

Aus der Medizinischen Kleintierklinik
Lehrstuhl für Innere Medizin der kleinen Haustiere und Heimtiere
der Tierärztlichen Fakultät
der Ludwig-Maximilians-Universität München

Vorstand: Univ.-Prof. Dr. Katrin Hartmann

Labordiagnostische Referenzbereiche bei Frettchen

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

von
Felicia Spreyer
aus Heidelberg

München 2009

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

Dekan: Univ.-Prof. Dr. Braun

Berichterstatter: Univ.-Prof. Dr. Hartmann

Korreferent: Priv.-Doz. Dr. Reese

Tag der Promotion: 17. Juli 2009

Meiner Familie

INHALTSVERZEICHNIS

I.	EINLEITUNG	1
II.	LITERATURÜBERSICHT	2
1.	Entwicklung und Besonderheiten des Frettchens	2
1.1.	Zoologische Einordnung und Entwicklung des Frettchens.....	2
1.2.	Physiologische Besonderheiten des Frettchens.....	3
2.	Blutentnahme.....	5
2.1.	Blutentnahme bei Frettchen	5
2.2.	Einflussfaktoren auf labordiagnostische Parameter	7
3.	Labordiagnostische Parameter	10
3.1.	Hämatologische Parameter.....	10
3.1.1.	Erythrozyten	10
3.1.2.	Hämoglobin.....	11
3.1.3.	Hämatokrit.....	13
3.1.4.	Erythrozytenindizes.....	14
3.1.4.1.	Mittleres Erythrozytenvolumen.....	14
3.1.4.2.	Mittlere Hämoglobinkonzentration der Erythrozyten.....	15
3.1.4.3.	Mittlerer Hämoglobingehalt der Einzelerthrozyten	16
3.1.5.	Thrombozyten	17
3.1.6.	Leukozyten	18
3.1.7.	Differentialblutbild.....	20
3.1.7.1.	Lymphozyten.....	20
3.1.7.2.	Monozyten.....	23
3.1.7.3.	Neutrophile Granulozyten	24
3.1.7.4.	Eosinophile Granulozyten	27
3.1.7.5.	Basophile Granulozyten	28
3.2.	Enzyme.....	30
3.2.1.	Alaninaminotransferase.....	30
3.2.2.	Alkalische Phosphatase	31
3.2.3.	Aspartataminotransferase	32
3.2.4.	Glutamatdehydrogenase	33
3.2.5.	γ -Glutamyltransferase	34
3.2.6.	Laktatdehydrogenase.....	35

3.2.7.	Kreatinkinase.....	36
3.2.8.	Cholinesterase	36
3.2.9.	α -Amylase.....	37
3.2.10.	Lipase	38
3.3.	Substrate	38
3.3.1.	Glukose.....	38
3.3.2.	Fruktosamin.....	39
3.3.3.	Gesamteiweiß	40
3.3.4.	Albumin.....	41
3.3.5.	Cholesterin	42
3.3.6.	Triglyzeride	43
3.3.7.	Serumgallensäuren	44
3.3.8.	Bilirubin	45
3.3.9.	Harnstoff.....	46
3.3.10.	Kreatinin.....	47
3.4.	Elektrolyte	48
3.4.1.	Kalzium	48
3.4.2.	Phosphat	50
3.4.3.	Magnesium.....	51
3.4.4.	Natrium.....	52
3.4.5.	Kalium.....	53
3.4.6.	Chlorid.....	54
3.4.7.	Eisen	55
3.5.	Hormone.....	55
3.5.1.	Kortisol.....	56
3.5.2.	Progesteron.....	57
3.5.3.	Östrogen	58
3.5.4.	Thyroxin.....	59
III.	MATERIAL UND METHODEN	61
1.	Material.....	61
1.1.	Tiere	61
1.1.1.	Auswahl der Tiere	61
1.1.2.	Signalement.....	61
1.1.2.1.	Altersverteilung.....	62

1.1.2.2.	Geschlechtsverteilung	63
1.1.2.3.	Nüchternstatus	63
1.1.2.4.	Fellfärbungen	64
1.2.	Geräte	65
2.	Methodik	67
2.1.	Blutentnahme	67
2.2.	Bestimmung der Laborparameter	68
2.3.	Statistische Auswertung	69
2.3.1.	Sammlung und Aufbereitung der Daten.....	69
2.3.2.	Ausreißerelimination	69
2.3.3.	Graphische Darstellung der Daten und ihrer Verteilung.....	69
2.3.4.	Bestimmung der Kenngrößen.....	70
2.3.5.	Signifikanztests	70
2.3.6.	Bestimmung der Referenzbereiche	70
IV.	ERGEBNISSE	79
1.	Aufbereitung der Daten	79
1.1.	Häufigkeitsverteilung und Ausreißer	79
1.2.	Kenngrößen	83
1.3.	Abhängigkeiten	83
2.	Referenzbereiche	103
V.	DISKUSSION	110
VI.	ZUSAMMENFASSUNG	139
VII.	SUMMARY.....	141
VIII.	LITERATURVERZEICHNIS	143
IX.	ANHANG	156
X.	DANKSAGUNG	187

ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS

A.	Arteria
A	altersabhängig
(A)	Anöstrus
ACTH	Adrenocorticotropes Hormon
ADP	Adenosin-5`-diphosphat
ALT	Alaninaminotransferase
AP	Alkalische Phosphatase
AST	Aspartataminotransferase
ATP	Adenosin-5`-triphosphat
bzw.	beziehungsweise
ca.	circa
Ca	Kalzium
CHE	Cholinesterase
CK	Kreatinkinase
Cl	Chlorid
d	Tag
Fe	Eisen
G	geschlechtsabhängig
γ -GT	Gamma-Glutamyltransferase
GLDH	Glutamatdehydrogenase
Gr.	Granulozyten
h	Stunden
Häm	Hämatologie

Hb	Hämoglobin
Hkt	Hämatokrit
IgG	Immunglobulin G
IU	internationale Einheit (international Unit)
K	Kalium
kA	keine Angabe
klin.-chem.	klinisch-chemische Parameter
Kurt	Kurtosis (Steilheit)
J	Jahr
LDH	Laktatdehydrogenase
m	männlich
M	Median
Max	Maximum
MCH	mittlerer Hämoglobingehalt der Einzelerythrozyten (mean corpuscular hemoglobin)
MCHC	mittlere Hämoglobinkonzentration der Erythrozyten (mean corpuscular hemoglobin concentration)
MCV	mittleres Erythrozytenvolumen (mean corpuscular volume)
M	Monat
Mg	Magnesium
Min	Minimum
mind.	mindestens
mk	männlich kastriert
Mo	Monat
n	Anzahl der Werte/Tiere

N	abhängig vom Nüchternstatus
Na	Natrium
o.	oder
(Ö)	Östrus
p	Signifikanz
P	Phosphat
RES	Retikuloendotheliales System
segm.	segmentkernige
stab.	stabkernige
SD	Standardabweichung
T4	Thyroxin
U/min	Umdrehungen pro Minute
V.	Vena
v. Chr.	vor Christus
w	weiblich
wk	weiblich kastriert
x	Mittelwert
$x_{(n)}$	maximale Beobachtung
$x_{(i)}$	minimale Beobachtung
z. B.	zum Beispiel

I. EINLEITUNG

Das Frettchen (*Mustela putorius furo*) gehört zu den Carnivoren und stammt vermutlich vom europäischen Iltis ab (LLOYD, 1999). Es wurde vor über 2000 Jahren domestiziert. In der Vergangenheit hauptsächlich in wissenschaftlichen Einrichtungen zu Versuchszwecken oder in der Jagd eingesetzt, gewinnt es in den letzten Jahren immer mehr Bedeutung als Haustier und als Patient in der tierärztlichen Praxis (ROSENTHAL, 1994). Besitzer scheuen inzwischen oft keine Kosten, wenn es um die Gesundheitserhaltung und Heilung ihrer Tiere geht. Gesicherte Referenzbereiche für labordiagnostische Parameter finden daher im Rahmen der Diagnosefindung eine immer größere Bedeutung. Die in der Literatur vorhandenen Referenzbereiche beziehen sich aber oft nur auf einige wenige Parameter oder stammen nur von einer geringen Anzahl an Frettchen ähnlichen Signalements. Haltung und Nüchternstatus sind kaum berücksichtigt, und die in den Studien verwendeten Blutentnahmetechniken sind meist nicht in der tierärztlichen Praxis vor dem Besitzer durchführbar. Zudem entsprechen die verwendeten Analysemethoden meist nicht den heute in Deutschland verwendeten Labormethoden, so dass die Werte nicht auf die Praxis übertragbar sind.

Ziel dieser Studie war es somit labordiagnostische Referenzbereiche für möglichst viele Blutparameter (51) bei gesunden Heimtier-Frettchen unterschiedlichen Signalements unter Praxisbedingungen mit in Deutschland üblichen Labormethoden zu erstellen, Abhängigkeiten von Alter, Geschlecht und Nüchternstatus zu überprüfen und mit den Angaben in der Literatur zu vergleichen und zu diskutieren.

II. LITERATURÜBERSICHT

1. Entwicklung und Besonderheiten des Frettchens

In wissenschaftlichen Untersuchungen des Frettchens müssen Entwicklungsgeschichte, physiologische Besonderheiten und die Einordnung in die zoologische Systematik berücksichtigt werden.

1.1. Zoologische Einordnung und Entwicklung des Frettchens

Das Europäische Frettchen (*Mustela putorius furo*) gehört zu den Carnivoren und stammt wahrscheinlich vom europäischen Iltis (*Mustela putorius*) ab (LLOYD, 1999; WENKER & CHRISTEN, 2002) (siehe Abb. 1). Das Frettchen wurde vor über 2000 Jahren domestiziert (ROSENTHAL, 1994). Es ist der einzige domestizierte Vertreter der Marderartigen (HENKE, 2002). Zu den verwandten Arten des Frettchens zählt der Nerz (ROSENTHAL, 1994). Das Frettchen selbst ist kein Wildtier (BESCH-WILLIFORD, 1987).

Erste Illustrationen und Aufzeichnungen stammen aus der Zeit 400 vor Christus (v. Chr.) (BESCH-WILLIFORD, 1987) und 100 v. Chr. (LLOYD, 1999) als Frettchen zur Schädlingsbekämpfung gehalten wurden. Später fanden sie Verwendung in der Kaninchenjagd. Am Ende des 19ten Jahrhunderts wurde das Frettchen in die Vereinigten Staaten von Amerika gebracht (BESCH-WILLIFORD, 1987). Es wurde vermehrt zur Produktion von Fellen für den internationalen Handel gezüchtet (FOX, 1998). Seit 1930 nimmt die gezielte kommerzielle Zucht des Frettchens immer weiter zu, um der Nachfrage aus der Wissenschaft gerecht zu werden (BESCH-WILLIFORD, 1987). Seit den 1980er Jahren (BESCH-WILLIFORD, 1987) gewinnt das Frettchen immer mehr Bedeutung als Haustier und Patient in der tierärztlichen Praxis (ROSENTHAL, 1994).

Da es zum Frettchen nur eine sehr begrenzte Anzahl von Studien gibt, wurde in dieser Arbeit zu Vergleichszwecken auch der Nerz herangezogen. Man unterscheidet bei Nerzen den Europäischen Nerz (*Mustela lutreola*) und den Amerikanischen Nerz oder Mink (*Mustela vison*) (WENZEL, 1990). In den aufgeführten Studien handelt es sich immer um den Amerikanischen Nerz.

Klasse <i>Mammalia</i> (Säugetiere)
Unterklasse <i>Theria</i> (lebend gebärende Tiere)
Überordnung <i>Eutheria</i> (Höhere Säugetiere)
Ordnung <i>Carnivora</i> (Reißtiere)
<i>Fissipedia</i> (Landreißtiere)
Familie <i>Mustelidae</i> (Marderartige)
Unterfamilie <i>Mustelinae</i> (Wieselartige)
Gattung <i>Martes</i> (echte Marder)
<u>Untergattung <i>Martes</i></u>
Art <i>Martes foina</i> (Steinmarder)
Gattung <i>Mustela</i> (Erd- und Stinkmarder)
<u>Untergattung <i>Putorius</i></u> (Iltisse)
Art <i>Mustela putorius</i> (Europäischer Iltis)
Art <i>Mustela putorius furo</i> (Frettchen)
<u>Untergattung <i>Lutreola</i></u> (Nerze)
Art <i>Mustela lutreola</i> (Europäischer Nerz)
Art <i>Mustela vison</i> (Amerikanischer Nerz)
Familie <i>Canidae</i> (Hundeartige)
Familie <i>Felidae</i> (Katzenartige)

Abb. 1. Zoologische Einordnung des Frettchens modifiziert nach WENZEL (1990) und AHNE (2000)

1.2. Physiologische Besonderheiten des Frettchens

Frettchen sind obligate Carnivoren (FOX, 1998). Sie haben eine beschränkte Kapazität zur Verdauung von Rohfaser (BELL, 1999) und bevorzugen Futtermittel mit hohem Fett- und Proteingehalt (WENKER & CHRISTEN, 2002; FEKETE et al., 2005). Kohlenhydrate spielen eine untergeordnete Rolle in der Ernährung der Frettchen (FEKETE et al., 2005; FOX & MCLAIN, 1998). Im Wachstum brauchen Frettchen ein energiereiches Futter mit hohem Protein- und Fettgehalt (WENKER & CHRISTEN, 2002).

Der Verdauungstrakt von Frettchen ist sehr kurz (MOODY et al., 1985). Der Dünndarm ist nur 182 – 198 cm, der Dickdarm circa (ca.) 10 cm lang (EVANS & AN, 1998). Die Passagezeit des Futters beträgt nur ca. drei Stunden (WENKER & CHRISTEN, 2002) und die Verdauung ist eher ineffizient (BELL, 1999). Nach BROWN (2004) ist davon auszugehen, dass nach ca. drei Stunden im Blut

Nüchternwerte festzustellen sind und nach ca. sechs Stunden der Darm vollständig entleert ist. Die hohe Stoffwechselrate bedingt eine häufige Futteraufnahme (WENKER & CHRISTEN, 2002).

Im Alter von vier Monaten ist die endgültige Körpergröße erreicht, der Zahnwechsel ist abgeschlossen und die Tiere haben die Lebensgewohnheiten von Adulttieren erreicht (BESCH-WILLIFORD, 1987; GABRISCH, 2001). Ihr entgültiges Gewicht erreichen Frettchen zwischen der 20. (SHUMP & SHUMP, 1978) und der 28. Lebenswoche, wobei die Art der Fütterung vermutlich einen Einfluss auf den Zeitpunkt hat (LEE et al., 1982). Die Entwicklung des Körpergewichtes und der Körperlänge zeigt in den ersten sieben bis neun Wochen keinen geschlechtsbedingten Unterschied. Danach beginnen die Rüden schneller zu wachsen und werden schwerer als die Fähen. Fähen erreichen ihre entgültige Größe früher als Rüden (SHUMP & SHUMP, 1978). Das Frettchen erlangt die Geschlechtsreife im Alter von acht bis zwölf Monaten (LLOYD, 1999).

Männliche und weibliche Tiere unterscheiden sich in Gewicht, Größe, Muskel- und Fettmasse. Frettchenrüden sind oftmals doppelt so schwer wie Fähen (THORNTON et al., 1979; GABRISCH, 2001). Dies gilt auch für kastrierte Rüden (ROSENTHAL, 1994). Adulte männliche Frettchen wiegen nach SHUMP und SHUMP (1978) zwischen 1400 und 1500 g, nach WENKER und CHRISTEN (2002) ca. 1200 g, Fähen dagegen nur ca. 600 g. Geschlechtshormone werden von den Nebennieren und den Keimdrüsen produziert (MEINECKE, 2000) und beeinflussen die körperliche Entwicklung und das Verhalten der Tiere (LLOYD, 1999). Unkastrierte Tiere sind abhängig von Jahreszeit und Zyklusstand aktiver als kastrierte, was sich in verringerter Futteraufnahme, Gewichtsverlust und verringerte Schlafzeiten bemerkbar macht (LLOYD, 1999).

2. Blutentnahme

In der Literatur sind zahlreiche Methoden zur Blutentnahme beim Frettchen beschrieben. Der folgende Abschnitt soll diese zusammenfassend darstellen.

2.1. Blutentnahme bei Frettchen

Eine weit verbreitete Technik zur Blutentnahme beim Frettchen ist die Punktion der *Vena (V.) cephalica antebrachii* (QUESENBERRY & ORCUTT, 2004). Diese Methode wird von OTTO und Mitarbeitern (1993) und BÖTTLE (1999) beschrieben. OTTO und Mitarbeiter (1993) lassen das Frettchen von einem Helfer in eine vertikale Position bringen und etwas strecken. Proximal des Ellbogens wird ein Staustrick festgezogen. Die Punktion erfolgt mit einer 25-G-Nadel unter leichtem Unterdruck mit einer aufgesetzten Spritze (OTTO et al., 1993). Nach BÖTTLE (1999) ist es ebenfalls möglich, das Blut aus der Kanüle frei in das Probengefäß laufen zu lassen, wobei Blutmengen von 1,5 – 2,0 ml Blut gewonnen werden können. Diese Methode ist leicht und ohne Sedierung durchzuführen (QUESENBERRY & ORCUTT, 2004).

HEM und Mitarbeiter (1998) beschreiben die Punktion der *V. saphena lateralis* zur Blutentnahme ohne Narkose. Dorsolateral des Tarsalgelenkes wird das Fell geschoren und die Haut desinfiziert. Das Hinterbein wird in gestreckter Position fixiert und oberhalb des Kniegelenks die Vene gestaut. Die Haut über der Vene wird gestrafft, um ein Wegrollen der Vene zu verhindern (HEM et al., 1998).

Nach OTTO und Mitarbeitern (1993) ermöglicht die Punktion der *V. jugularis* die Entnahme von bis zu 8 ml Blut bei großen adulten Frettchen. Hierzu wird das Frettchen von einem Helfer mit einer Hand im cranialen Thoraxbereich umfasst, die andere Hand zieht die Vorderfüße dicht am Körper nach caudal. Das Frettchen wird dann mit einem Handtuch umwickelt, in Dorsallage auf dem Tisch fixiert und der Kopf in gestreckte Position gebracht. Die Jugularvenen können in ihrem Verlauf in gestautem Zustand von craniolateral des Brusteingangs bis unterhalb der Ohrmuschelbasis verfolgt werden. Der Daumen staut die Vene im Bereich des Brusteingangs. Die Punktion erfolgt mit einer 20-, 22- oder 23-G-Nadel mit aufgesetzter Spritze im 30°-Winkel mit Einstich Richtung Kopf (OTTO et al., 1993). FLORCZYK und SCHURIG (1981) und MESINA und Mitarbeiter (1988) beschreiben Techniken zur Dauerkatheterisierung der *V. jugularis*. Nach FLORCZYK und SCHURIG (1980) wird hierzu am anästhesierten Tier das Fell

am Hals geschoren und die Haut desinfiziert. Mit einem Skalpell wird die Haut auf einer Länge von 3 cm ventral am Hals eingeschnitten, die Jugularvene freipräpariert, der Katheter kopfwärts eingeschoben und mit Nahtmaterial befestigt. Eine weitere Fixierung erfolgt in der Unterhaut. Der Verweilkatheter kann bei entsprechender Pflege (Heparinspülungen) bis zu 21 Tage liegen bleiben. Diese Methode findet eher zu Versuchszwecken als in der Praxis Anwendung (FLORCZYK & SCHURIG, 1980). MESINA und Mitarbeiter (1988) beschreiben eine Technik zur dauerhaften Katheterisierung der Jugularvene mit einem sterilen Polyethylenschlauch bei Frettchen in Narkose zur wiederholte Blutgewinnung am wachen Frettchen.

Als eine Möglichkeit zur wiederholten Gewinnung kleiner Blutmengen beschreibt WECHSLER (1983) die Punktion der **Schwanzvene**, die ohne Sedierung durchzuführen ist. Zur Verbesserung der Durchblutung des Schwanzes kann das Tier vor der Entnahme für ca. zwei bis drei Minuten in eine auf 40 °C erwärmte Box gesetzt werden (BLEAKLEY, 1980). CURL und CURL (1985) beschreiben die Entnahme kleiner Blutproben unter 1 ml an der **Schwanzarterie**. Unter Verwendung einer Fixierungshilfe kann mehrmals innerhalb weniger Tage am wachen Frettchen Blut abgenommen werden. Der Stress für die Tiere scheint dabei sehr gering (CURL & CURL, 1985). BLEAKLEY (1980) beschreibt die Punktion der Schwanzvene am wachen Frettchen ohne Fixierungshilfe. Das Frettchen wird hier nach einem etwa 2 Minuten langen Aufenthalt in einer 40 °C warmen Box durch eine Hilfsperson auf dem Rücken fixiert, das Fell am Schwanz geschoren und eine 20- oder 21-G-Nadel mit aufgesetzter Spritze median in einem flachen Winkel durch die Haut geführt. Durch Erzeugung eines Unterdruckes mit der Spritze können 3 – 5 ml Blut gewonnen werden (BLEAKLEY, 1980).

FOX und Mitarbeiter (1984) beschreiben die Blutentnahme aus dem ***Plexus retroorbitalis***. Sie wird an anästhesierten Frettchen in wissenschaftlicher Versuchstierhaltung durchgeführt, wobei eine Blutmenge von bis zu 10 ml bei adulten Tieren entnommen werden kann. Das anästhesierte Frettchen wird hier von einem Helfer mit dem Kopf nach unten gehalten. Das Auge wird durch Spreizen der Augenlider und einen leichten Druck des Fingers auf den periorbitalen Bereich etwas hervorge drückt. Anschließend wird ein Kapillarröhrchen im medialen Canthus platziert und mit etwas Druck und einer rotierenden Bewegung durch das Fett- und Bindegewebe geschoben bis der

retroorbitale Plexus erreicht ist (FOX et al., 1984).

Von einigen Autoren (BAKER & GORHAM, 1951; CARPENTER & HILLMAN, 1978) wird die **Herzpunktion** empfohlen. Nach BAKER und GORHAM (1951) kann es allerdings hierbei zu Todesfällen kommen. Laut WECHSLER (1983) ermöglicht die Herzpunktion die Entnahme von bis zu 10 ml Blut. Sie sollte jedoch nur von geübten Personen an anästhesierten Tieren vorgenommen werden, um unerwartete Abwehrbewegungen des Tieres zu verhindern (WECHSLER, 1983) und so Schäden zu vermeiden. Für Frettchen aus Privathaltung ist sie ungeeignet (GABRISCH, 2001). BAKER und GORHAM (1951) beschreiben die Narkotisierung der Tiere mit einer Ether-getränkten Baumwollwatte. Sobald die Tiere sich entspannen, können sie auf den Rücken gedreht werden. Die Watte bleibt auf ihrer Nase, um die Anästhesie fortzusetzen. Anschließend wird eine 20-G-Nadel mit aufgesetzter Spritze unmittelbar caudal des Xiphoids in einem 30°-Winkel durch die Bauchwand geführt. Dabei wird ein leichter Druck auf den Brustkorb ausgeübt, um das Herz in eine zentrale Position zu bringen. Die Nadel wird weiter durch das Zwerchfell geführt bis der linke Herzventrikel erreicht ist (BAKER & GORHAM, 1951). Die Blutentnahme aus der *V. cava cranialis* ist ohne Anästhesie möglich. Sie findet aber selten Anwendung in der Praxis (QUESENBERRY & ORCUTT, 2004).

Techniken wie das **Abschneiden der Schwanzspitze** (BLEAKLY, 1980; CURL & CURL, 1985), das **Kürzen von Krallen** (RYLAND et. al., 1983) und das **Einritzen des Ohres** mit einem Skalpell sind veraltet, liefern nur geringe Mengen an Probenmaterial und werden meist von Tierbesitzern strikt abgelehnt (GABRISCH, 2001). ZEISSLER und Mitarbeiter (1981) beschreiben die Blutentnahme durch das Kürzen der Krallen. Diese Methode ermöglicht ihnen lediglich die Entnahme geringer Blutmengen (ca. 0,5 ml), da die Blutung sehr schnell zum Stillstand kommt. Sie kann jedoch auch wiederholt ohne gesundheitsbeeinträchtigende Komplikationen angewandt werden (ZEISSLER et. al., 1981).

2.2. Einflussfaktoren auf labordiagnostische Parameter

Oftmals werden Sedation oder Anästhesie zur Blutabnahme bei Frettchen empfohlen (GABRISCH, 2001). Hierdurch kann es jedoch laut MARINI und Mitarbeitern (1994) zu Veränderungen im Blutbild von Frettchen kommen.

Hämatokrit (Hkt), Hämoglobin-(Hb)-konzentration, Erythrozyten- und Leukozytenzahl und Gesamtproteinkonzentration sinken durch den Einsatz von Isofluran bis zu 35 %. Das mittlere Erythrozytenvolumen (MCV), die mittlere Hb-konzentration der Erythrozyten (MCHC) und der mittlere Hb-gehalt der Einzelerythrozyten (MCH) bleiben durch eine Anästhesie mit Isofluran unbeeinträchtigt (MARINI et al., 1994). DOUGLAS und Mitarbeiter (1994) erhalten bei Nerzen in Narkose (Ketamin und Xylazin) Werte für die Parameter Hkt, Hb und Erythrozyten, die 10 – 20 % niedriger liegen, verglichen mit anderen Studien, in denen die Blutentnahme unter manueller Fixierung ohne Narkose stattfindet. COLLETTE und MERIWETHER (1965) stellen in Versuchen mit Hunden fest, dass es durch die Anwendung verschiedener Sedativa und Anästhetika hier ebenfalls zur Senkung des Hkts um nahezu 25 % und der Leukozytenzahl um bis zu 42 % kommen kann. Sie erklären dies durch Blutdrucksenkung und Sequestrierung in der Milz. Nach SCHALM und Mitarbeitern (1975) kommt es hingegen unter manueller Fixierung ohne Sedation bei vielen Tierarten zur Kontraktion der Milz und somit zu erhöhten Werten bei den Parametern des roten Blutbildes. Der höhere Blutdruck bei Stress reißt Zellen aus dem marginalen Zellpool in den Blutstrom und erhöht die gemessene Zahl der Leukozyten und neutrophilen Granulozyten (HARKNESS, 1987). Diese Vorgänge können Änderungen des Hkts von bis zu 30 % verursachen (WEISS & TVEDTEN, 2006).

SCHOEMAKER und Mitarbeiter (2003) berichten von einem signifikanten Anstieg der Plasmakonzentration von Kortisol und adrenocorticotrophen Hormon (ACTH) während der manuellen Fixierung. GELLER und Mitarbeiter (1964) schließen, dass sich infolge der Ausschüttung von Kortisol und Insulin in Stresssituationen die Permeabilität von Zellwänden erhöht und es somit zu gesteigerten Enzymaktivitäten kommt. KOLB (1961) erklärt die erhöhte Enzymaktivitäten im Serum durch den in Stresssituationen gesteigerten Gesamtstoffwechsel und die intrazellulär gesteigerte Enzymproduktion, die zu einem vermehrten Austausch von Enzymen an der Zellgrenzfläche führt. Gleiches gilt für die Neuroleptanalgesie (Atropinsulfat, Propionylpromazin, Ketamin), da in diesem Fall die psychische Wahrnehmung der Tiere zwar gedämpft ist, die hormonellen Stressreaktionen aber scheinbar unbeeinträchtigt ablaufen (ZEISSLER et al., 1980). Die Wahl einer Narkose hat einen Einfluss auf

physiologische Parameter beim Frettchen (MORELAND & GLASER, 1985). MORELAND und GLASER (1985) beschreiben eine Veränderung der Herzfrequenz durch verschiedene Narkotika und Sedativa. Laut QUESENBERRY und ORCUTT (2004) ist die Ablenkung der Frettchen während der manuellen Fixierung durch schmackhafte Futter- oder Futterergänzungsmittel oft hilfreich, kann jedoch zu Verfälschungen der Blutzuckerkonzentration führen kann.

Laut GUDER (1976) können labordiagnostische Parameter auch durch die Wahl der Punktionsstelle beeinflusst werden. Die Gewinnung von kapillärem Blut, beispielsweise beim Anritzen der Ohrmuschel, kann zur Änderung der Ergebnisse durch mechanische Einwirkungen, Beimengungen von Gewebsflüssigkeit und ungleiche Durchblutung führen (GUDER, 1976).

Auch die Verwendung von Serum oder Plasma hat einen Einfluss auf labordiagnostische Parameter. Serum ist einfacher herzustellen und besitzt mindestens die gleichen, meist aber höhere Enzymaktivitäten als Plasma (SOLBACH et al., 1962; METHFESSEL & DEML, 1967).

Laut GUDER (1976) sind viele metabolische Parameter (zum Beispiel (z. B.) Triglyzeride, Phosphat (P), Glukose) stark nahrungsabhängig. Nüchternwerte sind jedoch nicht immer repräsentativ für das vorgestellte Patientengut (GUDER, 1976).

3. Labordiagnostische Parameter

Die labordiagnostischen Parameter werden unter hämatologischen Parametern, Enzymen, Substraten, Elektrolyten und Hormonen zusammengefasst.

3.1. Hämatologische Parameter

Von den hämatologischen Parametern wurden Erythrozytenzahl, Hkt, Hb, Erythrozytenindizes, Thrombozytenzahl und Leukozytenzahl mit Differentialblutbild bestimmt.

3.1.1. Erythrozyten

Die Erythrozytenzahl gibt die Zahl der Erythrozyten im Vollblut wieder. Sie dient außerdem zur Berechnung der Erythrozytenindices. Angst- und Erregungszustände können eine physiologische Polyglobulie verursachen. Jungtiere zeigen eine physiologische Jungtieranämie (KRAFT et al., 2005) mit deutlicher Regeneration, da das entgültige Stadium der erythrozytären Entwicklung erst mit dem Erwachsenwerden erreicht wird, wenn fetale Erythrozyten abgebaut und neue gebildet werden (KRAFT et al., 2005). Im Lebensalter von sechs (BULGIN et al., 1970; KRAFT et al., 2005) bis zwölf Monaten (HARPER et al., 2003) werden z. B. bei Hunden adulte Werte erreicht. Die Erythrozytenzahl wird in $10^6/\mu\text{l}$ (konventionelle Einheit) oder in T/l (SI-Einheit) angegeben (KRAFT et al., 2005).

Die Erythrozytenzahl bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 6,77 bis $13,20 \times 10^{12}/\text{l}$ angegeben. Morphologisch ähneln die Erythrozyten der Musteliden denen anderer Säugetiere (WENZEL et al., 1969) und anderer Carnivoren (THORNTON et al., 1979) wie Hunden und Katzen. Die Erythrozytenzahl bei Frettchen liegt aber höher als bei diesen Spezies (WHARY & ANDREWS, 1998). Laut HOOVER und BALDWIN (1988) und MARSHALL BIORESOURCES (1998) besteht eine **Altersabhängigkeit** für die Erythrozytenzahl. So kommt es bei Frettchenrüden zwischen zehn und 16 Wochen und bei Fähen zwischen zehn und zwölf Wochen zu einem Anstieg der Erythrozytenzahl. HOOVER und BALDWIN (1988) finden bei männlichen Frettchen zwischen der zwölften und 47. Lebenswoche einen Anstieg der Erythrozytenzahl, der bei weiblichen Frettchen nicht vorliegt. Eine **Geschlechtsabhängigkeit** besteht nach den Ergebnissen von THORNTON und Mitarbeitern (1979), MARSHALL BIORESOURCES (1998) und FUDGE (2000). So liegt die Erythrozytenzahl bei

männlichen Frettchen höher als bei weiblichen. Eine statistische Signifikanz wurde in den aufgeführten Studien nicht geprüft. Untersuchungen zur Abhängigkeit der Erythrozytenzahl vom **Nüchternstatus** beim Frettchen liegen nicht vor. FOX und Mitarbeiter (1986) geben jedoch nur Nüchternwerte für männliche Frettchen an (siehe Tab. 1, Tab. 63 und Tab. 64).

Tab. 1. Angaben zur Zahl der Erythrozyten ($\times 10^{12}/l$) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
HOFFMANN (1961)			10,50 – 11,50 ³
THORNTON et al. (1979)	6,77 – 9,76 ³ (8,11) ²	7,30 – 12,18 ³ (10,23) ²	
SHERRILL & GORHAM (1985)	kastriert: 8,07 – 8,77 ³ (8,52) ²		
FOX et al. (1986)		10,10 – 13,20 ³ (11,30) ²	
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	Östrus: 7,50 – 9,00 ³ (8,30) ² Anöstrus: 7,50 – 9,30 ³ (8,20) ²	7,10 – 10,20 ³ (9,10) ²	
BÖTTLE (1999)			8,40 – 13,10 ¹ (10,50) ²
FUDGE (2000)	7,42 – 10,90 ³ (9,40) ²	6,35 – 11,20 ³ (9,53) ²	

3.1.2. Hämoglobin

Hb ist ein Blutfarbstoff, der in seiner biologisch aktiven Form nur in den Erythrozyten vorliegt. Der Blutfarbstoff wird nach Freisetzung aus den gealterten Erythrozyten im retikuloendothelialen System (RES), vorwiegend in der Milz, abgebaut. Dabei entsteht Bilirubin (KRAFT et al., 2005). Jungtiere haben geringere Hb-Konzentrationen, die durch die physiologische Jungtieranämie mit geringer Erythrozytenzahl einerseits (KRAFT et al., 2005) und einen geringeren Hb-Gehalt der Erythrozyten andererseits (WEISS & TVEDTEN, 2006) verursacht werden. Die Hb-Konzentration wird in g/dl (konventionelle Einheit) oder in mmol/l (SI-Einheit) angegeben (KRAFT et al., 2005).

Die Hb-Konzentration bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 6,89 bis 13,20 mmol/l angegeben. Die Hb-Konzentration der Erythrozyten liegt bei Frettchen höher als bei Hund und Katze (THORNTON et al., 1979). Die Fähigkeit zum Sauerstofftransport ähnelt denen anderer Spezies (WHARY & ANDREWS,

1998). Laut HOOVER und BALDWIN (1988) und MARSHALL BIORESOURCES (1998) besteht eine **Altersabhängigkeit**. So kommt es nach MARSHALL BIORESOURCES (1998) bei Rüden zwischen zehn und 16 Wochen und bei Fähen zwischen zehn und zwölf Wochen zu einem Anstieg der Werte. HOOVER und BALDWIN (1988) finden hingegen bei Rüden zwischen zwölf und 47 Wochen einen Anstieg der Hb-Konzentration, der bei Fähen nicht vorliegt. Zwischen vier und acht Monaten findet keine signifikante Änderung statt (LEE et al., 1982). Laut THORNTON und Mitarbeitern (1979) und MARSHALL BIORESOURCES (1998) liegt auch eine **Geschlechtsabhängigkeit** vor. Die Hb-Konzentration liegt bei Rüden höher als bei Fähen. Angaben zur statistischen Signifikanz liegen bei diesen Studien nicht vor. Untersuchungen zur Abhängigkeit vom **Nüchternstatus** liegen nicht vor. Nur FOX und Mitarbeiter (1986) geben reine Nüchternwerte an (siehe Tab. 2, Tab. 63 und Tab. 64).

Tab. 2. Angaben zur Hämoglobinkonzentration (mmol/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
WENZEL et al. (1969)			10,49 – 11,48 ³
THORNTON et al. (1979)	9,19 – 10,80 ³ (10,06) ²	10,12 – 11,30 ³ (11,05) ²	
LEE et al. (1982)	9,43 – 10,80 ³ (0,90 ± 0,40) ⁴	unkastriert 7,45 – 10,12 ³ (8,88 ± 1,37) ⁴ kastriert: 9,43 – 10,99 ³ (9,99 ± 0,50) ⁴	
SHERRILL & GORHAM (1985)	kastriert: 9,06 – 10,18 ³ (9,81) ²		
FOX et al. (1986)		9,56 – 11,48 ³ (10,49) ²	
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	im Östrus: 7,39 – 9,31 ³ (8,32) ² im Anöstrus: 8,01 – 9,87 ³ (9,00) ²	7,45 – 10,49 ³ (9,62) ²	
BÖTTLE (1999)			9,00 – 13,20 ¹ (10,90) ²
FUDGE (2000)	8,13 – 10,30 ³ (9,20) ²	6,89 – 10,61 ³ (9,28) ²	

3.1.3. Hämatokrit

Der Hkt beschreibt den prozentualen Anteil der zellulären Bestandteile am Gesamtblut. Sein Wert wird beeinflusst durch die Zahl und das Volumen der Erythrozyten sowie durch das Plasmavolumen. Jungtiere, beispielsweise Hunde und Katzen, zeigen eine physiologische Jungtieranämie mit deutlicher Regeneration, da das entgültige Stadium der erythrozytären Entwicklung erst mit dem Erwachsenwerden erreicht wird, wenn fetale Erythrozyten abgebaut und neue gebildet sind (KRAFT et al., 2005). Der Hkt wird in Prozent (konventionelle Einheit) oder in l/l (SI-Einheit) angegeben (KRAFT et al., 2005).

Der Hkt bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 0,34 bis 0,62 l/l angegeben. Der Hkt liegt bei Frettchen höher als bei Hund und Katze (MOODY et al., 1985) und anderen in der Wissenschaft eingesetzten Spezies (WHARY & ANDREWS, 1998). Eine **Altersabhängigkeit** besteht laut MARSHALL BIORESOURCES (1998). So kommt es bei Rüden zwischen zehn und 16 Wochen und bei Fähen zwischen zehn und zwölf Wochen zu einem altersabhängigen Anstieg des Hkts. HOOVER und BALDWIN (1988) können bei Fähen zwischen zwölf und 47 Wochen einen altersabhängigen Abfall feststellen, der bei den Frettchenrüden nicht vorliegt. LEE und Mitarbeiter (1982) stellen zwischen vier und acht Monaten keine Altersabhängigkeit fest. Nach THORNTON und Mitarbeitern (1979), MARSHALL BIORESOURCES (1998) und FUDGE (2000) besteht auch eine **Geschlechtsabhängigkeit**. So liegt der Hkt bei Rüden höher als bei Fähen. Eine statistische Signifikanz wurde in diesen Studien nicht geprüft. Zur Abhängigkeit des Hkts vom **Nüchternstatus** liegen keine Untersuchungen vor. FOX und Mitarbeiter (1986) geben aber Nüchternwerte für den Hkt männlicher Frettchen an (siehe Tab. 3, Tab. 63 und Tab. 64).

Tab. 3. Angaben zum Hämatokrit (l/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
WENZEL et al. (1969)			0,55 – 0,62 ³
THORNTON et al. (1979)	0,42 – 0,55 ³ (0,49) ²	0,44 – 0,61 ³ (0,55) ²	
LEE et al. (1982)	0,47 – 0,51 ³ (0,48 \pm 0,02) ⁴	unkastriert: 0,360 – 0,500 ³ (0,43 \pm 0,07) ⁴ kastriert: 0,46 – 0,57 ³ (0,49 \pm 0,04) ⁴	
SHERRILL & GORHAM (1985)	kastriert: 0,42 – 0,47 ³ (0,45) ²		
FOX et al. (1986)		0,48 – 0,59 ³ (0,53) ²	
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	Östrus: 0,35 – 0,43 ³ (0,39) ² Anöstrus: 0,36 – 0,45 ³ (0,39) ²	0,34 – 0,47 ³ (0,42) ²	
BÖTTLE (1999)			0,39 – 0,60 ¹ (0,48) ²
FUDGE (2000)	0,41 – 0,53 ³ (0,47) ²	0,37 – 0,55 ³ (0,47) ²	

3.1.4. Erythrozytenindizes

Aus den drei Grundgrößen Hkt, Erythrozytenzahl und Hb lassen sich die Erythrozytenindizes berechnen (KRAFT et al., 2005).

3.1.4.1. Mittleres Erythrozytenvolumen

Der MCV (mean corpuscular volume) gibt das durchschnittliche Volumen der Erythrozyten an. Es wird mit Hilfe der folgenden Berechnungsformel erstellt (KRAFT et al., 2005):

$$\text{MCV (fl)} = \text{Hkt (l/l)} \times 10 / \text{Erythrozytenzahl (10}^{12}/\text{l)}$$

Junge Erythrozyten sind größer als reife Erythrozyten, der MCV ist dadurch höher (WEISS & TVEDTEN, 2006). Als Einheiten für den MCV werden μm^3 (konventionelle Einheit) und fl (SI-Einheit) verwendet (KRAFT et al., 2005).

Der MCV bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 41,80 bis 54,90 μm^3 angegeben. Laut MARSHALL BIORESOURCES (1998) besteht eine **Altersabhängigkeit**. So kommt es bei Rüden zwischen zehn und 16 Wochen zu

einem Anstieg und bei Fähen zwischen zehn und zwölf Wochen zu einem leichten Abfall des MCV. Nach THORNTON und Mitarbeitern (1979) und MARSHALL BIORESOURCES (1998) liegt eine **Geschlechtsabhängigkeit** vor. So ist der MCV bei Fähen höher als bei Rüden, der MCV von Fähen im Östrus gleicht hingegen dem der Rüden. Die statistische Signifikanz wird in diesen Studien nicht geprüft. Untersuchungen zur Abhängigkeit des MCV vom **Nüchternstatus** liegen nicht vor. Nur FOX und Mitarbeiter (1986) geben Nüchternwerte für Frettchen an (siehe Tab. 4, Tab. 63 und Tab. 64).

Tab. 4. Angaben zum mittleren Erythrozytenvolumen (MCV) (μm^3) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
THORNTON et al. (1979)	61,00 ²	54,00 ²	
SHERRILL & GORHAM (1985)	kastriert: 51,40 – 54,90 ³ (53,40) ²		
FOX et al. (1986)		42,60 – 51,00 ³ (47,10) ²	
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	Östrus: 45,20 – 48,70 ³ (46,80) ² Anöstrus: 44,40 – 53,70 ³ (48,40) ²	44,10 – 52,50 ³ (46,60) ²	
BÖTTLE (1999)			41,80 – 52,60 ¹ (46,10) ²
FUDGE (2000)	48,80 – 54,50 ³ (50,28) ²	45,60 – 54,70 ³ (50,00) ²	

3.1.4.2. Mittlere Hämoglobinkonzentration der Erythrozyten

Der MCHC (mean corpuscular hemoglobin concentration) errechnet sich nach folgender Formel (KRAFT et al., 2005):

$$\text{MCHC (mmol/l)} = \text{Hb (mmol/l)} \times 100 / \text{Hkt (l/l)}$$

Durch Eisen (Fe)- und/oder Eiweißmangelernährung kommt es zu einem Abfall des MCHC (KRAFT et al., 2005). Ein erhöhter MCHC kann auf Fehler im Labor oder bei der Probenentnahme, wie Hämolyse, hinweisen (WEISS & TVEDTEN, 2006). Als Einheiten können g/dl (konventionelle Einheit) und mmol/l (SI-Einheit) verwendet werden (KRAFT et al., 2005).

Der MCHC bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 18,8 bis 26,2 mmol/l angegeben. MARSHALL BIORESOURCES (1998) stellen eine **Altersabhängigkeit** bei Frettchenrüden zwischen zehn und 16 Wochen und bei Fähen zwischen zehn und zwölf Wochen fest, wobei der MCHC ansteigt. Nach THORNTON und Mitarbeitern (1979) besteht eine **Geschlechtsabhängigkeit**, wobei der MCHC bei weiblichen Frettchen höher ist als bei männlichen. MARSHALL BIORESOURCES (1998) geben gleiche Werte bei Rüden und Fähen im Anöstrus an. Bei Fähen im Östrus sind sie etwas niedriger. Ob eine statistische Signifikanz besteht, wurde in diesen Studien nicht geprüft. Untersuchungen zur Abhängigkeit des MCHC vom **Nüchternstatus** liegen nicht vor. Nur FOX und Mitarbeiter (1986) geben Nüchternwerte für den MCHC männlicher Frettchen an (siehe Tab. 5, Tab. 63 und Tab. 64).

Tab. 5. Angaben zur mittleren Hämoglobinkonzentration der Erythrozyten (MCHC) (mmol/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = $x \pm$ Standardabweichung)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
THORNTON et al. (1979)	20,4 ²	20,0 ²	
SHERRILL & GORHAM (1985)	kastriert: 21,7 – 22,2 ³ (21,9) ²		
FOX et al. (1986)		18,8 – 21,7 ³ (19,9) ²	
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	Östrus: 20,6 – 21,9 ³ (21,4) ² Anöstrus: 21,8 – 26,2 ³ (23,0) ²	21,7 – 25,5 ³ (23,0) ²	
BÖTTLE (1999)			19,8 – 25,1 ¹ (22,7) ²
FUDGE (2000)	19,1 – 20,4 ³ (19,4) ²	19,1 – 20,2 ³ (19,7) ²	

3.1.4.3. Mittlerer Hämoglobingehalt der Einzelerthrozyten

Der MCH (mean corpuscular hemoglobin) gibt den durchschnittlichen Hb-Gehalt des Einzelerthrozyten an und errechnet sich nach folgender Formel:

$$\text{MCH (fmol)} = \text{Hb (mmol/l)} / \text{Erythrozytenzahl (T/l)}$$

Als Einheiten können g/dl (konventionelle Einheit) und fmol (SI-Einheit) verwendet werden (KRAFT et al., 2005). Junge Erythrozyten haben eine geringere Hb-Konzentration als reife Erythrozyten (WEISS & TVEDTEN, 2006).

Der MCH bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 0,85 bis 1,24 fmol angegeben. MARSHALL BIORESOURCES (1998) können eine **Altersabhängigkeit** feststellen, wobei der MCH bei Rüden und Fähen zwischen zehn und zwölf Wochen steigt und anschließend bei Rüden zwischen der zehnten und der 16. Woche fällt. Nach THORNTON und Mitarbeitern (1979) und FUDGE (2000) besteht eine **Geschlechtsabhängigkeit**. Der MCH liegt bei Fähen höher als bei Rüden. MARSHALL BIORESOURCES (1998) geben bei Rüden Werte an, die zwischen denen von Fähen im Östrus und Fähen im Anöstrus liegen, wobei Fähen im Östrus die niedrigsten Werte hatten. Eine statistische Signifikanz wird bei diesen Studien nicht geprüft. Untersuchungen zur Abhängigkeit des MCH vom **Nüchternstatus** beim Frettchen liegen nicht vor. Nur FOX und Mitarbeiter (1986) geben Nüchternwerte für den MCH männlicher Frettchen an (siehe Tab. 6, Tab. 63 und Tab. 64).

Tab. 6. Angaben zum mittleren Hämoglobingehalt der Einzelerythrozyten (MCH) (fmol) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
THORNTON et al. (1979)	1,24 ²	1,09 ²	
SHERRILL & GORHAM (1985)	kastriert: 1,13 – 1,20 ³ (1,16) ²		
FOX et al. (1986)		0,85 – 0,99 ³ (0,93) ²	
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	Östrus: 0,98 – 1,04 ³ (1,01) ² Anöstrus: 1,02 – 1,20 ³ (1,09) ²	1,02 – 1,22 ³ (1,06) ²	
BÖTTLE (1999)			0,90 – 1,10 ¹ (1,00) ²
FUDGE (2000)	0,95 – 1,09 ³ (0,99) ²	0,87 – 1,09 ³ (0,98) ²	

3.1.5. Thrombozyten

Thrombozyten sind Blutplättchen. Sie besitzen die Fähigkeit zur Aggregation, verschließen Gefäßdefekte als primärer Plättchenpfropf und setzen Mediatoren frei, die die Hämostase unterstützen (MISCHKE, 2005). Messfehler entstehen bei Thrombozytenaggregation in der Probe (WEISS & TVEDTEN, 2006). Die Thrombozytenzahl kann in Zellen/ μ l (konventionelle Einheit) oder in G/l (SI-Einheit) angegeben werden (MISCHKE, 2005).

Die Thrombozytenzahl bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 264 bis $910 \cdot 10^3/\text{mm}^3$ angegeben. MARSHALL BIORESOURCES (1998) beschreiben eine **Altersabhängigkeit**. Die Thrombozytenzahl sinkt bei Frettchenrüden zwischen zehn und 16 Wochen und bei Fähen zwischen zehn und zwölf Wochen. Nach THORNTON und Mitarbeitern (1979) besteht auch eine **Geschlechtsabhängigkeit**. Die Thrombozytenzahl liegt bei Fähen höher als bei Rüden (siehe Tab. 7, Tab. 63 und Tab. 64). Eine statistische Signifikanz wird in diesen Studien nicht geprüft. Untersuchungen zur Abhängigkeit der Thrombozytenzahl vom **Nüchternstatus** beim Frettchen liegen nicht vor.

Tab. 7. Angaben zur Zahl der Thrombozyten ($10^3/\text{mm}^3$) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = $x \pm$ Standardabweichung)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
THORNTON et al. (1979)	$310 - 910^3 (545)^2$	$297 - 730^3 (453)^2$	
SHERRILL & GORHAM (1985)	kastriert: $760 - 871^3 (820)^2$		
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	im Östrus: $264 - 636^3 (429)^2$ im Anöstrus: $543 - 771^3 (631)^2$	$369 - 648^3 (476)^2$	
BÖTTLE (1999)			$294 - 850^1 (523)^2$
FUDGE (2000)	$278 - 882^3 (627)^2$	$277 - 732^3 (553)^2$	

3.1.6. Leukozyten

Die Leukozytenzahl gibt immer nur eine „Momentaufnahme“ aus ihrem Bewegungsablauf zwischen Bildungsstätte und Ort der Wirkung und des Untergangs wieder, der ständigen Veränderungen unterworfen ist. Die Zellzahl ist somit großem Schwankungen unterworfen. Eine physiologische Leukozytose kann bei Steigerung des Blutdrucks nach Aufregung, Angst oder körperlicher Belastung (KRAFT et al., 2005) durch die Verschiebung von neutrophilen Granulozyten aus dem marginalen in den zentralen Blutstrom verursacht werden (RASKIN et al., 2006). Nach EARL und Mitarbeitern (1973) steigt die Leukozytenzahl bei Hunden gleich nach der Geburt an. Hunde unter acht Wochen haben eine signifikant höhere Leukozytenzahl als ältere Hunde (MICHAELSON et al., 1966; BULGIN et al., 1970; HARPER et al., 2003). Bakterielle Infektionen

können zu erhöhten Leukozytenzahlen führen (HARPER et al., 2003). Die absolute Gesamtleukozytenzahl wird in Zahl/ μ l (konventionelle Einheit) und in G/l oder Zahl $\times 10^9/l$ (SI-Einheit), die relative in % angegeben (KRAFT et al., 2005).

Die Gesamtleukozytenzahl bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 1,70 bis $19,10 \times 10^9/l$ angegeben. Die Leukozytenzahl ist bei Musteliden (WENZEL et al, 1969) und besonders bei Frettchen großen individuellen Schwankungen unterworfen (ZEISSLER et al., 1980). Nach BROWN (1997) soll es bei Frettchen nicht zu Veränderungen im Blutbild durch Handling, Angst oder Schmerz kommen. Laut MARSHALL BIORESOURCES (1998) besteht eine **Altersabhängigkeit**. Rüden zwischen zehn und 16 Wochen zeigen einen Anstieg, Fähen zwischen zehn und zwölf Wochen einen Abfall der Leukozytenzahl. LEE und Mitarbeiter (1982) finden zwischen vier und acht Monaten keine Änderung der Leukozytenzahl. Nach THORNTON und Mitarbeitern (1979), MARSHALL BIORESOURCES (1998) und FUDGE (2000) besteht auch eine **Geschlechtsabhängigkeit**. Die Leukozytenzahl liegt bei weiblichen Frettchen höher als bei männlichen (THORNTON et al., 1979). FUDGE (2000) findet hingegen bei männlichen Frettchen geringfügig höhere Leukozytenzahlen als bei weiblichen. MARSHALL BIORESOURCES (1998) finden bei Fähen im Östrus deutlich erniedrigte Leukozytenzahlen. Eine statistische Signifikanz wurde in diesen Studien nicht geprüft. Untersuchungen zur Abhängigkeit der Leukozytenzahl vom **Nüchternstatus** beim Frettchen liegen nicht vor. Nur FOX und Mitarbeiter (1986) geben Nüchternwerte für männliche Frettchen an (siehe Tab. 8, Tab. 63 und Tab. 64).

Tab. 8. Angaben zur Zahl der Leukozyten ($\times 10^9/l$) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
THORNTON et al. (1979)	4,00 – 18,20 ³ (10,50) ²	4,40 – 19,10 ³ (9,70) ²	
ZEISSLER et al. (1980)	6,20 – 10,66 ³		
KAUFMANN & BERGMANN (1981)			10,14 \pm 0,64 ⁴
LEE et al. (1982)	2,50 – 8,60 ³ (5,88 \pm 1,78) ⁴	unkastriert: 7,70 – 15,40 ³ (11,32 \pm 2,93) ⁴ kastriert: 5,60 – 10,80 ³ (7,29 \pm 1,95) ⁴	
SHERRILL & GORHAM (1985)	kastriert: 5,98 – 8,10 ³ (7,07) ²		
FOX et al. (1986)		1,70 – 11,90 ³ (6,20) ²	
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	Östrus: 5,20 – 8,20 ³ (5,70) ² Anöstrus: 5,10 – 12,60 ³ (7,20) ²	4,90 – 13,80 ³ (8,40) ²	
BÖTTLE (1999)			4,70 – 12,90 ¹ (7,70) ²
FUDGE (2000)	2,10 – 9,60 ³ (5,60) ²	2,00 – 9,80 ³ (5,70) ²	

3.1.7. Differentialblutbild

Für das Differentialblutbild werden die verschiedenen Leukozytenarten im angefärbten Blutaussstrich differenziert. Sie können als relative Zahlen in Prozent (%) oder als absolute Zahlen (konventionelle Einheit: Zahl/ μ l; SI-Einheit: $\times 10^6/l$) angegeben werden (KRAFT et al., 2005). Beurteilt werden sollten immer die absoluten Zahlen, da die Prozentzahlen ohne Bezug zur Gesamtleukozytenzahl keine Aussagekraft haben (RASKIN et al., 2006). WENZEL (1969) beschreibt das Blutbild beim *Frettchen* als lymphozytär, HOFFMANN (1961) hingegen als neutrophil.

3.1.7.1. Lymphozyten

Lymphozyten können zwei Gruppen zugeteilt werden, B- und T-Lymphozyten. Die B-Lymphozyten enthalten membrangebundene Immunglobuline und stehen

im Zusammenhang mit der humoralen Sofortreaktion des Immunsystems, während die T-Lymphozyten zytotoxische Lymphokine produzieren und somit mit der verzögerten zellulären Immunreaktion verbunden sind. Der größte Teil der Körperlymphozyten befindet sich in lymphatischen Geweben (Lymphknoten, Thymus), ein kleiner Teil auch im Knochenmark. Ein geringer Teil kreist im Blut. Eine hohe Lymphozytenzahl liegt bei Jungtieren vor und kann bei adulten Tieren unter chronischem Stress auftreten. In akuten Stresssituationen kommt es zu einem Abfall der Lymphozytenzahl durch Verschiebung des Verhältnisses von Granulozyten zu Lymphozyten (KRAFT et al., 2005). Chronische Infektionen können Ursache für eine Lymphozytose sein (RASKIN et al., 2006). Die Lymphozytenzahl wird als absolute Zahl in Zahl/ μ l (konventionelle Einheit) und in Zahl $\times 10^9/l$ (SI-Einheit) angegeben oder in Bezug auf die Gesamtleukozytenzahl als relative Zahl in Prozent (%) (KRAFT et al., 2005).

Die Lymphozytenzahl bei **Frettchen** wird in der Literatur mit Werten von 1,300 bis $8,300 \times 10^9/l$, bzw. 12 bis 86 % angegeben. Laut LEE und Mitarbeiter (1982), HOOVER und BALDWIN (1988) und MARSHALL BIORESOURCES (1998) besteht eine **Altersabhängigkeit**. Nach MARSHALL BIORESOURCES (1998) kommt es bei Rüden und bei Fähen zwischen zehn und zwölf Wochen zu einem Abfall der Lymphozytenzahl und anschließend bei Rüden bis zur 16. Woche zu einem Anstieg. LEE und Mitarbeiter (1982) geben zwischen vier und acht Monaten einen nicht statistisch signifikanten Abfall der Lymphozytenzahl an. HOOVER und BALDWIN (1988) zeigen ebenfalls, dass es bei beiden Geschlechtern zwischen zwölf und 47 Wochen zu einem altersabhängigen Abfall der Lymphozytenzahl kommt. Nach THORNTON und Mitarbeitern (1979) und MARSHALL BIORESOURCES (1998) besteht eine **Geschlechtsabhängigkeit**. Die Lymphozytenzahl ist bei männlichen Frettchen höher als bei weiblichen. Die statistische Signifikanz wird in diesen Studien nicht überprüft. Untersuchungen zur Abhängigkeit der Lymphozytenzahl vom **Nüchternstatus** beim Frettchen liegen nicht vor. FOX und Mitarbeiter (1986) geben nur Nüchternwerte für die Lymphozytenzahl männlicher Frettchen an (siehe Tab. 9, Tab. 10, Tab. 63 und Tab. 64).

Tab. 9. Angaben zur Zahl der Lymphozyten ($\times 10^9/l$) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
KAUFMANN & BERGMANN (1981)			$4,990 \pm 0,466^4$
LEE et al. (1982)	$1,475 - 5,590^3$ $(3,426 \pm 1,190)^4$	unkastriert: $3,157 - 7,808^3$ $(5,626 \pm 1,664)^4$ kastriert: $1,728 - 4,704^3$ $(3,791 \pm 1,000)^4$	
SHERRILL & GORHAM (1985)	kastriert: $3,211 - 4,658^3 (3,782)^2$		
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	Östrus: $1,500 - 4,600^3 (2,700)^2$ Anöstrus: $1,700 - 5,500^3 (2,500)^2$	$2,000 - 6,700^3 (3,800)^2$	
BÖTTLE (1999)			$2,350 - 4,560^1 (3,430)^2$
FUDGE (2000)	$1,300 - 8,300^3 (3,400)^2$	$0,830 - 6,110^3 (3,200)^2$	

Tab. 10. Angaben zur Zahl der Lymphozyten (%) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
WENZEL et al. (1969)			61^2
THORNTON et al. (1979)	$12 - 50^3 (33)^2$	$12 - 54^3 (36)^2$	
KAUFMANN & BERGMANN (1981)			49 ± 3^4
FOX et al. (1986)		$26 - 73^3$	
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	Östrus: $33 - 59^3 (48)^2$ Anöstrus: $23 - 43^3 (33)^2$	$15 - 67^3 (47)^2$	
BÖTTLE (1999)			$31 - 59^1 (44)^2$
FUDGE (2000)	$40 - 86^3 (58)^2$	$40 - 82^3 (54)^2$	

3.1.7.2. Monozyten

Die Aufgabe der Monozyten ist die Phagozytose. Sie können aus dem Blut in das Gewebe auswandern und dort zu Makrophagen differenzieren (LÖSCH et al., 2000). Dadurch sind sie während einer Infektion oder einer hämolytischen Anämie vermehrt zu finden. Ein Anstieg der Monozytenzahl kann in akuten Stresssituationen auftreten. Die Monozytenzahl wird als absolute Zahl in Zahl/ μl (konventionelle Einheit) und in Zahl $\times 10^9/\text{l}$ (SI-Einheit) angegeben oder in Bezug auf die Gesamtleukozytenzahl als relative Zahl in Prozent (%) (KRAFT et al., 2005).

Die Monozytenzahl bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 0,000 bis $1,020 \times 10^9/\text{l}$, bzw. 0 bis 11 % angegeben. Laut MARSHALL BIORESOURCES (1998) besteht eine **Altersabhängigkeit** für die Monozytenzahl. Es kommt bei Rüden zwischen zehn und 16 Wochen und bei Fähen zwischen zehn und zwölf Wochen zu einem Abfall der Monozytenzahl. LEE und Mitarbeiter (1982) können keine altersabhängige Änderung der Monozytenzahl zwischen vier und acht Monaten feststellen. MARSHALL BIORESOURCES (1998) geben auch eine **Geschlechtsabhängigkeit** an, bei der Rüden höhere Monozytenzahlen haben als Fähen. Nach THORNTON und Mitarbeitern (1979) besteht keine Geschlechtsabhängigkeit. Untersuchungen zur Abhängigkeit der Monozytenzahl vom **Nüchternstatus** beim Frettchen liegen nicht vor. FOX und Mitarbeiter (1986) geben nur Nüchternwerte für die Monozytenzahl männlicher Frettchen an (siehe Tab. 11, Tab. 12, Tab. 63 und Tab. 64).

Tab. 11. Angaben zur Zahl der Monozyten ($\times 10^9/l$) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
LEE et al. (1982)	0,100 – 0,372 ³ (0,263 \pm 0,990) ⁴	unkastriert: 0,385 – 0,924 ³ (0,747 \pm 0,212) ⁴ kastriert: 0,000 – 0,432 ³ (0,176 \pm 0,152) ⁴	
SHERRILL & GORHAM (1985)	kastriert: 0,300 – 1,020 ³ (0,690) ²		
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	Östrus: 0,100 – 0,200 ³ (0,100) ² Anöstrus: 0,100 – 0,200 ³ (0,100) ²	0,100 – 0,800 ³ (0,200) ²	
BÖTTLE (1999)			0,020 – 0,410 ¹ (0,190) ²
FUDGE (2000)	0,210 – 0,660 ³ (0,400) ²	0,180- 0,900 ³ (0,460) ²	

Tab. 12. Angaben zur Zahl der Monozyten (%) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
WENZEL et al. (1969)			0 ²
THORNTON et al. (1979)	2 – 8 ³ (4) ²	0 – 9 ³ (4) ²	
FOX et al. (1986)		1 - 4 ³	
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	Östrus: 1 – 3 ³ (2) ² Anöstrus: 1 – 3 ³ (2) ²	1 – 5 ³ (2) ²	
BÖTTLE (1999)			0 – 5 ¹ (3) ²
FUDGE (2000)	4 – 11 ³ (8) ²	7 – 9 ³ (7) ²	

3.1.7.3. Neutrophile Granulozyten

Die wichtigste Aufgabe der neutrophilen Granulozyten ist die Phagozytose, sowohl im Blut als auch im Gewebe. Sie nehmen Bakterien, Zelltrümmer und

Fremdpartikel auf (LÖSCH et al., 2000). Es werden stabkernige von segmentkernigen Neutrophilen unterschieden. Die stabkernigen neutrophilen Granulozyten sind als Vorstufe der segmentkernigen zu sehen. Eine Zunahme der stabkernigen Granulozyten wird als „Linksverschiebung“ bezeichnet und tritt dann auf, wenn vermehrt Neutrophile gebraucht und nachgebildet werden, beispielsweise bei bakteriellen Infektionskrankheiten. Ein Anstieg der neutrophilen Granulozyten im peripheren Blut entsteht durch eine Steigerung des Blutdrucks, beispielsweise durch Aufregung, Angst oder körperliche Belastung (KRAFT et al., 2005) durch Mobilisation von neutrophilen Granulozyten aus dem marginalen Zellpool durch bedingt sein (RASKIN et al., 2006). Die Zahl der neutrophilen Granulozyten wird als absolute Zahl in Zahl/ μl (konventionelle Einheit) und in Zahl $\times 10^9/\text{l}$ (SI-Einheit) angegeben oder in Bezug auf die Gesamtleukozytenzahl als relative Zahl in Prozent (%) (KRAFT et al., 2005).

Die Anzahl stabkerniger neutrophiler Granulozyten bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 0,000 bis $0,972 \times 10^9/\text{l}$, bzw. 22 % angegeben, die Anzahl segmentkerniger neutrophiler Granulozyten von $0,616$ bis $8,778 \times 10^9/\text{l}$, bzw. 7 bis 84 %. Laut HOOVER und BALDWIN (1988) und MARSHALL BIORESOURCES (1998) besteht eine **Altersabhängigkeit** der segmentkernigen neutrophilen Granulozyten. Bei Rüden zwischen zehn und 16 Wochen kommt es zu einem Anstieg, bei Fähen zwischen zehn und zwölf Wochen zu einem Abfall der Neutrophilenzahl im Blut. Auch HOOVER und BALDWIN (1988) geben bei Frettchen zwischen zwölf und 47 Wochen einen Anstieg an. LEE und Mitarbeiter (1982) messen zwischen vier und acht Monaten keinen statistisch signifikanten Anstieg der neutrophilen Granulozytenzahl. Nach THORNTON und Mitarbeitern (1979) und MARSHALL BIORESOURCES (1998) besteht eine **Geschlechtsabhängigkeit** für segmentkernige Neutrophile. Die Neutrophilenzahl liegt bei weiblichen Frettchen höher als bei männlichen. Bei Fähen im Östrus ist die Anzahl niedriger (MARSHALL BIORESOURCES, 1998). FUDGE (2000) gibt vergleichbare Werte bei beiden Geschlechtern an. Die statistische Signifikanz ist nicht geprüft. Untersuchungen zur Abhängigkeit vom **Nüchternstatus** beim Frettchen liegen nicht vor. FOX und Mitarbeiter (1986) geben nur Nüchternwerte für die Neutrophilenzahl männlicher Frettchen an (siehe Tab. 13, Tab. 14, Tab. 63 und Tab. 64).

Tab. 13. Angaben zur Zahl der neutrophilen Granulozyten ($\times 10^9/l$) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung; stab. = stabkernig; segm. = segmentkernig)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
LEE et al. (1982)	stab.: 0,000 – 0,248 ³ (0,099 \pm 0,088) ⁴	unkastriert stab.: 0,000 – 0,256 ³ (0,106 \pm 0,116) ⁴ kastriert stab.: 0,000 – 0,972 ³ (0,233 \pm 0,317) ⁴	
	segm.: 0,725 – 2,409 ³ (1,825 \pm 0,567) ⁴	unkastriert segm.: 2,744 – 8,778 ³ (4,493 \pm 2,443) ⁴ kastriert segm.: 0,616 – 7,020 ³ (2,659 \pm 1,994) ⁴	
SHERRILL & GORHAM (1985)	kastriert: 1,294 – 3,603 ³ (2,104) ²		
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	Östrus: 1,300 – 3,700 ³ (2,500) ² Anöstrus: 2,500 – 6,200 ³ (4,200) ²	(3,800) ²	
BÖTTLE (1999)			2,650 – 4,990 ¹ (3,840) ²
FUDGE (2000)	0,630 – 2,540 ³ (1,450) ²	0,620 – 3,330 ³ (1,690) ²	

Tab. 14. Angaben zur Zahl der neutrophilen Granulozyten (%) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung; stab. = stabkernig; segm. = segmentkernig)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
WENZEL et al. (1969)			stab.: 22 ²
			segm.: 19 ²
THORNTON et al. (1979)	43 – 84 ³ (60) ²	11 – 82 ³ (57) ²	
FOX et al. (1986)		24 – 72 ³	
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	Östrus: 33 – 61 ³ (43) ² Anöstrus: 49 – 71 ³ (58) ²	24 – 77 ³ (42) ²	
BÖTTLE (1999)			34 – 65 ¹ (50) ²
FUDGE (2000)	7 – 44 ³ (29) ²	13 – 75 ³ (28) ²	

3.1.7.4. Eosinophile Granulozyten

Die Anzahl eosinophiler Granulozyten im Blut steigt bei vielen Tierarten typischerweise bei Parasitenbefall, Allergien und Gewebsverletzungen an (RASKIN et al., 2006). Eine physiologische Eosinopenie kann in Stresssituationen auftreten. Die Zahl der eosinophilen Granulozyten wird als absolute Zahl in Zahl/ μl (konventionelle Einheit) und in Zahl $\times 10^9/\text{l}$ (SI-Einheit) angegeben oder in Bezug auf die Gesamtleukozytenzahl als relative Zahl in Prozent (%) (KRAFT et al., 2005).

Die Monozytenzahl bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 0,000 bis $0,900 \times 10^9/\text{l}$, bzw. 0 bis 9 % angegeben. MARSHALL BIORESOURCES (1998) beschreiben eine **Altersabhängigkeit** der eosinophilen Granulozyten. Bei Frettchenrüden zwischen zehn und 16 Wochen kommt es zu einem Anstieg und bei Fähen zwischen zehn und zwölf Wochen zu einem Abfall der Eosinophilenzahl. LEE und Mitarbeiter (1982) können zwischen vier und acht Monaten keine altersabhängige Änderung feststellen. Laut THORNTON und Mitarbeitern (1979) und MARSHALL BIORESOURCES (1998) besteht auch eine **Geschlechtsabhängigkeit**. Nach THORNTON und Mitarbeitern (1979) haben weibliche Frettchen höhere Werte vor als männliche. MARSHALL BIORESOURCES (1998) messen bei Fähen niedrigere Eosinophilenzahlen als bei Rüden. Eine Prüfung der statistischen Signifikanz liegt in diesen Studien allerdings nicht vor. Untersuchungen zur Abhängigkeit der Zahl von eosinophilen Granulozyten vom **Nüchternstatus** beim Frettchen liegen nicht vor. FOX und Mitarbeiter (1986) geben nur Nüchternwerte für männliche Frettchen an (siehe Tab. 15, Tab. 16, Tab. 63 und Tab. 64).

Tab. 15. Angaben zur Zahl der eosinophilen Granulozyten ($\times 10^9/l$) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
LEE et al. (1982)	0,050 – 0,516 ³ (0,214 \pm 0,149) ⁴	unkastriert: 0,000 – 0,768 ³ (0,267 \pm 0,292) ⁴ kastriert: 0,112 – 0,768 ³ (0,378 \pm 0,226) ⁴	
SHERRILL & GORHAM (1985)	kastriert: 0,136 – 0,330 ³ (0,232) ²		
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	Östrus: 0,100 – 0,500 ³ (0,200) ² Anöstrus: 0,200 – 0,500 ³ (0,300) ²	0,300 – 0,900 ³ (0,500) ²	
BÖTTLE (1999)			0,050 – 0,390 ¹ (0,180) ²
FUDGE (2000)	0,150 – 0,490 ³ (0,240) ²	0,130 – 0,560 ³ (0,320) ²	

Tab. 16. Angaben zur Zahl der eosinophilen Granulozyten (%) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
WENZEL et al. (1969)			1 ²
THORNTON et al. (1979)	0 – 5 ³ (3) ²	0 – 7 ³ (2) ²	
FOX et al. (1986) in %		0 – 3 ³	
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	Östrus: 2 – 6 ³ (3) ² Anöstrus: 0 – 1 ³ (0) ²	2 – 9 ³ (6) ²	
BÖTTLE (1999)			1 – 5 ¹ (2) ²
FUDGE (2000)	2 – 6 ³ (5) ²	2 – 8 ³ (5) ²	

3.1.7.5. Basophile Granulozyten

Die Zahl der basophilen Granulozyten im Blut ist gering und steigt nur bei Parasitenbefall, Hypersensitivitätsreaktionen und Neoplasien an (RASKIN et al.,

2006). Die Zahl der basophilen Granulozyten wird als absolute Zahl in Zahl/ μl (konventionelle Einheit) und in Zahl $\times 10^9/\text{l}$ (SI-Einheit) angegeben oder in Bezug auf die Gesamtleukozytenzahl als relative Zahl in Prozent (%) (KRAFT et al., 2005).

Die Basophilenzahl bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 0,000 bis $0,308 \times 10^9/\text{l}$, bzw. 0 bis 3 % angegeben. Basophile Granulozyten scheinen beim Frettchen generell selten und in geringer Zahl im Blut vor zu kommen (FUDGE, 2000). Eine **Altersabhängigkeit** ist nicht belegt. THORNTON und Mitarbeitern (1979) beschreiben eine **Geschlechtsabhängigkeit**. Bei Fähen ist die Basophilenzahl höher als bei Rüden (siehe Tab. 17, Tab. 18, Tab. 63 und Tab. 64). Eine statistische Signifikanz wurde allerdings nicht geprüft. Untersuchungen zur Abhängigkeit der Anzahl basophiler Granulozyten bei Frettchen vom **Nüchternstatus** liegen nicht vor.

Tab. 17. Angaben zur Zahl der basophile Granulozyten ($\times 10^9/\text{l}$) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ zwei Standardabweichungen)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
LEE et al. (1982)	0,000 – 0,172 ³ (0,048 \pm 0,057) ⁴	unkastriert: 0,000 – 0,308 ³ (0,081 \pm 0,133) ⁴ kastriert: 0,000 – 0,112 ³ (0,050 \pm 0,047) ⁴	
SHERRILL & GORHAM (1985)	kastriert: 0,012 – 0,092 ³ (0,045) ²		
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	Östrus und Anöstrus: 0,000 – 0,000 ³ (0,000) ²	0,000 – 0,000 ³ (0,000) ²	
BÖTTLE (1999)			0,000 – 0,150 ¹ (0,050) ²
FUDGE (2000)	0,100 – 0,082 ³ (0,048) ²	0,011 – 0,085 ³ (0,054) ²	

Tab. 18. Angaben zur Zahl der basophile Granulozyten (%) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ zwei Standardabweichungen)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
WENZEL et al. (1969)			0^2
THORNTON et al. (1979)	$0 - 1^3 (0)^2$	$0 - 2^3 (0)^2$	
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	Östrus und Anöstrus: $0 - 0^3 (0)^2$	$0 - 0^3 (0)^2$	
BÖTTLE (1999)			$0,0 - 2^1 (1)^2$
FUDGE (2000)	$0 - 2^3 (1)^2$	$0 - 3^3 (1)^2$	

3.2. Enzyme

Enzyme sind Biokatalysatoren, welche die Geschwindigkeit chemischer Reaktionen erhöhen, ohne dabei selbst verbraucht zu werden (NELSON & COX, 2001). Enzymaktivitäten intrazellulär vorkommender Enzyme im Serum lassen Rückschlüsse auf Ort und Art der Schädigung bestimmter Geweben zu (DOLD & ZYSNO, 1964).

3.2.1. Alaninaminotransferase

Die Alaninaminotransferase (ALT) ist bei vielen Tierarten und dem Mensch leberspezifisch und kommt nur im Zytoplasma vor, das bedeutet, dass die Aktivität im Serum steigt, wenn Leberzellen geschädigt werden und so Enzym frei wird. Da in der Leber aber physiologischerweise ständig Zellauf- und -abbauvorgänge stattfinden, ist immer eine geringe Aktivität im Serum zu messen (KRAFT et al., 2005). Geringe Mengen kommen in Erythrozyten und quergestreiften Muskelzellen vor und die Sensitivität der ALT ist je nach Tierart unterschiedlich (WILLARD & TWEDT, 2006). Sie wird in IU/l (konventionelle Einheit) und in nkat/l (SI-Einheit) angegeben (KRAFT et al., 2005).

Die ALT-Aktivität bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 48 bis 338 U/l angegeben. Die Gewebeaktivität der ALT ist beim Frettchen in der Leber drei bis zehn mal so hoch wie in anderen Geweben (CLAMPITT & HART, 1978). LEE und Mitarbeiter (1982) und MARSHALL BIORESOURCES (1998)

beschreiben eine **Altersabhängigkeit**, wobei die ALT-Aktivität altersabhängig sinkt. Nach LEE und Mitarbeitern (1982) und FUDGE (2000) besteht eine **Geschlechtsabhängigkeit**. Bei Fähen ist die ALT-Aktivität im Blut höher als Rüden. Die Aktivität von kastrierten Rüden liegen durchschnittlich höher als bei unkastrierten (LEE et al., 1982). MARSHALL BIORESOURCES (1998) finden hingegen bei Rüden höhere ALT-Aktivitäten als bei Fähen. Untersuchungen zur Abhängigkeit vom **Nüchternstatus** beim Frettchen liegen nicht vor. FOX und Mitarbeiter (1986) geben nur Nüchternwerte für die ALT-Aktivität männlicher Frettchen an (siehe Tab. 19, Tab. 63 und Tab. 64).

Tab. 19. Angaben zur Aktivität der Alaninaminotransferase (ALT) (U/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = $x \pm$ Standardabweichung, Wo = Woche)

Autor	weiblich	männlich	männlich kastriert
LEE et al. (1982)	110 – 240 ³ (150 ± 49) ⁴	82 – 289 ³ (158 ± 80) ⁴	82 – 287 ³ (201 ± 142) ⁴
FOX et al. (1986)		78 – 149 ³ (109) ²	
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	54 – 280 ³ (96) ²	54 – 272 ³ (121) ² 10 Wo: 95 – 544 ³ (248) ² 12 Wo: 93 – 366 ³ (210) ² 14 – 16 Wo: 78 – 279 ³ (131) ²	
FUDGE (2000)	72 – 338 ³ (166) ²	48 – 292 ³ (138) ²	

3.2.2. Alkalische Phosphatase

Die alkalische Phosphatase (AP) kommt als zellmembrangebundenes Enzym in fast allen Geweben des Organismus, wie z. B. Knochen, vor und ist somit leberunspezifisch. Da sie bei vielen Tierarten, wie z. B. Hund und Katze, aber vor allem in kanalikulären Zellen der Leber lokalisiert ist, ist sie ein guter Marker für obstruktive Cholestasen und medikamentelle Enzyminduktion, wie nach Gabe von Glukokortikoiden und Phenobarbital (WILLARD & TWEDT, 2006). Aufgrund des Vorkommens der AP in Osteoblasten besitzen Jungtiere eine wesentlich höhere Enzymaktivität. Die AP-Aktivität wird in IU/l (konventionelle Einheit) und in nkat/l (SI-Einheit) angegeben (KRAFT et al., 2005).

Die AP-Aktivität bei **Frettchen** wird in der Literatur mit Werten von 3 bis 277 U/l angegeben. MARSHALL BIORESOURCES (1998) geben eine **Altersabhängigkeit** an. Sie beschreiben bei Frettchenrüden zwischen zehn und 16 Wochen einen Abfall der AP-Aktivität im Blut. Auch LEE und Mitarbeiter (1982)

messen bei Frettchen zwischen vier und acht Monaten einen statistisch signifikanten Abfall der AP-Aktivität. Nach THORNTON und Mitarbeitern (1979), MARSHALL BIORESOURCES (1998) und FUDGE (2000) besteht eine **Geschlechtsabhängigkeit**. Die Aktivität der AP ist bei Rüden höher als bei Fähen. Eine statistische Signifikanz wurde in diesen Studien nicht geprüft. Untersuchungen zur Abhängigkeit der AP-Aktivität vom **Nüchternstatus** beim Frettchen liegen nicht vor. FOX und Mitarbeiter (1986) geben nur Nüchternwerte für männliche Frettchen an (siehe Tab. 20, Tab. 63 und Tab. 64).

Tab. 20. Angaben zur Aktivität der alkalischen Phosphatase (AP) (U/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung, Wo = Woche)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
THORNTON et al. (1979)	9 – 30 ³ (19) ²	11 – 84 ³ (26) ²	
LEE et al. (1982)	30 – 62 ³ (44 ± 11) ⁴	unkastriert: 43 – 67 ³ (52 ± 11) ⁴ kastriert : 30 – 120 ³ (63 ± 29) ⁴	
FOX et al. (1986)		31 – 64 ³ (42) ²	
BÖTTLE (1999)			15 – 84 ¹ (46) ²
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	3 – 40 ³ (21) ²	18 – 32 ³ (23) ² 10 Wo: 117 – 277 ³ (184) ² 12 Wo: 126 – 272 ³ (173) ² 14 – 16 Wo: 41 – 181 ³ (97) ²	
FUDGE (2000)	20 – 106 ³ (35) ²	14 – 144 ³ (41) ²	

3.2.3. Aspartataminotransferase

Die Aspartataminotransferase (AST) kommt in zahlreichen Geweben, insbesondere in Herz- und Skelettmuskulatur und der Leber vor und ist somit nicht leberspezifisch (KRAFT et al., 2005). Die AST ist in den Mitochondrien und im Zytoplasma lokalisiert. Ihre Aktivität im Serum steigt somit bei Zellschädigung in der Leber und der Muskulatur (WILLARD & TWEDT, 2006). Ihr Wert wird in IU/l (konventionelle Einheit) und in nkat/l (SI-Einheit) angegeben.

Die AST-Aktivität bei **Frettchen** wird in der Literatur mit Werten von 20 bis 248

U/l angegeben. MARSHALL BIORESOURCES (1998) beschreiben eine **Altersabhängigkeit** mit einem Abfall der AST-Aktivität bei Frettchenrüden zwischen zehn und 16 Wochen. Nach THORNTON und Mitarbeitern (1979) besteht auch eine **Geschlechtsabhängigkeit**. Die Aktivität der AST im Serum liegt bei Fähen höher als bei Rüden. MARSHALL BIORESOURCES (1998) und FUDGE (2000) geben hingegen bei Frettchenrüden höhere Werte an als bei Fähen. Eine statistische Signifikanz wurde in diesen Studien nicht geprüft. Untersuchungen zur Abhängigkeit der AST-Aktivität vom **Nüchternstatus** beim Frettchen liegen nicht vor. FOX und Mitarbeiter (1986) geben nur Nüchternwerte für die männlicher Frettchen an (siehe Tab. 21, Tab. 63 und Tab. 64).

Tab. 21. Angaben zur Aktivität der Aspartataminotransferase (AST) (U/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = $x \pm$ Standardabweichung, Wo = Woche)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
ZIMMERMANN et al. (1965)			46 ± 9^4
THORNTON et al. (1979)	$40 - 120^3 (73)^2$	$28 - 113^3 (57)^2$	
FOX et al. (1986)		$74 - 248^3 (117)^2$	
BÖTTLE (1999)			$25 - 121^1 (52)^2$
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	$42 - 108^3 (68)^2$	$37 - 121^3 (74)^2$ 10 Wo: $63 - 152^3 (96)^2$ 12 Wo: $70 - 112^3 (85)^2$ 14 - 16 Wo: $47 - 128^3 (76)^2$	
FUDGE (2000)	$20 - 130^3 (63)^2$	$46 - 118^3 (68)^2$	

3.2.4. Glutamatdehydrogenase

Die Glutamatdehydrogenase (GLDH) ist an die Mitochondrienmatrix der Hepatozyten gebunden und ist somit leberspezifisch. Die höchste Aktivität findet sich im zentrilobulären Bereich. Dadurch reagiert sie sehr empfindlich auf sekundäre Hepatopathien, durch z. B. Hypoxie (Anämie, kongestive Myokardiopathien) und ist daher ein guter Marker für akute Hepatopathien. Ihre Sensitivität bei den verschiedenen Tierarten ist allerdings sehr unterschiedlich und bei Hund und Katze eher niedrig. Leichte Erhöhungen können jedoch auch ohne

pathologischen Hintergrund vorkommen. Die Aktivität der GLDH im Serum wird in IU/l (konventionelle Einheit) und in nkat/l (SI-Einheit) angegeben (KRAFT et al., 2005).

Bisher wurden keine Studien zu Besonderheiten oder Referenzbereichen der GLDH von *Frettchen* durchgeführt. Auch Abhängigkeiten von **Alter**, **Geschlecht** und **Nüchternstatus** wurden bisher noch nicht untersucht.

3.2.5. γ -Glutamyltransferase

Die γ -Glutamyltransferase (γ -GT) ist in der Zellmembran von gallengängen und in geringem Maß von Pankreas, Nierentubuli, Mamma und Darm lokalisiert, gilt aber trotzdem als leberspezifisch (KRAFT et al., 2005). Sie ist ein typischer Marker für Cholestasen, reagiert aber träger als die AP (WILLARD & TWEDT, 2006). Ihr Wert kann in IU/l (konventionelle Einheit) und in nkat/l (SI-Einheit) angegeben werden (KRAFT et al., 2005).

Die γ -GT-Aktivität bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 1 bis 20 U/l angegeben. MARSHALL BIORESOURCES (1998) beschreiben eine **Altersabhängigkeit** der γ -GT für männliche Frettchen im Alter von zehn bis 16 Wochen. Die γ -GT-Aktivität sinkt in dieser Zeit. Auch eine **Geschlechtsabhängigkeit** besteht laut MARSHALL BIORESOURCES (1998). Fähen haben eine höhere γ -GT-Aktivität im Serum als Rüden (siehe Tab. 22, Tab. 63 und Tab. 64). Eine Prüfung der statistischen Signifikanz liegt nicht vor. Die Abhängigkeit vom **Nüchternstatus** wurde bisher nicht untersucht. SHAVILA und Mitarbeiter (1996) können keinen statistisch signifikanten Einfluss des Fett- und Fasergehaltes im Futter auf die γ -GT-Aktivität im Serum bei Frettchen feststellen.

Tab. 22. Angaben zur Aktivität der γ -Glutamyltransferase (γ -GT) (U/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung, Wo = Woche)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	1 - 8 ³ (3) ²	1 - 3 ³ (1) ² 10 Wo: 2 - 20 ³ (7) ² 12 Wo: 1 - 11 ³ (4) ² 14 - 16 Wo: 1 - 2 ³ (1) ²	

3.2.6. Laktatdehydrogenase

Die Laktatdehydrogenase (LDH) kann als gewebsunspezifisches Enzym bezeichnet werden (HIRSCHBERGER, 2005). Ihre Interpretation in der Diagnostik ist schwierig (WILLARD & TWEDT, 2006). Bei hoher Muskelbeanspruchung entstehen anaeroben Bedingungen in der kontrahierenden Skelettmuskulatur. Durch Glykolyse entsteht dann Pyruvat, das von der LDH zu Laktat reduziert wird (STRYER, 1999b). Nach einer Zellschädigung tritt die LDH vermehrt ins Blut über (NELSON & COX, 2001). Die Katze zeigt einen altersabhängigen Abfall der LDH-Aktivität (KRAFT et al., 1995). Hundewelpen haben nach der Geburt hohe LDH-Aktivitäten, die im Alter von drei Monaten ein konstantes Niveau erreichen (WOLFORD et al., 1988).

Die LDH-Aktivität bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 87 bis 920 U/l angegeben. MARSHALL BIORESOURCES (1998) beschreiben eine **Altersabhängigkeit** der LDH. Bei Frettchenrüden zwischen zehn und 16 Wochen sinkt die LDH-Aktivität. Laut MARSHALL BIORESOURCES (1998) und FUDGE (2000) besteht auch eine **Geschlechtsabhängigkeit**. Frettchenfähen haben höhere LDH-Aktivitäten im Serum als Rüden. Eine Prüfung auf statistische Signifikanz liegt für diese Studien nicht vor. Abhängigkeiten vom **Nüchternstatus** wurden bisher nicht untersucht. FOX und Mitarbeiter (1986) geben nur Nüchternwerte für die LDH-Aktivität im Serum männlicher Frettchen an (siehe Tab. 23, Tab. 63 und Tab. 64).

Tab. 23. Angaben zur Aktivität der Laktatdehydrogenase (LDH) (U/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung, Wo = Woche)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
ZIMMERMANN et al. (1965)			109 ± 22 ⁴
FOX et al. (1986)		241 – 752 ³ (460) ²	
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	161 – 767 ³ (369) ²	168 – 389 ³ (252) ² 10 Wo: 362 – 920 ³ (553) ² 12 Wo: 400 – 711 ³ (508) ² 14 – 16 Wo: 247 – 577 ³ (382) ²	
FUDGE (2000)	182 – 544 ³ (367) ²	222 – 344 ³ (278) ²	

3.2.7. Kreatinkinase

Die Kreatinkinase (CK) katalysiert die Übertragung einer Phosphorylgruppe von Kreatinphosphat auf Adenosindiphosphat (ADP), wobei Adenosintriphosphat (ATP) entsteht, das zur Aufrechterhaltung der Kontraktionsfähigkeit von Muskelzellen benötigt wird (STRYER, 1999c). Herz- und Skelettmuskulatur enthalten hohe Mengen an CK, die bei Zellschädigung (PARENT, 2006) und bei hoher körperlicher Belastung ins Blut gelangt (KRAFT et al., 2005). Bei Hund und Katze besteht eine Altersabhängigkeit. Es lässt sich ein altersabhängiger Aktivitätsabfall der CK nachweisen (KRAFT et al., 1995). Die CK-Aktivität im Serum wird in IU/l (konventionelle Einheit) und in $\mu\text{kat/l}$ (SI-Einheit) angegeben (KRAFT et al., 2005).

Die CK-Aktivität bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 58 bis 564 U/l angegeben. Untersuchungen zur **Altersabhängigkeit** der CK wurden bisher nicht durchgeführt. Nach FUDGE (2000) besteht eine **Geschlechtsabhängigkeit**. Demnach ist die CK-Aktivität bei Frettchenrüden höher als bei Fähen. MARSHALL BIORESOURCES (1998) messen bei Fähen höhere Aktivitäten (siehe Tab. 24, Tab. 63 und Tab. 64). Eine Prüfung auf statistische Signifikanz liegt in diesen Studien nicht vor. Die Abhängigkeit vom **Nüchternstatus** wurden bisher nicht untersucht.

Tab. 24. Angaben zur Aktivität der Kreatinkinase (CK) (U/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
FUDGE (2000)	58 – 494 ³ (228) ²	98 – 564 ³ (245) ²	
MARSHALL BIORESOURCES (2008)	266 \pm 70 ⁴	214 \pm 57 ⁴	

3.2.8. Cholinesterase

Die Cholinesterase (CHE) ist ein an die postsynaptische Membran gebundenes Enzym. Sie hydrolysiert Acetylcholin zu Acetat und Cholin und ermöglicht dadurch, dass Aktionspotentiale an den Synapsen mit hoher Geschwindigkeit weitergeleitet werden können (STRYER, 1999c). Sie ist ein Sekretionsenzym (EISENBURG, 1968) und wird abhängig vom Bedarf im endoplasmatischen

Retikulum gebildet (RICHTERICH, 1963).

ZEISSLER und Mitarbeiter (1980) sagen aus, dass bei *Frettchen* eine Narkose keinen Einfluss auf die CHE-Aktivität hat (siehe Tab. 25, Tab. 63 und Tab. 64). Andere Studien zu Besonderheiten oder Referenzbereichen der CHE bei *Frettchen* wurden bisher nicht durchgeführt. Auch Abhängigkeiten von **Alter**, **Geschlecht** und **Nüchternstatus** wurden noch nicht untersucht.

Tab. 25. Angaben zur Aktivität der Cholinesterase (CHE) (U/l) bei *Frettchen* unter Narkoseeinfluss in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = $x \pm$ Standardabweichung)

Autor	vor Narkose	3 – 5 Minuten nach Applikation	4,5 Stunden nach Applikation
ZEISSLER et al. (1980)	586 ± 113 ⁴	553 ± 107 ⁴	571 ± 111 ⁴

3.2.9. α -Amylase

Die α -Amylase ist ein vom Pankreas sezerniertes Verdauungsenzym und ist für die Kohlenhydratverdauung zuständig (KRAFT et al., 2005). Durch Hydrolysierung ermöglicht sie die Verwertung von Stärke (Amylopektin und Amylose) (STRYER, 1999d). Das Muster der vom Pankreas sezernierten Verdauungsenzyme adaptiert sich bei Monogastriden an die Futterzusammensetzung (BREVES et al., 2000). Bei Katzen ist ein altersabhängiger Abfall der α -Amylase-Aktivität beschrieben (KRAFT et al., 1995). Als Einheiten können IU/l (konventionelle Einheit) und nkat/l (SI-Einheit) verwendet werden (KRAFT et al., 2005).

Die α -Amylase-Aktivität bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 29 bis 37 U/l angegeben. JENKINS (2000) geht von einer Halbwertszeit der α -Amylase bei *Frettchen* von etwa fünf Tagen aus. Die α -Amylase-Produktion beim *Frettchen* findet in Speicheldrüsen, Darm, Leber und Pankreas statt, die Produktion in der Leber aber hauptsächlich für die konstante Serumaktivität verantwortlich ist (JENKINS, 2000). Die **Altersabhängigkeit** der α -Amylase-Aktivität wurde bisher noch nicht untersucht. MARSHALL BIORESOURCES (2008) beschrieben eine **Geschlechtsabhängigkeit** mit etwas höheren Aktivitäten bei Rüden (siehe Tab. 26, Tab. 63 und Tab. 64). Eine statistische Signifikanz wurde in diesen Studien nicht überprüft. Abhängigkeiten vom **Nüchternstatus**

wurden bisher noch nicht untersucht.

Tab. 26. Angaben zur α -Amylase-Aktivität (U/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
MARSHALL BIORESOURCES (2008)	34 ± 3^4	31 ± 2^4	

3.2.10. Lipase

Die Lipase wird in ihrer aktiven Form vom Pankreas sezerniert und ist für die Fettverdauung verantwortlich (KRAFT, 2005). Sie hydrolysiert Triglyzeride zu Glycerin und Fettsäuren und ermöglicht so die Verwertung von Fetten aus der Nahrung (STRYER, 1999a). Das Muster der vom Pankreas sezernierten Verdauungsenzyme adaptiert sich bei Monogastriden an die Futterzusammensetzung (BREVES et al., 2000). Eine massiv erhöhte Lipase und α -Amylase-Aktivität im Serum kann bei Pankreatitis gemessen werden. Die Lipaseaktivität wird in IU/l (konventionelle Einheit) und nkat/l (SI-Einheit) angegeben (KRAFT, 2005).

Bisher wurden keine Studien zu Besonderheiten oder Referenzbereichen der Lipaseaktivität bei *Frettchen* durchgeführt. Auch Abhängigkeiten von **Alter**, **Geschlecht** und **Nüchternstatus** wurden noch nicht untersucht.

3.3. Substrate

Moleküle, die mit dem aktiven Zentrum von Enzymen eine Bindung eingehen und anschließend umgesetzt werden, werden als Substrate bezeichnet (NELSON & COX, 2001).

3.3.1. Glukose

Glukose wird in der Leber durch Glukoneogenese und Glykogenolyse gebildet und gelangt von dort ins Blut (NELSON et al., 2006). Außerdem wird Glukose über das Futter aufgenommen, wodurch ein Einfluss der letzten Futteraufnahme auf die Glukosekonzentration im Serum besteht. Die in Serum und Plasma gemessene Glukosekonzentration liegt höher als im Vollblut. Als Einheiten wird mg/dl (konventionelle Einheit) und mmol/l (SI-Einheit) verwendet (KRAFT et al.,

2005).

Die Glukosekonzentration bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 3,47 bis 13,82 mmol/l angegeben. LEE und Mitarbeiter (1982) beschreiben eine **Altersabhängigkeit** mit einem statistisch signifikanter Anstieg der Glukosekonzentration im Serum zwischen vier und acht Monaten. Nach THORNTON und Mitarbeitern (1979) und MARSHALL BIORESOURCES (1998) besteht bei Frettchen auch eine **Geschlechtsabhängigkeit**. Die Glukosekonzentration ist in ihren Untersuchungen bei Fähen höher als bei Rüden. Ein Grund wird nicht angegeben. Eine statistische Signifikanz wird aber in beiden Studien nicht geprüft. Untersuchungen zur Abhängigkeit der Glukosekonzentration vom **Nüchternstatus** beim Frettchen gibt es bisher nicht. FOX und Mitarbeiter (1986) geben Nüchternwerte nur für männliche Frettchen an (siehe Tab. 27, Tab. 63 und Tab. 64). WHARY und ANDREWS (1998) berichten von hohen Blutkonzentrationen bei nüchternen Frettchen, ohne den Grund dafür benennen zu können.

Tab. 27. Angaben zur Glukosekonzentration (mmol/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung, Wo = Woche)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
THORNTON et al. (1979)	5,55 – 11,49 ³ (8,05) ²	5,22 – 9,38 ³ (6,99) ²	
LEE et al. (1982)	4,72 – 7,44 ³ (5,82 ± 0,91) ⁴	4,99 – 6,77 ³ (5,77 ± 0,83) ⁴ kastriert: 3,47 – 6,44 ³ (5,29 ± 0,94) ⁴	
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	6,94 – 10,49 ³ (8,27) ²	6,77 – 10,99 ³ (8,05) ² 10 Wo: 6,44 – 13,82 ³ (7,77) ² 12 Wo: 5,83 – 8,27 ³ (7,27) ² 14 – 16 Wo: 6,88 – 9,44 ³ (7,94) ²	
FOX et al. (1986)		5,94 – 7,66 ³ (6,38) ²	
BÖTTLE (1999)			4,50 – 8,90 ¹ (6,70) ²
FUDGE (2000)	5,99 – 6,66 ³ (6,27) ²	5,55 – 7,99 ³ (6,66) ²	

3.3.2. Fruktosamin

Die Fruktosaminkonzentration ist weitgehend von der mittleren

Glukosekonzentration in den letzten drei Wochen abhängig. Mit ihrer Hilfe können kurzfristige Hypo- oder Hyperglykämien von längerfristigen (z. B. bei Insulinom oder Diabetes mellitus) unterschieden werden. Die Fruktosaminkonzentration wird in $\mu\text{mol/l}$ angegeben (KRAFT et al., 2005).

Bisher wurden keine Studien zu Besonderheiten oder Referenzbereichen des Fruktosamins von *Frettchen* durchgeführt. Auch Abhängigkeiten von **Alter**, **Geschlecht** und **Nüchternstatus** wurden noch nicht untersucht.

3.3.3. Gesamteiweiß

Der größte Teil der Plasmaproteine, mit Ausnahme der Immunglobuline, wird in den Hepatozyten gebildet. Während der Gerinnung wird Fibrinogen verbraucht, so dass im Serum immer eine geringere Proteinkonzentration gemessen wird, als im Plasma (GUDER, 1999). Es besteht eine Altersabhängigkeit. Jungtiere, beispielsweise bei Hund und Katze, haben niedrigere Serum-Proteingehalte als erwachsene Tiere (PICKRELL et al., 1974; WOLFORD et al., 1988; HARPER et al., 2003; KRAFT et al., 2005).). Der Grund hierfür liegt im Anstieg der Konzentrationen von Immunglobulinen und anderen Proteinen (z. B. Transferrin, Komplement, und Fibrinogen) (KRAFT et al., 1996b; HARPER et al., 2003). Als Einheiten für die Gesamteiweißkonzentration wird g/dl (konventionelle Einheit) und g/l (SI-Einheit) verwendet (KRAFT et al., 2005).

Die Gesamteiweißkonzentration bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 24 bis 75 g/l angegeben. SUFFIN und Mitarbeiter (1979a) beschreiben eine **Altersabhängigkeit** der Gesamteiweißkonzentration bei *Frettchen*. Sie berichten von nahezu nicht messbaren Immunglobulinkonzentrationen bei neugeborenen *Frettchen*, die innerhalb der ersten 9 Tage aber schon stark ansteigen. Die Jungtiere nehmen bis zum 30. Lebenstag Immunglobuline mit der Muttermilch auf und die Serumkonzentration von Immunglobulin G (IgG) steigt innerhalb der ersten sieben Lebenstage auf das 100fache der fetalen Konzentrationen oder noch höher (SUFFIN et al., 1979b). MARSHALL BIORESOURCES (1998) geben bei Rüden zwischen zehn und zwölf Wochen einen geringen Abfall, anschließen bis zur 16. Woche eine Erhöhung der Proteinkonzentration an. Laut LEE und Mitarbeiter (1982) kommt es zwischen vier und acht Monaten nicht zu signifikanten Veränderungen. THORNTON und Mitarbeitern (1979), MARSHALL BIORESOURCES (1998) und FUDGE (2000) beschreiben auch

eine **Geschlechtsabhängigkeit**. Die Gesamteiweißkonzentration bei männlichen Frettchen liegt höher als bei weiblichen. Eine statistische Signifikanz wurde jedoch in beiden Studien nicht geprüft. Untersuchungen zur Abhängigkeit der Gesamteiweißkonzentration vom **Nüchternstatus** beim Frettchen gibt es bisher nicht. FOX und Mitarbeiter (1986) geben Nüchternwerte nur für männliche Frettchen an (siehe Tab. 28, Tab. 63 und Tab. 64).

Tab. 28. Angaben zur Gesamteiweißkonzentration (g/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung; Wo = Woche)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
THORNTON et al. (1979)	51 – 66 ³ (58) ²	53 – 74 ³ (61) ²	
LEE et al. (1982)	56 – 72 ³ (60 ± 5) ⁴	unkastriert: 53 – 62 ³ (59 ± 3) ⁴ kastriert: 54 – 64 ³ (58 ± 03) ⁴	
SHERRILL & GORHAM (1985)	kastriert: 57 – 61 ³ (59) ²		
FOX et al. (1986)		62 – 71 ³ (66) ²	
SHAVILA et al. (1996)	1) 60 ± 4 ⁴ 2) 64 ± 3 ⁴ 3) 64 ± 11 ⁴ 4) 56 ± 4 ⁴	1) 71 ± 1 ⁴ 2) 67 ± 5 ⁴ 3) 62 ± 9 ⁴ 4) 58 ± 5 ⁴	
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	54 – 63 ³ (59) ²	65 – 72 ³ (68) ² 10 Wo: 44 – 56 ³ (50) ² 12 Wo: 44 – 52 ³ (48) ² 14 – 16 Wo: 49 – 64 ³ (56) ²	
FUDGE (2000)	24 – 57 ³ (46) ²	43 – 60 ³ (52) ²	

3.3.4. Albumin

Die Albuminsynthese findet in der Leber statt. Seine Konzentration im Blutserum hängt vom Gleichgewicht zwischen Synthese, Abbau und Verlust ab. Durch lange Hungerzustände kann es zu einer Hypalbuminämie kommen. Als Einheiten wird g/dl (konventionelle Einheit) und g/l (SI-Einheit) verwendet (KRAFT et al., 2005).

Die Albuminkonzentration bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 26 bis 48 g/l angegeben. MARSHALL BIORESOURCES (1998) beschreiben eine

Altersabhängigkeit. In ihren Untersuchungen sinkt die Albuminkonzentration bei Rüden zwischen zehn und zwölf Wochen leicht, um anschließen bis zur 16. Woche anzusteigen. LEE und Mitarbeiter (1982) geben zwischen vier und acht Monaten keinen statistisch signifikante Veränderung an. Nach THORNTON und Mitarbeitern (1979) und MARSHALL BIORESOURCES (1998) besteht auch eine **Geschlechtsabhängigkeit**. Die Albuminkonzentration liegt bei Rüden höher als bei Fähen. Laut FUDGE (2000) besteht keine Geschlechtsabhängigkeit. Eine statistische Signifikanz wurde in diesen Studien nicht geprüft. Untersuchungen zur Abhängigkeit der Albuminkonzentration vom **Nüchternstatus** beim Frettchen liegen bisher nicht vor. FOX und Mitarbeiter (1986) geben Nüchternwerte nur für männliche Frettchen an (siehe Tab. 29, Tab. 63 und Tab. 64).

Tab. 29. Angaben zur Albuminkonzentration (g/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung, Wo = Woche)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
THORNTON et al. (1979)	26 – 36 ³ (32) ²	28 – 38 ³ (33) ²	
LEE et al. (1982)	33 – 41 ³ (38 ± 2) ⁴	unkastriert : 35 – 38 ³ (37 ± 1) ⁴ kastriert: 34 – 40 ³ (37 ± 2) ⁴	
FOX et al. (1986)		35 – 42 ³ (39) ²	
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	29 – 35 ³ (32) ²	32 – 40 ³ (37) ² 10 Wo: 26 – 32 ³ (30) ² 12 Wo: 26 – 32 ³ (29) ² 14 – 16 Wo: 30 – 36 ³ (33) ²	
FUDGE (2000)	34 – 48 ³ (39) ²	34 – 48 ³ (39) ²	

3.3.5. Cholesterin

Das Cholesterin gehört zur Gruppe der Steroide. Es wird im Organismus gebildet oder mit tierischer Nahrung aufgenommen. Es dient als Grundstock für Gallensäuren und Steroidhormone und ist Bestandteil der Lipoproteine (KRAFT et al., 2005). Postprandial kommt es zu einer Erhöhung der Cholesterinkonzentration (KRAFT et al., 2005; NELSON et al., 2006). Nach WOLFORD und Mitarbeiter (1988) sind die Cholesterinkonzentrationen bei

Hunden nach der Geburt hoch und sinken dann in den ersten sechs bis acht Lebenswochen. Als Einheiten wird mg/dl (konventionelle Einheit) und mmol/l (SI-Einheit) verwendet (KRAFT et al., 2005).

Die Cholesterinkonzentration bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 1,66 bis 8,88 mmol/l angegeben. MARSHALL BIORESOURCES (1998) geben bei Frettchenrüden zwischen zehn und 16 Wochen eine **Altersabhängigkeit** mit einem Abfall der Cholesterinkonzentration an. Nach THORNTON und Mitarbeitern (1979) und MARSHALL BIORESOURCES (1998) besteht auch eine **Geschlechtsabhängigkeit**. Die Cholesterinkonzentration liegt bei Rüden niedriger als bei Fähen. Eine statistische Signifikanz wurde bei diesen Studien nicht geprüft. Abhängigkeiten vom **Nüchternstatus** wurden bisher noch nicht untersucht. FOX und Mitarbeiter (1986) geben nur Nüchternwerte für männliche Frettchen an. Laut SHAVILA und Mitarbeiter (1996) hat der Fett- und Fasergehalt im Futter keinen Einfluss auf die Cholesterinkonzentration im Serum von Frettchen (siehe Tab. 30, Tab. 63 und Tab. 64).

Tab. 30. Angaben zur Cholesterinkonzentration (mmol/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung; Wo = Woche)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
THORNTON et al. (1979)	3,16 – 7,67 ³ (4,51) ²	1,66 – 5,49 ³ (4,04) ²	
FOX et al. (1986)		3,08 – 5,21 ³ (3,83) ²	
SHAVILA et al. (1996)	1) 5,10 ± 0,40 ⁴ 2) 4,90 ± 0,10 ⁴ 3) 6,90 ± 1,90 ⁴ 4) 7,10 ± 0,50 ⁴	1) 4,70 ± 1,00 ⁴ 2) 4,60 ± 0,50 ⁴ 3) 4,40 ± 0,40 ⁴ 4) 5,70 ± 0,40 ⁴	
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	4,22 – 7,04 ³ (5,59) ²	4,27 – 5,72 ³ (4,84) ² 10 Wo: 6,19 – 8,60 ³ (7,20) ² 12 Wo: 5,88 – 8,88 ³ (7,07) ² 14 – 16 Wo: 4,40 – 6,40 ³ (5,49) ²	

3.3.6. Triglyzeride

Triglyzeride werden exogen mit der Nahrung zugeführt oder endogen im endoplasmatischen Retikulum der Hepatozyten gebildet. Postprandial kommt es zu einem Anstieg der Triglyzeridkonzentration. Als Einheit wird mg/dl

(konventionelle Einheit) und mmol/l (SI-Einheit) verwendet (KRAFT et al., 2005; NELSON et al., 2006).

Die Triglyzeridkonzentration bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 0,11 bis 1,80 mmol/l angegeben. Abhängigkeiten von **Alter**, **Geschlecht** und **Nüchternstatus** wurden noch nicht untersucht. FOX und Mitarbeiter (1986) geben Nüchternwerte nur für männliche Frettchen an (siehe Tab. 31, Tab. 63 und Tab. 64).

Tab. 31. Angaben zur Triglyzeridkonzentration (mmol/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = $x \pm$ Standardabweichung)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
CRYER & JONES (1978)		0,16 – 0,69 ³	
FOX et al. (1986)		0,11 – 0,36 ³ (0,21) ²	
SHAVILA et al. (1996)	1) 1,10 ± 0,20 ⁴ 2) 0,90 ± 0,30 ⁴ 3) 1,70 ± 0,30 ⁴ 4) 1,50 ± 0,30 ⁴	1) 1,10 ± 0,30 ⁴ 2) 1,00 ± 0,10 ⁴ 3) 0,90 ± 0,10 ⁴ 4) 0,90 ± 0,20 ⁴	

3.3.7. Serumgallensäuren

Gallensäuren sind für die Digestion und Resorption von Lipiden aus dem Darm notwendig. Sie werden in der Leber aus Cholesterin synthetisiert und gelangen mit der Galle in den Darm, wo ein geringer Teil mit den Fäzes ausgeschieden, der größte Teil jedoch rückresorbiert wird und an Transportproteine gebunden über das Blut zur Leber zurücktransportiert wird. Eine physiologische Erhöhung der Konzentration der Serumgallensäuren findet postprandial statt (KRAFT et al., 2005). Eine hohe Konzentration der Serumgallensäuren lässt Rückschlüsse auf die Leberfunktion zu (WILLARD & TWEDT, 2006). Als Einheit wird $\mu\text{mol/l}$ verwendet (KRAFT et al., 2005).

Die Serumgallensäurenkonzentration bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 1 bis 28 $\mu\text{mol/l}$ angegeben. Die **Altersabhängigkeit** wurde bisher nicht untersucht. FUDGE (2000) beschreibt eine **Geschlechtsabhängigkeit**. Rüden haben etwas höhere Serumgallensäurenkonzentrationen als Fähen, wobei keine Angaben zur statistischen Signifikanz vorliegen (siehe Tab. 32, Tab. 63 und Tab. 64). Abhängigkeiten vom **Nüchternstatus** wurden bisher nicht untersucht.

Tab. 32. Angaben zur Serumgallensäurenkonzentration ($\mu\text{mol/l}$) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
FUDGE (2000)	2 – 14 ³ (4) ²	1 – 28 ³ (9) ²	

3.3.8. Bilirubin

Bilirubin entsteht aus dem Abbau von Hb. Man unterscheidet primäres Bilirubin, das durch Abspaltung von Eisen im RES entsteht und an Albumin gebunden mit dem Blutstrom in die Leber gelangt, von sekundärem Bilirubin-Diglucuronid, das in den Hepatozyten durch Konjugation mit Glucuronsäure gebildet und mit der Galle in den Dünndarm ausgeschieden wird. Durch einen erhöhten Anfall von Hb bei Hämolyse entsteht vermehrt primäres Bilirubin (KRAFT et al., 2005).

Die Bilirubinkonzentration bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 0,00 bis 5,13 $\mu\text{mol/l}$ angegeben. Untersuchungen beim Frettchen zur **Altersabhängigkeit** der Bilirubinkonzentration liegen nicht vor. Laut THORNTON und Mitarbeiter (1979) besteht keine **Geschlechtsabhängigkeit**. MARSHALL BIORESOURCES (2008) geben bei Fähen höhere Bilirubinkonzentrationen als bei Rüden an. Zur Abhängigkeit vom **Nüchternstatus** gibt es keine Studien. FOX und Mitarbeiter (1986) geben Nüchternwerte nur für männliche Frettchen an (siehe Tab. 33, Tab. 63 und Tab. 64).

Tab. 33. Angaben zur Bilirubinkonzentration ($\mu\text{mol/l}$) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
THORNTON et al. (1979)	<17,10 ²	<17,10 ²	
FOX et al. (1986)		0,00 – 1,71 ³ (< 17,10) ²	
MARSHALL BIORESOURCES (2008)	3,42 \pm 1,71 ⁴	1,71 \pm 0,00 ⁴	

3.3.9. Harnstoff

Harnstoff wird in der Leber aus Ammoniak synthetisiert und stellt das entgiftete Stoffwechselendprodukt der Proteinverdauung dar. Er wird überwiegend über die Niere ausgeschieden (KRAFT et al., 2005). Die Konzentration ist nahrungsabhängig, da sowohl endogenes, als auch mit der Nahrung aufgenommenes Protein zu Harnstoff abgebaut wird. Sie steigt somit nach der Aufnahme proteinreicher Nahrung an (KRAFT et al., 2005; BARSANTI et al., 2006). Nach WOLFORD und Mitarbeitern (1988) haben Hunde direkt nach der Geburt hohe Harnstoffkonzentrationen, die in den ersten sechs bis acht Lebenswochen sinken. Als Einheit wird mg/dl (konventionelle Einheit) und mmol/l (SI-Einheit) verwendet (KRAFT et al., 2005).

Die Harnstoffkonzentration bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 0,21 bis 16,25 mmol/l angegeben. MARSHALL BIORESOURCES (1998) beschreiben eine **Altersabhängigkeit**. Bei Rüden steigt die Harnstoffkonzentration zwischen zehn und zwölf Wochen an und fällt anschließend bis zur 16. Woche wieder leicht ab. LEE und Mitarbeiter (1982) stellen zwischen vier und acht Monaten keine statistisch signifikanten Veränderungen der Harnstoffkonzentration fest. Nach THORNTON und Mitarbeitern (1979) und MARSHALL BIORESOURCES (1998) besteht eine **Geschlechtsabhängigkeit**. Die Harnstoffkonzentration liegt bei männlichen Frettchen höher als bei weiblichen. FUDGE (2000) kann hingegen bei Fähen eine etwas höhere Harnstoffkonzentration feststellen als bei Rüden. Eine statistische Signifikanz wurde nicht geprüft. Untersuchungen zur Abhängigkeit der Harnstoffkonzentration vom **Nüchternstatus** beim Frettchen liegen nicht vor. FOX und Mitarbeiter (1986) geben Nüchternwerte für Frettchen an (siehe Tab. 34, Tab. 63 und Tab. 64).

Tab. 34. Angaben zur Harnstoffkonzentration (mmol/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung, Wo = Woche)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
THORNTON et al. (1979)	3,57 – 16,03 ³ (7,13) ²	3,92 – 13,89 ³ (8,20) ²	
LEE et al. (1982)	5,35 – 15,32 ³ (11,86 \pm 2,72) ⁴	unkastriert: 4,28 – 9,97 ³ (7,83 \pm 2,25) ⁴ kastriert : 7,49 – 14,96 ³ (10,02 \pm 2,72) ⁴	
FOX et al. (1986)		3,92 – 8,90 ³ (5,35) ²	
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	5,70 – 15,32 ³ (9,26) ²	10,69 – 14,25 ³ (12,47) ² 10 Wo: 7,13 – 13,89 ³ (9,62) ² 12 Wo: 6,77 – 15,32 ³ (10,33) ² 14 – 16 Wo: 4,99 – 14,97 ³ (9,98) ²	
BÖTTLE (1999)			2,90 – 7,90 ¹ (5,80) ²
FUDGE (2000)	5,28 – 16,03 ³ (11,19) ²	0,21 – 16,25 ³ (10,40) ²	

3.3.10. Kreatinin

Kreatinin ist ein Produkt aus dem endogenen Muskelstoffwechsel. Es entsteht aus Kreatin und Phosphokreatin und wird nach glomerulärer Filtration mit dem Urin ausgeschieden. Die Serumkonzentration von Kreatinin steht in Beziehung zur Muskelmasse eines Individuums und ist altersabhängig. Als Einheit wird mg/dl (konventionelle Einheit) und $\mu\text{mol/l}$ (SI-Einheit) verwendet (KRAFT et al., 2005).

Die Kreatininkonzentration bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 0 bis 141 $\mu\text{mol/l}$ angegeben. MARSHALL BIORESOURCES (1998) beschreiben eine **Altersabhängigkeit** mit einem leichten Anstieg der Kreatininkonzentration bei männliche Frettchen zwischen zehn und 16 Wochen. LEE und Mitarbeiter (1982) geben zwischen vier und acht Monaten keine statistisch signifikante Veränderung an. Laut MARSHALL BIORESOURCES (1998) und FUDGE (2000) besteht auch eine **Geschlechtsabhängigkeit**. Rüden haben höhere Kreatininkonzentrationen als Fähen. THORNTON und Mitarbeitern (1979) messen gleiche Konzentrationen für Fähen und Rüden. Eine Prüfung auf statistische Signifikanz liegt in diesen Studien nicht vor. Untersuchungen zur

Abhängigkeit vom **Nüchternstatus** beim Frettchen wurden bisher nicht durchgeführt. FOX und Mitarbeiter (1986) geben Nüchternwerte nur für männliche Frettchen an (siehe Tab. 35, Tab. 63 und Tab. 64).

Tab. 35. Angaben zur Kreatininkonzentration ($\mu\text{mol/l}$) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung, Wo = Woche)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
THORNTON et al. (1979)	35 – 62 ³ (53) ²	35 – 80 ³ (53) ²	
LEE et al. (1982)	27 – 40 ³ (35 \pm 9) ⁴	unkastriert: 18 – 53 ³ (35 \pm 9) ⁴ kastriert: 22 – 31 ³ (27 \pm 0) ⁴	
FOX et al. (1986)		35 – 62 ³ (44) ²	
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	0 – 88 ³ (62) ²	115 – 141 ³ (124) ² 10 Wo: 53 – 124 ³ (97) ² 12 Wo: 62 – 141 ³ (97) ² 14 – 16 Wo: 71 – 141 ³ (106) ²	
BÖTTLE (1999)			40 – 80 ¹ (60) ²
FUDGE (2000)	27 – 41 ³ (42) ²	9 – 106 ³ (50) ²	

3.4. Elektrolyte

Als Elektrolyte bezeichnet man Stoffe, die in wässriger Lösung teilweise oder vollständig zu Ionen dissoziiert sind (LÖFFLER & PETRIDES, 1998). Die anorganischen Elektrolyte bestimmen primär den osmotischen Druck des Blutplasmas und sind somit für die Aufrechterhaltung des osmotischen Drucks im Extrazellarraum verantwortlich (LÖSCH et al., 2000).

3.4.1. Kalzium

Kalzium (Ca) wird als Gesamt-Ca gemessen (KRAFT et al., 2005). Da ein Teil des im Blut vorhandenen Ca an Protein gebunden ist, haben Albumin- und Gesamteiproteinkonzentrationen einen Einfluss auf die Serumkonzentration von Ca (NELSON et al., 2006). KRAFT und Mitarbeiter (1996a) und HARPER und Mitarbeiter (2003) beschreiben bei Hunden höhere Ca-Konzentrationen im Welpenalter und einen altersabhängigen Abfall, der nach WOLFORD und

Mitarbeiter (1988) im ersten Lebensjahr abgeschlossen ist. Die hohe Kalziumkonzentration bei Jungtieren kommt durch eine erhöhte Ca-Absorption im Darm zu Stande (NELSON, 1998). Auch Testosteron führt zu einer Erhöhung der Ca-Konzentration im Serum, die Aufnahme Ca-reichen Futters ebenfalls (NELSON et al., 2006). Als Einheit wird mmol/l verwendet (KRAFT et al., 2005).

Die Kalziumkonzentration bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 1,8 bis 2,9 mmol/l angegeben. MARSHALL BIORESOURCES (1998) beschreiben einen **altersabhängigen** Abfall der Ca-Konzentration bei Rüden zwischen zehn und 16 Wochen. LEE und Mitarbeiter (1982) geben zwischen vier und acht Monaten keine statistisch signifikante Altersabhängigkeit an. Eine **Geschlechtsabhängigkeit** besteht laut THORNTON und Mitarbeitern (1979), MARSHALL BIORESOURCES (1998) und FUDGE (2000), mit höheren Ca-Konzentrationen bei männlichen Frettchen als bei weiblichen. Eine statistische Signifikanz wurde in den aufgeführten Studien nicht geprüft. Untersuchungen zur Abhängigkeit der Ca-Konzentration vom **Nüchternstatus** beim Frettchen wurden bisher nicht durchgeführt. FOX und Mitarbeiter (1986) geben Nüchternwerte für männliche Frettchen an (siehe Tab. 36, Tab. 63 und Tab. 64).

Tab. 36. Angaben zur Kalziumkonzentration (Ca) (mmol/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung, Wo = Woche)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
THORNTON et al. (1979)	2,0 – 2,5 ³ (2,2) ²	2,1 – 2,9 ³ (2,3) ²	
LEE et al. (1982)	2,2 – 2,3 ³ (2,2 ± 0,1) ⁴	unkastriert: 2,2 – 2,6 ³ (2,4 ± 0,1) ⁴ kastriert: 2,1 – 2,5 ³ (2,3 ± 0,1) ⁴	
FOX et al. (1986)		2,1 – 2,3 ³ (2,2) ²	
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	2,1 – 2,5 ³ (2,3) ²	2,3 – 2,5 ³ (2,4) ² 10 Wo: 2,5 – 3,0 ³ (2,7) ² 12 Wo: 2,4 – 2,7 ³ (2,5) ² 14 – 16 Wo: 2,4 – 2,7 ³ (2,5) ²	
FUDGE (2000)	1,8 – 2,0 ³ (1,9) ²	1,9 – 2,4 ³ (2,1) ²	

3.4.2. Phosphat

Phosphor kommt im Blut als anorganisches Phosphat, organischer Ester und als Phospholipid vor. In der Diagnostik wird das anorganische Serum-P gemessen (KRAFT et al., 2005). KRAFT und Mitarbeiter (1996a) und HARPER und Mitarbeiter (2003) beschreiben höhere P-Konzentrationen bei Jungtieren verglichen mit Adulten und einen altersabhängigen Abfall. Diese hohe P-Konzentration bei Jungtieren ist physiologisch und durch das Knochenwachstum bedingt (KRAFT et al., 2005). Im Darm wird während des Wachstums vermehrt P absorbiert, in der Niere die P-Ausscheidung reduziert und P aus dem Intrazellularraum in den Extrazellularraum transportiert (NELSON, 1998). Östrogene steigern die Phosphatausscheidung (LANG & MURER, 2007). Als Einheit wird mg/dl (konventionelle Einheit) und mmol/l (SI-Einheit) verwendet (KRAFT et al., 2005).

Die Phosphatkonzentration bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 1,10 bis 4,75 mmol/l angegeben. MARSHALL BIORESOURCES (1998) zeigen eine **Altersabhängigkeit** mit einem Abfall der P-Konzentration bei Frettchenrüden zwischen zehn und 16 Wochen. LEE und Mitarbeiter (1982) geben zwischen vier und acht Monaten keine statistisch signifikante Veränderungen der P-Konzentration an. Eine **Geschlechtsabhängigkeit** besteht nach THORNTON und Mitarbeitern (1979), MARSHALL BIORESOURCES (1998) und FUDGE (2000). Die P-Konzentration liegt bei männlichen Frettchen höher als bei weiblichen. Eine statistische Signifikanz wurde in den aufgeführten Studien nicht geprüft. Untersuchungen zur Abhängigkeit der P-Konzentration vom **Nüchternstatus** bestehen nicht. FOX und Mitarbeiter (1986) geben Nüchternwerte nur für männliche Frettchen an (siehe Tab. 37, Tab. 63 und Tab. 64).

Tab. 37. Angaben zur Phosphatkonzentration (P) (mmol/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung, Wo = Woche)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
THORNTON et al. (1979)	1,36 – 2,94 ³ (1,84) ²	1,29 – 2,55 ³ (1,94) ²	
LEE et al. (1982)	2,03 – 2,42 ³ (2,16 \pm 0,19) ⁴	1,84 – 2,81 ³ (2,16 \pm 0,39) ⁴ kastriert: 1,81 – 2,26 ³ (1,97 \pm 0,19) ⁴	
FOX et al. (1986)		1,68 – 2,45 ³ (1,81) ²	
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	1,45 – 3,26 ³ (2,10) ²	2,13 – 2,78 ³ (2,42) ² 10 Wo: 2,78 – 4,75 ³ (3,55) ² 12 Wo: 2,65 – 3,81 ³ (3,26) ² 14 – 16 Wo: 2,00 – 3,23 ³ (2,81) ²	
FUDGE (2000)	1,10 – 2,71 ³ (2,17) ²	1,68 – 3,23 ³ (2,36) ²	

3.4.3. Magnesium

Drei Viertel der zweiwertigen Magnesium-(Mg)-Ionen befinden sich im Skelett. Sie liegen vor allem im intrazellulären Raum vor (KRAFT et al., 2005). NELSON und Mitarbeiter (2006) beschreiben als Ursachen für eine Hypomagnesiämie unter anderen eine unzureichende Aufnahme. Eine übermäßige Aufnahme von Mg mit der Nahrung führt zu Hypermagnesiämie. Als Einheit können mg/dl (konventionelle Einheit) und mmol/l (SI-Einheit) verwendet werden (KRAFT et al., 2005).

Die Magnesiumkonzentration bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 2,60 bis 3,10 mmol/l angegeben. Die **Altersabhängigkeit** der P-Konzentration wurde bisher nicht untersucht. Eine **Geschlechtsabhängigkeit** besteht laut MARSHALL BIORESOURCES (2008). Rüden haben etwas höhere Mg-Konzentration als Fähen (siehe Tab. 38, Tab. 63 und Tab. 64). Eine Prüfung der statistischen Signifikanz wurde nicht durchgeführt. Auch die Abhängigkeit der P-Konzentration vom **Nüchternstatus** wurden noch nicht untersucht.

Tab. 38. Angaben zur Magnesiumkonzentration (Mg) (mmol/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
MARSHALL BIORRESOURCES (2008)	2,80 \pm 0,20 ⁴	2,90 \pm 0,20 ⁴	

3.4.4. Natrium

Natrium (Na) ist das Kation mit der höchsten Konzentration in der Extrazellulärflüssigkeit und bestimmt somit den osmotischen Druck im Extrazellulärraum (KRAFT & WIRTH, 2005). Ein altersabhängiger Anstieg der Natriumkonzentration kann beim Hund beobachtet werden (KRAFT et al., 1996a). Die Mg-Aufnahme mit dem Futter beeinflusst die Mg-Konzentration. Als Einheit wird mmol/l verwendet (KRAFT & WIRTH, 2005).

Die Natriumkonzentration bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 137 bis 162 mmol/l angegeben. MARSHALL BIORRESOURCES (1998) beschreiben eine **Altersabhängigkeit** der Na-Konzentration. Sie zeigen bei Rüden zwischen zehn und zwölf Wochen einen geringen Abfall und anschließend bis zu 16. Woche einen geringen Anstieg der Na-Konzentration. LEE und Mitarbeiter (1982) geben zwischen vier und acht Monaten keine statistisch signifikanten Veränderungen an. Eine **Geschlechtsabhängigkeit** besteht laut THORNTON und Mitarbeitern (1979) und MARSHALL BIORRESOURCES (1998) mit höheren Na-Konzentration bei männlichen Frettchen als bei weiblichen. Eine statistische Signifikanz wurde in diesen Studien nicht geprüft. Untersuchungen zur Abhängigkeit der Na-Konzentration vom **Nüchternstatus** beim Frettchen liegen nicht vor. FOX und Mitarbeiter (1986) geben Nüchternwerte nur für männliche Frettchen an (siehe Tab. 39, Tab. 63 und Tab. 64).

Tab. 39. Angaben zur Natriumkonzentration (Na) (mmol/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung, Wo = Woche)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
THORNTON et al. (1979)	142 – 154 ³ (148) ²	137 – 162 ³ (149) ²	
LEE et al. (1982)	148 – 153 ³ (150 ± 2) ⁴	152 – 160 ³ (154 ± 4) ⁴ kastriert: 146 – 155 ³ (151 ± 3) ⁴	
FOX et al. (1986)		152 – 156 ³ (154) ²	
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	146 – 156 ³ (152) ²	151 – 156 ³ (153) ² 10 Wo : 146 – 154 ³ (151) ² 12 Wo: 145 – 152 ³ (149) ² 14 – 16 Wo: 148 – 155 ³ (151) ²	

3.4.5. Kalium

Kalium (K) bestimmt den osmotischen Druck im Intrazellularraum. Aufgenommen wird K über den oberen Dünndarm. Die Regulation des extrazellulären Anteils erfolgt über die Nieren (KRAFT & WIRTH, 2005). Bei Hämolyse ist die K-Konzentration im Serum falsch hoch (DIBARTOLA et al., 2006). Als Einheit wird mmol/l verwendet (KRAFT & WIRTH, 2005).

Die Kaliumkonzentration bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 4,1 bis 8,3 mmol/l angegeben. MARSHALL BIORESOURCES (1998) beschreiben bei Rüden einen geringen **altersabhängigen** Abfall der K-Konzentration zwischen der zehnten und 16. Woche. LEE und Mitarbeiter (1982) geben zwischen vier und acht Monaten keine statistisch signifikanten Unterschiede an. Eine **Geschlechtsabhängigkeit** besteht laut THORNTON und Mitarbeitern (1979) und MARSHALL BIORESOURCES (1998). Die K-Konzentration liegt nach THORNTON und Mitarbeitern (1979) bei weiblichen Frettchen höher als bei männlichen. MARSHALL BIORESOURCES (1998) kommen zu einem gegenteiligen Ergebnis. Eine Prüfung der statistischen Signifikanz liegt in diesen Studien nicht vor. Untersuchungen zur Abhängigkeit vom **Nüchternstatus** beim Frettchen bestehen nicht. FOX und Mitarbeiter (1986) geben Nüchternwerte nur für männliche Frettchen an (siehe Tab. 40, Tab. 63 und Tab. 64).

Tab. 40. Angaben zur Kaliumkonzentration (K) (mmol/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung, Wo = Woche)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
THORNTON et al. (1979)	4,8 – 7,7 ³ (6,5) ²	4,5 – 7,3 ³ (5,3) ²	
LEE et al. (1982)	4,3 – 5,3 ³ (4,9 ± 0,3) ⁴	4,6 – 5,2 ³ (4,9 ± 0,2) ⁴ kastriert: 4,7 – 5,2 ³ (4,9 ± 0,2) ⁴	
FOX et al. (1986)		4,1 – 4,9 ³ (4,4) ²	
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	4,2 – 6,4 ³ (4,9) ²	4,8 – 5,4 ³ (5,1) ² 10 Wo : 4,7 – 8,3 ³ (5,3) ² 12 Wo: 4,6 – 6,0 ³ (5,1) ² 14 – 16 Wo: 4,5 – 5,5 ³ (5,1) ²	

3.4.6. Chlorid

Chlorid (Cl) bestimmt als wichtigstes Anion im Extrazellularraum zusammen mit Na den osmotischen Druck. Aufgenommen wird Cl über das Ileum, ausgeschieden wird es fast vollständig über die Niere (KRAFT & WIRTH, 2005). Störungen im Wasserhaushalt (z. B. Dehydratation) und Artefakte (z. B. durch unterschiedliche Blutfettkonzentrationen) beeinflussen die Cl-Konzentration (DIBARTOLA et al., 2006). Als Einheit wird mmol/l verwendet (KRAFT & WIRTH, 2005).

Die Chloridkonzentration bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 102 bis 126 mmol/l angegeben. MARSHALL BIORESOURCES (1998) beschreiben eine **Altersabhängigkeit** mit einem Abfall der Cl-Konzentration bei Rüden zwischen zehn und zwölf Wochen und danach bis zur 16. Woche einen Anstieg. LEE und Mitarbeiter (1982) geben zwischen vier und acht Monaten keinen statistisch signifikanten Unterschied an. Eine **Geschlechtsabhängigkeit** besteht laut THORNTON und Mitarbeitern (1979) und MARSHALL BIORESOURCES (1998). Die Cl-Konzentration wird bei weiblichen Frettchen höher als bei männlichen Frettchen angegeben. Eine statistische Signifikanz wird in diesen Studien nicht geprüft. Untersuchungen zur Abhängigkeit vom **Nüchternstatus** liegen nicht vor. FOX und Mitarbeiter (1986) geben Nüchternwerte nur für männliche Frettchen an (siehe Tab. 41, Tab. 63 und Tab. 64).

Tab. 41. Angaben Chloridkonzentration (Cl) (mmol/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung, Wo = Woche)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
THORNTON et al. (1979)	112 – 124 ³ (117) ²	106 – 125 ³ (114) ²	
LEE et al. (1982)	115 – 120 ³ (117 \pm 2) ⁴	unkastriert: 102 – 118 ³ (113 \pm 9) ⁴ kastriert: 114 – 121 ³ (117 \pm 2) ⁴	
FOX et al. (1986)		118 – 126 ³ (121) ²	
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	114 – 123 ³ (119) ²	115 – 121 ³ (117) ² 10 Wo: 115 – 121 ³ (118) ² 12 Wo: 113 – 122 ³ (117) ² 14 – 16 Wo: 114 – 124 ³ (119) ²	

3.4.7. Eisen

Eisen ist Bestandteil der Hämgruppe des Hb (NELSON & COX, 2001). Deshalb befinden sich im Blut etwa drei Viertel des Fe-Bestandes des Körpers. Der Rest befindet sich als Speichereisen in Form von Hämosiderin und Ferritin im Knochenmark und in der Milz. Als Einheit wird $\mu\text{mol/l}$ verwendet (KRAFT et al., 2005).

Bisher wurden keine Studien zu Besonderheiten oder Referenzbereichen der Fe-Konzentration im Serum von *Frettchen* durchgeführt. Auch Abhängigkeiten von **Alter**, **Geschlecht** und **Nüchternstatus** wurden noch nicht untersucht.

3.5. Hormone

Fast jeder Prozess in komplexen Organismen wird von einem oder mehreren Hormonen reguliert. Eine Klassifizierung kann nach der Art und Weise wie sie vom Ort ihrer Ausschüttung zu ihrem Zielgewebe gelangen vorgenommen werden. **Endokrine** Hormone gelangen über das Blut zu ihrem Zielgewebe, **parakrine** Hormone diffundieren über den Extrazellularraum zu benachbarten Zielzellen und **autokrine** Hormone wirken auf dieselbe Zelle, von der sie produziert werden. An ihren Zielzellen wirken sie über spezifische Rezeptoren (NELSON & COX, 2001).

3.5.1. Kortisol

Kortisol ist ein Steroid und der Hauptvertreter der Glucocorticoide. Kortisol wird in der Nebennierenrinde gebildet und wirkt als endokrines Hormon. Im Blutkreislauf sind Glucocorticoide als Speicherform überwiegend an Albumin gebunden. Aus dem Blut diffundieren Steroide durch die Zellmembran in die Zielzelle und binden dort an einen Rezeptor. Der Abbau von Kortisol findet in der Leber statt, die Ausscheidung erfolgt über die Niere und zu einem geringen Teil über die Faeces. Kortisol zeichnet sich durch mehrere Zielorgane und Wirkungsweisen aus. Es zeigt proteinkatabole Wirkung (z. B. in der Muskulatur), steigert die Gluconeogenese in der Leber (Erhöhung der Blutglukosekonzentration), hat entzündungshemmende Wirkung, wirkt immunsuppressiv, hat schwache mineralokortikoide Wirkung (MEINECKE, 2000) und bewirkt die Freisetzung von Fettsäuren aus Fettgewebe (NELSON & COX, 2001). Bei Stress werden Glucocorticoide in erhöhtem Maße gebildet (MEINECKE, 2000). Als Stressfaktoren können beispielsweise Schmerz, Angst oder Infektionen wirken (NELSON & COX, 2001).

Die Kortisolkonzentration bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 3,06 bis 235,00 nmol/l angegeben. Kortisol ist beim Frettchen das vorherrschende zirkulierende Glukokortikoid (ROSENTHAL et al., 1992) und hat im Rahmen der Diagnose des Hyperadrenokortizismus Bedeutung. Im Gegensatz zum Cushing-Syndrom, kommt es beim Hyperadrenokortizismus weniger zu einer erhöhten Kortisolkonzentration im Serum, sondern eher zu erhöhten Konzentrationen der Geschlechtshormone (QUESENBERRY & ROSENTHAL, 2004). Während der manuellen Fixierung kommt es zu einem signifikanten Anstieg der Plasmakonzentration von Kortisol (SCHOEMAKER et al., 2003) (siehe Tab. 42, Tab. 63 und Tab. 64). Beim Frettchen besteht keine signifikante **Alters-** oder **Geschlechtsabhängigkeit** (GARIBALDI et al., 1988a). Untersuchungen zur Abhängigkeit der Kortisolkonzentration vom **Nüchternstatus** beim Frettchen wurden bisher nicht durchgeführt.

Tab. 42. Angaben zur Kortisolkonzentration (nmol/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichungen)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
GARIBALDI et al. (1988a)	3,61 – 75,05 ³ (23,91 \pm 8,06) ⁴	15,29 – 51,15 ³ (25,85 \pm 17,51) ⁴	
HEARD et al. (1990)		1) 33,91 \pm 28,63 ⁴ 2) 20,57 \pm 16,68 ⁴	
ROSENTHAL et al. (1992)			25,90 – 235,00 ³ (73,80) ²
SCHOEMAKER et al. (2003)			Isoflurananästhesie 3,06 – 27,24 ³ (13,06) ² manuelle Fixierung 3,06 – 202,36 ³ (43,36) ²

3.5.2. Progesteron

Progesteron ist ein graviditätssicherndes Steroidhormon. Es wird von den Luteinzellen des *Corpus luteum* sezerniert (MEINECKE, 2000). Die Progesteronkonzentration wird bei weiblichen Tieren vom Zyklusstand beeinflusst (JOHNSON, 2006). Auch in der Plazenta gravider Tiere kann eine Progesteronsynthese stattfinden. Als Vorstufe hierzu dient Cholesterin aus dem mütterlichen Kreislauf (MEINECKE, 2000). Artefakte (z. B. unterschiedliche Blutfettkonzentrationen) können zu Differenzen führen. Die Progesteronkonzentration wird in nmol/l und in ng/ml angegeben (JOHNSON, 2006).

Die Progesteronkonzentration bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 0,29 bis 0,72 ng/ml angegeben. Der Progesteronkonzentration im Blut hat große Bedeutung in der Diagnostik des Hyperadrenokortizismus (QUESENBERRY & ROSENTHAL, 2004). Untersuchungen zur **Altersabhängigkeit** liegen nicht vor. Laut MATSON und DONOVAN (1986) besteht eine **Geschlechtsabhängigkeit**. Fähen im Anöstrus haben eine signifikant höhere Progesteron-Plasmakonzentration als Fähen im Östrus (MATSON & DONOVAN, 1986) (siehe Tab. 43, Tab. 63 und Tab. 64). BLATCHLEY und DONOVAN (1972) geben die Progesteronkonzentration im Anöstrus und im Östrus unterhalb der Nachweisgrenze von 0,8 ng/ml an. Sie steigt in der Zeit der Scheinrächtigkeit in

Korrelation mit der Größe des *Corpus luteum* kontinuierlich an, bis sie um den Tag 21 ihr Maximum erreicht ($17,7 \pm 2,1$ ng/ml). Danach sinkt sie bis zum Tag 42 wieder ab ($2,72 \pm 0,4$ ng/ml) (BLATCHLEY & DONOVAN, 1972). Die funktionelle Aktivität des *Corpus luteum* und somit auch die Konzentrationsänderungen des Plasmaprogesterons sind bei trächtigen und scheinträchtigen Frettchen gleich (HEAP & HAMMOND, 1974; CARLSON & RUST, 1969). Untersuchungen zur Abhängigkeit vom **Nüchternstatus** beim Frettchen liegen nicht vor.

Tab. 43. Angaben zur Progesteronkonzentration (ng/ml) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = $x \pm$ Standardabweichungen)

Autor	Östrus	Anöstrus
MATSON & DONOVAN (1986)	0,29 – 0,43 ¹ (0,36) ²	0,47 – 0,72 ¹ (0,59) ²

3.5.3. Östrogen

Östrogen II (Östrogen) ist ein Steroidhormon (siehe 2.5.1.). Östrogene entstehen unter Einfluss von Follikel stimulierendem Hormon (FSH) in den Granulosazellen des Ovars durch Aromatisierung von Androgenen. Während der Gravidität findet die Östrogensynthese auch in der Plazenta statt (MEINECKE, 2000). In gewissem Ausmaß werden Östrogene auch in der Nebennierenrinde synthetisiert (NELSON & COX, 2001).

Die Östrogenkonzentration bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 2,724 bis 122,580 pg/ml angegeben. Auch Östrogene könne im Rahmen der häufig vorkommenden Nebennierenhyperplasie bei Frettchen vermehrt synthetisiert werden und klinisch zu Symptomen des Hyperöstrogenismus verursachen (QUESENBERRY & ROSENTHAL, 2004). Untersuchungen zur **Altersabhängigkeit** liegen kaum vor. Laut ERSKINE und BAUM (1984) ist fünf Tage vor der Geburt bei den Feten beider Geschlechter die Östrogenkonzentration im Plasma höher als nach der Geburt und bis zur Geschlechtsreife. Bis zur Geschlechtsreife besteht keine statistisch signifikante **Geschlechtsabhängigkeit** (ERSKINE & BAUM, 1984). Adulte weibliche Frettchen im Östrus haben hohe Östrogenkonzentrationen im Serum, adulte Fähen im Anöstrus haben niedrigere Werte. Diese liegen jedoch höher als vor der Geschlechtsreife (ERSKINE &

BAUM, 1984). Fähen im Östrus haben statistisch signifikant höhere Östrogenkonzentrationen als Fähen im Anöstrus (MATSON & DONOVAN, 1986) (siehe Tab. 44, Tab. 63 und Tab. 64). Untersuchungen zur Abhängigkeit vom **Nüchternstatus** beim Frettchen wurden bisher nicht durchgeführt.

Tab. 44. Angaben zur Östrogenkonzentration (pg/ml) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichungen)

Autor	weiblich	männlich
ERSKINE & BAUM (1984)	präpubertär: $5,721 \pm 1,907^4$ Östrus: $62,926 \pm 14,710^4$ Anöstrus: $28,330 \pm 7,900^4$ nach Kastration: $4,631 \pm 0,820^4$	präpubertär: $6,265 \pm 2,724^4$ nach Kastration: $4,086 \pm 1,362^4$
MATSON & DONOVAN (1986)	Östrus: $84,450 - 122,580^1 (100,790)^2$ Anöstrus: $65,380 - 92,620^1 (76,270)^2$	

3.5.4. Thyroxin

Thyroxin (Tetraiodthyronin, T4) wird in der Schilddrüse gebildet und gelangt, überwiegend an Transportproteine gebunden und zu einem geringen Anteil ungebunden (freies T4, FT4), aus den Thyreozyten ins Blut. Die Funktion der Schilddrüse wird durch das übergeordnete Hypophysenhormon Thyreotropin (Thyreoida-stimulierendes Hormon, TSH) reguliert, welches selbst dem Einfluss des hypothalamischen Thyreotropin-Releasing-Hormon (TRH) unterliegt. T4 ist das Prohormon des Trijodthyronins (T3), welches hormonell wesentlich aktiver ist und in den peripheren Körperzellen durch Monodejodierung von T4 entsteht. Die Schilddrüsenhormone werden in der Leber verstoffwechselt und mit dem Urin ausgeschieden. Das bestimmte Gesamt-T4 setzt sich aus dem freien und dem an Transportproteine gebundenen T4 zusammen (KRAFT et al., 2005). Bei Hund und Katze ist keine Geschlechtsabhängigkeit beschrieben (NELSON et al., 2006).

Die Thyroxinkonzentration bei *Frettchen* wird in der Literatur mit Werten von 9,93 bis 115,97 nmol/l angegeben. Nach GARIBALDI und Mitarbeitern (1988b) besteht keine signifikante **Altersabhängigkeit** bei Fähen. Rüden über einem Jahr haben jedoch signifikant höhere Werte als Rüden unter einem Jahr. Bei weiblichen Jungtieren steigt die T4-Plasmakonzentration laut KÄSTNER und

Mitarbeitern (1987) nach dem 20. Lebenstag (46,17 nmol/l) bis zum 40. Lebenstag signifikant an (92,33 nmol/l). Danach sinken die Werte wieder ab und erreichen bereits am 60. Lebenstag die Werte von adulten Tieren (62,95 nmol/l). Bei männlichen Jungtieren ist die Plasmakonzentration am 20. Lebenstag bereits wesentlich höher (69,95 nmol/l) und der höchste Wert lässt sich am 60. Lebenstag (81,14 nmol/l) finden (KÄSTNER et al., 1987). Es besteht auch eine **Geschlechtsabhängigkeit**. Intakte Rüden haben signifikant höhere Werte als kastrierte. Es bestehen hingegen keine signifikanten Unterschiede betreffend des Kastrationsstatus bei Fähen (GARIBALDI et al., 1988b) (siehe Tab. 45, Tab. 63 und Tab. 64). Untersuchungen zur Abhängigkeit vom **Nüchternstatus** beim Frettchen liegen nicht vor.

Tab. 45. Angaben zur Thyroxinkonzentration (nmol/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (\bar{x}), ³ = Range, ⁴ = $\bar{x} \pm$ Standardabweichungen)

Autor	weiblich	männlich
GARIBALDI et al. (1988b)	9,93 – 47,98 ³ (26,16 ± 11,05) ⁴	14,13 – 115,97 ³ (45,33 ± 23,08) ⁴
HEARD et al. (1990)		Gruppe 1: 25,32 ± 5,74 ⁴
		Gruppe 2: 37,63 ± 12,17 ⁴

III. MATERIAL UND METHODEN

1. Material

1.1. Tiere

Es wurden 111 Frettchen in die Studie aufgenommen.

1.1.1. Auswahl der Tiere

Es wurden 111 Frettchen in die Studie aufgenommen, die nach ausführlicher Anamnese und genauer allgemeiner und spezieller klinischer Untersuchung (Adspektion, Auskultation, Palpation, Messung der Körperinnentemperatur) als „klinisch gesund“ angesehen wurden. Alle Tiere zeigten einen guten Ernährungs- und Pflegezustand und aufmerksames Verhalten. Keines der Frettchen hatte in den drei Monaten vor der Blutentnahme Medikamente zu therapeutischen Zwecken bekommen oder in den zwei Wochen vor der Blutentnahme Medikamente aus prophylaktischen Gründen (Endo- oder Ektoparasitenprophylaxe, Impfungen) erhalten. Chronische Krankheiten und/oder Verhaltensauffälligkeiten in den drei Monaten vor der Blutentnahme führten zum Ausschluss der Frettchen aus der Studie.

Die Tiere stammten aus Privathaltung (Zuchten, Hobbyhaltung, Auffangstationen) und wissenschaftlicher Versuchstiernachzucht mit ähnlichen Haltungsbedingungen wie in der Privathaltung. Die Haltung erfolgte, außer bei einem Tier, in der Gruppe mit anderen Frettchen. Sowohl Wohnungshaltung, als auch die Haltung in Außenvolieren kamen vor. Alle Frettchen waren an den Umgang mit Menschen gewöhnt. Die Blutentnahme wurde in der Medizinischen Kleintierklinik der Ludwig-Maximilians-Universität München oder am jeweiligen Ort der Frettchenhaltung vorgenommen.

1.1.2. Signalement

Die Frettchen wurden nach Alter, Geschlecht und Nüchternstatus in Gruppen eingeteilt. Außerdem wurden die Häufigkeiten der verschiedenen Fellfärbungen erfasst.

1.1.2.1. Altersverteilung

Das Durchschnittsalter der Frettchen lag bei 24 Monaten. Das jüngste Tier war zehn Wochen, das älteste Tier acht Jahre alt. Bei Findlingen und Frettchen aus dem Tierheim oder privaten Auffangstationen war das genaue Alter nicht zu ermitteln. In diesen Fällen wurde das Alter anhand des Vorberichtes und der verbrachten Zeit bei dem aktuellen Besitzer geschätzt. Die Tiere wurden in zwei Altersgruppen geteilt: „Jungtiere“ und „adulte Tiere“ (siehe Tab. 46, Abb. 2).

Tab. 46. Einteilung in Altersgruppen

Gruppe	Bezeichnung	Alter	Spanne (in Monaten)	Anzahl
1	Jungtiere	≤ 4 Monate	2,5 – 4,0	15
2	adulte Tiere	> 4 Monate	5,0 – 106,0	96

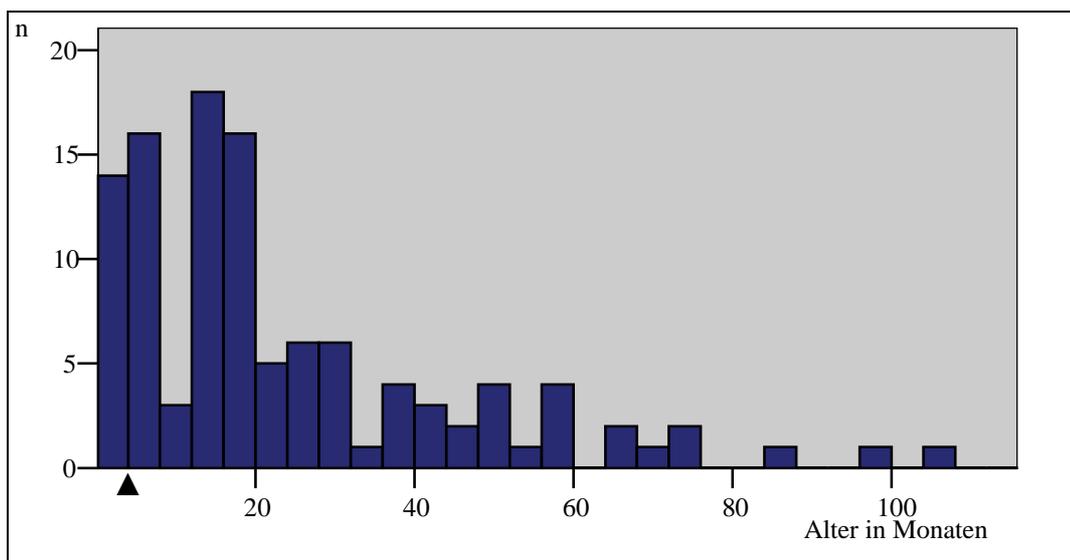


Abb. 2. Anzahl (n) der Frettchen mit einem bestimmten Alter in Monaten (Pfeil = Grenze Tiere < 4 Monaten (Jungtiere) und Tiere > 4 Monaten (adulte Tiere))

1.1.2.2. Geschlechtsverteilung

Die Frettchen wurden in vier Geschlechtsgruppen unterteilt, männlich unkastriert, männlich kastriert, weiblich unkastriert, weiblich kastriert. 30 % (33/111) der Frettchen waren männlich unkastriert, 25 % (28/111) männlich kastriert, 26 % (29/111) weiblich unkastriert und 19 % (21/111) weiblich kastriert (siehe Abb. 3).

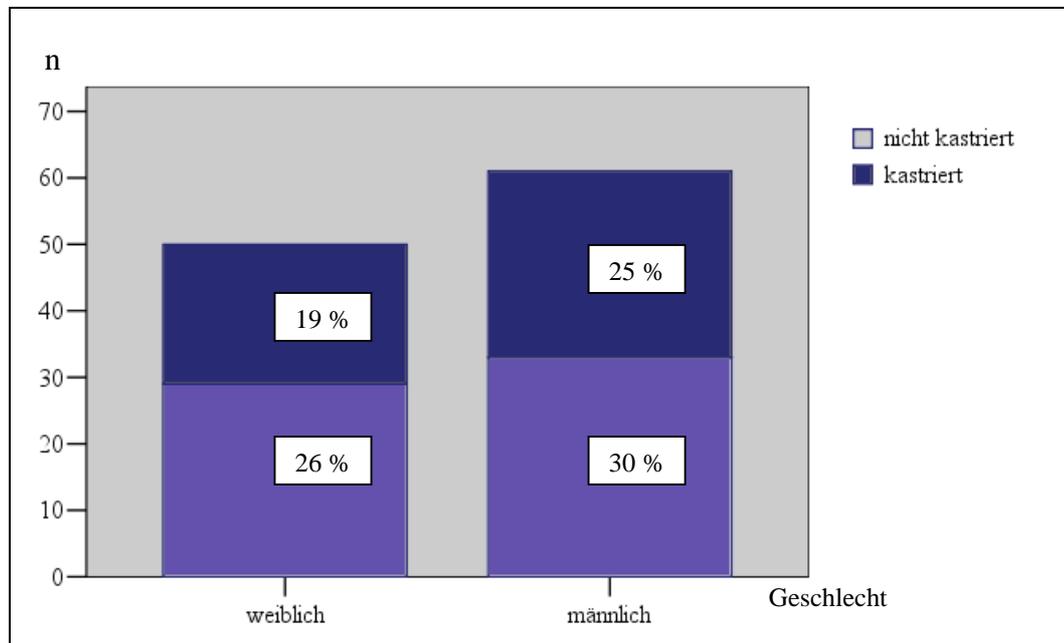


Abb. 3. Anzahl (n) der Frettchen der verschiedenen Geschlechtgruppen (weiblich kastriert, weiblich nicht kastriert, männlich kastriert, männlich nicht kastriert; zusätzlich Anzahl in Prozent (%) der Gesamtzahl)

1.1.2.3. Nüchternstatus

Die Frettchen wurden in zwei Gruppen unterteilt, „nüchtern“ und „nicht nüchtern“. Sie wurden als „nüchtern“ eingestuft, wenn sie innerhalb von vier Stunden vor der Blutentnahme kein Futter aufgenommen hatten. Alle anderen wurden als „nicht nüchtern“ eingestuft. 40 % (44/111) der Frettchen waren nüchtern, 60 % (67/111) waren nicht nüchtern (siehe Abb. 4).

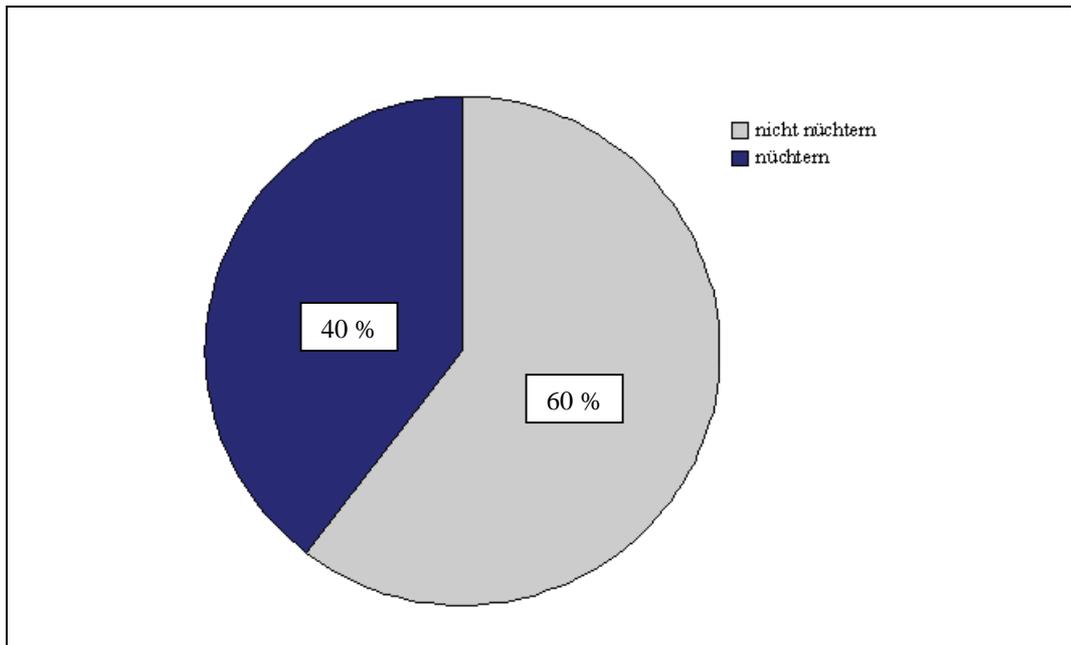


Abb. 4. Nüchternstatus (nicht nüchtern, nüchtern) der Frettchen in Prozent (%)

1.1.2.4. Fellfärbungen

Die 111 Frettchen wurden sieben verschiedenen Fellfärbungen zugeordnet: Albino 13 % (14/111), Badger 2 % (2/111), Black Self 3 % (4/111), Harlekin 8 % (9/111), Iltis 61 % (68/111), Siam 11 % (12/111) und Silver Panda 2 % (2/111) (siehe Abb. 5).

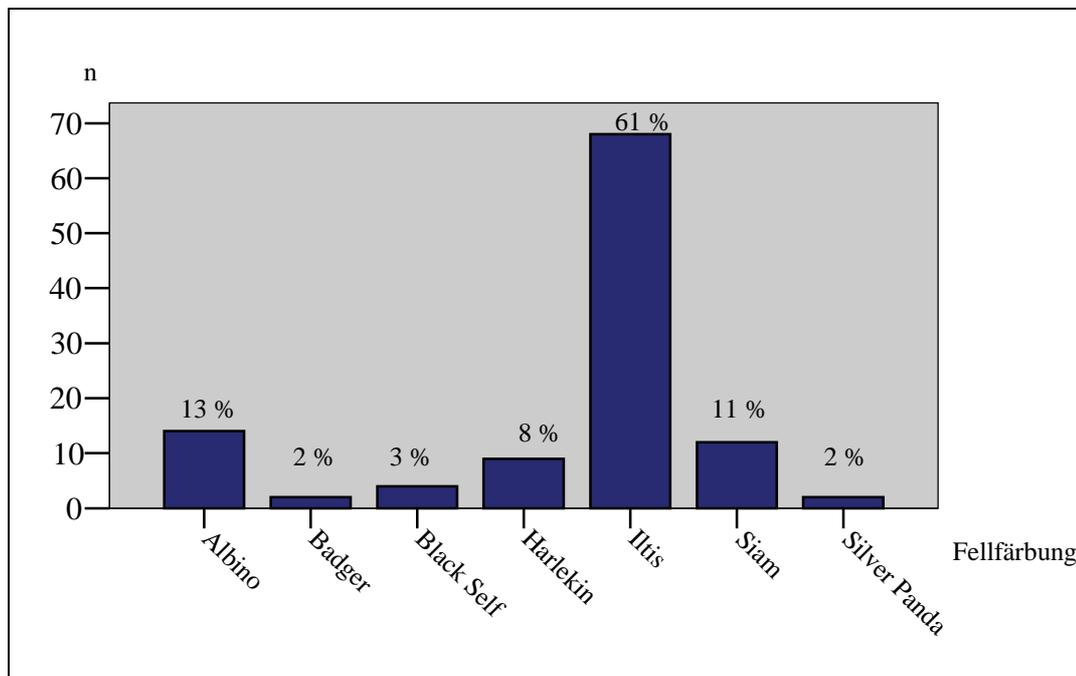


Abb. 5. Anzahl (n) der Frettchen der verschiedenen Fellfärbungen (Albino, Badger, Black Self, Harlekin, Iltis, Siam und Silver Panda; zusätzlich Angabe in Prozent (%) der Gesamtzahl)

1.2. Geräte

Die Geräte, Reagenzien und Verbrauchsmaterialien, die für die Untersuchungen verwendet wurden, sind in Tab. 47 und Tab. 48 aufgelistet.

Tab. 47. Verwendete Geräte und Verbrauchsmaterialien

Geräte und Verbrauchsmaterialien	Hersteller/Firma	Adresse
Klinische Untersuchung		
Stethoskop	3M Health Care	St. Paul, USA
Fieberthermometer	Microlife	Heerbrugg, Schweiz
Probenentnahme		
Einwegkanülen Microlance™ 3® (20 G 1 ½“ – Nr. 1, 0,9 x 40 mm, Farbcode gelb)	Becton Dickinson	Fraga, Spanien
Probenröhrchen für hämatologische Untersuchung (Aufnahmemenge: 2 ml, Gerinnungshemmer: EDTA-di- Kaliumsalz)	Kabe Labortechnik	Nümbrecht- Eisenroth, Deutschland
Probenröhrchen 4,5 ml, 75 x 13 mm (Beschichtung mit Gerinnungsaktivator)	Firma Sarstedt	Nümbrecht, Deutschland
sonstige Verbrauchsmaterialien		
Immersionsöl	Merck KGaA	Darmstadt, Deutschland
Objektträger Assistent® (26 x 76 mm)	Glaswarenfabrik Karl Hecht KG	Sondheim, Deutschland
Assay Cup Elecsys 1010®	Roche Diagnostics GmbH	Mannheim, Deutschland

Tab. 48. Verwendete Geräte und Reagenzien

Geräte und Reagenzien	Hersteller/Firma	Adresse
Geräte		
Universal 32 R Zentrifuge	Hettich Zentrifugen	Tuttlingen, Deutschland
Lichtmikroskop BH2 (Okular, Vergrößerung 10 x), Objektiv (Vergrößerung 50 x), Objektiv Ölimmersion (Vergrößerung 100 x))	Olympus	Tokyo, Japan
Cell-Dyn [®] 3500 R	ABBOTT Diagnostics	Illinois, USA
HEMATEK [®] Slide-Stainer	Bayer	Dublin, Irland
Autoanalyser Hitachi 911 [®]	Boehringer Mannheim	Mannheim, Deutschland
Immunoassay Analysenautomat Elecsys 1010 [®]	Roche Diagnostics GmbH	Mannheim, Deutschland
Reagenzien		
HEMATEK [®] Stain Pak für modifizierte Wright-Färbung	Bayer Health Care	Dublin, Irland
Systempackung für Autoanalyser Hitachi 911 [®]	Boehringer Mannheim	Mannheim, Deutschland
Systempackungen für Immunoassay Analysenautomaten Elecsys 1010 [®]	Roche Diagnostics GmbH	Mannheim, Deutschland

2. Methodik

2.1. Blutentnahme

Zur Ermittlung der hämatologischen und der klinisch-chemischen Parameter wurden nach Scheren und Desinfektion der Punktionsstelle, Blutproben in einer Menge von maximal 1 % des Körpergewichtes gewonnen. Die Blutentnahme erfolgte bei allen Tieren ohne Sedierung oder Narkose. Als Punktionsstelle diente die *V. saphena lateralis*. Die Punktion erfolgte auf der lateralen Seite des Unterschenkels, unmittelbar über dem Tarsalgelenk, von craniodistal in caudoproximale Richtung (siehe Abb. 6).



Abb. 6. Blutentnahme beim Frettchen aus der *Vena saphena lateralis*

Zur Punktion wurden Einwegkanülen Microlance™ 3® (Becton Dickinson, Fraga, Spanien) verwendet. Zur Ermittlung der hämatologischen Parameter wurden jeweils mindestens 0,5 ml Blut mit einem mit Gerinnungshemmer EDTA-dikaliumsalz beschichteten Probenröhrchen (Kabe Labortechnik, Nümbrecht-Eisenroth, Deutschland) aufgefangen. Zur Ermittlung der klinisch-chemischen Parameter wurden bis zu 4 ml Blut in einem mit Gerinnungsaktivator beschichteten Serumprobenröhrchen (Sarstedt, Nümbrecht, Deutschland) aufgefangen.

2.2. Bestimmung der Laborparameter

Die hämatologischen Parameter (Leukozyten, Erythrozyten, Thrombozyten, Hb, Hkt, MCHC, MCH, MCV) wurden im vollautomatischer Zellcounter (Cell-Dyn[®] 3500 R, Firma ABBOTT Diagnostics, Illinois, USA) ermittelt. Die Messungen wurden in der für das Frettschen vorgesehenen Einstellung vorgenommen. Zur Erstellung des Differentialblutbildes wurden drei Blutaussstriche hergestellt. Hierzu wurde ein Tropfen des EDTA-Blutes auf einem Objektträger ausgestrichen und nach Lufttrocknung mit einem automatischen Färbegerät (HEMATEK[®] Slide-Stainer, Firma Bayer, Dublin, Irland) nach Wright gefärbt. Je 100 Leukozyten wurden bei 1000facher Vergrößerung (Lichtmikroskop BH2, Olympus, Japan) unter Verwendung von Immersionsöl anhand von morphologischen Kriterien in Monozyten, Lymphozyten, stabkernige und segmentkernige neutrophile, basophile und eosinophile Granulozyten differenziert.

Das Serum wurde nach einer Standzeit von 30 Minuten und vollständiger Gerinnung mit der Universal 32 R Zentrifuge (Hettich Zentrifugen, Tuttlingen, Deutschland) bei 4000 Umdrehungen (U)/min und 20 °C für fünf Minuten abpipetiert. Die Probenanalyse aus EDTA-Blut und Serum folgte, mit Ausnahme der Hormonbestimmungen, innerhalb von 24 Stunden. Ein Teil des Serums wurde zur späteren Bestimmung der Hormonkonzentrationen über einen Zeitraum von maximal zwei Monaten bei -20 °C gelagert. Enzymaktivitäten, Substrat- und Elektrolytkonzentrationen wurden aus Serum vollautomatisch am Autoanalyser Hitachi 911[®] (Boehringer Mannheim, Mannheim, Deutschland) unter Verwendung der zugehörigen Systempackungen (Boehringer Mannheim, Mannheim, Deutschland), Hormonkonzentrationen am Elecsys 1010[®] (Roche Diagnostics, Mannheim, Deutschland) bestimmt. Die verschiedenen Nachweisverfahren sind in der Tab. 50 aufgelistet.

Nicht bei allen Tieren konnte eine zur Bestimmung aller Parameter ausreichende Menge Blut gewonnen werden. Aus diesem Grund wurde eine Gewichtung der Untersuchungsparameter vorgenommen und bei geringen Blutmengen auf die Bestimmung bestimmter, weniger aussagekräftiger Parameter verzichtet.

2.3. Statistische Auswertung

Nach Sammlung und Aufbereitung der Daten wurden mit Hilfe des Statistikprogramms *SPSS for Windows* 13.0 Ausreißer eliminiert, die Verteilungen der Daten graphisch mittels Histogrammen dargestellt, Kenngrößen bestimmt, Signifikanztests durchgeführt und aus diesen Informationen Referenzbereiche erstellt.

2.3.1. Sammlung und Aufbereitung der Daten

Nach der Datensammlung wurden die Frettchen nach Alter (eine Jungtiergruppe bis vier Monate, eine Adulttiergruppe über vier Monate), Geschlecht (männlich unkastriert, männlich kastriert, weiblich unkastriert, weiblich kastriert) und Nüchternstatus (nüchtern, nicht nüchtern) in Gruppen eingeteilt.

2.3.2. Ausreißerelimination

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 erheblich geschwächt. Um solche Ausreißer auszuschließen, wurden die Daten ranggeordnet ($x_{(n)}$ = maximale Beobachtung, $x_{(1)}$ = minimale Beobachtung) und nach HENRY und REED (1971) alle $x_{(i)}$ eliminiert, für die gilt:

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

Da diese Methode nur in Einzelfällen greift, wurden zusätzlich, nach der Erstellung von Boxplots, Ausreißer visuell mit Hilfe des Interquartilsbereichs eliminiert. Hierzu wurden die Werte als Ausreißer festgelegt, die außerhalb der 1,5fachen Boxenlänge lagen.

2.3.3. Graphische Darstellung der Daten und ihrer Verteilung

Die Häufigkeitsverteilung der einzelnen Parameter beim Frettchen wurde in Histogrammen dargestellt. Zur Beurteilung des Verlaufs der Häufigkeitsverteilung wurde für jeden Parameter Steilheit und Schiefe berechnet. Die **Steilheit** (Kurtosis, Exzess, Wölbung) ist der Grad der Wölbung einer Verteilung. Besitzt die Kurve eine positive Steilheit, liegt ihr Maximum höher als das der Standardnormalverteilung, das heißt, sie ist spitzer als die Gauss'sche Glocke. Bei einer negativen Steilheit liegt ihr Maximum tiefer, die Kurve verläuft also flacher

als die der Standardnormalverteilung. Die **Schiefe** (Skewness) gibt den Grad der Asymmetrie einer Verteilung wieder. Bei einer positiven Schiefe hat die Häufigkeitskurve den Hauptanteil der Verteilung auf der linken Seite (linkssteil) und läuft rechts aus (rechtsschief), es treten also überwiegend kleine Werte auf. Eine negative Schiefe liegt dagegen bei einer rechtssteilen und linksschiefen Kurve, also bei überwiegend hohen Werten, vor (PEAT & BARTON, 2005).

2.3.4. Bestimmung der Kenngrößen

Charakteristische Kenngrößen wurden berechnet. Das **Minimum** (Min) entspricht dem kleinsten gemessenen Wert, das **Maximum** (Max) dem größten gemessenen Wert. Das **arithmetische Mittel** (\bar{x}) ist die Summe aller Werte, geteilt durch die Anzahl dieser Werte. Der **Median** (Zentralwert, Halbwert, M) ist derjenige beobachtete Wert x auf der Abszisse, an dem die Senkrechte ein Histogramm in zwei Teile mit gleichen Flächen teilt. Die **Standardabweichung** (SD) liefert ein Maß für die durchschnittliche Streuung der Werte um den Mittelwert und entspricht der Wurzel aus dem Mittelwert der quadrierten Abweichung. In der Wurzel wird der Zähler nicht durch die Anzahl der Werte (n), sondern durch die um eins verminderte Anzahl der Werte ($n - 1$) geteilt. Die Normalverteilung wurde durch den Vergleich von Median und Mittelwert, sowie mit Hilfe der Schiefe bestimmt (PEAT & BARTON, 2005).

2.3.5. Signifikanztests

Durch Signifikanztests wurde die Abhängigkeit der einzelnen Parameter von Alter, Geschlecht und Nüchternstatus überprüft. Zu jedem Parameter wurde der p -Wert (p) berechnet. Als signifikanter Unterschied wurde $p < 0,01$ festgelegt. Bei den Variablen Alter und Nüchternstatus wurden jeweils zwei Gruppen unterschieden. Hier wurde als Signifikanztest der Mann-Whitney-U-Test eingesetzt. Bei der Variablen Geschlecht wurden vier Gruppen unterschieden. Hier wurde zunächst der Kruskal-Wallis-Test verwendet. Wenn hier $p < 0,01$ war, wurden die verschiedenen Gruppen nochmals mittels des Mann-Whitney-U-Test geprüft. Dabei wurden jeweils zwei Gruppen in allen möglichen Kombinationen miteinander verglichen.

2.3.6. Bestimmung der Referenzbereiche

Man unterscheidet ein- und zweiseitige Referenzbereiche. Die Auswahl erfolgt je nachdem, ob eine Einschränkung von oben und unten (zweiseitiger

Referenzbereich) oder nur von oben (einseitiger Referenzbereich) biologisch sinnvoll ist. Da biologische Messdaten nur selten einer Normalverteilung im strengen Sinne entsprechen, besteht die Möglichkeit der Transformation der Werte oder des Verzichts auf parametrische Methoden, die eine Normalverteilung voraussetzen. In dieser Studie wurden zunächst drei mögliche Referenzbereiche gegenübergestellt: Range, klassischer Referenzbereich und nichtparametrischer Referenzbereich (KRAFT, 1999) (siehe Tab. 49).

Tab. 49. Die Referenzbereiche Range, klassischer Referenzbereich und nichtparametrischer Referenzbereich im Vergleich

Referenzbereich	Definition
Range	Der Wert entspricht der gesamten Spannweite der Verteilung. Man geht davon aus, dass alle untersuchten Tiere hundertprozentig gesund sind, also einer idealen Population angehören. Daher liegen alle gemessenen Werte innerhalb des Referenzbereichs, der sich vom kleinsten (Min) bis zum größten Wert (Max) erstreckt (KRAFT, 1999).
Klassischer Referenzbereich	Der klassischer Referenzbereich gibt die Spanne des Mittelwertes mit doppelter Standardabweichung nach oben und unten wieder. Dieses parametrische Verfahren setzt jedoch eine Normalverteilung der Werte voraus (KRAFT, 1999).
Nichtparametrischer Referenzbereich	Üblicherweise wird hier das 95%-Perzentil-Intervall (2,5%- und das 97,5%-Perzentil) verwendet. Hierzu werden die Daten ranggeordnet, jeweils 2,5 % der größten und kleinsten Messwerte ausgegrenzt und die verbleibenden Daten als Referenzbereich angegeben. Für Parameter, die nur einseitig begrenzt sind, wird das 97,5%-Perzentil gewählt, also 2,5 % der größten Werte ausgegrenzt (KRAFT, 1999).

Während der Prüfung auf Normalverteilung zeigte sich, dass viele der Parameter nicht normalverteilt sind. Deshalb wurde als Referenzbereich der einzelnen Parameter in dieser Studie das 95%-Perzentil-Intervall gewählt. Zeigten sich zwischen den einzelnen Gruppen eines bestimmten Parameters signifikante Unterschiede ($p < 0,01$) wurden gruppenspezifische Referenzbereiche (nach Alter, Geschlecht und/oder Nüchternstatus) angegeben.

Tab. 50: Labordiagnostische Bestimmungen nach Testverfahren (Seite 1)

Durchflusssyztometrie		
<p>Automatisiertes Verfahren der Zytophotometrie, bei dem die in einer Suspension befindlichen Zellen in einem schmalen Flüssigkeitsstrom am Objektiv eines Mikroskopzytrophotometers unter Messung des Absorptionsspektrums vorbeigeführt werden und so die Gesamtzahl der verschiedenen Zellarten bezogen auf ein bestimmtes Flüssigkeitsvolumen ermittelt wird (FÜLLL et al., 1981).</p>		
Parameter	Analysengerät	Testprinzip
Erythro-, Leuko- und Thrombozyten	Cell-Dyn® 3500 R	Zellzählung mittels Durchflusssyztometrie (siehe oben)
Farb-Test (enzymatisch)		
<p>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 entstandene Wasserstoffperoxid führt unter katalytischer Wirkung der Peroxidase zur Farbstoffbildung. Die Farbinintensität kann photometrisch gemessen werden und wird dann als Konzentration des zu bestimmenden Stoffes angegeben (ROCHE, 2001).</p>		
Cholesterin	Hitachi 911®	<p>Das Cholesterin wird durch Umwandlung mit Cholesterinesterase und Cholesterinioxidase enzymatisch bestimmt. Die Cholesterinester werden unter Einwirkung der Cholesterinesterase in freies Cholesterin und Fettsäuren gespalten. Cholesterin wird von Sauerstoff unter Mitwirkung von Cholesterinioxidase zu Choleston und Wasserstoffperoxid umgewandelt. Wasserstoffperoxid bildet mit 4-Aminophenazon und Phenol unter katalytischer Wirkung der Peroxidase einen roten Farbstoff, dessen Farbinintensität der Cholesterinkonzentration direkt proportional ist und photometrisch (Wellenlänge: 505 – 700 nm) gemessen werden kann.</p> <p>Cholesterinester + H₂O $\xrightarrow{\text{Cholesterinesterase}}$ Cholesterin + R-COOH</p> <p>Cholesterin + O₂ $\xrightarrow{\text{Cholesterinioxidase}}$ Choleston + H₂O</p> <p>2 H₂O₂ + 4-Aminophenazon + Phenon $\xrightarrow{\text{Peroxidase}}$ 4-(p-Benzochinon-monoimino)-phenazon + 2 H₂O (ROCHE, 2001g)</p>
Lipase	Hitachi 911®	<p>Das Lipasesubstrat 1,2-O-Dilauryl-rac-glycero-3-glutarsäure-(6-methylresorufin)-ester wird unter der katalytischen Einwirkung der Lipase in alkalischer Lösung zu 1,2-O-Dilauryl-rac-glycerin gespalten. Dabei entsteht als instabiles Zwischenprodukt Glutarsäure-(6-methyl-resorufin)-ester, welcher spontan in Glutarsäure und Methylresorufin zerfällt. Photometrisch gemessen wird dabei die Farbinintensität des gebildeten roten Farbstoffes, die sich direkt proportional der Lipaseaktivität verhält.</p> <p>1,2-O-Dilauryl-rac-glycero-3-glutarsäure-(6-methylresorufin)-ester $\xrightarrow{\text{Lipase}}$ 1,2-O-Dilauryl-rac-glycerin + Glutarsäure-(6-methyl-resorufin)-ester</p> <p>Glutarsäure-(6-methyl-resorufin)-ester $\xrightarrow{\text{spontaner Zerfall}}$ Glutarsäure + Methylresorufin (ROCHE, 2001c)</p>

Fortsetzung Tab. 50: Labordiagnostische Bestimmungen nach Testverfahren (Seite 2)

Fortsetzung Farb-Test (enzymatisch)		
Parameter	Analysengerät	Probenmaterial
Kreatinin	Hitachi 911®	Serum
<p>Testprinzip</p> <p>Kreatinin wird unter Einwirkung der Kreatinkinase zu Kreatin hydrolysiert. Kreatin wird wiederum unter Einwirkung der Kreatinase zu Sarkosin und Harnstoff hydrolysiert. Sarkosin wird von Sauerstoff unter Mitwirkung von Sarcosinoxidase zu Glycin, Formaldehyd und Wasserstoffperoxid umgesetzt. Das entstandene Wasserstoffperoxid bildet mit 4-Aminophenazon und 2,4,6-Triiod-3-hydroxybenzoesäure (HTIB) unter katalytischer Wirkung der Peroxidase einen Chinoninfarbstoff, dessen Farbintensität, direkt proportional der Kreatininkonzentration, photometrisch (Wellenlänge: 546 – 700 nm) gemessen wird (modifizierte Trinderreaktion).</p> <p>$\text{Kreatinin} + \text{H}_2\text{O} \xrightarrow{\text{Kreatinkinase}} \text{Kreatin} + \text{H}_2\text{O}$ Kreatinase \rightarrow Sarkosin + Harnstoff</p> <p>$\text{Sarcosin} + \text{H}_2\text{O} + \text{O}_2 \xrightarrow{\text{Sarcosinoxidase}} \text{Glycin} + \text{HCHO} + \text{H}_2\text{O}_2$</p> <p>$\text{H}_2\text{O}_2 + 4\text{-Aminophenazon} + \text{HTIB} \xrightarrow{\text{Peroxidase}} \text{Chinoniminfarbstoff} + \text{H}_2\text{O} + \text{H}^+$ (ROCHE, 2000e)</p>		
Triglyzeride	Hitachi 911®	Serum
<p>Testprinzip</p> <p>Die Triglyzeride werden unter Verwendung einer Lipoproteinase (LPL) aus Mikroorganismen zu Glycerin hydrolysiert. Anschließend folgt eine Oxidation durch Glyzerokinase (GK) und Glycerinphosphatoxidase (GPO) zu Dihydroxyazetonphosphat und Wasserstoffperoxid. Das entstandene Wasserstoffperoxid bildet unter katalytischer Wirkung der Peroxidase mit 4-Aminophenazon und 4-Chlorphenol in einer Endpunktreaktion (TRINDER, 1969) einen roten Farbstoff. Die photometrische Messung der Farbintensität erfolgt bei einer Wellenlänge von 505 – 700 nm und ist proportional zum Triglyzeridgehalt der Probe.</p> <p>$\text{Triglyzeride} + 3 \text{H}_2\text{O} \xrightarrow{\text{LPL}} \text{Glycerin} + 3 \text{RCOOH}$</p> <p>$\text{Glycerin} + \text{ATP} \xrightarrow{\text{GK, GPO}} \text{Glycerin-3-phosphat} + \text{ADP}$</p> <p>$\text{Glycerin-3-phosphat} + \text{O}_2 \xrightarrow{\text{GPO}} \text{Dihydroxyazetonphosphat} + \text{H}_2\text{O}_2$</p> <p>$\text{H}_2\text{O}_2 + 4\text{-Aminophenazon} + 4\text{-Chlorphenol} \xrightarrow{\text{Peroxidase}} 4\text{-}(p\text{-Benzochinon-monoimino})\text{-phenazon} + 2 \text{H}_2\text{O} + \text{HCL}$ (ROCHE, 2001e)</p>		
<p>Farb-Test (nicht-enzymatisch)</p>		
<p>Durch Zugabe der Reagenzien zur Probe, kommt es zur Bildung von Farbkomplexen, deren Farbintensität proportional zur bestimmenden Parameterkonzentration ist und photometrisch gemessen wird (ROCHE, 2001).</p>		
Parameter	Analysengerät	Probenmaterial
Fruktosamin	Hitachi 911®	Serum
<p>Testprinzip</p> <p>Der Fruktosaminnachweis beruht auf der Fähigkeit von Ketoaminen, Nitrotetrazolium-Blau (NBT) in einer alkalischen Lösung zu Formazan zu reduzieren. Die Geschwindigkeit der Formazanbildung ist der Fruktosaminkonzentration direkt proportional. Sie wird photometrisch gemessen (Wellenlänge 546 nm). (ROCHE, 2000a)</p>		

Fortsetzung Tab. 50: Labordiagnostische Bestimmungen nach Testverfahren (Seite 3)

Fortsetzung Farb-Test (nicht-enzymatisch)			
Parameter	Analysengerät	Probenmaterial	Testprinzip
Albumin	Hitachi 911®	Serum	Albumin weist bei einem pH-Wert von 4,1 einen ausreichend kationischen Charakter auf, um eine Bindung mit dem Anionenfarbstoff Bromkresolgrün (BCG) unter Bildung eines blaugrünen Komplexes einzugehen. Die Farbintensität der blaugrünen Farbe ist direkt proportional der Albuminkonzentration und wird photometrisch gemessen (DOUMAS et al., 1971). Albumin + BCG $\xrightarrow{\text{pH } 4,1}$ Albumin-BCG-Komplex (ROCHE, 2001b)
Alkalische Phosphatase	Hitachi 911®	Serum	p-Nitrophenylphosphat wird in Gegenwart von Magnesiumionen durch Phosphatasen in Phosphat und p-Nitrophenol gespalten. Das dabei freigesetzte p-Nitrophenol ist proportional der AP-Aktivität und wird photometrisch (Wellenlänge: 450 – 546 nm) gemessen (optimierte Standardmethode der Deutschen Gesellschaft für klinische Chemie (DGKC), 1972). p-Nitrophenylphosphat + H ₂ O $\xrightarrow{\text{APMG}^{2+}}$ Phosphat + p-Nitrophenol (ROCHE, 2001d)
Cholinesterase	Hitachi 911®	Serum	Butyrylthiocholin wird durch die Cholinesterase zu Thiocholin und Butyrat umgesetzt. Das Thiocholin bildet mit Dithiobisnitrobenzoat einen Farbstoff der photometrisch (Wellenlänge 480 – 660 nm) gemessen werden kann (KNEDEL & BÖTTGER, 1967). Butyrylthiocholin + H ₂ O $\xrightarrow{\text{Cholinesterase}}$ Thiocholin + Butyrat Thiocholin + Dithiobisnitrobenzoat \rightarrow 2-Nitro-5-mercaptobenzoat (ROCHE, 2002e)
Eisen	Hitachi 911®	Serum	Fe ³⁺ wird durch Guanidiniumchlorid im schwachen sauren pH-Bereich von Transferrin gelöst und mit Ascorbinsäure zu Fe ²⁺ reduziert. Fe ²⁺ bildet mit Ferrozin einen Farbkomplex, der photometrisch (Wellenlänge: 546 – 700 nm) bestimmt werden kann. Hieraus errechnet sich die Eisenkonzentration der Probe (Ferrozinbestimmung ohne Enteifweilung) (SEIDEL et al., 1984). Transferrin-Fe-Komplex $\xrightarrow{\text{pH } < 2,0}$ Apotransferrin + Fe ³⁺ Fe ³⁺ $\xrightarrow{\text{Ascorbat}}$ Fe ²⁺ Ferrozinj + Fe ²⁺ \rightarrow Farbkomplex (ROCHE, 2002b)
γ-Glutamyltransferase	Hitachi 911®	Serum	Die γ-GT führt zur Umsetzung von L-γ-Glutamyl-3-carboxy-4-nitroamid und Glycylglyzin zur Bildung eines Farbstoffes, dessen Intensität, proportional zur γ-G-Aktivität, photometrisch (Wellenlänge: 415 – 660 nm) gemessen werden kann. L-γ-Glutamyl-3-carboxy-4-nitroamid + Glycylglyzin $\xrightarrow{\gamma\text{-GT}}$ L-γ-Glutamylglycylglyzin + 5-Amino-2-nitrobenzoat (ROCHE, 2002c)

Fortsetzung Tab. 50: Labordiagnostische Bestimmungen nach Testverfahren (Seite 4)

Fortsetzung Farb-Test (nicht-enzymatisch)			
Parameter	Analysengerät	Probenmaterial	Testprinzip
Gallensäuren	Hitachi 911®	Serum	Die Gallensäurenbestimmung beruht auf einer Kombination aus enzymatischer Umsetzung und Oxidation von NADH/NAD. In diesem Fall wird aber nicht die Extinktionsabnahme des NADH gemessen, sondern die Extinktion des bei dieser Oxidation gebildeten Formazons bei 530 nm. 3 α -Hydroxygallensäuren + NAD 3 α -HSD \rightarrow 3-Oxogallensäuren + NADH NADH + NBT $\xrightarrow{\text{Diazotat}}$ NAD + Formazon (SIGMA DIAGNOSTICS, 1995)
Bilirubin	Hitachi 911®	Serum	Indirektes Bilirubin wird durch ein Detergenz freigesetzt und mit einer Diazoniumverbindung zu dem entsprechenden Azobilirubin gekuppelt. Dieses Azobilirubin kann dann photometrisch (Wellenlänge: 340 – 660 nm) gemessen werden (WAHLEFELD et al., 1972).
Gesamteiweiß	Hitachi 911®	Serum	Zweiwertiges Kupfer reagiert in alkalischer Lösung mit der Peptidbindung der Eiweiße zum charakteristischen purpurfarbenen Biuret-Komplex. Mit Natrium-Kalium-Tartrat wird die Ausfällung von Kupferhydroxid und mit Kaliumjodid die Autoreaktion des Kupfers verhindert. Die Farbintensität des Biuret-Komplexes ist direkt proportional zur Eiweißkonzentration und wird photometrisch (Wellenlänge: 546 – 700 nm) gemessen. Eiweiß + Cu ²⁺ $\xrightarrow{\text{Alkalische Lösung}}$ Cu-Eiweiß-Komplex (ROCHE, 2000d)
Kalzium	Hitachi 911®	Serum	Die Farbintensität des gebildete Farbkomplexes wird photometrisch gemessen (Wellenlängenkombination: 700/600 nm) und ist direkt proportional der Kalziumkonzentration. Kalzium + o-Kresolphthalein-Komplex $\xrightarrow{\text{Alkalische Lösung}}$ Kalzium-o-Kresolphthalein-Komplex (ROCHE, 2005a)
Magnesium	Hitachi 911®	Serum	Magnesium bildet in alkalischer Lösung mit Xylyldylblau, einem Diazoniumsalz, einen purpurroten Komplex. Die Magnesiumkonzentration wird durch Abnahme der Xylyldylblauextinktion photometrisch (Wellenlänge: 0 – 800 nm) gemessen (ROCHE, 2000b).
Phosphat	Hitachi 911®	Serum	Anorganisches Phosphat bildet in schwefelsaurer Lösung einen Ammonium-Phosphomolybdat-Komplex. Dieser Komplex wird im UV-Bereich photometrisch (Wellenlänge: 340 – 660 nm) gemessen (HENRY et al., 1974).

Fortsetzung Tab. 50: Labordiagnostische Bestimmungen nach Testverfahren (Seite 5)

Ionenselektive Elektroden			
<p>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. $E = E_0 + 2,303 \times R / nF \times \log a_i$ ($a_i = f \times C_i$; $E = \text{EMK}$; $E_0 =$ das durch das Meßsystem festgelegte konstante Potential; $R =$ Gaskonstante $(8,314471 \text{ J} \times 1/\text{mol} \times 1/\text{K})$; $T =$ 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) (positiv bei Kationen, negativ bei Anionen); $2,303 =$ Umrechnungsfaktor von \ln zu \log) (Boehringer Mannheim)</p>			
Parameter	Analysengerät	Probenmaterial	Testprinzip
Chlorid, Kalium, Natrium	Hitachi 911®	Serum	Quantitative Bestimmung durch ionenselektive Elektroden (siehe oben)
Kompetitionsprinzip (Elektrochemilumineszenz Immunoassay, ECLIA)			
<p>Die Elektrochemilumineszenz (ECL) tritt bei einer Vielzahl von Substanzen auf, so zum Beispiel auch bei Ruthenium. Es werden an der Oberfläche einer Elektrode aus stabilen Vorstufen sehr reaktionsfähige Spezies gebildet, die miteinander reagieren und dabei Licht erzeugen. Der ECL-Immunoassay basiert in diesem Fall auf der Verwendung eines Rutheniumkomplexes. Die Chemilumineszenzreaktionen, bei denen der Rutheniumkomplex Licht emittiert, werden elektrisch erzeugt, wenn die immunologischen Komplexe (zu denen der Rutheniumkomplex zählt) an Streptavidin-beschichtete Mikropartikel gebunden und unter Spannung gesetzt werden (ROCHE, 2004).</p>			
Cortisol, Estradiol, Progesteron, Thyroxin	Elecsys 1010®	Serum	<p>Während der Inkubation der Probe mit einem Cortisol-/Estradiol-/Progesteron-/Thyroxin-spezifischen biotinylierten Antikörper und einem mit Ruthenium-Komplex markierten Cortisol-/Estradiol-/Progesteron-/Thyroxinderivat (Progesteronbestimmung: zusätzliche Beigabe von Danazol), werden die Bindungsstellen des Antikörpers entsprechend der Konzentration des Analyten in der Probe teilweise mit dem Analyt und teilweise mit dem ruthenylierten Hapten besetzt. So entstehen Immunkomplexe, die nach Zugabe von mit Streptavidin beschichteten Mikropartikeln über Biotin-Streptavidin-Wechselwirkungen an die Festphase gebunden werden. In der Messzelle werden die Mikropartikel durch magnetische Wirkung auf die Oberfläche der Elektrode fixiert. Nach der Entfernung ungebundener Substanzen wird durch Anlegen einer Spannung die Chemilumineszenzmission induziert und mit dem Photomultiplier gemessen. Die Ergebnisse werden anhand einer gerätespezifisch generierten Kalibrationskurve ermittelt. (ROCHE, 2005b; 2005c; 2005d; 2005e)</p>

Fortsetzung Tab. 50: Labordiagnostische Bestimmungen nach Testverfahren (Seite 6)

UV-Test			
Parameter	Analysengerät	Probenmaterial	Testprinzip
Alanin-aminotransferase	Hitachi 911®	Serum	α -Ketoglutarat + L-Alanin $\xrightarrow{\text{ALT}}$ L-Glutamat + Pyruvat Pyruvat + NADH + H ⁺ $\xrightarrow{\text{LDH}}$ Laktat + NAD ⁺ Die Geschwindigkeit der photometrisch (Wellenlänge: 340 – 334 nm) gemessenen NADH-Abnahme ist der ALT-Aktivität proportional (ROCHE, 2002)
Aspartat-aminotransferase	Hitachi 911®	Serum	Die AST katalysiert die Umwandlung von α -Oxoglutarat und L-Aspartat zu L-Glutamat und Oxalacetat. Unter katalytischer Mitwirkung von Malatdehydrogenase (MDH) wird Oxalacetat zu L-Malat umgewandelt und NADH zu NAD ⁺ oxidiert. Die Geschwindigkeit der NADH-Abnahme ist direkt proportional der AST Konzentration und wird photometrisch (Wellenlänge: 340 – 415 nm) gemessen. α -Oxoglutarat + L-Aspartat $\xrightarrow{\text{AST}}$ L-Glutamat + Oxalacetat Oxalacetat + NADH + H ⁺ $\xrightarrow{\text{MDH}}$ L-Malat + NAD ⁺ (ROCHE, 2001)
Glukose	Hitachi 911®	Serum	In der Hexokinase/Glukose-6-Phosphat-Bestimmung (HK/G-6-P) wird Glukose umgesetzt und NADPH gebildet. Diese wird photometrisch gemessen (Wellenlänge: 340 – 405 nm) (SCHMIDT, 1961). Glukose + ATP $\xrightarrow{\text{HK}}$ G-6-P + ADP G-6-P + NADP ⁺ $\xrightarrow{\text{G-6-P}}$ Glukonat-6-P + NADP + H ⁺ (ROCHE, 2001)
Glutamat-dehydrogenase	Hitachi 911®	Serum	α -Oxoglutarat wird durch GLDH unter NAD ⁺ -Bildung zu Glutamat umgesetzt. Die Geschwindigkeit der NADH-Abnahme wird photometrisch gemessen (Wellenlänge: 340 – 415 nm) und ist der GLDH-Aktivität proportional. α -Oxoglutarat + NADH + H ⁺ $\xrightarrow{\text{GLDH}}$ Glutamat + NAD ⁺ + H ₂ O (ROCHE, 2000)

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 der Adenindinukleotide, so ändert sich konzentrationsabhängig auch die Lichtabsorption und damit bei spektralphotometrischen Messungen die Extinktion. Man unterscheidet einfache kinetische Tests (das Adenindinukleotid 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)

Fortsetzung Tab. 50: Labordiagnostische Bestimmungen nach Testverfahren (Seite 7)

Fortsetzung UV-Test			
Parameter	Analysengerät	Probenmaterial	Testprinzip
Harnstoff	Hitachi 911®	Serum	Harnstoff wird durch Urease zu CO ₂ und Ammoniak hydrolysiert. Der gebildete Ammoniak reagiert anschließend mit α-Ketoglutarat und NADH in Gegenwart von GLDH zu Glutamat und NAD ⁺ . Die Extinktionsabnahme durch den Verbrauch von NADH wird anschließend kinetisch (Wellenlänge: 340 – 700 nm) gemessen. $\text{Harnstoff} + \text{H}_2\text{O} \xrightarrow{\text{Urease}} 2 \text{NH}_4^+ + \text{CO}_2$ $\alpha\text{-Ketoglutarat} + \text{NH}_4^+ + \text{NADH} \xrightarrow{\text{GLDH}} \text{L-Glutamat} + \text{NAD}^+ + \text{H}_2\text{O}$ (ROCHE, 1999)
Kreatinkinase	Hitachi 911®	Serum	Durch Zusatz von Puffer, Enzymen, Koenzymen und Substrat wird Kreatinphosphat zunächst zu Kreatin umgewandelt und ATP gebildet. Dieses ATP reagiert mit Glukose unter Verwendung einer Hexokinase (HK). Es entsteht G-6-P, das mit NADP und Glukose-6-Phosphat-Dehydrogenase (G-6-P-DH) zur NADPH-Bildung führt. Bezogen auf äquimolare Mengen verläuft die Bildung von NADPH und Kreatin mit der gleichen Geschwindigkeit. Die Geschwindigkeit der NADPH-Bildung wird photometrisch gemessen (Wellenlänge: 340 – 546 nm) und ist der CK-Aktivität proportional. $\text{Kreatinphosphat} + \text{ADP} \xrightarrow{\text{CK}} \text{Kreatin} + \text{ATP}$ $\text{Glukose} + \text{ATP} \xrightarrow{\text{HK}} \text{G-6-P} + \text{ADP}$ $\text{G-6-P} + \text{NADP}^+ \xrightarrow{\text{G-6-P-DH}} \text{G-6-P} + \text{NADPH} + \text{H}^+$ (ROCHE, 2002)
Laktatdehydrogenase	Hitachi 911®	Serum	Die Laktatdehydrogenase katalysiert die Umwandlung von Pyruvat zu Laktat. Dabei wird NADH zu NAD ⁺ oxidiert. Die Geschwindigkeit der NADH-Abnahme ist direkt proportional der LDH-Konzentration und wird photometrisch (Wellenlänge: 340 – 546 nm) gemessen. $\text{Pyruvat} + \text{NADH} + \text{H}^+ \xrightarrow{\text{LDH}} \text{Laktat} + \text{NAD}^+$ (ROCHE, 2002)

IV. ERGEBNISSE

1. Aufbereitung der Daten

Nach Sammlung und Aufbereitung der Daten wurden Ausreißer eliminiert, die Verteilungen der Daten graphisch dargestellt, Kenngrößen bestimmt, Signifikanztests durchgeführt und aus diesen Informationen Referenzbereiche erstellt.

1.1. Häufigkeitsverteilung und Ausreißer

Die Häufigkeitsverteilung aller bestimmten Werte wurde für jeden Parameter als Histogramm dargestellt (siehe Abb. 7 bis 57). Folgenden Werte wurden nach HENRY und REED (1971) als Ausreißer festgelegt und eliminiert: Cl (166 mmol/l) und Progesteron (0,846 ng/ml). Die Werte, die bei der Erstellung von Boxplots als Ausreißer festgelegt wurden, sind in Tab. 51 aufgeführt. Diese Methode konnte bei den Parametern stabkernige neutrophile Granulozyten (absolute und prozentuale Zahlen), basophile Granulozyten (absolute Zahlen) und Östrogen nicht durchgeführt werden, da diese Parametern eine untere Grenze haben, die künstlich geschaffen wurde. Bei den stabkernige neutrophilen Granulozyten liegen 85 % der Werte bei „0“, bei den basophile Granulozyten sind es 75 %. Der Wert „0“ ist die physiologische untere Grenze. Beim Östrogen lagen 83 % der Werte < 5,0, diese Werte wurden zur statistischen Auswertung gleich 4,99 gesetzt. Somit wurde auch hier eine künstliche Grenze geschaffen, die durch das Nachweisverfahren bedingt ist. Bei diesen vier Parametern musste daher auf die Eliminierung der Ausreißer nach dem Interquartilbereich verzichtet werden.

Tab. 51. Ausreißer, die mit Hilfe des Interquartilbereiches eliminiert wurden (Seite 1)

Parameter	Einheit	Anzahl der Ausreißer	Ausreißer
Hämatologische Parameter			
Hämoglobin	mmol/l	1	7,80
MCV	fl	2	61,40 62,20
MCHC	mmol/l	2	21,90 22,00
MCH	fmol/l	1	1,31
Thrombozyten	10 ⁹ /l	5	111,00 139,00 145,00 159,00 162,00
Leukozyten	10 ⁹ /l	5	16,50 17,00 17,60 18,70 20,60
Differentialblutbild (absolut)			
Lymphozyten	10 ⁹ /l	4	10,57 10,85 11,44 14,21
Monozyten	10 ⁹ /l	4	0,65 0,82 0,83 0,92
segmentkernige neutrophile Granulozyten	10 ⁹ /l	2	8,42 10,89
eosinophile Granulozyten	10 ⁹ /l	4	0,65 0,71 0,83 1,06
Differentialblutbild (prozentual)			
Lymphozyten	%	1	1
Monozyten	%	1	9
eosinophile Granulozyten	%	3	9 10 10
basophile Granulozyten	%	3	3 3 4
Enzyme			
ALT	IU/l	11	240 242 246 246 252 252 265 266 267 278 281

Fortsetzung Tab. 51. Ausreißer, die mit Hilfe des Interquartilbereiches eliminiert wurden (Seite 2)

Parameter	Einheit	Anzahl der Ausreißer	Ausreißer
Fortsetzung Enzyme			
AP	IU/l	16	101 126 146 146 152 156 159 162 173 179 181 188 198 232 272 275
GLDH	IU/l	4	3,6 3,7 4,1 5,8
γ-GT	IU/l	5	12 12 15 16 24
LDH	IU/l	8	1238 1242 1245 1489 1622 1648 1667 1667
CK	IU/l	11	494 534 540 555 594 598 605 634 654 733 836
CHE	IU/l	3	1055 1088 1193
α-Amylase	IU/l	2	66 72
Lipase	IU/l	1	427

Fortsetzung Tab. 51. Ausreißer, die mit Hilfe des Interquartilbereiches eliminiert wurden (Seite 3)

Parameter	Einheit	Anzahl der Ausreißer	Ausreißer
Substrate			
Fruktosamin	µmol/l	4	217
			110
			111
			114
Gesamteiweiß	g/l	2	85,0 46,6
Triglyzeride	mmol/l	2	2,77 3,13
Gallensäuren	µmol/l	9	26,7
			27,0
			28,1
			31,5
			36,3
			37,8
			40,0
			47,4 56,4
Bilirubin	µmol/l	4	3,53
			5,03
			5,62
			5,71
Harnstoff	mmol/l	1	21,9
Kreatinin	µmol/l	2	84
			94
Elektrolyte			
Kalzium	mmol/l	4	1,87
			1,89
			1,89
			2,77
Phosphat	mmol/l	2	3,28
			3,31
Magnesium	mmol/l	1	1,67
Natrium	mmol/l	4	132
			174
			177
			179
Chlorid	mmol/l	2	122
			106
Eisen	µmol/l	1	69
Hormone			
Kortisol	nmol/l	8	108,1
			113,3
			119,6
			122,9
			146,6
			159,0
			167,4
			191,4
Progesteron	ng/ml	5	0,283
			0,351
			0,430
			0,492
			0,522
Thyroxin	nmol/l	3	43,60
			46,80
			48,46

1.2. Kenngrößen

Für jeden Parameter wurden Median (M) und nichtparametrischer Referenzbereich (95-%-Perzentil-Intervall) berechnet und in Tab. 55 bis Tab. 57 aufgeführt. Zusätzlich wurden die Kenngrößen \bar{x} , SD, Range, Steilheit (Kurtosis) und Schiefe, sowie die Referenzbereiche Range und klassischer Referenzbereich ($\bar{x} \pm 2 \text{ SD}$) berechnet. Diese Werte sind im Anhang für jeden einzelnen Parameter aufgelistet (siehe Tab. 62). Bestanden für einen bestimmten Parameter signifikante Abhängigkeiten von Alter, Geschlecht und Nüchternstatus, wurden getrennte Referenzbereiche für die entsprechenden Gruppen angegeben (siehe Tab. 58 bis Tab. 61).

1.3. Abhängigkeiten

Durch Signifikanztests (Mann-Whitney-U-Test und Kruskal-Wallis-Test) wurde die Abhängigkeit der einzelnen Parameter von den Variablen Alter, Geschlecht und Nüchternstatus überprüft. Für jeden Parameter wurde der p-Wert (p) errechnet (siehe Tab. 52 bis Tab. 54). Falls eine Abhängigkeit von einer oder mehreren Variablen bestand ($p < 0,01$) wurden separate Referenzwerte erstellt.

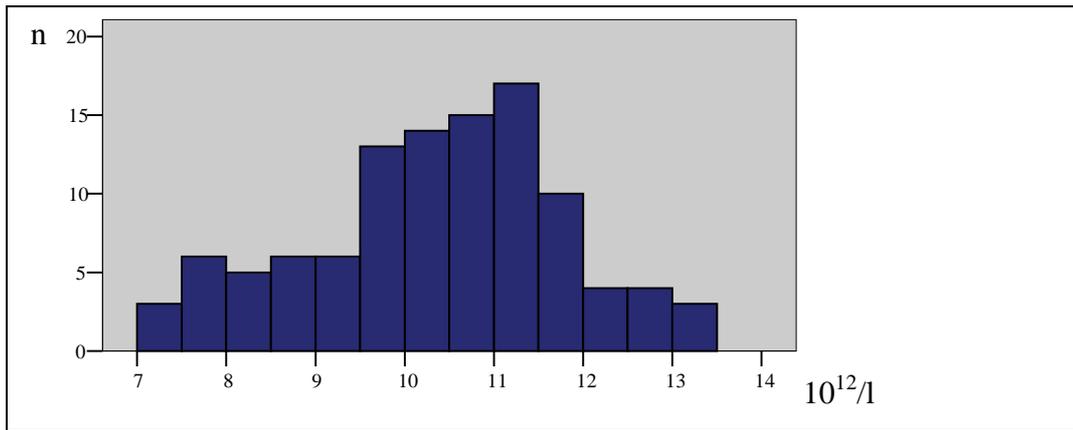


Abb. 7. Häufigkeitsverteilung der Zahl der Erythrozyten ($10^{12}/l$) bei Frettchen ($n = 106$)

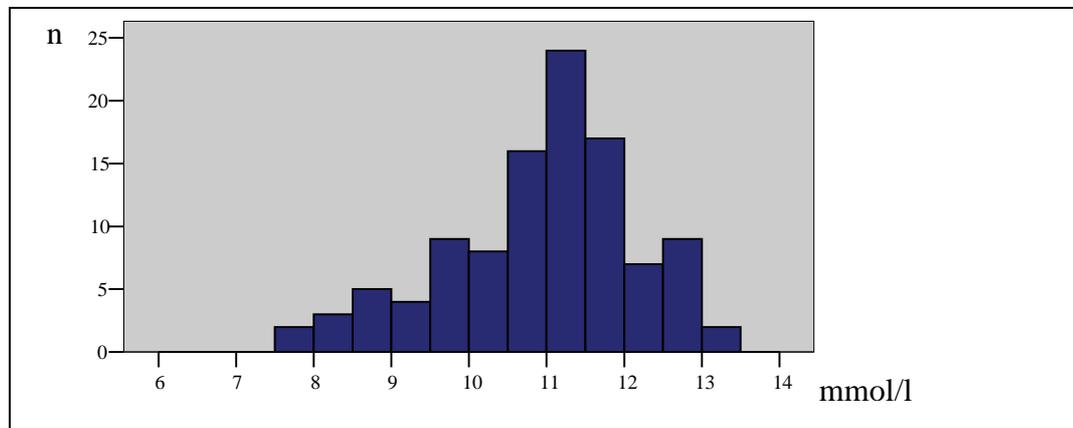


Abb. 8. Häufigkeitsverteilung der Hämoglobinkonzentration (mmol/l) bei Frettchen ($n = 106$)

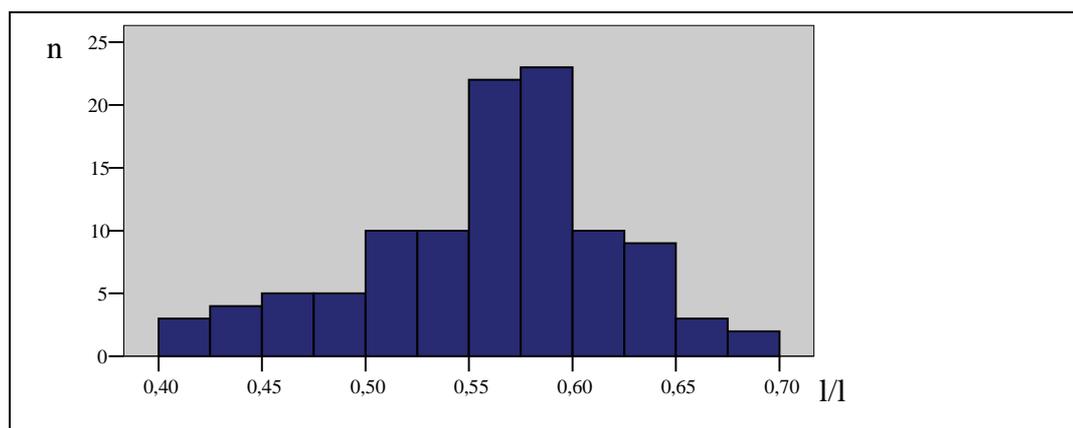


Abb. 9. Häufigkeitsverteilung des Hämatokrits (l/l) bei Frettchen ($n = 106$)

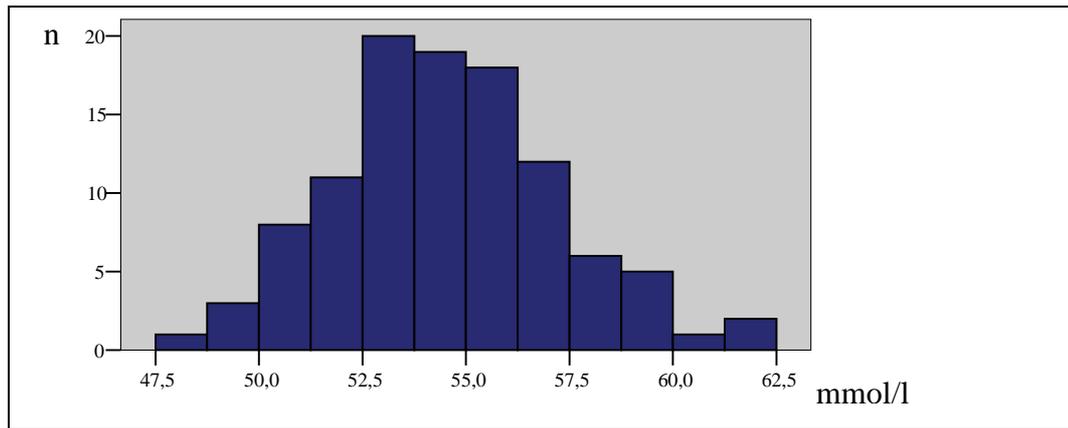


Abb. 10. Häufigkeitsverteilung des mittleren Erythrozytenvolumen (MCV) (mmol/l) bei Frettchen (n = 106)

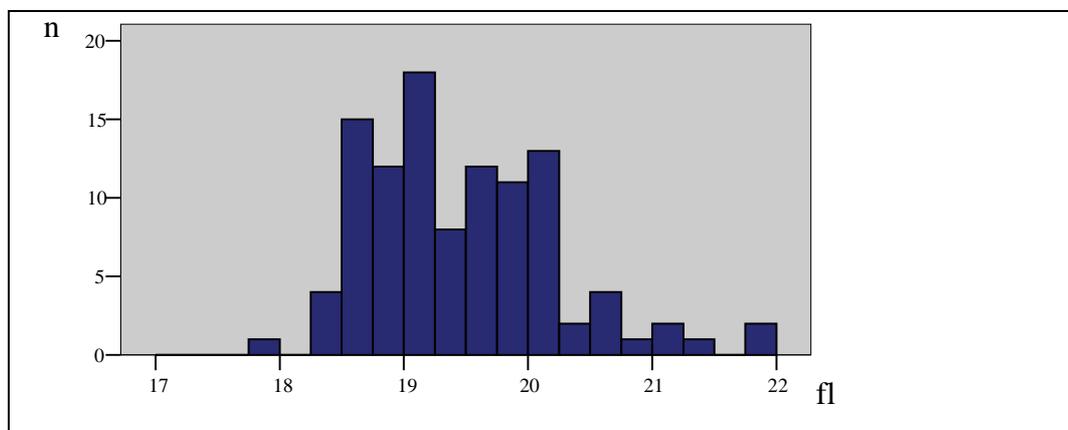


Abb. 11. Häufigkeitsverteilung der mittleren Hämoglobinkonzentration der Erythrozyten (MCHC) (fl) bei Frettchen (n = 106)

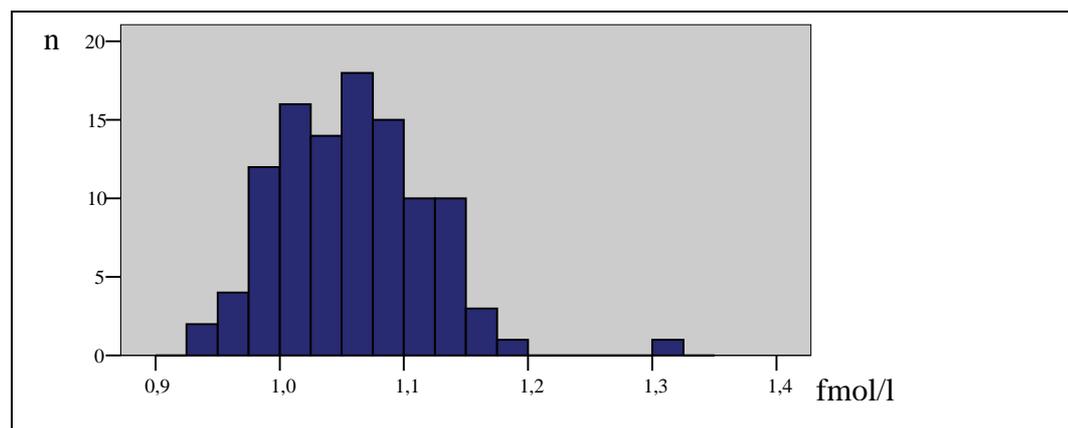


Abb. 12. Häufigkeitsverteilung des mittleren Hämoglobingehalts der Einzelerythrozyten (MCH) (fmol/l) bei Frettchen (n = 106)

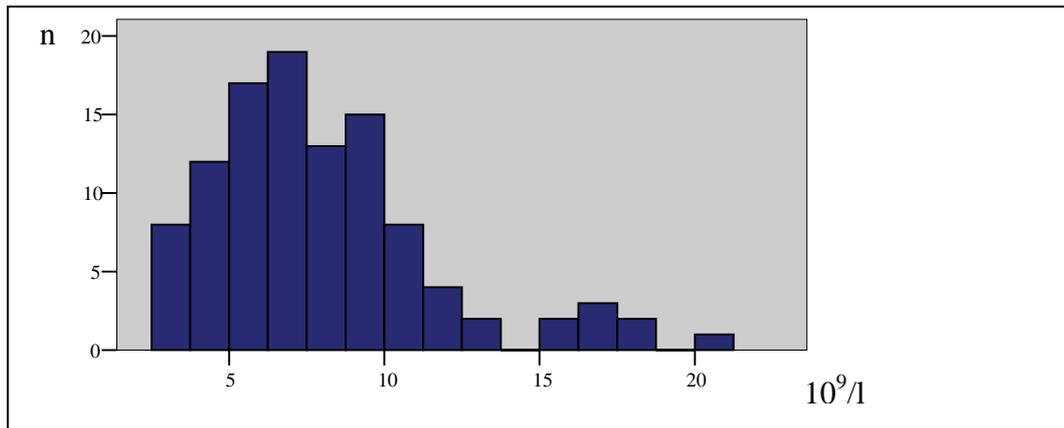


Abb. 13. Häufigkeitsverteilung der Zahl der Leukozyten gesamt ($10^9/l$) bei Frettchen ($n = 106$)

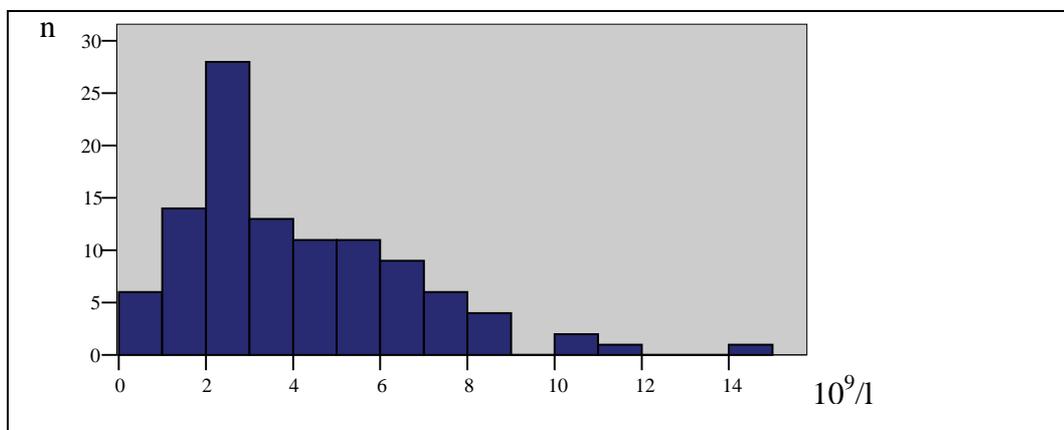


Abb. 14. Häufigkeitsverteilung der Zahl der Lymphozyten ($10^9/l$) bei Frettchen ($n = 106$)

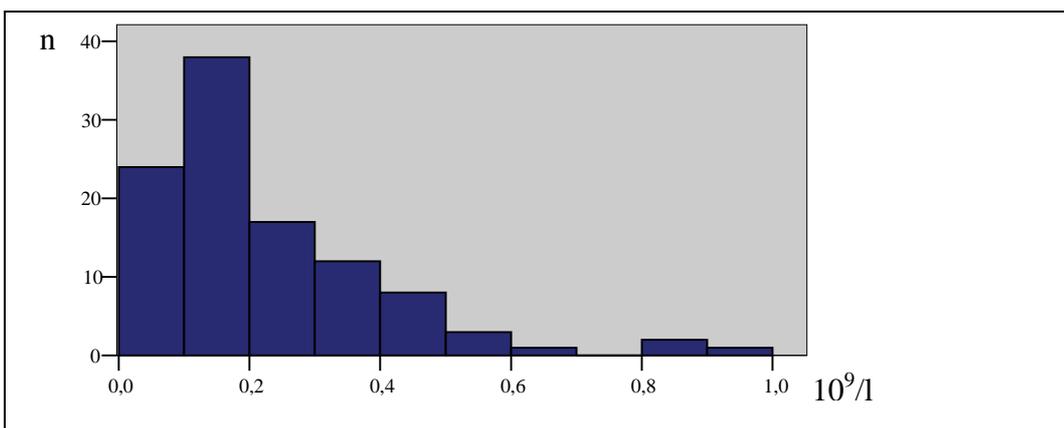


Abb. 15. Häufigkeitsverteilung der Zahl der Monozyten ($10^9/l$) bei Frettchen ($n = 106$)

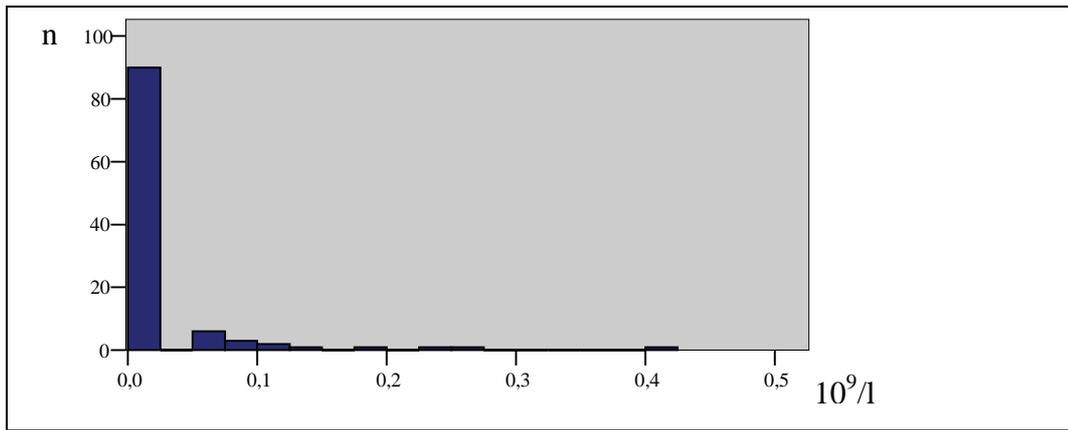


Abb. 16. Häufigkeitsverteilung der Zahl der stabkernigen neutrophilen Granulozyten ($10^9/l$) bei Frettchen ($n = 106$)

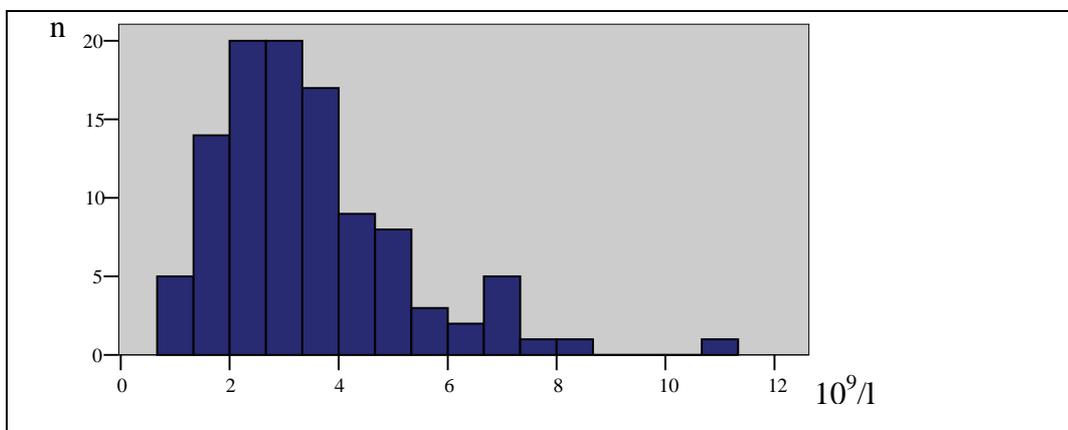


Abb. 17. Häufigkeitsverteilung der Zahl der segmentkernigen neutrophilen Granulozyten ($10^9/l$) bei Frettchen ($n = 106$)

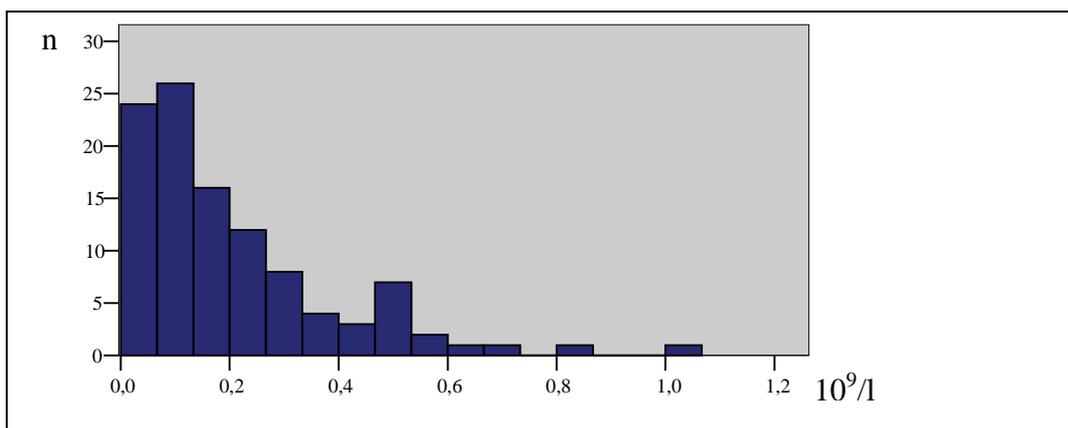


Abb. 18. Häufigkeitsverteilung der Zahl der eosinophilen Granulozyten ($10^9/l$) bei Frettchen ($n = 106$)

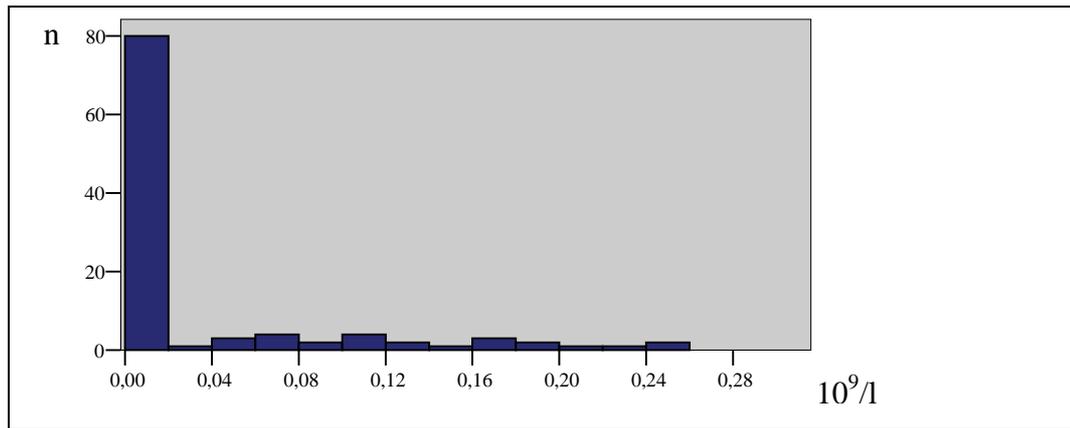


Abb. 19. Häufigkeitsverteilung der Zahl der basophilen Granulozyten ($10^9/l$) bei Frettchen ($n = 106$)

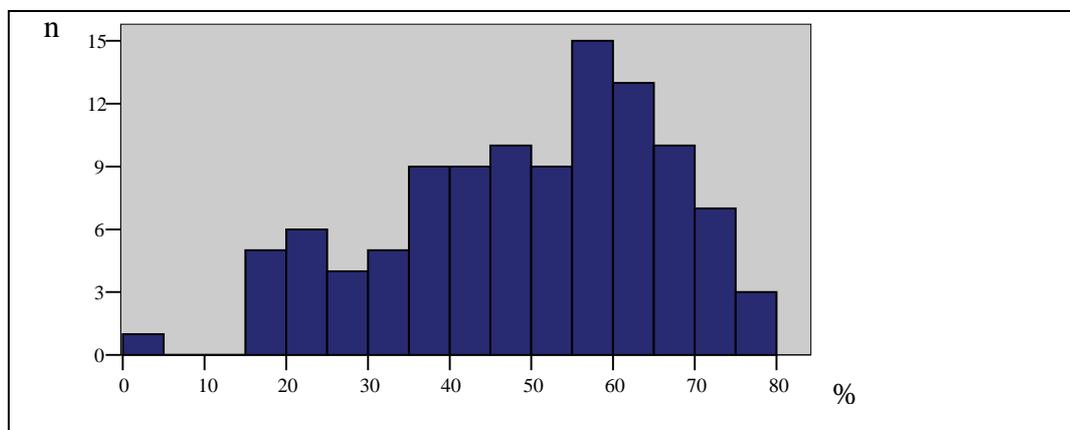


Abb. 20. Häufigkeitsverteilung der Zahl der Lymphozyten (%) bei Frettchen ($n = 106$)

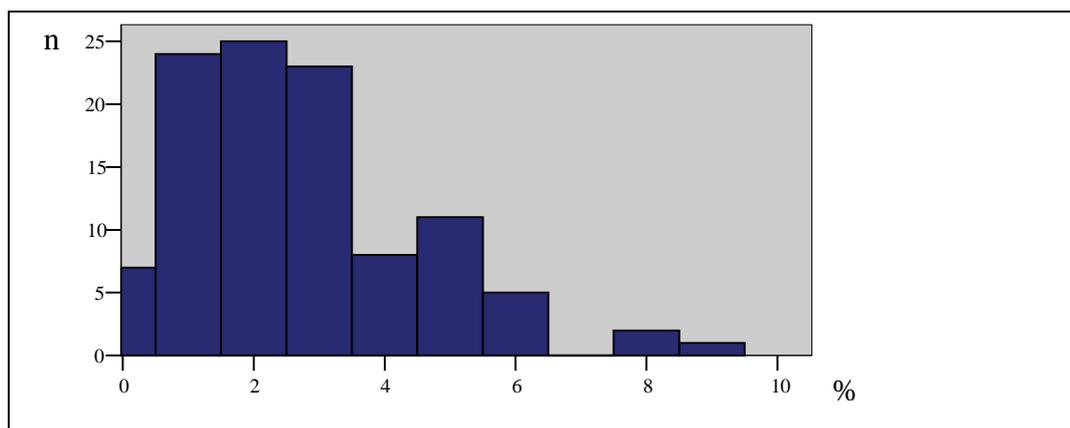


Abb. 21. Häufigkeitsverteilung der Zahl der Monozyten (%) bei Frettchen ($n = 106$)

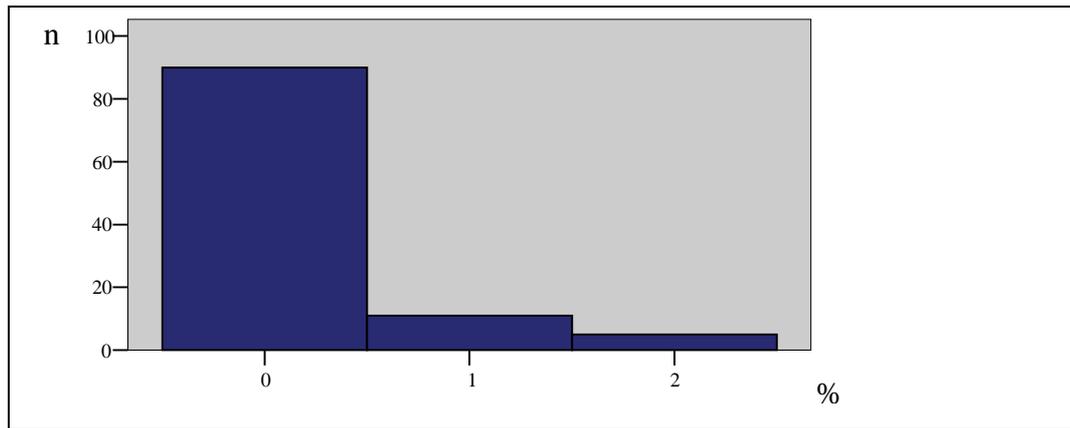


Abb. 22. Häufigkeitsverteilung der Zahl der stabkernigen neutrophilen Granulozyten (%) bei Frettchen (n = 106)

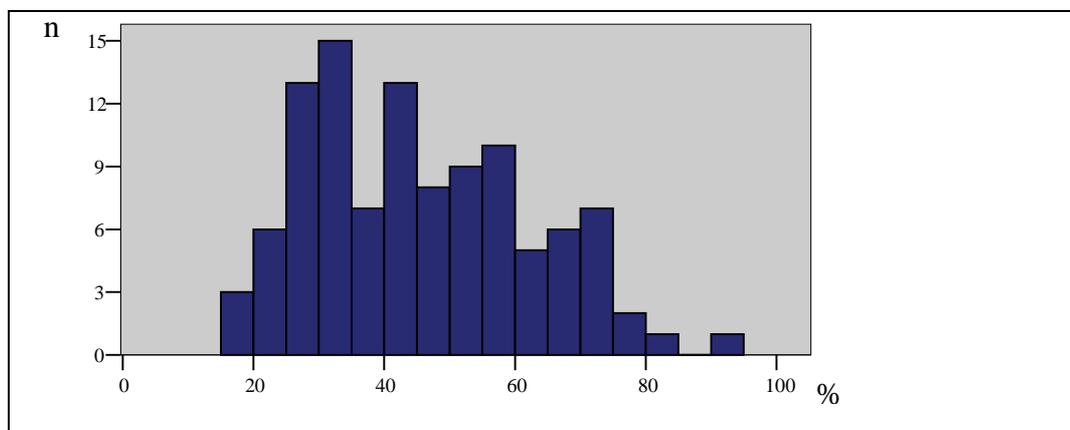


Abb. 23. Häufigkeitsverteilung der Zahl der segmentkernigen neutrophilen Granulozyten (%) bei Frettchen (n = 106)

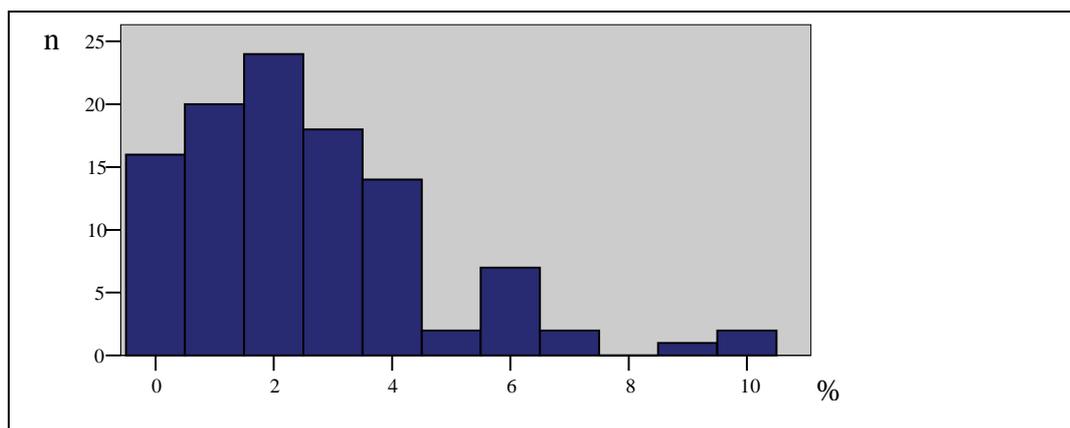


Abb. 24. Häufigkeitsverteilung der Zahl der eosinophilen Granulozyten (%) bei Frettchen (n = 106)

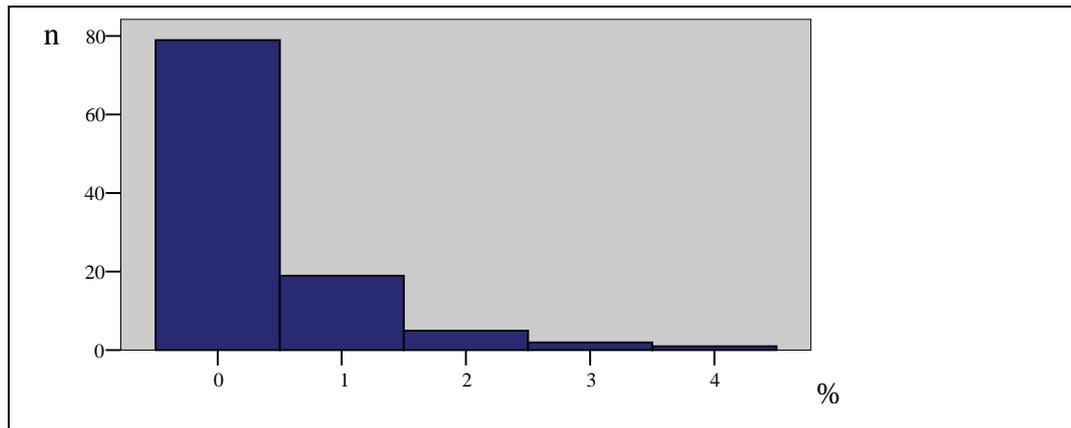


Abb. 25. Häufigkeitsverteilung der Zahl der basophilen Granulozyten (%) bei Frettchen (n = 106)

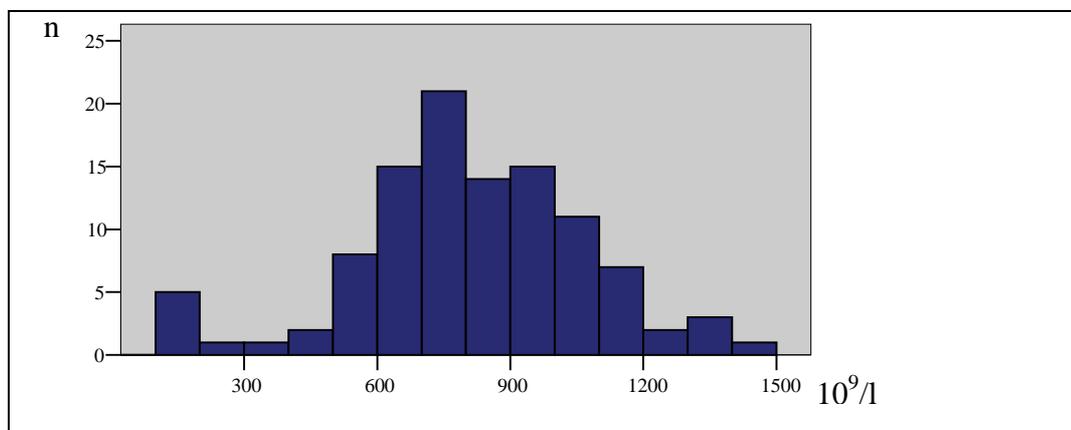


Abb. 26. Häufigkeitsverteilung der Zahl der Thrombozyten ($10^9/l$) bei Frettchen (n = 106)

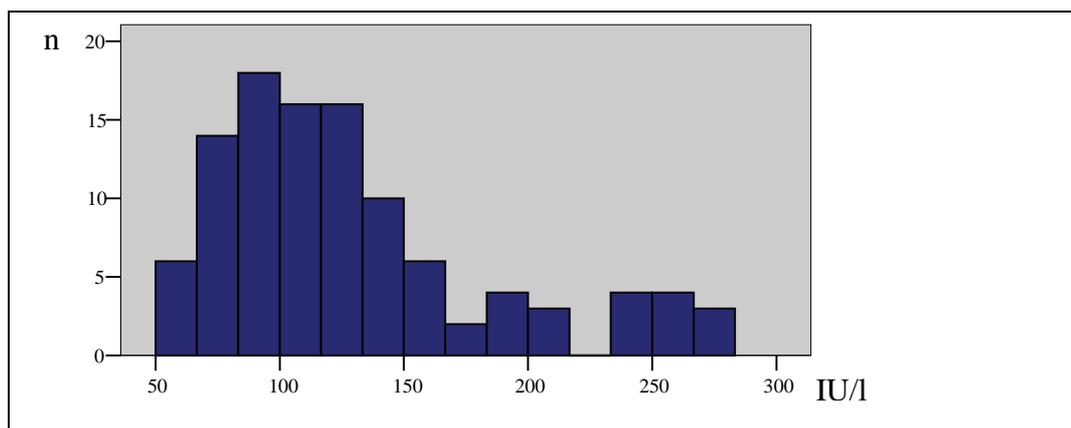


Abb. 27. Häufigkeitsverteilung der Aktivität der Alaninaminotransferase (ALT) (IU/l) bei Frettchen (n = 106)

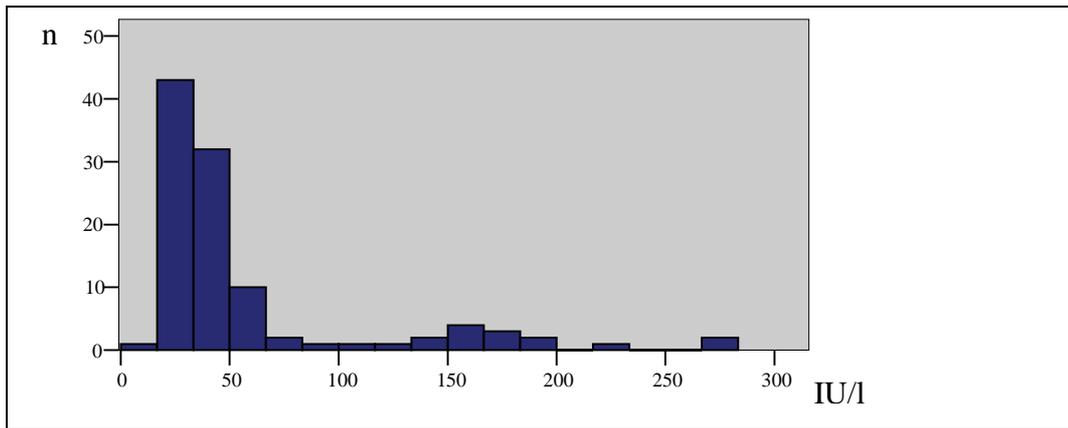


Abb. 28. Häufigkeitsverteilung der Aktivität der alkalische Phosphatase (AP) (IU/l) bei Frettchen (n = 105)

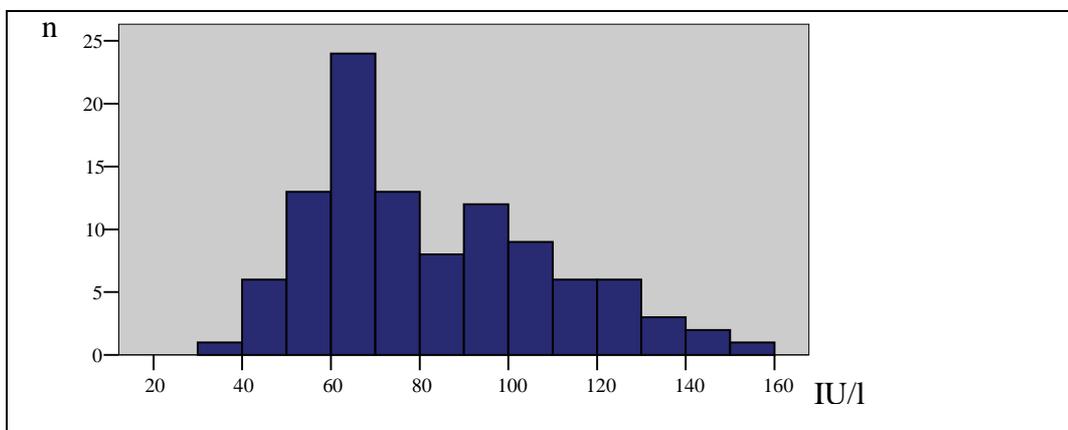


Abb. 29. Häufigkeitsverteilung der Aktivität der Aspartataminotransferase (AST) (IU/l) bei Frettchen (n = 104)

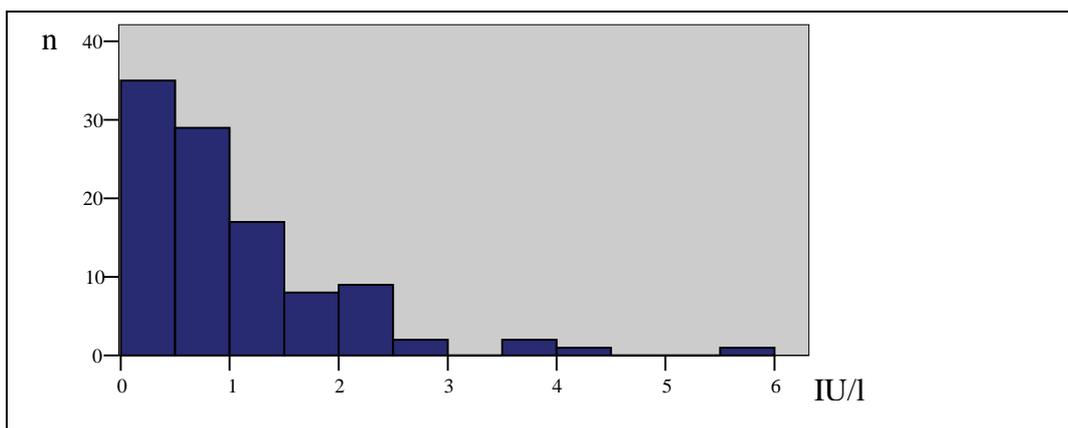


Abb. 30. Häufigkeitsverteilung der Aktivität der Glutamatdehydrogenase (GLDH) (IU/l) bei Frettchen (n = 104)

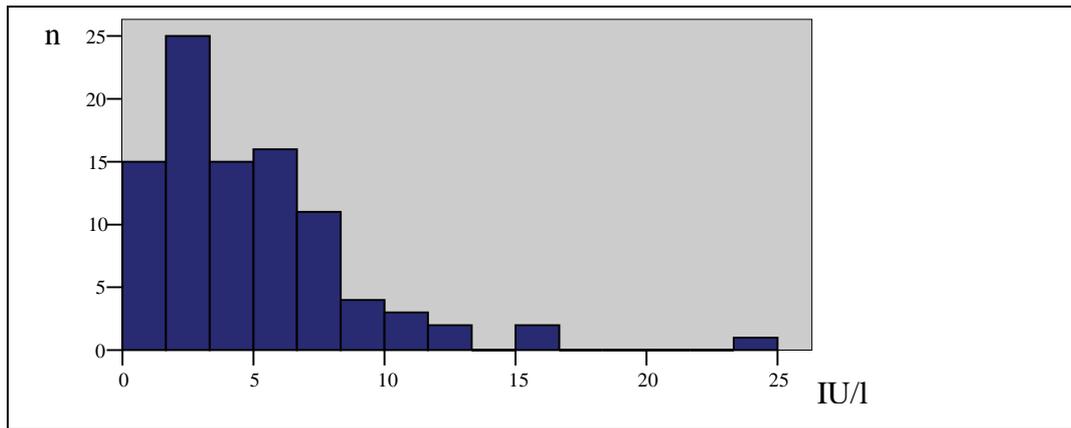


Abb. 31. Häufigkeitsverteilung der Aktivität der γ -Glutamyltransferase (γ -GT) (IU/l) bei Frettchen (n = 94)

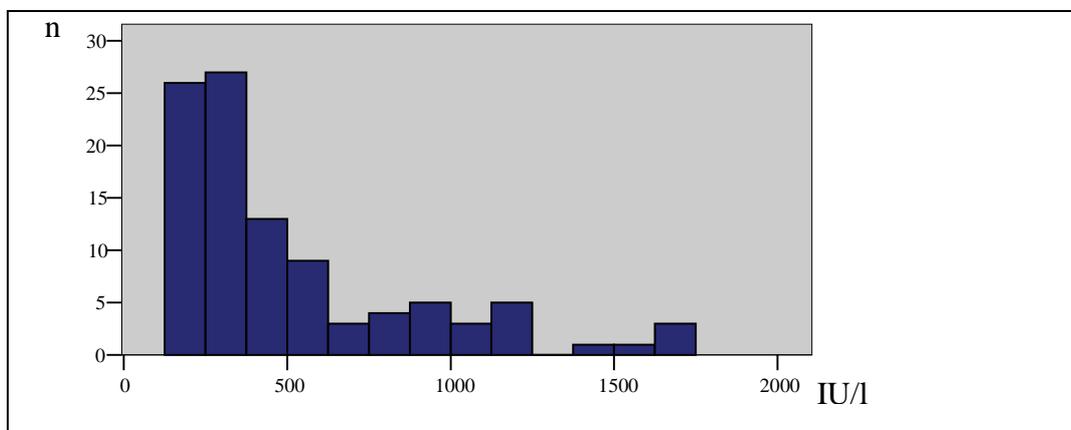


Abb. 32. Häufigkeitsverteilung der Aktivität der Laktatdehydrogenase (LDH) (IU/l) bei Frettchen (n = 100)

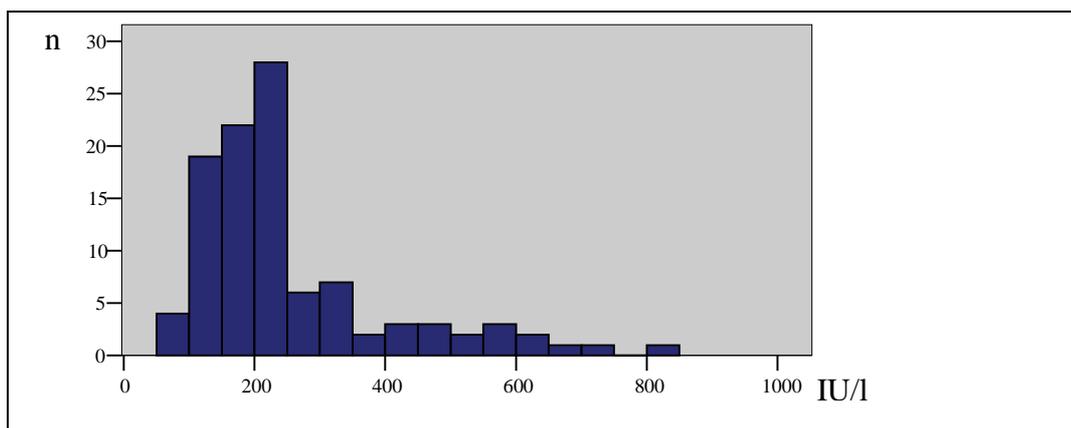


Abb. 33. Häufigkeitsverteilung der Aktivität der Kreatinkinase (CK) (IU/l) bei Frettchen (n = 104)

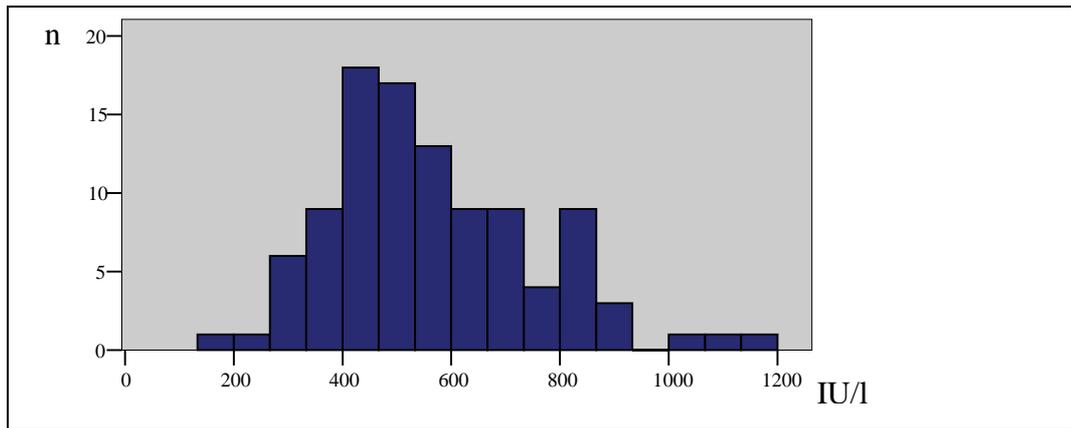


Abb. 34. Häufigkeitsverteilung der Aktivität der Cholinesterase (CHE) (IU/l) bei Frettchen (n = 102)

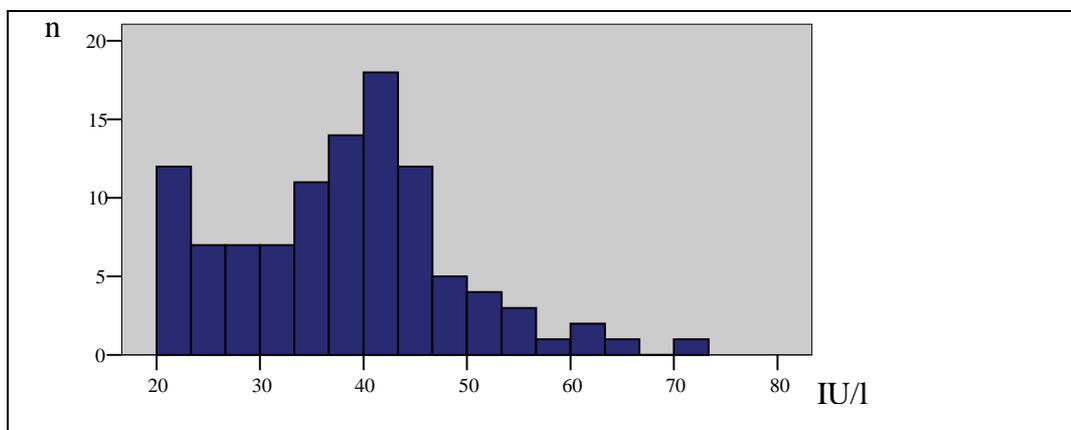


Abb. 35. Häufigkeitsverteilung der α -Amylase-Aktivität (IU/l) bei Frettchen (n = 105)

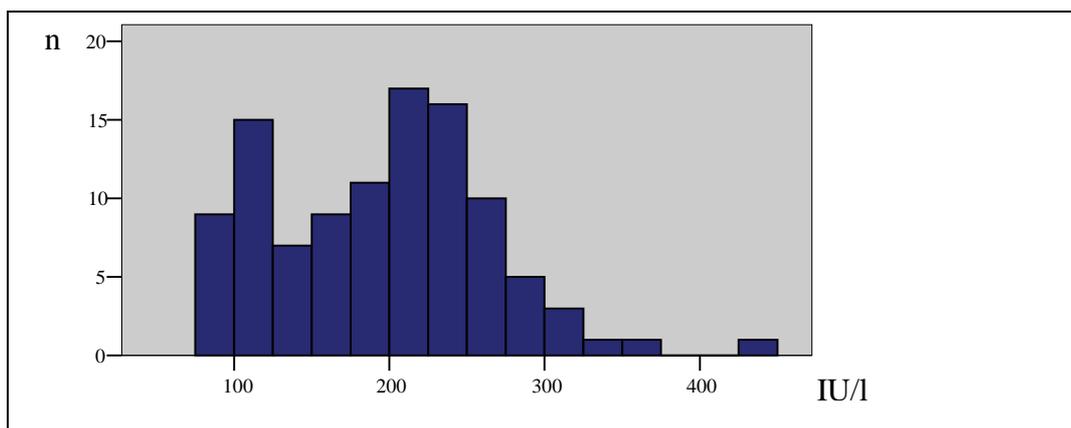


Abb. 36. Häufigkeitsverteilung der Lipase-Aktivität (IU/l) bei Frettchen (n = 105)

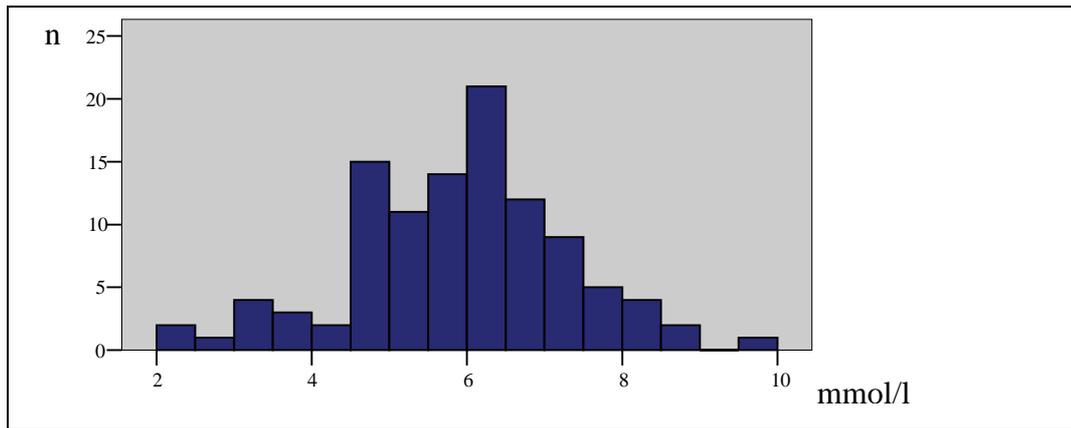


Abb. 37. Häufigkeitsverteilung der Glukosekonzentration (mmol/l) bei Frettchen (n = 106)

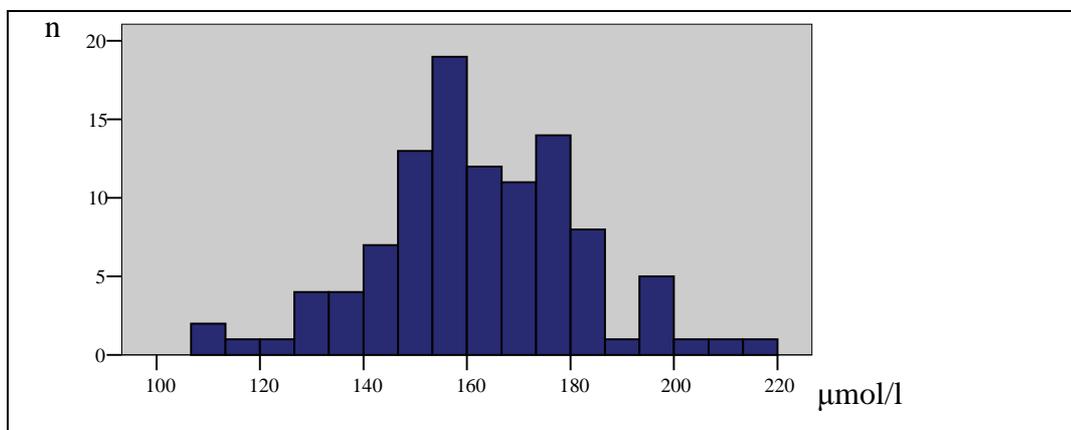


Abb. 38. Häufigkeitsverteilung der Fruktosaminkonzentration (µmol/l) bei Frettchen (n = 105)

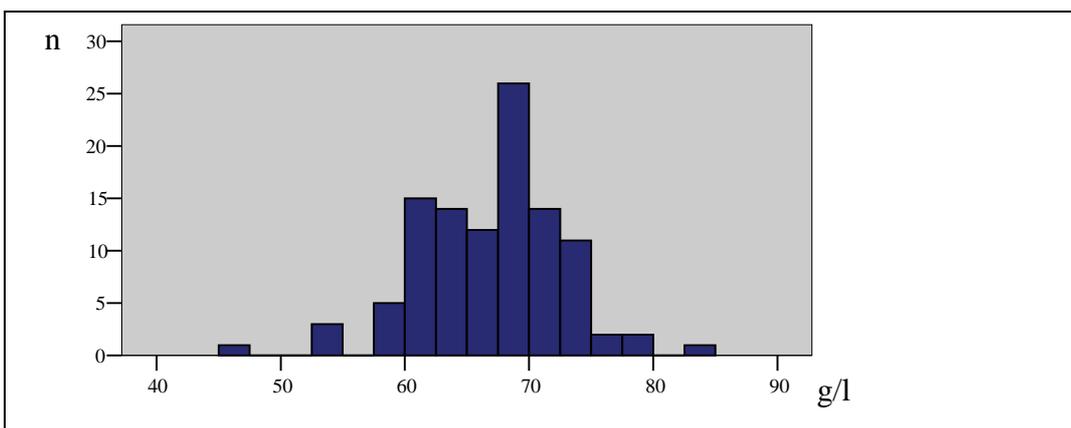


Abb. 39. Häufigkeitsverteilung der Gesamteiweißkonzentration (g/l) bei Frettchen (n = 106)

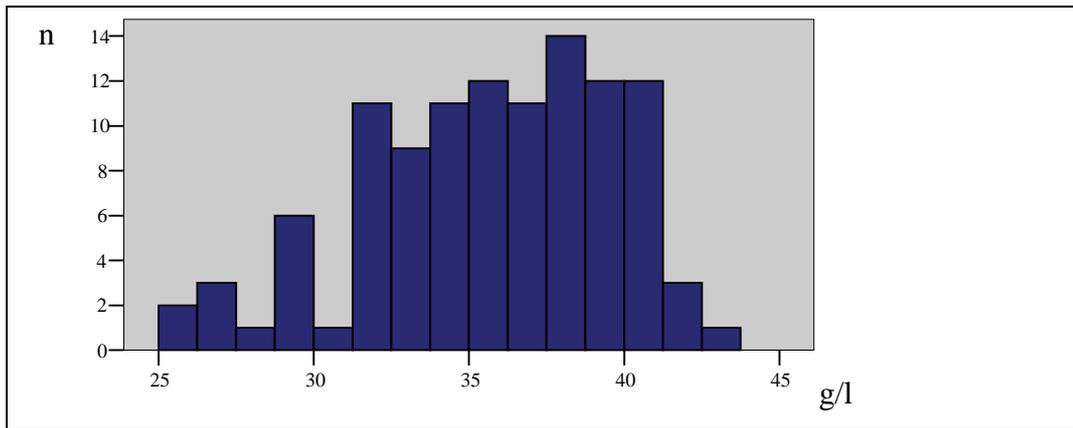


Abb. 40. Häufigkeitsverteilung der Albuminkonzentration (g/l) bei Frettchen (n = 109)

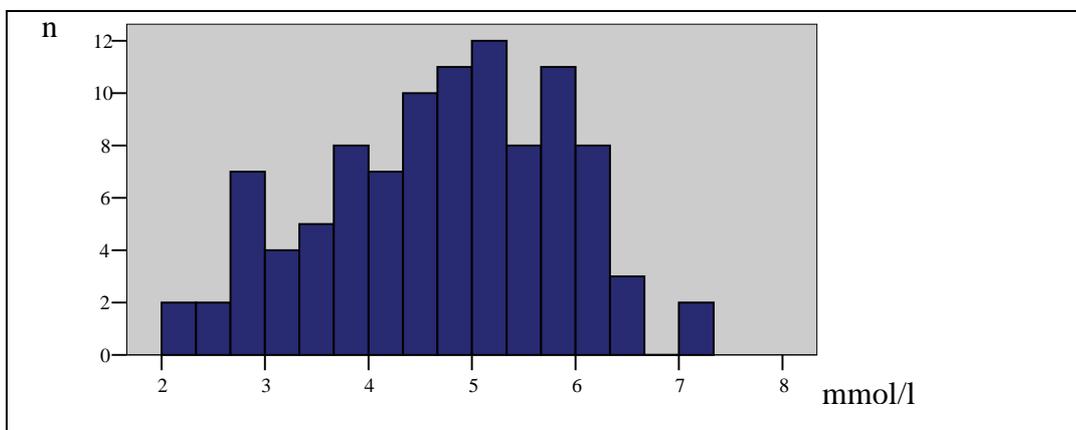


Abb. 41. Häufigkeitsverteilung der Cholesterinkonzentration (mmol/l) bei Frettchen (n = 100)

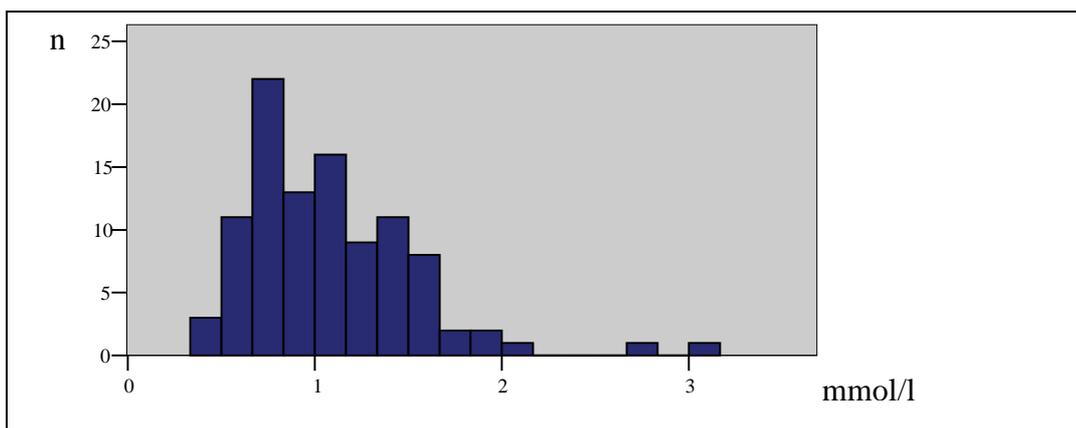


Abb. 42. Häufigkeitsverteilung der Triglyzeridkonzentration (mmol/l) bei Frettchen (n = 100)

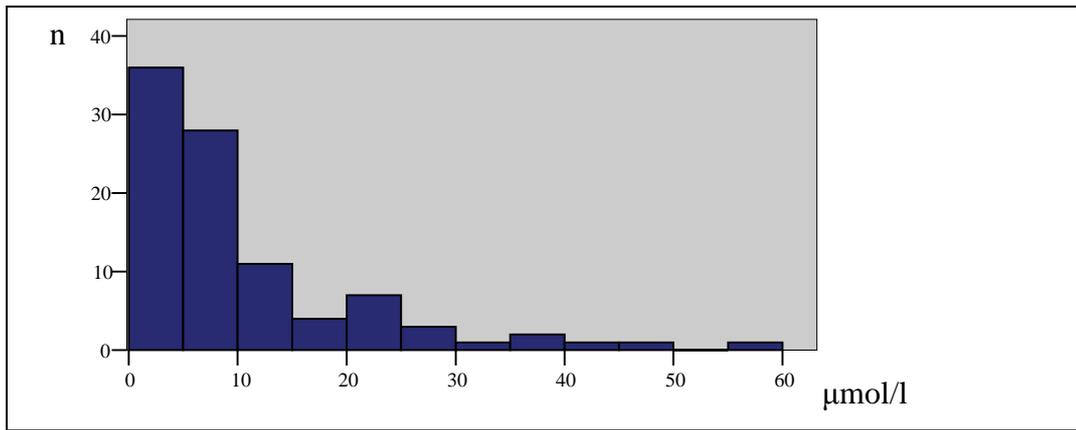


Abb. 43. Häufigkeitsverteilung der Serumgallensäurenkonzentration ($\mu\text{mol/l}$) bei Frettchen ($n = 95$)

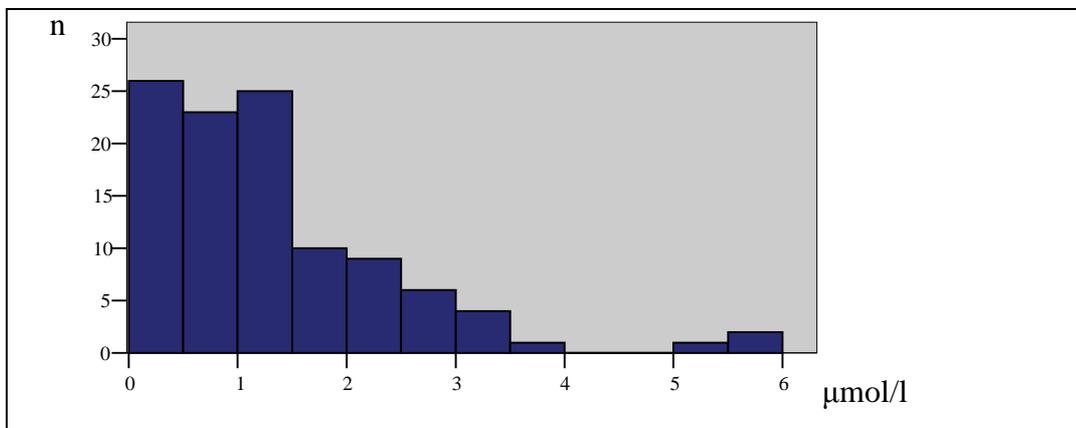


Abb. 44. Häufigkeitsverteilung der Bilirubinkonzentration ($\mu\text{mol/l}$) bei Frettchen ($n = 107$)

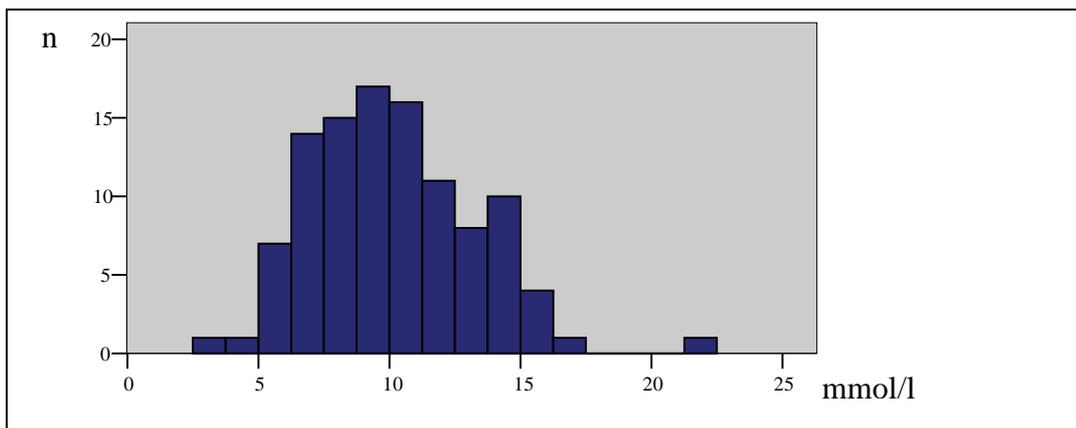


Abb. 45. Häufigkeitsverteilung der Harnstoffkonzentration (mmol/l) bei Frettchen ($n = 106$)

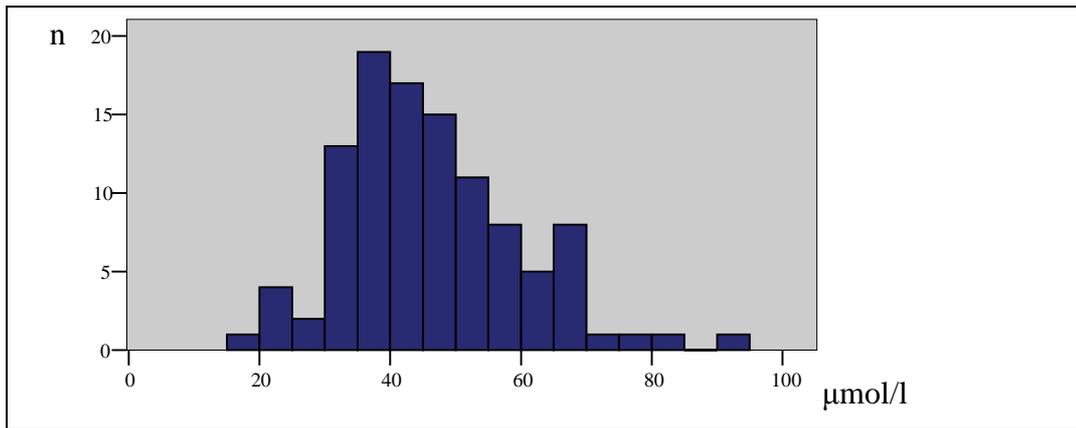


Abb. 46. Häufigkeitsverteilung der Kreatininkonzentration ($\mu\text{mol/l}$) bei Frettchen ($n = 107$)

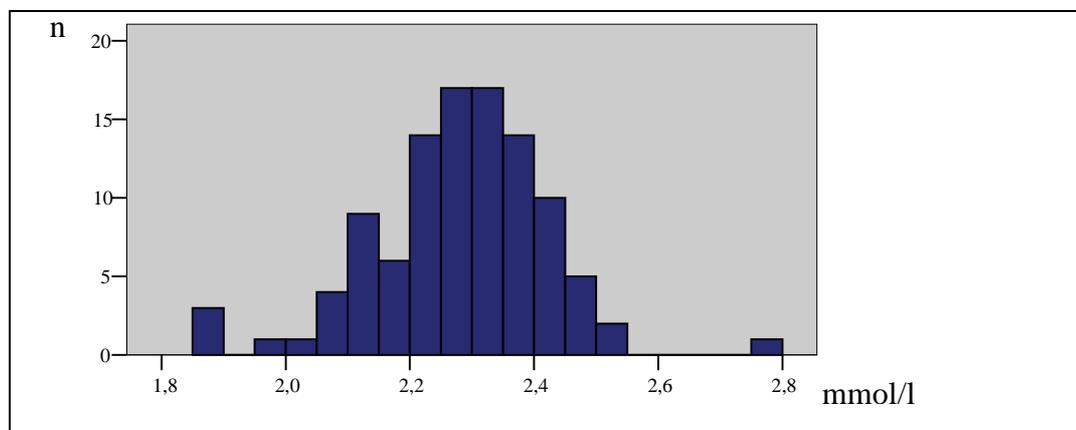


Abb. 47. Häufigkeitsverteilung der Kalziumkonzentration (mmol/l) bei Frettchen ($n = 104$)

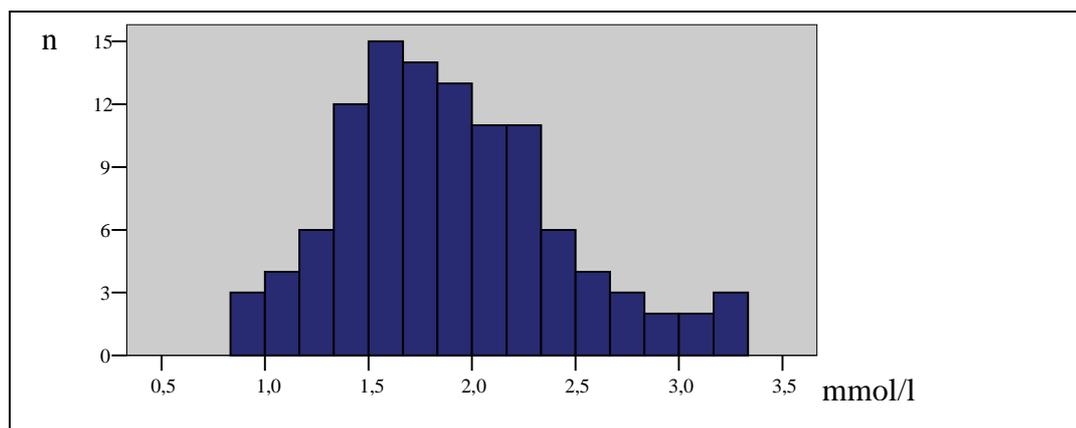


Abb. 48. Häufigkeitsverteilung der Phosphatkonzentration (mmol/l) bei Frettchen ($n = 109$)

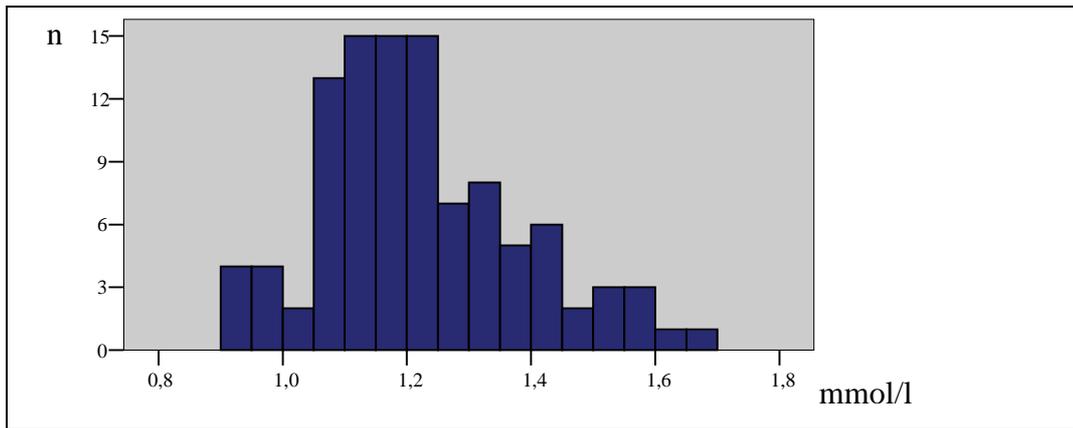


Abb. 49. Häufigkeitsverteilung der Magnesiumkonzentration (mmol/l) bei Frettchen (n = 104)

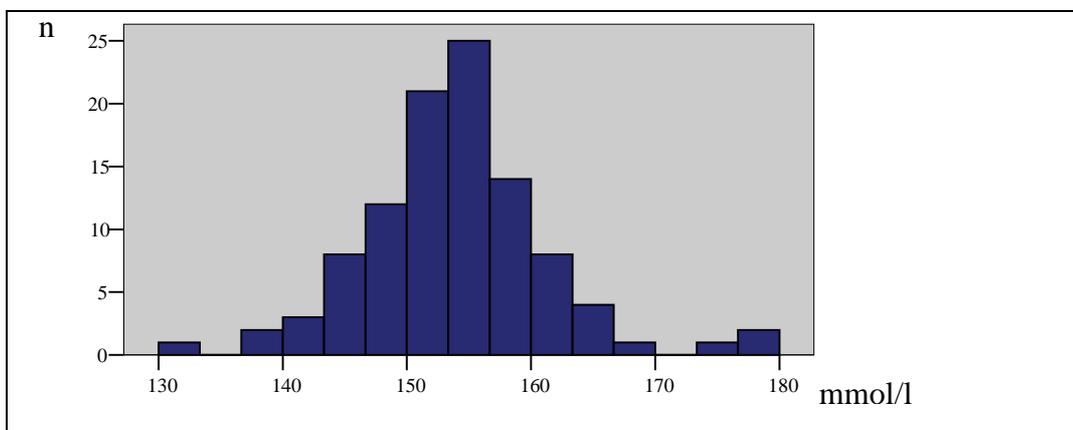


Abb. 50. Häufigkeitsverteilung der Natriumkonzentration (mmol/l) bei Frettchen (n = 102)

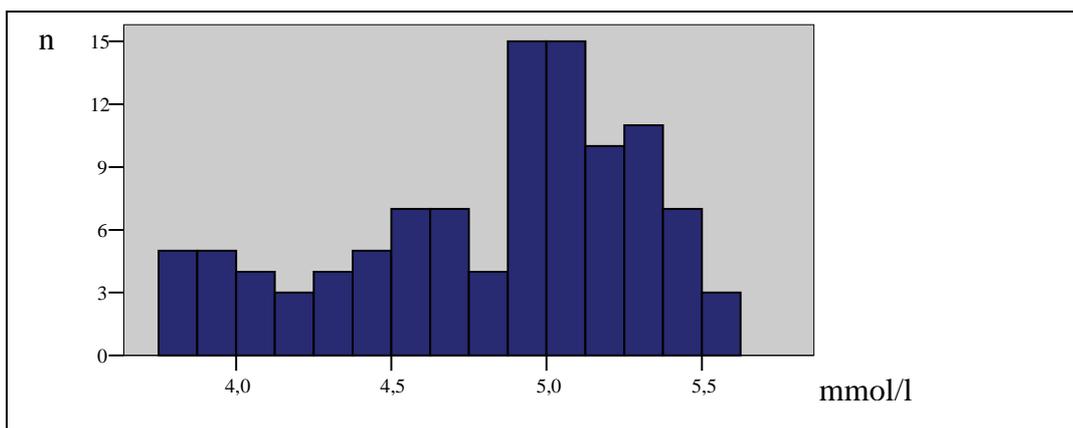


Abb. 51. Häufigkeitsverteilung der Kaliumkonzentration (mmol/l) bei Frettchen (n = 105)

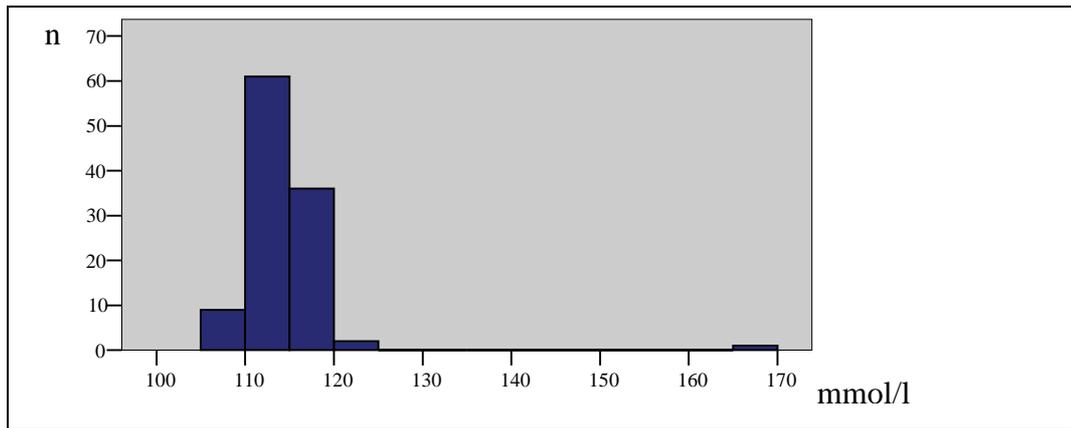


Abb. 52. Häufigkeitsverteilung der Chloridkonzentration (mmol/l) bei Frettchen (n = 109)

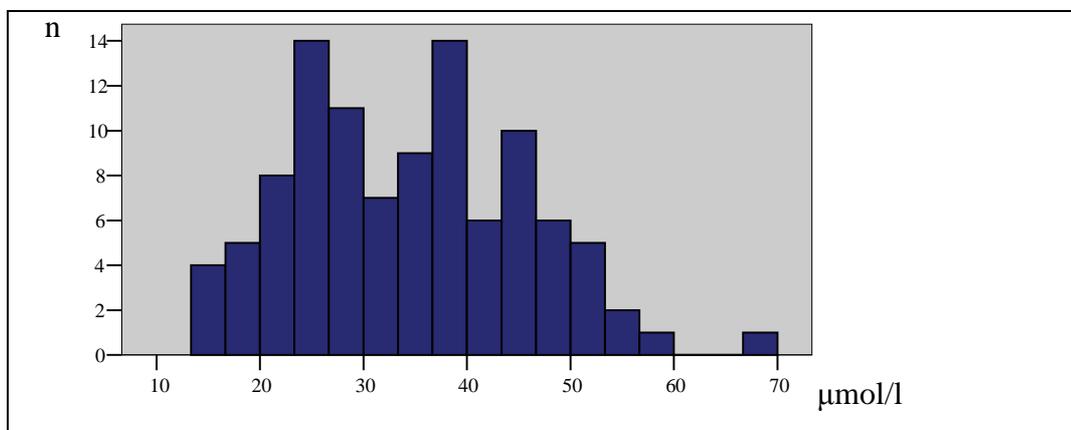


Abb. 53. Häufigkeitsverteilung der Eisenkonzentration (µmol/l) bei Frettchen (n = 103)

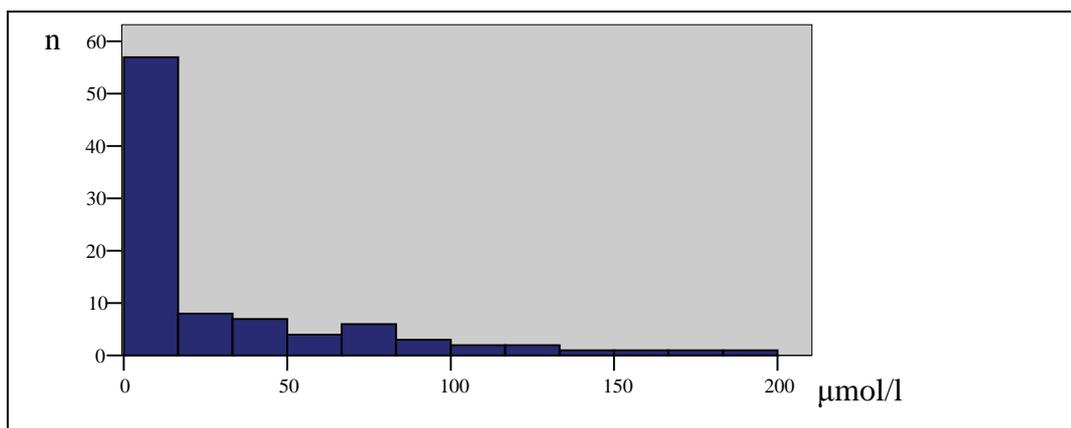


Abb. 54. Häufigkeitsverteilung der Cortisolkonzentration (µmol/l) bei Frettchen (n = 93)

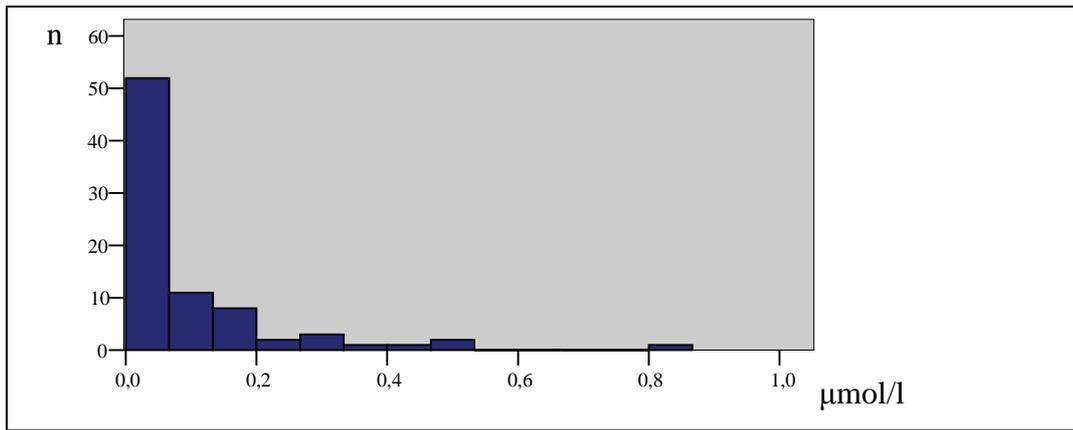


Abb. 55. Häufigkeitsverteilung der Progesteronkonzentration ($\mu\text{mol/l}$) bei Frettchen ($n = 81$)

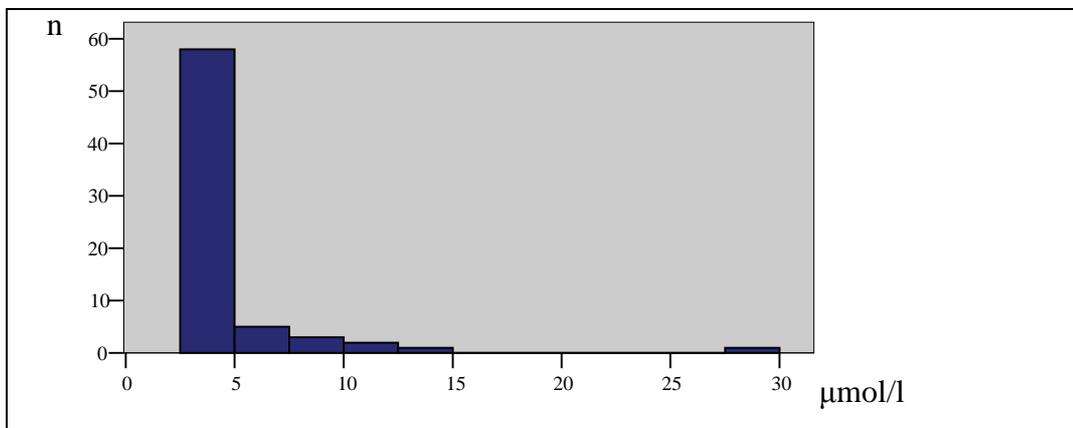


Abb. 56. Häufigkeitsverteilung der Estradiolkonzentration ($\mu\text{mol/l}$) bei Frettchen ($n = 70$)

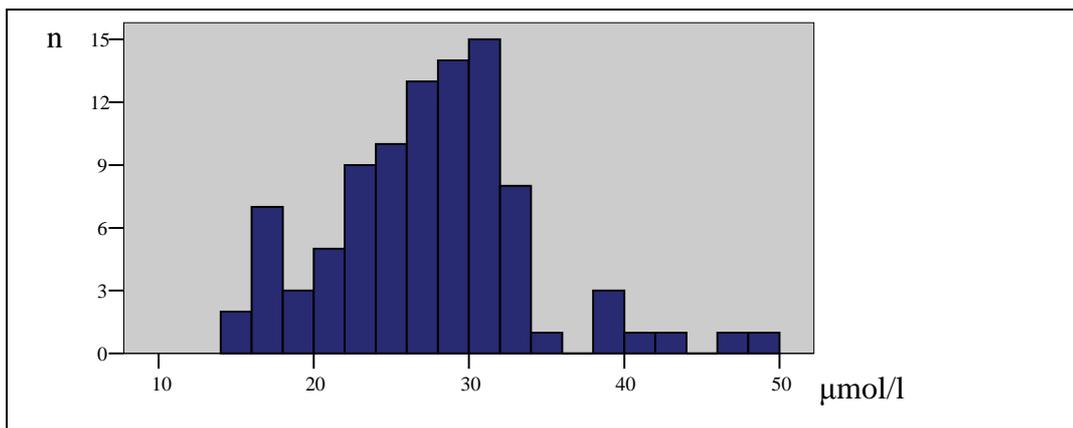


Abb. 57. Häufigkeitsverteilung der Thyroxinkonzentration ($\mu\text{mol/l}$) bei Frettchen ($n = 94$)

Tab. 52. Ergebnis der Signifikanztests für hämatologische Parameter bei den Variablen Alter (Tiere < 4 Monaten, Tiere > 4 Monaten), Nüchternstatus (nicht nüchtern, nüchtern) (Mann-Whitney-U-Test) und Geschlecht (Kruskall-Wallis-Test (fett gedruckt) und bei p-Wert < 0,01 Mann-Whitney-U-Test für jede mögliche Gruppenkombination (Geschlechtsgruppen: 1 = weiblich nicht kastriert, 2 = weiblich kastriert, 3 = männlich nicht kastriert, 4 = männlich kastriert; * = Vergleich im Mann-Whitney-U-Test) (grau unterlegt = alle p < 0,01))

Parameter	p-Wert (Alter)	p-Wert (Geschlecht)	p-Wert (Nüchternstatus)
Hämatologische Parameter			
Erythrozyten	0,000	0,001 1*2: 0,536 2*3: 0,002 1*3: 0,009 2*4: 0,733 1*4: 0,366 3*4: 0,000	0,069
Hämoglobin	0,000	0,098	0,037
Hämatokrit	0,000	0,003 1*2: 0,542 2*3: 0,004 1*3: 0,046 2*4: 0,680 1*4: 0,145 3*4: 0,001	0,200
MCV	0,000	0,001 1*2: 0,813 2*3: 0,005 1*3: 0,000 2*4: 0,952 1*4: 0,754 3*4: 0,001	0,023
MCHC	0,637	0,004 1*2: 0,162 2*3: 0,365 1*3: 0,007 2*4: 0,036 1*4: 0,216 3*4: 0,002	0,010
MCH	0,000	0,000 1*2: 0,224 2*3: 0,002 1*3: 0,000 2*4: 0,300 1*4: 0,897 3*4: 0,000	0,305
Leukozyten	0,000	0,000 1*2: 0,000 2*3: 0,001 1*3: 0,905 2*4: 0,133 1*4: 0,008 3*4: 0,023	0,140
Thrombozyten	0,001	0,665	0,007
Differentialblutbild (absolut)			
Lymphozyten	0,004	0,018	0,455
Monozyten	0,133	0,023	0,360
stabkernige neutrophile Granulozyten	0,013	0,965	0,043
segmentkernige neutrophile Granulozyten	0,000	0,000 1*2: 0,002 2*3: 0,000 1*3: 0,037 2*4: 0,127 1*4: 0,397 3*4: 0,017	0,198
eosinophile Granulozyten	0,305	0,157	0,098
basophile Granulozyten	0,275	0,415	0,066
Differentialblutbild (prozentual)			
Lymphozyten	0,934	0,020	0,556
Monozyten	0,959	0,073	0,129
stabkernige neutrophile Granulozyten	0,024	0,956	0,036
segmentkernige neutrophile Granulozyten	0,931	0,028	0,546
eosinophile Granulozyten	0,722	0,012	0,190
basophile Granulozyten	0,424	0,218	0,107

Tab. 53. Ergebnis der Signifikanztests für Enzyme und Substrate bei den Variablen Alter (Tiere < 4 Monaten, Tiere > 4 Monaten), Nüchternstatus (nicht nüchtern, nüchtern) (Mann-Whitney-U-Test) und Geschlecht (Kruskall-Wallis-Test (fett gedruckt) und bei p-Wert < 0,01 Mann-Whitney-U-Test für jede mögliche Gruppenkombination (Geschlechtsgruppen: 1 = weiblich nicht kastriert, 2 = weiblich kastriert, 3 = männlich nicht kastriert, 4 = männlich kastriert; * = Vergleich im Mann-Whitney-U-Test) (grau unterlegt = alle p < 0,01))

Parameter	p-Wert (Alter)	p-Wert (Geschlecht)	p-Wert (Nüchternstatus)
Enzyme			
ALT	0,001	0,000 1*2: 0,022 2*3: 0,000 1*3: 0,060 2*4: 0,951 1*4: 0,035 3*4: 0,000	0,246
AP	0,311	0,000 1*2: 0,000 2*3: 0,013 1*3: 0,219 2*4: 0,223 1*4: 0,000 3*4: 0,002	0,730
AST	0,007	0,000 1*2: 0,002 2*3: 0,215 1*3: 0,086 2*4: 0,082 1*4: 0,000 3*4: 0,008	0,350
GLDH	0,571	0,416	0,989
γ-GT	0,377	0,002 1*2: 0,008 2*3: 0,447 1*3: 0,001 2*4: 0,277 1*4: 0,004 3*4: 0,600	0,006
LDH	0,007	0,001 1*2: 0,003 2*3: 0,348 1*3: 0,001 2*4: 0,302 1*4: 0,000 3*4: 0,790	0,012
CK	0,003	0,000 1*2: 0,001 2*3: 0,002 1*3: 0,976 2*4: 0,533 1*4: 0,000 3*4: 0,000	0,169
Cholinesterase	0,000	0,209	0,009
α-Amylase	0,000	0,003 1*2: 0,019 2*3: 0,035 1*3: 0,002 2*4: 0,390 1*4: 0,086 3*4: 0,027	0,000
Lipase	0,377	0,529	0,349
Substrate			
Glukose	0,054	0,022	0,122
Fruktosamin	0,658	0,439	0,127
Gesamteiweiß	0,000	0,148	0,016
Albumin	0,054	0,200	0,041
Cholesterin	0,001	0,023	0,002
Triglyzeride	0,026	0,035	0,011
Gallensäuren	0,995	0,110	0,713
Bilirubin	0,138	0,002 1*2: 0,161 2*3: 0,001 1*3: 0,017 2*4: 0,367 1*4: 0,551 3*4: 0,007	0,043
Harnstoff	0,000	0,114	0,000
Kreatinin	0,171	0,003 1*2: 0,154 2*3: 0,001 1*3: 0,008 2*4: 0,148 1*4: 0,761 3*4: 0,021	0,199

Tab. 54. Ergebnis der Signifikanztests für Elektrolyte und Hormone bei den Variablen Alter (Tiere < 4 Monaten, Tiere > 4 Monaten), Nüchternstatus (nicht nüchtern, nüchtern) (Mann-Whitney-U-Test) und Geschlecht (Kruskall-Wallis-Test (fett gedruckt) und bei p-Wert < 0,01 Mann-Whitney-U-Test für jede mögliche Gruppenkombination (Geschlechtsgruppen: 1 = weiblich nicht kastriert, 2 = weiblich kastriert, 3 = männlich nicht kastriert, 4 = männlich kastriert; * = Vergleich im Mann-Whitney-U-Test) (grau unterlegt = alle p < 0,01))

Parameter	p-Wert (Alter)	p-Wert (Geschlecht)	p-Wert (Nüchternstatus)
Elektrolyte			
Kalzium	0,001	0,001 1*2: 0,567 2*3: 0,000 1*3: 0,005 2*4: 0,295 1*4: 0,763 3*4: 0,002	0,336
Phosphat	0,000	0,000 1*2: 0,000 2*3: 0,000 1*3: 0,722 2*4: 0,884 1*4: 0,000 3*4: 0,000	0,020
Magnesium	0,026	0,758	0,005
Natrium	0,006	0,052	0,186
Kalium	0,036	0,001 1*2: 0,003 2*3: 0,000 1*3: 0,919 2*4: 0,533 1*4: 0,036 3*4: 0,007	0,154
Chlorid	0,011	0,136	0,035
Eisen	0,590	0,000 1*2: 0,778 2*3: 0,001 1*3: 0,000 2*4: 0,535 1*4: 0,902 3*4: 0,005	0,533
Hormone			
Kortisol	0,929	0,902	0,939
Progesteron	0,154	0,002 1*2: 0,017 2*3: 0,003 1*3: 0,663 2*4: 0,707 1*4: 0,012 3*4: 0,004	0,898
Östrogen	0,073	0,278	0,780
Thyroxin	0,516	0,229	0,312

2. Referenzbereiche

In Tab. 55 bis Tab. 57 sind der nichtparametrische Referenzbereich (95%-Perzentil-Intervall) und der Median für die untersuchten Frettchen aufgelistet. Wenn bei einem Parameter für die Variablen Alter, Geschlecht und/oder Nüchternstatus im Signifikanztest ein p-Wert < 0,01 errechnet wurde, wurden separate Referenzbereiche für die verschiedenen Gruppen erstellt (siehe Tab. 58 bis 61). Die Zahlenwerte wurden gerundet, soweit dies sinnvoll war.

Tab. 55. Referenzbereiche für hämatologische Parameter (95-%-Perzentil-Intervall) ohne Berücksichtigung von Abhängigkeiten (Abh.) (A = altersabhängig; G = geschlechtsabhängig; N = abhängig vom Nüchternstatus)

Parameter	Abh.	Einheit	Median	95-%-Perzentil-Intervall
Hämatologische Parameter				
Erythrozyten	A, G	10 ¹² /l	10,45	7,43 – 13,07
Hämoglobin	A	mmol/l	11,10	8,27 – 12,94
		g/dl	17,88	13,32 – 20,85
Hämatokrit	A, G	l/l	0,57	0,42 – 0,68
		%	57	42 – 68
MCV	A, G	fl	54,30	49,46 – 59,78
MCHC	N, G	mmol/l	19,3	18,3 – 21,1
		g/dl	31,1	29,5 – 34,0
MCH	A, G	fmol/l	1,05	0,96 – 1,16
		pg	16,92	15,47 – 18,69
Thrombozyten	A, N	10 ⁹ /l	807	405 – 1354
Leukozyten	A, G	10 ⁹ /l	7,15	2,99 – 15,19
Differentialblutbild (absolut)				
Lymphozyten	A	10 ⁹ /l	3,395	0,751 – 8,221
Monozyten		10 ⁹ /l	0,160	0,000 – 0,524
stabkernig neutrophile Granulozyten		10 ⁹ /l	0,000	0,000 – 0,247
segmentkernig neutrophile Granulozyten	A, G	10 ⁹ /l	2,960	1,096 – 6,891
eosinophile Granulozyten		10 ⁹ /l	0,140	0,000 – 0,543
basophile Granulozyten		10 ⁹ /l	0,000	0,000 – 0,233
Differentialblutbild (prozentual)				
Lymphozyten		%	53	16 – 75
Monozyten		%	2	0 – 7
stabkernig neutrophile Granulozyten		%	0	0 – 2
segmentkernig neutrophile Granulozyten		%	43	19 – 79
eosinophile Granulozyten		%	2	0 – 6
basophile Granulozyten		%	0	0 – 2

Tab. 56. Referenzbereiche für Enzyme und Substrate (95-%-Perzentil-Intervall) ohne Berücksichtigung von Abhängigkeiten (Abh.) (A = altersabhängig; G = geschlechtsabhängig; N = abhängig vom Nüchternstatus)

Parameter	Abh.	Einheit	Median	95-%-Perzentil-Intervall
Enzyme				
ALT	A, G	IU/l	110	55 – 206
AP	G	IU/l	34	18 – 71
AST	A, G	IU/l	74	43 – 142
GLDH		IU/l	1	0 – 2
γ -GT	N, G	IU/l	4	0 – 10
LDH	A, G	IU/l	325	159 – 1.127
CK	A, G	IU/l	203	80 – 453
CHE	A, N	IU/l	526	41 – 873
α -Amylase	A, N, G	IU/l	38	21 – 59
Lipase		IU/l	204	86 – 317
Substrate				
Glukose		mmol/l	6,00	2,68 – 8,56
		mg/dl	108,10	48,28 – 154,22
Fruktosamine		μ mol/l	163	128 – 201
Gesamteiweiß	A	g/l	67,8	54,3 – 77,6
Albumin		g/l	36,1	26,4 – 41,6
Cholesterin	A, N	mmol/l	4,87	2,41 – 6,87
		mg/dl	188,29	93,18 – 265,62
Triglyzeride		mmol/l	0,99	0,47 – 1,88
		mg/dl	86,63	41,13 – 164,50
Serumgallensäuren		μ mol/l	5,7	0,0 – 22,9
Bilirubin	G	μ mol/l	1,05	0,06 – 3,12
		mg/dl	0,06	0,00 – 0,18
Harnstoff	A, N	mmol/l	9,80	5,05 – 15,59
		mg/dl	58,86	30,33 – 93,63
Kreatinin	G	μ mol/l	44	21 – 69
		mg/dl	0,50	0,24 – 0,78

Tab. 57. Referenzbereiche für Elektrolyte und Hormone (95-%-Perzentil-Intervall) ohne Berücksichtigung von Abhängigkeiten (Abh.) (A = altersabhängig; G = geschlechtsabhängig; N = abhängig vom Nüchternstatus)

Parameter	Abh.	Einheit	Median	95-%-Perzentil-Intervall
Elektrolyte				
Kalzium	A, G	mmol/l	2,3	2,1 – 2,5
		mg/dl	9,22	8,42 – 10,02
Phosphat	A, G	mmol/l	1,82	0,98 – 3,02
		mg/dl	5,64	3,04 – 9,35
Magnesium	N	mmol/l	1,20	0,93 – 1,58
		mg/dl	2,92	2,26 – 3,84
Natrium	A	mmol/l	154	139 – 166
Kalium	G	mmol/l	4,96	3,80 – 5,51
Chlorid		mmol/l	114	108 – 119
Eisen	G	µmol/l	34	16 – 55
Hormone				
Kortisol		nmol/l	6,560	0,701 – 85,385
		µg/dl	0,236	0,025 – 3,074
Progesteron	G	ng/ml	0,034	0,029 – 0,269
		nmol/l	0,108	0,092 – 0,855
Östrogen		pg/ml	4,99	4,99 – 16,51
		pmol/l	18,36	18,36 – 60,76
Thyroxin		nmol/l	27,00	14,74 – 39,15
		µg/dl	1,93	1,05 – 2,80

Tab. 58. Referenzbereiche (95%-Perzentil-Intervall) und Median () = Median) altersabhängiger Parameter (wenn $p < 0,01$)

Parameter	Einheit	< 4 Monate	> 4 Monate
Hämatologische Parameter			
Erythrozyten	$10^{12}/l$	7,15 – 9,89 (7,86)	8,13 – 13,14 (10,70)
Hämoglobin	mmol/l	7,96 – 11,20 (8,77)	9,05 – 12,97 (11,35)
Hämatokrit	l/l	0,41 – 0,57 (0,46)	0,45 – 0,68 (0,58)
MCV	fl	51,50 – 60,70 (57,60)	49,42 – 59,15 (54,05)
MCH	fmol/l	0,98 – 1,19 (1,14)	0,95 – 1,15 (1,04)
Thrombozyten	$10^9/l$	453 – 1312 (996)	378 – 1385 (778)
Leukozyten	$10^9/l$	6,30 – 16,30 (11,25)	2,98 – 11,80 (6,69)
Lymphozyten	$10^9/l$	2,33 – 8,80 (5,97)	0,71 – 8,06 (2,93)
segmentkernige neutrophile Granulozyten	$10^9/l$	2,78 – 7,65 (5,31)	1,09 – 6,81 (2,80)
Enzyme			
ALT	IU/l	122 – 206 (197)	55 – 195 (108)
AST	IU/l	56 – 157 (106)	41 – 136 (71)
LDH	IU/l	303 – 979 (457)	158 – 1136 (303)
CK	IU/l	247 – 466 (429)	78 – 414 (199)
CHE	IU/l	404 – 901 (742)	222 – 848 (512)
α -Amylase	IU/l	25 – 61 (51)	20 – 51 (37)
Substrate			
Gesamteiweiß	g/l	53,30 – 69,70 (62,30)	58,18 – 77,83 (68,00)
Cholesterin	mmol/l	3,05 – 7,26 (5,64)	2,31 – 6,58 (4,60)
Harnstoff	mmol/l	5,57 – 16,41 (14,00)	4,96 – 15,01 (9,46)
Elektrolyte			
Kalzium	mmol/l	2,17 – 2,55 (2,41)	2,05 – 2,49 (2,29)
Natrium	mmol/l	144 – 156 (148)	138 – 166 (154)
Phosphat	mmol/l	2,19 – 3,22 (2,66)	0,97 – 2,68 (1,80)

Tab. 59. Referenzbereiche (95%-Perzentil-Intervall) und Median () = Median) geschlechtsabhängiger Parameter (hämatologische Parameter und Enzyme) (w = weiblich nicht kastriert, wk = weiblich kastriert, m = männlich nicht kastriert, mk = männlich kastriert; Einh. = Einheit; Buchstaben unter den Werten: Gruppen mit unterschiedlichen Buchstaben weisen einen statistisch signifikanten Unterschied von $p < 0,01$ auf)

Parameter	Einh.	w	wk	m	mk
Hämatologische Parameter					
Erythrozyten	10 ¹² /l	7,60 – 12,80 (10,70)	8,75 – 13,20 (10,90)	7,15 – 11,70 (9,71)	8,21 – 13,40 (10,90)
		a	a	b	a
Hämatokrit	l/l	0,42 – 0,65 (0,57)	0,44 – 0,65 (0,59)	0,41 – 0,63 (0,54)	0,49 – 0,70 (0,59)
		a, b	a	b	a
MCV	fl	49,40 – 60,70 (53,10)	48,40 – 59,70 (54,10)	53,00 – 59,70 (55,40)	50,60 – 59,90 (53,30)
		a	a	b	a
MCHC	mmol/l	18,3 – 20,2 (19,2)	18,6 – 21,0 (19,5)	18,6 – 21,2 (19,7)	17,9 – 21,3 (19,1)
		a	a, b	b	a
MCH	fmol/l	0,93 – 1,15 (1,03)	0,94 – 1,16 (1,04)	1,01 – 1,19 (1,09)	0,97 – 1,14 (1,02)
		a	a	b	a
Leukozyten	10 ⁹ /l	3,00 – 15,10 (8,29)	2,97 – 12,70 (5,21)	2,97 – 16,30 (8,73)	3,11 – 10,60 (6,31)
		a	b	a, c	c, b
segmentkernige neutrophile Granulozyten	10 ⁹ /l	1,43 – 5,63 (3,18)	1,11 – 6,15 (2,07)	1,40 – 7,65 (3,86)	0,68 – 6,82 (2,93)
		a	b	a	a, b
Enzyme					
ALT	IU/l	61 – 205 (109)	50 – 122 (95)	72 – 206 (131)	55 – 173 (87)
		a, b	a	b	a
AP	IU/l	25 – 71 (39)	21 – 65 (29)	22 – 62 (37)	15 – 97 (27)
		a	b, c	a, c	b
AST	IU/l	56 – 142 (102)	49 – 124 (71)	54 – 157 (70)	39 – 102 (66)
		a	b, c	a, c	b
γ-GT	IU/l	0 – 8 (2)	2 – 7 (4)	1 – 10 (5)	0 – 10 (5)
		a	b	b	b
LDH	IU/l	248 – 1158 (536)	175 – 893 (311)	144 – 979 (286)	172 – 945 (263)
		a	b	b	b
CK	IU/l	124 – 466 (231)	71 – 365 (159)	137 – 465 (235)	74 – 250 (146)
		a, c	b	c	b
α-Amylase	IU/l	29 – 61 (42)	26 – 46 (37)	20 – 58 (26)	22 – 60 (39)
		a	a, b	b	a, b

Tab. 60. Referenzbereiche (95%-Perzentil-Intervall) und Median () = Median) geschlechtsabhängiger Parameter (Substrate, Elektrolyte und Hormone) (w = weiblich nicht kastriert, wk = weiblich kastriert, m = männlich nicht kastriert, mk = männlich kastriert; Einh. = Einheit; Buchstaben unter den Werten: Gruppen mit unterschiedlichen Buchstaben weisen einen statistisch signifikanten Unterschied von $p < 0,01$ auf)

Parameter	Einh.	w	wk	m	mk
Substrate					
Bilirubin	μmol/l	0,09 – 3,39 (1,25)	0,16 – 2,95 (1,51)	0,00 – 3,23 (0,60)	0,17 – 3,04 (1,32)
		a, b	a	b	a
Kreatinin	μmol/l	20 – 75 (44)	23 – 50 (40)	16 – 70 (55)	26 – 65 (42)
		a	a	b	a, b
Elektrolyte					
Kalzium	mmol/l	2,00 – 2,55 (2,26)	2,07 – 2,39 (2,26)	2,05 – 2,51 (2,37)	2,15 – 2,45 (2,28)
		a	a	b	a
Phosphat	mmol/l	1,32 – 3,22 (2,16)	0,92 – 2,11 (1,62)	1,30 – 3,05 (2,10)	1,07 – 2,23 (1,53)
		a, c	b	c	b
Eisen	mmol/l	23 – 53 (39)	21 – 56 (38)	17 – 57 (25)	15 – 52 (38)
		a	a	b	a
Kalium	mmol/l	3,83 – 5,50 (5,20)	3,78 – 5,19 (4,70)	3,78 – 5,58 (5,05)	3,80 – 5,44 (4,68)
		a, c	b	c	a, b
Hormone					
Progesteron	ng/ml	0,029 – 0,280 (0,066)	0,029 – 0,137 (0,029)	0,029 – 0,252 (0,052)	0,029 – 0,083 (0,029)
		a, b	a	b	a

Tab. 61. Referenzbereiche (95%-Perzentil-Intervall) und Median () = Median) abhängig vom Nüchternstatus

Parameter	Einheit	nicht nüchtern	nüchtern
Hämatologische Parameter			
MCHC	mmol/l	18,1 – 21,1 (19,2)	18,3 – 21,3 (19,7)
Thrombozyten	10 ⁹ /l	403 – 1302 (929)	235 – 1447 (761)
Enzyme			
γ-GT	IU/l	0 – 10 (3)	2 – 10 (5)
Cholinesterase	IU/l	292 – 889 (569)	186 – 865 (476)
α-Amylase	IU/l	24 – 59 (41)	20 – 59 (35)
Substrate			
Cholesterin	mmol/l	3,54 – 6,84 (5,09)	2,09 – 7,14 (4,21)
Harnstoff	mmol/l	4,24 – 16,28 (10,80)	5,17 – 15,06 (8,30)
Elektrolyte			
Magnesium	mmol/l	0,92 – 1,60 (1,16)	1,10 – 1,53 (1,23)

V. DISKUSSION

Für die **Blutentnahme** beim Frettchen sind zahlreiche Methoden und Punktionsstellen beschrieben. Die Blutentnahme erfolgte in dieser Studie ausschließlich an der *V. saphena lateralis*. Sie ist unter Praxisbedingungen gut ohne Narkose vor dem Besitzer zu punktieren. Im Gegensatz zur Punktion der *V. cephalica antebrachii* (QUESENBERRY & ORCUTT, 2004), der Schwanzvene (BLEAKLEY, 1980) oder veralteten Methoden wie dem Abschneiden der Schwanzspitze (BLEAKLY, 1980; CURL & CURL, 1985), dem Kürzen von Krallen (ZEISSLER et. al., 1981; RYLAND et. al., 1983) und dem Einritzen des Ohres liefert die Punktion der *V. saphena lateralis* eine ausreichende Blutmenge durch einmalige Punktion. Außerdem ist sie für das Tier risikoarm, im Gegensatz zu der Blutentnahme aus dem *Plexus retroorbitalis*, der *V. cava cranialis*, der *V. jugularis* und den Herz (FOX et al., 1984; BAKER & GORHAM, 1951; CARPENTER & HILLMAN, 1978).

Wird die Blutentnahme, wie in dieser Studie, ohne Sedation oder Narkose durchgeführt, können stressbedingt leichte Veränderungen labordiagnostischer Parameter auftreten, was berücksichtigt werden muss. So kann es durch Kontraktion der Milz zu einem Anstieg des Hkts, der Hb-Konzentration und der Erythrozytenzahl kommen (SCHALM et al., 1975). Eine Blutdrucksteigerung führt durch Mobilisation von Blutzellen aus dem marginalen Zellpool zu einem Anstieg der Leukozytenzahl und der Zahl neutrophiler Granulozyten (HARKNESS, 1987). Stress führt auch zu einem Anstieg der Plasmakonzentration von Kortisol und Adrenocorticotropem Hormon (ACTH) (SCHOEMAKER et al., 2003). Außerdem kann es zu gesteigerten Enzymaktivitäten kommen, da in Stresssituationen die Permeabilität von Zellwänden erhöht ist (GELLER et al., 1964; KOLB, 1961). Da die Fütterung der Frettchen während der manuellen Fixierung durch schmackhafte Futter- oder Futterergänzungsmittel zu Verfälschungen der Blutglukosekonzentration führen kann (QUESENBERRY & ORCUTT, 2004), wurde den Frettchen in dieser Studie erst nach der Blutentnahme als Belohnung Vitaminpaste angeboten.

Zur Darstellung der **Häufigkeitsverteilung** wurden Histogramme erstellt. Zur Beurteilung der Normalverteilung wurden einerseits Median und Mittelwert verglichen und andererseits die Schiefe betrachtet.

Eine Schiefe zwischen -0,1 und 0,1, und somit annähernd eine Normalverteilung, liegt nur bei der Häufigkeitsverteilung der Parameter α -Amylase, Lipase und Chlorid vor. Eine Schiefe zwischen -0,1 und -1 haben die Häufigkeitsverteilungen der Parameter Erythrozytenzahl, Hkt, Hb, Glukose, Cholesterin, Gesamteiweiß, Albumin, Ca, Na, K, Fe und Thyroxin. Bei diesen Parametern liegen also viele Werte im hohen Messbereich. Eine Schiefe zwischen 0,1 und 1 haben die Häufigkeitsverteilungen der Parameter MCV, MCHC, MCH, Thrombozyten, Leukozyten, absolute und prozentuale Zahlen von Monozyten, Lymphozyten, segmentkernigen Granulozyten, eosinophilen Granulozyten, ALT, AST, GLDH, γ -GT, CK, CHE, Fruktosamin, Triglyzeride, Bilirubin, Harnstoff, Kreatinin, P und Mg. Bei diesen Parametern liegen also viele Werte im niedrigen Messbereich. Eine Schiefe über 1 haben die Häufigkeitsverteilungen der Parameter stabkernige neutrophile Granulozyten, der basophile Granulozyten, AP, LDH, Serumgallensäuren, Kortisol, Östrogen und Progesteron. Bei diesen Parametern liegt also der Großteil der Werte im niedrigen Messbereich. Eine Schiefe kleiner als -1 liegt bei keiner der Häufigkeitsverteilungen vor. Wegen der Vielzahl der von einer Normalverteilung abweichenden Parametern wurde für die Erstellung der Referenzbereiche das 95-%-Perzentil als Methode gewählt, da diese nicht von einer Normalverteilung ausgeht.

Eine Erklärung für die teilweise große Abweichung von der Normalverteilung ist zum einen, dass einige Parameter, wie die stabkernigen neutrophilen oder die basophilen Granulozyten oder auch einige Enzyme, als physiologischen Wert „0“ haben. Das bedeutet, dass ein großer Teil der Messwerte im unteren Messbereich liegen. Zum anderen setzen Nachweismethoden mit einer festen unteren Nachweisgrenze für bestimmte Parameter (Kortisol, Östrogen, Progesteron) künstliche Begrenzungen. So lagen die Konzentrationen der Geschlechtshormone bei vielen Blutproben unterhalb der Nachweisgrenze. Daher mussten diese Werte einheitlich festgelegt werden (z. B. $< 5,0$ wird zu 4,99). Dies führt zu einer künstlichen, durch die Methode bedingten, Erhöhung der Schiefe.

Vorraussetzung für die Erstellung von Referenzbereichen war die Bestimmung und Eliminierung von Ausreißern. Diese fand zunächst nach HENRY und REED

(1971) statt. In unserer Studie wurden nur zwei Einzelwerte mit dieser Methode als Ausreißer erkannt. Aus diesem Grund wurden zusätzlich Ausreißer visuell mit Hilfe des Interquartilsbereichs eliminiert, wodurch weiter 153 Einzelwerte von der Auswertung ausgeschlossen wurden (siehe Tab. 45). So konnte sicher gestellt werden, dass Messfehler und pathologische Werte nicht in die Berechnung der Referenzbereiche mit eingehen.

In dieser Studie wurden labordiagnostische **Referenzbereiche** für 51 Blutparameter bei gesunden Heimtier-Frettchen unterschiedlichen Signalements erstellt. Dies wurde unter Praxisbedingungen mit in Deutschland standardmäßig verwendeten Labormethoden durchgeführt und mit den Angaben in der Literatur verglichen.

Besonders auffallend im **roten Blutbild** beim Frettchen ist der hohe Hkt. Im **weißen Blutbild** ist bemerkenswert, dass sowohl lymphozytäre als auch granulozytäre Blutbilder beim Frettchen vorkommen. Stabkernige neutrophile Granulozyten sind beim Frettchen selten anzutreffen.

Der in dieser Studie ermittelte Referenzbereich für die **Erythrozytenzahl** liegt bei $7,43 - 13,07 \times 10^{12}/l$, der Median bei $10,45 \times 10^{12}/l$. Dies entspricht den Ergebnissen von BÖTTLE (1999), THORNTON und Mitarbeitern (1979), LEE und Mitarbeitern (1982), SHERRILL und GORHAM (1985), FOX (1986) und FUDGE (2000) beschreiben niedrigere Erythrozytenzahlen. Eine Erklärung hierfür liegt wahrscheinlich in der Blutentnahmetechnik. Narkose und manuelle Fixierung haben einen Einfluss auf die Höhe des Hkts und der Erythrozytenzahl (MARINI et al., 1994; DOUGLAS et al., 1994; COLLETTE & MERIWETHER, 1965).

In der vorliegenden Studie zeigt die Erythrozytenzahl eine **Altersabhängigkeit**. Frettchen unter vier Monaten haben eine niedrigere Erythrozytenzahl als adulte Frettchen. Dies bestätigen die Ergebnisse von MARSHALL BIORESOURCES (1998) und HOOVER und BALDWIN (1988), die einen altersabhängigen Anstieg der Erythrozytenzahl bei Frettchen feststellen. Auch bei anderen Fleischfressern ist diese altersbedingte, physiologische Jungtieranämie bekannt (HARPER et al., 2003; BULGIN et al., 1970). Auch beim Frettchen kann man also von einer physiologischen Jungtieranämie ausgehen. Diese Entwicklung ist dadurch bedingt, dass das entgültige Stadium der erythrozytären Entwicklung erst nach der

Geburt mit dem Erwachsenwerden erreicht wird. Fetale Erythrozyten werden abgebaut und neue gebildet. Bis diese Entwicklung abgeschlossen ist, lässt sich eine geringere Erythrozytenzahl als beim Erwachsenen mit deutlicher Neubildung feststellen (KRAFT et al., 2005).

In der vorliegenden Studie zeigt die Erythrozytenzahl eine **Geschlechtsabhängigkeit**. Männlich unkastrierte Frettchen haben statistisch signifikant niedrigere Erythrozytenzahlen als die anderen Geschlechtsgruppen. Dies widerspricht den Ergebnissen von THORNTON und Mitarbeitern (1979), MARSHALL BIORESOURCES (1998) und FUDGE (2000), die bei Rüden im Vergleich zu Fähen höhere Erythrozytenzahlen messen. Ein Grund hierfür könnte sein, dass in den Vergleichsstudien keine Fähen in Ranz beprobt wurden, die unter Östrogeneinfluss niedrigere Erythrozytenzahlen haben.

Der in dieser Studie ermittelte Referenzbereich für die **Hb-Konzentration** liegt bei 8,27 – 12,94 mmol/l, der Median bei 11,10 mmol/l. Diese entsprechen den Ergebnissen von BÖTTLE (1999). Die Werte von THORNTON und Mitarbeitern (1979), LEE und Mitarbeitern (1982), SHERRILL und GORHAM (1985), FOX (1986) und FUDGE (2000) sind niedriger. Eine Erklärung hierfür lässt sich wie bei der Erythrozytenzahl in der Blutentnahmetechnik finden, da die Verwendung von Anästhesien einen Einfluss auf die Hb-Konzentration hat (MARINI et al., 1994; DOUGLAS et al., 1994; COLLETTE & MERIWETHER, 1965).

In der vorliegenden Studie besteht eine **Altersabhängigkeit** der Hb-Konzentration. Jungtiere haben im Vergleich zu adulten Tieren eine statistisch signifikant niedrigere Hb-Konzentrationen, was den Veränderungen im Rahmen der physiologischen Jungtieranämie entspricht. Auch MARSHALL BIORESOURCES (1998) kommen zu diesem Ergebnis. LEE und Mitarbeiter (1982) können bei Frettchen zwischen vier und acht Monaten keine altersabhängige Veränderung der Hb-Konzentration finden. Dies bestärkt die Annahme, dass Frettchen im Alter von vier Monaten bereits die Werte adulter Tiere erreicht haben.

Der in dieser Studie ermittelte Referenzbereich für den **Hkt** ist 0,42 – 0,68 l/l, der Median 0,57 l/l. Dies entspricht dem Ergebnis von BÖTTLE (1999), in dessen Studie wie in der vorliegenden die Blutentnahme unter manueller Fixierung ohne Narkose stattfindet. THORNTON und Mitarbeiter (1979), LEE und Mitarbeiter

(1982), SHERRILL und GORHAM (1985), FOX (1986) und FUDGE (2000), bei denen verschiedene Anästhesien Verwendung finden, messen niedrigere Werte. Während einer Narkose kommt es zur Senkung des Hkts (MARINI et al., 1994; DOUGLAS et al., 1994) durch Blutdrucksenkung und Sequestrierung in der Milz, wohingegen während der manuellen Fixierung durch den Stress der Blutdruck steigt und eine Kontraktion der Milz stattfindet (COLLETTE & MERIWETHER, 1965). Diese Vorgänge können Änderungen des Hkts von bis zu 30 % verursachen (WEISS & TVEDTEN, 2006).

Die vorliegende Studie zeigt eine **Altersabhängigkeit** des Hkts. Jungtiere haben im Vergleich zu adulten Tieren einen statistisch signifikant niedrigeren Hkt. Auch MARSHALL BIORESOURCES (1998) kommen ebenfalls zu diesem Ergebnis. LEE und Mitarbeiter (1982) können bei Frettchen zwischen vier und acht Monaten keine altersabhängigen Veränderungen des Hkts finden. Dies bestärkt die Annahme, dass Frettchen im Alter von vier Monaten bereits die Werte adulter Tiere erreicht haben. Wie bei der Erythrozytenzahl sind diese Veränderungen durch den Abbau fetaler Erythrozyten und die Neubildung von Erythrozyten bedingt (KRAFT et al., 2005).

Für den Hkt besteht ebenfalls eine **Geschlechtsabhängigkeit**. Der Hkt liegt bei männlich unkastrierten Frettchen niedriger als bei anderen Geschlechtsgruppen, wobei zu weiblich unkastrierten Tieren kein statistisch signifikanter Unterschied besteht. Dies steht im Gegensatz zu den Ergebnissen von THORNTON und Mitarbeiter (1979), MARSHALL BIORESOURCES (1998) und FUDGE (2000), die bei Rüden einen höheren Hkt als bei Fähen finden. Angaben zur statistischen Signifikanz werden in diesen Studien jedoch nicht gemacht. Als Ursache für die unterschiedlichen Ergebnisse kommt der Zyklusstand zum Zeitpunkt der Probenentnahme in Frage, der in den anderen Studien nicht bekannt ist. In der vorliegenden Studie wurden keine Fähen in der Ranz beprobt. So sollte verhindert werden, dass unter Östrogeneinfluss niedrigere Erythrozytenzahlen gemessen werden (SHERRIL & GORHAM, 1985) und es so zu verfälschten Ergebnissen für die Parameter des roten Blutbildes kommt.

Die **Erythrozytenindizes** von Frettchen entsprechen denen von anderen Tierarten weitgehend.

Der Referenzbereich für den **MCV** ist in dieser Studie 49,46 – 59,78 fl, der Median 54,30 fl. Die Spanne der Werte ist weit und der Mittelwert liegt etwas höher als in den Studien von THORNTON und Mitarbeitern (1979), SHERRILL und GORHAM (1985), FOX und Mitarbeitern (1986), MARSHALL BIORESOURCES (1998), BÖTTLE (1999) und FUDGE (2000). Ein möglicher Grund hierfür ist, dass zur Berechnung der Gesamtreferenzbereiche in der vorliegenden Studie auch Jungtiere miteinbezogen wurden. Diese haben einen höheren MCV, da junge Erythrozyten größer sind als reife (WEISS & TVEDTEN, 2006).

Für den MCV besteht in dieser Studie eine **Altersabhängigkeit**. Jungtiere haben einen höheren MCV als Adulte. Von anderen Tierarten ist ebenfalls bekannt, dass junge Erythrozyten größer sind als reife Erythrozyten (WEISS & TVEDTEN, 2006). Der Vergleich mit den Ergebnissen von MARSHALL BIORESOURCES (1998) ist schwierig, da unterschiedliche Altersgruppen von lediglich sechs bis 15 Tieren verwendet werden und somit individuelle Schwankungen einen großen Einfluss auf die Ergebnisse haben.

Eine **Geschlechtsabhängigkeit** besteht für den MCV ebenfalls. Der MCV ist bei männlich unkastrierten Frettchen geringgradig höher als bei den anderen Geschlechtsgruppen. Die in dieser Studie erstellten Referenzbereiche für die einzelnen Gruppen liegen aber fast alle innerhalb des Gesamtreferenzbereiches oder unterscheiden sich von diesem um weniger als 1 µm. Diese Differenz ist für die Praxis nicht relevant. THORNTON und Mitarbeitern (1979), MARSHALL BIORESOURCES (1998) und FUDGE (2000) beschreiben für Fähen einen höheren MCV als für Rüden. Angaben zur statistischen Signifikanz liegen in diesen Studien aber nicht vor.

Der Referenzbereich für den **MCHC** ist 18,3 – 21,1 mmol/l, der Median 19,30 mmol/l. Dieses Ergebnis entspricht den Angaben von THORNTON und Mitarbeitern (1979), SHERRILL und GORHAM (1985), FOX und Mitarbeitern (1986) und FUDGE (2000). Nur bei MARSHALL BIORESOURCES (1998) und BÖTTLE (1999) ist der MCHC höher angegeben. Ein erhöhter MCHC kann auf Fehler im Labor oder bei der Probenentnahme, wie Hämolyse, hinweisen (WEISS

& TVEDTEN, 2006).

In der vorliegenden Studie ist der MCHC **geschlechtsabhängig**. Der MCHC von männlich unkastrierten Frettchen ist höher als bei den anderen Geschlechtsgruppen, wobei er sich von den Werten weiblich kastrierter Frettchen nicht statistisch signifikant unterscheiden. Die erstellten Referenzbereiche für die einzelnen Geschlechtsgruppen liegen aber fast alle innerhalb des Gesamtreferenzbereiches und die bestehenden Abweichungen sind minimal. THORNTON und Mitarbeitern (1979) messen bei Fähen höhere Werte als Rüden. MARSHALL BIORESOURCES (1998) messen gleiche Werte bei Rüden und Fähen im Anöstrus, Fähen im Östrus haben einen etwas geringeren MCHC. Angaben zur statistischen Signifikanz liegen in diesen Studien nicht vor.

Der MCHC zeigt in der vorliegenden Studie eine Abhängigkeit vom **Nüchternstatus**. Der MCHC liegt bei nüchternen Frettchen etwas höher als bei nicht nüchternen. FOX und Mitarbeiter (1986) nennen ähnliche Werte für nüchterne Frettchen, aber keine für nicht nüchternen Frettchen. Und da der MCHC aus den Parametern Hb und Hkt errechnet wird und diese in unserer Studie keine Abhängigkeit vom Nüchternstatus zeigen, ist die Abhängigkeit des MCHC vom Nüchternstatus nicht unmittelbar nachvollziehbar. Nach KRAFT und Mitarbeitern (2005) kann einen Abfall des MCHC auch durch einen ernährungsbedingten Mangel an Eisen und/oder Eiweiß entstehen. Wenn das eine Rolle in der vorliegenden Studie spielen würde, müsste jedoch auch die Hb-Konzentration einen ernährungsbedingten Einfluss erkennen lassen, was nicht der Fall ist. Der Unterschied zwischen den zwei Gruppen ist ohnehin so gering, dass er keine klinische Relevanz hat.

Der Referenzbereich für den **MCH** in dieser Studie ist 0,96 – 1,16 fmol/l, der Median 1,05 fmol/l. Dieses Ergebnis ist vergleichbar mit den Angaben in der Literatur (THORNTON et al., 1979; SHERRILL & GORHAM, 1985; FOX et al., 1986; MARSHALL BIORESOURCES, 1998; BÖTTLE, 1999; FUDGE, 2000).

In der vorliegenden Studie zeigt der MCH eine **Altersabhängigkeit**. Er ist bei Jungtieren höher als bei Adulten. Von anderen Fleischfressern ist bekannt, dass junge Erythrozyten eine geringere Hb-Konzentration haben als reife Erythrozyten (WEISS & TVEDTEN, 2006). Warum die vorliegende Studie ein anderes Ergebnis bringt, ist unklar. Der Unterschied ist jedoch klinisch nicht relevant.

Der MCH zeigt auch eine **Geschlechtsabhängigkeit**. Bei männlich unkastrierten Frettchen liegt er höher als bei den anderen Geschlechtsgruppen. THORNTON und Mitarbeitern (1979), FUDGE (2000) und MARSHALL BIORESOURCES (1998) messen bei Fähen einen höheren MCH als bei Rüden. Fähen im Östrus haben nach MARSHALL BIORESOURCES (1998) einen niedrigeren MCH als Rüden. Angaben zur statistischen Signifikanz liegen bei diesen Studien allerdings nicht vor. Der Grund für diese Varianz der Ergebnisse ist unklar. Die Differenzen sind in allen aufgeführten Studien jedoch so gering, dass sie keine klinische Relevanz haben.

Die **Thrombozytenzahl** in dieser Studie ist $405 - 1354 \times 10^9/l$, der Median $807 \times 10^9/l$. Die Range ist sehr groß. Die obere Grenze des Referenzbereiches ist deutlich höher als bei THORNTON und Mitarbeiter (1979), SHERRILL und GORHAM (1985), MARSHALL BIORESOURCES (1998), BÖTTLE (1999) und FUDGE (2000). Niedrige Thrombozytenzahlen entstehen vor allem dann, wenn es zu Aggregation von Thrombozyten und somit zu Messfehlern kommt (WEISS & TVEDTEN, 2006). Zudem ist der Jungtieranteil in der vorliegenden Studie höher.

In der vorliegenden Studie besteht eine **Altersabhängigkeit** für die Thrombozytenzahl. Jungtiere haben eine höhere Thrombozytenzahl als adulte Tiere. Das entspricht den Ergebnissen von MARSHALL BIORESOURCES (1998). Die Differenzen sind aber aufgrund ihrer geringen Ausprägung klinisch nicht relevant.

Die Thrombozytenzahl zeigt zudem eine signifikante Abhängigkeit vom **Nüchternstatus**. Sie ist bei nüchternen Frettchen geringgradig niedriger als bei nicht nüchternen. Die Differenz ist aber klinisch nicht von Bedeutung. In der Literatur liegen dazu keine Ergebnisse vor. Auch hier können Messfehler durch Autoagglutination nicht ausgeschlossen werden.

Die **Leukozytenzahl** in der vorliegenden Studie ist $2,99 - 15,19 \times 10^9/l$, der Median $7,15 \times 10^9/l$. Die Spanne ist relativ groß. Eine ähnlich große Spanne ist auch in der Literatur beschrieben (THORNTON et al., 1979; LEE et al., 1982; FOX et al., 1986; MARSHALL BIORESOURCES, 1998; BÖTTLE, 1999). Ein geringgradiger Anstieg der Leukozytenzahl kann durch die Steigerung des Blutdrucks bei Aufregung, Angst oder körperlicher Belastung verursacht werden (KRAFT et al., 2005). Es kommt zu einer Mobilisation von neutrophilen

Granulozyten aus dem marginalen Gefäßpool (RASKIN et al., 2006). Angesichts der großen Range zeigt die Leukozytenzahl, wie deutlich Frettchen auf Stressreize reagieren. Auch, wenn es nach BROWN (1997) bei Frettchen nicht zu Veränderungen im Blutbild durch Handling, Angst oder Schmerz kommt, können die Tiere je nach Handling und Aufzucht unterschiedlich stressempfindlich sein.

In der vorliegenden Studie ist die Leukozytenzahl **altersabhängig**. Jungtiere unter vier Monaten haben eine statistisch signifikant höhere Leukozytenzahl als adulte Tiere. Auch bei Hunden sind höhere Leukozytenzahlen bei Jungtieren beschrieben (MICHAELSON et al., 1966; BULGIN et al., 1970; HARPER et al., 2003). HARPER und Mitarbeiter (2003) diskutieren die Möglichkeit von häufigen bakteriellen Infektionen bei Welpen und somit höheren Leukozytenzahlen. Auch eine größere Stressempfindlichkeit von Jungtieren kommt als Ursache für höhere Leukozytenzahlen in Frage. LEE und Mitarbeiter (1982) können bei Frettchen zwischen vier und acht Monaten keine Altersabhängigkeit feststellen. Die altersabhängigen Veränderungen sind also bereits abgeschlossen sind.

Auch eine **Geschlechtsabhängigkeit** besteht für die Leukozytenzahl. Kastrierte Frettchen beider Geschlechter haben niedrigere Leukozytenzahlen als unkastrierte, es besteht jedoch kein statistisch signifikanter Unterschied zwischen männlich kastrierten und unkastrierten Frettchen. Leider wird in keiner der bisher veröffentlichten Studien der Einfluss des Kastrationsstatus auf die Leukozytenzahl untersucht. THORNTON und Mitarbeiter (1979) messen bei Fähen höhere, MARSHALL BIORESOURCES (1998) hingegen niedrigere Leukozytenzahl als bei Rüden. Die Werte von FUDGE (2000) liegen bei beiden Geschlechtern nahezu gleich. Angaben zur statistischen Signifikanz liegen bei diesen Studien allerdings nicht vor. Eine Ursachen für die geschlechts- und vor allem kastrationsabhängigen Veränderungen kann in der unterschiedlichen Stressempfindlichkeit der Tiere, bedingt durch Haltung und Handling der verschiedenen Geschlechtsgruppen, liegen. Außerdem führen individuelle Schwankungen bei kleinen Tierzahlen schnell zu signifikanten, meist aber nicht klinisch relevanten Ergebnissen.

Die Ergebnisse der vorliegenden Studie zum **Differentialblutbild** zeigen, dass sowohl lymphozytäre als auch neutrophile Blutbilder beim Frettchen vorkommen, wobei der Median für die absolute Lymphozytenzahl etwas höher liegt als für die absolute Zahl der neutrophilen Granulozyten. Dies entspricht den Ergebnissen von

WENZEL (1969). Nach HOFFMANN (1961) haben Frettchen ein neutrophiles Blutbild.

Die absolute **Lymphozytenzahl** liegt in der vorliegenden Studie bei $0,751 - 8,221 \times 10^9/l$, die relative bei $16 - 75 \%$. Der Median ist $3,395 \times 10^9/l$ bzw. 53% . Somit haben Frettchen ein lymphozytäres Blutbild. Der Referenzbereich ist vergleichbar mit den Ergebnissen von THORNTON und Mitarbeitern (1979). Er ist recht weit gefasst. So liegt die untere Grenze des Referenzbereiches für die prozentuale Lymphozytenzahl in der vorliegenden Studie deutlich tiefer als die bei KAUFMANN und BERGMANN (1981), FOX und Mitarbeitern (1986), BÖTTLE (1999) und FUDGE (2000). Die relative Lymphozytenzahl sollte jedoch nur im Zusammenhang mit der Gesamtleukozytenzahl beurteilt werden (RASKIN et al., 2006) und kann nicht als Einzelwert interpretiert werden.

In der vorliegenden Studie besteht eine **Altersabhängigkeit** für die Lymphozytenzahl. Jungtiere unter vier Monaten haben eine statistisch signifikant höhere Lymphozytenzahl als adulte Tiere. Das Ergebnis entspricht dem von HOOVER und BALDWIN (1988). Auch bei Hunden und Katzen ist eine hohe Lymphozytenzahl bei Jungtieren beschrieben (KRAFT et al., 2005). Eine chronische Infektion (RASKIN et al., 2006) als Ursache für eine Lymphozytose kann anhand der klinischen Untersuchung der beprobten Tiere ausgeschlossen werden. LEE und Mitarbeiter (1982) können keine altersbedingten Veränderungen zwischen dem vierten und dem achten Lebensmonat feststellen, da die Entwicklung vom juvenilen zum adulten Tier mit vier Monaten bereits weitgehend abgeschlossen ist.

Der Referenzbereich für die absolute Anzahl der **Monozyten** ist in der vorliegenden Studie $0,000 - 0,524 \times 10^9/l$, für die relative Anzahl der Monozyten $0 - 7 \%$. Der Median ist $0,160 \times 10^9/l$ bzw. 2% . Dies ist in etwa vergleichbar mit den Angaben aus der Literatur (LEE et al., 1982; MARSHALL BIORESOURCES, 1998; BÖTTLE, 1999; FUDGE, 2000). Eine Abhängigkeit von Alter, Geschlecht und Nüchternstatus besteht nicht.

Die absolute Zahl der **stabkernigen neutrophilen Granulozyten** ist nach den Ergebnissen der vorliegenden Studie $0,000 - 0,247 \times 10^9/l$, die relative Zahl $0 - 2 \%$. Der Median ist $0,000 \times 10^9/l$ bzw. 0% . Dies entspricht den Ergebnissen von LEE und Mitarbeitern (1982). WENZEL und Mitarbeiter (1969) beschreiben nur

prozentuale Zellzahlen, die wesentlich höher liegen als in der vorliegenden Studie. Der Vergleich zwischen den Studien ist somit nicht möglich, da zur Beurteilung der relativen Zellzahlen die Gesamtleukozytenzahl berücksichtigt werden muss. Andere Studien (THORNTON et al., 1979; SHERRILL & GORHAM, 1985; FOX et al., 1986; BÖTTLE, 1999; FUDGE, 2000) berücksichtigen die Anzahl der stabkernigen neutrophilen Granulozyten gar nicht. Als Vorstufe der segmentkernigen Granulozyten deutet ein Anstieg der Zahl stabkerniger neutrophiler Granulozyten auf eine vermehrte Bildung von Neutrophilen, beispielsweise bei bakteriellen Infektionskrankheiten, hin (KRAFT et al., 2005). Die geringe Zahl stabkerniger neutrophiler Granulozyten im Blut zeigt, dass beim Frettchen die Umwandlung von stab- zu segmentkernigen Granulozyten statt findet, bevor sie im Blut gemessen werden können.

Die absolute Zahl der **segmentkernigen neutrophilen Granulozyten** liegt nach den Ergebnissen der vorliegenden Studie bei $1,096 - 6,891 \times 10^9/l$, die relative Zahl bei 19 – 79 %. Der Median ist $2,960 \times 10^9/l$ bzw. 43 %. Es haben also mehr Tiere in dieser Studie ein leicht lymphozytäres Blutbild und die Zellzahlen sind eher im mittleren und unteren Referenzbereich. Das Ergebnis ist in etwa vergleichbar mit den Ergebnissen von LEE und Mitarbeitern (1982) und MARSHALL BIORESOURCES (1998). Die Ergebnisse von SHERRILL und GORHAM (1985), BÖTTLE (1999) und FUDGE (2000) sind im Vergleich zur vorliegenden Studie etwas tiefer und haben eine geringere Range, was mit den unterschiedlichen Altersgruppen der untersuchten Tiere zusammenhängen kann.

In der vorliegenden Studie ist die Anzahl segmentkerniger neutrophiler Granulozyten **altersabhängig**. Jungtiere haben eine statistisch signifikant höhere Anzahl an neutrophilen Granulozyten als adulte Tiere. LEE und Mitarbeiter (1982) stellen zwischen dem vierten und dem achten Lebensmonat keine Veränderungen fest, was zeigt, dass altersbedingte Veränderungen in diesem Alter bereits abgeschlossen sind. Die Ergebnisse von HOOVER und BALDWIN (1988) und MARSHALL BIORESOURCES (1998) sind aufgrund unterschiedlicher Altersgruppen nicht mit unseren vergleichbar. Nach BROWN (1997) kommt es bei Frettchen nicht zu Veränderungen im Blutbild durch Handling, Angst oder Schmerz. Trotzdem muss die Stressanfälligkeit von Jungtieren wie schon bei der Leukozytenzahl bedacht werden, die zur Mobilisation von neutrophilen Granulozyten aus dem marginalen Gefäßpool führen kann (RASKIN et al., 2006).

In der vorliegenden Studie besteht für die Zahl segmentkerniger neutrophiler Granulozyten auch eine **Geschlechtsabhängigkeit**. Kastrierte Frettchen haben niedrigere Anzahlen segmentkerniger neutrophiler Granulozyten als unkastrierte, es besteht jedoch kein statistisch signifikanter Unterschied zwischen männlich kastrierten und unkastrierten Frettchen. Die Differenzen sind aber so gering, dass sie für die Praxis nicht relevant sind. In den bisher veröffentlichten Studien wird der Einfluss der Kastration nicht untersucht. THORNTON und Mitarbeiter (1979) messen bei Fähen höhere prozentuale Anzahlen von neutrophilen Granulozyten als bei Rüden. Ihre Versuchsbedingungen unterscheiden sich bezüglich Tierzahl und Signalement jedoch deutlich von der vorliegenden Studie und sind nicht wirklich vergleichbar, da die Ergebnisse nur im Zusammenhang mit der Gesamtleukozytenzahl beurteilt werden sollten. MARSHALL BIORESOURCES (1998) zeigen bei Fähen eine gewisse Abhängigkeit der Neutrophilenzahl vom Zyklusstand. FUDGE (2000) beschreibt vergleichbare Werte bei beiden Geschlechtern. Als Ursachen für die geschlechtsabhängigen Differenzen muss die individuelle Stressanfälligkeit der verwendeten Tiergruppen abhängig von Haltung und Handling berücksichtigt werden.

Der Referenzbereich für die absolute Anzahl der **eosinophilen Granulozyten** ist 0,000 – 0,543 x 10⁹/l, die relative Anzahl 0 – 6 %. Der Median ist 0,140 x 10⁹/l bzw. 2 %. Das Ergebnis ist vergleichbar mit den Angaben aus der Literatur (THORNTON et al., 1979; LEE et al., 1982; SHERRILL & GORHAM, 1985; FOX et al., 1986; MARSHALL BIORESOURCES, 1998; BÖTTLE, 1999; FUDGE, 2000). Die Anzahl eosinophiler Granulozyten im Blut steigt bei Parasitenbefall und allergische Reaktionen (RASKIN et al., 2006). Eine Abhängigkeit von Alter, Geschlecht und Nüchternstatus besteht nicht.

Die absolute Anzahl der **basophilen Granulozyten** ist in dieser Studie 0,000 – 0,233 x 10⁹/l, die relative Anzahl 0 – 2 %. Der Median ist 0,000 x 10⁹/l bzw. 0 %. Die Werte sind vergleichbar mit den Angaben aus der Literatur (THORNTON et al., 1979; LEE et al., 1982; SHERRILL & GORHAM, 1985; FOX et al., 1986; MARSHALL BIORESOURCES, 1998; BÖTTLE, 1999; FUDGE, 2000). Eine Abhängigkeit von Alter, Geschlecht und Nüchternstatus besteht nicht.

Wenn wir die **Enzymaktivitäten** im Serum der Frettchen betrachten, haben diese eine auffallend hohe LDH-Aktivität verglichen mit anderen Carnivoren. Die Aktivitäten von CHE und α -Amylase liegen im Serum dagegen eher niedrig. Referenzbereiche für die GLDH- und Lipaseaktivität wurden in dieser Studie erstmals für Frettchen erstellt.

Der in dieser Studie erstellte Referenzbereich für die **ALT**-Aktivität im Serum ist 55 – 206 U/l, der Median 110 U/l. Dass die Mehrzahl der Ergebnisse im unteren Bereich zu finden ist, Einzelwerte aber trotzdem bis zum 2fachen über dem Median liegen können, zeigt die Reaktivität der ALT bei Frettchen. Sie zeigt in der vorliegenden Studie eine große Range. Als im Zytoplasma vorkommendes Enzym wird die ALT allerdings bereits bei erhöhter Membranpermeabilität frei (KRAFT et al., 2005). Die ALT ist bei Frettchen leberspezifisch, da ihre Gewebeaktivität in der Leber drei bis zehn mal höher liegt als in anderen Geweben (CLAMPITT & HART, 1978) und somit für die Leberdiagnostik gut geeignet. Die obere Grenze des Referenzbereiches ist etwas niedriger als in den Studien von LEE und Mitarbeitern (1982), MARSHALL BIORESOURCES (1998) und FUDGE (2000). Dies liegt vermutlich unter anderem an den unterschiedlichen zur Auswertung verwendeten statistischen Methoden. In den aufgeführten Studien werden keine Ausreißer eliminiert und die Verwendung der Range lässt die Aufnahme aller gemessenen Werte in den Referenzbereich zu.

In der vorliegenden Studie zeigt die ALT-Aktivität eine **Altersabhängigkeit**. Bei Frettchen unter vier Monaten ist sie höher als bei adulten Frettchen. Dies entspricht den Ergebnissen von MARSHALL BIORESOURCES (1998) und den Untersuchungen von LEE und Mitarbeiter (1982) an Tieren zwischen vier und acht Monaten. Die erhöhte Aktivität bei Jungtieren ist auf die Auf- oder Umbauprozessen in der Leber während des Wachstums und der körperlichen Reifung zurückzuführen.

In der vorliegenden Studie besteht für die ALT eine **Geschlechtsabhängigkeit**. Die ALT-Aktivität liegt bei kastrierten Frettchen beider Geschlechter niedriger als bei unkastrierten, wobei der Unterschied zwischen weiblich kastrierten und unkastrierten Tieren nicht statistisch signifikant ist. Die Referenzbereiche der einzelnen Gruppen liegen jedoch alle nahezu im Gesamtreferenzbereich und sind nicht von klinischer Relevanz. FUDGE (2000) und LEE und Mitarbeitern (1982) geben bei Fähen höhere ALT-Aktivitäten als bei Rüden an und bei kastrierten

Rüden noch höhere Aktivitäten als bei unkastrierten Rüden. MARSHALL BIORESOURCES (1998) beschreiben bei männlichen Frettchen leicht höhere ALT-Aktivitäten als bei weiblichen. Eine Prüfung auf statistische Signifikanz liegt in diesen Studien nicht vor.

Der erstellte Referenzbereich für die **AP**-Aktivität ist 18 – 71 U/l, der Median 34,00 U/l. Die Werte stimmen in etwa mit den Angaben von BÖTTLE (1999) überein. Die weite Range mit überwiegend Werten im unteren Bereich spricht für die hohe Reaktivität der AP beim Frettchen. Mit den übrigen Angaben in der Literatur (THORNTON et al., 1979; LEE et al., 1982; FOX et al., 1986; MARSHALL BIORESOURCES, 1998; FUDGE, 2000) bestehen Parallelen. Die AP ist somit sehr reaktiv. Die AP kommt in fast allen Geweben vor (WILLARD & TWEDT, 2006) und ist somit nicht leberspezifisch (KRAFT et al., 2005).

Die AP-Aktivität zeigt eine **Geschlechtsabhängigkeit**. Die AP-Aktivität ist in der vorliegenden Studie bei kastrierten Frettchen niedriger als bei unkastrierten. Zwischen männlichen und weiblichen Tieren besteht kein signifikanter Unterschied. THORNTON und Mitarbeiter (1979), MARSHALL BIORESOURCES (1998) und FUDGE (2000) messen bei Rüden höhere AP-Aktivitäten als bei Fähen. Eine Prüfung der statistischen Signifikanz liegt in diesen Studien aber nicht vor. Da die AP unter anderem im Knochengewebe vorkommt (WILLARD & TWEDT, 2006), ergibt sich diese Differenz aus der unterschiedlichen Knochen- und Muskelmasse und der höheren Aktivität unkastrierter Tiere.

Der erstellte Referenzbereich für die **AST**-Aktivität ist 43– 142 U/l, der Median 74,00 U/l. Der niedrige Median spricht für die gute Reaktivität der AST. Der Referenzbereich stimmt mit den Angaben in der Literatur weitgehend überein (THORNTON et al., 1979; BÖTTLE, 1999; MARSHALL BIORESOURCES, 1998; FUDGE, 2000). Nur FOX und Mitarbeiter (1986) geben deutlich höhere Enzymaktivitäten an. Dies ist wahrscheinlich darauf zurückzuführen, dass nur unkastrierte Rüden untersucht werden und nach unseren Ergebnissen eine Geschlechtsabhängigkeit besteht. Ihre Aktivität kann bei hoher Muskelbeanspruchung erhöht sein (WILLARD & TWEDT, 2006). Als leberunspezifisches Enzym mit hoher Aktivität im Muskel ist die AST-Aktivität im Serum vor allem abhängig von der Muskelmasse und –aktivität. Somit müssen Muskelmasse, Haltungsbedingungen und Aktivität der jeweils untersuchten Tiere

bei der Interpretation der AST-Aktivität berücksichtigt werden.

In der vorliegenden Studie besteht eine **Altersabhängigkeit** für die AST-Aktivität. Jungtiere haben eine höhere AST-Aktivität als adulte Tiere. Die Unterschiede zwischen den Altersgruppen sind klinisch jedoch kaum relevant. Dies entspricht dem Ergebnis von MARSHALL BIORESOURCES (1998). Als Grund hierfür kann man das außergewöhnlich schnelle Körperwachstum und die hohe körperliche Aktivität von juvenilen Frettchen diskutieren.

Eine **Geschlechtsabhängigkeit** ergab sich in der vorliegenden Studie ebenfalls. Die AST-Aktivität ist bei unkastrierten Frettchen höher als bei kastrierten. Zwischen männlichen und weiblichen Tieren besteht allerdings kein Unterschied. THORNTON und Mitarbeiter (1979) geben bei weiblichen Frettchen höhere AST-Aktivitäten an als bei männlichen. MARSHALL BIORESOURCES (1998) und FUDGE (2000) beschreiben bei Rüden höhere AST-Aktivitäten als bei Fähen. Eine Prüfung auf statistische Signifikanz liegt in diesen Studien jedoch nicht vor. Die Gründe für die Abhängigkeit vom Kastrationsstatus liegen wahrscheinlich in der höheren körperlichen Aktivität unkastrierter Tiere und ihrer höheren Muskelmasse.

Der Referenzbereich der **GLDH**-Aktivität ist 0 – 2 U/l, der Median 1 U/l. Für sie liegen in der Literatur keine Referenzbereiche für das Frettchen vor. Die große Range bei niedrigem Median zeigt die hohe Reaktivität der GLDH beim Frettchen. Da die höchste GLDH-Aktivität im zentrilobulären Bereich besteht, sind schnelle Aktivitätserhöhungen im Serum auch zu erwarten. Die Messung der GLDH-Aktivität ermöglicht es so akute Leberschäden frühzeitig zu erkennen. Leichte Aktivitätserhöhungen können jedoch auch ohne pathologischen Hintergrund vorkommen (KRAFT et al., 2005). In dieser Studie wurde erstmals ein Referenzbereich für die GLDH-Aktivität bei Frettchen erstellt.

Der Referenzbereich für die **γ -GT**-Aktivität liegt bei 0 – 10 U/l, der Median ist 4 U/l. Er ist etwas weiter als der von MARSHALL BIORESOURCES (1998), die Werte sind dennoch vergleichbar. Die enge Range zeigt, dass die γ -GT weniger reaktiv und sensitiv ist, aber dafür spezifisch für Cholestasen. Bei Hund und Katze reagiert sie hingegen eher träge auf Erkrankungen der Leber und der Gallengänge, spielt aber als leberspezifisches Enzym dennoch eine wichtige Rolle in der Diagnostik (KRAFT et al., 2005).

In der vorliegenden Studie besteht eine **Geschlechtsabhängigkeit** der γ -GT-Aktivität. Die Aktivität der γ -GT bei unkastrierten Fähen liegt statistisch signifikant niedriger als in den anderen Gruppen. Die Ergebnisse von MARSHALL BIORESOURCES (1998) stehen im Gegensatz zu unseren. Die Ausprägung der Geschlechtsunterschiede ist allerdings so gering, dass sie keine klinische Relevanz hat.

Es besteht ebenfalls eine Abhängigkeit vom **Nüchternstatus**. In der vorliegenden Studie liegt die Aktivität der γ -GT bei nüchternen Frettchen etwas höher als bei nicht nüchternen. Der Fett- und Fasergehalt im Futter hat nach SHAVILA und Mitarbeiter (1996) keinen Einfluss auf die γ -GT-Aktivität. Bei anderen Carnivoren kann die γ -GT-Aktivität bei Leberlipidose und Gallengangsobstruktionen erhöht sein (WILLARD & TWEDT, 2006). Da die γ -GT-Aktivität im Serum bei Cholestase steigt, steigt sie auch automatisch im Nüchternzustand leicht an, da es physiologischerweise bis zur nächsten Futteraufnahme zu einer Anstauung von Galle kommt.

Der Referenzbereich für die **LDH**-Aktivität ist in der vorliegenden Studie 159 – 1127 U/l, der Median 325 U/l. Die hohe Range bei niedrigem Median zeigt die hohe Reaktivität der LDH beim Frettchen. Die obere Grenze des Referenzbereiches liegt deutlich höher als in der Literatur (ZIMMERMANN et al., 1965; FOX et al., 1986; MARSHALL BIORESOURCES, 1998; FUDGE, 2000). Da die Aktivität der LDH als Muskelenzym durch die Aktivität der Tiere beeinflusst wird, ist es naheliegend, dass die Tiere der Vergleichsstudien, die zu Versuchszwecken im Labor gehalten werden, niedrigere LDH-Aktivitäten im Serum haben als die Tiere dieser Studie mit Freilauf und in Gruppenhaltung.

Die Aktivität der LDH zeigt eine **Altersabhängigkeit**. Sie liegt bei Frettchen unter vier Monaten höher als bei Frettchen über vier Monaten. In der Literatur liegen keine Studien zur Altersabhängigkeit der LDH-Aktivität im Serum von Frettchen vor. Bei Hund und Katze sind hohe LDH-Aktivitäten nach der Geburt und ein altersabhängiger Abfall bekannt (WOLFORD et al., 1988; KRAFT et al., 1995). Da die LDH vor allem in der Muskulatur zu finden ist (WILLARD & TWEDT, 2006), ist die höhere LDH-Aktivität im Serum von Jungtieren auf ihre hohe Muskelaktivität zurückzuführen.

Die LDH-Aktivität zeigt eine **Geschlechtsabhängigkeit**. Bei unkastrierten Fähen

liegt sie höher als in den anderen Geschlechtsgruppen. Dies entspricht den Ergebnissen von FUDGE (2000) und MARSHALL BIORESOURCES (1998). Die Unterschiede sind nicht von klinischer Relevanz und ist vermutlich durch Auswahl der Tiere in bestimmten Haltungsformen begründet.

Der erstellte Referenzbereich für die **CK**-Aktivität ist 80 – 453 U/l, der Median 203,00 U/l. Der Referenzbereich entspricht in etwa den Ergebnissen von FUDGE (2000) und hat eine größere Range als die Angaben von MARSHALL BIORESOURCES (2008). Als muskelassoziiertes Enzym (PARENT, 2006), dessen Serumaktivität bei starker körperlicher Belastung und Muskelschädigung steigt (KRAFT et al., 2005), muss im Einzelfall bei der Interpretation immer die Haltung und Aktivität der Tiere berücksichtigt werden.

Die Aktivität der CK zeigt eine **Altersabhängigkeit**. Sie liegt in der vorliegenden Studie bei Frettchen unter vier Monaten höher als bei Frettchen über vier Monaten. Bisher gibt es in der Literatur keine weiteren Untersuchungen zur Altersabhängigkeit der CK bei Frettchen. Die CK reagiert sehr empfindlich auf Muskelzellschädigung (PARENT, 2006), so dass es bei hoher körperlicher Belastung zu erhöhten CK-Aktivitäten im Serum kommen kann (KRAFT et al., 2005). Jungtieren haben auch bei Hund und Katze eine höhere CK-Aktivität als adulte Tiere (KRAFT et al., 1995).

Die CK-Aktivität zeigt auch eine **Geschlechtsabhängigkeit**. Sie liegt bei unkastrierten Frettchen beider Geschlechter höher als bei kastrierten. Nicht kastrierte Tiere haben eine höhere fortpflanzungsorientierte Motivation und bewegen sich dadurch deutlich mehr. FUDGE (2000) gibt bei Rüden höhere CK-Aktivitäten an als bei Fähen. MARSHALL BIORESOURCES (1998) kommen zu gegenteiligem Ergebnis. Berücksichtigt werden müssen hier die Haltung und körperliche Aktivität der untersuchten Tiere. Es kann beispielsweise in Gruppenhaltung zu Rankämpfen und damit verbundenen höherer Muskelschädigung kommen.

Der Referenzbereich für die **CHE**-Aktivität ist 240 – 873 U/l, der Median 526 U/l. ZEISSLER und Mitarbeiter (1980) untersuchen den Einfluss einer Narkose auf die CHE-Aktivität bei Frettchenrüden. Ihre Ergebnisse vor der Narkose ähneln dem von uns erstellten Referenzbereich, sind jedoch enger gefasst. Die CHE ist maßgeblich verantwortlich für die Muskelaktivität und muss bei aktiven Tieren

mit Freilauf höher sein als bei Labortieren.

In der vorliegenden Studie besteht eine **Altersabhängigkeit** für die CHE-Aktivität. Die Aktivität der CHE liegt bei Frettchen unter vier Monaten höher als bei Frettchen über vier Monaten. In der Literatur liegen keine weiteren Untersuchungen zur CHE bei Frettchen vor. Eine hohe Enzymaktivität im Serum ist bei der hohen körperlichen Aktivität von Jungtieren zu erwarten (STRYER, 1999c).

Die Aktivität der CHE ist abhängig vom **Nüchternstatus**. Sie liegt beim nüchternen Frettchen niedriger als beim nicht nüchternen. Die Differenz in dieser Studie ist jedoch gering und für die Praxis irrelevant. Für das Frettchen gibt es in der Literatur keine Untersuchungen zur Abhängigkeit von Enzymaktivitäten vom Nüchternstatus.

Der Referenzbereich der **α -Amylase**-Aktivität ist in dieser Studie 21 – 58 U/l, der Median 38 U/l und somit niedrig. MARSHALL BIORESOURCES (2008) messen eine sehr geringe Spanne bei ähnlichem Mittelwert (\bar{x}). Der Grund für die Differenzen ist also eher in der Verwendung eines anderen Referenzbereiches ($\bar{x} \pm SD$) zu sehen. Die α -Amylase-Aktivität ist beim Frettchen verglichen mit der Lipase-Aktivität niedrig. Laut BREVES und Mitarbeiter (2000) passt sich bei Monogastriden das Muster der vom Pankreas sezernierten Verdauungsenzyme der Futterzusammensetzung an. Die Futterzusammensetzung beim Frettchen, die hauptsächlich durch Proteine und Fette, und weniger durch Kohlenhydrate bestimmt wird (FOX & MCLAIN, 1998; FEKETE et al., 2005), erklärt die niedrige α -Amylase-Aktivität.

In der vorliegenden Studie besteht eine **Altersabhängigkeit** für die α -Amylase. Jungtiere haben eine höhere α -Amylase-Aktivität als adulte Tiere. Zur Altersabhängigkeit der Pankreasenzyme beim Frettchen liegen keine Studien vor. Bei Katzen besteht jedoch ebenfalls ein altersabhängiger Abfall der α -Amylase-Aktivität (KRAFT et al., 1995). Der Grund für die hohe α -Amylase-Aktivität bei Jungtieren ist der höhere Kohlenhydratgehalt der energiereichen Futtermittel für Jungtiere.

Die Aktivität der α -Amylase zeigt in dieser Studie auch eine **Geschlechtsabhängigkeit**. Sie ist bei unkastrierten Fähen höher als bei unkastrierten Rüden. Zwischen den kastrierten Tieren unterschiedlichen

Geschlechts besteht hingegen kein statistisch signifikanter Unterschied. Dies steht im Gegensatz zu den Ergebnissen von MARSHALL BIORESOURCES (2008). Die untersuchten Frettchenpopulationen unterscheiden sich hinsichtlich des Alters jedoch stark und die α -Amylase weist nach unseren Ergebnissen eine Altersabhängigkeit auf. Ein Grund für die Differenzen ist wahrscheinlich die höhere Energieaufnahme der aktiveren unkastrierten Tiere und der damit verbundene höhere Glukosemetabolismus.

Die Aktivität der α -Amylase zeigt, wie zu erwarten, auch eine Abhängigkeit vom **Nüchternstatus**. Sie liegt bei nüchternen Frettchen niedriger als bei nicht nüchternen. Da das Muster der Verdauungsenzyme fütterungsabhängig ist (BREVES et al., 2000), ist nach Nahrungskarenz eine geringere α -Amylase-Aktivität zu erwarten. Nach Futteraufnahme wird die Sekretion der α -Amylase wieder entsprechend verstärkt.

Die **Lipase**-Aktivität liegt in der vorliegenden Studie bei 86 – 316 U/l, der Median ist 203 U/l. Es befinden sich somit mehr Ergebnisse im oberen Referenzbereich. Für die Lipase-Aktivität bei Frettchen liegen keine Vergleichswerte in der Literatur vor. Sie ist im Vergleich mit der α -Amylase-Aktivität deutlich höher, was durch fettreiche Nahrung der Frettchen (FOX & MCLAIN, 1998; FEKETE et al., 2005) und die fütterungsbedingte Enzymanpassung (BREVES et al., 2000) zu erklären ist. In dieser Studie wurde erstmals ein Referenzbereich für die Lipaseaktivität bei Frettchen erstellt.

Auffallend bei den Ergebnissen der vorliegenden Studie für die **Substrate** ist die niedrige Glukosekonzentration bei Frettchen. In dieser Studie wurde erstmals ein Referenzbereich für die Fruktosaminkonzentration bei Frettchen erstellt.

Der erstellte Referenzbereich für die **Glukosekonzentration** ist 2,68 – 8,56 mmol/l, der Median 6,00 mmol/l. Der hohe Median zeigt, dass sich nur wenige Werte an der unteren Grenze des Referenzbereiches befinden. Zwei der Frettchen mit niedriger Glukosekonzentration haben aber auch eine niedrige Fruktosaminkonzentration. Bei den meisten Frettchen mit niedriger Glukosekonzentration im Serum ist die Fruktosaminkonzentration im mittleren Bereich. Das heißt, dass es sich um einzelne niedrige Werte, möglicherweise abhängig vom Nüchternstatus der Tiere. Einige Tiere im unteren Bereich der Glukosekonzentration haben jedoch Fruktosaminkonzentrationen nahe des

Medians. Die untere Grenze des erstellten Referenzbereiches liegt wesentlich niedriger als bei THORNTON und Mitarbeitern (1979), LEE und Mitarbeitern (1982), MARSHALL BIORESOURCES (1998), BÖTTLE (1999) und FUDGE (2000). Die obere Grenze des Referenzbereiches entspricht in etwa den Angaben in den Literatur. Die untere Grenze der Glukosekonzentration hat beim Frettchen eine große Bedeutung in der Insulinomdiagnostik. Trotz unauffälliger klinischer Untersuchung kann bei den beprobten Frettchen somit ein subklinisches Insulinom nicht sicher ausgeschlossen werden. In der vorliegenden Studie waren 40 % der untersuchten Frettchen nüchtern. In den aufgeführten Studien aus der Literatur ist das nicht der Fall. FOX und Mitarbeiter (1986) geben männlichen nüchternen Frettchen Glukosekonzentrationen an. KRAFT und Mitarbeiter (2005) beschreiben den Einfluss der letzten Nahrungsaufnahme auf den Blutzucker, in der vorliegenden Studie besteht jedoch keine statistisch signifikante Abhängigkeit der Glukosekonzentration vom Nüchternstatus. Ein Grund hierfür ist sicher zum einen der unterschiedliche Untersuchungszeitpunkt in Bezug auf die letzte Fütterung und ein Einfluss nicht berücksichtigter Faktoren wie Stressbelastung auf die Glukosekonzentration und zum anderen die Kompensationsfähigkeit des Organismus, die zum Ausgleich der Werte führen.

Die Serumkonzentrationen von **Fruktosamin** ist nach den Ergebnissen dieser Studie 128 – 201 $\mu\text{mol/l}$, der Median 163 $\mu\text{mol/l}$, also ähnlich wie bei anderen Carnivoren (KRAFT et al., 2005). In der Literatur gibt es keine weiteren Angaben zur Fruktosaminkonzentration bei Frettchen. In dieser Studie wurde erstmals ein Referenzbereich für die Fruktosaminkonzentration bei Frettchen erstellt und Abhängigkeiten geprüft. Die Fruktosaminkonzentration ist nicht abhängig von Alter, Geschlecht oder Nüchternstatus.

Der erstellte Referenzbereich für die **Gesamteiweißkonzentration** ist bei 54,3 – 77,6 g/l. Der Median von 67,8 g/l zeigt, dass die meisten Werte im oberen Referenzbereich sind. Er entspricht in etwa den Angaben in der Literatur (THORNTON et al., 1979; LEE et al., 1982; SHERRILL & GORHAM, 1985; FOX et al., 1986; SHAVILA et al., 1996; MARSHALL BIORESOURCES, 1998; FUDGE, 2000).

Die Gesamteiweißkonzentration zeigt in der vorliegenden Studie eine **Altersabhängigkeit**. Sie liegt bei Jungtieren niedriger als bei adulten Frettchen. Dies entspricht dem Ergebnis von SUFFIN und Mitarbeitern (1979a). Sie

berichten von nahezu unmessbaren Immunglobulin-konzentrationen bei neugeborenen Frettchen, die innerhalb der ersten 9 Tage aber schon stark ansteigen. Die Jungtiere nehmen bis zum 30. Lebenstag Immunglobuline mit der Muttermilch auf und die Serumkonzentration von IgG steigt innerhalb der ersten sieben Lebenstage auf das 100fache der fetalen Konzentrationen oder noch höher (SUFFIN et al., 1979b). Auch bei Hund und Katze liegt die Konzentration des Gesamtproteins bei Jungtieren niedrig und steigt im Laufe des ersten Lebensjahres (PICKRELL et al., 1974; WOLFORD et al., 1988; HARPER et al., 2003) durch den Anstieg der Konzentrationen von Immunglobulinen und anderen Proteinen (z. B. Transferrin, Komplement, und Fibrinogen) weiter, an (KRAFT et al., 1996b; HARPER et al., 2003).

Der erstellte Referenzbereich für die **Albuminkonzentration** ist 26,4 – 41,6 g/l, der Median 36,1 g/l. und zeigt, dass die meisten Ergebnisse im oberen Wertebereich zu finden sind. Der Referenzbereich entspricht den Ergebnissen aus der Literatur (THORNTON et al., 1979 ; LEE et al., 1982; FOX et al., 1986; MARSHALL BIORESOURCES, 1998). Im Gegensatz zum Globulinanteil des Gesamtproteins ist die Albuminkonzentration in der vorliegenden Studie nicht altersabhängig. Die Albuminkonzentration ist auch nicht abhängig von Geschlecht oder Nüchternstatus.

Die **Cholesterinkonzentration** liegt nach den Ergebnissen dieser Studie bei 2,41 – 6,87 mmol/l, der Median bei 4,87 mmol/l. Die meisten Werte sind im oberen Referenzbereich, was darauf zurückgeführt werden kann, dass die Cholesterinkonzentration im Blut nahrungsabhängig ist und 60 % der Frettchen nicht nüchtern waren. Die Ergebnisse entsprechen weitgehend der Literatur (THORNTON et al., 1979; FOX et al., 1986; MARSHALL BIORESOURCES, 1998).

Laut den Ergebnissen der vorliegenden Studie besteht eine **Altersabhängigkeit**. Frettchen unter vier Monaten haben eine höhere Cholesterinkonzentration als Frettchen über vier Monaten. Dies entspricht den Ergebnissen von MARSHALL BIORESOURCES (1998). Ein Grund hierfür ist der hohe Fettgehalt der Muttermilch und die fettreiche Nahrung der Jungtiere.

Die Cholesterinkonzentration zeigt wie zu erwarten auch eine Abhängigkeit vom **Nüchternstatus**. Die Cholesterinkonzentration ist nach den Ergebnissen dieser

Studie bei nüchternen Frettchen niedriger als bei nicht nüchternen. Die Serumkonzentration des Cholesterins ist nahrungsabhängig (KRAFT et al., 2005). Postprandial kommt es zu einem Anstieg der Cholesterinkonzentration (NELSON et al., 2006). Die Ergebnisse von FOX und Mitarbeiter (1986) an männlichen nüchternen Frettchen liegen durchschnittlich noch etwas tiefer, sind aber durchaus vergleichbar.

Der Referenzbereich für die **Triglyzeridkonzentration** ist in der vorliegenden Studie 0,47 – 1,88 mmol/l, der Median 0,99 mmol/l. Die meisten Tiere haben also eine Triglyzeridkonzentration im unteren Referenzbereich, was entsprechend der hohen Lipase-Aktivität für eine schnelle Umsetzung der Fette spricht. Der Referenzbereich ist damit etwas höher als von CRYER und JONES (1978) und FOX und Mitarbeitern (1986) angegeben. Die Versuchsbedingungen sind jedoch kaum zu vergleichen. Die von CRYER und JONES (1978) untersuchten Tiere fasten 24 Stunden vor der Blutentnahme. Bei FOX und Mitarbeitern (1986) sind alle Frettchen nüchtern, bei uns hingegen nur 40 %. Da in der vorliegenden Studie keine Abhängigkeit vom Nüchternstatus besteht, scheint die Umsetzung und Mobilisation von Fetten bei Frettchen relativ konstant abzulaufen und so den Triglyzeridspiegel im Blut annähernd gleichmäßig zu halten. Es ist auch denkbar, dass ein Abfall der Triglyzeridkonzentration erst nach mehr als vier Stunden Nahrungskarenz auftritt.

Die Serumkonzentration der **Serumgallensäuren** liegt nach den Ergebnissen der vorliegenden Studie bei 0,0 – 22,9 $\mu\text{mol/l}$, der Median ist 5,7 $\mu\text{mol/l}$. Die meisten Werte liegen im unteren Referenzbereich. Der Referenzbereich entspricht den Ergebnissen von FUDGE (2000). Weitere Studien zu Serumgallensäuren bei Frettchen liegen nicht vor. Trotz Abhängigkeit der Gallenproduktion von der Nahrungsaufnahme, besteht keine Abhängigkeit der Serumgallensäuren vom Nüchternstatus.

Die **Bilirubinkonzentration** ist in der vorliegenden Studie 0,06 – 3,12 $\mu\text{mol/l}$, der Median 1,05 $\mu\text{mol/l}$. Die meisten Werte befinden sich im unteren Referenzbereich. Die Angaben von MARSHALL BIORESOURCES (2008) entsprechen in etwa unseren Ergebnissen. FOX und Mitarbeitern (1986) beschreiben etwas niedrigere Bilirubinkonzentrationen, es wurden allerdings nur unkastrierte Rüden untersucht. Die von THORNTON und Mitarbeitern (1979) angegebenen Werte sind um ein Vielfaches höher. Möglicherweise ist der Grund

hierfür ein anderes, älteres Nachweisverfahren.

In der vorliegenden Studie besteht eine **Geschlechtsabhängigkeit** der Bilirubinkonzentration. Sie ist bei kastrierten Frettchen höher als bei unkastrierten, ein statistisch signifikanter Unterschied zwischen weiblich unkastrierten und kastrierten oder männlich kastrierten Tieren besteht nicht. Die Differenzen zwischen den verschiedenen Gruppen sind jedoch für die Praxis kaum relevant. THORNTON und Mitarbeiter (1979) stellen keinen Unterschied zwischen männlichen und weiblichen Frettchen fest. Die Werte unterscheiden sich aber insgesamt stark von der vorliegenden Studie. MARSHALL BIORESOURCES (2008) geben bei Fähen höhere Bilirubinkonzentrationen als bei Rüden an. Eine Erklärung der Geschlechtsabhängigkeit gibt es nicht. Messverfahren, Auswahl der Tiere, sowie Zeitpunkt der letzten Fütterung scheinen hier zu leichten Unterschieden zu führen, die zwar statistisch signifikant, aber nicht relevant sind.

Der in dieser Studie erstellte Referenzbereich für die **Harnstoffkonzentration** ist 5,05 – 15,59 mmol/l, der Median 9,80 mmol/l. Dies entspricht in etwa den Ergebnissen von THORNTON und Mitarbeitern (1979) und LEE und Mitarbeitern (1982). BÖTTLE (1999) gibt niedrigere Harnstoffkonzentrationen an, obwohl die Tiere in ihrer Studie nicht nüchtern waren. Als Ursache für die Differenzen kommen somit vor allem unterschiedliche Messverfahren und ein Einfluss des Proteingehalts im Futter in Frage.

Die Harnstoffkonzentration zeigt in dieser Studie eine **Altersabhängigkeit**. Jungtiere haben höhere Harnstoffkonzentrationen als Adulte. Dies ist wahrscheinlich auf die Fütterung zurückzuführen, da Frettchen im Wachstum ein besonders energie- und proteinreiches Futter bekommen (WENKER & CHRISTEN, 2002).

Die Harnstoffkonzentration ist, wie zu erwarten, abhängig vom **Nüchternstatus**. Nüchterne Frettchen haben eine geringere Harnstoffkonzentration als nicht nüchterne. Harnstoff entsteht als entgiftetes Stoffwechselprodukt der Proteinverdauung sowohl beim endogenen Abbau von Protein, als auch aus dem mit dem Futter zugeführten Eiweiß. Die Harnstoffkonzentration ist somit ein fütterungsabhängig und postprandial physiologisch und vorübergehend erhöht (KRAFT et al., 2005). Dieser Effekt wird durch proteinreiche Nahrung verstärkt

(BARSANTI et al., 2006).

Der Referenzbereich für die **Kreatininkonzentration** in der vorliegenden Studie ist 21 – 69 $\mu\text{mol/l}$, der Median 44 $\mu\text{mol/l}$. Er zeigt Übereinstimmungen mit den Ergebnissen in der Literatur (THORNTON et al., 1979 ; LEE et al., 1982; FOX et al., 1986). MARSHALL BIORESOURCES (1998), BÖTTLE (1999) und FUDGE (2000) geben wesentlich höhere Kreatininkonzentrationen im Blut an. Ein Grund für die Differenzen können unterschiedliche Testverfahren und die Verwendung verschiedener Geschlechtsgruppen sein.

Die Kreatininkonzentration zeigt eine **Geschlechtsabhängigkeit**. Fähen haben niedrigere Kreatininkonzentrationen als Rüden, wobei kein statistisch signifikanter Unterschied zwischen weiblichen und männlich kastrierten Frettchen besteht. Dies entspricht den Ergebnissen von FUDGE (2000) und MARSHALL BIORESOURCES (1998). Die Serumkonzentration von Kreatinin, als Produkt des endogenen Stoffwechsels, steht in direkter Beziehung zur Muskelmasse eines Individuums (KRAFT et al., 2005). Der Grund für diese Geschlechtsabhängigkeit ist somit die wesentlich höhere Muskelmasse der Frettchenrüden im Vergleich zu Fähen (THORNTON et al., 1979; GABRISCH, 2001).

Wenn man die Angaben in der Literatur zu **Elektrolytkonzentrationen** beim Frettchen betrachtet, fällt auf, dass dies die erste Studie ist, in der ein Referenzbereich für Fe erstellt wird und Abhängigkeiten geprüft werden.

Der erstellte Referenzbereich für die **Ca-Konzentration** ist 2,1 – 2,5 mmol/l , der Median 2,3 mmol/l . Er stimmt mit den Ergebnissen in der Literatur in etwa überein (THORNTON et al., 1979; LEE et al., 1982; FOX et al., 1986; MARSHALL BIORESOURCES, 1998). FUDGE (2000) gibt eine etwas niedrigere Ca-Konzentrationen an. Ursache hierfür ist wahrscheinlich die Auswahl der beprobten Tiere und ein anderes Nachweisverfahren.

In der vorliegenden Studie besteht eine **Altersabhängigkeit** für die Ca-Konzentration. Sie ist bei Jungtieren höher als bei Adulten. Dies entspricht den Ergebnissen von MARSHALL BIORESOURCES (1998). Die Entwicklung der Ca-Konzentration beim Frettchen ist ähnlich der bei anderen Carnivoren. KRAFT und Mitarbeiter (1996a) und HARPER und Mitarbeiter (2003) beschreiben ebenfalls hohe Ca-Konzentrationen bei Hunde- und Katzenwelpen. Ursache hierfür ist eine erhöhte Ca-Absorption im Darm von Jungtieren im Wachstum

(NELSON, 1998).

Die Ca-Konzentration zeigt auch eine **Geschlechtsabhängigkeit**. Unkastrierte Rüden haben höhere Ca-Konzentrationen im Serum als die anderen Geschlechtsgruppen. THORNTON und Mitarbeiter (1979), MARSHALL BIORESOURCES (1998) und FUDGE (2000) kommen zu dem gleichen Ergebnis. Testosteron kann zu einer Erhöhung der Ca-Konzentrationen im Serum führen (NELSON et al., 2006). Die Differenz zwischen den Geschlechtsgruppen ist jedoch gering, so dass sie für die Praxis keine Bedeutung hat.

Für die P-Konzentration ist der Referenzbereich 0,98 – 3,02 mmol/l, der Median 1,82 mmol/l. Der Referenzbereich zeigt eine größere Range als in der Literatur (THORNTON et al., 1979; LEE et al., 1982; FOX et al., 1986; MARSHALL BIORESOURCES, 1998; FUDGE, 2000). Als Grund hierfür kommt das unterschiedliche Alter der untersuchten Frettchen in Frage. In den aufgeführten Studien sind die Gruppen Alter und Geschlecht betreffend nicht so weit wie in der vorliegenden Studie.

Es besteht eine **Altersabhängigkeit** für die P-Konzentration. Sie ist bei Jungtieren höher als bei Adulten. Dies entspricht den Ergebnissen von MARSHALL BIORESOURCES (1998). LEE und Mitarbeiter (1982) stellen keine Altersabhängigkeit bei Frettchen zwischen vier und acht Monaten fest. Die altersbedingten Veränderungen scheinen also mit vier Monaten weitgehend abgeschlossen zu sein. KRAFT und Mitarbeiter (1996a) und HARPER und Mitarbeiter (2003) beschreiben die Entwicklung der P-Konzentration bei Hund und Katze ähnlich wie beim Frettchen. Eine hohe P-Konzentration bei wachsenden Jungtieren ist physiologisch (KRAFT et al., 2005). Im Darm wird während des Wachstums vermehrt P absorbiert, in der Niere die P-Ausscheidung reduziert und P aus dem Intrazellularraum in den Extrazellularraum umverteilt (NELSON, 1998).

Für die P-Konzentration besteht auch eine **Geschlechtsabhängigkeit**. In der vorliegenden Studie haben kastrierte Frettchen eine niedrigere P-Konzentration als unkastrierte, es kann aber kein Unterschied zwischen weiblichen und männlichen Tieren festgestellt werden. Wie bei THORNTON und Mitarbeitern (1979), MARSHALL BIORESOURCES (1998) und FUDGE (2000) wären bei Rüden höhere P-Konzentrationen als bei Fähen zu erwarten gewesen, da

Östrogene die Phosphatausscheidung steigern (LANG & MURER, 2007). Der Grund für die unterschiedlichen Ergebnisse in Bezug auf die Geschlechtsabhängigkeit ist durch die Auswahl der Tiere zu erklären. Bei unkastrierten Tieren sollte entsprechend bei der Beurteilung der Phosphatkonzentration immer der Zyklusstand berücksichtigt werden.

Der Referenzbereich für die **Mg**-Konzentration ist 0,93 – 1,58 mmol/l, der Median 1,20 mmol/l. In der Literatur gibt es nur eine weitere Angabe. MARSHALL BIORESOURCES (2008) geben höher Mg-Konzentrationen an. Es wäre also möglich, dass MARSHALL BIORESOURCES (2008) nüchterne Frettchen untersucht haben. Zum Nüchternstatus werden in dieser Studie aber keine Angaben gemacht.

Die Mg-Konzentration zeigt eine Abhängigkeit vom **Nüchternstatus**. Sie liegt bei nüchternen Frettchen höher als bei nicht nüchternen. Die Differenz zwischen den Gruppen ist jedoch so gering, dass für die Praxis keine Bedeutung besteht. Für das Frettchen gibt es in der Literatur keine Untersuchungen zur Abhängigkeit von Elektrolytkonzentrationen vom Nüchternstatus.

Der erstellte Referenzbereich für die **Na**-Konzentration ist 139 – 166 mmol/l, der Median 154 mmol/l. Er stimmt mit denen von THORNTON und Mitarbeitern (1979), LEE und Mitarbeitern (1982), FOX und Mitarbeitern (1986) und MARSHALL BIORESOURCES (1998) in etwa überein. Die Range in der vorliegenden Studie ist jedoch, besonders im Vergleich mit den Werten von FOX und Mitarbeitern (1986), größer. Die Differenz kann durch unterschiedliche Fütterung, unterschiedliches Signalement der beprobten Tier und andere Messverfahren bedingt sein (DIBARTOLA et al., 2006).

Die Na-Konzentration zeigt eine **Altersabhängigkeit**. Sie ist in der vorliegenden Studie bei Frettchen über vier Monaten höher als bei juvenilen Frettchen. MARSHALL BIORESOURCES (1998) bestätigt dieses Ergebnis. LEE und Mitarbeiter (1982) können keine Altersabhängigkeit bei Frettchen zwischen vier und acht Monaten feststellen. Wie bei Ca und P scheinen altersbedingte Veränderungen mit vier Monaten bereits abgeschlossen zu sein. Ein altersabhängiger Anstieg der Natriumkonzentration wird auch beim Hund beschrieben (KRAFT et al., 1996a).

Der erstellte Referenzbereich für die **K**-Konzentration ist 3,80 – 5,51 mmol/l, der

Median 4,96 mmol/l. Dies ist insgesamt etwas niedriger als in der Literatur (LEE et al., 1982; FOX et al., 1986; MARSHALL BIORESOURCES, 1998). Der Grund für diese Differenzen kann durch unterschiedliche Messverfahren und Artefakte wie Hämolyse bedingt sein (DIBARTOLA et al., 2006).

Die K-Konzentration zeigt eine **Geschlechtsabhängigkeit**. Kastrierte Frettchen haben niedrigere K-Konzentrationen als unkastrierte. LEE und Mitarbeiter (1982) beschreiben bei kastrierten und nicht kastrierten Rüden nahezu gleiche Werte. THORNTON und Mitarbeiter (1979) geben bei Fähen eine höhere K-Konzentration als bei Rüden an. MARSHALL BIORESOURCES (1998) messen hingegen bei Fähen geringere Werte als bei Rüden. Die geschlechtsbedingten Differenzen sind in allen aufgeführten Studien so gering, dass sie keine Bedeutung für die Praxis haben. Sie sind vermutlich ebenfalls auf unterschiedliche Messverfahren und Artefakte zurückzuführen.

Der Referenzbereich für die **Cl**-Konzentration ist 108 – 119 mmol/l, der Median 114 mmol/l. Dies ist in etwa mit den Angaben von LEE und Mitarbeitern (1982) vergleichbar. Die Studien von THORNTON und Mitarbeitern (1979) und MARSHALL BIORESOURCES (1998) geben etwas höhere und FOX und Mitarbeitern (1986) deutlich höhere Cl-Konzentrationen an. Die Differenzen beruhen wahrscheinlich auf unterschiedlichen Testverfahren, Schwankungen im Wasserhaushalt (z. B. Dehydratation) und Artefakten (z. B. durch unterschiedliche Blutfettkonzentrationen) (DIBARTOLA et al., 2006).

Für die **Fe**-Konzentration ist der Referenzbereich 16 – 55 $\mu\text{mol/l}$, der Median 34 $\mu\text{mol/l}$. In der Literatur gibt es bisher keine Angaben für das Frettchen oder andere Marderartigen.

Die Fe-Konzentration zeigt eine **Geschlechtsabhängigkeit**. Unkastrierte Rüden haben niedrigere Fe-Konzentrationen als die anderen Geschlechtsgruppen. Rüden haben durch die höhere Muskelmasse einen höheren Sauerstoffbedarf. Dadurch ist mehr Fe in gebundener Form im Hb und weniger freies Fe im Blut zu messen.

Die Messung der **Geschlechtshormonkonzentrationen** im Serum von Frettchen ergab für die Progesteronkonzentration eine signifikante Abhängigkeit vom Geschlecht. Östrogen, Kortisol und Thyroxin zeigen hingegen keine statistisch signifikante Geschlechtsabhängigkeit.

Die bestimmte **Kortisolkonzentration** im Serum von Frettchen ist 0,701 – 85,385 nmol/l. Der Median ist bei einer breiten Spanne mit 6,560 nmol/l sehr niedrig. Der Referenzbereich zeigt deutliche Parallelen zu den Ergebnissen von GARIBALDI und Mitarbeitern (1988a) und HEARD und Mitarbeitern (1990), wobei die untere Grenze des Referenzbereiches in der vorliegenden Studie niedriger liegt als in der Literatur. Ursache hierfür sind vor allem die unterschiedlichen verwendeten Nachweisverfahren. SCHOEMAKER und Mitarbeiter (2003) stellen fest, dass die Kortisolproduktion und somit -konzentration bei der Blutentnahme ohne Anästhesie, also bei Stress, ansteigt, verglichen zur Blutentnahme in Anästhesie. Hyperadrenokortizismus als eine der häufigsten Krankheiten bei Frettchen, führt zu einem Anstieg der Geschlechtshormone, jedoch nur selten zu einem Anstieg der Kortisolkonzentration im Blut (QUESENBERRY & ROSENTHAL, 2004), im Gegensatz zum Cushing-Syndrom des Hundes.

Der in der vorliegenden Studie ermittelte Referenzbereich für die **Progesteronkonzentration** ist 0,029 – 0,269 ng/ml. Der Median ist mit 0,034 ng/ml im unteren Referenzbereich. MATSON und DONOVAN (1986) geben höhere Werte an. Dies ist wahrscheinlich auf die Verwendung anderer Geschlechtsgruppen und Nachweisverfahren zurückzuführen. Der Zyklusstand bei weiblichen Tieren und Artefakte (z. B. unterschiedliche Blutfettkonzentrationen) haben ebenfalls einen Einfluss (JOHNSON, 2006).

Progesteron ist das einzige untersuchte Hormon, das eine **Geschlechtsabhängigkeit** zeigt. Seine Konzentration liegt bei kastrierten Frettchen niedriger als bei intakten, wobei zwischen weiblich kastrierten und unkastrierten kein statistisch signifikanter Unterschied besteht. In der vorliegenden Studie wurden unkastrierte Fähen nur im Anöstrus beprobt. Diese haben höhere Progesteronkonzentrationen als im Fähen im Östrus (MATSON & DONOVAN, 1986).

Der Referenzbereich für die **Östrogenkonzentration** ist in der vorliegenden Studie 4,99 – 16,51 pg/ml, der Median 4,99 pg/ml. Die Studien in der Literatur befassen sich vor allem mit den Veränderungen der Östrogenkonzentration im Verlauf des Zyklus der Fähen. So beschreiben ERSKINE und BAUM (1984) deutliche zyklus- und kastrationsbedingte Schwankungen. Nach MATSON und DONOVAN (1986) haben Fähen im Östrus höhere Östrogenwerte. Im Östrus wurden Fähen in unsere Studie nicht aufgenommen. Außerdem werden andere

Nachweisverfahren verwendet. Ein direkter Vergleich der Studien ist also nicht möglich.

Der in dieser Studie erstellte Referenzbereich für die **Thyroxinkonzentration** ist 14,74 – 39,15 nmol/l, der Median 27,00 nmol/l. Er zeigt deutliche Parallelen zu den Ergebnissen von GARIBALDI und Mitarbeitern (1988b) bei Fähen. HEARD (1990) und GARIBALDI und Mitarbeitern (1988b) geben höhere Thyroxinkonzentrationen für Rüden an. In der vorliegenden Studie besteht hingegen keine Geschlechtsabhängigkeit. Auch bei Hund und Katze ist keine Geschlechtsabhängigkeit beschrieben (NELSON et al., 2006). Der Grund für diese Differenzen ist wahrscheinlich die Verwendung unterschiedlicher Testverfahren.

Besonders auffallend im roten Blutbild beim Frettchen ist der hohe Hkt. Im weißen Blutbild ist bemerkenswert, dass sowohl lymphozytäre als auch granulozytäre Blutbilder vorkommen. Stabkernige neutrophile Granulozyten sind beim Frettchen selten anzutreffen. Wenn wir die Enzymaktivitäten im Serum der Frettchen betrachten, haben diese eine auffallend hohe LDH-Aktivität verglichen mit anderen Carnivoren. Die Messung der Progesteronkonzentration im Serum von Frettchen ergab, im Gegensatz zu Östrogen-, Kortisol- und Thyroxinkonzentration, eine signifikante Abhängigkeit vom Geschlecht. Referenzbereiche bei Frettchen für die GLDH- und Lipaseaktivität, die Fruktosaminkonzentration und die Fe-Konzentration wurden in dieser Studie erstmals erstellt.

VI. ZUSAMMENFASSUNG

Die vorliegende Arbeit diente der Erstellung labordiagnostischer Referenzbereiche bei Frettchen. Untersucht wurden die hämatologischen Parameter Hämatokrit (Hkt), Hämoglobin (Hb), Erythrozyten, Erythrozytenindizes (MCH, MCHC, MCV), Leukozyten, Differentialblutbild (absolute und relative Zahlen) und Thrombozyten, die Enzyme Alaninaminotransferase (ALT), Alkalische Phosphatase (AP), Aspartataminotransferase (AST), Glutamatdehydrogenase (GLDH), γ -Glutamyltransferase (γ -GT), Laktatdehydrogenase (LDH), Kreatinkinase (CK), α -Amylase, Lipase und Cholinesterase (CHE), die Substrate Glukose, Fruktosamin, Gesamteiweiß, Albumin, Cholesterin, Triglyzeride, Serungallensäuren, Bilirubin, Harnstoff und Kreatinin, die Elektrolyte Kalzium (Ca), Phosphat (P), Magnesium (Mg), Natrium (Na), Kalium (K), Chlorid (Cl) und Eisen (Fe) und die Hormone Thyroxin, Kortisol, Östrogen und Progesteron. Dabei wurden die Abhängigkeiten Alter, Geschlecht und Nüchternstatus bestimmt.

Zur Sammlung der Daten wurde Blut von 111 klinisch gesunden Frettchen, im Alter von zehn Wochen bis acht Jahren, aus der *V. saphena lateralis* entnommen. 30 % der Frettchen waren männlich unkastriert, 25 % männlich kastriert, 26 % weiblich unkastriert und 19 % weiblich kastriert. 40 % der untersuchten Frettchen waren nüchtern, 60 % waren nicht nüchtern. Die 111 Frettchen konnten sieben verschiedenen Fellfärbungen zugeordnet werden.

Für alle Parameter wurde ein einheitlicher Referenzbereich erstellt. Separate Referenzbereiche für einzelne Gruppen wurden zusätzlich angegeben, wenn eine statistisch signifikante Abhängigkeit von Alter, Geschlecht und/oder Nüchternstatus bestand. Bei Betrachtung des p-Wertes ($< 0,01$) ergaben sich für 30 der 51 gemessenen Parameter signifikante Abhängigkeiten von Alter, Geschlecht und/oder Nüchternstatus. Altersabhängige Unterschiede ergaben sich für Erythrozyten, Hkt, Hb, MCV, MCH, Thrombozyten, Leukozyten, Lymphozyten, segmentkernige neutrophile Granulozyten, ALT, AST, LDH, CK, α -Amylase, CHE, Cholesterin, Harnstoff, Gesamteiweiß, Ca, Na und P, geschlechtsabhängige Unterschiede für Erythrozyten, Hkt, MCV, MCHC, MCH, Leukozyten, segmentkernige neutrophile Granulozyten, ALT, AST, AP, γ -GT,

LDH, CK, α -Amylase, Kreatinin, Bilirubin, Ca, P, K, Fe und Progesteron. Abhängigkeiten vom Nüchternstatus wurden für MCHC, Thrombozyten, γ -GT, CHE, α -Amylase, Cholesterin, Harnstoff und Mg ermittelt.

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

- Auf Grund seiner wirtschaftlichen Bedeutung als Pelzlieferant wurden viele Studien bislang nur am Nerz durchgeführt. Das Frettchen als Heimtier wurde bisher nur wenig berücksichtigt.
- Vorhandene Studien mit engeren Referenzbereichen beziehen sich meist nur auf wenige Tiere und/oder bestimmte Linien und Altersgruppen.
- Die Blutentnahme beim unsedierten Frettchen aus peripheren Venen, wie der *V. saphena lateralis*, wird im überwiegenden Teil der bislang durchgeführten Studien als sehr schwierig dargestellt. Zum einen wird hierbei die Notwendigkeit einer manuellen Fixierung hervorgehoben, zum anderen die geringen Blutmengen, die abgenommen werden können. Weder das Handling, noch die Blutentnahmemenge waren in dieser Studie ein Problem. Die Methode ist also durchaus in der Praxis durchführbar.
- Die meisten Studien liegen viele Jahre zurück. Die Nachweisverfahren, die zur Bestimmung der einzelnen Parameter verwendet wurden, stimmen zumeist nicht mit den heutigen überein.
- Einflüsse auf die einzelnen Parameter wie Alter, Geschlecht und Nüchternstatus wurden, wenn überhaupt, bislang in nur wenigen Studien untersucht.
- Die Ergebnisse dieser Studie stimmen tendenziell mit denen für das Frettchen in der Literatur überein. So konnten tierartspezifische Besonderheiten wie der hohe Hkt, das seltene Vorkommen stabkerniger neutrophiler Granulozyten und die niedrige α -Amylase-Aktivität bestätigt werden.
- Einige Parameter konnten in dieser Studie erstmals bestimmt werden.

VII. SUMMARY

This study was performed to establish laboratory reference ranges for ferrets. The hematology parameters packed cell volume (PCV), hemoglobin (Hb), erythrocytes, erythrocyte indices (MCH, MCHC, MCV), leukocytes, differential blood counts and thrombocytes, the enzymes alaninaminotransferase (ALT), alkaline phosphatase (AP), aspartataminotransferase (AST), glutamatdehydrogenase (GLDH), γ -glutamyltransferase (γ -GT), laktatdehydrogenase (LDH), creatinkinase (CK), α -amylase, lipase, and cholinesterase (CHE), the substrates glucose, fructosamin, total protein, albumin, cholesterol, triglycerides, serum bile acids, bilirubin, urea, and creatinine, the electrolytes calcium, phosphorus, magnesium, sodium, potassium, chloride, and iron, and the hormones thyroxine, cortisol, estrogen, and progesterone were analysed. Age, sex dependencies and fasting status were taken into consideration.

To collect the data blood was taken from the V. saphena lateralis of 111 clinically healthy ferrets at the age of 10 weeks up to 8 years. In this study 30 % of the ferrets were male and not castrated, 25 % were male castrated, 26 % were female not sterilized and 19 % were female sterilized. 40% of the ferrets which were sampled were fasting, 60 % were not fasting. The 111 ferrets could be classified into seven different colours.

For all parameters, a standard reference range was calculated. Separate reference ranges for individual groups were also included, if there was a statistically significant dependence on age, sex, and/or fasting status. If the p-value ($<0,01$) was considered, a significant dependence on age, sex and/or fasting status could be shown for 31 of the 51 analyzed parameters. Age-related differences were determined for the following parameters: erythrocytes, PCV, Hb, MCV, MCH, leukocytes, neutrophile granulocytes, ALT, AST, LDH, CK, α -amylase, creatinine, bilirubin, calcium, phosphorus, potassium, iron, and progesterone. Fasting status dependencies were determined for the following parameters: MCHC, thrombocytes, γ -GT, CHE, α -amylase, cholesterol, urea, and magnesium.

The main reason for this study was a lack of reference ranges for ferrets that can be used in veterinary practice. Available data had been established in most cases using low numbers of animals as well as venipuncture and analysis technique that

are not suitable for veterinary praxis. By comparing the results of this study with the literature the following facts became obvious:

- Due to the commercial impact in fur industry, many studies were performed with minks. Ferrets as domestic animals were rarely used.
- Some studies with more narrow reference ranges usually only included a low number of ferrets and/or ferrets of special age or breed status.
- Blood collection from animals without sedation from peripheral veins, like the *V. saphena lateralis*, was described in the literature to be very difficult. The difficult handling of the ferret and the low obtainable blood volume were criticized. In this study however, neither the handling nor the blood volume was a problem. The method described in this study is therefore suitable in praxis.
- Most of the studies were accomplished many years ago. The procedures used in those old studies are not comparable to the methods commonly used today.
- Concerning most parameters, the results of this study are comparable to those in the literature. Specialities of ferrets, like high concentration of hemoglobin, rare banded neutrophils, and the low α -amylase activity were confirmed.
- Influences on the parameters, like age, sex, and fasting status, so far only have been determined in a few studies.
- Some of the parameters were determined for the first time in the present study.

VIII. LITERATURVERZEICHNIS

Ahne W. Systematische Zoologie. In: Ahne W, Liebich HG, Stohrer M, Wolf E, Hrsg. Stuttgart: Schattauer 2000: 169-303.

Baker GA, Gorham JR. A technique for bleeding ferrets and mink. Cornell Vet 1951; 41: 235-6.

Barsanti JA, Lees GE, Willard MD, Green RA. Urologische Störungen. In: Labordiagnostik in der Kleintierpraxis. Willard MD, Tvedten H, Hrsg. München: Urban & Fischer 2006: 161-200.

Bell JA. Ferret nutrition. Vet Clin North Am Exot Anim Pract 1999; 2: 169-92.

Besch-Williford CL. Biology and medicine of the ferret. Vet Clin North Small Anim Pract 1987; 17: 1155-83.

Blatchley FR, Donovan BT. Peripheral plasma progestin levels during anoestrus, oestrus and pseudopregnancy and following hypophysectomy in ferrets. J Reprod Fertil 1972; 31: 331-3.

Blatchley FR, Donovan BT. Progesterone secretion during pregnancy and pseudopregnancy in the ferret. J Reprod Fert 1976; 46: 455-6.

Bleakley SP. Simple technique for bleeding ferrets (*Mustela putorius furo*). Lab Anim 1980; 14: 59-60.

Boehringer Mannheim. Manual für Autoanalyzer Hitachi 911[®], Version 2.0: 2002.

Böttle M. Ermittlung hämatologischer Richtwerte beim Frettchen (*Mustela putorius furo*) durch vergleichende Untersuchungen mit dem Technicon H*1, dem Celltek MEK-6108G und manuellen Methoden. Diss med vet, Berlin, 1999.

Breves G, Diener M, Ehrlein HJ, Von Engelhardt W, Kaske M, Leonhard-Marek S, Martens M, Möller PD, Scharrer E, Schemann M, Wolfram S. Physiologie des Magen-Darm-Kanals. In: Physiologie der Haustiere. Engelhardt W, Breves G, Hrsg. Stuttgart: Hippokrates 2000: 303-408.

Brown SA. Basic anatomy, physiology, and husbandry. In: Ferrets, Rabbits, and Rodents: Clinical Medicine and Surgery. Quesenberry KE, Carpenter JW, eds. St. Louis: Saunders 2004: 2-12.

Bulgin MS, Munn SL, Gee W. Hematologic changes to 4 and one-half years of age in clinically normal beagles. *J Am Vet Med Assoc* 1970; 157: 1064-70.

Carlson IH, Rust CC. Plasma progesterone levels in pregnant, pseudopregnant and anestrus ferrets. *Endocrinology* 1969; 85: 623-4.

Carpenter JW, Hillman CN. Husbandry, reproduction and veterinary care of captive ferrets. *Proc Amer Assoc Zoo Vet* 1978; 36-47.

Clampitt RB, Hart RJ. The tissue activities of some diagnostic enzymes in ten mammalian species. *J Comp Pathol* 1978; 88: 607-21.

Collette WL, Meriwether WF. Some changes in the peripheral blood of dogs after administration of certain tranquilizers and narcotics. *Vet Med Small Anim Clin* 1965; 60: 1223-6.

Cryer A, Jones HM. Parallel changes between lipoprotein lipase activating capacity and lipid concentration in the serum of rats and ferrets during development and dietary manipulation. *Clin Sci Mol Med* 1978; 55: 121-3.

Curl JL, Curl JS. Restrain device for serial blood sampling of ferrets. *Lab Anim Sci* 1985; 35: 296-7.

Dold U, Zysno E. Das Verhalten der Transaminasen und der Laktatdehydrogenase im Serum bei Infektionskrankheiten. *Med Welt* 1964; 33: 97-101.

Donovan BT, Matson C, Kilpatrick MJ. Effect of exposure to long days on the secretion of oestradiol, oestrone, progesterone, testosterone, androstenedione, cortisol and follicle-stimulating hormone in intact and spayed ferrets. *J Endocrinol* 1983; 99: 361-8.

Douglas JW, Wustenberg W, Bucci TJ, Perman V. Hematologic and serum chemistry reference values for adult brown mink. *J Wild Dis* 1994; 30: 599-602.

Doumas BT, Watson WA, Biggs HG. Albumin standards and measurement of serum albumin with bromocresol green. *Clin Chim Acta* 1971; 31: 87-96.

Earl FL, Melveger BE, Wilson RL. The hemogram and bone marrow profile of normal neonatal and weanling beagle dogs. *Lab Anim Sci* 1973; 23: 690-5.

Eisenburg J. Diagnostische Interpretation von Serumenzymveränderungen bei Lebererkrankungen. *Fortschr Med* 1968; 86: 903-8.

Erskine MS, Baum MJ. Plasma concentrations of oestradiol and oestrone during perinatal development in male and female ferrets. *J Endocrinol* 1984; 100: 161-6.

Erskine MS, Tobet SA, Baum MJ. Effect of birth on plasma testosterone, brain aromatase activity, and hypothalamic estradiol in male and female ferrets. *Endocrinology* 1988; 122: 524-30.

Evans HE, An NQ. Anatomy of the Ferret. In: *Biology and Diseases of the Ferret*. Fox JG, ed Baltimore: Williams & Wilkins 1998: 19-70.

Fekete SG, Fodor K, Prohaczik A, Andrasofszky E. Comparison of feed preference and digestion of three different commercial diets for cats and ferrets. *J Anim Physiol Anim Nutr (Berl)* 2005; 89: 199-202.

Florczyk AP, Schurig JE. A technique for chronic jugular catheterization in the ferret. *Pharmacol Biochem Behav* 1981; 14: 255-7.

Fox JG. Taxonomy, history and use. In: *Biology and Diseases of the Ferret*. Fox JG, ed Baltimore: Williams & Wilkins 1998: 3-18.

Fox JG. Normal clinical and biologic parameters. In: *Biology and Diseases of the Ferret*. Fox JG, ed. Baltimore: Williams & Wilkins 1998: 183-210.

Fox JG, Hewes K, Niemi SM. Retro-orbital technique for blood collection from the ferret (*Mustela putorius furo*). *Lab Anim Sci* 1984; 34: 198-9.

Fox JG, Hotaling L, Ackerman JB, Hewes K. Serum chemistry and hematology Reference Values in the Ferret (*Mustela putorius furo*). *Lab Anim Sci* 1986; 36: 583.

Fox JG, Mclain DE. Nutrition. In: *Biology and Diseases of the Ferret*. Fox JG, ed. Baltimore: Williams & Wilkins 1998: 149-72.

Fudge AM. Ferret hematology. In: *Laboratory Medicine Avian and Exotic Pets*. Fudge AM, ed Philadelphia: Saunders 2000: 269-72.

Fürll M, Garlt C, Leppmann P. Klinische Labordiagnostik. Leipzig: Hirzel 1981: 97-125.

Gabrisch K. Frettchen und Marder. In: Krankheiten der Heimtiere. Gabrisch K, Zwart P, Hrsg. Hannover: Schlütersche. KG 2001: 235-74.

Garibaldi BA, Goad MEP, Fox JG, Sylvina TJ, Murray R. Serum cortisol radioimmunoassay values in the normal ferret an response to ACTH stimulation and dexamethasone suppression tests. Lab Anim Sci 1988a; 38: 452-4.

Garibaldi BA, Goad MEP, Fox JG, Murray R. Serum thyroxine and triiodothyronine radioimmunoassay values in the normal ferret. Lab Anim Sci 1988b; 38: 455-8.

Geller E, Yuwiler A, Schapiro S. Comparative effects of a stress and corticoid upon some enzymic activities. Biochim Biophys Acta 1964; 93: 311-5.

Guder WG. Influence of sampling, sample transport and sample storage on laboratory results in clinical chemistry. Ärztl Lab 1976; 22: 69-75.

Guder WG. Preanalytic factors and their influence on analytical quality specifications. Scand J Clin Lab Invest 1999; 59: 545-9.

Harkness JE. Rabbit husbandry and medicine. Vet Clin of North Am (Small Animal Practice) 1987; 17: 1019-44.

Harper EJ, Hackett RM, Wilkinson J, Heaton PR. Age-related variations in hematologic and plasma biochemical test results in Beagles and Labrador Retrievers. JAVMA 2003; 223: 1436-42.

Heap RB, Hammond J. Plasma progesterone levels in pregnant and pseudopregnant ferrets. J Reprod Fert 1974; 39: 149-52.

Heard DJ, Collins B, Chen DL, Conigliario J. Thyroid and adrenal function tests in adult male ferrets. Am J Vet Res 1990; 51: 32-5.

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 G. Das Frettchen als Haustier in der Kleintiersprechstunde. 1. Aufl. Niebüll videel 2002: 9-47.

- Henry RJ, Reed AH. Normal values and the use of laboratory results for the detection of disease. *Clinical chemistry: principles and technics*. 2. ed. 1971: 343-71.
- Henry RJ, Canon DC, Winkelmann R. *Clinical chemistry principles and technics*. New York: Harper and Row 1974: 417-21.
- Hirschberger J. Körperhöhlenergüsse. In: *Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin*. Kraft W, Dürr UM, Hrsg. Stuttgart: Schattauer 2005: 235-40.
- Hoffmann G. *Abriss der Laboratoriumstierkunde*. Jena: Gustav Fischer 1961: 89-101.
- Hoover JP, Baldwin CA. Changes in physiologic and clinicopathologic values in domestic ferrets from 12 to 47 weeks of age. *Anim Physiol Biochem* 1988; 2: 40-4.
- Jenkins JR. Rabbit and ferret liver and gastrointestinal testing. In: *Laboratory Medicine Avian and Exotic Pets*. Fudge AM, ed. Philadelphia: Saunders 2000: 291-304.
- Johnson CA. Fortpflanzungsstörungen. In: *Labordiagnostik in der Kleintierpraxis*. Willard MD, Tvedten H, Hrsg. München: Urban & Fischer 2006: 377-95.
- Kauffman CA, Bergman AG. Lymphocyte subpopulations in the ferret. *Dev Comp Immunol* 1981; 5: 671-8.
- Knedel M, Böttger R. Eine kinetische Methode zur Bestimmung der Aktivität der Cholinesterase. *Klein Wschr* 1967; 45: 325-31.
- Kokot F, Sledzinski Z. Die γ -Glutamyltransferase (γ -GT). *Z Klin Chem Klin Biochem* 1974; 8: 374-84.
- Kolb H, Meyer CH, Merten R, Solbach HG. Die Beeinflussung der Enzymaktivitäten im Serum durch Mikrohämolysen bei der Serumgewinnung. *Mitt Dienst* 1961; 2: 380.
- Kraft W. Exokrines Pankreas. In: *Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin*. Kraft W, Dürr UM, Hrsg. Stuttgart: Schattauer 2005: 170-6.
- Kraft W, Bostedt H, Heinritzi K. Serum-Lipide. In: *Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin*. Kraft W, Dürr UM, Hrsg. Stuttgart: Schattauer 2005: 293-6.

Kraft W, Dürr UM, Bostedt H, Heinritzi K, Fürll M. Leber. In: Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin. Kraft W, Dürr UM, Hrsg. Stuttgart: Schattauer 2005: 145-69.

Kraft W, Dürr UM, Fürll M, Bostedt H, Heinritzi K. Harnapparat. In: Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin. Kraft W, Dürr UM, Hrsg. Stuttgart: Schattauer 2005: 186-219.

Kraft W, Dürr UM, Fürll M, Bostedt H, Heinritzi K. Hämatologie. In: Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin. Kraft W, Dürr UM, Hrsg. Stuttgart: Schattauer 2005: 49-114.

Kraft W, Dürr UM, Fürll M, Bostedt H, Heinritzi K. Serum-Protein. In: Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin. Kraft W, Dürr UM, Hrsg. Stuttgart: Schattauer 2005: 284-92.

Kraft W, Fürll M, Bostedt H, Heinritzi K. Klinische Endokrinologie. In: Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin. Kraft W, Dürr UM, Hrsg. Stuttgart: Schattauer 2005: 297-321.

Kraft W, Fürll M, Bostedt H, Heinritzi K. Skelettmuskulatur, Knochen, Kalzium-, Phosphor-, Magnesiumstoffwechsel. In: Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin. Kraft W, Dürr UM, Hrsg. Stuttgart: Schattauer 2005: 263-71.

Kraft W, Hartmann K, Dereser R. Dependency on age of laboratory values in dogs and cats. I. Enzyme activities in blood serum. Tierarztl Prax 1995; 23: 502-8.

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

Kraft W, Hartmann K, Dereser R. Age-dependence of laboratory values in dogs and cats. III. Bilirubin, creatinine and proteins in serum. Tierarztl Prax 1996b; 24: 610-5.

Kraft W, Wirth W. Elektrolyte und Säure-Basen-Haushalt. In: Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin. Kraft W, Dürr UM, Hrsg. Stuttgart: Schattauer 2005: 272-83.

Lee EJ, Moore WE, Fryer HC, Minocha HC. Haematological serum chemistry profiles of ferrets (*Mustela putorius furo*). Lab Anim 1982; 16: 133-7.

Lloyd M. Ferrets Health, Husbandry and Diseases, 1. Aufl. Berlin: Blackwell Wissenschafts-Verlag GmbH 1999:1-34.

Löffler G, Petrides PE. Biochemie und Pathobiochemie. Berlin: Springer 1998.

Lösch U, Cihak J, Erhard MH, Kaspers B. Blut und Abwehr. In: Physiologie der Haustiere. Engelhardt W, Breves G; Hrsg. Stuttgart: Hippokrates 2000: 190-216.

Marini RP, Jackson LR, Esteves MI, Andrutis KA, Goslant CM, Fox JG. Effect of isoflurane on hematologic variables in ferrets. Am J Vet Res 1994; 55: 1479-83.

Marshall Bioresources, New York, USA. Reference Data Guide 1998.

Marshall Bioresources, New York, USA. Reference Data Guide 2008: 20-3.

Matson C, Donovan BT. Acute effects of GnRF-induced gonadotrophin secretion upon ovarian steroid secretion in the ferret. Acta Endocrinol (Copenh) 1986; 111: 373-7.

Meinecke B. Endokrinologie. In: Physiologie der Haustiere. Engelhardt W, Breves G; Hrsg. Stuttgart: Hippokrates 2000: 190-216.

Mesina JE, Sylvina TJ, Hotaling LC, Goad ME, Fox JG. A simple technique for chronic jugular catheterization in ferrets. Lab Anim Sci 1988; 38: 89-90.

Methfessel J, Deml L. Comparative studies on enzyme activity in blood plasma and serum in man, rabbits and rats. Z Klin Chem Klin Biochem 1967; 5: 287-90.

Michaelson SM, Scheer K, Gilt S. The blood of the normal beagle. J Am Vet Med Assoc 1966; 148: 532-4.

Mischke R. Hämostase. In: Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin. Kraft W, Dürr UM, Hrsg. Stuttgart: Schattauer 2005: 115-44.

Moody KD, Bowman TA, Lang CM. Laboratory management of the ferret for biomedical research. Lab Anim Sci 1985; 35: 272-9.

Moreland AF, Glaser C. Evaluation of ketamine, ketamine-xylazine and ketamine-diazepam anesthesia in the ferret. Lab Anim Sci 1985; 35: 287-90.

Nelson RW. Metabolic and Electrolyte Disorders. In: Small Animal Internal Medicine. Nelson RE, Couto CG, eds. St. Louis: Mosby 1998: 809-36.

- Nelson D, Cox M. Die molekulare Logik des Lebens. In: Lehninger Biochemie. Nelson D, Cox M, Hrsg. Berlin, Heidelberg: Springer 2001: 3-20.
- Nelson D, Cox M. Proteinfunktion. In: Lehninger Biochemie. Nelson D, Cox M, Hrsg. Berlin, Heidelberg: Springer 2001: 213-56.
- Nelson D, Cox M. Enzyme. In: Lehninger Biochemie. Nelson D, Cox M, Hrsg. Berlin, Heidelberg: Springer 2001: 257-308.
- Nelson D, Cox M. Lipide. In: Lehninger Biochemie. Nelson D, Cox M, Hrsg. Berlin, Heidelberg: Springer 2001: 381-410.
- Nelson D, Cox M. Integration und hormonelle Regulation des Stoffwechsels von Säugetieren. In: Lehninger Biochemie. Nelson D, Cox M, Hrsg. Berlin, Heidelberg: Springer 2001: 941-80.
- Nelson RW, Turnwald GH, Willard MD. Endokrine und metabolische Störungen. In: Labordiagnostik in der Kleintierpraxis. Willard MD, Tvedten H, Hrsg. München: Urban & Fischer 2006: 201-54.
- Otto G, Rosenblad WD, Fox JG. Practical venipuncture techniques for the ferret. *Lab Anim* 1993; 27: 26-9.
- Parent J. Neurologische Erkrankungen. In: Labordiagnostik in der Kleintierpraxis. Willard MD, Tvedten H, Hrsg. München: Urban & Fischer 2006: 397-408.
- Peat J, Narton B. Medical Statistics. Oxford: Blackwell 2005: 24-50.
- Pickrell JA, Schluter SJ, Belasich JJ, Stewart EV, Meyer J, Hobbs CH, Jones RK. Relationships of age of normal dogs to blood serum constituents and reliability of measured single values. *Am J Vet Res* 1974; 35: 897-903.
- Quesenberry KE, Orcutt C. Basic approach to veterinary care. In: Ferrets, Rabbits, and Rodents: Clinical Medicine and Surgery. Quesenberry KE, Carpenter JW, eds. St. Louis: Saunders 2004: 13-24.
- Quesenberry KE, Rosenthal KL. Endocrine diseases. In: Ferrets, Rabbits, and Rodents: Clinical Medicine and Surgery. Quesenberry KE, Carpenter JW, eds. St. Louis: Saunders 2004: 79-90.
- Raskin RE, Latimer KS, Tvedten H. Veränderungen des weißen Blutbilds. Willard MD, Tvedten H, Hrsg. München: Urban & Fischer 2006: 73-108.

Richterich R. Enzymdiagnostik bei Leberkrankheiten. Schweiz Med Wochenschr 1963; 38: 209-21.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Harnstoff (UREA), Systempackungen für Hitachi 911[®], Mannheim: 1999 (03).

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Fruktosamin (FRUC), Systempackungen für Hitachi 911[®], Mannheim: 2000a.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Magnesium (Mg), Systempackungen für Hitachi 911[®], Mannheim: 2000b.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Glutamat-Dehydrogenase (GLDH), Systempackungen für Hitachi 911[®], Mannheim: 2000c.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Gesamteiweiß (TP), Systempackungen für Hitachi 911[®], Mannheim: 2000d.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Kreatinin (CREA), Systempackungen für Hitachi 911[®], Mannheim: 2000e.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Aspartataminotransferase (AST/GOT), Systempackungen für Hitachi 911[®], Mannheim: 2001a.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Albumin (ALB), Systempackungen für Hitachi 911[®], Mannheim: 2001b.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Lipase (LIP), Systempackungen für Hitachi 911[®], Mannheim: 2001c.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Alkalische Phosphatase (ALP), Systempackungen für Hitachi 911[®], Mannheim: 2001d.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Triglyzeride (TG), Systempackungen für Hitachi 911[®], Mannheim: 2001e.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Glucose (GLU), Systempackungen für Hitachi 911[®], Mannheim: 2001f.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Cholesterin (CHOL), Systempackungen für Hitachi 911[®], Mannheim: 2001g.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Alaninaminotransferase (ALT/GPT), Systempackungen für Hitachi 911[®], Mannheim: 2002a.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Eisen (Fe), Systempackungen für Hitachi 911[®], Mannheim: 2002b.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Gamma-Glutamyltransferase (GGT), Systempackungen für Hitachi 911[®], Mannheim: 2002c.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Laktatdehydrogenase (LDH), Systempackungen für Hitachi 911[®], Mannheim: 2002d.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Cholinesterase (CHE), Systempackungen für Hitachi 911[®], Mannheim: 2002e.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Creatinkinase (CK), Systempackungen für Hitachi 911[®], Mannheim: 2002f.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Gesamt-Protein, Systempackungen für Hitachi 911[®], Mannheim: 2004.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Calcium (Ca), Systempackungen für Hitachi 911[®], Mannheim: 2005a.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Cortisol, Systempackungen für Elecsys 1010[®], Mannheim: 2005b.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Thyroxin (T4), Systempackungen für Elecsys 1010[®], Mannheim: 2005c.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Progesteron II, Systempackungen für Elecsys 1010[®], Mannheim: 2005d.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Estradiol II, Systempackungen für Elecsys 1010[®], Mannheim: 2005e.

Roche.com [homepage on the internet]. Mannheim: Roche Diagnostics; 2004-02-16 [updated 208 Aug 28; cited 2008 Okt 10]. Available from: <http://www.roche.com/de/>.

Rosenthal KL, Peterson ME, Quesenberry KE, Lothrop CD. Evaluation of plasma cortisol and corticosterone responses to synthetic adrenocorticotrophic hormone administration in ferrets. Am J Vet Res 1993; 54: 29-31.

- Rosenthal K. Ferrets. *Vet Clin North Am Small Anim Pract* 1994; 24: 1-23.
- Ryland L, Bernhard S, Gorham JR. A clinical guide to the pet ferret. *Comp f Pract Vet* 1983; 5: 25-32.
- Schalm OW, Jain NC, Carol EI. *Veterinary Heamatology*. Philadelphia: Lea and Fibinger 1975: 144-67.
- Schmidt FH. Die enzymatische Bestimmung von Glukose und Fruktose nebeneinander. *Klin Wschr* 1961; 39: 1244-7.
- Schoemaker NJ, Mol JA, Lumeij JT, Thijssen JH, Rijnberk A. Effect of anaesthesia and manual restrain on the plasma concentrations of pituitary and adrenocortical hormones in ferrets. *Vet Rec* 2003; 152: 591-5.
- Seidel SL, Shawver LK, Shires TK. Detection of phenobarbital-induced cytochrome P-450 in rat hepatic microsomes using an enzyme-linked immunosorbent assay. *Arch Biochem Biophys* 1984; 229: 519-31.
- Shavila J, King LJ, Parke DV. Spontaneous development of fatty liver in ferrets in a toxicology study. *Toxicology* 1996; 112: 105-16.
- Sherrill A, Gorham J. Bone marrow hypoplasia associated with estrus in ferrets. *Lab Anim Sci* 1985; 35: 280-6.
- Shump AU, Shump KA. Growth and development of the European ferret (*Mustela putorius*). *Lab Anim Sci* 1978; 28: 89-91.
- Sigma Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Eisen (Fe), Systempackungen für Hitachi 911[®], St. Louis: 1995.
- Solbach HG, Englhardt A, Merten B. Differences of enzyme activities in serum and plasma and their significance for the clinical enzyme diagnosis. *Klin Wochenschr* 1962; 40: 1136-9.
- Stryer L. Der Fettstoffwechsel. In: *Biochemie*. Stryer L, ed Heidelberg: Spektrum 1999a: 635-62.
- Stryer L. Der Pentosephosphatweg und die Gluconeogenese. In: *Biochemie*. Stryer L, ed Heidelberg: Spektrum 1999b: 589-611.
- Stryer L. Der Stoffwechsel; Konzepte und Grundmuster. In: *Biochemie*. Stryer L, ed Heidelberg: Spektrum 1999c: 467-86.

Stryer L. Kohlenhydrate. In: Biochemie. Stryer L, ed Heidelberg: Spektrum 1999d: 487-506.

Suffin SC, Prince GA, Muck KB, Porter DD. Immunoprophylaxis of respiratory syncytial virus infection in the infant ferret. *J Immunol* 1979a; 123: 10-4.

Suffin SC, Prince GA, Muck KB, Porter DD. Ontogeny of the ferret humoral immune response. *J Immunol* 1979b; 123: 6-9.

Thornton PC, Wright PA, Sacra PJ, Goodier TEW. The ferret, *Mustela putorius furo*, as a new species in toxicology. *Lab Anim* 1979; 13: 119-24.

Trinder P. Determination of glucose in blood using glucose oxidase with an alternative oxygen acceptor. *Ann. Clin Biochem* 1969; 6: 24-7.

Wahlefeld AW, Herz G, Bernt E. Modification of the Mallory-Evelyn method for a simple, reliable determination of total bilirubin in serum. *Scand J clin Lab Invest* 1972; 29: 11-2.

Wechsler SJ. Blood collection techniques and normal values for ferrets, rabbit and rodents, a review. *Vet Med Small Anim Clin* 1983; 78: 713-7.

Weiss D, Tvedten H. Großes Blutbild und Knochenmarkuntersuchung. In: Labordiagnostik in der Kleintierpraxis. Willard MD, Tvedten H, Hrsg. München: Urban & Fischer 2006: 13-42.

Weiss D, Tvedten H. Veränderungen des roten Blutbilds. In: Labordiagnostik in der Kleintierpraxis. Willard MD, Tvedten H, Hrsg. München: Urban & Fischer 2006: 43-72.

Wenker C, Christen C. Ferrets in veterinary practice. *Schweiz Arch Tierheilkd* 2002; 144: 575-84.

Wenzel DU, Hartung J, Birnbaum C, Schimke E, Gäbler R. Blood tests in mustelidae. *Arch Exp Veterinarmed* 1969; 23: 555-9.

Wenzel UD. Biologie der Pelztiere. In: Das Pelztierbuch. Wenzel DU, Hrsg. Stuttgart: Ulmer 1990: 30-45.

Whary MT, Andrews PLR. Physiology of the ferret. In: *Biology and Diseases of the Ferret*. Fox JG, ed Baltimore: Williams & Wilkins 1998: 103-48.

Willard MD, Twedt DC. Lebererkrankungen. In: Labordiagnostik in der Kleintierpraxis. Willard MD, Tvedten H, Hrsg. München: Urban & Fischer 2006: 287-304.

Wolford ST, Schroer RA, Gohs FX, Gallo PP, Brodeck M, Falk HB, Rohren R. Reference range data base for serum chemistry and hematology values in laboratory animals. *J Toxicol Environ Health* 1986; 18: 161-88.

Wolford ST, Schroer RA, Gohs FX, Gallo PP, Falk HB, Dente AR. Effect of age on serum chemistry profile, electrophoresis and thyroid hormones in beagle dogs two weeks to one year of age. *Vet Clin Pathol* 1988; 17: 35-42.

Zeissler R, Wenzel DU, Strauch W. Morphology and biochemistry of blood of various mustelids. 4. Determination of various metabolites in the arterial plasma of mink – principles of the preparation of standard values for laboratory diagnosis in farm mink (*Mustela vison*). *Arch Exp Veterinarmed* 1980; 34: 877-90.

Zeissler R, Wenzel DU, Schicketanz W, Sachse M. Hematological and clinical biochemical parameters in ferrets under various physiological and pathological conditions. 1. Comparative studies of changes in the hemograms of pregnant, lactating and nonpregnant females. *Z Versuchstierkd* 1981; 23: 244-54.

Zimmermann HJ, Schwartz MA, Boley LE. Comparative serum enzymology. *J Lab Clin Med* 1965; 66: 961-72.

IX. ANHANG

1. Kenngrößen und Referenzbereiche bei Frettchen unter Berücksichtigung signifikanter Einflussfaktoren (Gesamttabelle)
2. Angaben in der Literatur zu Referenzwertstudien bei Frettchen
3. Angaben in der Literatur zu labordiagnostischen Referenzwerten bei Frettchen
4. Tabellenverzeichnis
5. Abbildungsverzeichnis

Tab. 62: Kenngrößen und Referenzbereiche bei Fretchen unter Berücksichtigung signifikanter Einflussfaktoren (Gesamttabelle) (n = Anzahl; x = arithmetisches Mittel; M = Median; SD = Standardabweichung; Kurt = Kurtosis; ges. = gesamt; A = Alter; G = Geschlecht; N = Nüchternstatus; Mo = Monate; m = männlich; mk = männlich kastriert; w = weiblich; wk = weiblich kastriert; N = Nüchternstatus; Abh = Abhängigkeiten) (Seite 1)

Parameter	Abh	Gruppe	n	Einheit	x	M	SD	Kurt	Schiefte	Range	$x \pm 2 SD$	2,5%- und 97,5%- Perzentil	
Hämatologische Parameter													
Erythrozyten	ges		106	$10^{12}/l$	10,34	10,45	1,41	-0,31	-0,27	7,20 – 13,40	7,53 – 13,15	7,43 – 13,07	
	A	< 4 Mo	15		8,20	7,86	0,82	-0,05	0,93	7,20 – 9,90	6,56 – 9,84	7,15 – 9,89	
		> 4 Mo	91		10,70	10,70	1,14	0,03	-0,02	7,90 – 13,40	8,42 – 12,98	8,13 – 13,14	
	G	w	29		10,47	10,70	1,50	-0,72	-0,43	7,60 – 12,80	7,47 – 13,47	7,60 – 12,80	
		wk	21		10,77	10,90	1,20	-0,10	0,04	8,80 – 13,20	8,37 – 13,17	8,75 – 13,20	
		m	33		9,54	9,71	1,29	-0,89	-0,26	7,20 – 11,70	6,96 – 12,12	7,15 – 11,70	
		mk	23		10,94	10,90	1,14	0,96	0,11	8,20 – 13,40	8,66 – 13,22	8,21 – 13,40	
	Hb	ges		105	mmol/l	10,93	11,10	1,20	-0,17	-0,50	8,00 – 13,20	8,54 – 13,32	8,27 – 12,94
		A	< 4 Mo	15		9,30	8,77	1,11	-1,04	0,66	8,00 – 11,20	7,08 – 11,52	7,96 – 11,20
		> 4 Mo	90		11,21	11,35	0,98	-0,18	-0,25	8,90 – 13,20	9,25 – 13,17	9,05 – 12,97	
Hkt	ges		106	l/l	0,56	0,57	0,06	-0,02	-0,47	0,41 – 0,70	0,44 – 0,68	0,42 – 0,68	
	A	< 4 Mo	15		0,47	0,46	0,04	0,51	0,72	0,41 – 0,57	0,39 – 0,55	0,41 – 0,57	
		> 4 Mo	91		0,58	0,58	0,05	0,89	-0,40	0,42 – 0,70	0,48 – 0,68	0,45 – 0,68	
	G	w	29		0,56	0,57	0,06	-0,12	-0,78	0,42 – 0,65	0,44 – 0,68	0,42 – 0,65	
		wk	21		0,58	0,59	0,05	1,48	-1,00	0,44 – 0,65	0,48 – 0,68	0,44 – 0,65	
		m	33		0,53	0,54	0,06	-0,66	-0,25	0,41 – 0,63	0,41 – 0,65	0,41 – 0,63	
		mk	23		0,59	0,59	0,05	0,15	0,38	0,49 – 0,70	0,49 – 0,69	0,49 – 0,70	
	MCV	ges		104	fl	54,38	54,30	2,59	-0,25	0,20	48,40 – 60,70	49,21 – 59,55	49,46 – 59,78
		A	< 4 Mo	14		57,37	57,60	2,52	0,89	-0,98	51,50 – 60,70	52,33 – 62,41	51,50 – 60,70
		> 4 Mo	90		53,92	54,05	2,28	-0,04	0,06	48,40 – 59,90	49,36 – 58,48	49,43 – 59,15	
	G	w	29		53,71	53,10	2,64	0,26	0,79	49,40 – 60,70	48,43 – 58,99	49,40 – 60,70	
	wk	21		53,69	54,10	2,93	-0,35	0,03	48,40 – 59,70	47,83 – 59,55	48,40 – 59,70		
	m	32		55,82	55,40	1,87	-0,17	0,79	53,00 – 59,70	52,08 – 59,56	53,00 – 59,70		
	mk	22		53,85	53,30	2,39	0,32	0,82	50,60 – 59,90	49,07 – 58,63	50,60 – 59,90		

Fortsetzung Tab. 62: Kenngrößen und Referenzbereiche bei Frettschen unter Berücksichtigung signifikanter Einflussfaktoren (Gesamttabelle) (Seite 2)

Parameter	Abh	Gruppe	n	Einheit	x	M	SD	Kurt	Schiefte	Range	$x \pm 2$ SD	2,5%- und 97,5%- Perzentil
Fortsetzung Hämatologische Parameter												
MCHC	ges		104	mmol/l	19,40	19,30	0,70	- 0,20	0,48	17,90 – 21,30	18,00 – 20,80	18,3 – 21,1
	G	w	29		19,23	19,20	0,54	- 1,05	0,13	18,30 – 20,20	18,15 – 20,31	18,30 – 20,20
		wk	21		19,53	19,50	0,71	- 0,75	0,43	18,60 – 21,00	18,11 – 20,95	18,60 – 21,00
		m	31		19,70	19,70	0,66	- 0,43	0,21	18,60 – 21,2	18,38 – 21,02	18,60 – 21,20
		mkk	23		19,10	19,10	0,77	2,18	1,30	17,90 – 21,30	17,56 – 20,64	17,90 – 21,30
		n	43		19,62	19,70	0,72	- 0,75	0,10	18,30 – 21,30	18,18 – 21,06	18,32 – 21,25
		mn	61		19,25	19,20	0,64	0,95	0,76	17,90 – 21,20	17,97 – 20,53	18,12 – 21,09
MCH	ges		105	fmol/l	1,06	1,05	0,05	- 0,52	0,20	0,93 – 1,19	0,95 – 1,17	0,96 – 1,16
	A	< 4 Mo	14		1,12	1,14	0,52	3,54	- 1,60	0,98 – 1,19	0,08 – 2,16	0,98 – 1,19
		> 4 Mo	91		1,05	1,04	0,05	- 0,32	0,13	0,93 – 1,16	0,95 – 1,15	0,95 – 1,15
	G	w	29		1,03	1,03	0,05	0,57	0,61	0,93 – 1,15	0,93 – 1,13	0,93 – 1,15
		wk	21		1,05	1,04	0,05	0,20	0,18	0,94 – 1,16	0,95 – 1,15	0,94 – 1,16
		m	32		1,10	1,09	0,04	- 0,27	0,03	1,01 – 1,19	1,02 – 1,18	1,01 – 1,19
		mkk	23		1,03	1,02	0,05	- 0,38	0,62	0,97 – 1,14	0,93 – 1,13	0,97 – 1,14
Thrombozyten	ges		101	10 ⁹ /l	843,15	807,00	262,49	0,15	0,22	223,00 – 1450,00	318,17 – 1368,13	405,15 – 1354,45
	A	< 4 Mo	15		1004,07	996,00	189,93	5,02	- 1,54	453,00 – 1312,00	624,21 – 1383,93	453,00 – 1312,00
		> 4 Mo	86		815,08	777,50	221,45	0,67	0,47	223,00 – 145,00	372,18 – 1257,98	377,78 – 1384,83
	N	n	41		780,80	761,00	230,76	2,61	1,01	223,00 – 1450,00	319,28 – 1242,32	234,50 – 1447,45
		nn	60		885,75	929,00	215,16	- 0,56	- 0,29	365,00 – 1312,00	455,43 – 1316,07	403,33 – 1302,03
Leukozyten	ges		101	10 ⁹ /l	7,48	7,15	2,84	0,38	0,67	2,97 – 15,19	1,81 – 13,15	2,99 – 15,19
	A	< 4 Mo	10		11,78	11,25	3,14	- 0,63	- 0,08	6,30 – 16,30	5,50 – 18,06	6,30 – 16,30
		> 4 Mo	91		7,00	6,69	2,38	- 0,74	0,25	2,97 – 12,70	2,24 – 11,76	2,98 – 11,80
	G	w	27		8,38	8,29	2,37	1,84	0,42	3,00 – 15,10	3,64 – 13,12	3,00 – 15,10
		wk	21		5,72	5,21	2,32	3,11	1,51	2,97 – 12,70	1,08 – 10,36	2,97 – 12,70
		m	30		8,57	8,73	3,27	- 0,15	0,47	2,97 – 16,30	2,03 – 15,11	2,97 – 16,30
		mkk	23		6,60	6,31	2,14	- 0,90	0,3	3,11 – 10,60	2,32 – 10,88	3,11 – 10,60

Fortsetzung Tab. 62: Kenngrößen und Referenzbereiche bei Frettchen unter Berücksichtigung signifikanter Einflussfaktoren (Gesamttabelle) (Seite 3)

Parameter	Abh	Gruppe	n	Einheit	x	M	SD	Kurt	Schiefe	Range	$x \pm 2 \text{ SD}$	2,5%- und 97,5%- Perzentil
Differentialblutbild (absolut)												
Lymphozyten	ges		102	10 ⁹ /l	3,75	3,40	2,09	-0,63	0,53	0,07 – 8,80	-0,42 – 7,92	0,75 – 8,22
	A	< 4 Mo	11		5,60	5,97	2,11	-1,23	0,10	2,33 – 8,80	1,38 – 9,82	2,33 – 8,80
		> 4 Mo	91		3,53	2,93	1,98	-0,59	0,56	0,07 – 8,14	-0,43 – 7,49	0,71 – 8,06
Monozyten	ges		102	10 ⁹ /l	0,19	0,16	0,14	-0,25	0,73	0,00 – 0,53	-0,08 – 0,46	0,00 – 0,52
stabkernige neutrophile Granulozyten	ges		106	10 ⁹ /l	0,02	0,00	0,06	20,60	4,21	0,00 – 0,41	-0,10 – 0,14	0,00 – 0,25
eosinophile Granulozyten	ges		102	10 ⁹ /l	0,18	0,14	0,15	0,15	0,96	0,00 – 0,57	-0,13 – 0,49	0,00 – 0,54
basophile Granulozyten	ges		106	10 ⁹ /l	0,03	0,00	0,06	3,18	2,05	0,00 – 0,24	-0,09 – 0,15	0,00 – 0,23
Differentialblutbild (prozentual)												
Lymphozyten	ges		105	%	49,59	53,00	16,21	-0,79	-0,41	15,00 – 77,00	17,17 – 82,01	15,65 – 75,00
Monozyten	ges		105	%	2,63	2,00	1,74	0,43	0,80	0,00 – 8,00	-0,85 – 6,11	0,00 – 6,70
stabkernige neutrophile Granulozyten	ges		106	%	0,20	0,00	0,51	5,77	2,57	0,00 – 2,00	-0,82 – 1,22	0,00 – 2,00
segmentkernige neutrophile Granulozyten	ges		106	%	45,04	43,00	16,81	-0,56	0,46	18,00 – 92,00	11,42 – 78,66	18,68 – 79,33
eosinophile Granulozyten	ges		103	%	2,37	2,00	1,78	-0,09	0,65	0,00 – 7,00	-1,19 – 5,93	0,00 – 6,40
basophile Granulozyten	ges		103	%	0,28	0,00	0,55	2,50	1,84	0,00 – 2,00	-0,82 – 1,38	0,00 – 2,00

Fortsetzung Tab. 62: Kenngrößen und Referenzbereiche bei Frettschen unter Berücksichtigung signifikanter Einflussfaktoren (Gesamttabelle) (Seite 4)

Parameter	Abh	Gruppe	n	Einheit	x	M	SD	Kurt	Schiefe	Range	$x \pm 2 \text{ SD}$	2,5%- und 97,5%- Perzentil	
Enzyme													
ALT	ges		95	IU/l	114,88	110,00	36,74	0,15	0,71	50,00 – 206,00	41,40 – 188,36	55,00 – 205,60	
	A	< 4 Mo	6		181,00	196,50	33,49	1,07	-1,42	122,00 – 206,00	114,02 – 247,98	122,00 – 206,00	
		> 4 Mo	89		110,43	108,00	32,56	0,31	0,61	50,00 – 206,00	45,31 – 175,55	55,00 – 194,50	
		G	w	25		120,56	109,00	37,51	-0,24	0,63	61,00 – 205,00	45,54 – 195,58	61,00 – 205,00
			wk	19		93,58	95,00	19,57	0,40	-0,80	50,00 – 122,00	54,44 – 132,72	50,00 – 122,00
			m	27		138,70	131,00	35,06	-0,08	0,62	72,00 – 206,00	68,58 – 208,82	72,00 – 206,00
			mk	24		99,04	87,00	31,96	-0,16	0,82	55,00 – 173,00	35,12 – 162,96	55,00 – 173,00
	AP	ges		89	IU/l	36,66	34,00	14,08	3,15	1,51	15,00 – 97,00	8,50 – 64,82	17,75 – 70,50
		G	w	24		44,17	39,00	13,57	-0,70	0,75	25,00 – 71,00	17,03 – 71,31	25,00 – 71,00
			wk	20		31,60	29,00	9,76	6,78	2,30	21,00 – 65,00	12,08 – 51,12	21,00 – 65,00
		m	22		39,32	37,00	11,40	-0,44	0,44	22,00 – 62,00	16,52 – 62,12	22,00 – 62,00	
		mk	23		30,70	27,00	16,29	13,12	3,30	15,00 – 97,00	-1,88 – 63,28	15,00 – 97,00	
AST		ges		104	IU/l	82,83	74,00	26,68	-0,33	0,68	39,00 – 157,00	29,47 – 136,19	42,50 – 142,38
	A	< 4 Mo	15		103,67	106,00	31,80	-0,85	-0,12	56,00 – 157,00	40,07 – 167,27	56,00 – 157,00	
		> 4 Mo	89		79,31	71,00	24,21	-0,22	0,72	39,00 – 142,00	30,89 – 127,73	41,00 – 135,75	
		G	w	29		97,86	102,00	24,27	-0,86	-0,16	56,00 – 142,00	49,32 – 146,40	56,00 – 142,00
			wk	21		75,62	71,00	18,98	0,29	0,78	49,00 – 124,00	37,66 – 113,58	49,00 – 124,00
			m	31		87,29	70,00	30,19	-0,50	0,87	54,00 – 157,00	26,91 – 147,67	54,00 – 157,00
		mk	23		64,43	66,00	16,84	-0,21	0,42	39,00 – 102,00	30,78 – 98,08	39,00 – 102,00	
	GLDH	ges		100	IU/l	0,85	0,75	0,70	-0,28	0,71	0,00 – 2,80	-0,55 – 2,25	0,00 – 2,40
		ges		89	IU/l	4,10	4,00	2,64	-0,58	0,48	0,00 – 10,00	-1,18 – 9,38	0,00 – 10,00
	γ -GT	G	w	24		2,42	2,00	2,02	1,17	1,03	0,00 – 8,00	-1,62 – 6,46	0,00 – 8,00
		wk	17		4,12	4,00	1,90	-1,31	0,37	2,00 – 7,00	0,32 – 7,92	2,00 – 7,00	
		m	30		4,73	5,00	2,45	-0,25	0,39	1,00 – 10,00	-0,17 – 9,63	1,00 – 10,00	
		mk	18		5,28	4,50	3,29	-1,44	-0,08	0,00 – 10,00	-1,3 – 11,86	0,00 – 10,00	
N		n	n	34		4,94	5,00	2,20	0,06	0,68	2,00 – 10,00	0,54 – 9,34	2,00 – 10,00
		nn	nn	55		3,58	3,00	2,77	-0,58	0,69	0,00 – 10,00	-1,96 – 9,12	0,00 – 9,60

Fortsetzung Tab. 62: Kenngrößen und Referenzbereiche bei Frettchen unter Berücksichtigung signifikanter Einflussfaktoren (Gesamttabelle) (Seite 5)

Parameter	Abh	Gruppe	n	Einheit	x	M	SD	Kurt	Schiefe	Range	$x \pm 2 SD$	2,5%- und 97,5%- Perzentil
Fortsetzung Enzyme												
Laktat- dehydrogenase	ges		92	IU/l	428,71	325,00	265,42	0,64	1,26	144,00 – 1158,00	- 102,13 – 959,55	159,33 – 1.127,20
	A	< 4 Mo	15		533,67	457,00	216,58	0,27	1,07	81,00 – 326,00	100,51 – 966,83	81,00 – 326,00
		> 4 Mo	77		408,26	303,00	270,40	1,02	1,43	78,00 – 350,00	- 132,54 – 949,06	89,75 – 308,25
	G	w	22		646,50	536,00	316,24	- 1,37	0,37	248,00 – 1158,00	14,02 – 1278,98	248,00 – 1158,00
		wk	19		377,26	311,00	182,85	2,21	1,49	175,00 – 893,00	11,56 – 742,96	175,00 – 893,00
		m	29		375,21	286,00	245,48	0,57	1,23	144,00 – 979,00	- 115,75 – 866,17	144,00 – 979,00
		mk	22		325,86	263,00	170,71	7,92	2,53	172,00 – 945,00	- 15,56 – 667,28	172,00 – 945,00
	ges		93	IU/l	214,31	203,00	85,37	0,94	1,00	71,00 – 466,00	- 43,57 – 385,05	79,95 – 453,10
	A	< 4 Mo	4		392,75	429,00	103,00	1,52	- 1,42	247,00 – 466,00	189,75 – 598,75	247,00 – 466,00
		> 4 Mo	89		206,29	199,00	75,79	0,70	0,82	71,00 – 431,00	54,71 – 357,87	78,25 – 413,75
Kreatinkinase	G	w	26		253,31	231,50	76,98	0,99	0,96	124,00 – 466,00	99,35 – 407,27	124,00 – 466,00
		wk	21		175,81	159,00	66,42	1,93	0,97	71,00 – 365,00	42,97 – 308,65	71,00 – 365,00
		m	23		258,43	235,00	94,96	- 0,16	0,93	137,00 – 465,00	68,51 – 448,35	137,00 – 465,00
		mk	23		161,26	146,00	50,24	- 0,77	0,44	74,00 – 250,00	60,78 – 261,74	74,00 – 250,00
	ges		99	IU/l	549,14	526,00	165,31	- 0,57	0,27	186,00 – 901,00	218,52 – 879,76	240,50 – 873,00
	A	< 4 Mo	13		723,31	742,00	148,64	0,04	- 0,76	404,00 – 901,00	426,03 – 1020,59	404,00 – 901,00
		> 4 Mo	86		522,81	512,00	151,82	- 0,29	0,31	186,00 – 865,00	219,17 – 826,45	221,98 – 848,03
Cholinesterase	N	n	39		497,59	476,00	164,09	- 0,11	0,50	186,00 – 865,00	169,41 – 825,77	186,00 – 865,00
		nn	60		582,65	569,00	158,59	- 0,69	0,21	283,00 – 901,00	265,47 – 910,83	291,93 – 888,93
	ges		103	IU/l	37,50	38,00	9,78	- 0,48	0,05	20,00 – 61,00	17,94 – 57,06	21,60 – 58,80
	A	< 4 Mo	14		48,36	51,00	9,76	1,21	- 1,12	25,00 – 61,00	28,84 – 67,88	25,00 – 61,00
		> 4 Mo	89		35,80	37,00	8,66	- 0,53	- 0,14	20,00 – 60,00	18,48 – 53,12	20,25 – 50,75
	G	w	28		42,14	41,50	6,84	1,28	0,65	29,00 – 61,00	28,46 – 55,82	29,00 – 61,00
		wk	21		36,90	37,00	6,58	- 1,17	- 0,17	26,00 – 46,00	23,74 – 50,06	26,00 – 46,00
		m	31		32,61	26,00	12,57	- 0,89	0,79	20,00 – 58,00	7,47 – 57,75	20,00 – 58,00
		mk	23		39,00	39,00	8,19	1,33	0,37	22,00 – 60,00	22,62 – 55,38	22,00 – 60,00
	N	n	43		33,14	35,00	9,66	- 0,40	0,36	20,00 – 60,00	13,82 – 52,46	20,00 – 58,60
Lipase		nn	60		40,63	41,00	8,66	- 0,29	0,09	22,00 – 61,00	23,31 – 57,95	23,58 – 59,43
	ges		104	IU/l	191,95	203,50	64,38	- 0,82	- 0,01	78,00 – 350,00	63,19 – 320,71	86,00 – 316,63

Fortsetzung Tab. 62: Kenngrößen und Referenzbereiche bei Frettschen unter Berücksichtigung signifikanter Einflussfaktoren (Gesamtabelle) (Seite 6)

Parameter	Abh	Gruppe	n	Einheit	x	M	SD	Kurt	Schiefe	Range	$x \pm 2 SD$	2,5%- und 97,5%- Perzentil
Substrate												
Glukose	ges		106	mmol/l	5,91	6,00	1,38	0,36	-0,27	2,20 – 9,50	3,14 – 8,67	2,68 – 8,56
Fruktosamin	ges		101	$\mu\text{mol/l}$	163,12	163,00	17,79	-0,08	0,12	122,00 – 210,00	127,54 – 198,70	127,55 – 200,70
Gesamteiweiß	ges		104	g/l	66,99	67,75	5,20	0,05	-0,31	52,70 – 78,20	56,59 – 77,39	54,30 – 77,56
	A	< 4 Mo	15		61,80	62,30	4,77	-0,27	0,02	53,30 – 69,70	52,26 – 71,34	53,30 – 69,70
		> 4 Mo	89		67,87	68,00	4,77	0,33	-0,29	52,70 – 78,20	58,33 – 77,41	58,18 – 77,83
Albumin	ges		109	g/l	35,66	36,11	3,97	-0,34	-0,52	25,60 – 43,40	27,72 – 43,60	26,43 – 41,63
Cholesterin	ges		100	mmol/l	4,72	4,87	1,16	-0,57	-0,25	2,08 – 7,26	2,40 – 7,04	2,41 – 6,87
	A	< 4 Mo	15		5,60	5,64	0,95	3,32	-1,11	3,05 – 7,26	3,70 – 7,50	3,05 – 7,26
		> 4 Mo	85		4,56	4,60	1,13	-0,60	-0,17	2,08 – 7,17	2,30 – 6,82	2,31 – 6,58
	N	n	41		4,24	4,21	1,40	-1,05	0,34	2,08 – 7,17	1,44 – 7,04	2,09 – 7,14
		nn	59		5,05	5,09	0,82	-0,32	0,05	3,51 – 7,26	3,41 – 6,69	3,54 – 6,84
Triglyzeride	ges		98	mmol/l	1,04	0,99	0,37	-0,23	0,59	0,46 – 2,15	0,29 – 1,79	0,47 – 1,88
Gallensäuren	ges		86	$\mu\text{mol/l}$	7,27	5,70	6,21	0,51	1,06	0,00 – 24,80	-5,15 – 19,69	0,00 – 22,89
	ges		103	$\mu\text{mol/l}$	1,19	1,05	0,83	-0,12	0,79	0,00 – 5,71	-0,48 – 2,86	0,06 – 3,12
Bilirubin	G	w	28		1,23	1,25	0,85	0,96	0,97	0,09 – 3,39	-0,47 – 2,93	0,09 – 3,39
		wk	20		1,56	1,51	0,80	-0,89	0,06	0,16 – 2,95	-0,04 – 3,16	0,16 – 2,95
		m	30		0,80	0,60	0,73	4,29	2,03	0,00 – 3,23	-0,66 – 2,26	0,00 – 3,23
		mk	25		1,32	1,32	0,81	-0,62	0,48	0,17 – 3,04	-0,30 – 2,94	0,17 – 3,04
Harnstoff	ges		105	mmol/l	10,00	9,80	2,88	-0,64	0,19	3,40 – 16,40	4,24 – 15,76	5,05 – 15,59
	A	< 4 Mo	15		12,89	14,00	2,77	2,33	-1,42	5,60 – 16,40	7,35 – 18,43	5,57 – 16,41
		> 4 Mo	90		9,52	9,46	2,62	-0,27	0,27	3,40 – 16,20	4,28 – 14,76	4,96 – 15,01
		n	43		8,80	8,30	2,55	0,39	0,93	5,10 – 15,10	3,7 – 13,9	5,17 – 15,06
		nn	62		10,83	10,80	2,82	-0,12	-0,26	3,40 – 16,40	5,19 – 16,47	4,24 – 16,28

Fortsetzung Tab. 62: Kenngrößen und Referenzbereiche bei Frettschen unter Berücksichtigung signifikanter Einflussfaktoren (Gesamttabelle) (Seite 7)

Parameter	Abh	Gruppe	n	Einheit	x	M	SD	Kurt	Schiefe	Range	$x \pm 2\text{ SD}$	2,5%- und 97,5%- Perzentil
Fortsetzung Substrate												
Kreatinin	ges		105	$\mu\text{mol/l}$	44,78	44,00	12,21	-0,30	0,25	16,00 – 75,00	20,36 – 69,20	21,30 – 69,35
	G	w	29		43,14	44,00	11,07	1,34	0,56	20,00 – 75,00	21,00 – 65,28	20,00 – 75,00
		wk	21		38,95	40,00	6,58	0,18	-0,55	23,00 – 50,00	25,79 – 52,11	23,00 – 50,00
		m	30		51,23	54,50	14,91	-0,17	-0,77	16,00 – 70,00	21,41 – 81,05	16,00 – 70,00
		mk	25		43,84	42,00	10,58	-0,76	0,33	26,00 – 65,00	22,68 – 65,00	26,00 – 65,00
Elektrolyte												
Kalzium	ges		100	mmol/l	2,29	2,30	0,12	-0,45	-0,22	2,00 – 2,55	2,05 – 2,53	2,06 – 2,50
	A	< 4 Mo	14		2,39	2,41	0,10	0,32	-0,55	2,17 – 2,55	2,19 – 2,59	2,17 – 2,55
		> 4 Mo	86		2,27	2,29	0,11	-0,49	-0,25	2,00 – 2,50	2,05 – 2,49	2,05 – 2,49
	G	w	27		2,26	2,26	0,14	-0,49	0,09	2,00 – 2,55	1,98 – 2,54	2,00 – 2,55
		wk	21		2,24	2,26	0,10	-1,13	-0,24	2,07 – 2,39	2,04 – 2,44	2,07 – 2,39
		m	30		2,35	2,37	0,11	1,40	-1,19	2,05 – 2,51	2,13 – 2,57	2,05 – 2,51
		mk	22		2,28	2,28	0,08	0,17	0,46	2,15 – 2,45	2,12 – 2,44	2,15 – 2,45
Phosphat	ges		107	mmol/l	1,88	1,82	0,50	-0,17	0,41	0,92 – 3,22	0,89 – 2,87	0,98 – 3,02
	A	< 4 Mo	13		2,70	2,66	0,31	-0,96	0,01	2,19 – 3,22	2,08 – 3,32	2,19 – 3,22
		> 4 Mo	94		1,77	1,80	0,40	-0,40	0,10	0,92 – 2,74	0,97 – 2,57	0,97 – 2,68
	G	w	29		2,16	2,16	0,44	0,09	0,04	1,32 – 3,22	1,28 – 3,04	1,32 – 3,22
		wk	21		1,52	1,62	0,35	-1,00	-0,44	0,92 – 2,11	0,82 – 2,22	0,92 – 2,11
Magnesium		m	30		2,14	2,10	0,48	-0,41	0,20	1,30 – 3,05	1,18 – 3,10	1,30 – 3,05
		mk	27		1,58	1,53	0,28	0,20	0,46	1,07 – 2,23	1,02 – 2,14	1,07 – 2,23
	ges		103	mmol/l	1,22	1,20	0,16	-0,00	0,48	0,91 – 1,63	0,90 – 1,54	0,93 – 1,58
	N	n	43		1,25	1,23	0,11	0,13	0,79	1,10 – 1,53	1,03 – 1,47	1,10 – 1,53
		nn	60		1,19	1,16	0,18	-0,09	0,71	0,91 – 1,63	0,83 – 1,55	1,07 – 1,60
Natrium	ges		98	mmol/l	153,38	154,00	6,03	0,12	-0,17	138,00 – 167,00	141,32 – 165,44	138,95 – 166,00
	A	< 4 Mo	10		149,07	147,50	4,11	-0,97	0,61	144,00 – 156,00	140,85 – 157,29	144,00 – 156,30
		> 4 Mo	88		153,86	154,00	6,03	0,37	-0,30	138,00 – 167,00	141,80 – 165,92	138,45 – 166,00

Fortsetzung Tab. 62: Kenngrößen und Referenzbereiche bei Frettchen unter Berücksichtigung signifikanter Einflussfaktoren (Gesamttabelle) (Seite 8)

Parameter	Abh	Gruppe	n	Einheit	x	M	SD	Kurt	Schiefe	Range	$x \pm 2$ SD	2,5%- und 97,5%- Perzentil
Fortsetzung Elektrolyte												
Kalium	ges		105	mmol/l	4,82	4,96	0,48	-0,60	-0,65	3,78 – 5,58	3,85 – 5,78	3,80 – 5,51
	G	w	29		4,93	5,20	0,51	-0,67	-0,87	3,83 – 5,50	3,91 – 5,95	3,83 – 5,50
		wk	21		4,56	4,70	0,45	-1,07	-0,53	3,78 – 5,19	3,66 – 5,46	3,78 – 5,19
		m	32		5,00	5,05	0,37	2,75	-1,27	3,78 – 5,58	4,26 – 5,74	3,78 – 5,58
		mk	23		4,65	4,68	0,50	-1,03	-0,23	3,80 – 5,44	3,65 – 5,65	3,80 – 5,44
Chlorid	ges		106	mmol/l	113,71	113,80	2,81	-0,26	0,10	107,00 – 121,00	108,09 – 119,33	107,94 – 119,00
Eisen	ges		102	μ mol/l	34,13	33,75	10,69	-0,91	0,16	15,00 – 57,20	12,75 – 55,51	16,13 – 55,12
	G	w	28		36,63	38,65	8,44	-0,94	-0,02	23,20 – 53,00	19,75 – 53,51	23,20 – 53,00
		wk	20		38,41	37,60	10,64	-1,11	0,15	20,70 – 56,10	17,13 – 59,69	20,70 – 56,10
		m	31		27,72	24,50	9,95	1,44	1,25	16,60 – 57,20	7,82 – 47,62	16,60 – 57,20
		mk	23		36,02	38,10	10,86	-0,75	-0,46	15,00 – 51,70	14,3 – 57,74	15,00 – 51,70
Hormone												
Cortisol	ges		85	nmol/l	19,37	6,56	25,92	1,01	1,47	0,67 – 97,19	-32,47 – 71,21	0,70 – 85,39
Progesteron	ges		75	ng/ml	0,07	0,03	0,06	2,65	1,75	0,03 – 0,28	-0,05 – 0,19	0,03 – 0,27
	G	w	21		0,10	0,07	0,08	0,29	1,07	0,03 – 0,28	-0,06 – 0,26	0,03 – 0,28
		wk	15		0,04	0,03	0,03	13,21	3,58	0,03 – 0,14	-0,02 – 0,10	0,03 – 0,14
		m	26		0,08	0,05	0,06	1,13	1,26	0,03 – 0,25	-0,04 – 0,20	0,03 – 0,25
		mk	13		0,04	0,03	0,02	2,76	1,98	0,03 – 0,08	0,00 – 0,08	0,03 – 0,08
Estradiol	ges		70	pg/ml	5,85	4,99	3,16	37,96	5,73	4,99 – 28,29	-0,47 – 12,17	4,99 – 16,51
Thyroxin	ges		91	nmol/l	26,85	27,00	5,65	-0,06	-0,12	14,19 – 40,88	15,55 – 38,15	14,74 – 39,15

Tab. 63: Angaben in der Literatur zu Referenzwertstudien bei Frettchen (Seite 1) (Gr. = Granulozyten; m = männlich; mk = männlich kastriert; w = weiblich; wk = weiblich kastriert; HCG = Humanes Chorion Gonadotropin; h = Stunden; stab. = stabkernig; segm. = segmentkernig; d = Tag; Wo = Wochen; Mo = Monate; J = Jahr; mind. = mindestens; Häm = Hämatologie; klin.-chem. = klinisch-chemische Parameter; kA = keine Angabe, o. = oder)

Autor	Rasse	Tierzahl (n)	Geschlecht	Gewicht	Alter	Entnahme	Zeitraum	Besonderheiten
BLATCHLEY & DONOVAN (1972)	kA	1) 10 2) 6	1) w, Anöstrus 2) w, Östrus	kA	kA	Herzpunktion	kA	Anästhesie: Nembutal
BLATCHLEY & DONOVAN (1976)	Albino und Polecat	kA	w, scheinträchtig o. trächtig	kA	kA	Herzpunktion	kA	Anästhesie: Pentobarbital
BÖTTLE (1999)	Ilitis, Albino, sonstige	1) 46 2) 54	1) m 2) w	kA	3 Mo – 8 J	V. cephalica antebrachii	März bis September	manuelle Fixation
CARLOS & RUST (1969)	kA	kA	1) w, Anöstrus 2) w, trächtig 3) w, scheinträchtig	500 – 700 g	kA	Herzpunktion	kA	Scheinträchtigkeit durch Injektion von HCG
CRYER & JONES (1978)	kA	kA	m	kA	adult	Herzpunktion	kA	Unterschiedliche Fütterung, 24 h nüchtern, Anästhesie: Pentobarbital
DANIEL (1976)	kA	24	w, scheinträchtig o. trächtig	kA	kA	Herzpunktion	kA	kA
DONOVAN et al. (1983)	kA	1) kA 2) 6	1) w 2) wk	kA	kA	Herzpunktion	kA	Anästhesie: Pentobarbital
ERSKINE & BAUM (1884)	kA	1) kA 2) a) 5 b) 4 c) 4 d)-f) kA	1) m + w 2) a) w b) m c) mk d) w, Östrus e) w, Anöstrus f) wk	kA	1) 5/7/15/30 d 2) a) juvenil b) juvenil c)-f) adult	1) Absetzen des Kopfes 2) Herzpunktion, Absetzen des Kopfes	Februar – April	2) Anästhesie: Pentobarbital
FOX et al. (1986)	kA	16	m	ca. 1000 g	adult	<i>Plexus retroorbitalis</i> o. Herzpunktion	kA	nüchtern, in Anästhesie

Fortsetzung Tab. 63: Angaben in der Literatur zu labor diagnostischen Referenzwerten bei Frettchen (Seite 2)

Autor	Rasse	Anzahl	Geschlecht	Gewicht	Alter	Entnahme	Zeitraum	Besonderheiten
FUDGE (2000)	Ittis	kA	m + w	kA	adult	V. jugularis	kA	Kurzanästhesie: Isofluran
GARIBALDI et al. (1988)	kA	1) 7 2) 7 3) 18 4) 7	1) w 2) wk 3) m 4) mk	kA	kA	1) Jugularkatheter (n = 10) 2) Herzpunktion 3) + 4) kA	8 – 10 Uhr	1) keine Anästhesie 2) Anästhesie: Carbon Dioxide
HEAP & HAMMOND(1974)	kA	kA	w, scheinträchtig o. trächtig	kA	kA	Herzpunktion	kA	Anästhesie: Ether
HEARD et al. (1988)	kA	13	m	1590 ± 150 g	2 – 3 J	V. jugularis	kA	keine Anästhesie
KÄSTNER et al. (1987)	kA	kA	m + w	kA	20 – 150 d adulte	kA	kA	Anästhesie: Nembutal
KAUFMANN & BERGMANN (1981)	kA	24	m + w	kA	3 – 6 Mo	Herzpunktion	kA	Anästhesie: Ketamin
LEE et al. (1982)	Ittis	1) 5 2) 3 3) 5	1) w 2) m 3) mk	kA	4 – 8 Mo	Herzpunktion o. V. jugularis	kA	Anästhesie: Ketamin
MARSHALL BIO-RESOURCES (1998)	kA	1) a) 6 b) 8 c) 10 d) 10 e) 15 f) 15 g) 9 h) 22 2) a) 11 b) 9 c) 14 d) 15 e) 10	1) a) w b) w c) w d) w e) m f) m g) m h) m 2) a) w b) m c) m d) m e) m	kA	1) a) 10 Wo b) 12 Wo c) 14 – 16 Wo d) adult e) 10 Wo f) 12 Wo g) 14 – 16 Wo h) adult 2) a) kA b) kA c) 10 Wo d) 12 Wo e) 14 – 16 Wo	kA	kA	kA

Fortsetzung Tab. 63: Angaben in der Literatur zu labor diagnostischen Referenzwerten bei Frettchen (Seite 3)

Autor	Rasse	Anzahl	Geschlecht	Gewicht	Alter	Entnahme	Zeitraum	Besonderheiten
MARSHALL BIO- RESOURCES (2008)	kA	1) 30 2) 30	1) w 2) m	1) 778 – 834 g 2) 1435 – 1649 g	19 – 24 Wo	kA	kA	kA
MATSON & DONOVAN (1986)	kA	36	w	kA	kA	Jugularkatheter	kA	Anästhesie: Pentobarbital
SCHOEMAKER et al. (2003)	kA	1) a) 14 b) 4 c) 6 d) 5 2) a) 3 b) 5	1) a) w b) wk c) m d) mk 2) a) m b) w	kA	3 J	1) <i>V. cava cranialis</i> 2) Katheter in der <i>V. jugularis</i> , <i>V. cava cranialis</i>	kA	1) manuell fixiert, Anästhesie: Isofluran (14/15) 2) Anästhesie : Isofluran, Medetomidin
SHERRILL & GORHAM (1985)	Ilitis	6	wk	kA	10 Mo	Herzpunktion	kA	Anästhesie: Ketamin, Xylazin
THORNTON et al. (1979)	Albino	1) 28 (Häm) 40 (klin.-chem) 2) 11 (Häm) 24 (klin.-chem)	1) m 2) w	kA	-	Aorta abdominalis	kA	Anästhesie: Ether
WENZEL et al. (1969)	kA	22	kA	kA	kA	Kappen einer Krallenspitze	kA	kA
ZEISSLER et al. (1980)	kA	9	m	1744 ± 102 g	kA	kA	kA	kA
ZEISSLER et al. (1980)	kA	9	m	kA	6 – 7 Mo	kA	kA	kA
ZEISSLER et al. (1981)	Ilitis	1) 11 2) 12	1) w, trächtig mit komplikatons- freier Geburt 2) w, nicht gedeckt, nicht scheinträchtig	873 ± 69 g	1 – 2 J	Krallenamputation	10 – 12 Uhr über 4 Mo	kA

Fortsetzung Tab. 63: Angaben in der Literatur zu labor diagnostischen Referenzwerten bei Frettchen (Seite 4)

Autor	Rasse	Anzahl	Geschlecht	Gewicht	Alter	Entnahme	Zeitraum	Besonderheiten
ZIMMERMANN et al. (1965)	kA	9	kA	kA	kA	Herzpunktion o. periphere Vene	kA	Vergleich mit anderen Spezies
ZEISSLER et al. (1980)	kA	9	m	1744 ± 102 g	6 – 7 Mo	Aorta abdominalis	kA	12 h nüchtern

Tab. 64: Angaben in der Literatur zu labor diagnostischen Referenzwerten bei Frettchen (Seite 1) (1 = 95-%-Perzentil-Intervall, 2 = arithmetisches Mittel (x), 3 = Range, 4 = \pm Standardabweichung; m = männlich; mk = männlich kastriert; w = weiblich; wk = weiblich kastriert; (Ö) = Östrus; (A) = Anöstrus)

Hämatologische Parameter							
Autor	Erythroz. ($10^{12}/l$)	Hb (g/dl)	Hkt (l/l)	MCH (pg)	MCHC (mmol/l)	MCV (μm^3)	Thrombozyten ($10^3/mm^3$)
BÖTTLE (1999)	8,40 – 13,10 ¹ (10,5) ²	9,00 – 13,20 ¹ (10,9) ²	0,39 – 0,60 ¹ (0,48) ²	0,90 – 1,10 ¹ (1,0) ²	19,8 – 25,1 ¹ (22,7) ²	41,80 – 52,60 ¹ (46,10) ²	294 – 850 ¹ (523) ²
FOX et al. (1986)	m: 10,10 – 13,20 ³ (11,30) ²	m: 9,56 – 11,48 ³ (10,49) ²	m: 0,48 – 0,59 ³ (0,53) ²	m: 0,85 – 0,99 ³ (0,93) ²	m: 18,8 – 21,7 ³ (19,86) ²	m: 42,60 – 51,00 ³ (47,10) ²	
FUDGE (2000)	m: 6,35 – 11,20 ³ (9,53) ² w: 7,42 – 10,90 (9,40) ²	m: 6,89 – 10,61 ³ (9,28) ² w: 8,13 – 10,30 ³ (9,20) ²	m: 0,37 – 0,55 ³ (0,47) ² w: 0,41 – 0,53 ³ (0,47) ²	m: 0,87 – 1,09 ³ (0,98) ² w: 0,95 – 1,09 ³ (0,99) ²	m: 19,1 – 20,2 ³ (19,7) ² w: 19,1 – 20,4 ³ (19,4) ²	m: 45,60 – 54,70 ³ (50,00) ² w: 48,80 – 54,50 ³ (50,28) ²	m: 277 – 732 ³ (553) ² w: 278 – 882 ³ (627) ²
HOFMANN (1961)	10,50 – 11,50 ³						
LEE et al. (1982)		m: 8,88 ± 1,37 ⁴ (7,45 – 10,12) ³ mk: 9,99 ± 0,54 ⁴ (9,43 – 10,99) ³ w: 9,90 ± 0,4 ⁴ (9,43 – 10,80) ³	m: 0,43 ± 0,65 ⁴ (0,36 – 0,50) ³ mk: 0,49 ± 0,35 ⁴ (0,46 – 0,57) ³ w: 0,48 ± 0,18 ⁴ (0,47 – 0,51) ³				
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	m: 7,10 – 10,20 ³ (9,10) ² w (Ö): 7,50 – 9,00 ³ (8,30) ² w (A): 7,50 – 9,30 ³ (8,20) ²	m: 7,45 – 10,49 ³ (9,62) ² w (Ö): 7,39 – 9,31 ³ (8,32) ² w (A): 8,01 – 9,87 ³ (9,00) ²	m: 0,34 – 0,47 ³ (0,42) ² w (Ö): 0,35 – 0,43 ³ (0,39) ² w (A): 0,36 – 0,45 ³ (0,39) ²	m: 1,02 – 1,22 ³ (1,06) ² w (Ö): 0,98 – 1,04 ³ (1,01) ² w (A): 1,02 – 1,20 ³ (1,09) ²	m: 21,7 – 25,5 ³ (23,0) ² w (Ö): 20,6 – 21,9 ³ (21,4) ² w (A): 21,8 – 26,2 ³ (23,0) ²	m: 44,10 – 52,50 ³ (46,60) ² w (Ö): 45,20 – 48,70 ³ (46,80) ² w (A): 44,40 – 53,70 ³ (48,40) ²	m: 369 – 648 ³ (476) ² w (Ö): 264 – 636 ³ (429) ² w (A): 543 – 771 ³ (631) ²
SHERILL & GORHAM (1985)	wk: 8,52 ± 0,44 ⁴ (8,07 – 8,77) ³	wk: 9,81 ± 0,62 ⁴ (9,06 – 10,18) ³	wk: 0,45 ± 0,30 ⁴ (0,42 – 0,47) ³	wk: 1,16 ± 0,07 ⁴ (1,13 – 1,20) ³	wk: 21,9 ± 0,6 ⁴ (21,7 – 22,2) ³	wk: 53,40 ± 3,80 ⁴ (51,40 – 54,90) ³	wk: 820 ± 71 ⁴ (760 – 871) ³
THORNTON et al. (1979)	m: 7,30 – 12,18 ³ (10,23) ² w: 6,77 – 9,76 ³ (8,11) ²	m: 10,12 – 11,30 ³ (11,05) ² w: 9,19 – 10,80 ³ (10,06) ²	m: 0,44 – 0,61 ³ (0,55) ² w: 0,42 – 0,55 ³ (0,49) ²	m: 1,09 w: 1,24	m: 20,0 w: 20,4	m: 54,00 w: 61,00	m: 297 – 730 ³ (453) ² w: 310 – 910 ³ (545) ²
WENZEL et al. (1968)		10,49 – 11,48 ³	0,55 – 0,62 ³				

Fortsetzung Tab. 64: Angaben in der Literatur zu labor diagnostischen Referenzwerten bei Frettchen (Seite 2)

Autor	Differenzialblutbild (absolut)				
	Lymphozyten ($10^9/l$)	Monozyten ($10^9/l$)	Neutrophile Gr. ($10^9/l$)	Eosinophile Gr. ($10^9/l$)	Basophile Gr. ($10^9/l$)
BÖTTLE (1999)	2,350 – 4,560 ¹ (3,430) ²	0,020 – 0,410 ¹ (0,190) ²	2,650 – 4,990 ¹ (3,840) ²	0,030 – 0,390 ¹ (0,180) ²	0,000 – 0,150 ¹ (0,050) ²
FUDGE (2000)	m: 0,830 – 6,110 ³ (3,200) ² w: 1,300 – 8,30 ³ (3,400) ²	m: 0,180 – 0,900 ³ (0,460) ² w: 0,210 – 0,660 ³ (0,400) ²	m: 0,620 – 3,330 ³ (1,690) ² w: 0,630 – 2,540 ³ (1,450) ²	m: 0,130 – 0,560 ³ (0,320) ² w: 0,150 – 0,490 ³ (0,240) ²	m: 0,011 – 0,085 ³ (0,054) ² w: 0,100 – 0,082 ³ (0,048) ²
KAUFMANN & BERGMANN (1981)	4,990 ± 0,466 ⁴				
LEE et al. (1982)	m: 5,626 ± 1,664 ⁴ (3,157 – 7,808) ³ mk: 3,791 ± 1,000 ⁴ (1,728 – 4,704) ³ w: 3,426 ± 1,190 ⁴ (1,475 – 5,590) ³	m: 747 ± 212 ⁴ (0,385 – 0,924) ³ mk: 176 ± 152 ⁴ (0,000 – 0,432) ³ w: 0,263 ± 0,99 ⁴ (0,100 – 0,372) ³	m: 4,493 ± 2,443 ⁴ (2,744 – 8,778) ³ mk: 2,659 ± 1,994 ⁴ (0,616 – 7,020) ³ w: 1,825 ± 0,567 ⁴ (0,725 – 2,409) ³	m: 0,267 ± 0,292 ⁴ (0,000 – 0,768) ³ mk: 0,378 ± 0,226 ⁴ (0,112 – 0,768) ³ w: 0,214 ± 0,149 ⁴ (0,050 – 0,516) ³	m: 0,081 ± 0,133 ⁴ (0,000 – 0,308) ³ mk: 0,050 ± 0,047 ⁴ (0,000 – 0,112) ³ w: 0,048 ± 0,057 ⁴ (0,000 – 0,172) ³
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	m: 2,000 – 6,700 ³ (3,800) ² w (Ö): 1,500 – 4,600 ³ (2,700) ² w (A): 1,700 – 5,500 ³ (2,500) ²	m: 0,100 – 0,800 ³ (0,200) ² w (Ö): 0,100 – 0,200 ³ (0,100) ² w (A): 0,100 – 0,200 ³ (0,100) ²	m: (3,800) ² w (Ö): 1,300 – 3,700 ³ (2,500) ² w (A): 2,500 – 6,200 ³ (4,200) ²	m: 0,300 – 0,900 ³ (0,500) ² w (Ö): 0,100 – 0,500 ³ (0,200) ² w (A): 0,200 – 0,500 ³ (0,300) ²	m: 0,000 – 0,000 ³ (0,000) ² w (Ö): 0,000 – 0,000 ³ (0,000) ² w (A): 0,000 – 0,000 ³ (0,000) ²
SHERRILL & GORHAM (1985)	wk: 3,782 ± 0,856 ⁴ (3,211 – 4,658) ³	wk: 0,690 ± 0,460 ⁴ (0,300 – 1,020) ³	wk: 2,104 ± 1,341 ⁴ (1,294 – 3,603) ³	wk: 0,232 ± 0,102 ⁴ (0,136 – 0,330) ³	wk: 0,045 ± 0,051 ⁴ (0,012 – 0,092) ³

Fortsetzung Tab. 64: Angaben in der Literatur zu labor diagnostischen Referenzwerten bei Frettchen (Seite 3)

Autor	Leukozytenzahl absolut und Differenzialblutbild (prozentual)						
	Leukozyten ($10^9/l$)	Lymphozyten (%)	Monozyten (%)	Neutrophile Gr. (%)	Eosinophile Gr. (%)	Basophile Gr. (%)	
BÖTTLE (1999)	4,70 – 12,90 ¹ (7,7) ²	30,5 – 59,2 ¹ (44,6) ²	0,3 – 5,3 ¹ (2,5) ²	34,4 – 64,8 ¹ (49,9) ²	0,7 – 5,1 ¹ (2,4) ²	0,0 – 1,9 ¹ (0,7) ²	
FOX et al. (1986)	m: 1,70 – 11,90 ³ (6,2) ²	m: 26 – 73 ³	m: 1 – 4 ³	m: 24 – 72 ³	m: 0 – 3 ³		
FUDGE (2000)	m: 2,00 – 9,80 ³ (5,7) ² w: 2,10 – 9,60 ³ (5,6) ²	m: 40,1 – 82,0 ³ (53,8) ² w: 39,6 – 86,4 ³ (57,8) ²	m: 6,5 – 9,4 ³ (6,9) ² w: 4,1 – 10,7 ³ (7,6) ²	m: 12,7 – 74,8 ³ (28,2) ² w: 6,5 – 43,5 ³ (29,1) ²	m: 1,9 – 8,0 ³ (5,0) ² w: 2,2 – 6,2 ³ (4,6) ²	m: 0,35 – 3,03 ³ (1,01) ² w: 0,30 – 1,52 ³ (0,89) ²	
KAUFMANN & BERGMANN (1981)	10,14 ± 0,64 ⁴	48,7 ± 3,0 ⁴					
LEE et al. (1982)	m: 11,32 ± 2,93 ⁴ (7,70 – 15,40) ³ mk: 7,29 ± 1,95 ⁴ (5,60 – 10,80) ³ w: 5,88 ± 1,78 ⁴ (2,50 – 8,60) ³						
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	m: 4,90 – 13,80 ³ (8,40) ² w (Ö): 5,20 – 8,20 ³ (5,70) ² w (A): 5,10 – 12,60 ³ (7,20) ²	m: 15 – 67 ³ (47) ² w (Ö): 33 – 59 ³ (48) ² w (A): 23 – 43 ³ (33) ²	m: 1 – 5 ³ (2) ² w (Ö): 1 – 3 ³ (2) ² w (A): 1 – 3 ³ (2) ²	m: 24 – 77 ³ (42) ² w (Ö): 33 – 61 ³ (43) ² w (A): 49 – 71 ³ (58) ²	m: 2 – 9 ³ (6) ² w (Ö): 2 – 6 ³ (3) ² w (A): 0 – 1 ³ (0) ²	m: 0 – 0 ³ (0) ² w (Ö): 0 – 0 ³ (0) ² w (A): 0 – 0 ³ (0) ²	
SHERRILL & GORHAM (1985)	wk: 7,07 ± 1,42 ⁴ (5,98 – 8,10) ³						
THORNTON et al. (1979)	m: 4,40 – 19,10 ³ (9,70) ² w: 4,00 – 18,20 ³ (10,50) ²	m: 12 – 54 ³ (35,6) ² w: 12 – 50 ³ (33,4) ²	m: 0 – 9 ³ (4) ² w: 2 – 8 ³ (4) ²	m: 11 – 82 ³ (57) ² w: 43 – 84 ³ (60) ² stab.: 22 ³ segm.: 19 ³	m: 0 – 7 ³ (2,4) ² w: 0 – 5 ³ (2,6) ²	m: 0 – 2 ³ (0) ² w: 0 – 1 ³ (0) ²	
WENZEL et al. (1968)		61 ³	0 ³		1 ³	0 ³	
ZEISSLER et al. (1980)	w: 6,20 – 10,66 ³						

Fortsetzung Tab. 64: Angaben in der Literatur zu labor diagnostischen Referenzwerten bei Frettchen (Seite 4)

Autor	Enzyme							
	ALT (IU/l)	AP (IU/l)	AST (IU/l)	GLDH (IU/l)	γ -GT (IU/l)	LDH (IU/l)	CK (IU/l)	
BÖTTLE (1999)		15 - 84 ¹ (46) ²	25 - 121 ¹ (52) ²					
FOX et al. (1986)	m: 78 - 149 ³ (109) ²	m: 31 - 64 ³ (42) ²	m: 74 - 248 ³ (117) ²			m: 241 - 752 ³ (460) ²		
FUDGE (2000)	m: 48 - 292 ³ (138) ² w: 72 - 338 ³ (166) ²	m: 14 - 144 ³ (41) ² w: 20 - 106 ³ (35) ²	m: 46 - 118 ³ (68) ² w: 20 - 130 ³ (63) ²			m: 222 - 344 ³ (278) ² w: 182 - 544 ³ (367) ²	m: 98 - 564 ³ (245) ² w: 58 - 494 ³ (228) ²	
LEE et al. (1982)	m: 158 ± 80 ⁴ (82 - 289) ³ mk: 201 ± 142 ⁴ (82 - 287) ³ w: 150 ± 49 ⁴ (110 - 240) ³	m: 14 ± 2 ⁴ (12 - 16) ³ mk: 16 ± 1 ⁴ (15 - 18) ³ w: 16 ± 1 ⁴ (15 - 17) ³						
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	m: 54 - 272 ³ (121) ² 10 Wo: 95 - 544 ³ (248) ² 12 Wo: 93 - 366 ³ (210) ² 14 - 16 Wo: 78 - 279 ³ (131) ² w: 54 - 280 ³ (96) ²	m: 18 - 32 ³ (23) ² 10 Wo: 117 - 277 ³ (184) ² 12 Wo: 126 - 272 ³ (173) ² 14 - 16 Wo: 41 - 181 ³ (97) ² w: 3 - 40 ³ (21) ²	m: 37 - 121 (74) ² 10 Wo: 63 - 152 ³ (96) ² 12 Wo: 70 - 112 ³ (85) ² 14 - 16 Wo: 47 - 128 ³ (76) ² w: 42 - 108 ³ (68) ²			m: 1 - 3 ³ (1) ² 10 Wo: 2 - 20 ³ (7) ² 12 Wo: 1 - 11 ³ (4) ² 14 - 16 Wo: 1 - 2 ³ (1) ² w: 1 - 8 ³ (3) ²	m: 168 - 389 ³ (252) ² 10 Wo: 362 - 920 ³ (553) ² 12 Wo: 400 - 711 ³ (508) ² 14 - 16 Wo: 247 - 577 ³ (382) ² w: 161 - 767 ³ (369) ²	m: 214 ± 57 ⁴ w: 266 ± 70 ⁴
THORNTON et al. (1979)		m: 11 - 84 ³ (26) ² w: 9 - 30 ³ (19) ²	m: 28 - 113 ³ (57) ² w: 40 - 120 ³ (73) ²					
ZIMMERMANN et al. (1965)			46 ± 9 ⁴			109 ± 22 ⁴		

Fortsetzung Tab. 64: Angaben in der Literatur zu labor diagnostischen Referenzwerten bei Frettchen (Seite 5)

Autor	Fortsetzung Enzyme und Substrate						
	Cholinesterase (IU/l)	α -Amylase (IU/l)	Lipase (IU/l)	Cholesterin (mmol/l)	Triglyzeride (mmol/l)	Serumgallensäuren (μ mol/l)	Bilirubin (μ mol/l)
CRYER & JONES (1978)					m: 0,16 – 0,69 ³		
FOX et al. (1986)				m: 3,08 – 5,21 ³ (3,83) ²	m: 0,11 – 0,36 ³ (0,21) ²		m: 0,00 – 1,71 ³ (< 17,10) ²
FUDGE (2000)						m: 1 – 28 ⁵ (9) ² w: 2 – 14 ³ (4) ²	
MARSHALL BIORESOURCES (1998)		m: 31 \pm 2 ⁴ w: 34 \pm 3 ⁴		m: 4,27 – 5,72 ³ (4,84) ² 10 Wo: 6,19 – 8,60 ³ (7,20) ² 12 Wo: 5,88 – 8,88 ³ (7,07) ² 14 – 16 Wo: 4,40 – 6,40 ³ (5,49) ² w: 4,22 – 7,04 ³ (5,59) ²			m: 1,71 \pm 0,00 ⁴ w: 3,42 \pm 1,71 ⁴
SHAVILA et al. (1996)				m: 1) 4,70 \pm 1,00 ⁴ 2) 4,60 \pm 0,50 ⁴ 3) 4,40 \pm 0,40 ⁴ 4) 5,70 \pm 0,40 ⁴ w: 1) 5,10 \pm 0,40 ⁴ 2) 4,90 \pm 0,10 ⁴ 3) 6,90 \pm 1,90 ⁴ 4) 7,10 \pm 0,50 ⁴	m: 1) 1,10 \pm 0,30 ⁴ 2) 1,00 \pm 0,10 ⁴ 3) 0,90 \pm 0,10 ⁴ 4) 0,90 \pm 0,20 ⁴ w: 1) 1,10 \pm 0,20 ⁴ 2) 0,90 \pm 0,30 ⁴ 3) 1,70 \pm 0,30 ⁴ 4) 1,50 \pm 0,30 ⁴		
THORNTON et al. (1979)				m: 1,66 – 5,49 ³ (4,04) ² w: 3,16 – 7,67 ³ (4,51) ²			m: <17,10 w: <17,10

Fortsetzung Tab. 64: Angaben in der Literatur zu labor diagnostischen Referenzwerten bei Frettchen (Seite 6)

Autor	Fortsetzung Substrate					
	Glukose (mmol/l)	Fruktosamin ($\mu\text{mol/l}$)	Gesamteiweiß (g/l)	Albumin (g/l)	Harnstoff (mmol/l)	Kreatinin ($\mu\text{mol/l}$)
BÖTTLE (1999)	4,50 – 8,90 ¹ (6,70) ²				2,90 – 7,90 ¹ (5,80) ²	40 – 80 ¹ (60) ²
FOX et al. (1986)	m: 5,94 – 7,66 ³ (6,38) ²	m: 62 – 71 ³ (66) ²		m: 35 – 42 ³ (39) ²	m: 3,92 – 8,90 ³ (5,35) ²	m: 35 – 62 ³ (44) ²
FUDGE (2000)	m: 5,55 – 7,99 ³ (6,66) ²	m: 43 – 60 ³ (52) ²		m: 34 – 48 ³ (39) ²	m: 0,21 – 16,25 ³ (10,40) ²	m: 9 – 106 ³ (50) ²
	w: 5,99 – 6,66 ³ (6,27) ²	w: 24 – 57 ³ (46) ²		w: 34 – 48 ³ (39) ²	w: 5,28 – 16,03 ³ (11,19) ²	w: 27 – 41 ³ (42) ²
LEE et al. (1982)	m: 5,77 ± 0,83 ⁴ (4,99 – 6,77) ³	m: 59 ± 3 ⁴ (53 – 62) ³		m: 37 ± 1 ⁴ (35 – 38) ³	m: 7,83 ± 2,25 ⁴ (4,28 – 9,97) ³	m: 35 ± 9 ⁴ (18 – 53) ³
	mk: 5,29 ± 0,94 ⁴ (3,47 – 6,44) ³	mk: 58 ± 03 ⁴ (54 – 64) ³		mk: 37 ± 2 ⁴ (34 – 40) ³	mk: 10,02 ± 2,72 ⁴ (7,49 – 14,96) ³	mk: 27 ± 0 ⁴ (22 – 31) ³
	w: 5,82 ± 0,91 ⁴ (4,72 – 7,44) ³	w: 60 ± 5 ⁴ (56 – 72) ³		w: 38 ± 2 ⁴ (33 – 41) ³	w: 11,86 ± 2,72 ⁴ (5,35 – 15,32) ³	w: 35 ± 9 ⁴ (27 – 40) ³
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	m: 6,77 – 10,99 ³ (8,05) ² 10 Wo: 6,44 – 13,82 ³ (7,77) ²	m: 65 – 72 ³ (68) ² 10 Wo: 44 – 56 ³ (50) ²		m: 32 – 40 ³ (37) ² 10 Wo: 26 – 32 ³ (30) ²	m: 10,69 – 14,25 ³ (12,47) ² 10 Wo: 7,13 – 13,89 ³ (9,62) ²	m: 115 – 141 ³ (124) ² 10 Wo: 53 – 124 ³ (97) ²
	12 Wo: 5,83 – 8,27 ³ (7,27) ²	12 Wo: 44 – 52 ³ (48) ²		12 Wo: 26 – 32 ³ (29) ²	12 Wo: 6,77 – 15,32 ³ (10,33) ²	12 Wo: 62 – 141 ³ (97) ²
	14 – 16 Wo: 6,88 – 9,44 ³ (7,94) ²	14 – 16 Wo: 49 – 64 ³ (56) ²		14 – 16 Wo: 30 – 36 ³ (33) ²	14 – 16 Wo: 4,99 – 14,97 ³ (9,98) ²	14 – 16 Wo: 71 – 141 ³ (106) ²
SHAVILA et al. (1996)	w: 6,94 – 10,49 ³ (8,27) ²	w: 54 – 63 ³ (59) ²		w: 29 – 35 ³ (32) ²	w: 5,70 – 15,32 ³ (9,26) ²	w: 0 – 88 ³ (62) ²
		m: 1) 71 ± 1 ⁴ 2) 67 ± 5 ⁴ 3) 62 ± 9 ⁴ 4) 58 ± 5 ⁴				
		w: 1) 60 ± 4 ⁴ 2) 64 ± 3 ⁴ 3) 64 ± 11 ⁴ 4) 56 ± 4 ⁴				
SHERRILL & GORHAM (1985)		wk: 59 ± 3 ⁴ (57 – 61) ³				
THORNTON et al. (1979)	m: 5,22 – 9,38 ³ (6,99) ² w: 5,55 – 11,49 ³ (8,05) ²	m: 53 – 74 ³ (61) ² w: 51 – 66 ³ (58) ²		m: 28 – 38 ³ (33) ² w: 26 – 36 ³ (32) ²	m: 3,92 – 13,89 ³ (8,20) ² w: 3,57 – 16,03 ³ (7,13) ²	m: 35 – 80 ³ (53) ² w: 35 – 62 ³ (53) ²

Fortsetzung Tab. 64: Angaben in der Literatur zu labor diagnostischen Referenzwerten bei Frettchen (Seite 7)

Elektrolyte								
Author	Ca (mmol/l)	P (mmol/l)	Mg (mmol/l)	Na (mmol/l)	K (mmol/l)	Cl (mmol/l)	Fe	
FOX et al. (1986)	m: 2,1 - 2,3 ³ (2,2) ²	m: 1,68 - 2,45 ³ (1,81) ²		m: 152 - 156 ³ (154) ²	m: 4,1 - 4,9 ³ (4,4) ²	m: 118 - 126 ³ (121) ²		
FUDGE (2000)	m: 1,9 - 2,4 ³ (2,1) ² w: 1,8 - 2,0 ³ (1,9) ²	m: 1,68 - 3,23 ³ (2,36) ² w: 1,10 - 2,71 ³ (2,17) ²						
LEE et al. (1982)	m: 2,4 ± 0,1 ⁴ (2,2 - 2,6) ³ mk: 2,3 ± 0,1 ⁴ (2,1 - 2,5) ³ w: 2,2 ± 0,1 ⁴ (2,2 - 2,3) ³	m: 2,16 ± 0,39 ⁴ (1,84 - 2,81) ³ mk: 1,97 ± 0,19 ⁴ (1,81 - 2,26) ³ w: 2,16 ± 0,19 ⁴ (2,03 - 2,42) ³		m: 154 ± 4 ⁴ (152 - 160) ³ mk: 151 ± 3 ⁴ (146 - 155) ³ w: 150 ± 2 ⁴ (148 - 153) ³	m: 4,9 ± 0,2 ⁴ (4,6 - 5,2) ³ mk: 4,9 ± 0,2 ⁴ (4,7 - 5,2) ³ w: 4,9 ± 0,3 ⁴ (4,3 - 5,3) ³	m: 113 ± 9 ⁴ (102 - 118) ³ mk: 117 ± 2 ⁴ (114 - 121) ³ w: 117 ± 2 ⁴ (115 - 120) ³		
MARSHALL BIORESOURCES (1998)	m: 2,3 - 2,5 ³ (2,4) ² 10 Wo: 2,5 - 3,0 ³ (2,7) ² 12 Wo: 2,4 - 2,7 ³ (2,5) ² 14 - 16 Wo: 2,4 - 2,7 ³ (2,5) ² w: 2,1 - 2,5 ³ (2,3) ²	m: 2,13 - 2,78 ³ (2,42) ² 10 Wo: 2,78 - 4,75 ³ (3,55) ² 12 Wo: 2,65 - 3,81 ³ (3,26) ² 14 - 16 Wo: 2,00 - 3,23 ³ (2,81) ² w: 1,45 - 3,26 ³ (2,10) ²	m: 2,90 ± 0,20 ⁴ w: 2,80 ± 0,20 ⁴	m: 151 - 156 ³ (153) ² 10 Wo: 146 - 154 ³ (151) ² 12 Wo: 145 - 152 ³ (149) ² 14 - 16 Wo: 148 - 155 ³ (151) ² w: 146 - 156 ³ (152) ²	m: 4,8 - 5,4 ³ (5,1) ² 10 Wo: 4,7 - 8,3 ³ (5,3) ² 12 Wo: 4,6 - 6,0 ³ (5,1) ² 14 - 16 Wo: 4,5 - 5,5 ³ (5,1) ² w: 4,2 - 6,4 ³ (4,9) ²	m: 115 - 121 ³ (117) ² 10 Wo: 115 - 121 ³ (118) ² 12 Wo: 113 - 122 ³ (117) ² 14 - 16 Wo: 114 - 124 ³ (119) ² w: 114 - 123 ³ (119) ²		
THORNTON et al. (1979)	m: 2,1 - 2,9 ³ (2,3) ² w: 2,0 - 2,5 ³ (2,2) ²	m: 1,29 - 2,55 ³ (1,94) ² w: 1,36 - 2,94 ³ (1,84) ²		m: 137 - 162 ³ (149) ² w: 142 - 154 ³ (148) ²	m: 4,5 - 7,3 ³ (5,3) ² w: 4,8 - 7,7 ³ (6,5) ²	m: 106 - 125 ³ (114) ² w: 112 - 124 ³ (117) ²		

Fortsetzung Tab. 64: Angaben in der Literatur zu labor diagnostischen Referenzwerten bei Frettchen (Seite 8)

Hormone				
Author	Cortisol ($\mu\text{g/dl}$)	Progesteron (ng/ml)	Östradiol (pg/ml)	T4 ($\mu\text{g/dl}$)
ERSKINE & BAUM, (1984)			w: präpubertär: $5,721 \pm 1,907^4$ (Ö): $62,926 \pm 14,710^4$ (A): $28,330 \pm 7,900^4$ nach Kastration: $4,631 \pm 0,820^4$ m: präpubertär: $6,265 \pm 2,724^4$ nach Kastration: $4,086 \pm 1,362^4$	
GARIBALDI et al. (1988)	m: $0,93 \pm 0,63^4$ (0,55 – 1,84) ³ w: $0,86 \pm 0,29^4$ (0,13 – 2,70) ³			m: $3,24 \pm 1,65^4$ (1,01 – 8,29) ³ w: $1,87 \pm 0,79^4$ (0,71 – 3,43) ³
HEARD et al. (1990)	m: 1: $1,22 \pm 1,03^4$ 2: $0,74 \pm 0,60^4$			m: 1: $1,81 \pm 0,41^4$ 2: $2,69 \pm 0,87^4$
MATSON & DONOVAN (1986)		w (Ö): $0,29 - 0,43^1$ (0,36) ² (A): $0,47 - 0,72^1$ (0,59) ²	w (Ö): $84,450 - 122,580^1$ (100,790) ² (A): $65,380 - 92,620^1$ (76,270) ²	
SCHOEMAKER et al. (2003)	Isoflurananästhesie: $0,11 - 0,98^3$ (0,47) ² manuelle Fixierung: $0,11 - 7,28^3$ (1,56) ²			

Tabellenverzeichnis

Tab. 1. Angaben zur Zahl der Erythrozyten ($x \cdot 10^{12}/l$) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = $x \pm$ Standardabweichung).....	11
Tab. 2. Angaben zur Hämoglobinkonzentration (mmol/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = $x \pm$ Standardabweichung).....	12
Tab. 3. Angaben zum Hämatokrit (l/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = $x \pm$ Standardabweichung).....	14
Tab. 4. Angaben zum mittleren Erythrozytenvolumen (MCV) (μm^3) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = $x \pm$ Standardabweichung).....	15
Tab. 5. Angaben zur mittleren Hämoglobinkonzentration der Erythrozyten (MCHC) (mmol/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = $x \pm$ Standardabweichung).....	16
Tab. 6. Angaben zum mittleren Hämoglobingehalt der Einzelerythrozyten (MCH) (fmol) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = $x \pm$ Standardabweichung).....	17
Tab. 7. Angaben zur Zahl der Thrombozyten ($10^3/\text{mm}^3$) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = $x \pm$ Standardabweichung).....	18
Tab. 8. Angaben zur Zahl der Leukozyten ($x \cdot 10^9/l$) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = $x \pm$ Standardabweichung).....	20
Tab. 9. Angaben zur Zahl der Lymphozyten ($x \cdot 10^9/l$) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = $x \pm$ Standardabweichung).....	22
Tab. 10. Angaben zur Zahl der Lymphozyten (%) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = $x \pm$ Standardabweichung).....	22
Tab. 11. Angaben zur Zahl der Monozyten ($x \cdot 10^9/l$) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = $x \pm$ Standardabweichung).....	24

Tab. 12. Angaben zur Zahl der Monozyten (%) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = x ± Standardabweichung).....	24
Tab. 13. Angaben zur Zahl der neutrophilen Granulozyten (x 10 ⁹ /l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = x ± Standardabweichung; stab. = stabkernig; segm. = segmentkernig)	26
Tab. 14. Angaben zur Zahl der neutrophilen Granulozyten (%) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = x ± Standardabweichung; stab. = stabkernig; segm. = segmentkernig)	26
Tab. 15. Angaben zur Zahl der eosinophilen Granulozyten (x 10 ⁹ /l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = x ± Standardabweichung)	28
Tab. 16. Angaben zur Zahl der eosinophilen Granulozyten (%) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = x ± Standardabweichung)	28
Tab. 17. Angaben zur Zahl der basophile Granulozyten (x 10 ⁹ /l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = x ± zwei Standardabweichungen).....	29
Tab. 18. Angaben zur Zahl der basophile Granulozyten (%) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = x ± zwei Standardabweichungen)	30
Tab. 19. Angaben zur Aktivität der Alaninaminotransferase (ALT) (U/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = x ± Standardabweichung, Wo = Woche).....	31
Tab. 20. Angaben zur Aktivität der alkalischen Phosphatase (AP) (U/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = x ± Standardabweichung, Wo = Woche).....	32
Tab. 21. Angaben zur Aktivität der Aspartataminotransferase (AST) (U/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = x ± Standardabweichung, Wo = Woche).....	33
Tab. 22. Angaben zur Aktivität der γ -Glutamyltransferase (γ -GT) (U/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = x ± Standardabweichung, Wo = Woche).....	34

Tab. 23. Angaben zur Aktivität der Laktatdehydrogenase (LDH) (U/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = $x \pm$ Standardabweichung, Wo = Woche).....	35
Tab. 24. Angaben zur Aktivität der Kreatinkinase (CK) (U/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = $x \pm$ Standardabweichung).....	36
Tab. 25. Angaben zur Aktivität der Cholinesterase (CHE) (U/l) bei Frettchen unter Narkoseeinfluss in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = $x \pm$ Standardabweichung)	37
Tab. 26. Angaben zur α -Amylase-Aktivität (U/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = $x \pm$ Standardabweichung).....	38
Tab. 27. Angaben zur Glukosekonzentration (mmol/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = $x \pm$ Standardabweichung, Wo = Woche)	39
Tab. 28. Angaben zur Gesamteiweißkonzentration (g/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = $x \pm$ Standardabweichung; Wo = Woche)	41
Tab. 29. Angaben zur Albuminkonzentration (g/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = $x \pm$ Standardabweichung, Wo = Woche)	42
Tab. 30. Angaben zur Cholesterinkonzentration (mmol/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = $x \pm$ Standardabweichung; Wo = Woche)	43
Tab. 31. Angaben zur Triglyzeridkonzentration (mmol/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = $x \pm$ Standardabweichung).....	44
Tab. 32. Angaben zur Serungallensäurenkonzentration (μ mol/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = $x \pm$ Standardabweichung)	45
Tab. 33. Angaben zur Bilirubinkonzentration (μ mol/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = $x \pm$ Standardabweichung).....	45
Tab. 34. Angaben zur Harnstoffkonzentration (mmol/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ =	

x ± Standardabweichung, Wo = Woche)	47
Tab. 35. Angaben zur Kreatininkonzentration (µmol/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = x ± Standardabweichung, Wo = Woche)	48
Tab. 36. Angaben zur Kalziumkonzentration (Ca) (mmol/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = x ± Standardabweichung, Wo = Woche)	49
Tab. 37. Angaben zur Phosphatkonzentration (P) (mmol/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = x ± Standardabweichung, Wo = Woche)	51
Tab. 38. Angaben zur Magnesiumkonzentration (Mg) (mmol/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = x ± Standardabweichung)	52
Tab. 39. Angaben zur Natriumkonzentration (Na) (mmol/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = x ± Standardabweichung, Wo = Woche)	53
Tab. 40. Angaben zur Kaliumkonzentration (K) (mmol/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = x ± Standardabweichung, Wo = Woche)	54
Tab. 41. Angaben Chloridkonzentration (Cl) (mmol/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = x ± Standardabweichung, Wo = Woche)	55
Tab. 42. Angaben zur Kortisolkonzentration (nmol/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = x ± Standardabweichungen)	57
Tab. 43. Angaben zur Progesteronkonzentration (ng/ml) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = x ± Standardabweichungen)	58
Tab. 44. Angaben zur Östrogenkonzentration (pg/ml) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = x ± Standardabweichungen)	59
Tab. 45. Angaben zur Thyroxinkonzentration (nmol/l) bei Frettchen in der Literatur (¹ = 95%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = x ± Standardabweichungen)	60
Tab. 46. Einteilung in Altersgruppen	62

Tab. 47. Verwendete Geräte und Verbrauchsmaterialien	65
Tab. 48. Verwendete Geräte und Reagenzien	66
Tab. 49. Die Referenzbereiche Range, klassischer Referenzbereich und nichtparametrischer Referenzbereich im Vergleich.....	71
Tab. 50: Labordiagnostische Bestimmungen nach Testverfahren (Seite 1)	72
Tab. 51. Ausreißer, die mit Hilfe des Interquartilbereiches eliminiert wurden (Seite 1).....	80
Tab. 52. Ergebnis der Signifikanztests für hämatologische Parameter bei den Variablen Alter (Tiere < 4 Monaten, Tiere > 4 Monaten), Nüchternstatus (nicht nüchtern, nüchtern) (Mann-Whitney-U-Test) und Geschlecht (Kruskall-Wallis-Test (fett gedruckt) und bei p-Wert < 0,01 Mann-Whitney-U-Test für jede mögliche Gruppenkombination (Geschlechtsgruppen: 1 = weiblich nicht kastriert, 2 = weiblich kastriert, 3 = männlich nicht kastriert, 4 = männlich kastriert; * = Vergleich im Mann-Whitney-U-Test) (grau unterlegt = alle p < 0,01)).....	101
Tab. 53. Ergebnis der Signifikanztests für Enzyme und Substrate bei den Variablen Alter (Tiere < 4 Monaten, Tiere > 4 Monaten), Nüchternstatus (nicht nüchtern, nüchtern) (Mann-Whitney-U-Test) und Geschlecht (Kruskall-Wallis-Test (fett gedruckt) und bei p-Wert < 0,01 Mann-Whitney-U-Test für jede mögliche Gruppenkombination (Geschlechtsgruppen: 1 = weiblich nicht kastriert, 2 = weiblich kastriert, 3 = männlich nicht kastriert, 4 = männlich kastriert; * = Vergleich im Mann-Whitney-U-Test) (grau unterlegt = alle p < 0,01)).....	102
Tab. 54. Ergebnis der Signifikanztests für Elektrolyte und Hormone bei den Variablen Alter (Tiere < 4 Monaten, Tiere > 4 Monaten), Nüchternstatus (nicht nüchtern, nüchtern) (Mann-Whitney-U-Test) und Geschlecht (Kruskall-Wallis-Test (fett gedruckt) und bei p-Wert < 0,01 Mann-Whitney-U-Test für jede mögliche Gruppenkombination (Geschlechtsgruppen: 1 = weiblich nicht kastriert, 2 = weiblich kastriert, 3 = männlich nicht kastriert, 4 = männlich kastriert; * = Vergleich im Mann-Whitney-U-Test) (grau unterlegt = alle p < 0,01)).....	103
Tab. 55. Referenzbereiche für hämatologische Parameter (95-%-Perzentil-Intervall) ohne Berücksichtigung von Abhängigkeiten (Abh.) (A = altersabhängig; G = geschlechtsabhängig; N = abhängig vom Nüchternstatus)	104
Tab. 56. Referenzbereiche für Enzyme und Substrate (95-%-Perzentil-Intervall) ohne Berücksichtigung von Abhängigkeiten (Abh.) (A = altersabhängig; G = geschlechtsabhängig; N = abhängig vom Nüchternstatus)	105
Tab. 57. Referenzbereiche für Elektrolyte und Hormone (95-%-Perzentil-	

Intervall) ohne Berücksichtigung von Abhängigkeiten (Abh.) (A = altersabhängig; G = geschlechtsabhängig; N = abhängig vom Nüchternstatus)	106
Tab. 58. Referenzbereiche (95-%-Perzentil-Intervall) und Median (()) = Median) altersabhängiger Parameter (wenn $p < 0,01$)	107
Tab. 59. Referenzbereiche (95-%-Perzentil-Intervall) und Median (()) = Median) geschlechtsabhängiger Parameter (hämatologische Parameter und Enzyme) (w = weiblich nicht kastriert, wk = weiblich kastriert, m = männlich nicht kastriert, mk = männlich kastriert; Einh. = Einheit; Buchstaben unter den Werten: Gruppen mit unterschiedlichen Buchstaben weisen einen statistisch signifikanten Unterschied von $p < 0,01$ auf)	108
Tab. 60. Referenzbereiche (95-%-Perzentil-Intervall) und Median (()) = Median) geschlechtsabhängiger Parameter (Substrate, Elektrolyte und Hormone) (w = weiblich nicht kastriert, wk = weiblich kastriert, m = männlich nicht kastriert, mk = männlich kastriert; Einh. = Einheit; Buchstaben unter den Werten: Gruppen mit unterschiedlichen Buchstaben weisen einen statistisch signifikanten Unterschied von $p < 0,01$ auf)	109
Tab. 61. Referenzbereiche (95-%-Perzentil-Intervall) und Median (()) = Median) abhängig vom Nüchternstatus	109
Tab. 62: Kenngrößen und Referenzbereiche bei Frettchen unter Berücksichtigung signifikanter Einflussfaktoren (Gesamttabelle) (n = Anzahl; x = arithmetisches Mittel; M = Median; SD = Standardabweichung; Kurt = Kurtosis; ges. = gesamt; A = Alter; G = Geschlecht; N = Nüchternstatus; Mo = Monate; m = männlich; mk = männlich kastriert; w = weiblich; wk = weiblich kastriert; N = Nüchternstatus; Abh = Abhängigkeiten) (Seite 1)	157
Tab. 63: Angaben in der Literatur zu Referenzwertstudien bei Frettchen (Gr. = Granulozyten; m = männlich; mk = männlich kastriert; w = weiblich; wk = weiblich kastriert; HCG = Humanes Chorion Gonadotropin; h = Stunden; stab. = stabkernig; segm. = segmentkernig; d = Tag; Wo = Wochen; Mo = Monate; J = Jahr; mind. = mindestens; Häm = Hämatologie; klin.-chem. = klinisch-chemische Parameter; kA = keine Angabe, o. = oder) (Seite 1)	165
Tab. 64: Angaben in der Literatur zu labordiagnostischen Referenzwerten bei Frettchen (Seite 1) (¹ = 95-%-Perzentil-Intervall, ² = arithmetisches Mittel (x), ³ = Range, ⁴ = $x \pm$ Standardabweichung; m = männlich; mk = männlich kastriert; w = weiblich; wk = weiblich kastriert; (Ö) = Östrus; (A) = Anöstrus)	169

Abbildungsverzeichnis

Abb. 1. Zoologische Einordnung des Frettchens modifiziert nach WENZEL (1990) und AHNE (2000)	3
Abb. 2. Anzahl (n) der Frettchen mit einem bestimmten Alter in Monaten (Pfeil = Grenze Tiere < 4 Monaten (Jungtiere) und Tiere > 4 Monaten (adulte Tiere))....	62
Abb. 3. Anzahl (n) der Frettchen der verschiedenen Geschlechtgruppen (weiblich kastriert, weiblich nicht kastriert, männlich kastriert, männlich nicht kastriert; zusätzlich Anzahl in Prozent (%) der Gesamtzahl).....	63
Abb. 4. Nüchternstatus (nicht nüchtern, nüchtern) der Frettchen in Prozent (%).	64
Abb. 5. Anzahl (n) der Frettchen der verschiedenen Fellfärbungen (Albino, Badger, Black Self, Harlekin, Iltis, Siam und Silver Panda; zusätzlich Angabe in Prozent (%) der Gesamtzahl)	64
Abb. 6. Blutentnahme beim Frettchen aus der Vena saphena lateralis.....	67
Abb. 7. Häufigkeitsverteilung der Zahl der Erythrozyten ($10^{12}/l$) bei Frettchen (n = 106).....	84
Abb. 8. Häufigkeitsverteilung der Hämoglobinkonzentration (mmol/l) bei Frettchen (n = 106).....	84
Abb. 9. Häufigkeitsverteilung des Hämatokrits (l/l) bei Frettchen (n = 106).....	84
Abb. 10. Häufigkeitsverteilung des mittleren Erythrozytenvolumen (MCV) (mmol/l) bei Frettchen (n = 106).....	85
Abb. 11. Häufigkeitsverteilung der mittleren Hämoglobinkonzentration der Erythrozyten (MCHC) (fl) bei Frettchen (n = 106)	85
Abb. 12. Häufigkeitsverteilung des mittleren Hämoglobingehalts der Einzelerythrozyten (MCH) (fmol/l) bei Frettchen (n = 106)	85
Abb. 13. Häufigkeitsverteilung der Zahl der Leukozyten gesamt ($10^9/l$) bei Frettchen (n = 106).....	86
Abb. 14. Häufigkeitsverteilung der Zahl der Lymphozyten ($10^9/l$) bei Frettchen (n = 106)	86
Abb. 15. Häufigkeitsverteilung der Zahl der Monozyten ($10^9/l$) bei Frettchen (n = 106)	86
Abb. 16. Häufigkeitsverteilung der Zahl der stabkernigen neutrophilen Granulozyten ($10^9/l$) bei Frettchen (n = 106).....	87
Abb. 17. Häufigkeitsverteilung der Zahl der segmentkernigen neutrophilen Granulozyten ($10^9/l$) bei Frettchen (n = 106).....	87

Abb. 18. Häufigkeitsverteilung der Zahl der eosinophilen Granulozyten ($10^9/l$) bei Frettchen (n = 106).....	87
Abb. 19. Häufigkeitsverteilung der Zahl der basophilen Granulozyten ($10^9/l$) bei Frettchen (n = 106).....	88
Abb. 20. Häufigkeitsverteilung der Zahl der Lymphozyten (%) bei Frettchen (n = 106)	88
Abb. 21. Häufigkeitsverteilung der Zahl der Monozyten (%) bei Frettchen (n = 106)	88
Abb. 22. Häufigkeitsverteilung der Zahl der stabkernigen neutrophilen Granulozyten (%) bei Frettchen (n = 106).....	89
Abb. 23. Häufigkeitsverteilung der Zahl der segmentkernigen neutrophilen Granulozyten (%) bei Frettchen (n = 106).....	89
Abb. 24. Häufigkeitsverteilung der Zahl der eosinophilen Granulozyten (%) bei Frettchen (n = 106).....	89
Abb. 25. Häufigkeitsverteilung der Zahl der basophilen Granulozyten (%) bei Frettchen (n = 106).....	90
Abb. 26. Häufigkeitsverteilung der Zahl der Thrombozyten ($10^9/l$) bei Frettchen (n = 106).....	90
Abb. 27. Häufigkeitsverteilung der Aktivität der Alaninaminotransferase (ALT) (IU/l) bei Frettchen (n = 106).....	90
Abb. 28. Häufigkeitsverteilung der Aktivität der alkalische Phosphatase (AP) (IU/l) bei Frettchen (n = 105).....	91
Abb. 29. Häufigkeitsverteilung der Aktivität der Aspartataminotransferase (AST) (IU/l) bei Frettchen (n = 104).....	91
Abb. 30. Häufigkeitsverteilung der Aktivität der Glutamatdehydrogenase (GLDH) (IU/l) bei Frettchen (n = 104).....	91
Abb. 31. Häufigkeitsverteilung der Aktivität der γ -Glutamyltransferase (γ -GT) (IU/l) bei Frettchen (n = 94).....	92
Abb. 32. Häufigkeitsverteilung der Aktivität der Laktatdehydrogenase (LDH) (IU/l) bei Frettchen (n = 100).....	92
Abb. 33. Häufigkeitsverteilung der Aktivität der Kreatinkinase (CK) (IU/l) bei Frettchen (n = 104).....	92
Abb. 34. Häufigkeitsverteilung der Aktivität der Cholinesterase (CHE) (IU/l) bei Frettchen (n = 102).....	93
Abb. 35. Häufigkeitsverteilung der α -Amylase-Aktivität (IU/l) bei Frettchen (n =	

105)	93
Abb. 36. Häufigkeitsverteilung der Lipase-Aktivität (IU/l) bei Frettchen (n = 105	93
Abb. 37. Häufigkeitsverteilung der Glukosekonzentration (mmol/l) bei Frettchen (n = 106).....	94
Abb. 38. Häufigkeitsverteilung der Fruktosaminkonzentration ($\mu\text{mol/l}$) bei Frettchen (n = 105).....	94
Abb. 39. Häufigkeitsverteilung der Gesamteiweißkonzentration (g/l) bei Frettchen (n = 106).....	94
Abb. 40. Häufigkeitsverteilung der Albuminkonzentration (g/l) bei Frettchen (n = 109)	95
Abb. 41. Häufigkeitsverteilung der Cholesterinkonzentration (mmol/l) bei Frettchen (n = 100).....	95
Abb. 42. Häufigkeitsverteilung der Triglyzeridkonzentration (mmol/l) bei Frettchen (n = 100).....	95
Abb. 43. Häufigkeitsverteilung der Serumgallensäurenkonzentration ($\mu\text{mol/l}$) bei Frettchen (n = 95).....	96
Abb. 44. Häufigkeitsverteilung der Bilirubinkonzentration ($\mu\text{mol/l}$) bei Frettchen (n = 107).....	96
Abb. 45. Häufigkeitsverteilung der Harnstoffkonzentration (mmol/l) bei Frettchen (n = 106).....	96
Abb. 46. Häufigkeitsverteilung der Kreatininkonzentration ($\mu\text{mol/l}$) bei Frettchen (n = 107).....	97
Abb. 47. Häufigkeitsverteilung der Kalziumkonzentration (mmol/l) bei Frettchen (n = 104).....	97
Abb. 48. Häufigkeitsverteilung der Phosphatkonzentration (mmol/l) bei Frettchen (n = 109).....	97
Abb. 49. Häufigkeitsverteilung der Magnesiumkonzentration (mmol/l) bei Frettchen (n = 104).....	98
Abb. 50. Häufigkeitsverteilung der Natriumkonzentration (mmol/l) bei Frettchen (n = 102).....	98
Abb. 51. Häufigkeitsverteilung der Kaliumkonzentration (mmol/l) bei Frettchen (n = 105).....	98
Abb. 52. Häufigkeitsverteilung der Chloridkonzentration (mmol/l) bei Frettchen (n = 109).....	99

Abb. 53. Häufigkeitsverteilung der Eisenkonzentration ($\mu\text{mol/l}$) bei Frettchen (n = 103)	99
Abb. 54. Häufigkeitsverteilung der Cortisolkonzentration ($\mu\text{mol/l}$) bei Frettchen (n = 93).....	99
Abb. 55. Häufigkeitsverteilung der Progesteronkonzentration ($\mu\text{mol/l}$) bei Frettchen (n = 81).....	100
Abb. 56. Häufigkeitsverteilung der Estradiolkonzentration ($\mu\text{mol/l}$) bei Frettchen (n = 70).....	100
Abb. 57. Häufigkeitsverteilung der Thyroxinkonzentration ($\mu\text{mol/l}$) bei Frettchen (n = 94).....	100

X. DANKSAGUNG

Mein besonderer Dank gilt Frau Prof. Dr. Hartmann für die Überlassung des Themas, ihre wissenschaftliche Anleitung und Unterstützung bei der Durchführung der 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. Helmut Küchenhoff und Dr. Carola Sauter-Louis, die mir mit Rat und Tat in allen statistischen Fragen zur Seite standen.

Auch möchte ich allen Tierbesitzern danken, die ihre gesunden Frettchen zur Verfügung gestellt haben. Außerdem danke ich allen Kollegen für ihre tatkräftige Unterstützung bei der Blutentnahme.

Meiner Familie, die mich immer unterstützt hat, möchte ich für ihre Geduld und Rücksicht aus ganzem Herzen danken.