

Aus dem Veterinärwissenschaftlichen Department der Tierärztlichen Fakultät
der Ludwig-Maximilians-Universität München

Arbeit angefertigt unter der Leitung von

Univ.-Prof. Dr. M. H. Erhard

**Auswirkungen einer Haltungsform gemäß der
Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung auf die Gesundheit und
die Leistung von Amerikanischen Nerzen (*Neovison vison*)**

Inaugural-Dissertation

zur Erlangung der tiermedizinischen Doktorwürde

der Tierärztlichen Fakultät

der Ludwig-Maximilians-Universität München

von

Kludia Annemarie Brown

aus München

München 2013

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

Dekan: Univ.-Prof. Dr. Joachim Braun
Berichterstatter: Univ.-Prof. Dr. Michael H. Erhard
Korreferent: Univ.-Prof. Dr. Bernhard Aigner

Tag der Promotion: 20. Juli 2013

Meiner Familie

Abkürzungsverzeichnis	5
1 Einleitung	9
2 Literaturübersicht	10
2.1 Biologie	10
2.1.1 Taxonomie und Verbreitung des Nerzes	10
2.1.2 Morphologie und Anatomie des Amerikanischen Nerzes	12
2.1.3 Lebensweise	15
2.1.4 Ernährung und Jagdverhalten	16
2.1.5 Fortpflanzung	16
2.2 Die kommerzielle Nerzhaltung	17
2.2.1 Geschichte der Pelztierhaltung und aktueller Stand	17
2.2.2 Nerzhaltung auf kommerziellen Farmen	18
2.2.3 Rechtliche Grundlagen	20
2.2.4 Verwendung von Wasserbecken in der Nerzhaltung	22
2.3 Wasserhygiene in der Nerzhaltung	23
2.3.1 Verunreinigung des Wassers als Gefahrenquelle	23
2.3.2 Untersuchung von Wasserproben	24
2.3.2.1 Gesamtkeimzahl	24
2.3.2.2 Enterobacteriaceae	24
2.3.3 Hygienische Anforderungen an die Wasserqualität	25
2.4 Gesundheit der Nerze	27
2.4.1 Adspektion und Beurteilung des Ernährungszustandes	28
2.4.2 Verletzungen	28
2.4.3 Blutparameter	29
2.4.3.1 Rotes Blutbild	29

2.4.3.2	Weißes Blutbild	31
2.4.3.3	Thrombozyten	33
2.4.3.4	Fettstoffwechsel: Cholesterol und Triglyceride	34
2.4.3.5	Leberstoffwechsel: Aspartataminotransferase (AST) und Gallensäuren	35
2.4.3.6	Immunglobulin G (IgG)	36
2.4.4	Stress und seine Folgen in der Nerzhaltung	37
2.4.4.1	Stress	37
2.4.4.2	Cortisol	39
2.4.4.3	Cortisolmetaboliten im Kot	39
2.4.5	Pelzqualität	40
3	Tiere, Material und Methoden	42
3.1	Tiere und Kennzeichnung	42
3.2	Versuchsaufbau und Versuchsort	44
3.2.1	Volieren	44
3.2.2	Freigehege	47
3.2.3	Versorgung der Tiere	49
3.3	Durchgeführte Untersuchungen und Methoden zur Auswertung	49
3.3.1	Messung der Wassertemperatur und Bestimmung der Wasserqualität	50
3.3.2	Gesundheitsbeurteilung und Gewicht der Nerze	52
3.3.3	Blutprobengewinnung und Probenbehandlung	54
3.3.3.1	Analyse des roten und weißen Blutbildes	54
3.3.3.2	Analyse der Stoffwechselfparameter Cholesterol, Triglyceride, AST und Gallensäuren	54
3.3.3.3	Analyse des Parameters Immunglobulin G (IgG)	55
3.3.3.4	Bestimmung der Cortisolmetaboliten	58

3.4 Statistik	58
4 Ergebnisse	59
4.1 Wassertemperatur und Mikrobiologie	59
4.2 Leistungs- und Gesundheitsparameter	62
4.2.1 Körpergewichtsentwicklung	62
4.2.2 Tiergesundheit	64
4.2.3 Beurteilung des Fells	99
4.2.3.1 Fellzustand	99
4.2.3.2 Fellverschmutzung	101
4.2.4 Verletzungen	103
4.2.5 Mortalität	107
5 Diskussion	108
5.1 Wasserhygiene	108
5.2 Gesundheitsbeurteilung	109
5.2.1 Körpergewicht	110
5.2.2 Tiergesundheit	111
5.2.3 Fellzustand und Fellverschmutzung	114
5.2.4 Verletzungen	116
5.3 Haltungseinrichtungen	117
5.3.1 Volieren und Freigehege	117
5.3.2 Wasserbecken	118
5.4 Schlussfolgerungen	118
6 Zusammenfassung	120
7 Summary	122
8 Literaturverzeichnis	124

9 Anhang	135
Danksagung	179

Abkürzungsverzeichnis

AB	Allgemeinbefinden
ACTH	Adrenocorticotropes Hormon
AST	Aspartataminotransferase
B	Blutentnahme
b	beidseits
B12	Cobalamin
BadR	Badegewässerrichtlinie
BfN	Bundesamt für Naturschutz
BI	Beurteilungsindex
BMELV	Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Verbraucherschutz
bzw.	beziehungsweise
ca.	cirka
cm	Zentimeter
cm ²	Quadratzentimeter
Co	Cobalt
CRH	Corticotropin-Releasing Hormone
Cu	Kupfer
DAEC	Diffuse adhärente Escherichia coli
deutl.	deutlich
EAggEC	Enter aggregative Escherichia coli
E. coli	Escherichia coli
EDTA	Ethylendiamintetraacetat
EFBA	European Fur Breeder's Association

EIEC	Enteroinvasive Escherichia coli
el	einseitig links
et al.	und andere
ELISA	Enzyme- linked immunosorbent assay
EPEC	Enteropathogene Escherichia coli
er	einseitig rechts
ETEC	Enterotoxische Escherichia coli
EU	Europäische Union
Fa.	Firma
FG	Freigehege
FV	Fellverschmutzung
FZ	Fellzustand
g	Gramm
GB	Gesundheitsbeurteilung
ggrd.	geringgradig
GV	Gliedmaßenverletzung
GW	Gewicht
h	Stunde
HDX	Half Duplex Datenübertragungstechnik
hgrd.	hochgradig
IgG	Immunglobulin G
i.m.	intramuskulär
IUCN	International Union for Conservation of Nature and Natural Resources
K	Kotproben
KbE	kolonienbildende Einheit

km ²	Quadratkilometer
KV	Kopfverletzung
l	Liter
LW	Lebenswoche
m	männlich
m ²	Quadratmeter
Max	Maximalwert
max.	maximal
MCH	Mean Corpuscular Haemoglobin
MCHC	Mean Corpuscular Haemoglobin Concentration
MCV	Mean Cell Volume
Mg	Magnesium
mg	Milligramm
mgrd.	mittelgradig
Min	Minimalwert
ml	Milliliter
mm	Millimeter
MW	Mittelwert
N	Stichprobengröße
n	Formelzeichen für Ausgangsmenge/ Stichprobenumfang
NaCl	Natriumchlorid
nm	Nanometer
n.s.	nicht signifikant
NTEC	Nekrotoxische Escherichia coli
p	Signifikanzniveau

RV	Rumpfverletzung
RFID	Radio Frequency Identification
S	Schwefel
S.	Salmonella
SD	Standardabweichung
SEM	Standardfehler des Mittelwertes
STEC	Shiga-Toxin-bildende Escherichia coli
SV	Schwanzverletzung
TierSchG	Tierschutzgesetz
TierSchNutzV	Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung
TrinkwV	Trinkwasserverordnung
U	Unit
u./o.	und/oder
V	Voliere
vgl.	vergleich
w	weiblich
WHO	World Health Organization
WQ	Wasserqualität
WT	Wassertemperatur
z. B.	zum Beispiel

1 Einleitung

Die weltweite Pelzproduktion erbrachte im Jahr 2012 einen Rekordumsatz von 15,1 Millionen US-Dollar. Von den insgesamt jährlich verarbeiteten 90 Millionen Tierfellen stammen 28 Millionen vom Nerz. In Deutschland lag der Umsatz im Jahr 2012 bei 1,065 Milliarden Euro. Dafür wurden rund 400.000 Felle verarbeitet (Deutsches Pelzinstitut, 2012). Das Tragen von Pelz ist in unserer Gesellschaft wieder zum Modetrend geworden. Die Verarbeitung der Tierfelle findet man heutzutage hauptsächlich in fellgefütterten Mänteln, Pelzkragen und Schals. Die Pelzmäntel, wie sie in den 1980er Jahren getragen wurden, sind dagegen nicht mehr en vogue (Deutsches Pelzinstitut, 2012).

Laut den aktuellen Angaben des Deutschen Tierschutzbundes (2012) gibt es derzeit in Deutschland noch zwölf Nerzfarmen. Bisher wurden die Tiere in Drahtkäfigen, mit einer Größe von 85 cm x 30 cm (= 2.550 cm²) bei einer Höhe von 45 cm ohne Bademöglichkeit, gehalten (Europaratsempfehlungen zur Haltung von Pelztieren, 1999). Die Lebensweise des Nerzes als semiaquatisches Säugetier ist in freier Wildbahn an Wasser gebunden, welches ihm zur Thermoregulation und zum Schwimmen dient.

Die bisherigen Haltungsbedingungen führten in der Öffentlichkeit oftmals zu starken Widerständen und Protesten, vor allem getragen durch Tierschutzorganisationen. Mit der dritten Änderung der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung (TierSchNutzV) vom 30. November 2006 wurde die Pelztierhaltung in Deutschland erstmalig in diese Verordnung aufgenommen und durch konkrete Anforderungen geregelt. Seit dem 11. Dezember 2011 schreibt sie unter anderem ein Platzangebot von mindestens 1 m² pro adultem Tier und eine Grundfläche der Voliere von mindestens 3 m² vor. Ab Dezember 2016 muss zusätzlich in jedem Nerzgehege ein Wasserbecken, mit einer Mindestoberfläche von 1 m² und einer Wassertiefe von mindestens 30 cm, vorhanden sein (TierSchNutzV, 2006).

Ziel der Studie „Auswirkungen einer Haltungsform gemäß der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung auf die Gesundheit und die Leistung von Amerikanischen Nerzen (*Neovison vison*)“ war es, in der Folge der veränderten Haltungsbedingungen die gesundheitlichen Auswirkungen und die Pelzqualität von Amerikanischen Nerzen (*Mustela vison*) in einem Haltungssystem mit Wasserbecken nach den Vorgaben der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung (TierSchNutzV, 2006) zu beurteilen.

2 LITERATURÜBERSICHT

2.1 Biologie

2.1.1 Taxonomie und Verbreitung des Nerzes

Der Amerikanische Nerz, der auch als Mink bezeichnet wird, gehört zur Familie der *Mustelidae* (Marderartige). Diese unterteilt sich in fünf Unterfamilien (*Mustelinae*, *Mellivorinae*, *Melinae*, *Mephidinae*, *Lutrinae*) mit insgesamt 24 Gattungen und in etwa 70 Arten (Wenzel, 1990). Der Mink wird der Unterfamilie der *Mustelinae* (Wieselartige) zugeordnet, welche aus 33 Arten in 10 Gattungen besteht (Dunstone, 1993). Ursprünglich wurden sowohl der Amerikanische, als auch der Europäische Nerz der Gattung *Mustela* (Erdmarder) zugeordnet. Heutzutage gehört der Amerikanische Nerz jedoch der eigenen Gattung *Neovison* an und wird als *Neovison vison* bezeichnet (Kurose, 2008). Aufgrund anatomischer Unterschiede ist er mit dem Europäischen Nerz (*Mustela lutreola*) nicht näher verwandt, wie ursprünglich angenommen wurde (Dunstone, 1993). Dunstone (1993) beschreibt die Existenz von 15 verschiedenen Unterarten des Minks in Nordamerika. Diese unterscheiden sich, je nach geografischer Lage, in der Körpergröße, der Fellfarbe und der Fellqualität.

Auf Pelztierfarmen wird nur der Amerikanische Nerz gehalten, da er im Vergleich zum Europäischen Nerz eine bessere Pelzqualität aufweist und durch seine Körpergröße einen besseren Ertrag erbringt (Kulbach, 1961).

Zu Beginn der Zucht von Farmnerzen in den 80er Jahren des 19. Jahrhunderts hatten der Alaskanerz und der Ostkanadische Nerz die größte Bedeutung. Durch eine langjährige Selektion in der Zuchtarbeit der Nerze, mit Vorfahren aus verschiedenen geografischen Regionen, entstand daraus der heutige „Standardnerz“, der in den Pelztierfarmen gehalten wird. Er vertritt keinen einheitlichen Typ, ist aber grundsätzlich dunkelbraun bis schwarz (Wenzel, 1990).

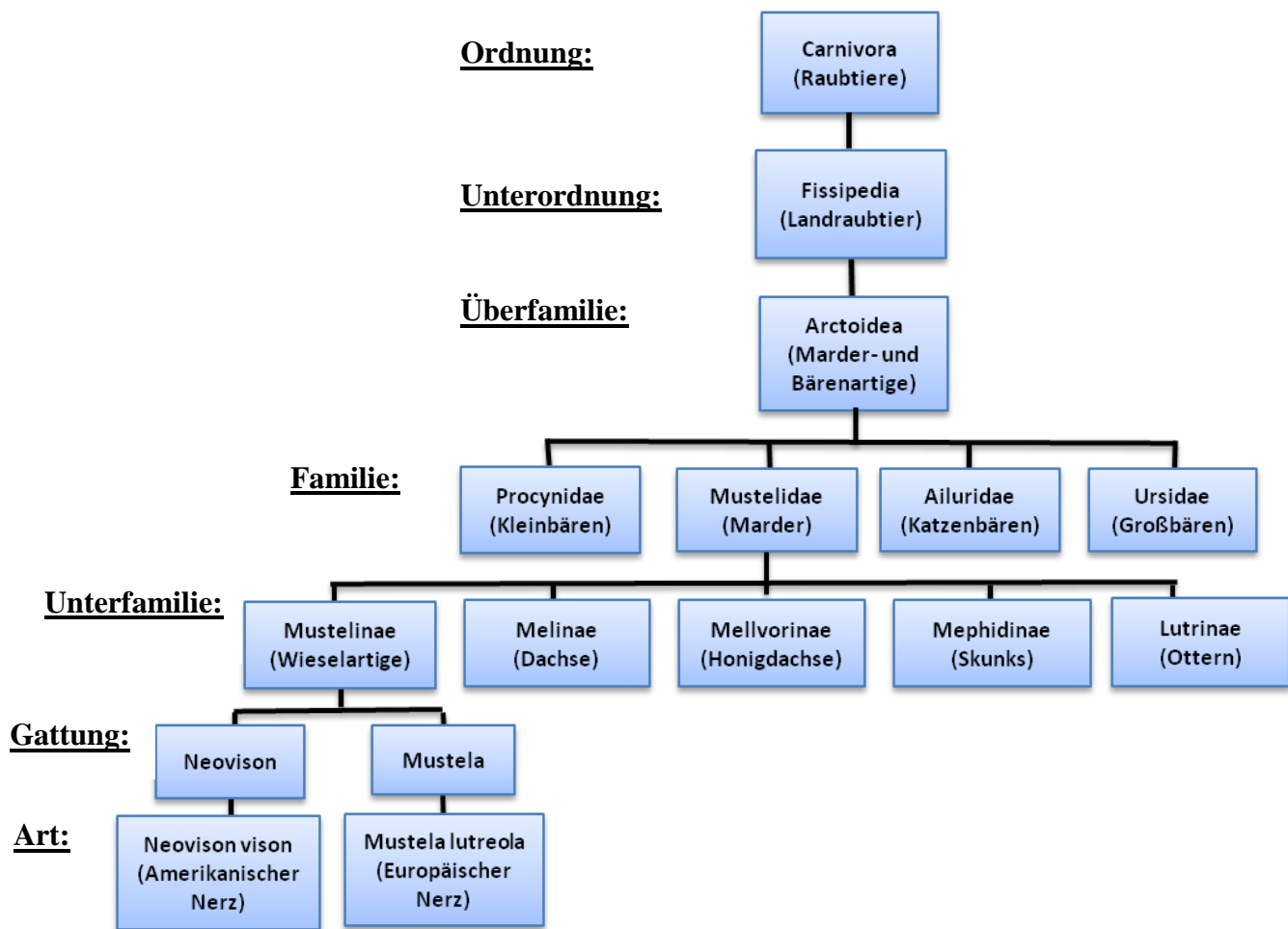


Abbildung 1: Taxonomische Einordnung des Amerikanischen Nerzes im zoologischen System (modifiziert nach Wenzel, 1990)

Der Ursprung des Minks liegt in Nordamerika, das Gebiet erstreckt sich, vom Nordwesten Alaskas bis in den Süden Floridas (Stubbe, 1993). Um einen nutzbaren Wildbestand aufzubauen, wurden Nerze in Russland zwischen den 1930er und 1950er Jahren gezielt in freier Wildbahn ausgesetzt. Mit der Intensivierung der Pelztierzucht erfolgte auch in Europa eine Verbreitung des Amerikanischen Nerzes, aufgrund aus Farmen freigelassenen oder entwichenen Tieren (Dunstone, 1993). Das Verbreitungsgebiet umfasst vor allem die Länder Island, Irland, Großbritannien, Skandinavien, Polen, Deutschland, Dänemark, Niederlande und Belgien, sowie Spanien, Frankreich und Italien (Mitchell-Jones et al., 1999). Aktuell breitet sich der Mink in Deutschland rasant aus. Er ist hierzulande heimisch geworden und zählt laut Lamatsch (2008) zu einer der erfolgreichsten „Neozoen“ (griechisch: „Neutiere“). Seine Kerngebiete liegen in Hessen, Thüringen, Brandenburg und Sachsen-Anhalt. Eine

gewässergebundene Ausbreitung in den großen Auengebieten in Sachsen-Anhalt konnte durch Zschille (2003) nachgewiesen werden.

Zwischen den Jahren 2005 und 2011 lag der Zuwachs des Minks in Mecklenburg-Vorpommern und Sachsen-Anhalt bei 3 %, in Brandenburg sogar bei 7 %. Laut Vocke (2003) existiert auch eine wildlebende Population in der Oberpfalz (Nordostbayern). Die Anwesenheit des Amerikanischen Nerzes stellt eine ernsthafte Gefahr für Fischbestände und Konkurrenz für Wasservögel und Fischotter dar. In europäischen Vogelschutzgebieten kann er bei Wasservögeln einen Totalverlust der Gelege verursachen (Vocke, 2003).

Den Europäischen Nerz hat er weitgehend aus seinem natürlichen Habitat verdrängt. Er gilt als eine der am stärksten vom Aussterben bedrohten heimischen Säugetierart (Deutscher Jagdschutzverband, 2012). Der europäische Nerz wird deshalb in der Roten Liste der gefährdeten Arten (IUCN= International Union for Conservation of Nature and Natural Resources) aufgeführt (Groombridge, 1994). In Deutschland ist er auf der Roten Liste, welche vom Bundesamt für Naturschutz (BfN) herausgegeben und aktualisiert wird, in der Kategorie 0 (ausgestorben oder verschollen) klassifiziert (Kleinekuhle, 2008). Die Gründe für das Aussterben sind seine Bejagung und die Zerstörung des natürlichen Lebensraumes, durch Waldrodungen und Trockenlegungen von Feuchtgebieten, bereits im 17. und 18. Jahrhundert. Heutzutage wird er durch den Amerikanischen Nerz verdrängt (Verein zur Erhaltung des Europäischen Nerzes, EuroNerz e. V., 2012). Ursprünglich war der Europäische Nerz in ganz Europa (außer Süd- und Nordwesteuropa), im Kaukasus und westlichen Teil Westsibiriens beheimatet (Wenzel, 1990). Kleine Bestände gibt es heutzutage nur noch in isolierten Regionen: in Russland, Weißrussland, dem rumänischen Donaudelta, in Südwestfrankreich, Nordspanien und auf den großen Inseln Estlands. Zur Erhaltung des europäischen Nerzes wurde bereits an verschiedenen Standorten mit Wiederansiedlungsprojekten begonnen. Neben zwei Inseln in Estland zählen auch Regionen in Deutschland wie beispielsweise das Saarland dazu (Stiftung Artenschutz, 2012).

2.1.2 Morphologie und Anatomie des Amerikanischen Nerzes

Der Amerikanische Nerz ist ein Landraubtier mit einer für Marder typischen langgestreckten Körperform und relativ kurzen Gliedmaßen. Jede Nerzpfote verfügt über fünf Zehen, welche mit nicht zurückziehbaren Krallen ausgestattet sind (Dunstone, 1993). Dazwischen sind kurze Schwimnhäute angelegt, die auf die semiaquatische Lebensweise der Tiere hindeuten (Brass, 1911). Wie bei allen Mardern fehlen ihnen Blinddarm und Schlüsselbein (Wenzel, 1990). Der Kopf der Männchen erscheint breiter und stumpfer im Vergleich zum Kopf der

Weibchen, welcher in den Proportionen länglich-spitz und damit zierlicher gebaut ist (Kulbach, 1961). Allgemein erscheint er kurz, da er ohne Einschnürung an den Hals anschließt (Stubbe, 1982). Nerze besitzen dunkle Augen. Bei Farbmutationen können diese auch rot, orange oder gelb sein. Ihre Ohrmuscheln sind kurz und breit (Kulbach, 1961; Wenzel, 1990). Die Ohrlänge beträgt etwa zwei bis drei Zentimeter (Stubbe, 1982). Ihr kräftiges Gebiss verfügt über insgesamt 34 Zähne. Dabei sind der letzte Prämolare des Oberkiefers und der erste Molar des Unterkiefers zu Reißzähnen ausgebildet (Wenzel, 1990), welche eine Länge von 1 bis 1,5 cm besitzen (Dunstone, 1993). Das Fell ist weich, dicht und wasserabweisend. Es hat eine einheitliche Grundfärbung von dunkelbraun bis schwarzbraun. Durch Züchtungen treten mittlerweile viele Farbvarianten auf (Wenzel, 1990). Der Mink besitzt im Vergleich zum Europäischen Nerz in der Regel keine weiße Oberlippe (Wenzel, 1990). Dunstone (1993) beschreibt jedoch das gelegentliche Auftreten der weißen Oberlippe auch beim Mink. Einen weißen Kinnfleck hingegen findet man sehr häufig beim Amerikanischen Nerz. Weiße Flecken, in verschiedener Größe und Formgestaltung, befinden sich auch an der Bauchunterseite, im Verlauf der Mittellinie. Meist beginnen sie am Hals und setzen sich über die Brust, bis zu den Hinterläufen fort (Dunstone, 1993). Die Körperlänge der Rüden beträgt 34 bis 45 cm, bei den Fähen 31 bis 38 cm. Die Schwanzlänge liegt zwischen 16 bis 25 cm. Das Körpergewicht der Rüden wird mit bis zu 1580 g, bei Fähen zwischen 400 und 780 g angegeben (Wenzel, 1990). Laut Dathe und Schöps (1986) variiert das Gewicht der Nerze stark und ist abhängig vom Verbreitungsgebiet und der Jahreszeit. Sie geben ein Durchschnittsgewicht bei den Rüden von 500 bis 2300 g und bei den Fähen zwischen 400 bis 1200 g an. Bei Nerzen, die unter Farmbedingungen gehalten werden, können die Fähen inzwischen ein Gewicht von 1000 bis zu 2000 g (Durchschnittsgewicht 1400 g) und die Rüden ein Gewicht von 2000 bis zu 4000 g (Durchschnittsgewicht 2600 bis 2700 g) erreichen (Fur Commission USA, 2012). In der Natur erreicht der Mink ein Höchstalter von maximal sieben Jahren. In Gefangenschaft dagegen kann er bis zu 18 Jahre alt werden (Kleinekuhle, 2008). Dathe und Schöps (1986) geben ein Höchstalter von zehn bis zwölf Jahren in Gefangenschaft an.



Abbildung 2: Männlicher Amerikanischer Nerz in der Farbmutation „Silverblue“.

2.1.3 Lebensweise

Der Lebensraum des Amerikanischen Nerzes, als semiaquatisch lebendes Tier, ist an Wasser gebunden. Er ist ein hervorragender Schwimmer und Taucher (Dathe und Schöps, 1986). Auch im Winter geht er gerne ins Wasser, um nach Beute zu suchen (Kulbach, 1961). Diese jagt er sowohl in Ufernähe wie auch schwimmend und tauchend im Wasser (Wenzel, 1990). Er lebt, genauso wie der Europäische Nerz, bevorzugt an Bächen, Flüssen und Seen. Ihre Verstecke liegen an dicht bewachsenen Ufergebieten, Hohlräumen, unter Steinen und Wurzeln sowie angeschwemmtem Holz (Wenzel, 1990).

Der Mink bevorzugt kleine Flüsse mit strömungsschwachen Bereichen gegenüber großen und breiten Flüssen. An eutrophen Gewässern, welche langsam fließend, seicht und nährstoffreich sind, ist eine höhere Populationsdichte des Amerikanischen Nerzes zu erwarten als an oligotrophen und somit nährstoffarmen Gewässern. Sie bieten dem Mink ein größeres Nahrungsangebot (Dunstone, 1993). Die Reviergröße des Minks richtet sich nach dem Nahrungsangebot und misst in der Regel 1-4 km² (Wiepkema und de Jonge, 1997). Die Reviere dehnen sich linear entlang des Flusses aus. Meist entfernt sich der Mink nicht weiter als 100 bis 200 Meter vom Wasser (Dunstone, 1993). Auf seinen Beutezügen legt er nicht selten 20 Kilometer und mehr zurück (Dathe und Schöps, 1986). Aufgrund seines starken Territorialverhaltens duldet er keine Geschlechtsgenossen in seinem Revier (Böhmer et al., 2001). Dieses markiert er durch die Absonderung eines Sekretes aus seinen Analdrüsen und verteidigt es durch aggressives Verhalten (Dathe und Schöps, 1986).

Nerze sind dämmerungs- und nachtaktive Tiere (Kulbach, 1961; Wenzel, 1990; Wiepkema und de Jonge, 1997). Zwischen dem Nahrungsangebot und den Aktivitätsphasen besteht ein Zusammenhang. Steht ihnen weniger Nahrung zur Verfügung, so sind sie aktiver (Wiepkema und de Jonge, 1997). Sie können dann auch bei Tageslicht gesichtet werden, besonders im Herbst, wenn der Futterbedarf steigt oder bei Muttertieren, die ihren Wurf ernähren müssen (Kulbach, 1961). Zu den natürlichen Feinden des Minks zählen der Uhu, Rotluchs, Rotfuchs, Kojote, Wolf und Schwarzbär (Dathe und Schöps, 1986).

2.1.4 Ernährung und Jagdverhalten

Nerze sind carnivore Raubsäugetiere, die einen hohen Proteinbedarf haben. Meist jagen sie in Ufernähe, indem sie sich an ihre Beute heranschleichen und diese mit einem schnellen Sprung erlegen (Wiepkema und de Jonge, 1997). An Land erbeuten sie Ratten, Mäuse, Kaninchen, Eichhörnchen, verschiedene Vögel und deren Gelege aber auch Insekten und Schlangen (Kulbach, 1961). Zudem erbeuten sie schwimmend und tauchend viele Wasserbewohner (Wenzel, 1990). Dazu zählen Fische, Amphibien und Krebse (Wiepkema und de Jonge, 1997). Der Anteil der Nahrungstiere ist abhängig vom Habitat und unterliegt jahreszeitlichen Schwankungen (Böhmer et al., 2001). In Zeiten höchster Not nimmt der Mink auch Fallwild oder Aas an. In gutem Körperzustand können Nerze tagelang und unbeschadet fasten (Kulbach, 1961).

Bezüglich des Geschlechtes bestehen Nahrungsunterschiede. Rüden erbeuten meist größere Tiere, wie ausgewachsene Bisamratten oder Kaninchen. Auch Fähen sind durchaus in der Lage, diese zu töten. Es wird jedoch vermutet, dass es hinsichtlich des Energieaufwandes für Fähen vorteilhafter ist, kleinere Beutetiere zu jagen. Durch Unterschiede im Beutespektrum wird die Konkurrenz um die Nahrung zwischen den beiden Geschlechtern reduziert (Dunstone, 1993).

Da der Mink schnell verdaut, nimmt er verhältnismäßig häufig Nahrung auf (Kulbach, 1961).

2.1.5 Fortpflanzung

Laut Wiepkema und de Jonge (1997) werden Nerze als Einzelgänger beschrieben. Die Rüden sind polygam und unterstützen die Fähe nicht bei der Aufzucht der Jungtiere. Die Paarungszeit beginnt Ende Februar und endet Anfang April. Dabei ist der Beginn der Brunst von der Lichtlänge und anderen Umweltbedingungen abhängig (Dathe und Schöps, 1986).

Üblicherweise kann eine Fähe von mehreren Rüden gedeckt werden (Dunstone, 1993; Wiepkema und de Jonge, 1997). Während der Verpaarung verbeißt sich der Rüde im Nacken der Fähe. Sie kann oftmals eine Stunde und sogar länger dauern (Dunstone, 1993).

Die Ovulation wird bei den Fähen nicht spontan sondern erst durch die Kopulation induziert (Dunstone, 1993; Wiepkema und de Jonge, 1997). Bei den Nerzen gilt als Besonderheit eine verzögerte Eiimplantation. Dabei wird die befruchtete Eizelle erst acht bis neun Tage nach dem Deckakt implantiert, wenn die Fähe in der nächsten Ranz erneut kopuliert und ovuliert. Die Trächtigkeitsperiode variiert deshalb zwischen 38 und 100 Tagen ab der letzten Begattung (Wiepkema und de Jonge, 1997). Dieses Phänomen ist nur von einigen Säugetieren

bekannt und wird als „Überbefruchtung“ (Superfecundatio) und „zusätzliche Trächtigkeit“ (Superfoetatio) bezeichnet (Wenzel, 1990; Dunstone, 1993). Laut Dathe und Schöps (1986) beträgt die Tragezeit 40 bis 80 Tage und liegt im Durchschnitt bei 50 Tagen. Eine Fähe wird einmal im Jahr trüchtig.

Die Wurfzeit ist Ende April bis Mai. Die Wurfstärke umfasst zwischen zwei und zehn Jungtiere, im Durchschnitt fünf Jungen. Das Geburtsgewicht der Neugeborenen liegt bei sechs bis elf Gramm (Dathe und Schöps, 1986). Die Welpen öffnen erst nach 30 bis 35 Tagen die Augen und werden vier bis fünf Wochen gesäugt. Mit vier Monaten beginnen sie dann ihr selbständiges Leben (Wenzel, 1990). Es existieren enge soziale Bindungen zwischen dem Muttertier und ihren Welpen (Wiepkema und de Jonge, 1997). Die Jungen verbleiben im Sommer beim Muttertier und jagen im Familienverband, bevor sich dieser im Herbst auflöst (Dathe und Schöps, 1986). Die Geschlechtsreife erlangen Nerze mit etwa zehn Monaten (Winkler et al., 1990). Dathe und Schöps (1986) geben die Geschlechtsreife bei Fähen mit zwölf Monaten und bei Rüden als meist später an.

2.2 Die kommerzielle Nerzhaltung

2.2.1 Geschichte der Pelztierhaltung und aktueller Stand

Felle waren bereits in frühester Zeit ein Gebrauchsgut der Menschen. Dabei bediente man sich zunächst der Felle wildlebender Arten, die durch Jagd und Fang erbeutet wurden. Sie schützten vor kalter Witterung und stechenden Insekten, wurden aber auch zu schmückenden Rangabzeichen verarbeitet (Dathe und Schöps, 1986). Im 18. Jahrhundert wurde Leipzig zum internationalen Zentrum des Rauchwarenhandels (Wenzel, 1990). Da der Bedarf an Pelzwaren aus Wildfängen im 19. Jahrhundert nicht mehr gedeckt werden konnte und man dem Aussterben der Edelpelztiere entgegenwirken musste, begann man, diese in Gefangenschaft zu halten und zu züchten (Kempe, 1957). Im Jahre 1872 wurden erstmalig 150 Nerze in einer Farm in Wisconsin gehalten (Wenzel, 1990). Bis 1920 wurden vorwiegend im östlichen Kanada erfolgreich Zuchtversuche, unter anderem mit Nerzen, durchgeführt. Aufgrund der hohen Nachfrage trafen 1926 die ersten kanadischen Nerze auch in Europa ein (Kulbach, 1961).

Aktuell dominiert Europa mit 64 % in der weltweiten Nerzfellproduktion. Dabei werden jährlich 30 Millionen Pelze verarbeitet. Dänemark ist mit 15.000.000 Nerzfellen pro Jahr der größte Produzent. Deutschland stellt jährlich 350.000 Nerzfelle her. Die 7.200 Pelzfarmen der EU-Mitgliedsstaaten liefern bis zu 60.000 Vollzeit-Arbeitsplätze. China gilt mit 24,87 % als

weltweit zweitgrößter Hersteller von Fellen und ist der größte Konkurrent für die europäische Pelzproduktion. Weitere Länder sind die USA (5,25 %), Russland (3,25 %) und Kanada (4,27 %). Innerhalb der letzten zehn Jahre verzeichnete die Pelzindustrie einen Produktionsanstieg um 42 % (European Fur Breeders` Association, Annual Report, 2012). Mittlerweile wurde in einigen Staaten die kommerzielle Pelztierhaltung eingeschränkt oder verboten. In England gilt ein Verbot seit dem Jahre 2000, in Österreich seit 2004. In Neuseeland ist der Import von Nerzen verboten, wodurch Nerzfarmen nicht mehr betrieben werden können. In Kroatien wurde seit dem 1. Januar 2007 ein neues Tierschutzgesetz erlassen, das die Existenz von Pelzfarmen komplett verbietet. Es schreibt eine Übergangsfrist von zehn Jahren zur Umsetzung vor. Auch in Italien führen hohe Anforderungen an die Haltung von Nerzen, seit 2008 zur Schließung der Nerzfarmen (Akte Pelz, 2008). In der Schweiz gilt der Nerz als Wildtier. Pelztiere dürfen nur mit spezieller Bewilligung und unter zooähnlichen Bedingungen gehalten werden (Tierschutzverordnung der Schweiz, Art. 2 und Art. 90, 23. April 2008).

2.2.2 Nerzhaltung auf kommerziellen Farmen

Nerzgehege

Zu Beginn der Pelztierzucht gab es unzählige Formen und Arten von Gehegen, in denen Nerze untergebracht und gezüchtet wurden (Eggebrecht, 1942). Die Käfige hatten eine Fläche von 2 bis 3 m² und standen direkt auf der Erde. Durch Verunreinigungen des Bodens mit Kot und Urin führten Infektionskrankheiten zu einer hohen Jungtiersterblichkeit. Im Laufe der Zeit wurden die Haltungsbedingungen verändert, wobei sich bis heute in vielen Ländern die Hallenhaltung durchsetzte. Darin sind bis zu 3.600 Gehege untergebracht, die in der Regel über eine computergesteuerte Belüftungsanlage und Temperaturregelung verfügen (Wenzel, 1990). Die Gehege sind in der Regel 90 cm lang, 30 cm breit und 45 cm hoch. Das entspricht einer Grundfläche von knapp 0,3 m². Sie kommen als Zuchtgehege und als Rüdengehege zum Einsatz. Absatzgehege besitzen dagegen eine Länge von 60 cm, eine Breite von 30-40 cm und eine Höhe von 40-45 cm und weisen eine Grundfläche von durchschnittlich 0,27 m² auf (Haferbeck, 1988). Das Material der Gehege besteht aus einem feuerverzinkten, punktgeschweißten Drahtgitter. Dies hat den Vorteil, dass sich an den Drahtschnittpunkten keine Kot- und Futterreste festsetzen können und das Gehege dadurch sauber gehalten wird (Wenzel, 1990). An den Käfigen ist an der Stirnseite in Richtung Laufgang jeweils eine hölzerne Wohnbox angebracht, die aus einer Kammer besteht und durch ein Schlupfloch mit zehn bis zwölf Zentimetern Durchmesser zugänglich ist. Die

Wohnboxen sind üblicherweise 30 cm breit, 26 cm tief und 30 cm hoch und besitzen demnach eine Fläche von 900 cm². In der Regel werden sie einmal wöchentlich mit Stroh, eingestreut und dienen als Ruhe- bzw. Nesthöhle und Wärmeschutz bei sehr niedrigen Temperaturen (Wenzel, 1990). Meist sind die Käfige mit ihren Längsseiten in zwei Reihen nebeneinander aufgestellt und befinden sich in einer Höhe von einem Meter über dem Boden. Dazwischen befindet sich der Lauf- und Futtergang (Wiepkema und Jonge, 1997). Mit der Änderung der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung (2006), in der die Anforderungen an die Pelztierhaltung konkret geregelt wurden, müssen seit dem 11. Dezember 2011 die Haltungseinrichtungen der Nerze „...für jedes ausgewachsene Tier und für jedes Jungtier nach dem Absetzen eine Grundfläche von mindestens einem Quadratmeter, mindestens jedoch eine Grundfläche von drei Quadratmetern“, aufweisen. Mit einer Übergangsfrist zum 11. Dezember 2016 müssen die Haltungseinrichtungen für Nerze zusätzlich mit einem Wasserbecken, „...mit einer Oberfläche von mindestens einem Quadratmeter und einer Wassertiefe von mindestens 30 Zentimetern, ausgestattet sein“. Zudem müssen die Einrichtungen für Nerze eine Innenhöhe von mindestens einem Meter aufweisen. Der Boden muss „...mindestens zur Hälfte planbefestigt sein“. Zusätzlich benötigt jedes Tier „...mindestens eine Plattform je Tier, auf der ein ausgewachsenes Tier liegen und sich aufrichten kann und unter der sich ein ausgewachsenes Tier aufrichten kann, sowie mit Vorrichtungen zum Klettern, die nicht aus Drahtgitter bestehen“. (TierSchNutzV, 2006).

Fütterung und Tränkwasser

Hinsichtlich der Fütterung müssen beim Nerz anatomische Besonderheiten berücksichtigt werden. Der einhöhlige Magen besitzt nur ein geringes Fassungsvermögen von 40 bis 70 cm³. Die Darmlänge beträgt nur ein Vierfaches der gesamten Körperlänge. Dadurch ist die Passagezeit des Futters, mit etwa drei bis fünf Stunden, sehr kurz und die Produktion bestimmter Verdauungsenzyme sehr gering, wodurch der Nerz Kohlenhydrate sehr schlecht verwertet. Fette und Proteine hingegen verdaut er gut. Die Rationen sollten sich deshalb aus Futtermittel tierischer Herkunft zusammensetzen. Dabei können in relativ großem Umfang Nebenprodukte der Nahrungsmittelindustrie genutzt werden. Der proteinreiche Futterbrei setzt sich aus Fleisch, Fisch, Fisch- und Schlachtabfällen, Fleisch- und Fischmehl, Blut, Milchprodukten und Sojaschrot zusammen (Wenzel, 1990). In der kommerziellen Pelztierhaltung wird der Futterbrei auf das Dach der Nerzkäfige gelegt, damit er von unten durch das Drahtgitter aufgenommen werden kann (Wiepkema und de Jonge, 1997). Durch die geringe Aufnahmefähigkeit des Futters und dessen leichte Verderblichkeit, vor allem in den

Sommermonaten sollten täglich mehrmalige Fütterungen erfolgen. Die Futterzusammensetzung muss an die zu erbringende saisongebundene Leistung, wie Wachstum, Fellwechsel, Fellwachstum und Reproduktion, angepasst werden. Deshalb erfolgt eine Einteilung in vier Fütterungsperioden (I bis IV). In der Fütterungsperiode I, die sich von Mitte November bis Mitte April erstreckt, werden die Tiere in Zuchtkondition gebracht. Dabei wird die Kohlenhydratmenge im Futter herabgesetzt und der Eiweißgehalt erhöht. Die Fütterung erfolgt einmal täglich. Die Fütterungsperiode II verläuft von Mitte April bis Ende Juni. Der Zeitraum umfasst das letzte Viertel der Tragezeit, die Laktation und das Jungtierwachstum bis zum Absetztermin. Für die Fähen besteht hier ein zusätzlicher Energie- bzw. Nährstoffbedarf. In der Fütterungsperiode III, die sich von Anfang Juli bis Ende August erstreckt, erfolgt unter den traditionellen Fütterungsbedingungen mit ad libitum Futteraufnahme ein sehr schnelles Wachstum der Jungtiere. Sie erreichen bis Ende August etwa 80 % ihrer Körpermasse und 95 % ihrer Körperlänge vom November. Die Fütterung erfolgt in dieser Phase zweimal täglich; morgens und abends. In der Fütterungsperiode IV, von Anfang September bis Mitte November, setzt bei den Jungtieren der Fettzuwachs ein. Das Protein im Futter wird vor allem für die Ausbildung des Winterfelles benötigt. Mit dem Ziel, möglichst große bzw. lange Felle zu produzieren, erfolgt in dieser Phase meist eine ad libitum Fütterung. Die Tiere sollten dabei weder zu fett noch zu mager sein, da beides die Fellqualität verschlechtert. Die Zuchtfähen sollten ab September bis zur Pelzungszeit restriktiv gefüttert werden, um gute Fortpflanzungsergebnisse zu erzielen (Wenzel, 1990).

Zur Gesunderhaltung und Leistungsfähigkeit von Pelztieren ist eine ausreichende Versorgung mit Tränkwasser unumgänglich. Der tägliche Wasserbedarf für Nerze liegt zwischen 180 bis 230 Milliliter. Es muss sauber, frisch und leicht zugänglich sein (Wenzel, 1990). Hierfür eignen sich Nippeltränken, worin das Trinkwasser ad libitum angeboten wird (Wiepkema und de Jonge, 1997).

2.2.3 Rechtliche Grundlagen

Bis zum Jahre 2006 war die Pelztierhaltung in Deutschland nicht gesondert geregelt. Im Tierschutzgesetz lagen nur allgemeine Anforderungen zur Haltung von Tieren vor. Nach § 2 Tierschutzgesetz muss „...ein Tier seiner Art und seinen Bedürfnissen entsprechend angemessen ernährt, gepflegt und verhaltensgerecht untergebracht werden. Der Tierhalter, oder –betreuer darf die Möglichkeit des Tieres zu artgemäßer Bewegung nicht so einschränken, dass ihm Schmerzen oder vermeidbare Leiden oder Schäden zugefügt werden. Zudem muss er über die für eine angemessene Ernährung, Pflege und verhaltensgerechte

Unterbringung des Tieres erforderlichen Kenntnisse und Fähigkeiten verfügen" (vgl. § 2 TierSchG, 1972, zuletzt geändert am 09. Dezember 2010).

Mit der dritten Änderung der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung vom 30. November 2006 wurden in Deutschland konkrete Anforderungen an die Haltung von Pelztieren festgelegt. Die Haltungseinrichtungen für Pelztiere müssen demnach über einen Nestkasten verfügen, „...in den sich die Tiere zurückziehen können und der so bemessen ist, dass alle Tiere darin gleichzeitig liegen können,...“. Der Nestkasten muss „...mit Heu, Stroh oder einem anderen geeigneten Material...“ ausgestattet sein und gewährleisten, dass er durch die Körperwärme der Tiere warm gehalten werden kann. Zusätzlich muss ein verhaltensgerechtes Beschäftigungsmaterial außerhalb des Nestkastens vorhanden sein. Zudem müssen frostgeschützte Tränkvorrichtungen zur Verfügung stehen, die jederzeit zugänglich sind. Die Haltungseinrichtungen müssen einen „...ausreichenden Schutz vor direkter Sonneneinstrahlung bieten“. Sie dürfen nicht „...übereinander angeordnet sein“. Seit dem 11. Dezember 2011 muss in der Haltungseinrichtung „...eine Grundfläche von mindestens einem Quadratmeter, mindestens jedoch eine Grundfläche von drei Quadratmetern...“, zur Verfügung stehen. Dabei dürfen die Innenflächen eines Nestkastens und die Flächen eines Schwimmbeckens nicht mit einbezogen werden. Mit einer Übergangsfrist zum 11. Dezember 2016 müssen die Haltungseinrichtungen für Nerze eine Innenhöhe von einem Meter aufweisen und der Boden muss „...mindestens zur Hälfte planbefestigt sein“. Jedem Tier muss eine Plattform zur Verfügung stehen, auf und unter der ein ausgewachsener Nerz liegen und sich aufrichten kann. Klettervorrichtungen, die nicht aus Drahtgitter bestehen, müssen vorhanden sein. Jede Haltungseinrichtung für Nerze muss zusätzlich mit einem wassergefüllten Schwimmbecken ausgestattet sein. Es muss über eine „...Oberfläche von mindestens einem Quadratmeter und einer Wassertiefe von mindestens 30 Zentimetern...“, verfügen. Tiere, die nicht ausgewachsen sind, dürfen nicht einzeln gehalten werden und jedes Tier muss seine Artgenossen sehen können. Auch an den Umgang mit dem Menschen sollen die Tiere von Geburt an gewöhnt werden. Die Jungtiere dürfen erst mit einem Alter von neun Wochen abgesetzt werden. Die Exkremete der Tiere, die innerhalb eines Gebäudes gehalten werden müssen mindestens einmal täglich, bei der Haltung außerhalb geschlossener Gebäude einmal wöchentlich entfernt werden. Zwischen der Ausstellung und der nächsten Einstallung müssen die Haltungseinrichtungen gereinigt und desinfiziert werden. Zur Beleuchtung der Gebäude sind in der Verordnung genaue Vorgaben festgehalten (Abschnitt 6, § 31- 36, TierSchNutzV, 2006). Demnach müssen die Gebäude in denen die Tiere untergebracht sind so beleuchtet sein, dass sie sich untereinander erkennen

können und die Person, die sie füttert und pflegt in Augenschein nehmen können. Gebäude, die nach dem 12. Dezember 2006 in Betrieb genommen werden müssen über Lichtöffnungen verfügen, die eine gleichmäßige Verteilung des Lichtes gewährleisten und „...deren Fläche mindestens 5 Prozent der Grundfläche entspricht“. Die Übergangsfrist zur Veränderung der Grundfläche für Nerze ist am 11. Dezember 2011 abgelaufen. Diese muss seitdem den Anforderungen der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung entsprechen (§ 33, Abs. 5, TierSchNutzV, 2006). Für die Veränderung der Innenhöhe, der Beschaffenheit des Bodens, der Inneneinrichtung mit einer Plattform und Klettervorrichtungen sowie das Vorhandensein eines Schwimmbeckens gilt eine Übergangsfrist bis zum 11. Dezember 2016 (§ 33, Abs. 1,6,7 und 8 Satz 1 Nummer 1 bis 3, TierSchNutzV, 2006).

Durch die Aufnahme der Anforderungen an die Pelztierhaltung in die Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung (2006) wurde den Empfehlungen des Ständigen Ausschusses des Europäischen Übereinkommens zum Schutz von Tieren in landwirtschaftlichen Tierhaltungen in Bezug auf Pelztiere, vom 22. Juni 1999 entsprochen, beziehungsweise wurden diese teilweise sogar übertroffen. In den besonderen Bestimmungen für Nerze, im Anhang A der Europaratsempfehlungen (22. Juni 1999), wird gefordert, Haltungssysteme zu entwickeln, „...die den biologischen Bedürfnissen der Tiere gerecht werden“.

2.2.4 Verwendung von Wasserbecken in der Nerzhaltung

Über die Notwendigkeit von Schwimmgelegenheiten in der Pelztierhaltung wurde bereits in den 20er und 30er Jahren des 20. Jahrhunderts diskutiert. Zu Beginn der Pelztierzucht wurden Nerze noch in geräumigen Gehegen gehalten. Dabei stellten die Farmer den Tieren auch Badegelegenheiten zur Verfügung, um ihrer semiaquatischen Lebensweise zu entsprechen (Schmidt, 1949). Viele Züchter vertraten den Standpunkt, dass eine reichliche Badegelegenheit für die Nerze eine unbedingt notwendige Voraussetzung für das Wohlbefinden, die Gesundheit der Tiere und die Fellqualität sei (Lindekamp, 1928). So installierte Hamann (1935) zum Beispiel ein Schwimmsystem mit einem langen Wasserkasten zwischen zwei Gehegereihen. Jenen unterteilte er in einzelne Abteile, welche mit den einzelnen Nerzkäfigen verbunden waren. Für jeden Nerz stand dadurch eine „Badekabine“ mit knapp 18 Litern Wasser zur Verfügung. Das Resultat war eine erstklassige Fellqualität der Nerze und ein geringerer Arbeitsaufwand, da nicht jedes Abteil einzeln mit Wasser befüllt werden musste. Die positive Auswirkung des Wassers begründete der Autor damit, dass sich die Nerze nur noch in der „Badekabine“ aufhielten. Ein weiterer Züchter (Kalb, 1932) stellte seinen Tieren ein Glasbassin auf, welches einmal täglich befüllt wurde. Es gab aber auch

Züchter, die ihren Tieren Badewasser nur gelegentlich an heißen Tagen anboten und weiterhin jene, die sich gegen eine Badegelegenheit aussprachen. Foxley (1929) entwickelte Tränkevorrichtungen, die es den Nerzen erlaubten, den Kopf darin zu baden. Auch Priesner (1932) und Eggebrecht (1938) waren gegen Wasserbecken. Hauptgrund dafür war die daraus entstandene Mehrarbeit, da die Tiere nach dem Baden ihre Wohnboxen durchnässen, wodurch das Krankheitsrisiko erhöht wird. Deshalb müsse man sofort für eine neue, trockene Einstreu sorgen. Zudem argumentierten sie, dass die Fellqualität unter dem Verzicht einer Badegelegenheit nicht leiden würde. Somit setzte sich schon damals auf einigen Farmen die sogenannte „trockene“ Haltung, wie sie bereits in den USA praktiziert wurde, durch. Auch Kulbach (1961) lehnt Wasserbecken ab, da diese seiner Meinung nach die Gefahr einer Erkältung mit darauf zurückzuführender Lungenentzündung erhöhten. Er erwähnt jedoch, dass sich eine Bademöglichkeit sicherlich positiv auf die Fellentwicklung und Fellqualität auswirken würde. Bei Wenzel (1990) werden Wasserbecken nicht mehr erwähnt.

Laut Tauson (1999) besitzt das Wasser für Nerze eine wichtige Funktion in der Thermoregulation. Beim Schwimmen und Tauchen wird ihr Fell durchnässt, was bei warmem Wetter dazu führt, dass ihre Körpertemperatur durch die Verdunstungskälte nach unten reguliert wird.

Erst mit den Europaratsempfehlungen zur Pelztierhaltung vom 22. Juni 1999 wurden seit längerem wieder Badegelegenheiten für Nerze thematisiert, indem die Haltungsbedingungen für Pelztiere vorgeben, dass zumindest teilweise die biologischen Bedürfnisse der Tiere erfüllt werden und dazu eine Möglichkeit zum Schwimmen geboten werden muss. Durch die dritte Änderung der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung im Jahre 2006 wurde in Deutschland die Vorschrift eines Wasserbeckens in kommerziellen Nerzbetrieben, mit einer Übergangsfrist zum 11. Dezember 2016, gesetzlich verankert.

2.3 Wasserhygiene in der Nerzhaltung

2.3.1 Verunreinigung des Wassers als Gefahrenquelle

Da das Badewasser durch die Nutzung der Farmnerze auch mit Kot und Urin verunreinigt werden kann, kann es schnell zu einer potentiellen Infektionsquelle werden. Deshalb ist es von höchster Priorität, eine vom Wasser ausgehende Gesundheitsgefährdung der Tiere durch hygienisch saubere Wasserbecken zu verhindern (Müller und Schlenker, 2004).

2.3.2 Untersuchung von Wasserproben

Anhand einer mikrobiologischen Untersuchung kann die Wasserqualität in den Schwimmbecken beurteilt werden. Hierfür werden die Gesamtkeimzahl (KbE/ml) und Erreger verschiedener Arten der Gattung Enterobacteriaceae bestimmt. Von besonderer Bedeutung sind dabei die Indikatorkeime *Escherichia coli* (*E. coli*) und *Salmonella* (Müller und Schlenker, 2004), da diese auf Nerzfarmen häufig in Zusammenhang mit Durchfallerkrankungen gebracht werden (Wenzel und Berestov, 1986; Wenzel, 1987; Bis-Wencel, 1997; Vulfson, 1999).

2.3.2.1 Gesamtkeimzahl (KbE/ml)

Die Bestimmung der Gesamtkeimzahl (KbE/ml) umfasst die Ermittlung sowohl pathogener als auch nicht pathogener Keime im Wasser. Allerdings ist die Bezeichnung Gesamtkeimzahl nicht ganz korrekt, da nur die bei vorgegebener Inkubationszeit auf Nährböden bei 36 °C sichtbaren Kolonien erfasst werden und nicht sämtliche im Wasser befindlichen Keime. Hohe Gesamtkeimzahlen liegen bei fäkalen Verunreinigungen des Wassers vor. Starke Regenfälle können auch hohe Gesamtkeimzahlen bewirken, da dabei die Keime aus der Luft in das Wasser gelangen (Müller und Schlenker, 2004).

2.3.2.2 Enterobacteriaceae

Die Familie der Enterobacteriaceae wird mit ihren 30 Gattungen, laut Bergey's Manual of Determinative Bacteriology (1994), den gramnegativen, fakultativ anaeroben Stäbchenbakterien zugeordnet. Zu unterscheiden sind obligat pathogene Arten, wie *Salmonella*, *Yersinia* und *Shigella*, von fakultativ pathogenen Arten, wie einige *E. coli* Stämme, die sowohl apathogen als auch pathogen sind. Für die Pathogenität ist die genetische Ausstattung mit verschiedenen Virulenzfaktoren verantwortlich (Köhler, 2001; Kayser und Böttger, 2005).

Escherichia Coli

Als Indikatorkeim für fäkale Verunreinigungen im Wasser sind coliforme Bakterien wie *Escherichia coli* verantwortlich, da sie Bestandteil der physiologischen Darmflora sind. Sie sind fakultativ pathogen. Die darmpathogenen *E. coli* Keime werden in sieben Pathovaren eingeteilt. Laut Rolle und Mayr (2006) zählen hierzu ETEC (Enterotoxische *E. coli*), STEC (Shiga-Toxin-bildende *E. coli*), EPEC (Enteropathogene *E. coli*), NTEC (Nekrotoxische

E. coli), EA_gEC (Enteroaggregative *E. coli*), EIEC (Enteroinvasive *E. coli*) und DAEC (Diffuse adhärenzte *E. coli*). Bakterielle Infektionen mit *E. coli* Erregern stehen beim Nerz im Zusammenhang mit Enteritiden, Pneumonien und Septikämien (Pedersen, 2008). Dabei kann das Auftreten von Coliseptikämien zu plötzlichen Todesfällen führen und einen großen wirtschaftlichen Schaden in den Nerzfarmen verursachen. Eine Studie belegte, dass *E. coli* sowohl bei klinisch unauffälligen als auch kranken Tieren nachweisbar waren. Deshalb konnten keine spezifischen Serotypen mit einer Durchfallerkrankung in Verbindung gebracht werden. Wiederum konnte in einem Versuch eine orale Beimpfung eines gesunden Nerzes mit einem isolierten pathogenen *E. coli* Erreger keine intestinalen Krankheitssymptome verursachen (Vulfson et al., 2001).

Salmonellen

Salmonellen gehören zur Familie der Enterobacteriaceae. Sie zählen zu den gramnegativen, sporenlösen Stäbchenbakterien und sind fakultativ und obligat pathogen. Es existiert eine Vielzahl von Serovaren und Stämmen mit unterschiedlicher Virulenz. Die Serovare werden durch die O- und H-Antigene bestimmt und sind im Kauffmann-White-Schema aufgeführt. Durch ihre Begeißelung sind sie beweglich. Bei einem Befall des Darmtraktes können sie sowohl beim Menschen als auch beim Tier zu schweren Enteritiden führen (Rolle und Mayr, 2006). Sie werden mit dem Kot in die Umwelt ausgeschieden und besitzen eine sehr hohe Tenazität. Salmonelleninfektionen zählen zu den Zoonosen (Hoffmann-La Roche, 1987).

In einer Studie konnten aus den Exkrementen beim Nerz vorwiegend *S. enteritidis*, *S. dublin* und *S. typhimurium* isoliert werden (Bis-Wencel et al., 1997). Salmonellosen treten bei fleischfressenden Pelztieren häufig auf, da die Infektion vorwiegend über das Futter erfolgt. Krankheitsauslösend sind Faktoren, die Stress verursachen, wie beispielsweise Trächtigkeit, Haltungs- und Fütterungsfehler und Erkrankungen, durch die das Tier bereits geschwächt ist. Infizierte Tiere können lange Zeit symptomlos bleiben. Eine Salmonellose während der Trächtigkeit führt zu vermehrtem Auftreten von Aborten. Die Muttertiere zeigen dabei zum Teil keine weiteren Krankheitserscheinungen. Treten Todesfälle auf, sind sie häufig durch Uterusrupturen, Geburtsstörungen und Endometritiden bedingt (Wenzel und Berestov, 1986). Die Diagnose wird anhand verschiedener bakteriologischer Untersuchungsverfahren kulturelle, biochemische, serologische und molekularbiologische gestellt (Rolle und Mayr, 2006). Die Therapie einer Salmonellose erfolgt durch die Gabe von Antibiotika und Vitaminpräparaten. Zudem sind in der Farm verschärfte Reinigungs- und Desinfektionsmaßnahmen durchzuführen (Wenzel und Berestov, 1986).

2.3.3 Hygienische Anforderungen an die Wasserqualität

Für Pelztiere gibt es bislang noch keine Richtlinien hinsichtlich der hygienischen Anforderungen an Badegewässer. Deshalb sollten bei der Beurteilung der Wasserqualität bereits bestehende Grenzwerte anderer Wasserquellen herangezogen werden. Dazu eignet sich die Trinkwasserverordnung für den menschlichen Verbrauch (TrinkwV, 2001), die Anforderungen an Tränkwasser und die Badegewässerrichtlinie für Menschen (BadR, 2006).

Trinkwasser

Die Trinkwasserverordnung (TrinkwV, 2001) regelt die Qualität von Wasser für den menschlichen Verbrauch und für Lebensmittelbetriebe. Es muss frei von Krankheitserregern, rein und genusstauglich sein. Dafür wird es grundsätzlich auf Indikatorkeime für fäkale Verunreinigung überprüft. Dazu gehören nach Anlage 1 *Escherichia coli*, Enterokokken und coliforme Bakterien. Die in der Verordnung festgelegten Grenzwerte von 0 KbE/100ml dürfen dabei nicht überschritten werden. Als Indikatorkeime für eine Verunreinigung des Wassers ist in Anlage 3 der Trinkwasserverordnung die (Gesamt-) Kolonienzahl bei 36°C festgelegt. Bei Abweichungen vom Grenzwert, der bei 100 KbE/ml liegt, besteht zunächst kein unmittelbares gesundheitliches Risiko, es wird aber eine allgemeine Minderung der Trinkwasserqualität hinsichtlich der Hygiene, des Geruches und des Geschmackes bewirkt. Gemäß den WHO Guidelines for Drinking-water Quality von 2008 soll *Escherichia coli* in Trinkwasser überhaupt nicht nachweisbar sein.

Gemäß § 20 der Trinkwasserverordnung (2001) kann das Gesundheitsamt anordnen, die mikrobiologischen Untersuchungen auf weitere Bakterien oder Viren auszuweiten.

Tränkwasser

Für Tränkwasser existiert in der Futtermittelhygiene-Verordnung (EG) Nr. 183/2005 in Anhang III („Gute Fütterungspraxis“) vom 12. Januar 2005 eine Vorgabe. Demnach muss Tränkwasser so beschaffen sein, dass es für die betreffenden Tiere „geeignet“ ist. Laut BMELV (2012) wird die geforderte Geeignetheit durch die Schmackhaftigkeit, Verträglichkeit und Verwendbarkeit charakterisiert. Es wird jedoch erwähnt, dass es nicht angemessen ist, die in der Trinkwasserverordnung formulierten Anforderungen auf Tränkwasser zu übertragen. Begründet wird dies durch die Bedeutung der betriebseigenen Wasserversorgung in der Nutztierhaltung und weiterhin dadurch dass einige Kriterien aus rein technischen Gründen festgelegt wurden. Demnach werden Orientierungswerte zur

futtermittelrechtlichen Beurteilung der hygienischen Qualität von Tränkwasser durch die BMELV (2012) genannt. Dabei sollte das Wasser frei von Salmonella und Campylobacter (0 KBE/100 ml) und weiterhin möglichst weitgehend frei von E. coli sein (0 KBE/10 ml). Die aerobe Gesamtkeimzahl sollte bei 37°C 1.000 KBE/ml und bei 20°C 10.000 KBE/ml nicht überschreiten.

Badegewässerrichtlinie

Die Richtlinie 2006/7/EG des europäischen Parlaments und des Rates vom 15. Februar 2006 schreibt die Mindestanforderungen an die Qualität der Badegewässer und deren Bewirtschaftung für die Mitgliedsstaaten vor. Badegewässer werden nach ihrem qualitativen Zustand in „mangelhaft“, „ausreichend“, „gut“ oder „ausgezeichnet“ eingestuft, wie in Tabelle 1 dargestellt ist. Sind die mikrobiologischen Parameter für den letzten Bewertungszeitraum nach Ende der Badesaison schlechter als die Werte für eine „ausreichende“ Qualität, so werden Badegewässer als „mangelhaft“ eingestuft. Wird ein Badegewässer in fünf aufeinander folgenden Jahren als „mangelhaft“ eingestuft, so wird auf Dauer das Baden verboten oder auf Dauer vom Baden abgeraten.

Tabelle 1: Grenzwerte der mikrobiologischen Parameter zur Bestimmung der Badewasserqualität, gemäß Badegewässerrichtlinie (BadR, 2006)

Parameter	Grenzwert		
	Ausgezeichnete Qualität	Gute Qualität	Ausreichende Qualität
Intestinale Enterokokken	200 KBE/ml (*)	400 KBE/ml (*)	330 KBE/ml (**)
Escherichia coli	500 KBE/ml (*)	1000 KBE/ml (*)	900 KBE/ml (**)
(*) Auf der Grundlage einer 95- Perzentil- Bewertung.			
(**) Auf der Grundlage einer 90- Perzentil- Bewertung.			

2.4 Gesundheit der Nerze

Die Gesundheit der Farmnerze sollte allein schon aus tierschutzrechtlichen Gründen einen hohen Stellenwert für den Halter haben (vgl. §§ 1 und 2 TierSchG, 2006). Gesundheitliche Probleme können rasch zu hohen Tierverlusten führen und einen hohen wirtschaftlichen Schaden verursachen.

Zur Beurteilung der Tiergesundheit bei Farmnerzen soll grundsätzlich der Gesamtbestand genau beobachtet werden. Zudem wird in regelmäßigen Abständen eine Untersuchung am Einzeltier durchgeführt und die Gewichtsentwicklung dokumentiert. Die Bestimmung der hämatologischen und metabolischen Parameter gehört ebenfalls zur Gesundheitsbeurteilung (Wenzel und Berestov, 1986; Brandt, 1989; Damgaard, 1996; Skovgaard, 1997; Hansen, 1998). Es ist sinnvoll, Daten über die Häufigkeit des Auftretens von Infektionskrankheiten und Verletzungen zu erheben, genauso wie die Pelzqualität zu kontrollieren (Wenzel und Berestov, 1986; Henriksen, 1996; Gugolek, 2001).

2.4.1 Adspektion und Beurteilung des Ernährungszustandes

Adspektion

Grundsätzlich sollte die Adspektion im Gehege bei Tageslicht durchgeführt werden. Dabei werden das Verhalten und die Bewegungsabläufe beobachtet. Anschließend werden Kopf und Hals inspiziert, danach der Brustkorb, der Bauch, das Becken, die Extremitäten und Geschlechtsorgane. Werden Veränderungen festgestellt, so sind diese genauer zu beurteilen. Besonders wichtig dabei sind gute anatomische und physiologische Kenntnisse des Betrachters, genauso wie Kenntnisse über das Verhalten eines gesunden Nerzes. Diese Methode eignet sich besonders zur Beurteilung von großen Pelztierbeständen. Dabei sollte auch immer ein Vergleich zum gesunden Tier erfolgen (Wenzel und Berestov, 1986).

Ernährungszustand

Der Ernährungszustand kann durch Palpation oder Wiegen bestimmt werden. Bei ausreichender Fütterung treten Rippen, Hüfthöcker und Wirbelsäule nicht hervor, die bei abgemagerten Tieren deutlich palpierbar sind. Die Gewichtsentwicklung sollte laufend kontrolliert und dokumentiert werden, da sie häufig Hinweise auf das Vorliegen einer chronischen Erkrankung gibt. Eine verlangsamte Gewichtszunahme kann durch eine unzureichende oder unzureichende Fütterung verursacht werden, aber auch Anzeichen einer inneren Erkrankung sein. Das durchschnittliche Gewicht adulter Nerze liegt bei Rüden bei 500 g bis 2.300 g, Fähen wiegen zwischen 400 g und 1.200 g (Dathe und Schöps, 1986).

2.4.2 Verletzungen

Häufig treten Bisswunden und Oberflächenläsionen der äußeren Haut bei in Gruppen gehaltenen Nerzen auf. Sie zeigen jedoch meist eine gute Heilungstendenz. Bei eitrigen

Prozessen müssen die unterhöhlten Hautpartien abgetragen werden und es muss eine Behandlung erfolgen. Bissverletzungen an der Schwanzwurzel werden aber auch häufig durch Selbstverstümmelung verursacht, was durch verstopfte, entzündete oder vereiterte Stinkdrüsen bedingt ist. Rasche Abhilfe kann durch eine Entleerung der Stinkdrüsen geschaffen werden (Wenzel, 1990).

2.4.3 Blutparameter

Die wichtigsten Aufgaben des Blutes sind der Austausch und Transport von Stoffen wie Sauerstoff, Kohlendioxid, Wasser, Nährstoffe, Stoffwechselprodukte, Hormone, Vitamine und Enzyme. Es dient der Wärmeregulation sowie dem Schutz des Organismus durch die Immunabwehr und Gerinnung. Studien haben ergeben, dass Blutuntersuchungen sowohl beim gesunden als auch kranken Pelztier wertvolle Befunde liefern (Wenzel und Berestov, 1986). Allerdings wird in der Literatur darauf hingewiesen, dass eine Festlegung von Normalwerten bei Pelztieren nur mit Einschränkungen möglich ist. Der Grund liegt darin, dass die Messergebnisse durch das Alter, Geschlecht, genetische Veranlagung, Trächtigkeit, Laktation, und Tagesrhythmik beeinflusst werden (Wenzel, 1984).

2.4.3.1 Rotes Blutbild

Erythrozyten, Hämatokrit und Hämoglobin

Erythrozyten sind runde, für den Gastransport hochspezialisierte Blutzellen. Meist weisen sie eine bikonkave Scheibenform auf und sind bei den meisten Säugetieren kernlos. Die Bildung erfolgt im Knochenmark, abgebaut werden sie vorwiegend in der Milz (v. Engelhardt und Breves, 2010). Der Durchmesser der Erythrozyten bei klinisch gesunden Nerzen beträgt 6,3 µm (Wenzel und Berestov, 1986). Die Funktion der Erythrozyten liegt im Transport des Sauerstoffes von der Lunge in das Gewebe und dem Abtransport von Kohlendioxid aus dem Gewebe in die Lunge. Hierfür erfolgt eine Bindung an das Hämoglobin, das in den Erythrozyten enthalten ist (Kraft, 2005). Als Hämatokrit bezeichnet man den Anteil der zellulären Bestandteile am Gesamtblutvolumen. Da das Volumen anderer Blutzellen, im Verhältnis zu den Erythrozyten, gering ist, wird der Hämatokrit im Wesentlichen von der Erythrozytenzahl und -größe, sowie von der Verteilung der Körperflüssigkeiten bestimmt (v. Engelhardt und Breves, 2010).

Liegt eine Anämie vor, so sind Erythrozyten-Werte, Hämoglobin und Hämatokrit erniedrigt. Bei einer Erhöhung der Parameter liegt eine Dehydratation des Tieres vor (Weiss und

Tvedten, 2006). Physiologisch bedingt liegt eine erhöhte Erythrozytenzahl im Blut bei Nerzen in den ersten drei Lebensmonaten vor. Danach findet keine wesentliche Veränderung mehr statt. Die Hämoglobin-Werte können bei Jungtieren relativ niedrig sein. Sie steigen mit zunehmendem Alter an. Der mittlere Hämoglobingehalt pro Erythrozyt gibt Auskunft über das Vorliegen einer Hypo- oder Hyperchromasie. Eine Hypochromasie ist die Folge eines verringerten Hämoglobingehaltes in einem Erythrozyten. Die Ursache ist ein Eisenmangel im Organismus. Eine Hyperchromasie ist durch den Anstieg des Erythrozytenvolumens bedingt und ist ein Hinweis auf das Vorliegen einer Funktionsstörung der Leber, einer Störung des Vitamin-B12-Haushaltes oder einer Unterversorgung mit Vitamin-B12 (Wenzel und Berestov, 1986). In der nachfolgenden Tabelle 2 sind die Referenzwerte für die Parameter Erythrozyten ($10^{12}/l$), Hämoglobin (mmol/l) und Hämatokrit (%) dargestellt.

Tabelle 2: Referenzwerte der Blutparameter Erythrozyten ($10^{12}/l$), Hämoglobin (mmol/l) und Hämatokrit (%) aus der Literatur (Wenzel, 1987; Brandt, 1989)

Blutparameter	nach Wenzel (1987)	nach Brandt (1989)
Erythrozyten ($10^{12}/l$)	2,56 – 9,12 (\pm 1,17)	6,47 – 8,78
Hämoglobin (mmol/l)	15,5 – 32,1 (\pm 2,7)	5,0 – 15,2
Hämatokrit (%)	0,290 – 0,580 (\pm 0,060)	0,201 – 0,620

MCV, MCH und MCHC

Die Bestimmung der Erythrozytenparameter MCV (= Mean Cell Volume), MCH (= Mean Corpuscular Haemoglobin) und MCHC (= Mean Corpuscular Haemoglobin Concentration) dienen zur Diagnose der Ursachen verschiedener Anämieformen bei Pelztieren (Wenzel und Berestov, 1986; Brandt, 1989). Berechnet werden sie aus den drei Grundgrößen Hämatokrit, Erythrozytenzahl und Hämoglobin. Der MCV-Wert beschreibt das durchschnittliche Volumen der Erythrozyten. Bei einer Erhöhung des Wertes liegt eine makrozytäre, hyperchrome Anämie vor. Ein MCV-Wert unter dem Normalbereich deutet auf eine mikrozytäre, hypochrome Anämie hin (Kraft, 2005).

Der MCH-Wert ist der mittlere Hämoglobingehalt pro Erythrozyt. Sind diese Werte erhöht, so liegt eine hyperchrome Anämie vor. Werte unterhalb des Referenzbereiches geben einen

Hinweis auf das Vorliegen einer hypochromen Anämie. MCHC ist die mittlere Hämoglobinkonzentration in den Erythrozyten (Kraft, 2005).

MCHC-Werte innerhalb des Referenzbereiches (siehe Tabelle 3) liegen bei normochromen Erythrozyten vor, Werte darunter bei hypochromen (Kraft, 2005).

Charakteristisch für eine Eisenmangelanämie, wie sie häufig bei Nerzwelpen auftritt, ist eine mikrozytäre, hypochrome Anämie, die durch verminderte MCV- und MCH-Werte verursacht wird (Wenzel und Berestov, 1986).

Tabelle 3: Referenzwerte für die Parameter MCV (fl), MCH (fmol) und MCHC (mmol/l) nach Brandt (1989)

Blutparameter	Nach Brandt (1989)
MCV (fl)	45 - 78
MCH (fmol)	1,1 – 2,2
MCHC (mmol/l)	19,0 – 29,8

2.4.3.2 Weißes Blutbild

Leukozyten und Differentialblutbild

Die im Blut vorhandenen kernhaltigen Leukozyten stellen nur einen geringen Teil der Gesamtleukozytenzahl im Organismus dar. Überwiegend sind sie in den verschiedenen Organen des Körpers verteilt. Innerhalb der Leukozytenpopulation unterscheidet man Lymphozyten, Monozyten sowie neutrophile, eosinophile und basophile Granulozyten. In ihrer Funktion werden sie dem Abwehrsystem zugeordnet. Ihr Entstehungsort ist das Knochenmark, wobei die Monozyten und Granulozyten direkt in das Zielgewebe gelangen, ohne dieses wieder zu verlassen. Die Lymphozyten hingegen zirkulieren laufend über das Blut in das Gewebe und wieder zurück (v. Engelhardt und Breves, 2010). Granulozyten, Monozyten, Makrophagen und dendritische Zellen werden als Phagozyten, sogenannte „Fresszellen“, bezeichnet. Sie wehren Bakterien und Pilze im Körper ab. Lymphozyten wehren Viren und Parasiten ab (Michl, 2005).

Eine Veränderung im Leukozytenbild kann in Form einer Erhöhung (Leukozytose), einer Verringerung (Leukopenie) oder einer prozentualen Verschiebung im Differentialblutbild auftreten. Dadurch lassen sich Rückschlüsse auf die Reaktionsfähigkeit des Organismus ziehen. Bei Pelztieren stehen Leukozytosen als Begleitsymptom sowohl von Infektionen als auch bei nichtinfektiösen Erkrankungen in Zusammenhang. Eine ausgeprägte Leukozytose deutet auf eine gute Reaktionsfähigkeit des Organismus hin, eine leichte dagegen auf eine schwache Abwehrreaktion. Eine Leukopenie liegt bei einem schweren infektiösen oder toxischen Geschehen vor. In diesem Fall kann das hämopoetische System gestört oder geschädigt sein (Wenzel und Berestov, 1986; Michl, 2005).

Durch das Differentialblutbild können quantitative Veränderungen der neutrophilen, eosinophilen, basophilen Granulozyten, sowie Lymphozyten und Monozyten festgestellt werden. Bei zahlreichen pathologischen Prozessen liegt eine Neutrophilie vor. Bei einer Linksverschiebung der neutrophilen Granulozyten treten Myelozyten, Metamyelozyten und Stabkernige auf. Sie steht in Zusammenhang mit akuten Prozessen, Pneumonien, einigen Infektionskrankheiten, schweren Vergiftungen und akuten Störungen der Verdauung. Eine Rechtsverschiebung ist charakterisiert durch das Auftreten segmentierter und übersegmentierter Neutrophiler, bei schwer verlaufenden Infektionskrankheiten, sowie Abszessen an inneren Organen. Das Blutbild gesunder Nerze ist grundsätzlich schwach neutrophil und auch lymphozytär (Wenzel und Berestov, 1986).

Eine Eosinophilie findet man in Zusammenhang mit starkem Endoparasitenbefall, allergischen Reaktionen und Hauterkrankungen. Das Auftreten in der Rekonvaleszenzperiode nach Infektionskrankheiten gilt als prognostisch günstiges Zeichen. Eher selten ist eine Basophilie, die bei chronischer myeloischer Leukose nachweisbar ist (Wenzel und Berestov, 1986).

Die Lymphozytose unterscheidet eine absolute Vermehrung der Lymphozyten, bei ansonsten normaler oder erhöhter Leukozytenzahl, von einer relativen Zunahme der Lymphozyten und einer damit verbundenen Verminderung der Gesamtleukozytenzahl. Sie tritt bei Viruserkrankungen und chronischen Entzündungsprozessen auf. Nerze, die an Plasmozytose erkrankt sind, haben eine Lymphozytose. Eine Monozytose liegt vor, wenn durch infektiöse oder toxische Noxen das retikuloendotheliale System gereizt ist. Ein absoluter Anstieg der Monozyten ist Zeichen einer gesteigerten Abwehrleistung (Wenzel und Berestov, 1986). Nachfolgende Tabelle 4 gibt einen Überblick über die Referenzwerte der Parameter Leukozyten ($10^9/l$), Lymphozyten (%), Monozyten (%) und Granulozyten (%).

Tabelle 4: Referenzwerte der Blutparameter Leukozyten ($10^9/l$), Lymphozyten (%), Monozyten (%) und Granulozyten (%) nach Wenzel (1984) und Brandt (1989)

Blutparameter	nach Wenzel (1984)	nach Brandt (1989)
Leukozyten ($10^9/l$)	5,52 – 8,35	2,8 – 19,4
Lymphozyten (%)	43,5 – 65,6	39,5 – 64,7
Monozyten (%)	0,4 – 2,6	0,0 – 0,4
Granulozyten (%)	-	34,7 – 61,9

2.4.3.3 Thrombozyten

Die Thrombozyten (siehe Tabelle 5) der Pelztierarten sind rundlich bis oval spindelförmig und besitzen eine Größe von 3-4 μm . Als sogenannte Blutplättchen spielen sie beim Vorgang der Blutgerinnung eine wichtige Rolle und tragen wesentlich zur Blutstillung bei (Wenzel und Berestov, 1986). Gebildet werden sie im Knochenmark. Bei Gefäßverletzungen lagern sie sich an die subendotheliale Matrix an, wodurch ein komplexer Vorgang zu einer Thrombozytenaggregation und einem ersten Verschluss der Läsion kommt (v. Engelhardt und Breves, 2010). Eine Abnahme der Thrombozytenzahl wird bei Infektionskrankheiten wie der Plasmozytose beim Pelztier beobachtet (Wenzel und Berestov, 1986). Zudem können Thromboembolien und Hypothermie die Anzahl der Thrombozyten im peripheren Blut herabsetzen, genauso wie Gewebs- oder Organtraumata mit anschließenden Blutungen (Brandt, 1989; Prater und Tvedten, 2006). Eine ausgeprägte Thrombozytose tritt dagegen bei Anämien, wie zum Beispiel der Eisenmangelanämie auf (Wenzel und Berestov, 1986).

Tabelle 5: Referenzwerte für den Parameter Thrombozyten ($10^9/l$) aus der Literatur (Wenzel, 1984; Brandt, 1989)

Blutparameter	nach Wenzel (1984)	nach Brandt (1989)
Thrombozyten ($10^9/l$)	458 - 826	542 (\pm 90)

2.4.3.4 Fettstoffwechsel: Cholesterol und Triglyceride

Der Blutfettstatus ist bei Nerzen ein arteigenes Charakteristikum. Eine besondere Rolle spielt im Lipidstoffwechsel vor allem das Cholesterol (Wenzel und Berestov, 1986). Eine Beurteilung des Blutfettspiegels erfolgt anhand der Parameter Cholesterol und Triglyceride (Nelson und Couto, 2006).

Cholesterol

Cholesterol ist ein Bestandteil von Zellmembranen und Myelinscheiden. Der Syntheseort im Organismus ist vor allem in der Leber, aber auch in anderen Geweben. Der Großteil wird über die Nahrung aufgenommen. Das Cholesterol bildet biochemisch die Vorstufe der Gallensäuren, Steroidhormone und des Vitamins D3 (Hoffmann-La Roche, 1987).

Triglyceride

Triglyceride zählen als Lipidunterklasse zu den natürlichen Fetten. Ihre biochemische Struktur setzt sich aus einem Glycerinmolekül und drei damit veresterten Fettsäuremolekülen zusammen. Sie funktionieren als Energielieferant und -speicher, Körperbaustoff, Wärmeisolator, Trägerstoff und Wasserlieferant. Die Triglyceride werden exogen mit der Nahrung aufgenommen und über den Darm resorbiert oder endogen in der Leber und im Fettgewebe synthetisiert. Ein geringer Anteil wird auch im peripheren Gewebe synthetisiert (Hoffmann-La Roche, 1987). Abweichungen im Konzentrationsspiegel des Lipidstatus wurden in der Nerzhaltung in Zusammenhang mit der Fütterung festgestellt. Bei einem hohen Fettgehalt von über 20 % in der Futtermittelration oder bei Aufnahme der fettreichen Muttermilch wird eine physiologisch bedingte Erhöhung der Blutfettwerte Cholesterol und Triglyceride gefunden. Aus diesem Grund wird vor geplanten Blutentnahmen eine Nahrungskarenz der Tiere von mindestens 16 Stunden empfohlen (Wenzel und Berestov, 1986). Liefert die Nüchternblutentnahme trotzdem konstant hohe Werte, so kann dies ein Hinweis auf das Vorliegen einer Stoffwechselerkrankung wie Diabetes mellitus, Hypothyreose oder Hyperadrenokortizismus sein. Auch Lebererkrankungen und starke Nierenfunktionsstörungen werden genannt. Eine Hyperlipidämie kann zudem durch Medikamente verursacht werden. Hypolipidämien beruhen meist auf pathologischen Ursachen wie dem Fettlebersyndrom oder Eisenmangelanämien. Eine Nahrungskarenz kann dies auch auslösen (Wenzel und Berestov, 1986; Hoffmann-La Roche, 1987; Brandt, 1989). Die Referenzwerte für Cholesterol (mmol/l) und Triglyceride (mmol/l) sind in Tabelle 6 angegeben.

Tabelle 6: Referenzwerte für die Blutfettwerte Cholesterol (mmol/l) und Triglyceride (mmol/l) nach Wenzel (1984)

Blutfettwerte	nach Wenzel (1984)
Cholesterol (mmol/l)	5,356 – 6,24
Triglyceride (mmol/l)	1,04 – 1,10

2.4.3.5 Leberstoffwechsel: Aspartataminotransferase (AST) und Gallensäuren

Die Leber ist das zentrale Stoffwechselorgan im Körper. Sie besitzt sowohl anabole als auch katabole Funktionen und wirkt zudem als exokrine Drüse. Sie dient der Synthese von Phospholipiden, Cholesterol, Plasmaproteinen, Enzymen und der Gallensäuren. Sie fungiert als Blutreservoir und trägt zum Entgiftungsprozess im Körper bei. Zudem ist sie ein Speicherorgan für Fette, Eiweiße, Vitamine und Glycogen (Hoffmann-La Roche, 1987).

Aspartataminotransferase (AST)

Bei der Aspartataminotransferase (AST) handelt es sich um ein Enzym, das in den Hepatozyten, aber auch in der Muskulatur und in den Erythrozyten vorkommt. Erhöhte AST-Werte sind bei Leberschäden, Hämolyse, aber auch bei Muskelschäden, die durch Entzündung oder Nekrose verursacht wurden, nachweisbar (Willard und Tvedten, 2006). Beim Nerz liegt eine hohe AST-Konzentration im Herzmuskel vor. Deshalb können erhöhte AST-Werte (Referenzbereich, vgl. Tabelle 7) im Blut ein Hinweis auf eine Herzmuskelschädigung geben. Zudem erhöhen muskuläre Verletzungen, Verbrennungen und chirurgische Interventionen die AST-Werte (Brandt, 1989). Bei Nerzen können die Werte auch durch die Verfütterung sehr energiereicher Nahrung erhöht sein (Bis-Wenzel et al., 2004).

Tabelle 7: Referenzwerte für den Stoffwechselfparameter Aspartataminotransferase (AST) nach Wenzel (1984) und Brandt (1989)

Blutparameter	nach Wenzel (1984)	nach Brandt (1989)
AST (U/l)	31,8 – 56,4	23,4 – 36,6

Gallensäuren

Die Gallensäuren werden in den Leberzellen aus Cholesterin synthetisiert. Über das Gallengangssystem werden sie anschließend in den Darm sezerniert. Dort sind sie an der Fettverdauung beteiligt. Anschließend erfolgt eine Rückresorption der Gallensäuren über das Pfortaderblut in die Leber. Da sie dem enterohepatischen Kreislauf unterliegen, ist die Konzentration im Plasma abhängig von der Leberfunktion und der intestinalen Absorption (v. Engelhardt und Breves, 2010). Hepatobiliäre Erkrankungen, Cholestase, portosystemische Shunts, chronische Hepatitis, starke Lebernekrosen, Lebertumore und Hypertriglyceridämie führen zu erhöhten Gallensäurewerten. Werte unterhalb des Referenzbereiches findet man in Folge einer verzögerten Magenentleerung, beschleunigter Darmpassage, Malabsorptionssyndrom, Antibiotika-Responsive-Enteropathie und einer länger als ein bis zwei Tage andauernden Anorexie, sowie bei Hämolyse (Willard und Tvedten, 2006).

2.4.3.6 Immunglobulin G (IgG)

Das Immunsystem dient in erster Linie der Infektionsabwehr. Es wehrt Krankheitserreger wie Bakterien, Pilze, Viren und Parasiten ab. Hierfür gibt es ein unspezifisches oder angeborenes Immunsystem, welches über mechanische, chemische und mikrobiologische Schutzmechanismen verfügt. Dieses bewirkt eine sofortige Bekämpfung von eingedrungenen Pathogenen. Ein weiterer Abwehrmechanismus ist das spezifische oder erworbene Immunsystem, welches erst nach einer zeitlichen Verzögerung reagiert. Beide Systeme unterscheiden sich in ihren löslichen und zellvermittelten Bestandteilen. Während zu dem unspezifischen System vor allem das Komplementsystem und verschiedene Phagozyten zählen, ist das spezifische System durch die verschiedenen Arten der T-Lymphozyten und durch Antikörper, die durch B-Lymphozyten gebildet werden, gekennzeichnet. Die Antikörper des spezifischen Immunsystems werden auch als Immunglobuline bezeichnet.

Das Immunglobulin G stellt biochemisch ein Monomer dar. Es ist sowohl im Serum (wichtigstes Immunglobulin) als auch im Gewebe lokalisiert und hat eine wichtige Funktion in der Neutralisation. So bindet es bei Infektionen des Organismus bakterielle Toxine oder verhindert die Anheftung von Viren an Rezeptoren. Es kann aber auch Fremdstoffen markieren (Opsonierung), wodurch Antigene durch phagozytierende Zellen erkannt und beseitigt werden. Man unterscheidet insgesamt fünf Immunglobulin-Isotypen. Dazu gehören IgM, IgG, IgA, IgE und IgD. IgM wird als Antikörper der Primärantwort bezeichnet, da es nach Antigenkontakt zuerst gebildet wird. IgG wird vor allem nach wiederholtem Antigenkontakt gebildet; dessen Affinität zum Antigen ist aber im Vergleich zu IgM viel höher. Das IgA wehrt Antigene auf den Schleimhäuten ab, während IgE bei Allergien eine Rolle spielt. Alle Immunglobuline sind Glykoproteine, welche sich aus vier Polypeptidketten zusammensetzen. Dabei sind je zwei leichte und zwei schwere Ketten über Disulfidbrücken miteinander verbunden, die eine charakteristische Y-Form bilden (v. Engelhardt und Breves, 2010).

Wird eine hohe IgG-Konzentration (Referenzwerte, siehe Tabelle 8) im Blut nachgewiesen, so deutet dies auf eine Infektion oder Entzündungsreaktion hin, welche länger zurückliegt oder noch andauert (Nelson und Couto, 2006). Immunsupprimierende Medikamente, aber auch Stress können die IgG-Werte im Serum verringern (Siegenthaler, 2005). Bei Nerzen wird die IgG-Konzentration im Serum durch hormonelle, diätetische und jahreszeitliche Faktoren beeinflusst (Käkelä et al., 2002).

Tabelle 8: Referenzwerte für die IgG-Konzentration (Porter et al., 1984)

Blutparameter	nach Porter et al. (1984)
IgG (g/l)	4,8 (\pm 2,14)

2.4.4 Stress und seine Folgen in der Nerzhaltung

2.4.4.1 Stress

Stress bedeutet laut Definition, dass physische und psychische Reize, sogenannte Stressoren, auf den Organismus einwirken, welcher darauf individuell geprägt und unspezifisch reagiert (Wiesner und Ribbeck, 2000). Beim Stressgeschehen kommt es zu einer vermehrten Freisetzung von Glucocorticoiden aus der Nebennierenrinde. Dieser Vorgang wird im

Hypothalamus durch das CRH (= Corticotropin-Releasing Hormone) gesteuert, welches die Ausschüttung des ACTH (= Adrenocorticotropes Hormon) bewirkt. Die daraufhin freigesetzten Glucocorticoide, vorwiegend Cortisol, führen zu einer Steigerung des Blutdruckes und der Herzfrequenz und bewirken die Mobilisierung schnell verfügbarer Energie im Körper (Silbernagl und Despopoulos, 2001). Da chronischer Stress zu einer dauerhaften Erhöhung des Cortisolspiegels im Blut führt, kann dies bei den Tieren zu einer negativen Beeinträchtigung der Fortpflanzungsleistung, des Wachstums und des Immunsystems führen (Sapolsky, 2000). Zudem kann es eine Hypertonie und kardiovaskuläre Erkrankungen, als Folge dessen, auslösen. Deshalb sollte in der Nutztierhaltung die Stressbelastung so gering wie möglich gehalten werden. Durch die modernen Haltungsbedingungen sind die Tiere meist nicht mehr in der Lage, Stress durch eine gesteigerte Bewegungsaktivität, wie Flucht oder Kampf, abzubauen (Wiesner und Ribbeck, 2000). Stresssymptome bei Farmnerzen äußern sich durch gestörte Verhaltensweisen, wie Stereotypien und Apathie, innere und/oder äußere Schädigungen, Fortpflanzungsstörungen, einschließlich Mortalität der Jungtiere, erhöhte Krankheitsempfindlichkeit, ängstliches Verhalten und verminderte Lebensfähigkeit (Wiepkema und de Jonge, 1997). Um die Stressbelastung bei Farmnerzen zu beurteilen, werden sowohl hämatologische als auch klinisch-chemische Parameter analysiert (Damgaard und Hansen, 1996).

Um Stress zu bewältigen haben alle Lebewesen im Verlauf der Evolution verschiedene Mechanismen entwickelt. Stress muss nicht zwangsläufig negative Konsequenzen haben, denn eine erfolgreiche Stressbewältigung kann sich psychophysiologisch durchaus positiv auf den Organismus auswirken. Folglich werden zwei Arten von Stress unterschieden. Der Eustress (positiver Stress) liegt im Falle einer adäquaten Stressbewältigung vor (Puppe, 2003). Dieser Stress trägt zur Gesundheit bei und befähigt den Organismus schwierige Aufgaben zu bewältigen und zu lösen. Bewegt er sich in einem bestimmten Ausmaß, wirkt er stimmungshebend und leistungssteigernd (Domnowski, 2005). Führt eine Stressbewältigung zur Beeinträchtigung anderer aufrechtzuerhaltender biologischer Funktionen so wird dieser Zustand als Distress (negativer Stress) bezeichnet (Puppe, 2003). Die Stressoren werden hierbei als negativ, unangenehm und belastend gesehen. Die Folgen für den Organismus sind eine Erschöpfung der Energieressourcen und Minderung der Leistung (Domnowski, 2005). Auf Dauer kann Distress zur Beeinträchtigung des Immunsystems, des Wohlbefindens und der Gesundheit führen (Puppe, 2003).

2.4.4.2 Cortisol

Cortisol ist ein Steroidhormon. Es gehört zur Gruppe der Glucocorticoide. Synthetisiert wird es in der Zona fasciculata der Nebennierenrinde (Silbernagl und Despopoulos, 2001). Die Synthese wird durch das CRH im Hypothalamus gesteuert. Dieses bewirkt die Ausschüttung von ACTH in der Adenohypophyse, wodurch Cortisol freigesetzt wird. Es beeinflusst im Stoffwechsel den Kohlenhydrathaushalt, den Fettstoffwechsel und den Proteinumsatz (v. Engelhardt und Breves, 2010). Glucocorticoide werden primär in der Leber abgebaut. Anschließend werden sie über die Nieren in den Urin oder über die Gallenflüssigkeit in den Darm ausgeschieden. Größtenteils werden die in der Leber entstandenen Verbindungen durch die mikrobielle Flora dekonjugiert und zusätzlich metabolisiert. Es erfolgt zum Teil auch eine Rückresorption aus dem Darm, wobei auch Anteile mit dem Kot ausgeschieden werden (Möstl und Palme et al., 2002).

2.4.4.3 Cortisolmetaboliten im Kot

Um die Stressbelastung bei Tieren zu beurteilen, erfolgt üblicherweise eine Bestimmung des Plasmacortisolspiegels (Döcke, 1994). Da bei Nerzen eine Blutentnahme ohne vorheriges Einfangen und Fixation nicht möglich ist, wäre dies eine erhebliche Stressbelastung für die Tiere. Das würde zu verfälschten Messergebnissen führen (Balfanz, 2005). Neben der Messung im Blut ist die Bestimmung der Glucocorticoidkonzentration und ihrer Metaboliten auch in verschiedenen Körperflüssigkeiten und Exkreten, wie beispielsweise Speichel, Milch, Urin und Kot, messbar. Die Stressbelastung der Farmnerze kann daher über die Bestimmung der Cortisolmetaboliten in Kotproben erfolgen. Diese nicht-invasive Methode, die ohne direkten Kontakt mit dem Tier erfolgt, gewinnt immer mehr an Bedeutung, vor allem im Umgang mit Wildtieren. Entwickelt wurde diese neue Analysemethode am Institut für Biochemie der Veterinärmedizinischen Universität Wien. Der Vorteil liegt in der unkomplizierten Probengewinnung, da das Tier in keiner Weise gestört wird und eine häufige Probenentnahme möglich ist (Möstl und Palme, 2002). Jedoch muss bei der Bewertung bei jeder Spezies und jedem Geschlecht berücksichtigt werden, dass erhebliche Unterschiede hinsichtlich der Verstoffwechslung und Ausscheidung von Glucocorticoid-Metaboliten bestehen (Touma und Palme, 2005). In einer Studie von Malmkvist et al. (2011) wurde weiblichen Amerikanischen Nerzen radioaktiv markiertes Cortisol (^3H -Cortisol) injiziert und bei der anschließenden Untersuchung von Urin- und Kotproben festgestellt dass Cortisol bei diesen Tieren zu 83 % über den Kot ausgeschieden wird. Somit erfolgt die Ausscheidung von Cortisol bei weiblichen Nerzen hauptsächlich über den Kot. Dadurch ist das Verhältnis der

Cortisol-Ausscheidung über den Kot im Gegensatz zur Ausscheidung über den Urin größer als bei anderen Spezies (Palme et al., 2005), aber vergleichbar mit der Cortisol-Ausscheidung von Ratten (*Rattus norvegicus* f. dom; 75 %; Lepschy et al., 2007) und Katzen (*Felis silvestris* f. catus; 82-86 %; Graham and Brown, 1996; Schatz und Palme, 2001).

Zu beachten ist bei der Bestimmung der Cortisolmetaboliten, dass die Cortisolkonzentration, die im Blut vorliegt, erst mit einer zeitlichen Verzögerung in Form von Cortisolmetaboliten im Darm sichtbar wird. Die Verzögerungszeit ist sehr speziesspezifisch und hängt von der Passagezeit des Duodenums zum Rektum ab (Palme et al., 1996; Möstl und Palme, 2002; Palme et al., 2005). In einer Studie wurde festgestellt, dass bei weiblichen Nerzen die maximalen Konzentrationen an Cortisolmetaboliten nach 4,2 Stunden im Kot erreicht wurden (Malmkvist et al., 2011). Laut Touma und Palme (2005) unterliegen die Cortisolmetaboliten im Kot weniger episodischen Schwankungen oder werden durch pulsatile Hormonausschüttung beeinflusst als dies beim Cortisolspiegel im Blut der Fall ist. Deshalb gibt eine Beurteilung der Cortisolmetaboliten im Kot eine genauere Aussage über den Hormonstatus der Tiere als eine Blutprobe.

2.4.5 Pelzqualität

Das wichtigste Kriterium in der Nerzzucht ist die Qualität des Pelzes, um durch dessen Verkauf möglichst hohe Gewinne zu erzielen. So basiert die Bewertung der Felleigenschaften nach Wenzel (1990) auf drei Merkmalen: die Größe, die Farbe und die Struktur der Haarbedeckung. Unter dem Merkmal Größe berücksichtigt man bei der Beurteilung die Lebendmasse und den Körperbau, welcher in die Typen sehr stark, stark und zart/fein unterteilt wird. Von der Größe des Tieres ist die Oberfläche des Felles abhängig. Bei der Farbe wird sowohl die des Deckhaares als auch des Unterhaares bewertet. Dabei entsprechen die Merkmale Qualität und Farbe des Fells keinen Standards, da ihre Beurteilung rein subjektiv, anhand traditioneller sensorischer Methoden, erfolgt. Die Struktur der Haarbedeckung wird anhand der Dichte des Deckhaares (Nap= Beziehung der Länge der Unterhaare zur Länge der Deckhaare) und der Ausgeglichenheit der Haarbedeckung beurteilt. Besonderer Wert wird auf eine ausgeglichene Haarlänge am ganzen Körper gelegt. Unterschiedliche Haarlängen mindern den Wert des Felles, ebenso wie zu kurze oder zu lange Haare. Das Fell muss weiterhin weich und glänzend sein.

Die häufigsten Fellfehler entstehen durch Mängel in der Haltung und Fütterung. Eine weitere wichtige Rolle spielt das Erbgut eines Tieres, das auch Einfluss auf die Pelzqualität hat

(Wenzel, 1987; Hansen et al., 1998; Børsting, 1999; Uzenbaeva und Ilukha, 1999). Auch der Zeitpunkt des Pelzens beeinflusst die Pelzqualität (Møller et al., 2001). Das Pelzen muss in der Zeit der vollen Fellreife nach Beendigung des Herbsthaarwechsels erfolgen. Ein zu frühes Pelzen führt zur Wertminderung der Felle. Ein zu spätes Pelzen bewirkt, dass das Fell an Reinheit und Glanz verliert (Wenzel, 1990).

Ein struppiges, glanzloses und schütteres Fell gibt in der Regel Hinweise auf das Vorliegen einer Erkrankung des Tieres. Weitere Krankheitszeichen sind Verunreinigungen, Haarausfall, Schuppen, Borken und Parasiten im Haarkleid. Fellveränderungen können durch Erkrankungen wie Trichophytie verursacht werden. Diese Pilzerkrankung führt zu starkem Juckreiz mit Haarausfall, vor allem an Kopf, Hals und Ohren, Pfoten und Ellenbogengelenk. Meist wird ein Haarausfall durch eine ernährungsbedingte Unterversorgung mit ungesättigten Fettsäuren verursacht. Ein Haarbruch wird vermutlich durch einen Mangel an schwefelhaltigen Aminosäuren, B-Vitaminen und Spurenelementen (S, Cu, Co, Mg) im Futter verursacht. Eine Depigmentierung der Haare ist häufig Folge einer Eisenmangelanämie (Wenzel und Berestov, 1986). Um das Fütterungsmanagement zu beurteilen, können Haaranalysen bei klinisch gesunden Tieren durchgeführt werden (Brandt, 1989).

3 Tiere, Material und Methoden

Die Studie „Auswirkungen einer Haltungsform gemäß der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung auf die Gesundheit und die Leistung von Amerikanischen Nerzen (*Neovison vison*)“ wurde im Zeitraum von Juli 2010 bis Dezember 2010 durchgeführt. Sie beinhaltet die Beurteilung der Gesundheit von Nerzen in einem Haltungssystem, das den Vorgaben der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung (TierSchNutzV, 2006) entspricht.

Parallel zu der vorliegenden Studie wurden Verhaltensbeobachtungen im Rahmen eines Dissertationsvorhabens mit dem Titel „Verhalten des Farmnerzes (*Neovison vison*): Eine Studie zur Aufzucht und Jungtiergruppenhaltung gemäß der aktuellen Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung“ von Leandra Sabass durchgeführt.

3.1 Tiere und Kennzeichnung

Diese Studie wurde als Tierversuch bei der Regierung von Oberbayern unter dem Aktenzeichen 514.33.21/03HS061 angezeigt.

Das Projekt wurde mit Amerikanischen Nerzen (*Neovison vison*) aus eigener Nachzucht durchgeführt.

Die selbst gezogenen Tiere wurden im Alter von neun bis elf Wochen (je nach Geburtstermin) vom Muttertier abgesetzt und spätestens in der elften Lebenswoche in die Versuchsgehege eingesetzt. Die Versuchstiere wurden getrennt nach Geschlechtern in den jeweiligen Volieren in Dreiergruppen aufgestellt. Im Freigehege fand keine Geschlechtertrennung statt. Die Auswahl der Tiergruppen erfolgte nach dem Zufallsprinzip.

Insgesamt wurde der Versuch mit 34 Fähen und 35 Rüden, die in den drei Farbschlägen silverblue, demi-buff und pearl vertreten waren, durchgeführt.

Zur eindeutigen Identifikation der einzelnen Tiere wurden diese mit einem Transponderchip (HDX- Half Duplex Datenübertragungstechnik RFID- System, Fa. Texas Instruments Deutschland GmbH, Freising, Deutschland), der in Narkose subkutan zwischen den Schulterblättern appliziert wurde, gekennzeichnet. In der nachfolgenden Tabelle 9 ist die Aufteilung der einzelnen Tiere in den Volieren und im Freigehege dargestellt. In der Volierenhaltung wurden insgesamt 24 Rüden und 24 Fähen untergebracht, das Freigehege wurde mit 11 Rüden und 10 Fähen besetzt.

Tabelle 9: Übersicht über die Verteilung der männlichen (m) und weiblichen (w) Nerze in den Volieren (V) der Stallungen (A und B) und im Freigehege (FG) mit Angabe der Chipnummer, Labornummer, Geschlecht und Farbe

Chip- Nr.	Labor- Nr.	V	Sex	Farbe	Chip- Nr.	Labor- Nr.	V	Sex	Farbe
1049674	1	1A	m	demi- buff	2629706	66	1B	w	demi-buff
1577731	4	1A	m	silverblue	130421	67	1B	w	demi-buff
131162	14	1A	m	pearl	3494478	69	1B	w	demi-buff
2629571	43	2A	w	demi-buff	1577146	5	2B	m	silverblue
1577494	63	2A	w	silverblue	1844303	19	2B	m	pearl
2629568	65	2A	w	pearl	13158	41	2B	m	demi-buff
131432	11	3A	m	silverblue	1578271	17	3B	w	demi-buff
3494498	18	3A	m	demi-buff	2629519	45	3B	w	pearl
2629750	35	3A	m	pearl	1845958	62	3B	w	pearl
1844883	24	4A	w	silverblue	2629701	2	4B	m	demi-buff
1577116	26	4A	w	demi-buff	2629589	38	4B	m	pearl
1578177	56	4A	w	pearl	1578859	6	4B	m	silverblue
3494508	20	5A	w	silverblue	1844706	10	5B	w	silverblue
2629789	34	5A	w	pearl	1578230	13	5B	w	demi-buff
1844277	40	5A	w	demi-buff	1578298	25	5B	w	pearl
1845772	60	6A	m	silverblue	1577796	7	6B	m	silverblue
1579123	61	6A	m	pearl	1844485	37	6B	m	pearl
1578407	64	6A	m	demi-buff	1577285	53	6B	m	demi-buff
2629707	30	7A	w	pearl	2629575	44	7B	w	pearl
2629543	39	7A	w	demi-buff	3494485	58	7B	w	demi-buff
131025	46	7A	w	silverblue	2629574	57	7B	w	pearl
1366708	29	8A	m	demi-buff	2629586	51	8B	m	demi-buff
1577941	33	8A	m	pearl	1578864	59	8B	m	pearl
2629531	68	8A	m	demi-buff	2629773	49	8B	m	silverblue
Chip- Nr.	Labor- Nr.	FG	Sex	Farbe	Chip- Nr.	Labor- Nr.	FG	Sex	Farbe
2629755	3	FG	m	demi-buff	130227	12	FG	w	pearl
108480	8	FG	m	silverblue	1577967	15	FG	w	pearl
1578125	9	FG	m	silverblue	1843966	16	FG	w	demi-buff
2629561	21	FG	m	pearl	2629505	36	FG	w	pearl
1844658	22	FG	m	pearl	2629740	47	FG	w	demi-buff
2629524	23	FG	m	pearl	2629559	48	FG	w	demi-buff
1845458	27	FG	m	demi-buff	1578882	50	FG	w	demi-buff
1845461	28	FG	m	demi-buff	1844508	52	FG	w	demi-buff
104693	31	FG	m	pearl	2629374	54	FG	w	demi-buff
2629515	32	FG	m	pearl	2629536	55	FG	w	demi-buff
1845659	42	FG	m	demi-buff					

3.2 Versuchsaufbau und Versuchsort

Die Studie fand auf dem Gelände der Ludwig-Maximilians-Universität des Lehrstuhls für Tierschutz in München statt. Für den Versuch wurden Tiere aus eigener Nachzucht verwendet. Hierfür erfolgte das Decken der Zuchtfähen im März 2010. Nach der Geburt verblieben die Jungtiere bis zum Absetzen beim Muttertier und wurden anschließend Mitte Juli 2010, im Alter von neun, zehn oder elf Wochen (je nach Geburtstermin), in die Volieren und im Freigehege eingestallt. Der Versuch endete im Dezember 2010.

3.2.1 Volieren

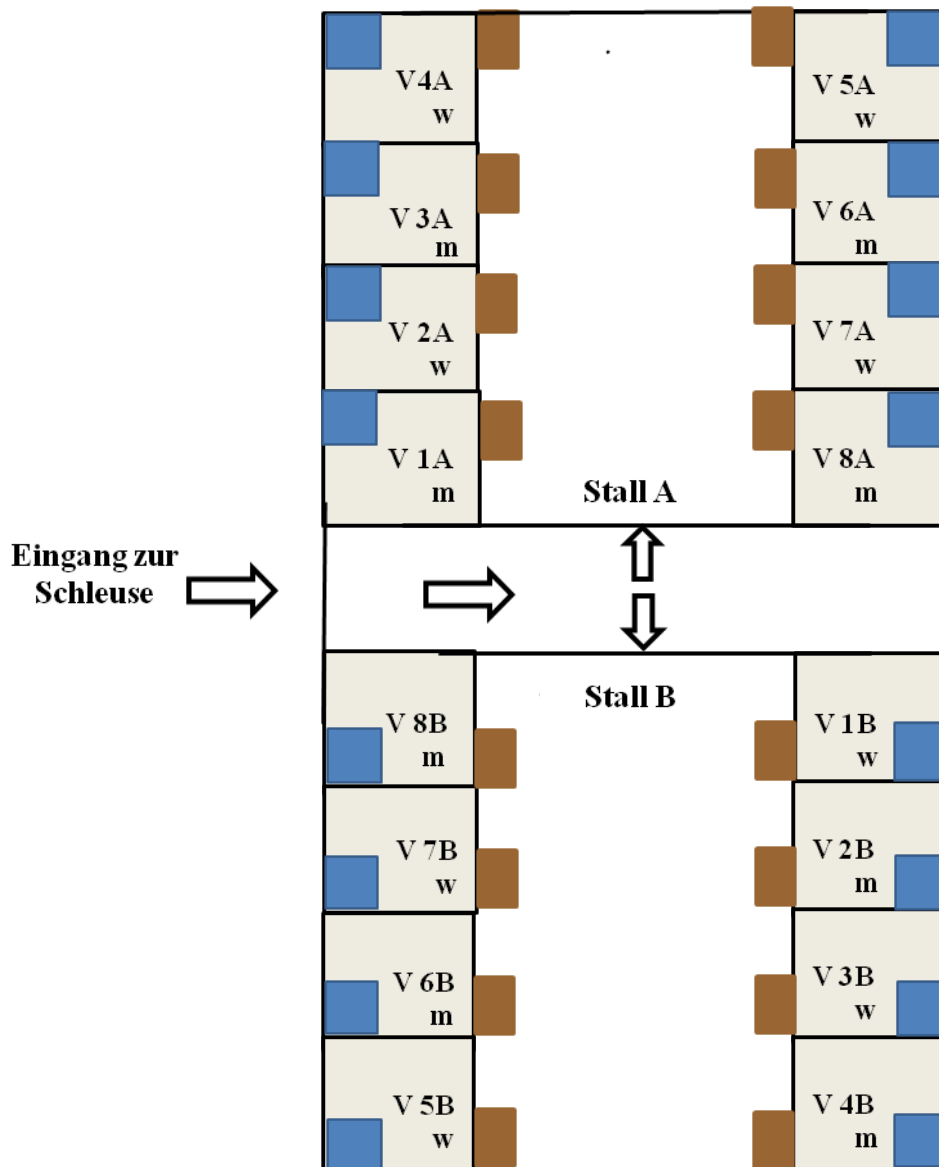
Die Nerze wurden in Volieren eingestallt, die sich in zwei gegenüberliegenden überdachten Stallungen (Stall A und Stall B) befanden.

Pro Stallung waren acht Volieren vorhanden. Die Volieren im Stall A wurden mit 1A bis 8A gekennzeichnet und im Stall B mit 1B bis 8B. In jede Voliere wurden jeweils 3 Nerze gleichen Geschlechts eingesetzt. Die Aufstallung von weiblichen und männlichen Tieren fand im Wechsel statt.

Da auch Videobeobachtungen zu einer anderen Fragestellung innerhalb der Studie durchgeführt wurden, wurde weitestgehend darauf geachtet, dass in jeder Voliere Tiere in den drei unterschiedlichen Farbschlägen (demi-buff, silverblue und pearl) vertreten waren, um die Tiere bei der Auswertung der Aufzeichnungen individuell unterscheiden zu können.



Abbildung 3: Blick auf die Volieren im Stallgebäude

**Legende:**




-  = Voliere
-  = Wasserbecken
-  = Wohnkasten

Abbildung 4: Skizze der Stallungen A und B mit den nummerierten Volieren (V) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere, den Wasserbecken und den Wohnkästen

Alle Volieren entsprachen den Anforderungen der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung (TierSchNutzV, 2006). Sie verfügten über eine Grundfläche von 4 m² mit einer Höhe von 2 m. In einer Höhe von ca. 1 m über dem Boden wurde jede Voliere mit Plattformen aus Holzbrettern, mit einer Länge von ca. 2 m und Breite von ca. 25 cm, ausgestattet. Im rechten Winkel dazu und ca. 30 cm darüber befand sich ein Holzbrett mit einer Länge von ca. 2 m und einer Breite von ca. 30 cm. Zusätzlich standen den Nerzen in jeder Voliere eine Plastikkiste (Länge ca. 60 cm, Breite ca. 40 cm), die mit Sägespänen befüllt war, zur Verfügung. Sie diente den Nerzen als Beschäftigungsmaterial und wurde von den Tieren unter anderem zum Trockenreiben des Fells nach dem Schwimmen, zum Spielen oder auch Ruhen benutzt.

Der Boden der Volieren war mit Gummimatten ausgelegt. Diese wurden einmal täglich gereinigt. Außerhalb der Volieren wurden im Schleusenbereich Wohnboxen aus Holz installiert, die durch eine Holztrennwand in zwei Bereiche unterteilt und mit Stroh eingestreut waren. Somit standen den drei in jeder Voliere eingestellten Nerzen zwei Wohnboxen mit den Maßen 35 cm x 35 cm x 30 cm (Länge, Breite, Höhe) zur Verfügung.



Abbildung 5: Ausstattung einer Voliere mit Wohnkasten, Wasserbecken, Kiste mit Sägespänen, Holzbrettern und Gummimatte

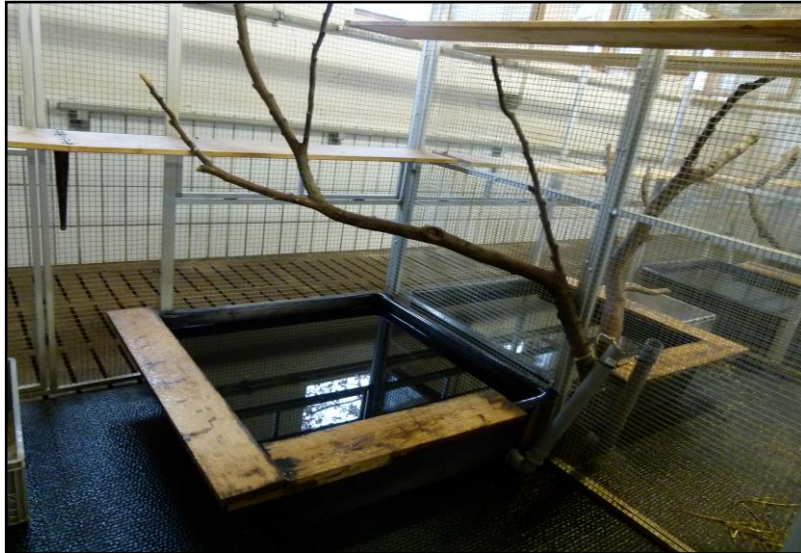


Abbildung 6: Blick in eine Voliere mit einem Wasserbecken und Plattformen aus Holzbrettern

In jeder der 16 Volieren wurde den Tieren eine Schwimmgelegenheit, in Form von Plastikwannen, mit den Maßen 1 m x 1 m (Länge x Breite), einer Wassertiefe von ca. 30 cm und einer Beckentiefe von ca. 35 cm angeboten. Um den Ein- und Ausstieg zu erleichtern, wurden am Beckenrand im rechten Winkel zwei Holzbretter angebracht.

3.2.2 Freigehege

Eine Gruppe aus 21 Nerzen (10 Fähen und 11 Rüden) wurde in einem Freigehege aufgestellt. Das Versuchsareal besaß eine Grundfläche von ca. 290 m² und wurde so ausgestattet, dass den Tieren eine seminatürliche Haltungsumwelt geschaffen wurde. Eingezäunt wurde das Freigehege mit einem Zaun aus Maschendraht, welcher im unteren Bereich von einem Überhang des Zaunes im Freigehege bis zu einer Höhe von einem Meter engmaschig war und im oberen Bereich in der Höhe von einem Meter aus glattem Blech angefertigt wurde. Der ebenfalls mit Maschendraht ausgelegte Boden wurde mit einer ca. 20 cm dicken Schicht aus Rindenmulch belegt. Somit konnte ein Durchgraben der Tiere aus dem Gehege verhindert werden. Um ein Entkommen der Nerze auszuschließen, war das Freigehege nur durch eine abschließbare Sicherheitsschleuse zugänglich.

Unter einem überdachten Bereich (6 m x 5 m) wurden 20 mit Stroh eingestreute Wohnboxen aus Holz aufgestellt (Größe je Box 35 cm x 35 cm x 30 cm, Fläche ca. 0,12 m²/Box). Diese standen auf einem Fundament aus Ziegelsteinen in einer Höhe von 30 cm und waren jeweils durch ein Rohr mit ca. 10 cm Durchmesser für die Tiere zugänglich.



Abbildung 7: Blick in das Freigehege (Bild: Dr. E. Rauch)



Abbildung 8: Überdachtes Areal mit Wohnboxen und Futtergestelle im Freigehege (Bild: Dr. E. Rauch)

Das Freigehege wurde mit drei verschiedenen Wasserstellen ausgestattet. Dazu gehörte ein runder „Teich“, mit einer Wasseroberfläche von ca. 4,9 m² und einer Tiefe von ca. 80 cm, einem daran anschließenden fließenden „Bachlauf“ mit einer Länge von ca. 10 m und einer Tiefe von ca. 3-4 cm und zwei gumpenartigen Vertiefungen von ca. 10 cm. Er mündete in eine rechteckige „Schwimmrinne“ mit einer Wasseroberfläche von ca. 20,5 m² und einer Tiefe von ca. 30 cm. Die Zirkulation des Wassers aus der „Schwimmrinne“ in den „Teich“ erfolgte durch ein Pumpensystem.



Abbildung 9: Blick auf „Schwimmrinne“, „Bachlauf“ und „Teich“ im Freigehege (Bild: Dr. E. Rauch)

3.2.3 Versorgung der Tiere

Zur Wasserversorgung der Tiere war jede Voliere, der Stallungen A und B mit jeweils einer Nippeltränke ausgestattet. Im Freigehege standen vier Nippeltränken zur Verfügung. Das Wasser in den Tränken wurde täglich gewechselt. Die Futtermittelsversorgung erfolgte durch handelsübliches Nerz Nassfutter, welches vor der Verfütterung aufgetaut und als Futterbrei auf den Volierenböden verteilt wurde. Im Freigehege wurde das Nassfutter auf Holzgestellen mit Drahtgitter (in einer Höhe von ca. 30 cm) angeboten. In den Sommermonaten und während der Jungtieraufzucht wurden die Tiere zweimal täglich (morgens und spätnachmittags), ansonsten einmal täglich gefüttert. Zusätzlich stand den Tieren handelsübliches Trockenfutter für Frettchen in einem Rundtrog zur Verfügung.

3.3 Durchgeführte Untersuchungen und Methoden zur Auswertung

Über den gesamten Versuchszeitraum wurden Aufzeichnungen über die Wassertemperatur und Proben zur Bestimmung der Wasserqualität gesammelt. Alle zwei Wochen fand bei jedem einzelnen Tier eine Gesundheitsbeurteilung mit Gewichtskontrolle statt. Zudem wurde der Gesundheitsstatus der Tiere mit Hilfe von Blutprobenentnahmen in der 11., 23. und 31. Lebenswoche überprüft. Durch das Sammeln von Kotproben konnte anhand der Bestimmung der Cortisolmetaboliten im Kot eine Aussage über die Stressbelastung der Tiere in dem Haltungssystem getroffen werden.

Tabelle 10: Übersicht über die durchgeführten Untersuchungen von der 11. bis zur 31. Lebenswoche (KW= Kalenderwoche, LW= Lebenswoche, WT= Wassertemperatur, WW= Wasserwechsel, WQ= Wasserqualität, GW= Gesundheitsbeurteilung, B= Blutentnahme, K= Kotproben)

KW	28.	29.	30.	31.	32.	33.	34.	35.	36.	37.	38.	39.	40.	41.	42.	43.	44.	45.	46.	47.	48.
LW	11.	12.	13.	14.	15.	16.	17.	18.	19.	20.	21.	22.	23.	24.	25.	26.	27.	28.	29.	30.	31.
WT			x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x
WW	x				x				x				x				x				
WQ				x				x				x				x				x	
GB	x		x		x		x		x		x		x		x		x		x		x
GW	x		x		x		x		x		x		x		x		x		x		x
B	x												x								x
K		x				x				x				x				x			

3.3.1 Messung der Wassertemperatur und Bestimmung der Wasserqualität

Im Zeitraum vom 29.07.2010 bis zum 30.11.2010 erfolgte eine tägliche Temperaturkontrolle der Wasserbecken in vier Volieren mit einem handelsüblichen elektronischen Einstichthermometer als Messgerät. Im Freigehege wurde die Wassertemperatur des „Teiches“, der „Rinne“ und des „Bachlaufes“ gemessen. Die Wassertemperaturen der übrigen Volieren und des Freigeheges wurden jeweils zum Zeitpunkt der Wasserprobennahme gemessen. Eine Beurteilung der Wasserqualität in den Volieren und im Freigehege erfolgte alle vier Wochen. Hierfür wurde mittels einer 20 ml Spritze jeweils eine Sammelprobe (insgesamt n= 8) aus den Wasserbecken von zwei Volieren (Volieren 1A und 3A, 2A und 4A, 5A und 7A, 6A und 8A, 1B und 3B, 2B und 4B, 5B und 7B, 6B und 8B) gezogen. Im Freigehege wurde eine Sammelprobe (20 ml) aus dem „Teich“, der „Rinne“, und dem „Bachlauf“ entnommen. Der Probenentnahmezeitpunkt ist in Tabelle 10 angeführt. Im Labor erfolgte eine Überprüfung der Wasserproben hinsichtlich des Gesamtkeimgehaltes, der Anzahl an Enterobacteriaceae und Salmonellen. Drei Wochen vor dem jeweiligen Probennahmetermin wurde in den Wasserbecken der Volieren ein Wasserwechsel durchgeführt. Das Wasser im Freigehege wurde vor der Einstellung und einmal im Herbst,

nachdem Laub von den Bäumen gefallen ist, ausgewechselt (Datum: 14.10.2010).

Die Bearbeitung der Proben im Labor erfolgte unter sterilen Bedingungen unter einem Work Flow (Biowizard GoldenLine, Fa. Kojair, Teollisuustie 3, 35700 Vilppula, Finnland). In der Vorbereitung wurde mit jeder einzelnen Probe eine Verdünnungsreihe in sechs Reagenzgläsern, von 1:10 bis 1:10⁶ erstellt. Die Verdünnung erfolgte bei 1 ml der nativen Wasserprobe mit 9 ml 0,85 %iger NaCl-Lösung. Für jede Probe wurde ein weiteres Reagenzglas mit 9 ml Rappaport-Bouillon befüllt und mit jeweils 1 ml der Wasserprobe versetzt. Dies diente dem Salmonellen-Nachweis. Anschließend wurden aus der vorbereiteten NaCl-Verdünnungsreihe jeweils 100 µl pro Verdünnungsstufe auf einem Standard I-, Rambach- und Gassner-Agar ausgespatelt und zusammen mit den Rappaport-Röhrchen für 24 h und bei 37°C im Brutschrank bebrütet. Am darauf folgenden Tag erfolgte die quantitative Auswertung der Platten mit Hilfe eines Koloniezählstiftes. Bei den Standard I-Platten wurden alle vorhandenen Kolonien ausgezählt und das Ergebnis als kolonienbildende Einheiten pro Milliliter (KbE/ml) dokumentiert. Bei der Auswertung der Gassner-Platten wurden vor allem alle blau gewachsenen Kolonien, die für coliforme Keime charakteristisch sind, ausgezählt. Die Rambach-Platten wurden speziell auf kirschrote Kolonien mit hellem Hof untersucht, da dies für das Vorhandensein von Salmonellen spricht. In diesem Fall wurde eine Subkultur mittels 3-Ösen-Ausstrich auf Standard I-Agar und Rambach-Agar angelegt und bei 37°C für 24 Stunden bebrütet.

Die Ansätze der Rappaport-Röhrchen wurden dann auf eine Trübung begutachtet, welche einen Hinweis auf Salmonellenwachstum geben. Hierfür wurden sie aufgeschüttelt, da sich die Salmonellen als Sediment am Boden der Röhrchen festsetzen. Anschließend wurden jeweils 100 µl des Rappaport-Ansatzes auf je eine Rambach-Platte mit einem sterilen Glasspatel ausgespatelt. Die beiden Platten wurden bei 37°C für 24 Stunden bebrütet. Bei einem Salmonellenverdacht wurde am nächsten Tag ein Enterotube-Test (BBL Enterotube II, Fa. Becton Dickinson GmbH, Heidelberg, Deutschland) zur weiteren Identifizierung des Erregers durchgeführt. Dabei wurde ein gebrauchsfertiger Enterotube mit der verdächtigen Kolonie beimpft. Von der verdächtigen Kolonie wurde zusätzlich ein 3-Ösen-Ausstrich auf einem Standard I-Agar angefertigt und zusammen mit dem Enterotube bei 37°C für 24 Stunden bebrütet. Mit Hilfe eines Auswertungsschemas für den Enterotube konnte die verwendete Kolonie am nächsten Tag identifiziert werden. Bei positivem Ergebnis wurde eine Kolonie des Standard I-Agars in ein Kryo-Röhrchen übertragen und in einer Kryo-Box bei Minus 80°C eingefroren und zur genaueren Bestimmung der Salmonellenart an das Robert-Koch-Institut in Berlin weitergeleitet.

3.3.2 Gesundheitsbeurteilung und Gewicht der Nerze

Parallel zur ersten Blutabnahme und anschließend im zweiwöchigen Abstand erfolgte eine Gesundheitsbeurteilung mit Gewichtskontrolle jedes einzelnen Tieres. Dafür wurden die Tiere jeweils in Klappfallen gefangen. Jeder Nerz konnte nun anhand seiner Transpondernummer mittels eines Chiplesegerätes erfasst und identifiziert werden. In der ersten Beurteilung erfolgte zudem eine Geschlechts- und Farbbestimmung der Tiere.

Gesundheitsbeurteilung

Die Gesundheitsbeurteilung wurde im Abstand von 14 Tagen über den gesamten Versuchszeitraum durchgeführt. Sie erfolgte anhand eines Beurteilungsbogens, der vorgab, nach welchen Kriterien die Tiere beurteilt werden sollten. Diese werden im Folgenden genauer aufgeführt.

Allgemeinbefinden:

Die Bewertung des Allgemeinbefindens wurde in ungestört, geringgradig gestört, mittelgradig gestört, hochgradig gestört und komatös unterteilt (Beurteilungsindex 1-5).

Zustand des Fells:

Der Fellzustand wurde anhand der Fellstruktur, Verfärbungen, Verletzungen und Narben beurteilt.

Tabelle 11: Definition zur Beurteilung des Fellzustandes; BI= Beurteilungsindex

BI	Zustand des Fells
1	sehr gut (ohne Makel, dicht, glänzend, keine abgebrochenen oder anderweitig geschädigten Haare, keine kahlen Stellen)
2	gut (mit ggrd. Makeln, leicht matt, stumpf oder struppig, keine abgebrochenen oder anderweitig geschädigten Haare, keine kahlen Stellen)
3	befriedigend (mit deutl. Makeln, sehr matt, stumpf oder struppig, u./o. deutl. geschädigte Haarstruktur, u./o. kahle Stellen, u./o. Verletzungen, u./o. Narben)
4	mangelhaft (hgrd. Makel, keine einheitliche Fellstruktur erkennbar- z.B. nackt, überwiegend kahl, Pyodermie, etc.)

Fellverschmutzung:

Neben dem Verschmutzungsgrad des Felles wurde auch die Art der Verschmutzung wie beispielsweise durch Kot, Dreck, Blut, Urin oder Eiter beurteilt.

Tabelle 12: Definition zur Beurteilung der Fellverschmutzung; BI= Beurteilungsindex

BI	Fellverschmutzung
1	keinerlei Verschmutzungen (komplett sauber)
2	leichte Verschmutzungen (an einzelnen Stellen, überwiegend sauber)
3	deutliche Verschmutzungen (an mehreren Stellen)
4	starke Verschmutzungen (u./o. Verklebungen, Fell kaum mehr in natürlichem Zustand)

Nasen- und Augenausfluss:

Die Beurteilungskriterien waren das Vorhandensein, sowie der Stärkegrad des Nasen- und Augenausflusses (leicht, stark) und die Lokalisation wie einseitig (links, rechts) oder beidseitig (Beurteilungsindex 1-3).

Verletzungen:

Verletzungen wurden anhand ihrer Tiefe, Anzahl und Lokalisation am Tierkörper beurteilt. Stark verletzte Tiere wurden in speziellen Krankencellen isoliert, gegebenenfalls tierärztlich behandelt und nach der Genesung wieder in ihre entsprechende Gruppe gesetzt.

Tabelle 13: Definition zur Beurteilung der Verletzungen und deren Lokalisation; BI= Beurteilungsindex.

BI	Verletzungen
1	keine (Haut am ganzen Körper intakt)
2	leichte (Haut an wenigen/ bis zu 3 Stellen oberflächlich/max. bis zur Subkutis beschädigt, lokaler Prozess)
3	starke (Haut an vielen/mehr als 3 Stellen oberflächlich beschädigt u./o. an einer oder mehreren Stellen tiefgehend beschädigt, Möglichkeit der Generalisierung des Prozesses gegeben)
A	im Kopf-/Nackengebiet
B	am Rücken
C	am Bauch
D	am Schwanz
E	an den Pfoten/Gliedmaßen

3.3.3 Blutprobengewinnung und Probenbehandlung

Um den Gesundheitsstatus der Versuchstiere beurteilen zu können, wurde jedem Tier während des Versuches dreimal Blut entnommen und untersucht. Der Zeitpunkt der Blutentnahmen war jeweils in der 11., der 23. und 31. Lebenswoche. Hierfür wurden die Tiere in eine kurze Narkose gelegt. Injiziert wurden dabei intramuskulär (i.m.) jedem einzelnen Tier eine Narkosemischung aus Medetomidin (0,2 ml/kg 1:10 verdünnt mit NaCl), Ketamin (0,07 ml/kg) und Midazolam (0,10 ml/kg). Bis zum Anfluten der Medikamente waren die Tiere in Fallen untergebracht. Die Narkosetiefe wurde anhand des Zwischenzehenreflexes überprüft. Erst wenn kein Reflex mehr auslösbar war, konnten die Tiere aus den Fallen genommen werden. Auf dem Behandlungstisch wurde ihnen über eine Atemmaske Sauerstoff zugeführt und nach Rasur und Desinfektion der Vordergliedmaße das Blut aus der Vena cephalica entnommen. Zur Beendigung der Narkose wurde den Tieren Atipamezol (0,2 ml/kg 1:10 verdünnt mit NaCl) als Antidot injiziert.

Aus den Blutproben wurden im lehrstuhleigenen Labor folgende Blutparameter bestimmt: Erythrozyten, Leukozyten, Thrombozyten, Hämatokrit, Hämoglobin, MCV, MCH, MCHC, Cholesterol, Triglyceride, Gallensäuren, AST und Immunglobulin G.

3.3.3.1 Analyse des roten und weißen Blutbildes

Die Bestimmung des roten und weißen Blutbildes erfolgte mit Hilfe des vollautomatischen Hämatologie-Analysegerätes scil VET abc (Veterinarian Animal Blood Counter, Fa. Scil animal care company GmbH, Viernheim, Deutschland), einem durch Mikroprozessoren gesteuerten Analysesystem. Für die Bestimmung konnte sofort das Probenmaterial EDTA-Vollblut verwendet werden. Hierfür wurde das jeweilige Probenröhrchen mit dem Blut unter die Entnahmenadel des Gerätes gehalten um 12 µl Blut zu gewinnen. Anschließend führte das Gerät eine eigenständige Messung der Werte durch.

3.3.3.2 Analyse der Stoffwechselfparameter Cholesterol, Triglyceride, AST und Gallensäuren

Zusätzlich wurden noch aus dem Blutplasma die Parameter Cholesterol, Triglyceride, AST und Gallensäuren mit Hilfe des selektiven chemischen Analyseautomaten KONE Delta (Fa. Böhringer-Ingelheim, Ingelheim am Rhein, Deutschland) bestimmt. Dazu wurden jeweils 200 µl des zuvor bei -20°C in Eppendorf-Cups gelagerten nativen Plasmas aufgetaut und in Probencups pipettiert. Diese wurden auf einem Probensteller mit einem Fassungsvermögen von 84 Proben platziert. Anschließend wurden durch die geräteeigene Software die einzelnen

Proben eingegeben und die jeweiligen Tests festgelegt. Für die einzelnen Testverfahren wurden noch entsprechende Reagenzien benötigt, die in die dafür vorgesehenen Gefäße gefüllt und auf den Reagenzträger übertragen wurden. Als Reagenzien wurden gebrauchsfertige Lösungen (Fa. Thermo Fisher Scientific und Thermo Electron Corporation, Schwerte, Deutschland) verwendet. Das KONE Delta Gerät arbeitete vollautomatisch und führte die Messung der Proben selbständig durch.

3.3.3.3 Analyse des Parameters Immunglobulin G (IgG)

Um den Immunstatus der Tiere beurteilen zu können, wurde im Blutserum das Immunglobulin G mit Hilfe eines am Lehrstuhl entwickelten Sandwich-ELISAs ermittelt. Das Prinzip der Sandwich-ELISA-Technik beruht auf einer Bindung des gesuchten Antigens an eine Festphase (Mikrotiterplatte) über einen daran gekoppelten Antikörper. Anschließend wird über einen zweiten Antikörper, welcher mit einem Nachweisreagenz gekoppelt ist, das gebundene Antigen nachgewiesen.

In einem ersten Schritt wurden 96-Loch Mikrotiterplatten aus Polystyrol („NUNC IMMUNO PLATE, Fa. Nunc/Thermo Scientific, Langensfeld, Deutschland) mit einem polyklonalen Goat anti-Ferret-IgG Antikörper (Fa. Bethyl Laboratories, Inc., Montgomery, USA) in der Konzentration 3 µg/ml und mit Carbonatpuffer (pH 9,6) beschichtet. Die Herstellung der Lösungen und Puffer für den ELISA ist in Tabelle 14 aufgeführt.

In jede Kavität der Platten wurden 100 µl der fertigen Lösung pipettiert, mit Parafilm verschlossen und über Nacht bei 4°C im Kühlschrank inkubiert. Dabei wurden die Antikörper an die Kunststoffoberfläche der Kavitäten gebunden. Am darauf folgenden Tag wurden die Platten in einem mechanischen Plattenwaschgerät („ELx405 Auto Plate Washer“, Fa. Bio Tek Instruments GmbH, Bad Friedrichshall, Deutschland) gewaschen und gründlich ausgeklopft, bis keine Flüssigkeitsreste in den Kavitäten der Platten mehr zu sehen waren. Darauf folgte eine Blockierung mittels 200 µl einer 1 %igen Milchpulverlösung (Magermilchpulver, Fa. AppliChem, Darmstadt, Deutschland) in 20 ml PBS-Puffer (pH 7,2) pro Platte, um freie Bindungsstellen in den Kavitäten zu besetzen. Nach einer Inkubation bei 37°C für eine Stunde wurden die Platten ein weiteres Mal gewaschen.

Anschließend wurden das mit PBS-Tween vorverdünnte Plasma-Probenmaterial sowie ein laborintern aus Nerzplasma aufgereinigte Nerz-IgGs als Standard in die jeweiligen Kavitäten der Platte pipettiert und als Verdünnungsreihe im Zweierlogarithmus angelegt. Die Platte wurde erneut bei 37°C für eine Stunde inkubiert. Die bereits an den Kunststoff gebundenen

Antikörper konnten dadurch das in den Proben enthaltene Antigen (Nerz-IgG) binden. Nach dem Waschen und Abklopfen wurde in die Kavitäten der Platten ein Konjugat aus einem an Peroxidase gekoppelten Goat anti-Ferret-IgG-HRP („Goat anti-Ferret-IgG I HRP conjugated“, Fa. Bethyl Laboratories, Inc., Montgomery, USA), in einer Konzentration von 1:10000 pipettiert und bei 37°C für eine Stunde inkubiert. Das Konjugat konnte sich dadurch an die gesuchten Antikörper binden. Es erfolgte ein weiterer Waschvorgang. Im Anschluss fand eine Pipettierung der Platten mit jeweils 100 µl warmen TMB-Substrats statt. Da das Substrat lichtempfindlich ist, wurden die Platten zehn Minuten im Dunkeln bei Zimmertemperatur inkubiert. Durch einen Umsetzungsvorgang der Peroxidase entstand eine Blaufärbung in den Kavitäten. Um die enzymatische Reaktion zu beenden, wurden 50 µl 1 molare Schwefelsäure als Stopplösung in die einzelnen Kavitäten gegeben. Dies führte zu einer Hemmung der Peroxidaseaktivität und dadurch zu einem gelben Farbumschlag, der proportional zum IgG-Gehalt der Probe war. Zuletzt erfolgte eine photometrische Messung der Platten, bei einer Wellenlänge von 450 nm sowie einer Referenzwellenlänge von 595 nm mittels des „ELISA-Reader Synergy HAT“ (Fa. BioTek Instruments GmbH, Bad Friedrichshall, Deutschland). Die Auswertung der IgG-Konzentration anhand der Standardkurve erfolgte durch das Computerprogramm „Gen5“ Software (Fa. BioTek Instruments GmbH, Bad Friedrichshall, Deutschland).

Tabelle 14: Zusammensetzung der Lösungen und Puffer für den ELISA:

Beschichtungspuffer (pH 9,6)	Für 1 Liter: <ul style="list-style-type: none"> • 3,11 g Natriumcarbonat • 6,00 g Natriumhydrogencarbonat • Monodest ad 1 Liter
PBS-Puffer	Für 1 Liter: <ul style="list-style-type: none"> • 8,00 g Natriumchlorid • 1,45 g Di- Natriumhydrogenphosphat-Dihydrat • 0,20 g Kaliumdihydrogenphosphat • 0,20 g Kaliumchlorid • Monodest ad 1 Liter
PBS-Tween	Für 1 Liter: <ul style="list-style-type: none"> • 500 µl Tween 20 zu PBS-Puffer geben
TMB-Stammlösung	Für 10 ml: <ul style="list-style-type: none"> • 60 mg Tetramethylbenzidin • 10 ml Dimethylsulfoxid
Schwefelsäure 1 molar	Für 500 ml: <ul style="list-style-type: none"> • ca. 400 ml Monodest vorlegen • 27,8 ml 96 %ige Schwefelsäure • Monodest ad 500 ml

3.3.3.4 Bestimmung der Cortisolmetaboliten

Während in der 12., 16., 20., 24. und 28. Lebenswoche die Videobeobachtungen der parallel laufenden Dissertation von Leandra Sabass aufgezeichnet wurden, erfolgte jeweils über einen Zeitraum von drei Tagen das Sammeln der Kotproben zur Bestimmung der Cortisolmetaboliten. Dabei wurden täglich aus den 16 Volieren jeweils zwei Kotproben (frisch bzw. direkt nach dem Absetzen) für eine Sammelprobe pro Voliere genommen. Im Freigehege wurden pro Tag jeweils zehn Kotproben für eine Sammelprobe gesammelt. Vor dem Sammeln wurde für jede Probe ein Gefrierbeutel vorbereitet und entsprechend beschriftet. Anschließend wurden die gesammelten Kotproben bis zur Aufbereitung bei -20 °C tiefgefroren. Für die Aufbereitung der Kotproben, die im lehrstuhleigenen Labor stattfand, wurden jeweils 0,5 g des Sammelkotes in 10 ml-PP-Röhrchen eingewogen. Dafür wurden die Kotproben zuvor vollständig aufgetaut. Das Einwiegen erfolgte mit Hilfe von Spateln und einer Laborwaage (Fa. Sartorius GmbH, Göttingen, Deutschland). Anschließend wurden zu den 0,5 g Kot jeweils 5 ml 80 %iges Methanol mittels eines Dispensors zugegeben. Daraufhin erfolgte eine Fixierung der verschlossenen Probenröhrchen im Schüttler (Universalschüttler, Fa. Edmund Bühler GmbH, Hechingen, Deutschland). Diese wurden für 30 Minuten auf höchster Stufe geschüttelt und danach bei 2500 g für 15 Minuten zentrifugiert (Zentrifuge-Biofuge Stratos, Fa. Heraeus Instruments GmbH, Hanau, Deutschland). Jeweils 1 ml Überstand wurde in vorgegebener Reihenfolge in 1 ml-PP-Röhrchen überführt. Zuletzt erfolgte eine Verdünnung der Proben (jeweils 30 µl) durch zuvor hergestellten Assaypuffer (270 µl) mittels einer Mehrkanalpipette in 1 ml-PP-Röhrchen. Die Proben wurden beschriftet gut verschlossen bei -20 °C eingefroren. Zur Bestimmung der Cortisolmetaboliten wurden die Proben auf Trockeneis gelegt und an Herrn Professor Dr. Rupert Palme, vom Institut für Biochemie, der Veterinärmedizinischen Universität in Wien, geschickt. Herrn Professor Palme und seinen Mitarbeitern danke ich für die große Unterstützung bei der Auswertung der Cortisolmetaboliten.

3.4 Statistik

Die statistische Auswertung wurde mit den Programmen SPSS und Excel durchgeführt. Sie fand unter Anleitung von Herrn PD Dr. Sven Reese vom Lehrstuhl für Anatomie, Histologie und Embryologie der Tierärztlichen Fakultät in München statt.

4 Ergebnisse

4.1 Wassertemperatur und Mikrobiologie

Während des Versuchszeitraumes wurde zwischen Ende Juli des Jahres 2010 bis November 2010 in vier Volieren täglich die Wassertemperatur gemessen und einmal pro Monat wurde eine Wasserprobe zur Überprüfung der Wasserqualität gezogen. Im Freigehege erfolgte eine Aufzeichnung der Wassertemperatur einmal im Monat, in den Bereichen „Teich“, „Bachlauf“ und „Rinne“. Gleichzeitig wurde daraus eine Sammelprobe zur Überprüfung der Wasserqualität genommen. In der Volierenhaltung setzte sich eine Probe aus jeweils zwei Volieren (Voliere 1A und 3A, 2A und 4A, 5A und 7A, 6A und 8A, 1B und 3B, 2B und 4B, 5B und 7B, 6B und 8B), mit Tieren gleichen Geschlechts, zusammen.

Wassertemperatur

Im Monat August 2010 war die durchschnittliche Wassertemperatur mit Werten von 15,8 °C in den Volieren und 20,4 °C im Freigehege („Teich“) am höchsten. In den Folgemonaten September, Oktober und November des Jahres 2010 gab es einen Abfall der Temperatur. Der durchschnittliche Tiefpunkt von 4,4 °C in den Volieren und von 5,0 °C im Freigehege wurde im November erreicht.

Mikrobiologie des Wassers

In der Auswertung der Wasserproben, bezüglich der Gesamtkeimzahl (KbE/ml) und des Gehalts an Enterobacteriaceae (KbE/ml), wurden ausschließlich die Standardmedien berücksichtigt, da nur darauf regelmäßig Keime gewachsen sind.

Je niedriger die Wassertemperatur war, desto weniger Keime sind auf dem Standardmedium gewachsen. In keiner der Proben konnten Salmonellen nachgewiesen werden. Bei einer Wassertemperatur von 12,5 °C in den Wasserbecken der Volieren stieg auch der Keimgehalt deutlich an, wie in Abbildung 10 dargestellt ist. Die höchste Gesamtkeimzahl wurde bei einer Temperatur von 12,5 °C erreicht und lag bei 19.000 KbE/ml. Im Freigehege nahm der Gesamtkeimgehalt auch mit steigender Wassertemperatur zu. Hier wurde der Höchstwert von 200 KbE/ml bei einer Temperatur von 17,2 °C erreicht (siehe Abbildung 10).

Daraus resultiert ein positiver signifikanter Zusammenhang ($p < 0,05$) zwischen der Wassertemperatur und der Gesamtkeimzahl.

Die dazugehörigen Einzeldaten sind im Anhang in den Tabellen 41, 42 und 43 dargestellt.

Enterobacteriaceae

Enterobacteriaceae traten nur vereinzelt und in einer geringen Größenordnung auf. Der Höchstgehalt lag bei 240 KbE/ml. Salmonellen wurden in keiner der untersuchten Wasserproben festgestellt.

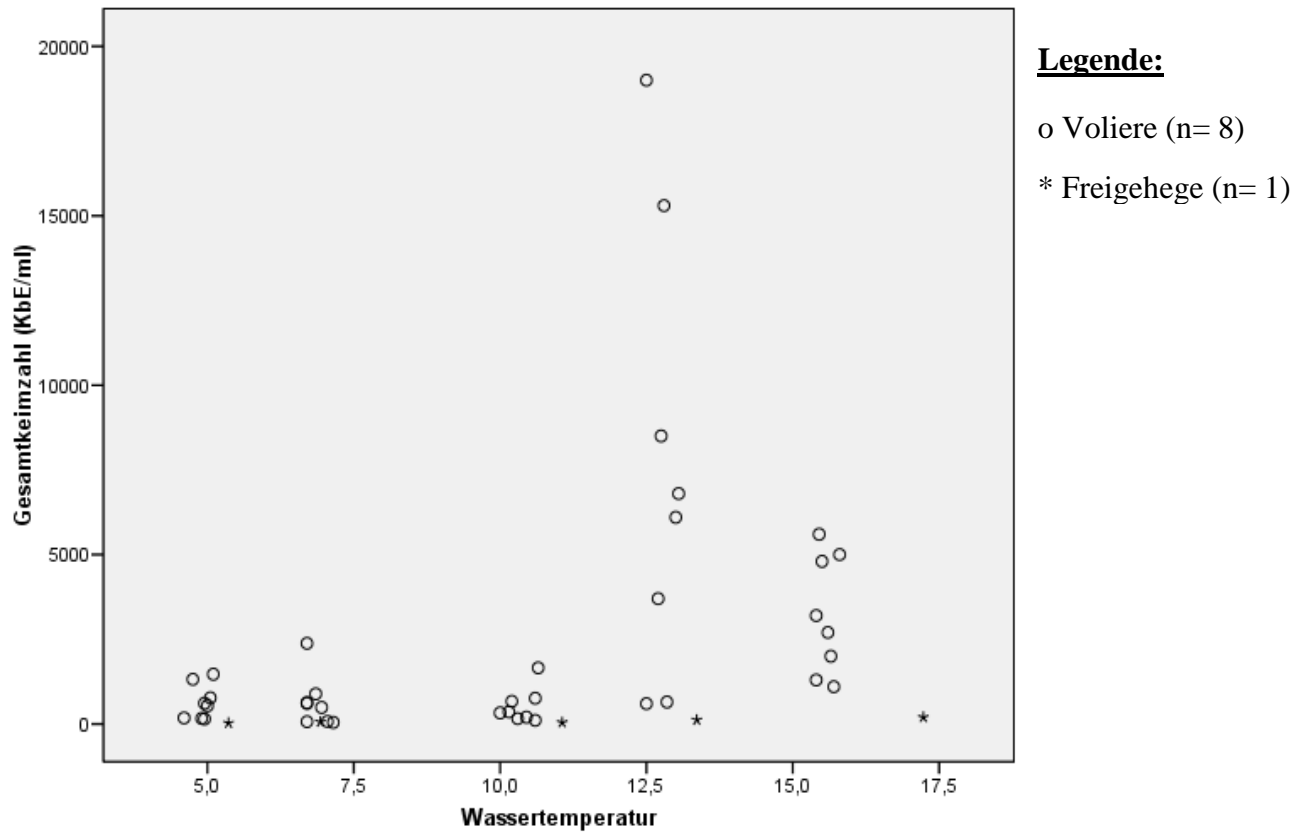


Abbildung 10: Übersicht über die Korrelation der Wassertemperatur in °C mit dem Gesamtkeimgehalt (KbE/ml) des Wassers. Korrelationskoeffizient (r) = 0,374

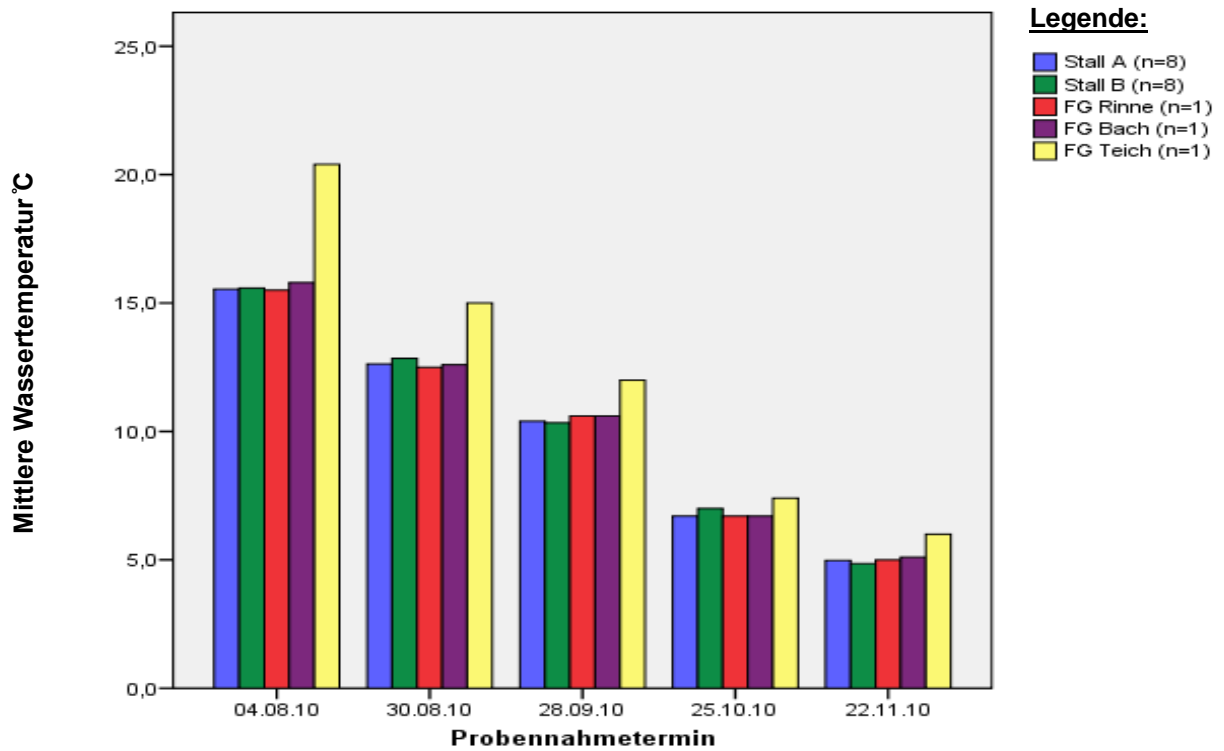


Abbildung 11: Mittlere Wassertemperatur (°C) zu den fünf Probennahmeterminen (04.08.10, 30.08.10, 28.09.10, 25.10.10, 22.11.10) im Stall A und B sowie im Freigehege (Rinne, Bach, Teich)

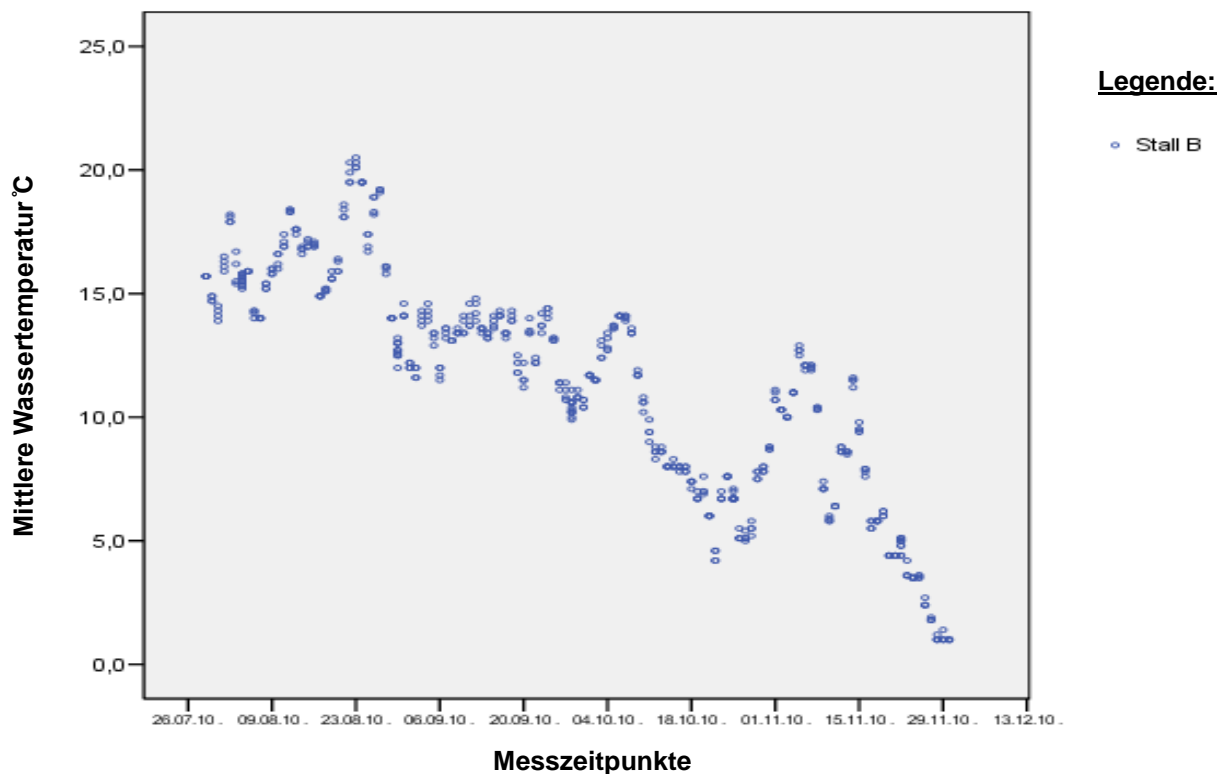


Abbildung 12: Mittlere Wassertemperatur des Stalles B im Verlauf der fünf Probennahmezeitpunkte (n=8) und im täglichen Verlauf (n=4)

4.2 Leistungs- und Gesundheitsparameter

Während des Versuchszeitraumes fand alle zwei Wochen eine Gesundheitsbeurteilung mit Gewichtskontrolle bei jedem einzelnen Tier statt. Dabei war das Allgemeinbefinden bei allen Tieren zum Zeitpunkt der Beurteilung ungestört. Zudem wurde auch kein Augen- und Nasenausfluss festgestellt.

4.2.1 Körpergewichtsentwicklung

Das höchste Gewicht aller Tiere erreichten in der 29. Lebenswoche ein Rüde mit 3388 g und eine Fähe mit 1734 g. Der leichteste Rüde wog in der 11. Lebenswoche 808 g und die leichteste Fähe 605 g.

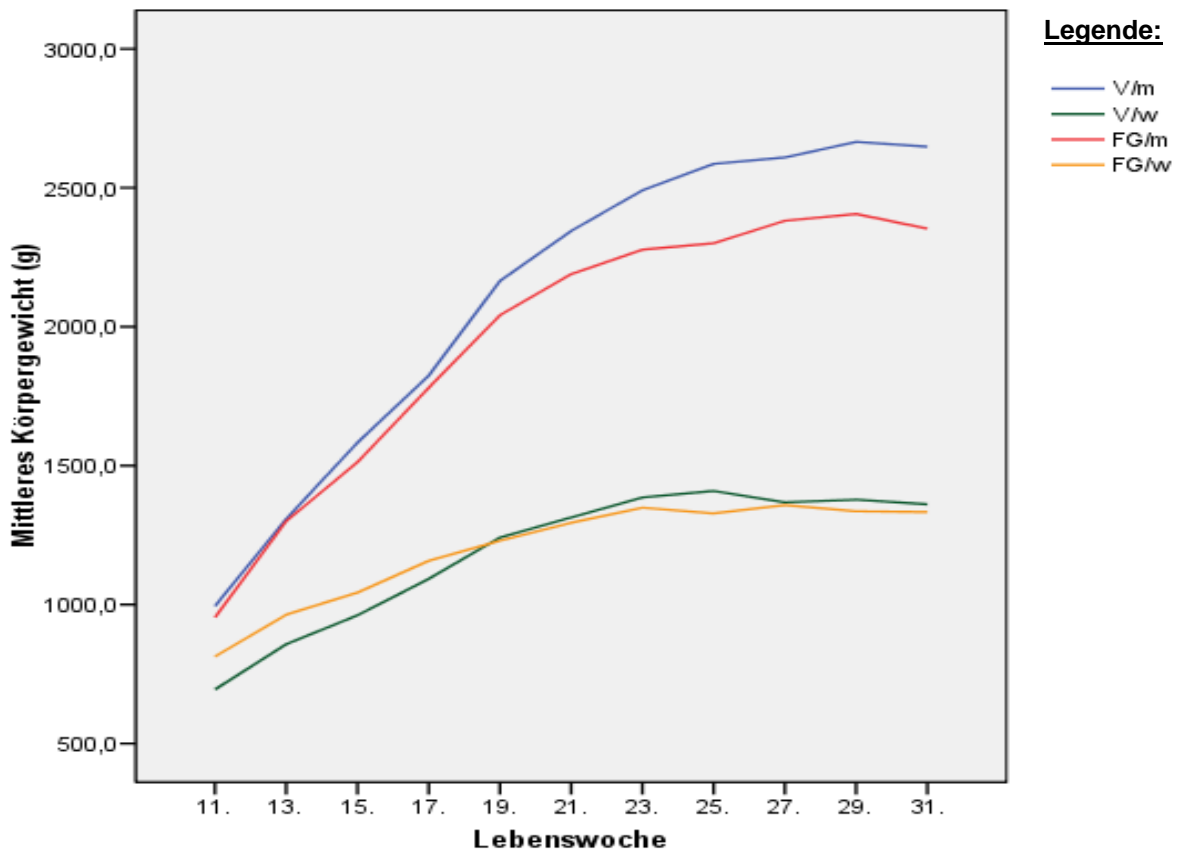


Abbildung 13: Mittleres Körpergewicht (g) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere in den Volieren (V) und im Freigehege (FG) der 11., 13., 15., 17., 19., 21., 23., 25., 27., 29. und 31. Lebenswoche (LW)

Die Rüden in den Volieren nahmen bis zur 27. Lebenswoche kontinuierlich an Gewicht zu. Ab der 29. bis zur 31. Lebenswoche erfolgte eine leichte Abnahme. Die Fähen in den Volieren nahmen bis zur 25. Lebenswoche kontinuierlich zu. Ab der 27. Lebenswoche kam es

zu einer Abnahme des Gewichtes, welches in der 29. Lebenswoche wieder leicht anstieg und in der 31. Lebenswoche wiederum leicht abnahm. Die Rüden im Freigehege nahmen bis zur 29. Lebenswoche kontinuierlich an Gewicht zu und in der 31. Lebenswoche ab. Die Fähen im Freigehege nahmen bis zur 23. Lebenswoche zu und zur 25. Lebenswoche leicht ab. In der 27. Lebenswoche erfolgte erneut eine leichte Gewichtszunahme, zur 29. Lebenswoche sank es wieder ab. Zwischen der 29. und 31. Lebenswoche blieb der Gewichtsverlauf der Fähen im Freigehege konstant (vgl. Abbildung 13).

Tabelle 15: Übersicht über Signifikanzen hinsichtlich des Körpergewichtes der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere in der Voliere und im Freigehege, von der 11. bis zur 31. Lebenswoche (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s.= nicht signifikant)

Lebenswochen	Signifikanzen			
	Haltung / Geschlecht			
Verlauf	Voliere/m	Freigehege/m	Voliere/w	Freigehege/w
11.	n.s.		***	
13.	n.s.		**	
15.	n.s.		n.s.	
17.	n.s.		n.s.	
19.	n.s.		n.s.	
21.	n.s.		n.s.	
23.		*		n.s.
25.		*		n.s.
27.		n.s.		n.s.
29.		*		n.s.
31.		*		n.s.

Von der 11. zur 21. und in der 27. Lebenswoche gab es keinen signifikanten Unterschied im Körpergewicht zwischen den männlichen Tieren in der Voliere und im Freigehege. In der 23., 25., 29. und 31. Lebenswoche dagegen gab es Signifikanzen ($p < 0,05$) hinsichtlich des Körpergewichtes.

Die Gewichtsentwicklung im Verhältnis zwischen den weiblichen Tieren in den Volieren zu den Tieren im Freigehege war in der 11. Lebenswoche hochsignifikant ($p < 0,001$) und in der 13. Lebenswoche signifikant ($p < 0,01$). Ab der 15. bis zur 31. Lebenswoche hatte die Haltungform keinen Einfluss auf das Gewicht der Tiere (siehe Tabelle 15). Die Einzeldaten sowie die Stichprobengrößen (= n) sind den Tabellen 44 und 56 im Anhang zu entnehmen.

4.2.2 Tiergesundheit

Blutuntersuchung

Während des Versuchszeitraumes erfolgte bei allen Tieren eine dreimalige Blutentnahme (11., 23. und 31. Lebenswoche). Daraus wurden die Parameter Erythrozyten, Hämoglobin, Hämatokrit, MCV, MCH, MCHC, Leukozyten, Lymphozyten, Monozyten, Granulozyten, Thrombozyten, Cholesterol, Triglyceride, AST, Gallensäuren und Immunglobulin G bestimmt. Die Ergebnisse des Blutbildes wurden statistisch nach Geschlecht und Haltung differenziert.

Rotes Blutbild

Erythrozyten ($10^{12}/l$)

Die Erythrozyten-Werte sind bei beiden Geschlechtern und Haltungssystemen im zeitlichen Verlauf der 11., 23. und 31. Lebenswoche angestiegen (siehe Abbildung 14).

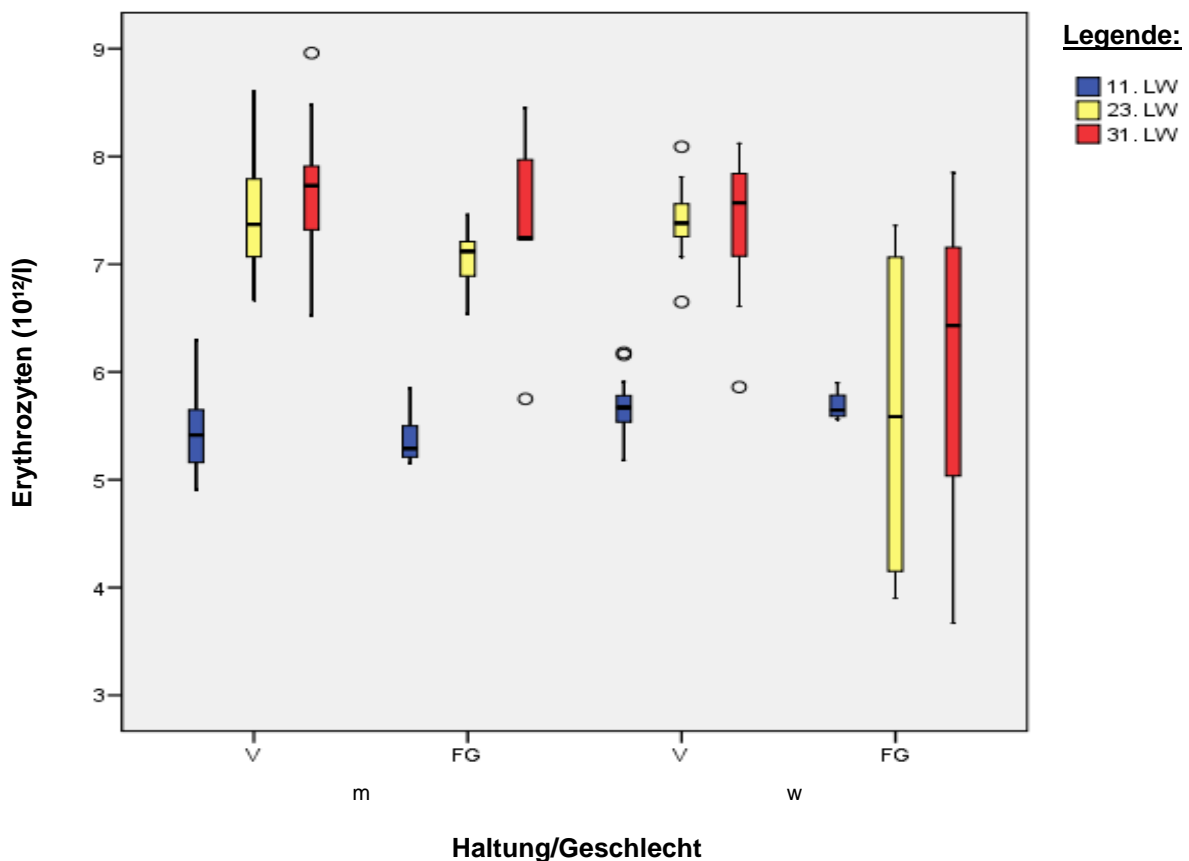


Abbildung 14: Erythrozyten-Werte ($10^{12}/l$) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere in den Volieren (V) und im Freigehege (FG) im zeitlichen Verlauf der 11., 23. und 31. Lebenswoche (LW)

Tabelle 16: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (11., 23., und 31. Lebenswoche) des Parameters Erythrozyten ($10^{12}/l$) und den Geschlechtern (männlich, weiblich) sowie der Volierenhaltung und dem Freigehege (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s.= nicht signifikant)

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Geschlecht / Haltung	
Verlauf	männlich	weiblich
11.- 23.	***	***
11.- 31.	***	***
23.- 31.	***	***
Geschlechtervergleich	männlich	weiblich
11.- 31.	**	
Verlauf	Voliere	Freigehege
11.- 23.	***	***
11.- 31.	***	***
23.- 31.	***	***
Volierenvergleich	Voliere	Freigehege
11.- 31.	*	

Der Anstieg der Werte waren sowohl bei den Geschlechtern (männlich, weiblich) als auch den Haltungsformen (Voliere, Freigehege) von der 11. LW zur 23. LW, der 11. LW zur 31. LW und von der 23. LW zur 31. LW hochsignifikant ($p < 0,001$).

Der Geschlechtervergleich ergab von der 11. LW zur 31. LW einen signifikanten Unterschied ($p = 0,003$). Der Volierenvergleich war von der 11. LW zur 31. LW ebenfalls signifikant ($p = 0,018$).

Die dazugehörigen Einzeldaten und die Stichprobengrößen (= n) sind den Tabellen 45 und 57 im Anhang zu entnehmen.

Hämoglobin (mmol/l)

Bei beiden Geschlechtern und Haltungformen sind die Hämoglobin-Werte im zeitlichen Verlauf von der 11., 23. und 31. Lebenswoche kontinuierlich angestiegen (siehe Abbildung 16).

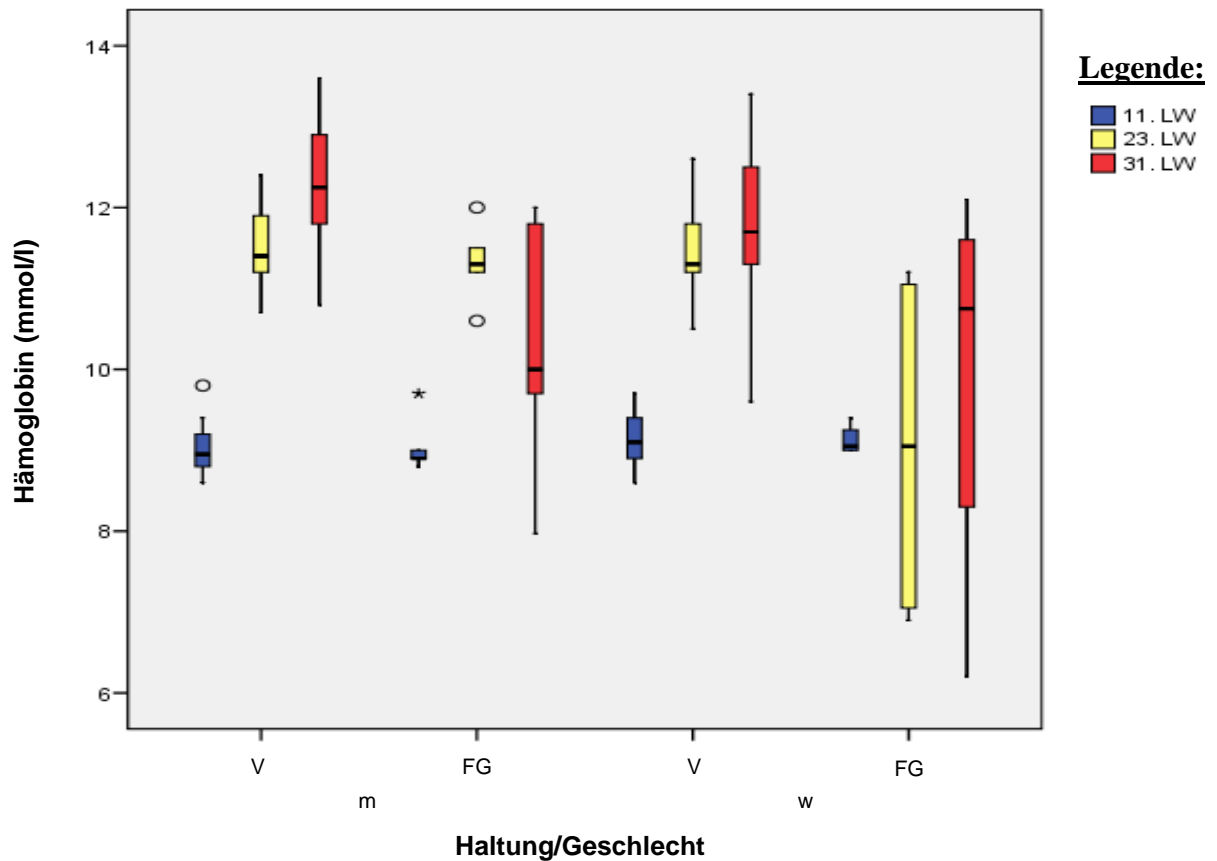


Abbildung 16: Hämoglobin-Werte (mmol/l) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere der Volieren (V) und des Freigeheges (FG) im zeitlichen Verlauf der 11., 23. und 31. Lebenswoche (LW)

Tabelle 17: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (11., 23., 31. Lebenswoche) des Parameters Hämoglobin (mmol/l) und den Geschlechtern (männlich, weiblich) sowie der Volierenhaltung und dem Freigehege (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s.= nicht signifikant)

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Geschlecht / Haltung	
Verlauf	männlich	weiblich
11.- 23.	***	***
11.- 31.	***	***
23.- 31.	***	***
Geschlechtervergleich	männlich	weiblich
11.- 31.	n.s.	
Verlauf	Voliere	Freigehege
11.- 23.	***	***
11.- 31.	***	***
23.- 31.	***	**
Volierenvergleich	Voliere	Freigehege
11.- 31.	*	

Der Unterschied der Werte war sowohl bei den Geschlechtern (männlich, weiblich) als auch in den Volieren von der 11. LW zur 23. LW, der 11. LW zur 31. LW und von der 23. LW zur 31. LW hochsignifikant ($p < 0,001$). Die Werte im Freigehege waren von der 23. LW zur 31. LW signifikant ($p < 0,01$)

Der Geschlechtervergleich ergab von der 11. LW zur 31. LW keinen signifikanten Einfluss ($p = 0,126$). Der Volierenvergleich ergab von der 11. LW zur 31. LW einen signifikanten Unterschied ($p = 0,017$).

Die dazugehörigen Einzeldaten und die Stichprobengrößen (= n) sind den Tabellen 46 und 58 im Anhang zu entnehmen.

Hämatokrit (l/l)

Die Hämatokrit-Werte (l/l) stiegen bei beiden Geschlechtern und Haltungsformen im zeitlichen Verlauf von der 11. zur 23. Lebenswoche an. Während sie in der 31. Lebenswoche bei den männlichen Tieren in den Volieren weiterhin anstiegen und bei den weiblichen Tieren in den Volieren nahezu konstant blieben, sanken sie im Freigehege leicht ab (vgl. Abbildung 17).

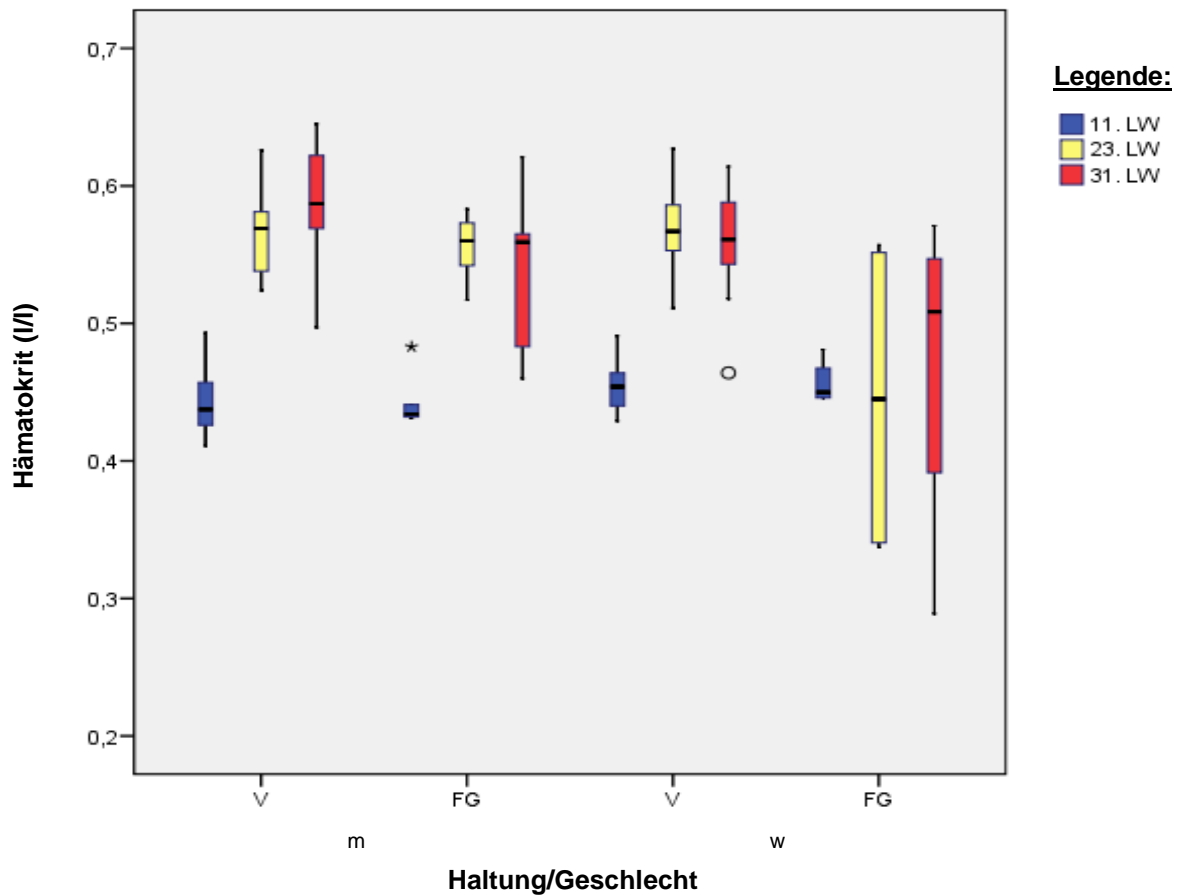


Abbildung 17: Hämatokrit-Werte (l/l) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere in den Volieren (V) und im Freigehege (FG) im zeitlichen Verlauf der 11., 23. und 31. Lebenswoche (LW)

Tabelle 18: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (11., 23., 31. Lebenswoche) des Parameters Hämatokrit (l/l) und den Geschlechtern (männlich, weiblich) sowie der Volierenhaltung und dem Freigehege (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s.= nicht signifikant)

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Geschlecht / Haltung	
Verlauf	männlich	weiblich
11.- 23.	***	***
11.- 31.	***	***
23.- 31.	***	***
Geschlechtervergleich	männlich	weiblich
11.- 31.	**	
Verlauf	Voliere	Freigehege
11.- 23.	***	***
11.- 31.	***	***
23.- 31.	***	***
Volierenvergleich	Voliere	Freigehege
11.- 31.	**	

Der Unterschied der Werte war sowohl bei den Geschlechtern (männlich, weiblich) als auch den Haltungformen (Voliere, Freigehege) von der 11. LW zur 23. LW sowie der 11. LW zur 31. LW und von der 23. LW zur 31. LW hochsignifikant ($p < 0,001$).

Sowohl der Geschlechtervergleich ($p = 0,008$) als auch der Volierenvergleich ($p = 0,002$) ergaben von der 11. LW zur 31. LW signifikante Unterschiede.

Alle dazugehörigen Einzeldaten sowie die Stichprobengrößen (= n) sind im Anhang in den Tabellen 46 und 59 dargestellt.

Mean Cell Volume (MCV)

Die MCV-Werte (fl) nahmen bei den männlichen Tieren sowohl in den Volieren als auch im Freigehege im zeitlichen Verlauf (11., 23., und 31. Lebenswoche) ab. Die MCV-Werte der weiblichen Tiere in den Volieren sanken von der 11. zur 23. Lebenswoche und waren zur 31. Lebenswoche nahezu konstant. Im Freigehege erfolgte bei den weiblichen Tieren zur 23. Lebenswoche ein Anstieg und zur 31. Lebenswoche ein Absinken der MCV-Werte (siehe Abbildung 18).

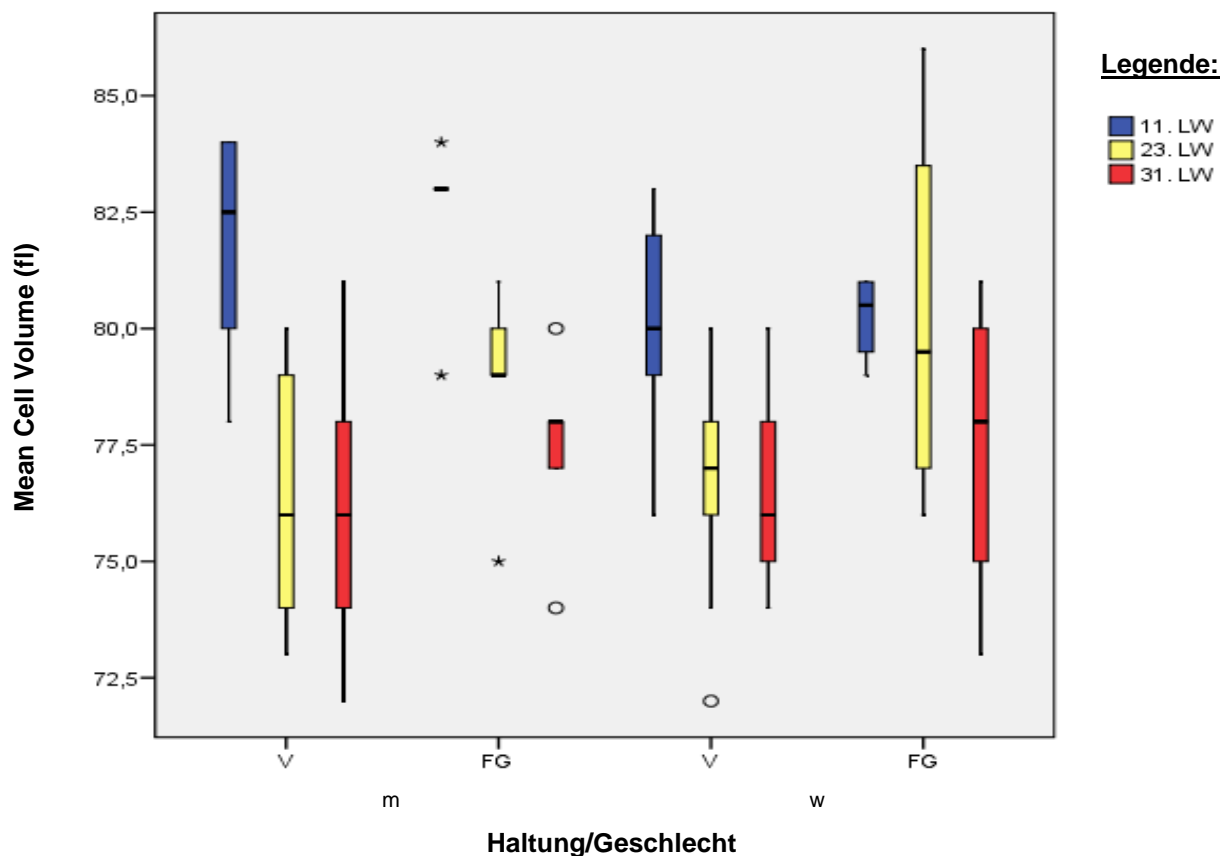


Abbildung 18: MCV-Werte (fl) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere der Volieren (V) und des Freigeheges (FG) im zeitlichen Verlauf der 11., 23. und 31. Lebenswoche (LW)

Tabelle 19: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (11., 23., 31. Lebenswoche) des Parameters MCV (fl) und den Geschlechtern (männlich, weiblich) sowie der Volierenhaltung und dem Freigehege (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s.= nicht signifikant)

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Geschlecht / Haltung	
Verlauf	männlich	weiblich
11.- 23.	***	n.s.
11.- 31.	***	**
23.- 31.	***	*
Geschlechtervergleich	männlich	weiblich
11.- 31.	**	
Verlauf	Voliere	Freigehege
11.- 23.	***	n.s.
11.- 31.	***	*
23.- 31.	***	n.s.
Volierenvergleich	Voliere	Freigehege
11.- 31.	n.s.	

Der Unterschied der MCV-Werte war sowohl bei den männlichen Tieren als auch in der Volierenhaltung von der 11. LW zur 23. LW sowie der 11. LW zur 31. LW und von der 23. LW zur 31. LW hochsignifikant ($p < 0,001$). Die MCV-Werte der weiblichen Tiere hatten von der 11. LW zur 23. LW keinen signifikanten Einfluss, zeigten jedoch von der 11. LW zur 31. LW und der 23. LW zur 31. LW signifikante Unterschiede. Ein Vergleich der MCV-Werte im Freigehege ergab nur von der 11. LW zur 31. LW einen signifikanten Unterschied ($p < 0,05$).

Der Geschlechtervergleich war von der 11. LW zur 31. LW signifikant ($p = 0,003$). Der Volierenvergleich ergab von der 11. LW auf die 31. LW keinen signifikanten Unterschied ($p = 0,360$).

Die dazugehörigen Einzeldaten sowie die Stichprobengrößen (= n) sind den Tabellen 46 und 60 im Anhang zu entnehmen.

Mean Corpuscular Haemoglobin (MCH)

Bei den männlichen und weiblichen Tieren der Volieren sowie den männlichen Tieren des Freigeheges nahmen die MCH-Werte (fmol) im zeitlichen Verlauf von der 11. zur 23. Lebenswoche ab und stiegen zur 31. Lebenswoche wieder an. Bei den weiblichen Tieren im Freigehege erfolgte zur 23. Lebenswoche ein Anstieg und zur 31. Lebenswoche ein Absinken der MCH-Werte (siehe Abbildung 19).

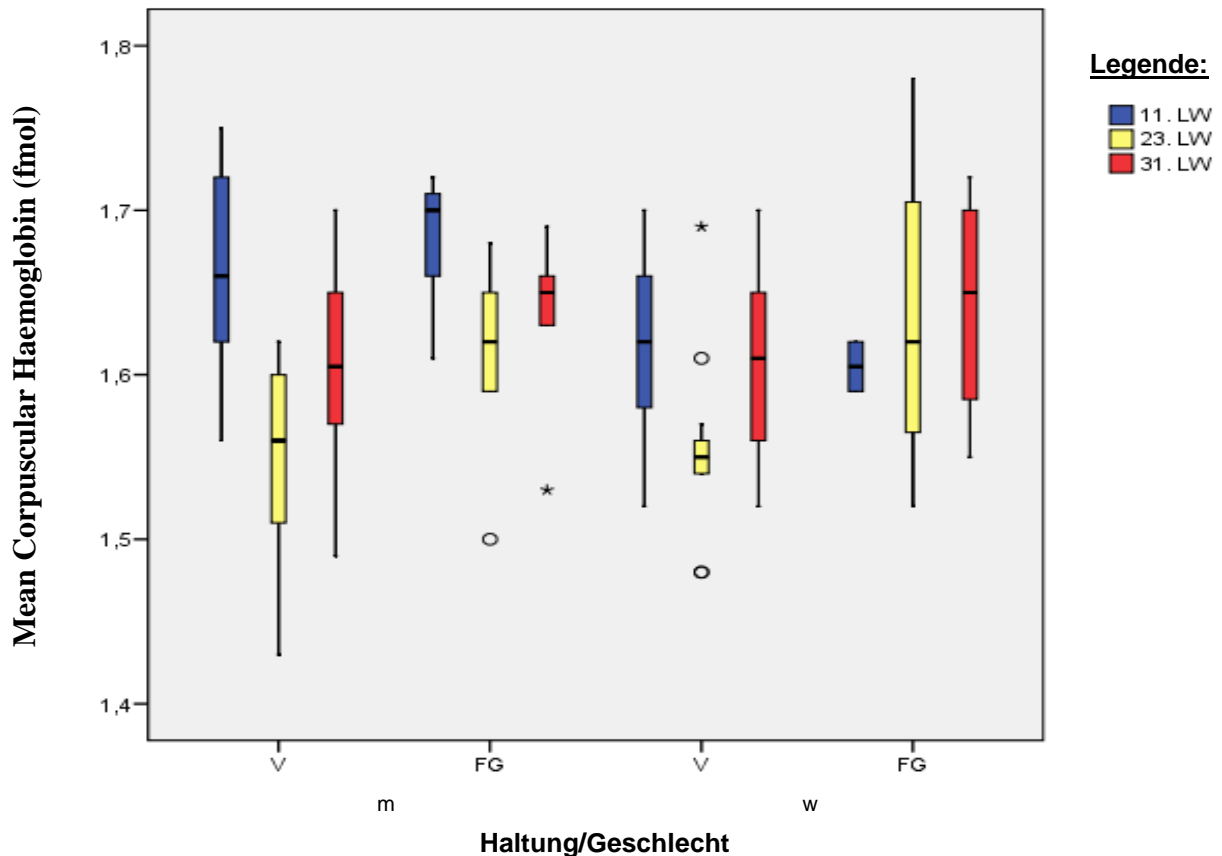


Abbildung 19: MCH-Werte (fmol) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere der Volieren und des Freigeheges im zeitlichen Verlauf der 11., 23. und 31. Lebenswoche (LW)

Tabelle 20: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (11., 23., 31. Lebenswoche) des Parameters MCH (fmol) und den Geschlechtern (männlich, weiblich) sowie der Volierenhaltung und dem Freigehege (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s.= nicht signifikant)

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Geschlecht / Haltung	
Verlauf	männlich	weiblich
11.- 23.	***	***
11.- 31.	***	***
23.- 31.	***	***
Geschlechtervergleich	männlich	weiblich
11.- 31.	**	
Verlauf	Voliere	Freigehege
11.- 23.	***	***
11.- 31.	***	***
23.- 31.	***	***
Volierenvergleich	Voliere	Freigehege
11.- 31.	n.s.	

Der Unterschied der Werte war sowohl bei den Geschlechtern (männlich, weiblich) als auch den Haltungformen (Voliere, Freigehege) von der 11. LW zur 23. LW sowie der 11. LW zur 31. LW und von der 23. LW zur 31. LW hochsignifikant ($p < 0,001$).

Der Geschlechtervergleich ergab von der 11. LW zur 31. LW einen signifikanten ($p = 0,002$), der Volierenvergleich hingegen keinen signifikanten Unterschied ($p = 0,228$).

Alle dazugehörigen Einzeldaten sowie die Stichprobengrößen (= n) sind im Anhang in den Tabellen 46 und 61 aufgeführt.

Mean Corpuscular Haemoglobin Concentration (MCHC)

Die MCHC-Werte (mmol/l) stiegen bei den männlichen Tieren in den Volieren erst ab der 31. Lebenswoche. Bei den männlichen Tieren im Freigehege und den weiblichen Tieren der Volieren und des Freigeheges erfolgte im zeitlichen Verlauf (11., 23., 31. Lebenswoche) ein kontinuierlicher Anstieg des Parameters MCHC (vgl. Abbildung 20).

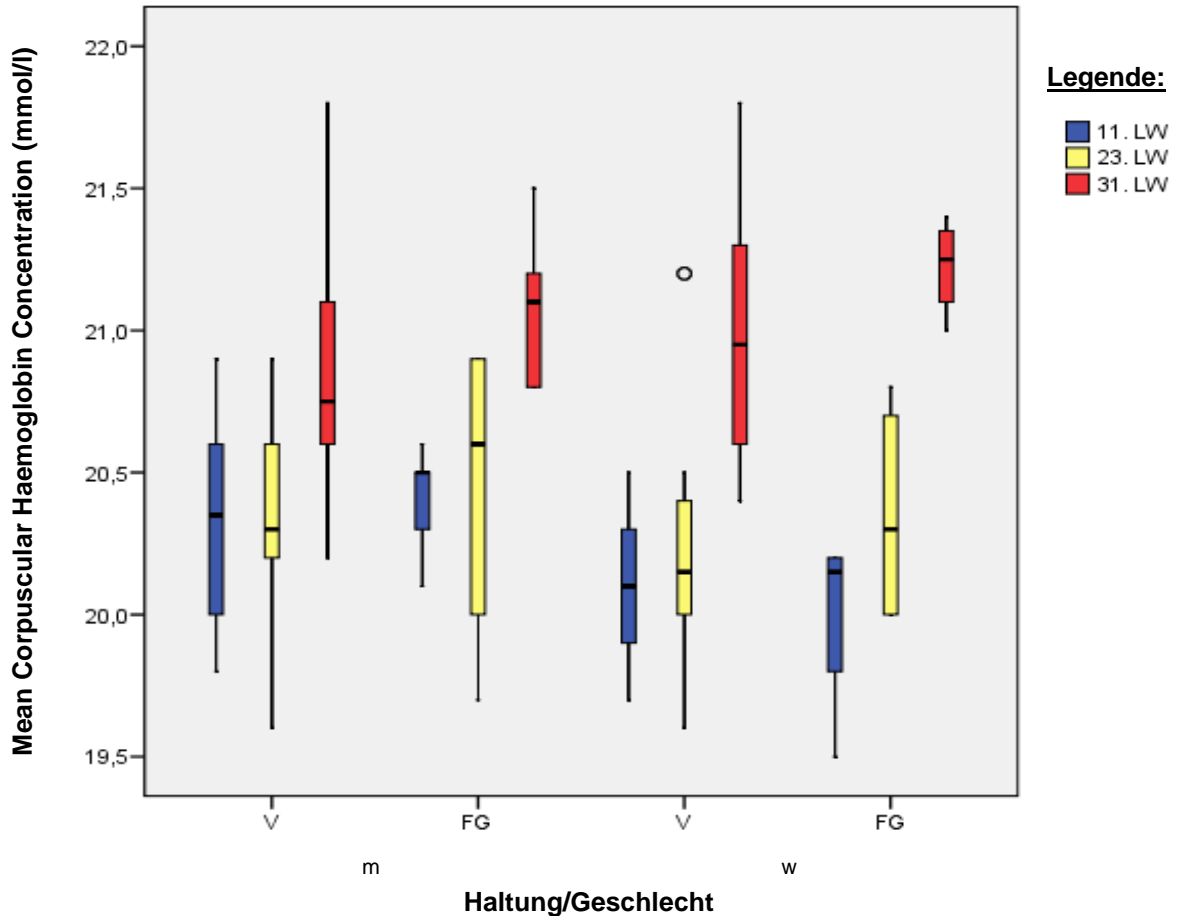


Abbildung 20: MCHC-Werte (mmol/l) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere in den Volieren (V) und im Freigehege (FG) im zeitlichen Verlauf der 11., 23. und 31. Lebenswoche (LW)

Tabelle 21: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (11., 23., 31. Lebenswoche) des Parameters MCHC (mmol/l) und den Geschlechtern (männlich, weiblich) sowie der Volierenhaltung und dem Freigehege (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s.= nicht signifikant)

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Geschlecht / Haltung	
Verlauf	männlich	weiblich
11.- 23.	***	***
11.- 31.	***	***
23.- 31.	***	***
Geschlechtervergleich	männlich	weiblich
11.- 31.	*	
Verlauf	Voliere	Freigehege
11.- 23.	***	***
11.- 31.	***	***
23.- 31.	***	***
Volierenvergleich	Voliere	Freigehege
11.- 31.	n.s.	

Der Unterschied der Werte war sowohl bei den Geschlechtern (männlich, weiblich) als auch den Haltungformen (Voliere, Freigehege) von der 11. LW zur 23. LW sowie der 11. LW zur 31. LW und von der 23. LW zur 31. LW hochsignifikant ($p < 0,001$).

Ein Vergleich beider Geschlechter ergab von der 11. LW zur 31. LW einen signifikanten Unterschied ($p = 0,047$). Ein Vergleich der Volierenhaltung zum Freigehege zeigte von der 11. LW zur 31. LW keine Signifikanzen ($p = 0,305$).

Alle dazugehörigen Einzeldaten und die Stichprobengrößen (= n) sind in den Tabellen 46 und 62 im Anhang dargestellt.

Weißes Blutbild

Leukozyten ($10^9/l$)

Die Leukozyten-Werte ($10^9/l$) sanken bei den männlichen und weiblichen Tieren in den Volieren im zeitlichen Verlauf von der 11. zur 23. Lebenswoche ab und stiegen in der 31. Lebenswoche an. Bei den männlichen und weiblichen Tieren im Freigehege stiegen sie von der 11. zur 23. Lebenswoche und sanken in der 31. Lebenswoche (siehe Abbildung 21).

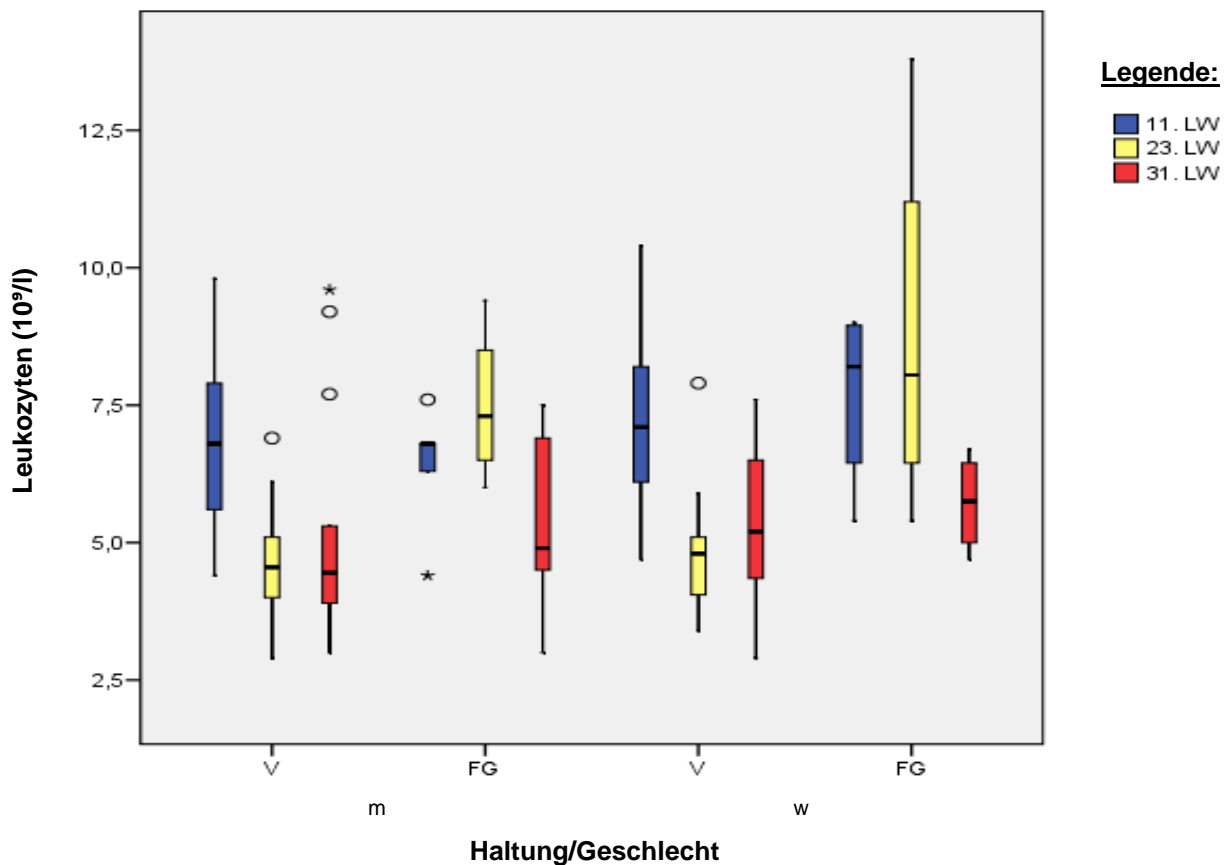


Abbildung 21: Leukozyten-Werte ($10^9/l$) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere der Volieren (V) und des Freigeheges (FG) im zeitlichen Verlauf der 11., 23. und 31. Lebenswoche (LW)

Tabelle 22: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (11., 23., 31. Lebenswoche) des Parameters Leukozyten ($10^9/l$) und den Geschlechtern (männlich, weiblich) sowie der Volierenhaltung und dem Freigehege (* $p<0,05$, ** $p<0,01$, *** $p<0,001$, n.s.= nicht signifikant)

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Geschlecht / Haltung	
Verlauf	männlich	weiblich
11.- 23.	n.s.	n.s.
11.- 31.	n.s.	n.s.
23.- 31.	*	**
Geschlechtervergleich	männlich	weiblich
11.- 31.	n.s.	
Verlauf	Voliere	Freigehege
11.- 23.	***	*
11.- 31.	n.s.	n.s.
23.- 31.	***	n.s.
Volierenvergleich	Voliere	Freigehege
11.- 31.	n.s.	

Der Unterschied der Werte war bei beiden Geschlechtern (männlich, weiblich) von der 11. LW zur 23. LW sowie von der 11. LW zur 31. LW nicht signifikant und von der 23. LW zur 31. LW signifikant. In der Voliere war der Unterschied der Leukozyten-Werte von der 11. LW zur 23. LW sowie von der 23. LW zur 31. LW hochsignifikant ($p<0,001$) und von der 11. LW zur 31. LW nicht signifikant. Ein Vergleich der Werte im Freigehege ergab lediglich von der 11. LW zur 23. LW einen signifikanten Unterschied ($p<0,05$).

Der Geschlechtervergleich ($p=0,330$) und der Volierenvergleich ($p=0,940$) waren von der 11. LW zur 31. LW nicht signifikant.

Alle dazugehörigen Einzeldaten und die Stichprobengrößen (= n) sind den Tabellen 45 und 63 im Anhang zu entnehmen.

Lymphozyten (%)

Die Lymphozyten-Werte (%) der männlichen und weiblichen Tiere in den Volieren stiegen von der 11. zur 23. Lebenswoche an wobei sie bei den männlichen Tieren in der 31. Lebenswoche weiterhin anstiegen und bei den weiblichen Tieren sanken. Im Freigehege erfolgte ein Absinken der Werte bei beiden Geschlechtern zur 23. Lebenswoche und ein Anstieg zur 31. Lebenswoche (vgl. Abbildung 22).

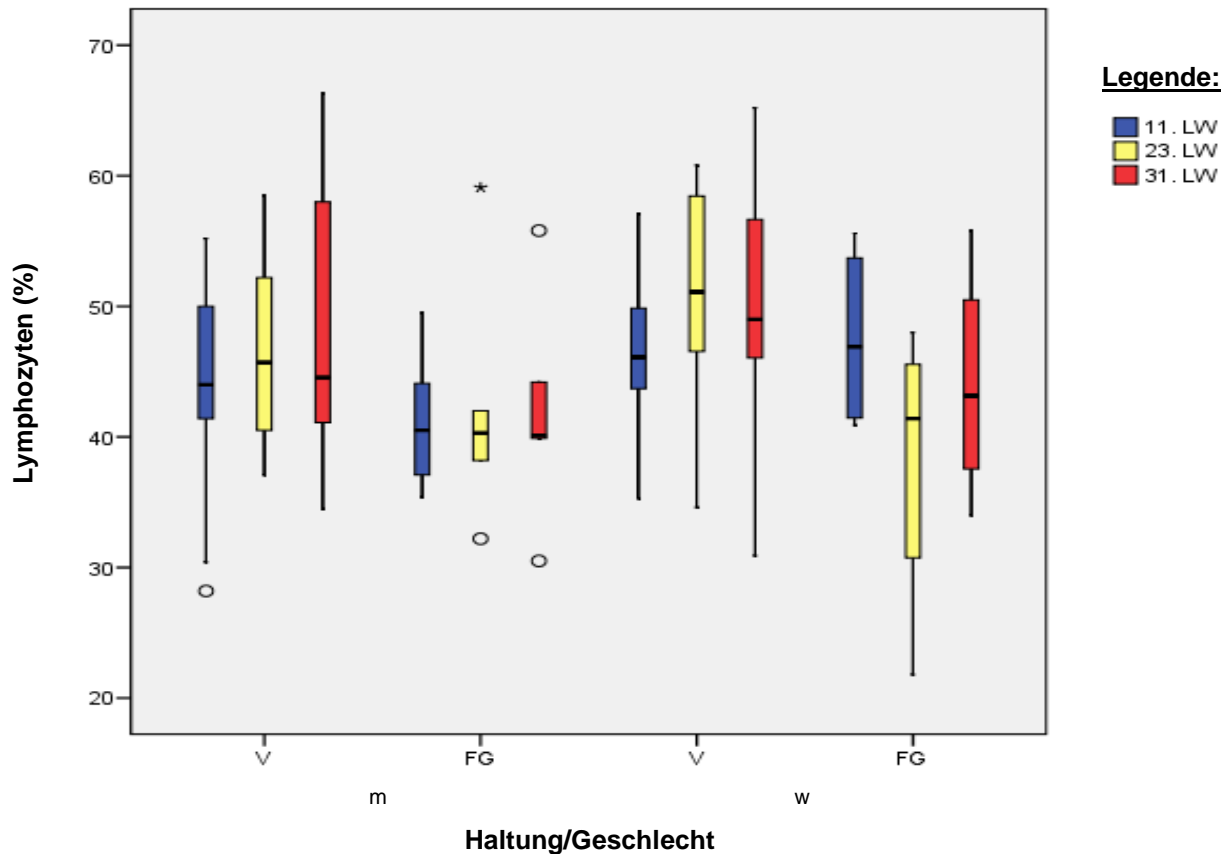


Abbildung 22: Lymphozyten-Werte (%) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere in den Volieren (V) und im Freigehege (FG) im zeitlichen Verlauf der 11., 23. und 31. Lebenswoche (LW)

Tabelle 23: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (11., 23., 31. Lebenswoche) des Parameters Lymphozyten (%) und den Geschlechtern (männlich, weiblich) sowie der Volierenhaltung und dem Freigehege (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s.= nicht signifikant)

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Geschlecht / Haltung	
Verlauf	männlich	weiblich
11.- 23.	n.s.	n.s.
11.- 31.	**	n.s.
23.- 31.	n.s.	n.s.
Geschlechtervergleich	männlich	weiblich
11.- 31.	n.s.	
Verlauf	Voliere	Freigehege
11.- 23.	**	n.s.
11.- 31.	**	n.s.
23.- 31.	n.s.	n.s.
Volierenvergleich	Voliere	Freigehege
11.- 31.	*	

Der Unterschied der Werte war sowohl bei den weiblichen Tieren als auch dem Freigehege von der 11. LW zur 23. LW, der 11. LW zur 31. LW und von der 23. LW zur 31. LW nicht signifikant. Bei den männlichen Tieren waren die Werte von der 11. LW zur 31. LW signifikant ($p < 0,01$). Die Volierenhaltung zeigte einen signifikanten Unterschied von der 11. LW zur 23. LW und von der 11. LW zur 31. LW.

Zwischen dem männlichen und weiblichen Geschlecht gab es von der 11. LW zur 31. LW keinen signifikanten Unterschied ($p = 0,307$). Der Volierenvergleich ergab von der 11. LW zur 31. LW einen signifikanten Unterschied ($p = 0,038$).

Die dazugehörigen Einzeldaten und die Stichprobengrößen (= n) sind den Tabellen 47 und 64 im Anhang zu entnehmen.

Monozyten (%)

Die Monozyten-Werte (%) sanken bei beiden Geschlechtern in den Volieren und im Freigehege von der 11. zur 23. LW ab. In der 31. Lebenswoche sanken die Werte der männlichen Tiere in den Volieren weiterhin ab während sie bei den männlichen Tieren im Freigehege deutlich stiegen. Die Werte der weiblichen Tiere in den Volieren und im Freigehege blieben von der 23. zur 31. Lebenswoche relativ konstant (siehe Abbildung 23).

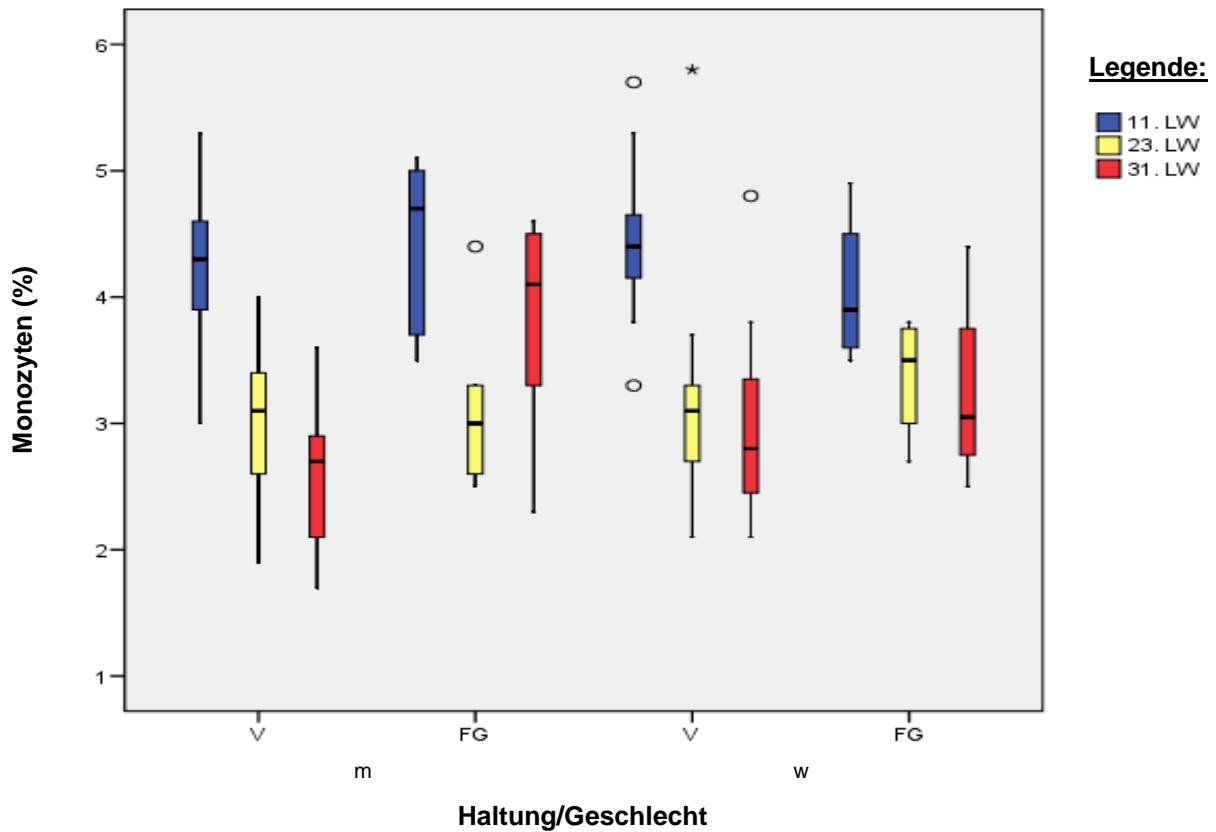


Abbildung 23: Monozyten-Werte (%) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere in den Volieren (V) und im Freigehege (FG) im zeitlichen Verlauf der 11., 23. und 31. Lebenswoche (LW)

Tabelle 24: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (11., 23., 31. Lebenswoche) des Parameters Monozyten (%) und den Geschlechtern (männlich, weiblich) sowie der Volierenhaltung und dem Freigehege (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s.= nicht signifikant)

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Geschlecht / Haltung	
Verlauf	männlich	weiblich
11.- 23.	*	***
11.- 31.	**	**
23.- 31.	***	***
Geschlechtervergleich	männlich	weiblich
11.- 31.	n.s.	
Verlauf	Voliere	Freigehege
11.- 23.	*	***
11.- 31.	***	**
23.- 31.	***	n.s.
Volierenvergleich	Voliere	Freigehege
11.- 31.	**	

Der Unterschied der Werte war bei den männlichen Tieren von der 11. LW zur 23. LW sowie von der 11. LW zur 31. LW signifikant und von der 23. LW zur 31. LW hochsignifikant ($p < 0,001$). Bei den weiblichen Tieren waren die Werte von der 11. LW zur 23. LW sowie von der 23. LW zur 31. LW hochsignifikant ($p < 0,001$) und von der 11. LW zur 31. LW signifikant ($p < 0,01$). In der Volierenhaltung war der Unterschied der Monozyten-Werte von der 11. LW zur 23. LW signifikant und von der 11. LW zur 31. LW sowie der 23. LW zur 31. LW hochsignifikant ($p < 0,001$). Im Freigehege war der Wert von der 11. LW zur 23. LW hochsignifikant ($p < 0,001$) und von der 11. LW zur 31. LW signifikant ($p < 0,01$).

Zwischen dem männlichen und weiblichen Geschlecht gab es von der 11. LW zur 31. LW keine Signifikanzen ($p = 0,072$). Ein Vergleich zwischen der Volierenhaltung und dem Freigehege ergab von der 11. LW zur 31. LW einen signifikanten Unterschied ($p = 0,004$).

Die Einzeldaten dazu sowie die Stichprobengrößen (= n) sind im Anhang den Tabellen 47 und 65 zu entnehmen.

Granulozyten (%)

In der 23. Lebenswoche stiegen die Granulozyten-Werte (%) bei den männlichen Tieren in den Volieren sowie den männlichen und weiblichen Tieren im Freigehege und sanken in der 31. Lebenswoche. Bei den weiblichen Tieren der Volieren sanken die Werte in der 23. Lebenswoche und stiegen zur 31. Lebenswoche leicht an (siehe Abbildung 24).

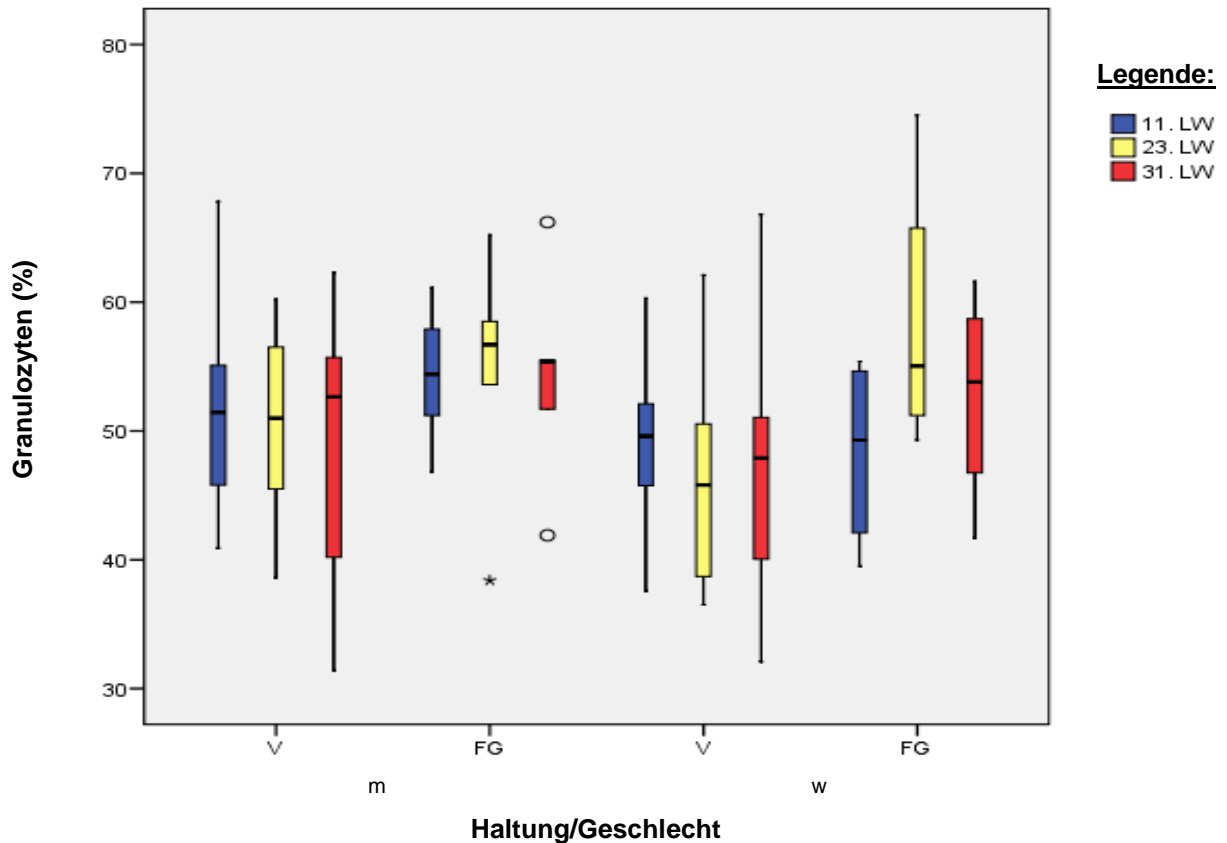


Abbildung 24: Granulozyten-Werte (%) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere aus den Volieren (V) und dem Freigehege (FG) im zeitlichen Verlauf der 11., 23. und 31. Lebenswoche (LW)

Tabelle 25: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (11., 23., 31. Lebenswoche) des Parameters Granulozyten (%) und den Geschlechtern (männlich, weiblich) sowie der Volierenhaltung und dem Freigehege (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s.= nicht signifikant)

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Geschlecht / Haltung	
Verlauf	männlich	weiblich
11.- 23.	n.s.	n.s.
11.- 31.	n.s.	n.s.
23.- 31.	n.s.	n.s.
Geschlechtervergleich	männlich	weiblich
11.- 31.	n.s.	
Verlauf	Voliere	Freigehege
11.- 23.	n.s.	**
11.- 31.	n.s.	n.s.
23.- 31.	n.s.	n.s.
Volierenvergleich	Voliere	Freigehege
11.- 31.	n.s.	

Der Unterschied der Werte war bei den Geschlechtern (männlich, weiblich) sowie in der Volierenhaltung von der 11. LW zur 23. LW, der 11. LW zur 31. LW und von der 23. LW zur 31. LW nicht signifikant. Im Freigehege lag eine Signifikanz von der 11. LW zur 23. LW vor ($p < 0,01$).

Der Geschlechtervergleich ergab von der 11. LW zur 31. LW keinen signifikanten Unterschied ($p = 0,311$). Der Volierenvergleich ergab von der 11. LW zur 31. LW ebenfalls keinen Signifikanzen ($p = 0,067$).

Die dazugehörigen Einzeldaten und die Stichprobengrößen (= n) sind den Tabellen 47 und 66 im Anhang zu entnehmen.

Thrombozyten ($10^9/l$)

Die Thrombozyten-Werte ($10^9/l$) sanken bei beiden Geschlechtern in den Volieren im zeitlichen Verlauf (11., 23., 31. Lebenswoche) kontinuierlich ab. Bei den männlichen Tieren im Freigehege sanken die Werte in der 23. Lebenswoche ab während sie bei den weiblichen Tieren leicht anstiegen. In der 31. Lebenswoche erfolgte bei den männlichen Tieren im Freigehege ein deutlicher Anstieg der Thrombozyten-Werte, während sie bei den weiblichen Tieren absanken (vgl. Abbildung 25).

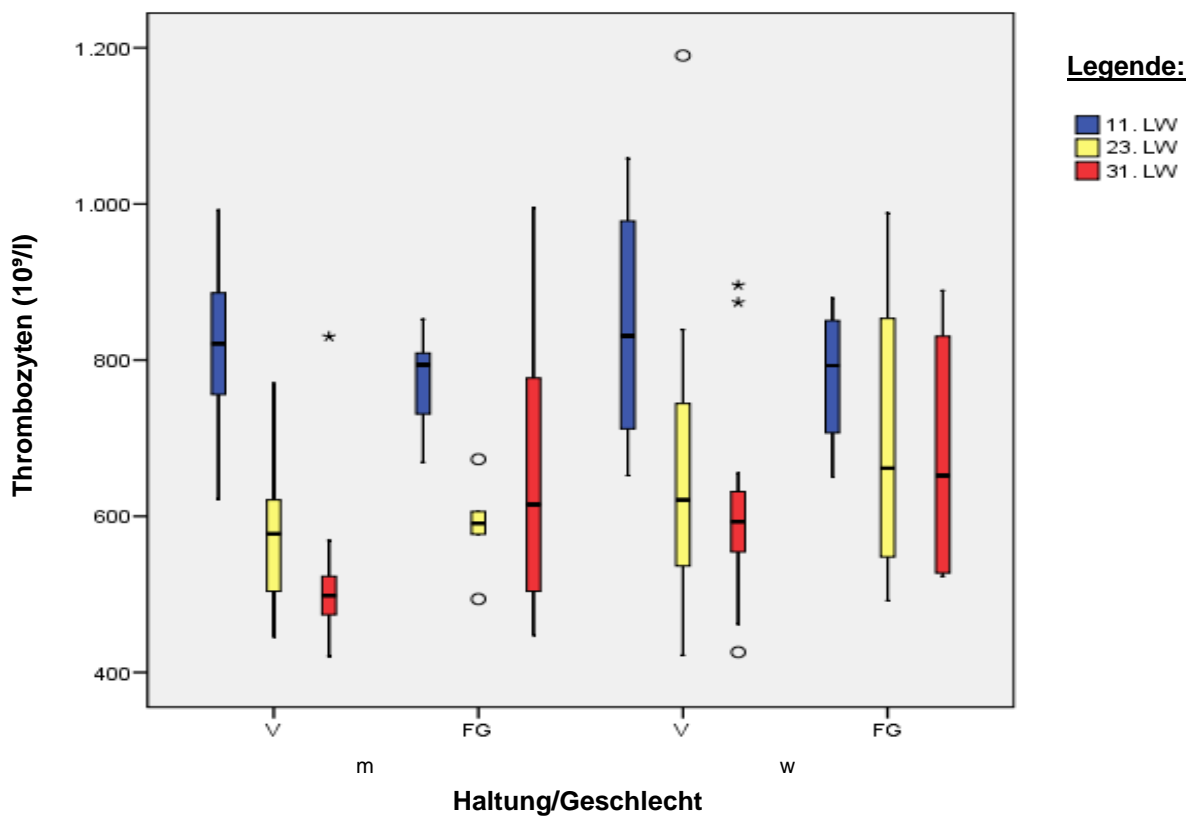


Abbildung 25: Thrombozyten-Werte ($10^9/l$) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere in den Volieren (V) und im Freigehege (FG) im zeitlichen Verlauf der 11., 23. und 31. Lebenswoche (LW)

Tabelle 26: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (11., 23., 31. Lebenswoche) des Parameters Thrombozyten (%) und den Geschlechtern (männlich, weiblich), sowie der Volierenhaltung und dem Freigehege (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s.= nicht signifikant)

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Geschlecht / Haltung	
Verlauf	männlich	weiblich
11.- 23.	***	***
11.- 31.	***	***
23.- 31.	n.s.	n.s.
Geschlechtervergleich	männlich	weiblich
11.- 31.	n.s.	
Verlauf	Voliere	Freigehege
11.- 23.	***	**
11.- 31.	***	n.s.
23.- 31.	**	n.s.
Volierenvergleich	Voliere	Freigehege
11.- 31.	**	

Der Unterschied der Werte war bei den Geschlechtern (männlich, weiblich) von der 11. LW zur 23. LW sowie der 11. LW zur 31. LW hochsignifikant ($p < 0,001$) und von der 23. LW zur 31. LW nicht signifikant. In der Volierenhaltung waren die Werte von der 11. LW zur 23. LW sowie von der 11. LW zur 31. LW hochsignifikant ($p < 0,001$) und von der 23. LW zur 31. LW signifikant ($p < 0,01$). Im Freigehege lag eine Signifikanz von der 11. LW zur 23. LW vor.

Der Unterschied beim Vergleich der Geschlechter war von der 11. LW zur 31. LW nicht signifikant ($p = 0,148$). Der Volierenvergleich dagegen war von der 11. LW zur 31. LW signifikant ($p = 0,002$).

Die dazugehörigen Einzeldaten und die Stichprobengrößen (= n) sind den Tabellen 45 und 67 im Anhang zu entnehmen.

Fett- und Leberstoffwechsel

Cholesterol (mmol/l)

Im zeitlichen Verlauf (11., 23. 31. Lebenswoche) konnte bei beiden Geschlechtern in den Volieren ein Anstieg der Cholesterol-Werte (mmol/l) ermittelt werden. Die Werte der männlichen Tiere im Freigehege sanken in der 23. Lebenswoche, die der weiblichen Tiere im Freigehege stiegen an. In der 31. Lebenswoche erfolgte ein Absinken der Cholesterol-Werte bei beiden Geschlechtern im Freigehege (siehe Abbildung 26).

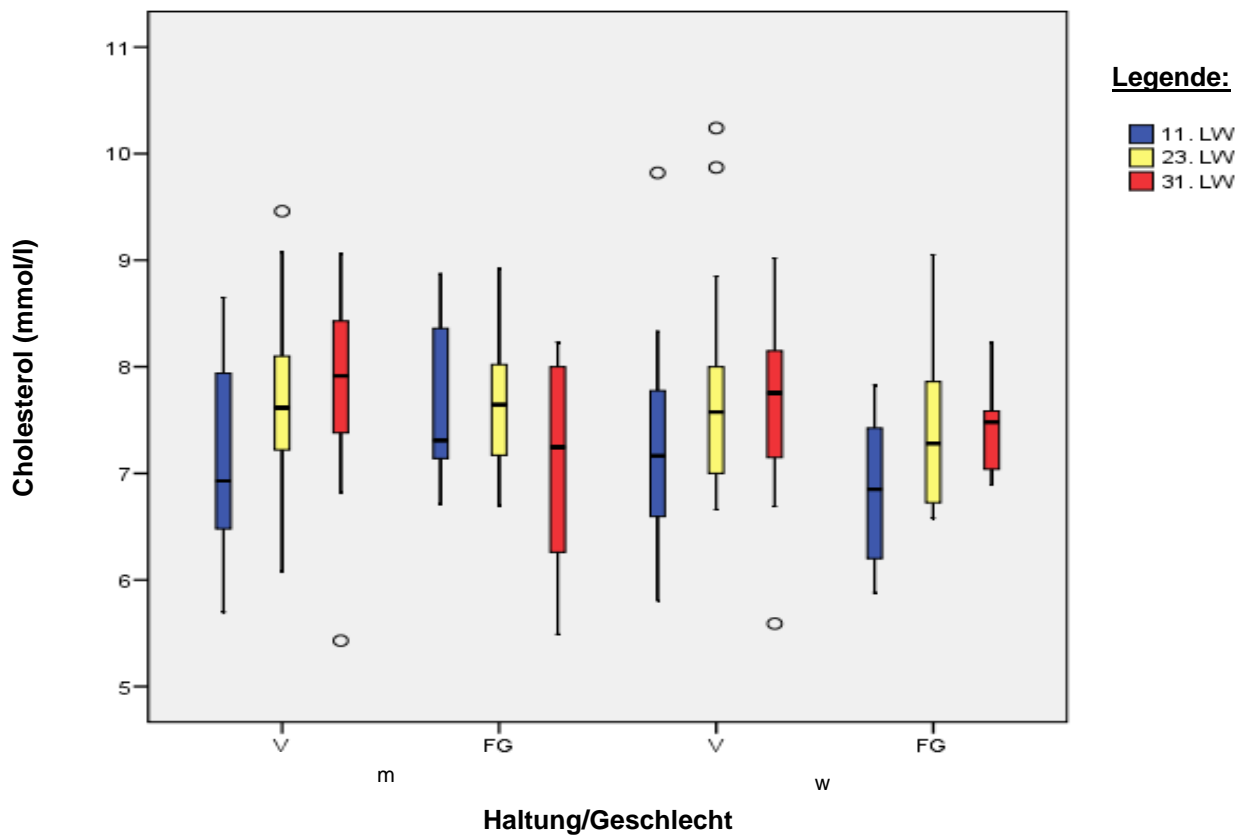


Abbildung 26: Cholesterol-Werte (mmol/l) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere in den Volieren (V) und im Freigehege (FG) im zeitlichen Verlauf der 11., 23. und 31. Lebenswoche (LW)

Tabelle 27: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (11., 23., 31. Lebenswoche) des Parameters Cholesterol (mmol/l) und den Geschlechtern (männlich, weiblich), sowie der Volierenhaltung und dem Freigehege (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s.= nicht signifikant)

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Geschlecht / Haltung	
Verlauf	männlich	weiblich
11.- 23.	***	***
11.- 31.	***	***
23.- 31.	***	***
Geschlechtervergleich	männlich	weiblich
11.- 31.	n.s.	
Verlauf	Voliere	Freigehege
11.- 23.	***	***
11.- 31.	***	***
23.- 31.	***	***
Volierenvergleich	Voliere	Freigehege
11.- 31.	n.s.	

Der Unterschied der Werte war sowohl bei den Geschlechtern (männlich, weiblich) als auch den Haltungsformen (Voliere, Freigehege) von der 11. LW zur 23. LW sowie der 11. LW zur 31. LW und von der 23. LW zur 31. LW hochsignifikant ($p < 0,001$).

Der Vergleich beider Geschlechter ($p = 0,580$) sowie der Haltungsformen Voliere und Freigehege ($p = 0,113$) waren von der 11. LW zur 31. LW nicht signifikant

Alle dazugehörigen Einzeldaten sowie die Stichprobengrößen (= n) sind im Anhang in den Tabellen 48 und 68 dargestellt.

Triglyceride (mmol/l)

Die Triglycerid-Werte (mmol/l) sanken bei den männlichen Tieren der Volieren in der 23. Lebenswoche und stiegen in der 31. Lebenswoche wieder leicht an. Bei den weiblichen Tieren in den Volieren sowie den männlichen und weiblichen Tieren im Freigehege stiegen die Werte in der 23. Lebenswoche. In der 31. Lebenswoche erfolgte bei den weiblichen Tieren (Voliere und Freigehege) ein Absinken der Triglycerid-Werte während die bei den männlichen Tieren im Freigehege anstiegen (vgl. Abbildung 27).

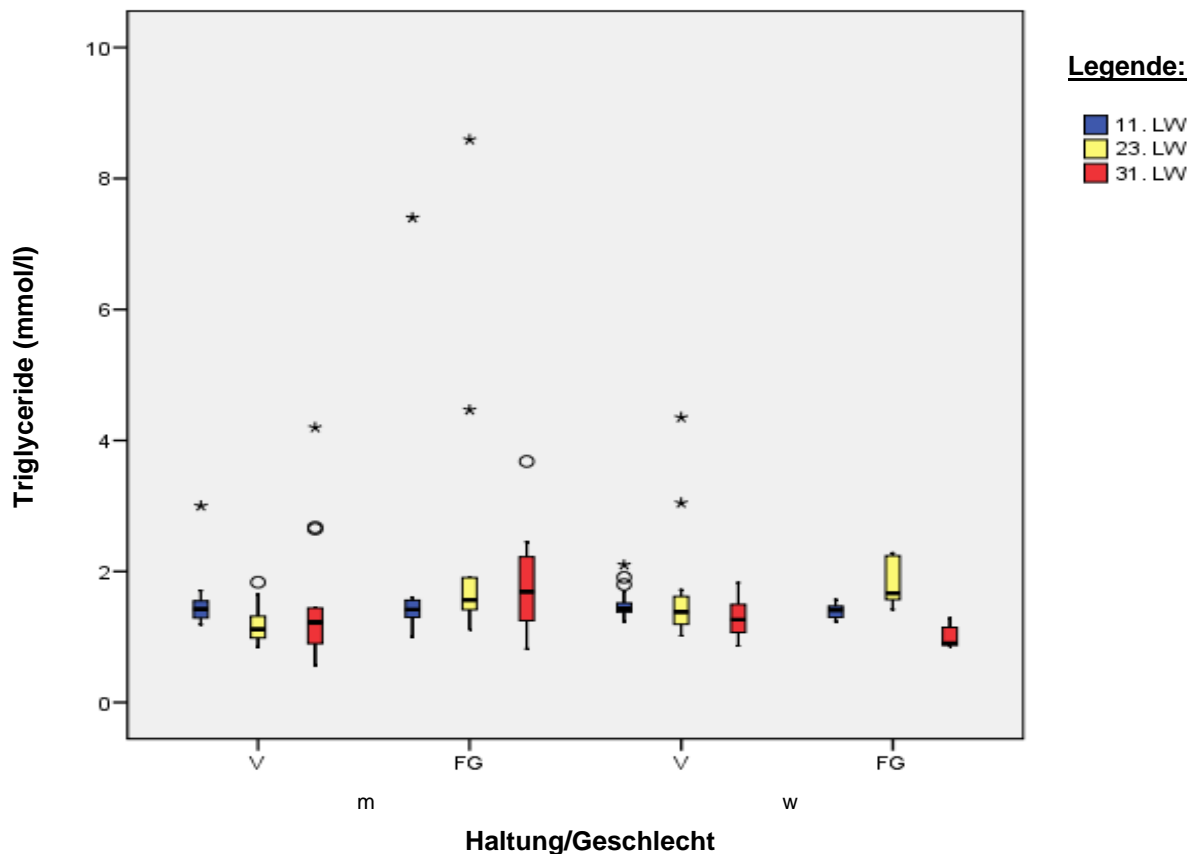


Abbildung 27: Triglycerid-Werte (mmol/l) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere in den Volieren (V) und im Freigehege (FG) im zeitlichen Verlauf der 11., 23. und 31. Lebenswoche (LW)

Tabelle 28: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (11., 23., 31. Lebenswoche) des Parameters Triglyceride (mmol/l) und den Geschlechtern (männlich, weiblich) sowie der Volierenhaltung und dem Freigehege (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s.= nicht signifikant)

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Geschlecht / Haltung	
Verlauf	männlich	weiblich
11.- 23.	***	***
11.- 31.	***	***
23.- 31.	*	***
Geschlechtervergleich	männlich	weiblich
11.- 31.	n.s.	
Verlauf	Voliere	Freigehege
11.- 23.	***	***
11.- 31.	***	***
23.- 31.	***	n.s.
Volierenvergleich	Voliere	Freigehege
11.- 31.	n.s.	

Der Unterschied der Werte war sowohl bei den Geschlechtern (männlich, weiblich) als auch den Haltungformen (Voliere, Freigehege) von der 11. LW zur 23. LW sowie der 11. LW zur 31. LW hochsignifikant ($p < 0,001$). Von der 23. LW zur 31. LW waren die Werte der männlichen Tiere signifikant ($p < 0,05$), die der weiblichen Tiere hochsignifikant ($p < 0,001$). Die Werte der Volierenhaltung waren von der 23. LW zur 31. LW hochsignifikant und im Freigehege nicht signifikant.

Der Geschlechtervergleich ($p = 0,659$) und Volierenvergleich ($p = 0,764$) ergaben von der 11. LW zur 31. LW keine signifikanten Unterschiede.

Alle dazugehörigen Einzeldaten sowie die Stichprobengrößen (= n) sind im Anhang in den Tabellen 48 und 69 dargestellt.

Aspartataminotransferase (AST)

Die AST-Werte (U/l) sanken bei den männlichen und weiblichen Tieren der Volieren in der 23. Lebenswoche ab während sie bei den männlichen und weiblichen Tieren im Freigehege anstiegen. In der 31. Lebenswoche erfolgte ein Anstieg der AST-Werte bei den männlichen Tieren der Volieren sowie den weiblichen Tieren im Freigehege. Bei den männlichen Tieren des Freigeheges und den weiblichen Tieren der Volieren sanken sie ab (siehe Abbildung 28).

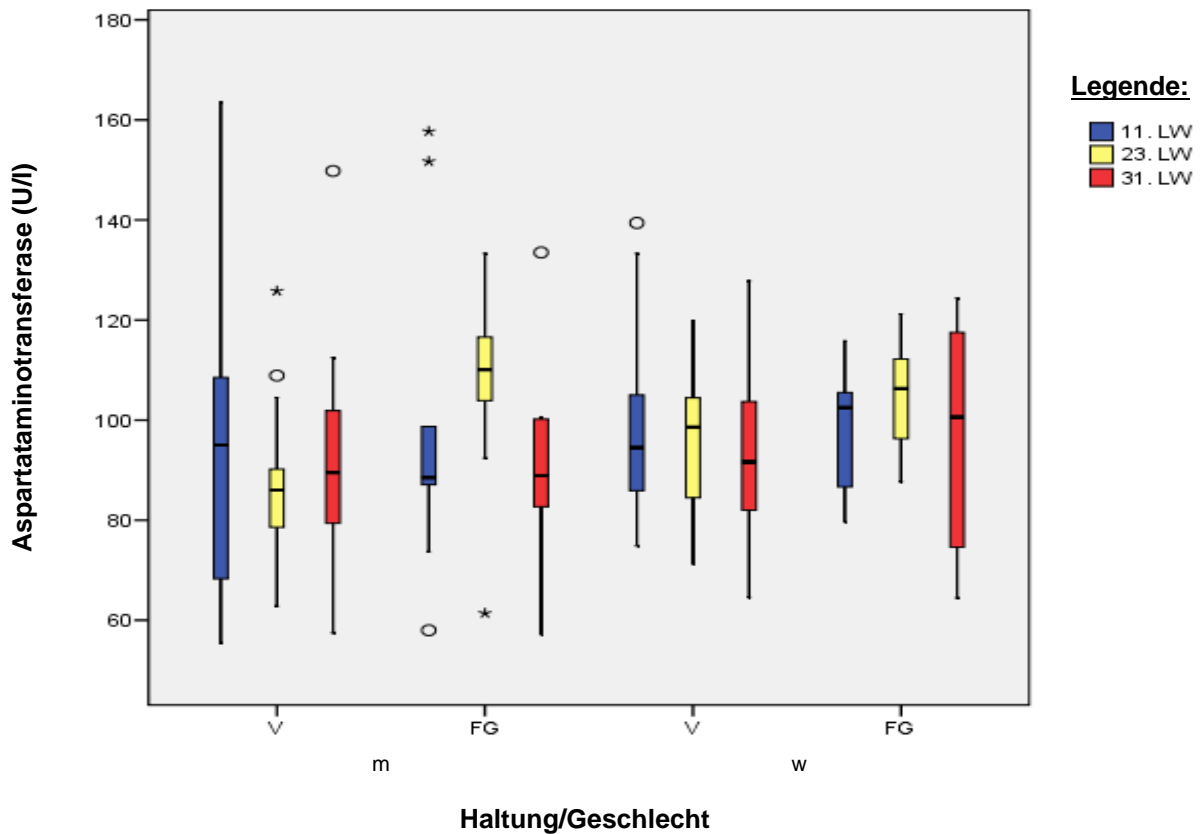


Abbildung 28: AST-Werte (U/l) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere in den Volieren (V) und im Freigehege (FG) im zeitlichen Verlauf der 11., 23. und 31. Lebenswoche (LW)

Tabelle 29: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (11., 23., 31. Lebenswoche) des Parameters AST (U/l) und den Geschlechtern (männlich, weiblich), sowie der Volierenhaltung und dem Freigehege (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s.= nicht signifikant)

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Geschlecht / Haltung	
Verlauf	männlich	weiblich
11.- 23.	n.s.	n.s.
11.- 31.	n.s.	n.s.
23.- 31.	n.s.	n.s.
Geschlechtervergleich	männlich	weiblich
11.- 31.	n.s.	
Verlauf	Voliere	Freigehege
11.- 23.	n.s.	n.s.
11.- 31.	n.s.	n.s.
23.- 31.	n.s.	*
Volierenvergleich	Voliere	Freigehege
11.- 31.	n.s.	

Der Vergleich der Werte von der 23. LW zur 31. LW und dem Freigehege ergab einen signifikanten Unterschied ($p < 0,05$). Die Werte beider Geschlechter und der Volierenhaltung im Vergleich zu dem zeitlichen Verlauf zwischen der 11. LW zur 23. LW sowie der 11. LW zur 31. LW und der 23. LW zur 31. LW ergab keine signifikanten Unterschiede.

Der Geschlechtervergleich ($p = 0,990$) sowie der Volierenvergleich ($p = 0,874$) waren von der 11. LW zur 31. LW nicht signifikant.

Alle dazugehörigen Einzelwerte und die Stichprobengrößen (= n) sind im Anhang in den Tabellen 48 und 70 aufgeführt.

Gallensäuren (mmol/l)

Die Gallensäuren (mmol/l) stiegen bei beiden Geschlechtern in den Volieren und bei den männlichen Tieren im Freigehege im zeitlichen Verlauf (11., 23., 31. Lebenswoche) an. Bei den weiblichen Tieren im Freigehege erfolgte ein Anstieg in der 23. Lebenswoche und ein Absinken der Gallensäuren in der 31. Lebenswoche (siehe Abbildung 29).

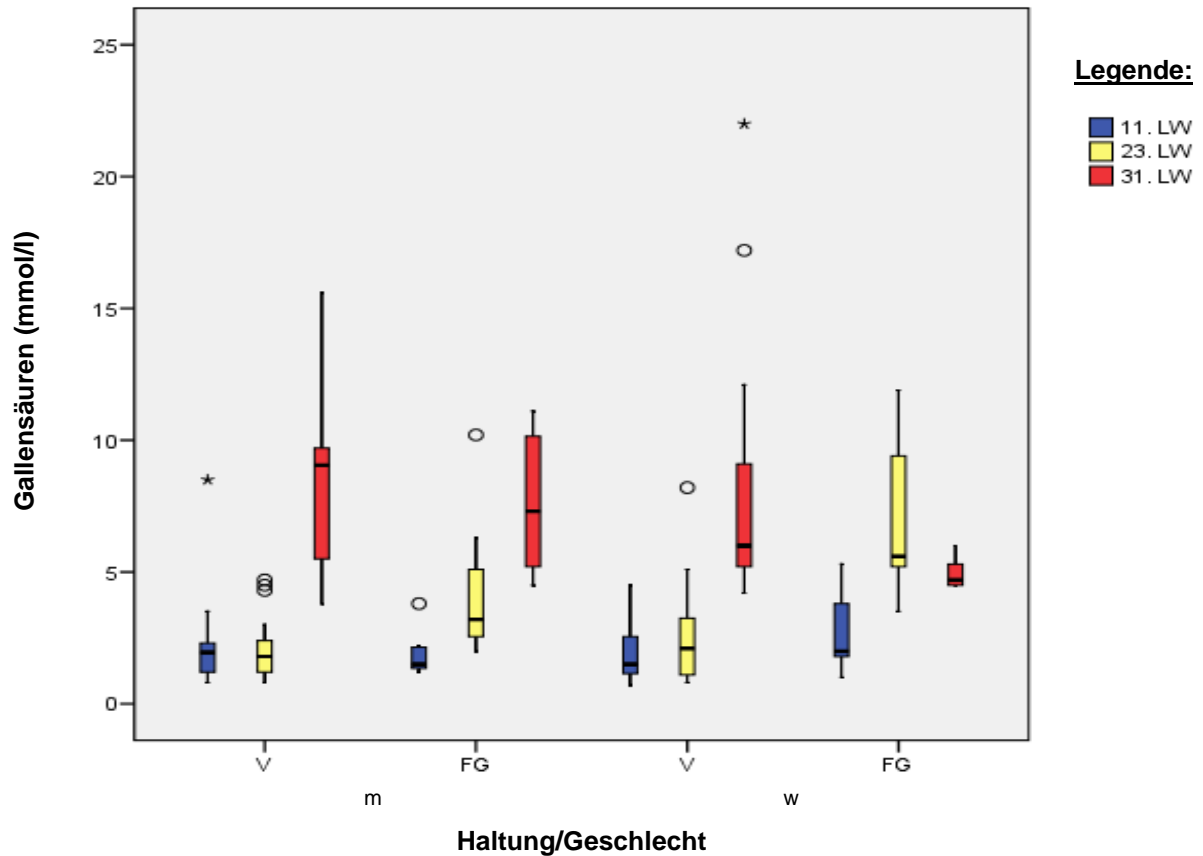


Abbildung 29: Gallensäuren-Werte (mmol/l) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere der Volieren (V) und des Freigeheges (FG) im zeitlichen Verlauf der 11., 23. und 31. Lebenswoche (LW)

Tabelle 30: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (11., 23., 31. Lebenswoche) des Parameters Gallensäuren (mmol/l) und den Geschlechtern (männlich, weiblich) sowie der Volierenhaltung und dem Freigehege (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s.= nicht signifikant)

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Geschlecht / Haltung	
Verlauf	männlich	weiblich
11.- 23.	**	***
11.- 31.	***	***
23.- 31.	***	***
Geschlechtervergleich	männlich	weiblich
11.- 31.	n.s.	
Verlauf	Voliere	Freigehege
11.- 23.	***	***
11.- 31.	***	***
23.- 31.	***	***
Volierenvergleich	Voliere	Freigehege
11.- 31.	n.s.	

Der Vergleich der Werte von der 11. LW zur 23. LW und den männlichen Tieren in den Volieren ergab einen signifikanten Unterschied ($p < 0,01$). Der Unterschied der Werte zwischen der 11. LW zur 23. LW war sowohl bei den weiblichen Tieren der Volieren sowie der Volierenhaltung und dem Freigehege hochsignifikant ($p < 0,001$). Im Unterschied zwischen der 11. LW zur 23. LW und der 23. LW zur 31. LW waren die Werte beider Geschlechter sowie der Volierenhaltung und dem Freigehege hochsignifikant ($p < 0,001$).

Der Geschlechtervergleich ergab von der 11. LW zur 31. LW keinen signifikanten Unterschied ($p = 0,420$). Der Volierenvergleich ergab von der 11. LW zur 31. LW ebenfalls keinen signifikanten Unterschied ($p = 0,147$).

Die dazugehörigen Einzelwerte sowie die Stichprobengrößen (= n) sind den Tabellen 48 und 71 im Anhang zu entnehmen.

Immunglobulin G (IgG)

Die IgG-Werte (mg/ml) sanken bei den männlichen und weiblichen Tieren in den Volieren im zeitlichen Verlauf (11., 23., 31. Lebenswoche) ab. In der 23. Lebenswoche erfolgte bei den männlichen Tieren im Freigehege ein Anstieg und bei den weiblichen Tieren ein Absinken der IgG-Werte. In der 31. Lebenswoche sanken die Werte bei den männlichen und stiegen bei den weiblichen Tieren im Freigehege (siehe Abbildung 30).

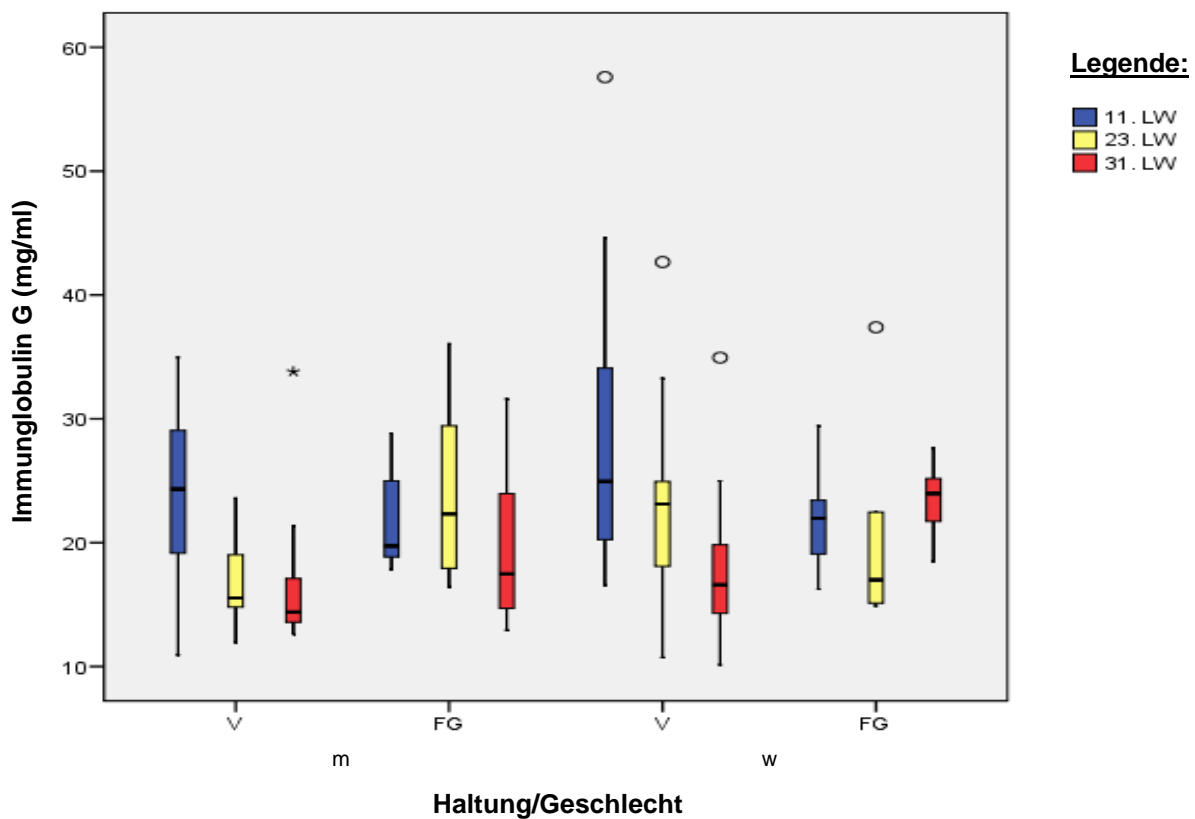


Abbildung 30: IgG-Werte (mg/ml) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere in den Volieren (V) und im Freigeheges (FG) im zeitlichen Verlauf der 11., 23. und 31. Lebenswoche (LW)

Tabelle 31: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (11., 23., 31. Lebenswoche) des Parameters Immunglobulin G (mg/ml) und den Geschlechtern (männlich, weiblich) sowie der Volierenhaltung und dem Freigehege (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s.= nicht signifikant)

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Geschlecht / Haltung	
Verlauf	männlich	weiblich
11.- 23.	n.s.	n.s.
11.- 31.	*	n.s.
23.- 31.	n.s.	n.s.
Geschlechtervergleich	männlich	weiblich
11.- 31.	n.s.	
Verlauf	Voliere	Freigehege
11.- 23.	***	n.s.
11.- 31.	***	n.s.
23.- 31.	**	n.s.
Volierenvergleich	Voliere	Freigehege
11.- 31.	**	

Der Unterschied der Werte war bei den Geschlechtern (männlich, weiblich) von der 11. LW zur 23. LW sowie der 23. LW zur 31. LW nicht signifikant. Von der 11. LW zur 31. LW waren die Werte der männlichen Tiere signifikant ($p < 0,05$), die der weiblichen Tiere nicht signifikant. Die Werte der Volierenhaltung waren von der 11. LW zur 23. LW sowie der 11. LW zur 31. LW hochsignifikant und von der 23. LW zur 31. LW signifikant. Zwischen dem Freigehege und dem zeitlichen Verlauf gab es keine Signifikanzen hinsichtlich der IgG-Werte.

Der Geschlechtervergleich zeigte von der 11. LW zur 31. LW keine Signifikanzen ($p = 0,492$). Der Unterschied zwischen den Volieren und dem Freigehege war von der 11. LW zur 31. LW signifikant ($p = 0,003$).

Die dazugehörigen Einzelwerte sowie die Stichprobengrößen (= n) sind den Tabellen 48 und 72 im Anhang zu entnehmen.

Cortisolmetaboliten (ng/g)

Während des Versuchszeitraumes wurde zu fünf verschiedenen Terminen (12., 16., 20., 24. und 28. LW) über jeweils drei Tage Kot gesammelt und hinsichtlich der Cortisolmetaboliten (ng/g) ausgewertet. Da es sich um Sammelproben handelte und der Kot dem jeweiligen Tier nicht zugeordnet werden konnte, wurden die im gesammelten Kot enthaltenen Cortisolmetaboliten bei der Auswertung auf die gesamte Voliere bzw. das gesamte Freigehege bezogen. Im Freigehege konnte der Einfluss des Geschlechtes, aufgrund einer gemischten Haltung (männlich und weiblich), nicht berücksichtigt werden. Hier wurde zu den fünf Zeitpunkten (12., 16., 20., 24., 28. LW) jeweils eine Sammelprobe gewonnen, wovon im Freigehege immer eine Probe pro Tag ausgewertet wurde. Aus jeder Voliere der insgesamt 16 Volieren wurden täglich jeweils zwei Kotproben für eine Sammelprobe gewonnen. Somit standen zu jedem Termin täglich jeweils acht Proben aus den Volieren mit den männlichen Tieren und acht Proben aus den Volieren mit den weiblichen Tieren zur Verfügung. Es wurden die Kotproben der drei Tage zu den fünf einzelnen Terminen (12., 16., 20., 24. und 28. Lebenswoche) sowohl bei den Volieren (n= 24) als auch im Freigehege (n= 3) ausgewertet.

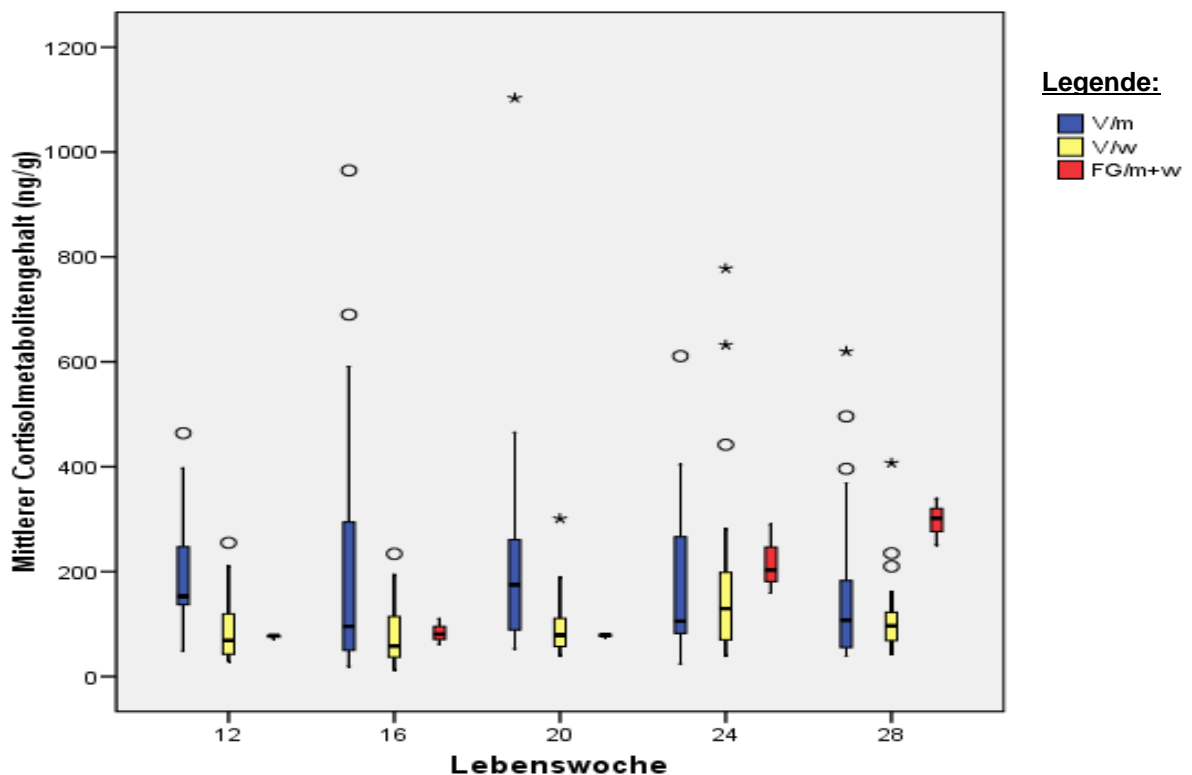


Abbildung 31: Cortisolmetabolitengehalt (ng/g) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere in den Volieren (V, n = 24) und im Freigehege (FG, n = 3) im zeitlichen Verlauf der 12., 16., 20., 24., 28. Lebenswoche

Der Cortisolmetabolitengehalt (ng/g) der männlichen Tiere in den Volieren stieg von der 12. Lebenswoche zur 16. Lebenswoche ab und sank zur 20. Lebenswoche ab. In der 24. Lebenswoche erfolgte wieder ein leichter Anstieg und zur 28. Lebenswoche ein Absinken der Cortisolmetaboliten. Bei den weiblichen Tieren in den Volieren war zur 16. Lebenswoche ein Absinken und von der 20. zur 24. Lebenswoche ein Anstieg des Cortisolmetabolitengehaltes zu beobachten. In der 28. Lebenswoche sanken die Cortisolmetaboliten. Im Freigehege stieg der Gehalt von der 12. zur 16. Lebenswoche an und fiel zur 20. Lebenswoche ab. In der 24. und 28. LW erfolgte ein deutlicher Anstieg der Cortisolmetaboliten (vgl. Abbildung 31).

Tabelle 32: Übersicht über signifikante Unterschiede zwischen den männlichen und weiblichen Tieren in den Volieren zu den fünf Messzeitpunkten (12., 16., 20., 24., 28. Lebenswoche)

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Haltung / Geschlecht	
Verlauf	Voliere/männlich	Voliere/weiblich
12.	**	
16.	*	
20.	*	
24.	n.s.	
28.	n.s.	

In der 12. Lebenswoche gab es hinsichtlich des mittleren Cortisolmetabolitengehaltes (ng/g) einen signifikanten Unterschied zwischen den männlichen und weiblichen Tieren in den Volieren ($p=0,005$), sowie in der 16. und 20. Lebenswoche ($p=0,024$). Ab der 24. Lebenswoche lagen keine Signifikanzen vor.

Wie in den Abbildungen 32 und 33 dargestellt ist gab es zwischen den männlichen und weiblichen Tieren in den Volieren deutliche Schwankungen hinsichtlich des mittleren Cortisolmetabolitengehaltes (ng/g). Innerhalb der acht Rüdenvolieren traten im zeitlichen Verlauf (12., 16., 20., 24., 28. Lebenswoche) starke Unterschiede auf. Bei den Fähen war der Cortisolmetabolitengehalt (ng/g) in der 24. Lebenswoche in zwei Volieren besonders hoch. Vergleicht man beide Abbildungen so wird ersichtlich, dass der mittlere Cortisolmetabolitengehalt (ng/g) in den Rüdenvolieren im zeitlichen Verlauf (12., 16., 20., 24., 28. Lebenswoche) insgesamt höher war als in den Fähenvolieren. Alle Einzelwerte und die Stichprobengrößen (= n) sind im Anhang in den Tabellen 49 und 73 dargestellt.

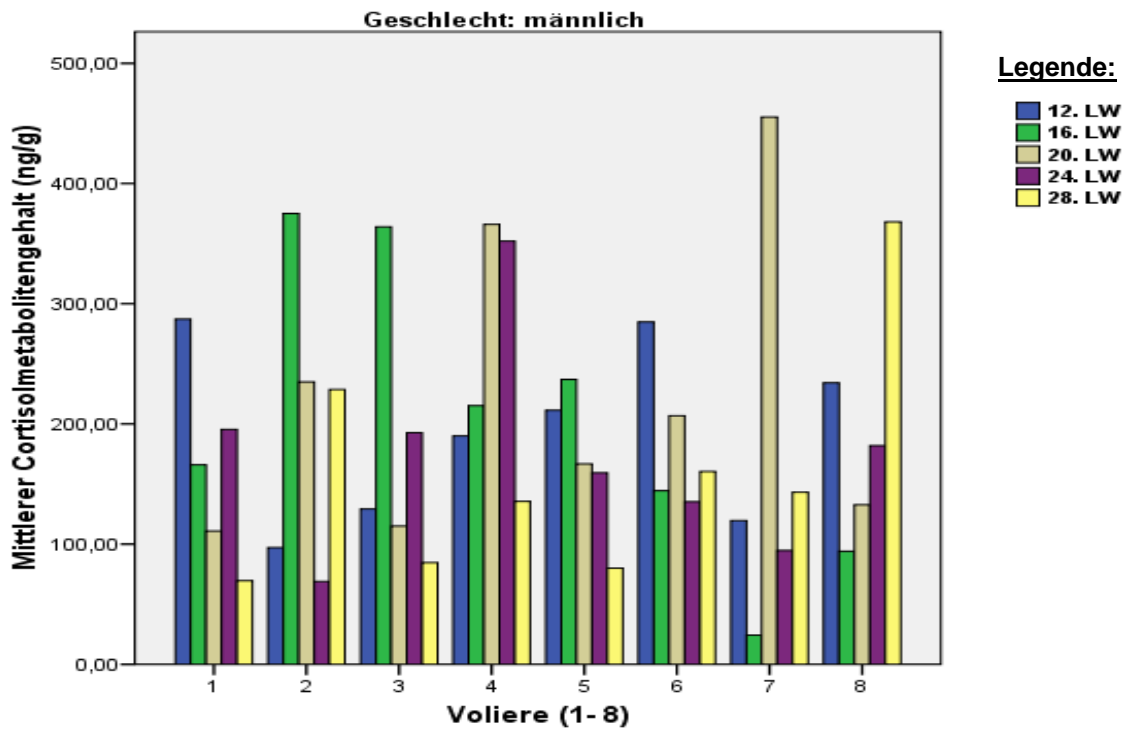


Abbildung 32: Mittlerer Cortisolmetabolitengehalt (ng/g) der acht Rüdenvolieren (1–8) im zeitlichen Verlauf der 12., 16., 20., 24., und 28. Lebenswoche (LW)

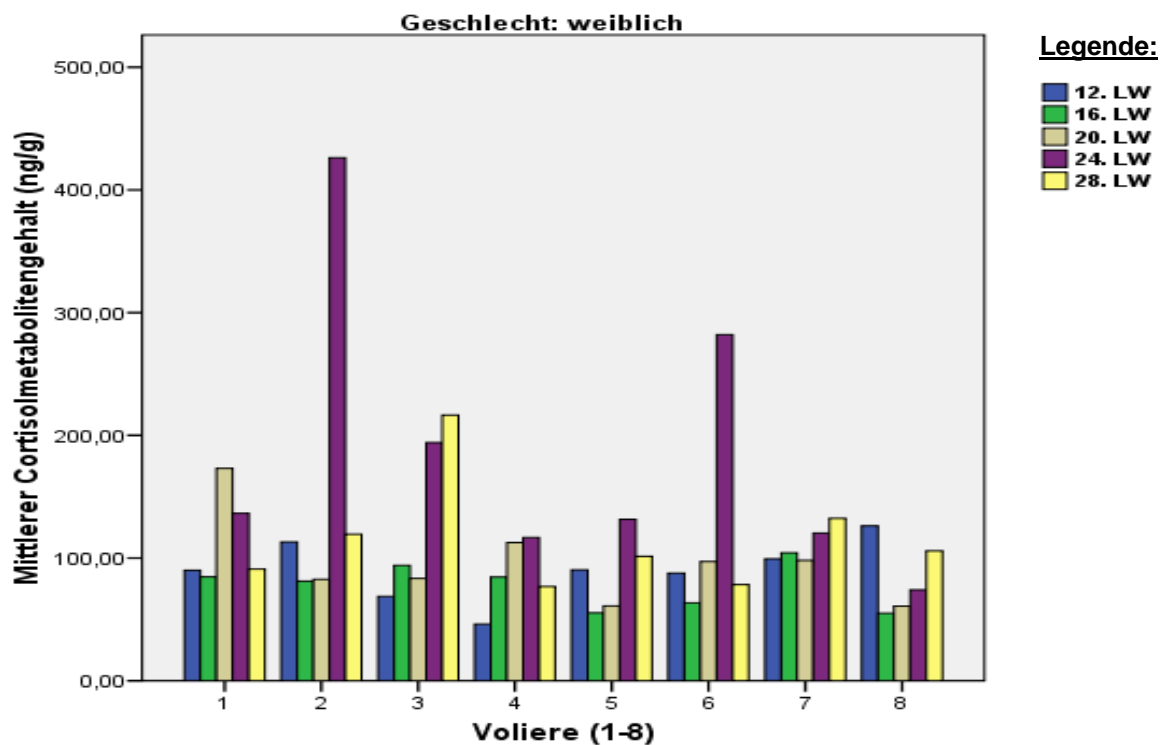


Abbildung 33: Mittlerer Cortisolmetabolitengehalt (ng/g) der acht Fähenvolieren (1-8) im zeitlichen Verlauf der 12., 16., 20., 24. und 28. Lebenswoche (LW)

4.2.3 Beurteilung des Fells

4.2.3.1 Fellzustand

Der Fellzustand (siehe Tabelle 33) wurde hinsichtlich der Fellstruktur, Fellverfärbungen sowie Verletzungen und Narben beurteilt. Dies erfolgte nach einem zuvor festgelegten Beurteilungsschema mit einem Index von sehr gut (= 1), gut (= 2), befriedigend (= 3) oder mangelhaft (= 4). Der Fellzustand aller Tiere konnte meistens als sehr gut (= 1) eingestuft werden. Bei den Tieren in den Volieren war er zwischen der 21. Lebenswoche (Beurteilungsindex 2, n= 15 Tiere), der 23. Lebenswoche (Beurteilungsindex 2, n= 24 Tiere) und der 25. Lebenswoche (Beurteilungsindex 2, n= 16 Tiere) gut. Zwischen der 27. und 31. Lebenswoche wurde insgesamt bei zwei bis fünf Tieren der Fellzustand als gut bewertet. In der 19. Lebenswoche wurde der Fellzustand eines Tieres mit befriedigend (= 3) beurteilt. Während des Versuchszeitraums wurde bei keinem Tier der Fellzustand als mangelhaft (= 4) bewertet.

Die Tiere im Freigehege wurden am häufigsten mit dem Beurteilungsindex gut (= 2) zwischen der 21. Lebenswoche (16 Tiere), der 23. Lebenswoche (14 Tiere) und der 25. Lebenswoche (15 Tiere) bewertet. In der 19. und 23. Lebenswoche wurde der Fellzustand von einem Tier bzw. in der 29. Lebenswoche von zwei Tieren mit befriedigend (= 3) beurteilt. Auch hier wurde kein Tier mit mangelhaft bewertet.

Bei einem Vergleich beider Haltungsformen war der Unterschied des Fellzustandes nicht signifikant ($p= 0,06$).

Alle dazugehörigen Einzelwerte sind im Anhang in der Tabelle 50 dargestellt.

Tabelle 33: Übersicht über den Fellzustand der Tiere (n und in %) in den Volieren und im Freigehege, im Verlauf der 11. Lebenswoche bis zur 31. Lebenswoche
 FZ= Fellzustand, LW= Lebenswoche, n= Anzahl der Tiere, BI= Beurteilungsindex (1= sehr gut, 2= gut, 3= befriedigend, 4= mangelhaft)

	FZ 11. LW n (%)	FZ 13. LW n (%)	FZ 15. LW n (%)	FZ 17. LW n (%)	FZ 19. LW n (%)	FZ 21. LW n (%)	FZ 23. LW n (%)	FZ 25. LW n (%)	FZ 27. LW n (%)	FZ 29. LW n (%)	FZ 31. LW n (%)
BI	Voliere										
1	38 (86,4%)	36 (80,0%)	36 (75,0%)	34 (72,3%)	42 (91,3%)	31 (67,4%)	22 (46,7%)	30 (65,2%)	42 (91,3%)	44 (95,6%)	41 (89,1%)
2	6 (13,6%)	8 (20,0%)	12 (25,0%)	13 (27,7%)	3 (6,5%)	15 (32,6%)	24 (53,3%)	16 (34,8%)	4 (8,7%)	2 (4,4%)	5 (10,9%)
3					1 (2,2%)						
4											
BI	Freigehege										
1	16 (76,2%)	18 (85,7%)	20 (100,0%)	10 (50,0%)	10 (50,0%)	3 (15,8%)	4 (21,0%)	4 (21,0%)	7 (36,8%)	5 (26,3%)	7 (36,8%)
2	5 (23,8%)	3 (14,3%)		9 (45,0%)	10 (50,0%)	16 (84,2%)	14 (73,7%)	15 (79,%)	12 (63,2%)	12 (63,2%)	12 (63,2%)
3				1 (5,0%)			1 (5,3%)			2 (10,5%)	
4											

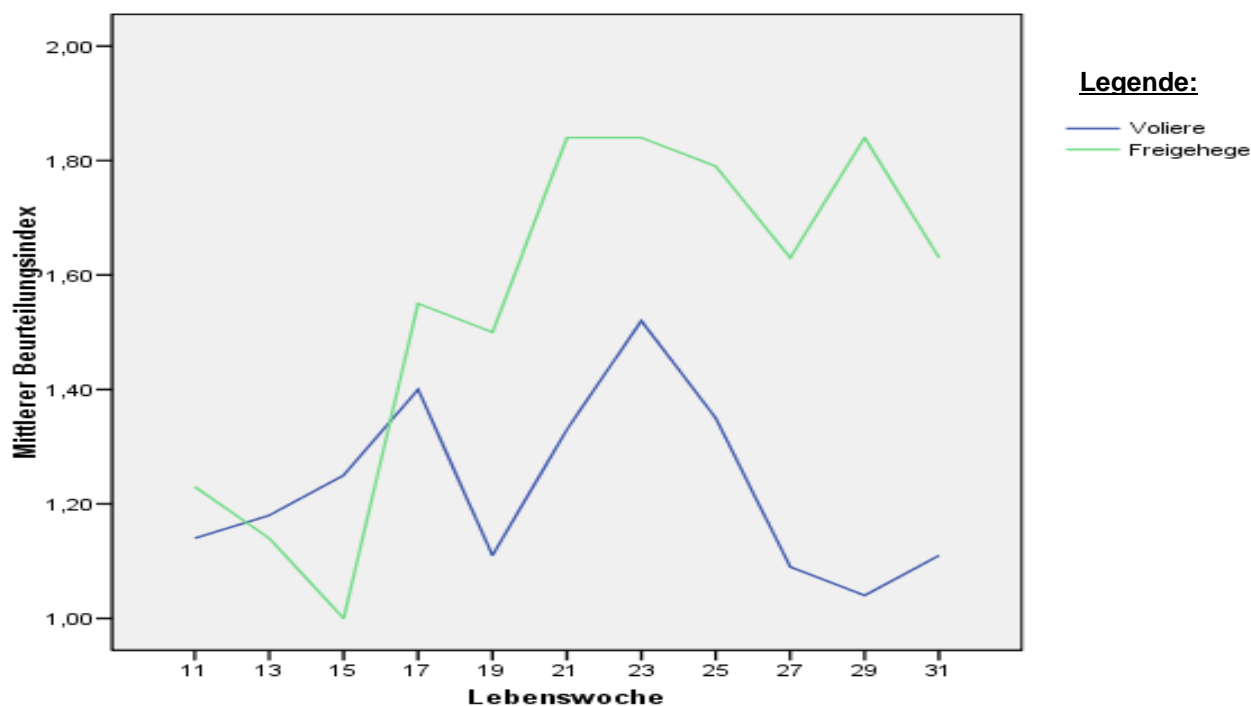


Abbildung 34: Mittlerer Beurteilungsindex (1-4) des Fellzustandes der Tiere in den Volieren und im Freigehege im zeitlichen Verlauf (11. bis 31. Lebenswoche)

4.2.3.2 Fellverschmutzung

Bei den Tieren der Volieren traten vermehrt Fellverschmutzungen in der 13. und 23. Lebenswoche auf und nahmen gegen Versuchsende ab. Bei einem Tier wurde in der 13. Lebenswoche eine deutliche (= 3) Fellverschmutzung festgestellt (siehe Tabelle 34).

Zu Beginn des Versuches gab es bei den Tieren im Freigehe vereinzelt Fellverschmutzungen, die ab der 17. Lebenswoche bis zum Ende deutlich zunahmen. In der 31. Lebenswoche hatte ein Tier eine deutliche (= 3) Fellverschmutzung.

Der Vergleich beider Haltungseinrichtungen ergab einen signifikanten ($p= 0,02$) Unterschied hinsichtlich der Fellverschmutzungen.

Die dazugehörigen Einzelwerte sind der Tabelle 51 im Anhang zu entnehmen.

Tabelle 34: Übersicht über die Fellverschmutzung der Tiere (n und in %) in den Volieren und im Freigehege, im Zeitraum der 11. Lebenswoche bis zur 31. Lebenswoche

FV= Fellverschmutzung, LW= Lebenswoche, n= Anzahl der Tiere, BI= Beurteilungsindex (1= keine, 2= leichte, 3= deutliche, 4= starke)

	FV 11. LW n (%)	FV 13. LW n (%)	FV 15. LW n (%)	FV 17. LW n (%)	FV 19. LW n (%)	FV 21. LW n (%)	FV 23. LW n (%)	FV 25. LW n (%)	FV 27. LW n (%)	FV 29. LW n (%)	FV 31. LW n (%)
BI	Voliere										
1	35 (79,5%)	30 (68,2%)	41 (85,4%)	44 (93,6%)	41 (89,1%)	41 (89,1%)	32 (69,6%)	38 (82,6%)	41 (89,1%)	42 (91,3%)	43 (93,5%)
2	9 (20,5%)	13 (29,5%)	7 (14,6%)	3 (6,4%)	5 (10,9%)	5 (10,9%)	14 (30,4%)	8 (17,4%)	5 (10,9%)	4 (8,7%)	3 (6,5%)
3		1 (2,3%)									
4											
BI	Freigehege										
1	17 (81,0%)	19 (90,5%)	17 (85,0%)	12 (60,0%)	12 (60,0%)	10 (52,6%)	8 (42,1%)	10 (52,6%)	13 (68,4%)	10 (52,6%)	15 (78,9%)
2	4 (19,0%)	2 (9,5%)	3 (15,0%)	8 (40,0%)	8 (40,0%)	9 (47,4%)	11 (57,9%)	9 (47,4%)	6 (31,6%)	9 (47,4%)	3 (15,8%)
3											1 (5,3%)
4											

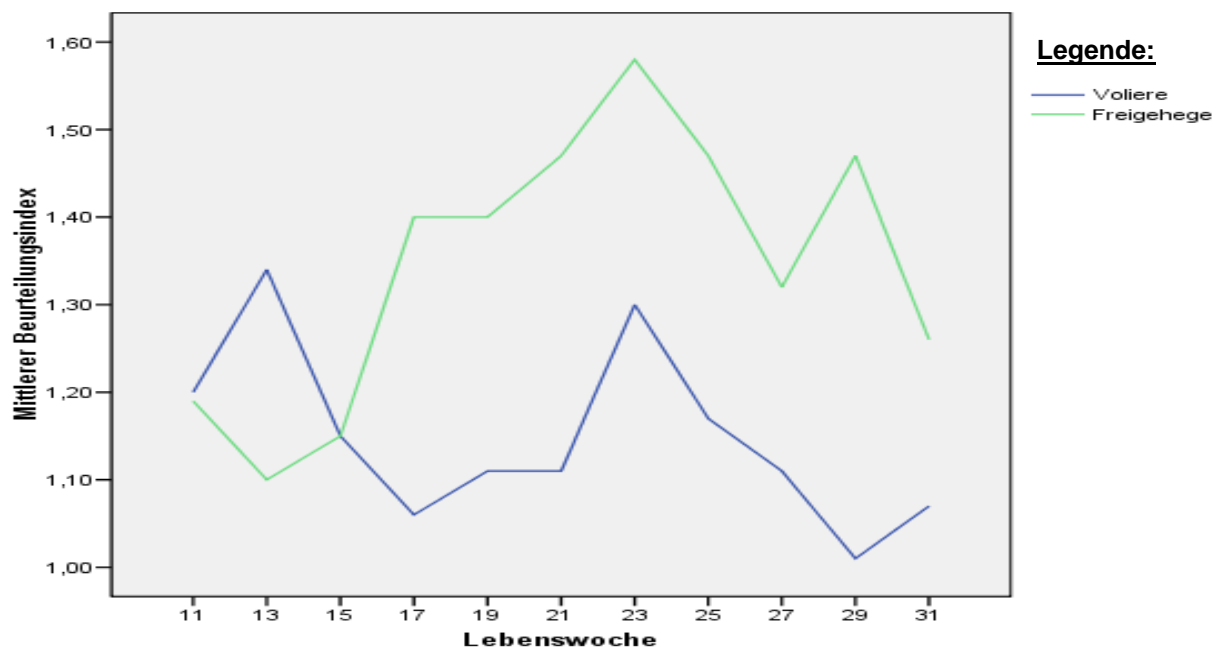


Abbildung 35: Mittlerer Beurteilungsindex (1-4) der Fellverschmutzung der Tiere in den Volieren und im Freigehege im zeitlichen Verlauf (11. bis 31. Lebenswoche)

4.2.4 Verletzungen

Rumpfverletzungen:

Verletzungen am Rumpf traten insgesamt selten auf (vgl. Tabelle 35). In den Volieren war davon ein Tier, in der 21. Lebenswoche betroffen. Im Vergleich dazu wurden im Freigehege jeweils vier Tiere in der 21. und 23. Lebenswoche und ein Tier in der 29. Lebenswoche mit Rumpfverletzungen vorgefunden.

Tabelle 35: Übersicht über die Rumpfverletzungen der Tiere (n und in %) in den Volieren und im Freigehege, im Zeitraum der 11. Lebenswoche bis zur 31. Lebenswoche
RV= Rumpfverletzung, LW= Lebenswoche, n= Anzahl der Tiere, BI= Beurteilungsindex (1= keine, 2= leichte, 3= starke)

	RV 11. LW n (%)	RV 13. LW n (%)	RV 15. LW n (%)	RV 17. LW n (%)	RV 19. LW n (%)	RV 21. LW n (%)	RV 23. LW n (%)	RV 25. LW n (%)	RV 27. LW n (%)	RV 29. LW n (%)	RV 31. LW n (%)
BI	Voliere										
1	44 (100,0%)	44 (100,0%)	48 (100,0%)	47 (100,0%)	46 (100,0%)	45 (97,8%)	46 (100,0%)	46 (100,0%)	46 (100,0%)	46 (100,0%)	46 (100,0%)
2						1 (2,2%)					
3											
BI	Freigehege										
1	21 (100,0%)	21 (100,0%)	20 (100,0%)	20 (100,0%)	20 (100,0%)	15 (78,9%)	15 (78,9%)	19 (100,0%)	19 (100,0%)	18 (94,7%)	19 (100,0%)
2						4 (21,1%)	4 (21,1%)			1 (5,3%)	
3											

Die dazugehörigen Einzelwerte sind der Tabelle 52 im Anhang zu entnehmen.

Kopfverletzungen:

In den Volieren gab es nur vereinzelt und selten, im Freigehege dagegen häufiger Verletzungen am Kopf. Bei beiden Haltungformen traten sie zwischen der 17. und 21. Lebenswoche und gegen Ende des Versuchszeitraumes auf (siehe Tabelle 36).

Tabelle 36: Übersicht über die Kopfverletzungen der Tiere (n und in %) in den Volieren und im Freigehege, im Zeitraum der 11. Lebenswoche bis zur 31. Lebenswoche
KV= Kopfverletzung, LW= Lebenswoche, n= Anzahl der Tiere, BI= Beurteilungsindex (1= keine, 2= leichte, 3= starke)

	KV 11. LW n (%)	KV 13. LW n (%)	KV 15. LW n (%)	KV 17. LW n (%)	KV 19. LW n (%)	KV 21. LW n (%)	KV 23. LW n (%)	KV 25. LW n (%)	KV 27. LW n (%)	KV 29. LW n (%)	KV 31. LW n (%)
BI	Voliere										
1	44 (100,0%)	44 (100,0%)	48 (100,0%)	46 (97,9%)	46 (100,0%)	44 (95,6%)	46 (100,0%)	46 (100,0%)	46 (100,0%)	46 (100,0%)	45 (97,8%)
2				1 (2,1%)		2 (4,4%)					1 (2,2%)
3											
BI	Freigehege										
1	21 (100,0%)	21 (100,0%)	20 (100,0%)	19 (95,0%)	17 (85,0%)	17 (89,5%)	19 (100,0%)	19 (100,0%)	18 (94,7%)	19 (100,0%)	18 (94,7%)
2				1 (5,0%)	3 (15,0%)	2 (10,5%)			1 (5,3%)		1 (5,3%)
3											

Die dazugehörigen Einzelwerte sind der Tabelle 53 im Anhang zu entnehmen.

Gliedmaßenverletzungen:

Bei keinem Nerz in den Volieren trat eine Gliedmaßenverletzung auf. Im Freigehege war ein Tier in der 13. Lebenswoche davon betroffen (vgl. Tabelle 37).

Tabelle 37: Übersicht über die Gliedmaßenverletzungen der Tiere (n und in %) in den Volieren und im Freigehege, im Zeitraum der 11. Lebenswoche bis zur 31. Lebenswoche
 GV= Gliedmaßenverletzung, LW= Lebenswoche, n= Anzahl der Tiere,
 BI= Beurteilungsindex (1= keine, 2= leichte, 3= starke)

	GV 11. LW n (%)	GV 13. LW n (%)	GV 15. LW n (%)	GV 17. LW n (%)	GV 19. LW n (%)	GV 21. LW n (%)	GV 23. LW n (%)	GV 25. LW n (%)	GV 27. LW n (%)	GV 29. LW n (%)	GV 31. LW n (%)
BI	Voliere										
1	44 (100,0%)	44 (100,0%)	48 (100,0%)	47 (100,0%)	46 (100,0%)	46 (100,0%)	46 (100,0%)	46 (100,0%)	46 (100,0%)	46 (100,0%)	46 (100,0%)
2											
3											
BI	Freigehege										
1	21 (100,0%)	20 (95,2%)	20 (100,0%)	20 (100,0%)	20 (100,0%)	19 (100,0%)	19 (100,0%)	19 (100,0%)	19 (100,0%)	19 (100,0%)	19 (100,0%)
2		1 (4,8%)									
3											

Alle dazugehörigen Einzelwerte sind im Anhang in der Tabelle 54 dargestellt.

Schwanzverletzungen :

Am häufigsten waren die Verletzungen bei den Nerzen im Schwanzbereich lokalisiert (siehe Tabelle 38). Die Ursache lag vermutlich darin, dass die Tiere versuchten, durch das Ergreifen des Schwanzes mit den Zähnen die Flucht ihres Artgenossen in oder aus den Wohnboxen zu verhindern.

In den Volieren traten ab der 19. Lebenswoche bis zum Versuchsende an einzelnen Tieren leichte Schwanzverletzungen auf.

Im Freigehege dagegen waren ab der 19. Lebenswoche über die Hälfte der Tiere von leichten bis starken Schwanzverletzungen betroffen. Unterscheidet man das Auftreten der Schwanzverletzungen zwischen den Geschlechtern, so wird deutlich, dass die weiblichen Tiere mit zwei Drittel viel häufiger als die männlichen Tiere davon betroffen waren (siehe Tabelle 39). Alle dazugehörigen Einzelwerte sind im Anhang in der Tabelle 55 aufgeführt.

Tabelle 38: Übersicht über die Schwanzverletzungen der Tiere (n und in %) in den Volieren und im Freigehege, im Zeitraum der 11. Lebenswoche bis zur 31. Lebenswoche
SV= Schwanzverletzung, LW= Lebenswoche, n= Anzahl der Tiere, BI= Beurteilungsindex (1= keine, 2= leichte, 3= starke)

	SV 11. LW n (%)	SV 13. LW n (%)	SV 15. LW n (%)	SV 17. LW n (%)	SV 19. LW n (%)	SV 21. LW n (%)	SV 23. LW n (%)	SV 25. LW n (%)	SV 27. LW n (%)	SV 29. LW n (%)	SV 31. LW n (%)
BI	Voliere										
1	44 (100,0%)	44 (100,0%)	48 (100,0%)	47 (100,0%)	45 (97,8%)	43 (93,5%)	45 (97,8%)	45 (97,8%)	45 (97,8%)	44 (95,6%)	41 (89,1%)
2					1 (2,2%)	3 (6,5%)	1 (2,2%)	1 (2,2%)	1 (2,2%)	2 (4,4%)	4 (8,7%)
3											1 (2,2%)
BI	Freigehege										
1	21 (100,0%)	21 (100,0%)	20 (100,0%)	19 (95,0%)	10 (50,0%)	9 (47,4%)	5 (26,3%)	7 (36,9%)	9 (47,4%)	6 (31,6%)	5 (26,3%)
2				1 (5,0%)	8 (40,0%)	9 (47,4%)	13 (68,5%)	10 (52,6%)	8 (42,1%)	8 (42,1%)	9 (47,4%)
3					2 (10,0%)	1 (5,2%)	1 (5,2%)	2 (10,5%)	2 (10,5%)	5 (26,3%)	5 (26,3%)

Tabelle 39: Übersicht über die Beurteilung der Schwanzverletzungen der männlichen und weiblichen Tiere (n und in %) der Volieren und des Freigeheges, im Verlauf der 11. Lebenswoche bis zur 31. Lebenswoche

SV= Schwanzverletzung, LW= Lebenswoche, n= Anzahl der Tiere, BI= Beurteilungsindex (1= keine, 2= leichte, 3= starke)

	SV 11. LW n (%)	SV 13. LW n (%)	SV 15. LW n (%)	SV 17. LW n (%)	SV 19. LW n (%)	SV 21. LW n (%)	SV 23. LW n (%)	SV 25. LW n (%)	SV 27. LW n (%)	SV 29. LW n (%)	SV 31. LW n (%)
BI	Männliche Nerze										
1	34 (100,0%)	34 (100,0%)	34 (100,0%)	33 (97,1%)	29 (87,9%)	29 (87,9%)	25 (75,8%)	27 (81,8%)	28 (84,8%)	27 (81,8%)	25 (75,8%)
2				1 (2,9%)	3 (9,1%)	3 (9,1%)	7 (21,2%)	6 (18,2%)	3 (9,1%)	3 (9,1%)	5 (15,1%)
3					1 (3,0%)	1 (3,0%)	1 (3,0%)		2 (6,1%)	3 (9,1%)	3 (9,1%)
BI	Weibliche Nerze										
1	31 (100,0%)	31 (100,0%)	34 (100,0%)	33 (100,0%)	26 (78,8%)	23 (71,9%)	25 (78,1%)	25 (78,1%)	26 (81,2%)	23 (71,9%)	21 (65,6%)
2					6 (18,2%)	9 (28,1%)	7 (21,9%)	5 (15,6%)	6 (18,8%)	7 (21,9%)	8 (25,0%)
3					1 (3,0%)			2 (6,3%)		2 (6,2%)	3 (9,4%)

Tabelle 40: Anzahl der Tiere aus den Volieren (n= 48) und dem Freigehege (n= 21) mit und ohne Verletzungen über den gesamten Versuchszeitraum von der 11. bis zur 31. Lebenswoche (LW)

Verletzungen	Anzahl der Tiere	
	Voliere (n= 48)	Freigehege (n= 21)
Rumpf	1	6
Kopf	3	8
Gliedmaßen	0	1
Schwanz	7	18
keine Verletzungen	41*	3*
	*davon ein Tier vor der 19. LW und ein Tier vor der 17. LW verstorben	*davon ein Tier vor der 15. LW und ein Tier vor der 21. LW verstorben

Vergleicht man beide Haltungformen hinsichtlich der Anzahl an Verletzungen, die während des Versuchszeitraumes (11. bis 31. LW) auftraten, so waren im Freigehege mehr Tiere davon betroffen. In den Volieren hatten über den gesamten Versuchszeitraum 41 Tiere von insgesamt 48 Tieren überhaupt keine Verletzungen, während im Freigehege von insgesamt 21 Tieren 3 Tiere keine Verletzungen hatten.

4.2.5 Mortalität

Während der Studie starben insgesamt vier Tiere. Davon betroffen waren jeweils ein Rüde (Nr. 2629773, verstorben in der 18. Lebenswoche) und eine Fähe (Nr. 1578298, verstorben in der 16. Lebenswoche) aus den Volieren und ein Rüde (Nr. 1845659, verstorben in der 14. Lebenswoche) und eine Fähe (Nr. 1578882, verstorben in der 20. Lebenswoche) aus dem Freigehege. Die exakte Todesursache konnte nicht diagnostiziert werden.

5 Diskussion

Das Ziel dieser Studie war es die Tiergesundheit und die Leistungsparameter von Nerzen in Haltungssystemen zu untersuchen, die den Vorgaben der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung (TierSchNutzV, 2006) entsprechen. Für den Versuch wurden insgesamt 16 Volieren aufgestellt und mit jeweils drei gleichgeschlechtlichen Tieren belegt. Zudem wurden 21 Tiere (11 männliche, 10 weibliche) in einem Freilandareal gehalten. Um einen Überblick über die Auswirkungen der Haltungsform auf die Tiergesundheit zu gewinnen, erfolgten in regelmäßigen Abständen Gesundheitsbeurteilungen, Wasseruntersuchungen, Blutanalysen und die Bestimmung der Cortisolmetaboliten im Kot.

5.1 Wasserhygiene

Die Wasserqualität wurde regelmäßig, sowohl in den Schwimmbecken der Volieren als auch im „Teich“, „Rinne“ und „Bachlauf“ des Freigeheges überprüft. Dafür wurden im vierwöchigen Rhythmus jeweils Sammelproben genommen und im Labor mikrobiologisch untersucht. Beurteilt wurden die Gesamtkeimzahl sowie der Gehalt an Enterobacteriaceae, insbesondere Salmonellen. Zudem wurde die Wassertemperatur, als möglicher Einflussfaktor der Wasserqualität, überprüft. Zu Beginn eines jeden Monats bzw. drei Wochen vor dem Probennahmetermin wurde in den Wasserbecken der Volieren das Wasser gewechselt. Im Freigehege wurde das Wasser vor der Einstallung und einmal im Herbst (Datum 15.10.2010), nachdem Laub von den Bäumen gefallen ist, gewechselt. Da die Wasserqualität im Freigehege sehr gut war, wurde kein häufigerer Wasserwechsel durchgeführt.

Die Trinkwasserverordnung (TrinkwV, 2001), die Rechtsgrundlagen in Bezug auf Tränkwasser (BMELV, 2012) und die Grenzwerte der EU-Richtlinie 2006/7/EG (Badegewässerrichtlinie) wurden hier mit den Ergebnissen der mikrobiologischen Wasseruntersuchung verglichen. Eine Trinkwasserqualität (TrinkwV, 2001) wurde Ende September 2010 in den Badewässern des Freigeheges erreicht. Im Monat Oktober 2010 wurde vereinzelt in den Wasserbecken der Volieren und im Freigehege eine Trinkwasserqualität erreicht, im Monat November 2010 nur im Freigehege. Die Anforderungen an Tränkwasser (BMELV, 2012), mit einem Richtwert von 1000 KbE/ml (bei 37°C), wurden im Monat August 2010 in den Wasserbecken aus vier Volieren und dem Gewässer des Freigeheges erreicht. Die Gesamtkeimzahlen der Wasserproben aus den übrigen Volieren lagen über dem angegebenen Richtwert, da im Monat August die Wassertemperaturen in den Schwimmbecken zum Teil bei 12,5 °C und darüber lagen. Das verursachte einen massiven Anstieg der Gesamtkeimzahl im Wasser. Die Ergebnisse zeigten, dass die Wassertemperatur

einen signifikanten Einfluss ($p < 0,05$) auf den Keimgehalt des Wassers hatte und eine Korrelation (Korrelationskoeffizient = 0,347) zwischen der Temperatur und dem Keimgehalt bestand. Der Gehalt an Enterobacteriaceae wurde in einzelnen Wasserproben auf einem sehr niedrigen Niveau festgestellt. Salmonellen wurden in keiner der Proben nachgewiesen. Die Anforderungen der EU-Richtlinie 2006/7/EG, welche sich auf das Badegewässer für den Menschen bezieht, wurden vollständig erfüllt. Folglich hatte das Wasser in den Schwimmbecken, das den Tieren vorwiegend als Badegelegenheit diente, eine sehr gute Qualität.

5.2. Gesundheitsbeurteilung

Alle zwei Wochen wurde eine Gesundheitsbeurteilung mit Gewichtskontrolle bei jedem einzelnen Tier aus den Volieren und dem Freigehege durchgeführt. Zudem erfolgten jeweils drei Blutentnahmen (11., 23. und 31. Lebenswoche), mit Auswertung eines roten und weißen Blutbildes, Leber- und Cholesterolverwerten und der Immunglobuline G. Zur Beurteilung der Stresssituation der Tiere, in den beiden Haltungssystemen, wurden zu fünf Zeitpunkten (12., 16., 20., 24., 28. Lebenswoche) jeweils Sammelkotproben genommen und daraus die Cortisolmetaboliten bestimmt.

Allgemeinbefinden

Das Allgemeinbefinden aller Tiere war während des gesamten Versuchszeitraumes ungestört. Da die Tiere zur Adspektion gefangen und in Untersuchungsfallen für Nerze gehalten wurden, musste bei der Beurteilung des Allgemeinbefindens berücksichtigt werden, dass es sich dabei nur um Momentaufnahmen handelte. Aus diesem Grund wurden das Verhalten und die Bewegungsabläufe nicht grundsätzlich im Gehege bei Tageslicht durchgeführt, so wie es Wenzel und Berestov (1986) empfehlen.

In der Studie „Untersuchungen zur Wasserhygiene und Tiergesundheit bei Nerzen (*Neovison vison*) in einem Haltungssystem gemäß der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung“ (Gnann, 2012) war das Allgemeinbefinden der Tiere größtenteils nicht oder geringgradig gestört. Leichte Störungen könnten damit verbunden sein, dass die Tiere nicht in einem Stallgebäude untergebracht und vermehrt dem Regen ausgesetzt waren.

Augen- und Nasenausfluss

Bei der Beurteilung wurde am Auge auf vermehrte Sekretion mit wässriger, schleimiger, klarer, trüber, oder eitriger Konsistenz geachtet. Beim Nasenausfluss, welcher ein- oder

beidseitig auftreten konnte, wurde die Beschaffenheit, wie wässrig, schleimig, eitrig oder blutig, beurteilt (Wenzel und Berestov, 1986). Während der gesamten Studie hatte keines der Tiere, wie oben beschrieben, Augen- oder Nasenausfluss. Im Gegensatz dazu wurde in der Studie von Gnann (2012) ein Tier mit mukösem Nasenausfluss dokumentiert. Tiere mit Augenausfluss wurden bei Gnann (2012) häufiger beobachtet, zeigten dabei aber kein gestörtes Allgemeinbefinden.

5.2.1 Körpergewicht

Die Rüden nahmen bis zur 27. Lebenswoche, die Fähen bis zur 25. Lebenswoche stetig an Gewicht zu. Ab der 29. Lebenswoche erfolgte bei den Rüden und ab der 27. Lebenswoche bei den Fähen eine leichte Gewichtsabnahme. Die Fähen nahmen bis zur 29. Lebenswoche wieder zu und zum Versuchsende wieder ab. Der schwerste Rüde erreichte ein Endgewicht von 3388 g, eine Fähe wog 1734 g. Das durchschnittliche Endgewicht der Rüden in den Volieren betrug 2647 g, das der Fähen 1361 g. Die Rüden im Freigehege erreichten gegen Versuchsende ein Durchschnittsgewicht von 2353 g und die Fähen von 1333 g. Somit wurde bei beiden Haltungformen das in der Literatur angegebene durchschnittliche Körpergewicht von 2280 g bei den Rüden und 1183 g bei den Fähen erreicht (Wenzel und Berestov, 1986). Insgesamt war das Gewicht der Tiere im Freigehege geringer als in den Volieren. Ein möglicher Grund könnte die größere Auslauffläche, die den Tieren im Freigehege zur Verfügung stand, sein. Dadurch hatten sie mehr Bewegungsfreiheit und eine angereicherte Umwelt, die auch zu Aktivitäten einlud. Ein Gewichtsverlust gegen Ende des Versuches könnte eventuell mit dem Haarwechsel in Zusammenhang stehen, da die Tiere im Fellwechsel für die Ausbildung des Winterfells mehr Protein benötigen. Deshalb sollte jedes Tier im letzten Fütterungsabschnitt und während des Fellwechsels individuell, entsprechend dem Ernährungszustand, gefüttert werden, so dass es weder zu mager noch zu dick ist, da sich dies sonst negativ auf die Fellqualität auswirken könnte (Wenzel, 1990). Das Gewicht der Nerze aus der Studie von Gnann (2012) deckte sich auch mit den in der Literatur angegebenen Normalwerten. Dabei wog der schwerste Rüde in der 31. Lebenswoche 3343 g und die schwerste Fähe 1885 g.

5.2.2 Tiergesundheit

Blutuntersuchung

Während der Studie erfolgte bei allen Tieren eine dreimalige Blutuntersuchung (11., 23., 31. Lebenswoche). Dabei wurden die Parameter Erythrozyten, Hämoglobin, Hämatokrit, MCV, MCH, MCHC, Leukozyten, Lymphozyten, Monozyten, Granulozyten, Thrombozyten, Cholesterol, Triglyceride, AST, Gallensäuren und Immunglobulin G bestimmt.

Die Erythrozyten-Werte lagen im Referenzbereich (2,56 - 9,12 $10^{12}/l$ bzw. 6,47 - 8,78 $10^{12}/l$, nach Wenzel, 1984 und nach Brandt, 1989). Die Erythrozyten-Werte der Tiere in dieser Studie stiegen von der 11. zur 23. Lebenswoche deutlich an und blieben zwischen der 23. und 31. Lebenswoche nahezu konstant. Laut Wenzel und Berestov (1986) verändert sich bei den Nerzen die Erythrozytenzahl mit dem Alter. In den ersten drei Lebensmonaten findet eine deutliche Erhöhung der Werte statt. Anschließend liegt keine große Veränderung mehr vor (Wenzel und Berestov, 1986). Das Hämoglobin und Hämatokrit entsprachen den angegebenen Referenzwerten (Hämoglobin: 15,5 - 32,1 mmol/l bzw. 5,0 - 15,2 mmol/l; Hämatokrit: 0,290 - 0,580 l/l bzw. 0,201 - 0,620 l/l, nach Wenzel, 1984 und nach Brandt, 1989). Diese sind bei den Jungtieren physiologisch noch relativ niedrig, im unteren Referenzbereich, und steigen dann mit zunehmendem Alter an (Wenzel und Berestov, 1986). Von den MCV-, MCH- und MCHC-Werten lagen lediglich die MCV-Werte in der 13. Lebenswoche leicht über dem von Brandt (1989) angegebenen Referenzbereich (45 - 78 fl). Die Referenzwerte für Gallensäuren bei Nerzen werden in der Literatur nicht dargestellt. Die Größenordnung der Gallensäuren bei den Tieren dieser Studie lagen in einem Bereich von 0,70 - 22,00 mmol/l. In der Studie von Gnann (2012) lagen die Gallensäuren in einem Bereich von 8 - 97 $\mu\text{mol}/l$. Alle übrigen Parameter (Leukozyten: 5,52 - 8,35 $10^9/l$ bzw. 2,8 - 19,4 $10^9/l$; Lymphozyten: 43,5 - 65,6% bzw. 2,8 - 19,4%; Granulozyten: 34,7 - 61,9%; Thrombozyten: 458 - 826 $10^9/l$ bzw. 542 $10^9/l$; AST: 31,8 - 56,4 U/l bzw. 23,4 - 36,6 U/l, nach Wenzel, 1984 und nach Brandt, 1989 und IgG: 4,8 g/l, nach Porter et al., 1984) lagen im Referenzbereich, bis auf die Monozyten, das Cholesterol und die Triglyceride. Diese drei Werte bewegten sich oberhalb der in der Literatur von Wenzel und Berestov (1986) sowie Brandt (1989) angegebenen Referenzbereiche (Monozyten: 0,0 - 0,4%; Cholesterol: 5,356 - 6,24 mmol/l; Triglyceride: 1,04 - 1,10 mmol/l, nach Wenzel, 1984 und nach Brandt, 1989). Eine Monozytose kann durch ein infektiöses Geschehen im Körper verursacht werden und ist immer Ausdruck einer gesteigerten Abwehrleistung (Wenzel und Berestov, 1986). Laut Willardt und Tvedten (2006) tritt eine Monozytose sowohl bei akuten als auch bei

chronischen Prozessen auf. Ferner kann sie bei eitrigen und granulomatösen Entzündungen, Nekrosen, sowie malignen Tumoren vorliegen. Bei den Tieren dieser Studie könnten die Schwanzverletzungen Ursache der Monozytose gewesen sein. Die Verletzungen bewirkten einen lokalen Entzündungsprozess, worauf der Körper mit einer gesteigerten Abwehrleistung reagiert hat. Laut Wenzel und Berestov (1986) können erhöhte Cholesterol-Werte auf eine Schädigung der Leber hinweisen. Bei einem hohen Fettgehalt von über 20 % im Futter der Nerze kann es auch zu erhöhten Werten kommen. Deshalb sollte vor einer Blutentnahme eine mindestens 16-stündige Nahrungskarenz erfolgen (Wenzel und Berestov, 1986). Bei den Tieren dieser Studie wurde vor den Blutentnahmetagen die empfohlene Nahrungskarenz eingehalten, indem sie frühmorgens und am Abend des Vortages kein Futter erhielten. Eine Erhöhung der Triglyceride kann auch, wie bereits beschrieben, durch einen hohen Fettgehalt im Futter ausgelöst werden. Es kann aber auch eine Stoffwechselstörung, wie Diabetes mellitus, eine starke Nierenfunktionsstörung oder eine Hypothyreose als mögliche Ursache gesehen werden (Hoffmann-La Roche, 1987; Brand 1989). Anhand der gemessenen Blutwerte konnten die Tiere dieser Studie als gesund eingestuft werden. Auch in der Studie von Gnann (2012) verfügten die Tiere über einen guten Gesundheitsstatus, da sich die Blutparameter beinahe immer in den in der Literatur vorgegebenen Referenzbereichen befanden. Laut Wenzel (1984) ist jedoch das Festlegen von Normalwerten bei Pelztieren nur mit Einschränkungen möglich. Die Gründe liegen an dem Einfluss der Messergebnisse durch das Alter, Geschlecht, Trächtigkeit, Laktation, genetische Disposition und Tagesrhythmik der Tiere. Auch äußere Faktoren wie Fütterung, Blutentnahmetechnik, Narkose, Temperatur, Jahreszeit, geographische Lage und unterschiedliche labortechnische Bestimmungsmethoden können die Blutergebnisse beeinflussen (Wenzel, 1984).

Cortisolmetaboliten

Die Bestimmung der Glukokortikoidkonzentration und ihrer Metaboliten, als Stressindikator, kann sowohl durch eine Messung im Blut, aber auch in verschiedenen Körperflüssigkeiten und Exkreten, wie Speichel, Milch, Urin und Kot erfolgen (Möstl und Palme, 2002). Bei Wildtieren, wie z.B. Rothirsche, Primaten, Giraffen hat sich hierfür, belegt durch verschiedene Studien (Möstl und Palme, 2002; Rettenbacher et. al., 2004; Touma und Palme, 2005), die Messung der Cortisolmetaboliten im Kot bewährt. Der Vorteil dieser Methode liegt laut Möstl und Palme (2002) darin, dass kein direkter Kontakt zum Tier erforderlich und eine häufige Probengewinnung möglich ist. Somit wird beim Tier durch die Probennahme kein Stress ausgelöst, was zu einer Verfälschung der Ergebnisse führen könnte.

Im Verlauf dieser Studie wurden Kotproben an fünf Terminen (12., 16., 20., 24., 28. Lebenswoche) über einen Zeitraum von jeweils drei Tagen gesammelt. Während der Probennahme erfolgte keine externe Stressbelastung der Tiere, wie z.B. Einfangen für eine Gesundheitsbeurteilung, Wiegen oder eine Narkose zur Blutentnahme.

Eine Auswertung der Cortisolmetaboliten ergab sehr unterschiedliche Ergebnisse. In den Volieren lagen die Werte der Fähen bis zur 20. Lebenswoche deutlich unter den Werten der Rüden. Anschließend erfolgte ein Anstieg. Im November/Dezember lagen die durchschnittlichen Werte bei den Rüden in den Volieren bei 159,04 ng/g und den Fähen bei 115,58 ng/g. Die Werte im Freigehege zeigten bis zum Ende des Versuches eine deutlich steigende Tendenz. Sie lagen immer über den Werten der Volieren und im November/Dezember bei 297,33 ng/g. Der deutlich höhere Stresslevel der Tiere im Freigehege, vor allem gegen Ende des Versuches, kann an der gemischtgeschlechtlichen Haltung liegen. Gerade mit Beginn der Geschlechtsreife und den daraus resultierenden Konkurrenzkämpfen um einen potentiellen Paarungspartner kann es zu gesteigerten Aggressionen kommen (Touma und Palme, 2005). Der verursachte Stress führt folglich zu einem erhöhten Cortisolspiegel im Kot. In der Studie von Gnann (2012) wurden die Tiere in den Volieren auch gemischtgeschlechtlich gehalten. Dabei ergaben die Untersuchungen der Cortisolmetaboliten im Kot bis zur Mitte des Versuches eine fallende Tendenz und gegen Ende einen Anstieg. Der Mittelwert der Cortisolmetaboliten ihrer Studie lag während dem gesamten Versuchszeitraum bei 172,5 ng/g in den 6er Volieren und bei 154,6 ng/g in den 4er Volieren.

Untersuchungen an Affen, die in gemischtgeschlechtlichen Gruppen gehalten wurden, haben ergeben, dass der Reproduktionsstatus eines Tieres und die damit verbundenen Auswirkungen auf den Stresslevel sich in der Cortisolkonzentration im Kot widerspiegeln kann (Keay et al., 2006). Eine Studie an Rothirschen ergab, dass die Konzentration von Cortisolmetaboliten jahreszeitlichen Schwankungen unterliegt. Demnach stiegen die Cortisolkonzentrationen im Kot zwischen November und Februar an (Huber et al., 2003). Von Bedeutung scheint auch die soziale Struktur innerhalb einer Gruppe zu sein, die sowohl die Stoffwechselaktivität und die Nahrungsaufnahme, als auch die Stresshormonproduktion jedes einzelnen Tieres beeinflussen kann (McEwen und Wingfield, 2003). Durch die höhere Anzahl an Tieren im Freigehege aber auch aufgrund der gemischtgeschlechtlichen Haltung könnte es evtl. zu vermehrten Auseinandersetzungen innerhalb der Gruppe gekommen sein. Somit spielt vermutlich die Gruppengröße ebenfalls eine entscheidende Rolle im Bezug auf das Stressgeschehen. Das Freigehege in dieser Studie wurde mit 21 Tieren belegt, die Volieren

dagegen mit jeweils drei Tieren. Andererseits hatte das Freigehege eine Größe von ca. 290 m², die Volieren dagegen eine Grundfläche von nur 4 m². Somit stand jedem Tier im Freigehege ein Platzangebot von knapp 14 m², in den Volieren dagegen nur 1 m² pro Tier zur Verfügung.

Eine weitere Ursache für erhöhte Cortisolmetaboliten im Kot könnten innerartliche Aggressionen um Nahrungsressourcen sein (Touma und Palme, 2005).

Tiere, die im Freigehege gehalten wurden zeigten einen höheren Cortisolmetaboliten-Gehalt im Kot als Tiere, die in den Volieren aufgestellt waren. Ein Grund könnte die wie bereits oben beschriebene gemischtgeschlechtliche Aufstallung sein, ein anderer die Möglichkeit in einer seminaturalen Haltungsumwelt arttypische Verhaltensweisen vermehrt auszuführen und mit der Umwelt zu interagieren (z.B. Überfliegen der Anlage durch Prädatoren, Eindringen von Beutetieren, Außenklimareize etc.). Demzufolge könnte der höhere Gehalt auch als „Positiver Stress“ (Eustress) der angereicherten Haltungsumwelt gewertet werden. Eustress wirkt sich positiv auf das Wohlbefinden und möglicherweise auch auf die Gesundheit der Tiere aus. Deshalb sollten zur Verbesserung der Tiergesundheit die Haltung und das Management so gestaltet werden, dass den Tieren die Chance einer erfolgreichen Stressbewältigung gegeben wird und „Negativer Stress“ (Distress) möglichst vermieden wird. Ungeeignete bzw. belastende Haltungsbedingungen, die Distress auslösen sind krankheitsfördernd und können den Immunstatus der Tiere stark negativ verändern (Tuchscherer und Manteuffel, 2000).

5.2.3 Fellzustand und Fellverschmutzung

Der Fellzustand der Tiere war durchweg von sehr guter bis guter Qualität. Vereinzelt gab es Tiere mit befriedigender Qualität. Fellverschmutzungen kamen in beiden Haltungsformen in keiner oder nur leichter Ausprägung vor.

Laut Wenzel und Berestov (1986) ist die optimale Pelzqualität glatt, glänzend und dicht, weich, elastisch und frei von Verfärbungen. Einzelne Tiere in dieser Studie hatten teilweise matts, struppiges Fell und vor allem gegen Ende des Versuches leichten Haarausfall. Laut der Fachliteratur (Wenzel und Berestov, 1986) könnte hierfür als Ursache ein Befall mit Ektoparasiten, mit Flöhen, zugrunde liegen. Allerdings müssten adspektorisch Flöhe, Flohkot und Flohstiche zu erkennen gewesen sein, die einen starken Juckreiz verursachen und durch Kratzen und Scheuern zu Fellschäden führen. Da dies bei den Versuchstieren nicht der Fall war, ist ein Flohbefall als Ursache auszuschließen. Die infektiöse Hauterkrankung Trichophytie, die vereinzelt bei Nerzen vorkommen kann, ist auch auszuschließen, da es klinisch zuerst zu einer Rötung der Haut und später zu grauen, borkigen Belägen an

sämtlichen Körperregionen kommt (Wenzel und Berestov 1986). Der daraus verursachte starke Juckreiz und alle vorausgegangenen klinischen Symptome sind bei den Tieren im Versuch nicht aufgetreten. Eine mögliche Ursache für den oben beschriebenen Fellzustand könnte ein Abfressen des Felles durch das Tier selbst oder durch Artgenossen sein. Vermutet wird eine genetische Disposition (Wenzel, 1987; Malmkvist und Hansen, 1997). Ein weiterer Grund für das struppige Haarkleid könnte eine mechanische Abnutzung der Haare sein, die durch die Schlupflöcher an den Wohnboxen verursacht wird (Wenzel und Berestov, 1986). Dies betrifft dann vor allem die großen und gut genährten Tiere. Ebenso wie in der Studie von Gnann (2012) kam es bei einigen Tieren in den Volieren zu Fellverfärbungen und nassem Fell in der Bauchregion. Nach Wenzel und Berestov (1986) wird der Zustand als Bauchnässen („Wet-Belly-Disease“) beschrieben, was überwiegend bei Rüden, durch tropfenweise Harnabgabe, erfolgt. In dieser Studie wurden nasse Bauchunterseiten sowohl bei den Rüden als auch den Fähen in gleicher Größenordnung festgestellt. In der Literatur (Wenzel und Berestov, 1986) werden als Ursache ernährungsbedingte Gründe, bakterielle Infektionen, Umwelteinflüsse (Kälte, Feuchtigkeit, Zugluft), Wassermangel und genetisch bedingte Dispositionen dafür verantwortlich gemacht. Betroffen waren in dieser Studie die Tiere in den Volieren, deren Bodenbelag aus Gummimatten bestand. Wenn die Tiere nach Benutzung der Schwimmbänne in den Volieren auf den Gummiböden liefen oder darauf urinierten, konnte das Wasser beziehungsweise der Urin nicht ablaufen. Dies führte sehr wahrscheinlich zu den nassen Bauchunterseiten und Fellverfärbungen durch den Urin. In der Studie von Gnann (2012) wurden die nassen Bauchunterseiten und Fellverfärbungen mit einer witterungsbedingten Feuchte des planbefestigten, betonierten Volierenbodens in Zusammenhang gebracht. Zudem konnte auf dem betonierten Boden der Urin nicht abfließen, sodass die Volieren einmal täglich ausgespritzt wurden (Gnann, 2012). Im Freigehege trat das Phänomen nicht auf, da dort ein natürlicher Bodenbelag aus Erde, Gras und Rindenmulch vorlag. Um das Auftreten von nassen Bauchunterseiten und Fellverfärbungen vorzubeugen, sollten die Volieren mit einem wasserdurchlässigen Bodenbelag aus Gummi ausgestattet werden. Eine flüssigkeitssaugende Einstreu, wie Stroh, Späne, Rindenmulch oder Torf als Belag und tägliche Entfernung der nassen Bereiche wären eventuell als Alternative zu sehen. In dieser Studie wurde in den Volieren einmal täglich der Kot entfernt und der Volierenboden einmal wöchentlich ausgespritzt.

5.2.4 Verletzungen

Die häufigsten Verletzungen waren bei den Tieren, wie auch in der Studie von Gnann (2012), im Schwanzbereich, insbesondere an der Schwanzwurzel lokalisiert. An allen anderen Körperregionen traten keine oder sehr selten Verletzungen auf. Im Freigehege waren über die Hälfte der Tiere von leichten bis schweren Schwanzverletzungen betroffen; vor allem die Fähen. Einzelne verletzte Tiere mussten separiert und medikamentös behandelt werden. In den Volieren traten nur vereinzelt leichte Schwanzverletzungen auf. Auch hier waren überwiegend die Fähen davon betroffen. Laut Wenzel und Berestov (1986) wird diese Art von Verletzungen bei Nerzen beschrieben. Ursache hierfür könnten innerartliche aggressive Auseinandersetzungen sein. Weitere Verletzungen an der Schwanzwurzel wurden eventuell durch eine Selbstverstümmelung ausgelöst, da dort Stinkdrüsen lokalisiert sind. Diese entleeren sich bei Verstopfung durch einen Biss des Tieres und führen zu einer sofortigen Druckentlastung (Wenzel und Berestov, 1986). Da die Schwanzverletzungen der Tiere dieser Studie hauptsächlich im Freigehege auftraten, könnte ein Vergemeinschaftungsproblem zwischen den Rüden und Fähen als Auslöser betrachtet werden. Beide Geschlechter wurden zusammen gehalten. Da dabei hauptsächlich die Fähen an der Schwanzwurzel verletzt waren, könnten diese bei einem Fluchtversuch in oder aus den Wohnboxen von den Rüden gebissen worden sein. Es könnte sein, dass der Röhrendurchmesser zu den Wohnboxen im Freigehege mit einem Durchmesser von 10 cm, im Falle einer Auseinandersetzung eine schnelle Flucht der Tiere erschwert hat. Je größer und schwerer die Tiere wurden, desto langsamer konnten sie die Röhre passieren und sich folglich auch nicht gegen Attacken von hinten wehren. Dies erklärt auch die Zunahmen der Schwanzverletzungen mit dem Alter. In den Volieren, in denen deutlich weniger Verletzungen dieser Art auftraten, waren jeweils nur Tiere eines Geschlechtes zusammen untergebracht. Hier war der Röhrendurchmesser zu den Wohnboxen größer und dadurch möglicherweise auch das Verletzungsrisiko geringer. Deshalb ist es sehr wichtig, Röhren mit einem ausreichend großen Durchmesser zu verwenden, um das Risiko von Schwanzverletzungen zu minimieren. Da bei den männlichen und weiblichen Tieren in den Volieren kaum Schwanzverletzungen auftraten, jedoch bei den Rüden und Fähen im Freigehege gehäuft vorlagen, lag die Ursache evtl. eher an der gemischtgeschlechtlichen Haltung des Freigeheges. In der Studie von Gnann (2012), in der männliche und weibliche Tiere zusammen in Volieren gehalten wurden, traten ebenfalls gehäuft Schwanzverletzungen auf. Dies wiederum könnte erklären, dass die Verletzungen nicht durch die Haltung der Tiere im Freigehege verursacht wurden sondern eher ein Vergemeinschaftungsproblem zwischen beiden Geschlechtern vorlag. Die Gruppengröße pro Einheit könnte auch eine Rolle spielen.

5.3 Haltungseinrichtungen

5.3.1 Volieren und Freigehege

Die Größe und Ausstattung der Volieren dieser Studie entsprachen den Anforderungen der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung (TierSchNutzV, 2006). Jede Voliere hatte eine Grundfläche von 4 m² und eine Höhe von 2 m und war mit einem planbefestigten Gummiboden, Wasserbecken, Plattformen aus Holz und Wohnboxen, die durch Röhren zugänglich waren, ausgestattet. Auch im Freigehege standen den Tieren Wohnboxen mit Röhren als Zugang zur Verfügung. Mit der Größen- und Gewichtszunahme der Tiere traten vermehrt Schwanzverletzungen im Freigehege auf. Möglicherweise konnten hier die Tiere im Falle einer Auseinandersetzung durch die Röhren, mit einem Durchmesser von 10 cm nicht schnell genug vor ihren Artgenossen in oder aus den Wohnboxen fliehen und wurden evtl. durch ihren Verfolger beim Fluchtversuch in den Schwanz gebissen. Zudem könnte beim Passieren der Schlupflöcher die Fellstruktur geschädigt worden sein. In den Volieren trat dieses Problem nicht auf. Hier betrug der Röhrendurchmesser zu den Wohnboxen 12 cm. In der Verordnung (TierSchNutzV, 2006) sind keine Mindestgrößen für Schlupflöcher zu den Wohnboxen angegeben. Zu berücksichtigen ist allerdings auch, dass die Ursache für die Schwanzverletzungen evtl. an der gemischtgeschlechtlichen Haltung im Freigehege lag.

In der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung (TierSchNutzV, 2006) wird die tägliche Entfernung der Exkremente aus dem Gebäude oder Gebäudeteil, in dem die Tiere gehalten werden, vorgeschrieben. Bei der Haltung außerhalb geschlossener Gebäude muss dies mindestens wöchentlich erfolgen. Die Volieren dieser Studie wurden täglich gereinigt. Dabei wurden die Exkremente entfernt, der Boden gekehrt und einmal wöchentlich mit Wasser ausgespritzt. Das Freigehege wurde einmal wöchentlich gereinigt. Da der Boden in den Volieren mit Gummimatten ausgelegt war, konnten die Ausscheidungen der Tiere und auch das Wasser nach der Reinigung der Volieren nicht vollständig ablaufen. Dadurch war der Boden oftmals feucht. Dies führte bei den Tieren zu nassen Bauchunterseiten, die zum Teil durch den Urin auch verfärbt waren, was sich negativ auf die Pelzqualität auswirkte.

Empfehlenswert wäre ein Bodenbelag (z.B. perforiert), der die Flüssigkeiten ablaufen lässt oder eine flüssigkeitsaufnehmende Einstreu, um den Boden dauerhaft trocken zu halten.

5.3.2 Wasserbecken

Die Wasserbecken mit einer Oberfläche von einem Quadratmeter und einer Wassertiefe von 30 Zentimetern in den Volieren dieser Studie entsprachen den Vorschriften der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung (TierSchNutzV, 2006). Sie waren im Vergleich zur vorausgegangenen Studie (Gnann, 2012) innerhalb der Volieren platziert und mit zwei Brettern am Beckenrand versehen. Zusätzlich wurde den Tieren der Einstieg in das Wasserbecken durch Ziegelsteine erleichtert, welche von den Nerzen sehr gut angenommen wurden. Diesbezüglich gibt es in der Verordnung (TierSchNutzV, 2006) keine Vorschriften. Auch Anforderungen an die Wasserhygiene, wie Wasserwechsel und Untersuchungen bezüglich der Wasserqualität, werden in der Verordnung nicht erwähnt.

5.4 Schlussfolgerungen

Die Wasserbecken in den Volieren wurden als Schwimmgelegenheit durch die Nerze genutzt und hatten keine negative Auswirkung auf die Tiergesundheit. Die Qualität des Badewassers war hygienisch einwandfrei, solange die Wassertemperatur 12,5 °C nicht überstieg. Bei Wassertemperaturen ab 12,5 °C sollte man bedenken, dass die Keimzahl ansteigt und ein häufigerer Wasserwechsel nötig ist. Da in der Literatur keine Grenzwerte für Badegewässer, die von Nerzen genutzt werden, vorliegen, hat man sich in dieser Studie an der Badegewässerrichtlinie (2006/7/EG), an der Trinkwasserverordnung (TrinkwV, 2001) und an den Richtwerten für Tränkwasser (BMELV, 2012) orientiert. Trotz der teilweise hohen Keimbelastung des Wassers im Monat August konnten bei den Tieren keine Gesundheitsstörungen, die damit im Zusammenhang standen, festgestellt werden. Bei der mikrobiologischen Wasseruntersuchung wurden in keiner der Wasserproben zu irgendeinem Zeitpunkt Salmonellen nachgewiesen. Weitere Enterobacteriaceae wurden lediglich vereinzelt und in einer sehr geringen Größenordnung nachgewiesen.

Die Pelzqualität war in den Volieren meist von sehr guter Qualität. Durch den größeren Röhrendurchmesser zu den Wohnboxen, im Vergleich zum Freigehege und den vorangegangenen Studien, waren die Verletzungen in den Volieren, insbesondere am Schwanz, eher selten. Zudem wurden in jeder Voliere nur Tiere eines Geschlechts zusammen gehalten, was zu weniger Auseinandersetzungen zwischen den Tieren und damit verbundenen Verletzungen führte. Deshalb sollte man nur Tiere gleichen Geschlechts zusammen aufstallen und möglicherweise auch kleinere Gruppen bevorzugen. Die teilweise aufgetretenen Fellverfärbungen und nassen Bauchunterseiten der Tiere in den Volieren könnten eventuell durch eine andere Struktur des Bodens, welche Flüssigkeiten durchlässt, oder durch eine

geeignete Einstreu anstelle der Gummimatten verhindert bzw. gemindert werden.

Die Blutwerte lagen bei den Tieren meist im Referenzbereich mit Ausnahme von MCV, Monozyten, Cholesterol und Triglyceride. Für den Parameter Gallensäuren werden in der Literatur keine Referenzwerte beschrieben.

Abschließend kann festgestellt werden, dass die Haltung der Nerze in Haltungseinrichtungen gemäß der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung (TierSchNutzV, 2006) keine mindernde Wirkung auf die Pelzqualität und den Gesundheitsstatus der Tiere hatte. Das Allgemeinbefinden war durchweg ungestört. Auch die Benutzung der Schwimmbecken, nach dem Absetzen vom Muttertier führte zu keinerlei Erkrankungen der Tiere.

6 Zusammenfassung

Das Ziel dieser Studie war, die Tiergesundheit von Nerzen in einem Haltungssystem nach der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung (TierSchNutzV, 2006) zu überprüfen. Hierfür wurden in einem Versuchszeitraum von Mitte Juli bis Anfang Dezember 2010 Daten über die Tiergesundheit, die Stressbelastung der Tiere und die Wasserhygiene der Schwimmbecken erfasst und ausgewertet.

In dem Versuch wurden 69 Amerikanische Nerze (*Neovison vison*) aus eigener Nachzucht in insgesamt 16 Volieren und einem Freilandareal gehalten. Das Einstellen der Jungtiere erfolgte nach dem Absetzen vom Muttertier von der 9. bis zur 11. Lebenswoche (je nach Geburtstermin). Die Aufteilung in den Volieren bestand aus jeweils drei Tieren gleichen Geschlechts. Im Freigehege wurden 11 Rüden und 10 Fähen zusammen gehalten. Zur individuellen Identifizierung wurde jedem Tier unter Narkose ein Transponder (HDX- Half Duplex Datenübertragungstechnik RFID- System, Fa. Texas Instruments Deutschland GmbH, Freising, Deutschland) implantiert.

Gemäß den Anforderungen der TierSchNutzV (2006) wurde jede Voliere mit einem Wasserbecken ausgestattet. Dabei standen den (drei) Tieren eine Wasseroberfläche von 1 m² und eine Wassertiefe von 30 cm zur Verfügung. Im Freigehege lagen Schwimmgelegenheiten in Form eines „Teiches“ mit einer Wasseroberfläche von ca. 4,9 m² und einer Tiefe von ca. 80 cm sowie einer „Schwimrinne“ mit einer Wasseroberfläche von ca. 20,5 m² und einer Tiefe von ca. 30 cm, vor. Beide waren durch einen „Bachlauf“ miteinander verbunden. Dieser hatte eine Länge von 10 m, Tiefe von 3-4 cm und zwei gumpenartige Vertiefungen von ca. 10 cm.

Täglich wurden Aufzeichnungen zur Wassertemperatur gemacht. Im vierwöchigen Abstand (14., 18., 22., 26., 30. Lebenswoche) wurden Wasserproben genommen und mikrobiologisch im Labor untersucht. Ermittelt wurden die Gesamtkeimzahl und der Gehalt an Enterobacteriaceae, insbesondere Salmonellen. Ab der 11. Lebenswoche wurden alle Tiere im zweiwöchigen Abstand nach einem zuvor festgelegten Schema gesundheitlich beurteilt und gewogen. Während des gesamten Versuchszeitraumes fanden drei Blutentnahmen (11., 23., 31. Lebenswoche) unter Narkose statt. Es erfolgte eine Auswertung der Blutparameter Erythrozyten, Hämoglobin, Hämatokrit, MCV, MCH, MCHC, Leukozyten, Lymphozyten, Monozyten, Granulozyten, Thrombozyten, Cholesterol, Triglyceride, AST, Gallensäuren und IgG. Die Stressbelastung der Tiere wurde anhand der Cortisolmetaboliten-Konzentration im Kot analysiert. Dieser wurde während des Versuches zu fünf verschiedenen Zeitpunkten (12., 16., 20., 24., 28. Lebenswoche) über jeweils sieben Tage gesammelt.

Bei einem Vergleich der Wassertemperatur mit dem Keimgehalt des Wassers lieferten die Ergebnisse einen Anstieg des Keimgehaltes mit steigender Wassertemperatur. Ab einer Wassertemperatur von 12,5 °C stieg der Gesamtkeimgehalt deutlich an. In keiner der untersuchten Wasserproben konnten Salmonellen nachgewiesen werden.

Die Gesundheitsbeurteilungen, die im Verlauf der Studie regelmäßig durchgeführt wurden, zeigten ein durchweg ungestörtes Allgemeinbefinden aller Tiere. Der Fellzustand der Tiere in den Volieren war meist sehr gut. Die Fellverfärbungen und nassen Bauchunterseiten, die vereinzelt auftraten, könnten durch Veränderungen am Volierenboden reduziert oder eventuell ganz vermieden werden.

Die meisten der gemessenen Blutwerte des roten und weißen Blutbildes lagen im Referenzbereich. Die Konzentrationen der Monozyten, des Cholesterols und der Triglyceride lagen über den Referenzwerten. Erhöhte Monozyten-Werte weisen der Literatur zufolge auf ein infektiöses Geschehen mit gesteigerter Abwehrleistung hin. Die gesteigerten Cholesterol- und Triglycerid-Werte treten im Zusammenhang mit Störungen des Leberstoffwechsels auf. Diese sind in der Nerzhaltung häufig alimentär bedingt. Allerdings konnten diesbezüglich keine Krankheitssymptome bei den Tieren festgestellt werden.

Ein Anstieg der Cortisolmetaboliten gegen Ende dieses Versuches wurde auch in den vorangegangenen Studien des Nerzprojektes beschrieben. Allerdings übertrafen die Werte der Tiere im Freigehege deutlich die der Tiere in den Volieren. Somit schien eine gleichgeschlechtliche Haltung, wie es in den Volieren vorlag, vermutlich einen Effekt auf den Stresslevel zu bewirken. Der Eintritt der Geschlechtsreife sollte auch als Stress auslösender Faktor gewertet werden.

Die Wasserhygiene und die Beurteilung der Tiergesundheit lieferten in dieser Studie zufriedenstellende Ergebnisse. Hinsichtlich des Bodenbelages besteht noch Forschungsbedarf. Dabei sollte untersucht werden, wie sich alternative Bodenbeläge im Vergleich zu Gummimatten auf die Fellqualität auswirken und welche Art von Böden die Fellqualität der Nerze in den Volieren evtl. optimieren.

7 Summary

The aim of this study was the analysis of the animal health of minks, in a position according to the requirements of the Animal welfare Livestock Regulation (TierSchNutzV, 2006). In a trial period from mid-July to early December 2010, data on animal health, the stress placed on the animals and the hygiene of the water pools was collected and evaluated.

In the experiment, 69 American minks (*Neovison vison*) from own postbreeding were held in a total of 16 aviaries and an outdoor area. The setting of the puppies took place after weaning from the dam, in the 9th to the 11th Week of life. The subdivision in the aviaries was that of three animals of the same gender in each case. In the outdoor enclosure 11 males and 10 females were held together. To the individual identification a transponder (HDX- Helping Duplex data transfer technology RFID- system, Fa. Texas Instruments, Germany GmbH, Freising) was implanted to every animal under anesthetics.

According to the demands of the Animal welfare Livestock Regulation (TierSchNutzV, 2006) every aviary was equipped with a water swimming pool. Besides that, a water surface of 1 m² and a water depth of 30 cm were available to the animals. In the outdoor enclosure, swimming opportunities were given in the form of a "pond" and a "swimming channel". Both were connected with each other by a "stream course".

Daily records of the water temperature were kept. In a 4-week distance (14th, 18th, 22nd, 26th, 30th life week) water samples were taken and examined microbiologically in the laboratory. The whole germ number and content were determined in Enterobacteriaceae, in particular salmonella. From the 11th-week on, all animals were judged health-wise in a 2-week distance, according to a before agreed pattern. On this occasion, a recording of the weight also occurred. During the whole test period three blood samples were taken, under anesthetics (11th, 23rd and 31st life week). In the lab an evaluation of the blood parameters erythrocytes, haemoglobin, haematocrit, MCV, MCH, MCHC, leukocytes, lymphocytes, monocytes, granulocytes, thrombocytes, cholesterol, triglycerides, aspartat aminotransferase, bile acids and immunoglobulin G, was done. The stress level of the animals was analysed with the help of the cortisol-metabolites-concentration in the excrement. This occurred five different times during the experiment (12th, 16th, 20th, 24th, 28th life-week), with an accumulation of about seven days in each case.

The comparison of the water temperature with the germ salary of the water delivered the result of an increase of the germ salary with rising water temperature. Besides, a water

temperature of 12,5 degrees °C and above that should be seen as a critical border, because from these values the whole germ number lay in a very high area. In none of the examined water tests salmonella could be proven.

The health assessments, which were carried out in the course of the study, regularly showed a consistently undisturbed general health of all animals. The fur state of the animals in the aviaries was mostly very good. The fur discolorations and wet abdominal undersides, which appeared only in isolated instances, could be reduced by changes on the aviary ground or be avoided, perhaps, completely.

Most blood levels lay in the normal range. The concentration of monocytes, of cholesterol and triglycerides was higher than the reference values. Increased cholesterol and triglycerides appear in connection with disorders of the liver metabolism. In the mink position these are often caused by alimentary factors. Indeed, no disease symptoms could be identified concerning this with the animals.

An increase of the cortisol-metabolites by the end of this experiment was also described in the preceding studies of the mink project. Indeed, the values of the animals in the outdoor enclosure clearly excelled those of, the animals in the aviaries. Therefore, it seems like a same-genital position, as it was given in the aviaries, causes a positive effect on the stress level. The entry of the gender maturity should also be evaluated as a stress releasing factor.

The water hygiene and the judgement of the animal health delivered satisfying results in this study. Concerning the floor covering, research is still needed. Besides that, the effect of alternative floor coverings in comparison to elastic mats on the fur quality should be examined and which kinds of ground are best for the fur quality of the minks in the aviaries.

8 Literaturverzeichnis

Bergey DH, Holt JG (1994): Bergey`s Manual of Determinative Bacteriology, BMDB-9. 9th Edition, Philadelphia: Lippincott Williams & Wilkins. ISBN 978-0-683-00603-2.

Bis-Wencel H, Saba L, Ondraovic M, Ondrasovicova O (1997): Salmonella on mink and raccoon dog farms. Slovensky Veterinarsky Casopis 22, 4, 191-194. Author`s abstract in: Scientifur, Volume 24, Number 2, 2000, 133.

Bis-Wencel H, Saba L, Kopcewski A, Novakowicz-Debek B, Wnuck W. (2004): The biochemical parameters in serum of mink fed by high energy feedstuff with antioxidants and preservative supplement. VIII. International Scientific Congress in Fur Animal Production. Author`s abstract in: Scientifur, Volume 28, Number 2, 2004, 33-34.

Böhmer HJ, Heger T, Trepl L (2001): Fallstudien zu gebietsfremden Arten in Deutschland, Nummer 13/2001, Herausgeber: Umweltbundesamt, Berlin.

Børsting C (1999): Influence on nutrition on fur quality. DIAS International Report, Number 111, 55-62. Author`s abstract in: Scientifur, Volume 23, Number 2, 1999, 106.

Brandt A (1989): Haematology and clinical chemistry of fur animals – a current treatise, 1st Edition, Scientifur, Tjele, Denmark. ISBN 87-981959-8-0.

Brass E (1911): Aus dem Reich der Pelze. Verlag der neuen Pelzwarenzeitung, Berlin.

Damgaard B, Hansen SW (1996): Stress Physiological Status and Fur Properties in Farm Mink Placed in Pairs or Singly. Acta Agriculturae Scandinavica, Section A, Animal Science, Volume 46, 253-259. Author`s abstract in: Scientifur, Volume 22, Number 2, 1998, 117.

Dathe H, Schöps P (1986): Pelztieratlas Gustav Fischer Verlag, Jena. Lizenznummer 261 700/183/85.

Domnowski M (2005): Burnout und Stress in Pflegeberufen. 2. Auflage, Schlütersche Verlag, Hannover. ISBN 978-3-89993-424-3.

Döcke F (1994): Veterinärmedizinische Endokrinologie, 3. Auflage, Gustav Fischer Verlag, Jena. ISBN 3334604322.

Dunstone N (1993): The Mink. T & AD Poyser, London. ISBN 0-85661-080-1.

Eggebrecht W (1938): Der Nerz und seine Zucht. F. C. Mayer Verlag, München.

Eggebrecht W (1942): Der Nerz und seine Zucht. 2. Auflage, F.C. Mayer Verlag, München.

Foxley W (1929): Soll der Nerz unbedingt baden? Der Deutsche Pelztierzüchter 4, 464-465.

Gnann C (2012): Untersuchungen zur Wasserhygiene und Tiergesundheit bei Nerzen (*Neovison vison*) in einem Haltungssystem gemäß Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung. Dissertation, Ludwig-Maximilians-Universität München.

Graham LH, Brown JL (1996): Cortisol metabolism in the domestic cat and implications for non-invasive monitoring of adrenocortical function in endangered felids. Zoo Biology, Volume 15, 71-82.

Groombridge B (1994): IUCN Red List of Threatened Animals. IUCN, Gland.

Gugolek A, Lorek MO, Hartman A (2001): Studies on the relationship between fur damage in mink, reproduction results and the occurrence of this defect in offspring. Scientifur, Volume 25, Number 4, 115-116.

Haferbeck E (1988): Die gegenwärtigen Produktionsbedingungen in der deutschen Nerz-, Iltis- und Fuchszucht unter besonderer Berücksichtigung der Tierschutzproblematik. Dissertation, Georg-August-Universität, Göttingen.

Hamann O (1935): Neuartige Wasserversorgung für Nerze. Der Deutsche Pelztierzüchter 9, 168-171.

Hansen SW (1998): The cage environment of the farm mink - significance to welfare. *Scientifur*, Volume 22, Number 3, 179-185.

Hansen SW, Houbak B, Malmkvist J (1998): Development and possible causes of fur damage in farm mink – significance of social environment. *Acta Agriculturae Scandinavica, Section A, Animal Science*, Volume 48, 58-64. Author`s abstract in: *Scientifur*, Volume 23, Number 2, 1999, 112.

Henriksen P (1996): Fur animal health – a current status. In: *Applied Science Reports*, Number 27. *Animal Production Review*, Polish Society of Animal Production, 33-38.

Hoffmann-La Roche AG (1987): *Roche Lexikon Medizin- 2. Auflage*, Urban & Schwarzenberg Verlag, München, Wien, Baltimore. ISBN 3-541-11212-3.

Huber S, Palme R, Zenker W, Möstl E (2003): Non-invasive monitoring of the adrenocortical response in red deer. *Journal of Wildlife Management* 67, 258-266.

Käkelä R, Jokinen I, Käkelä A, Hyvärinen H (2002): Effects of gender, diet, exogenous melatonin and subchronic PCB exposure on plasma immunoglobulin G in mink. *-Comparative Biochemistry and Physiology C-, Toxicology & Pharmacology* 132 (1), 67-74.

Kalb R (1932): Nerze im Sammelgehege. *Der Deutsche Pelztierzüchter* 7, 558.

Kayser FH, Böttger EC, Zinkernagel RM, Haller O, Eckert J, Deplazes P (2005): *Medizinische Mikrobiologie*. 11., überarbeitete und erweiterte Auflage, Georg Thieme Verlag, Stuttgart, New York. ISBN 3-13-444811-4.

Keay JM, Singh J, Gaunt MC, Kaur T (2006): Fecal glucocorticoides and their metabolites as indicators of stress in various mammalian species: a literature review. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 37 (3), 234-244.

Kempe K (1957): *Das Pelztierbuch, Nutria, Nerz, Silberfuchs, Waschbär, Zucht, Haltung, Fütterung*. 4., erweiterte Auflage, Deutscher Bauernverlag, Berlin.

Köhler W, Eggers HJ, Fleischer B, Marre R, Pfister H, Pulverer G (2001): Medizinische Mikrobiologie. 8. Auflage, Urban & Fischer Verlag, München. ISBN 3-437-41640-5.

Kraft W, Dürr M (2005): Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin. 6. überarbeitete und erweiterte Auflage, Schattauer Verlag, Stuttgart. ISBN 3794523083.

Kulbach WL (1961): Der Nerz und seine Zucht. F. C. Mayer Verlag, München.

Kurose N, Abramov AV, Masuda R (2008): Molecular phylogeny and taxonomy of the genus *Mustela* (Mustelidae, Carnivora), inferred from mitochondrial DNA sequences: New perspectives in phylogenetic status of the back-striped weasel and American mink. *Mammal Study* 33, 25-33.

Lamatsch V (2008): Der Mink: Robuster Vetter des heimischen Nerzes. *Du und das Tier* 1/2008, 18-19.

Lepschy M, Touma C, Hruby R, Palme R (2007): Non-invasive measurement of adrenocortical activity in male and female rats. *Laboratory Animals* 41 (3), 372-387.

Lindekamp O (1928): Muß der Nerz eine Badegelegenheit haben? *Der Deutsche Pelztierzüchter* 3, 165-168.

Malmkvist J, Jeppesen LL, Palme R (2011): Stress and stereotypic behaviour in mink (*Mustela vison*): A focus on adrenocortical activity. In : *Stress – the international journal on the biology of stress*, Volume 14, Issue 3, 312-323.

Malmkvist J, Hansen SW (1997): Why do farm minks chew fur? NJF Report, Number 116, Proceeding from NJF congress, Number 280, Helsinki, 1997, 211-216.

McEwen BS, Wingfield JC (2003): The concept of allostasis in biology and biomedicine. *Hormones and Behavior*, 43 (1), 2-15.

Michl M (2005): Hämatologie. Urban & Fischer Verlag, Elsevier GmbH, München. ISBN 978-3-437-42166-2.

Mitchell-Jones AJ, Amori G, Bogdanowicz W, Krystufek B, Reijnders PJH, Spitzenberger F, Stubbe M, Thissen JBM, Vohralik V, Zima J (1999): Atlas of European Mammals. T & AD Poyser Verlag. ISBN 0856611301.

Møller SH (2001): Length and quality of mink skins from early or late pelting season. Proceedings from NJF seminar Number 331. 1 pp. Author's abstract in: Scientifur, Volume 25, Number 2, 2001, 53.

Möstl E, Maggs JL, Schrötter G, Besenfelder U, Palme R (2002): Measurement of cortisol metabolites in feces of ruminants. Veterinary Research Communications 26, 127-139.

Möstl E, Palme R (2002): Hormones as indicators of stress. Domestic Animal Endocrinology, Volume 23, 2002, 67-74.

Müller W, Schlenker G (2004): Kompendium der Tierhygiene. 2., überarbeitete und erweiterte Auflage Lehmanns Media, Berlin – LOB.de. ISBN 3-936427-94-1.

Nelson RW, Couto CG (2006): Innere Medizin der Kleintiere. Urban & Fischer Verlag, Elsevier GmbH, München. ISBN 978-3-437-57040-7.

Palme R, Fischer P, Schildorfer H, Ismail MN (1996): Excretion of infused ¹⁴C- steroid hormones via faeces and urine in domestic livestock. Animal Reproduction Science, Volume 43, 43-64.

Palme R, Rettenbacher S, Touma C, El-Bahr SM, Möstl E (2005): Stress hormones in mammals and birds: Comparative aspects regarding metabolism, excretion, and noninvasive measurement in fecal samples. Trends in Comparative Endocrinology and Neurobiology, New York Academy of Sciences, 162-171.

Pedersen K, Hammer AS, Sørensen CM, Heuer OE (2008): Usage of antimicrobials and occurrence of antimicrobial resistance among bacteria from mink. Veterinary Microbiology, 133 (1-2), 115-122. doi: 10.1016/j.vetmic.2008.06.005.

Porter D, Porter H, Suffin S, Larsen A (1984): Immunglobulin Classes of Aleutian Disease Virus Antibody. *Infection and Immunity*, Volume 43, Number 2, 463-466.

Prater R, Tvedten H (2006): Störungen der Hämostase. In: Willard D, Tvedten H (Hrsg.): *Labordiagnostik in der Kleintierpraxis*. Urban & Fischer Verlag, Elsevier GmbH, München. ISBN 3-437-57080-3.

Priesner A (1932): Einige Probleme der Nerzzucht. *Der Deutsche Pelztierzüchter* 7, 142-145.

Puppe B (2003): Stressbewältigung und Wohlbefinden - verhaltensphysiologische Ansatzpunkte einer Gesundheitssicherung bei Tieren. [Coping with stress and animal welfare - behavioural and physiological approaches of health management in animals]. *Archiv für Tierzucht*, Dummerstorf 46, Sonderheft, 52-56.

Rettenbacher S, Möstl E, Hackl R, Ghareeb K, Palme R (2004): Measurement of corticosterone metabolites in chicken droppings. *British Poultry Science* 45 (5), 704-11.

Rolle M, Mayr A (2006): *Medizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre*. 8., überarbeitete Auflage. Enke Verlag, Stuttgart. ISBN 3830410603.

Sapolsky RM, Romero Lm, Munck AU (2000): How do Glucocorticoids Influence Stress Responses? Integrating Permissive, Suppressive, Stimulatory, and Preparative Actions. *Endocrine Reviews* 21, 2000, 55-89.

Schatz S, Palme R (2001): Measurement faecal cortisol metabolites in cats and dogs: A non-invasive method for evaluating adrenocortical function. *Veterinary Research Communications* 25, 271-287.

Schmidt F (1949): *Von Pelztieren und Pelzen*. Schriftreihe für Pelztiere und Pelztierzüchter. Höfling Verlag, München.

Siegenthaler W (2005): *Siegenthalers Differentialdiagnose: Innere Krankheiten – vom Symptom zur Diagnose*. 19. Auflage, Thieme Verlag, Stuttgart. ISBN 978-3-13-344819-2.

Silbernagl S, Despopoulos A (2001): Taschenatlas der Physiologie. 5. Auflage, Thieme Verlag, Stuttgart. ISBN 3-13-567705-2.

Skovgaard K, Jeppesen LL, Hansen CPB (1997): The effect of swimming water and cage size on the behaviour of ranch mink (*Mustela vison*). *Scientifur*, Volume 21, Number 4, 253-260.

Stubbe M (1982). Der Amerikanische Nerz *Mustela vison* (Schreber, 1777). *Buch der Hege*, Band 1, Haarwild, VEB Dt. Landwirtschaftsverlag, Berlin, 389-396.

Stubbe M (1993): *Mustela vison* (Schreber, 1777) – Mink, Amerikanischer Nerz. In: Stubbe M & Krapp F: *Handbuch der Säugetiere Europas*. Aula-Verlag, Wiesbaden, 654-698.

Tauson AH (1999): Water intake and excretion, urinary solute excretion and some stress indicators in mink (*Mustela vison*). Effect of ambient temperature and quantitative water supply to adult males. *Animal Science*, Volume 69, 171-181.

Touma C, Palme R (2005): Measuring Fecal Glucocorticoid Metabolites in Mammals and Birds: The Importance of Validation. *Annals of the New York Academy of Sciences*, 54-74.

Tuchscherer M, Manteuffel G (2000): Die Wirkung von psychischem Streß auf das Immunsystem. Ein weiterer Grund für tiergerechte Haltung (Übersichtsreferat). [The effect of psycho stress on the immune system. Another reason for pursuing animal welfare (Review)]. *Archiv für Tierzucht, Dummerstorf* 43, 547-560.

Uzenbaeva LB, Ilukha VA (1999): Morphobiochemical blood indices in mink with chewed fur. *Scientifur*, Volume 23, Number 4, 260-265.

Vocke J (2003): Schriftenreihe des Landesjagdverbandes Bayern e.V.: Bestandssituation und Ausbreitungstendenz des Amerikanischen Nerzes in der mittleren Oberpfalz und die Möglichkeiten der Bestandsregulierung. Kastner Verlag, Wolnzach. ISBN-3-937082-01-8.

von Engelhardt W, Breves G (2010): Physiologie der Haussäugetiere. 3., vollständig überarbeitete Auflage, Enke Verlag, Stuttgart. ISBN 3-8304-1078-6.

Vulfson L, Pedersen K, Dietz HH, Andersen TH (1999): E. coli infection in mink. Annual report 1999. Danish Fur Breeders Research Centre, Holstebro, Denmark. Author's abstract in Scientifur, Volume 24, 153.

Vulfson L, Pedersen K, Chriél M, Frydendahl K, Andersen Holmen T, Madsen M, Dietz HH (2001): Serogroups and antimicrobial susceptibility among Escherichia coli isolated from farmed mink (Mustela vison Schreiber) in Denmark. Veterinary Microbiology 79, 143-153.

Weiss D, Tvedten H (2006): Labordiagnostik in der Kleintierpraxis. Urban & Fischer Verlag, Elsevier GmbH, München. ISBN 3-437-57080-3.

Wenzel U (1984): Edelpelztiere. Nerz, Blau- und Silberfuchs, Biologie, Zucht, Haltung, Fütterung, Physiologie, Krankheiten. 2., überarbeitete Auflage, VEB Deutscher Landwirtschaftsverlag, Berlin. ISBN 3-7888-0443-2.

Wenzel (1987): Pelztiergesundheitsdienst. 2., überarbeitete Auflage, Gustav Fischer Verlag, Jena. ISBN 3-3340-0117-2.

Wenzel U (1990): Das Pelztierbuch. Ulmer Verlag, Stuttgart. ISBN 3-8001-4366-6.

Wenzel U, Berestov V (1986): Pelztierkrankheiten – Nerz und Fuchs. 1. Auflage, VEB Deutscher Landwirtschaftsverlag, Berlin. ISBN 3-331-00053-1.

Wiepkema PR, de Jonge G (1997): Pelztiere (Nerz und Fuchs). In: Sambraus HH, Steiger A (Hrsg.). Das Buch vom Tierschutz. Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart, 235-244. ISBN 3-432-29431-X.

Wiesner E, Ribbeck R (2000): Lexikon der Veterinärmedizin. 4. Auflage, Enke Verlag, Stuttgart. ISBN 3-777-31459-5.

Willard MD, Tvedten H (2006): Labordiagnostik in der Kleintierpraxis. Urban & Fischer Verlag, Elsevier GmbH, München. ISBN 3-437-57080-3.

Winkler H, Grünberg W, Hofecker G, Grabmayer C (1990): Erhebung über die artgerechte Haltung von Pelztieren zum Zwecke der Pelzgewinnung. Konrad Lorenz-Institut für Vergleichende Verhaltensforschung der Österreichischen Akademie der Wissenschaften, Wien.

Zschille J (2003): Zur Ökologie des Mink (*Mustela vison* Schreber, 1777) in Sachsen-Anhalt. Diplomarbeit, Martin-Luther-Universität Halle-Wittenberg.

Internetzugriffe:

Akte Pelz (2008): URL:http://www.tierschutz.com/pelz/more/akte_pelz.pdf (Datum des Zugriffs: 25.10.2012).

Balfanz F (2005): Quantifizierung der Stressbelastung beim Rothirsch: Auswirkung von Stoffwechselaktivität und sozialen Hierarchien–Abschlussbericht Sonderpreis 2005, Deutsche Wildtierstiftung. URL:http://www.deutschewildtierstiftung.de/fileadmin/templates/dewist/images/02_Schuetzen/01_Arten_erhalten/Rothirsch/Downloads/wissen_rothirsch/stress.pdf (Datum des Zugriffs: 22.08.2012).

BMELV(2012):

URL:<http://www.bmelv.de/SharedDocs/Standardartikel/Landwirtschaft/Tier/Futtermittel/Orientierungsrahmen-Traenkewasser.html> (Datum des Zugriffs: 14.09.2012).

Bundesamt für Naturschutz (2012): Rote Liste der gefährdeten Tiere Deutschlands.

URL:<http://www.bfn.de/fileadmin/MDB/documents/RoteListeTiere.pdf> (Datum des Zugriffs: 16.09.2012).

Deutscher Jagdschutzverband (2012): URL:<http://www.jagdnetz.de/wild> (Datum des Zugriffs: 03.09.2012).

Deutsches Pelzinstitut (2012): URL:<http://www.pelzinstitut.de> (Datum des Zugriffs: 16.10.2012)

Deutscher Tierschutzbund (2012): URL:<http://www.tierschutzbund.de/pelztierhaltung.html> (Datum des Zugriffs: 13.09.2012).

EFBA Annual Report (2012):

URL:http://www.efba.eu/download/annual_report/2011/index.html (Datum des Zugriffs: 19.09.2012).

EuroNerz e.V. (2012): URL:<http://www.euronerz.de> (Datum des Zugriffs: 17.10.2012)

Fur Comission USA (2012): URL:<http://www.furcomission.com/farming/mink-biology/> (Datum des Zugriffs: 19.10.2012).

Kleinekuhle J (2008): Raubsäuger Europäischer Nerz und Mink.
URL:<http://www.jagdaufseher-niedersachsen.de/files/veroeffentlichungen/nerzundmink.pdf>
(Datum des Zugriffs: 06.09.2012).

Stiftung Artenschutz (2012): URL:<http://www.stiftung-artenschutz.de/de/> (Datum des Zugriffes: 17.10.2012).

WHO Guidelines for Drinking-water Quality (2008):

URL:http://www.who.int/water_sanitation_health/dwq/fulltext.pdf

(Datum des Zugriffs: 10.09.2012).

Rechtstexte und freiwillige Vereinbarungen:

Europaratsempfehlungen zur Haltung von Pelztieren 1999 - Ständiger Ausschuss des Europäischen Übereinkommens zum Schutz von Tieren in Landwirtschaftlichen Tierhaltungen: Angenommen auf der 37. Sitzung des Ständigen Ausschusses am 22. Juni 1999. Inkrafttreten am 22. Dezember 1999.

Richtlinie 2006/7/EG des Europäischen Parlaments und des Rates vom 5. Februar 2006 über die Qualität der Badegewässer und deren Bewirtschaftung und zur Aufhebung der Richtlinie 76/160/EWG.

Schweizerische Tierschutzverordnung (TSchV) vom 23. April 2008 (Stand am 1. März 2009) gestützt auf Artikel 32 Absatz 1 des Tierschutzgesetzes vom 16. Dezember 2005 (TSchG).

Tierschutzgesetz (TierSchG) in der Fassung der Bekanntmachung vom 18. Mai 2006 (BGBl. I S. 1206, 1313), zuletzt geändert durch Artikel 20 des Gesetzes vom 9. Dezember 2010.

Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung (TierSchNutztV) in der Fassung der Bekanntmachung vom 22. August 2006 (BGBl. I S. 2043), die durch die Verordnung vom 1. Oktober 2009 (BGBl. I S. 3223) geändert worden ist.

Trinkwasserverordnung (TrinkwV) vom 21. Mai 2001 (BGBl. I S. 959), die durch Artikel 363 der Verordnung vom 31. Oktober 2006 (BGBl. I S. 2407) geändert worden ist.

Verordnung (EG) Nr. 183/2005 des Europäischen Parlaments und des Rates vom 12. Januar 2005 mit Vorschriften für die Futtermittelhygiene.

9 Anhang

Tabelle 41: Übersicht über die tägliche Aufzeichnung der Wassertemperatur °C in den vier Volieren (V) im Zeitraum vom 29.07.2010 – 30.11.2010

Datum	V3B	V4B	V5B	V6B	Datum	V3B	V4B	V5B	V6B
29.07.	15,7	15,7	15,7	15,7	04.09.	14,3	14,6	14,1	13,9
30.07.	14,9	14,9	14,7	14,7	05.09.	13,4	13,4	13,2	12,9
31.07.	14,3	14,5	14,1	13,9	06.09.	12,0	12,0	11,7	11,5
01.08.	16,5	16,3	15,9	16,1	07.09.	13,6	13,6	13,4	13,2
02.08.	18,1	18,2	17,9	17,9	08.09.	13,1	13,1	13,1	13,1
03.08.	15,4	15,5	16,7	16,2	09.09.	13,6	13,4	13,4	13,4
04.08.	15,5	15,6	15,8	15,4	10.09.	14,1	13,9	13,4	13,4
05.08.	15,9	15,9	15,9	15,9	11.09.	14,6	14,1	13,7	13,7
06.08.	14,2	14,3	14,3	14,0	12.09.	14,8	14,6	14,2	13,9
07.08.	14,0	14,0	14,0	14,0	13.09.	13,6	13,6	13,6	13,4
08.08.	15,4	15,4	15,2	15,2	14.09.	13,4	13,4	13,2	13,2
09.08.	16,0	16,0	15,8	15,8	15.09.	14,1	13,9	13,6	13,7
10.08.	16,6	16,6	16,0	16,2	16.09.	14,3	14,1	14,1	14,1
11.08.	17,4	17,1	16,9	16,9	17.09.	13,4	13,4	13,4	13,2
12.08.	18,4	18,4	18,3	18,3	18.09.	14,3	14,1	13,9	13,9
13.08.	17,6	17,6	17,6	17,4	19.09.	12,5	12,2	11,8	11,8
14.08.	16,8	16,8	16,9	16,6	20.09.	12,2	11,5	11,5	11,2
15.08.	17,1	17,2	16,9	16,9	21.09.	14,0	13,5	13,4	13,4
16.08.	17,1	16,9	16,9	17,0	22.09.	12,4	12,2	12,2	12,2
17.08.	14,9	14,9	14,9	14,9	23.09.	14,2	13,7	13,7	13,4
18.08.	15,2	15,2	15,1	15,1	24.09.	14,4	14,4	14,2	14,0
19.08.	15,6	15,9	15,6	15,6	25.09.	13,1	13,1	13,2	13,2
20.08.	16,3	16,4	15,9	15,9	26.09.	11,4	11,4	11,4	11,1
21.08.	18,6	18,4	18,1	18,1	27.09.	11,4	11,1	10,7	10,8
22.08.	20,3	19,9	19,5	19,5	28.09.	10,6	10,3	10,6	10,0
23.08.	20,5	20,3	20,1	20,1	29.09.	10,8	11,1	10,8	10,8
24.08.	19,5	19,5	19,5	19,5	30.09.	10,7	10,7	10,4	10,4
25.08.	17,4	17,4	16,9	16,7	01.10.	11,7	11,7	11,7	11,7
26.08.	18,9	18,9	18,3	18,2	02.10.	11,5	11,5	11,5	11,5
27.08.	19,2	19,2	19,2	19,1	03.10.	13,1	12,9	12,4	12,4
28.08.	16,0	16,1	16,1	15,8	04.10.	13,4	13,2	12,8	12,7
29.08.	14,0	14,0	14,0	14,0	05.10.	13,6	13,6	13,7	13,7
30.08.	12,7	12,5	13,2	13,0	06.10.	14,1	14,1	14,1	14,1
31.08.	14,1	14,1	14,1	14,6	07.10.	14,0	14,1	13,9	14,1
01.09.	12,2	12,2	12,0	12,0	08.10.	13,4	13,6	13,4	13,4
02.09.	12,0	12,0	11,6	11,6	09.10.	11,9	11,7	11,7	11,7
03.09.	14,3	14,1	13,9	13,7	10.10.	10,8	10,6	10,6	10,2

Datum	V3B	V4B	V5B	V6B	Datum	V3B	V4B	V5B	V6B
11.10.	9,9	9,4	9,4	9,0	06.11.	12,1	11,9	12,1	12,1
12.10.	8,8	8,6	8,6	8,3	07.11.	11,9	12,0	12,1	12,1
13.10.	8,8	8,6	8,6	8,6	08.11.	10,4	10,4	10,3	10,3
14.10.	8,0	8,0	8,0	8,0	09.11.	7,4	7,1	7,1	7,1
15.10.	8,3	8,0	8,0	8,0	10.11.	6,0	5,8	5,8	5,9
16.10.	8,0	8,0	8,0	7,8	11.11.	6,4	6,4	6,4	6,4
17.10.	8,0	8,0	7,8	7,8	12.11.	8,8	8,8	8,6	8,6
18.10.	7,4	7,4	7,4	7,1	13.11.	8,6	8,6	8,5	8,6
19.10.	7,0	6,7	6,7	6,7	14.11.	11,5	11,5	11,2	11,6
20.10.	7,6	7,0	7,0	6,9	15.11.	9,8	9,4	9,5	9,5
21.10.	6,0	6,0	6,0	6,0	16.11.	7,8	7,9	7,6	7,9
22.10.	4,6	4,2	4,6	4,2	17.11.	5,8	5,5	5,8	5,5
23.10.	7,0	6,7	6,7	6,7	18.11.	5,8	5,8	5,8	5,8
24.10.	7,6	7,6	7,6	7,6	19.11.	6,2	6,2	6,0	6,0
25.10.	6,7	6,7	7,1	7,0	20.11.	4,4	4,4	4,4	4,4
26.10.	5,5	5,1	5,1	5,1	21.11.	4,4	4,4	4,4	4,4
27.10.	5,4	5,1	5,1	5,0	22.11.	4,8	5,0	4,8	4,4
28.10.	5,8	5,5	5,5	5,2	23.11.	4,2	3,6	3,6	3,6
29.10.	7,8	7,8	7,5	7,5	24.11.	3,5	3,5	3,5	3,5
30.10.	8,0	8,0	7,8	7,8	25.11.	3,5	3,5	3,6	3,6
31.10.	8,7	8,7	8,8	8,8	26.11.	2,7	2,4	2,4	2,4
01.11.	11,0	11,1	10,7	10,7	27.11.	1,8	1,8	1,8	1,9
02.11.	10,3	10,3	10,3	10,3	28.11.	1,2	1,0	1,0	1,0
03.11.	10,0	10,0	10,0	10,0	29.11.	1,4	1,0	1,0	1,0
04.11.	11,0	11,0	11,0	11,0	30.11.	1,0	1,0	1,0	1,0
05.11.	12,9	12,7	12,5	12,7					

Tabelle 42: Wassertemperatur in den übrigen Volieren und im Freigehege zu den fünf Probenahmeterminen

Datum	V1B	V2B	V7B	V8B	V1A	V2A	V3A	V4A	V5A	V6A	V7A	V8A	FG Rinne	FG Bach	FG Teich
04.08.	15,8	15,8	15,4	15,4	15,7	15,5	15,2	15,3	15,7	15,7	15,8	15,5	15,5	15,8	20,4
30.08.	13,4	13,0	12,5	12,5	13,0	13,0	12,6	12,0	13,1	12,8	12,7	12,5	12,5	12,6	15,0
28.09.	10,6	10,6	10,0	10,0	11,1	10,4	10,2	9,9	10,6	10,5	10,6	10,2	10,6	10,6	12,0
25.10.	7,2	7,4	7,2	6,7	6,7	6,7	6,7	6,7	7,0	7,1	6,7	6,7	6,7	6,7	7,4
22.11.	5,1	4,8	5,1	4,8	5,1	5,1	4,4	5,0	5,0	4,9	5,0	5,1	5,0	5,1	6,0

Tabelle 43: Übersicht über den Gesamtkeimgehalt (KbE/ml) und Enterobacteriaceagehalt (KbE/ml) der genommenen Wasserproben, in der 14., 18., 22., 26., 30. Lebenswoche.

V= Voliere, FG= Freigehege, Sta= Standard I-Agar, Ga= Gassner- Agar, Ra= Rambach-Agar, Rap= Rappaport-Agar

Datum	04.08.10	30.08.10	28.09.10	25.10.10	22.11.10
V/FG	Gesamtkeimzahl (KbE/ml)				
V1/Sta	5600	15300	1660	2380	1320
V2/Sta	3200	600	360	69	770
V3/Sta	5000	3700	109	610	540
V4/Sta	4800	19000	670	630	1470
V5/Sta	2000	6800	760	490	610
V6/Sta	1100	8500	200	75	165
V7/Sta	2700	650	158	47	149
V8/Sta	1300	6100	330	890	180
FG/Sta	200	120	46	61	30
Datum	04.08.10	30.08.10	28.09.10	25.10.10	22.11.10
V/FG	Enterobacteriaceae (KbE/ml)				
V1/Ga	170	124	6	18	7
V1/Ra	0	0	0	0	0
V1/Rap	0	0	0	0	0
V2/Ga	70	15	3	1	4
V2/Ra	0	0	0	0	0
V2/Rap	0	0	0	0	0
V3/Ga	60	47	3	1	4
V3/Ra	0	0	0	0	0
V3/Rap	0	0	0	0	0
V4/Ga	60	240	5	0	9
V4/Ra	0	0	0	0	0
V4/Rap	0	0	0	0	0
V5/Ga	37	130	4	0	0
V5/Ra	0	0	0	0	0
V5/Rap	0	0	0	0	0
V6/Ga	188	70	0	0	0
V6/Ra	0	10	0	0	0
V6/Rap	0	0	0	0	0
V7/Ga	12	11	2	0	2
V7/Ra	0	0	0	0	0
V7/Rap	0	0	0	0	0
V8/Ga	12	190	3	0	0
V8/Ra	1	0	0	0	0
V8/Rap	0	0	0	0	0
FG/Ga	33	15	2	0	0
FG/Ra	0	0	0	0	0
FG/Rap	0	0	0	0	0

Überblick über alle Daten, die zur Gesundheitsbeurteilung (Körpergewicht, Blutwerte, Cortisolmetaboliten, Fellzustand, Fellverschmutzung, Verletzungen) der Nerze erfasst wurden.

Tabelle 44: Überblick über den Gewichtsverlauf (g) von der 11.- 31. Lebenswoche

+ Tier verstorben, - Tier später eingesetzt

Labor- nr.	Körpergewicht (g)										
	Voliere										
	Lebenswoche										
	11.	13.	15.	17.	19.	21.	23.	25.	27.	29.	31.
1	1116	1387	1663	1755	2027	2175	2281	2259	2264	2299	2326
4	881	1175	1465	1733	2085	2270	2428	2494	2575	2600	2649
14	1000	1373	1643	1853	2187	2378	2562	2640	2666	2694	2713
43	810	974	1132	1249	1419	1535	1635	1601	1565	1555	1581
63	765	948	1113	1305	1523	1638	1692	1713	1666	1734	1699
65	605	744	902	1012	1118	1203	1265	1244	1183	1146	1163
11	1085	1400	1673	1976	2342	2499	2607	2636	2659	2635	2544
18	1033	1394	1633	1924	2339	2528	2745	2688	2746	2839	2871
35	944	1261	1550	1724	2035	2193	2333	2480	2530	2662	2572
24	634	778	928	1081	1176	1251	1320	1347	1338	1338	1305
26	745	896	1105	1235	1374	1447	1548	1615	1622	1660	1558
56	740	864	1043	1126	1248	1350	1410	1423	1380	1328	1338
20	653	876	999	1129	1207	1271	1312	1321	1295	1300	1227
34	632	741	865	956	1059	1128	1215	1245	1169	1198	1183
40	773	958	1048	1115	1284	1405	1481	1487	1463	1469	1486
60	799	1030	1303	1524	1816	2208	2244	2317	2325	2972	2381
61	817	1031	1318	1492	1700	1799	1955	2019	1956	1965	1935
64	1005	1239	1611	1907	2248	2459	2739	2879	2918	2363	2988
30	725	895	1055	1208	1364	1352	1453	1429	1389	1392	1398
39	642	832	976	1065	1249	1305	1363	1450	1406	1454	1490
46	827	973	1135	1230	1361	1461	1632	1645	1567	1605	1622
29	973	1424	1654	2068	2470	2667	2888	3034	3073	3177	3283
33	1008	1288	1761	1965	2245	2365	2525	2603	2750	2819	2819
68	-	-	1049	1381	1871	2021	2240	2323	2454	2476	2326
66	-	-	707	863	992	1070	1125	1152	1131	1130	1105
67	-	-	760	882	1085	1158	1169	1226	1166	1124	1072
69	-	-	888	1093	1300	1440	1539	1538	1563	1525	1563
5	910	1241	1525	1820	2163	2303	2423	2485	2545	2561	2580
19	1042	1476	1833	2230	2612	2781	2883	3055	2981	3066	3028
41	1175	1593	1833	1999	2394	2596	2778	2883	2850	2895	2915
17	715	859	962	1000	1122	1175	1200	1223	1135	1141	1070
45	703	839	983	1055	1182	1223	1247	1299	1321	1318	1232
62	595	753	878	993	1121	1192	1227	1202	1097	1063	1018
2	1232	1619	1860	2020	2351	2531	2643	2797	2797	2737	2807
38	815	1142	1487	1776	2139	2246	2431	2344	2240	2337	2273
6	808	1132	1351	1660	1982	2203	2340	2573	2598	2610	2697

Labor- nr.	Körpergewicht (g)										
	Voliere										
	Lebenswoche										
	11.	13.	15.	17.	19.	21.	23.	25.	27.	29.	31.
10	663	912	1070	1159	1425	1431	1576	1550	1519	1554	1611
13	739	898	1020	1109	1253	1286	1403	1404	1324	1382	1395
25	641	835	655	+	+	+	+	+	+	+	+
7	820	1164	1428	1677	2022	2227	2395	2562	2643	2668	2665
37	828	1115	1448	1668	1861	2024	2176	2227	2141	2249	2214
53	1310	1707	2091	2210	2566	2839	3007	3188	3257	3388	3325
44	544	659	653	805	874	995	960	1082	1142	1179	1134
58	736	879	1090	1203	1330	1386	1474	1511	1384	1400	1365
57	696	893	1116	1252	1491	1511	1626	1699	1638	1689	1689
51	1368	1634	1990	2208	2500	2684	2689	2876	2895	3003	2820
59	882	1036	1377	1593	1833	1927	1980	2118	2149	2286	2172
49	1018	1223	1440	1605	+	+	+	+	+	+	+
	Freigehege										
3	1190	1478	1743	1961	2127	2275	2339	2417	2526	2545	2558
8	928	1279	1535	1830	2154	2328	2390	2461	2519	2525	2504
9	835	1185	1384	1559	1860	1980	2156	2259	2317	2355	2203
21	843	1141	1405	1677	1863	1995	2082	2136	2187	2240	2143
22	978	1349	1599	1880	2269	2411	2482	2509	2672	2689	2619
23	801	1109	1335	1640	1927	2025	2094	1896	2098	2156	2161
27	982	1448	1593	1960	2221	2419	2563	2585	2610	2598	2560
28	972	1426	1753	2018	2235	2392	2496	2504	2632	2632	2545
31	936	1249	1430	1758	1961	2109	2163	2180	2148	2156	2159
32	869	1155	1348	1519	1795	1958	2008	2055	2105	2163	2079
42	1155	1482	+	+	+	+	+	+	+	+	+
12	729	854	890	1020	1118	1118	1165	1144	1177	1176	1189
15	730	860	919	1016	1150	1205	1223	1178	1260	1223	1184
16	756	905	982	1120	1231	1297	1395	1387	1340	1313	1342
36	702	861	950	1025	1142	1242	1288	1262	1293	1187	1266
47	765	898	975	1037	1143	1221	1252	1135	1237	1240	1221
48	874	1040	1158	1248	1273	1396	1475	1475	1490	1506	1464
50	907	1084	1156	1279	1332	+	+	+	+	+	+
52	978	1038	1091	1220	1272	1335	1363	1390	1430	1494	1456
54	913	1155	1298	1490	1490	1595	1679	1696	1725	1684	1649
55	776	942	1013	1121	1146	1242	1300	1287	1270	1201	1226

Tabelle 45: Parameter Erythrozyten ($10^{12}/l$), Leukozyten ($10^9/l$), Thrombozyten ($10^9/l$) zu den drei Blutentnahmezeitpunkten (11., 23. und 31. Lebenswoche); V= Voliere, FG= Freigehege

* Wert war nicht messbar, + Tier verstorben, - Tier später eingesetzt

Labor-nr.	Chip-nr.	V	Sex	Farbe	Erythrozyten			Leukozyten			Thrombozyten		
					11.	23.	31.	11.	23.	31.	11.	23.	31.
1	1049674	1A	m	demi-buff	5,5	7,03	7,89	6,1	5,1	5,3	813	485	439
2	2629701	4B	m	demi-buff	6,2	*	9,02	5,6	*	5,4	802	*	529
3	2629755	FG	m	demi-buff	5,85	7,21	7,97	6,3	9,4	7,5	669	577	504
4	1577731	1A	m	silverblue	5,29	7,97	8,96	5,8	4,5	4,5	904	542	476
5	1577146	2B	m	silverblue	5,08	7,07	7,67	8	3,4	3,5	824	504	482
6	1578859	4B	m	silverblue	5,5	7,33	7,32	9,8	4,4	4,4	862	607	512
7	157779	6B	m	silverblue	5,07	7,18	6,93	4,7	2,9	3,4	963	621	449
8	108480	FG	m	silverblue	5,29	7,12	5,75	4,4	6	6,9	809	494	777
9	1578125	FG	m	silverblue	5,5	7,46	8,45	6,8	8,5	3	794	606	995
10	1844706	5B	w	silverblue	5,53	7,5	7,89	5,5	3,5	4,3	985	564	641
11	131432	3A	m	silverblue	4,91	7,17	7,52	6,7	5,2	4,9	782	591	516
12	130227	FG	w	pearl	5,67	7,36	7,85	8,9	7,5	5,3	764	604	523
13	1578230	5B	w	demi-buff	5,67	7,21	7,66	8,2	4,9	6,5	652	528	521
14	131162	1A	m	pearl	5,17	*	8,01	6	*	6,4	899	*	591
15	1577967	FG	w	pearl	5,96	7,15	*	7,3	7,6	*	698	517	*
16	1843966	FG	w	demi-buff	5,65	6,14	*	8,5	7,3	*	547	614	*
17	1578271	3B	w	demi-buff	5,63	7,61	*	8,1	5,4	*	780	654	*
18	3494498	3A	m	demi-buff	5,04	7,32	*	7,8	6	*	816	659	*
19	1844303	2B	m	pearl	5,77	7,76	*	7,7	5,9	*	970	700	*
20	3494508	5A	w	silverblue	5,14	*	*	9,1		*	963	*	*
21	2629561	FG	m	pearl	4,84	6,32	*	7,3	8,3	*	999	911	*
22	1844658	FG	m	pearl	5,4	7,11	*	5,2	13,2	*	934	979	*
23	2629524	FG	m	pearl	5,24	7,15	*	17,6	9,3	*	112	724	*
24	1844883	4A	w	silverblue	5	7,08	*	8,8	4,1	*	802	672	*
25	1578298	5B	w	pearl	5,01	+	+	8,5	+	+	886	+	+
26	1577116	4A	w	demi-buff	5,77	7,37	*	6,8	6,6	*	838	644	*
27	1845458	FG	m	demi-buff	5,52	6,95	*	6,7	8,9	*	711	564	*
28	1845461	FG	m	demi-buff	5,8	6,74	*	7,9	9,5	*	755	590	*
29	1366708	8A	m	demi-buff	5,67	7,53	8,24	8,9	6,1	9,2	818	542	494
30	2629707	7A	w	pearl	5,65	8,09	8,12	10,4	4,8	4	711	545	560
31	104693	FG	m	pearl	5,15	6,89	7,23	6,8	7,3	4,9	731	591	448
32	2629515	FG	m	pearl	5,21	6,54	7,24	7,6	6,5	4,5	852	673	615
33	1577941	8A	m	pearl	5,16	7,41	7,35	6,9	4	3,9	855	545	503
34	2629789	5A	w	pearl	5,77	7,44	6,93	8,2	3,4	4,4	854	737	622
35	2629750	3A	m	pearl	5,33	6,67	7,27	6	4,8	4,3	742	503	523
36	2629505	FG	w	pearl	5,26	*	6,74	7,8	*	3,9	907	*	794

Labor- nr.	Chip- nr.	V	Sex	Farbe	Erythrozyten			Leukozyten			Thrombozyten		
					11.	23.	31.	11.	23.	31.	11.	23.	31.
37	8184445	6B	m	pearl	5,82	7,93	7,84	7,7	5,1	7,7	781	685	547
38	2629589	4B	m	pearl	5,22	7,9	7,79	7,9	4,7	5,3	756	582	474
39	2629543	7A	w	demi-buff	5,68	7,26	5,86	5,8	5	6,9	702	563	655
40	1844277	5A	w	demi-buff	5,91	7,38	7,75	7,9	5,9	6	667	657	426
41	13158	2B	m	demi-buff	6,3	8,61	8,48	7,3	4,6	4,9	886	770	569
42	1845659	FG	m	demi-buff	5,9	+	+	5,5	+	+	729	+	+
43	2629571	2A	w	demi-buff	6,16	7,62	7,27	7,1	3,4	5,2	713	522	593
44	2629575	7B	w	pearl	6,18	7,07	7,39	8,8	7,9	4,2	100	119	896
45	2629519	3B	w	pearl	5,74	7,63	6,61	8,7	4,4	6,5	851	772	874
46	131025	7A	w	silverblue	5,34	7,25	7,22	6,5	5,2	7,6	105	752	622
47	2629740	FG	w	demi-buff	5,62	4,4	6,46	7,5	8,6	6,2	822	988	889
48	2629559	FG	w	demi-buff	5,56	3,9	3,67	9	13,8	6,7	879	719	772
49	2629773	8B	m	silverblue	5,15	+	+	5,5	+	+	920	+	+
50	1578882	FG	w	demi-buff	6,34	+	+	11	+	+	717	+	+
51	2629586	8B	m	demi-buff	5,87	7,79	6,52	7,8	5,2	4,4	703	609	830
52	1844508	FG	w	demi-buff	*	6,89	7,68	*	8,2	5,2	*	756	707
53	1577285	6B	m	demi-buff	5,65	7,67	7,99	8,2	6,9	9,6	622	446	421
54	2629374	FG	w	demi-buff	*	5,32	5,73	*	8,4	6,4	*	648	531
55	2629536	FG	w	demi-buff	5,9	6,77	6,4	5,4	5,4	4,7	650	492	532
56	1578177	4A	w	pearl	5,54	7,81	7,79	6,4	4,5	7,2	765	422	587
57	2629574	7B	w	pearl	5,65	7,31	8,07	5,6	5,9	4,6	800	479	462
58	3494485	7B	w	demi-buff	5,79	7,28	7,95	7,1	4,8	4,6	831	621	560
59	1578864	8B	m	pearl	5,52	7,58	7,91	4,4	4,4	3,5	696	486	449
60	1845772	6A	m	silverblue	5,25	6,67	7,18	4,9	3,5	3	992	621	518
61	1579123	6A	m	pearl	5,55	7,28	7,57	5,6	4	4,4	847	573	482
62	1845958	3B	w	pearl	5,34	7,47	7,57	4,7	3,7	2,9	971	839	605
63	1577494	2A	w	silverblue	5,18	6,65	6,77	7,2	4,6	6,3	100	630	549
64	1578407	6A	m	demi-buff	5,13	7,01	7,81	4,8	4	5,2	899	625	526
65	2629568	2A	w	pearl	5,75	*	7,23	5,5	*	3,3	901	*	642
66	2629706	1B	w	demi-buff	-	6,96	7,77	-	3,3	3,1	-	785	685
67	2629531	8A	m	demi-buff	-	8,07	*	-	5,3	*	-	562	*
68	2629531	8A	m	demi-buff	-	8,07	*	-	5,3	*	-	562	*
69	3494478	1B	w	demi-buff	-	7,83	*	-	5,6	*	-	631	*

Tabelle 46: Parameter Hämatokrit (l/l), Hämoglobin (mmol/l), MCV (fl), MCH (fmol) und MCHC (mmol/l) zu den drei Blutentnahmezeitpunkten (11., 23., 31. Lebenswoche);

V= Voliere, FG= Freigehege

* Wert war nicht messbar, + Tier verstorben, - Tier später eingesetzt

Labor- nr.	V	Hämatokrit			Hämoglobin			MCV			MCH			MCHC		
		11.	23.	31.	11.	23.	31.	11.	23.	31.	11.	23.	31.	11.	23.	31.
1	1A	0,45	0,55	0,63	9,3	11,4	13	83	80	81	1,69	1,62	1,65	20,4	20,3	20,4
2	4B	0,47	*	0,65	9,7	*	13,6	77	*	73	1,56	*	1,5	20,3	*	20,6
3	FG	0,48	0,58	0,62	9,7	11,5	7,97	83	81	78	1,66	1,59	1,65	20,1	19,7	21,2
4	1A	0,41	0,58	0,64	8,6	11,4	13,4	79	73	72	1,63	1,43	1,49	20,6	19,6	20,7
5	2B	0,42	0,52	0,56	8,8	10,8	12	84	74	74	1,72	1,53	1,57	20,5	20,5	21,1
6	4B	0,43	0,53	0,53	8,9	11,1	11,1	79	73	73	1,62	1,51	1,52	20,6	20,6	20,8
7	6B	0,42	0,53	0,52	8,7	11,2	11,2	84	74	75	1,72	1,56	1,61	20,4	20,9	21,1
8	FG	0,44	0,57	0,46	9	12	9,7	83	80	80	1,7	1,68	1,69	20,3	20,9	21,1
9	FG	0,43	0,56	0,48	8,9	11,2	10	79	75	74	1,61	1,5	1,53	20,5	20	20,8
10	5B	0,44	0,55	0,58	8,9	11,1	12	79	74	74	1,6	1,48	1,52	20,2	20,1	20,7
11	3A	0,41	0,56	0,59	8,6	11,4	12,8	84	79	79	1,75	1,59	1,7	20,9	20	21,5
12	FG	0,44	0,55	0,57	9	11,2	12,1	79	76	73	1,59	1,52	1,55	20,2	20	21,2
13	5B	0,45	0,55	0,58	9,3	11,1	12	80	77	77	1,65	1,54	1,57	20,5	19,9	20,5
14	1A	0,43	*	0,62	8,9	*	13,7	84	*	79	1,72	*	1,71	20,6	*	21,8
15	FG	0,48	0,57	*	9,9	11,5	*	81	80	*	1,66	1,6	*	20,5	20,1	*
16	FG	0,44	0,48	*	9,2	9,8	*	80	79	*	1,64	1,59	*	20,6	20	*
17	3B	0,44	0,57	*	9	11,5	*	79	75	*	1,6	1,51	*	20,3	20,1	*
18	3A	0,42	0,58	*	8,4	11,7	*	84	80	*	1,67	1,6	*	19,9	20	*
19	2B	0,46	0,58	*	9,4	11,8	*	80	75	*	1,63	1,52	*	20,3	20,2	*
20	5A	0,43	*	*	8,8		*	84		*	1,71		*	20,4		*
21	FG	0,40	0,51	*	8,2	11,3	*	84	81	*	1,69	1,78	*	20,1	22	*
22	FG	0,44	0,60	*	9	12,4	*	83	73	*	1,66	1,49	*	20	20,6	*
23	FG	0,41	0,56	*	8,6	11,8	*	80	79	*	1,64	1,65	*	20,5	20,8	*
24	4A	0,41	0,57	*	8,2	11,6	*	82	81	*	1,65	1,64	*	20,1	20,2	*
25	5B	0,40	+	+	8	+	+	80	+	+	1,6	+	+	20	+	+
26	4A	0,47	0,59	*	9,5	11,9	*	81	81	*	1,64	1,61	*	20,1	20	*
27	FG	0,45	0,54	*	9,2	10,8	*	82	79	*	1,66	1,55	*	20,4	19,8	*
28	FG	0,46	0,51	*	9,3	10,5	*	80	77	*	1,61	1,56	*	20,2	20,4	*
29	8A	0,46	0,58	0,64	9,3	12	13,6	82	78	78	1,65	1,59	1,65	20,2	20,3	21
30	7A	0,46	0,62	0,61	9,4	12,6	13,4	82	77	76	1,66	1,56	1,65	20,3	20,1	21,8
31	FG	0,43	0,54	0,56	8,8	11,3	11,8	84	79	78	1,72	1,65	1,63	20,5	20,9	20,8
32	FG	0,43	0,51	0,55	8,9	10,6	12	83	79	77	1,71	1,62	1,66	20,6	20,6	21,5
33	8A	0,43	0,57	0,57	8,9	11,9	12,3	84	77	79	1,73	1,61	1,68	20,6	20,9	21,4
34	5A	0,47	0,59	0,53	9,4	11,6	11,3	83	79	78	1,64	1,56	1,63	19,7	19,6	21
35	3A	0,42	0,52	0,56	9	10,7	11,4	83	79	78	1,68	1,6	1,57	20,3	20,3	20,2
36	FG	0,43	*	0,53	9	*	11,3	83	*	79	1,72	*	1,68	20,6	*	21,3

Labor- nr.	V	Hämatokrit			Hämoglobin			MCV			MCH			MCHC		
		11.	23.	31.	11.	23.	31.	11.	23.	31.	11.	23.	31.	11.	23.	31.
37	6B	0,45	0,57	0,58	9,2	11,8	11,9	79	73	74	1,58	1,49	1,51	20,1	20,4	20,5
38	4B	0,42	0,59	0,59	8,7	12,2	12,2	81	76	76	1,67	1,54	1,57	20,6	20,3	20,5
39	7A	0,44	0,57	0,46	9	11,3	9,6	78	78	79	1,58	1,55	1,63	20,1	19,8	20,6
40	5A	*	0,58	0,58	*	12	12,3	*	79	76	*	1,62	1,59	*	20,4	20,9
41	2B	0,49	0,62	0,62	9,8	12,4	12,9	78	73	73	1,56	1,44	1,52	19,9	19,7	20,7
42	FG	0,47	+	+	9,4	+	+	80	+	+	1,6	+	+	20,1	+	+
43	2A	0,49	0,58	0,55	9,7	11,8	11,8	80	77	76	1,57	1,55	1,62	19,7	20,1	21,3
44	7B	0,47	0,51	0,54	9,4	10,5	11,5	76	72	74	1,52	1,48	1,56	19,9	20,5	21
45	3B	0,45	0,57	0,51	9	12,3	11,1	79	76	78	1,57	1,61	1,67	19,9	21,2	21,3
46	7A	0,42	0,56	0,54	8,6	11,3	11,3	80	78	76	1,62	1,56	1,56	20,1	20	20,6
47	FG	0,45	0,34	0,52	9,1	7,2	11,1	81	78	81	1,62	1,63	1,72	20,1	20,8	21,3
48	FG	0,44	0,33	0,28	9	6,9	6,2	80	86	79	1,62	1,78	1,68	20,2	20,6	21,4
49	8B	0,42	+	+	8,8	+	+	83	+	+	1,72	+	+	20,7	+	+
50	FG	0,49	+	+	9,7	+	+	78	+	+	1,53	+	+	19,7	+	+
51	8B	0,47	0,58	0,49	9,4	11,7	10,8	81	75	76	1,61	1,51	1,66	19,9	20,2	21,8
52	FG	*	0,53	0,57	*	10,7	12,1	*	77	75	*	1,56	1,58	*	20,2	21,1
53	6B	0,45	0,58	0,62	9,1	11,9	12,8	80	76	78	1,61	1,55	1,6	20,1	20,4	20,6
54	FG	*	0,42	0,43	*	8,7	9,4	*	79	77	*	1,64	1,64	*	20,7	21,5
55	FG	0,48	0,54	0,49	9,4	10,9	10,4	81	81	77	1,59	1,61	1,62	19,5	20	21
56	4A	0,45	0,60	0,61	9,2	12,2	13,3	83	77	79	1,66	1,57	1,7	20,1	20,3	21,6
57	7B	0,45	0,55	0,60	9	11,2	12,6	80	76	75	1,6	1,54	1,56	20	20,3	20,6
58	7B	0,46	0,54	0,58	9,4	11,2	12,5	80	75	75	1,62	1,54	1,6	20,2	20,4	21,2
59	8B	0,45	0,56	0,60	9	11,8	12,7	83	75	76	1,64	1,56	1,61	19,8	20,8	21,2
60	6A	0,44	0,53	0,57	8,8	10,9	11,8	84	80	79	1,68	1,62	1,65	20	20,2	20,7
61	6A	0,45	0,55	0,57	9	11,4	11,9	82	76	76	1,62	1,57	1,57	19,8	20,6	20,7
62	3B	0,43	0,56	0,56	8,8	11,5	11,6	81	76	75	1,66	1,54	1,53	20,4	20,2	20,4
63	2A	0,43	0,52	0,54	8,8	11,2	11,4	83	80	80	1,7	1,69	1,68	20,4	21,2	20,9
64	6A	0,42	0,55	0,61	8,8	11,2	12,9	84	79	78	1,72	1,6	1,65	20,6	20,2	21,1
65	2A	0,46	*	0,55	9,4	*	11,7	80	*	76	1,64	*	1,62	20,4	*	21,2
66	1B	-	0,55	0,61	-	11,3	13,2	-	80	79	-	1,63	1,69	-	20,3	21,4
67	8A	-	0,61	*	-	12,4		-	74	*	-	1,51	*	-	20,3	*
68	8A	-	0,62	*	-	12,5		-	77	*	-	1,55	*	-	20,1	*
69	1B	-	0,60	*	-	12,5		-	78	*	-	1,59	*	-	20,6	*

Tabelle 47: Parameter Lymphozyten (%), Monozyten (%), Granulozyten (%) zu den drei Blutentnahmezeitpunkte (11., 23., 31. Lebenswoche); V= Voliere, FG= Freigehege

* Wert war nicht messbar, + Tier verstorben, - Tier später eingesetzt

Labor- nr.	V	Lymphozyten			Monozyten			Granulozyten		
		11.	23.	31.	11.	23.	31.	11.	23.	31.
1	1A	36,6	50,2	57,8	3,5	1,9	1,9	59,9	47,9	40,3
2	4B	32,3	*	45,9	3,1	*	2,3	64,6	*	51,8
3	FG	35,4	38,2	44,2	3,5	3,3	4,1	61,1	58,5	51,7
4	1A	43,3	53,9	66,3	3,6	3,4	2,3	53,1	42,7	31,4
5	2B	28,2	52,9	44,5	4	3,4	2,9	67,8	43,7	52,6
6	4B	30,4	58,5	41,1	4,5	2,9	3,2	65,1	38,6	55,7
7	6B	40,2	44,6	64,2	4,7	3,7	2,2	55,1	51,7	33,6
8	FG	44,1	32,2	30,5	4,7	2,6	3,3	51,2	65,2	66,2
9	FG	40,5	40,3	40,1	5,1	3	4,5	54,4	56,7	55,4
10	5B	35,3	49,4	59,4	4,4	3,3	2,4	60,3	47,3	38,2
11	3A	47,6	52,2	58	3,8	2,3	1,8	48,6	45,5	40,2
12	FG	55,6	48	55,8	4,9	2,7	2,5	39,5	49,3	41,7
13	5B	49,8	54,5	43,6	4,3	3,5	3,4	45,9	42	53
14	1A	45	*	59	4,1	*	1,9	50,9	*	39,1
15	FG	44,4	42,4	*	4,9	3,4	*	50,7	54,2	*
16	FG	51,4	39,8	*	4,4	4	*	44,2	56,2	*
17	3B	52,3	63,1	*	3,7	3,5	*	44	33,4	*
18	3A	36,8	43,5	*	4,9	3,1	*	58,3	53,4	*
19	2B	40	36	*	5	3,8	*	55	60,2	*
20	5A	44,6	*	*	5		*	50,4		*
21	FG	44,3	34,3	*	4,3	3,7	*	51,4	62	*
22	FG	32	35,6	*	5	2,7	*	63	61,7	*
23	FG	24,7	27	*	4,3	4	*	71	69	*
24	4A	42,7	40,5	*	6	3,9	*	51,3	55,6	*
25	5B	33,7	+	+	5,8	+	+	60,5	+	+
26	4A	50,8	53,6	*	4,8	2,4	*	44,4	44	*
27	FG	53,6	45,8	*	4,9	3,5	*	41,5	50,7	*
28	FG	46,2	50,1	*	4,4	2,9	*	49,4	47	*
29	8A	44,1	40,1	41,7	4,6	3,2	3,3	51,3	56,7	55
30	7A	47,6	58,1	49	4,6	3,1	3,1	47,8	38,8	47,9
31	FG	49,5	59,1	55,8	3,7	2,5	2,3	46,8	38,4	41,9
32	FG	37,1	42	39,9	5	4,4	4,6	57,9	53,6	55,5
33	8A	43,9	41,9	41,6	4,5	4	3,6	51,6	54,1	54,8
34	5A	49,9	58,8	50	4,5	2,7	3,1	45,6	38,5	46,9
35	3A	50	39,5	44,5	5,3	3,3	2,8	44,7	57,2	52,7
36	FG	54,1	*	49,3	4,4	*	2,7	41,5	*	48

Labor- nr.	V	Lymphozyten			Monozyten			Granulozyten		
		11.	23.	31.	11.	23.	31.	11.	23.	31.
37	6B	42,5	45,6	34,5	4,7	3,6	3,2	52,8	50,8	62,3
38	4B	41,9	39,5	40,4	5,2	4	2,8	52,9	56,5	56,8
39	7A	46,6	46,2	45,8	3,8	2,5	3,3	49,6	51,3	50,9
40	5A	44,7	34,6	58,8	4,1	3,3	2,1	51,2	62,1	39,1
41	2B	41,4	37,1	36,8	3	2,7	2,8	55,6	60,2	60,4
42	FG	58,6	+	+	3,3	+	+	38,1	+	+
43	2A	54,6	43,5	46,3	3,3	2,8	2,5	42,1	53,7	51,2
44	7B	46,1	35,3	50,5	5	5,8	4,8	48,9	58,9	44,7
45	3B	40,3	46,9	32,2	5,7	3,3	3,4	54	49,8	64,4
46	7A	57,1	56,4	55,8	5,3	3,7	3,8	37,6	39,9	40,4
47	FG	51,8	43,1	41,1	3,5	3,8	3,1	44,7	53,1	55,8
48	FG	40,9	21,8	34	3,7	3,7	4,4	55,4	74,5	61,6
49	8B	42,9	+	+	4,8	+	+	52,3	+	+
50	FG	37,3	+	+	4,2	+	+	58,5	+	+
51	8B	51,4	50,5	39,8	4,1	2,4	2,6	44,5	47,1	57,6
52	FG	*	52	52,1	*	2,7	2,3	*	45,3	45,6
53	6B	50,3	47,7	54,4	3,9	2,4	1,7	45,8	49,9	43,9
54	FG	*	45,7	39,6	*	2	2,4	*	52,3	58
55	FG	42	39,7	45,2	4,1	3,3	3	53,9	57	51,8
56	4A	42,7	60,8	30,9	4,3	2,4	2,3	53	36,8	66,8
57	7B	40,5	51,1	48,1	4,5	3,1	2,4	55	45,8	49,5
58	7B	45	49,6	65,2	4,7	3,2	2,7	50,3	47,2	32,1
59	8B	44,3	45,8	44,6	4,4	3	2	51,3	51,2	53,4
60	6A	55,2	54,5	64,2	3,9	2,6	2,1	40,9	42,9	33,7
61	6A	44,7	44	62,1	4,6	3,2	2,5	50,7	52,8	35,4
62	3B	44,9	60,8	57,5	4,2	2,7	2,8	50,9	36,5	39,7
63	2A	56,3	59,3	48,1	3,9	2,1	2,6	39,8	38,6	49,3
64	6A	53,4	40,5	49	4,2	2,8	2,9	42,4	56,7	48,1
65	2A	42,9	*	60,7	4,9	*	2,9	52,2	*	36,4
66	1B	-	46,6	40,8	-	2,8	3,1	-	50,6	56,1
67	8A	-	37,2	*	-	2,5	*	-	60,3	*
68	8A	-	33	*	-	3	*	-	64	*
69	1B	-	45,9	*	-	2,8	*	-	51,3	*

Tabelle 48: Parameter Cholesterol (mmol/l), Triglyceride (mmol/l), AST (U/l), Gallensäuren (mmol/l), IgG (mg/ml) zu den drei Blutentnahmezeitpunkten (11., 23., 31. Lebenswoche); V= Voliere, FG= Freigehege

* Wert war nicht messbar, + Tier verstorben, - Tier später eingesetzt

Labor- nr.	V	Cholesterol			Triglyceride			AST			Gallensäuren			IgG		
		11.	23.	31.	11.	23.	31.	11.	23.	31.	11.	23.	31.	11.	23.	31.
1	1A	6,45	7,93	9,06	1,39	1,177	1,435	68,3	75,6	112,5	0,9	1,6	9,3	*	20,76	18,82
2	4B	7,77	7,15	7,73	1,71	1,602	0,898	61,2	63,9	99,3	1,2	0,8	9,5	*	34,47	15,64
3	FG	7,23	7,38	7,58	1,4	1,903	3,68	73,7	92,4	72,2	1,5	10,	10,	*	20,22	17,43
4	1A	6,84	7,52	7,86	1,43	0,84	1,291	59,9	72,2	68,4	2,7	2,1	9,7	*	21,16	16,27
5	2B	7,9	8,1	6,98	1,26	0,987	0,813	60,6	62,8	57,5	1,9	4,7	5,1	*	17,48	12,91
6	4B	6,82	9,08	7,37	1,29	0,982	0,796	69,6	88,6	80,2	2,2	1,4	4,6	*	23,23	13,03
7	6B	6,48	8,78	8,43	1,68	1,091	1,02	55,5	86,3	64,2	8,5	1	7,2	*	24,5	11,71
8	FG	7,7	6,7	5,93	58	61,4	57,2	1,14	1,156	1,69	1,2	2	9,5	*	26,29	30,51
9	FG	7,37	7,17	7,47	98,7	110,1	82,7	1,42	1,565	1,357	3,8	3,1	11,	*	28,2	18,63
10	5B	7,84	6,73	7,15	1,38	1,017	1,069	96,2	81,6	75,8	1,6	1,7	6,7	*	22,67	16,52
11	3A	6,71	7,1	7,38	1,55	1,835	0,878	108,5	96,4	86,4	2	2,4	5,4	*	19	12,4
12	FG	7,29	6,72	7,55	1,57	1,666	1,285	79,7	98	111,5	5,3	5,6	5,3	*	*	17,32
13	5B	7,36	8	7,75	1,37	1,201	1,066	93,5	80,3	86,3	1,1	2,5	8	*	13,05	11,17
14	1A	8,03	8,19	8,59	1,68	1,28	4,198	101,1	81,2	87,6	1,7	4,3	15,	*	14,76	13,58
15	FG	7,56	7,28	7,62	1,41	1,418	0,86	115,8	118	124,4	1,8	5,2	4,5	*	6,25	17,54
16	FG	*	6,65	7,6	*	1,562	1,357	*	93,2	91,1		3,3	5	*	28,87	16,36
17	3B	9,82	6,82	7,15	1,91	1,372	1,266	104,7	76,6	127,8	4,5	1	9,2	*	16,49	13,33
18	3A	7,94	6,08	6,82	1,42	1,12	0,673	92,9	84,9	67,2	1,1	2,6	5,5	*	17,67	11,82
19	2B	6,75	7,88	7,29	1,4	1,649	0,944	60,6	78,6	91,4	3,4	1,5	4,1	10,92	14,91	13,58
20	5A	6,49	6,79	7,33	1,42	1,131	1,478	74,9	104,1	115,8	2,7	5,1	17,	20,25	24,93	14,3
21	FG	8,65	8,02	6,41	1,3	8,593	1,152	157,7	133,3	100,6	1,4	3,2	5,8	17,82	36,06	24,41
22	FG	7,25	7,91	7,02	1	1,838	1,692	88,5	103,9	100,2	2,1	3,2	4,5	19,17	34,04	31,61
23	FG	8,36	7,32	6,26	7,4	4,467	2,222	151,7	116,6	99,9	3,0		11	28,85	22,39	17,39
24	4A	7,18	8	8,77	1,43	1,222	1,007	89,1	119,8	106,8	1,5	0,8	5,5	16,55	19,97	12,02
25	5B	7,4	+	+	2	+	+	73,2	+	+	2,3	+	+	13,91	+	+
26	4A	7,93	10,2	6,69	1,8	1,582	0,879	95,3	88,2	99,2	1,4	5	9	23,62	10,74	13,21
27	FG	6,71	7,99	5,49	1,61	1,117	2,451	90,4	119,5	88,9	1,3	2	8,8	18,99	18,74	17,56
28	FG	6,74	6,73	8,23	1,56	1,421	1,25	88,4	115,8	133,5	1,5	6,3	5,5	22,49	22,25	23,5
29	8A	6,51	7,9	8,06	1,37	1,069	2,648	76,2	125,8	91,6	1,9	2,1	13,	24,32	12,26	14,14
30	7A	7,19	7,72	7,32	1,24	1,141	1,132	100,1	105,6	82,1	2,3	2,1	5,3	24,43	26,06	16,57
31	FG	7,14	8,92	8,04	*	5,105	0,815	*	94	89,1	*	7,4	4,9	20,3	17,12	14,37
32	FG	8,87	8,34	8	1,56	1,415	0,817	87,1	107,9	88,1	2,2	3,9	4,9	27,49	16,45	12,93
33	8A	8,26	6,96	7,49	1,19	0,92	1,171	110,3	103,3	149,8	2,1	2	11,	23,81	15,39	13,07
34	5A	7,15	7,35	6,89	1,51	1,621	0,864	80,5	110,1	102,2	2,7	1,8	5,5	19,58	16,28	12,3
35	3A	8,11	7,33	8,78	1,22	1,318	1,443	136,8	108,9	95,1	2,9	1,2	6,1	22,89	14,66	17,11
36	FG	6,85	7,73	8,23	1,47	1,571	0,905	103,3	87,7	68,6	3,8	9,4	6	23,03	16,85	24,99

Labor- nr.	V	Cholesterol			Triglyceride			AST			Gallensäuren			IgG		
		11.	23.	31.	11.	23.	31.	11.	23.	31.	11.	23.	31.	11.	23.	31.
37	6B	7,78	7,68	8,19	1,48	1,065	0,566	97,1	88,6	86,1	1	4,5	5,6	17,62	21,77	16,03
38	4B	6,06	8,02	7,59	1,45	1,115	1,415	163,6	79,8	84,9	2,2	1,4	8,9	19,16	17,79	14,19
39	7A	6,97	6,9	8,35	1,5	1,382	1,515	84,4	71,3	64,6	1,9	1,1	11,	37,31	26,62	17,23
40	5A	5,81	7,68	8,08	1,26	1,392	0,865	79,5	104,2	84,4	1,1	1,6	4,5	44,61	23,95	16,86
41	2B	7,4	7,55	7,71	1,53	1,218	1,119	85,8	85,7	101,9	3,5	3	9,5	17,52	21,49	13,51
42	FG	7,37	+	+	1,32	+	+	108,8	+	+	1,2	+		18,71	24,82	15,05
43	2A	7,11	6,66	7,85	1,41	1,11	1,69	87,4	99,5	89,3	1	0,8	6	19,7	13,77	10,14
44	7B	8,16	9,87	8,07	2,1	1,719	1,291	93,7	104,7	105,2	0,7	2,8	12,	57,59	42,66	18,53
45	3B	6,13	7,47	7,12	1,53	4,35	1,827	116,6	87,4	77,1	1,5	2,8	22	34,09	23,72	19,83
46	7A	6,43	7,72	5,59	1,31	1,617	1,794	78,6	105,2	68,2	2,4	1,1	5,7	28,97	33,26	16,4
47	FG	7,83	6,58	6,89	1,24	2,24	0,874	107,7	106,3	64,5	1	3,5	4,5	19,09	22,46	21,73
48	FG	5,55	5,69	7,2	1,39	1,922	1,537	80,9	86,6	84,2	1,9	1	4,3	16,24	15,12	18,47
49	8B	9,64	+	+	2,24	+	+	81,7	+	+	2,6	+	+	21,72	+	+
50	FG	6,06	+	+	1,23	+	+	81,6	+	+	0,9	+	+	24,13	+	+
51	8B	6,07	7,41	5,43	1,21	0,876	1,445	102,1	81,9	103,2	2,3	2,2	6	29,39	15,53	21,37
52	FG	6,25	9,05	7,48	1,3	2,279	1,145	102,5	121,2	123,5	2	11,	4,7	23,43	17,14	25,18
53	6B	5,7	7,22	8,36	1,19	1,335	1,305	85,3	68,3	104,7	1	1	3,8	29,06	11,95	14,4
54	FG	6,15	6,73	7,01	*	2,408	1,649	87,4	106,4	100,6	*	5,3	5,3	29,43	14,89	27,62
55	FG	5,88	7,99	7,07	*	1,724	0,754	85,9	94,6	80,6	+	3,6	4,1	20,89	37,39	22,97
56	4A	7,53	7,1	7,98	1,45	1,461	1,127	92,2	72,9	94	1,2	3,4	4,6	25,88	23,12	20,12
57	7B	8,33	8,56	8,22	*	1,417	1,412	105,3	99,3	87,3	*	2,2	9,8	24,95	22,69	16,6
58	7B	7,01	7,35	7,76	1,69	1,663	1,141	114,4	91,5	116,6	1,2	0,8	7,7	25,74	18,1	15,52
59	8B	8,08	6,86	7,97	1,37	0,936	1,455	114,1	90,2	105,6	1,2	1,1	12	26,29	23,58	15,94
60	6A	6,26	9,46	8,76	1,71	1,109	2,675	102,4	88,8	79,2	0,8	1,3	9,2	34,97	19,02	12,63
61	6A	8,65	8,28	8,81	3	1,125	1,206	112,2	104,5	95,8	2,1	2	9,6	31,29	17,66	20,65
62	3B	6,7	8,85	9,02	1,4	3,046	1,283	139,4	93,3	97,3	2,7	8,2	4,7	19,19	17,23	19,88
63	2A	6,17	7,91	8,29	1,38	1,19	1,523	96,4	97,9	96,6	0,9	4	4,2	35,03	18,79	34,94
64	6A	7,02	7,24	8,26	1,45	1,428	1,238	107,6	88,1	79,4	1,3	1,1	14,	25,04	14,8	33,81
65	2A	7,71	7,42	7,41	1,5	1,376	1,286	133,3	101,8	81,9	2,9	3,1	5,1	22,48	23,38	24,99
66	1B	-	7,9	5,95	-	1,294	1,707	-	7,9	5,95	-	1	12,	-	*	24,4
67	8A	-	8,22	6,77	-	1,712	1,73	-	8,22	6,77	-	1,2	6,1	-	*	*
68	8A	-	8,65	6,97	-	1,154	1,605	-	101,7	118,1	-	1,2	9,7	-	*	*
69	1B	-	8,74	8,81	-	1,624	1,639	-	90,5	145,2	-	2,6	8,9	-	*	*

Tabelle 49: Mittlerer Cortisolmetabolitengehalt (ng/g) der Volieren (V) und des Freigeheges (FG) zu den fünf Sammelzeitpunkten (12., 16., 20., 24., 28. Lebenswoche)

V/FG	12. LW			16. LW			20.LW			24. LW			28. LW		
	02.08.	03.08.	04.08.	29.08.	30.08.	31.08.	29.09.	30.09.	01.10.	31.10.	01.11.	02.11.	25.11.	26.11.	27.11.
1A	464	248	150	254	46	199	175	80	78	176	277	134	52	115	42
2A	43	255	42	79	13	152	50,5	82	116	59	778	442	210	49	100
3A	144	196	49	690	67	335	175	117	54	404	77	98	135	61	59
4A	55	55	29	66	57	132	171	92	76	144	152	55	58	97	77
5A	29	143	100	59	69	38	40	82	62	105	229	62	72	115	119
6A	133	397	325	343	54	37	103	53	465	272	54	81	369	74	39
7A	38	83	178	57	23	234	92	64	140	78	158	125	120	235	43
8A	141	315	247	77	92	114	103	108	187	171	114	261	88	620	396
1B	88	108	75	60	38	156	58	161	301	79	53	278	113	96	65
2B	65	121	107	93	68	965	257	184	265	86	24	98	141	50	496
3B	34	131	42	36	53	194	76	69	106	134	168	281	82	162	407
4B	225	177	168	112	189	345	421	246	432	611	87	358	63	224	121
5B	52	163	49	21	44	126	189	46	57	118	97	632	63	84	89
6B	143	347	144	98	23	591	98	327	76	78	46	355	157	40	44
7B	107	210	63	34	29	103	87	44	53	40	45	138	125	60	133
8B	151	155	53	19	22	32	190	73	1103	84	113	87	100	122	209
FG	79	78	72	110	61	82	81	79	75	203	159	290	302	251	339

Tabelle 50: Beurteilung des Fellzustandes von der 11.- 31. Lebenswoche

Beurteilungsindex: 1= sehr gut, 2= gut, 3= befriedigend, 4= mangelhaft

+ Tier verstorben, - Tier später eingesetzt

Labor- nr.	Fellzustand										
	Voliere										
	Lebenswoche										
	11.	13.	15.	17.	19.	21.	23.	25.	27.	29.	31.
1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
4	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
14	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
43	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1
63	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1
65	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
11	1	1	2	2	1	1	2	1	1	1	1
18	1	1	1	1	1	1	2	1	1	1	1
35	1	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1
24	1	2	1	2	2	2	1	1	1	1	1
26	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
56	1	1	1	2	2	1	1	1	1	1	1
20	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1
34	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1
40	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
60	2	1	1	1	1	1	2	1	1	1	1
61	1	1	1	1	1	1	2	1	1	1	1
64	1	1	1	1	1	1	1	2	1	1	1
30	1	1	2	2	1	1	1	2	1	2	2
39	1	1	1	1	3	2	1	1	2	1	1
46	1	1	2	1	1	2	2	1	1	1	1
29	1	1	1	1	2	1	2	2	1	1	1
33	1	1	2	1	1	2	1	1	1	1	1
68	-	-	1	1	1	1	2	2	1	1	1
66	-	-	1	1	1	1	2	2	2	1	2
67	-	-	1	1	1	2	2	1	1	1	2
69	-	-	1	2	1	1	2	1	2	1	2
5	1	2	2	2	1	2	2	1	1	1	1
19	1	2	2	1	1	2	2	1	1	1	1
41	1	2	1	1	1	2	2	2	1	1	1
17	2	1	1	2	1	1	2	2	1	1	1
45	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2	1
62	1	1	2	1	1	2	1	1	1	1	1
2	1	1	1	1	1	2	2	2	2	1	2
38	1	1	1	1	1	1	2	2	1	1	1
6	1	1	1	1	1	2	2	1	1	1	1

Labor- nr.	Fellzustand										
	Voliere										
	Lebenswoche										
	11.	13.	15.	17.	19.	21.	23.	25.	27.	29.	31.
10	2	1	2	1	1	2	2	2	1	1	1
13	1	1	1	1	1	1	2	2	1	1	1
25	1	1	2	+	+	+	+	+	+	+	+
7	2	2	1	2	1	1	2	2	1	1	1
37	1	2	1	1	1	1	2	2	1	1	1
53	1	1	1	1	1	1	2	2	1	1	1
44	1	1	1	2	1	2	1	1	1	1	1
58	1	1	1	2	1	1	2	2	1	1	1
57	2	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1
51	1	1	1	1	1	2	2	2	1	1	1
59	1	1	1	1	1	2	1	1	1	1	1
49	1	1	2	2	+	+	+	+	+	+	+
	Freigehege										
3	1	1	1	1	1	2	2	2	1	2	2
8	1	1	1	3	2	2	3	2	2	2	2
9	2	1	1	1	2	2	2	2	2	3	1
21	2	1	1	2	1	2	2	2	2	2	1
22	1	2	1	2	1	2	1	2	1	1	2
23	1	1	1	2	2	2	2	2	2	2	1
27	2	2	1	1	1	2	2	1	1	2	2
28	1	1	1	2	2	2	2	2	1	3	2
31	1	1	1	1	1	1	1	1	2	1	1
32	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2
42	1	1	+	+	+	+	+	+	+	+	+
12	2	1	1	2	2	2	1	1	1	1	1
15	2	1	1	1	1	1	2	2	1	1	1
16	1	1	1	1	1	2	2	2	2	2	2
36	1	1	1	2	2	2	2	2	2	2	1
47	1	1	1	2	2	2	2	2	2	2	2
48	1	1	1	2	2	2	2	2	2	2	2
50	1	1	1	1	1	+	+	+	+	+	+
52	1	1	1	2	1	2	2	2	2	2	2
54	1	1	1	1	2	2	2	2	2	2	2
55	1	2	1	1	2	2	2	2	2	2	2

Labor- nr.	Fellverschmutzung										
	Voliere										
	Lebenswoche										
	11.	13.	15.	17.	19.	21.	23.	25.	27.	29.	31.
10	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
13	2	1	1	1	1	1	1	2	1	1	1
25	1	1	1	+	+	+	+	+	+	+	+
7	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1
37	1	2	1	1	1	1	2	1	1	1	1
53	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
44	1	1	1	2	2	1	1	1	1	1	1
58	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2	2
57	2	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1
51	1	1	1	1	1	1	2	1	1	1	1
59	1	1	1	1	1	2	1	1	1	1	1
49	1	2	1	2	+	+	+	+	+	+	+
	Freigehege										
3	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
8	2	1	1	2	1	2	2	2	2	2	1
9	1	1	1	1	1	1	2	2	1	2	1
21	2	1	1	2	1	2	2	2	2	2	1
22	1	2	2	2	1	2	1	2	1	1	2
23	1	1	1	2	2	2	2	1	1	2	2
27	2	1	1	1	1	2	2	1	1	1	1
28	1	1	1	2	2	2	2	2	1	2	2
31	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
32	1	1	1	1	2	1	1	1	1	1	3
42	1	1	+	+	+	+	+	+	+	+	+
12	2	1	2	2	2	1	1	1	1	1	1
15	1	1	1	1	1	1	2	1	1	1	1
16	1	1	1	1	1	2	2	1	1	1	1
36	1	1	2	1	2	1	2	1	1	2	1
47	1	1	1	2	2	1	2	2	2	1	1
48	1	1	1	1	1	1	1	2	2	2	1
50	1	1	1	1	1	+	+	+	+	+	+
52	1	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1
54	1	1	1	1	2	2	2	2	2	2	1
55	1	2	1	1	2	2	1	2	2	2	1

Labor- nr.	Rumpfverletzungen										
	Voliere										
	Lebenswoche										
	11.	13.	15.	17.	19.	21.	23.	25.	27.	29.	31.
10	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
13	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
25	1	1	1	+	+	+	+	+	+	+	+
7	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
37	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
53	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
44	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
58	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
57	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
51	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
59	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
49	1	1	1	1	+	+	+	+	+	+	+
	Freigehege										
3	1	1	1	1	1	2	2	1	1	1	1
8	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
9	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
21	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
22	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
23	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
27	1	1	1	1	1	2	1	1	1	1	1
28	1	1	1	1	1	1	2	1	1	1	1
31	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
32	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
42	1	1	+	+	+	+	+	+	+	+	+
12	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
15	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
16	1	1	1	1	1	1	2	1	1	1	1
36	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
47	1	1	1	1	1	2	1	1	1	2	1
48	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
50	1	1	1	1	1	+	+	+	+	+	+
52	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
54	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
55	1	1	1	1	1	2	2	1	1	1	1

Labor- nr.	Kopfverletzungen										
	Voliere										
	Lebenswoche										
	11.	13.	15.	17.	19.	21.	23.	25.	27.	29.	31.
10	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
13	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
25	1	1	1	+	+	+	+	+	+	+	+
7	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
37	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
53	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
44	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
58	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2
57	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
51	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
59	1	1	1	1	1	2	1	1	1	1	1
49	1	1	1	1	+	+	+	+	+	+	+
	Freigehege										
3	1	1	1	1	1	2	1	1	1	1	1
8	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
9	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
21	1	1	1	1	2	1	1	1	1	1	1
22	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
23	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
27	1	1	1	1	2	1	1	1	1	1	1
28	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
31	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
32	1	1	1	1	2	1	1	1	1	1	1
42	1	1	+	+	+	+	+	+	+	+	+
12	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
15	1	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1
16	1	1	1	1	1	2	1	1	1	1	1
36	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
47	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
48	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
50	1	1	1	1	1	+	+	+	+	+	+
52	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
54	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2
55	1	1	1	1	1	1	1	1	2	1	1

Labor- nr.	Schwanzverletzungen										
	Voliere										
	Lebenswoche										
	11.	13.	15.	17.	19.	21.	23.	25.	27.	29.	31.
10	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
13	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
25	1	1	1	+	+	+	+	+	+	+	+
7	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
37	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
53	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
44	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
58	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
57	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
51	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
59	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
49	1	1	1	1	+	+	+	+	+	+	+
	Freigehege										
3	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
8	1	1	1	2	3	3	3	2	3	3	3
9	1	1	1	1	2	2	2	2	3	3	3
21	1	1	1	1	2	1	2	2	2	2	2
22	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2
23	1	1	1	1	1	1	2	2	1	2	2
27	1	1	1	1	1	1	2	1	1	2	2
28	1	1	1	1	2	2	2	2	2	3	3
31	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
32	1	1	1	1	1	1	2	1	1	1	1
42	1	1	+	+	+	+	+	+	+	+	+
12	1	1	1	1	1	2	2	1	1	1	1
15	1	1	1	1	1	1	1	2	1	1	1
16	1	1	1	1	1	2	2	1	2	2	2
36	1	1	1	1	2	2	1	2	1	2	2
47	1	1	1	1	1	1	2	3	2	2	2
48	1	1	1	1	2	2	2	3	2	3	3
50	1	1	1	1	3	+	+	+	+	+	+
52	1	1	1	1	2	2	2	2	2	2	2
54	1	1	1	1	2	2	2	2	2	2	3
55	1	1	1	1	2	2	2	2	2	3	2

Tabelle 56: Übersicht über das mittlere Körpergewicht (g) von der 11. Lebenswoche bis zur 31. Lebenswoche der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere in Volierenhaltung (V) und im Freigehege (FG)

LW= Lebenswoche, N= Stichprobengröße, MW= Mittelwert, SD= Standardabweichung, SEM= Standardfehler des Mittelwertes; Daten normalverteilt

LW	Haltung	Sex	N	MW	SD	SEM	Haltung	Sex	N	MW	SD	SEM
11.LW	V	m	23	994,3	163,23	34,04	FG	m	11	953,6	124,86	37,64
	V	w	21	694,4	73,57	16,05	FG	w	10	813,0	96,01	30,36
13.LW	V	m	23	1308,0	201,44	42,00	FG	m	11	1300,1	142,84	43,07
	V	w	21	857,4	83,49	18,23	FG	w	10	963,7	107,48	33,99
15.LW	V	m	24	1582,8	238,10	48,60	FG	m	10	1512,5	155,95	49,31
	V	w	24	961,8	148,04	30,22	FG	w	10	1043,2	129,10	40,82
17.LW	V	m	24	1823,7	232,81	47,52	FG	m	10	1780,2	177,00	55,97
	V	w	23	1092,4	133,66	27,87	FG	w	10	1157,6	153,17	48,44
19.LW	V	m	23	2164,7	256,93	53,58	FG	m	10	2041,2	178,43	56,42
	V	w	23	1241,6	161,67	33,71	FG	w	10	1229,7	116,87	36,96
21.LW	V	m	23	2344,5	271,77	56,67	FG	m	10	2189,2	193,82	61,29
	V	w	23	1313,6	159,46	33,25	FG	w	9	1294,6	137,99	46,00
23.LW	V	m	23	2491,0	282,26	58,86	FG	m	10	2277,3	199,97	63,24
	V	w	23	1385,7	192,09	40,53	FG	w	9	1348,9	155,06	51,69
25.LW	V	m	23	2586,1	309,61	64,56	FG	m	10	2300,2	229,09	72,44
	V	w	23	1409,0	181,98	37,95	FG	w	9	1328,2	181,66	60,55
27.LW	V	m	23	2609,2	324,62	67,69	FG	m	10	2381,4	233,92	73,97
	V	w	23	1368,0	183,10	38,16	FG	w	9	1358,0	168,30	56,10
29.LW	V	m	23	2665,3	334,48	69,74	FG	m	10	2405,9	214,92	67,96
	V	w	23	1377,6	199,34	41,57	FG	w	9	1336,0	181,49	60,50
31.LW	V	m	23	2648,0	350,16	73,01	FG	m	10	2353,1	218,95	69,24
	V	w	23	1361,0	216,10	45,06	FG	w	9	1333,0	159,55	53,18

Tabelle 57: Übersicht über die mittleren Erythrozyten-Werte ($10^{12}/l$) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere in den Volieren (V) und im Freigehege (FG) in der 11., 23. und 31. Lebenswoche

LW= Lebenswoche, N= Stichprobengröße, MW= Mittelwert, SD= Standardabweichung, SEM= Standardfehler des Mittelwertes, Min= Minimalwert, Max= Maximalwert; Daten normalverteilt

LW	Haltung	Sex	N	MW	SD	SEM	Median	Min	Max
11.LW	V	m	23	5,40	0,37	0,08	5,33	4,90	6,30
	V	w	21	5,59	0,33	0,07	5,65	5,00	6,20
	FG	m	11	5,43	0,33	0,10	5,40	4,80	5,90
	FG	w	8	5,74	0,32	0,11	5,66	5,3	6,30
23.LW	V	m	21	7,47	0,48	0,10	7,41	6,67	8,61
	V	w	21	7,43	0,37	0,08	7,38	6,65	8,20
	FG	m	10	6,95	0,34	0,11	7,03	6,32	7,46
	FG	w	8	5,99	0,77	0,46	6,45	3,90	7,36
31.LW	V	m	20	7,76	0,62	0,14	7,80	6,52	9,02
	V	w	17	7,40	0,60	0,14	7,57	5,86	8,12
	FG	m	5	7,33	1,02	0,46	7,24	5,75	8,45
	FG	w	7	6,36	0,90	0,53	6,46	3,67	7,85

Tabelle 58: Übersicht über die mittleren Hämoglobin-Werte (mmol/l) zu den drei Blutentnahmezeitpunkten (11., 23. und 31. Lebenswoche) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere in den Volieren (V) und im Freigehege (FG)

LW= Lebenswoche, N= Stichprobengröße, MW= Mittelwert, SD= Standardabweichung, SEM= Standardfehler des Mittelwertes, Min= Minimalwert, Max= Maximalwert; Daten normalverteilt

LW	Haltung	Sex	N	MW	SD	SEM	Median	Min	Max
11.LW	V	m	23	9,00	0,35	0,73	8,90	8,40	9,80
	V	w	20	9,00	0,43	0,10	9,00	8,00	9,70
	FG	m	11	9,00	0,41	0,12	9,00	8,20	9,70
	FG	w	8	9,30	0,35	0,12	9,20	9,00	9,90
23.LW	V	m	21	11,60	0,50	0,11	11,70	10,70	12,50
	V	w	21	11,60	0,55	0,12	11,50	10,50	12,60
	FG	m	10	11,30	0,61	0,19	11,30	10,50	12,40
	FG	w	8	9,60	1,81	0,64	10,30	6,90	11,50
31.LW	V	m	20	12,40	0,88	0,20	12,50	11,0	14,00
	V	w	17	11,90	0,94	0,23	11,80	10,0	13,00
	FG	m	5	10,30	1,66	0,74	10,00	8,00	12,00
	FG	w	7	10,40	2,07	0,78	11,10	6,00	12,00

Tabelle 59: Übersicht über die mittleren Hämatokrit-Werte (l/l) zu den drei Blutentnahmezeitpunkten (11., 23. und 31. Lebenswoche) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere in den Volieren (V) und im Freigehege (FG)

LW= Lebenswoche, N= Stichprobengröße, MW= Mittelwert, SD= Standardabweichung, SEM= Standardfehler des Mittelwertes, Min= Minimalwert, Max= Maximalwert; Daten normalverteilt

LW	Haltung	Sex	N	MW	SD	SEM	Median	Min	Max
11.LW	V	m	23	0,44	0,02	0,005	0,44	0,41	0,49
	V	w	20	0,45	0,02	0,005	0,45	0,40	0,49
	FG	m	11	0,44	0,02	0,007	0,44	0,41	0,48
	FG	w	8	0,46	0,02	0,007	0,45	0,44	0,49
23.LW	V	m	21	0,57	0,03	0,006	0,57	0,52	0,63
	V	w	21	0,57	0,03	0,006	0,57	0,51	0,63
	FG	m	10	0,55	0,03	0,010	0,55	0,51	0,60
	FG	w	8	0,47	0,10	0,034	0,51	0,34	0,57
31.LW	V	m	20	0,59	0,04	0,010	0,60	0,50	0,66
	V	w	17	0,57	0,04	0,010	0,57	0,46	0,62
	FG	m	5	0,54	0,07	0,030	0,56	0,46	0,62
	FG	w	7	0,49	0,10	0,038	0,52	0,29	0,57

Tabelle 60: Übersicht über die mittleren MCV-Werte (fl) zu den drei Blutentnahmezeitpunkten (11., 23. und 31. Lebenswoche) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere in den Volieren (V) und im Freigehege (FG)

LW= Lebenswoche, N= Stichprobengröße, MW= Mittelwert, SD= Standardabweichung, SEM= Standardfehler des Mittelwertes, Min= Minimalwert, Max= Maximalwert; Daten normalverteilt

LW	Haltung	Sex	N	MW	SD	SEM	Median	Min	Max
11.LW	V	m	23	81,83	2,27	0,473	83,00	77,00	84,00
	V	w	20	80,50	1,93	0,432	80,00	76,00	84,00
	FG	m	11	81,91	1,81	0,547	83,00	79,00	84,00
	FG	w	8	80,38	1,51	0,532	80,50	78,00	83,00
23.LW	V	m	21	76,29	2,51	0,548	76,00	73,00	80,00
	V	w	21	77,14	2,39	0,522	77,00	72,00	81,00
	FG	m	10	78,30	2,58	0,817	79,00	73,00	81,00
	FG	w	8	79,50	3,07	1,086	79,00	76,00	86,00
31.LW	V	m	20	76,35	2,58	0,577	76,00	72,00	81,00
	V	w	17	76,65	1,87	0,453	76,00	74,00	80,00
	FG	m	5	77,40	2,19	0,980	78,00	74,00	80,00
	FG	w	7	77,29	2,69	1,017	77,00	73,00	81,00

Tabelle 61: Übersicht über die mittleren MCH-Werte (fmol) zu den drei Blutentnahmezeitpunkten (11., 23. und 31. Lebenswoche) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere in den Volieren (V) und im Freigehege (FG)

LW= Lebenswoche, N= Stichprobengröße, MW= Mittelwert, SD= Standardabweichung, SEM= Standardfehler des Mittelwertes, Min= Minimalwert, Max= Maximalwert; Daten normalverteilt

LW	Haltung	Sex	N	MW	SD	SEM	Median	Min	Max
11.LW	V	m	23	1,66	0,06	0,012	1,67	1,56	1,75
	V	w	20	1,62	0,05	0,010	1,63	1,52	1,71
	FG	m	11	1,66	0,04	0,013	1,66	1,60	1,72
	FG	w	8	1,62	0,06	0,020	1,62	1,53	1,72
23.LW	V	m	21	1,55	0,05	0,012	1,56	1,43	1,62
	V	w	21	1,57	0,05	0,012	1,56	1,48	1,69
	FG	m	10	1,61	0,09	0,028	1,61	1,49	1,78
	FG	w	8	1,62	0,08	0,027	1,61	1,52	1,78
31.LW	V	m	20	1,60	0,07	0,015	1,61	1,49	1,71
	V	w	17	1,61	0,06	0,014	1,62	1,52	1,70
	FG	m	5	1,63	0,06	0,027	1,65	1,53	1,69
	FG	w	7	1,64	0,06	0,023	1,64	1,55	1,72

Tabelle 62: Übersicht über die mittleren MCHC-Werte (mmol/l) zu den drei Blutentnahmezeitpunkten (11., 23. und 31. Lebenswoche) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere in den Volieren (V) und im Freigehege (FG)

LW= Lebenswoche, N= Stichprobengröße, MW= Mittelwert, SD= Standardabweichung, SEM= Standardfehler des Mittelwertes, Min= Minimalwert, Max= Maximalwert; Daten normalverteilt

LW	Haltung	Sex	N	MW	SD	SEM	Median	Min	Max
11.LW	V	m	23	20,31	0,32	0,067	20,30	19,80	20,90
	V	w	20	20,14	0,23	0,052	20,10	19,70	20,50
	FG	m	11	20,30	0,21	0,063	20,30	20,00	20,60
	FG	w	8	20,18	0,41	0,144	20,20	19,50	20,60
23.LW	V	m	21	20,31	0,34	0,074	20,30	19,60	20,90
	V	w	21	20,27	0,39	0,085	20,20	19,60	21,20
	FG	m	10	20,57	0,67	0,211	20,60	19,70	22,00
	FG	w	8	20,30	0,34	0,121	20,15	20,00	20,80
31.LW	V	m	20	20,92	0,45	0,101	20,75	20,20	21,80
	V	w	17	21,00	0,40	0,098	21,00	20,40	21,80
	FG	m	5	21,08	0,30	0,132	21,10	20,80	21,50
	FG	w	7	21,26	0,17	0,065	21,30	21,00	21,50

Tabelle 63: Übersicht über die mittleren Leukozyten-Werte ($10^9/l$) zu den drei Blutentnahmezeitpunkten (11., 23. und 31. Lebenswoche) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere in den Volieren (V) und im Freigehege (FG)

LW= Lebenswoche, N= Stichprobengröße, MW= Mittelwert, SD= Standardabweichung, SEM= Standardfehler des Mittelwertes, Min= Minimalwert, Max= Maximalwert; Daten normalverteilt

LW	Haltung	Sex	N	MW	SD	SEM	Median	Min	Max
11.LW	V	m	23	6,70	1,46	0,30	6,70	4,40	9,80
	V	w	21	7,37	1,47	0,32	7,20	4,70	10,40
	FG	m	11	7,46	3,52	1,06	6,80	4,40	17,60
	FG	w	8	8,17	1,62	0,57	8,15	5,40	11,00
23.LW	V	m	21	4,76	0,98	0,21	4,70	2,90	6,90
	V	w	21	4,92	1,20	0,26	4,80	3,30	7,90
	FG	m	10	8,69	2,00	0,63	8,70	6,00	13,20
	FG	w	8	8,35	2,42	0,85	7,90	5,40	13,80
31.LW	V	m	20	5,16	1,81	0,40	4,70	3,00	9,60
	V	w	17	5,15	1,50	0,36	4,60	2,90	7,60
	FG	m	5	5,36	1,84	0,82	4,90	3,00	7,50
	FG	w	7	5,49	1,01	0,38	5,30	3,90	6,70

Tabelle 64: Übersicht über die mittleren Lymphozyten-Werte (%) zu den drei Blutentnahmezeitpunkten (11., 23. und 31. Lebenswoche) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere in den Volieren (V) und im Freigehege (FG).

LW= Lebenswoche, N= Stichprobengröße, MW= Mittelwert, SD= Standardabweichung, SEM= Standardfehler des Mittelwertes, Min= Minimalwert, Max= Maximalwert; Daten normalverteilt

LW	Haltung	Sex	N	MW	SD	SEM	Median	Min	Max
11.LW	V	m	23	42,89	6,92	1,44	43,30	28,20	55,20
	V	w	21	46,11	6,18	1,35	45,00	33,70	57,10
	FG	m	11	42,36	9,80	2,96	44,10	24,70	58,60
	FG	w	8	47,19	6,86	2,43	47,90	37,30	55,60
23.LW	V	m	21	45,31	6,84	1,49	44,60	33,00	58,50
	V	w	21	50,11	8,70	1,90	49,60	34,60	63,10
	FG	m	10	40,46	9,35	2,96	39,25	27,00	59,10
	FG	w	8	41,56	9,01	3,18	42,75	21,80	52,00
31.LW	V	m	20	49,52	10,19	2,28	45,25	34,50	66,30
	V	w	17	49,57	9,50	2,30	49,00	30,90	65,20
	FG	m	5	42,10	9,16	4,10	40,10	30,50	55,80
	FG	w	7	45,30	7,64	2,89	45,20	34,00	55,80

Tabelle 65: Übersicht über die mittleren Monozyten-Werte (%) zu den drei Blutentnahmezeitpunkten (11., 23. und 31. Lebenswoche) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere in den Volieren (V) und im Freigehege (FG)

LW= Lebenswoche, N= Stichprobengröße, MW= Mittelwert, SD= Standardabweichung, SEM= Standardfehler des Mittelwertes, Min= Minimalwert, Max= Maximalwert; Daten normalverteilt

LW	Haltung	Sex	N	MW	SD	SEM	Median	Min	Max
11.LW	V	m	23	4,28	0,62	0,13	4,40	3,0	5,3
	V	w	21	4,61	0,70	0,15	4,50	3,3	6,0
	FG	m	11	4,38	0,64	0,19	4,40	3,3	5,1
	FG	w	8	4,26	0,50	0,18	4,30	3,5	4,9
23.LW	V	m	21	3,08	0,57	0,13	3,10	1,9	4,0
	V	w	21	3,11	0,78	0,17	3,10	2,1	5,8
	FG	m	10	3,26	0,63	0,20	3,15	2,5	4,4
	FG	w	8	3,20	0,68	0,24	3,35	2,0	4,0
31.LW	V	m	20	2,54	0,55	0,12	2,55	1,7	3,6
	V	w	17	2,98	0,66	0,16	2,90	2,1	4,8
	FG	m	5	3,76	0,96	0,43	4,10	2,3	4,6
	FG	w	7	2,91	0,72	0,27	2,70	2,3	4,4

Tabelle 66: Übersicht über die mittleren Granulozyten-Werte (%) zu den drei Blutentnahmezeitpunkten (11., 23. und 31. Lebenswoche) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere in den Volieren (V) und im Freigehege (FG)

LW= Lebenswoche, N= Stichprobengröße, MW= Mittelwert, SD= Standardabweichung, SEM= Standardfehler des Mittelwertes, Min= Minimalwert, Max= Maximalwert; Daten normalverteilt

LW	Haltung	Sex	N	MW	SD	SEM	Median	Min	Max
11.LW	V	m	23	52,8	7,00	1,46	52,3	40,9	67,8
	V	w	21	49,3	5,89	1,29	50,3	37,6	60,5
	FG	m	11	53,3	9,62	2,90	51,4	38,1	71,0
	FG	w	8	48,6	7,02	2,48	47,7	39,5	58,5
23.LW	V	m	21	51,6	6,64	1,45	51,7	38,6	64,0
	V	w	21	46,8	8,42	1,84	47,2	33,4	62,1
	FG	m	10	56,3	9,15	2,89	57,6	38,4	69,0
	FG	w	8	55,2	8,65	3,06	53,7	45,3	74,5
31.LW	V	m	20	47,9	9,82	2,20	52,2	31,4	62,3
	V	w	17	47,4	9,46	2,29	47,9	32,1	66,8
	FG	m	5	54,1	8,73	3,90	55,4	41,9	66,2
	FG	w	7	51,8	7,13	2,70	51,8	41,7	61,6

Tabelle 67: Übersicht über die mittleren Thrombozyten-Werte ($10^9/l$) zu den drei Blutentnahmezeitpunkten (11., 23. und 31. Lebenswoche) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere in den Volieren (V) und im Freigehege (FG).

LW= Lebenswoche, N= Stichprobengröße, MW= Mittelwert, SD= Standardabweichung, SEM= Standardfehler des Mittelwertes, Min= Minimalwert, Max= Maximalwert; Daten normalverteilt

LW	Haltung	Sex	N	MW	SD	SEM	Median	Min	Max
11.LW	V	m	23	832,70	92,51	19,29	824,00	622,00	992,00
	V	w	21	844,90	120,70	26,34	838,00	652,00	1058,00
	FG	m	11	827,55	138,33	41,71	794,00	669,00	1120,00
	FG	w	8	748,00	120,50	42,60	740,50	547,00	907,00
23.LW	V	m	21	583,71	79,55	17,36	582,00	446,00	770,00
	V	w	21	664,14	161,71	35,29	644,00	422,00	1190,00
	FG	m	10	670,90	157,79	49,90	598,50	494,00	979,00
	FG	w	8	667,25	157,63	55,73	631,00	492,00	988,00
31.LW	V	m	20	516,50	85,41	19,01	507,50	421,00	830,00
	V	w	17	617,65	120,85	29,31	605,00	426,00	896,00
	FG	m	5	667,80	221,88	99,23	615,00	448,00	995,00
	FG	w	7	678,29	149,78	65,61	707,00	523,00	889,00

Tabelle 68: Übersicht über die mittleren Cholesterol-Werte (mmol/l) zu den drei Blutentnahmezeitpunkten (11., 23. und 31. Lebenswoche) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere in den Volieren (V) und im Freigehege (FG)

LW= Lebenswoche, N= Stichprobengröße, MW= Mittelwert, SD= Standardabweichung, SEM= Standardfehler des Mittelwertes, Min= Minimalwert, Max= Maximalwert; Daten normalverteilt

LW	Haltung	Sex	N	MW	SD	SEM	Median	Min	Max
11.LW	V	m	23	7,27	0,98	0,20	7,02	5,70	9,64
	V	w	21	7,26	0,89	0,19	7,18	5,81	9,82
	FG	m	11	7,58	0,74	0,22	7,37	6,71	8,87
	FG	w	9	6,60	0,81	0,27	6,25	5,55	7,83
23.LW	V	m	24	7,67	0,87	0,18	7,62	5,69	9,46
	V	w	23	7,83	0,94	0,20	7,72	6,66	10,24
	FG	m	10	7,65	0,71	0,23	7,65	6,70	8,92
	FG	w	8	7,34	0,87	0,31	7,01	6,58	9,05
31.LW	V	m	23	7,82	0,83	0,17	7,86	5,43	9,06
	V	w	23	7,58	0,87	0,18	7,75	5,59	9,02
	FG	m	10	7,04	0,97	0,31	7,25	5,49	8,23
	FG	w	9	7,41	0,41	0,14	7,48	6,89	8,23

Tabelle 69: Übersicht über die mittleren Triglycerid-Werte (mmol/l) zu den drei Blutentnahmezeitpunkten (11., 23. und 31. Lebenswoche) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere in den Volieren (V) und im Freigehege (FG)

LW= Lebenswoche, N= Stichprobengröße, MW= Mittelwert, SD= Standardabweichung, SEM= Standardfehler des Mittelwertes, Min= Minimalwert, Max= Maximalwert; Daten normalverteilt

LW	Haltung	Sex	N	MW	SD	SEM	Median	Min	Max
11.LW	V	m	23	1,53	0,40	0,083	1,43	1,19	3,00
	V	w	20	1,53	0,24	0,054	1,44	1,24	2,10
	FG	m	10	1,97	1,92	0,606	1,41	1,00	7,40
	FG	w	7	1,37	0,12	0,047	1,39	1,23	1,57
23.LW	V	m	24	1,21	0,29	0,059	1,12	0,84	1,92
	V	w	23	1,59	0,72	0,151	1,39	1,02	4,35
	FG	m	10	2,86	2,45	0,776	1,70	1,12	8,59
	FG	w	8	1,86	0,39	0,137	1,70	1,42	2,41
31.LW	V	m	23	1,40	0,80	0,167	1,24	0,57	4,20
	V	w	23	1,33	0,31	0,064	1,29	0,86	1,83
	FG	m	10	1,71	0,88	0,278	1,52	0,82	3,68
	FG	w	9	1,51	0,32	0,108	1,15	0,75	1,65

Tabelle 70: Übersicht über die mittleren AST-Werte (U/l) zu den drei Blutentnahmezeitpunkten (11., 23. und 31. Lebenswoche) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere in den Volieren (V) und im Freigehege (FG)

LW= Lebenswoche, N= Stichprobengröße, MW= Mittelwert, SD= Standardabweichung, SEM= Standardfehler des Mittelwertes, Min= Minimalwert, Max= Maximalwert; Daten normalverteilt

LW	Haltung	Sex	N	MW	SD	SEM	Median	Min	Max
11.LW	V	m	23	91,89	26,96	5,62	92,90	55,50	163,60
	V	w	21	96,61	17,71	3,86	93,70	73,20	139,40
	FG	m	10	100,30	31,73	10,03	89,45	58,00	157,70
	FG	w	9	93,87	13,51	4,50	87,40	79,70	115,80
23.LW	V	m	24	87,20	14,58	2,98	86,45	62,80	125,80
	V	w	23	93,96	12,50	2,61	93,30	71,30	119,80
	FG	m	10	105,49	19,65	6,21	109,00	61,40	133,30
	FG	w	8	103,18	11,98	4,23	102,15	87,70	121,20
31.LW	V	m	23	91,74	20,02	4,18	91,40	57,50	149,80
	V	w	23	93,30	20,10	4,19	89,30	64,60	145,20
	FG	m	10	91,24	20,12	6,36	89,00	57,20	133,50
	FG	w	9	94,33	22,20	7,40	91,10	64,50	124,40

Tabelle 71: Übersicht über die mittleren Gallensäuren-Werte (mmol/l) zu den drei Blutentnahmezeitpunkten (11., 23. und 31. Lebenswoche) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere in den Volieren (V) und im Freigehege (FG)

LW= Lebenswoche, N= Stichprobengröße, MW= Mittelwert, SD= Standardabweichung, SEM= Standardfehler des Mittelwertes, Min= Minimalwert, Max= Maximalwert; Daten normalverteilt

LW	Haltung	Sex	N	MW	SD	SEM	Median	Min	Max
11.LW	V	m	23	2,20	1,58	0,33	2,00	0,80	8,50
	V	w	20	1,88	0,93	0,21	1,55	0,70	4,50
	FG	m	10	1,92	0,88	0,28	1,50	1,20	3,80
	FG	w	7	2,39	1,60	0,60	1,90	0,90	5,30
23.LW	V	m	24	1,98	1,13	0,23	1,55	0,80	4,70
	V	w	23	2,47	1,78	0,37	2,10	0,80	8,20
	FG	m	9	4,59	2,79	0,93	3,20	2,00	10,20
	FG	w	8	5,98	3,09	1,09	5,25	3,30	11,90
31.LW	V	m	23	8,49	3,32	0,69	9,20	3,80	15,60
	V	w	23	8,35	4,41	0,92	6,70	4,20	22,00
	FG	m	10	7,68	2,81	0,89	7,30	4,50	11,10
	FG	w	9	4,86	0,60	0,20	4,70	4,10	6,00

Tabelle 72: Übersicht über die mittleren IgG-Werte (mg/ml) zu den drei Blutentnahmezeitpunkten (11., 23. und 31. Lebenswoche) der männlichen (m) und weiblichen (w) Tiere in der Volierenhaltung (V) und im Freigehege (FG)

LW= Lebenswoche, N= Stichprobengröße, MW= Mittelwert, SD= Standardabweichung, SEM= Standardfehler des Mittelwertes, Min= Minimalwert, Max= Maximalwert; Daten normalverteilt

LW	Haltung	Sex	N	MW	SD	SEM	Median	Min	Max
11.LW	V	m	14	23,86	6,31	1,69	24,06	10,92	34,97
	V	w	18	27,44	10,87	2,56	24,69	13,91	57,59
	FG	m	8	21,73	4,22	1,49	19,73	17,82	28,85
	FG	w	7	22,32	4,18	1,58	23,03	16,24	29,43
23.LW	V	m	22	18,81	5,01	1,07	17,73	11,95	34,47
	V	w	20	21,87	7,26	1,62	22,68	10,74	42,66
	FG	m	11	24,23	6,49	1,96	22,39	16,45	36,06
	FG	w	8	19,87	9,59	3,39	16,99	6,25	37,39
31.LW	V	m	22	15,75	4,83	1,03	14,16	11,71	33,81
	V	w	20	17,02	5,53	1,24	16,54	10,14	34,94
	FG	m	11	20,31	6,35	1,91	17,56	12,93	31,61
	FG	w	10	21,66	3,98	1,26	22,35	16,36	27,62

Tabelle 73: Übersicht über die mittleren Cortisolmetabolitengehalte (ng/g) zu den fünf Probennahmen (12., 16., 20., 24., 28. Lebenswoche), aufgeteilt nach den Haltungformen Voliere (V) und Freigehege (F) und dem männlichen (m) und weiblichen (w) Geschlecht
 LW= Lebenswoche, N= Stichprobengröße, MW= Mittelwert, SD= Standardabweichung, SEM= Standardfehler des Mittelwertes, Min= Minimalwert, Max= Maximalwert;
 Daten normalverteilt

LW	Haltung	Sex	N	MW	SD	SEM	Median	Min	Max
12.LW	V	m	24	194,38	107,71	21,99	153,00	49	464
	V	w	24	90,50	61,35	12,52	69,00	29	255
	FG	m/w	3	76,33	3,79	2,19	78,00	72	79
16.LW	V	m	24	202,71	240,95	49,18	95,50	19	965
	V	w	24	78,04	58,45	11,93	58,00	13	234
	FG	m/w	3	84,00	24,64	14,22	81,00	61	110
20.LW	V	m	24	223,75	223,66	45,65	175,00	53	1103
	V	w	24	96,46	59,84	12,21	79,00	40	301
	FG	m/w	3	78,33	3,06	1,76	79,00	75	81
24.LW	V	m	24	172,75	142,99	29,19	105,50	24	611
	V	w	24	185,42	186,13	37,99	129,50	40	778
	FG	m/w	3	217,33	66,67	38,49	203,00	159	290
28.LW	V	m	24	159,04	156,33	31,91	107,50	39	620
	V	w	24	115,58	77,83	15,89	96,50	43	407
	FG	m/w	3	297,33	44,19	25,51	302,00	251	339

Danksagung

An erster Stelle bedanke ich mich recht herzlich bei Herrn Prof. Dr. Michael Erhard für die Überlassung des interessanten Themas.

Meiner Betreuerin Dr. Elke Rauch danke ich außerordentlich für die wiederholte Begutachtung meiner Arbeit und die stets hervorragende Betreuung und Unterstützung.

Ein großes Dankeschön geht an alle Mitarbeiter des Labors, Frau Katrin Schuster, Frau Nicole Zobel, Herrn Herrmann Kuchler und Herrn Christian Strobl für die permanente Hilfsbereitschaft und Unterstützung bei diversen Laborarbeiten.

Großer Dank geht zudem an Leandra Sabass, die parallel ein Dissertationsvorhaben zum Thema Nerze durchführte und mir regelmäßig beim Einfangen der Tiere für die Gesundheitsbeurteilungen und Blutentnahmen half. Weiterer Dank gilt Frau Dr. Claudia Schweizer und Helen Louton für die tatkräftige Unterstützung bei den Blutentnahmen. Den Tierpflegern Frau Barbara Krammer, Frau Andrea Unger und Herrn Andreas Schöffmann möchte ich auch meinen Dank aussprechen.

Herrn Prof. Dr. Rupert Palme und seinen Mitarbeitern des Instituts für Biochemie der Veterinärmedizinischen Universität Wien danke ich ganz herzlich für die große Unterstützung bei der Analyse der Glucocorticoidmetaboliten.

Herrn Dr. Ulf Wenzel in Leipzig danke ich herzlich für die pathologische Untersuchung der verstorbenen Nerze während des Versuches.

Herrn PD Dr. Sven Reese vom Lehrstuhl für Anatomie, Histologie und Embryologie des Veterinärwissenschaftlichen Departments der Tierärztlichen Fakultät München danke ich für die fachkundige Beratung bei der statistischen Auswertung der Daten.

Für das Lektorat dieser Dissertation danke ich Frau Anika Grabenhorst.

Von ganzem Herzen danke ich meiner Familie, die immer an mich glaubt und mich während meines Studiums und der Promotion in jeglicher Hinsicht liebevoll unterstützt hat.

Zum Abschluss geht mein innigster Dank an meinen Mann Jürgen, der mir mit seinem Verständnis, seiner Geduld und seiner bedingungslosen Unterstützung und Liebe das alles ermöglicht hat.