweinchen** ergab sich laut Pearson's Korrelationskoeffizienten eine gute Übereinstimmung ($r \geq 0,6$ und $p < 0,05$) für die Parameter Glc, Hkt und Hb. Die restlichen Parameter wiesen keine signifikante Übereinstimmung der Werte auf ($p > 0,05$). Eine gute Korrelation ($r \geq 0,6$) zeigte sich nur bei Na^+ , TCO_2 und HCO_3^- (siehe Tabelle 38).

Tabelle 38: Übereinstimmung und Korrelation der Entnahmetechnik zwischen Blutgasspritze und Kapillare und Median beim Meerschweinchen (grau hinterlegt = gute Übereinstimmung ($r \geq 0,6$ und $p < 0,05$); n = Anzahl der Tiere)

Parameter	Meerschweinchen (n = 5)			
	Median (Blutgasspritze)	Median (Kapillare)	Korrelation	p-Wert
Glc	6,3	7,0	0,890	0,043
Na^+	140	139	0,811	0,096
K^+	4,9	4,8	-0,504	0,387
TCO_2	30	31	0,797	0,106
iCa^{2+}	1,56	1,56	-0,327	0,591
Hkt	0,35	0,39	0,993	0,001
Hb	119	133	0,994	0,001
pH	7,385	7,360	0,53	0,358
pCO_2	6,7	6,9	0,527	0,361
pO_2	3,9	4,5	-0,613	0,271
HCO_3^-	28,5	29,2	0,820	0,089
BE_{efc}	4	4	0,499	0,392
sO_2	50	55	-0,366	0,544

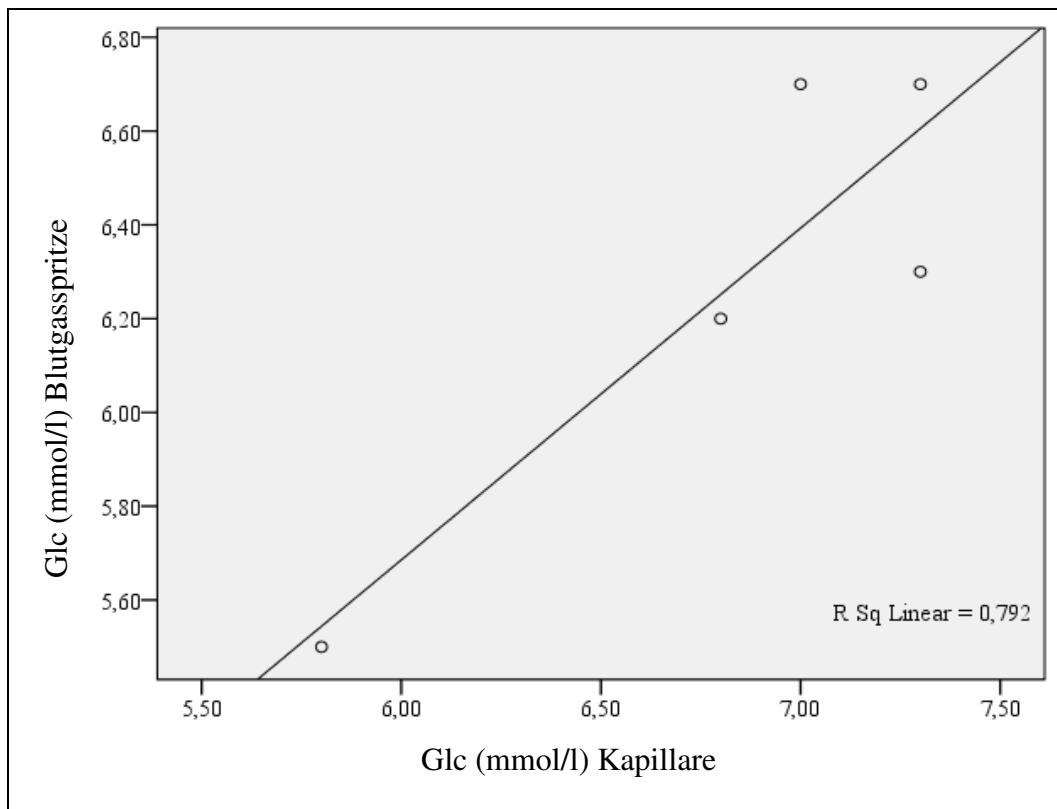


Abbildung 24: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für Glc (mmol/l) beim Meerschweinchen ($n = 5$)

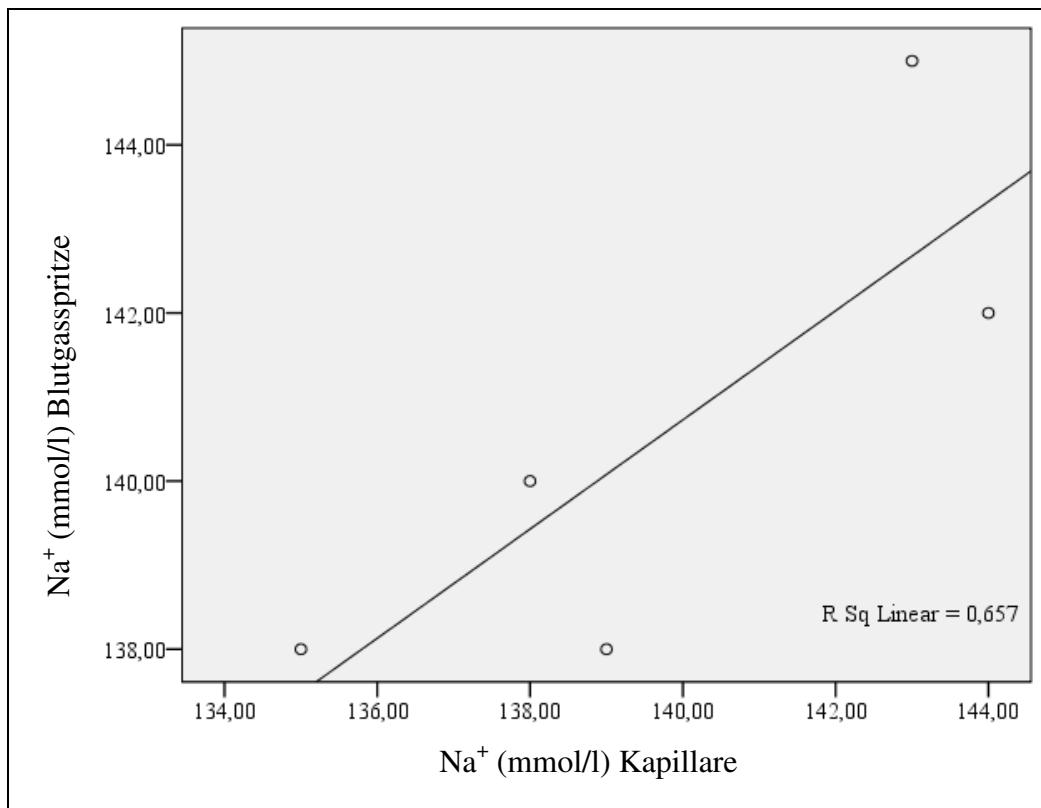


Abbildung 25: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für Na^+ (mmol/l) beim Meerschweinchen ($n = 5$)

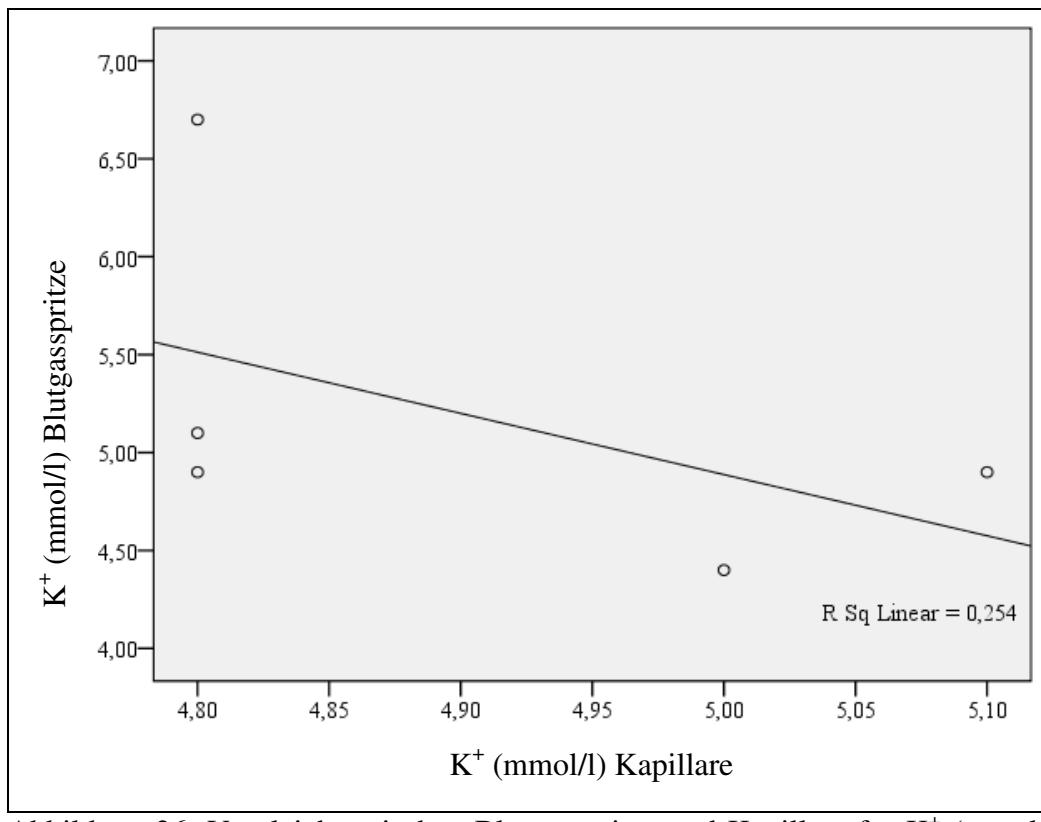


Abbildung 26: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für K^+ (mmol/l) beim Meerschweinchen ($n = 5$)

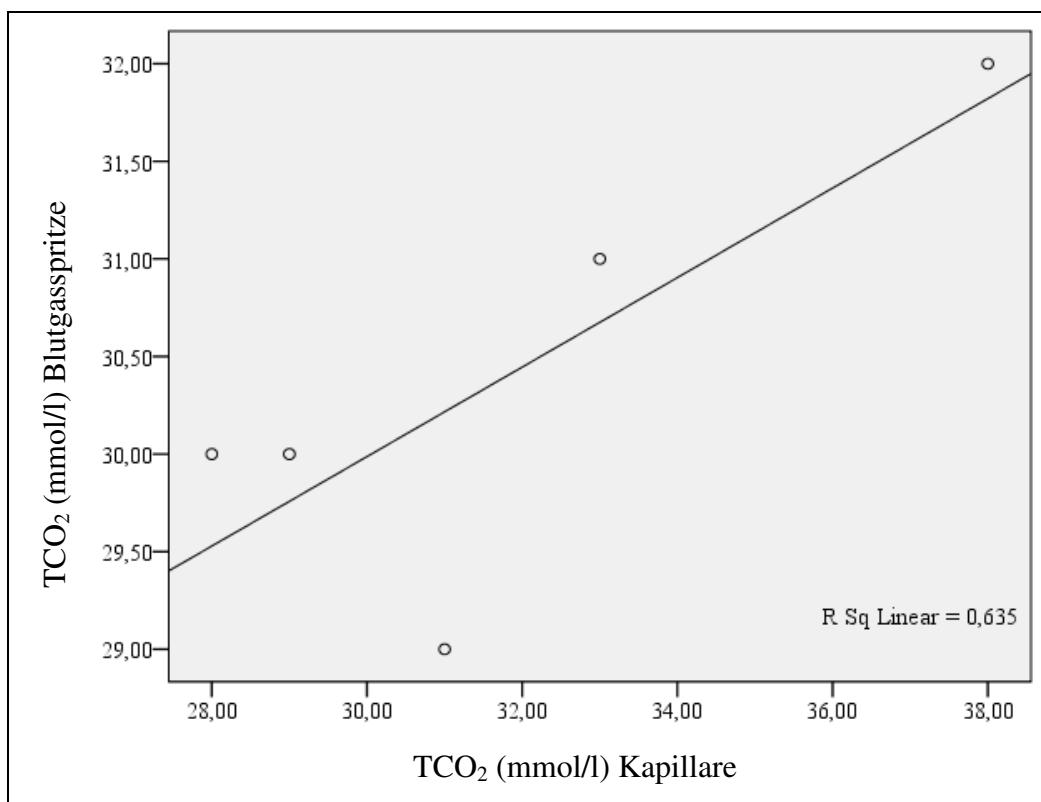


Abbildung 27: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für TCO_2 (mmol/l) beim Meerschweinchen ($n = 5$)

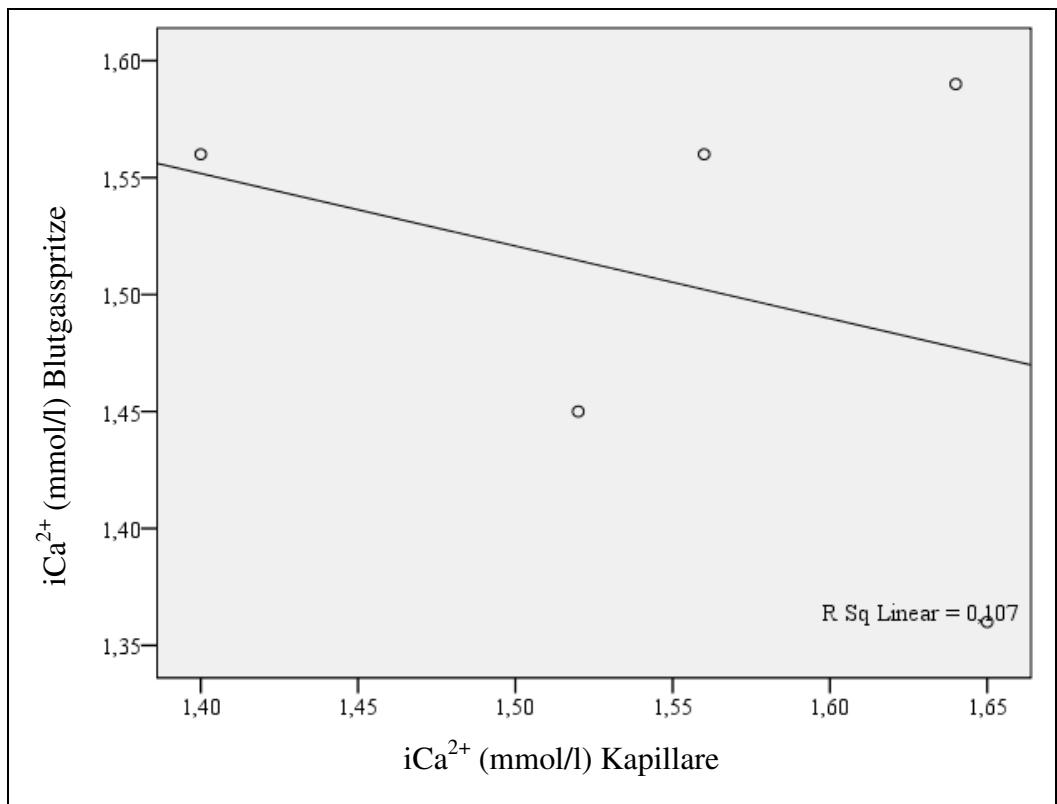


Abbildung 28: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für iCa²⁺ (mmol/l) beim Meerschweinchen (n = 5)

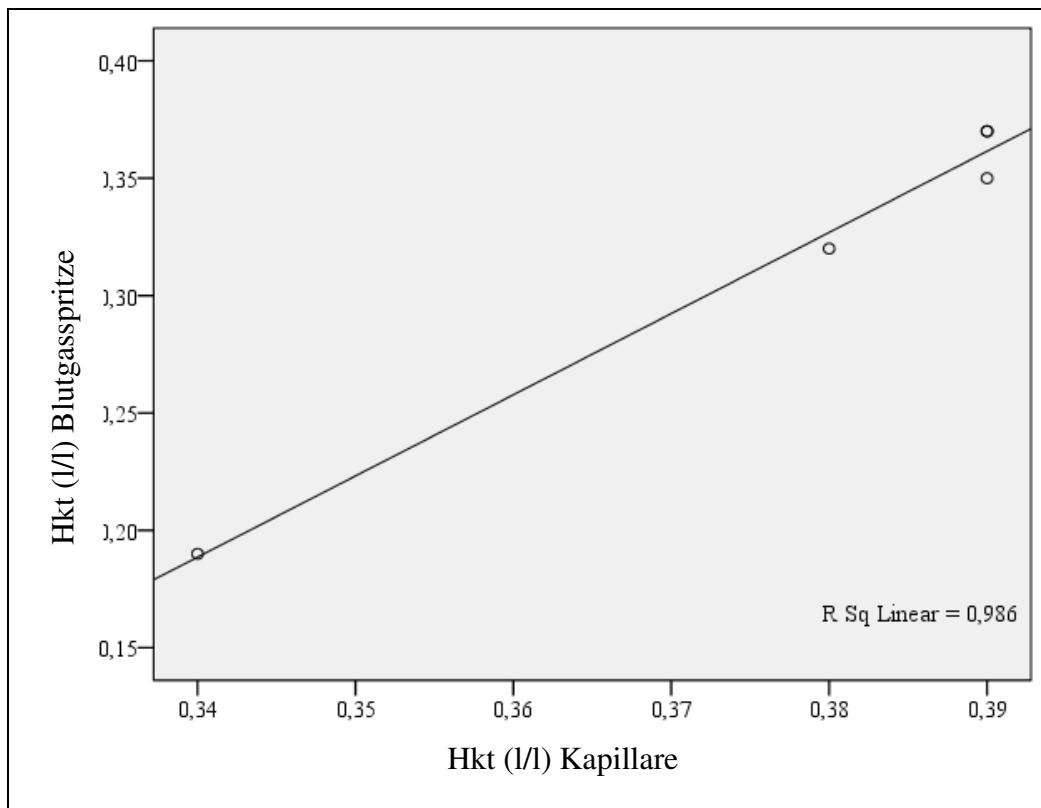


Abbildung 29: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für Hkt (l/l) beim Meerschweinchen (n = 5)

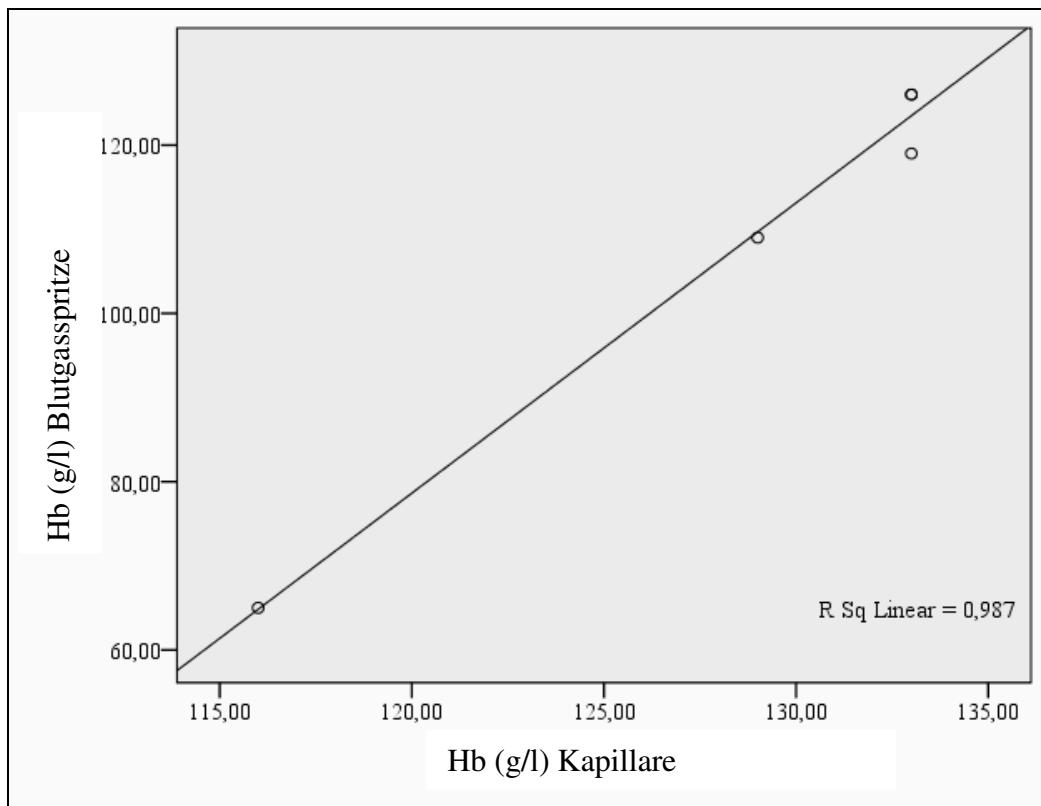


Abbildung 30: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für Hb (g/l) beim Meerschweinchen ($n = 5$)

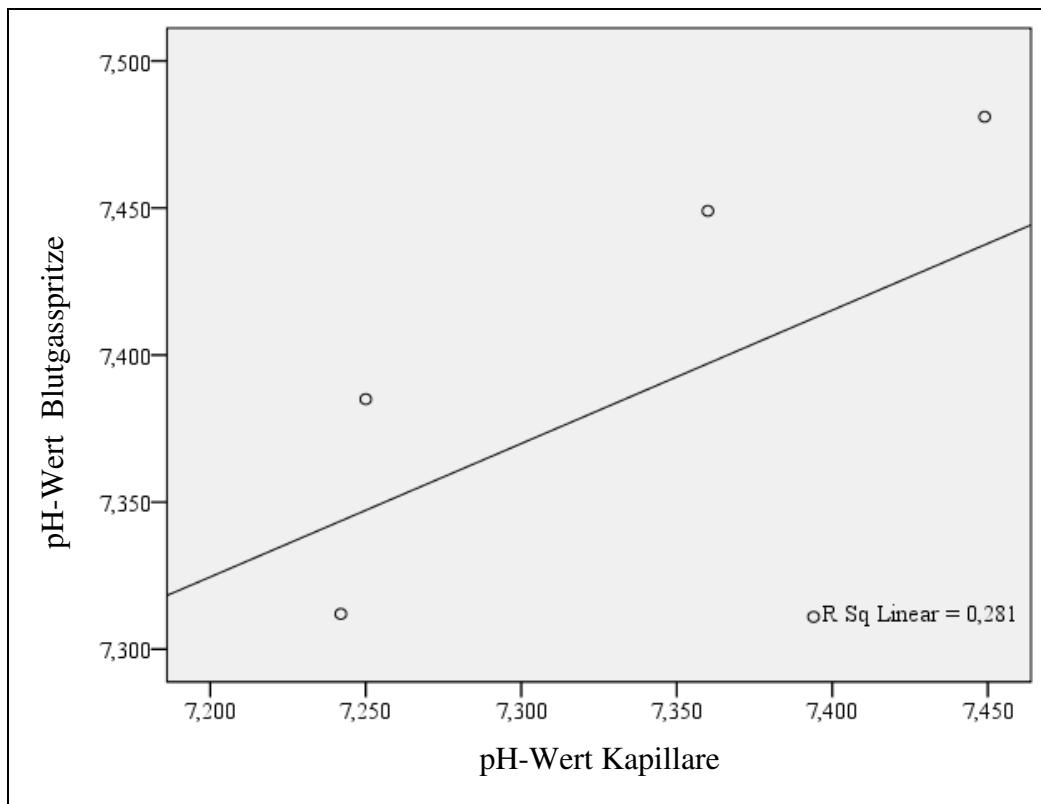


Abbildung 31: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für pH-Wert beim Meerschweinchen ($n = 5$)

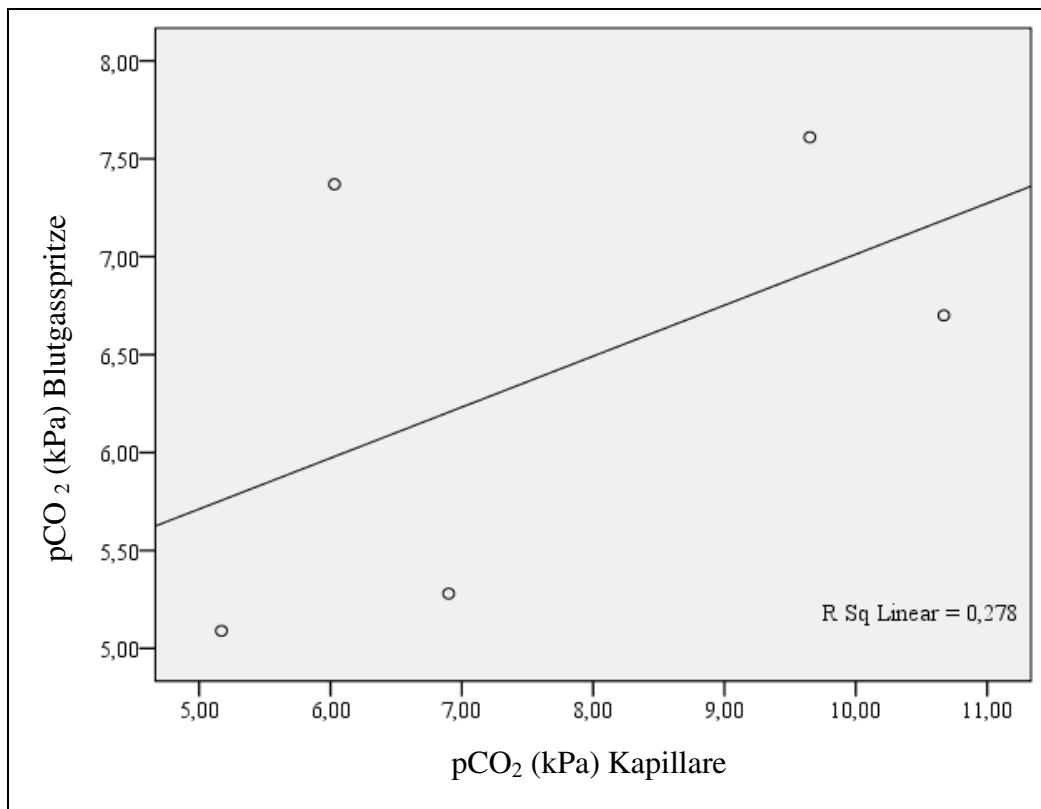


Abbildung 32: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für $p\text{CO}_2$ (kPa) beim Meerschweinchen ($n = 5$)

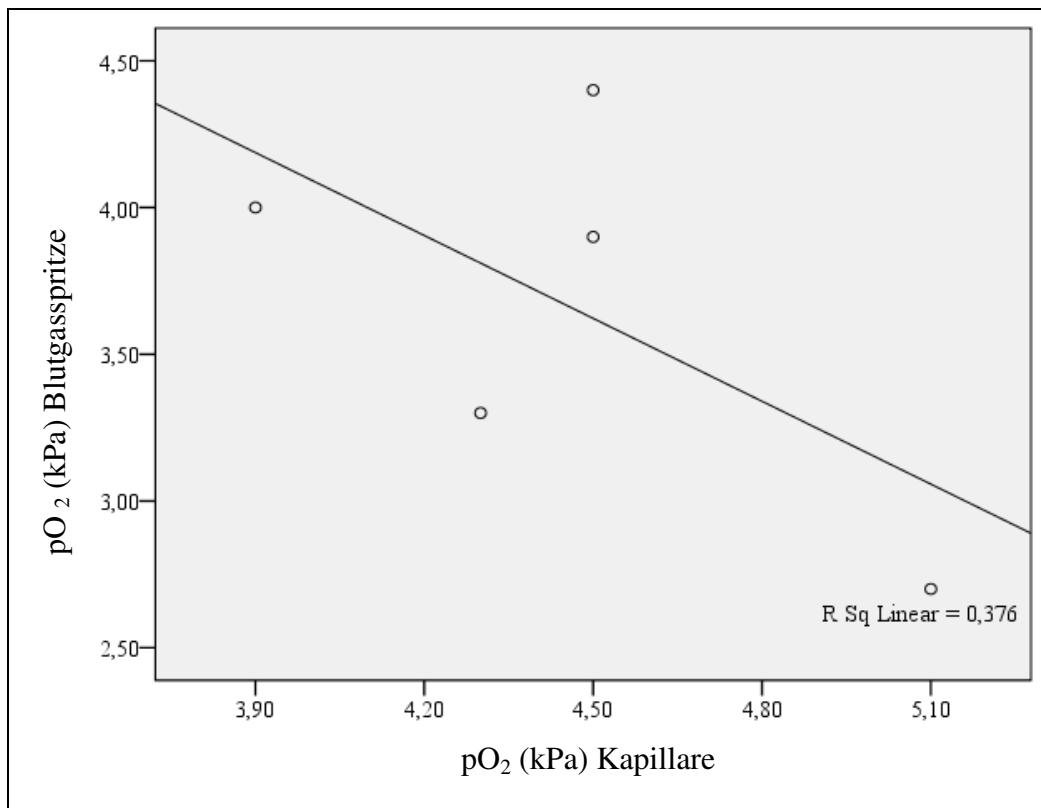


Abbildung 33: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für $p\text{O}_2$ (kPa) beim Meerschweinchen ($n = 5$)

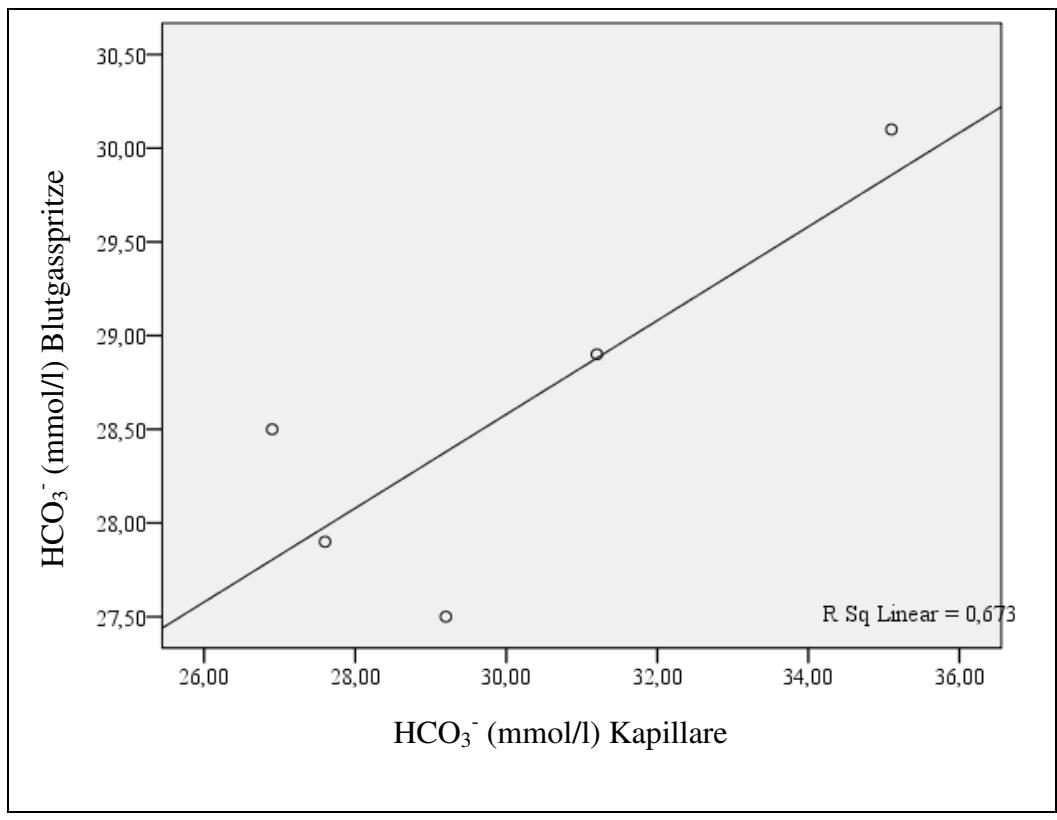


Abbildung 34: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für HCO_3^- (mmol/l) beim Meerschweinchen ($n = 5$)

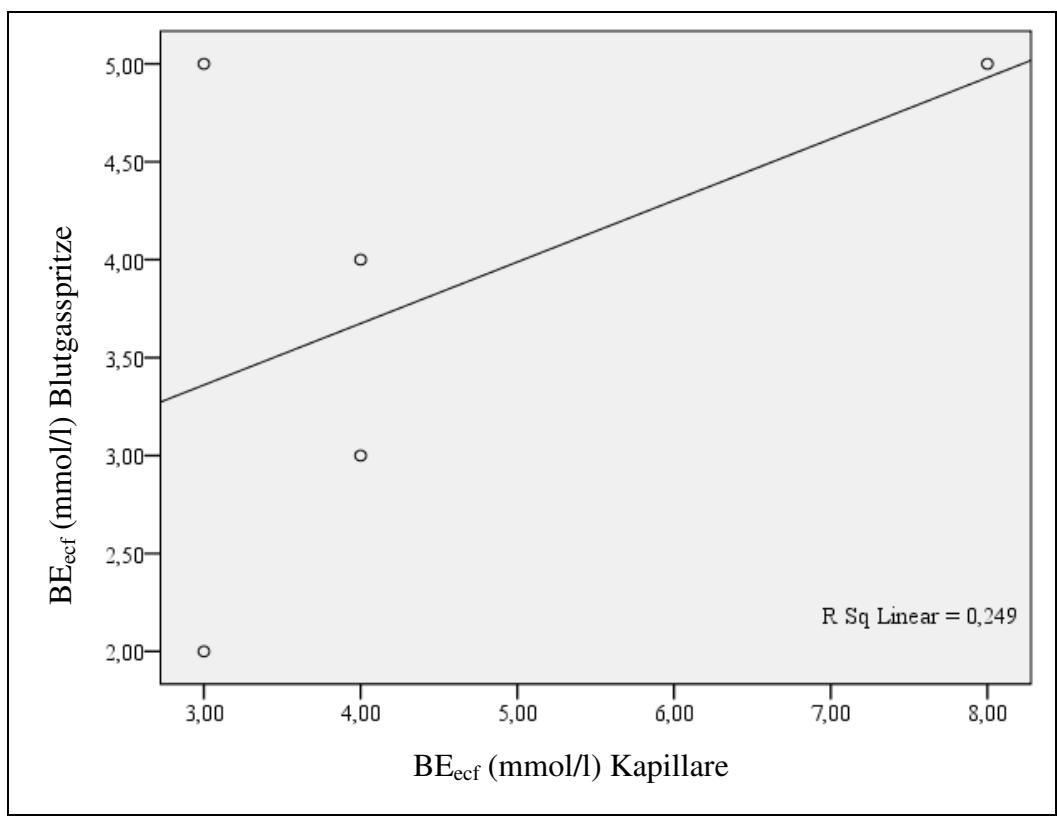


Abbildung 35: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für BE_{ecf} (mmol/l) beim Meerschweinchen ($n = 5$)

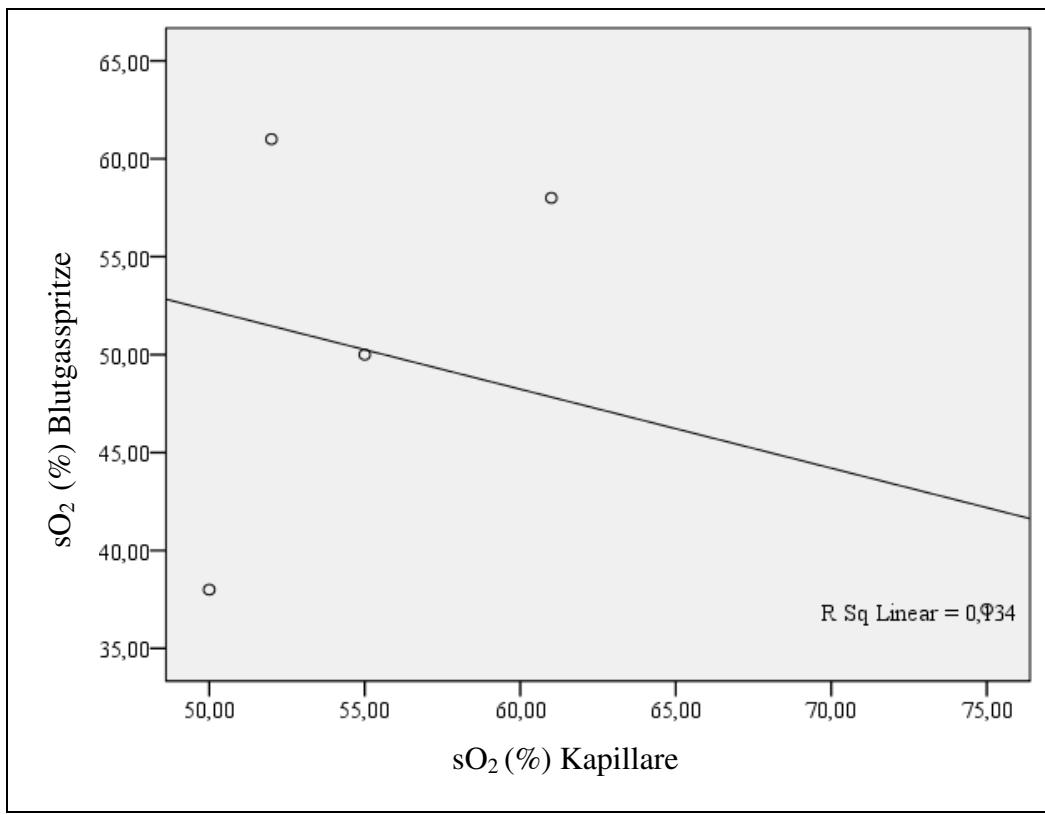


Abbildung 36: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für sO₂ (%) beim Meerschweinchen (n = 5)

3. Methodenvergleich

Es wurde ein Vergleich mit anderen Laborgeräten durchgeführt, sowie eine Vergleichsuntersuchung zwischen arteriellen und venösen Blutproben beim Kaninchen.

3.1. GEM® Premier 3000 Model 5700

Die Überprüfung der Ergebnisse der Blutgasbestimmung mit zwei unterschiedlichen Geräten (i-STAT®/GEM® Premier 3000 Model 5700) beim **Kaninchen** ergab sich laut Pearson's Korrelationskoeffizienten eine gute Übereinstimmung ($r \geq 0,6$ und $p < 0,05$) für die Parameter Glc, K⁺, TCO₂, pCO₂, pO₂, HCO₃⁻, BE_{efc} und sO₂. Die restlichen Parameter wiesen trotz guter Korrelation ($r \geq 0,6$) keine signifikante Übereinstimmung der Werte auf ($p > 0,05$) (siehe Tabelle 39).

Tabelle 39: Übereinstimmung und Korrelation des Gerätevergleiches zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model 5700 und Median beim Kaninchen (grau hinterlegt = gute Übereinstimmung ($r \geq 0,6$ und $p < 0,05$); n = Anzahl der Tiere)

Parameter	Kaninchen (n = 5)			
	Median (i-STAT®)	Median (GEM®)	Korrelation	p-Wert
Glc	6,9	6,8	0,992	0,001
Na ⁺	140	140	0,830	0,082
K ⁺	5	5	0,976	0,004
TCO ₂	21,0	22,4	0,939	0,018
iCa ²⁺	1,75	1,69	0,855	0,065
Hkt	0,33	0,33	0,818	0,090
pH	7,325	7,320	0,852	0,067
pCO ₂	5,63	6,13	0,975	0,005
pO ₂	5,60	5,99	0,938	0,019
HCO ₃ ⁻	19,4	20,9	0,952	0,012
BE _{efc}	-8	-6,7	0,996	<0,001
sO ₂	71	71	0,932	0,021

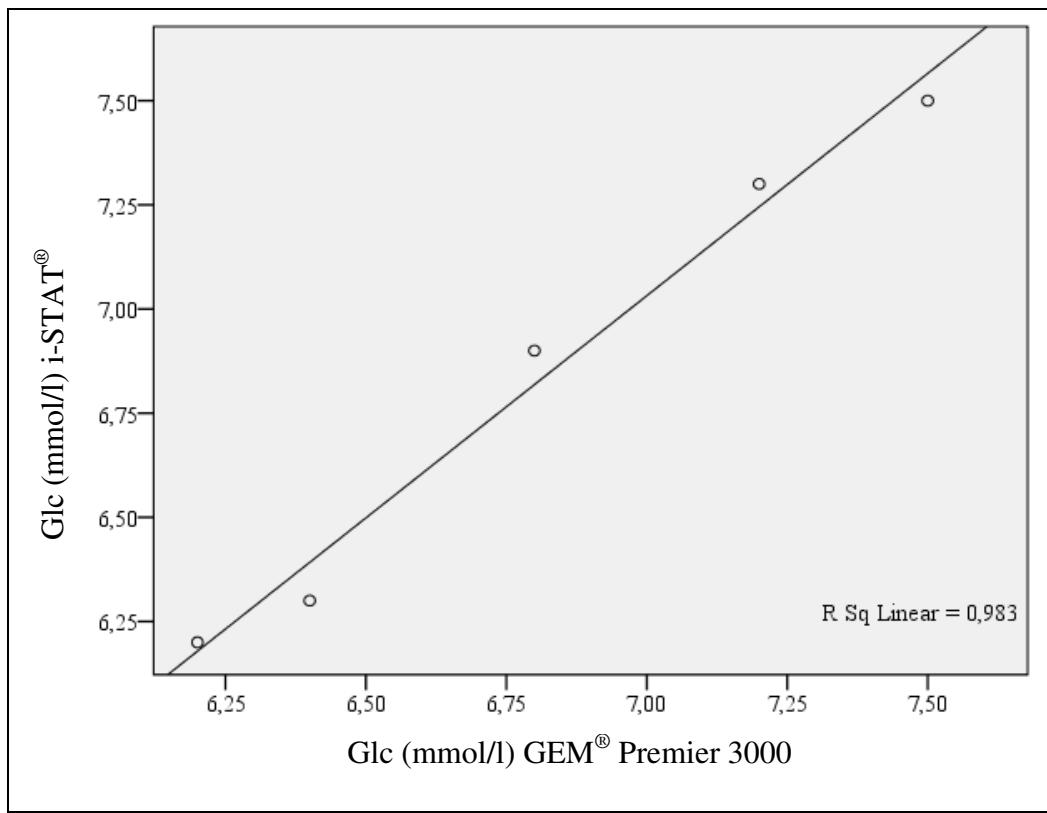


Abbildung 37: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model 5700 für Glc (mmol/l) beim Kaninchen (n = 5)

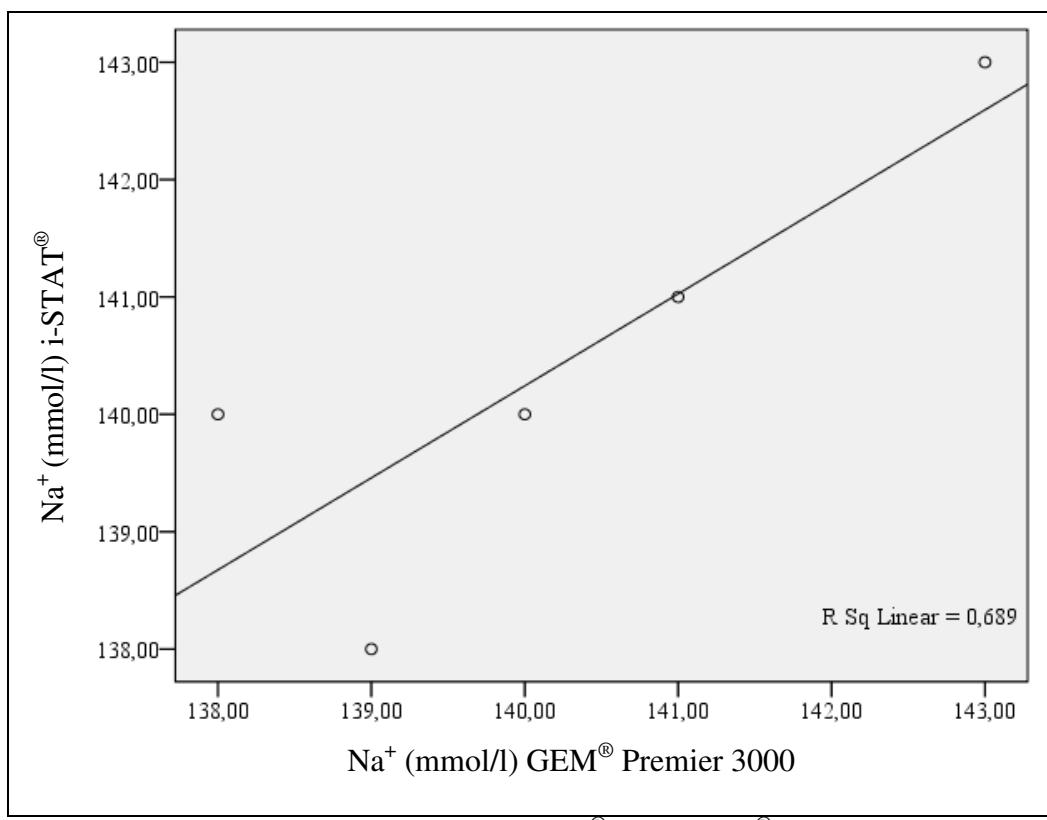


Abbildung 38: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model 5700 für Na⁺ (mmol/l) beim Kaninchen (n = 5)

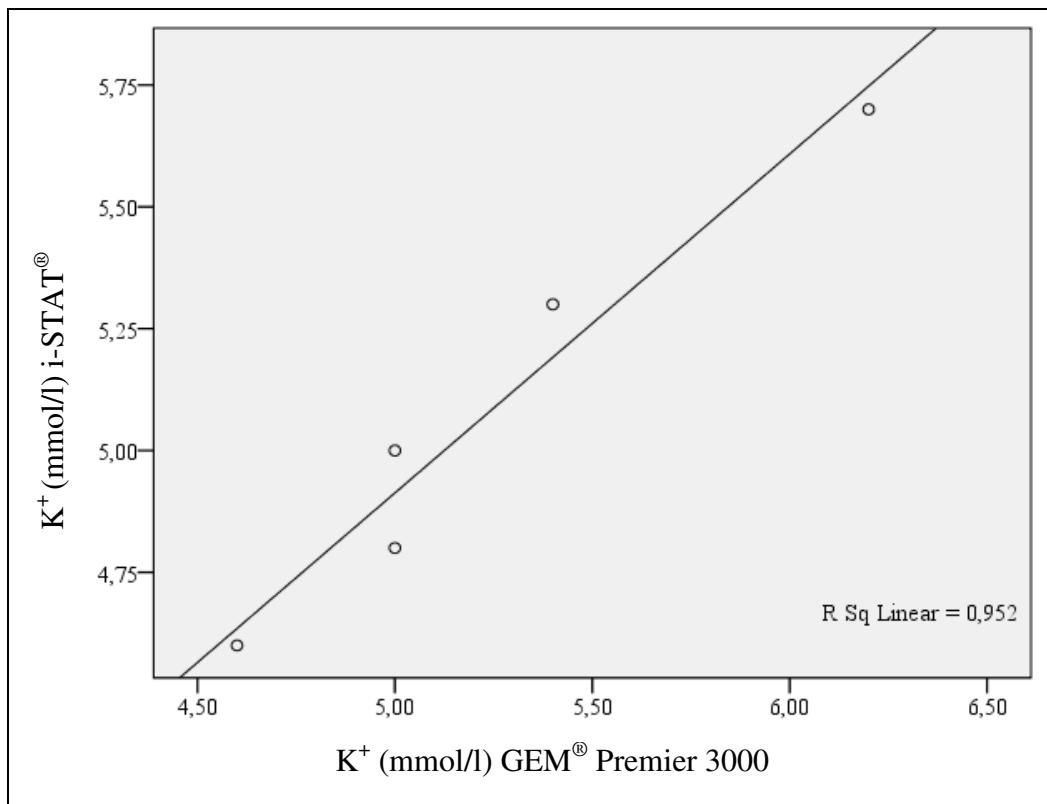


Abbildung 39: Vergleich zwischen i-STAT[®] und GEM[®] Premier 3000 Model 5700 für K^+ (mmol/l) beim Kaninchen (n = 5)

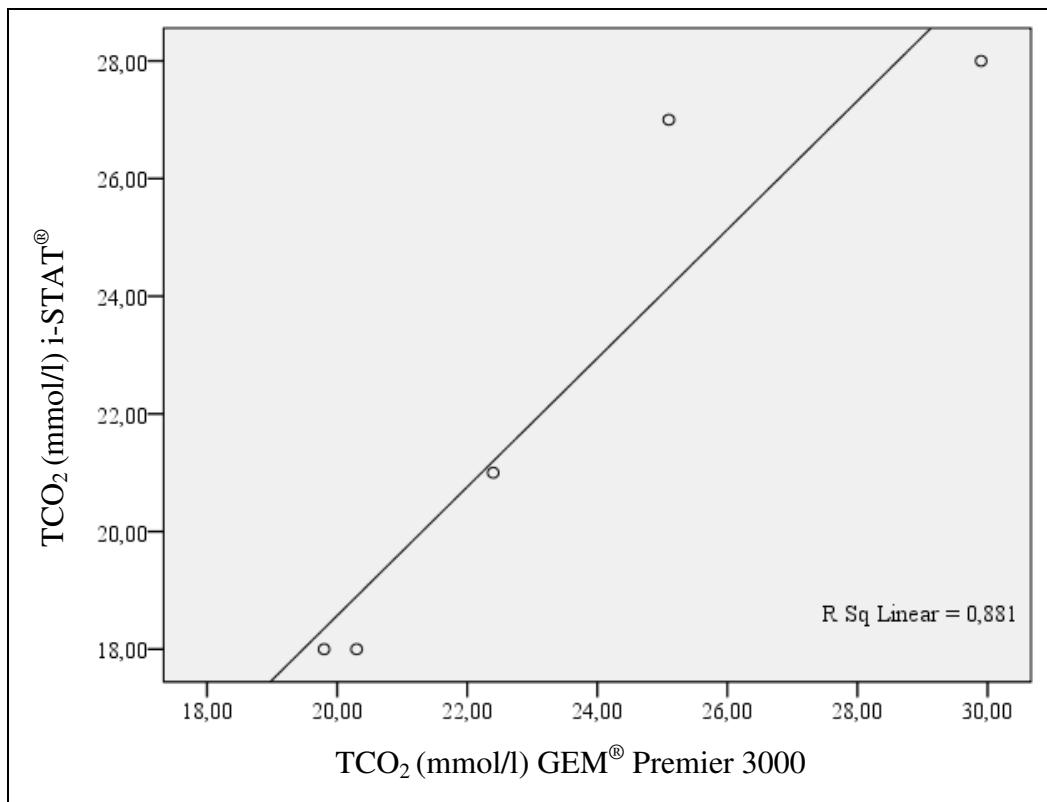


Abbildung 40: Vergleich zwischen i-STAT[®] und GEM[®] Premier 3000 Model 5700 für TCO_2 (mmol/l) beim Kaninchen (n = 5)

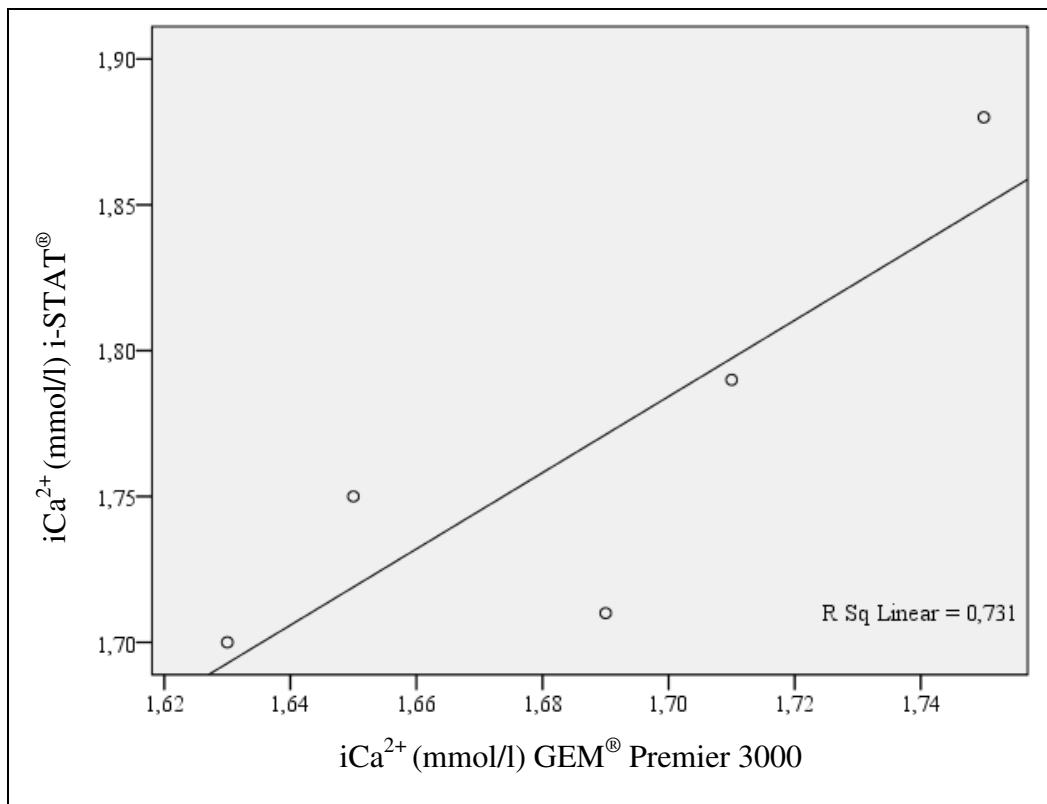


Abbildung 41: Vergleich zwischen i-STAT[®] und GEM[®] Premier 3000 Model 5700 für $i\text{Ca}^{2+}$ (mmol/l) beim Kaninchen ($n = 5$)

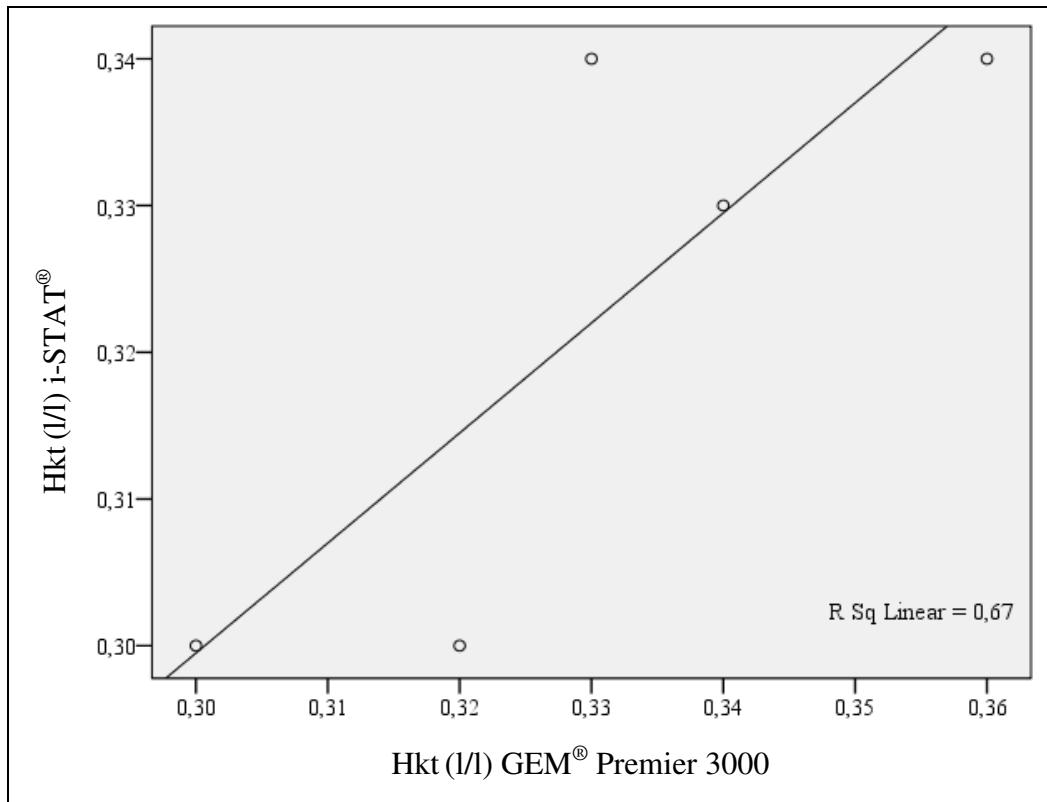


Abbildung 42: Vergleich zwischen i-STAT[®] und GEM[®] Premier 3000 Model 5700 für Hkt (l/l) beim Kaninchen ($n = 5$)

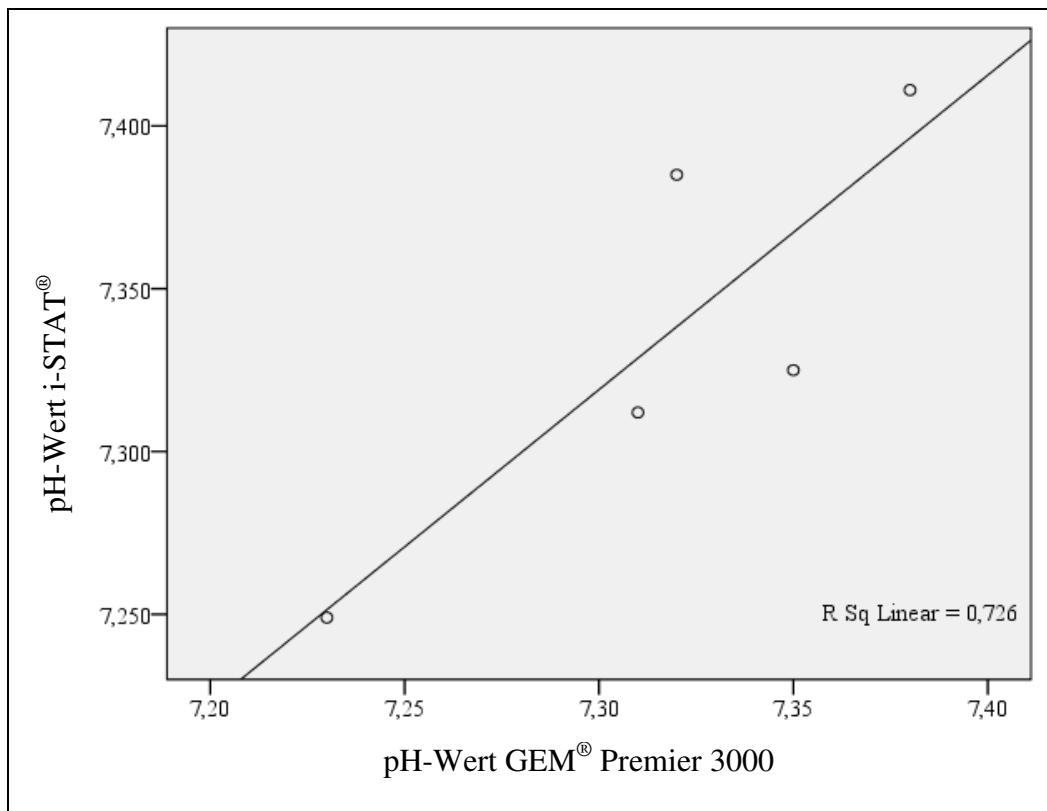


Abbildung 43: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model 5700 für pH-Wert beim Kaninchen ($n = 5$)

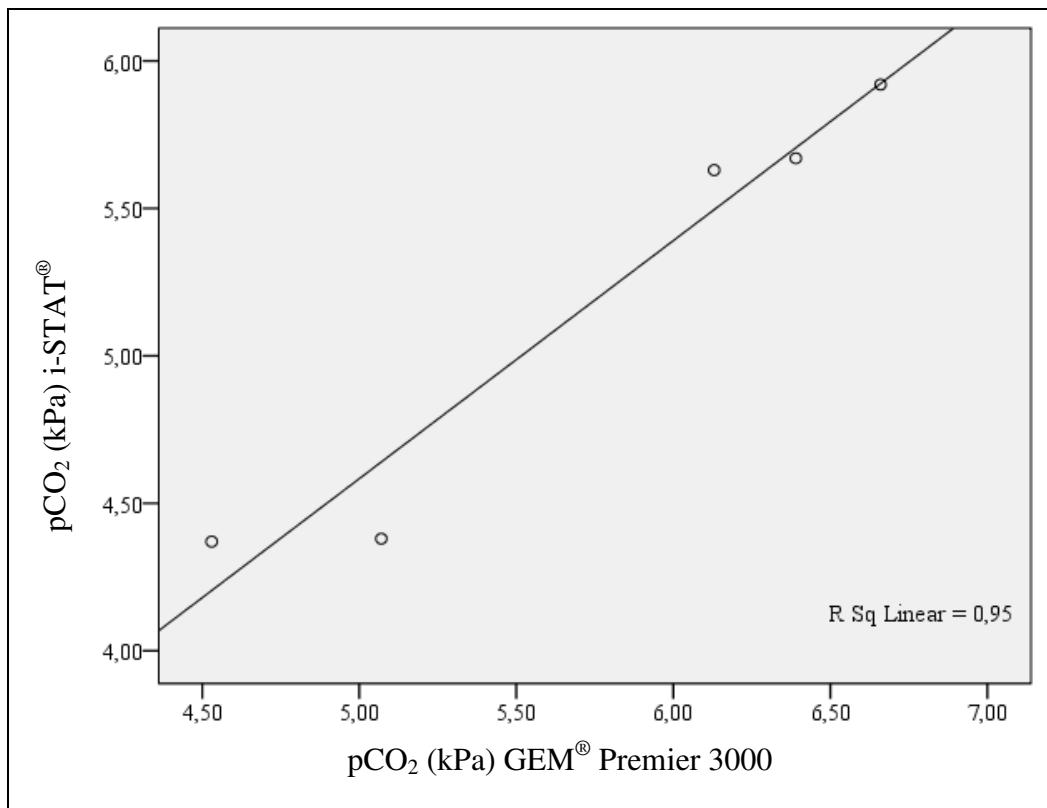


Abbildung 44: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model 5700 für pCO₂ (kPa) beim Kaninchen ($n = 5$)

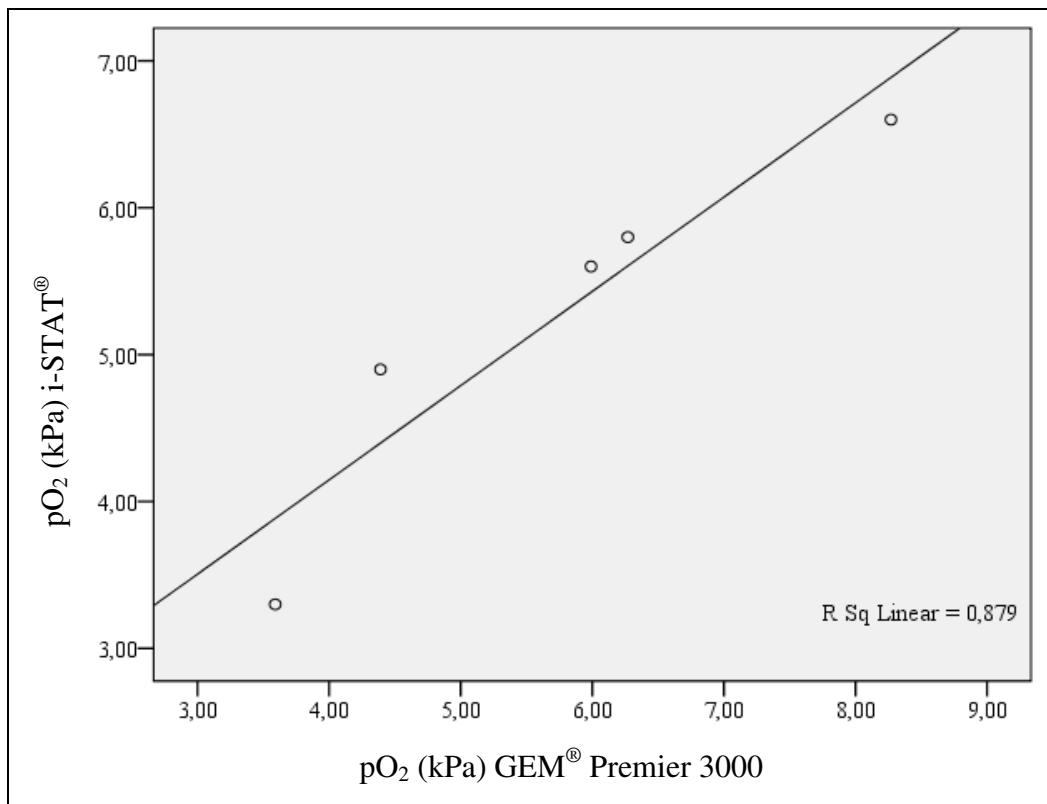


Abbildung 45: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model 5700 für pO₂ (kPa) beim Kaninchen (n = 5)

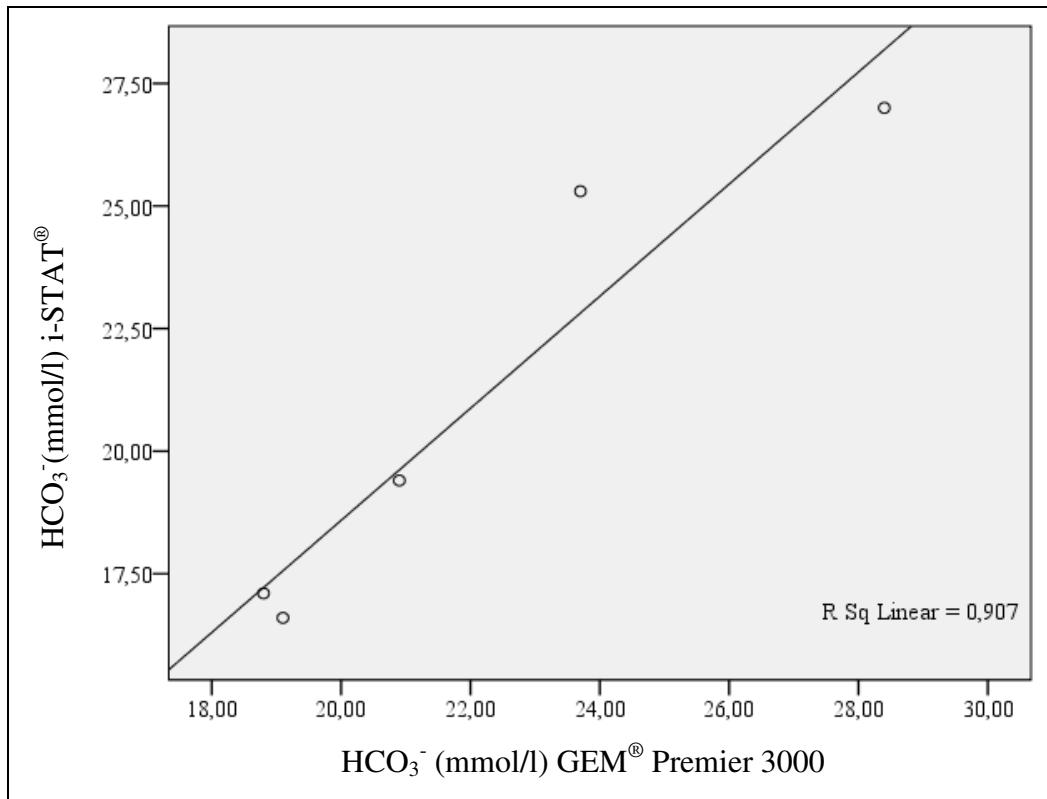


Abbildung 46: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model 5700 für HCO₃⁻ (mmol/l) beim Kaninchen (n = 5)

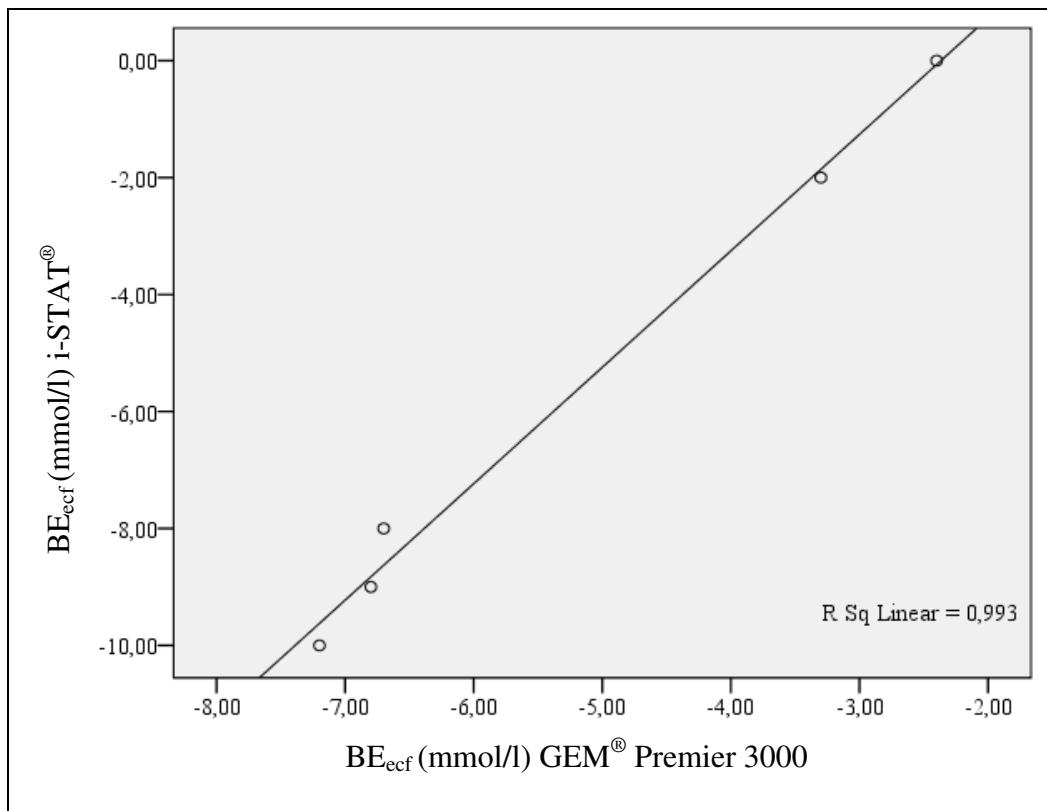


Abbildung 47: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model 5700 für BE_{ecf} (mmol/l) beim Kaninchen ($n = 5$)

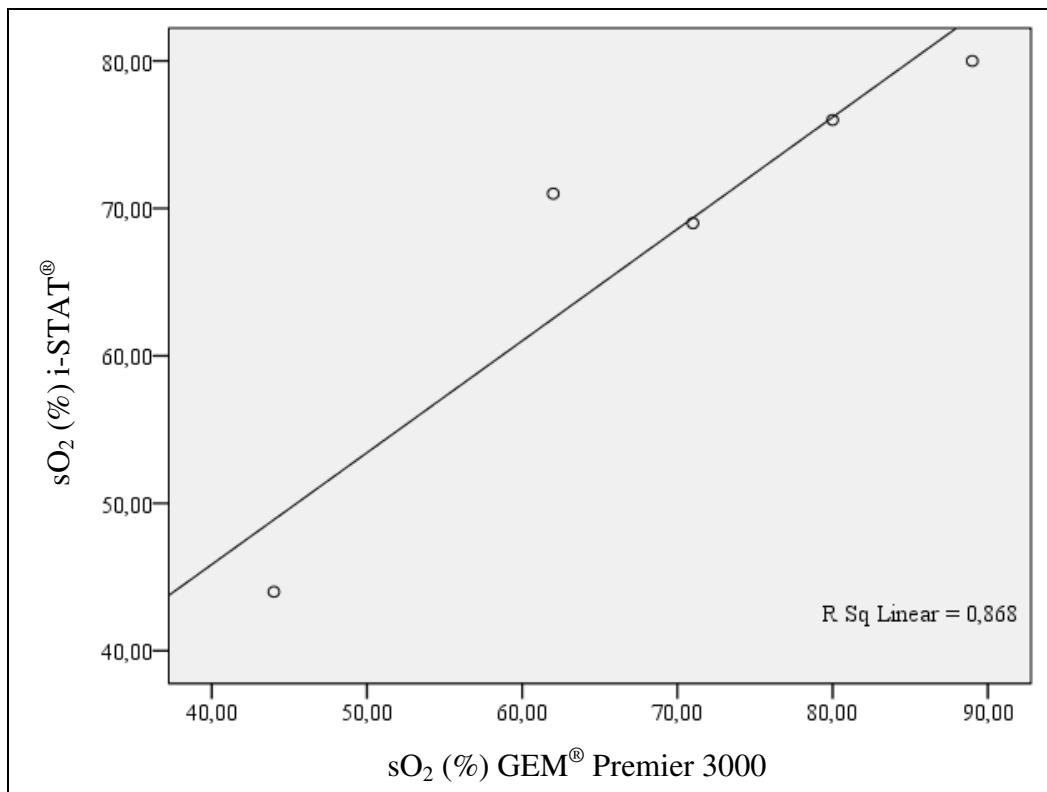


Abbildung 48: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model 5700 für $s\text{O}_2$ (%) beim Kaninchen ($n = 5$)

Die Überprüfung der Ergebnisse der Blutgasbestimmung mit zwei unterschiedlichen Geräten (i-STAT®/GEM® Premier 3000 Model 5700) beim **Meerschweinchen** ergab sich laut Pearson´s Korrelationskoeffizienten eine gute Übereinstimmung ($r \geq 0,6$ und $p < 0,05$) für die Parameter Na^+ , Hkt, pH, pCO_2 , pO_2 , HCO_3^- und BE_{efc} . Die restlichen Parameter wiesen trotz guter Korrelationen ($r \geq 0,6$), bis auf die Glc, keine signifikante Übereinstimmung der Werte auf ($p > 0,05$) (siehe Tabelle 40).

Tabelle 40: Übereinstimmung und Korrelation des Gerätevergleiches zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model 5700 und Median beim Meerschweinchen (grau hinterlegt = gute Übereinstimmung ($r \geq 0,6$ und $p < 0,05$); n = Anzahl der Tiere)

Parameter	Meerschweinchen (n = 5)			
	Median (i-STAT®)	Median (GEM®)	Korrelation	p-Wert
Glc	6,5	5,3	-0,572	0,313
Na^+	138	138	0,889	0,044
K^+	4,9	5,3	0,783	0,117
TCO_2	31,0	30,6	0,840	0,075
iCa^{2+}	1,61	1,42	0,803	0,102
Hkt	0,40	0,43	0,889	0,044
pH	7,320	7,320	0,951	0,013
pCO_2	7,37	7,59	0,935	0,020
pO_2	4,50	5,07	0,979	0,004
HCO_3^-	29,1	28,9	0,888	0,044
BE_{efc}	3	2,3	0,931	0,022
sO_2	58	65	0,608	0,277

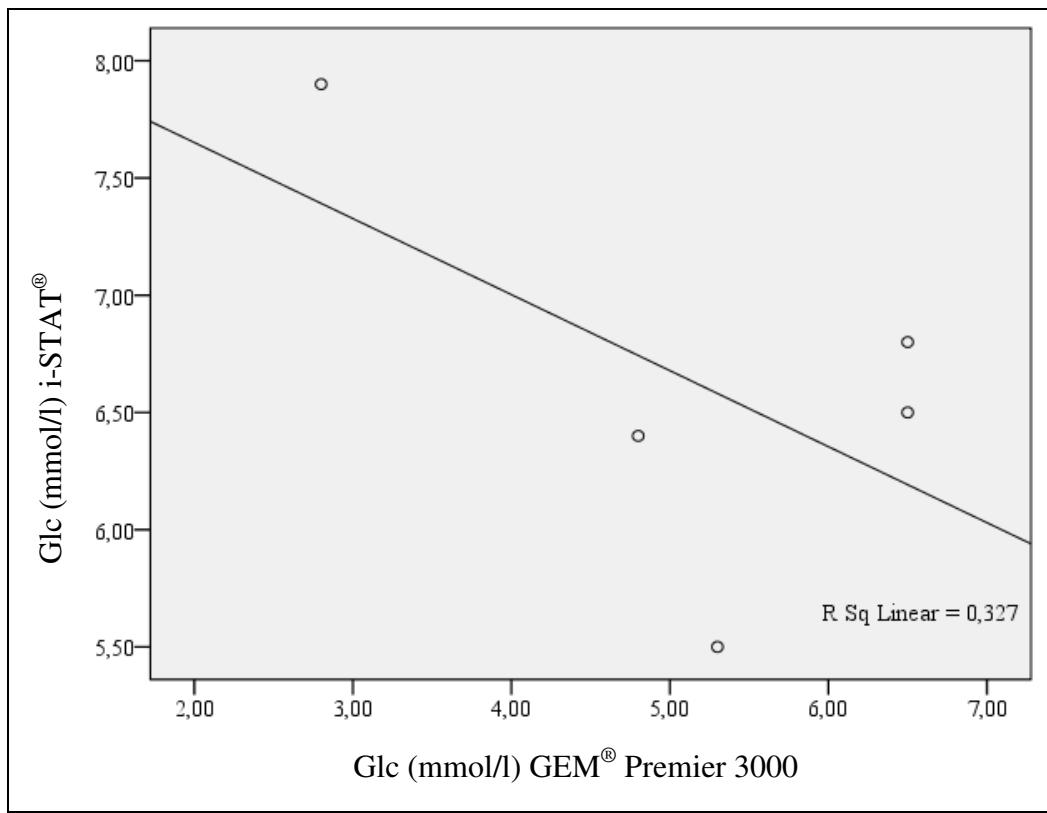


Abbildung 49: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model 5700 für Glc (mmol/l) beim Meerschweinchen (n = 5)

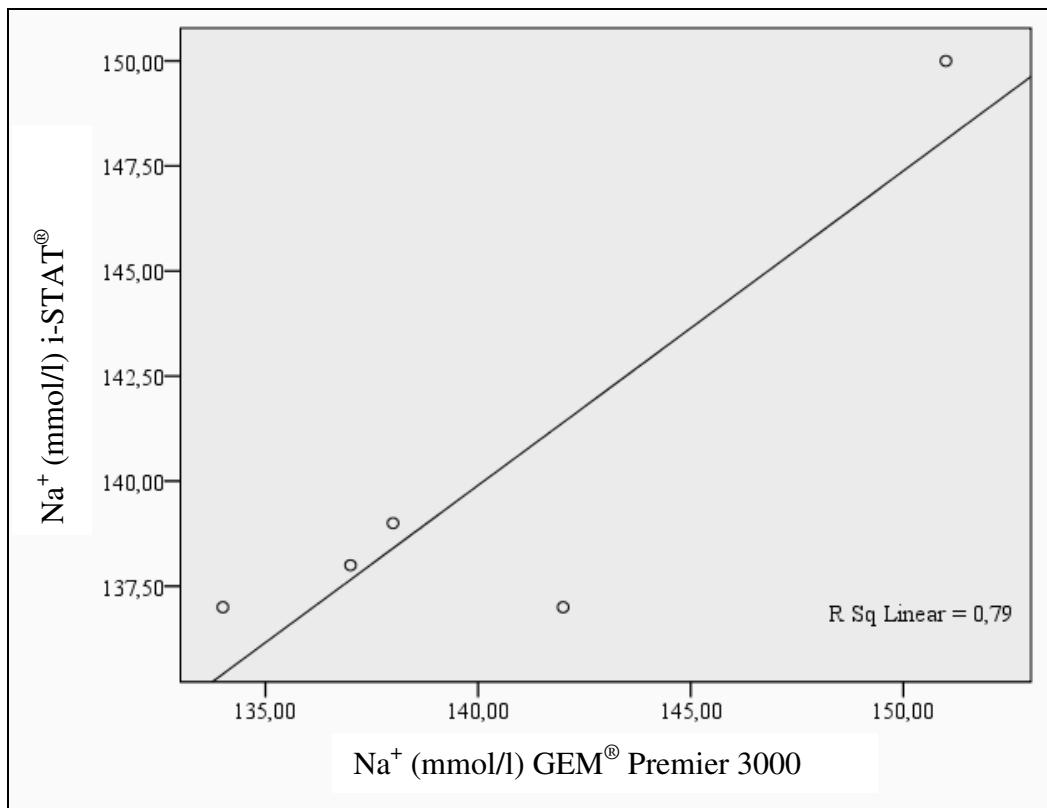


Abbildung 50: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model 5700 für Na⁺ (mmol/l) beim Meerschweinchen (n = 5)

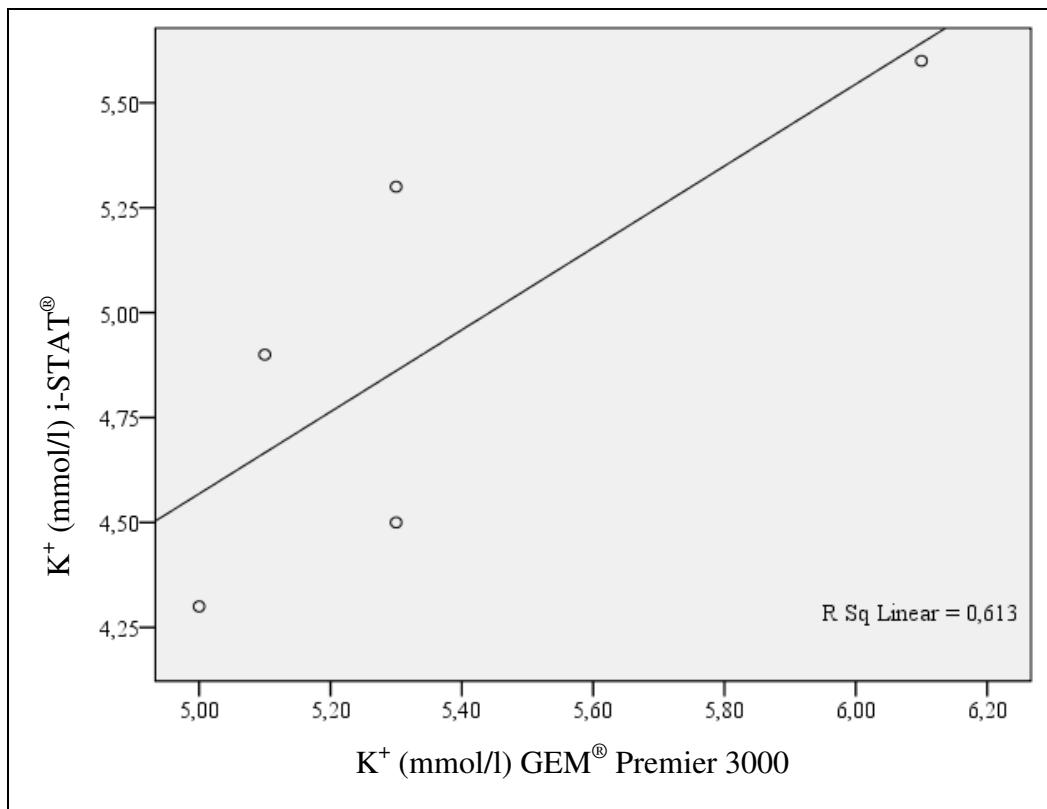


Abbildung 51: Vergleich zwischen i-STAT[®] und GEM[®] Premier 3000 Model 5700 für K^+ (mmol/l) beim Meerschweinchen ($n = 5$)

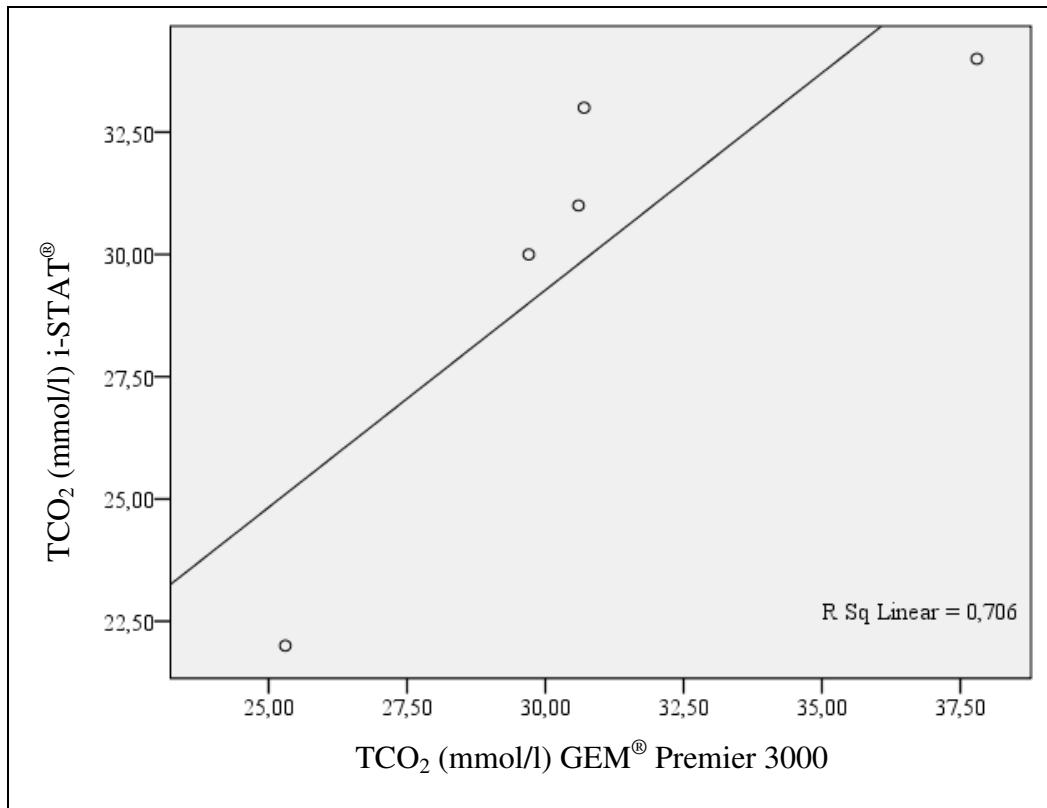


Abbildung 52: Vergleich zwischen i-STAT[®] und GEM[®] Premier 3000 Model 5700 für TCO_2 (mmol/l) beim Meerschweinchen ($n = 5$)

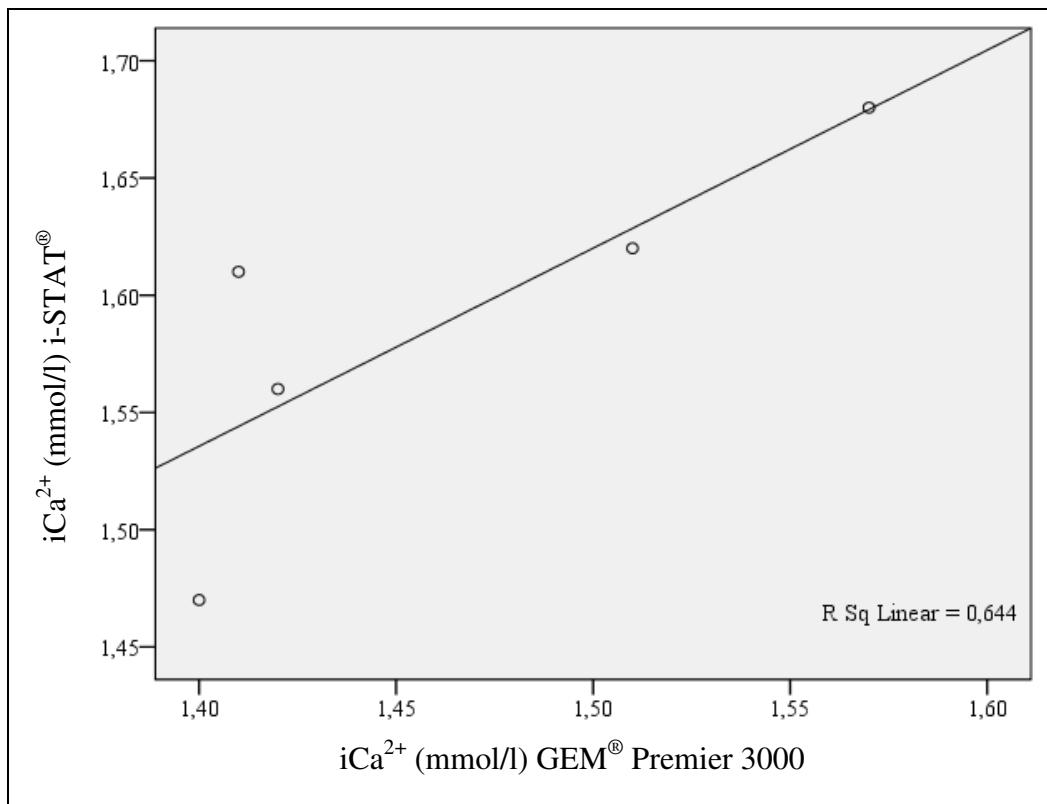


Abbildung 53: Vergleich zwischen i-STAT[®] und GEM[®] Premier 3000 Model 5700 für $i\text{Ca}^{2+}$ (mmol/l) beim Meerschweinchen ($n = 5$)

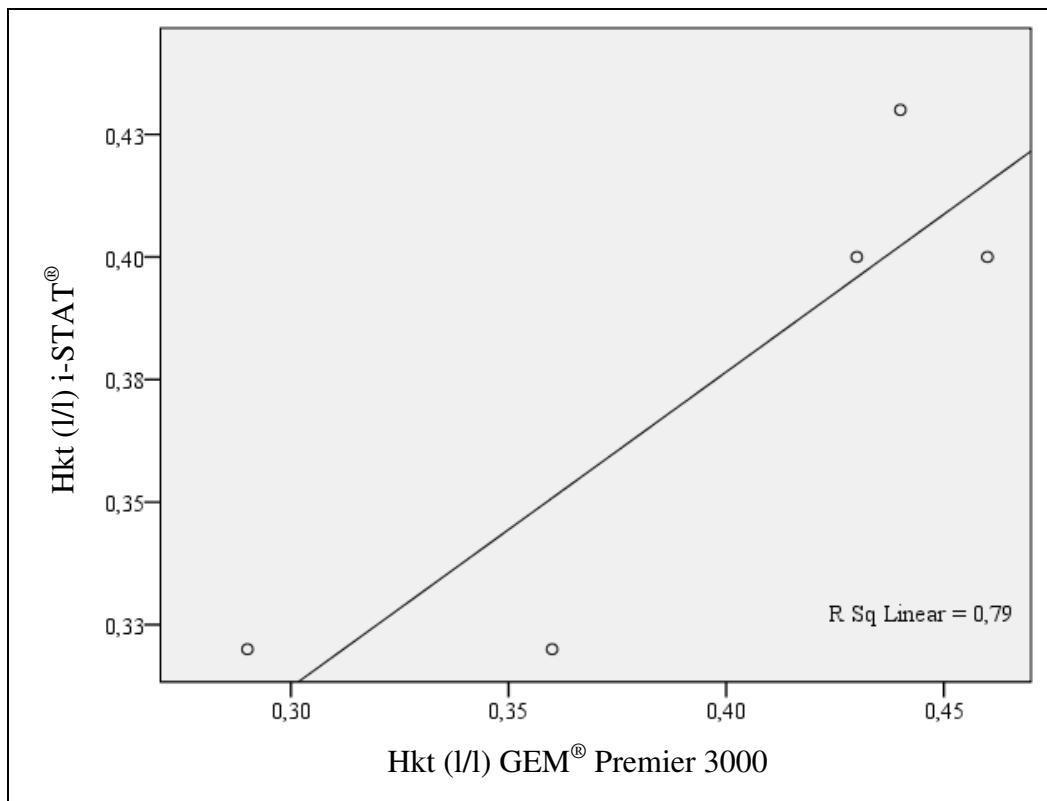


Abbildung 54: Vergleich zwischen i-STAT[®] und GEM[®] Premier 3000 Model 5700 für Hkt (l/l) beim Meerschweinchen ($n = 5$)

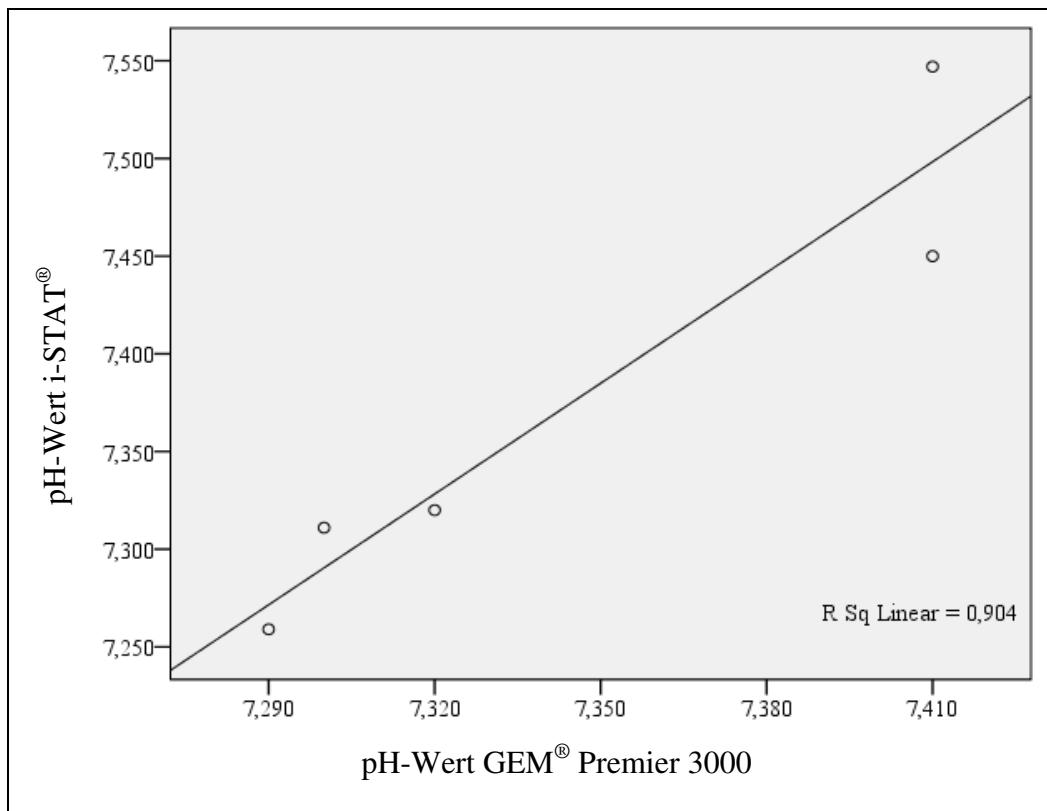


Abbildung 55: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model 5700 für pH-Wert beim Meerschweinchen ($n = 5$)

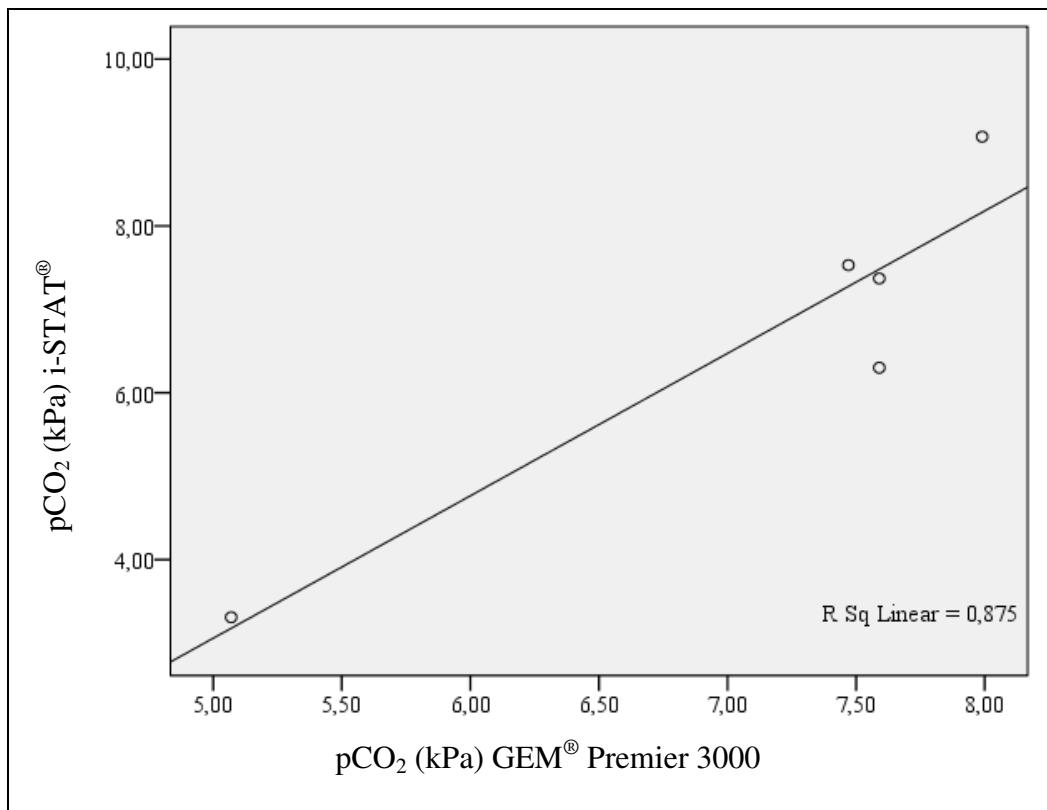


Abbildung 56: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model 5700 für pCO₂ (kPa) beim Meerschweinchen ($n = 5$)

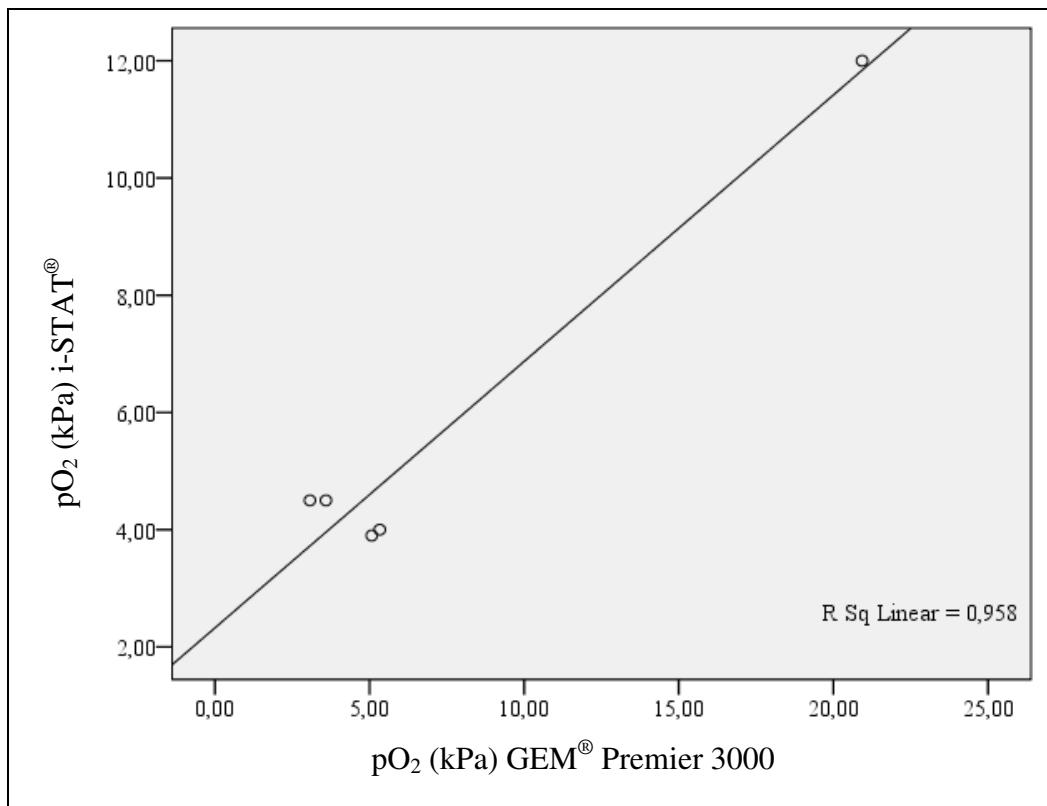


Abbildung 57: Vergleich zwischen i-STAT[®] und GEM[®] Premier 3000 Model 5700 für pO_2 (kPa) beim Meerschweinchen ($n = 5$)

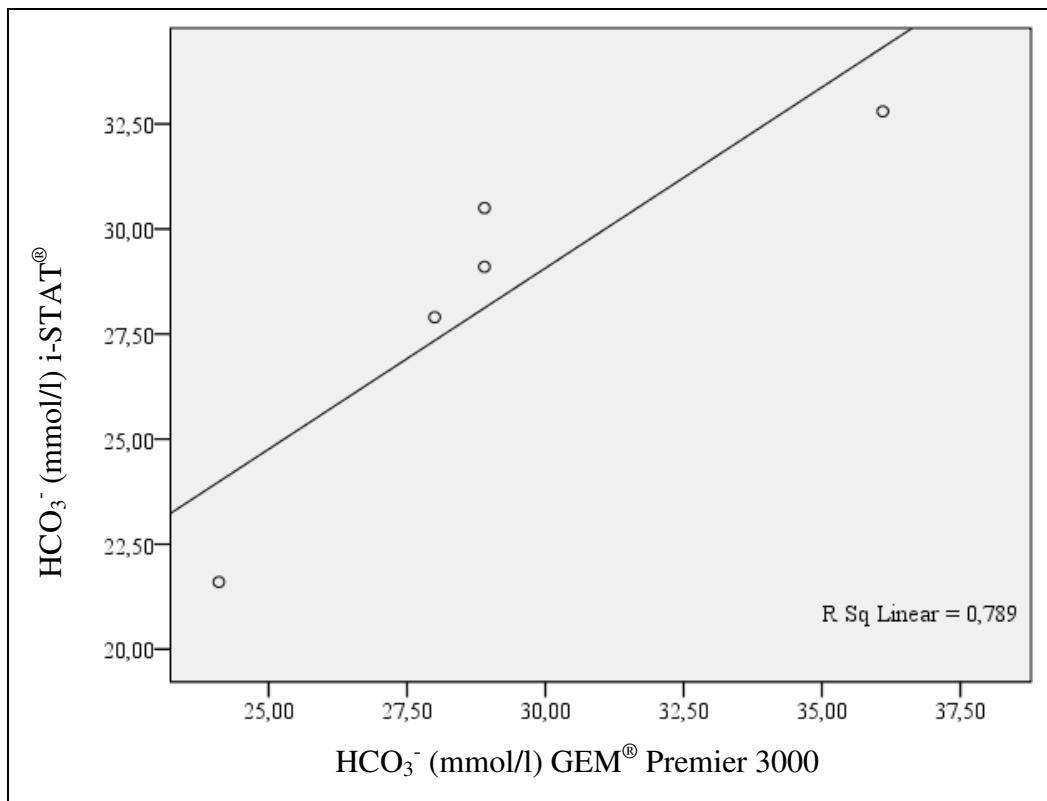


Abbildung 58: Vergleich zwischen i-STAT[®] und GEM[®] Premier 3000 Model 5700 für HCO_3^- (mmol/l) beim Meerschweinchen ($n = 5$)

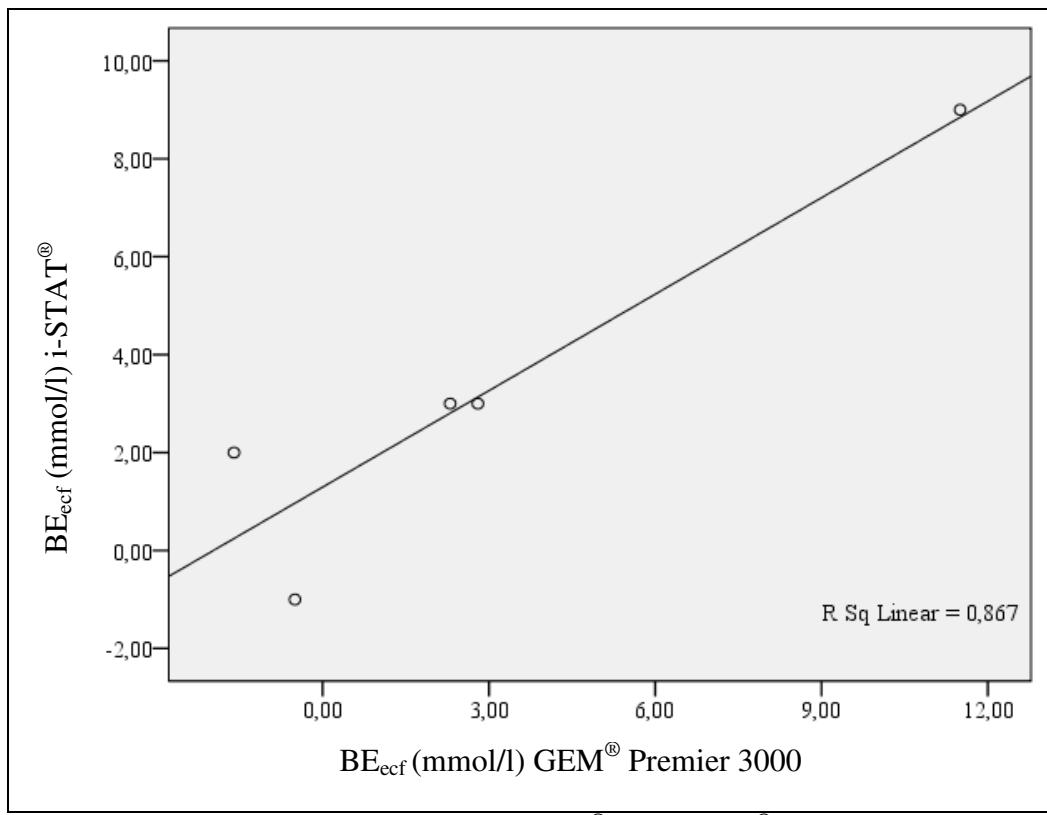


Abbildung 59: Vergleich zwischen i-STAT[®] und GEM[®] Premier 3000 Model 5700 für BE_{ecf} (mmol/l) beim Meerschweinchen (n = 5)

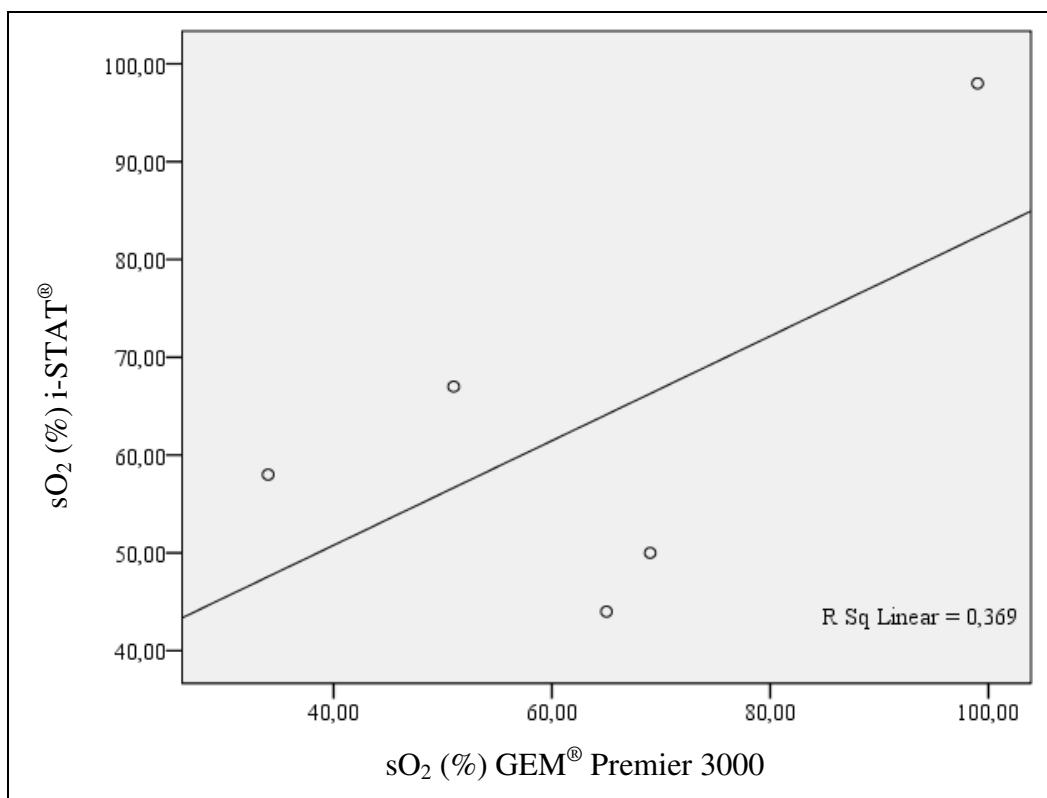


Abbildung 60: Vergleich zwischen i-STAT[®] und GEM[®] Premier 3000 Model 5700 für sO₂ (%) beim Meerschweinchen (n = 5)

3.2. Cell-Dyn® 3500 R und Hitachi 911®

Im Rahmen des Vergleiches übereinstimmender Parameter von i-STAT® sowie Cell-Dyn® 3500 R und Hitachi 911® beim **Kaninchen** ergab sich laut Pearson's Korrelationskoeffizienten eine gute Übereinstimmung ($r \geq 0,6$ und $p < 0,05$) für die Parameter Glc und Hkt. Die restlichen Parameter wiesen keine signifikante Übereinstimmung der Werte auf ($p > 0,05$) (siehe Tabelle 41).

Tabelle 41: Übereinstimmung und Korrelation des Vergleiches übereinstimmender Parameter i-STAT® sowie Cell-Dyn® 3500 R/Hitachi 911® und Median beim Kaninchen (grau unterlegt = gute Übereinstimmung ($r \geq 0,6$ und $p < 0,05$); n = Anzahl der Tiere)

Parameter	Kaninchen (n = 170)			
	Median (i-STAT®)	Median (Cell-Dyn®/ Hitachi®)	Korrelation	p-Wert
Glc	7,90	7,33	0,925	< 0,001
Na ⁺	142	142	0,424	< 0,001
K ⁺	4,55	4,6	0,549	< 0,001
Hkt	0,36	0,41	0,608	< 0,001
Hb	122	132	0,566	< 0,001
iCa ²⁺ /Ca ²⁺	1,75	3,51	0,413	< 0,001

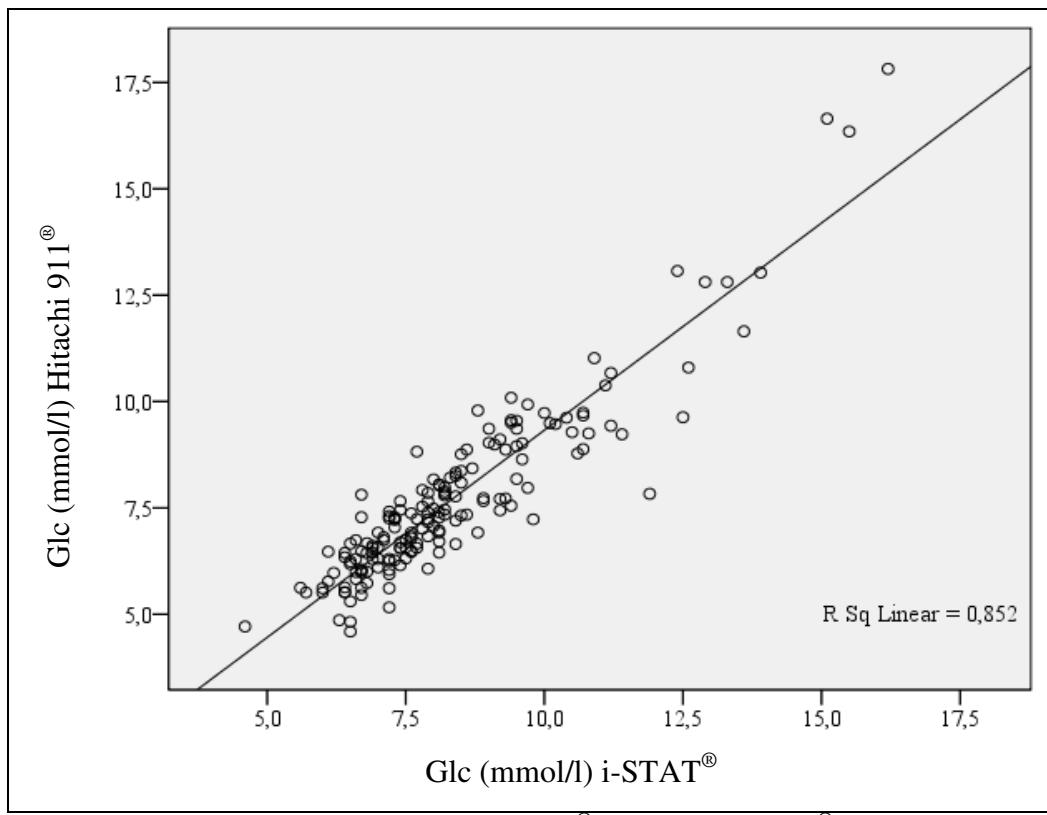


Abbildung 61: Vergleich zwischen i-STAT® und Hitachi 911® für Glc (mmol/l) beim Kaninchen ($n = 170$)

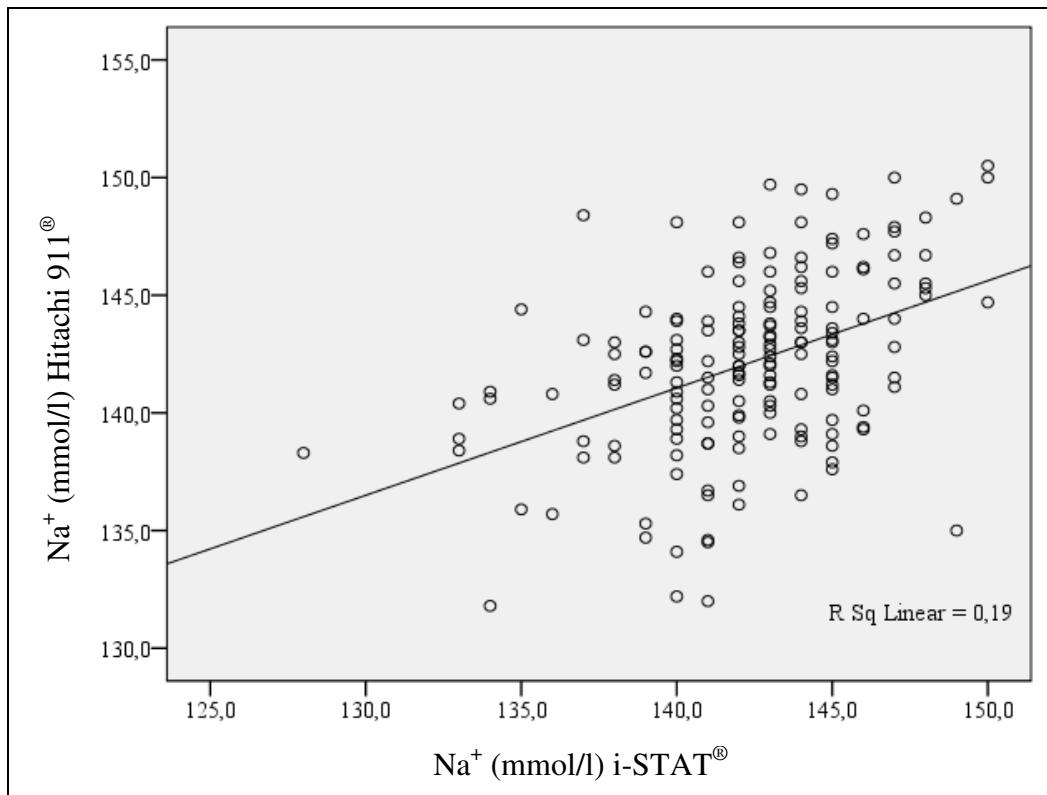


Abbildung 62: Vergleich zwischen i-STAT® und Hitachi 911® für Na^+ (mmol/l) beim Kaninchen ($n = 170$)

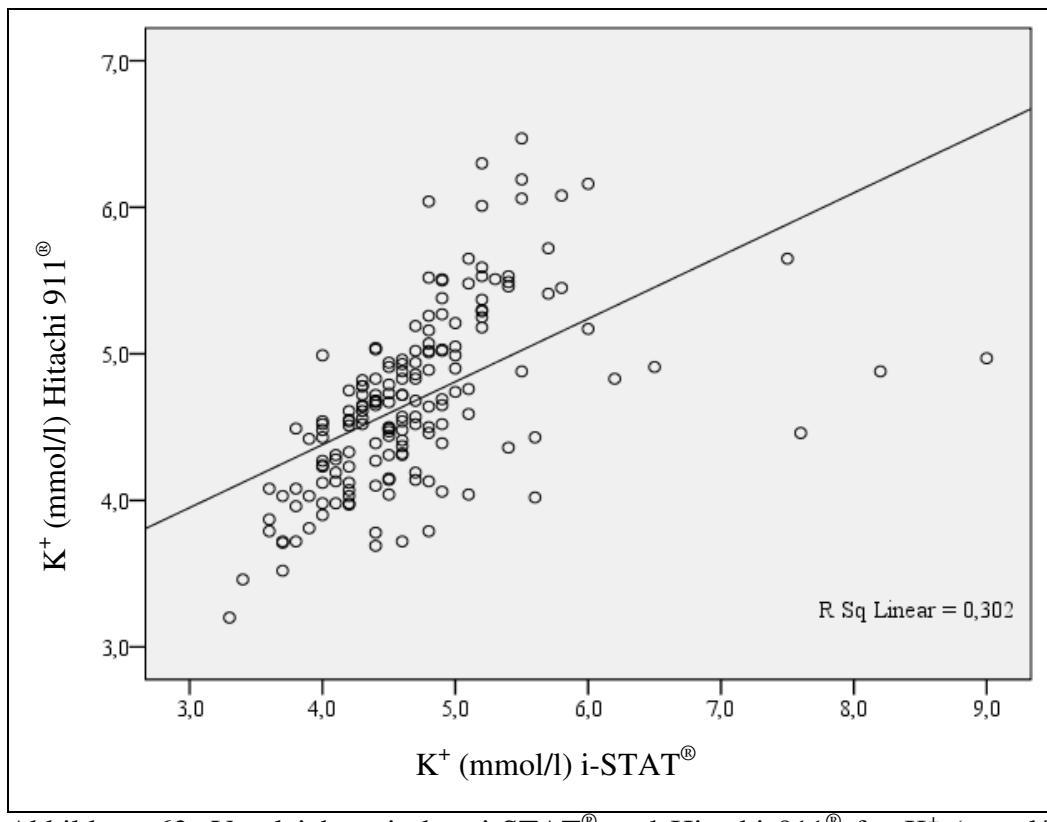


Abbildung 63: Vergleich zwischen i-STAT® und Hitachi 911® für K⁺ (mmol/l) beim Kaninchen (n = 170)

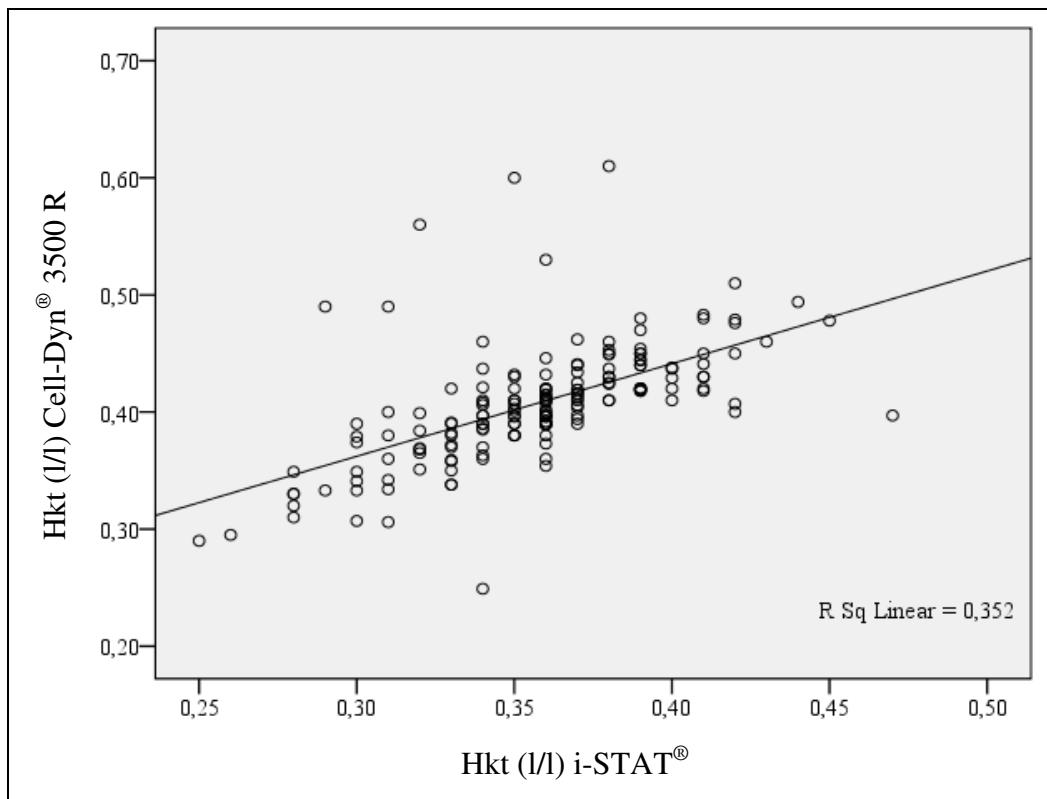


Abbildung 64: Vergleich zwischen i-STAT® und Cell-Dyn® 3500 R für Hkt (l/l) beim Kaninchen (n = 170)

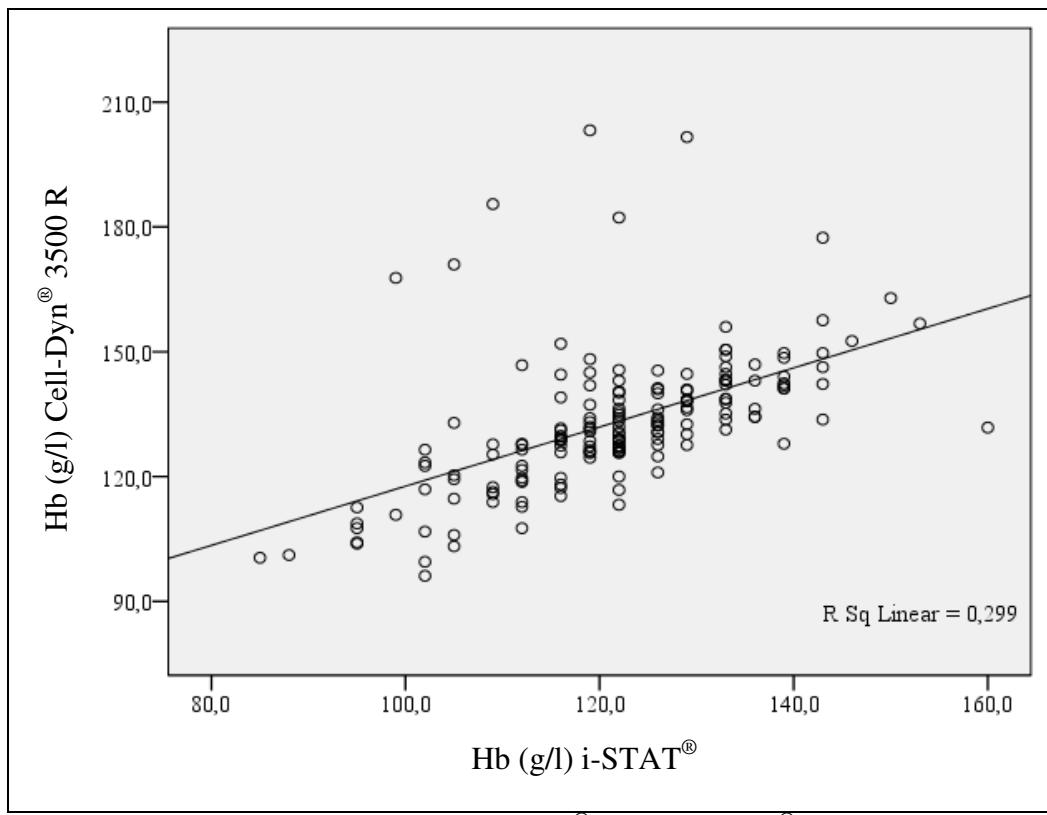


Abbildung 65: Vergleich zwischen i-STAT® und Cell-Dyn® 3500 R für Hb (g/l) beim Kaninchen ($n = 170$)

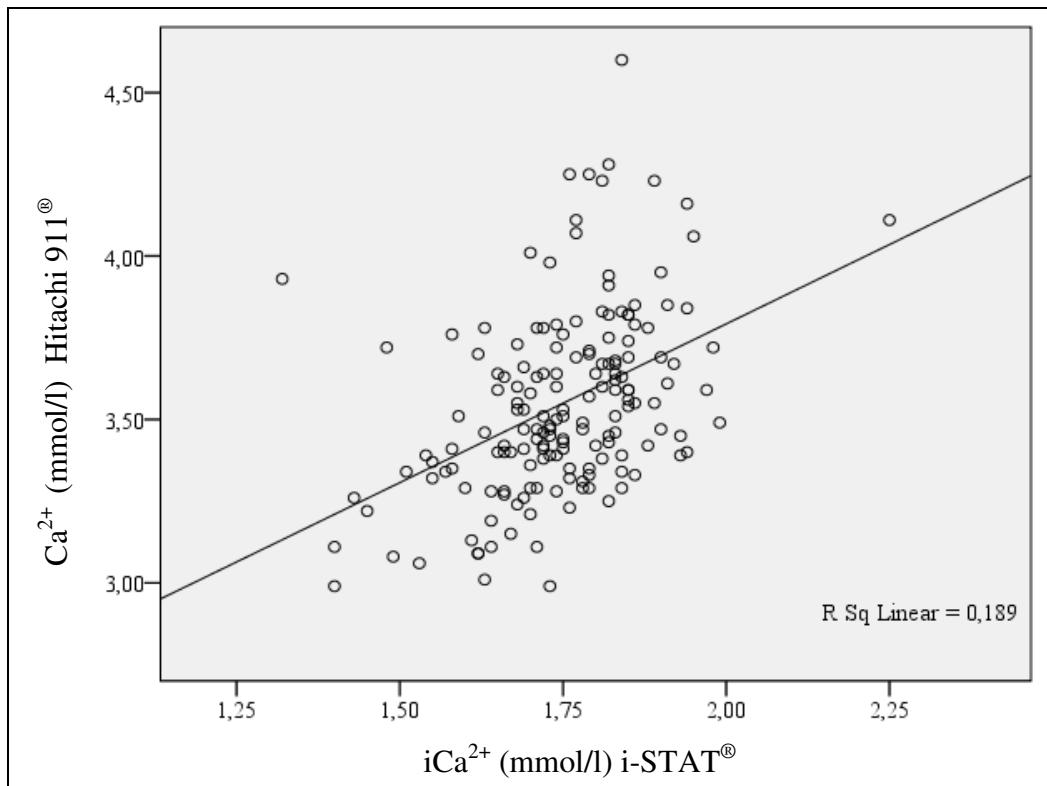


Abbildung 66: Vergleich zwischen i-STAT® und Hitachi 911® für $\text{Ca}^{2+}/\text{iCa}^{2+}$ (mmol/l) beim Kaninchen ($n = 170$)

Im Rahmen des Vergleiches übereinstimmender Parameter von i-STAT® sowie Cell-Dyn® 3500 R und Hitachi 911® beim **Meerschweinchen** ergab sich laut Pearson's Korrelationskoeffizienten ebenfalls eine gute Übereinstimmung ($r \geq 0,6$ und $p < 0,05$) für die Parameter Glc und Hkt. Die restlichen Parameter wiesen keine signifikante Übereinstimmung der Werte auf ($p > 0,05$) (siehe Tabelle 42).

Tabelle 42: Übereinstimmung und Korrelation des Vergleiches übereinstimmender Parameter i-STAT® sowie Cell-Dyn® 3500 R/Hitachi 911® und Median beim Meerschweinchen (grau unterlegt = gute Übereinstimmung ($r \geq 0,6$ und $p < 0,05$); n = Anzahl der Tiere)

Parameter	Meerschweinchen (n = 170)			
	Median (i-STAT®)	Median (Cell-Dyn®/ Hitachi®)	Korrelation	p-Wert
Glc	7,50	7,03	0,647	< 0,001
Na ⁺	140	138	0,487	< 0,001
K ⁺	5,20	5,89	0,507	< 0,001
Hkt	0,43	0,48	0,609	< 0,001
Hb	146	150	0,308	< 0,001
iCa ²⁺ /Ca ²⁺	1,46	2,63	0,47	< 0,001

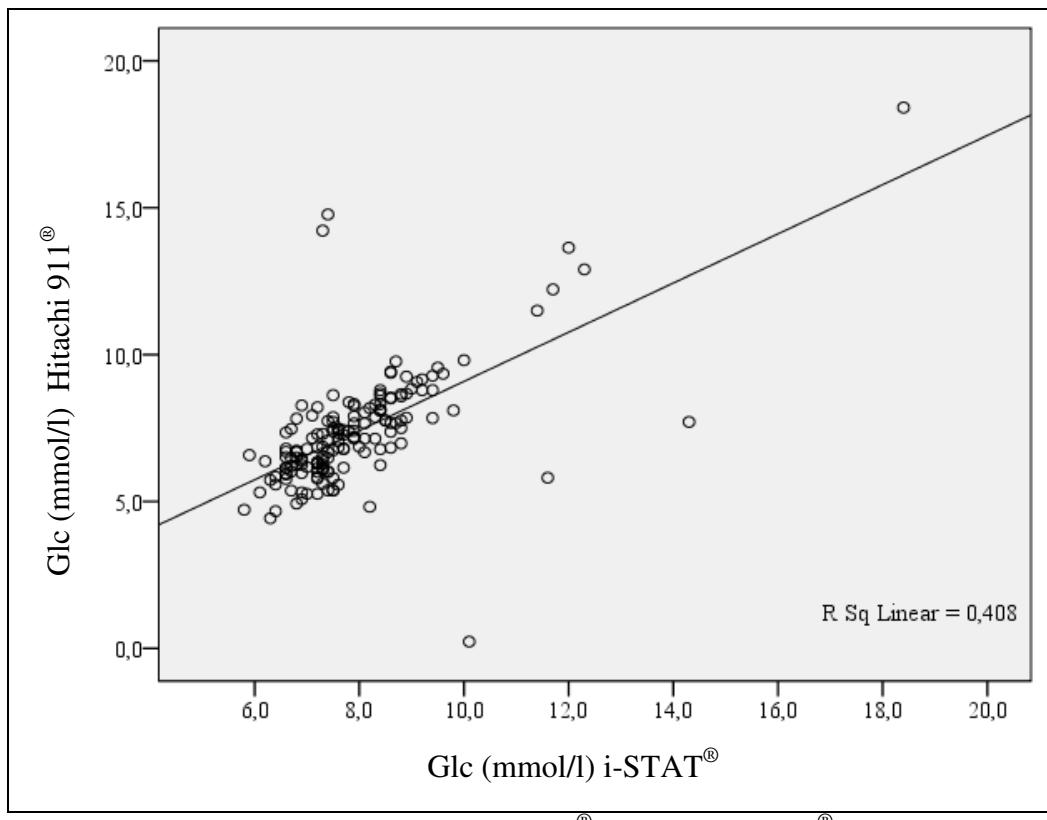


Abbildung 67: Vergleich zwischen i-STAT® und Hitachi 911® für Glc (mmol/l) beim Meerschweinchen ($n = 170$)

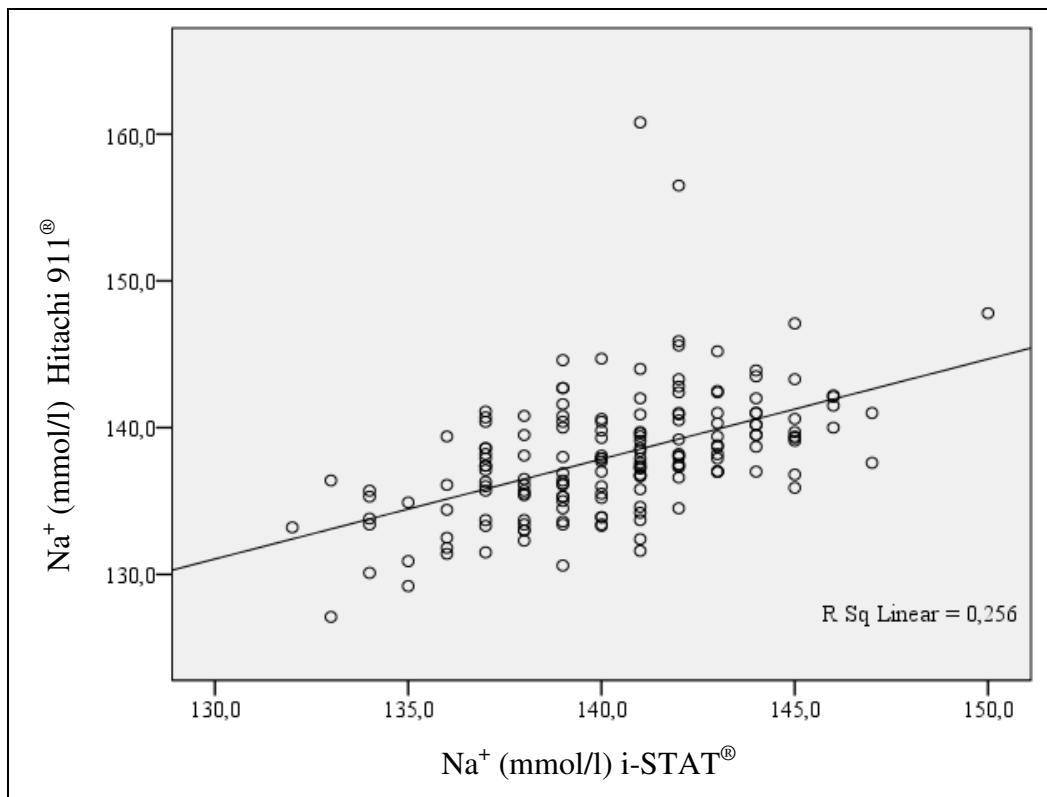


Abbildung 68: Vergleich zwischen i-STAT® und Hitachi 911® für Na^+ (mmol/l) beim Meerschweinchen ($n = 170$)

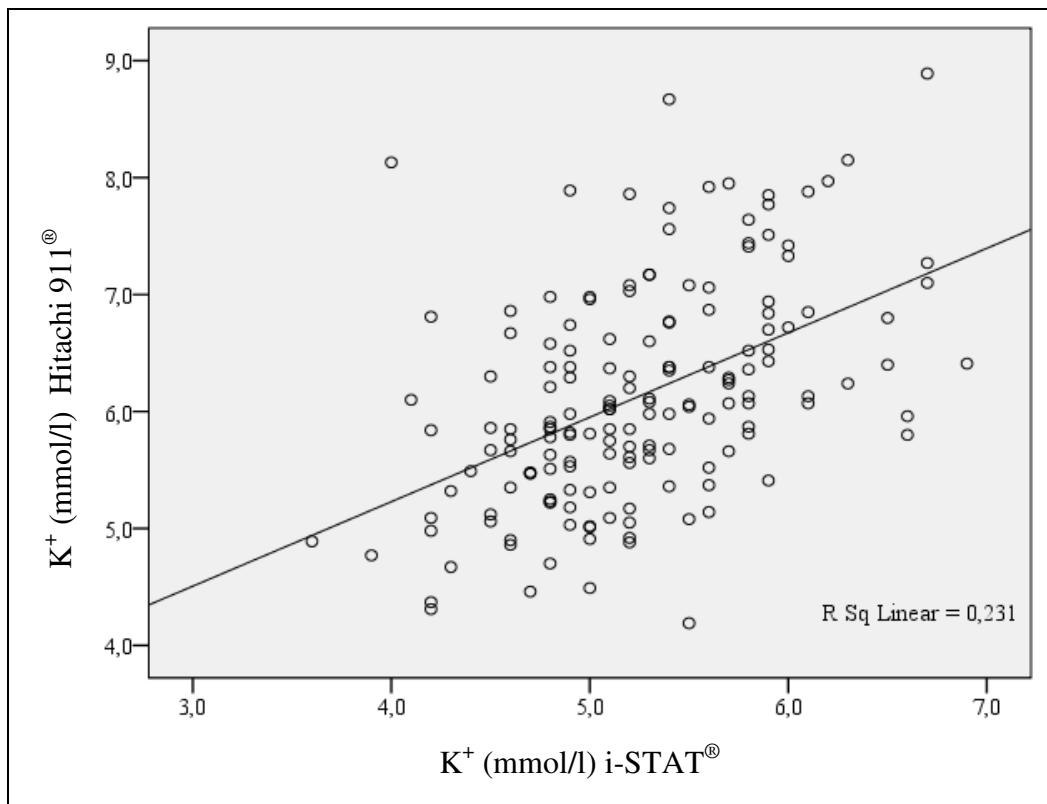


Abbildung 69: Vergleich zwischen i-STAT[®] und Hitachi 911[®] für K^+ (mmol/l) beim Meerschweinchen ($n = 170$)

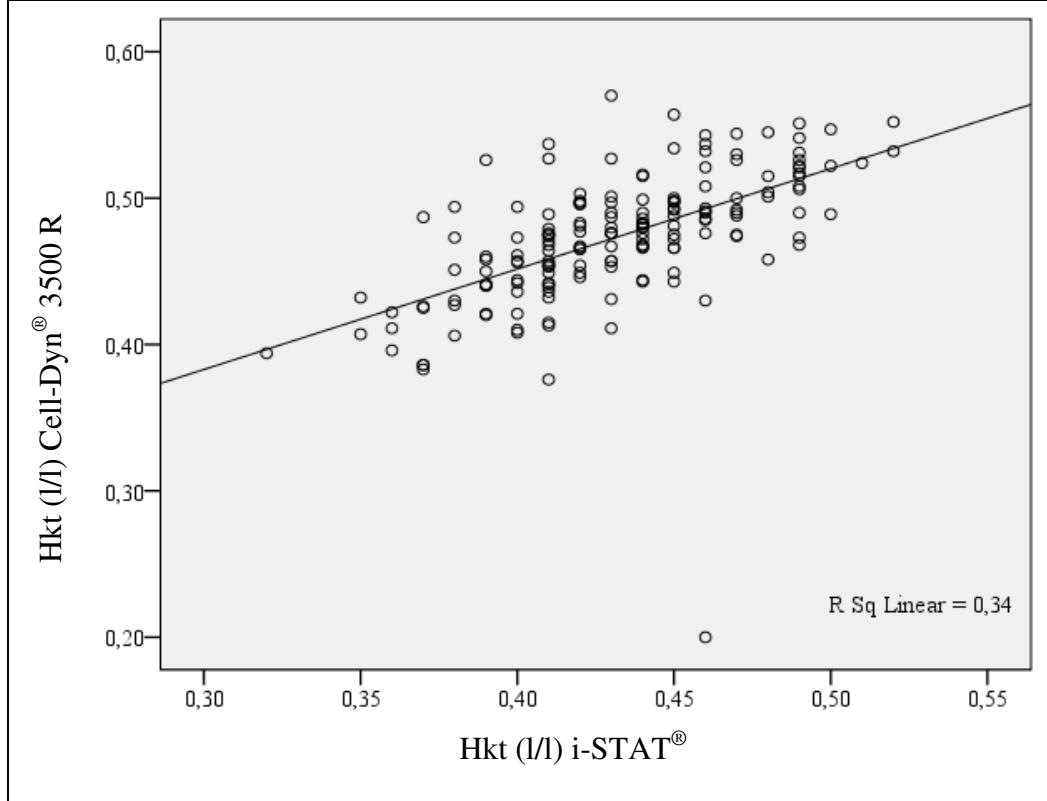


Abbildung 70: Vergleich zwischen i-STAT[®] und Cell-Dyn[®] 3500 R für Hkt (l/l) beim Meerschweinchen ($n = 170$)

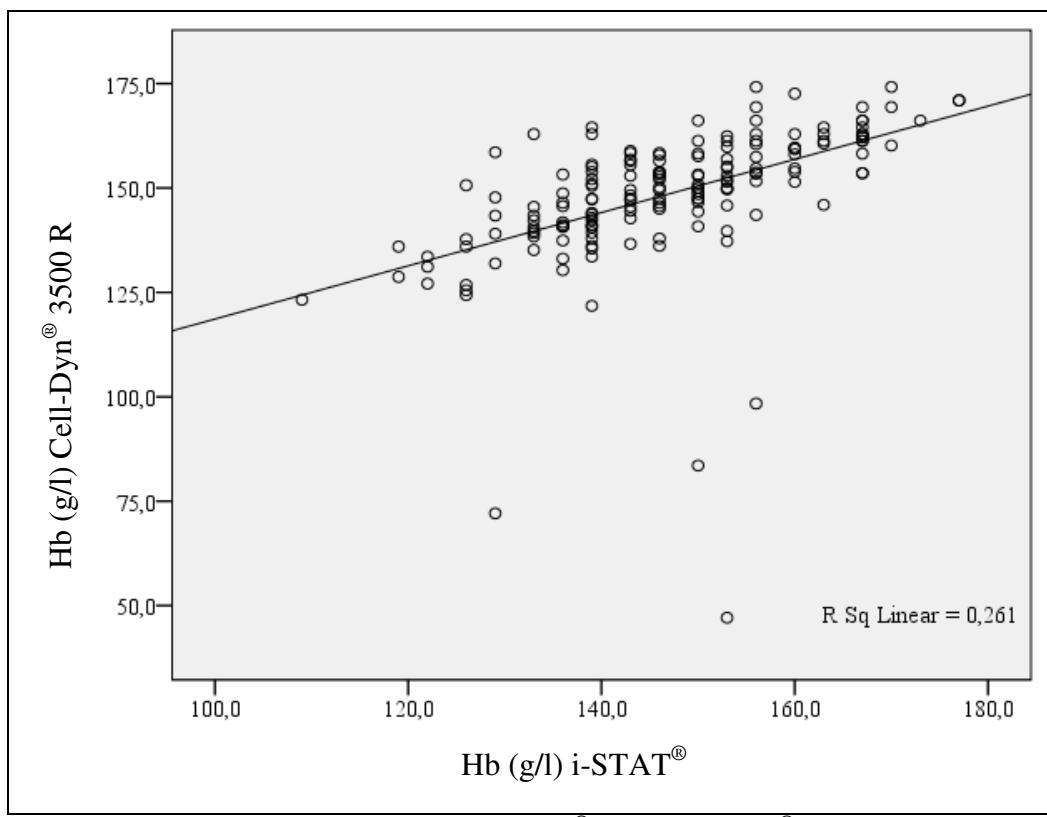


Abbildung 71: Vergleich zwischen i-STAT® und Cell-Dyn® 3500 R für Hb (g/l) beim Meerschweinchen ($n = 170$)

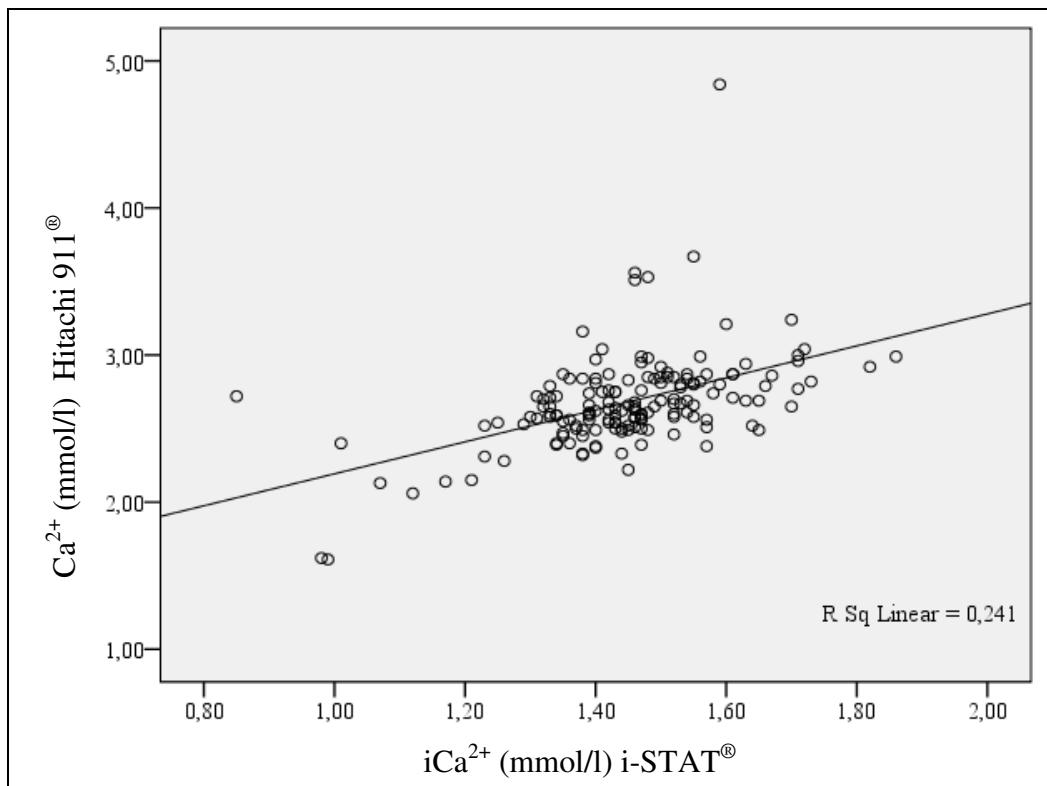


Abbildung 72: Vergleich zwischen i-STAT® und Hitachi 911® für $\text{Ca}^{2+}/\text{iCa}^{2+}$ (mmol/l) beim Meerschweinchen ($n = 170$)

3.3. Vergleich arterieller und venöser Blutproben

Eine gute Übereinstimmung ($r \geq 0,6$ und $p < 0,05$) ergab sich bei dem Vergleich arterieller und venöser Blutproben laut Pearson's Korrelationskoeffizienten beim **Kaninchen** für die Parameter $i\text{Ca}^{2+}$, pH und BE_{efc} . Die restlichen Parameter wiesen keine signifikante Übereinstimmung der Werte auf ($p > 0,05$). Eine gute Korrelation ($r \geq 0,6$) zeigte sich nur bei K^+ , TCO_2 , und HCO_3^- (siehe Tabelle 43).

Tabelle 43: Übereinstimmung und Korrelation des Vergleiches arterieller und venöser Blutproben und Median beim Kaninchen (grau hinterlegt = gute Übereinstimmung ($r \geq 0,6$ und $p < 0,05$); n = Anzahl der Tiere)

Parameter	Kaninchen (n = 5)			
	Median (arteriell)	Median (venös)	Korrelation	p-Wert
Glc	7,8	6,6	0,207	0,693
Na^+	140,5	140	0,589	0,219
K^+	5,3	4,85	0,643	0,168
TCO_2	21	25	0,770	0,073
$i\text{Ca}^{2+}$	1,73	1,77	0,966	0,002
Hkt	0,27	0,32	0,250	0,632
Hb	92	107	0,261	0,618
pH	7,474	7,369	0,873	0,023
pCO_2	3,54	5,65	0,446	0,375
pO_2	9,75	5,25	0,187	0,723
HCO_3^-	20,3	23,5	0,794	0,059
BE_{efc}	-4,5	-4	0,919	0,009
sO_2	96	70	-0,248	0,636

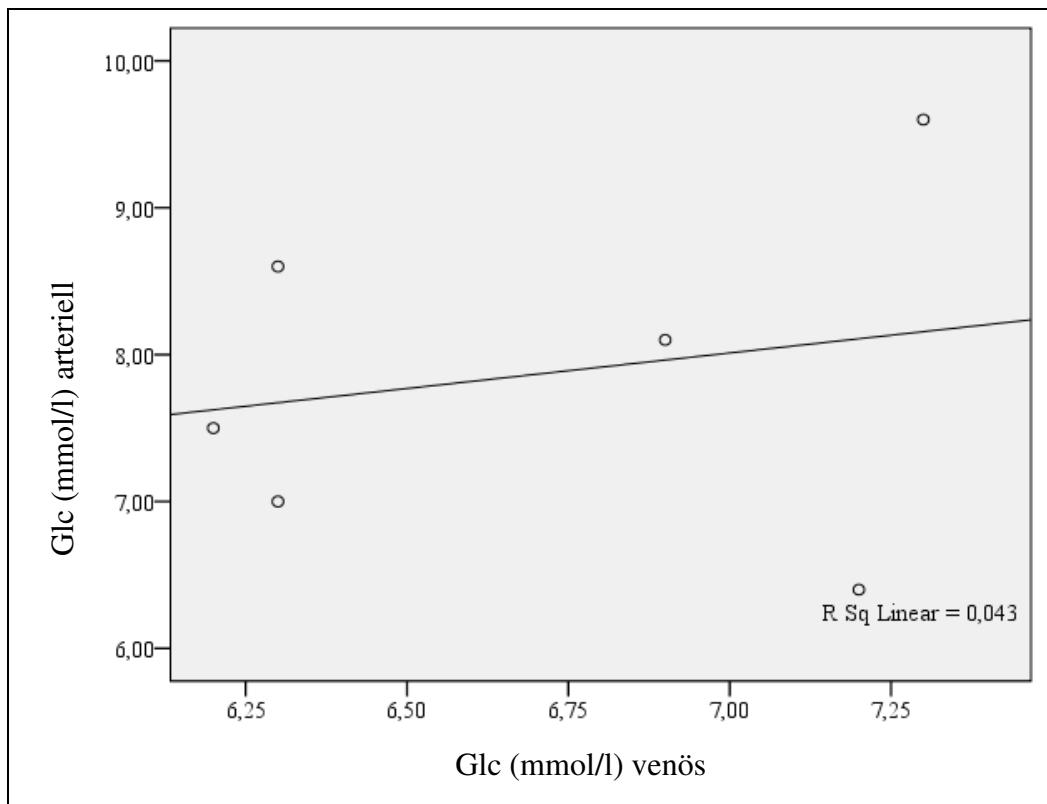


Abbildung 73: Vergleich zwischen arteriellen und venösen Blutproben für Glc (mmol/l) beim Kaninchen ($n = 5$)

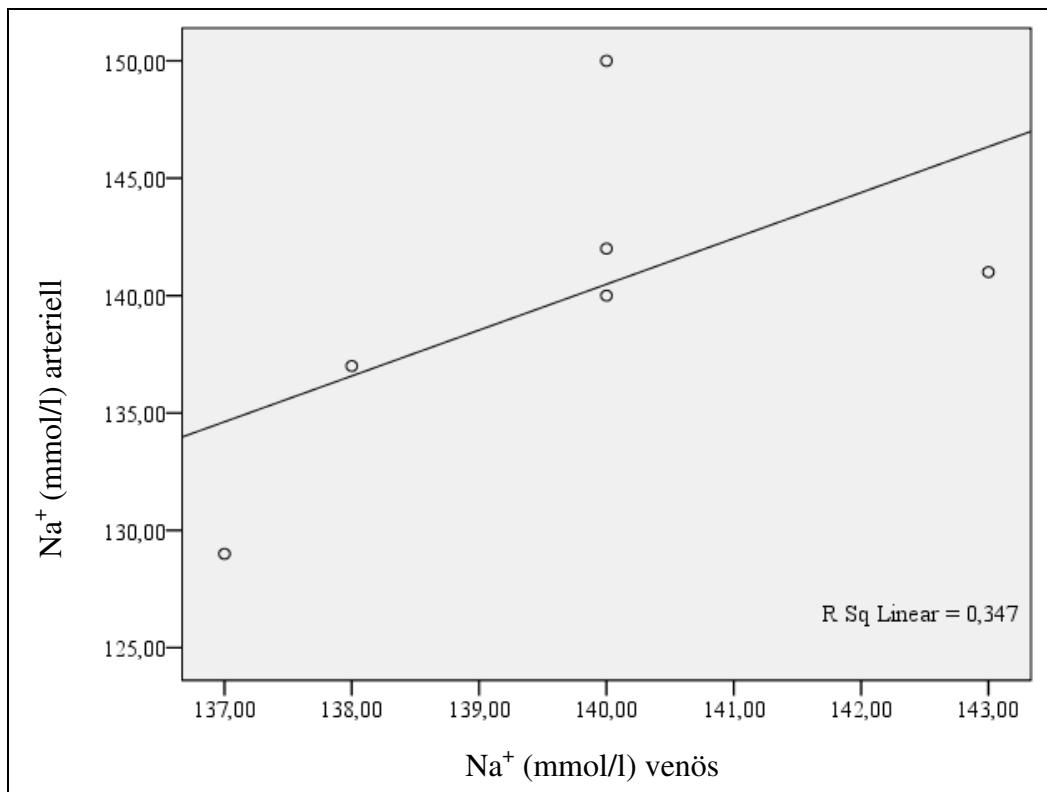


Abbildung 74: Vergleich zwischen arteriellen und venösen Blutproben für Na⁺ (mmol/l) beim Kaninchen ($n = 5$)

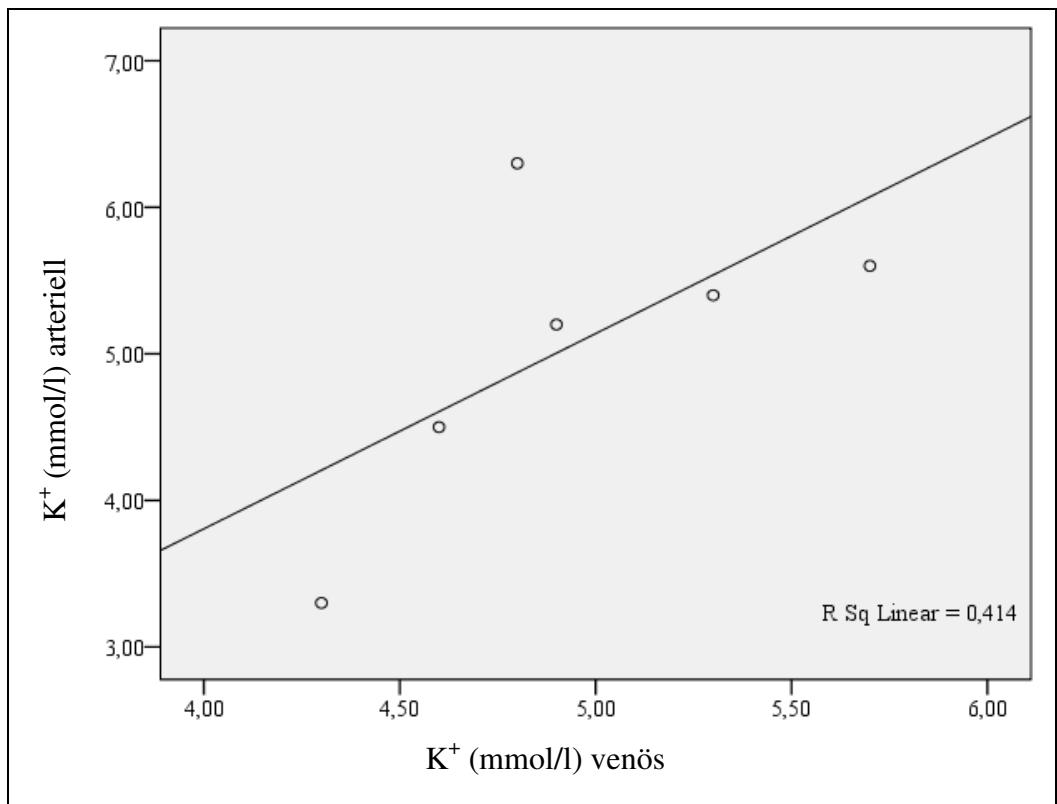


Abbildung 75: Vergleich zwischen arteriellen und venösen Blutproben für K^+ (mmol/l) beim Kaninchen ($n = 5$)

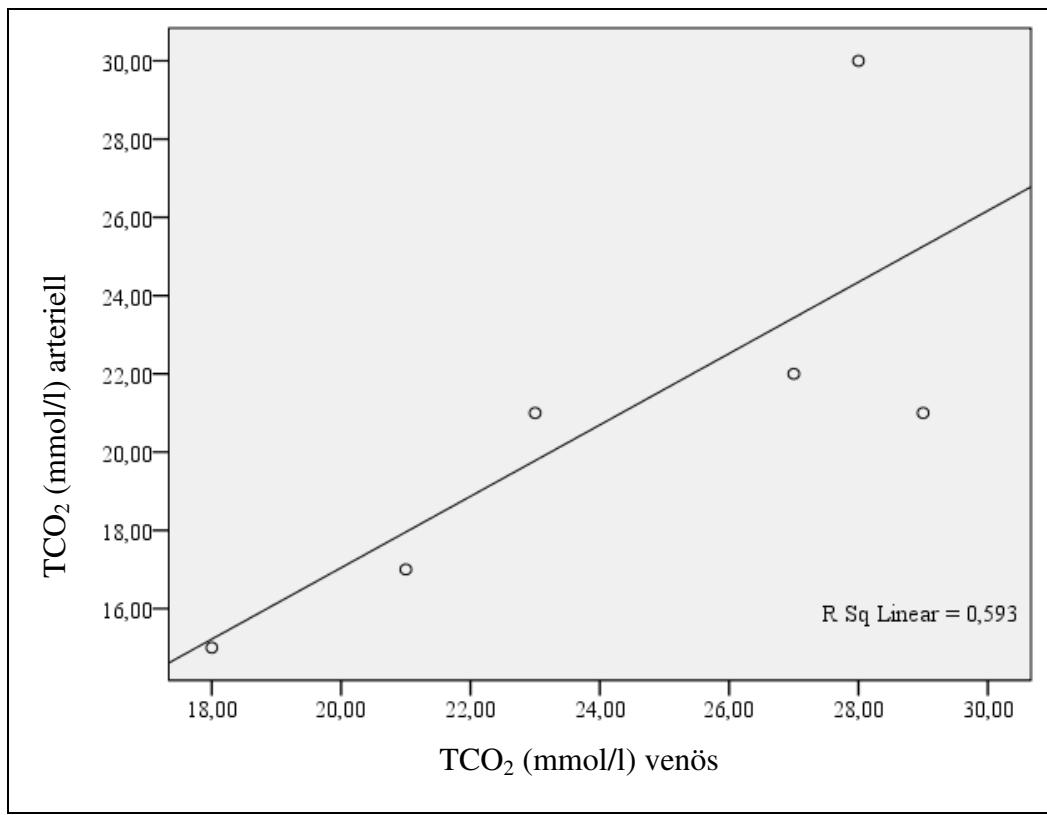


Abbildung 76: Vergleich zwischen arteriellen und venösen Blutproben für TCO_2 (mmol/l) beim Kaninchen ($n = 5$)

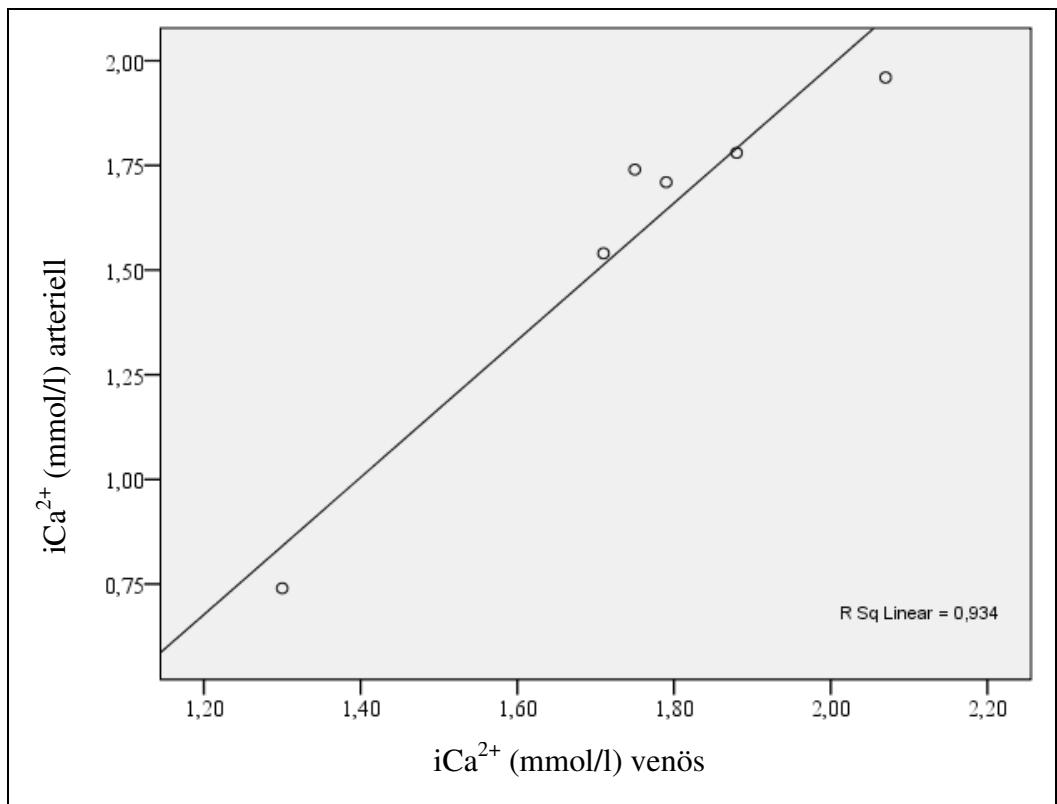


Abbildung 77: Vergleich zwischen arteriellen und venösen Blutproben für $i\text{Ca}^{2+}$ (mmol/l) beim Kaninchen ($n = 5$)

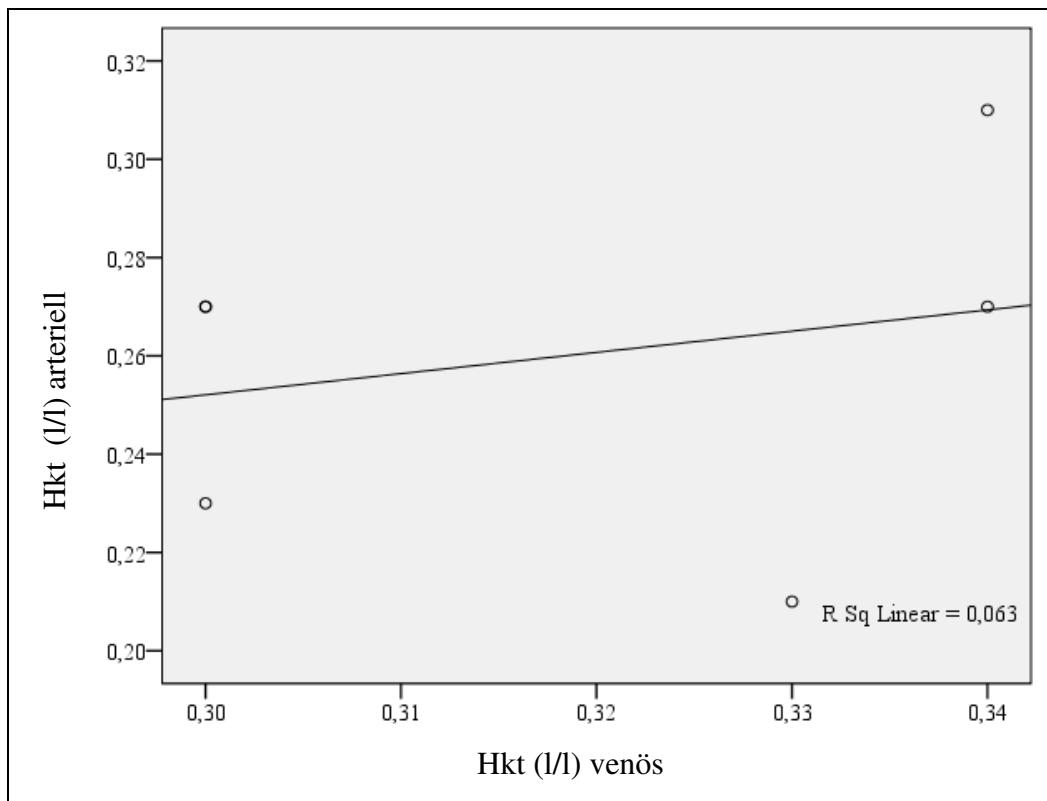


Abbildung 78: Vergleich zwischen arteriellen und venösen Blutproben für Hkt (l/l) beim Kaninchen ($n = 5$)

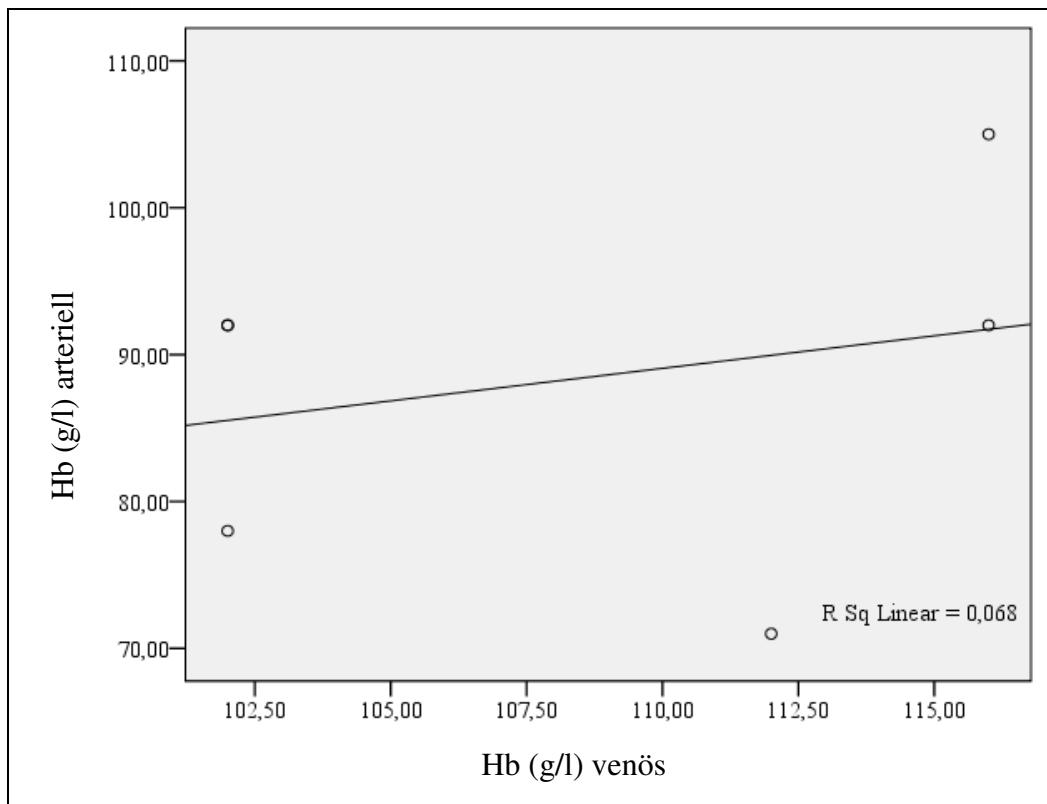


Abbildung 79: Vergleich zwischen arteriellen und venösen Blutproben für Hb (g/l) beim Kaninchen ($n = 5$)

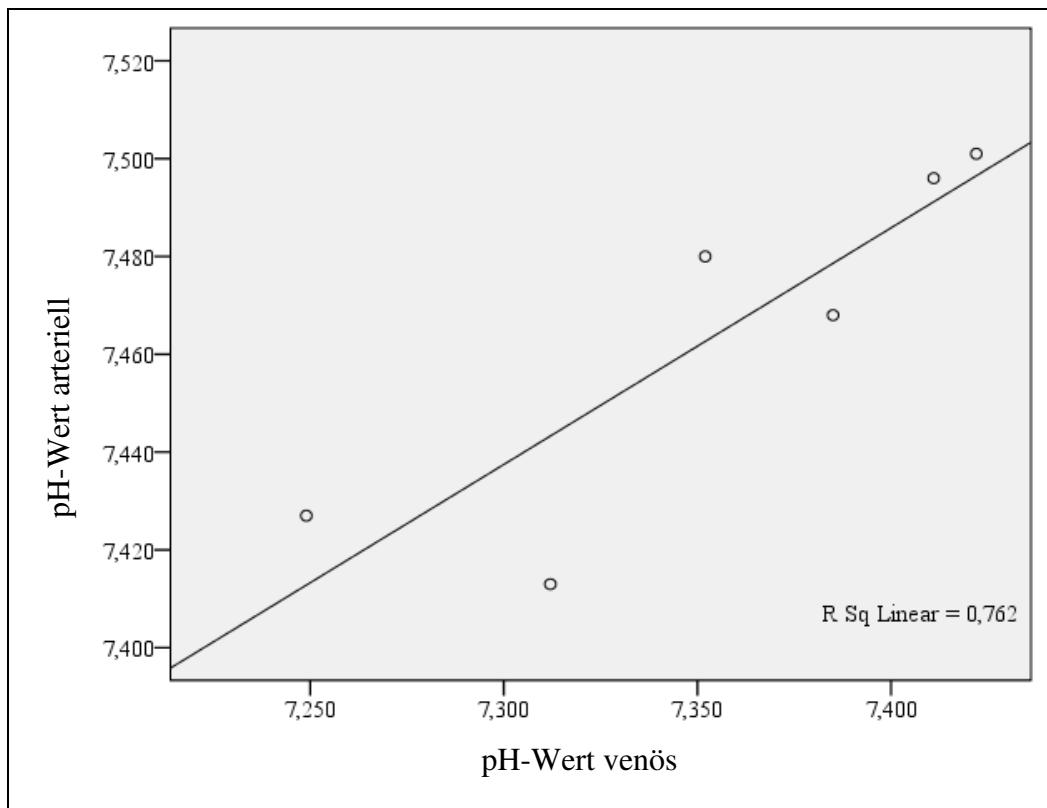


Abbildung 80: Vergleich zwischen arteriellen und venösen Blutproben für pH-Wert beim Kaninchen ($n = 5$)

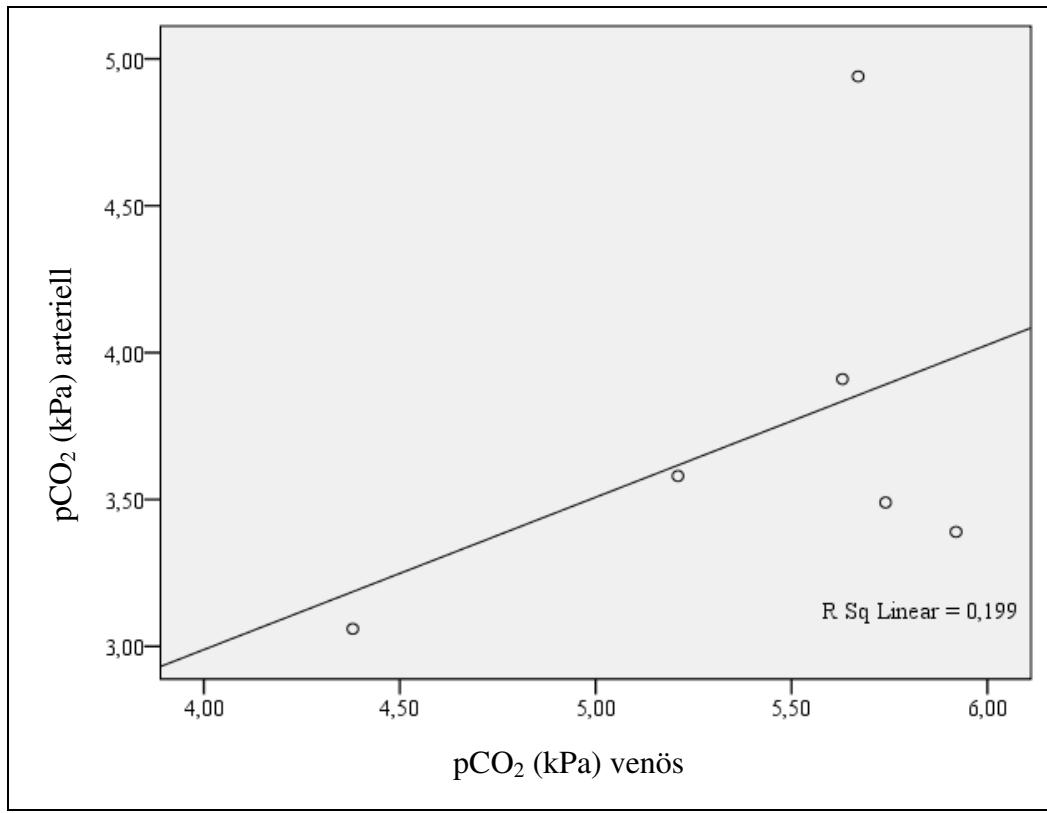


Abbildung 81: Vergleich zwischen arteriellen und venösen Blutproben für pCO₂ (kPa) beim Kaninchen (n = 5)

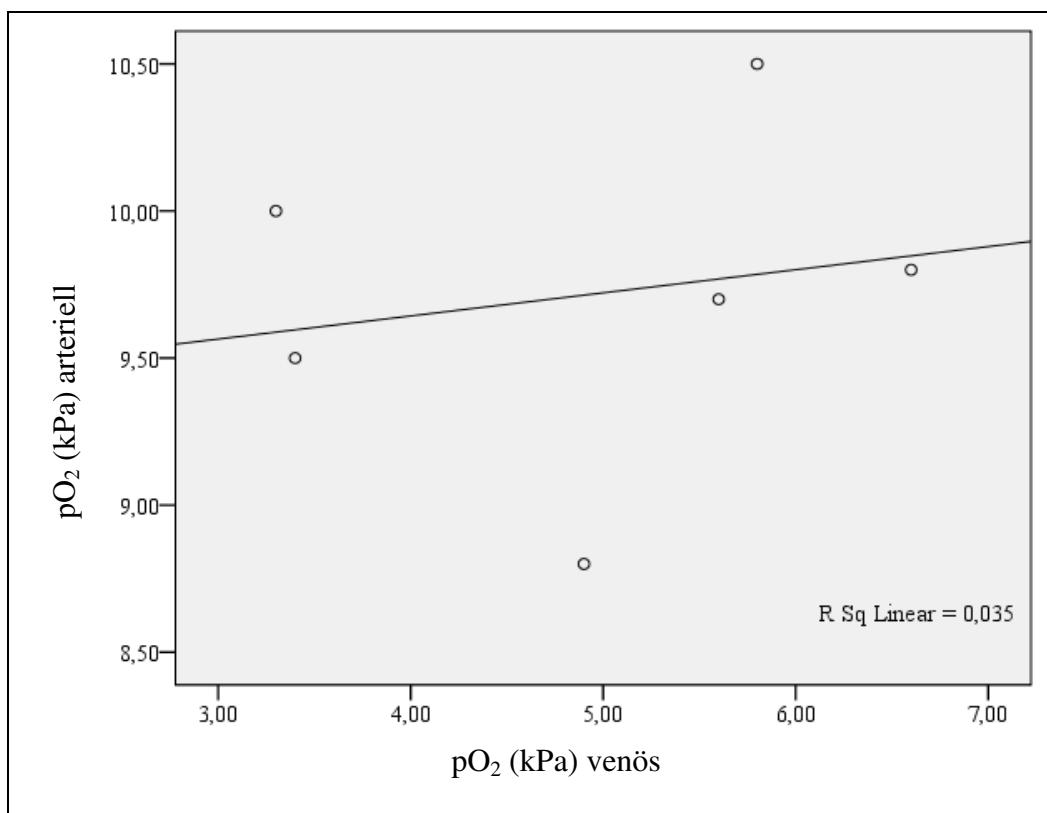


Abbildung 82: Vergleich zwischen arteriellen und venösen Blutproben für pO₂ (kPa) beim Kaninchen (n = 5)

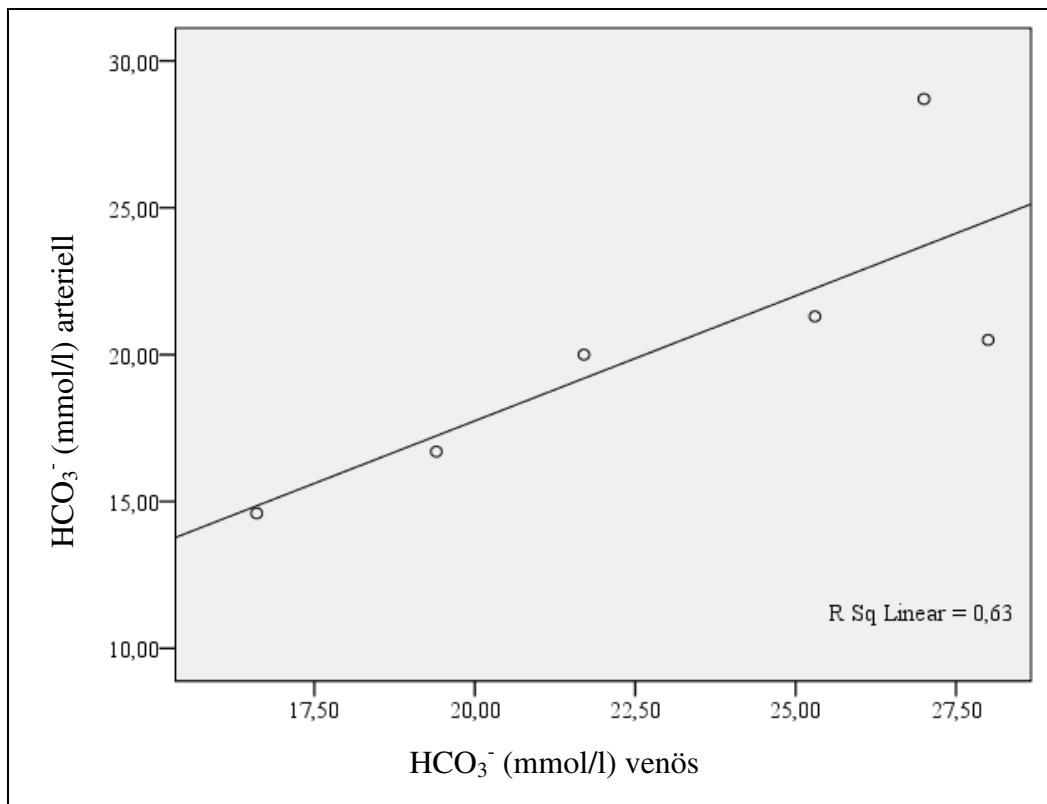


Abbildung 83: Vergleich zwischen arteriellen und venösen Blutproben für HCO_3^- (mmol/l) beim Kaninchen ($n = 5$)

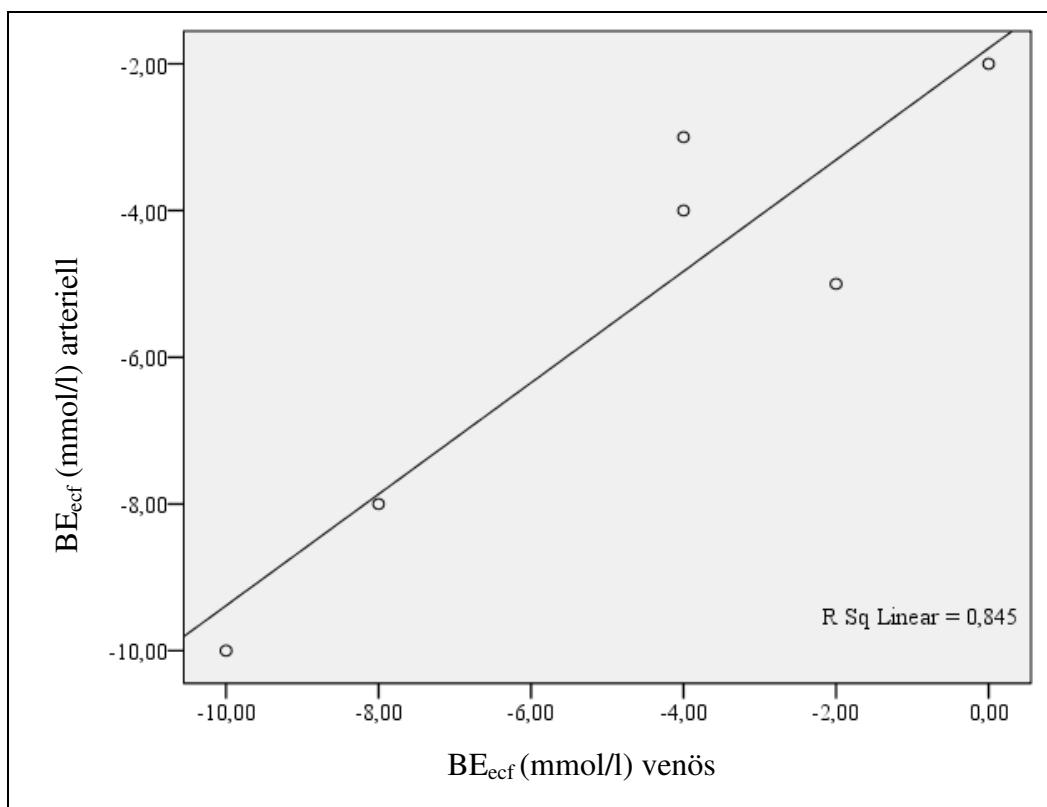


Abbildung 84: Vergleich zwischen arteriellen und venösen Blutproben für BE_{ecf} (mmol/l) beim Kaninchen ($n = 5$)

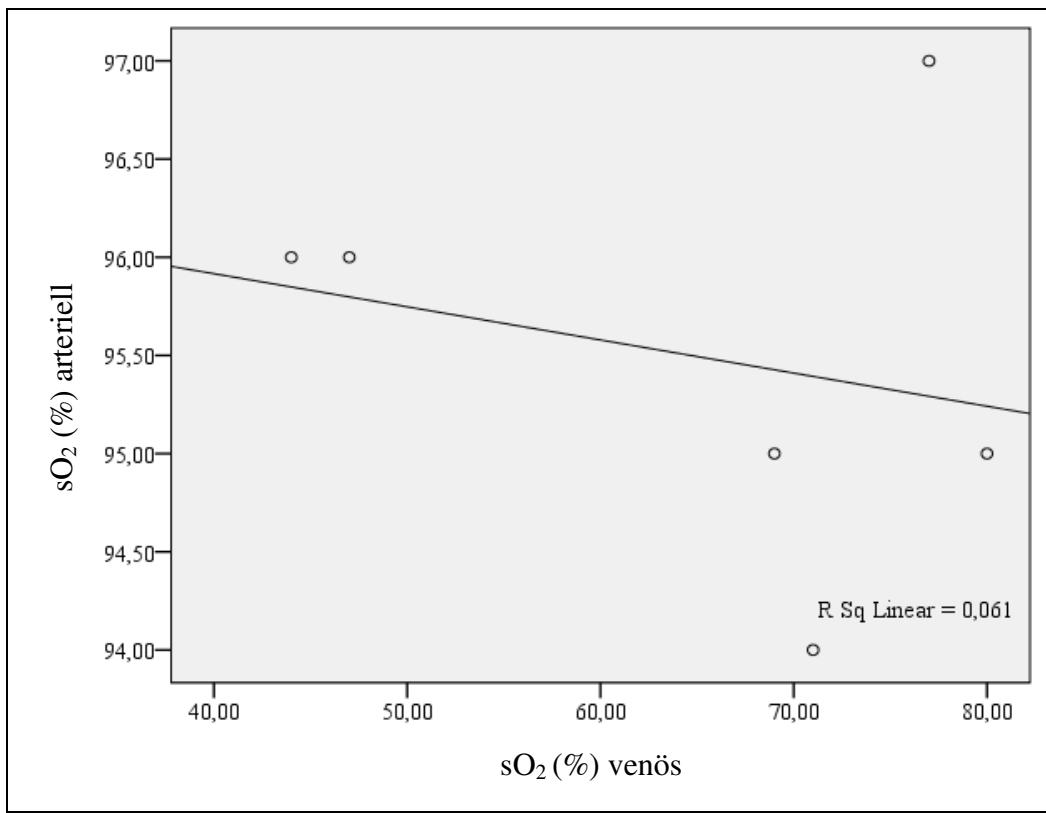


Abbildung 85: Vergleich zwischen arteriellen und venösen Blutproben für sO₂ (%) beim Kaninchen (n = 5)

4. Referenzbereiche

Nach Sammlung und Aufbereitung der Ergebnisse für die Referenzwertbestimmung wurde eine Überprüfung auf Ausreißer durchgeführt, die Verteilung der Daten graphisch dargestellt, Kenngrößen bestimmt, Signifikanztests durchgeführt und aus diesen Informationen Referenzbereiche erstellt.

4.1. Ausreißer

Nach Überprüfung der Werte nach HENRY & REED (1971) mussten keine Ausreißer eliminiert werden.

4.2. Kenngrößen

Für die einzelnen Parameter wurden nichtparametrische Referenzbereiche (95-%-Perzentil-Intervall) berechnet.

4.3. Abhängigkeiten

Für Parameter, für die sich durch Signifikanztests mittels Mann-Whitney-U-Test eine Abhängigkeit ($p < 0,05$) bezüglich des Geschlechts herausstellte, wurden separate Referenzwerte erstellt. Ein signifikanter Unterschied bezüglich des Geschlechts zeigte sich beim Kaninchen für K^+ . Zwischen männlichen und männlich-kastrierten Kaninchen zeigte sich ein signifikanter Unterschied für Glc, iCa^{2+} , Hkt und Hb. Für den BE_{ecf} des Meerschweinchens zeigte sich ein signifikanter Unterschied zwischen männlichen und weiblichen Tieren. Zwischen männlichen und männlich-kastrierten Meerschweinchen zeigte sich ein signifikanter Unterschied für Na^+ , TCO_2 , Hkt, Hb, HCO_3^- und BE_{ecf} (siehe Tabelle 44 bis Tabelle 47).

Der Zusammenhang zwischen Alter und den einzelnen Parametern wurde mittels Korrelationkoeffizienten nach Pearson bestimmt. Dabei galten Zusammenhänge mit $r \geq 0,6$ und $p < 0,05$ als signifikant. Bei den Kaninchen konnte für die Parameter Glc, Na^+ und iCa^{2+} ein p -Wert $< 0,05$ festgestellt werden, allerdings mit Korrelationkoeffizienten $< 0,2$. Beim Meerschweinchen zeigte sich nur für den Parameter ein p -Wert $< 0,05$ mit einem Korrelationskoeffizienten $< 0,28$. Somit hatte das Alter keinen Einfluss auf die Laborparameter (siehe Tabelle 48).

Tabelle 44: Ergebnisse der Signifikanztests der Variable Geschlecht (m = männlich, w = weiblich, n = Anzahl der Tiere/Gruppe) beim Kaninchen (grau unterlegt = signifikant ($p < 0,05$))

Kaninchen						
Parameter	Einheit	Geschlecht	n	Mean	Std. Abweichung	p-Wert
Glu	mmol/l	m	84	8,40	2,04	0,634
		w	86	8,25	1,83	
Na ⁺	mmol/l	m	84	142,46	4,17	0,561
		w	86	142,14	2,99	
K ⁺	mmol/l	m	84	4,83	0,92	0,025
		w	86	4,56	0,57	
TCO ₂	mmol/l	m	84	23,05	4,62	0,554
		w	86	22,63	4,54	
iCa ²⁺	mmol/l	m	81	1,75	0,12	0,980
		w	86	1,75	0,13	
Hkt	l/l	m	84	0,36	0,04	0,268
		w	86	0,35	0,03	
Hb	g/l	m	84	122,60	14,32	0,262
		w	86	120,38	11,04	
pH		m	84	7,29	0,11	0,472
		w	86	7,30	0,10	
pCO ₂	kPa	m	84	6,03	1,53	0,106
		w	86	5,71	0,99	
pCO ₂	mmHg	m	84	45,24	11,48	0,106
		w	86	42,82	7,46	
pO ₂	kPa	m	84	5,89	1,85	0,638
		w	86	6,02	1,58	
pO ₂	mmHg	m	84	44,21	13,91	0,638
		w	86	45,14	11,84	
HCO ₃ ⁻	mmol/l	m	84	21,69	4,49	0,616
		w	86	21,35	4,45	
BE _{efc}	mmol/l	m	84	-4,88	5,63	0,855
		w	86	-5,04	5,68	
sO ₂	%	m	84	69,02	17,91	0,131
		w	86	72,62	12,43	

Tabelle 45: Ergebnisse der Signifikanztests der Variable Kastrationsstatus (m = männlich, mk = männlich-kastriert, n = Anzahl der Tiere/Gruppe) beim Kaninchen (grau unterlegt = signifikant ($p < 0,05$))

Kaninchen						
Parameter	Einheit	kastr. Status	n	Mean	Std. Abweichung	p-Wert
Glu	mmol/l	m	41	7,89	1,73	0,025
		mk	43	8,88	2,20	
Na ⁺	mmol/l	m	41	142,07	4,40	0,404
		mk	43	142,84	3,95	
K ⁺	mmol/l	m	41	4,83	0,87	0,966
		mk	43	4,83	0,97	
TCO ₂	mmol/l	m	41	23,48	4,34	0,409
		mk	43	22,64	4,89	
iCa ²⁺	mmol/l	m	40	1,70	0,10	<0,001
		mk	41	1,79	0,12	
Hkt	l/l	m	41	0,37	0,04	0,039
		mk	43	0,35	0,04	
Hb	g/l	m	41	125,88	14,59	0,039
		mk	43	119,47	13,49	
pH		m	41	7,30	0,09	0,372
		mk	43	7,28	0,13	
pCO ₂	kPa	m	41	6,03	1,53	0,986
		mk	43	6,03	1,55	
pCO ₂	mmHg	m	41	45,27	11,45	0,986
		mk	43	45,22	11,63	
pO ₂	kPa	m	41	5,92	1,86	0,908
		mk	43	5,87	1,87	
pO ₂	mmHg	m	41	44,39	13,95	0,908
		mk	43	44,04	14,05	
HCO ₃ ⁻	mmol/l	m	41	22,12	4,13	0,396
		mk	43	21,28	4,81	
BE _{efc}	mmol/l	m	41	-4,28	4,75	0,338
		mk	43	-5,46	6,36	
sO ₂	%	m	41	69,57	18,89	0,784
		mk	43	68,50	17,13	

Tabelle 46: Ergebnisse der Signifikanztests der Variable Geschlecht (m = männlich, w = weiblich, n = Anzahl der Tiere/Gruppe) beim Meerschweinchen (grau unterlegt = signifikant ($p < 0,05$))

Meerschweinchen						
Parameter	Einheit	Geschlecht	n	Mean	Std. Abweichung	p-Wert
Glc	mmol/l	m	73	7,83	1,42	0,799
		w	97	7,88	1,52	
Na ⁺	mmol/l	m	73	140,74	2,75	0,119
		w	97	139,98	3,40	
K ⁺	mmol/l	m	73	5,31	0,57	0,225
		w	97	5,20	0,64	
TCO ₂	mmol/l	m	73	29,70	4,77	0,110
		w	97	30,84	4,39	
iCa ²⁺	mmol/l	m	72	1,45	0,11	0,442
		w	96	1,44	0,17	
Hkt	l/l	m	73	0,44	0,04	0,070
		w	97	0,43	0,03	
Hb	g/l	m	73	148,97	14,47	0,069
		w	97	145,21	11,39	
pH		m	73	7,21	0,10	0,062
		w	97	7,24	0,11	
pCO ₂	kPa	m	73	9,36	2,13	0,466
		w	97	9,12	2,05	
pCO ₂	mmHg	m	73	70,21	15,94	0,466
		w	97	68,45	15,38	
pO ₂	kPa	m	73	4,66	1,36	0,509
		w	97	4,53	1,23	
pO ₂	mmHg	m	73	34,96	10,22	0,509
		w	97	33,97	9,22	
HCO ₃ ⁻	mmol/l	m	73	27,60	4,63	0,085
		w	97	28,79	4,28	
BE _{efc}	mmol/l	m	73	-0,33	5,61	0,046
		w	97	1,35	5,29	
sO ₂	%	m	73	50,59	17,49	0,878
		w	97	51,00	16,84	

Tabelle 47: Ergebnisse der Signifikanztests der Variable Kastrationsstatus (m = männlich, mk = männlich-kastriert, n = Anzahl der Tiere/Gruppe) beim Meerschweinchen (grau unterlegt = signifikant ($p < 0,05$))

Meerschweinchen						
Parameter	Einheit	Kastr. Status	n	Mean	Std. Abweichung	p-Wert
Glc	mmol/l	m	38	7,84	1,48	0,946
		mk	35	7,81	1,38	
Na ⁺	mmol/l	m	38	140,05	2,67	0,025
		mk	35	141,49	2,67	
K ⁺	mmol/l	m	38	5,37	0,54	0,364
		mk	35	5,25	0,61	
TCO ₂	mmol/l	m	38	28,64	5,13	0,046
		mk	35	30,86	4,10	
iCa ²⁺	mmol/l	m	38	1,44	0,09	0,192
		mk	34	1,47	0,12	
Hkt	l/l	m	38	0,46	0,04	<0,001
		mk	35	0,42	0,03	
Hb	g/l	m	38	155,08	14,71	<0,001
		mk	35	142,34	11,01	
pH		m	38	7,18	0,13	0,054
		mk	35	7,23	0,07	
pCO ₂	kPa	m	38	9,50	2,52	0,550
		mk	35	9,21	1,61	
pCO ₂	mmHg	m	38	71,28	18,92	0,550
		mk	35	69,06	12,09	
pO ₂	kPa	m	38	4,73	1,38	0,662
		mk	35	4,59	1,36	
pO ₂	mmHg	m	38	35,47	10,38	0,662
		mk	35	34,41	10,17	
HCO ₃ ⁻	mmol/l	m	38	26,50	5,02	0,034
		mk	35	28,79	3,90	
BE _{efc}	mmol/l	m	38	-1,79	6,30	0,020
		mk	35	1,25	4,32	
sO ₂	%	m	38	50,34	18,37	0,899
		mk	35	50,86	16,74	

Tabelle 48: Ergebnisse der Signifikanztests der Variable Alter bei Kaninchen und Meerschweinchen (grau unterlegt = signifikant ($p < 0,05$))

Parameter	Kaninchen		Meerschweinchen	
	Korrelation	p-Wert	Korrelation	p-Wert
Glc	0,187	0,015	-0,090	0,244
Na ⁺	0,162	0,035	0,275	<0,001
K ⁺	-0,010	0,895	-0,061	0,432
TCO ₂	0,022	0,774	0,119	0,123
iCa ²⁺	0,190	0,014	0,135	0,081
Hkt	-0,048	0,531	-0,016	0,836
Hb	-0,050	0,514	-0,013	0,864
pH	-0,104	0,179	0,138	0,072
pCO ₂	0,144	0,062	-0,089	0,248
pO ₂	-0,078	0,312	-0,118	0,125
HCO ₃ ⁻	0,013	0,863	0,131	0,088
BE _{efc}	-0,020	0,793	0,151	0,050
sO ₂	-0,122	0,112	-0,053	0,490

4.4. Ermittelte Referenzbereiche

In Tabelle 49 und Tabelle 50 sind die Referenzbereiche (95-%-Perzentil-Intervall) für die in die Studie aufgenommen Kaninchen und Meerschweinchen aufgelistet. Für geschlechtsabhängige und vom Kastrationsstatus abhängige Parameter wurde ein separater Referenzbereich erstellt. Die Zahlenwerte wurden gerundet, sofern dies sinnvoll erschien.

4.4.1. Kaninchen

Tabelle 49: Referenzbereiche (95 %-Perzentil-Intervall) für Blutgas- und weitere Laborparameter sowie Median geschlechtsabhängiger Parameter beim Kaninchen (G = geschlechtsabhängig; K = Kastrationsstatus; m = männlich; mk = männlich-kastriert; w = weiblich; n = Anzahl der Tiere)

Kaninchen					
Parameter	Einheit	Abh.	n	95 %-Perzentil-Intervall	Median
Glc	mmol/l	K	170	6,0 – 13,8	7,9
		m	41	6,0 – 15,9	7,5
		mk	43	5,8 – 15,3	8,1
Na ⁺	mmol/l		170	133 – 149	143
K ⁺	mmol/l	G	170	3,6 – 7,2	4,6
		m	84	3,60 – 8,13	4,70
		w	86	3,45 – 5,58	4,50
TCO ₂	mmol/l		170	12 – 32	23
iCa ²⁺	mmol/l	K	167	1,43 – 1,97	1,75
		m	41	1,43 – 1,90	1,69
		mk	43	1,55 – 2,24	1,79
Hkt	l/l	K	170	0,28 – 0,43	0,40
		m	41	0,28 – 0,47	0,38
		mk	43	0,25 – 0,45	0,36
Hb	g/l	K	170	95,0 – 145,2	122,0
		m	41	95,2 – 159,3	129,0
		mk	43	86,0 – 152,0	122,0
pH			170	7,038 – 7,446	7,315
pCO ₂	kPa		170	4,09 – 9,36	5,55
	mmHg		170	30,75 – 70,25	41,67
pO ₂	kPa		170	3,0 – 9,6	5,7
	mmHg		170	22,7 – 72,3	42,9
HCO ₃ ⁻	mmol/l		170	11,5 – 30,2	21,4
BE _{efc}	mmol/l		170	-18 – 5	-4
sO ₂	%		170	36 – 94	74

4.4.2. Meerschweinchen

Tabelle 50: Referenzbereiche (95 %-Perzentil-Intervall) für Blutgas- und weitere Laborparameter sowie Median geschlechtsabhängiger Parameter beim Meerschweinchen (G = geschlechtsabhängig; K = Kastrationsstatus; m = männlich; mk = männlich-kastriert; w = weiblich; n = Anzahl der Tiere)

Meerschweinchen					
Parameter	Einheit	Abh.	n	95 %-Perzentil-Intervall	Median
Glc	mmol/l		170	6,0 – 11,9	7,5
Na^+	mmol/l	K	170	134 – 146	140
		m	38	134 – 145	140
		mk	35	135 – 147	141
K^+	mmol/l		170	4,1 – 6,7	5,2
TCO_2	mmol/l	K	170	19 – 38	30
		m	38	14 – 38	29
		mk	35	23 – 39	30
iCa^{2+}	mmol/l		168	1,02 – 1,72	1,45
Hkt	l/l	K	170	0,36 – 0,50	0,43
		m	38	0,32 – 0,52	0,47
		mk	35	0,37 – 0,50	0,41
Hb	g/l	K	170	122 – 170	146
		m	38	109 – 177	158
		mk	35	126 – 170	139
pH			170	6,968 – 7,412	7,224
pCO_2	kPa		170	5,61 – 13,96	9,10
	mmHg		170	42,10 – 104,72	68,24
pO_2	kPa		170	2,6 – 7,8	4,5
	mmHg		170	19,8 – 58,2	33,5
HCO_3^-	mmol/l	K	170	16,9 – 35,8	28,2
		m	38	12,6 – 35,8	27,1
		mk	35	21,3 – 36,0	28,3
BE_{ecf}	mmol/l	G, K	170	-15 – 10	1
		m	73	-16 – 10	0
		w	97	-15 – 11	1
		m	38	-17 – 11	-2
		mk	35	-7 – 10	1
sO ₂	%		170	22 – 84	52

V. DISKUSSION

Bei der Evaluierung der Methode stellte sich bei der **Blutentnahme** beim **Kaninchen** heraus, dass die Aspiration von Blut aus der *V. saphena* mittels der Blutgasspritze (Roche Diagnostics GmbH, Mannheim, Deutschland) problemlos durchgeführt werden konnte. Nur in einigen wenigen Fällen koagulierte das Blut im Gefäß. Entsprechende Proben wurden verworfen. FUDGE (2000) und MARSHALL (2008) beschreiben eine schnelle Gerinnung der Blutprobe von Kaninchen bei Raumtemperatur. Das intrinsische Gerinnungssystem zeigt beim Kaninchen im Vergleich zum Menschen höhere Aktivitäten einzelner Faktoren (V, VIII, IX, X, XI und XIII) sowie höhere Thrombozytenzahlen (DODDS, 2000). Dieses Problem trat jedoch in der vorliegenden Arbeit nicht auf.

Beim **Meerschweinchen** hingegen stellte die Aspiration von Blut aus der *V. saphena* eine Herausforderung dar. Um eine Entnahme mittels Blutgasspritze (Roche Diagnostics GmbH, Mannheim, Deutschland) beim Meerschweinchen durchzuführen, muss der Zusammenfluss von *Ramus cranialis* und *Ramus caudalis* der *V. saphena lateralis* an der Hintergliedmaße perfekt getroffen werden, um einen bestmöglichen Blutfluss zu erhalten, andernfalls gerinnen die Proben häufig noch im Gefäß. Der erzeugte Unterdruck führte teilweise zu einer Stase des Blutflusses bedingt durch das Kollabieren der Vene. Durch Luftsaspiration kam es häufig zu einer Schaumbildung des Blutes in dem Gefäß. Entsprechende Proben mussten verworfen werden. Die Entnahme mittels Kapillare (Roche Diagnostics GmbH, Mannheim, Deutschland) funktionierte beim Meerschweinchen deutlich besser. Für die Reihenmessungen im Rahmen der Überprüfung der Reproduzierbarkeit eigneten sich Kapillaren allerdings nicht, da die jeweilige Blutmenge nicht für eine serielle Messung ausreichend war. Außerdem konnte das in Kapillaren aufgefangene und nicht unmittelbar zur Messung herangezogene Blut später nicht mehr verwendet werden, da die Proben im Gefäß, trotz Verschluss der beiden Kapillarenden mittels Gummistopfen, koagulierten. LEWIS (1992) beschreibt, dass gewonnene Meerschweinchenblutproben schnell gerinnen, unabhängig davon, ob sie in Glas- oder Plastikgefäßen gesammelt werden. Dies konnte ebenfalls in dieser Studie festgestellt werden.

Beim **Kaninchen** konnte bei allen Parametern bei der **Reproduzierbarkeit in Serie**, bis auf den BE_{ecf}, mit einem Variationskoeffizienten von $\leq 10\%$, eine gute Reproduzierbarkeit der Daten festgestellt werden. Der BE_{ecf} wird von dem i-STAT®-Gerät aus dem HCO₃⁻ und dem pH-Wert berechnet. Das HCO₃⁻ leitet sich wiederum von dem pH-Wert und dem pCO₂ ab. Obwohl alle zur Berechnung verwendeten Parameter eine gute Reproduzierbarkeit aufwiesen, zeigte der BE_{ecf} mit einem VC > 10 % eine schlechte Reproduzierbarkeit der Daten. Auch bei Hund, Katze und Pferd wird von MATBURGER (1998) keine gute Präzision für den BE angegeben. Die Beurteilung dieses Parameters sollte mit Vorsicht erfolgen.

Beim **Meerschweinchen** wiesen alle Parameter, bis auf den BE_{ecf}, dem pO₂ und der sO₂, eine gute Reproduzierbarkeit der Daten auf. Der BE_{ecf} zeigt ebenfalls, trotz guter Reproduzierbarkeit der zur seiner Berechnung verwendeten Parameter, einen durchschnittlichen Variationskoeffizienten von deutlich über 10 %. Auch hier ist eine kritische Beurteilung dieses Parameters notwendig. Da sich die sO₂ aus dem pO₂, dem pH-Wert sowie dem HCO₃⁻ berechnet und der pO₂ beim Meerschweinchen eine schlechte Reproduzierbarkeit zeigt, könnte sich dies folglich auf die schlechte Reproduzierbarkeit der sO₂ auswirken. Somit sollten beim Meerschweinchen auch der pO₂ und die sO₂ mit Vorsicht betrachtet werden. Die im Vergleich zum Kaninchen schlechtere Reproduzierbarkeit der Daten könnte Folge der für Meerschweinchen ungeeigneten Blutentnahmemethode mittels Blutgasspritze sein.

Bei der **Reproduzierbarkeit im Bezug auf die Zeitspanne zwischen Probenentnahme und Messung** ergab sich beim **Kaninchen** für die Glc, den pO₂, den BE_{ecf}, die sO₂ und den pCO₂ mit einem VC > 10 % eine schlechte Reproduzierbarkeit der Daten. Auch hier bestätigt sich, wie bei der Serienmessung in Folge für den BE_{ecf} eine schlechte Reproduzierbarkeit. Die zelluläre Glukoseverwertung führt zu einem Absinken der Glukosekonzentrationen durch glykolytische Prozesse. So sinkt sie bei 22 °C alle 30 – 60 Minuten um 10 % (NELSON et al., 2006). Somit kann die mangelnde Reproduzierbarkeit in Bezug auf die Zeitspanne bei diesem Parameter erklärt werden. Der pO₂ beginnt durch den Sauerstoff-Eigenverbrauch der Blutzellen zu sinken (LIESKE et al., 1981). Da die Proben bei Raumtemperatur gelagert

wurden, ist eine Veränderung des pO_2 mit Sicherheit zu erwarten und erklärt somit die schlechte Reproduzierbarkeit der Zeitmessung. Folglich kommt es ebenfalls zu einer Beeinflussung der sO_2 , da sie sich rechnerisch von dem pO_2 ableitet. Die von DAY (2002) beschriebene, bei Raumtemperatur bedingte Erhöhung des pCO_2 könnte zu der schlechten Reproduzierbarkeit des pCO_2 beim Kaninchen führen. Aufgrund der verschlechterten Reproduzierbarkeit im Vergleich zur Serienmessung, zeigt sich der negative Einfluss der Zeit und der Raumtemperatur auf die einzelnen Parameter. Eine Bestimmung der Proben nach der Blutentnahme ist bei Raumtemperatur idealerweise unmittelbar bis höchstens 30 Minuten nach der Entnahme zu empfehlen (DAY, 2002).

Beim **Meerschweinchen** zeigte sich ebenfalls mit einem $VC > 10\%$ für die Glc, den pO_2 , den BE_{ecf} und die sO_2 eine schlechte Reproduzierbarkeit der Daten im Bezug auf die Zeitspanne. Der Einfluss auf die abweichenden Parameter kann entsprechend beim Kaninchen erklärt werden.

Beim **Kaninchen** zeigte die **Entnahmetechnik** zwischen Blutgasspritze und Kapillare eine gute Übereinstimmung ($r \geq 0,6$ und $p < 0,05$) der Parameter Glc, K^+ , TCO_2 , iCa^{2+} , HCO_3^- und BE_{ecf} . Im Unterschied zu der Blutgasspritze sind bei der Bestimmung mittels Kapillare im Median niedrigere Werte für Hkt, Hb, pH-Wert, pO_2 und sO_2 zu verzeichnen, einen höheren Wert im Median hingegen für den pCO_2 .

Beim **Meerschweinchen** findet sich eine gute Übereinstimmung der Werte nur für Glc, Hkt und Hb. Auch hier zeigt sich bei der pH-Wert-Bestimmung mittels Kapillare im Median ein niedrigerer pH-Wert. Hier wird deutlich, dass die Entnahmemethode beim Meerschweinchen einen großen Einfluss auf die Parameter hat. Das Blutentnahmesystem mittels Blutgasspritze und Aspiration aus dem Blutgefäß erwies sich von Beginn an als störanfällig und unzuverlässig und ist somit beim Meerschweinchen nicht zu empfehlen.

Der **Gerätevergleich** zwischen dem i-STAT® und dem GEM® Premier 3000 Model 5700 beim **Kaninchen** zeigte für alle Parameter, außer Na^+ , iCa^{2+} , Hkt und pH-Wert, eine gute Übereinstimmung der Werte. Der Median weist bei Na^+

und Hkt für beide Geräte übereinstimmende Zahlen auf. Der pH-Wert zeigt im Vergleich der Messergebnisse beider Geräte nur eine geringe Abweichung der Werte im Median.

Entsprechende Abweichungen sind auch in der Literatur beschrieben. Im Vergleich des i-STAT® mit einem Standard-Laborgerät konnten MATBURGER (1998) beim Pferd für das $i\text{Ca}^{2+}$ und GROSENBAUGH und Mitarbeiter (1998) bei Hund, Katze und Pferd für $i\text{Ca}^{2+}$ sowie Glc und Hkt keine signifikante Übereinstimmung zwischen den Geräten verzeichnen. LOONEY und Mitarbeiter (1998) beschreiben eine schlechte Übereinstimmung für Na^+ beim Hund und TSCHUDI (1998) für Na^+ beim Pferd. Unterschiedliche Mess- oder Kalibrierungsverfahren der Geräte können zu den Abweichungen führen. Die von ERICKSON und WILDING (1993) beschriebene Tatsache, dass von dem i-STAT®, im Gegensatz zu Vergleichssystemen in der Humanmedizin, höhere Werte für den Hkt gemessen werden, bestätigte sich in dieser Studie nicht. Eine Hämatokritanpassung, wie sie von SCHNEIDER und Mitarbeiter (1997) sowie dem Hersteller (ABBOTT, 2006) beschrieben wird, scheint daher nicht notwendig zu sein.

In dieser Studie wurde keines der beiden Geräte vorher für Kaninchen evaluiert. Da die Vergleichsdaten größtenteils eine gute Übereinstimmung zeigen und bei allen Parametern eine gute Korrelation ($r \geq 0,6$) zu verzeichnen ist, scheinen beide Systeme für die Blutgasanalyse beim Kaninchen geeignet.

Beim **Meerschweinchen** ergab der Gerätevergleich eine gute Übereinstimmung von Na^+ , Hkt, pH-Wert, pCO_2 , pO_2 , HCO_3^- und BE_{ecf} . Alle Parameter zeigten, bis auf die Glc, eine gute Korrelation ($r \geq 0,6$) der Werte. Die Glc zeigte im Vergleich des Median ebenfalls unterschiedliche Ergebnisse, mit höheren Werten für das i-STAT®. GROSENBAUGH und Mitarbeiter (1998) beschreiben einen Präzisionsverlust für Glc bei steigenden Glukosekonzentrationen.

Der **Vergleich mit dem Cell-Dyn® 3500 R und dem Hitachi 911®** ergab bei Kaninchen und bei Meerschweinchen nur bei der Glc und dem Hkt eine gute Übereinstimmung der Werte. Unterschiede in den Messverfahren der Systeme (i-STAT® *versus* Hitachi 911® und Cell Dyn® 3500 R) sind hier die Ursache für die Abweichung der weiteren Parameter (ionenselektive Elektroden *versus*

potentiometrische Messung bei Na^+ und K^+ , Durchflusszytometrie *versus* berechneter Wert aus dem Hkt bei Hb und nicht-enzymatischer Farbstest (Ca^{2+}) *versus* potentiometrische Messung beim iCa^{2+}). Zu Erwarten war die Diskrepanz zwischen iCa^{2+} und Ca^{2+} (freies *versus* proteingebundes Ca^{2+}). Auch wurden die Proben jeweils mit unterschiedlichen Antikoagulantien (EDTA *versus* Natrium- und/oder Lithium-Heparin) und Gerinnungsförderer angereichert. GROSENBAUGH und Mitarbeiter (1998) berichten für das i-STAT®-Analysegerät geringere K^+ -Konzentrationen im Vergleich zu Serumproben, da keine K^+ -Freisetzung aus rupturierten Thrombozyten im Rahmen der Gerinnung erfolgt. So finden sich auch in dieser Studie bei Kaninchen und Meerschweinchen jeweils im Median der von dem i-STAT® gemessenen K^+ -Konzentrationen niedrigere Werte als in den Serumproben.

Der **Vergleich arterieller und venöser Blutproben** beim **Kaninchen** ergab eine gute Übereinstimmung der Parameter iCa^{2+} , pH-Wert und BE_{ecf} . Im Median bestätigen sich für venöses Blut ein niedriger pH-Wert und pO_2 sowie ein höherer pCO_2 . Laut ROBERTSON (1989) zeigt sich im Vergleich zwischen arteriellen und venösen Proben für alle Parameter außer dem BE eine Abweichung der Werte. Dies kann für den BE in dieser Studie nachvollzogen werden. Für die Ermittlung von BE, pH-Wert und iCa^{2+} scheinen beim Kaninchen arterielles sowie venöses Blut verwendbar zu sein.

Zusammenfassend ergeben die Vorversuche zur Evaluierung der Methode bei Kaninchen und Meerschweinchen akzeptable Ergebnisse und machen den Einsatz zur Referenzwertbestimmung der Blutgasparameter möglich.

Da sich in den Vorversuchen zeigte, dass für eine Beurteilung des Säure-Basen-Haushaltes venöses Blut ausreichend ist und die venöse **Blutnahmemethode** unkomplizierter als die arterielle ist, wurde für die Bestimmung der Blutgasreferenzwerte in dieser Studie venöses Blut gewählt.

Die Blutentnahme für die Referenzwertbestimmung erfolgte bei Kaninchen und Meerschweinchen aus der *V. saphena lateralis*. Die Blutgewinnung aus der *V. saphena lateralis* hat sich beim Kaninchen problemlos durchführen lassen. Die bei Kaninchen verwendete Blutgasspritze ist aus Kunststoff und leicht handelbar. Es stellte sich heraus, dass die direkte Aspiration aus der Vene ein anschließend schlechteres Abtropfen des Blutes in die Serum- und EDTA-Gefäße nach sich zog. Vermutlich führt der durch die Aspiration erzeugte Unterdruck im Gefäß zu einem Kollabieren der Vene. Die Blutentnahme für die Blutgasuntersuchung wurde im Anschluss an die Blutentnahme für den Methodenvergleich durchgeführt. Beim Meerschweinchen sind theoretische Kenntnisse über den Verlauf der *V. saphena lateralis* erforderlich, da sich diese nicht immer zuverlässig bei Stauen der Vene darstellt. Die Beschleunigung des Blutflusses mittels Vakutainersystem erwies sich beim Meerschweinchen als nützlich, um die Kapillare anschließend zügig mit Blut und möglichst ohne Luftblasen zu befüllen. Wie von KLINGSTRÖM und Mitarbeitern (1976) beschrieben, benötigt die Entnahmeform mittels Kapillare beim Meerschweinchen praktische Übung.

Als Antikoagulans wurde beim Kaninchen eine mit Natrium-Heparin versetzte Blutgasspitze und beim Meerschweinchen eine mit Natrium- und Lithium-Heparin versetzte Blutgaskapillare verwendet. Hierbei handelt es sich um zwei für die Blutgasanalyse geeignete Gerinnungshemmer, die die Probe nicht in ihrer Zusammensetzung beeinträchtigen. Eine zusätzliche Verdünnung der Proben mit Heparin wurde nicht durchgeführt.

Durch Kompression der Vene nach der Entnahme und Anlegen eines Druckverbandes für durchschnittlich zwei Minuten konnte einer Hämatombildung zuverlässig entgegengewirkt werden. Eine Hämatombildung oder Nekrose (MURRAY, 2000) trat in dieser Studie nicht auf.

Die Blutentnahme wurde möglichst ohne Lufteinschlüsse durchgeführt und die Probe unmittelbar nach der Blutgewinnung in die Füllkammer der Kartusche verbracht, um Artefakte durch eine Sauerstoffkontamination zu vermeiden. Beim

Kaninchen konnte durch die Technik der direkten Aspiration aus dem Gefäß sogar eine ideale Entnahmebedingung geschaffen werden. Bei dem Befüllen der Kammer kommt es zu einem unvermeidbaren, kurzen Luftkontakt. Laut BISWAS und Mitarbeiter (1982) verändern sich der pH-Wert, HCO_3^- , TCO_2 , BE und pCO_2 in den ersten 30 Minuten unabhängig von der Temperatur nur wenig. Da die Proben in dieser Studie nicht zwischengelagert wurden, ist der Einfluss des probeninternen Zellmetabolismus gering. Die Proben wurden bei Zimmertemperatur oder auch im Freien während der Wintermonate gemessen. Von Bedeutung könnte der Einfluss des Stauens der Vene auf die Parameter sein. Durch eine lokale Milchsäureproduktion kommt es zu einem Anstieg des pCO_2 und einer pH-Wert-Senkung (ABBOTT, 2006; DIBARTOLA et al., 2006). Auch wird der pH-Wert durch den Gewebemetabolismus der jeweiligen Blutentnahmeregion beeinflusst. So finden sich in den Akren höhere CO_2 -Konzentrationen als in zentral gelegenen Blutgefäßen (LARSEN, 2006). Die Blutentnahme für die Blutgasuntersuchung erfolgte immer an einer der beiden Hintergliedmaßen.

Die Blutgewinnung aus der *V. saphena lateralis* wird bereits in der Literatur als geeignetste Methode zur venösen Blutentnahme bei Kaninchen und Meerschweinchen beschrieben (HOLTZMANN, 1994; MOORE, 2000; MURRAY, 2000; MOORE, 2000a; HEIN, 2002; HEIN & HARTMANN, 2003a, 2003b; QUESENBERRY & CARPENTER, 2004; EWRINGMANN, 2005; EWRINGMANN & GLÖCKNER, 2005; MARSHALL, 2008; HEIN, 2009). Die meisten in der Literatur bei Kaninchen und Meerschweinchen durchgeföhrten Blutgasanalysen (BRUNS et al., 1963; ILUCEV, 1974; SCHAEFER et al., 1975; GIAMMARCO et al., 1978; BAR-ILAN & MARDER, 1980; HAMSHAW-THOMAS & REYNOLDS, 1985; BLATTEIS et al., 1986; COLLADO et al., 1987; BARZAGO et al., 1992; GILLET, 1994) wurden aus arteriellen Gefäßen mittels invasiver Methoden und häufig in Narkose entnommen. Die *A. auricularis media* wird von KIWULL-SCHÖNE und Mitarbeitern (2001) sowie HEARD (2004) für die arterielle Blutgasanalyse beim Kaninchen empfohlen. Es ist keine nicht-invasive arterielle Blutentnahmemethode beim Meerschweinchen in der Literatur beschrieben.

In der Literatur werden Gefäße aus Glas für die Blutgasbestimmung als ideal beschrieben, da sie keinen Gasaustausch mit der Umwelt zulassen (BEAULIEU et al., 1999; PICANDET et al., 2007). Beim Meerschweinchen konnte dies in dieser Studie in Form von Glaskapillaren verwirklicht werden.

Die Auswertung der Blutproben erfolgte mit dem **i-STAT®-Analysator**. Dieses Gerät bietet einige Vorteile im Vergleich zu stationären Laborgeräten. Wichtigster Punkt ist die Möglichkeit der unmittelbaren Probenanalyse im Anschluss an die Blutentnahme. Dies ist im Rahmen einer Referenzwertbestimmung mit Beprobung großer Tierzahlen vor Ort nur mit einem handlichen und transportablen Gerät möglich. Somit gelang es, Tiere aus unterschiedlichen Haltungsbereichen in die Studie aufzunehmen. Weitere positive Aspekte sind der einfache Gebrauch, das kostengünstige Gerät und der geringe Wartungsaufwand (MOCK et al., 1995; SCHNEIDER et al., 1997). Für die Medizin der kleinen Heimtiere ist besonders das geringe Probenvolumen von großem Vorteil. So genügen zwei bis drei Tropfen Blut zu einer Analyse zahlreicher Daten je nach Auswahl der Multiparameterkartusche. Von Vorteil für die Blutgasanalyse ist die Tatsache, dass die Probe nur geringen Umwelteinflüssen ausgesetzt wird (MATBURGER, 1998). Die Probe hat nur bei dem Befüllen der Kartuschenkammer luftkontakt. Das Patientenblut kommt außerdem nicht mit dem Gerät selbst, sondern nur mit der Kartusche in Kontakt, dies stellt somit eine sehr hygienische Verfahrensweise dar. Die kurze Analysezeit ist vor allem in der Notfallmedizin von Vorteil.

Problematische Aspekte waren der Einsatz des Gerätes im Freien während der Wintermonate, da das Gerät unter 16 °C nicht funktionstüchtig ist. So musste das Gerät mittels einer elektrischen Heizdecke auf Betriebstemperatur erwärmt werden und dort während der jeweiligen Messphasen belassen werden, was sich für den Arbeitsprozess als sehr umständlich erwies. Im Rahmen einer Fahrpraxis könnte das Gerät aber im beheizten Fahrzeug belassen werden, um ein Auskühlen des Gerätes zu verhindern. Es sollten immer Ersatzbatterien mitgeführt werden, da sich bei der Durchführung dieser Studie zeigte, dass ein Batteriewechsel ca. alle 30 Messungen notwendig ist.

Bei der Bestellung der **Kartuschen** muss beachtet werden, dass sie trotz Kühlung nur ca. drei Monate haltbar sind. Nach Ablauf des angegebenen Verbrauchsdatums müssen die Kartuschen verworfen werden. So muss die Bestellung mit Voraussicht durchgeführt werden, um finanzielle Verluste zu vermeiden. Auch die Kartuschen sollten vor dem Gebrauch auf Raumtemperatur erwärmt werden. Eine bereits erwärmte Kartusche sollte nicht erneut gekühlt werden und ist noch ca. zwei Wochen brauchbar. Die Schutzhülle darf außerdem nicht beschädigt werden.

In 6,0 % der Messungen bei Kaninchen und in 8,0 % bei Meerschweinchen wurde eine **Fehlermeldung** der Kartusche verzeichnet. Die statistische Auswertung ergab keinen Unterschied in der Fehlerhäufigkeit der Kartuschen zwischen Kaninchen und Meerschweinchen, trotz unterschiedlicher Entnahmemethoden. Von ERICKSON und WILDING (1993) wird in der Humanmedizin eine Fehlerhäufigkeit der Kartuschen von 1,2 – 4,4 % angegeben. MARTIN und Mitarbeiter (1996) beschreiben eine etwas höhere Fehlerhäufigkeit der Kartuschen von etwa 5,0 %, wobei 2,1 % der Fehlermeldungen auf eine mangelhafte Handhabung zurückzuführen sind; etwa 3,0 % der Kartuschen waren defekt. In der Veterinärmedizin wird die Häufigkeit der Kartuschenfehler mit 5,7 % (STEINMETZ et al., 2007) und 5,9 % (MATBURGER et al., 2000) beschrieben. Dies stimmt in etwa mit den Ergebnissen dieser Studie bei Kaninchen überein. Die Befüllung der Kartuschenkammer mit Blut erfolgte in dieser Studie immer auf die gleiche Weise und immer durch denselben Anwender. Ein Anwendungsfehler ist somit ausgeschlossen.

Zur Bestimmung der Referenzbereiche war eine Einteilung in juvenile und adulte Tiere war nicht möglich, da die Anzahl juveniler Tiere für einen Gruppenvergleich zur Bestimmung der Altersabhängigkeiten bei Kaninchen und Meerschweinchen nicht ausreichend war. Die statistische Auswertung in dieser Studie zeigte aber, dass das Alter bei ausgewachsenen Tieren keinen nachweisbaren Einfluss auf die Blutparameter hat.

Der venöse **pH-Wert** lag beim **Kaninchen** in dieser Studie bei 7,038 – 7,446 (95-%-Perzentil-Intervall) und einem Median von 7,315. In der Literatur wird von ILUCEV (1974) ein arterieller pH-Wert für Kaninchen von 7,228 – 7,505 und von GILLET (1994) ein arterieller Wert von 7,200 – 7,500 angegeben. Trotz der Tatsache, dass venöses Blut einen um 0,01 – 0,04 Einheiten niedrigeren pH-Wert aufweist (RUCKEBUSCH, 1991; GÄBEL, 2000; KRAFT, 2005), stimmen die Angaben beider Autoren mit den Ergebnissen dieser Studie beim Kaninchen wenig überein. Der venöse pH-Wert von Kaninchen ist im Vergleich zu anderen Spezies auffällig niedrig. Er liegt deutlich unter dem niedrigsten, in der Literatur für Katzen angegebenen Wert von 7,280 Einheiten für venöses Blut. Von DIBARTOLA und Mitarbeitern (2006) wird beschrieben, dass Werte unter 7,100 bei Säugetieren lebensbedrohlich sind. Es handelte sich aber in dieser Studie aber ausschließlich um klinisch unauffällige Kaninchen. Der pH-Wert kann durch mehrere Faktoren beeinflusst werden. So hat die Körpertemperatur Auswirkungen auf den pH-Wert. Die physiologische Körpertemperatur von Kaninchen liegt im Vergleich zum Menschen deutlich höher, bei Kaninchen z. B. bei ca. 38,5 – 40,0 °C (HARCOURT-BROWN, 2002). Weiterer Einflussfaktor auf den pH-Wert ist die „Verunreinigung“ der Probe mit Sauerstoff, die zu einer pH-Wert-Erhöhung infolge sinkendem pCO₂ führt (BISWAS et al., 1982; DIBARTOLA et al., 2006). Dies konnte durch eine anaerobe Arbeitsweise und unmittelbare Messung der Blutproben weitgehend vermieden werden. Eine pH-Wert-Senkung durch längeres Stauen der Vene kann nicht ausgeschlossen werden. Auch führt die Blutentnahmeregion im Gliedmaßenbereich zu physiologisch höheren CO₂-Konzentrationen und folglich möglicherweise zu einer pH-Erniedrigung (DIBARTOLA et al., 2006). Laut KIWULL-SCHÖNE und Mitarbeiter (2001) hat die Fütterung keinen direkten Einfluss auf den Blut-pH-Wert. Eine Abhängigkeit für den pH-Wert von Alter oder Geschlecht besteht beim Kaninchen in dieser

Studie nicht.

Beim **Meerschweinchen** liegt der venöse pH-Wert bei 6,968 – 7,412 (95-%-Perzentil-Intervall) und einem Median von 7,224. HARKNESS und Mitarbeiter (2002) geben beim Meerschweinchen einen pH-Wert für Plasma von 7,170 – 7,530 an. Auch hier ist der venöse pH-Wert im Vergleich zu anderen Spezies auffällig niedrig. Im Rahmen der Vorversuche konnte festgestellt werden, dass die Entnahmemethode mittels Kapillare, im Vergleich zur Entnahme mittels Blutgasspritze, im Median zu einem niedrigeren pH-Wert führte. Somit könnte die Entnahmemethode einen Einflussfaktor auf den pH-Wert beim Meerschweinchen darstellen. Eine Abhängigkeit von Alter oder Geschlecht beim Meerschweinchen ist in dieser Studie nicht festzustellen.

Der venöse **pO₂** liegt bei **Kaninchen** in dieser Studie bei 3,0 – 9,6 kPa oder 22,7 – 72,3 mmHg (95-%-Perzentil-Intervall) und einem Median bei 5,7 kPa oder 42,9 mmHg. Vergleichswerte zum venösen pO₂ beim Kaninchen sind in der Literatur nicht zu finden, da alle vorhandenen Daten im arteriellen Blut bestimmt wurden. Es finden sich dort Angaben zum arteriellen pO₂ beim Kaninchen von 64,0 – 115,0 mmHg. Der pO₂ von Kaninchen liegt geringfügig unter dem von DAY (2002) für Säugetiere angegebenen Wert von 35,0 – 50,0 mmHg für venöses Blut. Der pO₂ variiert in Abhängigkeit vom Gewebemetabolismus (DAY, 2002; LARSEN, 2006). So finden sich im Bereich der Akren verminderte O₂-Konzentrationen. Der pO₂ sinkt somit auf seinem Weg von den Atemorganen zu den Geweben und zurück zur Lunge (LARSEN, 2006). Der pO₂ ist im venösen Blut für die Beurteilung der Oxygenierung unbrauchbar (SHAFFRAN, 1998), kann aber als Indikator für die Gewebeperfusion angesehen werden (DAY, 2002). Der Einfluss einer Trächtigkeit ist in der Literatur beim Kaninchen beschrieben. So finden sich bei trächtigen Kaninchen höhere Werte für den pO₂ im arteriellen sowie venösen Blut (BARZAGO et al., 1992). Eine Abhängigkeit für den pO₂ von Alter oder Geschlecht wurde beim Kaninchen in dieser Studie nicht ermittelt.

Der pO₂ liegt in dieser Studie beim **Meerschweinchen** im Vergleich zum Kaninchen etwas niedriger, bei 2,6 – 7,8 kPa oder 19,8 – 58,2 mmHg (95-%-Perzentil-Intervall) und einem Median von 4,5 kPa oder 33,5 mmHg. Beim Meerschweinchen sind ebenfalls keine Vergleichswerte zum venösen pO₂ in der Literatur auffindbar. Die vorhandenen Daten wurden ausschließlich im arteriellen

Blut bestimmt. Es finden sich dort Angaben zum arteriellen pO_2 von 84,6 – 99,5 mmHg. Der im Vergleich zum Kaninchen niedrigere pO_2 kann durch einen unterschiedlichen Gewebemetabolismus am Ort der Blutentnahme bedingt sein sowie durch die unterschiedliche Blutentnahmetechnik. Eine Abhängigkeit des pO_2 von Alter oder Geschlecht besteht in dieser Studie für Meerschweinchen nicht.

Die sO_2 im venösen Blut lag bei **Kaninchen** dieser Studie bei 36,0 – 94,0 % (95-%-Perzentil-Intervall) und einem Median bei 74,0 %. Angaben zur sO_2 finden sich in der Literatur nur zu arteriellem Blut beim Kaninchen und werden bei weiblichen, nicht-trächtigen Tieren mit 96,0 – 97,8 % angegeben (BARZAGO et al., 1992). Die sO_2 wird durch den pO_2 bestimmt (LARSEN, 2006) und ist somit im venösen Blut ebenfalls von geringer Aussagekraft. Einen möglichen Einflussfaktor stellt die Entnahmemethode dar, da im Rahmen der Vorversuche deutlich wurde, dass die Entnahme mittels Blutgasspritze bei Kaninchen, im Vergleich zur Entnahme mittels Kapillare, im Median zu höheren sO_2 -Werten führte. Eine Abhängigkeit des sO_2 von Alter oder Geschlecht zeigte sich in dieser Studie beim Kaninchen nicht.

Beim **Meerschweinchen** lag die sO_2 im venösen Blut im Vergleich zu Kaninchen mit 22,0 – 84,0 % (95-%-Perzentil-Intervall) und einem Median bei 52,0 % niedriger. Die sO_2 ist auch vom pH-Wert und vom pCO_2 abhängig. Mögliche Einflussfaktoren sind der beim Meerschweinchen in dieser Studie ermittelte niedrige pH-Wert und der hohe pCO_2 , die eine Abnahme der Hb-Affinität gegenüber O_2 bewirken (NELSON & COUTO, 2006). Eine Abhängigkeit des sO_2 von Alter oder Geschlecht zeigte sich in dieser Studie beim Meerschweinchen nicht.

Bei **Kaninchen** lag der pCO_2 laut den Ergebnissen dieser Studie im venösen Blut bei 4,09 – 9,36 kPa oder 30,75 – 70,25 mmHg (95-%-Perzentil-Intervall) und einem Median von 5,55 kPa bzw. 41,67 mmHg. In der Literatur werden für Kaninchen im arteriellen Blut Werte von 20,00 – 46,00 mmHg angegeben (GILLET, 1994). CHAPOT und Mitarbeiter (1972) beschreiben einen Anstieg des pCO_2 bei steigender Körpertemperatur. Der venöse pCO_2 liegt beim Hund laut

DIBARTOLA und Mitarbeiter (2006) zwischen 33 – 50 mmHg und bei der Katze geringfügig niedriger, bei 33 – 45 mmHg. Somit liegen die Ergebnisse dieser Studie für den pCO₂ bei Kaninchen deutlich höher. Der pCO₂ ist von der Atemfrequenz und dem Zellmetabolismus abhängig (GÄBEL, 2000). Er steht in linearer Beziehung zum pH-Wert (FÜRLL et al., 1981). So führt ein hoher pCO₂ zu einer Erniedrigung des pH-Wertes. Ein erhöhter pCO₂ ist z. B. bei einer Hypoventilation zu erwarten. Fixationsbedingt könnte es zu einer leichten Kompression des Thorax kommen. Dies steht im Widerspruch zu der Annahme, dass die Tiere bei der Blutentnahme aufregungsbedingt eher eine Polypnoe/Tachypnoe zeigen. Laut RUCKEBUSCH und Mitarbeiter (1991) führt jedoch eine aufregungsbedingte, schnelle und flache Atmung beim Kaninchen nur zu minimalen CO₂-Verlusten. Dies könnte zu einer verminderten Abatmung von CO₂ und folglich steigendem pCO₂ führen. Unter den Probanden befinden sich auch Tiere aus öffentlichen Einrichtungen (z. B. Wildpark oder Zoo), die wenig direkten Kontakt zu Menschen gewöhnt sind und somit größerem Stress ausgesetzt sind als Heimkaninchen. Eventuell führt eine fixationsbedingte Schreckstarre zu einer verminderten Atemfrequenz; Angaben in der Literatur finden sich hierzu allerdings nicht. Im Rahmen der Vorversuche wurde deutlich, dass die Entnahmemethode mittels Blutgasspritze beim Kaninchen, im Vergleich zur Entnahme mittels Kapillare, im Median zu niedrigeren pCO₂-Werten führte. Somit könnte die Entnahmemethode beim Kaninchen eine Rolle spielen. Der alveolare und arterielle pCO₂ ist bei trächtigen Kaninchen aufgrund einer physiologischen, trächtigkeitsbedingten Hyperventilation niedriger (BARZAGO et al., 1992). Eine Abhängigkeit des pCO₂ von Alter oder Geschlecht konnte für Kaninchen in dieser Studie nicht festgestellt werden.

Meerschweinchen zeigten in dieser Studie für den venösen pCO₂ Werte von 5,61 – 13,96 kPa oder 42,10 – 104,72 mmHg (95-%-Perzentil-Intervall) und einen Median bei 4,5 kPa oder 33,5 mmHg. HARKNESS und Mitarbeiter (2002) geben beim Meerschweinchen für Plasma einen Wert von 21,00 – 59,00 mmHg an. Dieser Wert weicht von dem Ergebnis dieser Studie für Meerschweinchen deutlich ab. Laut SCHAEFER und Mitarbeiter (1975) und BAR-ILAN und MADER (1983) können Meerschweinchen eine erhöhte CO₂-Zufuhr durch eine erhöhte H⁺-Ionen-Bindung kompensieren und sind somit gegenüber einer respiratorischen Azidose toleranter als andere Spezies. Mögliche Einflussfaktoren

für die im Vergleich zu Kaninchen höheren Werte sind ein unterschiedlicher Gewebemetabolismus am Ort der Blutentnahme, abweichende anatomische Gegebenheiten, Lagerung und Fixierung der Tiere mit Auswirkungen durch das Anstauen der Vene, individueller Stress der Tiere mit Auswirkung auf die Ventilation (entsprechend beim Kaninchen) sowie die Kapazität der Säure-Basen-Regulation und die unterschiedliche Blutentnahmemethode. Eine Abhängigkeit des $p\text{CO}_2$ von Alter oder Geschlecht konnte für Meerschweinchen in dieser Studie nicht festgestellt werden.

Werte von 12,0 – 32,0 mmol/l (95-%-Perzentil-Intervall) und einen Median bei 23,0 mmol/l für den venösen **TCO₂** konnten beim **Kaninchen** in dieser Studie festgestellt werden. Die Ergebnisse beim Kaninchen sind im Vergleich zu Hund und Katze mit einem TCO₂ von 17,0 – 23,0 mmol/l (DIBARTOLA et al., 2006) geringfügig höher und wahrscheinlich Folge des ebenfalls im Vergleich erhöhten $p\text{CO}_2$. Es finden sich in der Literatur nur Angaben zum arteriellen TCO₂ beim Kaninchen; dieser wird von ILUCEV (1974) mit 11,7 – 31,2 mmol/l angegeben. Diese Werte sind mit den Ergebnissen dieser Studie für Kaninchen annähernd vergleichbar. Eine Abhängigkeit des TCO₂ von Alter oder Geschlecht konnte für Kaninchen in dieser Studie nicht festgestellt werden.

Bei **Meerschweinchen** ergaben sich in dieser Studie für den venösen TCO₂ Werte von 19,0 – 38,0 mmol/l (95-%-Perzentil-Intervall) und einen Median bei 30,0 mmol/l. Die Ergebnisse dieser Studie befinden sich über dem beim Meerschweinchen für Plasma von HARKNESS und Mitarbeiter (2002) angegeben Wert von 18,0 – 26,0 mmol/l. Dies ist wiederum Folge des in dieser Studie für Meerschweinchen ermittelten hohen $p\text{CO}_2$. Es zeigte sich in dieser Studie eine **Abhängigkeit** bezüglich des **Kastrationsstatus** mit höheren Werten bei männlich-kastrierten Meerschweinchen.

Die Untersuchungen ergaben in dieser Studie für das venöse **HCO₃⁻** beim **Kaninchen** einen Wert von 11,5 – 30,2 mmol/l (95-%-Perzentil-Intervall) und einen Median bei 21,4 mmol/l. Die Werte beim Kaninchen entsprechen in etwa dem in der Literatur von HILLYER (1994) und JENKINS (2006) beschrieben Wert für venöses **HCO₃⁻** von 16,0 – 32,0 mmol/l. Auch ähnelt der in dieser Studie ermittelte Referenzwert dem vom Hund. So wird von DIBARTOLA und

Mitarbeiter (2006) ein Referenzwert für HCO_3^- von 18,0 – 26,0 mmol/l angegeben. Das HCO_3^- ist beim Kaninchen von zentraler Bedeutung, da es einen beachtlichen Einfluss auf die pH-Wert-Regulation (Ausgleich vor allem über Niere und Darm) ausübt (ILUCEV, 1974). Die HCO_3^- -Konzentration beim Kaninchen wird laut BARZAGO und Mitarbeiter (1992) von der Trächtigkeit beeinflusst. So ist bei tragenden Tieren eine deutlich erniedrigte HCO_3^- -Konzentration festzustellen. Um den pH-Wert während einer Trächtigkeit aufrechtzuerhalten, findet eine Exkretion von HCO_3^- über die Nieren statt (BARZAGO et al., 1992). Beim Kaninchen zeigte sich in dieser Studie für HCO_3^- kein Abhängigkeit von Alter oder Geschlecht.

Beim **Meerschweinchen** ergaben sich in dieser Studie für das venöse HCO_3^- Werte von 16,9 – 35,8 mmol/l (95-%-Perzentil-Intervall) und ein Median bei 28,2 mmol/l. Beim Meerschweinchen sind für HCO_3^- in der Literatur Werte für venöses Blut von 13,0 – 30,0 mmol/l beschrieben (HUERKAMP et al., 1996). Diese stimmen mit den in dieser Studie ermittelten Werten bei Meerschweinchen, mit einer höher gelegenen Spanne der Werte, nur annähernd überein. Eventuell ist die vergleichsweise erhöhte HCO_3^- -Konzentration Folge einer Kompensation des bei Meerschweinchen in dieser Studie ermittelten niedrigen pH-Wertes und hohen pCO_2 (Verhältnis entsprechend einer respiratorischen Azidose). Der untere HCO_3^- -Referenzwert dieser Studie entspricht den von SCHAEFER und Mitarbeiter (1975) sowie BAR-ILAN und MADER (1980) gemachten Angaben für arterielles Blut mit Werten bei um 23,0 mmol/l. Laut DIBARTOLA und Mitarbeiter (2006) verfügt arterielles Blut über eine etwas niedrigere HCO_3^- -Konzentration als venöses Blut. Vergleichbar sind die ermittelten Ergebnisse mit den Werten vom Rind. Hier wird von KRAFT (2005) ein Referenzbereich von 22,0 – 28,0 mmol/l angegeben. Im Vorversuch wurden bei der Überprüfung der Entnahmetechnik bei der Entnahme mittels Kapillare im Median geringfügig höhere Werte für HCO_3^- bestimmt. Somit könnte dies einen Einflussfaktor beim Meerschweinchen darstellen. Es zeigte sich in dieser Studie eine **Abhängigkeit** bezüglich des **Kastrationsstatus** der Tiere mit höheren Werten für männlich-kastrierte Meerschweinchen.

Der in dieser Studie ermittelte Referenzwert für den venösen BE_{ecf} lag beim **Kaninchen** bei -18,0 – 5,0 mmol/l (95-%-Perzentil-Intervall) und einen Median

bei -4,0 mmol/l. Beim Kaninchen weicht die Spanne deutlich von dem in der Literatur angegebenen Referenzwert von -4,0 – 4,0 mmol/l (ROBERTSON, 1989) ab. Von ILUCEV (1994) wird allerdings für arterielles Blut beim Kaninchen eine annähernd vergleichbare Spanne von -15,3 – 7,3 mmol/l beschrieben. Laut KRAFT (2005) kann bei Säugetieren im venösen Blut ein BE von bis zu -5,0 mmol/l angenommen werden. Der BE ist von der HCO_3^- -Konzentration abhängig (GÄBEL, 2000). Der dieser Studie ermittelte Referenzwert für HCO_3^- beim Kaninchen zeigt aber mit der Literatur vergleichbare Ausmaße. Aufgrund der in dieser Studie ermittelten schlechten Reproduzierbarkeit des BE_{ecf} muss dieser Referenzwert kritisch betrachtet werden. Beim Kaninchen zeigte sich für den BE in dieser Studie keine Abhängigkeit von Alter oder Geschlecht.

Das **Meerschweinchen** zeigte in dieser Studie für den BE_{ecf} Werte von -15,0 – 10,0 mmol/l (95-%-Perzentil-Intervall) und einen Median von 1,0 mmol/l. Der Median entspricht mit 1,0 mmol/l annähernd dem mittleren Referenzwert im Blut von Säugetieren (GÄBEL, 2002). Aufgrund der in dieser Studie ermittelten schlechten Reproduzierbarkeit des BE_{ecf} muss dieser Referenzwert jedoch entsprechend beim Kaninchen kritisch betrachtet werden. Beim Meerschweinchen konnte in dieser Studie eine **Geschlechtsabhängigkeit** festgestellt werden, mit einer höher gelegenen Spanne bei weiblichen Tieren. Es zeigte sich in dieser Studie zusätzlich eine **Abhängigkeit** bezüglich des **Kastrationsstatus** der Tiere mit höheren Werten für männlich-intakte Meerschweinchen. Da der BE_{ecf} von dem i-STAT®-Analysator aus dem pH-Wert, dem Hb und dem HCO_3^- berechnet und für keinen dieser Parameter eine Geschlechtsabhängigkeit oder Abhängigkeit vom Kastrationsstatus ermittelt wurde, ist dieser signifikante Unterschied wenig aussagekräftig und kann vernachlässigt werden.

Der in dieser Studie über die Blutgasparameter hinaus ermittelte Referenzbereich für den **Hkt** lag beim **Kaninchen** bei 0,28 – 0,43 l/l (95-%-Perzentil-Intervall) und einem Median von 0,40 l/l. Der von HARCOURT-BROWN (2002) bei Hauskaninchen beschriebene Referenzwert von 30,0 – 40,0 % kann auch mit dieser Methode annähernd bestätigt werden. Der Hkt beim Kaninchen ist eher im unteren Bereich (26,7 – 55,0 %) der Literaturangaben gelegen. Es zeigte sich in dieser Studie eine **Abhängigkeit** vom **Kastrationsstatus** der Tiere mit höheren Werten für männlich-intakte Kaninchen. Eine Geschlechtsabhängigkeit laut

SUCKOW und Mitarbeiter (2002) konnte in dieser Studie nicht bestätigt werden. Die Autoren verwendeten für die Untersuchungen allerdings ausschließlich Kaninchen derselben Rasse (weiße Neuseeländer). Eine Abhängigkeit vom Alter wie sie von MITRUKA und RAWNSLEY (1981), JAIN (1986) oder JENKINS (2006) in der Literatur beschrieben wurde, konnte in dieser Studie nicht nachgewiesen werden, da die Gruppeneinteilung nicht in Jungtiere und Adulste erfolgen konnte.

Beim **Meerschweinchen** lag der Hkt bei 0,36 – 0,50 l/l (95-%-Perzentil-Intervall) und einem Median von 0,43 l/l. Der Hkt ist eher im oberen Bereich (32,0 – 54,0 %) der Literaturangaben gelegen. Auch hier zeigte sich eine **Abhängigkeit** vom **Kastrationsstatus** der Tiere. So weisen männlich-intakte Meerschweinchen eine geringfügig weitere Spanne der Werte auf. Eine Geschlechtsabhängigkeit laut HEIN (2002) und HEIN und HARTMANN (2003a) mit höheren Werten bei männlichen Tieren konnte in dieser Studie nicht bestätigt werden, obwohl 43 % der Probanden in dieser Studie männlichen Geschlechts waren. Wiederum fast die Hälfte (48 %) dieser Meerschweinchen waren kastriert. In der Studie von HEIN (2002) waren jedoch nur zwei der insgesamt 37 männlichen Meerschweinchen kastriert. Somit könnte die Geschlechtsabhängigkeit des Hkt durch eine Kastration und die damit verbundenen hormonellen Veränderungen beeinflusst werden. Bei den Meerschweinchen konnte ebenfalls keine Abhängigkeit vom Alter, wie sie von CONSTABLE (1963) und LUCARELLI und Mitarbeiter (1968) in der Literatur beschrieben wurde, in dieser Studie nachgewiesen werden.

Beim Kaninchen lag der in dieser Studie ermittelte Referenzbereich für die **Hb-Konzentration** bei 95,0 – 145,2 g/l (95-%-Perzentil-Intervall) und einem Median von 122,0 g/l. Dieser Referenzwert liegt innerhalb der in der Literatur gemachten Referenzangaben. Es zeigte sich eine **Abhängigkeit** vom **Kastrationsstatus** der Tiere mit niedrigeren Werten für männlich-kastrierte Kaninchen. Eine Altersabhängigkeit für Hämoglobin beim Kaninchen, mit niedrigeren Werten für Jungtiere wie sie von HEIN (2002) und HEIN und HARTMANN (2003a) beschrieben wurde, konnte nicht nachvollzogen werden.

Das **Meerschweinchen** zeigte in dieser Studie für das Hb Werte von 122,0 –

170,0 g/l (95 %-Perzentil-Intervall) und einen Median von 146,0 g/l. Dieser Referenzwert liegt innerhalb der in der Literatur gemachten Referenzangaben. Es ergab sich bei Meerschweinchen in dieser Studie keine, wie in der Literatur beschriebene (HEIN, 2002; HEIN & HARTMANN, 2003a) Abhängigkeit bezüglich des Geschlechtes mit höheren Werten für männliche Meerschweinchen. Es zeigte sich aber entsprechend beim Kaninchen eine **Abhängigkeit** vom **Kastrationsstatus** der Tiere. So weisen männliche Meerschweinchen eine deutlich weitere Spanne der Referenzwerte auf.

Der in dieser Studie erstellte Referenzwert für die **Glc-Konzentration** ist beim **Kaninchen** 6,0 – 13,8 mmol/l (95 %-Perzentil-Intervall) mit einem Median von 7,9 mmol/l. Dieser Referenzwert liegt innerhalb der in der Literatur gemachten Angaben zur Glukosekonzentration. Die von HEIN & HARTMANN (2003a) beschriebenen, verhältnismäßig hohen Konzentrationen von Glukose können somit bestätigt werden. Wichtigster Einflussfaktor ist eine durch das Einfangen der Tiere, das Handling und die Fixation verursachte, aufregungsbedingte Hyperglykämie (EWRINGMANN, 2005). Es befinden sich unter den Probanden Tiere aus öffentlichen Einrichtungen (z. B. Wildpark oder Zoo), die wenig direkten Kontakt zu Menschen gewöhnt sind und somit größerem Stress ausgesetzt sind als Heimkaninchen. Durch Fütterung von Heu *ad libitum* zeigen Kaninchen konstant hohe Glukosekonzentrationen im Blut (HARCOURT-BROWN, 2002). Es zeigte sich eine **Abhängigkeit** vom **Kastrationsstatus** der Tiere mit geringfügig niedrigeren Werten für männlich-kastrierte Kaninchen.

Beim **Meerschweinchen** lag der in dieser Studie erstellte Referenzwert für die Glc-Konzentration bei 6,0 – 11,9 mmol/l (95 %-Perzentil-Intervall) und einem Median von 7,5 mmol/l. Dieser Referenzwert liegt innerhalb der in der Literatur gemachten Angaben zur Glukosekonzentration. Einflussfaktoren liegen entsprechend beim Kaninchen vor. Es zeigte sich für Meerschweinchen in dieser Studie keine Abhängigkeit für Glc bezüglich Alter oder Geschlecht.

Der bestimmte Referenzbereich für die **Na⁺-Konzentration** in dieser Studie ist beim **Kaninchen** 133 – 149 mmol/l (95 %-Perzentil-Intervall) und einem Median von 143 mmol/l. Die Werte stimmen beim Kaninchen in etwa mit dem von

GILLET (1994), HEIN (2002) und HARCOURT-BROWN (2002) beschriebenen Referenzwert überein. Eine Alters- oder Geschlechtsabhängigkeit für Na⁺ beim Kaninchen stellte sich in dieser Studie nicht heraus.

Das **Meerschweinchen** zeigte eine Na⁺-Konzentration von 134 – 146 mmol/l mit einem Median von 140 mmol/l (95-%-Perzentil-Intervall). Der Referenzwert beim Meerschweinchen ist bei Literaturangaben von 120 – 155 mmol/l im mittleren Bereich angesiedelt und entspricht am nächsten der von EWRINGMANN (2005) angegebenen Spanne von 135 – 150 mmol/l. Es zeigte sich eine **Abhängigkeit** vom **Kastrationsstatus** der Tiere mit geringfügig höheren Werten für männlich-kastrierte Tiere.

Der in dieser Studie ermittelte Referenzbereich für die **K⁺-Konzentration** ist beim **Kaninchen** 3,6 – 7,2 mmol/l (95-%-Perzentil-Intervall) und einem Median von 4,6 mmol/l. Der ermittelte Referenzbereich deckt sich größtenteils mit den Literaturangaben. So scheint die Methode der Blutentnahme beim Kaninchen mittels Aspiration des Blutes in das Gefäß, im Vergleich zum Abtropfen aus der punktierten Vene, keinen größeren schädigenden Einfluss auf die Erythrozyten mit zu haben. Es besteht in dieser Studie bei Kaninchen eine **Geschlechtsabhängigkeit** für K⁺ mit geringfügig höheren Werten bei männlichen Tieren. Eine Altersabhängigkeit zeigte sich beim Kaninchen bezüglich K⁺ in dieser Studie nicht.

Beim **Meerschweinchen** lag die in dieser Studie ermittelte K⁺-Konzentration bei 4,1 – 6,7 mmol/l (95-%-Perzentil-Intervall) und einem Median von 5,2 mmol/l. Der ermittelte Referenzbereich deckt sich größtenteils mit den Literaturangaben. Im Vergleich zu Kaninchen sind beim Meerschweinchen geringfügig höhere Kaliumwerte zu verzeichnen. Wie von HEIN & HARTMANN (2003a) beschrieben, liegen beim Meerschweinchen die Werte für Kalium auch gegenüber Hund und Katze höher. HARCOURT-BROWN (2002) beschreibt eine höhere K⁺-Konzentration infolge einer Azidose durch Verlagerung von K⁺-Ionen von intranach extrazellulär. Da die pH-Wert-Analyse in dieser Studie physiologisch niedrige Werte für K⁺ ergab, könnte dies zu einer Beeinflussung der K⁺-Konzentration führen. Weitere mögliche Einflussfaktoren sind Artefakte durch eine Hämolyse oder die Blutentnahmemethode (ROBSON et al., 1981;

DIABRTOLA et al., 2006). Es finden sich in dieser Studie für K⁺ beim Meerschweinchen keine Abhängigkeiten von Alter oder Geschlecht.

Der erstellte Referenzwert für die **iCa²⁺-Konzentration** ist in dieser Studie beim **Kaninchen** 1,43 – 1,97 mmol/l (95-%-Perzentil-Intervall) und einem Median von 1,75 mmol/l. Im Vergleich zum Meerschweinchen weisen Kaninchen deutlich höhere Werte für das iCa²⁺ auf. Der ermittelte Referenzwert liegt über dem von HARCOURT-BROWN (2002) mit 1,60 – 1,82 mmol/l. SCHENCK & CHEW (2008) beschreiben einen Anstieg der iCa²⁺-Konzentrationen bei einer Azidose durch Begünstigung der Dissoziation der Kalzium-Protein-Komplexe. Durch den in dieser Studie ermittelten pH-Referenzwert, mit im Vergleich zu anderen Tierarten azidotischen Verhältnissen im unteren Referenzbereich, ist Einfluss auf die iCa²⁺-Konzentration möglich. Weitere mögliche Einflussfaktoren sind das Wachstum und die Plasmaproteinkonzentration (NELSON et al., 2006). Es besteht in dieser Studie bei Kaninchen eine **Abhängigkeit** bezüglich des **Kastrationsstatus** für das iCa²⁺ mit höheren Werten bei männlichen-kastrierten Tieren. Es finden sich dazu in der Literatur keine Angaben.

Beim **Meerschweinchen** lag der in dieser Studie bestimmte Referenzwert für die iCa²⁺-Konzentration bei 1,02 – 1,72 mmol/l (95-%-Perzentil-Intervall) und einem Median von 1,45 mmol/l. Ein Vergleich mit der Literatur ist aufgrund fehlender Angaben nicht möglich. Eine Geschlechtsabhängigkeit für das iCa²⁺ war in dieser Studie nicht zu ermitteln.

VI. ZUSAMMENFASSUNG

Ziel der Studie war die Bestimmung von Blutgasreferenzwerten (95-%-Perzentil-Intervall) bei Kaninchen und Meerschweinchen mittels dem transportablen i-STAT®-Blutanalysesystem. Bestimmt wurden die Parameter pH-Wert, Kohlendioxidpartialdruck ($p\text{CO}_2$), Sauerstoffpartialdruck ($p\text{O}_2$), Natrium (Na^+), Kalium (K^+), ionisiertes Kalzium (iCa^{2+}), Glukose (Glc) und Hämatokrit (Hkt). Hämoglobin (Hb), Gesamtkohlendioxid (TCO_2), Bikarbonat (HCO_3^-), Basenüberschuss (BE_{ecf}) und Sauerstoffsättigung ($s\text{O}_2$) wurden von dem Gerät automatisch berechnet. Die Methode wurde in Vorversuchen (Reproduzierbarkeit, Methodenvergleich, Vergleich arteriell/venöses Blut) evaluiert.

Es wurden Blutproben von 170 klinisch gesunden Kaninchen und 170 Meerschweinchen einbezogen. Insgesamt waren 51 % der Kaninchen weiblich und 49 % männlich, 57 % der Meerschweinchen weiblich und 43 % männlich. Die venöse Blutentnahme erfolgte ohne Sedation aus der *V. saphena lateralis*. Beim Kaninchen wurde die Entnahme mit einer sterilen Blutgasspritze durchgeführt, beim Meerschweinchen mittels Blutgaskapillare. Beim Kaninchen erfolgte auch eine arterielle Blutentnahme aus der *A. auricularis*. Die Analyse der Proben wurde vor Ort mit dem i-STAT®-Blutanalysator (Kartusche CG8+) (beides Abbott Diagnostics, Illinois, USA) durchgeführt.

Für alle Parameter wurde ein einheitlicher Referenzbereich (95-%-Perzentil-Intervall) erstellt. Separate Referenzbereiche für einzelne Gruppen wurden zusätzlich angegeben, wenn eine statistisch signifikante Abhängigkeit von Geschlecht und/oder Kastrationsstatus bestand. Die Referenzwertbestimmung, die Auswertung der Abhängigkeiten sowie der Vorversuche erfolgten mittels SPSS.

Beim Kaninchen ergaben sich für fünf von 13 der gemessenen Parameter und beim Meerschweinchen für sechs von 13 gemessenen Parameter signifikante ($p < 0,05$) Abhängigkeiten von Geschlecht und/oder Kastrationsstatus männlicher Tiere. Als geschlechtsabhängig zeigte sich beim Kaninchen die Kaliumkonzentration und beim Meerschweinchen der Basenüberschuss. Abhängigkeiten bezüglich des Kastrationsstatus zeigten sich beim männlichen Kaninchen für Glc, iCa^{2+} , Hkt und Hb und beim Meerschweinchen für Na^+ , TCO_2 , Hkt, Hb, HCO_3^- und BE_{ecf} .

Der Grund für diese Studie war das Fehlen von in der Praxis verwendbaren labordiagnostischen Referenzwerten für Blutgase bei Kaninchen und Meerschweinchen. Beim Vergleich der Werte aus der Literatur mit den Ergebnissen der vorliegenden Studie waren folgende Punkte besonders auffällig:

- Auffällig ist bei Kaninchen und Meerschweinchen der niedrige pH-Wert (untere Grenze des Referenzbereiches beim Kaninchen bei 7,038 und beim Meerschweinchen 6,968) und der hohe pCO₂ (obere Grenze des Referenzbereiches beim Kaninchen bei 9,36 kPa und beim Meerschweinchen 13,96 kPa), der bei Hund und Katze dem Verhältnis einer respiratorischen Azidose entspricht.
- Die hohe Konzentration des ionisierten Kalziums beim Kaninchen bestätigt die besondere Kalziumstoffwechselsituation bei dieser Tierart.
- Der BE_{ecf} erscheint bei beiden Tierarten durch die schlechte Reproduzierbarkeit und die weite Spanne der ermittelten Daten fraglich aussagekräftig und muss kritisch betrachtet werden.
- Die Entnahme mittels Blutgasspritze ist für Meerschweinchen nicht zu empfehlen, beim Kaninchen scheint sie jedoch Methode der Wahl. Die kapilläre Entnahme ist mit ein wenig Übung beim Meerschweinchen sehr gut durchführbar.

Der i-STAT®-Blutanalysator ist bei Kaninchen und Meerschweinchen in der Praxis einsetzbar und stellt eine Erweiterung der diagnostischen Möglichkeiten in der tierärztlichen Praxis dar. Die Ergebnisse sind schnell und unmittelbar vor Ort erhältlich. Das geringe Probenvolumen macht das Gerät vor allem für die Heimtier- und Exotenmedizin interessant.

VII. SUMMARY

This study was performed to establish reference values for blood gases (95 % percentile interval) in rabbits and guinea pigs by using the i-STAT® portable clinical analyzer. Established hematology parameters included pH, carbondioxide partial pressure ($p\text{CO}_2$), oxygen partial pressure ($p\text{O}_2$), sodium (Na^+), potassium (K^+), ionized calcium (iCa^{2+}), glucose (Glu), and hematocrit (Hkt). Hemoglobin (Hb), total carbondioxide (TCO_2), bicarbonate (HCO_3^-), base excess (BE), and oxygen saturation ($s\text{O}_2$) were calculated automatically. The method was evaluated in preliminary validation tests (reliability, comparison of different analyzers, comparison arterial/venous blood).

The blood samples were taken from 170 clinically healthy rabbits and 170 guinea pigs, of which 51 % of the rabbits were female, 49 % were male and 53 % of the guinea pigs were female, 47 % were male. Venous blood collection was conducted without sedation at the *V. saphena lateralis*. Blood from rabbits was taken with a sterile syringe. A capillary tube was used to take blood samples from guinea pigs. In rabbits, an arterial blood sample was taken in addition from the *A. auricularis*. The samples were analyzed directly after sampling using the i-STAT® portable clinical analyzer (cartridge CG8+) (both Abbott Diagnostics, Illinois, USA).

For all parameters, a common reference range was established (95 % percentile interval). Separate reference intervals were established for particular groups if the parameters showed a significant dependency on gender and/or neutering status. Reference values were established and dependencies were evaluated both using SPSS. Five of 13 parameters in rabbits and 6 of 13 parameters in guinea pigs were significantly different ($p < 0,05$) in gender and/or neutering status. A dependency on sex could be shown for potassium in rabbits and for base excess in guinea pigs. In male rabbits, Glc, iCa^{2+} , Hkt and Hb as well as in male guinea pigs Na^+ , TCO_2 , Hkt, Hb, HCO_3^- and BE_{ecf} , were different in neutering status.

The reason for this study was a lack of reference values for blood gases in rabbits and guinea pigs suitable for veterinary practice. Comparing the results found in the respective literature with those determined in this study, the following points became obvious:

- In rabbits and guinea pigs, a low pH (lower value of reference range in rabbits at 7,038 and guinea pigs 6,968) and a high pCO₂ (upper value of reference range in rabbits at 9,36 kPa and guinea pigs 13,96 kPa) were noticed, comparable to a condition of a respiratory acidosis in dogs and cats.
- The high concentration of ionized calcium in rabbits seems to be related to the particular calcium metabolism of this animal type.
- The reference range for base excess has to be viewed critically and its relevance has to be questioned, due to its bad reproducibility and the wide range of the established data.
- Taking blood using a syringe is not recommended in guinea pigs. In rabbits, however, this seems to be the preferred method. With some practice, using capillaries for blood collection in guinea pigs can be performed properly.

The i-STAT® portable clinical analyzer expands the diagnostic possibilities and can be applied in veterinary practice for rabbits and guinea pigs. Results are quickly available. The device is particularly interesting for small mammal and exotic pet medicine due to its small sample volume.

VIII. LITERATURVERZEICHNIS

Abbott. i-STAT® Systemhandbuch, 1st ed New York: Abbott Point of Care, 2006.

Adams LG, Polzin DJ. Mixed acid-base disorders. Vet Clin North Am Small Anim Pract 1989; 19: 307-26.

Bar-Ilan A, Marder J. Acid base status in unanesthetized, unrestrained guinea pigs. Pflugers Arch 1980; 384: 93-7.

Bar-Ilan A, Marder J. Regulation of blood acid-base status in guinea pigs exposed to hypercapnia. Comp Biochem Physiol 1983; 75: 97-103.

Barzago MM, Bortolotti A, Omarini D, Aramayona JJ, Bonati M. Monitoring of blood gas parameters and acid-base balance of pregnant and non-pregnant rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) in routine experimental conditions. Lab Anim 1992; 26: 73-9.

Bateman SW. Making sense of blood gas results. Vet Clin North Am Small Anim Pract 2008; 38: 543-57.

Beaulieu M, Lapointe Y, Vinet B. Stability of pO₂, pCO₂, and pH in fresh blood samples stored in a plastic syringe with low heparin in relation to various blood-gas and hematological parameters. Clin Biochem 1999; 32: 101-7.

Benjamin MM. Outline of Veterinary Clinical Pathology, Ames: Iowa State University Press; 1978.

Benson KG, Paul-Murphy J. Clinical pathology of the domestic rabbit. Acquisition and interpretation of samples. Vet Clin North Am Exot Anim Pract 1999; 2: 539-51.

Biswas CK, Ramos JM, Agroyannis B, Kerr DN. Blood gas analysis: effect of air bubbles in syringe and delay in estimation. Br Med J (Clin Res Ed) 1982; 284: 923-7.

Blatteis CM, Hunter WS, Busija DW, Llanos QJ, Ahokas RA, Mashburn TA. Thermoregulatory and acute-phase responses to endotoxin of full term-pregnant rabbits. J Appl Physiol 1986; 60: 1578-83.

Boehringer Mannheim. Manual for Autoanalyser Hitachi 911®, Version 2.0. 2002.

Brewer N, Cruise L. Physiology. In: The Biology of the Laboratory Rabbit. Manning PJ, ed. San Diego: Academic Press 1994: 63-8.

Bruns PD, Bowes WA, Jr., Drose VE, Battaglia FC. Effect of Respiratory Acidosis on the Rabbit Fetus in Utero. Am J Obstet Gynecol 1963; 87: 1074-80.

Carpenter JW, Mashima T, Gentz E, Harrenstein L. Caring for rabbits: an overview and formulary. Vet Med 1995; 90: 340-4.

Chapot G, Barrault N, Muller M, Dargnat N. Comparative study of Pa CO₂ in several homeothermic species. Am J Physiol 1972; 223: 1354-7.

Charney AN, Feldman GM. Systemic acid-base disorders and intestinal electrolyte transport. Am J Physiol 1984; 247: 1-12.

Charney AN, Egnor RW. NaCl absorption in the rabbit ileum. Effect of acid-base variables. Gastroenterology 1991; 100: 403-9.

Coffman J. Acid:base balance. Vet Med Small Anim Clin 1980; 75: 489-98.

Collado PS, Pozo-Andrade MJ, Gonzalez J, Jimenez R, Esteller A. Effect of pentobarbital or urethane on bile secretion and chemical composition of blood in the rabbit. Lab Anim 1987; 21: 11-7.

Collins B. Common diseases and medical management of rodents and lagomorphs. In: Exotic animals. Jacobson ER, ed. New York: Livingstone 1988: 261-91.

Constable BJ. Changes in blood volume and blood picture during the life of the rat and guinea-pig from birth to maturity. *The Journal of physiology* 1963; 167: 229-38.

Cornelius LM, Rawlings CA. Arterial blood gas and acid-base values in dogs with various diseases and signs of disease. *J Am Vet Med Assoc* 1981; 178: 992-5.

Day TK. Blood gas analysis. *Vet Clin North Am Small Anim Pract* 2002; 32: 1031-48.

DiBartola S, Green R, Autran de Morais H, Willard M. Störungen des Elektrolyt- und Säure-Basen-Haushalts. In: Labordiagnostik in der Kleintierpraxis. Willard M, Tvedten H, eds. München: Urban & Fischer 2006: 139-60.

Dobyan DC, Bulger RE. Renal carbonic anhydrase. *Am J Physiol* 1982; 243: 311-24.

Dodds W. Rabbit and ferret hemostasis. In: Laboratory medicine avian and exotic pets. Fudge AM, ed. Philadelphia: Saunders 2000: 285-90.

Donnelly T. Basic anatomy, physiology, and husbandry. In: Ferrets, Rabbits, and Rodents clinical medicine and surgery. Quesenberry KE, Carpenter JW, eds. St. Louis: Saunders 2004: 136-46.

Erickson KA, Wilding P. Evaluation of a novel point-of-care system, the i-STAT portable clinical analyzer. *Clin Chem* 1993; 39: 283-7.

Ewringmann A. Leitsymptome beim Kaninchen diagnostischer Leitfaden und Therapie, 33 Tabellen: Stuttgart: Enke: 2005.

Ewingmann A, Glöckner B. Leitsymptome bei Meerschweinchen, Chinchilla und Degu diagnostischer Leitfaden und Therapie, 32 Tabellen: Stuttgart: Enke: 2005.

Fedderspil P. Collection of blood and cerebrospinal fluid in the guinea pig. Z Versuchstierkd 1972; 14: 341-6.

Forman DT, Lorenzo L. Ionized calcium: its significance and clinical usefulness. Ann Clin Lab Sci 1991; 21: 297-304.

Fox RR, Laird CW. Biochemical parameters of clinical significance in rabbits. II. Diurnal variations. J Hered 1970; 61: 265-8.

Fudge AM. Rabbit hematology. In: Laboratory medicine avian and exotic pets Fudge AM, ed. Philadelphia: Saunders 2000: 273-5.

Fürll M, Garlt C, Lippmann P. Säure-Basen-Haushalt. In: Klinische Labordiagnostik. Fürll M, Garlt C, Lippmann P, eds. Leipzig: Hirzel 1981: 176-87.

Gäbel G. Säure-Basen-Haushalt. In: Physiologie der Haustiere. Engelhardt W, Breves G, eds. Stuttgart: Enke 2000: 295-302.

Giammarco RA, Goldstein MB, Halperin JS, Hammeke MD, Richardson RM, Robson WL, Stinebaugh BJ, Halperin ML. Collecting duct hydrogen ion secretion in the rabbit: role of potassium. J Lab Clin Med 1978; 91: 948-59.

Gillet C. Selected drug dosages and clinical reference data. In: The biology of the laboratory rabbit. Manning PJ, ed. San Diego: Academic Press 1994: 468-71.

Grosenbaugh DA, Gadawski JE, Muir WW. Evaluation of a portable clinical analyzer in a veterinary hospital setting. J Am Vet Med Assoc 1998; 213: 691-4.

Hamel I. Das Meerschweinchen als Patient, 2. ed Stuttgart: Enke; 2002.

Hamshaw-Thomas A, Reynolds F. Placental transfer of bupivacaine, pethidine and lignocaine in the rabbit. Effect of umbilical flow rate and protein content. Br J Obstet Gynaecol 1985; 92: 706-13.

Harcourt-Brown FM, Baker SJ. Parathyroid hormone, haematological and biochemical parameters in relation to dental disease and husbandry in rabbits. J Small Anim Pract 2001; 42: 130-6.

Harcourt-Brown FM. Textbook of rabbit medicine, Oxford [u.a.]: Butterworth-Heinemann; 2002.

Harkness J, Murray K, Wagner J. Biology and diseases of guinea pigs. In: Laboratory animal medicine. Fox J, Anderson L, Loew F, Quimby F, eds. Amsterdam: Academic Press 2002: 203-41.

Harkness JE, Wagner JE. The biology and medicine of rabbits and rodents, 4. ed. ed Baltimore: Williams and Wilkins; 1995.

Hartmann K, Hein J, Ripken A, Majzoub M, Hirschberger J, Schulz B. Leukämisches malignes Lymphom beim Meerschweinchen - zwei Fälle. Tierärztl Prax 2001; 29: 256-63.

Haskins SC. An overview of acid-base physiology. J Am Vet Med Assoc 1977; 170: 423-8.

Heard D. Anesthesia, analgesia, and sedation of small mammals. In: Ferrets, rabbits, and rodents clinical medicine and surgery. Quesenberry KE, Carpenter JW, eds. St. Louis: Saunders 2004: 356-69.

Hein J. Labordiagnostische Referenzbereiche bei Kaninchen und Meerschweinchen; 2002: [8], 140, [49] S. : Ill., graph. Darst.

Hein J, Hartmann K. Labordiagnostische Referenzbereiche bei Kaninchen. Tierärztl Prax 2003a; 31: 321-8.

Hein J, Hartmann K. Labordiagnostische Referenzbereiche bei Meerschweinchen. Tierärztl Prax 2003b; 31: 383-9.

Hein J. Anorexie beim Kaninchen - diagnostische Aufarbeitung und erster therapeutischer Ansatz. Tierärztl Prax 2009; 37: 129-38.

Hem A, Smith AJ, Solberg P. Saphenous vein puncture for blood sampling of the mouse, rat, hamster, gerbil, guinea pig, ferret and mink. Lab Anim 1998; 32: 364-8.

Henke J, Erhardt W, Haberstroh J. Untersuchung und Einschätzung der Anästhesiefähigkeit. In: Anästhesie & Analgesie beim Klein- und Heimtier sowie bei Vögeln, Reptilien, Amphibien und Fischen. Henke J, Erhardt W, Haberstroh J, eds. Stuttgart: Schattauer 2004: 282-307.

Henry R, Reed A. Normal values and the use of laboratory results for the detection of disease. In: Clinical chemistry: principles and technics: 1971: 343-71.

Hewitt CD, Innes DJ, Savory j, Wills MR. Normal biochemical and haematological values in New Zealand white rabbits. Clinical chemistry 1989; 35: 1777-9.

Hillyer EV. Pet rabbits. Vet Clin North Am Small Anim Pract 1994; 24: 25-65.

Holtzmann M. Die Punktion der V. saphena lat. zur Blutentnahme und intravenösen Injektion beim Kaninchen. Kleintierpraxis 1994; 39: 37-40.

Hopper K, Rezende M, Haskins S. Assessment of the effect of dilution of blood samples with sodium heparin on blood gas, electrolyte, and lactate measurements in dogs. Am J Vet Res. 2005; 66: 656-60.

Huerkamp M, Murray K, Orosz S. Guinea pigs. In: Handbook of rodent and rabbit medicine. Laber-Laird K, Swindle M, Flecknell P, eds. Oxford: Pergamon 1996: 91-150.

Ilucev D. About the normal values of the acid-base and oxygen indices in small laboratory animals - rats and rabbits. *Folia Med (Plovdiv)* 1974; 16: 231-40.

Instrumentation Laboratory. Bedienungshandbuch GEM Premier 3000, Kirchheim: Instrumentation Laboratory GmbH, 2001.

Jain NC. Schalm's veterinary hematology, 4th ed. ed Philadelphia: Feldman, Bernard Frank. Lea & Febinger; 1986.

Jenkins J. Rabbit and ferret liver and gastrointestinal testing. In: Laboratory medicine avian and exotic pets. Fudge AM, ed. Philadelphia Saunders 2000: 291-304.

Jenkins J. Clinical pathology. In: BSAVA Manual of Rabbit Medicine and Surgery. Meredith A, Flecknell P, eds. Quedgeley. British Small Animal Veterinary Association 2006: 45-9.

Johnson-Delaney CA. Exotic companion medicine handbook, Lake Worth: Wingers Publishing; 1996.

Johnson FM, Andrews EJ. The importance of adrenocortical steroids in the pathogenesis of ketosis in diabetic guinea pigs. *The Cornell veterinarian* 1978; 68: 150-60.

Kerl M. Acid-Base, oximetry, and blood gas emergencies. In: Textbook of veterinary internal medicine diseases of the dog and cat. Ettinger S, Feldman E, eds. Philadelphia Saunders 2005: 396-401.

Kiwull-Schöne H, Kalhoff H, Manz F, Diekmann L, Kiwull P. Minimal-invasive approach to study pulmonary, metabolic and renal responses to alimentary acid-base changes in conscious rabbits. *Eur J Nutr* 2001; 40: 255-9.

Kiwull-Schöne H, Kalhoff H, Manz F, Kiwull P. Food mineral composition and acid-base balance in rabbits. *Eur J Nutr* 2005; 44: 499-508.

Klingström B, Iwarsson K, Martinsson K. Acid-base measurements of arterial, venous and capillary blood in the dog. *Nord Vet Med* 1976; 28: 289-94.

Koch FE. Die Arterienpunktion zur Blutentnahme bei Kaninchen. *Klinische Wochenschrift* 1934; 13: 845.

Koolman J, Röhm KH. Taschenatlas der Biochemie, 2., Überarb. und erw. Aufl. Stuttgart u.a.: Koolman, J Röhm, KH Thieme; 1998.

Kraft W, Hartmann K, Dereser R. Age dependency of laboratory values in dogs and cats. II. Electrolytes in serum. *Tierärztl Prax* 1996; 24: 169-73.

Kraft W. Säure-Basen-Haushalt. In: *Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin*. Kraft W, Dürr U, eds. Stuttgart: Schattauer 2005: 280-3.

Kraft W, Wirth W. Elektrolyte. In: *Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin*. Kraft W, Dürr U, eds. Stuttgart: Schattauer 2005a: 272-80.

Kraft W, Dürr U, Fürll M, Bostedt H, Heinritzi K. Hämatologie. In: *Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin*. Kraft W, Dürr U, eds. Stuttgart: Schattauer 2005b: 49-92.

Kraft W, Fürll M, Bostedt H, Heinritzi K. Klinische Endokrinologie. In: *Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin*. Kraft W, Dürr U, eds. Stuttgart: Schattauer 2005c: 297-320.

Kraft W, Fürll M, Bostedt H, Heinritzi K. Skelettmuskulatur, Knochen, Kalzium-, Phosphor-, Magnesiumstoffwechsel. In: Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin. Kraft W, Dürr U, eds. Stuttgart: Schattauer 2005d: 263-70.

Larsen R. Säure-Basen-Haushalt. In: Anästhesie mit 250 Tabellen, 8. Aufl., Larsen R. ed München [u.a.]: Elsevier, Urban & Fischer; 2006: 273-287.

Lewis JH. Comparative hematology: studies on guinea-pigs (*Cavia porcellus*). Comp Biochem Physiol Comp Physiol 1992; 102: 507-12.

Lieske R, Deegen E, Fischer J. Der Einfluss der Lagerungstemperatur und -dauer auf das Verhalten einiger Blutgasparameter im arteriellen Pferdeblut. Der praktische Tierarzt 1981; 6: 477-84.

Lofqvist J, Nilsson E. Influence of acid-base changes on carbachol- and potassium-induced contractions of taenia coli of the rabbit. Acta Physiol Scand 1981; 111: 59-68.

Looney AL, Ludders J, Erb HN, Gleed R, Moon P. Use of a handheld device for analysis of blood electrolyte concentrations and blood gas partial pressures in dogs and horses. J Am Vet Med Assoc 1998; 213: 526-30.

Lösch U, Cihak M, Erhard M, Kaspers B. Blut und Abwehr. In: Physiologie der Haustiere. Engelhardt W, Breves G, eds. Stuttgart: Enke 2000: 190-213.

Lucarelli G, Porcellini A, Carnevali C, Carmena A, Stohlman F. Fetal and neonatal erythropoiesis. Annals of the New York Academy of Sciences 1968; 149: 544-59.

Mader D. Basic Approach to Veterinary Care. In: Ferrets, Rabbits, and Rodents clinical medicine and surgery. Quesenberry KE, Carpenter JW, eds. St. Louis: Saunders 2004: 147-54.

Malley A. The pet rabbit in companion animal practice. Irish Veterinary Journal 1996; 49: 354-5.

Martin J, Messelken M, Hiller J. Mobiles Blutgas- und Labormonitoring. AINS Anästhesiologie Intensivmedizin Notfallmedizin Schmerztherapie 1996; 31: 309-15.

Matburger AC. Evaluation des tragbaren i-STAT®-Blutanalysegerätes im klinischen Einsatz bei Pferd, Hund und Katze; 1998: IV, 147 S. : Ill., graph. Darst.

Matburger AC, Henke J, Hirschberger J, Matburger S, Erhardt W. Evaluation des tragbaren i-STAT®-Blutgasanalysegerätes im klinischen Einsatz beim Hund. Tierärztl Prax 2000; 28: 132-7.

McLaughlin R, Fish R. Clinical biochemistry and haematology. In: The biology of the laboratory rabbit. Manning PJ, ed. San Diego: Academic Press 1994: 111-24.

Meister U, Gerber H, Tschudi PR. Die arterielle Blutgasanalyse in der Diagnostik und Überwachung chronisch lungenkranker Pferde. Schweiz Arch Tierheilkd 1976; 118: 99-104.

Mitruka BJ, Rawnsley HM. Clinical biochemical and haematological reference values in normal experimental animals and normal humans, New York: Masson; 1977.

Mitruka BJ, Rawnsley HM. Clinical biochemical and haematological reference values in normal experimental animals and normal humans. New York: Masson; 1981.

Mitten LA, Hinchcliff KW, Sams R. A portable blood gas analyzer for equine venous blood. J Vet Intern Med 1995; 9: 353-6.

Mock T, Morrison D, Yatscoff R. Evaluation of the i-STAT® system: a portable chemistry analyzer for the measurement of sodium, potassium, chloride, urea, glucose, and hematocrit. Clin Biochem 1995; 28: 187-92.

Moore D. Haematology of the rabbit. In: Schalm's Veterinary Hematology. Feldman BF, Zinkl JG, Jain NC, eds. Philadelphia: Williams & Wilkins 2000: 1100-6.

Moore D. Haematology of the guinea pig. In: Schalm's Veterinary Hematology. Feldman B, Zinkl J, Jain N, eds. Philadelphia. Williams & Wilkins 2000a: 1107-10.

Murray M. Rabbit and ferret laboratory medicine. In: Laboratory Medicine Avian and Exotic Pets. Fudge AM, ed. Philadelphia: Saunders 2000: 265-8.

Navia J, Hunt C. Nutrition, nutritional diseases, and nutrition research applications. In: The biology of the guinea pig. Wagner JE, Manning PJ, Breazile JE, eds. New York: Academic Press 1976: 235-61.

Nelson R, Couto C. Blutgasanalyse. In: Innere Medizin der Kleintiere. Nelson R, Couto C, eds. München: Urban & Fischer 2006: 296-301.

Nelson R, Turnwald G, Willard M. Endokrine und metabolische Störungen. In: Labordiagnostik in der Kleintierpraxis. Willard M, Tvedten H, eds. München: Urban & Fischer 2006: 13-41.

North D. Species kept in the laboratory. In: The UFAW handbook on the care and management of laboratory animals. Poole T, English P, eds. Oxford: Blackwell Science 2000.

Okerman L. Diseases of domestic rabbits, 2. ed ed Oxford [u.a.]: Blackwell Scientific Publ.; 1994.

Ozaki J, Tanimoto N, Kuse H, Hori M. Comparison of arterial blood gases and acid-base balance in young and aged beagle dogs, with regard to postprandial alkaline tide. *J Toxicol Sci* 2000; 25: 205-11.

Picandet V, Jeanneret S, Lavoie JP. Effects of syringe type and storage temperature on results of blood gas analysis in arterial blood of horses. *J Vet Intern Med* 2007; 21: 476-81.

Pilny AA. Clinical hematology of rodent species. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract* 2008; 11: 523-33.

Quesenberry K, Donnelly T, Hillyer E. Biology, husbandry, and clinical techniques of guinea pigs. In: Ferrets, rabbits, and rodents clinical medicine and surgery. Quesenberry KE, Carpenter JW, eds. St. Louis: Saunders 2004: 232-44.

Quesenberry KE. Guinea pigs. *Vet Clin North Am Small Anim Pract* 1994; 24: 67-87.

Quesenberry KE, Carpenter JW. Ferrets, rabbits, and rodents clinical medicine and surgery; includes sugar gliders and hedgehogs: St. Louis: Saunders: 2004.

Richardson RM, Goldstein MB, Stinebaugh BJ, Halperin ML. Influence of diet and metabolism on urinary acid excretion in the rat and the rabbit. *J Lab Clin Med* 1979; 94: 510-8.

Robertson SA. Simple acid-base disorders. *Vet Clin North Am Small Anim Pract* 1989; 19: 289-306.

Robson W, Bayliss CE, Feldman R, Goldstein MB, Chen CB, Richardson RM, Stinebaugh BJ, Tam SC, Halperin ML. Evaluation of the effect of pentobarbitone anaesthesia on the plasma potassium concentration in the rabbit and the dog. *Canadian Anaesthetists' Society journal* 1981; 28: 210-6.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Calcium (Ca), Systempackungen für Hitachi 911®, Mannheim: 2007-05.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Glukose (GLU), Systempackungen für Hitachi 911®, Mannheim: 2008-11.

Ruckebusch Y, Phaneuf L-P, Dunlop RH. Respiratory regulation of acid-base balance. In: Physiology of small and large animals. Ruckebusch Y, Phaneuf L-P, Dunlop RH, eds. Philadelphia: Decker 1991: 92-7.

Saunders RA, Davies RR. Notes on rabbit internal medicine, 1. ed. ed Oxford [u.a.]: Blackwell Pub.; 2005.

Schaefer KE, Messier AA, Morgan C, Baker GT, 3rd. Effect of chronic hypercapnia on body temperature regulation. J Appl Physiol 1975; 38: 900-6.

Schall H. Kaninchen. In: Krankheiten der Heimtiere. Gabrisch K, Baumgartner R, Fehr M, eds. Hannover: Schlütersche 2005: 3-47.

Schenck PA, Chew DJ. Calcium: total or ionized? Vet Clin North Am Small Anim Pract 2008; 38: 497-502.

Schermer S. The blood morphology of laboratory animals, 3. ed. ed Philadelphia: FA Davis; 1967.

Schneider J, Dudziak R, Westphal K, Vettermann J. The i-STAT® analyzer. A new, hand-held device for the bedside determination of hematocrit, blood gases, and electrolytes. Anaesthesia 1997; 46: 704-14.

Sediame S, Zerah-Lancner F, d'Ortho MP, Adnot S, Harf A. Accuracy of the i-STAT® bedside blood gas analyser. Eur Respir J 1999; 14: 214-7.

Shaffran N. Die Blutgasanalyse. Veterinary Technician 1998; 19: 95-102.

Silbernagl S, Despopoulos A. Säure-Basen-Haushalt. In: Taschenatlas der Physiologie. Silbernagl S, Despopoulos A, eds. Stuttgart: Thieme 2003: 138-47.

Sisk D. Physiology. In: The biology of the guinea pig. Wagner JE, Manning PJ, Breazile JE, eds. New York: Academic Press 1976: 63-92.

Sridharan K, Patil SK, Upadhyay TN, Mukherjee AK. Effects of pyridoxine supplementation on blood glucocorticoids level, aspartate aminotransferase activity and glucose tolerance pattern under acute hypoxic stress. Horm Metab Res 1991; 23: 62-5.

Stein S, Walshaw S. Rabbits. In: Handbook of rodent and rabbit medicine Laber-Laird K, Swindle M, Flecknell P, eds. Oxford: Pergamon 1996: 151-82.

Steinmetz HW, Vogt R, Kastner S, Riond B, Hatt JM. Evaluation of the i-STAT® portable clinical analyzer in chickens (*Gallus gallus*). J Vet Diagn Invest 2007; 19: 382-8.

Suckow M, Brammer D, Rush H, Chrisp C. Biology and Diseases of Rabbits. In: Laboratory animal medicine. Fox J, Anderson L, Loew F, Quimby F, eds. Amsterdam: Academic Press 2002: 329-58.

Tinkey P, Lembo T, Craig S, West C, Van Pelt C. Use of the i-STAT® portable clinical analyzer in mice. Lab Anim (NY) 2006; 35: 45-50.

Tschudi PR. Evaluation of the portable blood analyser i-STAT®. Schweiz Arch Tierheilkd 1998; 140: 507-12.

Tsuruoka S, Schwartz GJ. Mechanisms of HCO_3^- secretion in the rabbit connecting segment. Am J Physiol 1999; 277: F567-74.

Vattay P, Wenzl E, Feil W, Starlinger M, Schiessel R. Role of acid base balance and mucosal blood flow in alkaline secretion of rabbit duodenum. *Acta Physiol Hung* 1989; 73: 81-7.

Verwaerde P, Malet C, Lagente M, de la Farge F, Braun JP. The accuracy of the i-STAT® portable analyser for measuring blood gases and pH in whole-blood samples from dogs. *Res Vet Sci* 2002; 73: 71-5.

Vogt H. The influence of an acute respiratory acidosis on calcium and phosphorus metabolism and on the skeleton in rabbits. *Helv Med Acta* 1963; 30: 57-71.

Wallach JD, Boever WJ. Diseases of exotic animals-medical and surgical management, Philadelphia: WB Saunders; 1983.

Walter F. Untersuchungen über die Wirkung der Säuren auf den tierischen Organismus. *Archiv für experimentelle Pathologie u. Pharmakologie* 1877; 11: 148-78.

Wasel E. Meerschweinchen. In: Krankheiten der Heimtiere. Gabrisch K, Baumgartner R, Fehr M, eds. Hannover: Schlütersche 2005: 49-86.

Weiss D, Tvedten H. Großes Blutbild und Knochenmarksuntersuchung. In: Labordiagnostik in der Kleintierpraxis. Willard M, Tvedten H, eds. München: Urban & Fischer 2006: 13-41.

Wenker CJ, Hunziker D, Lopez J, Oppliger H, Forrer R, Lutz H. Haematology, blood chemistry and urine parameters of free-ranging plains viscachas (*Lagostomus maximus*) in Argentina determined by use of a portable blood analyser (i-STAT®) and conventional laboratory methods. *J Vet Med A Physiol Pathol Clin Med* 2007; 54: 260-4.

Wennecke G. Useful tips to avoid preanalytical errors in blood gas testing: electrolytes. In: Quality assurance. 2003. Available from: <http://www.acutecaretesting.org>.

Wesche P. Clinical pathology. In: BSAVA Manual of rodents and ferrets. Keeble E, Meredith A, eds. Quedgeley Brit. Small Animal Veterinary Assoc. 2009: 42-5.

IX. ANHANG

Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Angaben zum pH-Wert beim Kaninchen in der Literatur.....	16
Tabelle 2: Angaben zum pH-Wert beim Meerschweinchen in der Literatur.....	16
Tabelle 3: Angaben zum pO ₂ (in mmHg) beim Kaninchen in der Literatur	18
Tabelle 4: Angaben zum pO ₂ (in mmHg) beim Meerschweinchen in der Literatur	18
Tabelle 5: Angaben zum sO ₂ (in %) beim Kaninchen in der Literatur	19
Tabelle 6: Angaben zum pCO ₂ (in mmHg) beim Kaninchen in der Literatur	20
Tabelle 7: Angaben zum pCO ₂ (in mmHg) beim Meerschweinchen in der Literatur (¹ = ohne Narkose, ² = mit Narkose; n = Anzahl der Tiere).....	21
Tabelle 8: Angaben zum TCO ₂ (in mmol/l) beim Kaninchen in der Literatur	22
Tabelle 9: Angaben zum TCO ₂ (in mmol/l) beim Meerschweinchen in der Literatur.....	22
Tabelle 10: Angaben zum HCO ₃ ⁻ (in mmol/l) beim Kaninchen in der Literatur ..	23
Tabelle 11: Angaben zum HCO ₃ ⁻ (in mmol/l) beim Meerschweinchen in der Literatur (¹ = ohne Narkose, ² = mit Narkose; n = Anzahl der Tiere).....	23
Tabelle 12: Angaben zum BE (in mmol/l) beim Kaninchen in der Literatur	25
Tabelle 13: Angaben zum BE (in mmol/l) beim Meerschweinchen in der Literatur (¹ = ohne Narkose, ² = mit Narkose; n = Anzahl der Tiere).....	25
Tabelle 14: Angaben für den Hämatokrit (Hkt) beim Kaninchen in der Literatur	27
Tabelle 15: Angaben für den Hämatokrit (Hkt) beim Meerschweinchen in der Literatur (¹ = männlich, ² = weiblich)	28
Tabelle 16: Angaben zur Hämoglobinkonzentration (Hb) beim Kaninchen in der Literatur (¹ = männlich, ² = weiblich, ³ = 1,5 – 4 Monate alt, ⁴ = > 4 Monate alt)	29
Tabelle 17: Angaben zur Hämoglobinkonzentration (Hb) beim Meerschweinchen in der Literatur (¹ = männlich, ² = weiblich)	31
Tabelle 18: Angaben zur Glukosekonzentration (Glc) beim Kaninchen in der Literatur.....	33
Tabelle 19: Angaben zur Glukosekonzentration (Glc) beim Meerschweinchen in der Literatur.....	34
Tabelle 20: Angaben zur Natriumkonzentration (Na ⁺) beim Kaninchen in der	

Literatur.....	35
Tabelle 21: Angaben zur Natriumkonzentration (Na^+) beim Meerschweinchen in der Literatur.....	35
Tabelle 22: Angaben zur Kaliumkonzentration (K^+) beim Kaninchen in der Literatur.....	37
Tabelle 23: Angaben zur Kaliumkonzentration (K^+) beim Meerschweinchen in der Literatur.....	37
Tabelle 24: Angabe zum ionisierten Kalzium (iCa^{2+}) beim Kaninchen in der Literatur.....	39
Tabelle 25: Übersicht der Studien über den Einsatz des i-STAT [®] -Analysegerätes bei verschiedenen Tierarten (n = Anzahl der Tiere)	43
Tabelle 26: Verwendete Materialien für die klinische Untersuchung und die Blutprobenentnahme	52
Tabelle 27: Übersicht über die für die Blutentnahme verwendeten Probengefäße	59
Tabelle 28: Labordiagnostische Testverfahren i-STAT [®] (Seite 1)	68
Tabelle 29: Testverfahren der labordiagnostischen Bestimmungen (Seite 1)	71
Tabelle 30: Ursache und Anzahl der Fehlermeldungen (Code nach ABBOTT, 2006)	74
Tabelle 31: Übersicht der gemessenen Daten (5 Messreihen) und daraus ermittelte Mittelwerte (MW), Standardabweichungen (Stab) und Variationskoeffizienten (VC) der Serienmessung beim Kaninchen (n = 5) im Rahmen der Reproduzierbarkeit.....	75
Tabelle 32: Übersicht der gemessenen Daten (5 Messreihen) und daraus ermittelte Mittelwerte (MW), Standardabweichungen (Stab) und Variationskoeffizienten (VC) der Serienmessung beim Meerschweinchen (n = 5) im Rahmen der Reproduzierbarkeit.....	77
Tabelle 33: Reproduzierbarkeit der Serienmessung bei Kaninchen und Meerschweinchen anhand des durchschnittlichen VC (grau unterlegt = gute Reproduzierbarkeit ($VC \leq 10\%$); n = Anzahl der Tiere)	80
Tabelle 34: Übersicht der gemessenen Daten (5 Messreihen) und daraus ermittelte Mittelwerte (MW), Standardabweichungen (Stab) und Variationskoeffizienten (VC) der zeitabhängigen Messung beim Kaninchen (n = 5) im Rahmen der Reproduzierbarkeit.....	80
Tabelle 35: Übersicht der gemessenen Daten (5 Messreihen) und daraus ermittelte Mittelwerte (MW), Standardabweichungen (Stab) und Variationskoeffizienten	

(VC) der zeitabhängigen Messung beim Meerschweinchen (n = 5) im Rahmen der Reproduzierbarkeit.....	83
Tabelle 36: Reproduzierbarkeit der Zeitspanne zwischen Probenentnahme und Messung bei Kaninchen und Meerschweinchen anhand des durchschnittlichen VC (grau unterlegt = gute Reproduzierbarkeit (VC \leq 10 %); n = Anzahl der Tiere) .	85
Tabelle 37: Übereinstimmung und Korrelation der Entnahmetechnik zwischen Blutgasspritze und Kapillare und Median beim Kaninchen (grau hinterlegt = gute Übereinstimmung ($r \geq 0,6$ und $p < 0,05$); n = Anzahl der Tiere).....	86
Tabelle 38: Übereinstimmung und Korrelation der Entnahmetechnik zwischen Blutgasspritze und Kapillare und Median beim Meerschweinchen (grau hinterlegt = gute Übereinstimmung ($r \geq 0,6$ und $p < 0,05$); n = Anzahl der Tiere)	94
Tabelle 39: Übereinstimmung und Korrelation des Gerätevergleiches zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model 5700 und Median beim Kaninchen (grau hinterlegt = gute Übereinstimmung ($r \geq 0,6$ und $p < 0,05$); n = Anzahl der Tiere)	102
Tabelle 40: Übereinstimmung und Korrelation des Gerätevergleiches zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model 5700 und Median beim Meerschweinchen (grau hinterlegt = gute Übereinstimmung ($r \geq 0,6$ und $p < 0,05$); n = Anzahl der Tiere)	109
Tabelle 41: Übereinstimmung und Korrelation des Vergleiches übereinstimmender Parameter i-STAT® sowie Cell-Dyn® 3500 R/Hitachi 911® und Median beim Kaninchen (grau unterlegt = gute Übereinstimmung ($r \geq 0,6$ und $p < 0,05$); n = Anzahl der Tiere)	116
Tabelle 42: Übereinstimmung und Korrelation des Vergleiches übereinstimmender Parameter i-STAT® sowie Cell-Dyn® 3500 R/Hitachi 911® und Median beim Meerschweinchen (grau unterlegt = gute Übereinstimmung ($r \geq 0,6$ und $p < 0,05$); n = Anzahl der Tiere)	120
Tabelle 43: Übereinstimmung und Korrelation des Vergleiches arterieller und venöser Blutproben und Median beim Kaninchen (grau hinterlegt = gute Übereinstimmung ($r \geq 0,6$ und $p < 0,05$); n = Anzahl der Tiere).....	124
Tabelle 44: Ergebnisse der Signifikanztests der Variable Geschlecht (m = männlich, w = weiblich, n = Anzahl der Tiere/Gruppe) beim Kaninchen (grau unterlegt = signifikant ($p < 0,05$))	133
Tabelle 45: Ergebnisse der Signifikanztests der Variable Kastrationsstatus (m = männlich, mk = männlich-kastriert, n = Anzahl der Tiere/Gruppe) beim	

Kaninchen (grau unterlegt = signifikant ($p < 0,05$))	134
Tabelle 46: Ergebnisse der Signifikanztests der Variable Geschlecht (m = männlich, w = weiblich, n = Anzahl der Tiere/Gruppe) beim Meerschweinchen (grau unterlegt = signifikant ($p < 0,05$))	135
Tabelle 47: Ergebnisse der Signifikanztests der Variable Kastrationsstatus (m = männlich, mk = männlich-kastriert, n = Anzahl der Tiere/Gruppe) beim Meerschweinchen (grau unterlegt = signifikant ($p < 0,05$))	136
Tabelle 48: Ergebnisse der Signifikanztests der Variable Alter bei Kaninchen und Meerschweinchen (grau unterlegt = signifikant ($p < 0,05$))	137
Tabelle 49: Referenzbereiche (95-%-Perzentil-Intervall) für Blutgas- und weitere Laborparameter sowie Median geschlechtsabhängiger Parameter beim Kaninchen (G = geschlechtsabhängig; K = Kastrationsstatus; m = männlich; mk = männlich-kastriert; w = weiblich; n = Anzahl der Tiere).....	138
Tabelle 50: Referenzbereiche (95-%-Perzentil-Intervall) für Blutgas- und weitere Laborparameter sowie Median geschlechtsabhängiger Parameter beim Meerschweinchen (G = geschlechtsabhängig; K = Kastrationsstatus; m = männlich; mk = männlich-kastriert; w = weiblich; n = Anzahl der Tiere)	139

Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Anzahl (n) der Kaninchen der verschiedenen Geschlechtsgruppen (weiblich kastriert, weiblich nicht kastriert, männlich kastriert, männlich nicht kastriert; n = Anzahl in Prozent (%) der Gesamtzahl)	48
Abbildung 2: Anzahl (n) der Kaninchen mit einem bestimmten Alter in Monaten (n = 138, bei 32 Tieren Alter unbekannt).....	49
Abbildung 3: Anzahl (n) der Meerschweinchen der verschiedenen Geschlechtsgruppen (weiblich kastriert, weiblich nicht kastriert, männlich kastriert, männlich nicht kastriert; n = Anzahl in Prozent (%) der Gesamtzahl)..	50
Abbildung 4: Anzahl (n) der Meerschweinchen mit einem bestimmten Alter in Monaten (n = 128, bei 42 Tieren Alter unbekannt)	50
Abbildung 5: Darstellung des Blutgasanalysegerät i-STAT® (ABBOTT, 2006) .	55
Abbildung 6: Aufbau der i-STAT® Kartusche (ABBOTT, 2006)	55
Abbildung 7: Fixieren eines Kaninchens zur Blutentnahme.....	60
Abbildung 8: Blutentnahme beim Kaninchen aus der <i>V. saphena lateralis</i> mittels Blutgasspritze	60
Abbildung 9: Fixieren eines Meerschweinchens zur Blutentnahme	61
Abbildung 10: Blutentnahme beim Meerschweinchen aus der <i>V. saphena lateralis</i> mittels Blutgaskapillare.....	62
Abbildung 11: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für Glc (mmol/l) beim Kaninchen (n = 5)	87
Abbildung 12: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für Na ⁺ (mmol/l) beim Kaninchen (n = 5)	87
Abbildung 13: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für K ⁺ (mmol/l) beim Kaninchen (n = 5)	88
Abbildung 14: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für TCO ₂ (mmol/l) beim Kaninchen (n = 5)	88
Abbildung 15: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für iCa ²⁺ (mmol/l) beim Kaninchen (n = 5)	89
Abbildung 16: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für Hkt (l/l) beim Kaninchen (n = 5)	89
Abbildung 17: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für Hb (g/l) beim Kaninchen (n = 5)	90
Abbildung 18: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für pH-Wert	

beim Kaninchen (n = 5)	90
Abbildung 19: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für pCO ₂ (kPa) beim Kaninchen (n = 5)	91
Abbildung 20: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für pO ₂ (kPa) beim Kaninchen (n = 5)	91
Abbildung 21: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für HCO ₃ ⁻ (mmol/l) beim Kaninchen (n = 5)	92
Abbildung 22: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für BE _{ecf} (mmol/l) beim Kaninchen (n = 5)	92
Abbildung 23: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für sO ₂ (%) beim Kaninchen (n = 5)	93
Abbildung 24: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für Glc (mmol/l) beim Meerschweinchen (n = 5).....	95
Abbildung 25: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für Na ⁺ (mmol/l) beim Meerschweinchen (n = 5).....	95
Abbildung 26: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für K ⁺ (mmol/l) beim Meerschweinchen (n = 5).....	96
Abbildung 27: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für TCO ₂ (mmol/l) beim Meerschweinchen (n = 5)	96
Abbildung 28: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für iCa ²⁺ (mmol/l) beim Meerschweinchen (n = 5)	97
Abbildung 29: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für Hkt (l/l) beim Meerschweinchen (n = 5).....	97
Abbildung 30: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für Hb (g/l) beim Meerschweinchen (n = 5).....	98
Abbildung 31: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für pH-Wert beim Meerschweinchen (n = 5).....	98
Abbildung 32: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für pCO ₂ (kPa) beim Meerschweinchen (n = 5).....	99
Abbildung 33: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für pO ₂ (kPa) beim Meerschweinchen (n = 5).....	99
Abbildung 34: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für HCO ₃ ⁻ (mmol/l) beim Meerschweinchen (n = 5)	100
Abbildung 35: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für BE _{ecf} (mmol/l) beim Meerschweinchen (n = 5)	100

Abbildung 36: Vergleich zwischen Blutgasspritze und Kapillare für sO ₂ (%) beim Meerschweinchen (n = 5).....	101
Abbildung 37: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model 5700 für Glc (mmol/l) beim Kaninchen (n = 5).....	103
Abbildung 38: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model 5700 für Na ⁺ (mmol/l) beim Kaninchen (n = 5)	103
Abbildung 39: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model 5700 für K ⁺ (mmol/l) beim Kaninchen (n = 5)	104
Abbildung 40: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model 5700 für TCO ₂ (mmol/l) beim Kaninchen (n = 5)	104
Abbildung 41: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model 5700 für iCa ²⁺ (mmol/l) beim Kaninchen (n = 5).....	105
Abbildung 42: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model 5700 für Hkt (l/l) beim Kaninchen (n = 5)	105
Abbildung 43: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model 5700 für pH-Wert beim Kaninchen (n = 5).....	106
Abbildung 44: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model 5700 für pCO ₂ (kPa) beim Kaninchen (n = 5)	106
Abbildung 45: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model 5700 für pO ₂ (kPa) beim Kaninchen (n = 5)	107
Abbildung 46: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model 5700 für HCO ₃ ⁻ (mmol/l) beim Kaninchen (n = 5)	107
Abbildung 47: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model 5700 für BE _{ecf} (mmol/l) beim Kaninchen (n = 5).....	108
Abbildung 48: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model 5700 für sO ₂ (%) beim Kaninchen (n = 5)	108
Abbildung 49: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model 5700 für Glc (mmol/l) beim Meerschweinchen (n = 5)	110
Abbildung 50: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model 5700 für Na ⁺ (mmol/l) beim Meerschweinchen (n = 5).....	110
Abbildung 51: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model 5700 für K ⁺ (mmol/l) beim Meerschweinchen (n = 5)	111
Abbildung 52: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model 5700 für TCO ₂ (mmol/l) beim Meerschweinchen (n = 5)	111
Abbildung 53: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model	

5700 für iCa ²⁺ (mmol/l) beim Meerschweinchen (n = 5)	112
Abbildung 54: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model	
5700 für Hkt (l/l) beim Meerschweinchen (n = 5)	112
Abbildung 55: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model	
5700 für pH-Wert beim Meerschweinchen (n = 5).....	113
Abbildung 56: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model	
5700 für pCO ₂ (kPa) beim Meerschweinchen (n = 5).....	113
Abbildung 57: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model	
5700 für pO ₂ (kPa) beim Meerschweinchen (n = 5).....	114
Abbildung 58: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model	
5700 für HCO ₃ ⁻ (mmol/l) beim Meerschweinchen (n = 5)	114
Abbildung 59: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model	
5700 für BE _{ecf} (mmol/l) beim Meerschweinchen (n = 5)	115
Abbildung 60: Vergleich zwischen i-STAT® und GEM® Premier 3000 Model	
5700 für sO ₂ (%) beim Meerschweinchen (n = 5)	115
Abbildung 61: Vergleich zwischen i-STAT® und Hitachi 911® für Glc (mmol/l)	
beim Kaninchen (n = 170)	117
Abbildung 62: Vergleich zwischen i-STAT® und Hitachi 911® für Na ⁺ (mmol/l)	
beim Kaninchen (n = 170)	117
Abbildung 63: Vergleich zwischen i-STAT® und Hitachi 911® für K ⁺ (mmol/l)	
beim Kaninchen (n = 170)	118
Abbildung 64: Vergleich zwischen i-STAT® und Cell-Dyn® 3500 R für Hkt (l/l)	
beim Kaninchen (n = 170)	118
Abbildung 65: Vergleich zwischen i-STAT® und Cell-Dyn® 3500 R für Hb (g/l)	
beim Kaninchen (n = 170)	119
Abbildung 66: Vergleich zwischen i-STAT® und Hitachi 911® für Ca ²⁺ /iCa ²⁺	
(mmol/l) beim Kaninchen (n = 170)	119
Abbildung 67: Vergleich zwischen i-STAT® und Hitachi 911® für Glc (mmol/l)	
beim Meerschweinchen (n = 170).....	121
Abbildung 68: Vergleich zwischen i-STAT® und Hitachi 911® für Na ⁺ (mmol/l)	
beim Meerschweinchen (n = 170).....	121
Abbildung 69: Vergleich zwischen i-STAT® und Hitachi 911® für K ⁺ (mmol/l)	
beim Meerschweinchen (n = 170).....	122
Abbildung 70: Vergleich zwischen i-STAT® und Cell-Dyn® 3500 R für Hkt (l/l)	
beim Meerschweinchen (n = 170).....	122

Abbildung 71: Vergleich zwischen i-STAT® und Cell-Dyn® 3500 R für Hb (g/l) beim Meerschweinchen (n = 170).....	123
Abbildung 72: Vergleich zwischen i-STAT® und Hitachi 911® für Ca ²⁺ /iCa ²⁺ (mmol/l) beim Meerschweinchen (n = 170)	123
Abbildung 73: Vergleich zwischen arteriellen und venösen Blutproben für Glc (mmol/l) beim Kaninchen (n = 5)	125
Abbildung 74: Vergleich zwischen arteriellen und venösen Blutproben für Na ⁺ (mmol/l) beim Kaninchen (n = 5)	125
Abbildung 75: Vergleich zwischen arteriellen und venösen Blutproben für K ⁺ (mmol/l) beim Kaninchen (n = 5)	126
Abbildung 76: Vergleich zwischen arteriellen und venösen Blutproben für TCO ₂ (mmol/l) beim Kaninchen (n = 5)	126
Abbildung 77: Vergleich zwischen arteriellen und venösen Blutproben für iCa ²⁺ (mmol/l) beim Kaninchen (n = 5)	127
Abbildung 78: Vergleich zwischen arteriellen und venösen Blutproben für Hkt (l/l) beim Kaninchen (n = 5)	127
Abbildung 79: Vergleich zwischen arteriellen und venösen Blutproben für Hb (g/l) beim Kaninchen (n = 5).....	128
Abbildung 80: Vergleich zwischen arteriellen und venösen Blutproben für pH-Wert beim Kaninchen (n = 5)	128
Abbildung 81: Vergleich zwischen arteriellen und venösen Blutproben für pCO ₂ (kPa) beim Kaninchen (n = 5).....	129
Abbildung 82: Vergleich zwischen arteriellen und venösen Blutproben für pO ₂ (kPa) beim Kaninchen (n = 5).....	129
Abbildung 83: Vergleich zwischen arteriellen und venösen Blutproben für HCO ₃ ⁻ (mmol/l) beim Kaninchen (n = 5)	130
Abbildung 84: Vergleich zwischen arteriellen und venösen Blutproben für BE _{ecf} (mmol/l) beim Kaninchen (n = 5)	130
Abbildung 85: Vergleich zwischen arteriellen und venösen Blutproben für sO ₂ (%) beim Kaninchen (n = 5)	131

X. DANKSAGUNG

Mein besonderer Dank gilt Frau Prof. Dr. Hartmann für die Überlassung des Themas, ihre wissenschaftliche Anleitung und Unterstützung bei der Durchführung dieser Arbeit.

Ebenso gilt mein Dank Frau Dr. Hein, ohne deren Hilfe und Unterstützung die Durchführung dieser Arbeit nicht möglich gewesen wäre.

Mein Dank gilt auch Dr. Carola Sauter-Louis, die mir mit Rat und Tat in allen statistischen Fragen zur Seite stand.

Bedanken möchte ich mich ebenfalls bei der Firma Scil animal care company GmbH für die finanzielle Unterstützung und Bereitstellung des i-STAT[®]-Gerätes.

Auch möchte ich allen Tierbesitzern und öffentlichen Einrichtungen danken, die ihre gesunden Kaninchen und Meerschweinchen zur Verfügung gestellt haben. Außerdem danke ich meiner Kollegin Nadine Binder für ihre tatkräftige Unterstützung bei der Blutentnahme.

Meiner Familie möchte ich aus ganzem Herzen für ihre Unterstützung danken.