

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

Arbeit angefertigt unter der Leitung von
Univ.-Prof. Dr. Dr. M. H. Erhard

Untersuchungen zur Wasserhygiene und Tiergesundheit
bei Nerzen (*Neovison vison*) in einem Haltungssystem
gemäß Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung

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

von

Claudia Friederike Gnann
aus Tübingen

München 2012

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

Dekan: Univ.-Prof. Dr. Braun
Berichterstatter: Univ.-Prof. Dr. Dr. Erhard
Korreferent: Univ.-Prof. Dr. Stangassinger

Tag der Promotion: 11. Februar 2012

Meiner Familie

Abkürzungsverzeichnis	4
1 Einleitung	7
2 Literaturübersicht.....	9
2.1 Biologie	9
2.1.1 Zoologische Systematik und Verbreitung.....	9
2.1.2 Morphologische und anatomische Merkmale des Amerikanischen Nerzes.....	12
2.1.3 Lebensweise.....	13
2.1.4 Ernährung und Jagdverhalten.....	15
2.1.5 Fortpflanzung.....	16
2.2 Bedingungen in der kommerziellen Nerzhaltung.....	17
2.2.1 Entwicklung der Pelztierhaltung und aktueller Stand.....	17
2.2.2 Haltung auf Farmen.....	19
2.2.3 Gesetzesgrundlagen.....	22
2.2.4 Wasserbecken in der Nerzhaltung.....	24
2.3 Wasserhygiene.....	27
2.3.1 Problematik der mikrobiellen Verunreinigung Wasser.....	27
2.3.2 Mikrobiologische Untersuchung von Wasserproben.....	27
2.3.2.1 Gesamtkeimzahl.....	27
2.3.2.2 Enterobacteriaceae.....	28
2.3.3 Anforderungen an die Wasserqualität.....	30
2.4 Tiergesundheit.....	33
2.4.1 Adspektion und Ernährungszustand.....	34
2.4.2 Verletzungen.....	35
2.4.3 Physiologische Blutparameter.....	35
2.4.3.1 Rotes Blutbild.....	36
2.4.3.2 Weißes Blutbild.....	38

2.4.3.3	Thrombozyten.....	41
2.4.3.4	Fettstoffwechsel: Cholesterol und Triglyceride.....	41
2.4.3.5	Leberstoffwechsel: Aspartataminotransferase (AST) und Gallensäuren.....	43
2.4.3.6	Immunglobulin G (IgG).....	45
2.4.4	Impfprophylaxe bei Farmnerzen.....	46
2.4.5	Stressbelastung im Haltungssystem.....	48
2.4.5.1	Stress.....	48
2.4.5.2	Cortisol.....	49
2.4.5.3	Bestimmung von Cortisolmetaboliten im Kot.....	51
2.4.6	Pelzqualität.....	52
3	Tiere, Material und Methoden.....	55
3.1	Tiere und Kennzeichnung	55
3.2	Versuchsaufbau und Versuchsareal.....	58
3.2.1	Versuchsort und Volieren.....	58
3.2.2	Fütterung und Tränke.....	61
3.2.3	Wasserrinne.....	61
3.2.4	Sonstige Ausgestaltung der Volieren.....	62
3.3	Durchgeführte Untersuchungen und Methoden	63
3.3.1	Wassertemperatur, meteorologische Wetterdaten und Wasserqualität.....	63
3.3.2	Gesundheitsbeurteilung und Gewicht.....	66
3.3.3	Blutuntersuchung.....	69
3.3.3.1	Blutentnahme und Aufbereitung der Proben	69
3.3.3.2	Bestimmung des roten und weißen Blutbildes.....	70
3.3.3.3	Bestimmung der Stoffwechselfparameter Cholesterol, Triglyceride, AST und Gallensäuren.....	72
3.3.3.4	Bestimmung von Immunglobulin G (IgG).....	75
3.3.4	Bestimmung von Cortisolmetaboliten im Kot.....	79

3.4	Statistik.....	80
4	Ergebnisse.....	81
4.1	Wassertemperatur, meteorologische Wetterdaten und Wasserqualität.....	81
4.2	Gesundheitsbeurteilung und Gewicht.....	88
4.3	Blutuntersuchung.....	96
4.3.1	Rotes Blutbild.....	96
4.3.2	Weißes Blutbild.....	118
4.3.3	Thrombozyten.....	134
4.3.4	Stoffwechselfparameter.....	138
4.3.5	Immunglobulin G (IgG).....	150
4.4	Cortisolmetaboliten.....	154
5	Diskussion.....	157
5.1	Zweck der Studie.....	157
5.2	Wasserhygiene.....	157
5.3	Tiergesundheit.....	159
5.3.1	Gesundheitsbeurteilung.....	159
5.3.2	Blut.....	163
5.4	Cortisolmetaboliten im Kot.....	164
5.5	Haltungssystem.....	166
5.5.1	Volieren.....	166
5.5.2	Wasserrinnen.....	168
5.6	Schlussfolgerungen.....	169
6	Zusammenfassung.....	171
7	Summary.....	171
8	Declaration on oath / Eidesstattliche Versicherung.....	171
9	Literaturverzeichnis.....	177
10	Anhang.....	194
	Danksagungen.....	226

Abkürzungsverzeichnis

AA	Augenausfluss
AB	Allgemeinbefinden
ACTH	Adrenocorticotropes Hormon
ADH	antidiuretisches Hormon
ANP	atriales natriuretisches Peptid
AST	Aspartataminotransferase
B	Blut
B2	Riboflavin
B6	Pyridoxin
BadR	Richtlinie für Badegewässer
BI	Beurteilungsindex
BMELV	Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Verbraucherschutz
BLE	Bundesanstalt für Landwirtschaft und Ernährung
cAMP	cyclisches Adenosinmonophosphat
CNF	Cytotoxic Necrotizing Factor
Co	Kobalt
CRH	Corticotropin-Releasing Hormone
Cu	Kupfer
EFBA	European Fur Breeder's Association
EHEC	Enterohämorrhagische E. coli
EIEC	Enteroinvasive E.coli
EPEC	Enteropathogene E. coli
ETEC	Enterotoxische E. coli
EU	Europäische Union
FZ	Fellzustand

FV	Fellverschmutzung
G	Gewicht
GB	Gesundheitsbeurteilung
GFR	glomeruläre Filtrationsrate
GG	Grundgesetz
Hkt	Hämatokrit
HPA	hypothalamic-pituitary-adrenal
IgG	Immunglobulin G
i. m.	intramuskulär
IUCN	International Union for Conservation of Nature and Natural Resources
i. v.	intravenös
K	Kot
KbE	koloniebildende Einheit
LH	luteinisierendes Hormon
LW	Lebenswoche
MCV	Mean Cell Volume
MCH	Mean Corpuscular Haemoglobin
MCHC	Mean Corpuscular Haemoglobin Concentration
Mg	Magnesium
mW	meteorologische Wetterdaten
MW	Mittelwert
n	Formelzeichen für Ausgangsmenge / Stichprobenumfang
NA	Nasenausfluss
NaCl	Natriumchlorid
n.s.	nicht signifikant
p	Signifikanzniveau
PLN	Protein-losing Nephropathy

RB	Rappaport Bouillon
S	Schwefel
SAM	sympathiko-adrenomedullär
SD	Standardabweichung
SEM	Standardfehler
TKrMeldpfIV	Verordnung über meldepflichtige Tierkrankheiten
TierSchG	Tierschutzgesetz
TierSchIV	Tierschutz-Schlachtverordnung
TierSchNutzV	Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung
TrinkwV	Trinkwasserverordnung
TschV	Tierschutzverordnung der Schweiz
v. Chr.	vor Christus
Verl.	Verletzungen
Vol.	Voliere
WHO	World Health Organization
WQ	Wasserqualität
WSPA	World Society for the Protection of Animals
WT	Wassertemperatur

1 Einleitung

„Despite a difficult economic context, the demand for fur has never been so high.“ (Knud J. Vest, EFBA Annual Report, 2010). Betrachtet man die weltweite Produktion von Nerz- und Fuchsfellen, so konnte diese im Vergleich zum Jahr 2009 im Jahr 2010 sogar ein Wachstum von 7 % verzeichnen. In Deutschland werden jährlich ca. 350.000 Nerzfelle produziert. Lange Zeit gab es jedoch keine verbindlichen Anforderungen an die Nerzhaltung in Deutschland. Ungeachtet der Tatsache, dass Nerze in der Wildnis semiaquatisch lebende Tiere sind, wurden sie bislang ohne Zugang zu Wasser und auf engstem Raum auf den Farmen gehalten. Nicht zuletzt aus diesem Grund wurde die Nerzhaltung in der Vergangenheit häufig Gegenstand öffentlicher Proteste. Seit der 3. Änderung der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung vom 30. November (2006), welche Pelztiere in die Verordnung mit aufnimmt und somit erstmalig in Deutschland konkrete Anforderungen an die Haltung von Nerzen stellt, befindet sich die Nerzhaltung jedoch im Wandel und wird sich künftig ändern. Spätestens ab Dezember 2016 muss den Tieren unter anderem ein mit Wasser gefülltes Schwimmbecken mit einer Mindestoberfläche von 1 m² und einer Wassertiefe von 30 cm zu Verfügung stehen. Durch Forschungsvorhaben sollte ein Haltungssystem entwickelt werden, welches das Wohlbefinden der Tiere in der kommerziellen Nerzhaltung steigert. Schon in den Europaratsempfehlungen zur Haltung von Pelztieren (1999) wird dazu angehalten, Forschungsvorhaben zur Entwicklung von Haltungssystemen durchzuführen, welche unter anderem dem Bedürfnis zu angemessener Bewegungsfreiheit gerecht werden und einen Zugang zu Wasser gewährleisten, welcher den Tieren die Möglichkeit zur Wärmeregulierung und zum Schwimmen gibt. Trotz dieser in Deutschland sehr positiven Entwicklung in der kommerziellen Nerzhaltung bleibt weiterhin umstritten, ob das Töten von Tieren alleinig zur Gewinnung von Luxusartikeln wie Pelzen unter ethischen Gesichtspunkten vertretbar ist.

Ziel der Studie „Untersuchungen zur Wasserhygiene und Tiergesundheit bei Nerzen (*Neovison vison*) in einem Haltungssystem gemäß Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung“ war es, ein Wasserbecken in ein Haltungssystem zu integrieren, welches den Vorgaben der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung (2006) entspricht. Die Studie war ein Bestandteil des Projekts „Untersuchung zu

Form, Fläche und Tiefe von Wasserbecken in der Nerzhaltung“, das sich in einer vorangegangenen Studie zunächst damit befasst hatte, welche Beckengrößen, -formen und –anordnungen in einem Freilandgehege bevorzugt aufgesucht werden. Die Ergebnisse zeigten eine eindeutige Präferenz der Nerze für eine Schwimmrinne mit einer Wassertiefe von 30 cm. Entsprechend diesen Ergebnissen wurde eine TierSchNutzV-konforme Volierenanlage mit Wasserrinne (1 m² Wasserfläche pro Voliere, ca. 30 cm Wassertiefe) als Schwimmgelegenheit für die Tiere gebaut und geprüft, inwieweit ein solches Haltungssystem für die kommerzielle Nerzhaltung geeignet bzw. umsetzbar ist. 80 Nerze aus eigener Nachzucht wurden hierfür in zwei unterschiedlichen Gruppengrößen auf die Volieren aufgeteilt. Anhand unterschiedlicher Methoden galt es zu ermitteln, welche Auswirkungen ein solches Haltungssystem mit Wasser auf die Gesundheit der Tiere hat.

Die finanzielle Förderung des Projekts erfolgte durch das Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Verbraucherschutz (BMELV) über die Bundesanstalt für Landwirtschaft und Ernährung (BLE).

2 Literaturübersicht

2.1 Biologie

2.1.1 Zoologische Systematik und Verbreitung

Der Nerz ist ein Landraubtier und wird der Familie der *Mustelidae* (Marderartige) zugeordnet, welche sich wiederum in fünf Unterfamilien mit vierundzwanzig Gattungen und in etwa siebzig Arten unterteilen lässt (Wenzel, 1987). Nerze gehören der Unterfamilie *Mustelinae* (Wieselartige) an (Wenzel, 1990). Es gibt zwei Arten von Nerzen: den Amerikanischen Nerz (*Neovison vison*), welcher seit einiger Zeit nicht mehr der Gattung *Mustela*, sondern der Gattung *Neovison* zuzuordnen ist und den Europäischen Nerz (*Mustela lutreola*) (Kurose, 2008; Wenzel, 1990). Einen Überblick über die zoologische Stellung des Nerzes gibt auch die folgende Grafik:

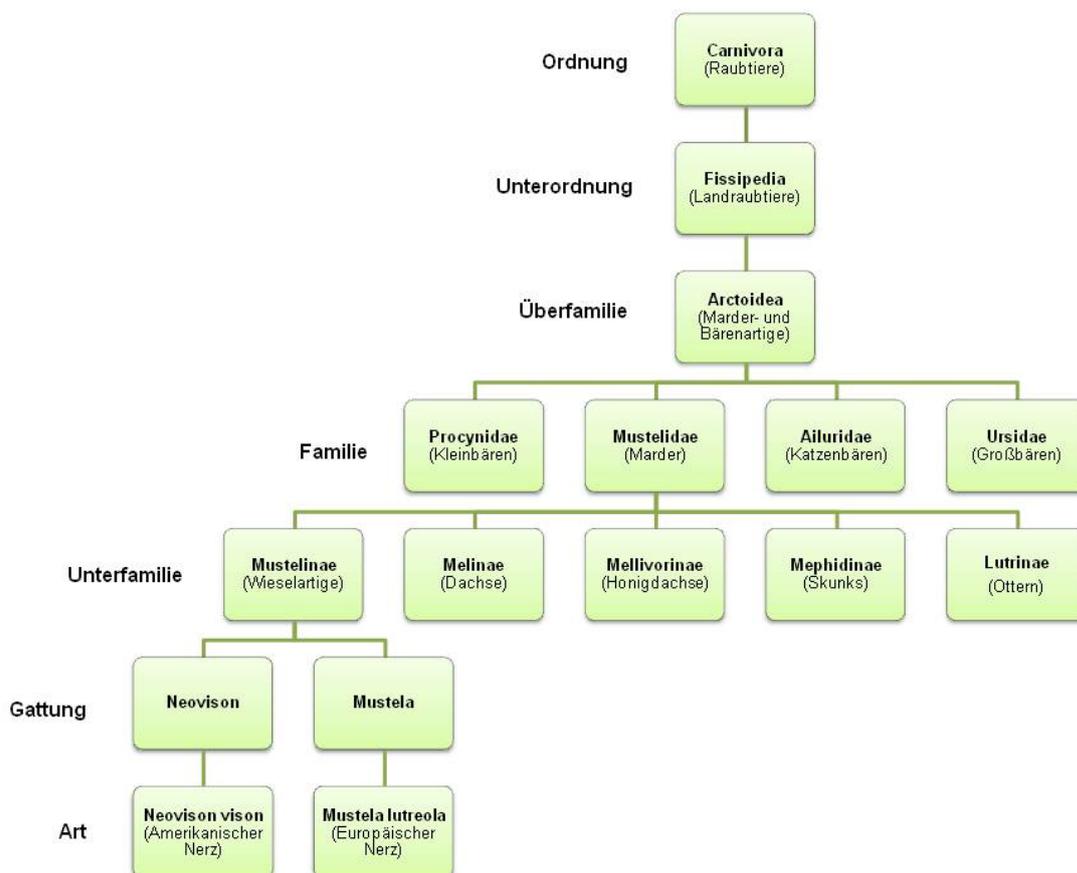


Abbildung 1: Einordnung des Amerikanischen Nerzes in das zoologische System (modifiziert nach Wenzel, 1990).

Der Amerikanische Nerz unterscheidet sich laut Wenzel (1987) vom Europäischen Nerz nur unwesentlich, indem er keine weiße Oberlippe hat. Dunstone (1993) beschreibt jedoch auch beim Amerikanischen Nerz ein gelegentliches Auftreten einer weißen Oberlippe. Entgegen früherer Annahmen besteht zwischen dem Amerikanische Nerz und dem Europäischen Nerz allerdings keine sehr nahe Verwandtschaft und die beiden Arten sind auch nicht untereinander kreuzbar (Dathe und Schöps, 1986). Kulbach (1961) begründet dies unter anderem in den unterschiedlichen Fortpflanzungszyklen der beiden Arten. Das ähnliche Erscheinungsbild ist auf eine evolutionäre Anpassung an die semiaquatische Lebensweise beider Nerzarten zurückzuführen (Grafodatskij et al., 1976; Youngman, 1982).

Der Amerikanische Nerz besiedelte ursprünglich ganz Nordamerika, ausschließlich der Trockengebiete (Wenzel, 1990). Auch heute kommt er in allen Staaten der USA und im gesamten Kanada südlich der Baumgrenze vor. Darüber hinaus besiedelt er inzwischen auch viele Länder Eurasiens sowie Südamerika. Diese Populationen bauten sich aus Tieren auf, die von Pelzfarmen entkommen waren oder aus ökonomischen Gründen ausgesiedelt wurden, wie in einigen Teilen der ehemaligen Sowjetunion (Dunstone, 1993). Je nach Gebiet unterscheidet man bis zu 15 Unterarten, beispielsweise den in den östlichen Gebieten Alaskas lebende Nerz *Neovison vison nigrescen* oder den im nordöstlichen Teil der USA heimische Nerz *Neovison vison vison*, welcher im Pelzhandel „Eastern Mink“ genannt wird (Wenzel, 1990).

Der natürliche Lebensraum des Europäische Nerzes reichte einst von Europa (außer Süd- und Nordwesteuropa) bis hin zum Kaukasus und dem westlichen Teil Westsibiriens (Wenzel, 1990). Im letzten Jahrhundert ist die Anzahl an Europäischen Nerzen allerdings immer weiter gesunken und die aktuelle Populationsgröße wird nur noch auf eine Zahl von höchstens 30.000 geschätzt (Maran, 1993). Infolge der drastischen Reduktion des Europäischen Nerzbestandes ist der Europäische Mink inzwischen sogar in der Roten Liste der gefährdeten Arten (IUCN = International Union for Conservation of Nature and Natural Resources) aufgeführt (Groombridge, 1994). Als Gründe für das Aussterben des Europäischen Nerzes werden Klimawechsel, die Verdrängung durch den Amerikanischen Nerz und die Zerstörung des natürlichen Lebensraumes diskutiert. Weiter kommen Krankheiten, welche durch

die eingeführten Amerikanischen Nerze übertragen werden sowie Mangel an Flusskrebse (*Astacus astacus*), welche zur bevorzugten Nahrung gehören und vieles mehr in Frage. Jedoch kann keine dieser Hypothesen allein für das Aussterben des Europäischen Nerzes an verschiedenen Orten zu unterschiedlicher Zeit verantwortlich gemacht werden (Maran, 1995). Laut Dunstone (1993) sind Lebensraumverlust und Pelzjagd für das allmähliche Verschwinden des Europäischen Nerzes aus Mitteleuropa verantwortlich.

Nur der Amerikanische Nerz wird auf Pelztierfarmen gehalten, da er zum einen eine bessere Pelzqualität aufweist und zum anderen aufgrund des größeren Tierkörpers einen höheren Ertrag erwirtschaften lässt. In den Anfängen der Nerzzucht wurden zunächst Tiere aus verschiedenen geographischen Gegenden miteinander gekreuzt, wobei der Alaskanerz und der Ostkanadische Nerz die größte Bedeutung hatten. Langjährige Selektion ergab schließlich den Standardnerz, welcher Ergebnis verschiedener Zuchtrichtungen ist und Vorfahren aus unterschiedlichen geographischen Gegenden hat (Wenzel, 1990).

Wie bereits erwähnt, konnten sich unter anderem durch gezielte Befreiungsaktionen (Intentional Release) und Entkommen einiger Nerze insbesondere in Russland, aber auch in anderen Ländern, wilde Populationen in vielen Teilen Europas etablieren (Mitchell-Jones et al., 1999). Die wilden amerikanischen Nerzbestände stellen eine ernsthafte Konkurrenz für den Europäischen Nerz und andere einheimische Spezies (z.B. am Boden nistende Vögel, Nagetiere, Amphibien und Musteliden) dar (Bonesi, 2007). Otter, welche in direkter Konkurrenz zum Amerikanischen Nerz stehen, sind die einzigen Musteliden, die einen negativen Einfluss auf die Verbreitung und die Anzahl an Amerikanischen Nerzen in Europa haben (Kauhala, 1996; Ruiz-Olmo et al., 1997; Sidorovich, 1997a; Jefferies et al., 2003; Bonesi et al., 2006b). Die Förderung der Wiedereinsiedelung europäischer Otterbestände wäre somit eine gute natürliche Möglichkeit, die Bevölkerungsdichte der Nerze wieder einzugrenzen und zu reduzieren (Bonesi und Macdonald, 2004b).

Auch in Deutschland ist der Amerikanische Mink schon heimisch geworden und gehört zu einer der erfolgreichsten „Neozoen“ (griechisch: Neutiere) in Deutschland (Lamatsch, 2008). In den 1950er Jahren wurden zum ersten Mal Amerikanische Nerze in Deutschland beobachtet (Zschille et al., 2004). Inzwischen sind sie in drei (Zschille et al., 2004) und möglicherweise weiteren fünf Bundesländern vertreten,

vornehmlich im Nordosten Deutschlands (persönliche Kommunikation mit Jana Zschille, zitiert aus Bonesi und Palazon, 2007). Zschille (2003) konnte auch eine gewässergebundene Ausbreitung in den großen Auengebieten in Sachsen-Anhalt nachweisen. Dies sind günstige Habitate, in denen die Tiere kaum einem Konkurrenz- oder Feinddruck unterliegen und dementsprechend stabile Bestände mit hohen Dichten entwickeln können. Aber auch in Westdeutschland, beispielsweise im Saarland, wo Projekte zur Wiedereinsiedlung des Europäischen Nerzes unternommen werden, konnten Amerikanische Nerze beobachtet werden (Zschille et al., 2004; Peters, 2009). Sie haben bisher jedoch keinen stark negativen Einfluss auf einheimische Beutebestände (Zschille et al., 2004). Laut Vocke (2003) gibt es auch eine Population in der Oberpfalz. Die Tiere haben sich dort innerhalb kurzer Zeit fest etabliert und eine Wiederausrottung ist seiner Einschätzung nach nicht möglich.

2.1.2 Morphologische und anatomische Merkmale des Amerikanischen Nerzes

Die äußere Statur des Mink (Amerikanischer Nerz) zeichnet sich durch einen flachen, kleinen Kopf und durch eine für Marder typische Körperform mit einer langen und schmalen Halsregion und einem ebensolchen Rumpf, kurzen Beinen und einem buschigen Schwanz aus (Kulbach, 1961; Winkler et al., 1990). Das dichte, wasserabweisende Fell hat eine einheitliche Grundfärbung von hell- bis schwarzbraun, wobei im Zuge unterschiedlichster Zuchtbemühungen das Farbspektrum des Pelzes sehr vielfältig geworden ist (Wenzel, 1984). Darüber hinaus treten gelegentlich weiße Abzeichen, oftmals am Kinn, auf (Dunstone, 1993).



Abbildung 2: Nerz in der Farbmutation „Demi-Buff“ (braun).

Nerze haben dunkle Augen und kurze, breite Ohrmuscheln (Kulbach 1961; Wenzel, 1984). Als Raubtiere verfügen sie über ein kräftiges Gebiss mit Reißzähnen. Bei diesen handelt es sich um den letzten Prämolare des Oberkiefers und den ersten Molare des Unterkiefers. Insgesamt haben Nerze 34 Zähne (Wenzel, 1984). Der Gastrointestinaltrakt ist sehr kurz und einfach, die Passagezeit beträgt drei bis fünf Stunden (Jensen und Clausen, 1993). Als anatomische Besonderheit kennzeichnet alle Marder das Fehlen von Schlüsselbein und Blinddarm (Wenzel, 1984). Die Gliedmaßen des Minks sind im Verhältnis zum Körper relativ kurz (Lamatsch, 2008). Zwischen den Zehen befinden sich Schwimmhäute (Wenzel, 1990), welche auf die semiaquatische Lebensweise der Tiere hinweisen (Brass, 1911). Zudem verfügt jede Nerzpfote über fünf Zehen, welche mit nicht zurückziehbaren Krallen ausgestattet sind (Dunstone, 1993). Nerze können gut klettern und ihre Wirbelsäule ist in viele Richtungen verbiegbare, da ihre Rückenwirbel ähnlich wie bei Katzenartigen (*Felidae*) nur schwach miteinander verzahnt sind (Kulbach, 1961).

Körpergröße und Körpergewicht unterliegen je nach Verbreitungsgebiet und Jahreszeit deutlichen Schwankungen (Kulbach, 1961; Brandt, 1989; Wenzel, 1990; Dunstone, 1993). Zudem ist beim Amerikanischen Nerz ein oftmals deutlicher Geschlechtsdimorphismus erkennbar. Männliche Tiere können die doppelte Größe einer Fähe erreichen (Thom, 2004). So misst ein ausgewachsener Rüde eine Körperlänge von 34 – 45 cm, eine ausgewachsene Fähe hingegen 31 – 38 cm. Die Schwanzlänge liegt zwischen 16 – 25 cm (Wenzel, 1990). Entsprechend der Körperlänge variiert auch das Gewicht zwischen den beiden Geschlechtern von 1.500 – 3.000 g bei einem Rüden bis hin zu 900 – 1.500 g bei einer Fähe (Brandt, 1989). Unter Farmbedingungen können Fähen inzwischen sogar bis zu 2.000 g (Durchschnittsgewicht: 1.400 g) erreichen und Rüden bis zu 4.000 g (Durchschnittsgewicht: 2.600 - 2.700 g) (Fur Commission USA, 2011, zugegriffen am: 27.06.11).

2.1.3 Lebensweise

Unter natürlichen Bedingungen sind Nerze semiaquatisch-lebende Tiere, sie bevorzugen stets ein Revier in der Nähe von Wasser (Brass, 1911; Wenzel; 1990; Dunstone, 1993). So besiedeln Nerze Feuchtgebiete aller Arten: von Uferzonen von Flüssen und Seen über Sumpfbereiche und Marschland bis hin zu Meeresküsten (Dunstone, 1993). Als ausgezeichnete Schwimmer und Taucher nutzen sie das

Wasser oft, unter anderem auch zur Jagd und entfernen sich nicht weit davon (Dathe und Schöps, 1986). Demnach wurde der Name „Nerz“ nicht ohne Grund aus dem Obersorbischen entlehnt und trägt als slawisches Wort die Bedeutung „Taucher“ (Kluge, 1999). Ein Tauchgang kann laut Dunstone (1993) bis zu 30 s andauern. Der dichte Pelz verhilft dem Nerz zu einer guten Wärmedämmung im Wasser und ermöglicht ihm das Überleben bei kalter Witterung (Wiepkema und de Jonge, 1997).

Neben Wasser gelten als weitere Habitatsansprüche für Nerze außerdem die Existenz guter Versteckmöglichkeiten wie beispielsweise üppiger Pflanzenwuchs, Hohlräume unter Steinen und Wurzeln sowie angeschwemmtes Holz. Auch das gegenwärtige Nahrungsangebot und die Verfügbarkeit von Bauten spielen bei der Suche nach einem geeigneten Lebensraum eine Rolle. Letztere befinden sich in hohlen Bäumen, zwischen Wurzeln oder auch in selbst erbauten Uferhöhlen mit einem Zugang über die Wasserfläche und einem Luftschacht an der Landseite (Wenzel, 1990). Der Radius des Reviers richtet sich ebenfalls nach dem Futterangebot. Während sich Nerze in der typischen Flussumgebung für gewöhnlich ein bis zwei Kilometer entlang des Flusses und einige hundert Meter vom jeweiligen Flussufer aufhalten, können die Tiere bei knappem Nahrungsangebot durchaus auch größere Strecken zurücklegen (Dathe und Schöps, 1986). Die Angaben zur Größe der Streifgebiete sind jedoch recht unterschiedlich. Anderen Publikationen zufolge bewegen sich Nerze sogar bis zu 15,9 km entlang von Flüssen (Birks, 1986; Dunstone, 1993; Yamaguchi und Macdonald, 2003; Zabala et al., 2007a). Laut Wiepkema und de Jonge (1997) bewohnen Nerze ausgedehnte Reviere in einer Größenordnung von ein bis vier Quadratkilometern.

Nerze zeichnen sich durch eine intrasexuelle Territorialität aus. Es ist demnach möglich, dass sich die Reviere von Fähen und Rüden überlappen, wobei letztere meist über ein größeres Revier verfügen (Dunstone, 1993; Powell, 1994). Die Territorien von Rüden überlappen jedoch nicht (Nimon und Broom, 1998). Darüber hinaus verteidigen Nerze ihr Revier gegen gleichgeschlechtliche Individuen während der „Non-Breeding Season“ und begegnen nicht verwandten Tieren häufig mit starken Aggressionen (Gerell, 1970; Birks, 1981; Ireland, 1988; Dunstone, 1993, Nimon und Broom, 1998). Ihre starke Revier-Bezogenheit äußert sich auch im Absetzen von Duftmarken, bei welchen es sich um ein Sekret aus den Analdrüsen handelt. Sie dienen der Markierung des Reviers (Dathe und Schöps, 1986).

Nerze sind dämmerungs- bis nachtaktive Tiere (Wenzel, 1990). Es besteht ein Zusammenhang zwischen Nahrungsangebot und Aktivitätsphasen. Je weniger Nahrung zur Verfügung steht, desto aktiver sind die Tiere (Wiepkema und de Jonge, 1997). Bei manchen Musteliden steigt der Energieverbrauch bei Aktivität um bis zu ein Sechsfaches der normalen Stoffwechselrate an (Powell, 1979). Um Energie zu sparen, reduzieren Nerze deshalb in den kalten Wintermonaten und bei ausreichendem Nahrungsangebot ihr Territorial- und Jagdverhalten (Zschille, 2006).

Laut Dathe und Schöps (1986) gehören Uhu, Rotluchs, Rotfuchs, Kojote, Wolf und Schwarzbär zu den natürlichen Feinden des Amerikanischen Nerzes. In Gefangenschaft erreichen die Tiere ein Alter von bis zu zwölf Jahren (Dathe und Schröps, 1986; Grzimek, 2000).

2.1.4 Ernährung und Jagdverhalten

Nerze sind ausgesprochen geschickte und erfolgreiche Jäger mit einem hohen Proteinbedarf. Ihre semiaquatische Lebensweise ermöglicht ihnen Zugang zu Nahrungsquellen sowohl aquatischer als auch terrestrischer Lebensräume. Im Wasser fangen sie durch schnellen Zubiss beim Tauchen Fische, Amphibien oder Krebse (Wiepkema und de Jonge, 1997). Hierbei wurden zwei Kategorien des Jagdverhaltens im Wasser beobachtet: die Tauchjagd und die Suchjagd. Bei der Tauchjagd wird die Beute von einer Sitzwart außerhalb des Wassers oder durch „head-dipping“ (Eintauchen des Kopfes) gesichtet und nach Abstoßen innerhalb eines kurzen Tauchgangs erjagt. Für die Suchjagd hingegen spielen Wahrnehmungen von Strömungen eine wichtige Rolle, welche die Tiere über Vibrissen im Bereich der Schnauze und über den Augen vermittelt bekommen (Dunstone, 1993). Die Jagd an Land spielt sich meist in Ufernähe ab, indem sich der Nerz seinem Beutetier mit hoppelndem bis schleichendem Gang nähert und mit einem schnellen Sprung erlegt (Kulbach, 1961; Wiepkema und de Jonge, 1997). Zu den Beutetieren an Land gehören kleine Nager, Vögel sowie Schlangen und Insekten (Kulbach, 1961). Die Obergrenze der Beutegröße bilden Bisamratte oder Kaninchen. Aufgrund der unterschiedlichen Körpergröße bestehen Nahrungsunterschiede zwischen den Geschlechtern. So erbeuten Rüden häufiger große Beutetiere als Fähen (Dunstone, 1993). Nach Wenzel (1990) waren in Mägen von nordamerikanischen Nerzen 47 % Nager (Wühlmäuse, Bisamratten), 19 % Fische, 16,5 % Krebse, 7 % Insekten, 4 % Kaninchen, 2,5 % Maulwürfe, 2,5 % Frösche und

1 % Pflanzen vorzufinden. Jedoch scheint keine der Beutegruppen (Säugetiere, Fische, Vögel, Amphibien, Insekten, Reptilien, Krustentiere) für sich alleine eine lebensnotwendige Bedeutung zu haben (Dunstone, 1993). Nach dem Großen Lexikon der Tierwelt (1980) töten Nerze mehr Tiere als eigentlich Bedarf besteht und legen so Nahrungsvorräte an. Nerze können jedoch auch tagelang fasten, ohne davon einen Schaden zu tragen (Kulbach, 1961).

2.1.5 Fortpflanzung

Nerze werden im Allgemeinen als solitär lebend beschrieben. Rüden und Fähen bleiben nur während der recht kurzen Paarungszeit beisammen, welche sich von Februar bis April erstreckt (Winkler et al., 1990). Der Brunstbeginn ist neben anderen Einflussfaktoren insbesondere von der Lichtlänge abhängig (Dathe und Schröps, 1986). Mit Beginn der Paarungszeit nimmt auch die Aktivität der Tiere zu und Rüden unternehmen auf der Suche nach Weibchen häufig Wanderungen, bei welchen im Durchschnitt bis zu fünf Kilometer pro Nacht zurückgelegt werden (Winkler et al., 1990). Das Paarungssystem bei Nerzen ist polygyn (Wiig, 1982). Eine Fähe kann aber auch von mehreren Rüden gedeckt werden (Wiepkema und de Jonge, 1997). Bei der Verpaarung, welche mitunter länger als eine Stunde dauert, verbeißt sich der Rüde im Nackenfell der Fähe (Dunstone, 1993). Die Ovulation erfolgt nicht spontan, sondern wird durch die Kopulation stimuliert (induzierte Ovulation). Die Implantation der befruchteten Eizelle erfolgt erst acht bis neun Tage nach dem Deckakt, wenn die Fähe in der nächsten Ranz sich erneut decken lässt und ovuliert. Diese verzögerte Eiimplantation gilt als eine Besonderheit bei Nerzen, infolge welcher die Trächtigkeitsperiode zwischen 38 und 100 Tage ab der letzten Begattung variieren kann (Wiepkema und de Jonge, 1997). Die durchschnittliche Tragzeit beträgt jedoch 50 Tage (Wenzel, 1990). Die Wurfgröße umfasst nach Dathe und Schröps (1986) für gewöhnlich zwischen drei und zehn Jungtiere, diese wiegen bei der Geburt 6,5 – 15 g. Als Nesthocker öffnen sie ihre Augen erst nach etwa 30 Tagen, die Säugezeit beträgt vier bis fünf Wochen. Zudem kommen sie nackt, taub und zahnlos auf die Welt (Wenzel, 1990). Die Männchen beteiligen sich nicht an der Jungtieraufzucht (Wiig, 1982). Während den Sommermonaten verbleiben Mutter- und Jungtiere vorerst zusammen und gehen gemeinsam auf Jagd, bis sich der Familienverband im Herbst schließlich auflöst (Dathe und Schröps, 1986). Nerze werden mit circa zehn Monaten geschlechtsreif (Winkler et al., 1990).

2.2 Bedingungen in der kommerziellen Nerzhaltung

2.2.1 Entwicklung der Pelztierhaltung und aktueller Stand

Die ursprünglich durch Jagd und Fang gewonnenen Felle gehören zu den frühesten Gebrauchsgütern in der Geschichte der Menschheit. Sie dienten dem Schutz vor kalter Witterung und Insekten, fanden aber auch in der Verarbeitung von Rangabzeichen eine Bedeutung. Im Laufe der Zeit entwickelte sich bald schon ein reger Handel mit Pelzen, so berichten Dathe und Schöps (1986) bereits von Handelsreisen um 450 v. Chr., die alleine dem Erwerb von Pelzen galten. Im 13. Jahrhundert waren Kürschnerei und Pelzhandel auf der Leipziger Messe vertreten, im 18. Jahrhundert wird Leipzig das internationale Zentrum des Rauchwarenhandels. Das Halten von Edelpelztieren wie Silberfüchsen, Blaufüchsen und Nerzen in Gefangenschaft und die Edelpelztierzucht an sich stellen jedoch eine vergleichsweise recht neue Entwicklung in der Geschichte des Pelzes dar und fanden ihren Anfang erst im 19. Jahrhundert (Wenzel, 1990). Die erste Nerzfarm entstand 1873 in den Vereinigten Staaten (Verona, New York) (Brass, 1911). Nach Europa wurden die ersten Zuchtnerze in den 1920er Jahren importiert (Bonesi und Palazon, 2007), im Jahre 1926 kamen die Amerikanischen Nerze schließlich nach Deutschland und es gab die ersten vier Nerzzuchtbetriebe (Wenzel, 1990). Inzwischen ist Europa weltweit führend in der Pelzproduktion mit circa 30 Millionen Nerzfellen pro Jahr und einem Gesamtanteil von 59,87 % an der Weltproduktion. Dabei liefern die 7.200 Farmen der EU-Mitgliedsstaaten Arbeitsplätze für 60.000 Vollzeitstellen. Absoluter Spitzenreiter ist Dänemark mit 14.600.000 Nerzpelzen, Deutschland liegt mit 350.000 Fellen pro Jahr an 9. Stelle in Europa (siehe auch Tabelle 1) (EFBA Annual Report, 2010, zugegriffen am: 27.06.11). Jedoch ist hierbei zu beachten, dass Polen kein Mitgliedsstaat des EFBA ist und deshalb im Bericht nicht aufgeführt wird. Laut Akte Pelz (Akte Pelz 2008, WSPA Advisory Council Konferenz vom 4. Juni 2008, zugegriffen am: 27.06.11) bezifferte sich die Pelzproduktion in Polen im Jahre 2007 auf 2,8 Millionen Nerzfelle. Insgesamt konnte in den letzten zehn Jahren die weltweite Pelzproduktion eine Wachstumsrate von mehr als 45 % verzeichnen (EFBA Annual Report, 2009, zugegriffen am: 27.06.11). In der Weltproduktion folgt nach Europa China mit 23,92 %, dann die USA mit 5,64 %, dicht gefolgt von Kanada (4,59 %) und Russland (3,19 %) (EFBA Annual Report, 2010, zugegriffen am: 27.06.11). Laut Dantzer et al.

(2001) gab es im Jahr 2000 32 Nerzfarmen in Deutschland mit jeweils im Schnitt 2130 Zuchtfähen pro Farm. Gegenwärtig wird der Bedarf an Pelzwaren zu 90 % aus der Zucht gedeckt (Wenzel, 1990).

Tabelle 1: Pelzproduktion im Jahr 2010 in verschiedenen Ländern der EU, für Polen liegt kein Zahlenmaterial vor (modifiziert nach EFBA Annual Report, 2010, zugegriffen am: 27.06.11)

Land	Nerzproduktion pro Jahr
Dänemark	14.600.000
Niederlande	4.750.000
Finnland	2.000.000
Schweden	1.000.000
Norwegen	500.000
Griechenland	500.000
Spanien	491.000
Litauen	445.000
Deutschland	350.000
Lettland	300.000
Irland	200.000
Island	160.000
Belgien	160.000
Belgien	150.000
Italien	125.000
Gesamt	25.731.000

Es gibt jedoch auch Staaten, in welchen die kommerzielle Pelztierhaltung inzwischen gänzlich verboten ist. Dies gilt für England (seit 2000) und Österreich (seit 2004) (Akte Pelz 2008, WSPA Advisory Council Konferenz vom 4. Juni 2008, zugegriffen am: 27.06.11; Deutscher Tierschutzbund, 2011, zugegriffen am 27.06.11), aber auch für die Schweiz, wo laut der Schweizerischen Tierschutzverordnung vom 23. April 2008 der Nerz als Wildtier gilt und lediglich die Haltung von Pelztieren unter zooähnlichen Bedingungen gestattet ist (vgl. Art. 2 und Art. 90 TschV der Schweiz). Zudem ist in Kroatien am 1. Januar 2007 ein neues Tierschutzgesetz in Kraft getreten, das Pelzfarmen komplett verbietet und innerhalb einer Übergangsfrist von zehn Jahren umgesetzt werden muss. In Neuseeland ist es untersagt, Nerze zu importieren, wodurch Pelzfarmen gar nicht erst entstehen können (Akte Pelz 2008, WSPA Advisory Council Konferenz vom 4. Juni 2008, zugegriffen am: 27.06.11).

In Deutschland war bisher ein Verbot der Pelztierhaltung nicht möglich, da dies das Grundrecht der Berufsfreiheit gemäß Art. 12 des Grundgesetzes verletzen würde.

Jedoch ist im Jahre 2002 auch der Tierschutz als Staatsziel ins Grundgesetz aufgenommen worden. Somit muss zwischen dem Grundrecht der Berufsfreiheit und dem nun im Grundgesetz als Staatsziel verankerten Tierschutz (Art. 20a GG) abgewogen werden. Laut BMELV leitet sich aus einer Staatszielbestimmung allerdings kein Vorrecht gegenüber den Grundrechten ab (BMELV, 2011, zugegriffen am: 01.07.11).

2.2.2 Haltung auf Farmen

Gehege

Im Laufe der Zeit haben sich die in der Pelztierhaltung üblichen Nerzschuppen zu modernen, hallenähnlichen Bauten weiterentwickelt, die Platz für bis zu 3.600 Gehege bieten und oftmals über computergesteuerte Belüftungs- und Temperaturregelungssysteme verfügen (Wenzel, 1990).



Abbildung 3: Konventioneller Nerzkäfig mit Wohnbox, Bild: Dr. E. Heyn.

Die bis zur Aufnahme der Pelztiere in die Tierschutz-Nutztierhaltungs-VO (2006) üblichen, konventionellen Nerzkäfige wurden aus Drahtgitter gefertigt und waren 90 cm lang, 30 cm breit und 45 cm hoch (Pedersen und Jeppensen, 2001). Laut Haferbeck (1988) kamen solcherlei Käfige mit einem Bodenareal von knapp 0,3 m² sowohl als Zuchtgehege als auch als Rüdengehege zum Einsatz. Laut Tierschutz-Nutztierhaltungs-VO (2006) sind Käfige dieser Größe und Ausgestaltung jedoch nicht mehr erlaubt, sondern nur noch in Übergangsfristen und zum Bestandsschutz

zulässig. Neubauten müssen bereits die Vorgaben der Tierschutz-Nutztierhaltungs-VO (2006) erfüllen. Die Käfige waren zuvor meist in zwei Käfigreihen nebeneinander aufgestellt, sie befanden sich einen Meter über dem Boden (Wiepkema und de Jonge, 1997). Da bei unverzinktem Drahtgitter nach einiger Zeit Rost entstehen kann, welcher zu einer braunen Fellverfärbung der Tiere führt, wurde verzinktes Drahtgitter für die Gehege verwendet (Wenzel, 1990). Die Maschenweite des 1,8 mm starken Drahts am Boden und an der Decke betrug in der Regel 2,5 cm x 2,5 cm, war jedoch an der Kotabsatzstelle größer gewählt. An den Seitenwänden beugte eine kleinere Maschenweite Verletzungen der benachbarten Tiere vor (Haferbeck, 1988). Sinn und Zweck der Verwendung von Drahtgitter war das Durchfallen von Kot und Futterresten, wodurch das Gehege sauber gehalten wurde. An die Käfige angeschlossen befand sich pro Käfig eine hölzerne Wohnbox, welche den Tieren über ein Schlupfloch von mindestens zehn bis zwölf Zentimeter Durchmesser zugänglich war. Die Wohnbox maß gewöhnlich eine Tiefe von 26 cm, eine Breite von 30 cm und eine Höhe von 30 cm, was einer Fläche von 900 cm² entspricht (Wenzel, 1990). Abweichend hiervon waren in Deutschland nach Haferbeck (1988) und seiner Untersuchung zufolge Wohnboxen mit einer Grundfläche von circa 600 cm² vorherrschend. Die Wohnkästen waren in der Regel mit Stroh eingestreut und befanden sich an der Stirnseite der Käfige in Richtung Lauf-/Futtergang des Nerzschuppens (Wenzel, 1990). Wasserbecken sowie strukturierte Käfige haben bislang noch keinen Einzug in die kommerzielle Nerzhaltung gefunden (Zentralverband Deutscher Pelztierzüchter, 2010).

Fütterung und Wasserversorgung

Hauptbestandteil der Nahrung für Nerze sollten protein- und fettreiche Futtermittel tierischer Herkunft sein. Denn aufgrund eines recht kurzen Darmkanals, einer nur drei- bis fünfstündigen Passagezeit des Futters und einer geringen Produktion bestimmter Verdauungsenzyme, können Nerze Kohlenhydrate nur schlecht verwerten. Eine weitere physiologische Besonderheit stellt das geringe Fassungsvermögen des einhöhligen Magens dar, wodurch ein mehrmaliges Füttern während der Sommermonate sinnvoll wird. Der Futterbrei besteht hauptsächlich aus Schlachtnebenprodukten und/oder Fischabfällen (Wenzel, 1990). Auf Nerzfarmen ist es Usus, den Futterbrei oben auf dem Dach des Geheges aufzubringen. Die Nerze

können ihn sodann durch das Drahtgitter hindurch ablecken (Wiepkema und de Jonge, 1997).



Abbildung 4: Futterbrei auf dem Dach eines konventionellen Nerzgeheges. Bild: Dr. E. Heyn.

Es gilt die genaue Futterzusammensetzung je nach Saison und der zu erbringenden Leistung anzupassen, wie beispielsweise Wachstum, Fellwechsel/-wachstum und Reproduktion (Wenzel, 1990). Trinkwasser sollte den Tieren ad libitum zu Verfügung stehen, es eignen sich hierfür Nippeltränken (Wiepkema und de Jonge, 1997).

Zuchtpraxis, Tötung und Pelzung

Die Verpaarung der Nerze sollte frühestens in der ersten Märzdekade geschehen. Die Nachdeckungen finden sieben bis acht Tage nach dem ersten Deckakt statt und anschließend wiederum erneut nach einem Tag. Bis zur dritten Änderung der Tierschutz-Nutztierhaltungs-VO (2006) erfolgte nach der Geburt der Jungtiere und deren Aufzuchtphase das Absetzen von der Mutter in der Regel am 35. - 40. Lebenstag der Welpen (Wenzel, 1990). Die Tierschutz-Nutztierhaltungs-VO schreibt jedoch seit dem 30. November 2006 ein Mindestabsetzalter der Jungtiere von über neun Wochen vor (TierSchNutzV §35, 2006). Zeitgleich zum Absetzen wird auch eine Vorselektion vorgenommen, bei welcher die am besten entwickelten Jungtiere für die Zucht bestimmt werden (Wenzel, 1990).

Das Pelzen der Tiere erfolgt nach Beendigung des Herbsthaarwechsels und Erreichen der vollen Fellreife, in Mitteleuropa meist Anfang November bis Mitte Dezember. Zuvor wird die Fellreife beurteilt, indem man das Fell auseinander bläst und die Hautfarbe feststellt. Sie sollte nicht mehr dunkel sein. Am längsten und deshalb für die Prüfung am geeignetsten dauert der Reifungsprozess am Schwanz, am Hinterteil und an den Hinterextremitäten. Auch anhand einer Probepelzung kann die Fellreife beurteilt werden. Es finden unterschiedliche Tötungsmethoden Anwendung bei Nerzen (Wenzel, 1990). Die Tötung durch Gase (vorzugsweise Kohlendioxid, aber auch Kohlenmonoxid; selten Äther, Acetylen, Chloroform) ist in Skandinavien weit verbreitet und erfolgt in einem Tötungskasten mit einem Gitterboden, durch welchen das Gas einflutet. Es können mehrere Tiere gleichzeitig getötet werden. Eine weitere Tötungsmethode stellt die Tötung durch Injektionsmittel dar (z.B. Ätherinjektionen). Diese können intrathorakal, intrakardial, intravenös oder auch intraabdominal verabreicht werden. Auch die Tötung mittels Elektroschock wird beim Nerz häufiger angewandt (Wenzel und Berestov, 1987). In Deutschland sind als Tötungsmethoden laut der Tierschutz-Schlachtverordnung von 1997 jedoch nur die Kohlenmonoxidexposition sowie die Verabreichung eines Stoffes mit Betäubungseffekt zulässig (TierSchIV, 1997, zuletzt geändert am 25. November 1999, Anlage 3 zu § 13 Abs. 6). Nach Abkühlung des Körpers und teilweise eingetretener Totenstarre kann schließlich mit dem Abziehen des Fells begonnen werden (Wenzel, 1990).

2.2.3 Gesetzesgrundlagen

In Deutschland lagen bis 2006 lediglich im Tierschutzgesetz ganz allgemeine Angaben zum Halten von Tieren vor. Dieses besagt, dass ein Tier seiner Art und seinen Bedürfnissen entsprechend angemessen ernährt, gepflegt sowie verhaltensgerecht untergebracht werden muss. Die Möglichkeit eines Tieres zu artgemäßer Bewegung darf nicht so eingeschränkt werden, dass ihm Schmerzen, vermeidbare Leiden oder Schäden zugefügt werden (vgl. TierSchG, 1972, zuletzt geändert am 09. Dezember 2010, Abschnitt 2, § 2).

Konkrete Anforderungen an das Halten von Pelztieren gibt es in Deutschland erst seit dem 30. November 2006 mit der 3. Änderung der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung. Sie schreibt unter anderem für alle Pelztiere einen Nestkasten, jederzeit Zugang zu frostgeschützten Tränken sowie einen

ausreichenden Schutz vor direkter Sonneneinstrahlung vor. Des Weiteren dürfen die Haltungseinrichtungen nicht übereinander angeordnet sein. Speziell für Nerze ist für jedes ausgewachsene Tier und für jedes Jungtier nach dem Absetzen eine Grundfläche von mindestens 1 m² einzuhalten, die Mindestgrundfläche in der Nerzhaltung beträgt jedoch 3 m². Bei diesen Mindestangaben dürfen die Innenfläche eines Nestkastens und die Fläche eines Schwimmbeckens nicht mit eingerechnet werden. Die Innenhöhen der Haltungseinrichtung dürfen geringstenfalls 1 m betragen und der Boden sollte mindestens zur Hälfte planbefestigt sein. Die innere Struktur der Haltungseinrichtung muss mindestens eine Plattform je Tier aufweisen, worauf und worunter ein ausgewachsenes Tier liegen und sich aufrichten kann sowie Tunnelröhren beinhalten. Zudem müssen Nerze mittels Klettervorrichtungen, welche nicht aus Drahtgitter gefertigt sein dürfen, die Möglichkeit zum Klettern bekommen. Darüber hinaus muss jede Haltungseinrichtung mit einem wassergefüllten Schwimmbecken ausgestattet sein. Dieses muss über eine Oberfläche von mindestens 1 m² und eine Wassertiefe von mindestens 30 cm verfügen. Auch für die Beleuchtung der Gebäude werden Vorschriften aufgelegt. Ferner ist die Einzelhaltung von nicht ausgewachsenen Tieren untersagt und jedes Tier sollte stets Artgenossen sehen können. Es ist weiter sicher zu stellen, dass jedes Tier außerhalb des Nestkastens jederzeit Zugang zu verhaltensgerechtem Beschäftigungsmaterial hat. Damit die Tiere den Nestkasten mit ihrer Körperwärme warm halten können, müssen diese mit Heu, Stroh oder anderem geeigneten Material bestückt sein. Die Haltungseinrichtungen müssen einmal täglich (Innenhaltung) bzw. einmal wöchentlich (Außenhaltung) von Harn und Kot befreit werden sowie zwischen jedem Ausstallen und wieder Einstallen gereinigt und desinfiziert werden. Das vorgeschriebene Absetzalter für Jungtiere von neun Wochen darf nicht unterschritten werden (vergleiche TierSchNutzV, 2006, Abschnitt 6 § 31 – 36). Für die Umsetzung der genannten Anforderungen in der Pelztierhaltung gelten gestaffelte Übergangsfristen (TierSchNutzV, 2006, § 38 Abs. 18 und 19). Die Anpassung der Käfiggröße muss bis zum 11. Dezember 2011 erfolgen (TierSchNutzV, 2006, § 33 Abs. 5), für alles andere ist eine Frist bis zum 11. Dezember 2016 gesetzt (TierSchNutzV, 2006, § 33 Absatz 1, 6, 7 und 8 Satz 1 Nummer 1 bis 3).

Die Aufnahme der Pelztiere in die Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung ist in Anlehnung an die Europaratsempfehlungen zur Pelztierhaltung vom 22. Juni 1999 vorgenommen worden. Im Vergleich zu den Europaratsempfehlungen zur

Pelztierhaltung erfüllt die deutsche Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung viele der darin genannten Anforderungen und übertrifft sie sogar teilweise bezüglich der Größe und Ausgestaltung der Käfige in Anhang A. Darüber hinaus findet sich in Anhang A (Besondere Bestimmungen für Nerze) der Europaratsempfehlungen auch die Aufforderung, Forschungsvorhaben durchzuführen, „(...) die Normen erarbeiten und Haltungssysteme entwickeln, die das Krankheits- und Verletzungsrisiko auf ein Minimum herabsetzen und eine anregende Umgebung bieten, die es den Tieren ermöglicht, ihre biologischen Bedürfnisse zu befriedigen, die sich aus Studien der Tiere in der Natur und auf Pelztierfarmen ergeben haben. (...)“. Diese Forschungsvorhaben sollen unter anderem den Zugang zu Wasser für die Wärmeregulierung und zum Schwimmen berücksichtigen.

2.2.4 Wasserbecken in der Nerzhaltung

Der Einsatz von Wasserbecken in der Farmhaltung von Nerzen wurde in der Literatur vielfach diskutiert. In den Anfängen der Pelztierhaltung wurden Nerze noch in geräumigen Gehegen mit Badegelegenheiten gehalten, um ihrer semiaquatischen Lebensweise in der Wildbahn gerecht zu werden (Schmidt, 1949). Auch Lindekamp (1928) berichtet, dass die meisten Züchter eine reichliche Badegelegenheit als eine unbedingt notwendige Voraussetzung für das Wohlbefinden und die gute Fellentwicklung erachteten. Eine Entwöhnung vom Wasser zöge mit der Zeit eine negative Wandlung der Fellstruktur und –dichte nach sich. Dennoch setzte sich mit den Jahren die „trockene“ (= „amerikanische“) Nerzhaltung, also ohne Schwimmgelegenheit, durch. Ausschlaggebend hierfür waren Argumente wie Badewasser sei arbeitsaufwendig, unhygienisch und mindere die Fellqualität (Foxley, 1929; Priesner, 1932; Eggebrecht, 1938). Ein weiterer Nachteil einer Schwimmgelegenheit wurde in der Durchnässung der Nestboxen nach dem Baden gesehen, was in der Folge Krankheiten auslösen kann. Es wurde vorgeschlagen, Badewasser alternativ nur an heißen Tagen anzubieten (Der Deutsche Pelztierzüchter, 1926).

Erst mit den Europaratsempfehlungen zur Pelztierhaltung vom 22. Juni 1999 werden Wasserbecken wieder für die Nerzhaltung vorgesehen und Forschungsunternehmen durchgeführt, um eine optimale Lösung für ein Haltungssystem mit Zugang zu Wasser zu finden.

Die Bedeutung von Wasser für Nerze geht bereits aus den obigen Abschnitten hervor. Sie sind semiaquatisch lebende Tiere, die das Wasser nicht nur zum Schwimmen, sondern auch zur Nahrungssuche nutzen. Darüber hinaus hat Wasser für Nerze auch eine wichtige Funktion bei der Thermoregulation. Bei warmem Wetter durchnässen sie beim Schwimmen und Tauchen ihr Fell, um im Anschluss an das Wasserbad ihre Körpertemperatur durch Verdunstungskälte nach unten zu regulieren. Diese entsteht bei der Verdunstung von ihrer feuchten Körperoberfläche (Tauson, 1999). Zudem sind Nerze anatomisch an die Jagd unter Wasser angepasst. Sie verfügen über Schwimmhäute zwischen den Zehen und haben ein halbwasserabweisendes Fell. Auch weisen ihre Augen eine gewisse Anpassung an das Sehen unter Wasser auf. Sie sind in der Lage, die Schwierigkeiten bei der Brechung des Lichts unter Wasser zu überwinden (Sinclair et al., 1974; Dunstone, 1993).

Inwiefern Wasser ein „Behavioural Need“ (Verhaltensbedürfnis) für Farmnerze darstellt, ist in der Literatur jedoch noch nicht vollständig geklärt (Vinke et al., 2008). Ergebnisse von Studien, welche die Auswirkung eines Zugangs zu einem Wasserbecken auf Wohlbefinden und Stereotypen von Farmnerzen untersuchten, sind oft widersprüchlich: Während Mononen et al. (2008) herausfanden, dass Schwimmgelegenheiten stereotypes Verhalten bei Farmnerzen reduzierten, konnten Skovgaard et al. (1997), Hansen und Jeppesen (2000b, 2001a) und Vinke et al. (2006) dies nicht bestätigen. Mohaibes et al. (2002, 2003) wiederum beobachteten zunächst, dass Nerze mit Schwimmbecken weniger häufig Stereotypen zeigten als Nerze ohne Schwimmbecken. Der Unterschied war im Jahr 2002 noch statistisch signifikant, im Jahr 2003 war allerdings nur noch eine Tendenz erkenntlich. Ein Grund für die widersprüchlichen Ergebnisse könnte sein, dass die Methoden, die in den Studien zu diesem Thema angewendet wurden, bei weitem noch keine standardisierten Methoden darstellen (Vinke et al., 2008). Ahola et al. (2011) fassen die Unterschiede folgendermaßen zusammen: In manchen Studien wurden Verhaltensbeobachtungen nur tagsüber vorgenommen (z. B. Vinke et al., 2005) oder nur zu manchen Tagesstunden (z. B. Hansen und Jeppesen, 2000b, 2001a). Andere Studien wiederum beinhalteten eine (z. B. Hansen und Jeppesen, 2003) oder mehrere (z. B. Korhonen et al., 2003; Mononen et al., 2008) 24-Stunden-Beobachtung(en). Außerdem wurden Schwimmgelegenheiten unterschiedlicher Größe eingesetzt. Es fanden kleine Wasserbecken (42 cm x 26 cm, Wassertiefe: 12 cm, Hansen und Jeppesen, 2003) bis hin zu großen Becken (168,5 cm x 68,5 cm,

Wassertiefe: 60 cm, Warburton and Mason, 2003) Verwendung. Manchen Farmnerzen wurden in den verschiedenen Studien die Schwimmgelegenheit schon in jungem Alter angeboten (z. B. Vinke et al., 2006; Mononen et al., 2008), andere Studien untersuchten lediglich die Auswirkungen einer Badegelegenheit auf adulte Nerze (z. B. Korhonen et al., 2003). Zudem gab es bei den Studien Abweichungen im Farbtyp der Farmnerze (z. B. Black Colour Type: Korhonen et al., 2003; Wild Type: Warburton and Mason, 2003) sowie unterschiedliche Klimabedingungen (z. B. Temperaturen unter 0°C ab Ende Herbst: Mononen et al., 2008; Temperaturen über 0°C während des gesamten Versuchs: Hansen und Jeppesen, 2001b). Auch waren manche Wasserbecken über eine Rampe zugänglich (Mason et al., 2001), anderen fehlten eine ebensolche (Hansen und Jeppesen, 2001a). Eine jüngst veröffentlichte Studie von Ahola et al. (2011) beobachtete die Entwicklung von stereotypem Verhalten in Einzelhaltung bei jungen Nerzen. Die Nerze waren entweder in einem traditionellen Käfig (0,26 m²) mit Nestbox untergebracht (Kontrollgruppe) oder hatten zusätzlich zu diesem Zugang zu einem Wasserbecken. Die Größe des Wasserbeckens betrug 0,61 m² (Inhalt: 180 l, Wassertiefe: 30 cm) und war über einen Steg vom traditionellen Käfig aus zugänglich. Eine dritte Gruppe hatte anstelle eines Wasserbeckens ein erweitertes Gehege, dessen Grundfläche der Fläche des Wasserbeckens entsprach (0,61 m²). Es wurden von Mitte Juli bis Anfang Dezember regelmäßig 24-Stunden-Beobachtungen durchgeführt, um ein genaues Bild über die Entwicklung von Stereotypen zu erhalten. Die Studie zeigte, dass die Nerze mit Zugang zu einem Wasserbecken im Vergleich zur Kontrollgruppe, welche in traditionellen Käfigen ohne Schwimmgelegenheit untergebracht war, ab November signifikant weniger stereotypes Verhalten entwickelten. Dabei lag die dritte Gruppe, welche Zugang zu einem Käfig in der Größe des Schwimmbeckens hatte, in der Zeit von November bis Dezember bezüglich des Stereotypie-Levels und der aktiv mit stereotypem Verhalten verbrachten Zeit zwischen der Kontrollgruppe und der Gruppe mit Zugang zu Wasser. Es konnte weder ein signifikanter Unterschied zur Kontrollgruppe noch zur Gruppe mit Wasserbecken festgestellt werden. Ahola et al. (2011) kamen anhand der Ergebnisse ihrer Studie zu dem Schluss, dass ein erweitertes Gehege mit Wasserbecken die Entwicklung von Stereotypen verlangsamt.

Die Frequenz der Wassernutzung von Nerzen unter Farmbedingungen ist einigen Studien zufolge individuell sehr unterschiedlich (Skovgaard et al., 1997 a, b; Hansen und Jeppesen, 2001 b; Mohaibes et al., 2001, 2002, 2003).

2.3 Wasserhygiene

2.3.1 Problematik der mikrobiellen Verunreinigung von Wasser

Schwimmwasser kann für Farmnerze zu einer potentiellen Infektionsquelle werden, wenn es bei der Nutzung mit Kot und Urin verunreinigt wird. Tiere scheiden mit ihren Exkrementen pathogene Keime aus, die sich im Wasser halten und unter Umständen vermehren können. Zu solchen Keimen zählen unter anderem die Enterobakterien. Es ist deshalb höchste Sorgfalt gefordert, eine vom Wasser ausgehende Gesundheitsgefährdung der Tiere durch krankmachende Keime zu verhindern (Müller und Schlenker, 2004).

2.3.2 Mikrobiologische Untersuchung von Wasserproben

Um die Wasserqualität der Wasserbecken ausreichend beurteilen zu können, ist eine mikrobiologische Untersuchung des Wassers unerlässlich. Es werden hierfür Gesamtkeimzahl und Indikatorkeime verschiedener Arten der Gattung *Enterobacteriaceae*, vornehmlich *E. coli* und *Salmonella*, bestimmt (Müller und Schlenker, 2004). *E. coli* und *Salmonella ssp.* sind diversen Literaturquellen zufolge oft an Durchfallgeschehen bei Nerzen beteiligt (Wenzel, 1987; Wenzel und Berestov, 1986; Bis-Wencel, 1997; Vulfson, 1999).

2.3.2.1 Gesamtkeimzahl

Bei der Bestimmung der Gesamtkeimzahl werden sowohl pathogene als auch nicht pathogene Keime im Wasser ermittelt. Nach Müller und Schlenker (2004) ist der Begriff Gesamtkeimzahl allerdings nicht ganz zutreffend, denn es werden nur die bei vorgegebener Inkubationszeit auf Nährböden bei 36 °C sichtbaren Kolonien erfasst, und nicht -wie es der Begriff eigentlich suggeriert- alle im Wasser befindlichen Keime. Hohe Gesamtkeimzahlen sind häufig Folge fäkaler Verunreinigungen. Darüber hinaus gelangen bei starken Regenfällen Keime aus der Luft in das Wasser und treiben die Gesamtkeimzahl nach oben.

2.3.2.2 Enterobacteriaceae

Die Familie der *Enterobacteriaceae* gehört nach Bergey's Manual of Determinative Bacteriology (1994) zu den gramnegativen, fakultativ anaeroben Stäbchenbakterien und schließt circa 30 Gattungen mit ein. *Enterobacteriaceae* sind die wichtigsten Erreger von intestinalen Infektionen. Ihr natürliches Habitat ist der Darm von Mensch und Tier. Es gibt Arten und Gattungen (z.B. *Salmonella*, *Yersinia* und *Shigella*), die charakteristische Krankheiten hervorrufen, also obligat pathogen sind. Gleichmaßen gibt es jedoch auch fakultativ pathogene Arten (wie beispielsweise *E. coli*), die sowohl apathogene als auch obligat pathogene Stämme besitzen. Die Pathogenität ist von der genetischen Ausstattung mit verschiedenen Virulenzfaktoren abhängig (Köhler, 2001; Kayser und Böttger, 2005).

Wegen der Relevanz für Nerze soll hier insbesondere auf *Escherichia coli* und *Salmonella ssp.* eingegangen werden.

Escherichia coli

Aufgrund des natürlichen Lebensraums im Darmtrakt von Mensch und Tieren gilt *E. coli* als Indikatorkeim für fäkale Verunreinigung im Wasser. *E. coli* ist fakultativ pathogen. Als vier wichtige Pathovaren intestinaler *E. coli* - Infektionen sind im Allgemeinen EPEC (Enteropathogene *E. coli*), ETEC (Enterotoxische *E. coli*), EIEC (Enteroinvasive *E. coli*) und EHEC (Enterohämorrhagische *E. coli*) bekannt (Kayser und Böttger, 2005). *E. coli* zählt bei Nerzen zu den wichtigsten bakteriellen Infektionen und wird mit Enteritiden, Pneumonien und Septikämien in Verbindung gebracht (Pedersen, 2008). Gerade Coliseptikämien, die sich häufig in plötzlichen Todesfällen manifestieren, stellen ein Gesundheitsproblem mit großer wirtschaftlicher Bedeutung in der Nerzindustrie dar. Deshalb wurden in einer Studie bei Coliseptikämien auftretende *E. coli* – Stämme von Nerzen isoliert und auf Virulenzfaktoren untersucht. Dabei trugen beinahe die Hälfte der 40 Isolate das CNF1-Gen (= Cytotoxic Necrotizing Factor 1), woraus geschlossen werden kann, dass die CNF1-Produktion einen bedeutenden Virulenzfaktor von *E. coli* darstellt (Tibbetts et al., 2003). Wird *E. coli* beim Ausbruch von Enteritiden auf Nerzfarmen isoliert, erachtet man *E. coli* häufig als pathogen (Lölinger, 1970). Jedoch haben Untersuchungen hierzu gezeigt, dass *E. coli* gleich oft bei gesunden wie auch kranken Tieren isoliert wurde und es nicht möglich war, spezifische Serotypen mit

einem Durchfallgeschehen in Verbindung zu bringen. Weiter konnten in einem Experiment mit oraler Beimpfung hoher Dosen eines als pathogen erachteten *E. coli* – Isolates keine Krankheitssymptome (Durchfall) bei einem gesunden Nerz ausgelöst werden (Vulfson et al., 2001). Insofern ist die Rolle von *E. coli* beim Nerz als primäres intestinales Pathogen noch nicht bekannt.

Salmonellen

Salmonellen sind gramnegative, sporenlose Stäbchenbakterien und treten in einer Vielzahl von Serovaren und Stämmen mit unterschiedlicher Virulenz auf (Rolle und Mayr, 2006). Die Serovare werden durch O- und H-Antigene definiert und sind im Kauffmann-White-Schema aufgeführt. Während *typhöse* Salmonellen Systemerkrankungen ausschließlich beim Menschen verursachen, treten *enteritische* Salmonelleninfektionen bei Mensch und Tier auf. Bei letzteren befallen Salmonellen den Darmtrakt, heften sich an Enterozyten an und führen zu einer lokalen Entzündung der Subserosa. Daraus resultiert eine gesteigerte Sekretion von cAMP in den Enterozyten und schließlich eine vermehrte Sekretion von Chlorid-Ionen. Wässrige Diarrhö ist die Folge (Kayser und Böttger, 2005). Nach der Ausscheidung von Salmonellen über den Kot können sich die Bakterien in der Umwelt sehr lange halten und vermehren (Hoffmann-La Roche, 1987).

Beim Nerz kommen Salmonelleninfektionen gelegentlich vor (Pedersen, 2008); in einer Studie konnten vorwiegend *S. enteridis*, *S. dublin* und *S. typhimurium* aus den Exkrementen der Tiere isoliert werden (Bis-Wencel et al., 1997). Eine Salmonellose tritt meist nur dann auf, wenn die Tiere durch eine andere Erkrankung oder durch Stress (Haltungs- und Fütterungsfehler, Trächtigkeit, ...) bereits geschwächt sind. Gesunde Nerze - mit Ausnahme von Jungtieren - sind äußerst widerstandsfähig gegenüber Salmonellen und verenden nur selten. Bei tragenden Fähen, die an einer Salmonellose erkranken, kann die Infektion aufgrund einer Gebärmutterentzündung zum Verwerfen der Jungtiere führen. Auch von Uterusrupturen und Geburtsstörungen wird berichtet. In der Trächtigkeitsperiode treten in der Regel die meisten Salmonellosen auf Nerzfarmen auf. Symptome einer Salmonellose sind mehr oder weniger stark ausgeprägter Durchfall. Ein chronischer Verlauf äußert sich durch Anorexie, Abmagerung und Fellveränderungen. Auch septikämische Verläufe sind möglich. Verendete Tiere weisen pathologische Veränderungen an Leber und Milz (Schwellung), sowie an der Darmschleimhaut (Rötung) auf (Wenzel und

Berestov, 1987; Wenzel, 1990). Für die Isolation von Salmonellen werden verschiedenste Verfahren (kulturelle, biochemische, serologische und molekularbiologische) angewandt (Rolle und Mayr, 2006). Therapeutisch kommen bei einer Salmonelleninfektion Antibiotika sowie Vitaminpräparate zum Einsatz (Wenzel und Berestov, 1987; Wenzel, 1990). Gemäß der Verordnung über meldepflichtige Tierkrankheiten (TKrMeldpfIV, 1983, zuletzt geändert am 19.07.2011, §1) ist eine Salmonellose meldepflichtig.

2.3.3 Anforderungen an die Wasserqualität

Da für Pelztiere bislang keine spezifischen Bestimmungen hinsichtlich hygienischer Anforderungen an Badegewässer existieren, ist es bei der Beurteilung der Ergebnisse einer mikrobiologischen Wasseruntersuchung hilfreich, auf bereits bestehende Grenzwerte für mikrobiologische Parameter zurückzugreifen. Hierzu können die Trinkwasserverordnung (TrinkwV, 2001), Empfehlungen zur mikrobiologischen Beurteilung von Tränkewasser sowie die Richtlinie für Badegewässer (BadR, 2006) herangezogen werden.

Trinkwasserverordnung

In der Trinkwasserverordnung (TrinkwV, 2001) wird die Qualität von Wasser für den menschlichen Verbrauch und die Lebensmittelindustrie geregelt, damit es frei von Krankheitserregern, genusstauglich und rein bleibt. Hierfür wird das Wasser unter anderem routinemäßig auf Indikatorkeime für fäkale Verunreinigung untersucht, wobei gewisse Grenzwerte mikrobiologischer Parameter nicht überschritten werden dürfen. Zu diesen Indikatorkeimen gehören nach Anlage 1 (Allgemeine Anforderungen an Trinkwasser) *Escherichia coli*, Enterokokken und coliforme Bakterien. Weiter wird in Anlage 3 der Trinkwasserverordnung als Indikatorparameter für eine Verunreinigung des Wassers die (Gesamt-) Koloniezahl bei 36 °C aufgeführt. Bei Abweichungen der Koloniezahl vom Grenzwert besteht zwar zunächst kein unmittelbares gesundheitliches Risiko, die allgemeine Trinkwasserqualität (Hygiene, Geruch, Geschmack) gilt jedoch als gemindert. Grenzwerte sind der nachfolgenden Tabelle 2 zu entnehmen.

Tabelle 2: Parameter und Grenzwerte zur Beurteilung der Trinkwasserqualität laut Trinkwasserverordnung (TrinkwV, 2001).

Parameter	Grenzwert
Escherichia coli (E. coli)	0/100 ml
Enterokokken	0/100 ml
Coliforme Bakterien	0/100 ml
Koloniezahl bei 36 °C (ohne anormale Veränderung)	100/ml

Auch gemäß den „WHO Guidelines for Drinking-water Quality“ von 2008 soll in Trinkwasser *E. coli* überhaupt nicht nachweisbar sein.

Auf Anordnung des Gesundheitsamtes können die mikrobiologischen Untersuchungen auch ausgedehnt werden, um festzustellen, ob andere als in Anlage 1 genannte Mikroorganismen (z. B. *Salmonella spec.*, *Pseudomonas aeruginosa*) oder enteropathogene Viren im Wasser enthalten sind (§20 (1) 4.).

Tränkewasser

Für Tränkewasser gibt es bislang noch keine verbindlichen Anforderungen an die Wasserqualität. In der Futtermittelhygiene-Verordnung (VO(EG)183/2005) vom 12.01.2005 existiert in Anhang III (Gute Tierfütterungspraxis) lediglich eine Vorgabe, welche besagt, dass Tränkewasser für die Tiere nichts anderes als „geeignet“ sein muss. Nur bei begründeten Bedenken hinsichtlich einer Kontamination von Tieren oder tierischen Erzeugnissen durch das Wasser seien Maßnahmen zur Bewertung und Minimierung der Risiken zu treffen. Diese sind aber nicht weiter definiert. Die Geeignetheit des Tränkewassers könnte laut BMELV (2011) mit Schmackhaftigkeit, Verträglichkeit und Verwendbarkeit näher charakterisiert werden.

Müller und Schlenker (2004) sind der Meinung, Anforderungen an Tränkewasser sollten weitgehend den Anforderungen an Trinkwasser entsprechen. Sie machen folgenden Vorschlag für die Beurteilung von Tränkewasser (siehe Tabelle 3).

Tabelle 3: Vorschlag für Grenzwerte mikrobiologischer Parameter bezüglich der Qualität von Tränkewasser (Müller und Schlenker, 2004).

Parameter	Grenzwert		
	tauglich	bedingt tauglich	untauglich
Escherichia coli (E. coli)	0 KBE/100 ml	1 -10 KBE/100 ml	>10 KBE/100 ml
Coliforme Keime	<10 KBE/100 ml	10-100 KBE/100 ml	>100 KBE/100 ml
Koloniezahl	<100 KBE/ml	100-10.000 KBE/ml	>10.000 KBE/ml

Gleichzeitig gibt es jedoch auch Stimmen, die es nicht für angemessen halten, die Anforderungen aus der Trinkwasserverordnung auf Tränkewasser zu übertragen. Denn Überschreitungen von Grenzwerten der Trinkwasserverordnung wirken sich nicht generell negativ auf das Tier und die daraus gewonnenen Lebensmittel aus. Überdies wird auf die Bedeutung der betriebseigenen Wasserversorgung in der Nutztierhaltung hingewiesen und darauf, dass einige Kriterien rein aus technischen Gründen festgelegt worden sind. Es wird deshalb abweichend von der Trinkwasserverordnung folgende unverbindliche Empfehlung für mikrobiologische Parameter bei Tränkewasser gegeben (BMELV, 2011) (siehe Tabelle 4).

Tabelle 4: Empfehlung für Grenzwerte mikrobiologischer Parameter bezüglich der Qualität von Tränkewasser (BMELV, 2011).

Parameter	Grenzwert
Escherichia coli (E. coli)	möglichst 0 KBE/10 ml
Salmonella	0 KBE/100 ml
Campylobacter	0 KBE/100 ml
Koloniezahl bei 37 °C	1.000 KBE/ml

Badegewässerrichtlinie

Nach der Richtlinie 2006/7/EG des europäischen Parlaments und des Rates vom 15. Februar 2006 über die Qualität der Badegewässer und deren Bewirtschaftung werden Badegewässer zum Schutz der Umwelt und der Gesundheit des Menschen nach ihrem qualitativen Zustand in „mangelhaft“, „ausreichend“, „gut“ oder „ausgezeichnet“ eingestuft (siehe Tabelle 5).

Tabelle 5: Parameter und Grenzwerte zur Beurteilung der Qualität von Badegewässern nach Badegewässerrichtlinie (BadR, 2006).

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

Als „mangelhaft“ sind Badegewässer einzustufen, wenn für den letzten Bewertungszeitraum (nach Ende der Badesaison) die mikrobiologischen Werte schlechter sind als die für „ausreichende Qualität“ festgelegten Werte.

In Deutschland sind rechtliche Bestimmungen über Badegewässer auf Landesebene geregelt. Die Bayerische Badegewässerverordnung von 2008 orientiert sich stark an der EU-Richtlinie. So wurden die beiden mikrobiologischen Parameter E. coli und intestinale Enterokokken sowie die Werte der Richtlinie für „ausgezeichnete“, „gute“ und „ausreichende“ Qualität unverändert in die Verordnung übernommen.

2.4 Tiergesundheit

Zur Bestimmung des Gesundheitszustandes von Nerzen können verschiedene Parameter zu Rate gezogen werden. Zunächst ist es immer sinnvoll, den Gesamtbestand genau zu beobachten und regelmäßig eine Untersuchung am Einzeltier durchzuführen sowie die Gewichtsentwicklung eines jeden Tieres zu dokumentieren. Weiter kann es hilfreich sein, Blut- und Stoffwechselfparameter zu bestimmen (Wenzel und Berestov, 1987; Brandt, 1989; Damgaard, 1996; Skovgaard, 1997; Hansen, 1998). Zudem ist es ratsam, Infektionskrankheiten und Verletzungen in ihrer Häufigkeit des Auftretens zu protokollieren sowie die Pelzqualität zu betrachten (Wenzel und Berestov, 1987; Henriksen, 1996; Gugolek, 2001;).

Möchte man eine Aussage über die Stressbelastung in einer Haltungseinrichtung machen, ist es dank einer neuen Analyseverfahren nun möglich, dies ohne Fixation und vorherigem Einfangen der Tiere rein über die Bestimmung des Gehalts an Cortisolmetaboliten in Kotproben umzusetzen (Möstl und Palme, 2002).

Üblicherweise wird die Stressbelastung eines Individuums durch Bestimmung des Plasmakortisolspiegels ermittelt (Döcke, 1994).

Nicht zuletzt aus tierschutzrechtlichen Gründen sollte die Gesundheit der Farmnerze für den Halter oberste Priorität haben (§§ 1 - 2 TierSchG, 2006). Wird die Gesundheit der Tiere vernachlässigt, können rasch hohe Tierverluste und somit auch enorme finanzielle Verluste entstehen.

2.4.1 Adspektion und Ernährungszustand

Adspektion

Bei der Adspektion betrachtet man zunächst Verhalten und Bewegungsabläufe im Gehege. Danach arbeitet man sich bei einer genaueren Inspektion von kranial nach kaudal am Tierkörper vor. Gute anatomische und physiologische Kenntnisse sowie Kenntnisse über das Normalverhalten sind hierbei Voraussetzung für das Erkennen von Veränderungen. Das Haarkleid sollte dicht, glatt und glänzend sein. Bei der Haut ist auf Verfärbungen zu achten, welche Hinweise auf Gelbsucht, Kreislauf- und Atemschwäche sowie Ekzeme liefern können. Weiter sollte die Haut auf Verunreinigungen, Schuppen, Borsten, Verletzungen, Umfangsvermehrungen und Parasiten untersucht werden. Zusätzlich ist auf Ausscheidungen, Absonderungen und Flüssigkeitsansammlungen zu achten, welche nach Menge, Farbe, Aussehen, Konsistenz und Beimengungen charakterisiert werden können. Am Kopf sollte besondere Aufmerksamkeit den Augen, der Nase und den Ohren gewidmet werden. Es wird geprüft, ob eine Rötung, Schwellung oder vermehrter Tränenfluss am Auge vorliegt. Auch die Nase gilt es auf Nasenausfluss (ein- oder beidseitig) und dessen Beschaffenheit zu prüfen. Die Ohren werden unter anderem auf Haltung, Schwellung, Läsionen und Sekret untersucht. Des Weiteren kann man bei der Adspektion die Atmung beobachten, welche bei kranken Tieren häufig flach und stark beschleunigt ist. Die normale Atemfrequenz von Nerzen liegt bei 35 – 100 Atemzügen pro Minute, Nerze gehören zum Brustatmungstyp (Wenzel und Berestov, 1987).

Ernährungszustand

Die Bestimmung des Ernährungszustandes kann alternativ zu einer Palpation auch durch Wiegen vorgenommen werden (Wenzel und Berestov, 1987), da eine

Palpation oft nur schwer durchführbar ist. Dabei ist eine regelmäßige Dokumentation der Gewichtsentwicklung äußerst hilfreich und liefert wertvolle Hinweise auf das gesundheitliche Befinden der Tiere. Unzweckmäßiges oder unzureichendes Futter führt zu verlangsamten Gewichtszunahmen, aber auch das Vorliegen einer Erkrankung wirkt sich negativ auf die Gewichtszunahmen aus (Wenzel und Berestov, 1986). Ein schlechter Ernährungszustand ist oft Zeichen einer chronischen Erkrankung (Wenzel und Berestov, 1987). Angaben zum Normalgewicht adulter Tiere finden sich in folgender Tabelle 6.

Tabelle 6: Durchschnittliches Gewicht adulter Nerze (Brandt, 1989; Fur Commission USA, 2011, zugegriffen am 27.06.11).

Geschlecht	Gewicht nach Fur Commission USA (2011)	Gewicht nach Brandt (1989)
Rüden	bis zu 4.000 g (Ø 2.600 - 2.700 g)	1.500 – 3.000 g
Fähen	bis zu 2.000 g (Ø 1.400 g)	900 – 1.500 g

2.4.2 Verletzungen

Das Auftreten von Verletzungen kommt bei einer Gruppenhaltung von Nerzen häufig vor (Wenzel, 1987). Handelt es sich um eine Bissverletzung oder Oberflächenläsion der äußeren Haut, ist in der Regel mit einer guten Heiltendenz zu rechnen. Eitrige Wunden bedürfen jedoch einer Abtragung der unterhöhlten Hautpartien (Wundreinigung) und einer Behandlung mit Antibiotika-Salbe. Insbesondere in der Ranz treten bei Fähen oftmals flächenhafte Bissverletzungen durch Rüden an der Schwanzwurzel auf (Wenzel, 1984). Bei an der Schwanzwurzel lokalisierten Bissverletzungen ist jedoch immer auch eine Selbstverstümmelung in Betracht zu ziehen, welche eine Reaktion auf verstopfte, entzündete oder vereiterte Stinkdrüsen sein kann. In einem solchen Fall kann dem Problem durch eine Entleerung der Stinkdrüsen schnell Abhilfe geschaffen werden (Wenzel, 1990).

2.4.3 Physiologische Blutparameter

Das Blut spielt eine wichtige Rolle beim Transport zahlreicher Stoffe (Sauerstoff, Kohlenstoffdioxid, Nahrungsstoffe, Stoffwechselprodukte, Vitamine, Elektrolyte, ...), bei der Wärmeregulierung und bei der Signalübermittlung (Hormone). Des Weiteren

erfüllt es die Aufgaben der Pufferung, der Immunabwehr und der Gerinnung (Wiesner und Ribbeck, 2000; Wenzel und Berestov, 1987).

Hinsichtlich des Gesundheitsstatus von Pelztieren liefert die Blutuntersuchung wichtige Hinweise und ist zu einem wertvollen Diagnosemittel geworden. Bei einigen Krankheiten gilt der Blutbefund sogar als pathognomisch (z.B. Hypergammaglobulinämie bei der Aleutenkrankheit der Nerze) (Wenzel und Berestov, 1987). Jedoch ist laut Wenzel (1984) das Festlegen von Normalwerten bei Pelztieren nur mit Einschränkungen möglich. Messergebnisse werden unter anderem durch Alter, Geschlecht, genetische Veranlagung, Trächtigkeit, Laktation und Tagesrhythmik beeinflusst. Zusätzlich können auch äußere Faktoren wie Fütterung, Blutentnahmetechnik, Temperatur, Jahreszeit, geographische Lage, Narkose und andere Belastungen sowie labortechnische Bestimmungsmethoden Einfluss auf die Werte nehmen. Nichtsdestotrotz ist er der Meinung, dass die Blutuntersuchung von großem diagnostischem Nutzen ist.

2.4.3.1 Rotes Blutbild

Erythrozyten, Hämoglobin und Hämatokrit

Die Hauptaufgabe der Erythrozyten ist der Gastransport, genauer der Transport des Sauerstoffs von der Lunge ins Gewebe und der Abtransport von Kohlenstoffdioxid aus dem Gewebe in die Lunge. Dies geschieht über eine reversible Bindung an das im roten Blutkörperchen enthaltene Hämoglobin. Erythrozyten setzen sich aus einem Stützgerüst (Stroma) und dem Blutfarbstoff (Hämoglobin) zusammen. Hämoglobin wiederum besteht aus Häm, einer für die rote Farbe des Blutes verantwortlichen Komplexverbindung aus einem zweiwertigen Eisen-Ion als Zentralatom und einem Porphyrin-Molekül als Ligand sowie aus Globin, ein Protein, welches zweimal zwei identische Peptidketten aufweist. Der Hämatokritwert (Hkt) bezeichnet den prozentualen Anteil der zellulären Bestandteile am Gesamtblut. Da andere Blutzellen im Vergleich zu den Erythrozyten ein geringes Volumen aufweisen, ist der Hämatokritwert insbesondere von Zahl und Volumen der Erythrozyten sowie vom Plasmavolumen abhängig (Kraft, 2005). Die Bildung der kernlosen Erythrozyten erfolgt im Knochenmark und wird über das Hormon Erythropoetin geregelt, welches hauptsächlich in der Niere, zu geringem Anteil auch in der Leber synthetisiert und sezerniert wird. Der entscheidende Auslöser hierfür ist der Sauerstoffpartialdruck im

Nierengewebe. Abgebaut werden Erythrozyten vorwiegend in der Milz (v. Engelhardt und Breves, 2000).

Sind Erythrozytenzahl, Hämoglobin oder Hämatokrit erniedrigt, liegt eine Anämie vor. Eine Erhöhung der drei Parameter wiederum ist häufig Kennzeichen einer Dehydratation des Tieres (Weiss und Tvedten, 2006). Zusätzlich können für erhöhte Erythrozyten-, Hämoglobin- und Hämatokritwerte bestimmte Nierenerkrankungen wie Nierenkarzinome, -lymphome, -fibrosarkome, -adenome, Zysten (selten) und Pyelitis verantwortlich sein. Meist ist dann das Erythropoetin im Blut erhöht und es besteht ein unveränderter arterieller Sauerstoffpartialdruck. Ist die Erythropoetinkonzentration bei unverändertem Sauerstoffpartialdruck nicht gesteigert, kann dies ein Hinweis auf eine Polycythaemia vera sein, was eine eher seltene myeloproliferative Erkrankung bei Tieren darstellt. Zudem kann auch ein hypoxischer Zustand die Erhöhung von Erythrozyten, Hämoglobin und Hämatokrit zur Folge haben. Ein verminderter Sauerstoffpartialdruck und eine gesteigerte Erythropoetinkonzentration im Blut sind hierfür kennzeichnend. Mögliche Ursachen für eine Hypoxie sind längere Aufenthalte in großen Höhen sowie Lungen- und Herzkrankheiten (Kraft, 2005).

MCV, MCH und MCHC

Um Aufschluss über die Ursache einer vorliegenden Anämie zu bekommen, ist die Bestimmung der Erythrozytenindizes MCV, MCH und MCHC von wichtiger Bedeutung (Wenzel, 1987; Brandt, 1989). Ihre Berechnung erfolgt aus den drei Grundgrößen Hämatokrit, Erythrozytenzahl und Hämoglobin (Kraft, 2005). MCV (= Mean Cell Volume) gibt das durchschnittliche Volumen der Erythrozyten an, dieser Index lässt sich wie folgt berechnen:

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

Ist der MCV-Wert erhöht, liefert dies einen Hinweis auf eine makrozytäre, hyperchrome Anämie. Ist er wiederum im Referenzbereich, kann man von einer normozytären Anämie ausgehen (aplastische normochrome Anämie). Eine Erniedrigung des Wertes spricht für eine mikrozytäre, hypochrome Anämie. Der MCH (= Mean Corpuscular Haemoglobin) beschreibt den mittleren Hämoglobingehalt pro Erythrozyt und wird folgendermaßen berechnet:

$$\text{MCH (fmol)} = \text{Hämoglobin (mmol/l)} \times 10 / \text{Erythrozytenzahl (} 10^{12}/\text{l)}.$$

Erhöhte MCH-Werte deuten auf eine hyperchrome Anämie, Werte im Referenzbereich auf eine normochrome und Werte unterhalb des Referenzbereichs auf eine hypochrome Anämie hin. Der MCHC (= Mean Corpuscular Haemoglobin Concentration) gibt die mittlere Hämoglobin-Konzentration in den Erythrozyten an. Die Formel zur Berechnung lautet:

$$\text{MCHC (mmol/l)} = \text{Hämoglobin (mmol/l)} \times 100 / \text{Hämatokrit (\%)}$$

Erhöhte MCHC-Werte können aufgrund von Fehlern im Labor oder bei der Probennahme auftauchen. Liegt der MCHC-Wert im Referenzbereich oder darunter, ist dies durch normochrome bzw. hypochrome Erythrozyten bedingt (Kraft, 2005; Willard und Tvedten, 2006). Im Bezug auf Nerze liefert ein verminderter MCV- und MCH-Wert beispielsweise einen Hinweis auf eine mikrozytäre, hypochrome Anämie. Diese ist auch als Eisenmangelanämie bekannt und tritt häufig bei Nerzwelpen in Erscheinung (Wenzel, 1987).

Referenzwerte für Erythrozyten, Hämoglobin, Hämatokrit sowie MCV, MCH und MCHC sind der nachfolgenden Tabelle 7 zu entnehmen.

Tabelle 7: Ausgewählte Referenzwerte für die Blutparameter Erythrozyten, Hämoglobin, Hämatokrit, MCV, MCH und MCHC.

Blutparameter	nach Brandt (1989)	nach Wenzel (1984)
Erythrozyten ($10^{12}/l$)	6,47 - 8,78	2,56 - 9,12 (+/- 1,17)
Hämoglobin (mmol/l)	5,0 - 15,2	15,5 - 32,1 (+/- 2,7)
Hämatokrit (%)	0,201 - 0,620	0,290 - 0,580 (+/- 0,060)
MCV (fl)	45 – 78	-
MCH (fmol)	1,1 - 2,2	-
MCHC (mmol/l)	19,0 - 29,8	-

2.4.3.2 Weißes Blutbild

Leukozyten (Lymphozyten, Monozyten, Granulozyten)

Leukozyten sind kernhaltige Zellen, deren Funktion hauptsächlich in der Immunabwehr liegt. Zu den Leukozyten gehören Lymphozyten, Monozyten und neutrophile, eosinophile sowie basophile Granulozyten. Sie werden im Knochenmark gebildet und gelangen im Anschluss über das Blut ins Gewebe, welches

Granulozyten und Monozyten sodann nicht mehr verlassen. Lymphozyten hingegen rezirkulieren aus dem Blut ins Gewebe und auch wieder zurück ins Blut. Demnach befindet sich nur ein kleiner Anteil der Gesamtleukozyten im Blut (v. Engelhardt und Breves, 2000). Während Mono- und Lymphozyten für die spezifische Immunreaktion verantwortlich sind, sind die neutrophilen Granulozyten für die unspezifische Immunabwehr zuständig (Silbernagl und Despopoulos, 2001). Laut Michl (2005) sichern Granulozyten, Monozyten, Makrophagen sowie dendritische Zellen, welche als Phagozyten (= „Fresszellen“) bezeichnet werden, die Abwehr gegen Bakterien und Pilze, Lymphozyten wehren Viren und Parasiten ab. Die Bestimmung der im Blut befindlichen Leukozyten gibt somit wertvolle Informationen über die Reaktionslage des Abwehrsystems (v. Engelhardt und Breves, 2000).

Ergibt die Blutuntersuchung eine Erhöhung der Leukozytenzahl (Leukozytose), liefert dies Hinweise auf das Vorliegen einer Infektion, Allergie oder Leukämie. Des Weiteren können Stress, die Verstoffwechslung bestimmter Medikamente und manche Stoffwechselerkrankungen die Leukozytenzahl nach oben treiben (Hoffmann-La Roche, 1987). Eine ausgeprägte Leukozytose lässt Rückschlüsse auf eine gute Reaktionsfähigkeit des Körpers ziehen, eine unbedeutende Leukozytose kann als Zeichen einer schwachen Abwehrreaktion des Organismus gewertet werden. Eine Verminderung der Leukozyten (Leukopenie) impliziert eine hochgradige Entzündung im Gewebe oder eine Knochenmarkserkrankung. Unter anderem können auch toxische Geschehen hieran beteiligt sein (Wenzel und Berestov, 1987; Michl, 2005).

Anhand eines Differentialblutbildes, das die Leukozyten im Einzelnen darstellt, lassen sich genauere Schlüsse ziehen. Es werden hierbei quantitative Veränderungen von neutrophilen, eosinophilen und basophilen Granulozyten, Lymphozyten und Monozyten erfasst. Eine Neutrophilie wird bei zahlreichen pathologischen Prozessen beobachtet. Man kann hier weiter unterscheiden zwischen einer Linksverschiebung (Auftreten von Myelozyten, Metamyelozyten und Stabkernigen) und einer Rechtsverschiebung (vermehrtes Auftreten segmentierter bzw. übersegmentierter Neutrophiler) der neutrophilen Granulozyten. Eine Leukozytose mit Linksverschiebung ist bei Sepsis, Pneumonien, diversen Infektionskrankheiten, schweren Vergiftungen und akuten Störungen der Verdauung charakteristisch, eine Rechtsverschiebung tritt bei einem schweren Verlauf von

Infektionskrankheiten und bei Abszessen an inneren Organen auf (Wenzel und Berestov, 1987). Liegt eine geringgradige Leukozytose ohne Linksverschiebung vor, ist die spezifische Ursache oft schwer zu finden. Falls gleichzeitig eine Lymphopenie vorliegt, liefert dies einen Hinweis auf einen endogenen stressassoziierten oder einen exogenen Glucocorticoideinfluss. Tritt jedoch neben der geringgradigen Leukozytose ohne Linksverschiebung gleichzeitig eine Lymphozytose auf, so kann dies ein Zeichen adrenalin- oder anstrengungsassoziiierter Effekte sein (Willard und Tvedten, 2006). Generell ist laut Wenzel (1984) das Blutbild eines gesunden Nerzes schwach neutrophil geprägt, bisweilen auch lymphozytär.

Im Falle einer Eosinophilie gilt es Ursachen wie starken Endoparasitenbefall, allergische Reaktionen sowie Hauterkrankungen in Erwägung zu ziehen und abzuklären. Zudem kann eine Eosinophilie in der Rekonvaleszenzperiode nach einer Infektionskrankheit auftreten, was jedoch als prognostisch günstiges Zeichen erachtet wird (Wenzel und Berestov, 1987). Auch physischer Stress kann bei Nerzen einen Anstieg der eosinophilen Leukozyten bewirken. Dies beobachteten Heller und Jeppesen (1985) in einer Studie, in welcher sie Nerze in Fallen immobilisierten, um physischen Stress auszulösen.

Eine Basophilie wird bei chronischer myeloischer Leukose beobachtet, ist aber recht selten.

Für eine Lymphozytose sind beispielsweise Viruserkrankungen oder chronische Entzündungsprozesse verantwortlich. Bei Nerzen tritt eine Lymphozytose häufig bei Plasmazytose auf (Wenzel und Berestov, 1987). Eine hochgradige oder persistierende Lymphopenie kann im Allgemeinen als Hinweis auf starken Stress oder fehlende Erholung vom Stress gewertet werden (Willard und Tvedten, 2006).

Mit einer Monozytose wird die Reizung des retikuloendothelialen Systems durch infektiöse oder toxische Noxen in Verbindung gebracht (Wenzel und Berestov, 1987).

Tabelle 8: Ausgewählte Referenzwerte für die Blutparameter Leukozyten, Lymphozyten, Monozyten und Granulozyten.

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

2.4.3.3 Thrombozyten

Die ebenfalls im Knochenmark gebildeten, kernlosen Thrombozyten (Blutplättchen) tragen wesentlich zur Blutstillung bei. Sie lagern sich im Bereich von Gefäßverletzungen an die subendotheliale Matrix an und es kommt infolge eines komplexen Vorgangs zu einer Thrombozytenaggregation und einem ersten Verschluss der Gefäßläsion. Gealterte Thrombozyten werden im Organismus von Zellen des mononucleären Phagozytensystems der Milz und Leber erkannt und abgebaut (v. Engelhardt und Breves, 2000). Eine ausgeprägte Erhöhung der Thrombozytenzahl (Thrombozytose) kann bei Anämien auftreten, als Beispiel seien Eisenmangelanämie und Säugeanämie genannt. Auslöser für eine Abnahme der Thrombozytenzahl können Infektionskrankheiten wie beispielsweise die Plasmazytose sein (Wenzel und Berestov, 1987). Auch immunmedierte und neoplastische Erkrankungen können zu einer Thrombopenie führen. Darüber hinaus setzen Thrombembolien und Hypothermie die Anzahl der Thrombozyten im peripheren Blut herab sowie Blutungen aufgrund Organ- oder Gewebstraumata (Brandt, 1989; Prater und Tvedten, 2006).

Tabelle 9: Ausgewählte Referenzwerte für den Blutparameter Thrombozyten.

Blutparameter	nach Brandt (1989)	nach Wenzel (1984)
Thrombozyten ($10^9/l$)	542 (± 90)	458 – 826

2.4.3.4 Fettstoffwechsel: Cholesterol und Triglyceride

Nach Wenzel und Berestov (1987) ist der Blutfettstatus bei Nerzen ein arteigenes Charakteristikum, wobei vor allem dem Cholesterol im Lipidstoffwechsel eine besondere Bedeutung zukommt. Mit Hilfe der Stoffwechselfparameter Cholesterol

und Triglyceride lässt sich eine Beurteilung des Blutfettspiegels ermöglichen (Nelson und Couto, 2006).

Cholesterol

Cholesterol ($C_{27}H_{46}O$) ist Baustein von Membranen (Zellmembranen und Myelinscheiden) und Ausgangssubstanz für die Bildung von Vitamin D_3 , Gallensäuren und Steroidhormonen. Ort der Synthese bildet vorwiegend die Leber, aber auch andere Gewebe. Darüber hinaus wird der Großteil an Cholesterol über die Nahrung aufgenommen (Hoffmann-La Roche, 1987; Wiesner und Ribbeck, 2000). Die Ausscheidung von Cholesterol findet hauptsächlich über die Gallensäuren mit dem Darminhalt statt (Kraft, 2005).

Triglyceride

Triglyceride stellen die für den Energiehaushalt des Körpers wichtigsten Fette dar (v. Engelhardt und Breves, 2000). Es kommen ihnen nach Hoffmann-La Roche (1987) nicht nur Funktionen als Energielieferant und -speicher, sondern auch als Körperbaustoff, Wärmeisolator, Trägerstoff und Wasserlieferant zu. Chemisch betrachtet setzen sich die Triglyceride aus Glycerol und aus drei mit dem Glycerol veresterten Fettsäuren zusammen (Wiesner und Ribbeck, 2000). Im Blut befindliche Triglyceride stammen entweder aus exogen mit der Nahrung aufgenommenen Fetten, welche über den Darm resorbiert wurden, oder sie werden endogen in der Leber sowie im Fettgewebe synthetisiert. In geringen Mengen findet auch eine Synthese im peripheren Gewebe statt (Hoffmann-La Roche, 1987).

Bei der Interpretation der beiden Blutfettparameter Cholesterol und Triglyceride ist zu beachten, dass ein Anstieg physiologischerweise mit der Fütterung zusammen hängen kann. Dies kommt insbesondere dann vor, wenn der Fettgehalt in der Futtermittelration über 20 % liegt oder fettreiche Muttermilch aufgenommen wurde (Wenzel und Berestov, 1987). Um sicher zu stellen, dass erhöhte Blutfette nicht aufgrund vorausgegangener Nahrungsaufnahme festgestellt wurden (bis zu 16 Stunden nach Nahrungsaufnahme), ist eine Nüchternblutentnahme von Vorteil. Werden dennoch konstant hohe Werte gemessen, liefert dies einen Verdacht auf Stoffwechselerkrankungen wie Diabetes mellitus, Hypothyreose sowie Hyperadrenokortizismus oder auch Leber- und Nierenfunktionsstörungen wie Leberinsuffizienz und Protein-losing Nephropathy (PLN). Auch eine Pankreatitis oder

eine Cholestase können eine Hyperlipidämie verursachen. Weiter kann eine Hyperlipidämie auch aus der Verabreichung bestimmter Medikamente resultieren. Nach einem starken Blutverlust ist ebenfalls mit erhöhten Cholesterolverwerten zu rechnen. Hypolipidämien sind meist pathologischen Ursprungs (Fettlebersyndrom, Eisenmangelanämie), können aber auch nach Nahrungskarenz beobachtet werden. Niedrige Cholesterolverwerte treten ferner bei Nephrose, Ileus, Pantothen säuremangel sowie Infektionen (Plasmazytose) und bisweilen bei Tumorkrankheiten auf (Hoffmann-La Roche, 1987; Wenzel und Beretsov, 1987; Brandt, 1989; Nelson und Couto, 2006, Willard und Tvedten, 2006).

Tabelle 10: Ausgewählte Referenzwerte für die Blutparameter Cholesterol und Triglyceride.

Blutparameter	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 gilt als das Hauptstoffwechselorgan, denn in ihren Parenchymzellen erfolgen eine Reihe wichtiger metabolischer Vorgänge. Es wird dort dem vollständigen bzw. partiellen Nährstoffabbau, der Synthese und Resynthese von Energieträgern und Proteinen, der Entgiftung und der Gallensäuresynthese sowie der Gallenbildung und Exkretion Sorge getragen. Demnach erfüllt die Leber nicht nur anabole und katabole Funktionen, sondern ist auch als sezernierende Drüse tätig (v. Engelhardt und Breves, 2000). Es liegt nahe, dass die Bestimmung bestimmter Leberfunktionsparameter wichtige Rückschlüsse bezüglich der Gesundheit des Tieres liefern können.

Aspartataminotransferase (AST)

Die AST kommt in Hepatozyten, im Muskel und in Erythrozyten vor (Willard und Tvedten, 2006). Als Enzym katalysiert sie im Citratzyklus der Mitochondrien die Transaminierung von Oxalacetat und Glutamat, wodurch Aspartat und α -Ketoglutarat gebildet werden (Nelson und Cox, 2001). Ein Anstieg der AST-Werte ist bei Leberzerstörung aufgrund von Lebererkrankungen, Muskelentzündungen oder

–nekrosen sowie bei Hämolyse zu beobachten (Willard und Tvedten, 2006). Da beim Nerz eine hohe AST-Konzentration im Myocard vorliegt, sollte bei erhöhten AST-Werten im Blut stets auch eine Schädigung des Herzmuskels (Myocardinfarkt) in Betracht gezogen werden. Als weitere Ursachen für eine Erhöhung der Aspartataminotransferase werden in der Literatur muskuläre Verletzungen, Verbrennungen und chirurgische Interventionen beschrieben (Brandt, 1989). Ferner kann es nach der Aufnahme sehr energiereicher Nahrung bisweilen zu hohen AST-Werten kommen (Bis-Wencel et al., 2004). Erniedrigte AST-Werte haben keine klinische Bedeutung (Willard und Tvedten, 2006).

Tabelle 11: Ausgewählte Referenzwerte für den Blutparameter Aspartataminotransferase (AST).

Blutparameter	nach Damgaard und Brandt (1990)*	nach Brandt (1989)	nach Wenzel (1984)
AST (U/l)	108 – 120	23,4 - 36,6	31,8 - 56,4
*6-7 Monate alte Nerze in Paarhaltung (Rüden und Fähen)			

Gallensäuren

Die in den Leberzellen aus Cholesterin gebildeten Gallensäuren werden nach ihrer Synthese in die Gallengangskanälchen ausgeschieden und über das Gallengangssystem schließlich in den Darm transportiert, wo sie bei der intestinalen Fettverdauung eine unerlässliche Rolle spielen. Denn sie sind an der intestinalen Micellenbildung beteiligt, welche die Voraussetzung für die Lipidresorption darstellt, und aktivieren weiter die Pankreaslipase (Rothuizen, 2006; v. Engelhardt und Breves, 2000). Im Ileum werden die Gallensäuren später nahezu gänzlich rückresorbiert und gelangen über das Pfortaderblut zurück zur Leber. Sie unterliegen demnach einem enterohepatischen Kreislauf. Folglich sind Abweichungen der Plasmakonzentrationen von der intestinalen Resorption und dem Funktionszustand der Leber abhängig (Rothuizen, 2006). Erhöhte Gallensäurenwerte findet man bei hepatobiliären Erkrankungen, Cholestase, portosystemischem Shunt, chronischer Hepatitis, starken Lebernekrosen, Lebertumoren und Hypertriglyceridämie. Verzögerte Magenentleerung, beschleunigte Darmpassage, Malabsorptionssyndrome, Antibiotika-Responsive-Enteropathie sowie eine über ein bis zwei Tage andauernde Anorexie und Hämolyse verursachen hingegen eine Senkung der Gallensäurenwerte im Blut (Willard und Tvedten, 2006).

2.4.3.6 Immunglobulin G (IgG)

Um sich gegen Krankheitserreger wie Bakterien, Pilze, Viren und Parasiten schützen zu können, verfügen höhere Organismen über ein komplexes Abwehrsystem. Dieses besteht zum einen aus dem unspezifischen oder angeborenen Abwehrsystem, welches sehr schnell reagieren kann, da viele Faktoren dieses Systems ständig vorliegen oder rasch gebildet/aktiviert werden können. Hierzu werden lösliche Bestandteile (Komplementsystem, Akute-Phase-Proteine und Interferonsystem) sowie Zellen der unspezifischen Abwehr (Granulozyten, Monozyten und Makrophagen) gezählt. Zum anderen besteht das Immunsystem auch aus einem spezifischen oder erworbenen Abwehrsystem, welches erst nach zeitlicher Verzögerung reagiert. Zu diesem werden die Lymphozyten gerechnet, welche entweder durch Bildung spezifischer Antikörper oder durch Vernichtung bereits infizierter Zellen gegen den Infektionserreger im Körper vorgehen (v. Engelhardt und Breves, 2000).

Immunglobuline (Antikörper) stellen somit eine wichtige Komponente des spezifischen Abwehrsystems des Körpers dar. Sie werden nach Antigenkontakt in aktivierten B-Lymphozyten (dann auch Plasmazellen genannt) gebildet, genauer im rauen endoplasmatischen Reticulum dieser Zellen (v. Engelhardt und Breves, 2000). Bei allen Immunglobulinen handelt es sich um ein Glykoprotein aus vier Polypeptidketten: zwei große schwere Ketten und zwei leichte Ketten, welche über nicht-kovalente Bindungen und Disulfidbrücken miteinander verbunden sind. Es entsteht ein Y-förmiges Molekül. Jedes Molekül verfügt über zwei Antigen-Bindungsstellen durch Kombination der variablen Domäne einer leichten und einer schweren Kette (die schweren und leichten Ketten haben je eine variable Domäne, welche die höchste Variabilität in der Aminosäuresequenz aufweist) (Nelson und Cox, 2001). Die Bindung eines Antikörpers an ein Antigen ist eine reversible Bindung und erfolgt nach dem Schlüssel-Schloss-Prinzip. Sie führt zur direkten Neutralisation von Toxinen oder Pathogenen, kann aber auch der Markierung (Opsonierung) von Fremdstoffen dienen. Mit Hilfe einer solchen Opsonierung können Antigene durch phagozytierenden Zellen erkannt und beseitigt werden. Säugetiere verfügen über mehrere Immunglobulinklassen (IgM, IgG, IgA, IgE und IgD), wobei mengenmäßig IgG das Hauptimmunglobulin ist. Während IgM als Antikörper der Erstantwort gilt und beim Eintritt eines Erregers in den Körper als erstes produziert

wird, erfolgt die Bildung von IgG erst nach weiteren Antigenkontakten. IgA versucht Antigene bereits auf den Schleimhäuten abzuwehren, IgE spielt insbesondere bei Allergien eine Rolle (v. Engelhardt und Breves, 2000).

Eine Bestimmung des IgG-Spiegels im Blut gibt Aufschluss darüber, ob eine Infektion bzw. Entzündungsreaktion schon länger zurück liegt bzw. noch andauert (Nelson und Couto, 2006). Hohe IgG-Werte treten außerdem auch bei Autoimmunkrankheiten oder Vaskulitits auf, niedrige IgG-Werte im Blut können bei Immunsuppression durch Medikamente oder Stress beobachtet werden (Kraft, 2005; Siegenthaler, 2005). Nach Käkelä et al. (2002) beeinflussen bei Nerzen auch hormonelle, diätätische und jahreszeitliche Faktoren den IgG-Gehalt im Blut.

Tabelle 12: Ausgewählte Referenzwerte für den Blutparameter Immunglobulin G (IgG).

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

2.4.4 Impfprophylaxe bei Farmnerzen

Die Impfung stellt eine vorbeugende Maßnahme gegen verschiedene Infektionskrankheiten dar. Es wird zwischen einer aktiven und einer passiven Immunisierung unterschieden. Bei der aktiven Vakzination gelangt der Impfstoff in Form abgeschwächter, abgetöteter oder fragmentierter Krankheitserreger in den Körper, wodurch das Immunsystem des Körpers zur Bildung spezifischer Antikörper angeregt wird und somit schließlich eine spezifische Immunität gegen den Krankheitserreger entwickelt. Bei einer passiven Impfung hingegen wird bereits ein Impfersum mit den passenden Antikörpern gegen den entsprechenden Krankheitserreger in hoher Konzentration geimpft.

Auch auf Nerzfarmen werden die Tiere zur Vorbeugung von diversen viralen oder bakteriellen Infekten regelmäßig geimpft. Hierzu gehören bei den viral bedingten Infektionskrankheiten Staupe und Virusenteritis. Bei den bakteriell bedingten Infektionskrankheiten wird gegen Botulismus und Pseudomonas-Infektionen geimpft.

Die Staupe zeichnet sich durch eine hochkontagiöse, fieberhafte

Allgemeinerkrankung mit hoher Letalität und Mortalität unter den Pelztieren aus. Neben den Musteliden erkranken auch Caniden und verschiedene Arten der Procyonidae. Das Staupevirus (Morbillivirus) stammt aus der Familie der *Paramyxoviridae*. Es wird zu einer jährlichen Vakzination der Zuchttiere im Januar oder Februar geraten.

Der Erreger der Virusenteritis gehört zu den Parvoviren und verursacht in erster Linie eine ausgeprägte Enteritis. Auch hier wird die Vakzination des Zuchttierbestandes im Winter vorgenommen, wodurch die Welpen über maternale Antikörper ebenfalls einen Schutz für die ersten 6 Lebenswochen erhalten. In der 5. - 7. Lebenswoche sollten dann allerdings auch die Jungtiere geimpft werden (z.B. mit einem trivalenten Impfstoff gegen Virusenteritis, Botulismus und Pseudomonaden).

Botulismus, eine mit Lähmungen bis zum Atemstillstand einhergehende Erkrankung, wird meist durch ein im Futterfleisch befindliches Toxin verursacht. Die Bildung dieses Toxins erfolgt durch das Bakterium *Clostridium perfringens* (Typ A – E). Eine Impfung wird einmal jährlich vorgenommen.

Einer Pseudomonas-Infektion (Erreger: *Pseudomonas aeruginosa*) wird ebenfalls durch Vakzination entgegengewirkt. Sie wird meist über verunreinigtes Trinkwasser übertragen und führt zu einer perakut bis akut verlaufenden hämorrhagischen Pneumonie (Wenzel und Berestov, 1987).

Laut Paul-Ehrlich-Institut (2011) gibt es für Nerze momentan folgende Impfstoffe, die zugelassen sind:

Febrivac 3-Plus (Hersteller: IDT Biologika GmbH): bietet Impfschutz gegen Virusenteritis, Botulismus und Pseudomonas-Infektion

Febrivac Dist (Hersteller: IDT Biologika GmbH): bietet Impfschutz gegen Staupe

2.4.5 Stressbelastung im Haltungssystem

2.4.5.1 Stress

Unter Stress versteht man die Einwirkung physischer oder psychischer Reize (Stressoren) auf den Organismus und dessen individuell geprägte unspezifische Reaktion darauf (Wiesner und Ribbeck, 2000).

Bei Wirbeltieren resultiert die erste, unverzügliche Antwort auf eine bevorstehende Stresssituation in einer Aktivierung des sympathiko-adrenomedullären (SAM) Systems. Dies hat eine Steigerung des Blutdrucks, der Herzfrequenz und eine Erhöhung der Blutglucose zur Folge, da das Nebennierenmark vermehrt Adrenalin ausschüttet. Zusätzlich wird ein Zustand höchster Wachsamkeit durch die Freisetzung und Wirkung von Noradrenalin erzeugt (Fight-or-Flight Response) (Jansen et al. 1995). Die zweite Antwort des Organismus auf einen Stressor erfolgt meist um wenige Minuten verzögert durch eine Aktivierung der Hypothalamus-Hypophysen-Nebennieren-(HPA-)Achse (Palkovits, 1987, Sapolsky et al., 2000). Dabei wird im Hypothalamus vermehrt CRH (= Corticotropin-Releasing Hormone) freigesetzt, welches in der Hypophyse wiederum die Ausschüttung von ACTH (= Adrenocorticotropes Hormon) veranlasst und schließlich zur Freisetzung von Glucocorticoiden aus der Nebennierenrinde führt (Silbernagl und Despopoulos, 2001). Bei den meisten Wirbeltieren, aber nicht allen, handelt es sich hierbei vorwiegend um Cortisol. Je nach Aktivität der HPA-Achse kann die Lernfähigkeit, das Abwehrsystem, die Futteraufnahme und das katabole-anabole Gleichgewicht sowie Verhalten, Fruchtbarkeit und Libido komplex beeinflusst werden (Manteuffel, 2002). Halten die hohen Cortisolwerte beispielsweise über längere Zeit an, wie es bei chronischem Stress oftmals der Fall ist, hat dies meist einen negativen Einfluss auf die Fortpflanzungsleistung, das Wachstum und das Immunsystem des Tieres (Sapolsky, 2000). Auch Hypertonie und schließlich kardiovaskuläre Erkrankungen treten bei chronischem Stress auf. Aus diesen Gründen ist gerade in der Tierzucht die Stressbelastung der Tiere möglichst gering zu halten, denn unter modernen Haltungsbedingungen können die durch vermehrte Catecholamin- und Glucocorticoidfreisetzung induzierte Stoffwechselstimulation und psychische Erregung in der Regel nicht mehr durch eine gesteigerte Bewegungsaktivität (Flucht oder Kampf) abregiert werden (Wiesner und Ribbeck, 2000).

Im Bezug auf Farmnerze sind bei Stress gestörtes Verhalten wie Stereotypen und Apathie, innere und / oder äußere Schädigungen, Fortpflanzungsstörungen (einschließlich Mortalität der Jungtiere), erhöhte Krankheitsempfindlichkeit, ängstliches Verhalten sowie verminderte Lebensfähigkeit die Folge und gelten als spezifische Stresssymptome (Wiepkema und de Jonge, 1997).

Zur besseren Beurteilung der Stressbelastung können bei Farmnerzen hämatologische und klinisch-chemische Parameter als Stressindikatoren herangezogen werden (Damgaard und Hansen, 1996). Da Cortisol das aktive Hormon der Hypothalamus-Hypophysen-Nebennieren-(HPA-)Achse in der Zirkulation von Nerzen ist (Mormède et al., 2007), kommt der Cortisolbestimmung eine große Bedeutung zu (Clausen et al., 1999). Daneben ist im Allgemeinen bei Vorliegen einer geringgradigen Leukozytose ohne Linksverschiebung und einer zur selben Zeit auftretenden Lymphopenie von einem endogenen, stressassoziierten oder einem exogenen Glucocorticoideinfluss auszugehen. Eine hochgradige oder persistierende Lymphopenie spricht für starken Stress oder eine mangelhafte Erholung der Tiere von einem Stresszustand (Willard und Tvedten, 2006). Weiter beobachteten Heller und Jeppesen (1985) in einer Studie, in welcher sie bei Nerzen physischen Stress durch Immobilisation in einer Falle auslösten, einen Anstieg der eosinophilen Leukozyten dieser Tiere.

2.4.5.2 Cortisol

Cortisol, ein Steroidhormon, gehört zur Gruppe der Glucocorticoide und wird in der Zona fasciculata der Nebennierenrinde gebildet. Die Steuerung seiner Synthese und Freisetzung erfolgt über CRH und ACTH, gleichzeitig existiert auch ein negativer Rückkoppelungseffekt durch hohe Cortisolspiegel im Blut. Beim Transport im Blut ist Cortisol an das Transportprotein Transcortin gebunden.

Es erfüllt lebensnotwendige Funktionen und wirkt unter anderem antientzündlich und antiallergisch, denn es unterdrückt die humorale und zelluläre Immunabwehr. Weiter kann sich Cortisol positiv auf den Herz- und Kreislauf auswirken, indem es die Herzkraft verstärkt und zur Gefäßkonstriktion führt (Silbernagl und Despopoulos, 2001; Heldmaier und Neuweiler, 2004). In Bezug auf den Wasserhaushalt und die Nieren hemmt Cortisol indirekt die ADH-Ausschüttung (ADH = antidiuretisches Hormon) und erhöht die GFR (= glomeruläre Filtrationsrate) sowie die Sekretion und

Effektivität von ANP (= atriales natriuretisches Peptid) (Orth, 1992; Hayamizu, 1994). Darüber hinaus erhöht Cortisol durch gesteigerte Gluconeogenese in der Leber die Glukose-Konzentration im Blut und unterstützt den Proteinabbau. Die Einwirkung hoher Cortisolspiegel hat eine eiweißkatabole Wirkung auf den Organismus: es wird Muskeleiweiß abgebaut und die Aminosäuren werden in Glucose umgewandelt. Cortisol führt zudem zu einer gesteigerten Lipolyse im Fettgewebe und somit zu erhöhten Fettsäurespiegeln im Blut. Demnach kommt Cortisol eine sehr wichtige Bedeutung bei der schnellen Bereitstellung von Energieträgern zu. Jedoch können sich die positiven Wirkungen bei anhaltend hohen Cortisolspiegeln (z. B. durch chronischen Stress) ins Negative wandeln (siehe oben: negative Wirkung auf Fortpflanzungsleistung, Wachstum und Immunsystem) (Silbernagl und Despopoulos, 2001; Heldmaier und Neuweiler, 2004). Die geminderte Fortpflanzungsleistung resultiert bei vielen Spezies in einer herabgesetzten Freisetzung von GnRH durch den Hypothalamus aufgrund der Glucocorticoide und folglich auch einer erniedrigten Ausschüttung von LH (= Luteinisierendes Hormon) durch die Hypophyse. Diese Wirkung tritt hauptsächlich beim weiblichen Geschlecht auf, während Glucocorticoide vornehmlich beim männlichen Geschlecht die Ansprechbarkeit/Empfindlichkeit der Gonaden auf LH mindern und die Konzentration von LH-Rezeptoren reduzieren (Dubey, 1985; Sapolsky, 1985; Orr, 1992). Der über längere Zeit zur Auszehrung führende Effekt von Cortisol beruht auf einer Hemmung der Synthese von Muskeleiweiß und einer Hemmung der Glucoseaufnahme in Fettzellen, wodurch diese nicht mehr in Fettsäuren umgebaut und als Lipid gespeichert werden können. Zuletzt führt die immunsupprimierende Wirkung von Cortisol durch Hemmung der zellulären und humoralen Immunabwehr bei chronischem Stress zu einer gesteigerten Krankheitsanfälligkeit (Heldmaier und Neuweiler, 2004).

Metabolisiert werden die Steroidhormone in der Leber und werden dann entweder über die Nieren und schließlich den Urin in Form von Konjugaten ausgeschieden oder gelangen über die Gallenflüssigkeit in den Darm. Dort unterliegen sie zum einen dem enterohepatischen Kreislauf, zum anderen dem Abbauprozess der mikrobiellen Flora. Dabei bleibt jedoch das Grundgerüst des Steroids bestehen und wird mit der Fäzes ausgeschieden (Taylor, 1971; Palme et al., 1996; Schwarzenberger et al., 1996; Whitten et al., 1998; Möstl und Palme, 2002).

2.4.5.3 Bestimmung von Cortisolmetaboliten im Kot

Wie bereits schon erwähnt, erfolgt die Cortisolbestimmung bei Tieren in der Regel im Blut –jedoch ist eine Blutentnahme bei Nerzen ohne vorheriges Einfangen oder Fixation der Tiere in Fallen nicht möglich (Döcke, 1994; Möstl und Palme, 2002). Dieser Vorgang würde die Tiere nur zusätzlich stressen und könnte somit zu verfälschten Ergebnissen führen (Balfanz, 2005). Eine neue Analysemethode lässt es nun zu, über die Bestimmung von Cortisolmetaboliten in Kotproben Rückschlüsse auf die Stressbelastung im Haltungssystem zu ziehen (Möstl und Palme, 2002). Diese nicht invasive Methode wurde vom Institut für Biochemie der Veterinärmedizinischen Universität Wien hervorgebracht und hat an Popularität in den letzten Jahren stark zugenommen. Da jedoch erhebliche Unterschiede hinsichtlich Verstoffwechselung und Ausscheidung von Glukokortikoid-Metaboliten bestehen, ist eine vorsichtige Bewertung bei jeder Spezies und jedem Geschlecht unerlässlich (Touma und Palme, 2005). Eine Studie von Malmkvist et al. (2011), in welcher weiblichen Amerikanischen Nerzen radioaktiv markiertes Cortisol (^3H -Cortisol) injiziert wurde, ergab aufgrund der anschließenden Untersuchung von Urin- und Kotproben dieser Tiere, dass Cortisol bei weiblichen Nerzen zu 83 % über den Kot ausgeschieden wird und die Ausscheidung über den Kot somit den Hauptausscheidungsweg bei weiblichen Nerzen darstellt. Damit ist das Verhältnis der Cortisol-Ausscheidung über den Kot zu der Ausscheidung über den Urin deutlich größer als bei den meisten 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).

Bei der Bestimmung von Cortisolmetaboliten im Kot ist zu beachten, dass der Cortisolspiegel-Status im Blut erst mit einer zeitlichen Verzögerung in der Fäzes anhand der Cortisolmetaboliten sichtbar wird. Diese Verzögerungszeit hängt hauptsächlich von der Passagezeit vom Duodenum zum Rektum ab und ist sehr speziesspezifisch (Palme et al., 1996; Möstl und Palme, 2002; Palme et al., 2005). In einer Studie wurden bei weiblichen Nerzen die höchsten Konzentrationen an Cortisolmetaboliten nach 4,2 Stunden im Kot erreicht (im Urin nach 3,4 Stunden) (Malmkvist et al., 2011). Während die Cortisolbestimmung im Blut die ganz aktuelle Steroidkonzentration widerspiegelt, geben die Cortisolmetaboliten eher die

Produktionsrate wieder, welche die kumulative Sekretion und Elimination der Hormone über mehrere Stunden beinhaltet (Palme et al., 1996; Möstl und Palme, 2002; Palme et al., 2005). Somit werden Kotproben im Gegensatz zu Blutproben weniger durch episodische Schwankungen oder die pulsatile (circadiane) Hormonausschüttung beeinflusst und können folglich eine akkuratere Aussage über den Hormonstatus der Tiere liefern als eine einzelne Blutprobe (Touma und Palme, 2005).

Bislang gibt es in der Literatur noch keine Referenzwerte für Nerze bezüglich Cortisolmetaboliten im Kot.

2.4.6 Pelzqualität

Das Hauptziel der Nerzzucht ist die Erwirtschaftung eines möglichst hohen Gewinns durch den Verkauf von Pelzen. Dieser ist umso höher, je besser die Pelzqualität der Tiere ist. Nach Wenzel (1990) werden die Felleigenschaften eines Nerzes nach folgenden Merkmalen bewertet: Größe (Lebendmasse und Körperbau), Farbe (der Deckhaare sowie der Unterhaare) und Struktur der Haarbedeckung [Dichte des Deckhaares, Nap (= Beziehung zwischen der Länge der Unterhaare zur Länge der Deckhaare) und Ausgeglichenheit der Haarbedeckung]. Die Beurteilung der Oberflächeneigenschaften wie Qualität und Farbe eines Fells basiert dabei im Allgemeinen auf einer rein subjektiven Bewertung anhand traditioneller sensorischer Methoden, es gibt keine Standards. Dies gilt sowohl für die Beurteilung des Fells am lebenden Tier wie auch die Beurteilung des fertigen Pelzes. Für die Größe des Fells hingegen existiert in einigen Ländern ein Standardwert (Hillemann, 1984; Wenzel, 1990). Die Fellfläche sollte unter anderem seidig (silky) sein, was sich darin zeigt, dass es weich, glänzend und glatt ist und die relativ feinen Deckhaare eine gleiche Länge aufweisen sowie parallel zur Längsachse des Pelzes angeordnet sind (Lønne, 1984). Die sensorische Bewertung, ob ein Pelz seidig ist, erfolgte bisher mittels Augen und Händen. Oberflächeneigenschaften wie beispielsweise Glanz sind jedoch schwierig zu messen und zu definieren, da sie komplexen subjektiven Wahrnehmungen unterliegen. Es müssen physikalische, physiologische und psychophysische Aspekte miteinbezogen werden (Nickerson, 1957; Morton and Hearle, 1993a). Deshalb versuchten Rasmussen und Dyck (2000) eine einfache,

nicht destruktive Methode zur optischen Messung des Glanzes brauner Nerzfelle mit Hilfe eines (Gonio-) Photometers zu entwickeln. Eine hohe Glanzebene äußerte sich laut ihnen in einer gesteigerten Maximalreflexion und wird mit einer Verbesserung der Seidigkeit und der generellen sensorischen Qualität in Verbindung gebracht.

Welche Faktoren einen Einfluss auf die Pelzqualität haben, wurde in unterschiedlichen Studien untersucht. Die häufigsten Fellfehler resultieren aus Mängeln in der Haltung und Fütterung der Tiere. Fellwachstum und Felleigenschaften sind von der 22. Lebenswoche bis zur Pelzung mitunter abhängig von der Proteinversorgung im Futter. Darüber hinaus hat das Erbgut eines Tieres Einfluss auf die Pelzqualität (Wenzel, 1987; Hansen et al., 1998; Børsting, 1999; Uzenbaeva und Ilukha, 1999; Rasmussen und Børsting, 2000). Eine weitere wichtige Rolle spielt der Zeitpunkt des Pelzens (Møller et al., 2001). Wird ein Tier zu früh gepelzt, ist mit einer Wertminderung des Fells zu rechnen. Auch ein zu spätes Pelzen wirkt sich negativ auf die Pelzqualität aus, da das Haarkleid mit der Zeit an Reinheit und Glanz verliert. Es gilt deshalb den optimalen Zeitpunkt völliger Reife zu finden, welcher aber nur 7 bis 10 Tage anhält (Wenzel, 1990).

Ein gesunder Nerz hat -ausgenommen in der Zeit des Fellwechsels- in der Regel ein glattes, glänzendes und dichtes Fell. Im Gegensatz dazu ist ein krankes Tier häufig durch struppiges, glanzloses und schütteres Fell gekennzeichnet. Auch Verunreinigungen, Haarausfall, Schuppen, Borken und Parasiten im Haarkleid lassen Hinweise auf Erkrankungen zu (Wenzel und Berestov, 1987).

Den Veränderungen des Fells können infektiöse Ursachen wie beispielsweise Trichophytie zugrunde liegen. Es entsteht hierbei zunächst eine rote Infektionsstelle, dann bilden sich graue, borkige Beläge und dem Tier fallen Haare aus. Die Folge sind kahle Stellen meist an Kopf, Hals, Ohren, Pfoten und am Ellbogengelenk. Die Erkrankung geht mit starkem Juckreiz einher. Ernährungstechnische Ursachen wiederum sind weitaus öfter für Haarausfall (Alopezie) verantwortlich zu machen (Mangel an ungesättigten Fettsäuren, Biotin, Pantothensäure, ...). Auch bei Haarbruch (Trichorrhexis) werden Fehler in der Ernährung vermutet [Mangel an schwefelhaltigen Aminosäuren, Vitaminen der B-Gruppe (B2, B6, Nikotinsäureamid, Biotin, Pantothensäure) und Spurenelementen (S, Cu, Co, Mg)]. Weiter kann bei Nerzen eine erblich bedingte Unterentwicklung der Grannenhaare auftreten, welche das Haarkleid „plüschig“ erscheinen lässt. Jedoch beißen sich die Tiere ihr Fell oder

das ihrer Käfiginsassen gelegentlich auch selber ab. Hierbei sind sowohl Grannenhaare als auch Unterwolle betroffen. Man nennt diese Verhaltensstörung „Fur Chewing“ und merzt diese Tiere. Bei zu engen, kleinen Schlupflöchern in die Wohnboxen können die Grannenhaare bei gut genährten Tieren auch durch mechanische Abreibung beschädigt werden. Darüber hinaus mindern Farbveränderungen des Fells die Fellqualität. Eine mögliche Ursache stellt die Wet-Belly-Disease (Bauchnäasser) dar, die vorwiegend bei Rüden vorkommt und durch tropfenweise Abgabe von Urin zu einer Verfärbung des Fells und der Lederseite des Fells in der Bauchregion sowie zu schlechtem Haarwachstum in dieser Region führt. Jedoch kann auch eine Depigmentierung der Haare infolge einer Eisenmangelanämie Veränderungen hauptsächlich in der Farbe der Unterwolle verursachen. Auslöser für eine solche Anämie ist mitunter die Verfütterung von bestimmten Fischen (Mintai, Saika u. a.) (Wenzel und Berestov, 1987).

3 Tiere, Material und Methoden

Die Studie „Untersuchungen zur Wasserhygiene und Tiergesundheit bei Nerzen (*Neovison vison*) in einem Haltungssystem gemäß Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung“ wurde finanziell durch das Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Verbraucherschutz (BMELV) über die Bundesanstalt für Landwirtschaft und Ernährung (BLE) gefördert. Sie wurde als Tierversuch bei der Regierung von Oberbayern angezeigt. Dies erfolgte unter dem Aktenzeichen 514.33.21/03HS061.

Die gesamte Studie gliederte sich in ihrer Gesamtheit in zwei Teile und reichte von Juli 2007 bis Dezember 2009. Im ersten Teil (Teil A) galt es zunächst herauszufinden, ob zum Schwimmen geeignete Wasserbecken von Nerzen angenommen werden und wenn ja, welche Form, Fläche und Tiefe der angebotenen Varianten bevorzugt genutzt wird. Im zweiten Teil (Teil B und C) wurden sodann die gewonnenen Erkenntnisse bezüglich eines geeigneten Wasserbeckens für die Volierenhaltung von Nerzen umgesetzt, wobei die Ausgestaltung der Volieren nach Vorgaben der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung (TierSchNutzTV, 2006) erfolgte. Leider befanden sich die Nerze in Teil B, welche für die Studie von einer deutschen Pelztierfarm bezogenen wurden, in einem schlechten Allgemeinzustand. Deshalb wurde es als notwendig erachtet, Teil B mit gesunden Tieren aus eigener Nachzucht zu wiederholen. Teil C stellt somit eine Wiederholung von Teil B der Studie dar. Sowohl der erste Teil (Teil A) als auch der zweite Teil (Teil B und C) der Studie beinhalteten Verhaltensbeobachtungen sowie eine Beurteilung der Gesundheit im Haltungssystem, insbesondere hinsichtlich des Effekts von Wasserbecken im Haltungssystem auf die Tiergesundheit.

Die parallel zu der vorliegenden Arbeit durchgeführten Verhaltensbeobachtungen erfolgten im Rahmen eines Dissertationsvorhabens von Leandra Sabass und werden voraussichtlich 2012 veröffentlicht.

3.1 Tiere und Kennzeichnung

Für den Versuch wurden Amerikanische Nerze (*Neovison vison*) aus eigener Nachzucht verwendet. Das Decken der Zuchttiere fand im März 2009 nach praxisüblichem Deckregime an drei Tagen statt. Die Muttertiere verblieben nach der

Verpaarung in den Volieren mit Wasserrinnen, sodass die Geburt der Jungtiere von Ende April bis Mitte Mai bereits in deren späteren Haltungssystemen stattfinden konnte. Im Alter von neun Wochen wurden die Jungtiere abgesetzt und schließlich in der 11. Lebenswoche -eine Woche nach der erste Narkose mit Chippen und Blutentnahme- in 4er und 6er Gruppen neu zusammengesetzt, in welchen sie bis zum Ende des Versuchs verblieben. Hierbei wurde auf ein ausgewogenes Geschlechterverhältnis innerhalb der Gruppen geachtet. Die Tiere wiesen drei verschiedene Farbschläge auf: Demi-Buff, Silverblue und Pearl. Es wurde bei jedem Tier eine Kennzeichnung mittels Transponderchip (HDX – Half Duplex Datenübertragungstechnik RFID-System, Fa. Texas Instruments Deutschland GmbH, Freising, Deutschland) vorgenommen, um die einzelnen Tiere während des Versuchsverlaufs eindeutig identifizieren zu können. Die Implantation des Transponderchips erfolgte unter Injektionsnarkose. Der Bereich wurde hierfür zunächst sorgfältig rasiert und desinfiziert, dann wurde der Chip zwischen den Schulterblättern subkutan platziert (siehe Abbildung 5).



Abbildung 5: Subkutane Injektion eines Transponderchips zwischen die Schulterblätter der Tiere.

Die Aufteilung in die Volieren und Gruppen sowie die Geschlechterverteilung und die unterschiedlichen Farbschläge sind der nachfolgenden Tabelle 13 zu entnehmen.

Tabelle 13: Übersicht über die Versuchstiere in den verschiedenen Volieren mit Angabe von Chipnummer, Labornummer, Geschlecht und Farbe (Vol. = Voliere, - = kein Transponderchip vorhanden).

Vol.	Tiere pro Vol.	Chip-Nr.	Labor-Nr.	Sex	Farbe	Vol.	Tiere pro Vol.	Chip-Nr.	Labor-Nr.	Sex	Farbe
1	6	1845405	34	m	demi-buff	9	4	1578271	79	m	demi-buff
		1577980	36	m	pearl			1844658	80	m	demi-buff
		1578999	24	m	silverblue			1844378	81	w	demi-buff
		1578338	54	w	demi-buff			2629701	82	m	demi-buff
		1577941	55	w	demi-buff			3494478	38	m	demi-buff
		2629540	50	w	demi-buff			1578768	39	m	demi-buff
2	4	3494485	64	m	silverblue	10	6	1577796	40	m	demi-buff
		131315	66	m	pearl			2629710	5	w	pearl
		1845958	62	w	demi-buff			1844886	13	w	pearl
		1049674	67	w	pearl			1577130	15	w	pearl
		1578125	44	m	demi-buff			1845416	33	m	demi-buff
3	6	2629773	45	m	demi-buff	11	4	3494481	37	m	pearl
		2629523	47	m	demi-buff			1844489	4	w	pearl
		1579123	43	w	demi-buff			1578984	8	w	silverblue
		2629588	46	w	demi-buff			2629728	53	m	silverblue
		2629548	48	w	demi-buff	1845593	20	m	pearl		
		4	4	1577243	41	m	demi-buff	12	6	130463	76
1844303	42			m	demi-buff	2629568	22			m	pearl
3494508	23			m	silverblue	1844152	9			w	silverblue
-	26			w	demi-buff	1577494	75			w	demi-buff
2629740	52			m	silverblue	1844883	35			w	demi-buff
5	4	1578307	56	m	silverblue	13	4	3494510	73	w	demi-buff
		2629586	19	w	demi-buff			1578298	57	m	demi-buff
		1577131	21	w	pearl			131025	58	m	demi-buff
		1843910	1	m	pearl			3494444	29	m	demi-buff
6	6	2629575	3	m	demi-buff	14	6	1578270	30	m	demi-buff
		2629755	49	m	silverblue			3494465	31	m	demi-buff
		2629574	11	w	demi-buff			1049685	27	w	demi-buff
		1578103	12	w	silverblue			2629709	28	w	demi-buff
		2629536	14	w	pearl			1578930	32	w	demi-buff
		1577154	65	m	pearl			109546	59	m	demi-buff
7	4	2629711	16	m	demi-buff	15	4	1844002	74	m	demi-buff
		130421	17	w	demi-buff			2629714	71	w	demi-buff
		2629560	18	w	demi-buff			1578167	72	w	demi-buff
		1845772	25	m	silverblue			3494498	83	m	silverblue
8	6	1844485	10	m	pearl	16	6	1577639	85	m	demi-buff
		2629789	68	m	demi-buff			1845087	86	m	demi-buff
		1578983	2	w	pearl			2629374	84	w	demi-buff
		1844772	7	w	silverblue			1844277	87	w	demi-buff
		2629706	69	w	demi-buff			1577146	88	w	demi-buff

3.2 Versuchsaufbau und Versuchsareal

3.2.1 Versuchsort und Volieren

Sowohl die Aufzucht der Tiere als auch der Versuch fanden auf dem Gelände „Oberwiesenfeld“ der Ludwig-Maximilians-Universität München statt. Das Decken der Tiere für die Nachzucht erfolgte, wie bereits erwähnt, im März 2009. Die Jungtieraufzucht begann Ende April 2009 und endete Mitte Juli 2009 mit dem Absetzen der Jungtiere von den Muttertieren. Unmittelbar im Anschluss daran begann der Versuch, welcher bis zur Pelzung der Tiere Anfang Dezember 2009 reichte. Die insgesamt 80 Tiere wurden zu Versuchsbeginn auf 16 Volieren aufgeteilt. Dabei betrug die Gruppengröße in acht Volieren vier Tiere pro Voliere (= 4er Volieren), in weiteren acht Volieren wurden sechs Tiere pro Voliere aufgestellt (= 6er Volieren). Bei der Aufteilung wurde auf ein möglichst ausgewogenes Geschlechterverhältnis geachtet. Demnach waren in den 4er Volieren zwei Fähen und zwei Rüden, in den 6er Volieren drei Fähen und drei Rüden untergebracht. Lediglich in drei Volieren (zwei 4er Volieren und eine 6er Voliere) waren verhältnismäßig mehr Rüden als Fähen untergebracht. Alle 16 Volieren entsprachen jeweils der Gruppengröße angepasst den Anforderungen der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung (TierSchNutzV, 2006). Somit verfügten alle 16 Volieren über eine Grundfläche von 4 m^2 und eine Höhe von 2 m. Zusätzlich dazu enthielten die Volieren mit einer Gruppengröße von sechs Tieren ein nach oben klappbares Zwischendeck von $1,71 \text{ m}^2$. Die Volieren waren außerdem mit Plattformen in Form von Holzbrettern ausgestattet. Während in den Volieren mit einer Gruppengröße von sechs Tieren nur ein Brett in 0,67 m Höhe über dem Boden und auf selbem Niveau der beiden Klappen zur Schwimrinne angebracht war, fanden sich in den Volieren mit einer Gruppengröße von vier Tieren insgesamt drei Bretter. Das erste Brett befand sich wie in den 6er Volieren 0,67 m über dem Boden, das zweite 1,02 m und das dritte 1,72 m über dem Boden. Alle Holzplattformen waren 2 m lang und 0,20 m breit. Dies entspricht einer Fläche von $0,40 \text{ m}^2$. Somit wurde auch in den 6er Volieren eine Mindestgrundfläche von 6 m^2 erreicht. Die Wohnboxen wurden außerhalb der Volieren im Schleusenbereich angebracht. Dabei stand pro eingestalltem Tier jeweils eine eingestreute Wohnbox zur Verfügung, welche eine Fläche von $0,16 \text{ m}^2$ sowie eine durchschnittliche Höhe von mindestens 30 cm aufwies und über ein Lüftungsloch (Durchmesser 3 cm) verfügte. So waren in den Volieren mit sechs

Tieren auch sechs Wohnboxen vorhanden, in den Volieren mit vier Tieren standen den Nerzen vier Wohnboxen zur Verfügung. Von jeder Wohnbox ausgehend führte ein Rohr (Durchmesser 10 cm, Länge 41 cm) direkt in die jeweilige Voliere. Da in den Volieren mit sechs Tieren die Wohnboxen in zwei Ebenen übereinander angeordnet waren (vier oben, zwei unten), diente den Tieren ein Holzbrett zu einem besseren Zugang zu den oberen Wohnboxen. Ein Plastikdach schützte sowohl die Volieren als auch den Schleusenbereich vor Regen- und Schneefällen. Die Wasserrinnen waren nicht überdacht.

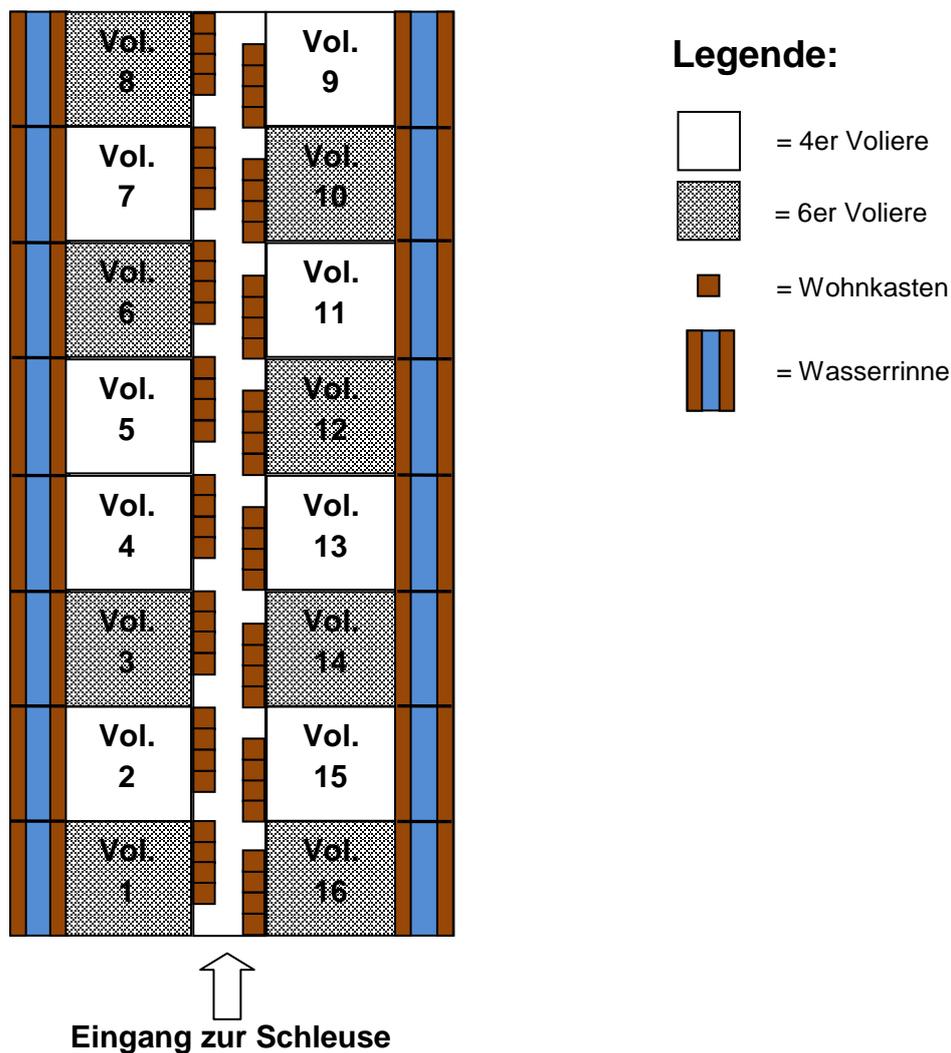


Abbildung 6: Übersichtsskizze über die 16 Volieren, die beiden Wasserrinnen und den Schleusenbereich mit den Wohnkästen. Nicht maßstabsgetreu.



Abbildungen 7 und 8: Volieren mit Schließbereich und Wohnkästen. Bilder: Dr. E. Heyn.



Abbildung 9 und 10: Blick auf die Wohnkästen mit Röhren einer 4er Voliere (links) und einer 6er Voliere mit Zwischenbrett (rechts). Bilder: Dr. E. Heyn.



Abbildung 11: Blick vom Schließbereich aus in eine 6er Voliere mit klappbarem Zwischendeck. Bild: Dr. E. Heyn.

3.2.2 Fütterung und Tränke

Die Nerze wurden mit handelsüblichem, kommerziell hergestelltem Nassfutter für Nerze gefüttert. Dieses wurde tiefgefroren von einem Futtermittelhersteller geliefert und auf gleiche Weise gelagert. Erst vor der Verfütterung wurde es aufgetaut und den Tieren auf dem Volierenboden einmal täglich, den Jungtieren sowie während der Sommermonate zweimal täglich, angerichtet. Zusätzlich wurde den Tieren ein Futtertrog pro Voliere mit handelsüblichem Frettchenfutter (Trockenfutter) angeboten, welcher sich in den 6er Volieren auf dem Zwischendeck und in den 4er Volieren auf einer erhöhten Plattform befand.

Jede Voliere verfügte über eine Nippeltränke, welche täglich mit frischem Wasser befüllt wurde. Zusätzlich konnten die Tiere ihren Wasserbedarf auch über die Schwimmrinne decken.

3.2.3 Wasserrinne

Die Wasserrinnen erstreckten sich beidseitig über die gesamte Länge der Volierenanlage und waren für die Nerze jeweils über zwei verschließbare Klappen pro Voliere zugänglich.



Abbildungen 12 und 13: Blick auf die Wasserrinne von links (Ostseite) und von rechts (Westseite).

Links und rechts entlang der Schwimmrinne ermöglichten Holzbretter (Breite ca. 10 cm) den Tieren einen erleichterten Einstieg ins Wasser. Eine Wasserrinne pro Voliere wies eine Länge von 2,0 m, eine Breite von 0,5 m und eine Tiefe von 0,35 m auf. Dies entspricht einer Wasserfläche von $1 \text{ m}^2/\text{Voliere}$. Mittels einer Umwälzpumpe wurde das Wasser in der Rinne befördert. Es musste nahezu jede

zweite Woche aufgefüllt werden, da sich die Wassermenge in den Rinnen insbesondere aufgrund der Nutzung durch die Tiere, aber auch durch Verdunstung, häufig reduzierte. Gegen Mitte des Versuchs (25. LW) wurden die Wasserrinnen einem vollständigen Wasserwechsel unterzogen.



Abbildung 14 und 15: Nerze an der verschließbaren Klappe, welche von der Voliere aus zur Wasserrinne führt (links) sowie Nerz, der sich an der Wasserrinne aufhält (rechts). Bilder: Dr. E. Heyn.

3.2.4 Sonstige Ausgestaltung der Volieren

Den Nerzen standen des Weiteren pro Voliere jeweils eine Plastikkiste (Länge 60 cm, Breite 40 cm) zur Verfügung, welche mit Sägespänen gefüllt war. Sie diente den Tieren zum trocken Reiben nach dem Schwimmen und als Beschäftigungsmaterial.



Abbildung 16: Nerz in Plastikkiste mit Sägespäne.

3.3 Durchgeführte Untersuchungen und Methoden

Während des Versuchs wurde die Wasserqualität anhand mikrobiologischer Untersuchung von Wasserproben bewertet sowie Aufzeichnungen über Wassertemperatur und meteorologische Wetterdaten gesammelt. Die Tiere wurden alle zwei Wochen einer Gesundheitsbeurteilung unterzogen, welche das Wiegen der Tiere mit einschloss. Zudem wurde die Gesundheit der Nerze im Haltungssystem mit Hilfe von Blutentnahmen und der Bestimmung zahlreicher Blutparameter untersucht. Das Sammeln von Kotproben ermöglichte die Bestimmung von Cortisolmetaboliten im Kot und lieferte eine Aussage über die Stressbelastung der Tiere im Haltungssystem.

Einen Überblick über das Versuchsdesign, sowie wann welche Untersuchungen durchgeführt wurden, gibt die nachfolgende Tabelle 14.

Tabelle 14: Übersicht über das Versuchsdesign (WT = Wassertemperatur, mW = meteorologische Wetterdaten, WQ = Wasserqualität, GB = Gesundheitsbeurteilung, G = Gewicht, B = Blut, K = Kot).

	Lebenswoche																					
	10.	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	X	X	X
mW	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
WQ			X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
GB	X	X		X		X		X		X		X		X		X		X		X		X
G	X	X		X		X		X		X		X		X		X		X		X		X
B	X									X												X
K			X				X	X			X				X	X			X			

3.3.1 Wassertemperatur, meteorologische Wetterdaten und Wasserqualität

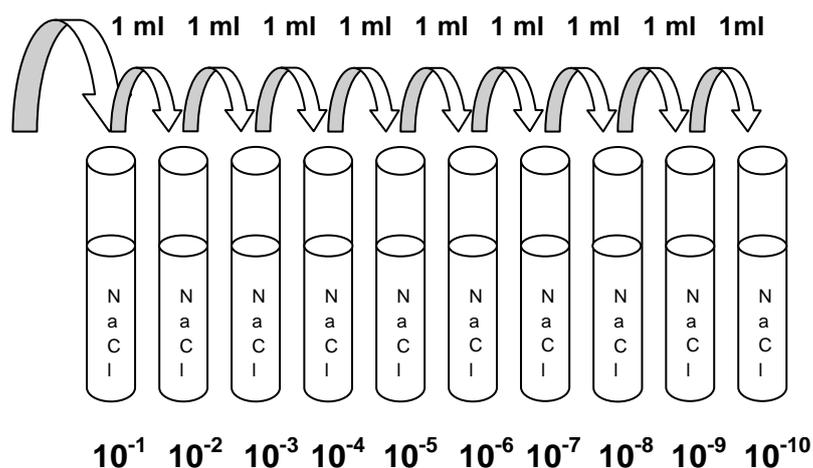
Mittels eines handelsüblichen, elektronischen Einstichthermometers wurde die Wassertemperatur der linken und rechten Schwimrinne der Nerze mindestens jeden zweiten Tag über den gesamten Versuchszeitraum gemessen und aufgezeichnet. Dabei wurde auch stets das Wetter dokumentiert. Genauere meteorologische Daten wie Außentemperatur, relative Luftfeuchtigkeit und Niederschlag für das Stadtgebiet München wurden uns zudem freundlicherweise von der Wetterstation des Meteorologischen Instituts der Universität München

bereitgestellt.

Die Qualität des Wassers in den Schwimmrinnen wurde einmal wöchentlich beurteilt. Hierfür wurde sowohl aus der linken als auch aus der rechten Schwimmrinne je eine Wasserprobe als Sammelprobe aus verschiedenen Volieren mit einem Volumen von insgesamt 20 ml pro Wasserrinne gezogen. Die Probenentnahme wurde mittels zweier 20 ml Spritzen bewerkstelligt, welche direkt im Anschluss gut verschlossen und unverzüglich ins Labor zur mikrobiologischen Auswertung verbracht wurden. Dort wurden die entnommenen Wasserproben auf ihren Gesamtkeimgehalt, die Anzahl an *Enterobacteriaceae* sowie die Anwesenheit und gegebenenfalls Anzahl an Salmonellen überprüft.

Bei der Bearbeitung der Proben wurde unter sterilen Bedingungen unter einem Work Flow gearbeitet. Zunächst wurde pro Wasserprobe eine Verdünnungsreihe mit physiologischer Natriumchlorid(NaCl)-Lösung angelegt. Dies hatte zum Ziel, später optimal auszählbare Platten zu erhalten. Es wurden sterile Reagenzgläser (im Versuch bis zu 10 Reagenzgläser pro Verdünnungsreihe) auf einem Ständer verteilt und mit 9 ml steriler NaCl (0,85%) befüllt. Ein weiteres Reagenzglas pro Wasserprobe wurde mit 9 ml Rappaport Bouillon befüllt und diente dem Salmonellen-Nachweis.

1 ml Probe



1 ml Probe

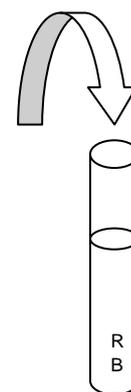


Abbildung 17: Anlegen einer Verdünnungsreihe (links) und einer Salmonellen-Voranreicherung (rechts). RB = Rappaport Bouillon.

Nun wurden 1 ml der Wasserprobe in das erste Reagenzglas der zu erstellenden

Verdünnungsreihe sowie 1 ml in das mit Rappaport Bouillon befüllte Reagenzglas überführt. Mit einer neuen sterilen Pipette wurde der Inhalt des ersten Reagenzglases mit NaCl-Verdünnung der Verdünnungsreihe gemischt und hiervon wiederum 1 ml in das zweite Reagenzglas der Verdünnungsreihe (10^{-2}) pipettiert. Dieser Misch- und Pipettiervorgang wiederholte sich jeweils mit einer neuen sterilen Pipette bis zum Ende der Verdünnungsreihe.

Anschließend wurden 100 μ l pro Verdünnungsstufe auf jeweils eine Standardagarplatte (zur Bestimmung der Gesamtkeimzahl), eine Gassneragarplatte (zur Bestimmung des Enterobacteriaceae-Gehalts) sowie eine Rambachplatte (zur Bestimmung des Gehalts an Salmonellen) pipettiert und mittels eines sterilen Glasspatels ausgespatelt. Es folgte eine Bebrütung der Platten und der beiden Rappaport Röhren über Nacht bei 37°C im Brutschrank.

Die quantitative Auswertung der Platten erfolgte am darauf folgenden Tag mit Hilfe eines Koloniezählstiftes. Optimal auszählbare Platten enthielten zwischen 5 und 30 koloniebildende Einheiten. Während bei der Auswertung der Gassnerplatten insbesondere blaue Kolonien mit blauem Hof vermerkt wurden, welche für coliforme Keime (Enterobacteriaceae) charakteristisch sind, galt es bei den Rambachplatten nur salmonellenverdächtige kirschrote Kolonien mit hellem Hof zu berücksichtigen. Bei den Standardagarplatten wurden alle vorhandenen Kolonien gezählt.

Nach der Auswertung der Platten wurden die bebrüteten Röhren des Rappaport-Ansatzes aufgeschüttelt, da sich die Salmonellen als Sediment am Boden der Röhren festsetzen. Nun wurden jeweils 100 μ l des Inhalts der Röhren auf je eine Rambachplatte aufgebracht und mit einem sterilen Glasspatel ausgespatelt. Nachfolgend wurden die beiden Rambachplatten erneut bei 37°C über Nacht bebrütet.

Salmonellenverdächtige, kirschrote Kolonien mit hellem Hof auf den Rambachplatten (der Verdünnungsreihen oder der Rappaportbouillon) wurden am nächsten Tag jeweils unverzüglich mittels eines weiteren Identifizierungssystems (BBL Enterotube II, Fa. Becton Dickinson GmbH, Heidelberg, Deutschland) überprüft, indem ein gebrauchsfertiger Enterotube mit der verdächtigen Kolonie beimpft wurde. Zusätzlich wurde von den verdächtigen Kolonien ein 3-Ösen-Verdünnungs-Ausstrich auf einem Standard I Agar angefertigt. Sowohl Enterotube als auch 3-Ösen-Verdünnungs-

Ausstrich wurden weitere 24 Stunden bei 37°C bebrütet. Anhand eines Auswertungsschemas der Enterotubes konnte die verwendete Kolonie am nächsten Tag bestimmt werden. Im Falle einer Bestätigung des Salmonellenverdachtes wurde eine Kolonie des Standard I Agars in ein Kryo-Röhrchen überführt und in einer Kryo-Box bei -80°C eingefroren, bis eine genaue Bestimmung durch das Robert Koch Institut (Wernigerode Branch, Nation Reference Centre for Salmonellae and other Enterics, Wernigerode, Deutschland) erfolgte.

3.3.2 Gesundheitsbeurteilung und Gewicht

Für die Gesundheitsbeurteilung sowie die Bestimmung des Gewichtes wurden die Tiere zunächst in Klappfallen gefangen und mittels Transponderchip-Lesegerät genau identifiziert. Dann erfolgten die Gesundheitsbeurteilung anhand eines Beurteilungsbogens und das Wiegen der Tiere.

Gesundheitsbeurteilung

Eine Gesundheitsbeurteilung wurde regelmäßig im Abstand von 14 Tagen über den gesamten Versuchszeitraum durchgeführt. Dafür wurde vor Versuchsbeginn ein Bogen mit Beurteilungsparametern und genauen Definitionen formuliert, nach welchen die Tiere beurteilt werden sollten. Diese Parameter sind im Folgenden einzeln aufgeführt. Um mögliche Abweichungen in der Beurteilung zu verhindern, wurde sie stets von derselben Person vorgenommen.

1. Allgemeinbefinden:

Das Allgemeinbefinden wurde in ungestört, geringgradig gestört, mittelgradig gestört, hochgradig gestört und komatös eingeteilt (siehe Tabelle).

Tabelle 15: Schema zur Beurteilung des Allgemeinbefindens.

Beurteilungsindex	Allgemeinbefinden
1	ungestört (ohne besonderen Befund, munter)
2	ggrd. gestört (leichte Einschränkungen im AB, z. B. durch Stress)
3	mgrd. gestört (deutliche Einschränkungen im AB, z. B. durch ggrd. bis mgrd. Verletzung)
4	hgrd. gestört (starke Einschränkungen im AB, z. B. durch hgrd. Verletzung)
5	komatös

2. Zustand des Fells:

Der Zustand des Fells wurde insbesondere hinsichtlich Fellstruktur, Fellverfärbungen sowie Verletzungen bzw. Narben beurteilt. Es erfolgte eine Kategorisierung in sehr gut, gut, befriedigend und mangelhaft.

Tabelle 16: Schema zur Beurteilung des Zustands des Fells.

Beurteilungsindex	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)

3. Fellverschmutzung:

Die Verschmutzungsgrade des Fells wurden unterteilt in keine, leichte, deutliche und starke Verschmutzung. Dabei wurde auch notiert, welche Art von Verschmutzung vorliegt, wie beispielsweise Kot, Urin, Blut, Dreck und Eiter.

Tabelle 17: Schema zur Beurteilung der Fellverschmutzung.

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

4. Nasen- und Augenausfluss:

Nasen- und Augenausfluss wurden hinsichtlich der Kriterien nicht vorhanden, leicht oder stark beurteilt.

Tabelle 18: Schema zur Beurteilung des Nasen- und Augenausflusses.

Beurteilungsindex	Nasenausfluss	Augenausfluss
1	nicht vorhanden	nicht vorhanden
2	leicht	leicht
3	stark	stark

5. Verletzungen:

Bei der Beurteilung der Verletzungen der Tiere spielten sowohl Anzahl als auch Tiefe der Verletzung sowie die Lokalisation der Verletzung am Tierkörper eine Rolle. Falls erforderlich, wurden die verletzten Tiere tierärztlich versorgt.

Tabelle 19: Schema zur Beurteilung der Verletzungen.

Beurteilungsindex	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 Stellen (>3) oberflächlich beschädigt u./o. an einer oder mehreren Stellen tiefgehend beschädigt (tiefer als Subkutis), Möglichkeit der Generalisierung des Prozesses gegeben]
A	im Kopf-/Nackebereich
B	am Rücken
C	am Bauch
D	am Schwanz
E	an den Pfoten/Gliedmaßen

Gewicht

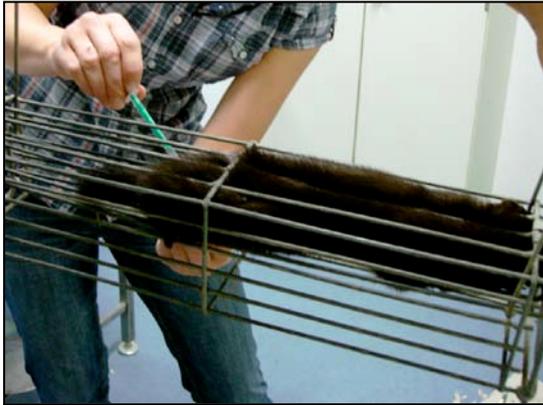
Zur Bestimmung des Körpergewichts wurden die Tiere mit der Klappfalle auf eine Laboratoriumswaage gestellt und anschließend das Gewicht der Falle vom Gesamtgewicht abgezogen. Im Anschluss daran wurde das Gewicht des Tieres in einer Übersichtstabelle vermerkt, so dass Tendenzen von Gewichtszu- oder Gewichtsabnahmen eines jeden Nerzes direkt ins Auge fielen.

3.3.3 Blutuntersuchung

Um ein Urteil über den Gesundheits- und Immunstatus der Tiere fällen zu können, wurde von den Tieren während des Versuchs dreimal Blut gewonnen und untersucht. Die erste Blutentnahme erfolgte in der 10. Lebenswoche. Die zweite erfolgte gegen Mitte des Versuchs, in der 19. Lebenswoche, und eine letzte Blutentnahme wurde in der 31. Lebenswoche durchgeführt.

3.3.3.1 Blutentnahme und Aufbereitung der Proben

Die Tiere wurden für die Blutentnahme in eine kurze Narkose gelegt, um nicht zu viel Stress durch Handling zu erzielen. Hierfür wurde eine Injektionsnarkose verabreicht. Jedes Tier erhielt ein Gemisch aus 0,2 ml/kg 1:10 mit physiologischer Kochsalzlösung verdünntem Medetomidin, 0,07 ml/kg Ketamin und 0,10 ml/kg Midazolam, welches intra muskulär (i.m.) in die Oberschenkelmuskulatur injiziert wurde. Für die Injektion wurden die Tiere in Quetschfallen gesetzt. Anhand des Zwischenzehenreflexes wurde die Narkosetiefe überprüft. Bei Ausbleiben des Reflexes wurden die Tiere aus den Fallen genommen, auf den Behandlungstisch gelegt und es wurde ihnen über eine Atemmaske Sauerstoff zugeführt. Zur Blutentnahme wurden die Nerze an der rechten Vordergliedmaße rasiert und desinfiziert. Anschließend wurde die V. cephalica antebrachii mit einer Kanüle angestochen und das Blut (ca. 4 ml) direkt mit EDTA-Blut Röhrchen (Fa. Sarstedt, Nümbrecht) aufgefangen. Nach der Blutentnahme erhielten die Tiere zur Aufhebung der Narkose 0,2 ml/kg 1:10 mit physiologischer Kochsalzlösung verdünntes Atipamezol pro Tier als Antidot. Nun wurden die Tiere zum Erwachen aus der Narkose in Makrolonkäfige gesetzt, unter welchen ein Heizkissen platziert war, um eine Unterkühlung der Tiere zu vermeiden.



Abbildungen 18 und 19: Intramuskuläre Verabreichung der Injektionsnarkose in einer Quetschfalle (links) sowie Blutentnahme (rechts).

Die Blutproben wurden nach der Entnahme gekühlt aufbewahrt und zum Labor transportiert. Folgende Blutwerte wurden anhand der Proben bestimmt: Erythrozyten, Leukozyten, Thrombozyten, Hämatokrit, Hämoglobin, MCV, MCH, MCHC, Cholesterin, Triglyceride, Gallensäuren, AST und Immunglobulin G. Mit der Bestimmung des roten und weißen Blutbildes konnte sofort aus dem EDTA-Vollblut begonnen werden. Für die Messung der Blutwerte Cholesterin, Triglyceride, Gallensäuren und AST sowie Immunglobulin G bedurfte es noch weiterer Schritte zum Aufbereiten der Proben. Die Vollblutproben wurden zu diesem Zwecke nach der vollständig abgelaufenen Gerinnung noch am selben Tag der Blutentnahme 10 Minuten lang bei 2000 g und 4 °C zentrifugiert. Dann wurden pro Probe dreimal je 200 µl Plasma in 1,5 ml Reaktionsgefäße (Eppendorf) pipettiert und bis zur Messung bei -20°C gelagert. Ausschließlich für die Messung von Immunglobulin G wurden dreimal pro Probe 90 µl PBS-Puffer (pH 7,2) in die 1,5 ml Reaktionsgefäße vorgelegt und jeweils 10 µl Plasma eingespült. Die somit 1:10 vorverdünnten Proben wurden ebenfalls bis zur Messung bei -20°C gelagert.

3.3.3.2 Bestimmung des roten und weißen Blutbildes

Mittels des vollautomatischen Hämatologie-Analysegerätes scil VET abc (Veterinarian Animal Blood Counter, Fa. Scil animal care company GmbH, Viernheim, Deutschland) wurde ein komplettes rotes und weißes Blutbild erstellt. Eine Chipkarte speziell für Nerze wurde schon im ersten Teil der Studie angefertigt,

so dass diese erneut verwendet werden konnte. Das Probenmaterial, EDTA-Vollblut, wurde vor jeder Messung mehrmals invertiert und anschließend unter die Entnahmenadel des Gerätes gehalten. Diese pipettierte aus dem jeweiligen Probenröhrchen 12 μ l Blut. Anschließend führte das Gerät die Messung der Werte selbstständig durch.

Bestimmung der Erythrozyten, Leukozyten und Thrombozyten mittels VET abc

Bei der Bestimmung dieser Blutparameter beruhte das Messverfahren auf der Änderung des Widerstands (Impedanz) beim Durchtritt der Zellen durch eine Messkapillare. Zunächst wurde die Probe von dem Gerät mit einer elektrolytischen Lösung (stromleitend) verdünnt, wobei die Leitfähigkeit der Lösung größer war als die der Zellen. Nun wurde die Probenverdünnung durch die Messkapillare gesaugt. Auf jeder Seite der Kapillare befanden sich zwei Elektroden, zwischen denen ein konstanter Strom floss. Beim Durchtritt der Zellen durch die Kapillare erhöhte sich die Impedanz zwischen den beiden Elektroden, worauf eine Veränderung des Spannungspotentials folgte. Diese Veränderung des Potentials verhielt sich proportional zum Zellvolumen. Um eine präzisere Auswertbarkeit zu erzielen, wurden mit Hilfe eines Verstärkerstromkreises die Impulse verstärkt. Die Analyse der Erythrozyten sowie der Leukozyten und Thrombozyten erfolgte in zwei getrennten Messkammern und Messstromkreisen. Mittels des Mikroprozessors wurde nach der Analyse für jede Zellart eine Zellverteilung mit einer volumetrischen Verteilungskurve aufgestellt. Die volumetrische Verteilung der Leukozyten gab außerdem den zahlenmäßigen Anteil der Lymphozyten, Monozyten und Granulozyten an. Hierbei beruhte das Analyseprinzip auf der vorausgehenden Einwirkung eines Lyseagens auf die genannten Zellen. Dieses hatte je nach Zellart eine unterschiedliche Wirkung auf die Zytoplasmamembran. Bei den Lymphozyten beispielsweise schrumpfte die Zelle bis zur Kernmembran, so dass das Volumen der Zelle auf die Größe des Kerns reduziert wurde. Die Monozyten hingegen reagierten nur mittelstark und bei den Granulozyten trat lediglich eine sehr geringe Volumenveränderung ein, da bei diesen die Lysewirkung durch ein Molekül fast vollständig verhindert wurde.

Das Gerät lieferte Zellverteilungskurven, welche auf der Analyse von 256 Messkanälen für die Erythrozyten und Leukozyten sowie von 128 Kanälen für die Thrombozyten basierten.

Die Auswertung der Erythrozytenverteilung ermöglicht die Erkennung von Anomalien bei den Erythrozyten in Bezug auf Anisozytose, die Verteilung der Thrombozyten dient der Erkennung von Thrombozytenaggregaten sowie von nicht-Thrombozyten-Zellpopulationen (z.B. Schizozyten, Mikrozyten, etc.).

Bestimmung des Hämoglobins mittels VET abc

Durch Spektralphotometrie wurde das Hämoglobin bestimmt. Hierfür wurden zunächst schon während des Startup-Zyklus zwei HGB-Leerwert-Messungen vorgenommen. Bei jeder Blutanalyse wurde dann erneut ein HGB-Leerwert mit Verdünnungsmittel bestimmt und mit dem vorherigen gemessenen HGB-Leerwert verglichen. Die roten Blutkörperchen wurden durch eine Lyseagenz, welche Kaliumhexazyanoferat $[\text{Fe}(\text{Cn})]\text{K}$ und Kaliumcyanid (KCN) enthielt, lysiert und das freigesetzte Hämoglobin bildete mit dem Kaliumcyanid den chromogenen Cyanmethämoglobin-Komplex. Dieser Komplex wurde in einer Durchflussküvette durch Spektralphotometrie bei einer Wellenlänge von 550 nm gemessen.

Bestimmung des Hämatokrits, MCV, MCH und MCHC mittels VET abc

Den Hämatokrit und die Erythrozytenindizes MCV, MCH, MCHC errechnet das Gerät aus der vorher erfassten Anzahl an Zellen und der Zellgröße sowie des Hämoglobins selbstständig.

3.3.3.3 Bestimmung der Stoffwechselfparameter Cholesterol, Triglyceride, AST und Gallensäuren

Die Bestimmung der Blutwerte Cholesterin, Triglyceride, AST und Gallensäuren erfolgte aus dem Blutplasma mit Hilfe von „Kone delta“ (Fa. Böhringer-Ingelheim, Ingelheim am Rhein, Deutschland). Es handelte sich bei allen vier Parametern um eine quantitative in-vitro Bestimmung der Stoffe im Plasma. Dazu wurden jeweils 200 µl des nativen Plasmas, welches bereits in Eppendorf-Cups abpipettiert und bei -20°C gelagert war, aufgetaut und in Probencups pipettiert. Des Weiteren wurden für die Kalibrierung „Calibrator 1 KONE“ (Fa. Thermo Fisher Scientific, Schwerte, Deutschland) und als Qualitätskontrolle „KONE Norm“ (Fa. Thermo Fisher Scientific, Schwerte, Deutschland) benötigt. Hiervon wurden ebenfalls jeweils 200 µl in Probencups pipettiert. Die Probencups wurden nun auf einem Probenteller platziert,

welcher über ein Fassungsvermögen von 84 Proben verfügte. Hierbei wurden mittels der geräteeigenen Software die einzelnen Proben eingegeben, benannt und auf die von dem Gerät zugewiesene Position auf dem Probenteller verbracht. Zudem wurden die jeweiligen Tests festgelegt. Die für die einzelnen Testverfahren notwendigen Reagenzien wurden in die dafür vorgesehenen Gefäße gefüllt und auf den Reagenzträger verbracht. Wenn nicht anders angegeben, handelte es sich bei den Reagenzien um gebrauchsfertige Lösungen der Fa. Thermo Fisher Scientific bzw. Thermo Electron Corporation, Schwerte, Deutschland. Das „Kone delta“ Gerät arbeitete vollautomatisch und nahm das Pipettieren und Vermischen der entsprechenden Reagenzien und Proben in einer Küvettenzelle sowie die Inkubation und die photometrische Messung der Extinktionen der Proben selbstständig vor. Anhand von Bezugskurven wurde die Konzentration der Stoffe im Plasma errechnet, welche sich mit Hilfe der Kalibrationsserien erstellen und mit anschließender Messung der Qualitätskontrollen überprüfen ließen.

Wenn die Werte oberhalb des Normbereichs lagen, erfolgte eine automatische Verdünnung der Proben (erweiterter Messbereich) durch das Gerät und die Messung wurde wiederholt.

Bestimmung des Cholesterols

Das Testprinzip beruhte darauf, dass Cholesterinester durch Cholesterinesterase enzymatisch zu Cholesterin und freien Fettsäuren hydrolysiert wurden. Das freie Cholesterin, einschließlich des ursprünglich vorkommenden, wird danach durch die Cholesterinoxidase zu 4-Cholestenon und Wasserstoffperoxid oxidiert. Das Wasserstoffperoxid bindet an HBA und 4-Aminophenazon und bildet ein Chromophor (Quinoneimin-Farbstoff). Dieser Farbstoff kann bei 500-550 nm photometrisch gemessen werden.

Die hierfür benötigte Reagenz enthielt die folgende Zusammensetzung: 50 mmol/l MOPSO (= 3-(N-Morpholino)propansulfonsäure) –Puffer (pH 6,7), 10 mmol/l HBA (= Hydroxibenzoessäure), 0,25 mmol/l 4-Aminophenazon, Surfactants, Cholesterinoxidase, Cholesterinesterase und Peroxidase.

Bestimmung der Triglyceride

Bei den Triglyceriden beruhte das Testprinzip darauf, dass die Triglyceride durch das Enzym Lipase zu Glycerol und Fettsäuren hydrolysiert werden. Das Glycerol wird darauf zu Glycerol-3-phosphat phosphoryliert, welches dann zu Dihydroxyazetonphosphat und Wasserstoffperoxid oxidiert wird. Durch die Reaktion von Wasserstoffperoxid mit 4-Aminophenazon und 4-Chlorphenol bildet sich der Quinoneimin-Farbstoff, dessen Extinktion man bei 510 nm misst.

Die für die Triglyceride genutzte Reagenz enthielt 50 mmol/l Good-Puffer (pH 7,2), 4 mmol/l 4-Chlorphenol, 2 mmol/l ATP, 15 mmol/l Mg²⁺, Glycerokinase (GK), Peroxidase (POD), Lipoproteinlipase (LPL), 0,5 mmol/l 4-Aminophenazon, Glycerol-3-phosphatoxidase (GPO) und NaN₃.

Bestimmung der AST (Aspartataminotransferase)

Das Prinzip beruhte auf der Katalysierung des Transfers einer Aminogruppe vom Aspartat zum Oxoglutarat durch AST, wobei Glutamat und Oxalacetat gebildet werden. Oxalacetat wird mittels der Malatdehydrogenase (MDH) zu Malat reduziert. Gleichzeitig wird bei derselben Reaktion eine äquivalente Menge NADH zu NAD oxidiert. Daraus resultiert eine Abnahme der Extinktion bei 340 nm, die direkt proportional zur AST-Aktivität im Serum ist.

Die hierfür benötigten Reagenzien bestanden aus einer Reagenz A (Enzymreagenz), welche 110 mmol/l Tris-Puffer (pH 7,8), 325 mmol/l L-Aspartat, LDH, MDH und NaN₃ enthielt, sowie einer Reagenz B (Substrat), welche sich aus 65 mmol/l 2-Oxoglutarat, 1,0 mmol/l NADH und NaN₃ zusammensetzte. Für die Testdurchführung musste vor dem Einsetzen in das Gerät das Reagenz B (Substrat) in das Reagenz A (Enzymreagenz) gegeben werden, um die gebrauchsfertige Lösung zu erhalten.

Bestimmung der Gallensäuren

Das Testprinzip beruhte darauf, dass das Enzym 3- α Hydroxysteroid Dehydrogenase in Gegenwart von Thio-NAD Gallensäuren zu 3-Keto Steroiden umwandelt. Diese Reaktion ist reversibel. Demzufolge kann die 3- α -HSD wiederum auch die 3-Keto Steroide und Thio-NADH zu Gallensäuren und Thio-NAD umwandeln. In Anwesenheit von überschüssigem NADH findet die Enzymumwandlung effizient statt. Die Umwandlungsrate von Thio-NADH wird bestimmt, indem die spezifische

Änderung der Absorption bei 405 nm gemessen wird.

Die für die Bestimmung der Gallensäuren benötigten Reagenzien, welche von der Firma „Randox“ (Fa. RANDOX Laboratories GmbH, Krefeld, Deutschland) bezogen wurden, bestanden aus einer Reagenz 1 und einer Reagenz 2. In Reagenz 1 war Good-Puffer (pH 4,0), 1,0 g/l Thio-NAD, 0,1 % (v/v) Triton-100 und 0,2 % (w/v) Natrium Azide enthalten. Das Reagenz 2 beinhaltete Good-Puffer (pH 9,3), 6,0 g/l NADH, 12 KU/l 3- α -HSD, 0,5 % (w/v) Natrium Azide und Stabilisatoren.

3.3.3.4 Bestimmung von Immunglobulin G (IgG)

Die IgG-Bestimmung aus dem Blutplasma der Nerze erfolgte mit Hilfe eines am Lehrstuhl entwickelten Sandwich-ELISAs. Dieses immunologische Nachweisverfahren basiert auf einem enzymatisch bedingten Farbumschlag, welcher photometrisch gemessen werden kann.

Zur Durchführung des ELISAs wurden zunächst 96-Loch Mikrotiter Platten („NUNC IMMUNO PLATE“, Fa. Nunc/Thermo Scientific, Langenselbold, Deutschland) mit dem Antikörper Goat anti-Ferret-IgG (Fa. Bethyl Laboratories, Inc., Montgomery, USA) beschichtet. Die Konzentration betrug 3 μ g Antikörper pro Milliliter Beschichtungspuffer (pH 9,6). Die Herstellung sämtlicher Puffer und Lösungen für den ELISA ist der Tabelle 20 zu entnehmen. In jede Kavität der Platten wurden 100 μ l der fertigen Lösung pipettiert. Im Anschluss daran wurden die Platten mit Parafilm verschlossen und in den Kühlschrank verbracht, wo die Antikörper bei 4°C über Nacht an die Kunststoffoberfläche der Kavitäten gebunden wurden.

Im nächsten Arbeitsschritt am darauf folgenden Tag wurden die Platten zuerst mittels des Plattenwaschgeräts „ELx405 Auto Plate Washer“ der Firma BioTek Instruments GmbH (Bad Friedrichshall, Deutschland) viermal gewaschen und gründlich ausgeklopft, so dass keine Flüssigkeitsreste in den Kavitäten der Platten verblieben. Dann wurde eine 1%ige Milchpulverlösung (Magermilchpulver, Fa. AppliChem, Darmstadt, Deutschland) mit PBS-Puffer (pH 7,2) hergestellt und jeweils 200 μ l in die einzelnen Kavitäten der Platten pipettiert. Die Platten wurden nun bei 37°C für eine Stunde inkubiert, um die freien Bindungsstellen in den Kavitäten zu besetzen. Dieser Vorgang nennt sich Blockierung.

Es folgte ein weiterer Waschvorgang wie oben beschrieben, bevor mit dem Auftragen

der Proben begonnen wurde. Hierfür wurden die bereits 1:10 mit PBS vorverdünnten Proben zunächst noch um 1:500 weiter verdünnt, indem 2 µl der 1:10 vorverdünnten Proben in 1000 µl PBS-Tween eingespült wurden. Auch ein Plasmapool, welcher als Qualitätskontrolle diente, wurde 1:5000 mit PBS-Tween verdünnt. Anschließend wurden 100 µl des 1:5000 verdünnten Probenmaterials und Plasmapools sowie eines laborintern aus Nerzplasma aufgereinigten Nerz-IgGs (mittels Protein G-Sepharose) als Standard in die entsprechenden Kavitäten der Platte pipettiert. Dann wurde eine zweierlogarithmische Verdünnungsreihe angelegt, so dass am Ende jede Kavität mit 50 µl bestückt war. Spalte 1 der Mikrotiterplatten diente als Blank (Leerwert) und wurde mit jeweils 50 µl PBS-Tween pro Kavität befüllt. Nach vollständiger Bestückung der Platten erfolgte erneut eine einstündige Inkubation bei 37°C. In dieser Zeit konnten die bereits an den Kunststoff gebundenen Antikörper das in den Proben, im Pool und im Standard enthaltene Antigen (in diesem Fall Nerz-IgG) binden.

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	
A	Blank	Probe 1	Probe 2	Probe 3	Probe 4	Standard	Pool	Probe 5	Probe 6	Probe 7	Probe 8	Probe 9	
B													
C													
D													
E													
F													

Abbildung 20: Übersicht über die Bestückung der Spalten einer Mikrotiterplatte mit Blank, Proben, Standard und Pool.

Nach dem Waschen und Abklopfen der Platten wurde das Konjugat Goat anti-Ferret-IgG-HRP („Goat anti-Ferret IgG-h I HRP conjugated“, Fa. Bethyl Laboratories, Inc., Montgomery, USA) 1:15000 mit PBS-Tween verdünnt. Da dieses als Stock bereits 1:100 vorverdünnt und bei -20°C gelagert vorlag, wurden hierfür 66 µl des Stocks in 10 ml PBS-Tween pro Platte gegeben. Schließlich wurden jeweils 100 µl der fertigen Lösung in die Kavitäten der Platte pipettiert. Während die Platten eine Stunde bei 37°C inkubiert wurden, konnte das Konjugat an die gesuchten Antikörper binden.

Im Anschluss erfolgte ein letzter Waschvorgang, dann wurden pro Platte 10 ml TMB-Puffer mit 322 µl TMB-Stock und 3 µl H₂O₂ gemischt. Dieses Gemisch wurde sodann auf die Kavitäten gegeben (100 µl pro Kavität), wodurch die enzymatische Reaktion ausgelöst wurde. Da das Substrat lichtempfindlich ist, wurden die Platten bei

Zimmertemperatur für 10 Minuten im Dunkeln inkubiert. Die Peroxidase setzte nun H_2O_2 zu H_2O und O_2 um, wobei eine blaue Farbe entstand.

Um die enzymatische Reaktion zu stoppen, wurden im Anschluss 50 μl 1 molare Schwefelsäure (H_2SO_4) als Stopplösung in die einzelnen Kavitäten pipettiert. Diese hemmte die Aktivität der Peroxidasen und führte zu einem gelben Farbumschlag. Die Intensität der Gelbfärbung war proportional zum IgG-Gehalt der Probe.

Die Farbintensität konnte nun mittels des „ELISA-Reader Synergy HAT“ der Firma BioTek Instruments GmbH (Bad Friedrichshall, Deutschland) bei einer Wellenlänge von 450 nm sowie einer Referenzwellenlänge von 595 nm gemessen werden. Mit Hilfe eines Computerprogramms („Gen5“ Software der Fa. BioTek Instruments GmbH, Bad Friedrichshall, Deutschland) wurde anhand der Standardkurve die IgG-Konzentration der Proben errechnet.

Tabelle 20: Herstellung von Puffern und Lösungen 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 hinzugeben
TMB-Stammlösung	Für 10 ml: <ul style="list-style-type: none"> • 60 mg Tetramethylbenzidin • 10 ml Dimethylsulfoxid
H₂SO₄ 1 M	Für 500 ml: <ul style="list-style-type: none"> • Ca. 400 ml Monodest vorlegen • 27,8 ml H₂SO₄ 96 % • Monodest ad 500 ml

3.3.4 Bestimmung von Cortisolmetaboliten im Kot

Sammeln und Einwiegen

Das Sammeln der Kotproben erfolgte in der 12. LW (Kotsammelabschnitt 1), in der 16. und 17. LW (Kotsammelabschnitt 2), in der 20. LW (Kotsammelabschnitt 3), in der 24. und 25. LW (Kotsammelabschnitt 4) sowie in der 28. LW (Kotsammelabschnitt 5) der Nerze. Die Kotsammelabschnitte lagen zeitlich analog zu den Videoaufnahmen und reichten jeweils über sieben Tage. Dabei wurden pro Voliere täglich zwei Kotproben genommen, bei sechzehn Volieren also 32 Kotproben am Tag. Für jede Kotprobe wurde vor dem Sammeln ein Gefrierbeutel vorbereitet, der mit Datum, der entsprechenden Volierennummer und mit Probe 1 bzw. 2 beschriftet war. Es musste beim Sammeln darauf geachtet werden, möglichst frischen Kot zu nehmen, da in älterem Kot die bakterielle Zersetzung schon weiter fortgeschritten ist und dies das Ergebnis der Cortisolmetaboliten verfälschen kann. Nach dem Sammeln wurden die Gefrierbeutel mit den Proben unmittelbar in eine Gefriertruhe verbracht und dort bis zur Aufbereitung der Proben bei -20°C gelagert.

Für die Vorbereitung der Kotproben zur Extraktion der Cortisolmetaboliten wurden jeweils 0,5 g Nerzkot in 10 ml-PP-Röhrchen eingewogen. Es wurden immer nur so viele Kotproben aufgetaut, wie auch eingewogen wurden. Die Kotproben mussten beim Einwiegen vollständig aufgetaut sein. Mit Hilfe von Spateln und einer Laborwaage (Fa. Sartorius GmbH, Göttingen, Deutschland) wurde aus jedem Gefrierbeutel eine entsprechende Menge entnommen und exakt abgewogen.

Extraktion von Cortisolmetaboliten

Zu den 0,5 g Kot in den Röhrchen wurden unter Berücksichtigung der Arbeitssicherheit zunächst je 5 ml 80%iges Methanol mittels eines Dispensors hinzugegeben. Die Probenröhrchen wurden sorgfältig verschlossen und in hierfür vorgesehenen Ständern für 30 Minuten auf höchster Stufe geschüttelt. Es wurde dafür ein Schüttler (Universalschüttler, Fa. Edmund Bühler GmbH, Hechingen, Deutschland) zu Hilfe genommen. Die Ständer wurden schräg in die Klemmvorrichtung des Schüttlers eingeschraubt, um eine gute Durchmischung zu gewährleisten. Anschließend wurden die Probenröhrchen in die Zentrifuge (Biofuge Stratos, Fa. Heraeus Instruments GmbH, Hanau, Deutschland) verbracht und 15 Minuten bei 2500 g zentrifugiert.

In 1-ml-PP-Röhrchen (Micro-Tube Rack System, Fa. Ritter, Schwabmünchen, Deutschland) wurden jeweils 270 µl Assaypuffer vorgelegt. Für die Herstellung des Puffers wurden 2,42 g Trishydroxyaminomethane, 17,9 g NaCl sowie 1 g bovines Serumalbumin eingewogen und 1 ml Tween 80 zugegeben. Mit Reinstwasser wurde auf 1 l Gesamtmenge aufgefüllt. Nachträglich wurde der Puffer mit ca. 17 ml 1molarer HCl auf den pH-Wert 7,5 eingestellt. Vor der Verwendung wurde der Puffer mittels einer Schlauchpumpe durch einen Sep-Pak® Classic C18 cartridge (Fa. Millipore GmbH, Schwalbach, Deutschland) gepumpt, um störende Schwebstoffe herauszufiltern. Der fertige Puffer wurde bis zur Verwendung bei 4 °C gelagert. 30 µl des nativen Überstandes der zentrifugierten Probenröhrchen wurden zu dem vorgelegten Assaypuffer hinzupipettiert. Die Proben wurden gut verschlossen, beschriftet und bei -20°C eingefroren. Für die Messung der Cortisolmetaboliten wurden diese auf Trockeneis gelegt und an die Veterinärmedizinische Fakultät in Wien versendet, wo die weitere Analyse mittels EIA (= Enzyme Immunoassay) durch Herrn Prof. Palme vorgenommen wurde.

3.4 Statistik

Die statistischen Auswertungen erfolgten unter Beratung des StaBLab (Statistisches Beratungslabor) der Ludwig-Maximilians-Universität München. Es wurden die Programmpakete SPSS, Sigma, R und Excel für die Auswertungen verwendet. Unterschiede, deren Irrtumswahrscheinlichkeit $p < 0,05$ war, wurden als signifikant dargestellt.

4 Ergebnisse

4.1 Wassertemperatur, meteorologische Wetterdaten und Wasserqualität

Im Laufe der Studie wurden Aufzeichnungen über die Wassertemperatur in den beiden Wasserrinnen erhoben und meteorologische Wetterdaten über Außentemperatur, Niederschlag sowie relative Luftfeuchtigkeit gesammelt. Des Weiteren wurde einmal wöchentlich die Wasserqualität anhand einer mikrobiologischen Untersuchung überprüft. Dieses Kapitel liefert eine Darstellung der Daten und deren Einfluss auf das Wasser bzw. die Tiergesundheit.

Wassertemperatur

Die Wassertemperaturen lagen im August (13. bis 17. LW) sowohl in der rechten (bis zu 30,9 °C) als auch in der linken Wasserrinne (bis zu 25,3 °C) am höchsten. Ab Anfang Oktober (22. LW) fielen die Temperaturen deutlich ab und erreichten Mitte Oktober (23. LW) einen Tiefpunkt von 4 °C. Bis November (25. und 26. LW) stiegen die Werte wieder etwas an, nahmen dann aber bis Ende des Versuchs kontinuierlich ab.

Häufig überstiegen die Wassertemperaturen der rechten Wasserrinne die Temperaturen der linken Wasserrinne. Dies könnte damit zusammenhängen, dass die rechte Wasserrinne der Sonne tagsüber länger ausgesetzt war als die linke Wasserrinne.

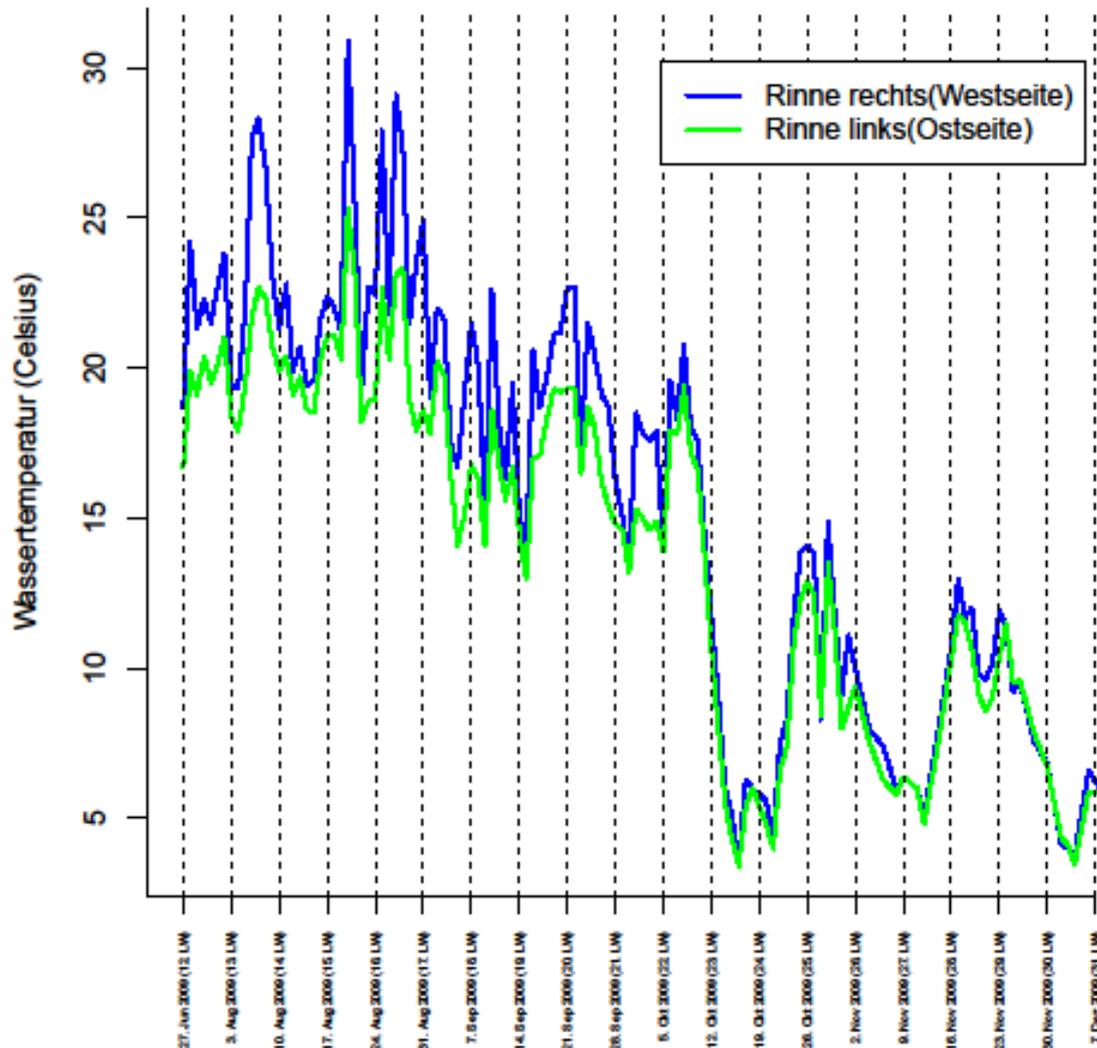


Abbildung 21: Verlauf der Wassertemperatur (in °C) der rechten Wasserrinne (Westseite = blaue Linie) und der linken Wasserrinne (Ostseite = grüne Linie) der Nerze über den Versuchszeitraum. Die Teilstriche der x-Achse markieren den Beginn der jeweiligen Lebenswoche.

Außentemperatur, Niederschlag und relative Luftfeuchtigkeit

Die Außentemperatur nahm entsprechend der wechselnden Jahreszeiten von der 12. LW bis zur 31. LW (Ende Juli bis Anfang Dezember) insgesamt kontinuierlich ab. Mitte Oktober (23. bis 24. LW) fällt ein rapider Temperatursturz auf bis zu 1,2 °C auf. Ein Niederschlagshöchstwert wurde Mitte der 19. LW mit 13,92 mm erreicht. Die relative Luftfeuchtigkeit erlebte von der 12. LW (mit 44,1 % zu Beginn der 12. LW) bis zur 31. LW (mit 83,7 % zu Beginn der 31. LW) insgesamt einen Anstieg.

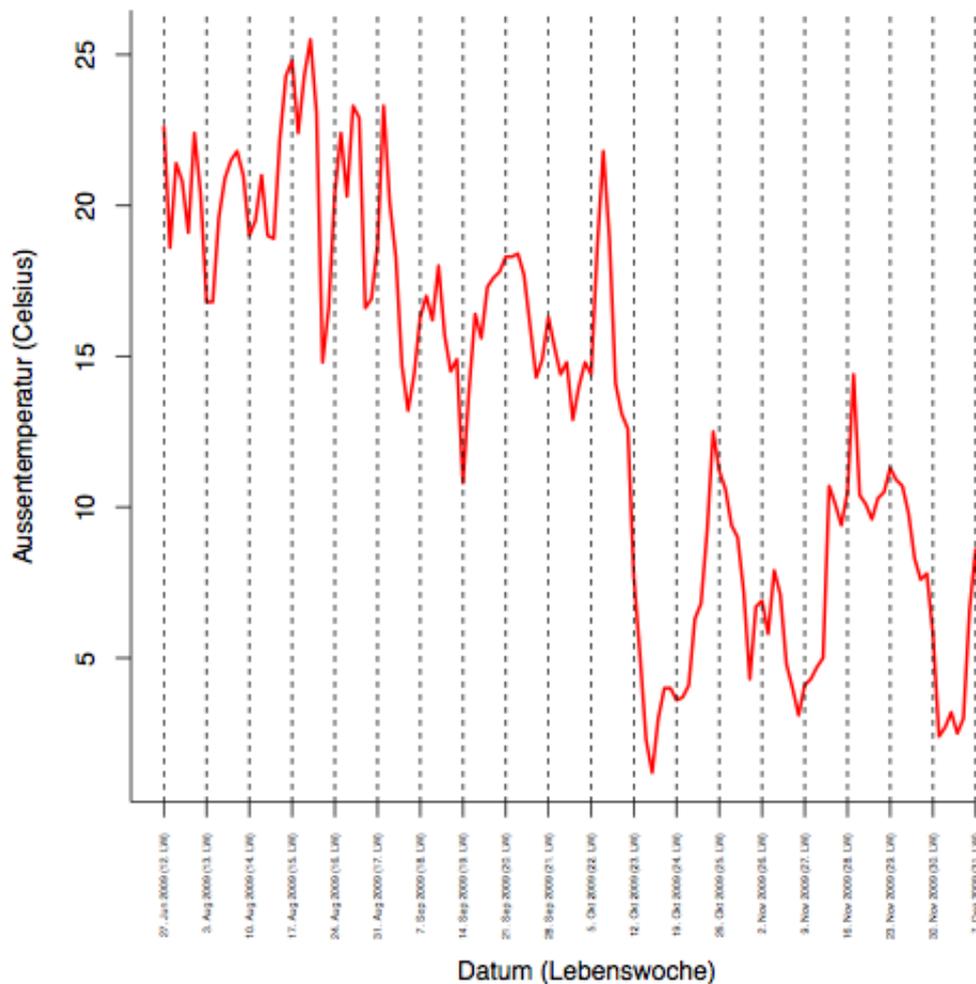


Abbildung 22: Verlauf der Außentemperatur (°C) über den Versuchszeitraum. Die Teilstriche markieren den Beginn der jeweiligen Lebenswoche.

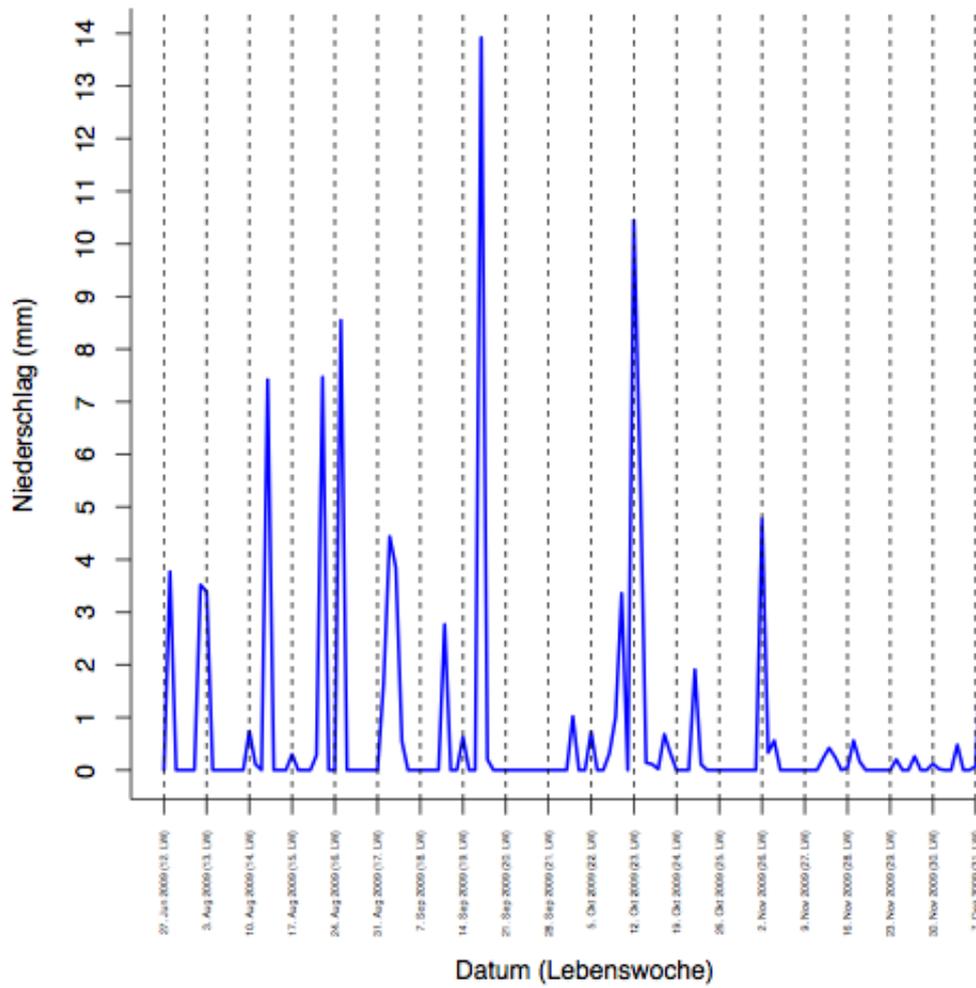


Abbildung 23: Verlauf des Niederschlags (mm) über den Versuchszeitraum. Die Teilstriche markieren den Beginn der jeweiligen Lebenswoche.

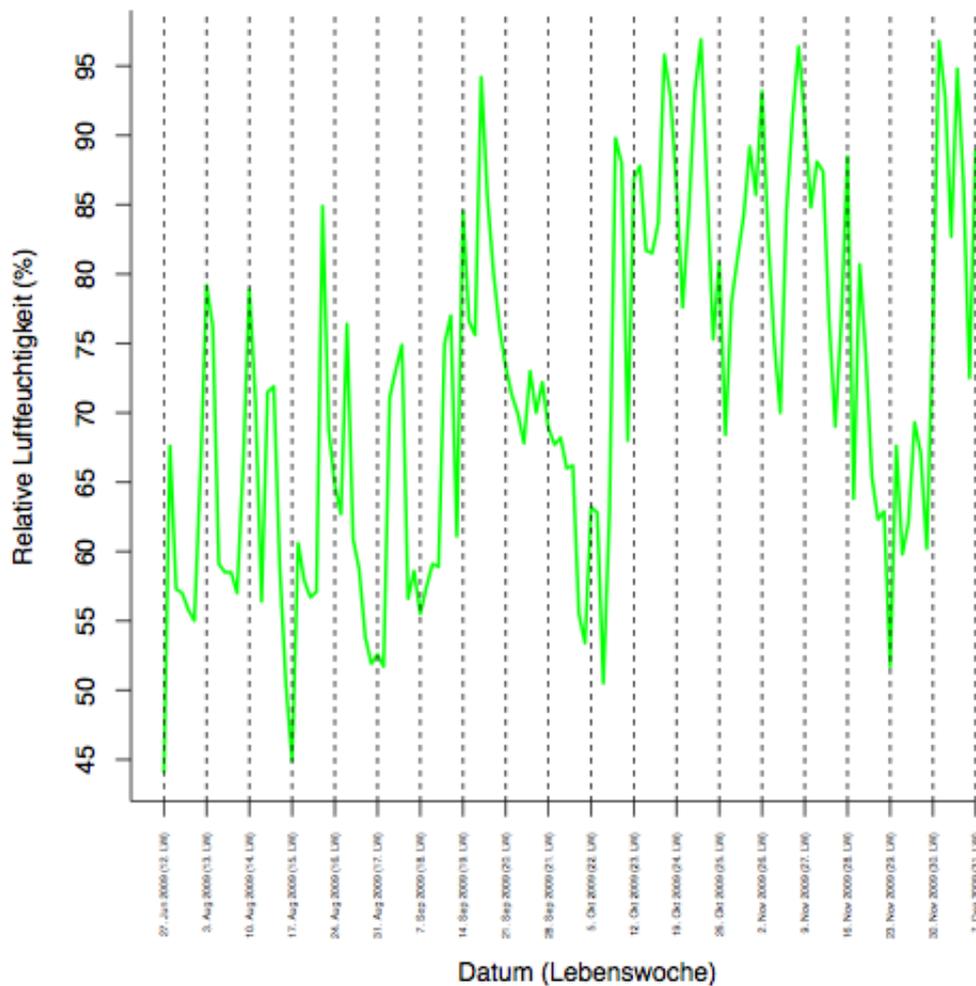


Abbildung 24: Verlauf der relativen Luftfeuchtigkeit (%) über den Versuchszeitraum. Die Teilstriche markieren den Beginn der jeweiligen Lebenswoche.

Zwischen Wassertemperatur, Außentemperatur, Niederschlag und relativer Luftfeuchtigkeit konnte eine hohe Autokorrelation festgestellt werden. In einem Regressionsmodell, welches den Einfluss der Außentemperatur alleine als unabhängige Variable auf die Keimgehalte im Wasser untersuchte, konnte aber ein signifikanten Einfluss der Außentemperatur auf die Keimzahlen festgestellt werden ($p = 0,043$). Mit steigender Außentemperatur stieg demnach auch der Keimgehalt im Wasser.

Wasserqualität

In nahezu allen Wasserproben lag die Gesamtkeimzahl (KbE/ml, koloniebildende Einheiten pro Milliliter) sowie der Gehalt an *Enterobacteriaceae* (KbE/ml) auf einem sehr niedrigen Niveau. Es konnten in keiner der Proben Salmonellen festgestellt werden.

Sowohl das Auffüllen der Schwimmrinnen mit Wasser als auch ein kompletter Wasserwechsel hatte keinen maßgeblichen Einfluss auf die Keimzahlen. Die auffallend hohen Gesamtkoloniezahlen in der 26. und 27. LW insbesondere in der linken Wasserrinne könnten möglicherweise mit dem Laub in Verbindung stehen, das in diesen beiden Wochen vielfach durch das Volierengitter hindurch gefallen ist und vorwiegend in die linke Wasserrinne gelangte.

Das Wasser in den Schwimmrinnen der Nerze erfüllte die Anforderungen an Badegewässer für Menschen vollständig, die Anforderungen an Trinkwasser wurden beinahe erfüllt. Demnach ist das Wasser als sehr sauber zu beurteilen.

Tabelle 21: Gesamtkeimgehalt (in KbE/ml) sowie Enterobacteriaceaegehalt (in KbE/ml) der gezogenen Wasserproben (Entnahmeort: Wasserrinne links = Ostseite, Wasserrinne rechts = Westseite) im zeitlichen Verlauf (12. bis 31. LW der Nerze).

LW	Anmerkungen	Gesamtkeimzahl (KbE/ml)		Enterobacteriaceae (KbE/ml)	
		links	rechts	links	rechts
		Wasserwechsel			
12.	1 Tag nach Wasserwechsel	700	300	100	160
	3 Tage nach Wasserwechsel	7.000	700	110	20
13.		1.500	500	240	0
14.		500	1.400	140	0
		Wasser aufgefüllt			
15.		3.250	370	210	70
16.		2.100	2.400	600	550
		Wasser aufgefüllt			
17.		1.900	1.000	330	20
18.		1.700	510	170	0
		Wasser aufgefüllt			
19.		1.400	3.000	150	120
20.		1.700	2.900	190	0
		Wasser aufgefüllt			
21.		740	1.000	10	80
		Wasser aufgefüllt			
22.		500	3.100	80	360
23.		2.000	2.400	80	100
24.		1.800	4.300	90	110
25.		2.955	3.220	230	170
		Wasserwechsel			
26.	Herbstlaub in den Wasserrinnen	9.000	1.200	60	40
27.	Herbstlaub in den Wasserrinnen	11.100	6.600	60	120
28.		360	4.400	20	120
		Wasser aufgefüllt			
29.		330	7.900	50	1.300
30.		20	330	0	340
31.	Versuchsende	440	1.200	40	110
	Mittelwert	2.428	2.320	141	180
	Median	1.700	1.400	100	110
	Standardabweichung	2.966	2.096	136	291
	Standardfehler	647	457	30	64
	Minimum	20	300	0	0
	Maximum	11.100	7.900	600	1.300

Verletzungen:

Zahlenmäßig am meisten Verletzungen waren bei den Nerzen an den Schwänzen vorzufinden. Nur wenige Verletzungen erübrigten sich an Rücken, Schnauze, Gliedmaßen oder am Bauch der Tiere. Häufig entstanden die Schwanzverletzungen auf der Flucht eines Tieres vor einem Artgenossen, welcher das flüchtende Tier am Schwanz festzuhalten versuchte.

Tabelle 27: Übersicht über Verletzungen (= Verl.) an den verschiedenen Lokalisationen [in Anzahl der Tiere (= n) und in %] im Verlauf (13. - 31. LW der Nerze).

Lokalisation	Verl. 13. LW n (%)	Verl. 15. LW n (%)	Verl. 17. LW n (%)	Verl. 19. LW n (%)	Verl. 21. LW n (%)	Verl. 23. LW n (%)	Verl. 25. LW n (%)	Verl. 27. LW n (%)	Verl. 29. LW n (%)	Verl. 31. LW n (%)
Schwanz	2 (2,53%)	2 (2,60%)	2 (2,60%)	12 (15,79%)	10 (13,16%)	9 (11,84%)	9 (11,84%)	4 (5,33%)	6 (8,11%)	5 (6,76%)
Rücken			1 (1,30%)	1 (1,32%)						
Schnauze				1 (1,32%)						
Gliedmaßen					1 (1,32%)	1 (1,32%)				
Bauch						1 (1,32%)				
Insgesamt	2 (2,53%)	2 (2,60%)	3 (3,95%)	14 (18,42%)	11 (14,47%)	11 (14,47%)	9 (11,84%)	4 (5,33%)	6 (8,11%)	5 (6,76%)

Hinsichtlich des Geschlechts, der Volierenart und der Farbe waren keine signifikanten Unterschiede bei den einzelnen Gesundheitsparametern zu erkennen.

Verluste:

Im Laufe des Versuchs gab es sechs Tierverluste zu verzeichnen. Dabei handelte es sich um vier verendete Rüden und zwei verendete Fähen, sowohl aus 4er als auch aus 6er Volieren. Als Todesursache kann bei allen Tieren ein infektiöses Geschehen ausgeschlossen werden. Die pathologischen Sektionsbefunde ergaben als häufigste Todesursache Unfälle (1 x Erdrücken durch Zwischengitter, 3 x Fremdkörper von der Steuerungseinheit). Außerdem musste ein Tier aufgrund einer Schwanzverletzung euthanasiert werden, bei einem weiteren Tier führten Harnsteine mit Harnrückstau zum Tode.

Gewicht

Die Tiere nahmen über den Versuchszeitraum kontinuierlich an Gewicht zu. Dabei wurde ein hochsignifikanter Unterschied zwischen Rüden und Fähen ersichtlich ($p < 0,001$).

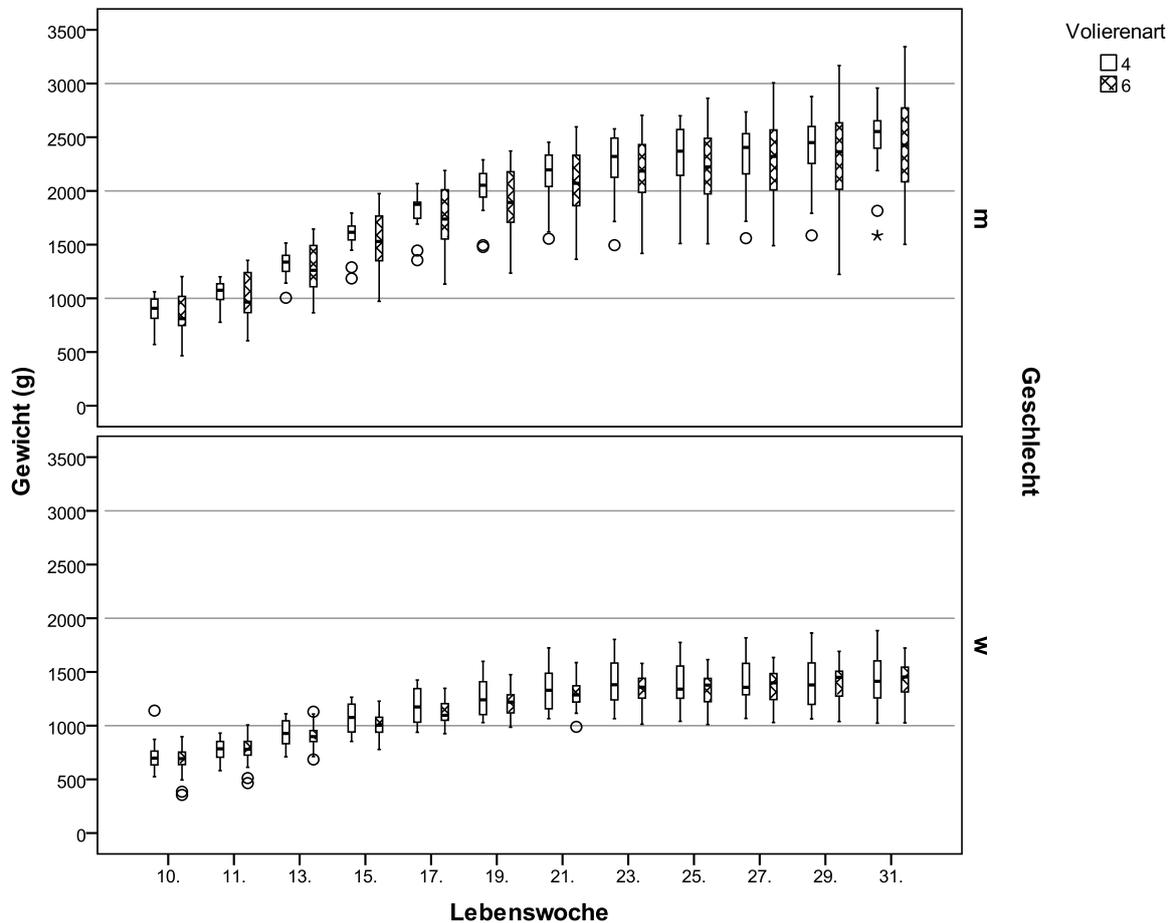


Abbildung 25: Körpergewicht (g) der Tiere im Verlauf des Versuchs (10. bis 31. LW), unterteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen) sowie nach Volierenart (4 = vier Tiere pro Voliere, 6 = sechs Tiere pro Voliere).

Von der 10. LW bis zur 23. LW waren die Zunahmen zwischen den einzelnen Wiegeterminen höher und deutlicher abgestuft. Ab der 23. LW nahmen die Rüden nur noch geringfügig zu, erlebten von der 29. LW auf die 31. LW jedoch noch einmal einen deutlichen Gewichtsanstieg, während die Fähen sich ab der 23. LW bis zum Versuchsende hin beinahe auf demselben Gewichtsniveau hielten. Das höchste Gewicht, das während dem Versuchsverlauf erreicht wurde, betrug 3343 g bei einem Rüden in der 31. LW sowie 1885 g bei einer Fähe in der 31. LW. Mit 465 g das geringste Gewicht eines Rüden war in der 10. LW zu verzeichnen. Bei den Fähen

betrug das geringste Gewicht 355 g in der 10. LW. Zu Beginn des Versuchs lag das durchschnittliche Körpergewicht eines Rüden (10. LW) bei 867 g, das einer Fähe bei 701 g. Am letzten Wiegetermin (31. LW) hatten die Rüden ein durchschnittliches Gewicht von 2459 g und die Fähen von 1439 g erreicht.

Die Art der Voliere hatte keinen signifikanten Einfluss ($p = 0,548$) auf die Gewichtszunahmen der Nerze. Aus dem Schaubild wird jedoch ersichtlich, dass die Werte in den 4er Volieren die Werte der 6er Volieren zu allen Wiegeterminen übersteigen.

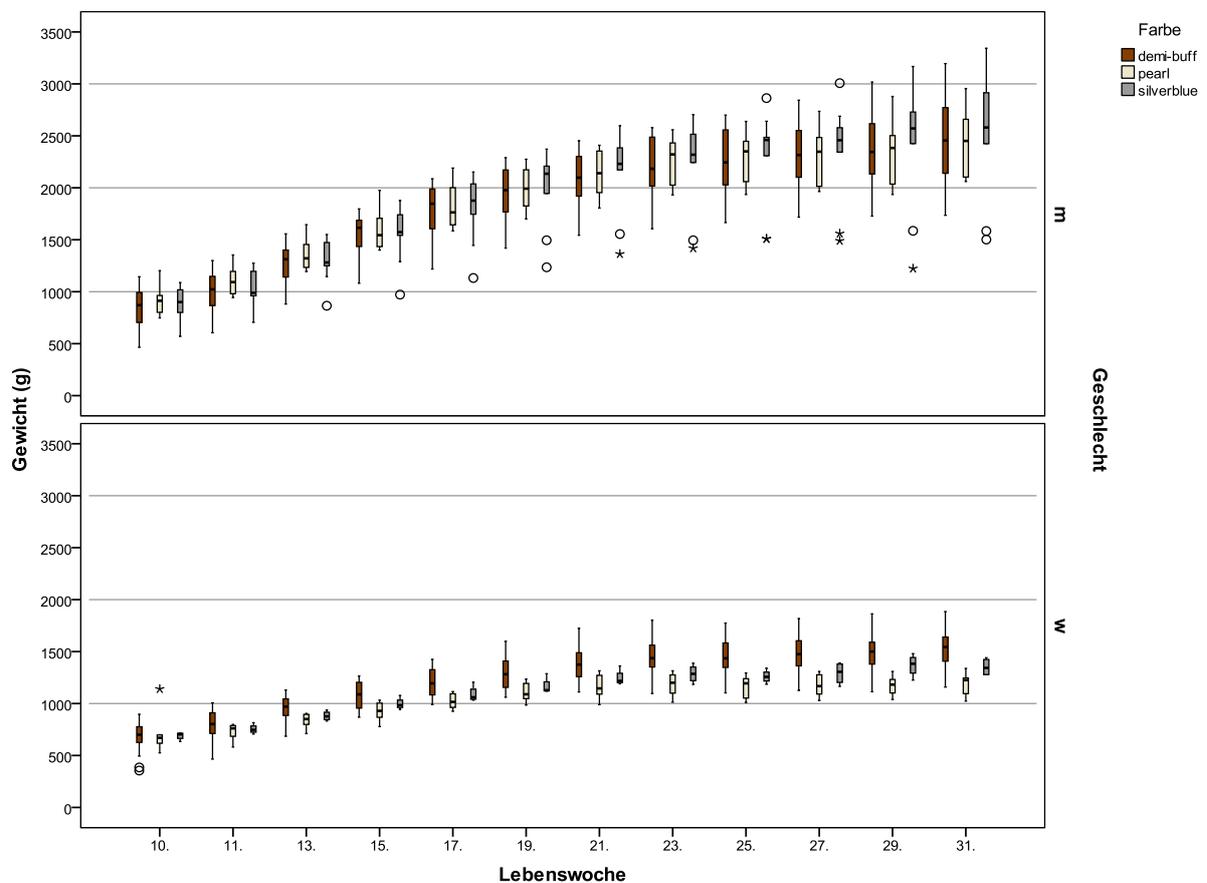


Abbildung 26: Körpergewicht (g) der Tiere im Verlauf des Versuchs (10. bis 31. LW), unterteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen) sowie nach Farbe (demi-buff, pearl und silverblue).

Bezüglich der Farbe der Tiere konnte ein signifikanter Unterschied ($p = 0,049$) ermittelt werden. Der Median des Gewichts der Tiere der Farbe Silverblue lag meist höher als bei Tieren mit dem Farbschlag Demi-Buff. Letztere wiederum erwiesen sich im Schnitt schwerer als Tiere der Farbe Pearl. Es ist jedoch zu bedenken, dass unter den 13 Tieren, die den Farbschlag Silverblue aufwiesen, neun Rüden und nur vier

Fähen waren. Die anderen beiden Farbschläge wiesen jedoch ausgeglichene Geschlechterverhältnisse auf (Pearl: acht Rüden, acht Fähen; Demi-Buff: 26 Rüden, 25 Fähen).

4.3 Blutuntersuchung

Den Tieren wurde während des Versuchs dreimal Blut entnommen und auf die Parameter Erythrozyten, Hämoglobin, Hämatokrit, MCV, MCH, MCHC, Leukozyten, Lymphozyten, Monozyten, Granulozyten, Thrombozyten, Cholesterol, Triglyceride, AST, Gallensäuren sowie Immunglobulin G untersucht. Bei der Darstellung der Blutwerte wurden weibliche und männliche Tiere zu nahezu gleichen Teilen berücksichtigt. Da bei der ersten Blutentnahme (10. LW) die Tiere noch nicht gruppiert waren, wird diese in der Grafik zu Unterschieden in der Volierenart (4er oder 6er Voliere) der einzelnen Blutparameter nicht abgebildet.

4.3.1 Rotes Blutbild

Erythrozyten

Im zeitlichen Verlauf sind bei beiden Geschlechtern die Erythrozyten-Werte kontinuierlich angestiegen.

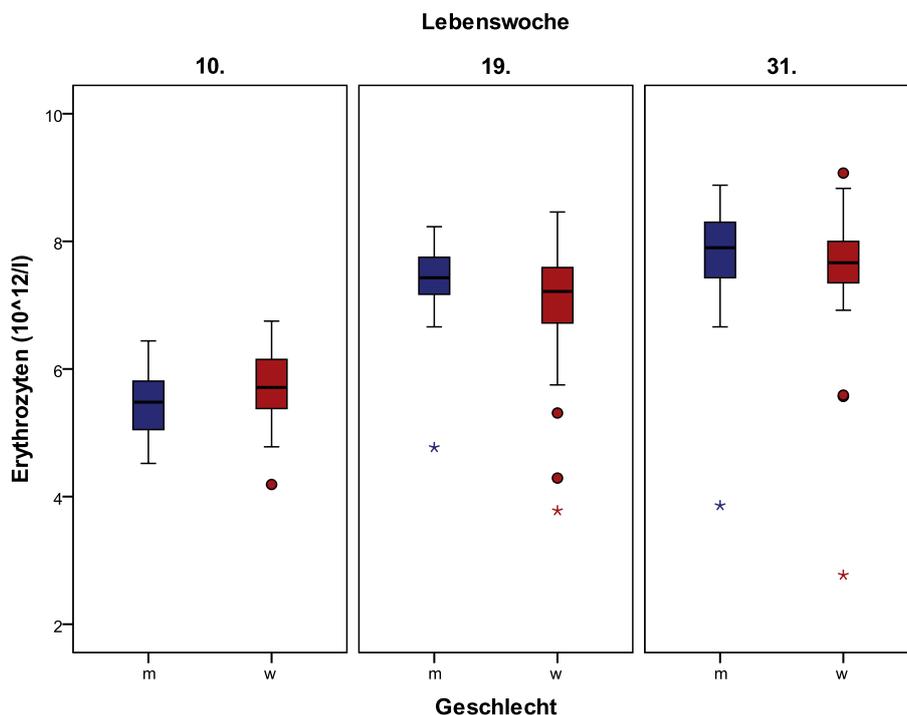


Abbildung 27: Erythrozyten-Gehalt ($10^{12}/l$) der Tiere im zeitlichen Verlauf der drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen).

Die Erhöhung der Werte von der 10. LW auf die 19. LW war hochsignifikant ($p < 0,001$) und auch von der 19. LW auf die 31. LW war der Anstieg der Werte sowohl bei den Rüden ($p = 0,022$) als auch bei den Fähen ($p = 0,041$) signifikant. Die Einflussgröße Geschlecht hatte über den gesamten Verlauf gesehen keinen signifikanten Einfluss auf die Erythrozytenwerte ($p = 0,568$).

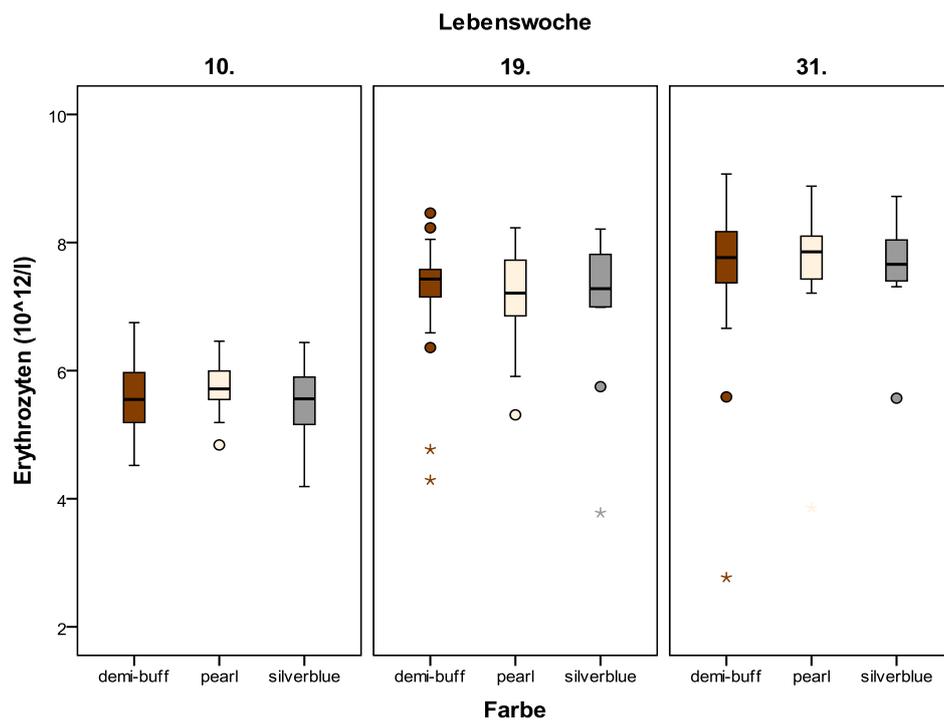
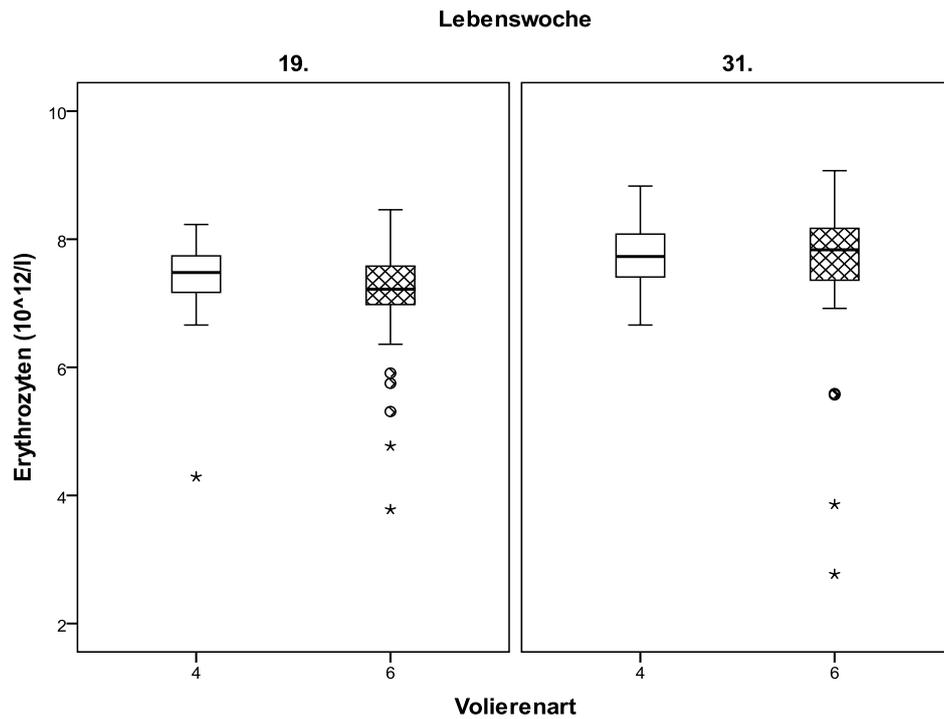
Tabelle 28: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (10., 19., 31. LW) des Parameters Erythrozyten sowie signifikante Geschlechterunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Geschlecht	
Verlauf	m	w
10.-19.	***	***
19.-31.	*	*
Geschlechtervergleich		
10.-31.	n.s.	

Tabelle 29: Übersichtstabelle über Stichprobengröße (= N), Mittelwert (= MW), Median, Standardabweichung (= SD), Standardfehler (= SEM), Minimal- (= Min.) und Maximalwert (= Max.) sowie Quartile (25 % = $Q_{0,25}$, 75 % = $Q_{0,75}$) der Erythrozyten ($10^{12}/l$) zu den drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), aufgeteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen).

LW	Sex	N	MW	Median	SD	SEM	Min.	Max.	25 %	75 %
10. LW	m	41	5,5	5,5	0,49	0,08	4,5	6,4	5,0	5,8
	w	38	5,7	5,7	0,56	0,09	4,2	6,8	5,4	6,2
19. LW	m	36	7,4	7,4	0,59	0,10	4,8	8,2	7,2	7,8
	w	34	7,0	7,2	1,01	0,17	3,8	8,5	6,7	7,6
31. LW	m	37	7,8	7,9	0,84	0,14	3,9	8,9	7,4	8,3
	w	36	7,5	7,7	1,07	0,18	2,8	9,1	7,4	8,0

In den 6er Volieren waren die Werte der Erythrozyten zu beiden Entnahmezeitpunkten etwas geringer. Es konnte für die 4er Volieren ein signifikanter ($p = 0,010$) Anstieg der Werte von der 19. LW auf die 31. LW festgestellt werden. Die Volierenart hatte über den gesamten Versuchsverlauf gesehen jedoch keinen signifikanten Einfluss ($p = 0,147$).



Abbildungen 28 und 29: Erythrozyten-Gehalt ($10^{12}/l$) der Tiere im zeitlichen Verlauf der zwei (19. und 31. LW) bzw. drei Messzeitpunkte (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Volierenart (4 = vier Tiere pro Voliere, 6 = sechs Tiere pro Voliere; Abb. oben) und Farbe (demi-buff, pearl und silverblue; Abb. unten).

Auch bezüglich der drei unterschiedlichen Farbschläge konnten keine statistisch signifikanten Einflüsse auf den Blutparameter Erythrozyten im Verlauf festgestellt werden ($p = 0,932$). Der Anstieg der Werte von der 10. LW auf die 19. LW war bei allen drei Farbtypen hochsignifikant ($p < 0,001$), von der 19. auf die 31. LW war dieser nur noch für die Farbe „Demi-Blau“ signifikant ($p = 0,032$).

Tabelle 30: Übersicht über Signifikanzen zwischen den zwei Messzeitpunkten (19. und 31. LW) des Parameters Erythrozyten sowie signifikante Volierenunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Volierenart	
Verlauf	4er	6er
19.-31.	*	
Volierenvergleich		
19.-31.	n.s.	

Tabelle 31: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Messzeitpunkten (10., 19., 31. LW) des Parameters Erythrozyten sowie signifikante Farbunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen		
	Farbe		
Verlauf	demi-blau	pearl	silberblau
10.-19.	***	***	***
19.-31.	*	n.s.	n.s.
Farbenvergleich			
10.-31.	n.s.		

Hämoglobin

Die Mittelwerte des Hämoglobins stiegen im Verlauf des Versuchs zunächst rapide an (von der 10. LW auf die 19. LW), sanken dann aber gegen Ende des Versuchs wieder auf ein ähnliches Niveau der Werte zu Versuchsbeginn ab. Bei beiden Geschlechtern war sowohl der Anstieg als auch der anschließende Abfall der Werte hochsignifikant ($p < 0,001$). Das Geschlecht an sich hatte keinen signifikanten Einfluss auf die Werte ($p = 0,720$).

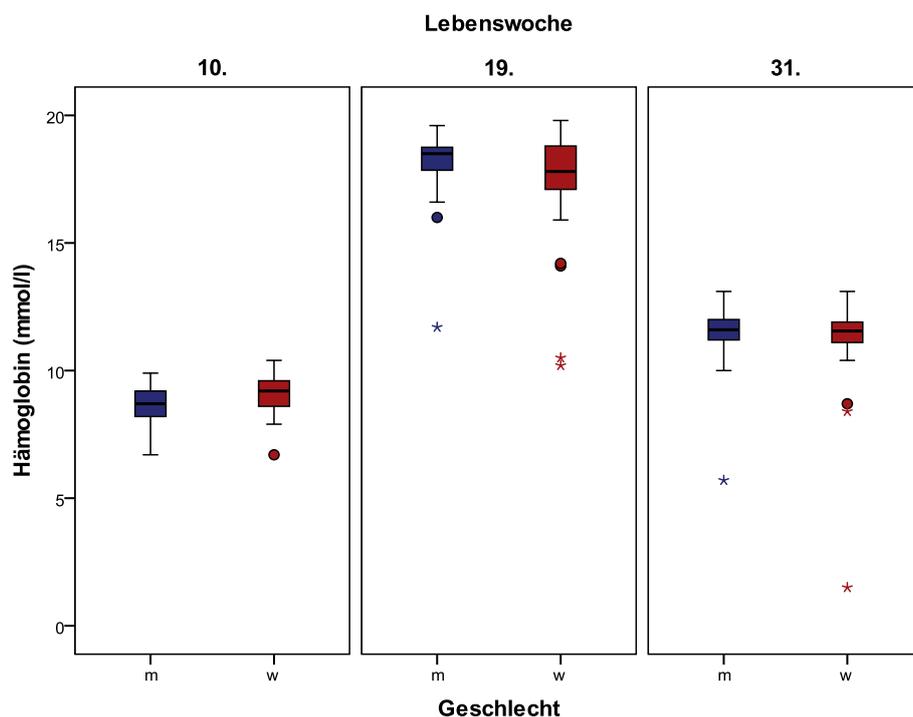


Abbildung 30: Hämoglobin-Gehalt (mmol/l) der Tiere im zeitlichen Verlauf der drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen).

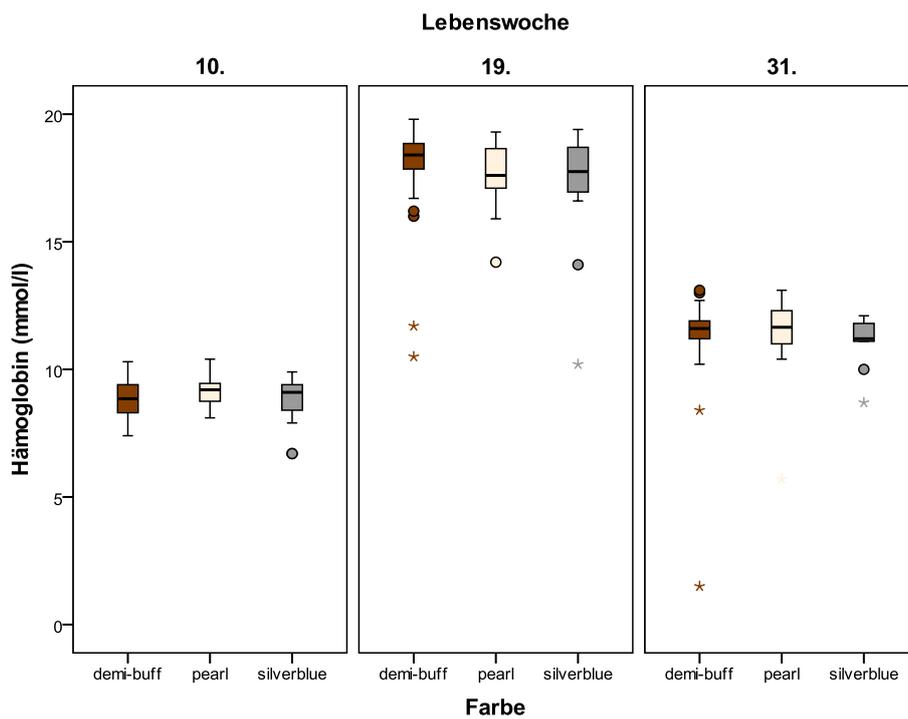
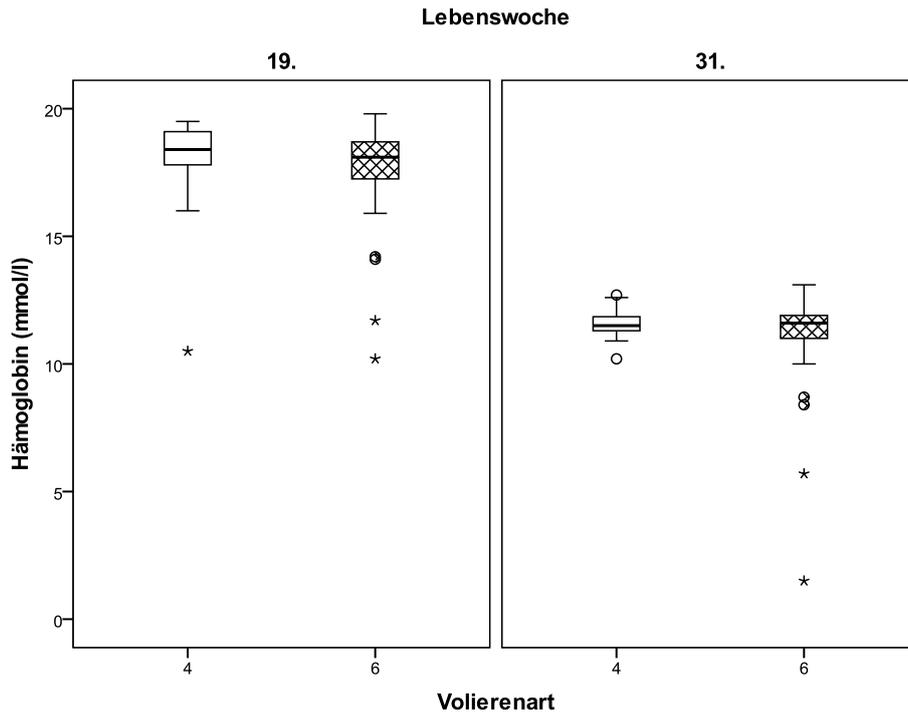
Tabelle 32: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (10., 19., 31. LW) des Parameters Hämoglobin sowie signifikante Geschlechterunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Geschlecht	
Verlauf	m	w
10.-19.	***	***
19.-31.	***	***
Geschlechtervergleich		
10.-31.	n.s.	

Tabelle 33: Übersichtstabelle über Stichprobengröße (= N), Mittelwert (= MW), Median, Standardabweichung (= SD), Standardfehler (= SEM), Minimal- (= Min.) und Maximalwert (= Max.) sowie Quartile (25 % = $Q_{0,25}$, 75 % = $Q_{0,75}$) des Hämoglobins (mmol/l) zu den drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), aufgeteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen).

LW	Sex	N	MW	Median	SD	SEM	Min.	Max.	25 %	75 %
10. LW	m	41	8,6	8,7	0,65	0,10	6,7	9,9	8,2	9,2
	w	38	9,1	9,2	0,75	0,12	6,7	10,4	8,6	9,6
19. LW	m	36	18,1	18,5	1,39	0,23	11,7	19,6	17,9	18,8
	w	34	17,4	17,8	2,22	0,38	10,2	19,8	17,1	18,8
31. LW	m	37	11,5	11,6	1,20	0,20	5,7	13,1	11,2	12,0
	w	36	11,1	11,6	1,88	0,31	1,5	13,1	11,1	11,9

Die Volierenart beeinflusste die Hämoglobinwerte nicht signifikant ($p = 0,667$). Tendenziell lagen die Werte in den 6er Volieren knapp unter den Werten in den 4er Volieren zu beiden Entnahmezeitpunkten. Auch die drei unterschiedlichen Farbschläge hatten keinen signifikanten Einfluss auf die Hämoglobinwerte der Tiere ($p = 0,871$).



Abbildungen 31 und 32: Hämoglobin-Gehalt (mmol/l) der Tiere im zeitlichen Verlauf der zwei (19. und 31. LW) bzw. drei Messzeitpunkte (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Volierenart (4 = vier Tiere pro Voliere, 6 = sechs Tiere pro Voliere; Abb. oben) und Farbe (demi-buff, pearl und silverblue; Abb. unten).

Tabelle 34: Übersicht über Signifikanzen zwischen den zwei Messzeitpunkten (19. und 31. LW) des Parameters Hämoglobin sowie signifikante Volierenunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Volierenart	
Verlauf	4er	6er
19.-31.	***	***
Volierenvergleich		
19.-31.	n.s.	

Tabelle 35: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Messzeitpunkten (10., 19., 31. LW) des Parameters Hämoglobin sowie signifikante Farbunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen		
	Farbe		
Verlauf	demi-buff	pearl	silverblue
10.-19.	***	***	***
19.-31.	***	***	***
Farbenvergleich			
10.-31.	n.s.		

Hämatokrit

Die Hämatokritwerte konnten von der 10. LW auf die 19. LW einen Anstieg verzeichnen, veränderten sich von der 19. LW auf die 31. LW aber nur noch unmerklich. Die Einflussgröße Geschlecht war hierbei nicht signifikant ($p = 0,651$). Der Anstieg von der 10. LW auf die 19. LW war jedoch bei beiden Geschlechtern hochsignifikant ($p < 0,001$).

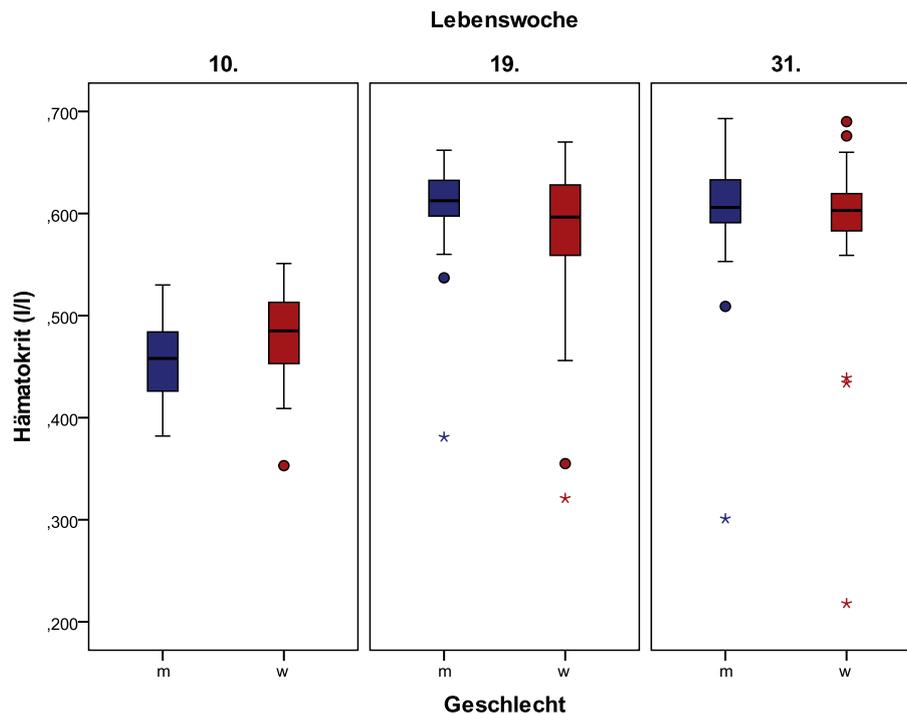


Abbildung 33: Hämatokrit (H/I) der Tiere im zeitlichen Verlauf der drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen).

Tabelle 36: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (10., 19., 31. LW) des Parameters Hämatokrit sowie signifikante Geschlechterunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Geschlecht	
Verlauf	m	w
10.-19.	***	***
19.-31.	n.s.	n.s.
Geschlechtervergleich		
10.-31.	n.s.	

Tabelle 37: Übersichtstabelle über Stichprobengröße (= N), Mittelwert (= MW), Median, Standardabweichung (= SD), Standardfehler (= SEM), Minimal- (= Min.) und Maximalwert (= Max.) sowie Quartile (25 % = $Q_{0,25}$, 75 % = $Q_{0,75}$) des Hämatokrits (l/l) zu den drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), aufgeteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen).

LW	Sex	N	MW	Median	SD	SEM	Min.	Max.	25 %	75 %
10. LW	m	41	0,46	0,46	0,04	0,006	0,38	0,53	0,43	0,48
	w	38	0,48	0,49	0,04	0,007	0,35	0,55	0,45	0,51
19. LW	m	36	0,61	0,61	0,05	0,008	0,38	0,66	0,60	0,63
	w	34	0,58	0,60	0,08	0,014	0,32	0,67	0,56	0,63
31. LW	m	37	0,60	0,61	0,06	0,010	0,30	0,69	0,59	0,63
	w	36	0,59	0,60	0,08	0,014	0,22	0,69	0,58	0,62

Die Volierenart wie auch die Farbe der Tiere hatte keinen signifikanten Einfluss auf die Mittelwerte des Hämatokrits (Volierenart: $p = 0,146$; Farbe: $p = 0,775$). Bei beiden Blutentnahmezeitpunkten lag der Median in den 4er Volieren knapp über dem Median der 6er Volieren.

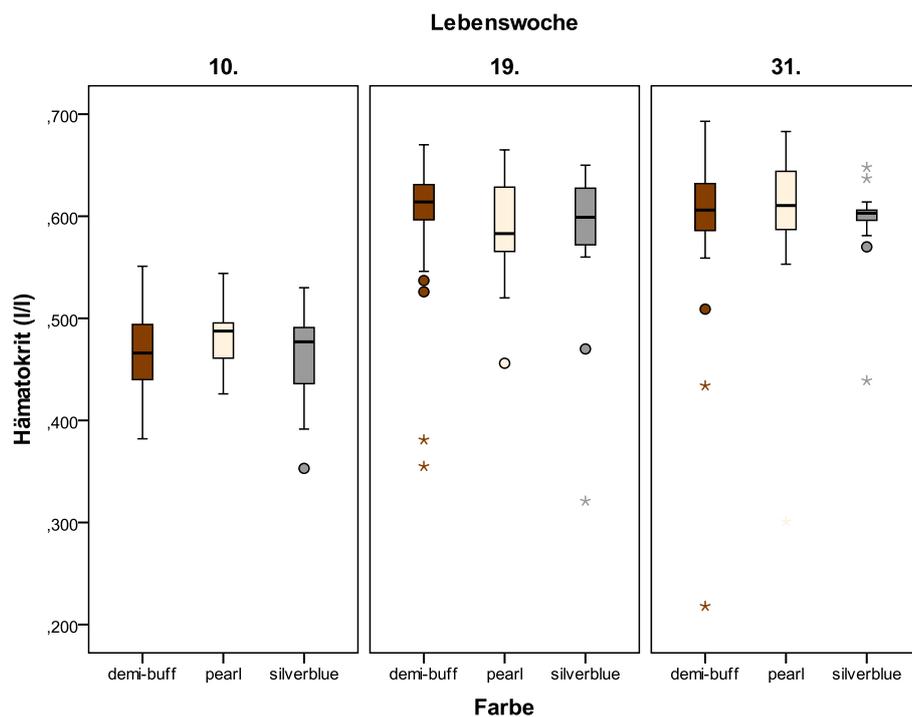
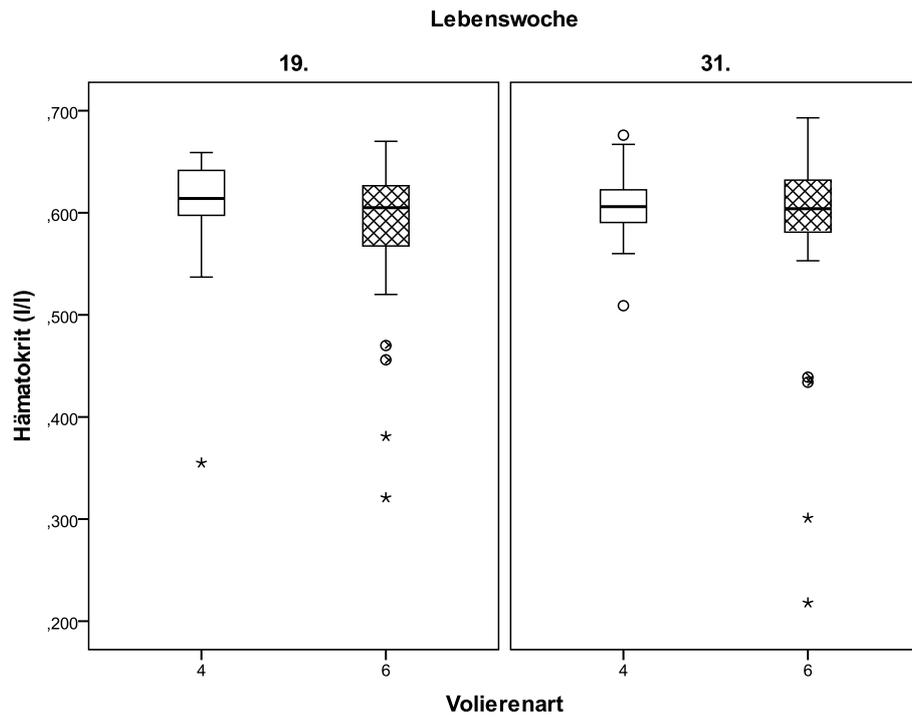


Abbildung 34 und 35: Hämatokrit (H/I) der Tiere im zeitlichen Verlauf der zwei (19. und 31. LW) bzw. drei Messzeitpunkte (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Volierenart (4 = vier Tiere pro Voliere, 6 = sechs Tiere pro Voliere; Abb. oben) und Farbe (demi-buff, pearl und silverblue; Abb. unten).

Tabelle 38: Übersicht über Signifikanzen zwischen den zwei Messzeitpunkten (19. und 31. LW) des Parameters Hämatokrit sowie signifikante Volierenunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Volierenart	
Verlauf	4er	6er
19.-31.	n.s.	n.s.
Volierenvergleich		
19.-31.	n.s.	

Tabelle 39: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Messzeitpunkten (10., 19., 31. LW) des Parameters Hämatokrit sowie signifikante Farbunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen		
	Farbe		
Verlauf	demi-buff	pearl	silverblue
10.-19.	***	***	*
19.-31.	n.s.	n.s.	n.s.
Farbenvergleich			
10.-31.	n.s.		

Mean Cell Volume (MCV)

Die Werte des MCV hielten sich während des gesamten Versuchs auf einem ähnlichen Niveau, erst in der 31. LW machte sich eine leichte Abnahme der Werte bemerkbar. Sowohl das Geschlecht als auch die Volierenart und Farbe waren nicht signifikant (Geschlecht: $p = 0,560$; Volierenart: $p = 0,490$; Farbe: $p = 0,456$).

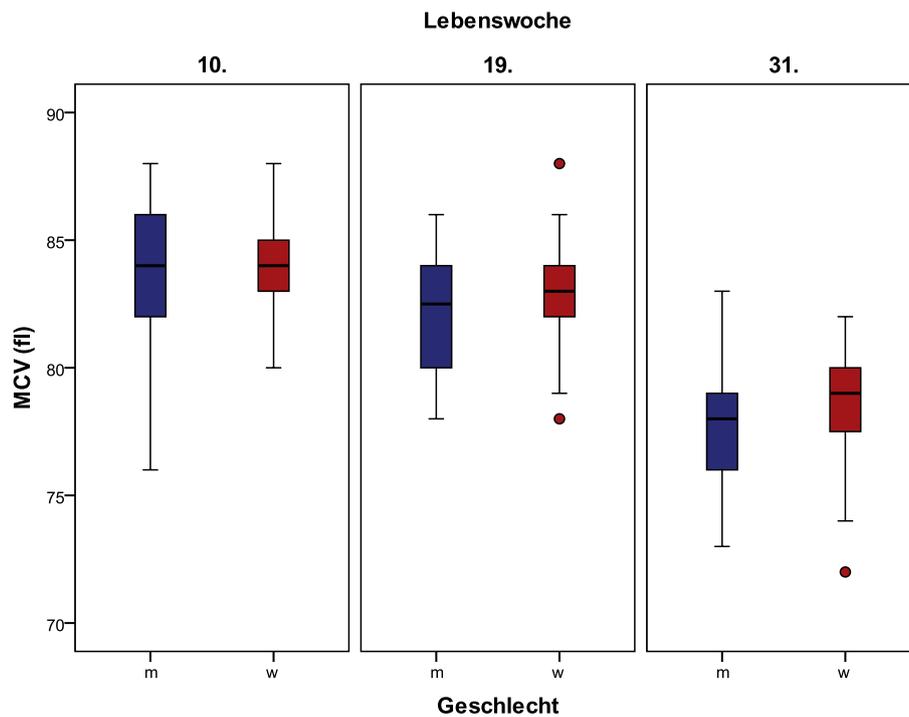


Abbildung 36: MCV (fl) der Tiere im zeitlichen Verlauf der drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen).

Tabelle 40: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (10., 19., 31. LW) des Parameters MCV sowie signifikante Geschlechterunterschiede ($*p < 0,05$, $**p < 0,01$, $***p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Geschlecht	
Verlauf	m	w
10.-19.	*	*
19.-31.	***	***
Geschlechtervergleich		
10.-31.	n.s.	

Tabelle 41: Übersichtstabelle über Stichprobengröße (= N), Mittelwert (= MW), Median, Standardabweichung (= SD), Standardfehler (= SEM), Minimal- (= Min.) und Maximalwert (= Max.) sowie Quartile (25 % = $Q_{0,25}$, 75 % = $Q_{0,75}$) des MCV (fl) zu den drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), aufgeteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen).

LW	Sex	N	MW	Median	SD	SEM	Min.	Max.	25 %	75 %
10. LW	m	41	83,7	84,0	2,64	0,41	76	88	82,0	86,0
	w	38	83,7	84,0	2,06	0,34	80	88	83,0	85,0
19. LW	m	36	82,4	82,5	2,36	0,39	78	86	80,0	84,0
	w	34	82,7	83,0	2,14	0,37	78	88	82,0	84,0
31. LW	m	37	77,6	78,0	2,39	0,39	73	83	75,8	79,3
	w	36	78,4	79,0	2,18	0,36	72	82	77,5	80,0

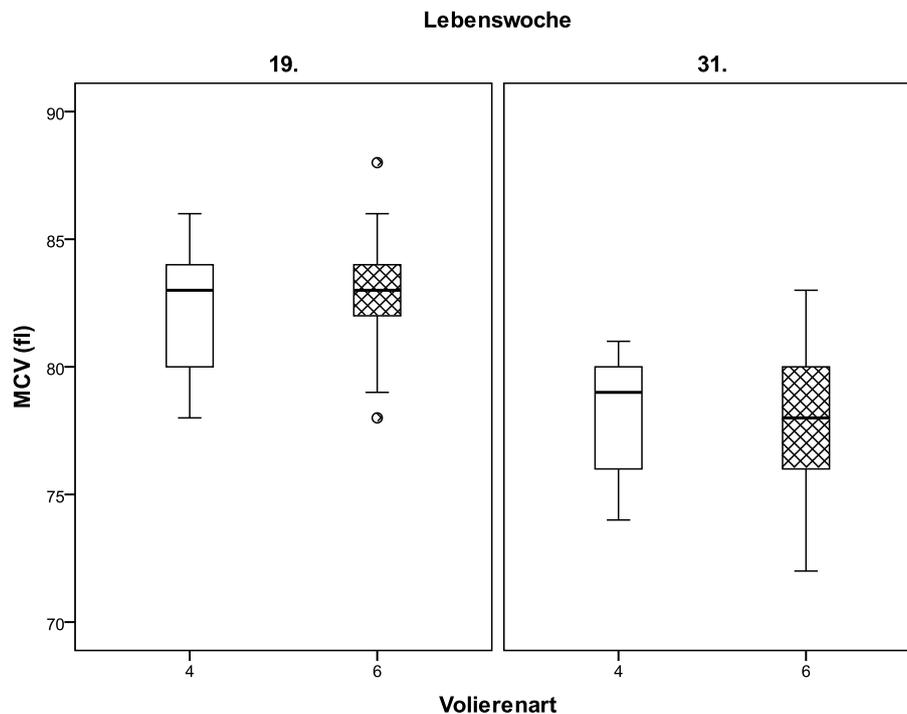


Abbildung 37: MCV (fl) der Tiere im zeitlichen Verlauf der zwei Messzeitpunkte (19. und 31. LW), unterteilt nach Volierenart (4 = vier Tiere pro Voliere, 6 = sechs Tiere pro Voliere).

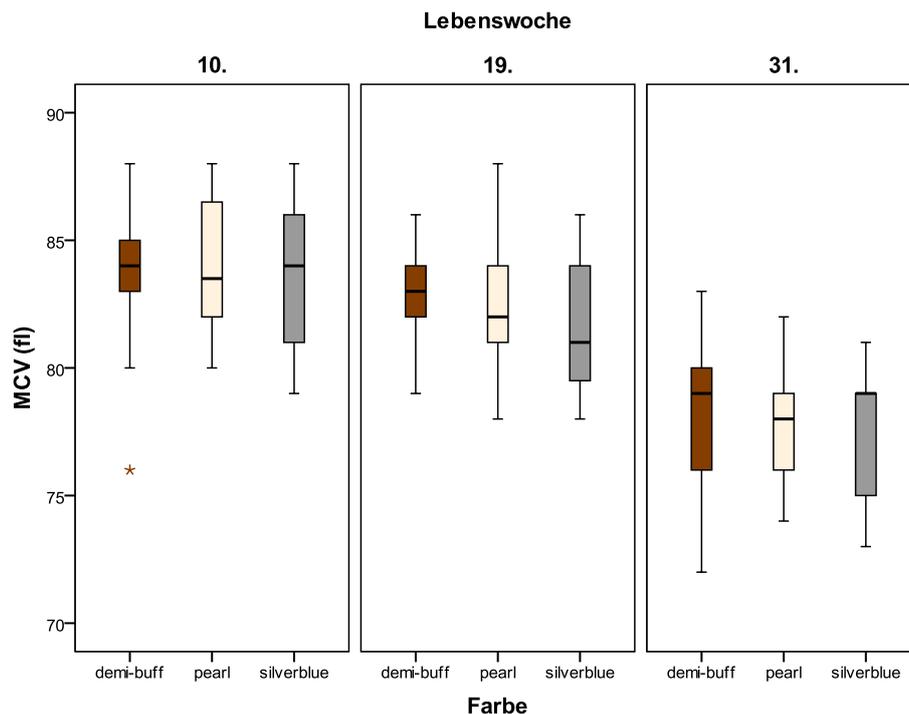


Abbildung 38: MCV (fl) der Tiere im zeitlichen Verlauf der drei Messzeitpunkte (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Farbe (demi-buff, pearl und silverblue).

Tabelle 42: Übersicht über Signifikanzen zwischen den zwei Messzeitpunkten (19. und 31. LW) des Parameters MCV sowie signifikante Volierenunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Volierenart	
Verlauf	4er	6er
19.-31.	***	***
Volierenvergleich		
19.-31.	n.s.	

Tabelle 43: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Messzeitpunkten (10., 19., 31. LW) des Parameters MCV sowie signifikante Farbunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen		
	Farbe		
Verlauf	demi-buff	pearl	silverblue
10.-19.	n.s.	n.s.	n.s.
19.-31.	***	***	*
Farbenvergleich			
10.-31.	n.s.		

Mean Corpuscular Haemoglobin (MCH)

Die Werte des MCH nahmen ganz geringfügig ab von der 10. LW bis hin zur 31. LW, ein Geschlechterunterschied war kaum erkennbar. Das Geschlecht hatte keinen signifikanten Einfluss auf die Werte ($p = 0,823$).

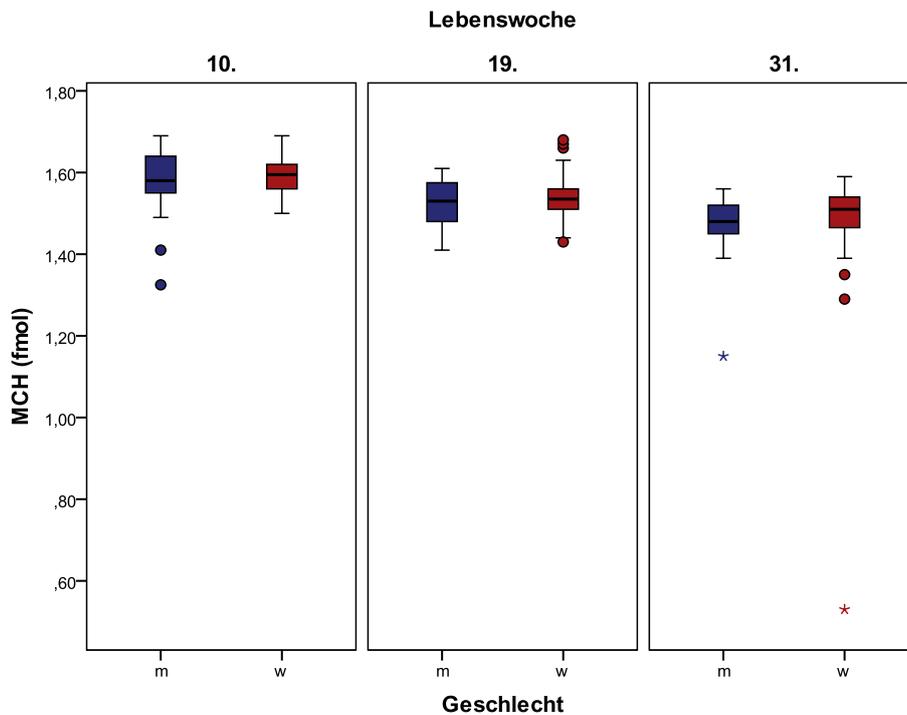


Abbildung 39: MCH (fmol) der Tiere im zeitlichen Verlauf der drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen).

Tabelle 44: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (10., 19., 31. LW) des Parameters MCH sowie signifikante Geschlechterunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Geschlecht	
Verlauf	m	w
10.-19.	***	***
19.-31.	*	*
Geschlechtervergleich		
10.-31.	n.s.	

Tabelle 45: Übersichtstabelle über Stichprobengröße (= N), Mittelwert (= MW), Median, Standardabweichung (= SD), Standardfehler (= SEM), Minimal- (= Min.) und Maximalwert (= Max.) sowie Quartile (25 % = $Q_{0,25}$, 75 % = $Q_{0,75}$) des MCH (fmol) zu den drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), aufgeteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen).

LW	Sex	N	MW	Median	SD	SEM	Min.	Max.	25 %	75 %
10. LW	m	41	1,59	1,58	0,07	0,01	1,33	1,69	1,55	1,64
	w	38	1,59	1,60	0,05	0,01	1,50	1,69	1,56	1,62
19. LW	m	36	1,52	1,53	0,05	0,01	1,41	1,61	1,48	1,58
	w	34	1,55	1,54	0,06	0,01	1,43	1,68	1,51	1,56
31. LW	m	37	1,48	1,48	0,07	0,01	1,15	1,56	1,45	1,52
	w	36	1,47	1,51	0,17	0,03	0,53	1,59	1,47	1,54

Auch die Volierenart und der Farbschlag der Tiere stellten keinen signifikanten Unterschied bei den Werten dar (Volierenart: $p = 0,791$; Farbe: $p = 0,683$).

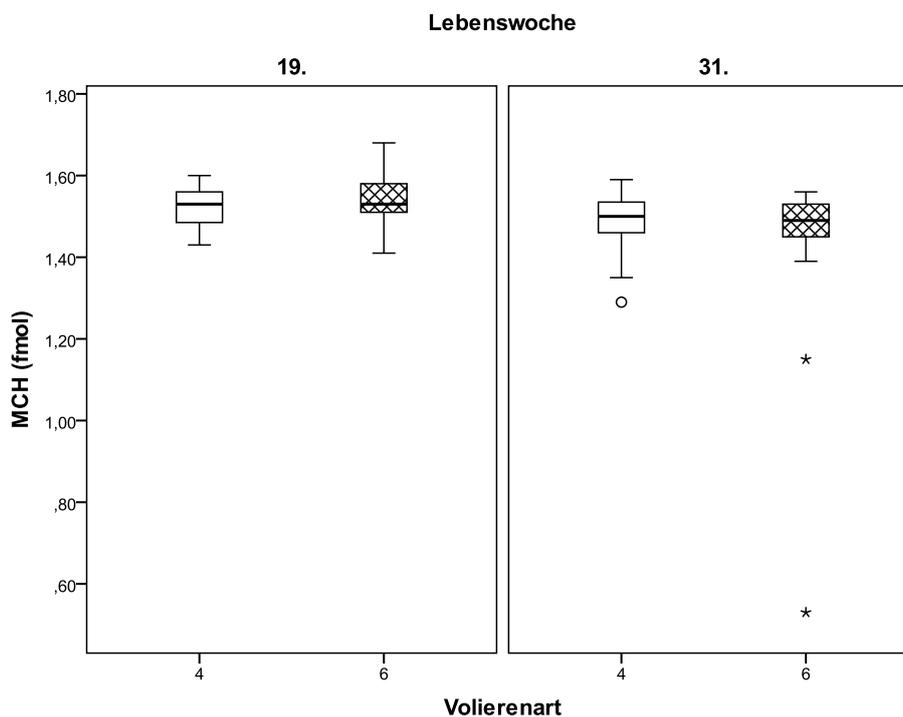


Abbildung 40: MCH (fmol) der Tiere im zeitlichen Verlauf der zwei Messzeitpunkte (19. und 31. LW), unterteilt nach Volierenart (4 = vier Tiere pro Voliere, 6 = sechs Tiere pro Voliere).

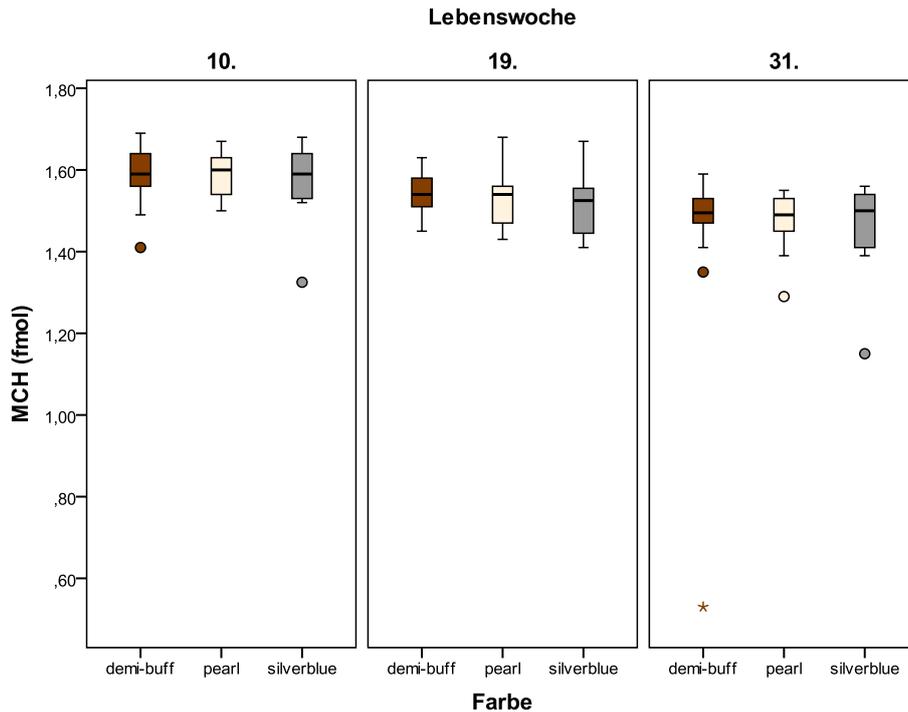


Abbildung 41: MCH (fmol) der Tiere im zeitlichen Verlauf der drei Messzeitpunkte (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Farbe (demi-buff, pearl und silverblue).

Tabelle 46: Übersicht über Signifikanzen zwischen den zwei Messzeitpunkten (19. und 31. LW) des Parameters MCH sowie signifikante Volierenunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Volierenart	
Verlauf	4er	6er
19.-31.	*	*
Volierenvergleich		
19.-31.	n.s.	

Tabelle 47: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Messzeitpunkten (10., 19., 31. LW) des Parameters MCH sowie signifikante Farbunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen		
	Farbe		
Verlauf	demi-buff	pearl	silverblue
10.-19.	***	*	n.s.
19.-31.	n.s.	*	n.s.
Farbenvergleich			
10.-31.	n.s.		

Mean Corpuscular Haemoglobin Concentration (MCHC)

Von der 10. LW auf die 19. LW war ein deutlicher Anstieg der Werte des MCHC zu beobachten, von der 19. LW auf die 31. LW sanken die Werte aber wieder auf dasselbe Niveau der 10. LW ab. Ein Geschlechterunterschied war nicht erkenntlich und nicht signifikant ($p = 0,967$). Hochsignifikant ($p < 0,001$) für die jeweiligen Geschlechter war jedoch die Zunahme der Werte auf die 19. LW sowie die anschließende Verringerung der Werte bis zur 31. LW hin.

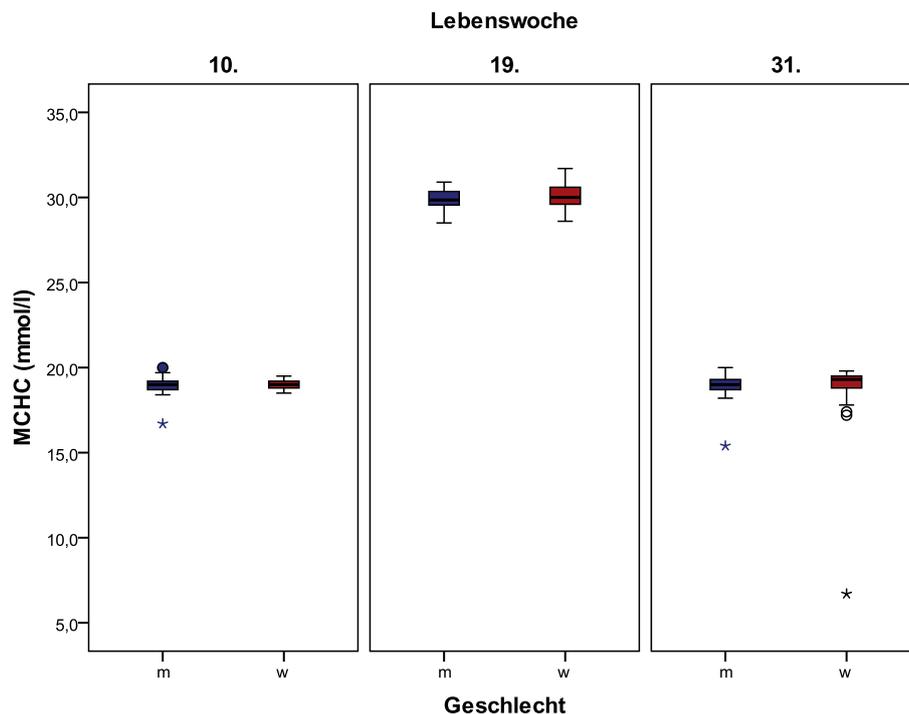


Abbildung 42: MCHC (mmol/l) der Tiere im zeitlichen Verlauf der drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen)

Tabelle 48: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (10., 19., 31. LW) des Parameters MCHC sowie signifikante Geschlechterunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Geschlecht	
Verlauf	m	w
10.-19.	***	***
19.-31.	***	***
Geschlechtervergleich		
10.-31.	n.s.	

Tabelle 49: Übersichtstabelle über Stichprobengröße (= N), Mittelwert (= MW), Median, Standardabweichung (= SD), Standardfehler (= SEM), Minimal- (= Min.) und Maximalwert (= Max.) sowie Quartile (25 % = $Q_{0,25}$, 75 % = $Q_{0,75}$) des MCHC (mmol/l) zu den drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), aufgeteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen).

LW	Sex	N	MW	Median	SD	SEM	Min.	Max.	25%	75%
10. LW	m	41	19,0	19,0	0,51	0,08	16,7	20,0	18,7	19,2
	w	38	19,0	19,0	0,26	0,04	18,5	19,5	18,8	19,2
19. LW	m	36	29,8	29,9	0,62	0,10	28,5	30,9	29,6	30,4
	w	34	30,1	30,0	0,71	0,12	28,6	31,7	29,6	30,6
31. LW	m	37	19,0	19,0	0,73	0,12	15,4	20,0	18,7	19,3
	w	36	18,7	19,3	2,15	0,36	6,7	19,8	18,8	19,5

Sowohl die Volierenart als auch die Farbe hatten keinen signifikanten Einfluss auf die MCHC-Werte (Volierenart: $p = 0,763$; Farbe: $p = 0,955$).

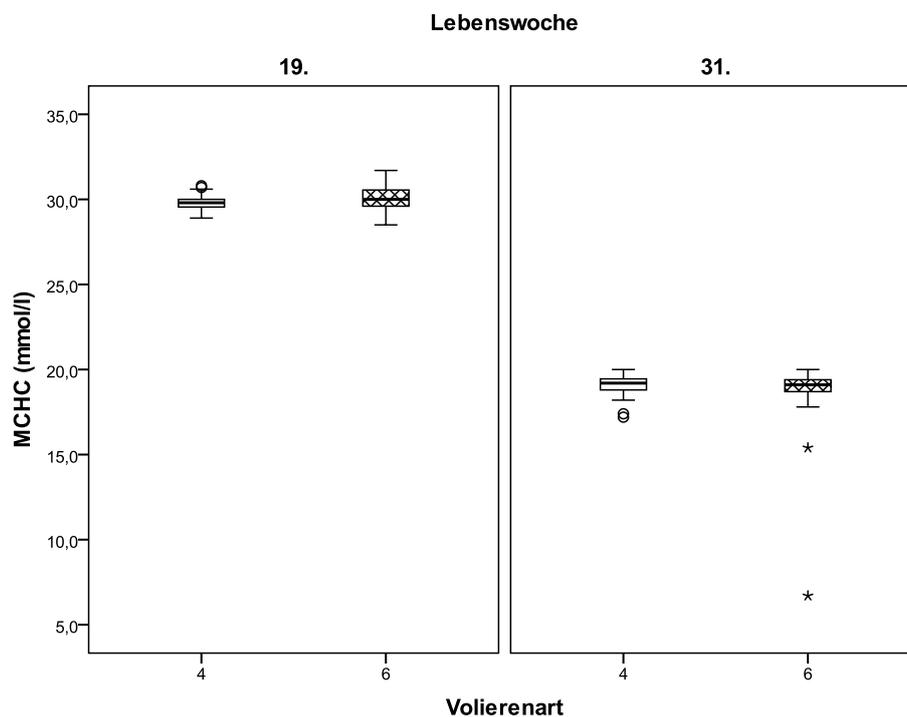


Abbildung 43: MCHC (mmol/l) der Tiere im zeitlichen Verlauf der zwei Messzeitpunkte (19. und 31. LW), unterteilt nach Volierenart (4 = vier Tiere pro Voliere, 6 = sechs Tiere pro Voliere).

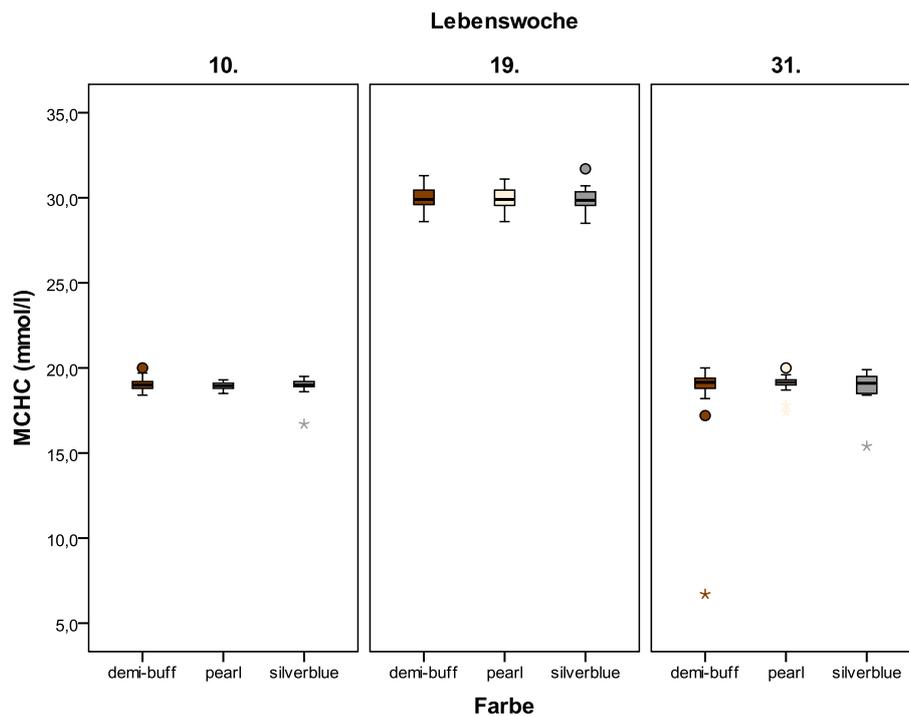


Abbildung 44: MCHC (mmol/l) der Tiere im zeitlichen Verlauf der drei Messzeitpunkte (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Farbe (demi-buff, pearl und silverblue).

Tabelle 50: Übersicht über Signifikanzen zwischen den zwei Messzeitpunkten (19. und 31. LW) des Parameters MCHC sowie signifikante Volierenunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Volierenart	
Verlauf	4er	6er
19.-31.	***	***
Volierenvergleich		
19.-31.	n.s.	

Tabelle 51: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Messzeitpunkten (10., 19., 31. LW) des Parameters MCHC sowie signifikante Farbunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen		
	Farbe		
Verlauf	demi-buff	pearl	silverblue
10.-19.	***	***	***
19.-31.	***	***	***
Farbenvergleich			
10.-31.	n.s.		

4.3.2 Weißes Blutbild

Leukozyten

Im zeitlichen Verlauf ist von der 10. LW auf die 19. LW eine leicht steigende und von der 19. LW auf die 31. LW eine fallende Tendenz der Werte der Leukozyten zu beobachten. Der Abfall der Leukozyten von der 19. LW auf die 31. LW war sowohl bei den Rüden ($p = 0,002$) als auch bei den Fähen ($p = 0,037$) (hoch-)signifikant. Es gab jedoch keine signifikanten Geschlechterunterschiede im Verlauf ($p = 0,621$).

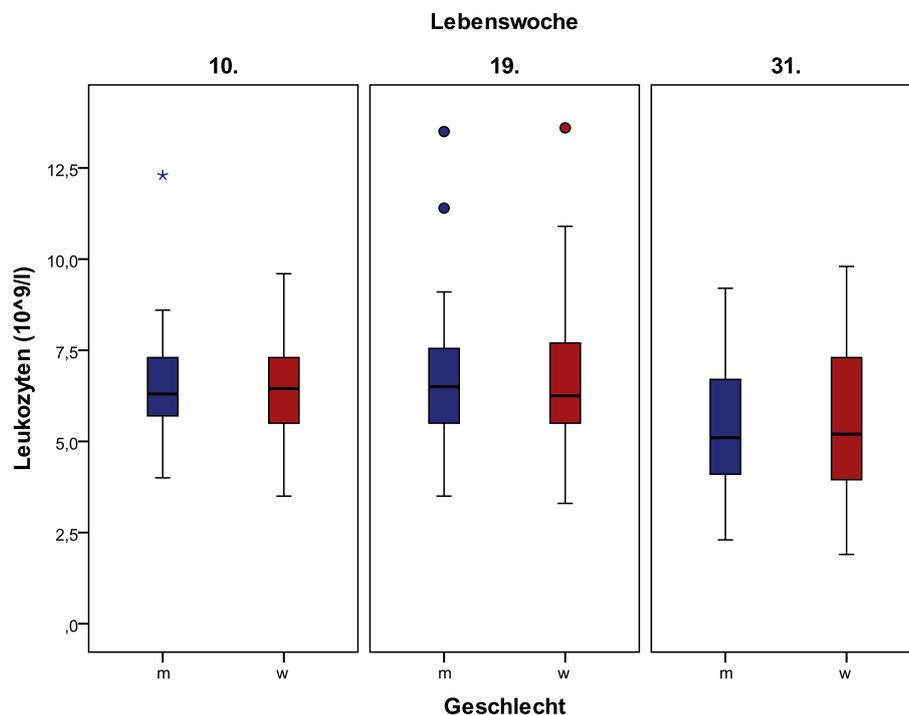


Abbildung 45: Leukozyten ($10^9/l$) im zeitlichen Verlauf der drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen).

Tabelle 52: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (10., 19., 31. LW) des Parameters Leukozyten sowie signifikante Geschlechterunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Geschlecht	
Verlauf	m	w
10.-19.	n.s.	n.s.
19.-31.	**	*
Geschlechtervergleich		
10.-31.	n.s.	

Tabelle 53: Übersichtstabelle über Stichprobengröße (= N), Mittelwert (= MW), Median, Standardabweichung (= SD), Standardfehler (= SEM), Minimal- (= Min.) und Maximalwert (= Max.) sowie Quartile (25 % = $Q_{0,25}$, 75 % = $Q_{0,75}$) der Leukozyten ($10^9/l$) zu den drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), aufgeteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen).

LW	Sex	N	MW	Median	SD	SEM	Min.	Max.	25 %	75 %
10. LW	m	41	6,44	6,30	1,48	0,23	4,0	12,3	5,70	7,30
	w	38	6,49	6,45	1,46	0,24	3,5	9,6	5,50	7,30
19. LW	m	36	6,74	6,50	2,03	0,34	3,5	13,5	5,50	7,55
	w	34	6,64	6,25	2,16	0,37	3,3	13,6	5,50	7,70
31. LW	m	37	5,34	5,10	1,72	0,28	2,3	9,2	4,08	6,70
	w	36	5,55	5,20	2,15	0,36	1,9	9,8	3,95	7,30

Die Leukozyten-Werte in den 6er Volieren lagen bei beiden Messzeitpunkten unterhalb den Werten der 4er Volieren. Von der 19. LW auf die 31. LW sanken die Werte in beiden Volierenarten signifikant (4er Voliere: $p = 0,021$; 6er Voliere: $p = 0,004$), in den 6er Volieren sogar hochsignifikant. Die Einflussgröße Volierenart hatte insgesamt keinen signifikanten Einfluss ($p = 0,312$).

Was den Farbschlag der Tiere betrifft, so ist auffallend, dass die Mittelwerte der Farbe „Silverblue“ zu jedem Messzeitpunkt höher lagen als die der anderen beiden Farbschläge. Der Einfluss der Farbe auf die Werte war aber nicht signifikant ($p = 0,127$).

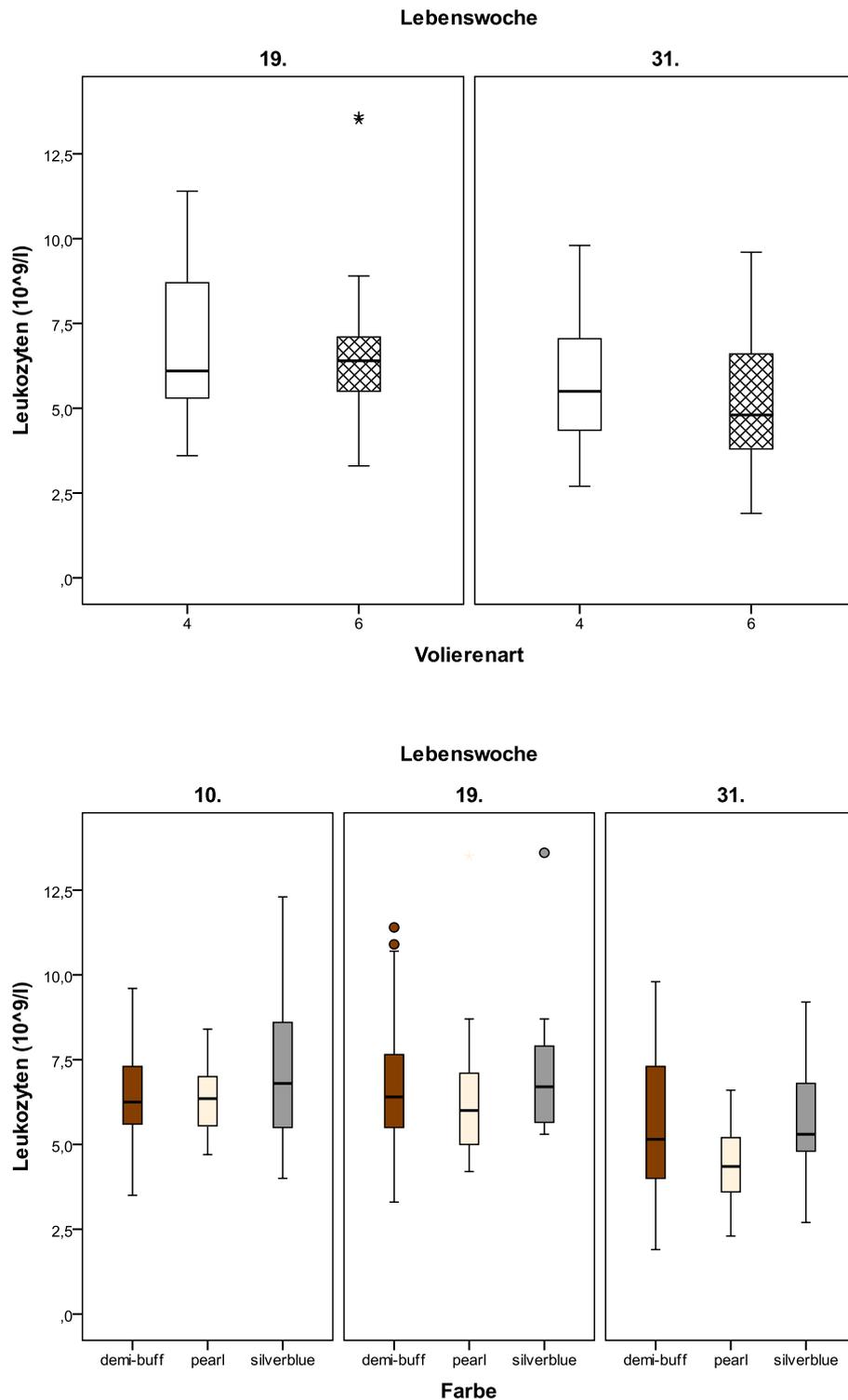


Abbildung 46 und 47: Leukozyten ($10^9/l$) der Tiere im zeitlichen Verlauf der zwei (19. und 31. LW) bzw. drei Messzeitpunkte (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Volierenart (4 = vier Tiere pro Voliere, 6 = sechs Tiere pro Voliere; Abb. oben) und Farbe (demi-buff, pearl und silverblue; Abb. unten).

Tabelle 54: Übersicht über Signifikanzen zwischen den zwei Messzeitpunkten (19. und 31. LW) des Parameters Leukozyten sowie signifikante Volierenunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Volierenart	
Verlauf	4er	6er
19.-31.	*	**
Volierenvergleich		
19.-31.	n.s.	

Tabelle 55: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Messzeitpunkten (10., 19., 31. LW) des Parameters Leukozyten sowie signifikante Farbunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen		
	Farbe		
Verlauf	demi-buff	pearl	silverblue
10.-19.	n.s.	n.s.	n.s.
19.-31.	*	n.s.	n.s.
Farbenvergleich			
10.-31.	n.s.		

Lymphozyten

Von der 10. LW auf die 19. LW sanken die Lymphozyten etwas ab, von der 19. LW auf die 31. LW stiegen die Werte geringfügig wieder an. Die Werte der Fähen lagen bei allen Blutentnahmezeitpunkten knapp unterhalb der Werte der Rüden. Insgesamt hatte das Geschlecht keinen signifikanten Einfluss auf die Werte ($p = 0,250$).

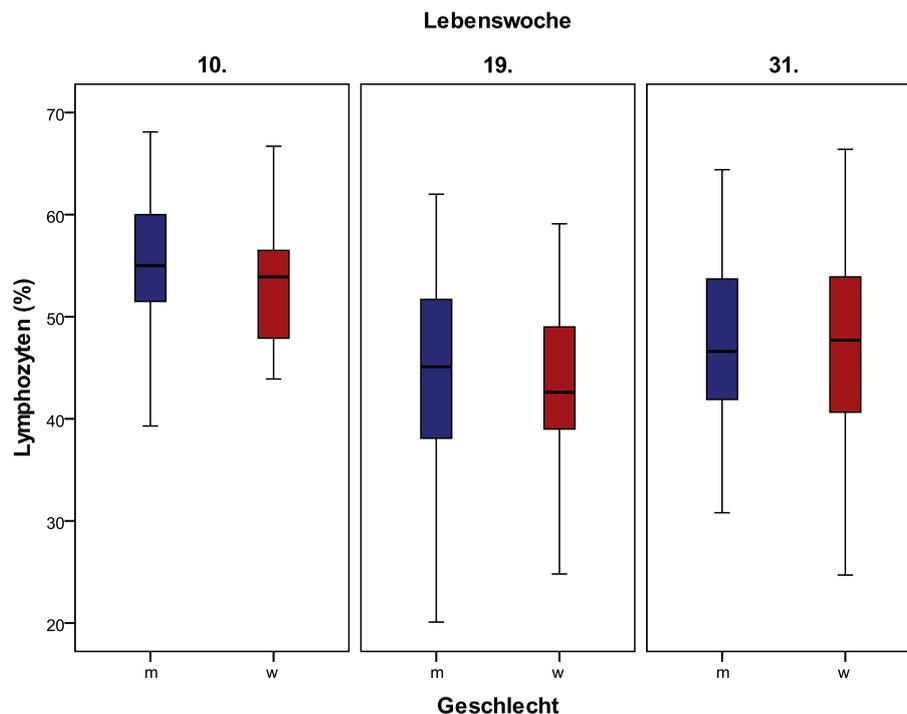


Abbildung 48: Lymphozyten (%) der Tiere im zeitlichen Verlauf der drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen).

Tabelle 56: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (10., 19., 31. LW) des Parameters Lymphozyten sowie signifikante Geschlechterunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Geschlecht	
Verlauf	m	w
10.-19.	***	***
19.-31.	n.s.	n.s.
Geschlechtervergleich		
10.-31.	n.s.	

Tabelle 57: Übersichtstabelle über Stichprobengröße (= N), Mittelwert (= MW), Median, Standardabweichung (= SD), Standardfehler (= SEM), Minimal- (= Min.) und Maximalwert (= Max.) sowie Quartile (25 % = $Q_{0,25}$, 75 % = $Q_{0,75}$) der Lymphozyten (%) zu den drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), aufgeteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen).

LW	Sex	N	MW	Median	SD	SEM	Min.	Max.	25 %	75 %
10. LW	m	41	55,8	55,0	6,60	1,03	39,3	68,1	51,4	60,4
	w	38	53,4	53,9	5,77	0,94	43,9	66,7	47,9	56,5
19. LW	m	36	45,3	45,1	10,28	1,71	20,1	62,0	38,1	51,7
	w	34	43,5	42,6	8,47	1,45	24,8	59,1	39,0	49,0
31. LW	m	37	47,6	46,6	8,25	1,36	30,8	64,4	41,7	53,7
	w	36	47,4	47,7	10,75	1,79	24,7	66,4	40,7	53,9

Die Volierenart und Farbe hatte keinen signifikanten Einfluss auf die Lymphozyten (Volierenart: $p=0,943$; Farbe: $0,705$).

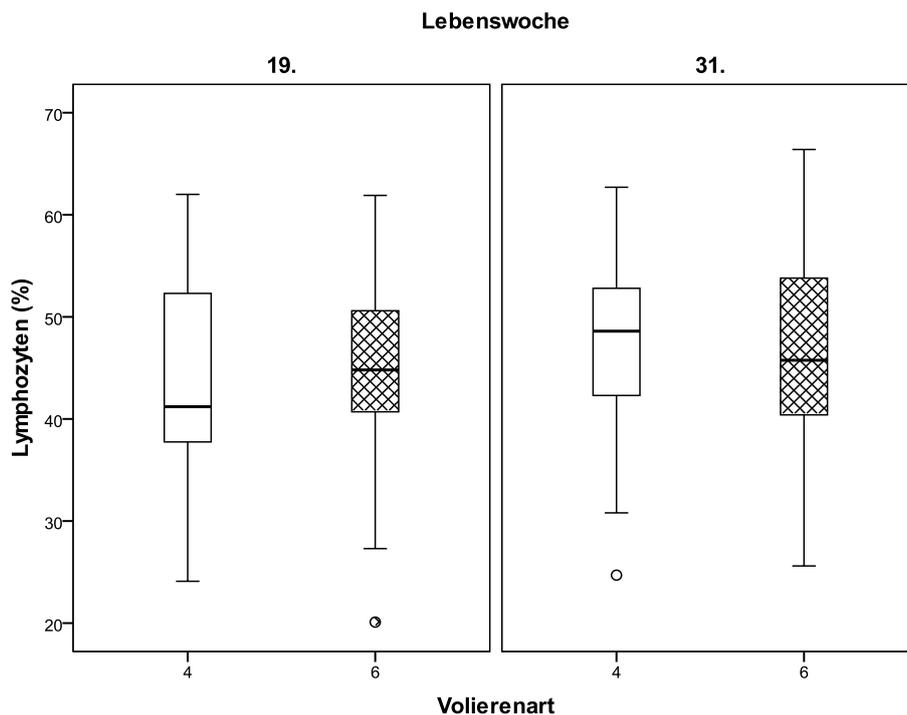


Abbildung 49: Lymphozyten (%) der Tiere im zeitlichen Verlauf der zwei Messzeitpunkte (19. und 31. LW), unterteilt nach Volierenart (4 = vier Tiere pro Voliere, 6 = sechs Tiere pro Voliere).

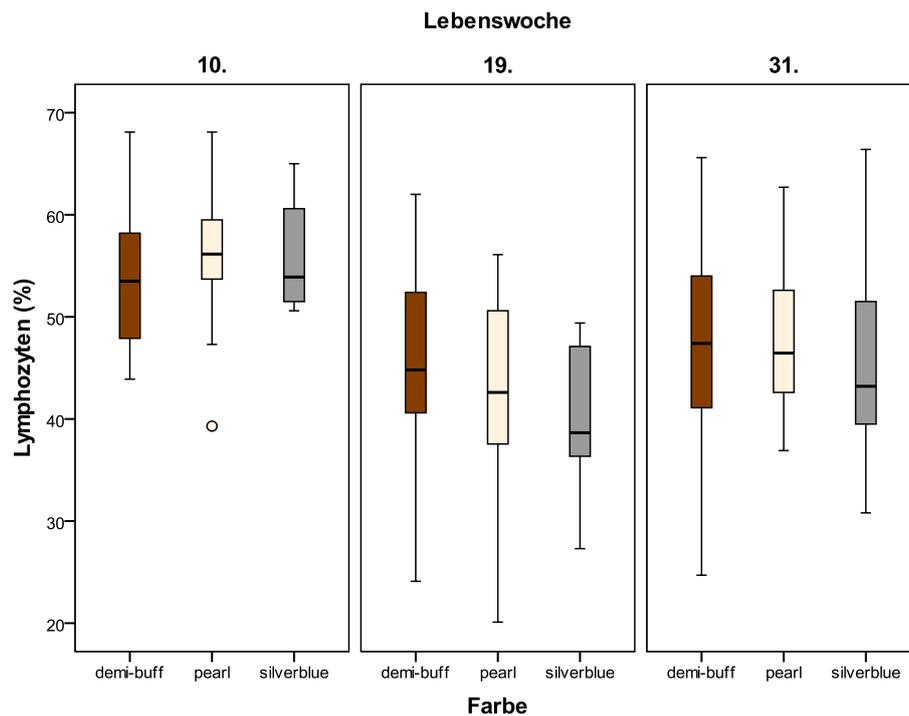


Abbildung 50: Lymphozyten (%) der Tiere im zeitlichen Verlauf der drei Messzeitpunkte (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Farbe (demi-buff, pearl und silverblue).

Tabelle 58: Übersicht über Signifikanzen zwischen den zwei Messzeitpunkten (19. und 31. LW) des Parameters Lymphozyten sowie signifikante Volierenunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Volierenart	
Verlauf	4er	6er
19.-31.	n.s.	n.s.
Volierenvergleich		
19.-31.	n.s.	

Tabelle 59: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Messzeitpunkten (10., 19., 31. LW) des Parameters Lymphozyten sowie signifikante Farbunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen		
	Farbe		
Verlauf	demi-buff	pearl	silverblue
10.-19.	***	***	***
19.-31.	n.s.	n.s.	n.s.
Farbenvergleich			
10.-31.	n.s.		

Monozyten

Die Medianwerte der Monozyten sanken von der 10. LW auf die 19. LW erheblich ab. In der 31. LW stiegen die Werte wieder etwas an, verblieben aber immer noch unterhalb der Werte der 10. LW. Sowohl die Abnahme von der 10. LW auf die 19. LW als auch die erneute Zunahme von der 19. LW auf die 31. LW waren für beide Geschlechter hochsignifikant ($p < 0,001$). Der Einfluss des Geschlechts auf die Werte war jedoch nicht signifikant ($p = 0,877$).

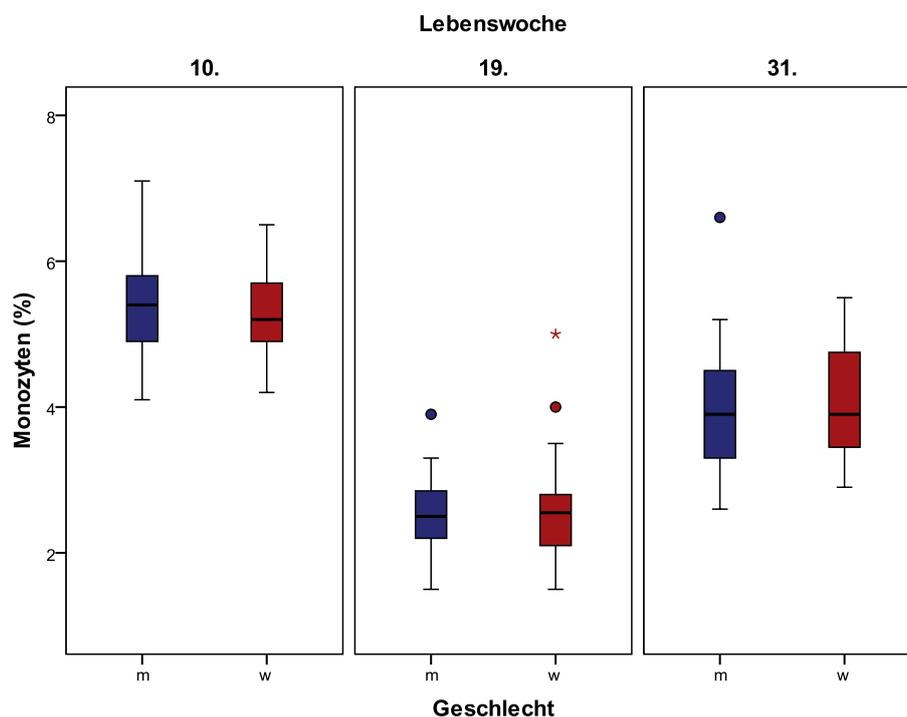


Abbildung 51: Monozyten (%) der Tiere im zeitlichen Verlauf der drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen).

Tabelle 60: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (10., 19., 31. LW) des Parameters Monozyten sowie signifikante Geschlechterunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Geschlecht	
Verlauf	m	w
10.-19.	***	***
19.-31.	***	***
Geschlechtervergleich		
10.-31.	n.s.	

Tabelle 61: Übersichtstabelle über Stichprobengröße (= N), Mittelwert (= MW), Median, Standardabweichung (= SD), Standardfehler (= SEM), Minimal- (= Min.) und Maximalwert (= Max.) sowie Quartile (25 % = $Q_{0,25}$, 75 % = $Q_{0,75}$) der Monozyten (%) zu den drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), aufgeteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen).

LW	Sex	N	MW	Median	SD	SEM	Min.	Max.	25 %	75 %
10. LW	m	41	5,42	5,40	0,73	0,11	4,1	7,1	4,88	5,80
	w	38	5,29	5,20	0,59	0,10	4,2	6,5	4,90	5,70
19. LW	m	36	2,51	2,50	0,48	0,08	1,5	3,9	2,20	2,85
	w	34	2,61	2,55	0,69	0,12	1,5	5,0	2,10	2,80
31. LW	m	37	3,93	3,90	0,85	0,14	2,6	6,6	3,28	4,53
	w	36	4,07	3,90	0,81	0,14	2,9	5,5	3,45	4,53

Die Werte in den 6er Volieren lagen beide Male etwas höher als in den 4er Volieren, ein signifikanter Unterschied konnte nicht festgestellt werden ($p = 0,675$). Der Anstieg der Werte von der 19. LW auf die 31. LW war in den 4er Volieren, wie auch in den 6er Volieren, hochsignifikant ($p < 0,001$).

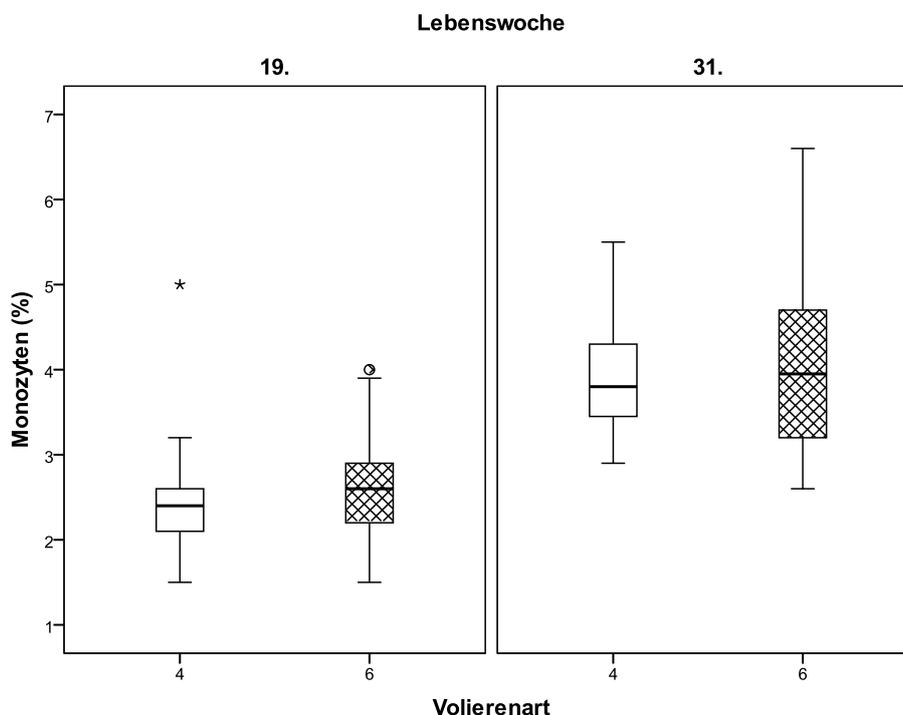


Abbildung 52: Monozyten (%) der Tiere im zeitlichen Verlauf der zwei Messzeitpunkte (19. und 31. LW), unterteilt nach Volierenart (4 = vier Tiere pro Voliere, 6 = sechs Tiere pro Voliere).

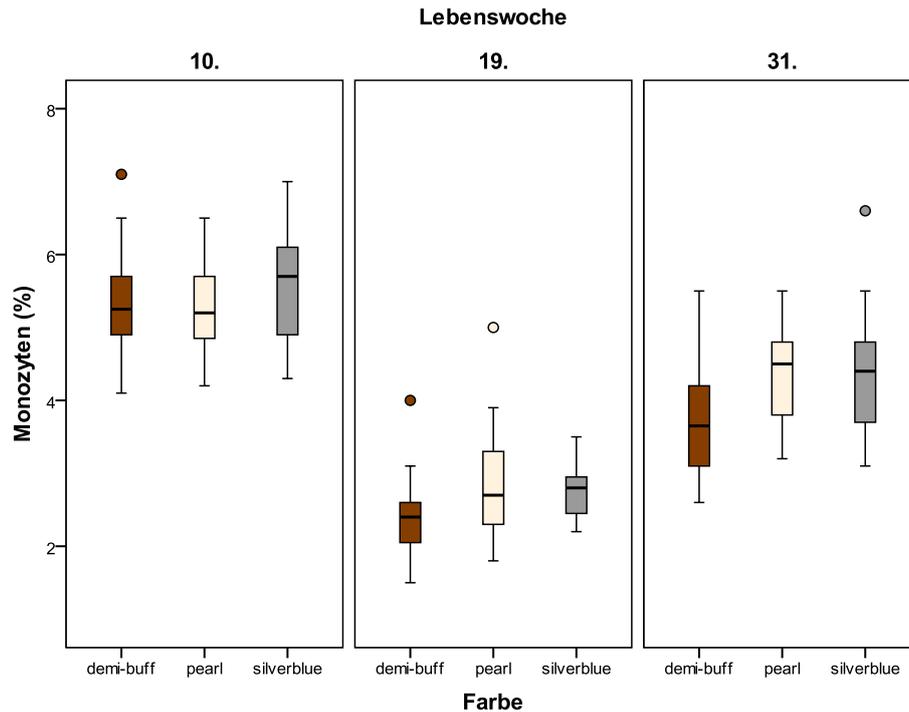


Abbildung 53: Monozyten (%) der Tiere im zeitlichen Verlauf der drei Messzeitpunkte (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Farbe (demi-buff, pearl und silverblue).

Die Einflussgröße Farbe hatte ebenfalls keinen signifikanten Einfluss auf die Monozytenwerte ($p = 0,202$).

Tabelle 62: Übersicht über Signifikanzen zwischen den zwei Messzeitpunkten (19. und 31. LW) des Parameters Monozyten sowie signifikante Volierenunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Volierenart	
Verlauf	4er	6er
19.-31.	***	***
Volierenvergleich		
19.-31.	n.s.	

Tabelle 63: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Messzeitpunkten (10., 19., 31. LW) des Parameters Monozyten sowie signifikante Farbunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen		
	Farbe		
Verlauf	demi-buff	pearl	silverblue
10.-19.	***	***	***
19.-31.	***	***	***
Farbenvergleich			
10.-31.	n.s.		

Granulozyten

Die Granulozyten stiegen bis zur Mitte des Versuchs an, fielen gegen Ende aber wieder etwas ab. Der Anstieg zur 19. LW war sowohl bei den Rüden als auch bei den Fähen hochsignifikant ($p < 0,001$), der Abfall der Werte von der 19. LW auf die 31. LW war lediglich bei den Fähen signifikant ($p = 0,021$). Das Geschlecht hatte insgesamt keinen signifikanten Einfluss auf die Werte ($p = 0,251$).

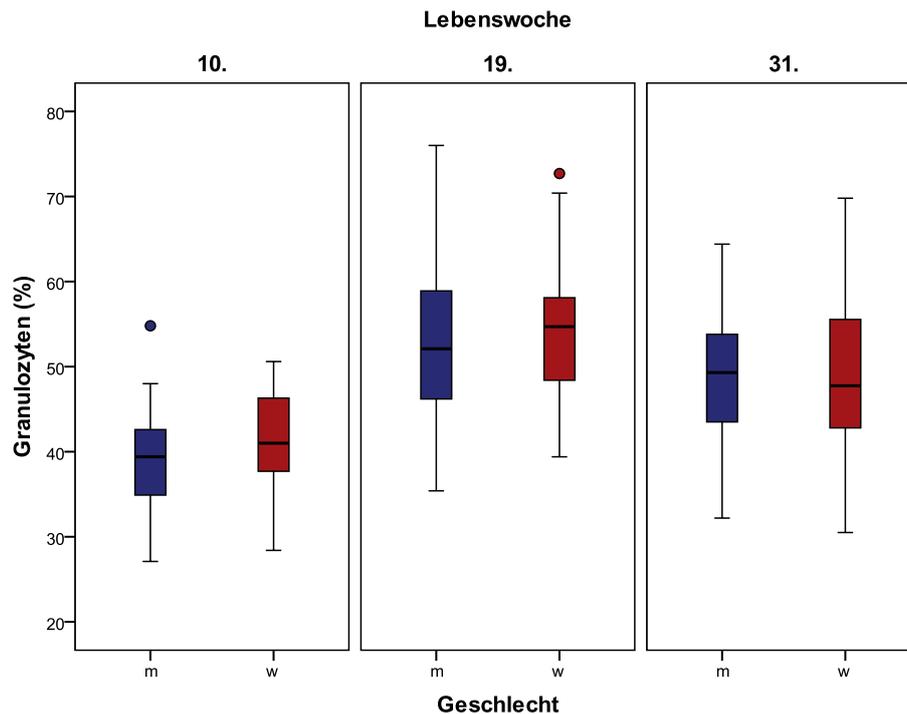


Abbildung 54: Granulozyten (%) der Tiere im zeitlichen Verlauf der drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen).

Tabelle 64: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (10., 19., 31. LW) des Parameters Granulozyten sowie signifikante Geschlechterunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Geschlecht	
Verlauf	m	w
10.-19.	***	***
19.-31.	n.s.	*
Geschlechtervergleich		
10.-31.	n.s.	

Tabelle 65: Übersichtstabelle über Stichprobengröße (= N), Mittelwert (= MW), Median, Standardabweichung (= SD), Standardfehler (= SEM), Minimal- (= Min.) und Maximalwert (= Max.) sowie Quartile (25 % = $Q_{0,25}$, 75 % = $Q_{0,75}$) der Granulozyten (%) zu den drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), aufgeteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen).

LW	Sex	N	MW	Median	SD	SEM	Min.	Max.	25 %	75 %
10. LW	m	41	38,8	39,4	6,25	0,98	27,1	54,8	34,5	42,6
	w	38	41,3	41,0	5,63	0,91	28,4	50,6	37,7	46,3
19. LW	m	36	52,2	52,1	10,08	1,68	35,4	76,0	46,2	58,9
	w	34	53,9	54,7	8,33	1,43	39,4	72,7	48,4	58,1
31. LW	m	37	48,5	49,3	7,79	1,28	32,2	64,4	43,1	54,1
	w	36	48,6	47,8	10,31	1,72	30,5	69,8	42,8	55,6

Volierenart und Farbe beeinflussten die Werte nicht signifikant (Volierenart: $p = 0,981$; Farbe: $p = 0,778$). Der Abfall der Werte von der 19. LW auf die 31. LW war in den 4er Volieren signifikant ($p = 0,018$).

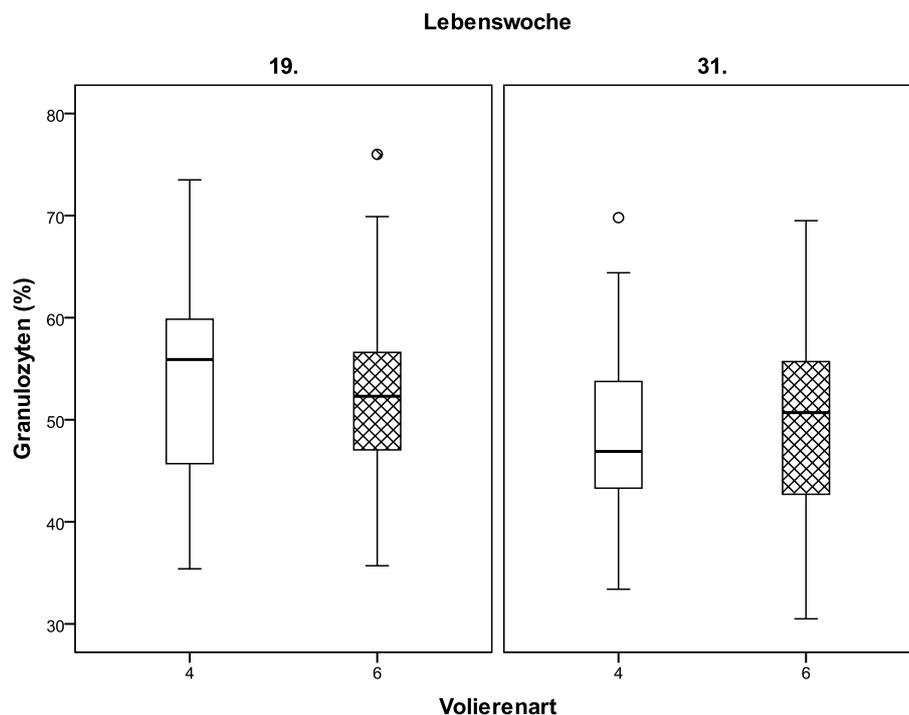


Abbildung 55: Granulozyten (%) der Tiere im zeitlichen Verlauf der zwei Messzeitpunkte (19. und 31. LW), unterteilt nach Volierenart (4 = vier Tiere pro Voliere, 6 = sechs Tiere pro Voliere).

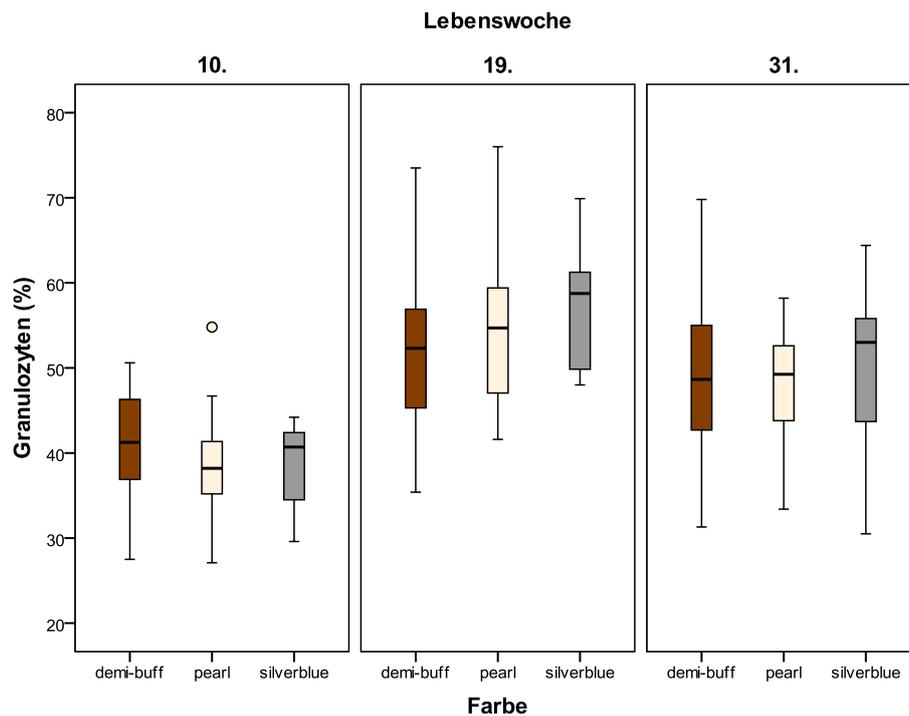


Abbildung 56: Granulozyten (%) der Tiere im zeitlichen Verlauf der drei Messzeitpunkte (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Farbe (demi-buff, pearl und silverblue).

Tabelle 66: Übersicht über Signifikanzen zwischen den zwei Messzeitpunkten (19. und 31. LW) des Parameters Granulozyten sowie signifikante Volierenunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Volierenart	
Verlauf	4er	6er
19.-31.	*	
Volierenvergleich		
19.-31.	n.s.	

Tabelle 67: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Messzeitpunkten (10., 19., 31. LW) des Parameters Granulozyten sowie signifikante Farbunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen		
	Farbe		
Verlauf	demi-buff	pearl	silverblue
10.-19.	***	***	***
19.-31.	n.s.	n.s.	*
Farbenvergleich			
10.-31.	n.s.		

4.3.3 Thrombozyten

Die Thrombozyten-Werte fielen von der 10. LW auf die 31. LW konstant ab. Sowohl in der 19. LW als auch in der 31. LW lagen die Werte der Fähen deutlich oberhalb der Werte der Rüden. Der Abfall der Werte von der 10. LW auf die 19. LW und dann weiter auf die 31. LW war bei den Rüden hochsignifikant ($p < 0,001$) und auch bei den Fähen signifikant (10. LW auf 19. LW: $p = 0,019$, 19. LW auf 31. LW: $p = 0,012$). Eine Signifikanz bezüglich des Geschlechts über den gesamten Zeitraum konnte jedoch nicht festgestellt werden ($p = 0,135$).

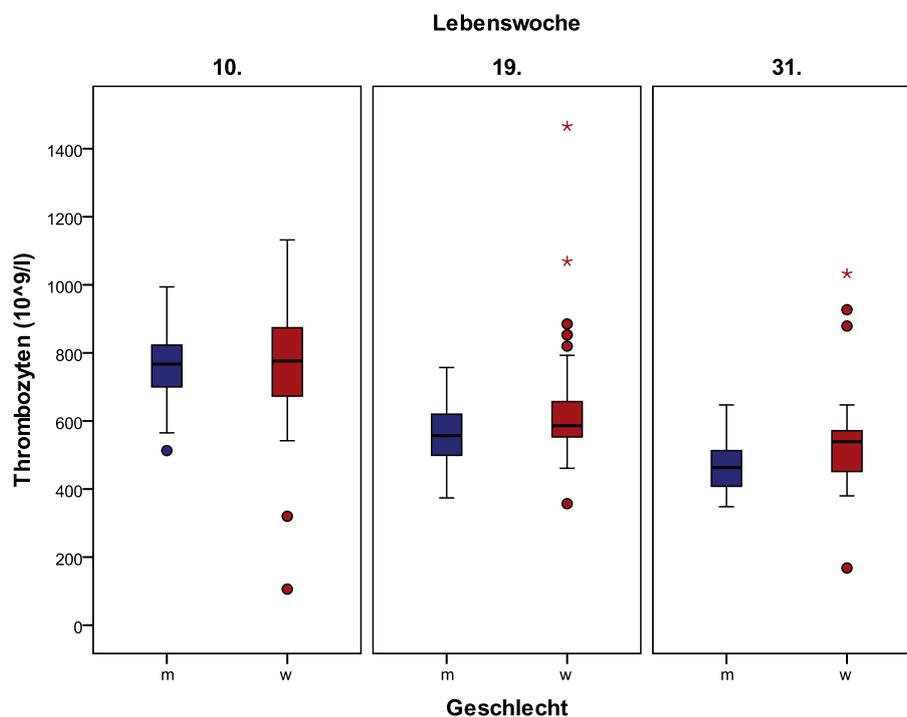


Abbildung 57: Thrombozyten-Gehalt ($10^9/l$) der Tiere im zeitlichen Verlauf der drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen).

Tabelle 68: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (10., 19., 31. LW) des Parameters Thrombozyten sowie signifikante Geschlechterunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Geschlecht	
Verlauf	m	w
10.-19.	***	*
19.-31.	***	*
Geschlechtervergleich		
10.-31.	n.s.	

Tabelle 69: Übersichtstabelle über Stichprobengröße (= N), Mittelwert (= MW), Median, Standardabweichung (= SD), Standardfehler (= SEM), Minimal- (= Min.) und Maximalwert (= Max.) sowie Quartile (25 % = $Q_{0,25}$, 75 % = $Q_{0,75}$) der Thrombozyten ($10^9/l$) zu den drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), aufgeteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen).

LW	Sex	N	MW	Median	SD	SEM	Min.	Max.	25 %	75 %
10. LW	m	41	767,1	767,0	100,6	15,6	513	994	698,0	827,0
	w	38	756,6	776,0	190,9	31,0	106	1132	673,0	874,0
19. LW	m	36	561,3	557,0	92,3	15,4	374	757	499,0	620,0
	w	34	645,8	586,0	198,9	34,1	357	1466	553,0	657,0
31. LW	m	37	471,6	463,0	77,0	12,7	348	647	407,0	514,0
	w	36	535,7	539,0	155,0	25,8	168	1033	451,5	571,5

Die Werte in den 6er Volieren lagen bei beiden Blutentnahmen oberhalb der Werte der 4er Volieren. Insgesamt hatte die Volierenart aber keinen signifikanten Einfluss auf die Thrombozyten ($p = 0,530$).

Im Gegensatz zu Geschlecht und Volierenart hatte bei diesem Parameter allerdings die Farbe einen signifikanten Einfluss auf die Werte der Tiere ($p = 0,005$). Der Median der pearlfarbenen Tiere lag zu jedem Messzeitpunkt stets höher als bei den Tieren der anderen Farbschläge. Am niedrigsten bei allen Messzeitpunkten lag der Median der Tiere des Farbtyps Demi-Buff, wohingegen der Median der Tiere der Farbe Silverblue sich immerzu zwischen dem der Farbe Demi-Buff und Pearl bewegte.

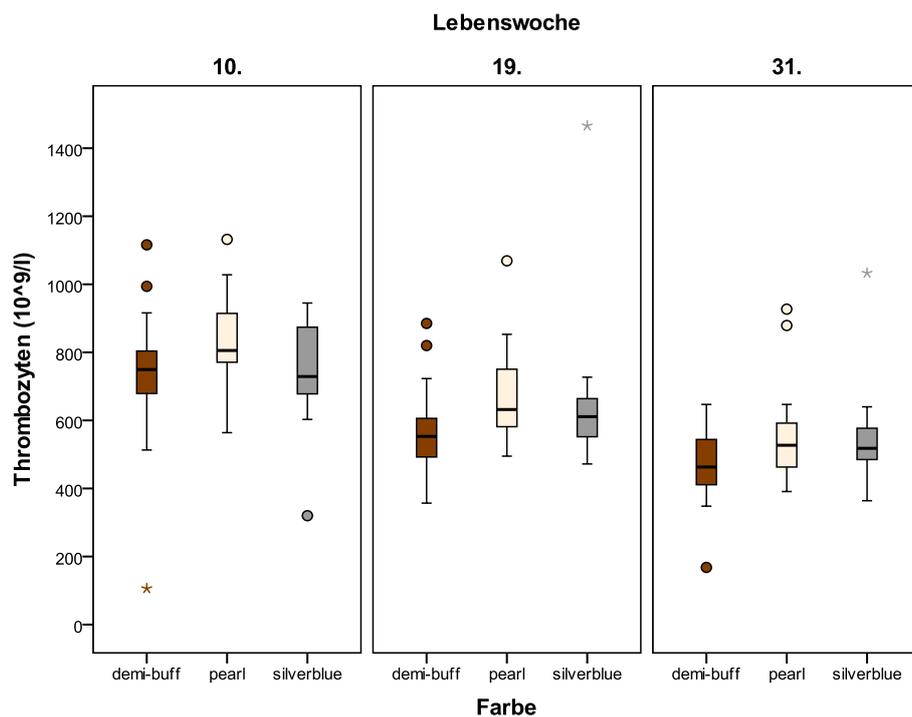
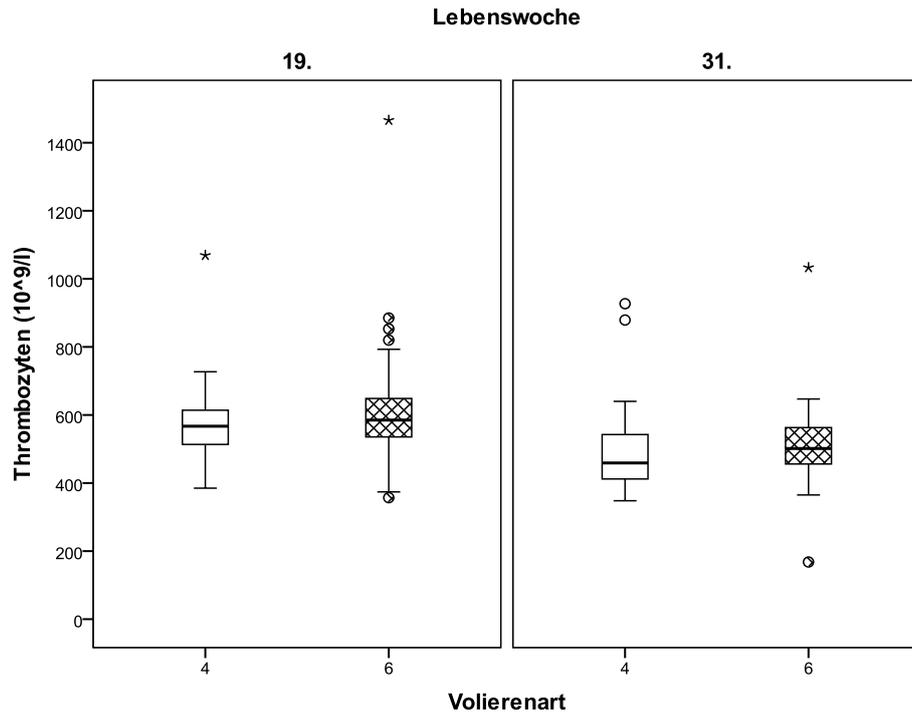


Abbildung 58 und 59: Thrombozyten-Gehalt ($10^9/l$) der Tiere im zeitlichen Verlauf der zwei (19. und 31. LW) bzw. drei Messzeitpunkte (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Volierenart (4 = vier Tiere pro Voliere, 6 = sechs Tiere pro Voliere; Abb. oben) und Farbe (demi-buff, pearl und silverblue; Abb. unten).

Tabelle 70: Übersicht über Signifikanzen zwischen den zwei Messzeitpunkten (19. und 31. LW) des Parameters Thrombozyten sowie signifikante Volierenunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Volierenart	
Verlauf	4er	6er
19.-31.	*	**
Volierenvergleich		
19.-31.	n.s.	

Tabelle 71: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Messzeitpunkten (10., 19., 31. LW) des Parameters Thrombozyten sowie signifikante Farbunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen		
	Farbe		
Verlauf	demi-buff	pearl	silverblue
10.-19.	***	*	n.s.
19.-31.	***	n.s.	n.s.
Farbenvergleich			
10.-31.	**		

4.3.4 Stoffwechselfparameter

Cholesterol und Triglyceride

Die Cholesterolwerte nahmen bis zur 19. LW hin zu [bei den Rüden hochsignifikant ($p < 0,001$), bei den Fähen signifikant ($p = 0,027$)], fielen gegen Ende des Versuchs aber wieder etwas ab. Es gab keine signifikanten Geschlechterunterschiede über den gesamten Verlauf gesehen ($p = 0,714$).

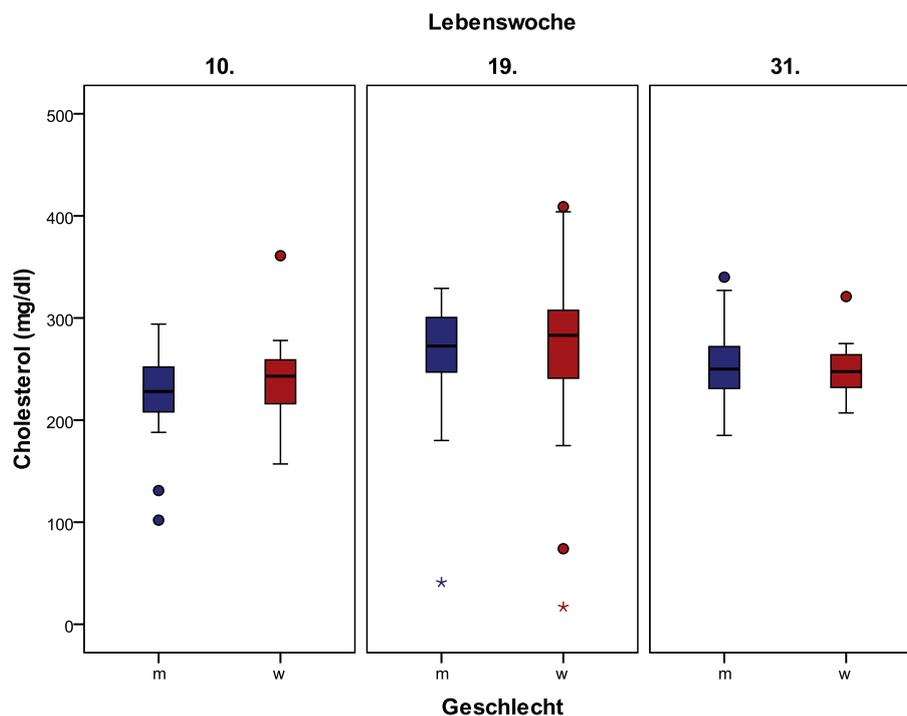


Abbildung 60: Cholesterol (mg/dl) der Tiere im zeitlichen Verlauf der drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen).

Die Triglycerid-Werte fielen im Verlauf des Versuchs immer weiter ab, dabei lagen zu jedem Blutentnahmezeitpunkt die Werte der Fähen deutlich über den Werten der Rüden. Die Abnahme der Werte von der 10. LW auf die 19. LW war bei den Fähen hochsignifikant ($p = 0,006$), von der 19. LW auf die 31. LW war er dies bei beiden Geschlechtern (Rüden: $p < 0,001$; Fähen: $p = 0,003$). Bezüglich der Triglyceridwerte hatte das Geschlecht einen signifikanten Einfluss ($p = 0,003$) auf die Tiere im gesamten Verlauf, die Triglyceridwerte der Rüden waren stets niedriger als die der Fähen.

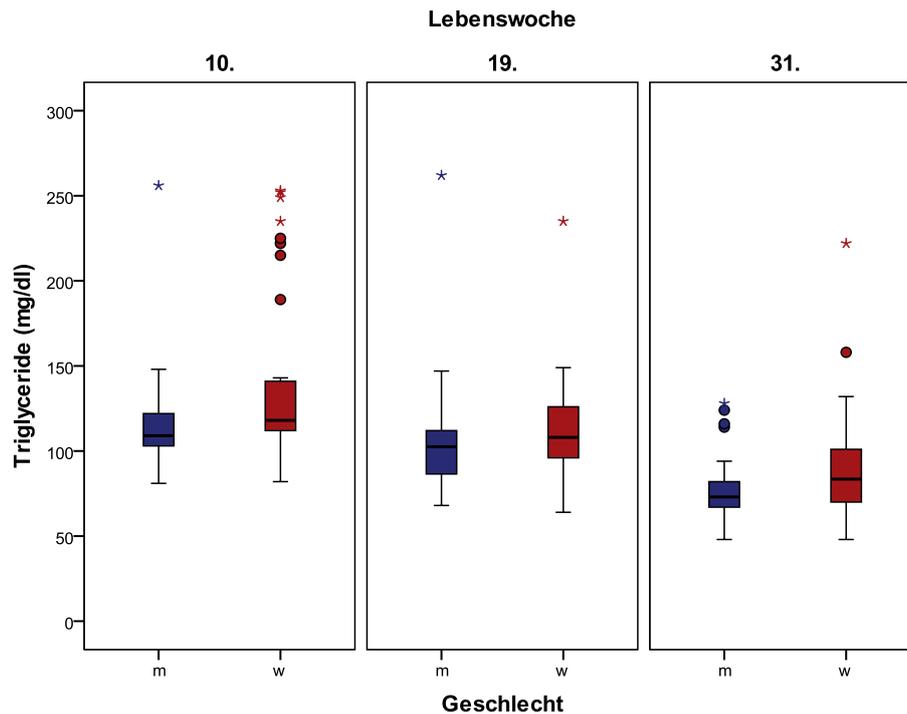


Abbildung 61: Triglyceride (mg/dl) der Tiere im zeitlichen Verlauf der drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen).

Tabelle 72: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (10., 19., 31. LW) der Parameter Cholesteroll und Triglyceride sowie signifikante Geschlechterunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen Cholesteroll		Signifikanzen Triglyceride	
	Geschlecht		Geschlecht	
Verlauf	m	w	m	w
10.-19.	***	*	n.s.	**
19.-31.	n.s.	n.s.	***	**
Geschlechtervergleich				
10.-31.	n.s.		**	

Tabelle 73: Übersichtstabelle über Stichprobengröße (= N), Mittelwert (= MW), Median, Standardabweichung (= SD), Standardfehler (= SEM), Minimal- (= Min.) und Maximalwert (= Max.) sowie Quartile (25 % = $Q_{0,25}$, 75 % = $Q_{0,75}$) des Cholesterols (mg/dl) zu den drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), aufgeteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen).

LW	Sex	N	MW	Median	SD	SEM	Min.	Max.	25 %	75 %
10. LW	m	41	228,7	228,0	37,6	5,87	102	294	208,0	252,3
	w	38	240,3	243,0	33,9	5,50	157	361	216,0	259,0
19. LW	m	36	268,4	272,5	49,7	8,29	41	329	247,0	300,5
	w	36	271,3	283,0	77,2	12,86	17	409	241,0	307,5
31. LW	m	37	253,9	250,0	38,0	6,26	185	340	230,5	273,0
	w	34	247,1	247,5	22,9	3,93	207	321	232,0	264,0

Tabelle 74: Übersichtstabelle über Stichprobengröße (= N), Mittelwert (= MW), Median, Standardabweichung (= SD), Standardfehler (= SEM), Minimal- (= Min.) und Maximalwert (= Max.) sowie Quartile (25 % = $Q_{0,25}$, 75 % = $Q_{0,75}$) der Triglyceride (mg/dl) zu den drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), aufgeteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen).

LW	Sex	N	MW	Median	SD	SEM	Min.	Max.	25 %	75 %
10. LW	m	41	113,9	109,0	27,4	4,28	81	256	102,8	122,3
	w	38	139,5	118,0	49,7	8,07	82	253	112,0	141,0
19. LW	m	36	105,8	102,5	33,3	5,54	68	262	86,5	112,0
	w	36	112,4	108,0	29,3	4,88	64	235	96,0	126,0
31. LW	m	37	77,6	73,0	18,4	3,03	48	128	66,5	82,0
	w	34	89,6	83,5	32,6	5,58	48	222	70,0	101,0

Die Volierenart beeinflusste die Cholesterolverte beider Geschlechter hochsignifikant ($p = 0,001$). Die Cholesterolverte der 6er Volieren lagen zu beiden Messzeitpunkten unterhalb der Werte der 4er Volieren. Bei den 4er Volieren war die Verringerung der Werte von der 19. LW auf die 31. LW hochsignifikant ($p < 0,001$). Signifikanzen bezüglich der Volierenart auf die Triglyceridwerte konnten nicht festgestellt werden ($p = 0,693$).

Tabelle 75: Übersicht über Signifikanzen zwischen den zwei Messzeitpunkten (19. und 31. LW) der Parameter Cholesterol und Triglyceride sowie signifikante Volierenunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen Cholesterol		Signifikanzen Triglyceride	
	Volierenart		Volierenart	
Verlauf	4er	6er	4er	6er
19.-31.	***	n.s.	**	***
Volierenvergleich				
19.-31.	**		n.s.	

Hinsichtlich der Einflussgröße Farbe konnte ebenfalls ein signifikanter Einfluss auf die Cholesterolwerte der Tiere beobachtet werden ($p = 0,006$). Sie hatte jedoch keinen signifikanten Einfluss auf die Triglyceridwerte ($p = 0,778$).

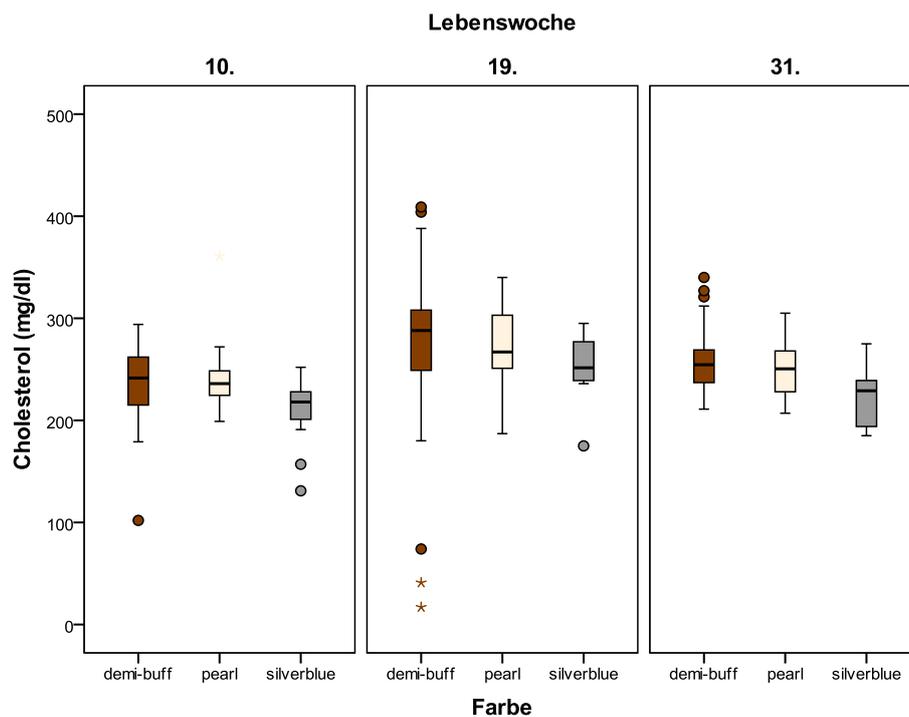


Abbildung 64: Cholesterol (mg/dl) der Tiere im zeitlichen Verlauf der drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Farbe (demi-buff, pearl und silverblue).

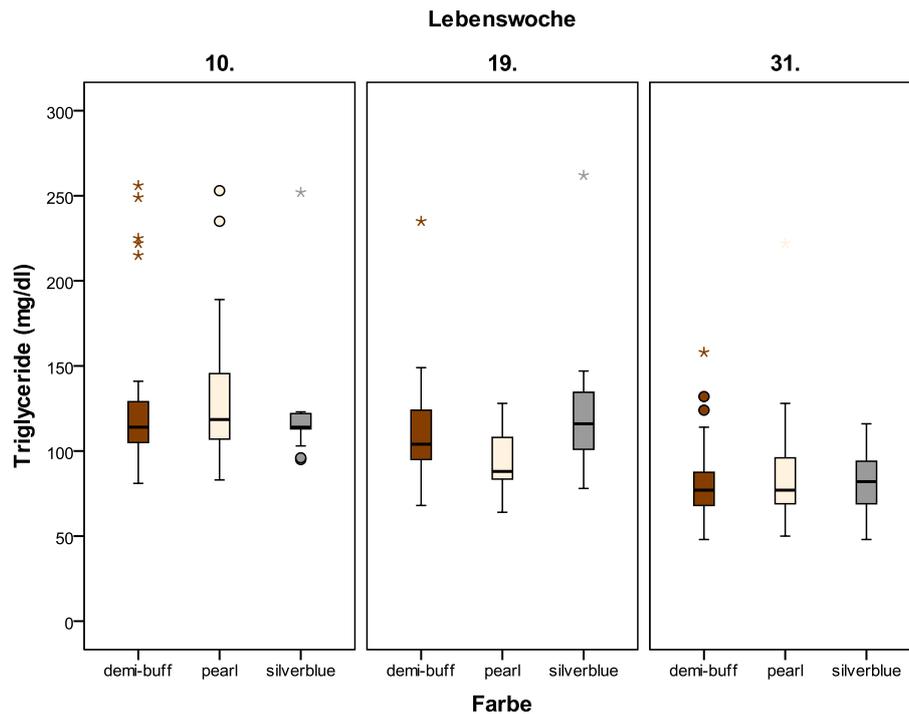


Abbildung 65: Triglyceride (mg/dl) der Tiere im zeitlichen Verlauf der drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Farbe (demi-buff, pearl und silverblue).

Tabelle 76: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Messzeitpunkten (10., 19., 31. LW) der Parameter Cholesterol und Triglyceride sowie signifikante Farbunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen Cholesterol			Signifikanzen Triglyceride		
	Farbe			Farbe		
Verlauf	demi-buff	pearl	silverblue	demi-buff	pearl	silverblue
10.-19.	*	***	***	*	**	n.s.
19.-31.	n.s.	n.s.	*	***	n.s.	**
Farbenvergleich						
10.-31.	**			n.s.		

Aspartataminotransferase (AST) und Gallensäuren

Die AST-Werte der Tiere nahmen von der 10. LW bis zur 31. LW immer weiter ab. Der Abfall von der 19. LW auf die 31. LW war bei den Rüden hochsignifikant ($p < 0,001$) und bei den Fähen ebenfalls signifikant ($p = 0,022$). Die Werte der Gallensäuren stiegen von der 10. LW auf die 19. LW deutlich an [bei den Rüden hochsignifikant ($p < 0,001$)], nahmen von der 19. LW auf die 31. LW aber wieder etwas ab. Über den gesamten Versuchsverlauf hatte das Geschlecht weder einen signifikanten Einfluss auf die AST-Werte ($p = 0,616$) noch auf die Gallensäuren ($p = 0,188$) der Tiere.

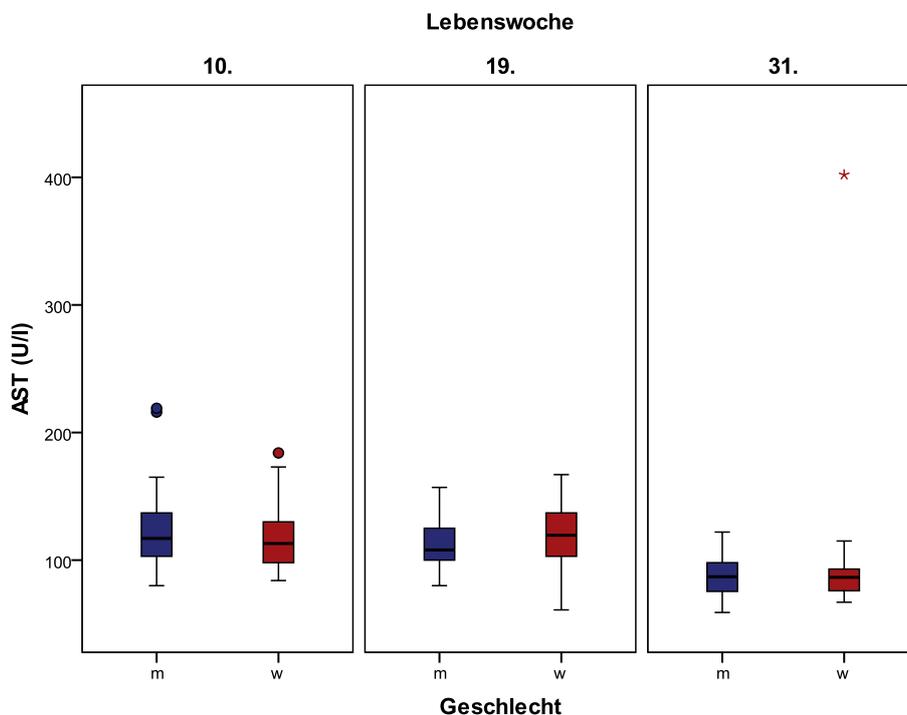


Abbildung 66: AST (U/l) der Tiere im zeitlichen Verlauf der drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen).

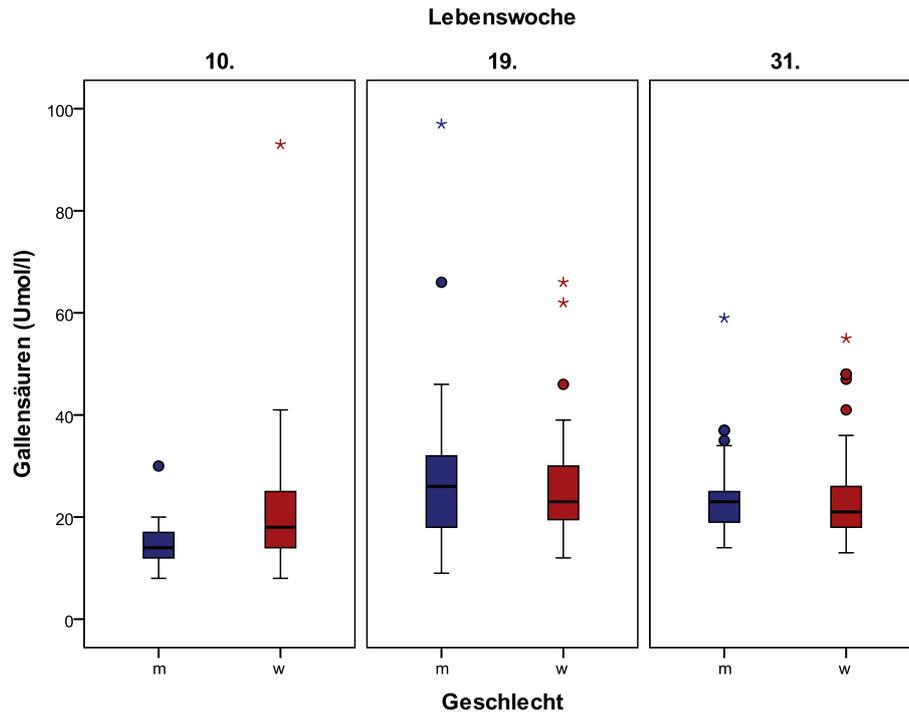


Abbildung 67: Gallensäuren (Umol/l) der Tiere im zeitlichen Verlauf der drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen).

Tabelle 77: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (10., 19., 31. LW) der Parameter AST und Gallensäuren sowie signifikante Geschlechterunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen AST		Signifikanzen Gallensäuren	
	Geschlecht		Geschlecht	
Verlauf	m	w	m	w
10.-19.	n.s.	n.s.	***	n.s.
19.-31.	***	*	n.s.	n.s.
Geschlechtervergleich				
10.-31.	n.s.		n.s.	

Tabelle 78: Übersichtstabelle über Stichprobengröße (= N), Mittelwert (= MW), Median, Standardabweichung (= SD), Standardfehler (= SEM), Minimal- (= Min.) und Maximalwert (= Max.) sowie Quartile (25 % = $Q_{0,25}$, 75 % = $Q_{0,75}$) der AST (U/l) zu den drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), aufgeteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen).

LW	Sex	N	MW	Median	SD	SEM	Min.	Max.	25 %	75 %
10. LW	m	41	122,3	117,0	30,2	4,72	80	219	103,0	137,3
	w	38	117,1	113,0	23,1	3,76	84	184	98,0	130,0
19. LW	m	34	112,5	108,0	18,4	3,15	80	157	100,0	125,0
	w	34	118,8	119,5	22,8	3,90	61	167	103,0	137,0
31. LW	m	35	87,3	87,0	15,2	2,57	59	122	75,3	98,0
	w	34	94,7	86,5	55,6	9,53	67	402	76,0	93,0

Tabelle 79: Übersichtstabelle über Stichprobengröße (= N), Mittelwert (= MW), Median, Standardabweichung (= SD), Standardfehler (= SEM), Minimal- (= Min.) und Maximalwert (= Max.) sowie Quartile (25 % = $Q_{0,25}$, 75 % = $Q_{0,75}$) der Gallensäuren (Umol/l) zu den drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), aufgeteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen).

LW	Sex	N	MW	Median	SD	SEM	Min.	Max.	25 %	75 %
10. LW	m	39	14,6	14,0	3,9	0,63	8	30	12,0	17,0
	w	37	21,3	18,0	14,6	2,39	8	93	13,5	25,3
19. LW	m	38	28,0	26,0	16,1	2,62	9	97	18,0	32,0
	w	35	26,8	23,0	11,7	1,98	12	66	19,3	30,0
31. LW	m	37	24,2	23,0	8,3	1,37	14	59	18,8	25,5
	w	34	25,1	21,0	10,7	1,84	13	55	18,0	26,0

Im Verlauf des Versuchs hatte die Volierenart keinen signifikanten Einfluss auf AST- und Gallensäurenwerte der Tiere (AST: $p = 0,097$; Gallensäuren: $p = 0,558$). Der Abfall der AST-Werte von der 19. auf die 31. LW war in den 6er Volieren hochsignifikant ($p < 0,001$).

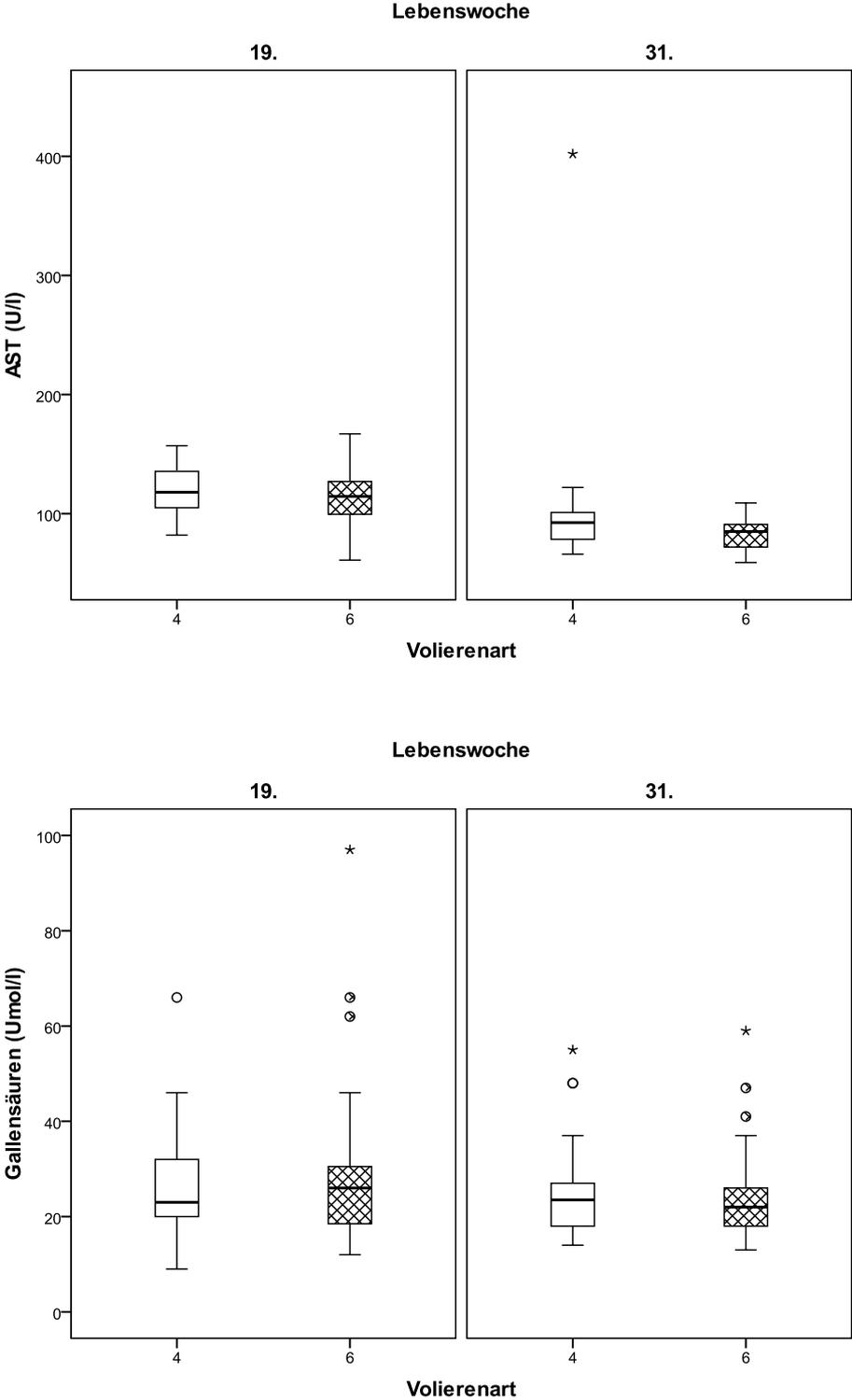


Abbildung 68 und 69: AST (U/l, Abb. oben) und Gallensäuren (Umol/l, Abb. unten) der Tiere im zeitlichen Verlauf der drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Volierenart (4 = vier Tiere pro Voliere, 6 = sechs Tiere pro Voliere).

Tabelle 80: Übersicht über Signifikanzen zwischen den zwei Messzeitpunkten (19. und 31. LW) der Parameter AST und Gallensäuren sowie signifikante Volierenunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen AST		Signifikanzen Gallensäuren	
	Volierenart		Volierenart	
Verlauf	4er	6er	4er	6er
19.-31.	n.s.	***	n.s.	n.s.
Volierenvergleich				
19.-31.	n.s.		n.s.	

Die Farbe der Tiere hatte keinen signifikanten Einfluss auf AST-Werte und Gallensäuren (AST: $p = 0,470$; Gallensäuren: $p = 0,944$).

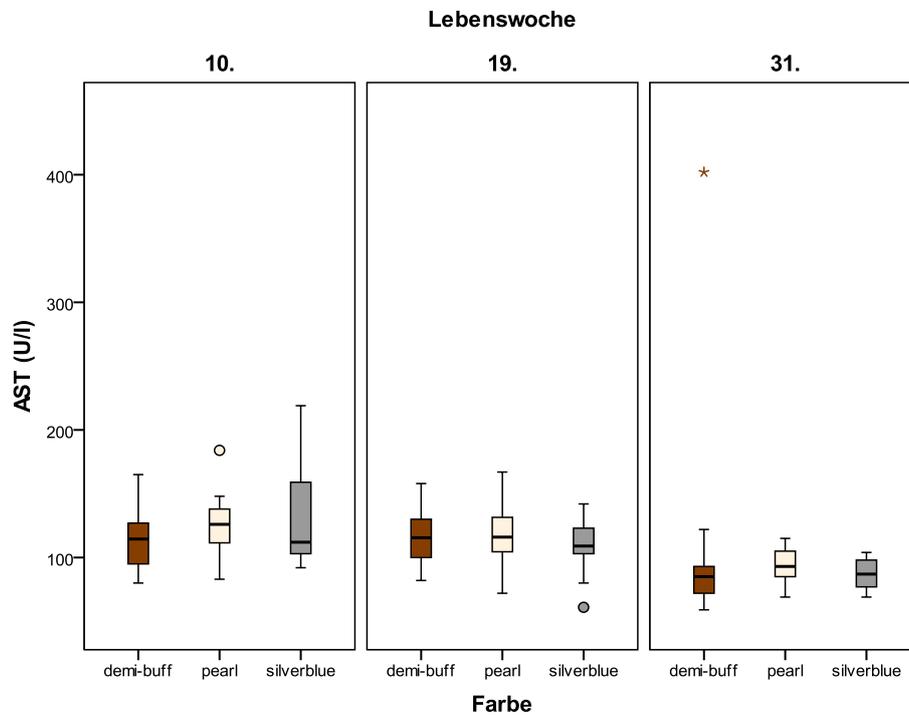


Abbildung 70: AST (U/l) der Tiere im zeitlichen Verlauf der drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Farbe (demi-buff, pearl und silverblue).

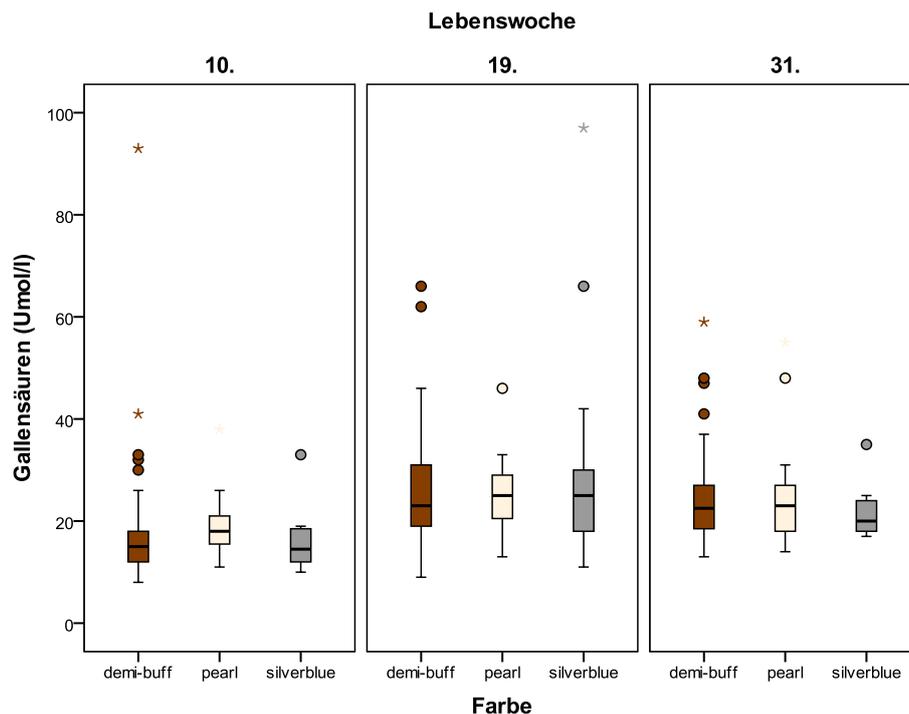


Abbildung 71: Gallensäuren (Umol/l) der Tiere im zeitlichen Verlauf der drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Farbe (demi-buff, pearl und silverblue).

Tabelle 81: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Messzeitpunkten (10., 19., 31. LW) der Parameter AST und Gallensäuren sowie signifikante Farbunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen AST			Signifikanzen Gallensäuren		
	Farbe			Farbe		
Verlauf	demi-buff	pearl	silverblue	demi-buff	pearl	silverblue
10.-19.	n.s.	n.s.	n.s.	*	*	*
19.-31.	*	*	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
Farbenvergleich						
10.-31.	n.s.			n.s.		

4.3.5 Immunglobulin G

Die Immunglobuline G blieben während des gesamten Versuchs auf einem ähnlichen Niveau mit leicht fallender Tendenz. Zu jedem Messzeitpunkt lagen die Werte der Fähen über den Werten der Rüden, es bestand jedoch kein signifikanter Geschlechterunterschied ($p = 0,057$).

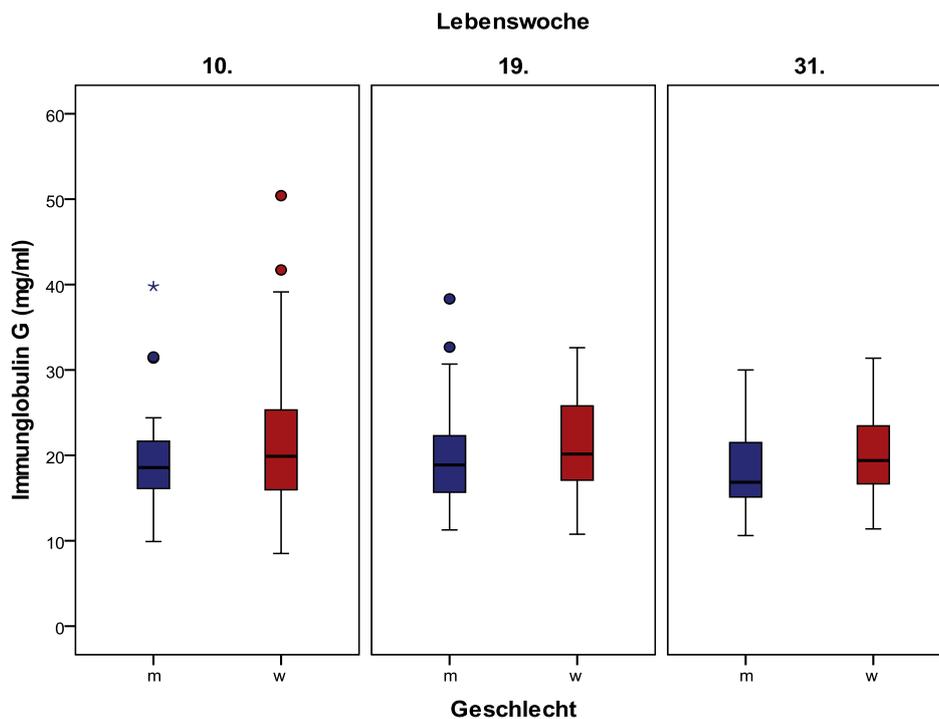


Abbildung 72: Immunglobulin G-Gehalt (mg/ml) der Tiere im zeitlichen Verlauf der drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen).

Tabelle 82: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (10., 19., 31. LW) des Parameters Immunglobulin G sowie signifikante Geschlechterunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Geschlecht	
Verlauf	m	w
10.-19.	n.s.	n.s.
19.-31.	n.s.	n.s.
Geschlechtervergleich		
10.-31.	n.s.	

Tabelle 83: Übersichtstabelle über Stichprobengröße (= N), Mittelwert (= MW), Median, Standardabweichung (= SD), Standardfehler (= SEM), Minimal- (= Min.) und Maximalwert (= Max.) sowie Quartile (25 % = $Q_{0,25}$, 75 % = $Q_{0,75}$) des Immunglobulin G-Gehaltes (mg/ml) zu den drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), aufgeteilt nach Geschlecht (m = Rüden, w = Fähen).

LW	Sex	N	MW	Median	SD	SEM	Min.	Max.	25 %	75 %
10. LW	m	41	19,5	18,6	5,49	0,86	9,9	39,8	16,0	21,7
	w	38	22,0	19,9	8,83	1,43	8,5	50,4	16,0	25,3
19. LW	m	38	19,8	18,9	5,77	0,94	11,3	38,3	15,7	22,3
	w	36	21,2	20,2	5,87	0,98	10,8	32,6	17,1	25,8
31. LW	m	37	18,1	16,9	4,13	0,68	10,6	30,0	15,1	21,5
	w	36	19,8	19,4	4,58	0,76	11,4	31,4	16,7	23,5

Die Untersuchung der Werte nach der Volierenart ließ auf keine signifikanten Unterschiede schließen ($p = 0,398$). In den 6er Volieren war der Abfall der Werte von der 19. LW auf die 31. LW signifikant ($p = 0,010$).

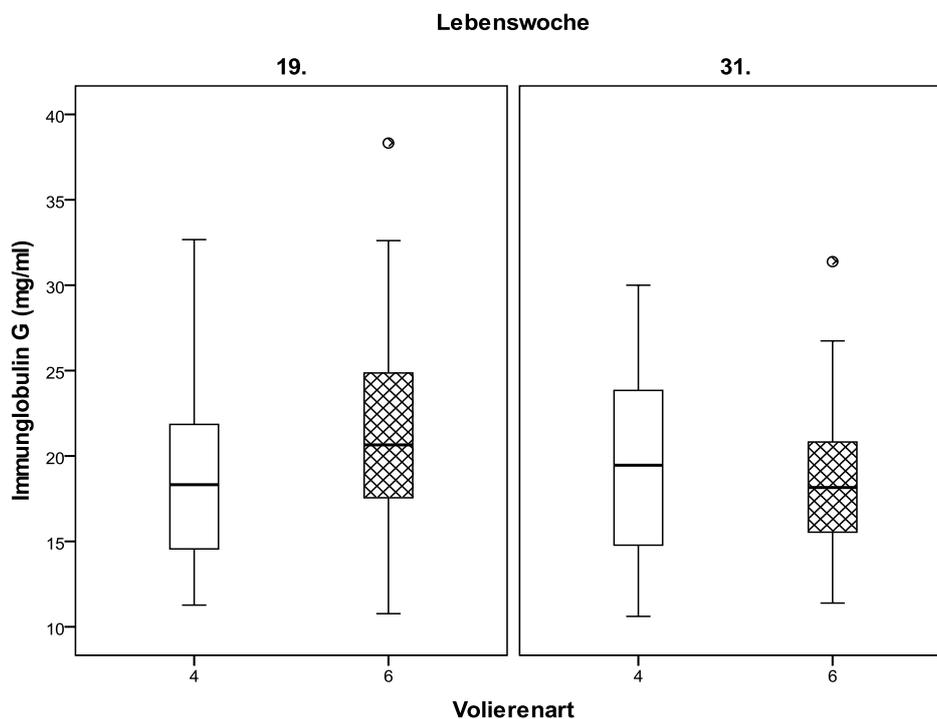


Abbildung 73: Immunglobulin G-Gehalt (mg/ml) der Tiere im zeitlichen Verlauf der zwei Messzeitpunkte (19. und 31. LW), unterteilt nach Volierenart (4 = vier Tiere pro Voliere, 6 = sechs Tiere pro Voliere).

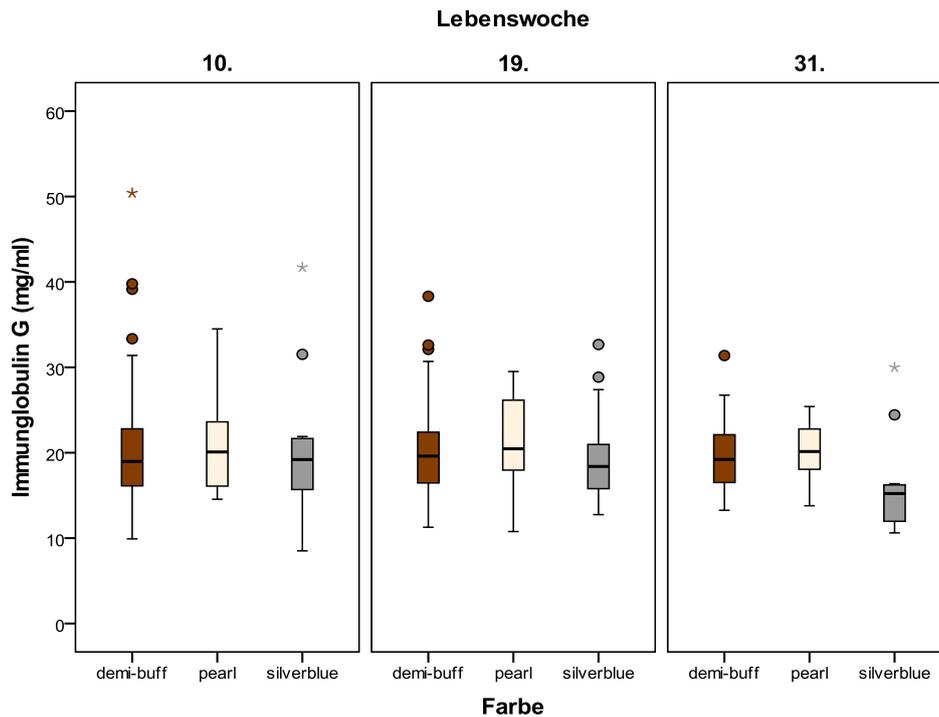


Abbildung 74: Immunglobulin G-Gehalt (mg/ml) der Tiere im zeitlichen Verlauf der drei Messzeitpunkte (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Farbe (demi-buff, pearl und silverblue).

Die Farbe der Tiere hatte ebenfalls keinen signifikanten Einfluss auf die Werte der Tiere ($p = 0,484$).

Tabelle 84: Übersicht über Signifikanzen zwischen den zwei Messzeitpunkten (19. und 31. LW) des Parameters Immunglobulin G sowie signifikante Volierenunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Volierenart	
Verlauf	4er	6er
19.-31.	n.s.	*
Volierenvergleich		
19.-31.	n.s.	

Tabelle 85: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Messzeitpunkten (10., 19., 31. LW) des Parameters Immunglobulin G sowie signifikante Farbunterschiede (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen		
	Farbe		
Verlauf	demi-buff	pearl	silverblue
10.-19.	n.s.	n.s.	n.s.
19.-31.	n.s.	n.s.	n.s.
Farbenvergleich			
10. -31.	n.s.		

4.4 Cortisolmetaboliten

Zu insgesamt fünf verschiedenen Zeitpunkten während des Versuchszeitraums wurde Kot gesammelt und auf Cortisolmetaboliten untersucht. Da es sich hierbei um Sammelkotproben aus den jeweiligen Volieren handelte, konnte bei der Auswertung nur eine Aussage über den Einfluss der Volierenart auf die Menge der im Kot enthaltenen Cortisolmetaboliten gemacht werden. Es war keine genaue Zuordnung der Proben zu den einzelnen Tieren und somit auch keine Auswertung hinsichtlich des Einflusses von Geschlecht und Farbe der Tiere auf deren Werte möglich.

Im zeitlichen Verlauf nahmen die Cortisolmetaboliten bis zur Mitte des Versuchs hin ab und anschließend wieder deutlich zu. Der Median in der 12. LW betrug 118,0 ng/g, in der 16./17. LW sank dieser auf 109,0 ng/g ab und in der 20. LW betrug er nur noch 81,5 ng/g.

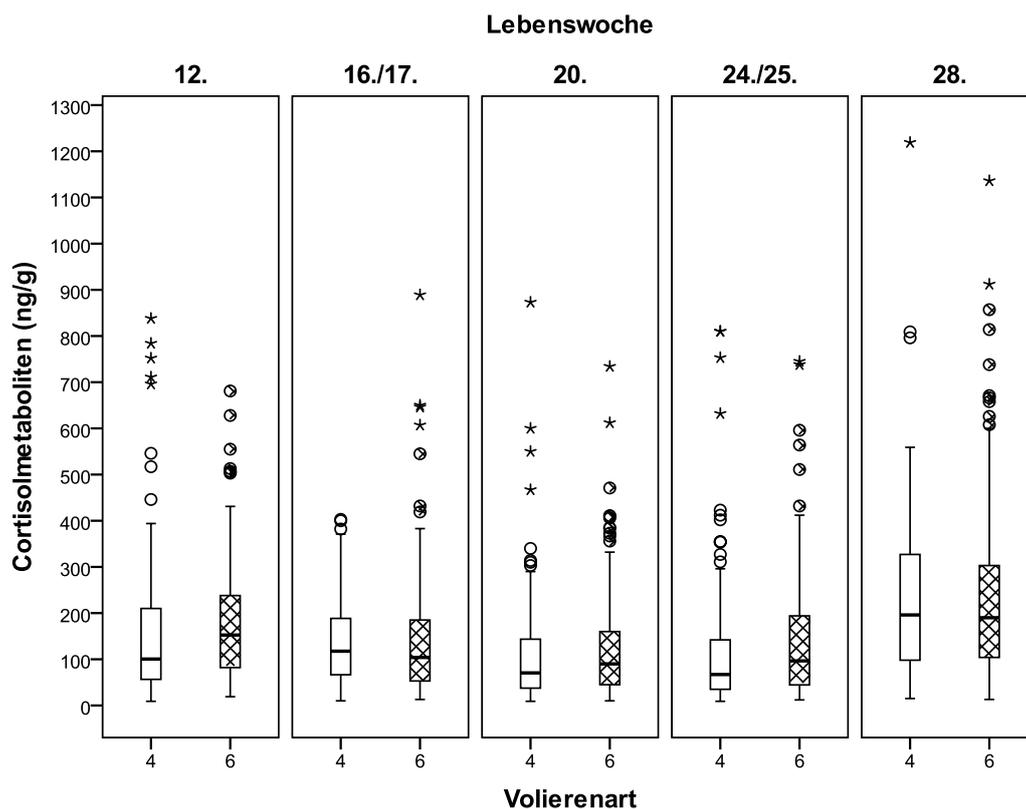


Abbildung 75: Cortisolmetaboliten (ng/g) im zeitlichen Verlauf, unterteilt nach Volierenart (4 = vier Tiere pro Voliere, 6 = sechs Tiere pro Voliere).

Bis zur 24./25. LW erhöhte sich der Median der Cortisolmetaboliten wieder auf 83,5 ng/g und bis zur 28. LW betrug er schließlich 194,0 ng/g. Während des gesamten

Versuchszeitraums betrug der geringste Wert 9 ng/gr und der höchste Wert, der erreicht wurde, 1219 ng/g. Die Volierenart hatte keinen signifikanten Einfluss auf die Werte ($p = 0,62$). Anfänglich können als Grund für die höheren Cortisolmetaboliten die Einstellung der Tiere in neue Gruppen und somit die mangelnde Vertrautheit mit den neuen Artgenossen in Erwägung gezogen werden. Die anschließend fallenden Werte könnten ein Zeichen für die allmähliche Gewöhnung der Tiere an Artgenossen und Haltungssystem sein. Als möglichen Grund für den erheblichen Anstieg gegen Ende des Versuchs seien die einsetzende Geschlechtsreife sowie häufig damit einhergehende Rangeleien unter den Tieren genannt.

Tabelle 86: Übersicht über Signifikanzen zwischen den Cortisolmetaboliten zu den fünf Messzeitpunkten (12., 16./17., 20., 24./25. und 28. LW) sowie signifikante Unterschiede zwischen 4er und 6er Volieren (* $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, n.s. = nicht signifikant).

Lebenswochen	Signifikanzen	
	Volierenart	
Verlauf	4er	6er
12. - 16./17	n.s.	n.s.
16./17. - 20.	n.s.	n.s.
20. - 24./25.	n.s.	n.s.
24./25. - 28.	***	***
Volierenvergleich		
12. - 28.	n.s.	n.s.

Die Mittelwerte in den 6er Volieren waren stets höher als die Werte in den 4er Volieren. Demnach lag der Mittelwert über den gesamten Versuchszeitraum bei 172,5 ng/g in den 6er Volieren und bei 154,6 ng/g in den 4er Volieren. Jedoch hatte die Einflussgröße Volierenart nur einen tendenziellen Einfluss auf die Cortisolmetaboliten ($p = 0,062$). Betrachtet man die Signifikanzen für die Cortisolmetaboliten zwischen den einzelnen Messzeitpunkten, so lässt sich von der 24./25. LW auf die 28. LW für beide Volierenarten ein hochsignifikanter Unterschied feststellen ($p < 0,001$). Man könnte aus den Ergebnissen schließen, dass der Stresslevel bei höherer Anzahl an Tieren pro Voliere steigt, da die Tiere sich mit mehr Artgenossen auseinandersetzen müssen.

Tabelle 87: Übersichtstabelle über Stichprobengröße (= N), Mittelwert (= MW), Median, Standardabweichung (= SD), Standardfehler (= SEM), Minimal- (= Min.) und Maximalwert (= Max.) sowie Quartile (25 % = $Q_{0,25}$, 75 % = $Q_{0,75}$) der Cortisolmetaboliten (ng/g) zu den einzelnen Messzeitpunkten (12., 16./17., 20., 24./25. und 28. LW), aufgeteilt nach Volierenart (4 = vier Tiere pro Voliere, 6 = sechs Tiere pro Voliere).

LW	Volierenart	N	MW	Median	SD	SEM	Min.	Max.	25%	75%
12.	4	112	160,6	100,5	168,4	15,9	9	838	56,5	210,0
	6	98	184,3	152,5	138,4	14,0	19	681	82,0	238,0
16./17.	4	112	140,1	117,5	96,3	9,1	10	403	66,5	188,5
	6	112	149,7	104,0	148,5	14,0	13	889	53,0	185,0
20.	4	112	113,4	70,5	128,1	12,1	9	873	37,5	143,5
	6	112	131,3	90,0	130,1	12,3	10	734	45,0	160,0
24./25.	4	112	124,6	67,0	155,7	14,7	9	810	35,0	142,0
	6	112	152,1	96,5	148,7	14,1	12	745	44,5	194,0
28.	4	112	234,4	196,0	184,1	17,4	15	1219	98,0	327,0
	6	112	246,5	190,0	210,9	19,9	13	1136	104,0	303,0

5 Diskussion

5.1 Zweck der Studie

Die vorliegende Arbeit hatte zum Ziel, die Wasserhygiene und Tiergesundheit in einem Haltungssystem nach Vorgaben der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung (TierSchNutzTV, 2006) zu untersuchen. Hierfür wurden 80 Nerze in 4er und 6er Gruppen in entsprechend ausgestalteten Volieren mit Schwimmbassin aufgestellt. Anhand mikrobiologischer Wasseruntersuchungen, Gesundheitsbeurteilungen, Blutanalysen sowie mittels der Cortisolmetaboliten-Bestimmung im Kot wurde ein Eindruck über die Auswirkung des Haltungssystems auf die Tiere gewonnen. Mit Hilfe der ermittelten Daten soll im Folgenden die Haltungssysteme kritisch erörtert werden. Die Schlussfolgerungen dieser Arbeit liefern eine wertvolle Grundlage, Verbesserungen im bisher bestehenden Haltungssystem vorzunehmen, um das Wohlbefinden zu steigern, ausgehende Gefahren vom Haltungssystem auf die Gesundheit zu minimieren und den wirtschaftlichen Nutzen der Tiere zu optimieren.

5.2 Wasserhygiene

Die Wasserhygiene der Schwimmbassins wurde wöchentlich mittels einer mikrobiologischen Untersuchung nach Gesamtkeimzahl, Enterobacteriaceae- und Salmonellen-Gehalt beurteilt. Dabei wurde auch eine etwaige Beeinflussung der Wasserqualität durch das Wetter (Außen- und Wassertemperatur, Niederschlag, relative Luftfeuchtigkeit) geprüft, denn laut Müller und Schlenker (2004) führen nicht nur fäkale Verunreinigungen zu hohen Gesamtkeimzahlen, sondern es können auch durch starke Niederschläge Keime aus der Luft ins Wasser gelangen und erhöhte Gesamtkeimzahlen bewirken.

Die bei der mikrobiologischen Untersuchung ermittelten Werte wurden mit Grenzwerten der EU-Badegewässerrichtlinie (Richtlinie 2006/7/EG, 2006), der Trinkwasserverordnung (TrinkwV, 2001) und unverbindlichen Vorschlägen zu Tränkewasser (BMELV, 2011) verglichen. Dabei erfüllten sie die Anforderungen an Badegewässer für Menschen vollständig. Die Anforderungen an Trinkwasser und Tränkewasser wurden beinahe erfüllt. Zwar wurden zum Zeitpunkt der Befüllung der Schwimmbassins alle Vorgaben des Orientierungsrahmens zur Beurteilung für Tränkewasser eingehalten, jedoch wurde das Wasser nicht vorwiegend zum Trinken,

sondern vielmehr zum Schwimmen genutzt. Somit ist es nicht weiter verwunderlich, dass die Tiere beispielsweise über verschmutztes Fell mehr Keime in das Schwimmwasser einbrachten, als das bei einer Tränke üblicherweise der Fall ist. Zudem war das Schwimmbecken nicht überdacht, so dass auch Keime aus der Luft durch Regenschauer ins Schwimmwasser gelangen konnten. Aus diesen Gründen war den Tieren zusätzlich zu den Schwimmrinnen auch täglich frisches Trinkwasser über Nippeltränken zugänglich.

Die Ergebnisse zeigten, dass zwischen Außentemperatur, Wassertemperatur, Niederschlag und relativer Luftfeuchtigkeit eine sehr hohe Autokorrelation besteht. In einem Regressionsmodell, welches den Einfluss der Außentemperatur alleine als unabhängige Variable auf die Keimgehalte im Wasser untersuchte, konnte jedoch ein signifikanter Einfluss der Außentemperatur auf die Keimzahlen festgestellt werden. Mit steigender Außentemperatur stieg demnach auch der Keimgehalt im Wasser. Außerdem wurden im Herbst, als sich vermehrt Blätter im Schwimmbecken befanden, erhöhte Gesamtkeimzahlen beobachtet. Es wäre deshalb sicher von Vorteil, die Wasserbecken frei von Blättern zu halten - entweder durch häufigeres Reinigen der Becken in dieser Zeit oder durch eine geeignete Überdachung.

Ein Auffüllen der Schwimmbecken mit Wasser sowie ein Komplettwechsel des Wassers in den Becken zeigten keine direkten Auswirkungen auf die Keimzahlen. Jedoch wurde das Wasser in dieser Arbeit nur von bis zu 40 Nerzen pro Wasserrinne genutzt. Bei einer Nerzfarm, auf welcher wesentlich mehr Nerze ein Wasserbecken nutzen würden, ist deshalb eine Aussage hinsichtlich der Auswirkung auf die Keimzahlen im Wasser nicht möglich. Lediglich bei einer mit dieser Studie vergleichbar kleinen Tierzahl pro Wasserrinne wird es nicht als dringend erforderlich angesehen, die Becken häufiger als in dieser Arbeit einem Wasserwechsel oder einer Reinigung zu unterziehen. Auch wird aufgrund der Ergebnisse bei einer vergleichbar großen Anzahl an Tieren pro Wasserrinne keine Notwendigkeit gesehen, das Wasser aufzubereiten.

Eine erhöhte Gefahr für die Tiergesundheit durch mangelnde Hygiene der Wasserbecken konnte nicht festgestellt werden.

5.3 Tiergesundheit

Um die Tiergesundheit im Haltungssystem ausreichend beurteilen zu können, wurde in regelmäßigen Abständen (alle 14 Tage) eine Gesundheitsbeurteilung der Tiere durchgeführt. Des Weiteren wurde an drei verschiedenen Zeitpunkten (10. LW, 19. LW und 31. LW) Blut gewonnen, um anhand eines roten und weißen Blutbildes, ausgewählter Fett- und Leberstoffwechselfparameter sowie Parameter des Immunsystems (Immunglobulin G) Anhaltspunkte zur gesundheitlichen Situation zu erlangen. Außerdem wurde mit Hilfe der Bestimmung von Cortisolmetaboliten im Kot zu fünf unterschiedlichen Sammelzeitpunkten (12., 16./17., 20., 24./25. und 28. LW) die Stressbelastung der Tiere im Haltungssystem untersucht.

5.3.1 Gesundheitsbeurteilung

Das Allgemeinbefinden der Tiere war während des Versuchs größtenteils nicht beeinträchtigt. Wurde eine Störung festgestellt, so handelte es sich in den meisten Fällen um eine geringgradige Störung des Allgemeinbefindens. Nur bei schweren Schwanzverletzungen konnten mittel- bis hochgradige Störungen beobachtet werden. Es muss jedoch darauf hingewiesen werden, dass die Tiere für die Beurteilung eingefangen und in Lebendfallen verbracht wurden. Dies löste zum einen Stress bei den Tieren aus und verfälschte somit das tatsächliche Befinden sowie die Beurteilung des Allgemeinbefindens. Zum anderen konnte keine Beobachtung des Verhaltens und der Bewegungsabläufe im Haltungssystem gewährleistet werden, wie Wenzel und Berestov (1987) es vorschlagen, sodass die Beurteilung des Allgemeinbefindens in dieser Arbeit wohl insgesamt nur eingeschränkt aussagekräftig ist.

Bei der Adspektion wurden unter anderem Fellzustand und Fellverschmutzung beurteilt. Nach Wenzel und Berestov (1987) sollte das Fell dicht, glatt und glänzend sowie frei von Verfärbungen sein. Fellverfärbungen wurden in dieser Studie häufiger festgestellt, insbesondere im Bauchbereich. In der Literatur wird ein solches Phänomen als „Schleppbauch-Symptom“ oder „Wet-Belly-Disease“ beschrieben. Man versteht darunter eine Verfärbung des Haarkleides und der Lederseite des Felles in der Bauchregion. Es wird vorwiegend bei Rüden beobachtet und durch tropfenweise Harnabgabe erklärt. Als weitere Ursachen für Fellverfärbungen kommen aber auch ernährungsbedingte Gründe, bakterielle Infektionen,

Umwelteinflüsse (Kälte, Feuchtigkeit, Zugluft), Wassermangel und genetische Disposition in Frage (Berestov und Wenzel, 1987). In dieser Studie hat aller Wahrscheinlichkeit nach die witterungsbedingte Feuchte des planbefestigten, betonierten Volierenbodens zu den Verfärbungen geführt. Auch die Tatsache, dass der Urin auf dem betonierten Boden nicht abfließen konnte, sondern nur durch einmal tägliches Ausspritzen der Volieren entfernt wurde, könnte zu den Verfärbungen beigetragen haben. Eine bessere Lösung könnten deshalb Gummimatten mit wasserdurchlässiger Struktur darstellen, sodass Regenwasser und Urin besser absickern können. Jedoch bestünde hier aufgrund der Neugierde der Tiere die Gefahr des Anknabbers der Gummimatten und somit der Fremdkörperaufnahme. Drei Tierverluste dieser Studie resultierten aus der Fremdkörperaufnahme von Gummiabdichtungen innerhalb der Voliere. Dies bestätigt die potentielle Gefahr von Gummimaterialien in Reichweite der Tiere. Weiter könnte man durch eine vollständige Überdachung der Volieren oder die Verlagerung der Volieren in ein Hallengebäude der witterungsbedingten Feuchte entgegenwirken.

Bei der Beurteilung des Nasenausflusses wurden nur Tiere berücksichtigt, die mukösen Nasenausfluss hatten. Denn aufgrund des Ausspritzens der Volieren am Morgen war bei der Beurteilung der Boden in den Volieren häufig noch nass, so dass viele Tiere feuchte Nasenregionen aufwiesen und diese nur schwer von serösem Nasenausfluss abzugrenzen waren. Muköser Nasenausfluss wurde nur einmalig bei einem Tier beobachtet.

Im Gegensatz zu Nasenausfluss wurde Augenausfluss etwas häufiger dokumentiert. Da diese Tiere in ihrem gesamten Habitus jedoch keinen schlechten Eindruck machten, blieben sie unbehandelt.

Während des Versuchs traten häufiger Verletzungen auf, insbesondere an Schwanz und Schwanzwurzel. Eines der Tiere musste aufgrund einer schweren Bissverletzung am Schwanz euthanasiert werden. Die Gruppenhaltung von Tieren birgt oftmals das Risiko negativer Interaktionen untereinander, wie beispielsweise Konkurrenz um potentielle, gegenwärtige oder künftige Ressourcen. Enrichment-Maßnahmen im Haltungssystem können bei zuvor strukturlos und reizarm gehaltenen Tieren gesteigerte Aggressionen in der Gruppe auslösen (Nevison et al., 1999; Honess und Marin, 2006; Young, 2003). Akre et al. (2010) beobachteten, dass beispielsweise gesteigerte Aggressionen um die Fütterungszeit bei Farmfüchsen insbesondere dann

auftraten, wenn den Tieren das Futter nur an einem Futterplatz angerichtet wurde, anstatt es an mehreren Plätzen verteilt anzubieten. Dies impliziert, dass Käfig-Enrichment im Allgemeinen weniger häufig Konkurrenz und Aggressionen hervorruft, wenn es den Tieren in einer unerschöpfbaren sowie unvereinnahmbaren Art und Weise geboten wird. In der vorliegenden Arbeit wurde das Nassfutter nur an einer Stelle am Volierenboden und eben nicht auf mehrere Häufchen verteilt angerichtet. Alternativ hatten die Tiere zwar noch einen Futtertrog mit Trockenfutter zur Verfügung, dieser war aber zu jeder Zeit mit Futter befüllt und deshalb vermutlich weniger attraktiv. Auch gab es nur eine Schwimrinne und eine mit Sägespänen befüllte Box pro Voliere. Möglicherweise führte die Konkurrenz um diese Ressourcen zu Aggressionen unter den Tieren. Es ist darüber hinaus bekannt, dass bei hohen Besatzdichten in engen, strukturlosen Käfigen viele Tiere aufgrund einer Überforderung der Anpassungsfähigkeit zu depressiven Verhaltensmustern (Lethargie bzw. Depression wegen erlernter Hilflosigkeit) neigen. Häufig entwickeln diese Tiere Verhaltensstörungen wie Stereotypien. Mason (1991) sieht einen möglichen Zusammenhang zwischen dem Ausführen von Stereotypien und einer damit einhergehenden Reduzierung sowohl von physiologischem Stress als auch von negativen Emotionen wie Verzweiflung, Angst und Aggressionen. Stellt man den Tieren mehr Beschäftigungsmaterialien und Platz zur Verfügung, steigert dies demzufolge manchmal die Unverträglichkeiten zwischen Artgenossen. Eine Erklärung für die Bissverletzungen und schlechte Fellqualität mancher Tiere in dieser Studie könnte genau darin gefunden werden. Laut Tierschutzgesetz (TierSchG, 1972, zuletzt geändert am 09. Dezember 2010, Abschnitt 2, § 2) muss ein Tier jedoch seiner Art und seinen Bedürfnissen entsprechend verhaltensgerecht untergebracht werden, wobei die Möglichkeit zu artgemäßer Bewegung nicht so eingeschränkt werden darf, dass ihm Schmerzen, vermeidbare Leiden oder Schäden zugefügt werden. Es wäre deshalb ein falscher Schluss, den Tieren weiterhin keine Beschäftigungsmaterialien und nicht genügend Platz anzubieten, da dies die Bedürfnisse dieser Tiere einschränken würde und nicht ihrem natürlichen Verhalten entspräche. Vielmehr könnte zusätzliches Enrichment in den Käfigen, weitere Kletter- sowie vermehrte Ausweich- bzw. Versteckmöglichkeiten innerhalb der Volieren (z.B. zusätzliche Tunnelröhren, Nestboxen) zur Reduktion von Aggressionen beitragen. Zudem ist es von großer Bedeutung, die Röhrendurchmesser in die Nestboxen groß genug zu wählen, um den Tieren eine schnelle Flucht zu ermöglichen. Wie bereits

erwähnt, war in dieser Studie ein Durchmesser von 10 cm nicht ausreichend, die Tiere hatten infolge guter Zunahmen bald schon Schwierigkeiten, die Röhren reibungslos zu passieren. So konnte sich das flüchtende Tier gegen Angriffe von hinten nicht wehren, während es sich in der Röhre befand.

Bezüglich der Gewichtszunahmen wurde ein hochsignifikanter Unterschied zwischen Rüden und Fähen ermittelt. Dabei deckte sich das Gewicht der adulten Rüden und Fähen aus der Studie mit den in der Literatur angegebenen Normalwerten beider Geschlechter. Auch der Farbtyp der Nerze hatte einen signifikanten Einfluss auf das Gewicht der Nerze. Tiere der Farbe Silverblue waren in der Regel schwerer als Tiere der anderen beiden Farbschlägen. Pearlfarbene Nerze wiesen im Vergleich zu den anderen Farben die niedrigsten Körpergewichte auf. Es sei jedoch darauf hingewiesen, dass es unter den 13 Tieren des Farbschlags Silverblue neun Rüden und nur vier Fähen gab. Im Gegensatz hierzu wiesen die anderen beiden Farbschläge ausgeglichene Geschlechterverhältnisse auf: die 16 pearlfarbene Tiere bestanden aus acht Rüden und acht Fähen, die 51 Tiere der Farbe Demi-Bluff setzten sich aus 26 Rüden und 25 Fähen zusammen. Da das Geschlecht einen hochsignifikanten Einfluss auf das Gewicht der Nerze hatte, muss die ermittelte Farbsignifikanz, welche außerdem nur gerade noch knapp unter $p < 0,05$ ($p = 0,049$) fiel, kritisch bewertet werden. Eine Signifikanz im Zusammenhang mit der unterschiedlichen Gruppengröße (4er oder 6er Voliere) gab es nicht. Jedoch lag das mittlere Gewicht in den 4er Volieren stets höher als in den 6er Volieren. Möglicherweise liegt dies in der Anzahl an Futterstellen begründet, die in beiden Volierenarten trotz unterschiedlicher Gruppengröße dieselbe war. Demzufolge war der Konkurrenzkampf um einen Futterplatz in den 6er Volieren höher und führte unter Umständen zu einer Unruhe bei der Futteraufnahme und zu weniger guten Zunahmen rangniedrigerer Tiere. Es wäre deshalb ratsam, bei einem Folgeversuch eine zusätzliche Futterstelle in den 6er Volieren anzubieten. Außerdem könnten die niedrigeren Körpergewichte in den 6er Volieren möglicherweise mit mehr Aktion aufgrund der höheren Tierzahl und dadurch mehr Bewegung innerhalb dieser Volieren zusammenhängen. Insgesamt stiegen die Gewichtszunahmen zunächst stetig an, wie es bei Jungtieren zu erwarten ist und nahmen gegen Erreichen des Adultstatus nur noch in kleineren Schritten zu.

5.3.2 Blut

Bei der Blutanalyse wurden die folgenden Parameter bestimmt: Erythrozyten, Hämoglobin, Hämatokrit, MCV, MCH, MCHC, Leukozyten, Lymphozyten, Monozyten, Granulozyten, Thrombozyten, Cholesterol, Triglyceride, AST, Gallensäuren sowie Immunglobulin G. Die gemessenen Blutparameter bewegten sich alle fast immer innerhalb der in der Literatur angegebenen Referenzbereiche. Lediglich die MCV-, Monozyten- und IgG-Werte lagen oberhalb der von Wenzel (1984) oder Brandt (1989) bzw. Porter et al. (1984) angegebenen Referenzwerte.

Erste Blutuntersuchungen zu Nerzen wurden im Jahre 1953 und 1967 veröffentlicht (Kennedy, 1935; Kubin und Mason, 1967). Im Jahre 1972 folgte eine Studie durch Fletch und Karstad, welche Erythrozyten, Hämoglobin, MCV, MCH sowie Leukozyten von 45 gesunden Rüden und 73 gesunden Fähen untersuchte. Es konnten keine signifikanten Unterschiede bezüglich des Geschlechts und des Farbschlags der Nerze hierbei festgestellt werden. Auch Weiss et al. (1993) untersuchten die Parameter Erythrozyten, Hämoglobin, Hämatokrit, Erythrozytenindizes sowie Leukozyten mit Differentialblutbild und Thrombozyten auf Signifikanzen zwischen den Geschlechtern bei braunen Standardnerzen und konnten keine Unterschiede feststellen. Mikniene et al. (2010) hingegen beobachteten, dass bei sieben Monate alten, dunklen Standardnerzen für die Blutparameter Erythrozyten, Hämoglobin und Leukozyten durchaus signifikante Geschlechterunterschiede bestehen ($p < 0,001$). Dies konnte sich in der vorliegenden Studie nicht bestätigen. Lediglich für den Stoffwechselfparameter Triglyceride konnte ein signifikanter Geschlechterunterschied festgestellt werden, jedoch wurde dieser Parameter in den vorangegangenen Studien nicht untersucht. Zudem hatte der Farbschlag der Nerze einen signifikanten Einfluss auf Thrombozyten und Cholesterol. Neben Geschlecht und Farbe wurde außerdem geprüft, ob es bezüglich der Volierenart signifikante Unterschiede bei den einzelnen Blutparametern gibt. Dies bestätigte sich nur für den Parameter Cholesterol.

Ein Blutbild kann durch charakteristische Veränderungen wertvolle Hinweise auf das Vorliegen von (chronischem) Stress liefern. Willard und Tvedten (2006) werten eine hochgradige oder persistierende Lymphopenie, häufig in Zusammenhang mit einer geringgradigen Leukozytose ohne Linksverschiebung, als Zeichen von starkem

Stress oder fehlender Erholung vom Stress. Bezüglich der Lymphozyten lagen die Mittelwerte der Tiere zu allen drei Blutentnahmezeitpunkten eher im unteren Referenzbereich. Auch die Mittelwerte der Leukozyten hielten sich zu allen Messzeitpunkten vorwiegend im unteren Referenzbereich auf. Betrachtet man bei einzelnen Tieren, die besonders niedrige Thrombozyten- oder besonders hohe Leukozytenwerte außerhalb des Referenzbereiches aufwiesen, die Leukozyten bzw. Lymphozyten desselben Tieres zum selben Messzeitpunkt, so zeigten einige wenige, aber lange nicht alle, ein solches Stressprofil. Eines dieser Tiere hatte eine hochgradige Schwanzverletzung zum Zeitpunkt der Blutentnahme. Meist hatten sich die Werte der Tiere bis zum nächsten Messzeitpunkt jedoch erholt und lagen wieder im Referenzbereich. In einer Studie von Heller und Jeppesen (1985) konnte nach Provokation physischen Stresses durch Immobilisation der Tiere in einer Falle ein Anstieg der eosinophilen Granulozyten beobachtet werden. Nachdem bei der Blutuntersuchung in dieser Studie jedoch nur die Granulozyten in ihrer Gesamtheit analysiert wurden, konnte über die eosinophilen Granulozyten keine Aussage gemacht werden.

Da die Blutparameter sich beinahe immer in den in der Literatur vorgegebenen Referenzwerten befanden, kann davon ausgegangen werden, dass die Tiere im Allgemeinen während des Versuchs über einen guten Gesundheitsstatus verfügten. Zudem handelte es sich bei den sechs aufgetretenen Tierverlusten innerhalb des Versuchs stets um Einzeltiere, infektiöse Geschehen konnten ausgeschlossen werden. Bei einem infektiösen Geschehen des Gesamtbestandes hätte sich dies vermutlich auch, wie in der Literatur beschrieben, an erhöhten Leukozytenzahlen bemerkbar gemacht (Hoffman-La Roche, 1987). Darüber hinaus schienen die Tiere durch das Haltungssystem keinem übermäßigen und länger andauernden Stress ausgeliefert gewesen zu sein.

5.4 Cortisolmetaboliten im Kot

Nach Empfehlung von Touma und Palme (2005) sollte bei der Untersuchung von Cortisolmetaboliten im Kot zunächst eine biologische und physiologische Prüfung der Analyseverfahren stattfinden, um die Verwertbarkeit der Ergebnisse sicher zu stellen. Dies kann zum einen anhand eines ACTH-Stimulationstest durchgeführt werden, welcher zu einer erhöhten adrenokortikalen Aktivität führt und mit einer gewissen

Verzögerung mittels erhöhter Cortisolmetaboliten im Kot sichtbar werden sollte oder anhand eines Dexamethason-Suppressionstest, welcher adrenokortikale Aktivität infolge eines negativen Rückkopplungsmechanismus hemmt und mit Hilfe erniedrigter Cortisolmetaboliten im Kot reflektiert wird (physiologische Prüfung). Zum anderen sollte in jedem Fall anhand eines stressbehafteten Ereignisses wie Einfangen der Tiere, Immobilisation oder Anästhesie die biologische Relevanz der Analysetechnik bewertet werden (biologische Prüfung).

In einem vorangegangenen Teil des Forschungsvorhabens wurde mit einer solchen biologischen Prüfung bestätigt, dass nach induziertem Stress (Narkose oder Wiegen der Tiere) die Cortisolmetaboliten mit einer zeitlichen Verzögerung von einem Tag im Kot ansteigen und somit die Bestimmung von Cortisolmetaboliten im Kot von Nerzen aussagekräftig ist. Eine physiologische Überprüfung wurde nicht vorgenommen, jedoch gibt es hierzu bereits eine Studie, die eine solche Prüfung bei Nerzen durchgeführt hat (Malmkvist et al., 2011).

Im Verlauf der vorliegenden Studie zeigten die Cortisolmetaboliten im Kot eine fallende Tendenz bis zur Mitte des Versuchs hin, stiegen gegen Ende von der 24./25. LW auf die 28. LW aber signifikant an und erreichten schließlich deutlich höhere Werte als zu Beginn des Versuchs. Eine Erklärung hierfür könnte sein, dass die Tiere nach der Einstellung zu Versuchsbeginn durch die neue Gruppenkonstellation einer Stresssituation ausgesetzt waren. Die anschließend fallenden Werte während des Versuchs deuten auf eine Gewöhnung der Tiere an Artgenossen und Haltungssystem hin. Der Anstieg gegen Ende des Versuchs wiederum könnte mit der beginnenden Geschlechtsreife der Tiere und den damit häufig einhergehenden Auseinandersetzungen zusammenhängen. Auch in der Literatur wird berichtet, dass die Glukokortikoid-Level bei Reptilien, Amphibien, Vögeln und manchen Säugetieren während der Paarungssaison oftmals Spitzenwerte erreichen. Dies hängt insbesondere mit dem Konkurrenzkampf um den Paarungspartner und einer damit verbundenen, gesteigerten Aggression zusammen (Touma und Palme, 2005). In einem vorangegangenen Teil der Studie wurde ebenfalls ein Anstieg der Cortisolmetaboliten gegen Ende des Versuchsdurchlaufs festgestellt. Dies unterstützt die These, dass der Anstieg der Cortisolmetaboliten um die 28. LW physiologisch ist. Ein Zusammenhang mit der angehenden Geschlechtsreife erscheint plausibel.

Weiter wiesen Kotproben von Tieren aus 6er Volieren im Mittel durchgehend höhere Werte auf als Proben aus den 4er Volieren. Dies lässt vermuten, dass die Stressbelastung im Haltungssystem bei einer stärkeren Gruppengröße steigt, da die Tiere sich mit mehr Artgenossen auseinandersetzen müssen. Laut Touma und Palme (2005) stehen innerartliche Konkurrenzkämpfe um Futter ebenfalls mit einer gesteigerten Aggression in Verbindung und korrelieren mit erhöhten Cortisolmetaboliten im Kot. Da die Tiere in den 6er Volieren verhältnismäßig weniger Futterplätze zur Verfügung hatten als Tiere in den 4er Volieren und die Gewichtszunahmen über den gesamten Versuchszeitraum im Schnitt unter denen der 4er Volieren lagen, könnte die Konkurrenz um die Futterstellen durchaus einen Einfluss auf die höheren Cortisolmetaboliten-Werte in den 6er Volieren gehabt haben.

Es gibt in der Literatur noch keine Angaben zu Referenzwerten für Cortisolmetaboliten im Kot von Nerzen. Da die adrenokortikale Aktivität von Geschlecht, Tages- und Jahreszeit sowie Lebensalter beeinflusst wird, müssen diese Aspekte unbedingt bei einer Bewertung der Ergebnisse miteinbezogen werden (Touma und Palme, 2005).

Möchte man die Stressbelastung des Haltungssystems auf die Tiere beurteilen, so stellt diese neue, nicht invasive Analysemethode über den Kot einen klaren Vorteil im Vergleich zur Blutentnahme dar, da den Tieren der Stress des Einfangens und in Narkose Legens erspart bleibt und die Werte nicht fälschlicherweise nach oben treibt. Somit können aussagekräftigere Schlussfolgerungen über das Befinden im Haltungssystem getroffen werden.

5.5 Haltungssystem

5.5.1 Volieren

Die Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung (TierSchNutzV, 2006) legte der Studie genaue Vorgaben zu Quadratmeterzahlen und Ausgestaltung der Volieren zugrunde. Jedoch machte die Verordnung keine genaue Angabe bezüglich eines Mindestdurchmessers für ein Schlupfloch zum Nestkasten. Nach Wenzel (1990) sollte der Durchmesser eines solchen Schlupflochs in die Wohnbox mindestens 10 –

12 cm betragen. In dieser Arbeit wurde ein Rohr mit einem Durchmesser von 10 cm als Zugang zur Wohnbox gewählt. Aufgrund der guten Gewichtszunahmen stellte sich insbesondere in der zweiten Hälfte des Versuchs heraus, dass dieser Durchmesser zu klein war. Zum einen hatte dies nachteilige Wirkungen auf die Pelzqualität, da die Tiere sich beim Passieren des engen Rohres die Fellstruktur verletzten. Zum anderen führten die engen Rohre mitunter zu Schwanzverletzungen, da die Passage des Rohres für die Tiere auf der Flucht in die Wohnbox zu viel Zeit in Anspruch nahm und sie sich gegen einen Biss in den Schwanz durch ihren Verfolger aufgrund der Enge nicht wehren konnten.

Ein weiterer Punkt, den es zu überdenken gilt, ist die Anzahl an Futterplätzen. Unabhängig von der Gruppengröße wurden in dieser Studie in jeder Voliere nur insgesamt zwei Futterplätze angeboten. Diese beiden Futterplätze mussten sich in den 6er Volieren folglich mehr Tiere teilen als in den 4er Volieren. Laut den ermittelten Ergebnissen hinsichtlich der Gewichtszunahmen gab es zwar keinen signifikanten Unterschied bezüglich der Volierenart, jedoch fiel auf, dass das Gewicht in den 4er Volieren zu jedem Wiegetermin über dem der 6er Volieren lag. Die Tiere in den 6er Volieren waren möglicherweise einem höheren Konkurrenzkampf um die Futterplätze ausgesetzt und hatten Schwierigkeiten, in Ruhe Nahrung aufzunehmen.

Die Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung (TierSchNutzV, 2006) schreibt weiter vor, die Exkremate mindestens täglich aus dem Gebäude oder Gebäudeteil, in dem die Tiere gehalten werden, zu entfernen. Bei der Haltung außerhalb geschlossener Gebäude müssen Ausscheidungen einmal wöchentlich entfernt werden. In dieser Studie wurde die Volierenanlage einmal täglich durch einen Tierpfleger gereinigt und mit Wasser ausgespritzt, da der betonierte Boden keine Möglichkeit zum Ablauf der Exkremate bot. Nachteilig war hierbei, dass der Boden durch das Ausspritzen feucht wurde und bei nasskaltem Wetter nur langsam trocknete. Zudem drang, obwohl die Volierenanlage überdacht war, bei starkem Regen bisweilen Wasser durch die ungeschützten Volierenwände ins Innere der Volieren. Die Tiere hielten sich bei einer solchen Wetterlage oft in den Wohnboxen oder in der mit Sägespänen eingestreuten Kiste auf. Ein geneigtes Dach, das auch über die Volierenseitenwände ragt, könnte einen besseren Ablauf des Regenwassers gewährleisten und die Seitenwände vor Regeneinfall besser schützen. Somit würden die Volieren auch bei

Regen trocken bleiben. Zudem würde ein gut drainierter Boden dazu beitragen, dass Regen- oder verschüttetes Wasser sowie Ausscheidungen besser ablaufen können. Zwar konnte keine erhöhte Infektionsanfälligkeit der Tiere mit dem nassen Boden in Verbindung gebracht werden, jedoch würde ein trockener Boden das Wohlbefinden der Tiere sicherlich steigern. Außerdem stehen die in der Studie aufgetretenen Fellverfärbungen im Bauchbereich der Nerze möglicherweise mit dem feuchten Boden in Zusammenhang. Sie führten zu einer reduzierten Pelzqualität.

5.5.2 Wasserrinnen

Im Bezug auf Wasserbecken lässt die Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung (TierSchNutzV, 2006) viele Punkte zur Umsetzung im Haltungssystem offen. Während für Sumpfbiber 1 m² Wasseroberfläche pro Tier vorgegeben sind, finden sich zu Nerzen keine genauen Angaben hinsichtlich der Tierzahl pro m² Wasseroberfläche. Es wird einzig gefordert, dass den Tieren pro Haltungseinrichtung ein mit Wasser gefülltes Schwimmbecken mit einer Mindestoberfläche von 1 m² und einer Wassertiefe von mindestens 30 cm zur Verfügung stehen muss. Dies lässt sehr viel Spielraum, wie viele Tiere sich den Quadratmeter Wasser teilen können. Auch zur Form der Becken sind keinerlei konkrete Angaben zu finden. Von losen Wannern bis hin zu fest in den Boden integrierten Becken ist vieles denkbar. In der vorliegenden Studie wurde eine Wasserrinne mit 30 cm Wassertiefe als Schwimmbecken ausgewählt, da sich eine solche im ersten Teil des Projekts „Untersuchungen zu Form, Fläche und Tiefe von Wasserbecken in der Nerzhaltung“ bewährt hatte und in seminaturlicher Umgebung am häufigsten von den Tieren aufgesucht wurde. In der Volierenhaltung wurden die beiden Wasserrinnen zwar regelmäßig, aber nicht so intensiv genutzt, wie es nach dem ersten Teil des Projekts zu erwarten war. Sie waren außerhalb der Volieren fest angebracht und jeweils über zwei Öffnungen pro Voliere zugänglich. Nachdem auch die Platzierung der Wasserbecken in der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung (TierSchNutzV, 2006) unerwähnt bleibt, besteht noch Forschungsbedarf, ob sich ein Wasserbecken innerhalb der Voliere als vorteilhafter erweisen könnte, als ein den Volieren ausgelagertes Becken. Um den Tieren den Einstieg ins Wasser zu erleichtern, wurden in dieser Studie als Einstiegshilfen 10 cm breite Bretter neben dem Becken angebracht. In das Wasser mündende Einstiegshilfen, wie beispielsweise ein ins Wasser ragender Ast oder eine Rampe, würden eventuell von den Tieren noch

besser angenommen werden und die Wassernutzung steigern. Auch hier besteht noch Forschungsbedarf. Darüber hinaus finden sich keine Vorgaben in der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung (TierSchNutzTV, 2006), wie häufig ein Wasserbecken gereinigt oder einem Wasserwechsel unterzogen werden muss. Auch zu Wasseraufbereitung und regelmäßigen mikrobiologischen Untersuchungen des Schwimmbassins gibt es keine Anforderungen. Lediglich in den Allgemeinen Anforderungen an das Halten von Pelztieren (§29 TierSchNutzTV, 2006) ist formuliert, jedoch ohne direkte Bezugnahme auf Wasserbecken, dass die Haltungseinrichtung jeweils zwischen dem Ausställen und dem nächsten Einstellen der Tiere gereinigt und desinfiziert werden muss.

5.6 Schlussfolgerungen

Eine Wasserrinne in der Volierenhaltung von Nerzen hatte in dieser Studie keine nachteiligen Auswirkungen auf die Tiergesundheit. Weder wurde während des Versuchs eine gesteigerte Krankheitsanfälligkeit beobachtet noch wiesen die Keimgehalte in den beiden Wasserrinnen so hohe Werte auf, dass sie als gefährlich eingestuft werden müssten. Salmonellen konnten in keiner der Wasserproben gefunden werden. Die bei der Gesundheitsbeurteilung häufiger dokumentierten pelzqualitätmindernden Fellverfärbungen sowie Verletzungen der Fellstruktur sollten jedoch Anlass geben, in einer nachfolgenden Studie einige Veränderungen bei der Ausgestaltung der Volieren vorzunehmen. Hierzu zählen ein besserer Schutz vor witterungs- und reinigungsbedingter Nässe des Volierenbodens, unter Umständen durch einen teilweise drainierten Boden anstelle des Betonbodens, sowie die Wahl eines größeren Röhrendurchmessers in die Wohnboxen. Ein breiterer Durchmesser der Röhren würde den Tieren auch zu einer schnelleren Flucht vor anderen Tieren verhelfen und somit möglicherweise das Auftreten von Schwanzverletzungen reduzieren. Auch mehr Versteckmöglichkeiten, wie beispielsweise zusätzliche Tunnelsysteme oder Nestboxen, sowie weiteres Käfig-Enrichment könnten das Verletzungsrisiko untereinander senken. Um Konkurrenz und Aggressionen zwischen den Tieren zu vermeiden, wäre es zudem sinnvoll, mehr Futterstellen in den Volieren anzubieten. Während des Versuchs waren die Gewichtszunahmen in den 4er Volieren im Vergleich zu den 6er Volieren besser, wenn auch nicht signifikant. Es erscheint plausibel, dass dies mit der kleineren Tierzahl und somit der besseren

Verfügbarkeit der beiden Futterplätze in Verbindung stand. Auch ein im Vergleich zu den 6er Volieren tendenziell niedrigerer Cortisolmetaboliten-Gehalt im Kot lässt darauf schließen, dass es in den 4er Volieren weniger Unruhen gab und die Tiere dort einer geringeren Stressbelastung ausgesetzt waren. Aus den genannten Gründen erscheint eine Gruppengröße von vier Tieren pro Voliere, zumindest für das getestete Haltungssystem, als geeigneter. In nachfolgenden Forschungsprojekten sollte geklärt werden, ob mit den beschriebenen Vorschlägen zur Änderung des Volierensystems ein besseres Ergebnis erzielt werden kann. Des Weiteren besteht bezüglich der Wasserrinnen noch weiterer Forschungsbedarf, da die Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung (TierSchNutzV, 2006) nur sehr unpräzise Angaben zur Gestaltung der Wasserbecken und zu deren Nutzung macht. Es sollte, wie bereits im Fall der Sumpfbiber geschehen, eine Höchstanzahl an Tieren festgelegt werden, welche sich den einen Quadratmeter Wasseroberfläche teilen darf. Alternativ könnte auch eine Mindestwasseroberfläche pro Tier vorgeschrieben werden. Interessant wäre weiterhin zu untersuchen, welche Vor- und Nachteile eine Platzierung der Wasserrinnen innerhalb der Volieren mit sich bringen würden und ob sich andere Einstiegshilfen als die hier benutzten Bretter besser eignen.

Abschließend lässt sich festhalten, dass der untersuchte Gesundheitsstatus der Tiere im Haltungssystem dieser Studie sehr gut war und die vorgeschlagenen Änderungen hauptsächlich auf eine Verbesserung der Pelzqualität und eine weitere Steigerung des Wohlbefindens der Tiere abzielen.

6 Zusammenfassung

Ziel der Studie war es, ein Wasserbecken in ein Haltungssystem für Nerze gemäß den Anforderungen der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung (TierSchNutzV, 2006) zu integrieren und dabei die direkten Folgen eines auf diese Weise gestalteten Haltungssystems auf Tiergesundheit, einschließlich der Stressbelastung der Tiere, sowie die Wasserhygiene in den Becken zu erfassen. Sie war Teil eines länger dauernden Forschungsprojekts. Der Zeitraum der Datenerfassung reichte von Mitte Juli bis Anfang Dezember 2009.

Für die Studie wurden 80 amerikanische Nerze (*Neovison vison*) aus eigener Nachzucht auf insgesamt 16 Volieren aufgeteilt. Die Aufteilung erfolgte in zwei unterschiedliche Gruppengrößen: In acht Volieren waren jeweils vier Tiere untergebracht, in weiteren acht Volieren wurden sechs Tiere pro Voliere aufgestellt. Bei der Gruppierung wurde auf ein möglichst ausgewogenes Geschlechterverhältnis geachtet. Sie fand in der 11. Lebenswoche statt, kurz nach Absetzen der Jungtiere vom Muttertier in der 9. Lebenswoche. Um die Tiere stets identifizieren zu können, wurden sie vor ihrer Einstallung unter Narkose mit einem Mikrochip versehen.

Bei der Wahl eines geeigneten Wasserbeckens orientierte sich die Studie an den Ergebnissen einer vorangegangenen Studie des Nerzprojekts, in welcher mittels Verhaltensbeobachtungen in einem Freilandgehege eine eindeutige Präferenz der Nerze für eine Schwimrinne festgestellt werden konnte. Unter Beachtung der in der TierSchNutzV (2006) aufgeführten Bestimmungen zu Wasserbecken für Nerze wurden zwei Wasserrinnen entlang der Volieren gebaut, so dass jeder der 16 Volieren eine Wasseroberfläche von 1 m² und eine Wassertiefe von 30 cm zur Verfügung stand. Die Wasserrinne befand sich außerhalb der Volieren und war den Tieren über zwei Öffnungen von der Voliere aus zugänglich.

Die Wasserhygiene wurde anhand einer mikrobiologischen Untersuchung auf Gesamtkeimzahl, *Enterobacteriaceae*-Gehalt und Salmonellen einmal wöchentlich überprüft. Zudem wurden Aufzeichnungen zu Wasser-, Außentemperatur, Niederschlag sowie relative Luftfeuchtigkeit gesammelt, um zu sehen, ob diese Parameter einen Einfluss auf die Keimzahlen hatten. Des Weiteren wurde alle zwei Wochen eine Gesundheitsbeurteilung durchgeführt, bei welcher alle Tiere mittels eines Bewertungsschemas untersucht wurden. Hierbei wurde auch stets das Gewicht

der Tiere festgehalten. Einen zusätzlichen Eindruck über den Gesundheitsstatus der Tiere lieferten Blutuntersuchungen. Hierzu wurde den Tieren dreimal über den Versuchszeitraum unter Narkose Blut entnommen und die folgenden Parameter erfasst: Erythrozyten, Hämoglobin, Hämatokrit, MCV, MCH, MCHC, Leukozyten, Lymphozyten, Monozyten, Granulozyten, Thrombozyten, Cholesterol, Triglyceride, AST, Gallensäuren und IgG. Zudem wurde zu fünf Zeitpunkten über jeweils einige Tage Sammelkotproben aus den Volieren gewonnen und die Menge der darin enthaltenen Cortisolmetaboliten im Kot bestimmt. Dies hatte zum Ziel, die Auswirkung des Haltungssystems auf die Stressbelastung der Tiere zu ermitteln.

Die Ergebnisse zeigten, dass mit steigender Außentemperatur auch der Keimgehalt im Wasser zunahm. Jedoch lagen die Keimzahlen nie derart hoch, als dass daraus eine gesundheitliche Gefährdung für die Tiere abgeleitet werden könnte. Das Wasser war zu jedem Untersuchungszeitpunkt frei von Salmonellen.

Sowohl die Gesundheitsbeurteilung als auch die Blutwerte, welche sich nahezu immer im Referenzbereich aufhielten, stützten keine nachteiligen Effekte des Haltungssystems auf die Tiergesundheit. Hinsichtlich des Fellzustandes lieferte die Gesundheitsbeurteilung jedoch keine zufrieden stellenden Resultate. Insbesondere Fellverfärbungen sowie Verletzungen der Fellstruktur traten häufiger auf und könnten in Zukunft durch einige baulichen Veränderungen in den Volieren möglicherweise vermieden werden.

Die Cortisolmetaboliten im Kot erfuhren beim letzten Sammelzeitpunkt einen deutlichen Anstieg in beiden Gruppengrößen. Ein ähnliches Ergebnis lieferte auch eine vorangegangene Studie des Nerzprojekts. Ein Zusammenhang mit der eintretenden Geschlechtsreife scheint plausibel. Eine eindeutige Auswirkung des Haltungssystems oder der Gruppengröße auf den Stresslevel der Tiere konnte nicht ermittelt werden.

Sowohl die Wasserhygiene als auch die Tiergesundheit lieferten für die getestete Tierzahl in dem vorliegenden Haltungssystem somit zufrieden stellende Ergebnisse. Forschungsbedarf besteht jedoch sicherlich noch hinsichtlich der Wasserbecken. Es sollte untersucht werden, wie viele Tiere sich ein solches Becken teilen können, ohne dass eine Gesundheitsgefährdung durch das Wasser entsteht. Zudem bedürfen die

Lage der Becken sowie deren Ausstattung noch weiterer Untersuchungen, um eine optimale Lösung für die Tiere in zukünftigen Haltungssystemen zu finden.

7 Summary

The aim of the study was the integration of a swimming pool into the keeping system for mink in accordance with the German regulations for the protection and farming conditions of livestock [Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung (TierSchNutzTV), 2006]. By doing this, the direct consequences of this kind of keeping system on water hygiene and the health of the animals, including their strain, were observed. The study was part of a prolonged research project. The data was collected from the middle of July till the beginning of December 2009.

For this study 80 American mink (*Neovison vison*) of own rebreeding were distributed into 16 aviaries. This was done in two groups of different size: Complying with a gender balance, there were eight aviaries with four animals each, and further eight with six animals each. The mink were separated in their eleventh week of life, about two weeks after their weaning from their mother in the ninth week of life. To be able to identify the animals, they were provided with a microchip under anaesthetic, before being put into the cages.

Choosing a suitable swimming pool, the study considered the results of a former study of the mink project, in which, with the aid of behavioural observations in an outdoor cage, a clear preference of the mink for a certain water channel could be discovered. In strict accordance with the regulations for swimming pools for mink in the TierSchNutzTV (2006) two water channels were built along the aviaries, in order to provide every cage with a water surface of 1 m² and a depth of water of 30 cm. The water channel was outside the aviaries and could be reached by the animals through two openings.

With the aid of a microbiological analysis for the total plate count, the content of *enterobacteriaceae* and *salmonellae*, water hygiene was checked once a week. Besides that, notes about water and outdoor temperature, precipitation and relative humidity were collected, in order to see if these parameters influence the plate count. Every second week there was a health check for all the animals, which was carried out by means of a valuation criterion. In the course of this, the weight of the animals was constantly recorded. An additional impression of the physical condition of the animals was gained by blood checks. Under anaesthetic, blood was taken from the animals three times during the time of the experiment. The following parameters

were filed: erythrocytes, haemoglobin, haematocrit, MCV, MCH, MCHC, leukocytes, lymphocytes, monocytes, granulocytes, thrombocytes, cholesterol, triglycerides, aspartate aminotransferase, bile acids and immunoglobulin G. Moreover, five times collective excrement samples were taken out of the aviaries for several days, in order to determine the amount of cortisol-metabolites in them. With this method, the effect of the keeping system on the strain of the animals could be assessed.

The results showed that with a rising outdoor temperature the plate counts rose, too. They were, however, never that high to endanger the health of the animals. The water was free from *salmonellae* at every moment of the study.

Both, the assessment of health and the blood values, which were almost always within the reference range, did not show any disadvantageous effects of the keeping system on the health of the animals. Regarding the condition of the fur, however, the assessment of health did not provide satisfactory results. Especially discolourations of the fur as well as injuries of the fur structure could be seen quite often and might in future be avoided with some architectural changes in the aviaries.

At the last collecting period, the cortisol-metabolites in the faeces underwent a clear increase in both groups. A preceding study of the mink project showed similar results. A connection with the arising sexual maturity might be plausible. An obvious effect of the keeping system or the size of the group on the stress level of the animals could not be discovered.

Both, water hygiene and the health of the animals delivered satisfactory results for the tested number of animals in the given keeping system. There is, however, still a need for research concerning the swimming pools. It should be tested how many animals can share such a pool without running the risk of health hazard because of the water. Besides that, the position of the pool and the equipment need further examination, in order to find the best solution for animals in future keeping systems.

8 Declaration on oath / Eidesstattliche Versicherung

I hereby declare, on oath, that I have written the present dissertation by my own and have not used other than the acknowledged resources and aids.

Hiermit erkläre ich an Eides statt, dass ich die vorliegende Dissertationsschrift selbst verfasst und keine anderen als die angegebenen Quellen und Hilfsmittel benutzt habe.

München, den 12.06.2012

Claudia Gnann

Unterschrift im Original enthalten

9 Literaturverzeichnis

Ahola L, Mononen J, Mohaibes M (2011). Effects of access to extra cage constructions including a swimming opportunity on the development of stereotypic behaviour in singly housed juvenile farmed mink (*Neovison vison*). Appl. Anim. Behav. Sci. (2011), doi:10.1016/j.applanim.2011.06.013.

Akre AK, Bakken M, Hovland AL (2010). The effects of resource distribution on behaviour on pair housed silver fox vixens (*Vulpes vulpes*) subsequent to mixing. Appl. Anim. Behav. Sci. 125, 181-188.

Akte Pelz (2008). URL: http://www.tierschutz.com/pelz/more/akte_pelz.pdf (Datum des Zugriffs: 27.06.11).

Balfanz F (2005). Quantifizierung der Stressbelastung beim Rothirsch: Auswirkung von Stoffwechselaktivität und sozialen Hierarchien – Abschlussbericht Sonderpreis 2005 Deutsche Wildtierstiftung. URL: http://www.deutschewildtierstiftung.de/filadmin/templates/dewist/images/02_Schuetzen/01_Arten_erhalten/Rothirsch/Downloads/wissen_rothirsch_stress.pdf (Datum des Zugriffs: 19.09.11).

Berestov V, Brandt A (1989). Erythrocytes and leucocytes. In Haematology and Clinical Chemistry of Fur Animals (Edited by Brandt A.), pp. 22-33. Scientifur, Denmark.

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

Birks JDS (1981). Home range and territorial behaviour of the feral mink (*Mustela vison* Schreber) in Devon. Ph.D. dissertation, Exeter University, Exeter, UK.

Birks JDS (1986). Mink. Antony Nelson, Oswestry, Shropshire, UK.

Bis-Wencel H, Saba L, Ondraovic M, Ondrasovicova O (1997). Salmonella on mink and racoon dog farms. Slovensky Veterinarsky Casopis 22:191-194. Author's abstract in: Scientifur 24:133.

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, Vol. 28, No. 2, 2004, 33-34.

BMELV (2011). URL: <http://www.bmelv.de/SharedDocs/Standardartikel/Landwirtschaft/Tier/Tierschutz/StaatszielTierschutz.html> (Datum des Zugriffs: 01.07.11).

BMELV (2011). URL: <http://www.bmelv.de/SharedDocs/Standardartikel/Landwirtschaft/Tier/Futtermittel/Orientierungsrahmen-Traenkewasser.html> (Datum des Zugriffs: 18.09.11).

Bonesi L, Macdonald DW (2004b). Impact of released Eurasien otters on a population of American mink: a test using an experimental approach. *Oikos* 106, 9-18.

Bonesi L, Strachan R, Macdonald DW (2006b). Why are there fewer signs of mink in England? Considering multiple hypotheses. *Biol. Conserv.* 130, 268-277.

Bonesi L, Palazon S (2007). The American mink in Europe: status, impact and control. *Biol Conserv* 134:470-483.

Børsting C (1999). Influence on nutrition on fur quality. DIAS International Report No. 111, 55-62. Author's abstract in: Scientifur, Vol. 23, No. 2, 1999, 106.

Brandt A (1989). Haematology and clinical chemistry of fur animals – a current treatise, 1st ed. Scientifur, Tjele.

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

Clausen TN, Hansen O, Wamberg S (1999). Plasma cortisol concentration as an indicator of stress in mink dams at weaning. *Scientifur*, Vol. 23, No. 4, 1999, 271-273.

Daamgard BM, Brandt A (1990). Unpublished data. In: Daamgard BM, Hansen SW (1992): Hematological and plasma chemical characteristics in beech marten (*Martes foina*). *Comp. Biochem. Physiol.* Vol. 102 A, No. 4, pp. 721-725.

Daamgard B, Hansen SW (1996). Stress physiological status and fur properties in farm mink placed in pairs or singly. *Acta Agric. Scand., Sect. A, Animal Sci.* 46:253-259. Author's abstract in: *Scientifur* 22:117.

Dantzer R, Barre H, Braastad B, de Jonge G, Mason G, Pedersen V, Rekila T, Smeds E (2001). The Welfare of Animals Kept for Fur Production. Scientific Committee on Animal Health and Animal Welfare.

Dathe H, Schöps P (1986). Pelztieratlas. Gustav Fischer Verlag, Jena.

Der Deutsche Pelztierzüchter (1926). Der Nerz und seine Zucht. Der Deutsche Pelztierzüchter 1:104-105.

Deutscher Tierschutzbund (2011). URL: <http://www.tierschutzbund.de/pelztierhaltung.html> (Datum des Zugriffs: 27.06.11).

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

Dubey A, Plant T (1985). A suppression of gonadotropin secretion by cortisol in castrated male rhesus monkeys mediated by interruption of hypothalamic gonadotropin releasing hormone release. Biol. Reprod. 33: 423-431.

Dunstone N (1993). The Mink. T and AD Poyser, London. ISBN 13 978-0856610806.

EFBA Annual Report (2009). URL: http://www.efba.eu/download/annual_report/2009/index.html (Datum des Zugriffs: 27.06.11).

EFBA Annual Report (2010). URL: http://www.efba.eu/download/annual_report/2010/index.html (Datum des Zugriffs: 27.06.11).

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

Europaratsempfehlungen in Bezug auf Pelztiere (1999). URL: http://www.bmelv.de/SharedDocs/Downloads/Landwirtschaft/Tier/Tierschutz/GutachtenLeitlinien/EU-HaltungPelztiere.pdf?__blob=publicationFile (Datum des Zugriffs: 27.06.11).

Fletch SM, Karstad LH (1972). Blood Parameters of Healthy Mink. Canadian Journal of Comparative Medicine. 1972. Vol. 36, pp 275-281.

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

Fur Commission USA (2011). URL: <http://www.furcommission.com/Biology/Index.html> (Datum des Zugriffs: 27.06.11).

Gerell R (1970). Home ranges and movements of the mink *Mustela vison* Schreber in southern Sweden. *Oikos* 21:160-173.

Grafodatskij AS, Volobuev VT, Ternovskij DV, Radzhabli SI (1976). G-banding of the chromosomes in seven species of Mustelidae (Carnivora). (In Russian). – *Zool. Zh.* 55: 1704-1709.

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

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

Großes Lexikon der Tierwelt (1980). Nerze. In: *Großes Lexikon der Tierwelt*, Band 4. Lingen Verlag, Köln, 1127-1128.

Grzimek B (2000). Grzimeks Tierleben - Band 12: Säugetiere, unv. Nachdruck der dtv-Ausgabe von 1979/80. Weltbild Verlag, Augsburg.

Gugolek A et al. (2001). Studies on the relationship between fur damage in mink, reproduction results and the occurrence of this defect in offspring. *Scientifur* 25:115-116.

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

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

Hansen SW, Houbak B, Malmkvist J (1998). Development and possible causes of fur damage in farm mink – significance of social environment. *Acta Agric. Scand., Sect. A, Animal Science* 48, 58-64, Author's abstract in: *Scientifur*, Vol. 23, No. 2, 1999, 112.

Hansen CPB, Jeppesen LL (2000 b). Effects of blocking farm mink's feed access with open water. *Agric. Food Sci. Finland* 9, 157-163.

- Hansen CPB, Jeppesen LL (2001 a).** Swimming activity of farm mink (*Mustela vison*) and its relation to stereotypies. Acta Agric. Scand. Sect. A: Anim. Sci. 51, 71-76.
- Hansen CPB, Jeppesen LL (2001 b).** Use of water for swimming and its relationship to temperature and other factors in farm mink. Acta Agric. Scand., Sect. A., Anim. Sci. 51 (1), 89-93.
- Hansen CPB, Jeppesen LL (2003).** The influence of temperature on the activity and water use of farmed mink (*Mustela vison*). Anim. Sci. 76, 111-118.
- Hayamizu S, Kanda K, Ohmori S, Murata Y, Seo H (1994).** Glucocorticoids potentiate the action of atrial natriuretic polypeptide in adrenalectomized rats. Endocrinology 135: 2459-2464.
- Heldmaier G, Neuweiler G (2004).** Vergleichende Tierphysiologie. Springer-Verlag GmbH, Heidelberg. ISBN 3540000674.
- Heller KE, Jeppesen LL (1985).** Behavioural and eosinophil leukocyte responses to single and repeated immobility stress in mink. Scientifur. 9: 174-178.
- Henriksen P (1996).** Fur animal health – a current status. Appl. Science Reports 27, in: Animal Production Review, Pol. Soc. of Animal Prod., 33-38.
- Hillemann G (1984).** Pelsegenskaberne. In: G. Jorgensen (Ed.) Minkproduktion. pp 151-154. Dansk Pelsdyravlerforening, Copenhagen, Denmark.
- Hoffmann-La Roche AG (1987).** Roche Lexikon Medizin – 2., neubearb. Aufl. Urban und Schwarzenberg Verlag, München, Wien, Baltimore. ISBN 3-541-11212-3.
- Honess PE, Marin CM (2006).** Enrichment and aggression in primates. Neurosci. Biobehav. Rev. 30, 413-436.
- Ireland MC (1988).** The behavior and ecology of the American mink (*Mustela vison* Schreber) in a coastal habitat. Ph.D. dissertation. Durham University, Durham, UK.
- Jansen ASP, Van Nguyen X, Karpitskiy V, Mettenleiter TC, Loewey AD (1995).** Central Command Neurons of the Sympathetic Nervous System: Basis of the Fight-or-Flight Response. Science Vol. 270: 644-646.

Jefferies DJ, Strachan R, Strachan C (2003). The expansion and decline of the mink population in Britain. In: Jefferies, D.J. (Ed.), The Water Vole and Mink Survey of Britain 1996-1998 with a History of Long Term Changes in the Status of Both Species and Their Causes. The Vincent Wildlife Trust, Ledbury, UK, pp. 145-164.

Jensen BB, Clausen T (1993). Microbial activity in the gastrointestinal tract of mink. (in Danish). Annual report, Danish Fur Breeders Association, pp. 186-196.

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. *Comp. Biochem. and Physiol., Toxicol. & Pharmacol.* 132 (1), 67-74.

Kauhala K (1996). Distributional history of the American mink (*Mustela vison*) in Finland with special reference to the trends of otter (*Lutra lutra*) populations. *Ann. Zool. Fenn.* 33, 283-291.

Kayser FH, Böttger EC et al. (2005). Medizinische Mikrobiologie. 11., überarbeitete und erweiterte Auflage. Georg Thieme Verlag. Stuttgart, New York. ISBN 3-13-444811-4.

Kennedy AH (1935). Cytology of the blood of normal mink and racoon: I. Morphology of mink's blood. II. The numbers of the blood elements in normal mink. *Canadian Journal of Research.* 1935. Vol. 12, pp 479-494.

Kluge F (1999). Etymologisches Wörterbuch der deutschen Sprache. 23., erw. Auflage. Berlin; New York: de Gruyter.

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

Korhonen HT, Jauhiainen L, Niemelä P (2003). Effect of swimming deprivation on adrenocortical and behavioural responses in farmed mink (*Mustela vison*). *Annu. Anim. Sci.* 3, 145-163.

Kraft W, Dürr M (2005). Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin. 6. überarb. u. erw. Aufl., Schattauer Verlag. ISBN 3794523083.

Kubin R, Mason R (1967). Normal blood and urine values for mink. *Cornell Veterinarian* Vol. 38, pp 79-82.

- 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 on 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. *Lab Anim UK* 41: 372-387.
- Lindekamp O (1928).** Muß der Nerz eine Badegelegenheit haben? *Der Deutsche Pelztierzüchter* 3:165-168.
- Löliger HC (1970).** Pelztierkrankheiten. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena, pp. 69-72.
- Lønne L (1994).** Pelsegenskaber hos mink. *Norsk Pelsdyrblad* 9: 8-9.
- 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*, Vol. 14, Issue 3, pp 312-323.
- Manteuffel G (2002).** Central nervous regulation of the hypothalamic-pituitary-adrenal axis and its impact on fertility, immunity, metabolism and animal welfare – a review. *Arch. Tierz. Dummerstorf* (2002) 6, 575-595.
- Maran T (1993).** PHVA Workshop on the European mink. – *Small Carnivore Conservation* 8:2.
- Maran T, Henttonen H (1995).** Why is the European mink (*Mustela lutreola*) disappearing? – A review of the process and hypotheses. *Ann. Zool. Fennici* 32:47-54. ISSN 0003-455X.
- Mason GJ (1991).** Stereotypies: a critical review. *Anim. Behav.* 41: 1015-1037.
- Mason GJ, Cooper J, Clarebrough C (2001).** Frustrations of fur-farmed mink. *Nature* 410, 35-36.

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

Miknienė Z, Sutkevicius JA, Kucinskas A, Januskevicius A, Kerzienė S, Kucinskiene J (2010). Evaluation of blood chemistry, morphology and the amount of isthmuses in the eosinophils nuclei for standard dark mink (*Mustela vison*). Veterinarija Ir Zootechnika (Vet Med Zoot). T. 49 (71). 2010.

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

Mohaibes M, Harri M, Mononen J, Pyykönen T, Kasanen S, Ahola L (2001). Individual variation in swimming motivation in mink. In: Proceedings of the 13th Nordic Symposium of the International Society for Applied Ethology, 25-27 January 2001, Lammi, Finland, p. 15.

Mohaibes M, Mononen J, Pyykönen T, Kasanen S, Ahola L (2002). Individual variation in swimming motivation in mink: effect of natural and artificial deprivation. In: Krohn CC, Ladewig J (Eds.), Proceedings of the 14th Nordic Symposium of the International Society for Applied Ethology, 17-19 January 2002. Danish Institute of Agricultural Sciences, Internal report 151, TUNE Landboskole, Denmark, p. 28.

Mohaibes M, Mononen J, Pyykönen T (2003). The effects of swimming pool or extra space on behaviour of mink. In: Proceedings of NJF Meeting No. 354. Nordic Association of Agricultural Scientists, 8-10 October 2003, Lillehammer, Norway.

Møller SH (2001). Length and quality of mink skins from early or late pelting season. Proceedings from NJF-seminar No. 331. 1 pp. Author's abstract in: Scientifur, Vol. 25, No. 2, 2011, 53.

Mononen J, Mohaibes M, Savolainen S, Ahola L (2008). Water baths for farmed mink: intra-individual consistency and inter-individual variation in swimming behaviour, and effects on stereotyped behaviour. Agric. Food Sci. 17, 41-52.

- Mormède P, Andanson S, Aupérin B, Beerda B, Guémené D, Malmkvist J, Manteca X, Manteuffel G, Prunet P, Van Reenen CG, Richard S, Veissier I (2007).** Exploration of the hypothalamic-pituitary-adrenal function as a tool to evaluate animal welfare. *Physiology & Behaviour* 92 (2007) 317-339.
- Morton WE, Hearle JWS (1993a).** Reflexion and lustre. In: *Physical Properties of Textile Fibres*. pp 580-583. The Textile Institute, Manchester, U.K.
- Möstl E, Palme R (2002).** Hormones as indicators of stress. *Domestic Animal Endocrinology* 23 (2002) 67-74.
- Müller W, Schlenker G (2004).** *Kompendium der Tierhygiene*. 2., überarbeitete und erweiterte Aufl. Lehmanns Media, Berlin – LOB.de. ISBN 3-936427-94-1.
- Nelson RW, Couto CG (2006).** *Innere Medizin der Kleintiere*. München: Elsevier GmbH, Urban & Fischer Verlag. ISBN 978-3-437-57040-7.
- Nelson DL, Cox MM (2001).** *Lehninger Biochemie*. 3., vollst. überarb. Aufl. Springer Verlag, Berlin. ISBN 354041813X.
- Nevison CM, Hurst JL, Barnard CJ (1999).** Strain-specific effects of cage enrichment in male laboratory mice (*Mus musculus*). *Anim. Welfare* 8, 361-379.
- Nickerson D (1957).** A new cotton lustermeter for yarns and fibers. *Text. Res. J.* 27: 111-123.
- Nimon AJ, Broom DM (1998).** *Report on the Welfare of Farmed Mink and Foxes in Relation to Housing and Management*. Cambridge: Cambridge University Animal Welfare Information Centre.
- Orr T, Mann D (1992).** Role of glucocorticoids in the stress-induced suppression of testicular steroidogenesis in adult male rats. *Horm. Behav.* 26: 350-363.
- Orth D, Kovacs W, DeBold C (1992).** The adrenal cortex. In: Wilson J, Foster D (eds) *Williams Textbook of Endocrinology*. WB Saunders Co., Philadelphia, pp 518-519.
- Palkovitz M (1987).** Organization of the stress response at the anatomical level. *Prog. Brain Res.*, 27 (1987), 47-55.

Palme R, Fischer P et al. (1996). Excretion of infused ^{14}C -steroid hormones via faeces and urine in domestic livestock. *Anim. Reprod. Sci.* 43: 43-63.

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 Comp Endocrinol Neurobiol Ann NY Acad Sci* 1040: 162-171.

Paul Ehrlich Institut (2011). URL: <http://www.pei.de> (Datum des Zugriffs: 20.03.11).

Pedersen V, Jeppesen LL (2001). Effects of family housing on behaviour, plasma cortisol and performance in adult female mink (*Mustela vison*). *Acta Agric. Scand., Sect. A: Anim. Sci.* 51, 77-88.

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.

Peters E, Brinkmann I, Krüger F, Zwirlein S, Klaumann I (2009). Reintroduction of the European mink *Mustela lutreola* in Saarland, Germany. Preliminary data on the use of space and activity as revealed by radio-tracking and live-trapping. *Endangered species research*, Vol. 10: 305-320, doi: 10.3354/esr00180.

Porter D, Porter H, Suffin S, Larsen A (1984). Immunglobulin Classes of Aleutian Disease Virus Antibody. *Infection and Immunity*, Vol. 43, No. 2, 463-466.

Powell RA (1979). Ecological energetic and foraging strategies of the fisher *Martes pennant*. *J Anim Ecol* 48:195-212.

Powell RA (1994). Structure and spacing of Martes population. In: Buskirk SW, Harested AS, Raphael MG, Powell RA (eds) *Martens, sables and fishers, biology and conservation*. Cornell University Press, London, pp 101-121.

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

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

Rasmussen PV, Børsting CF (2000). Effects of variations in dietary protein levels on hair growth and pelt quality in mink (*Mustela vison*). Canadian Journal of Animal Science, Vol. 80, Issue 4, pp 633-642.

Rasmussen PV, Dyck J (2000). Silkeness in brown mink pelts characterized with optical methods. J Anim Sci 2000, 78: 1697-1709.

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

Ruiz-Olmo J, PALAZON S, BUENO F, BRAVO C, MUNILLA I, ROMERO R (1997). Distribution, status, and colonization of the American mink *Mustela vison* in Spain. J. Wildlife Res. 2, 30-36.

Sapolsky R (1985). Stress-induced suppression of testicular function in the wild baboon: role of glucocorticoids. Endocrinology 116: 2273-2278.

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

Schatz S, Palme R (2001). Measurement of faecal cortisol metabolites in cats and dogs: A non-invasive method for evaluating adrenocortical function. Vet Res Commun 25: 271-287.

Schmidt F (1949). Von Pelztieren und Pelzen. Schriftreihe für Pelztier- und Pelztierzüchter. München: Höfling Verlag.

Schwarzenberger F et al. (1996). Faecal steroid analysis for non-invasive monitoring of reproductive status in farm, wild and zoo animals. Anim. Reprod. Sci. 42: 515-526.

Sidorovich VE (1997a). Distribution of mustelids as a function of environment. Factors of habitat carrying capacity. In: Sidorovich, V.E. (Ed.), Mustelids in Belarus. Zoolotoy uley, Minsk, Belarus, pp. 76-79.

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

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

Sinclair W, Dunstone N, Poole TB (1974). Aerial and underwater visual acuity in the mink *Mustela vison* Schreber. *Anim. Behav.* 22, 965-974.

Skovgaard K, Jeppesen LL, Hansen CPB (1997a). Would you like a swim Madam mink? *Scientifur* 21 (4), 247-251.

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

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. *Anim. Sci.* 69, 171-181.

Taylor W (1971). The excretion of steroid hormone metabolites in bile and feces. *Vitam. Horm.* 29: 201-285.

Thom MD, Harrington LA, Macdonald DW (2004). Why are American mink sexually dimorphic? A role for niche separation. *Oikos* 105:525-535.

Tibbetts RJ, White DG, Dyer NW, Giddings CW, Nolan LK (2003). Characterization of *Escherichia coli* isolates incriminated in colisepticaemia in mink. *Veterinary Research Communications*, 27(5), 341-357.

Touma C, Palme R (2005). Measuring Fecal Glucocorticoid Metabolites in Mammals and Birds: The Importance of Validation. *Ann. N.Y. Acad. Sci.* 1046: 54-74.

Uzenbaeva LB, Ilukha VA (1999). Morphobiochemical blood indices in mink with chewed fur. *Scientifur*, Vol. 23, No. 4, 260-265.

Vinke CM, Van Leeuwen J, Spruijt BM (2005). Juvenile farmed mink (*Mustela vison*) with additional access to swimming water play more frequently than animal housed with cylinder and platform, but without swimming water. *Anim. Welfare* 14, 53-60.

Vinke CM, Houx BB, Van Den Bos R, Spruijt BM (2006). Anticipatory behaviour and stereotypical behaviour in farmed mink (*Mustela vison*) in the presence, absence and after the removal of swimming water. *Appl. Anim. Behav. Sci.* 96, 129-142.

Vinke CM, Hansen SW, Mononen J, Korhonen H, Cooper J, Mohaibes M, Bakken M, Spruijt BM (2008). To swim or not to swim: An interpretation of farmed mink's motivation for a water bath. *Appl Anim Behav Sci* 111:1-27.

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 ISDN-3-937082-01-8.

von Engelhardt W. Breves G (2000). Physiologie der Haussäugetiere. Stuttgart: Enke. ISBN 3-7773-1429-3.

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* 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. *Vet. Microbiol.* 79, 143-153.

Warburton H, Mason G (2003). Is out of sight out of mind? The effects of resource cues on motivation in mink, *Mustela vison*. *Anim. Behav.* 65, 755-762.

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

Weiss JD, Wustenberg W, Bucci JT, Perman V (1993). Hematologic and Serum Chemistry Reference Values for Adult Brown Mink. *Journal of Wildlife Diseases.* 1994. Vol. 30, pp 599-602.

Wenzel U (1984). Edelpelztiere. J. Neumann-Neudamm, Melsungen. ISBN 3-7888-0443-2.

Wenzel U (1987). Pelztiergesundheitsdienst. 2., überarb. Aufl. 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 (1987).** Pelztierkrankheiten – Nerz und Fuchs. Schober Verlag, Hengersberg.
- Whitten PL, Brockman DK, Stavisky RC (1998).** Recent advances in noninvasive techniques to monitor hormone-behaviour interactions. Yearb. Phys. Anthropol. 41: 1-23.
- WHO Guidelines for Drinking-water Quality (2008).** URL: http://www.who.int/water_sanitation_health/dwq/fulltext.pdf (Datum des Zugriffs: 23.08.2011).
- 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. Aufl. Enke Verlag, Stuttgart. ISBN 3-777-31459-5.
- Wiig Ø (1982).** Sexual dimorphism in the skull of the feral American mink (*Mustela vison* Schreber). Zool Scr 11(4):315-316.
- Winkler H, Grünberg W, Hofecker G, Grabmayer C (1990).** Erhebung über die artgerechte Haltung von Pelztieren zum Zwecke der Pelzgewinnung. Wien: Konrad Lorenz-Institut für Vergleichende Verhaltensforschung der Österreichischen Akademie der Wissenschaften.
- Yamaguchi N, Macdonald DW (2003).** The burden of occupancy: intraspecific resource competition and spacing patterns in American mink, *Mustela vison*. J Mammal 84:1341-1355.
- Young RJ (2003).** Environmental Enrichment for Captive Animals. Blackwell Science, Oxford.
- Youngman PhM (1982).** Distribution and the systematics of the European mink *Mustela lutreola*. Linnaeus 1761 – Acta Zool. Fennica 166: 1-48.
- Zabala J, Zuberogoitia I, Martinez JA (2007a).** Spacing pattern, intrasexual competition and niche segregation in American mink. Ann Zool Fenn 44:249-258.

Zentralverband Deutscher Pelztierzüchter (2010). URL: <http://www.z-d-p.de/>
(Datum des Zugriffs: 18.09.11).

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

Zschille J, Heidecke D, Stubbe M (2004). Verbreitung und Ökologie des Minks – *Mustela vison* Schreber, 1777 (Carnivora, Mustelidae) – in Sachsen-Anhalt. *Hercynia* 37, 103-126.

Zschille J (2006). Der Mink. In: Neubürger auf dem Vormarsch. Sonderheft DLV, Berlin, pp 21-32.

Rechtstexte:

Bayerische Badegewässerverordnung (BayBadeGewV) in der Fassung vom 15.2.2008, zuletzt geändert durch die Verordnung zur Änderung der Bayerischen Badegewässerverordnung vom 2.11.2010.

Grundgesetz (GG) für die Bundesrepublik Deutschland in der im Bundesgesetzblatt Teil III, Gliederungsnummer 100-1, veröffentlichten bereinigten Fassung, das zuletzt durch Artikel 1 des Gesetzes vom 21. Juli 2010 (BGBl. I S. 944) geändert worden ist.

Richtlinie 2006/7/EG des Europäischen Parlaments und des Rates vom 15. 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), das zuletzt durch das Gesetz vom 15. Juli 2009 (BGBl. I S. 1950) geändert worden ist

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.

Tierschutz-Schlachtverordnung (TierSchIV) in der Fassung vom 3. März 1997 (BGBl. I S. 405), die durch Artikel 19 des Gesetzes vom 13. April 2006 (BGBl. I S. 855) 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.

Verordnung über meldepflichtige Tierkrankheiten (TKrMeldpfIV) in der Fassung der Bekanntmachung vom 11. Februar 2011 (BGBl. I S. 252), die durch Artikel 2 der Verordnung vom 19. Juli 2011 (BGBl. I S. 1403) geändert worden ist.

Tabelle 89: Beurteilung des Fellzustands von der 10. – 31. LW der Nerze.

Tiernr.	Zustand des Fells											
	Lebenswoche											
	10.	11.	13.	15.	17.	19.	21.	23.	25.	27.	29.	31.
34	1	1	1									
36	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
24	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
54	1	1	1									
55	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2	1	1
50	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
64	1	1	1	1	1	2	3	2	1	1	1	1
66	1	1	1									
62	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
67	1	1	1	1	1	1	3	3	2	1	2	1
44	1	1	1	1	1	3	3	1	1	1	1	1
45	1	1	1	1	1	1	3	3	2	2	1	1
47	1	1	1	1	1	1	1	1	2	1	1	1
43	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2
46	1	1	1	1	1	1	1	3	1	1	1	1
48	1	1	1	1	1	1	1	2	2	1	1	1
41	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
42	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
23	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1
26	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
52	1	1	1	1	1	1	2	1	2	2	1	2
56	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
19	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
21	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
1	1	1	1	1	1	1	3	3	2	1	1	1
3	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
49	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
11	1	1	1	1	1	1	1	1	2	1	1	1
12	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
14	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
65	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
16	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
17	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
18	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
25	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
10	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
68	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
2	1	1	1	1	1	1	3	2	2	1	2	1
7	1	1	1	1	1	1	1	1	2	1	1	1
69	1	1	1	1	1	1	3	2	2	2	2	2
79	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
80	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
81	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
82	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
38	1	1		1	1	1	1	1	1	1	1	1
39	1	1	1	1	1							
40	1	1	1	1	1	1	1	2	1	1	1	1
5	1	1	1	1	1	1	1	3	3	3		
13	1	1	1	1	1	1	3	3	2	1	1	2
15	1	1	1	1	1	1	3	3	3	2	1	2
33	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
37	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
4	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
8	1	1	1	1	1	2	1	1	1	1	1	1

Tiernr.	Zustand des Fells											
	Lebenswoche											
	10.	11.	13.	15.	17.	19.	21.	23.	25.	27.	29.	31.
53	1	1	1	1	1	2	2	1	1	1	1	1
20	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
76	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
22	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
9	1	1	1	1	1	2	3	3	3	3	3	3
75	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
35	1	1	1	1	1	1	1	1	2	2	1	1
73	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
57	1	1	1	1	1	1	1	2	2	2	1	1
58	1	1	1	1	1	1	1	2	2	1	1	1
29	1	1	1	1	1	1	1	2	2	2	3	3
30	1	1	1	1	1	1	1	2	3	3	3	3
31	1	1	1	1	1	1	1	2	2	2	3	3
27	1	1	1	1	1	1	1	1	3	3	3	3
28	1	1	1	1	1	1	1	1	3	3	3	3
32	1	1	1	1	1	1	1	1	3	3	3	3
59	1	1	1	1	1	1	1	2	2	1	1	1
74	1	1	1	1	1	1	1	2	1	1	1	1
71	1	1	1	1	1	1	1	3	1	1	1	1
72	1	1	1	1	1	1	1	2	2	2	1	1
83	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
85	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
86	1	1	1	1	1	1	1	1	1			
84	1	1	1	1	1	1	1	2	1	1	1	1
87	1	1	1	1	1	1	3	3	2	1	1	1
88	1	1	1	1	1	1	3	3	3	2	2	2

Tiernr.	Schwanzverletzungen											
	Lebenswoche											
	10.	11.	13.	15.	17.	19.	21.	23.	25.	27.	29.	31.
53	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
20	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
76	1	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1
22	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
9	1	1	1	1	3	3	2	3	3	3	3	3
75	1	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1
35	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
73	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
57	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
58	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
29	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
30	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
31	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
27	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
28	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
32	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
59	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
74	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
71	1	1	1	1	1	2	1	1	1	1	1	1
72	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
83	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
85	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
86	1	1	1	1	1	1	1	1	1			
84	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
87	1	1	1	1	1	3	3	2	2	1	1	1
88	1	1	1	1	1	1	2	2	2	2	2	2

Tabelle 98: Gewichtsverlauf (g) der Tiere von der 10. – 31. LW.

Tier- nr.	Lebenswoche											
	10.	11.	13.	15.	17.	19.	21.	23.	25.	27.	29.	31.
34	705	867	tot									
36	794	943	1195	1400	1585	1782	1915	1985	2063	2010	2055	2111
24	758	940	1249	1554	1813	2135	2230	2258	2308	2343	2425	2424
54	896		972	tot	tot	tot	tot	tot	tot		tot	tot
55	874	958	1108	1221	1321	1410	1495	1558	1595	1610	1598	1639
50	897	1007	1130	1228	1348	1475	1588	1545	1580	1630	1692	1723
64	800	967	1281	1542	1745	1945	2172	2243	2370	2443	2571	2580
66	968	1136	1362	tot								
62	775	853	1005	1130	1238	1393	1379	1427	1340	1312	1320	1324
67	525	581	710	853	938	1103	1157	1240	1255	1288	1198	1258
44	1056	1240	1455	1742	2014	2168	2262	2497	2608	2656	2658	2770
45	1144	1290	1551	1797	2087	2183	2337	2515	2601	2568	2634	2808
47	1121	1300	1557	1790	2008	2175	2211	2329	2495	2611	2700	2899
43	731	801	919	989	1118	1244	1257	1358	1410	1448	1490	1599
46	777	891	1005	1111	1232	1323	1367	1418	1415	1407	1450	1513
48	895	958	1073	1208	1330	1421	1489	1530	1595	1598	1595	1644
41	810	990	1242	1448	1691	1818	1960	2049	2070	2093	2170	2189
42	618	777	1005	1185	1355	1478	1618	1715	1725	1717	1791	1815
23	570	960	1280	1573	1876	2162	2290	2363	2460	2457	2530	2528
26	570	690	845	953	1110	1199	1280	1335	1340	1345	1388	1420
52	900	989	1145	1289	1445	1495	1555	1495	1510	1560	1586	1584
56	1014	1196	1473	1740	2037	2208	2384	2515	2640	2689	2800	2914
19	696	738	830	868	990	1060	1111	1096	1102	1126	1113	1158
21	1140	785	855	941	1034	1028	1065	1065	1040	1067	1063	1023
1	950	1082	1273	1450	1635	1700	1805	1931	1935	1964	1935	2060
3	992	1214	1409	1658	1968	2199	2393	2579	2685	2843	3018	3195
49	1067	1258	1540	1837	2122	2350	2597	2704	2863	3007	3167	3343
11	618	711	835	939	1048	1108	1175	1185	1185	1243	1260	1315
12	713	816	937	1078	1205	1287	1362	1388	1265	1390	1405	1441
14	650	742	846	918	987	1065	1115	1135	1065	1115	1140	1164
65	875	1017	1280	1544	1763	1992	2140	2321	2350	2405	2383	2553
16	866	1048	1360	1636	1885	2104	2196	2278	2298	2315	2320	2458
17	704	835	1045	1209	1345	1493	1555	1585	1555	1612	1584	1680
18	760	884	1110	1257	1360	1441	1571	1645	1649	1615	1647	1584
25	800	705	865	972	1132	1235	1363	1418	1508	1490	1223	1502
10	809	944	1194	1418	1651	1867	1992	2065	2055	2018	2015	2095
68	875	1037	1325	1687	1938	2133	2327	2402	2440	2505	2585	2773
2	690	780	905	1004	1115	1225	1312	1292	1295	1309	1309	1338
7	693	742	858	981	1050	1119	1220	1256	1248	1241	1480	1277
69	625	740	935	1065	1215	1251	1371	1431	1430	1505	1511	1545
79	1062	1201	1515	1794	2068	2290	2453	2578	2700	2590	2803	2889
80	1055	1148	1460	1735	2025	2193	2378	2507	2542	2533	2600	2647
81	873	931	1110	1200	1353	1385	1488	1583	1586	1545	1560	1603
82	921	1114	1400	1618	1872	2077	2237	2327	2405	2352	2450	2601
38	811	965	1219	1495	1695	1893	2039	2108	2068	2110	2100	2085
39	760	918	1165	1435	1643	tot	tot	tot	tot		tot	tot
40	503	642	881	1081	1218	1419	1543	1605	1665	1801	1727	1735
5	700	799	898	1032	1105	1235	1315	1315	1223	1133	tot	tot
13	695	790	893	1004	1083	1162	1230	1259	1220	1265	1265	1232
15	595	646	765	778	925	985	989	1013	1010	1029	1038	1026
33	915	1169	1141	1723	2012	2217	2364	2483	2572	2518	2598	2653
37	959	1102	1380	1602	1895	2118	2334	2558	2639	2736	2879	2955
4	640	723	832	882	997	1075	1134	1160	1168	1202	1182	1225
8	635	706	831	943	1032	1125	1215	1315	1340	1369	1360	1406

Tiernr.	Lebenswoche											
	10.	11.	13.	15.	17.	19.	21.	23.	25.	27.	29.	31.
53	1088	1275	1550	1878	2152	2372	2589	2587	2485	2485	2592	2677
20	1203	1354	1645	1975	2190	2275	2409	2455	2545	2563	2620	2765
76	986	1105	1312	1550	1738	1862	2008	2035	2047	2050	2123	2238
22	747	1254	1529	1811	2106	2228	2373	2408	2350	2347	2385	2451
9	715	752	895	988	1070	1131	1190	1184	1185	1165	1225	1280
75	822	911	1004	1135	1173	1292	1391	1441	1455	1430	1468	1541
35	763	919	1111	1265	1425	1599	1724	1803	1775	1818	1863	1885
73	700	804	970	1120	1230	1282	1420	1500	1527	1540	1569	1641
57	900	1008	1251	1547	1735	1870	2023	2127	2145	2135	2256	2398
58	993	1103	1401	1673	1876	2053	2276	2492	2654	2681	2778	2958
29	545	698	984	1301	1520	1717	1880	2000	1913	1880	1873	2010
30	465	605	930	1260	1479	1647	1845	1989	2010	2110	2144	2090
31	540	705	993	1276	1479	1616	1767	1930	1930	1905	1946	2047
27	494	612	805	1006	1064	1156	1260	1345	1355	1380	1365	1453
28	355	465	685	877	994	1103	1245	1393	1410	1465	1431	1395
32	385	512	712	900	998	1062	1130	1235	1300	1287	1275	1314
59	998	1118	1364	1655	1821	1943	2041	2061	2095	2159	2184	2205
74	814	981	1315	1615	1875	2012	2124	2181	2265	2335	2427	2455
71	602	700	885	1033	1118	1149	1262	1315	1320	1325	1370	1368
72	695	784	1007	1178	1275	1409	1488	1565	1555	1580	1585	1600
83	1018	1095	1405	1674	1888	2021	2177	2318	2484	2578	2729	3021
85	850	943	1229	1509	1728	1860	2071	2185	2223	2300	2345	2426
86	637	740	1051	1260	1443	1603	1749	1860	1910		tot	tot
84	677	780	919	1056	1150	1282	1459	1580	1615	1635	1670	1716
87	685		897	930	1078	1155	1249	1358	1400	1440	1507	1535
88	692		897	959	1088	1213	1342	1443	1440	1485	1493	1515

Tabelle 99: Erythrozyten ($10^{12}/l$), Leukozyten ($10^9/l$) und Thrombozyten ($10^9/l$) zu den drei Blutentnahmezeitpunkten (10., 19. und 31. LW).

Tier-nr.	Chipnr.	Vol.	4er-/6er	Sex	Farbe	Erythrozyten			Leukozyten			Thrombozyten		
						10.	19.	31.	10.	19.	31.	10.	19.	31.
1	1843910	6	6er	m	pearl	5,48	7,33	7,43	7	4,2	4,6	878	544	463
2	1578983	8	6er	w	pearl	5,65	7,21	8,1	5,2	6,2	3	564	587	414
3	2629575	6	6er	m	demi-buff	5,4	7,18	7,27	5,7	5,4	4	737	620	563
4	1844489	11	4er	w	pearl	6,03	7,7	8,83	7,3	6	5,2	820	632	879
5	2629710	10	6er	w	pearl	5,65	6,8		5,4	4,3		791	685	
7	1844772	8	6er	w	silverblue	5,77	5,75	7,55	8,9	5,4	6	935	560	577
8	1578984	11	4er	w	silverblue	4,84		7,4	8,9		7,4	712		559
9	1844152	12	6er	w	silverblue	5,72	3,78	5,57	7,3	13,6	5,2	874	1466	1033
10	1844485	8	6er	m	pearl	4,84	6,91	3,86	5,8	8,4	2,3	767	613	464
11	2629574	6	6er	w	demi-buff	5,36	7,22	7,21	8,7	6,4	5,3	879	611	598
12	1578103	6	6er	w	silverblue	4,19	7,06	7,76	5,5	6,9	5	320	630	571
13	1844886	10	6er	w	pearl	5,75	5,91	7,84	4,7	5,7	4,4	878	793	499
14	2629536	6	6er	w	pearl	5,89	7,05	7,21	6,5	6,8	4,3	873	576	558
15	1577130	10	6er	w	pearl	6,38	5,31	7,5	5,7	6,3	5,6	1028	853	592
16	2629711	7	4er	m	demi-buff	5,45	7,48	6,66	7,8	6	4,1	739	503	401
17	130421	7	4er	w	demi-buff	5,15	7,18	8,26	7,4	10,7	5,6	710	567	515
18	2629560	7	4er	w	demi-buff	5,54	7,52	8,18	5,6	6,1	7,8	673	553	387
19	2629586	5	4er	w	demi-buff	5,07	4,29	7,67	6,9	3,6	4,9	1116	461	563
20	1845593	12	6er	m	pearl	5,7	7,43	7,93	6,3	13,5	3,2	951	757	647
21	1577131	5	4er	w	pearl	6,46	8,23	8,52	7	5,1	4,1	787	637	534
22	2629568	12	6er	m	pearl	5,96	7,97	7,9	6,4	5,8	3,9	987	744	572
23	3494508	4	4er	m	silverblue	5,16	6,99	7,66	4,7	5,6	2,7	795	514	413
24	1578999	1	6er	m	silverblue	5,39	7,59	8,34	5,7	5,3	9,2	853	620	493
25	1845772	8	6er	m	silverblue	5,9	7,19	8,72	8,2	6,5	4,8	692	698	606
26		4	4er	w	demi-buff		7,47	7,54		5	3,9		548	457
27	1049685	14	6er	w	demi-buff	5,19	7,57	7,37	7,9	7,4	7,7	878	575	512
28	2629709	14	6er	w	demi-buff	5,39		8,17	6		9,5	542		551
29	3494444	14	6er	m	demi-buff	4,8	7,14	7,42	7,3	5,7	6,7	689	461	365
30	1578270	14	6er	m	demi-buff	4,58	7,5	7,83	7,7	4,8	8,5	804	527	496
31	3494465	14	6er	m	demi-buff	5	7,43	8	5,1	4,8	5	839	525	476
32	1578930	14	6er	w	demi-buff	4,78	6,36	7,34	3,5	8	7,3	658	657	544
33	1845416	11	4er	m	demi-buff	5,26	7,56	7,48	6,3	6,5	7	752	385	348
34	1845405	1	6er	m	demi-buff	4,76			5,5			809		
35	1844883	13	4er	w	demi-buff	5,38	7,63	7,71	7	7,7	9,8	856	622	387
36	1577980	1	6er	m	pearl	5,33	7,88	8,88	8	7,4	6,5	775	495	391
37	3494481	11	4er	m	pearl	5,73	7,75	7,87	5,7	4,9	3,6	716	563	520
38	3494478	10	6er	m	demi-buff	4,52	7,13	7,06	7,3	6,2	3,5	857	459	412
39	1578768	10	6er	m	demi-buff	5,99			4,4			799		
40	1577796	10	6er	m	demi-buff	4,87	7,19	8	4,2	6,2	3,7	884	581	513
41	1577243	4	4er	m	demi-buff	5,96	7,26	8,09	6,3	6,4	5,2	682	482	395
42	1844303	4	4er	m	demi-buff	6,05	6,74	8,07	6,1	5,6	4,6	786	723	392
43	1579123	3	6er	w	demi-buff	6,58	7,43	7,49	5	5,5	3,8	772	640	414
44	1578125	3	6er	m	demi-buff	5,65	7,25	8,3	6,1	7,6	4,8	751	413	396
45	2629773	3	6er	m	demi-buff	5,74	7,59	8,48	4	7	4,6	768	673	504
46	2629588	3	6er	w	demi-buff	6,2	7,59		4,5	6,6		724	581	
47	2629523	3	6er	m	demi-buff	5,81	7,07	7,95	5	7	4,3	674	549	517
48	2629548	3	6er	w	demi-buff	5,97	7,49	6,92	5,5	7,7	4,5	718	585	380
49	2629755	6	6er	m	silverblue	4,93	8,13	8,51	6,4	7,1	5,3	603	544	518
50	2629540	1	6er	w	demi-buff	6,75	8,46	9,07	6,1	5,5	5	780	572	545
52	2629740	5	4er	m	silverblue	6,44	7,77	7,31	6,8	8,7	6,4	945	575	640
53	2629728	12	6er	m	silverblue	6	7,86	8,04	8,6	6,5	8,6	678	602	485
54	1578338	1	6er	w	demi-buff	6,55			6,2			916		
55	1577941	1	6er	w	demi-buff	6,4		7,87	9,6		9,5	689		548
56	1578307	5	4er	m	silverblue	6,18	8,21	7,94	4	7,5	6,8	901	628	364
57	1578298	13	4er	m	demi-buff	5,45	7,16	7,39	6,3	3,8	3,3	823	580	611
58	131025	13	4er	m	demi-buff	6,01		7,8	6,8		5,1	870		571

Tier-nr.	Chipnr.	Vol.	4er-/6er	Sex	Farbe	Erythrozyten			Leukozyten			Thrombozyten		
						10.	19.	31.	10.	19.	31.	10.	19.	31.
59	109546	15	4er	m	demi-buff	6,12	8,23	8,6	8,1	6,1	5,1	700	574	462
62	1845958	2	4er	w	demi-buff	6,15		7,33	7,6		5,8	786		447
64	3494485	2	4er	m	silverblue	5,56	7	7,4	5,5	8,3	3,5	729	727	488
65	1577154	7	4er	m	pearl	5,19	6,66	7,3	6,6	4,4	5,1	750	606	459
66	131315	2	4er	m	pearl	5,62			5,2			790		
67	1049674	2	4er	w	pearl	6,43	7,09	7,84	8,4	8,7	6,6	1132	1069	927
68	2629789	8	6er	m	demi-buff	4,67	7,55	7,47	7,3	8,9	6,6	777	546	460
69	2629706	8	6er	w	demi-buff	5,49	7,13	2,77	7	7,9	1,9	562	478	168
71	2629714	15	4er	w	demi-buff	5,56	7,81	7,73	7,2	10,9	8,4	675	533	464
72	1578167	15	4er	w	demi-buff	5,38	7,38	7,27	8,6	9,6	6	788	580	496
73	3494510	13	4er	w	demi-buff	5,7	7,33	7,42	3,8	5	7,3	106	601	551
74	1844002	15	4er	m	demi-buff	4,86		7,83	5,9		7,3	679		429
75	1577494	12	6er	w	demi-buff	6,43	7,71	7,84	7	3,7	2,6	663	357	495
76	130463	12	6er	m	demi-buff	5,75	8,05	8,68	6,8	6,9	6,7	754	636	491
79	1578271	9	4er	m	demi-buff	5,97	7,91	8,53	7,7	11,4	7,7	796	551	450
80	1844658	9	4er	m	demi-buff	5,05	7,24	7,61	6,5	9,1	7,1	719	513	436
81	1844378	9	4er	w	demi-buff	6,05	7,73	8,6	5,6	5,5	4	640	499	425
82	2629701	9	4er	m	demi-buff	5,51	7,5	7,9	6	8,7	5,5	565	462	411
83	3494498	16	6er	m	silverblue	5,16	7,37	7,64	12,3	5,7	4,6	663	472	404
84	2629374	16	6er	w	demi-buff	5,58	6,72	7,36	6,6	3,3	3	669	486	456
85	1577639	16	6er	m	demi-buff	5,76	4,77	8,32	5,9	3,5	2,5	513	374	408
86	1845087	16	6er	m	demi-buff	5,35	7,75		5,8	6,6		994	625	
87	1844277	16	6er	w	demi-buff	5,78	6,59	8,34	6	7,1	9,6	748	885	606

Tabelle 100: Hämatokrit (l/l), Hämoglobin (mmol/l), MCV (fl), MCH (fmol/l) und MCHC (mmol/l) zu den drei Blutentnahmezeitpunkten (10., 19. und 31. LW).

Tier-nr.	Hämatokrit			Hämoglobin			MCV			MCH			MCHC		
	10.	19.	31.	10.	19.	31	10.	19.	31.	10.	19.	31.	10.	19.	31.
1	0,453	0,583	0,553	8,7	17,1	10,5	83	80	74	1,58	1,45	1,42	19,1	29,2	19
2	0,469	0,596	0,644	8,8	17,8	12,3	83	83	80	1,55	1,53	1,52	18,7	29,9	19,1
3	0,454	0,597	0,567	8,7	17,9	10,9	84	83	78	1,61	1,55	1,49	19,2	29,9	19,1
4	0,484	0,597	0,652	9,2	17,8	11,4	80	78	74	1,52	1,43	1,29	19	29,8	17,4
5	0,471	0,559		9	17,1		83	82		1,6	1,56		19,2	30,6	
7	0,491	0,47	0,603	9,6	14,1	11,1	85	82	80	1,66	1,52	1,47	19,5	30	18,4
8	0,409		0,581	7,9		11,4	84		79	1,62		1,54	19,2		19,6
9	0,501	0,321	0,439	9,6	10,2	8,7	88	85	79	1,68	1,67	1,56	19,1	31,7	19,8
10	0,426	0,58	0,301	8,1	17,6	5,7	88	84	78	1,67	1,58	1,48	18,9	30,4	19
11	0,447	0,593	0,574	8,5	17,8	11	83	82	80	1,6	1,53	1,52	19,1	30	19,1
12	0,353	0,584	0,614	6,7	17,5	11,9	84	83	79	1,59	1,54	1,54	19	30	19,5
13	0,493	0,52	0,623	9,5	15,9	12	86	88	79	1,65	1,68	1,53	19,3	30,7	19,2
14	0,493	0,575	0,587	9,4	17,5	11	84	82	82	1,6	1,54	1,53	19,1	30,4	18,7
15	0,544	0,456	0,584	10,4	14,2	10,4	85	86	78	1,63	1,66	1,39	19,1	31,1	17,8
16	0,447	0,613	0,509	8,6	18,4	10,2	82	82	76	1,58	1,53	1,53	19,3	30	20
17	0,432	0,596	0,66	8,3	18,1	12,7	84	83	80	1,62	1,56	1,54	19,3	30,4	19,2
18	0,464	0,627	0,636	8,9	18,4	12,3	84	83	78	1,61	1,52	1,5	19,2	29,4	19,3
19	0,422	0,355	0,606	8,1	10,5	11,7	83	83	79	1,59	1,53	1,53	19,1	29,7	19,3
20	0,496	0,612	0,613	9,2	18,7	12,3	87	82	77	1,62	1,56	1,55	18,6	30,5	20
21	0,517	0,649	0,648	9,7	19,1	12,4	80	79	76	1,5	1,44	1,45	18,8	29,5	19,1
22	0,495	0,665	0,603	9,3	19	11,6	83	83	76	1,57	1,48	1,47	18,9	28,6	19,3
23	0,448	0,598	0,603	8,7	17,3	11,2	87	85	79	1,68	1,53	1,46	19,4	28,9	18,5
24	0,436	0,596	0,605	8,5	17,7	11,5	81	79	73	1,57	1,45	1,39	19,4	29,7	19,1
25	0,484	0,56	0,648	9,1	16,6	10	82	78	74	1,55	1,43	1,15	18,9	29,6	15,4
26		0,614	0,586		17,8	11,1		82	78		1,48	1,47		29	18,9
27	0,44	0,623	0,569	8,6	18,8	11,1	85	82	77	1,66	1,55	1,51	19,5	30,2	19,6
28	0,453		0,591	8,6		11,6	84		72	1,6		1,42	19		19,6
29	0,411	0,605	0,581	8	18,2	11,2	86	85	78	1,67	1,58	1,5	19,6	30,1	19,2
30	0,391	0,638	0,603	7,7	19,2	11,6	85	85	77	1,69	1,59	1,48	19,7	30,1	19,2
31	0,423	0,615	0,615	8,2	18,7	11,9	85	83	77	1,64	1,56	1,48	19,4	30,5	19,3
32	0,42	0,547	0,587	8,1	16,7	11,5	88	86	80	1,69	1,63	1,56	19,3	30,5	19,6
33	0,443	0,634	0,601	8,3	19,5	11,4	84	84	80	1,58	1,59	1,53	18,7	30,7	19
34	0,399			7,9			84			1,65			19,7		
35	0,45	0,654	0,61	8,5	19,4	11,9	84	86	79	1,59	1,58	1,54	18,9	29,6	19,5
36	0,426	0,645	0,683	8,2	18,6	13,1	80	82	77	1,53	1,46	1,47	19,2	28,8	19,2
37	0,485	0,652	0,614	9,2	19,3	12	85	84	78	1,61	1,55	1,52	19	29,6	19,6
38	0,382	0,611	0,567	7,4	18,5	10,8	85	86	80	1,64	1,61	1,53	19,4	30,3	19
39	0,481			9,2			80			1,54			19,2		
40	0,424	0,615	0,632	8	18,5	11,7	87	86	79	1,65	1,59	1,47	19	30	18,6
41	0,478	0,583	0,606	8,9	16,9	11,4	80	80	75	1,49	1,45	1,41	18,6	29	18,8
42	0,462	0,537	0,615	8,5	16	11,7	76	80	76	1,41	1,47	1,45	18,4	29,8	19
43	0,551	0,622	0,612	10,3	18,1	11,3	84	84	82	1,56	1,51	1,51	18,7	29	18,4
44	0,475	0,627	0,693	9,5	17,9	13	84	86	83	1,68	1,53	1,56	20	28,6	18,7
45	0,481	0,626	0,669	9	18,1	12,5	84	83	79	1,57	1,48	1,47	18,7	28,8	18,7
46	0,513	0,628		9,5	18,5		83	83		1,53	1,51		18,5	29,5	
47	0,495	0,598	0,652	9,4	18,2	12,3	85	85	82	1,61	1,59	1,55	19	30,4	18,9
48	0,497	0,633	0,559	9,4	18,8	10,4	83	84	81	1,58	1,56	1,5	19	29,7	18,6
49	0,3915	0,65	0,637	6,7	18,5	11,8	79	80	75	1,325	1,41	1,39	16,7	28,5	18,5
50	0,543	0,67	0,69	10,1	19,8	13,1	80	79	76	1,5	1,45	1,45	18,6	29,5	19,1
52	0,53	0,624	0,57	9,9	18,7	11,1	82	80	78	1,53	1,5	1,52	18,6	30	19,4
53	0,485	0,631	0,605	9,2	19,4	12,1	81	80	75	1,53	1,53	1,5	19	30,7	19,9
54	0,526			9,9			80			1,51			18,8		
55	0,538		0,616	10		11,9	84		78	1,57		1,52	18,7		19,4
56	0,497	0,646	0,596	9,4	19,1	11,2	81	79	75	1,52	1,44	1,41	18,9	29,5	18,8
57	0,468	0,612	0,59	8,8	18,3	11,4	86	85	80	1,61	1,58	1,54	18,8	29,8	19,2
58	0,502		0,591	9,4		11,5	84		76	1,57		1,47	18,7		19,5

Tier- nr.	Hämatokrit			Hämoglobin			MCV			MCH			MCHC		
	10.	19.	31.	10.	19.	31	10.	19.	31.	10.	19.	31.	10.	19.	31.
59	0,508	0,659	0,644	9,3	19,5	12,6	83	80	75	1,52	1,48	1,46	18,4	29,7	19,5
62	0,514		0,56	9,7		10,9	83		76	1,57		1,48	18,9		19,4
64	0,477	0,6	0,602	9,1	17,8	11,2	86	86	81	1,64	1,58	1,52	19,1	29,7	18,7
65	0,45	0,561	0,587	8,5	16,8	11,3	87	84	80	1,63	1,56	1,54	18,8	29,9	19,2
66	0,49			9,2			87			1,64			18,8		
67	0,519	0,57	0,608	9,6	17,1	11,7	81	80	78	1,5	1,5	1,5	18,5	30	19,3
68	0,405	0,626	0,592	7,7	18,5	11	87	83	79	1,65	1,52	1,48	19	29,5	18,7
69	0,458	0,579	0,218	8,7	17,4	1,5	83	81	79	1,58	1,51	0,53	19	30	6,7
71	0,472	0,637	0,616	8,9	19,5	11,9	85	82	80	1,6	1,55	1,54	18,8	30,6	19,3
72	0,458	0,607	0,582	8,6	18,5	11,4	85	82	80	1,6	1,56	1,56	18,8	30,5	19,5
73	0,492	0,614	0,602	9,5	18,9	11,8	86	84	81	1,67	1,6	1,59	19,4	30,8	19,6
74	0,424		0,615	8,2		11,7	87		79	1,68		1,5	19,3		19,1
75	0,536	0,635	0,595	10,1	18,9	11,7	83	82	76	1,57	1,52	1,49	18,9	29,8	19,6
76	0,47	0,662	0,65	9	19,6	12,6	82	82	75	1,56	1,51	1,45	19,1	29,6	19,4
79	0,494	0,648	0,667	9,1	19	12,2	83	82	78	1,53	1,49	1,42	18,5	29,3	18,2
80	0,423	0,6	0,61	8,1	17,9	11,3	84	83	80	1,61	1,54	1,49	19,2	29,9	18,6
81	0,497	0,65	0,676	9,4	19,5	11,6	82	84	79	1,56	1,56	1,35	19	29,9	17,2
82	0,458	0,629	0,629	8,7	18,7	11,6	83	84	80	1,57	1,55	1,47	18,9	29,8	18,5
83	0,447	0,608	0,606	8,4	18,7	11,8	87	82	79	1,62	1,57	1,54	18,7	30,7	19,4
84	0,486	0,56	0,589	9,2	17,5	11,4	87	83	80	1,65	1,62	1,54	18,9	31,3	19,3
85	0,478	0,381	0,633	9	11,7	11,9	83	80	76	1,56	1,51	1,43	18,8	30,6	18,8
86	0,443	0,609		8,5	18,8		83	79		1,58	1,5		19,1	30,9	
87	0,47	0,526	0,623	8,9	16,2	11,8	81	80	75	1,55	1,53	1,41	19	30,9	18,9
88	0,475	0,546	0,434	9	16,9	8,4	85	82	78	1,62	1,58	1,51	19	30,9	19,4

Tabelle 101: Lymphozyten (%), Monozyten (%) und Granulozyten (%) zu den drei Blutentnahmezeitpunkten (10., 19. und 31. LW).

Tier-nr.	Lymphozyten			Monozyten			Granulozyten		
	10.	19.	31.	10.	19.	31.	10.	19.	31.
1	58,5	50,4	45,9	5,1	2,5	5	36,4	47,1	49,1
2	62,1	36	52,6	4,2	2,3	3,6	33,7	61,7	43,8
3	63,7	44,2	47,4	4,7	3,1	4,6	31,6	52,7	48
4	54,6	55,5	62,6	5	2,6	4	40,4	41,9	33,4
5	52,8	54,8		4,9	2,7		42,3	42,5	
7	61,1	48,8	66,4	4,4	2,8	3,1	34,5	48,4	30,5
8	53,3		51,5	5,2		4,8	41,5		43,7
9	60,6	34,3	60,8	5,7	3,5	3,7	33,7	62,2	35,5
10	55,2	50,8	53,8	5,4	2,2	4,5	39,4	47	41,7
11	53	47,7	51	4,8	2,6	4,1	42,2	49,7	44,9
12	50,9	42,6	35,2	4,9	2,8	5,5	44,2	54,6	59,3
13	59,7	34,6	42,2	5,7	3	4,5	34,6	62,4	53,3
14	56,5	34,3	42,6	5,7	3,4	4,8	37,8	62,3	52,6
15	55,8	42,6	44,5	5,3	2,7	4,7	38,9	54,7	50,8
16	55	38,5	50,1	6,5	3	5,1	38,5	58,5	44,8
17	44,6	27,6	48,4	6,3	2	5,5	49,1	70,4	46,1
18	46	24,8	24,7	6	2,5	5,5	48	72,7	69,8
19	47,9	43,5	37,8	5,8	2,5	4,2	46,3	54	58
20	39,3	20,1	36,9	5,9	3,9	4,9	54,8	76	58,2
21	50,2	43,1	47	5,1	2,1	3,6	44,7	54,8	49,4
22	47,3	41,9	38,8	6	3,5	5,5	46,7	54,6	55,7
23	56,3	38	50,1	6	2,4	5,3	37,7	59,6	44,6
24	51,2	49,4	43	6,3	2,2	4	42,5	48,4	53
25	50,6	37,7	64,4	7	3	3,4	42,4	59,3	32,2
26		52,6	53,8		2	3,3		45,4	42,9
27	51,1	47	28,6	6,2	2,2	4,4	42,7	50,8	67
28	53,3		25,6	6		4,9	40,7		69,5
29	54,4	57,4	40,2	5,8	2,8	3,6	39,8	39,8	56,2
30	51,2	61,7	36	7,1	2,6	5,2	41,7	35,7	58,8
31	47,1	44,2	44,1	6,3	2,9	3,8	46,6	52,9	52,1
32	55,7	39	45,7	5,9	2,9	3,1	38,4	58,1	51,2
33	49,5	36,8	39,4	5,2	2,6	3,9	45,3	60,6	56,7
34	60			4,7			35,3		
35	58,2	41,2	40,8	4,9	2,1	3,8	36,9	56,7	55,4
36	62,5	46,3	62,7	4,5	1,8	3,2	33	51,9	34,1
37	59,3	56,1	43,7	4,7	2,3	4,1	36	41,6	52,2
38	56,4	42	42,1	5,7	2,3	4,7	37,9	55,7	53,2
39	61,9			4,7			33,4		
40	61,6	52,4	62,5	5,8	2,4	3,9	32,6	45,2	33,6
41	50,3	37,5	51,7	5,7	2,4	3	44	60,1	45,3
42	59,4	47,7	47,4	5,7	2	3,3	34,9	50,3	49,3
43	49,8	49	55,3	5	2,1	3,5	45,2	48,9	41,2
44	59,1	58,2	53,7	4,9	1,5	2,8	36	40,3	43,5
45	68,1	51,8	56,8	4,4	1,9	2,8	27,5	46,3	40,4
46	54,6	43,1		5,4	2,2		40	54,7	
47	47,3	44,8	52,3	5,1	2,9	2,6	47,6	52,3	45,1
48	53,7	55,7	54	5,3	1,7	3,3	41	42,6	42,7
49	51,7	27,3	40,5	5,7	2,8	4,4	42,6	69,9	55,1
50	44,2	48,7	40,4	5,2	1,9	3,7	50,6	49,4	55,9
52	56,4	36,5	43,2	4,5	2,6	3,6	39,1	60,9	53,2
53	63,6	45,4	35,7	6,8	3,3	6,6	29,6	51,3	57,7
54	46,4			5,2			48,4		
55	54,4		41,9	4,6		3,8	41		54,3
56	51,5	36,2	30,8	6,1	2,2	4,8	42,4	61,6	64,4
57	63,7	62	60,3	5,1	2,6	3,9	31,2	35,4	35,8
58	54		41,9	5,4		4,4	40,6		53,7

Tier- nr.	Lymphozyten			Monozyten			Granulozyten		
	10.	19.	31.	10.	19.	31.	10.	19.	31.
59	68	59,2	55,9	4,1	2,2	3	27,9	38,6	41,1
62	66,7		59,6	4,9		4,1	28,4		36,3
64	65	39,3	49,3	4,3	2,5	3,8	30,7	58,2	46,9
65	58,7	39,7	48,6	5,5	3,2	3,8	35,8	57,1	47,6
66	68,1			4,8			27,1		
67	54,9	39,1	50	6,5	5	4,8	38,6	55,9	45,2
68	51,8	61,9	52	5,1	2,2	3	43,1	35,9	45
69	47,3	41,5	65,6	4,8	2,4	3,1	47,9	56,1	31,3
71	55,7	59,1	62,7	4,3	1,5	2,9	40	39,4	34,4
72	46	52,2	59,8	5,3	1,8	3,4	48,7	46	36,8
73	59,1	52,4	51,8	5,7	2,8	3,5	35,2	44,8	44,7
74	52,9		57,1	5,6		3,4	41,5		39,5
75	43,9	42,1	42,9	5,6	2,8	4,5	50,5	55,1	52,6
76	51,9	37,3	45,8	5,7	1,9	4,1	42,4	60,8	50,1
79	46,6	24,1	41,1	5,4	2,4	3,9	48	73,5	55
80	51,8	40	42,7	5,1	2,5	3,5	43,1	57,5	53,8
81	45,5	42,3	40,5	5	2,2	3,5	49,5	55,5	56
82	52,3	51,6	46,6	5	1,8	2,9	42,7	46,6	50,5
83	53,9	49,1	39,5	5,4	2,9	4,7	40,7	48	55,8
84	58,2	55,3	51,5	4,9	4	3	36,9	40,7	45,5
85	55,3	51,6	55	5,4	2,3	3,2	39,3	46,1	41,8
86	47	43		6,1	2,5		46,9	54,5	
87	54,1	39,9	32,1	4,4	3	4,4	41,5	57,1	63,5
88	63,2	29,3	46,4	4,8	2,6	3	32	68,1	50,6

Tabelle 102: Cholesterol (mg/dl), Triglyceride (mg/dl), AST (U/l), Gallensäuren (Umol/l) und IgG (mg/ml) zu den drei Blutentnahmezeitpunkten (10., 19. und 31. LW).

Tier-nr.	Cholesterol			Triglyceride			AST			Gallensäuren			IgG		
	10.	19.	31.	10.	19.	31.	10.	19.	31.	10.	19.	31.	10.	19.	31.
1	211	237	224	123	73	61	113	116	105	15	15	18	17,07	24,93	13,79
2	272	304	213	120	85	86	124	167	106	38	27	18	21,95	27,38	18,25
3	271	300	312	108	103	77	123	143	81	15	28	21	18,41	22,3	13,73
4	253	187	271	114	64	222	124	137	115	26	21	48	23,78	19,42	19,46
5	243	340		120	91		110	72		18	30		28,07	18,7	
7	157	241	216	113	99	68	113	120	88	16	18	18	8,51	12,75	11,39
8	225	249	275	123	90	90	173		87	10	66	18	19,51	18,39	13,67
9	245	175	243	114	142	105	98	61	86	19	18	24	15,69	28,85	15,44
10	237	302	250	109	87	73	83	93	109	18	20	27	14,68	19,63	23,07
11	252	17	265	249	106	87	130	123	96	20		20	50,41	28,88	17,89
12	211	279	239	252	119	82	159	129	95	33	23	17	41,71	27,39	15,22
13	213	267	244	189	108	74	107	104	93	22	14	21	19,92	24,79	25,41
14	223	299	228	235	117	65	136	142	88	20	23	14	19,03	17,23	20,82
15	235	225	207	253	114	96	135	129	85	18	23	23	20,26	10,77	18,06
16	222	312	304	256	68	82	91	90	92	20	20	24	15,61	12,5	19,41
17	210	241		215	86		99	96		26	18		15,97	12,05	13,82
18	272	310	229	225	149	132	102	126	402	25	20	48	18,52	14,4	14,44
19	257	279	269	222	111	70	94	123	93	22	23	18	30,84	16,77	24,04
20	228	258	263	148	80	72	143	98	82		33	25	23,45	20,46	15,54
21	264	308	268	116	98	80	140	124	101	11	28	55	24,4	29,02	24,06
22	243	289	251	117	128	50	148	129	86	11	46	21	34,5	22,93	19,28
23	218	254	229	95	105	48	94	142	77	12	30	20	11,31	15,48	11,72
24	204	237	239	114	262	94	112	80	77	13	97	19	18,47	18,12	16,37
25	228	236	194	123	78	116	112	125	70		22	24	15,28	15,79	16,23
26		388	232		72	57		138	104		21	16		17	19,34
27	215	288	267	127	126	87	93	146	71	10	31	25	16,74	18,75	19,85
28	216	354		114	138		132	119			26		11,23	32,61	31,38
29	102	311	235	86	103	88	138	129	83	9	29	14	9,91	23,81	18,02
30	188	281	222	81	95	69	103	114	59	9	27	23	13,34	38,32	18,84
31	208	269	242	107	100	72	146	100	63	16	27	22	16,53	13,38	16,73
32	179	228	247	82	119	84	109	145	67	11	21	20	15,08	17,88	20,81
33	253	297	262	110	106	73	125	120	75	12	21	14	16,7	11,27	15,12
34	208			138			109			14			20,56		
35	250	311	269	110	112	109	117	111	71	16	34	36	25,32	14,56	22,76
36	199	256	241	88	86	91	109	106	72	18	13	31	21,13	12,12	21,79
37	232	322	305	83	82	69	128	134		19	28	17	18,57	13,74	21,94
38	266	41	304	132	71	64	132		91	13	66	17	18,32	14,17	18,65
39	226			103			116			14			20,82		
40	202	246	229	120	99	82	141	123	97	12	15	16	22,8	20,58	15,23
41	245	329	246	107	102	56	91	107	66	17	39	19	19,73	18,41	16,51
42	244	308	255	136	82	65	117	104	87	17	9	24	21,19	18,71	16,85
43	253	328	321	112	133	110	141	98	77	21	39	47	33,35	19,81	17,87
44	235	308	276	87	106	124	110		95	15	31	59	24,06	19,17	18,73
45	226	180	264	109	139	114	147	116	80	13	46	34	39,78	22,33	21,81
46	270	297		115	128		110	112		16	19		22,56	19,62	
47	294	270	301	114	126	77	121	95	91	17	13	24	22,11	22,41	21,5
48	252	305	254	117	148	81	127	100	71	15	28	41	20,75	21,15	13,26
49	191	248	194	122	103	81	216	101	69	18	27	24	19,2	20,97	11,97
50	259	409	233	116	100	90	91	92	85	18	31	30	25,75	25,4	17,53
52	201	280	218	96	113	94	103	109	101	15	17	35	31,52	19,04	24,44
53	131	264	185	114	122	69	219	121	76	14	27	18	21,9	16,04	14,83
54	230			132			91			18			39,14		
55	257		219	141		158	121		70	41		26	19,43		15,8
56	222	295	188	115	127	74	105	105	104	12	11	25	19,3	14,35	10,61

Tier- nr.	Cholesterol			Triglyceride			AST			Gallensäuren			IgG		
	10.	19.	31.	10.	19.	31.	10.	19.	31.	10.	19.	31.	10.	19.	31.
57	239	271	267	102	85	78	137	130	80	13	32	29	18,1	15,68	13,91
58	270		327	103		71	122		122	12	46	22	24,4	19,59	16,29
59	291	293	264	116	104	67	123	132	113	30	35	37	14,75	18,25	13,53
62	262		262	98		69	107		88	15		17	20,81		25,09
64	238	275	238	115	147	82	152	107	98	19	42	24	18,69	32,67	30
65	244	246	268	105	88	128	116	105	95	12	25	23	15,11	28,38	14,09
66	226			100			134			16			15,1		
67	361	260	264	143	108	110	184	116	69	26	30	26	14,55	29,51	22,78
68	225	241	281	129	92	65	128	114	105	14	34	27	12,76	21,93	21,25
69	205	74	233	107	77	110	118	102	76	15	22	21	18,01	22,07	19,76
71	230	272	255	127	126	101	119	138	97	33	19	24	18,23	23,17	24,65
72	210	404	241	129	118	89	92	116	71	14	25	18	17,58	26,19	24,69
73	208	287	248	110	107	82	118	91	82	93	34	27	10,83	13,63	23,64
74	197	270	242	129	144	74	98	82	73	12	20	19	16,69	21,85	25,45
75	277	249	251	106	103	61	84		88	12	62	13	15,86	25,25	26,74
76	209	243	231	105	103	72	91	99	71	15	30	22	17,67	30,69	21,66
79	262	290	213	93	99	65	149	137	98	17	23	23	21,54	24,94	22,15
80	285	305	240	117	107	58	165	157	86	15	20	18	23,56	18,02	19,21
81	263	307	251	111	102	60	113	103	93	8	18	18	28,06	20,49	22,11
82	269	274	272	123	111	75	80	143		8	17	24	31,39	16,46	20,22
83	252		259	103		53	92		100	10	25	17	21,66	18,65	15,98
84	235	297	256	119	94	74	98	116	70	32	21	20	19,86	17,19	18,95
85	262	301	340	104	90	48	94	89	89	9	18	37	16,12	15,59	14,9
86	232	267		95	124		80	100		11	16		12,69	15,53	
87	278	232	239	126	235	83	102	158	83	17	16	26	15,51	20,72	19,21
88	230	211	211	88	89	78	95	115	88	11	12	20	21,24	32,1	23,27

Tabelle 103: Cortisolmetaboliten (ng/g) zu den fünf Sammelzeitpunkten (12. LW, 16./17. LW, 20. LW, 24./25. LW und 28. LW).

LW	Voliere	V1/1	V1/2	V2/1	V2/2	V3/1	V3/2	V4/1	V4/2	V5/1	V5/2	V6/1	V6/2	V7/1	V7/2	V8/1	V8/2
	Art	6er	6er	4er	4er	6er	6er	4er	4er	4er	4er	6er	6er	4er	4er	6er	6er
12.	27.07.09	77	45	26	9	210	66	70	82	119	21	146	118	64	73	270	375
	28.07.09	73	61	56	752	54	63	64	27	57	104	506	182	126	22	85	130
	29.07.09	292	507	45	44	93	214	48	81	127	118	235	182	85	23	125	209
	30.07.09	296	318	74	101	75	284	696	73	144	546	53	86	282	231	51	106
	31.07.09	256	238	237	262	114	277	838	133	446	296	204	503	311	100	431	229
	01.08.09	376	513	235	517	167	628	237	106	177	151	98	281	336	208	143	228
	02.08.09	19	49	13	61	50	38	13	30	115	30	46	81	261	178	97	270
16./17.	25.08.09	137	184	132	80	96	137	382	40	41	206	48	32	211	78	21	182
	26.08.09	258	48	126	109	41	89	400	269	131	93	15	40	144	65	109	57
	27.08.09	51	156	110	89	153	95	105	148	174	98	248	77	248	31	52	182
	28.08.09	95	207	47	100	348	104	109	36	353	371	126	279	67	152	149	45
	29.08.09	41	102	99	200	120	92	403	208	366	286	171	133	271	31	300	129
	30.08.09	126	221	47	160	84	121	12	56	10	113	13	106	45	68	146	432
	31.08.09	75	66	108	177	81	46	18	27	114	179	383	223	70	142	216	545
20.	21.09.09	51	75	21	34	135	41	68	290	32	23	60	181	15	81	161	109
	22.09.09	44	114	13	180	139	28	9	275	147	156	58	27	93	39	49	107
	23.09.09	90	123	51	46	31	50	221	187	139	340	240	304	56	52	60	230
	24.09.09	95	36	38	57	30	17	12	34	205	14	10	21	11	58	53	19
	25.09.09	88	62	40	29	157	48	70	79	310	72	264	162	42	29	72	734
	26.09.09	23	90	27	71	46	77	197	95	119	23	151	113	12	184	82	25
	27.09.09	92	78	52	42	232	24	314	133	184	467	385	213	303	111	86	92
24./25.	23.10.09	107	34	145	88	91	50	40	69	139	115	83	184	30	61	37	119
	24.10.09	246	29	14	16	24	17	262	30	51	32	98	17	18	15	36	127
	25.10.09	345	191	39	61	258	745	212	810	278	36	511	268	128	17	213	83
	26.10.09	36	103	23	29	252	73	87	355	27	423	126	195	34	412	564	60
	27.10.09	34	79	105	84	140	50	23	74	42	36	59	120	86	22	80	90
	28.10.09	157	122	163	24	40	181	753	65	36	311	44	211	280	117	334	205
	29.10.09	28	44	78	59	257	140	39	27	170	402	85	43	50	41	148	22
28.	16.11.09	223	241	184	193	159	117	809	260	124	150	99	626	199	291	395	231
	17.11.09	217	63	49	181	197	202	118	480	323	214	127	151	796	135	299	334
	18.11.09	320	358	135	53	285	215	210	332	231	231	814	738	127	186	88	24
	19.11.09	128	147	92	15	57	197	73	131	90	122	32	93	35	89	139	287
	20.11.09	49	666	187	52	363	132	143	436	216	371	195	114	99	19	278	439
	21.11.09	173	184	80	214	1136	521	331	362	466	216	912	257	168	213	217	524
	22.11.09	153	320	91	163	130	126	81	134	273	110	174	276	66	82	41	185

LW	Voliere Art	V9/1	V9/2	V10/1	V10/2	V11/1	V11/2	V12/1	V12/2	V13/1	V13/2	V14/1	V14/2	V15/1	V15/2	V16/1	V16/2
		4er	4er	6er	6er	4er	4er	6er	6er	4er	4er	6er	6er	4er	4er	6er	6er
12.	27.07.09	52	55	184	135	89	279	98	102	85	56	61	281	103	54		
	28.07.09	82	71	102	101	62	145	178	212	36	149	94	105	42	163		
	29.07.09	122	276	324	555	168	110	114	274	91	174	105	199	84	77		
	30.07.09	711	130	262	681	146	269	291	159	343	361	195	168	139	237		
	31.07.09	130	192	62	166	309	69	201	89	62	186	190	82	46	35		
	01.08.09	81	50	40	37	45	90	195	237	394	212	168	32	80	65		
	02.08.09	37	54	38	142	212	784	237	74	68	38	71	94	87	18		
16./ 17.	25.08.09	98	44	30	36	153	141	186	103	190	127	150	607	52	42	48	68
	26.08.09	61	44	27	106	32	184	309	104	354	44	113	75	27	66	22	86
	27.08.09	30	83	114	93	110	132	202	109	40	134	27	379	190	131	53	16
	28.08.09	222	147	94	57	218	61	646	70	94	132	650	50	188	319	204	64
	29.08.09	166	163	336	122	308	86	52	165	76	88	217	232	348	101	35	62
	30.08.09	147	63	209	33	102	156	262	27	79	100	18	419	137	189	66	58
	31.08.09	318	42	104	31	216	209	333	126	122	121	77	53	304	206	889	106
20.	21.09.09	65	21	30	85	167	600	410	115	255	26	54	180	126	46	18	51
	22.09.09	44	37	75	81	30	47	103	120	122	25	31	29	109	550	256	37
	23.09.09	12	14	92	56	207	114	356	411	104	50	58	43	44	97	103	332
	24.09.09	104	25	21	73	25	97	471	28	62	144	123	25	53	105	384	206
	25.09.09	72	26	36	23	102	186	187	141	223	56	62	19	102	31	324	140
	26.09.09	48	128	100	19	200	42	150	117	188	47	174	99	92	153	90	148
	27.09.09	873	67	39	75	63	143	367	207	119	24	406	612	99	91	373	159
24./ 25.	23.10.09	95	149	82	296	16	121	142	147	60	354	45	299	107	82	68	36
	24.10.09	33	24	345	44	327	40	98	95	39	32	23	18	98	131	15	87
	25.10.09	41	132	51	170	810	52	374	44	632	47	77	185	216	110	107	296
	26.10.09	25	40	78	187	296	354	69	79	9	17	12	275	36	95	14	144
	27.10.09	34	28	94	24	84	45	58	432	153	70	738	388	45	149	55	56
	28.10.09	18	151	79	151	33	75	381	412	167	212	321	35	189	126	154	40
	29.10.09	100	53	41	59	65	22	596	141	53	110	391	40	39	129	123	193
28.	16.11.09	173	310	60	405	402	446	396	547	211	249	83	36	122	269	131	399
	17.11.09	493	96	148	109	379	558	229	185	474	49	176	39	154	97	13	277
	18.11.09	78	172	268	49	256	470	65	608	115	340	658	120	36	340	321	66
	19.11.09	204	309	96	54	378	257	253	288	335	222	48	47	118	518	53	231
	20.11.09	48	90	48	136	374	68	94	132	157	216	154	285	214	60	245	251
	21.11.09	159	168	16	301	1219	369	600	265	308	273	53	671	305	118	454	28
	22.11.09	54	460	116	97	40	446	857	332	517	559	305	148	85	22	235	220

Danksagungen

An erster Stelle richtet sich mein ganz besonderer Dank an Herrn Prof. Dr. Michael Erhard für die Überlassung des interessanten Themas sowie an Frau Dr. Elke Heyn für die Betreuung und Korrektur der Dissertation.

Großer Dank geht zudem an das Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Verbraucherschutz (BMELV) über die Bundesanstalt für Landwirtschaft und Ernährung (BLE) für die finanzielle Unterstützung dieser Studie.

Herzlich möchte ich mich auch bei den Mitarbeitern des Labors, insbesondere bei Frau Katrin Schuster, Frau Nicole Zobel, Frau Ingrid Priller, Herrn Hermann Kuchler und Herrn Christian Strobl für die Unterstützung bei den laboratorischen Arbeiten sowie die stets prompte Beantwortung meiner Fragen bedanken. Katrin Schuster danke ich außerdem für die Durchsicht und Korrektur des Abschnitts „Tiere, Material und Methoden“.

Leandra Sabass, die zeitgleich ein Dissertationsvorhaben zum Thema Nerze begann, möchte ich für ihre Hilfsbereitschaft und die stets gute Zusammenarbeit danken. Weiterer Dank gilt Frau Dr. Angela Hagn, Frau Dr. Shana Bergmann und Frau Dr. Claudia Schweizer für ihre tatkräftige Unterstützung bei den Blutentnahmen sowie beim Einfangen der Tiere für die Gesundheitsbeurteilungen. Auch möchte ich den Tierpflegern Frau Barbara Krammer, Frau Andrea Schöffmann und Herrn Andreas Unger für ihre Hilfe Dank aussprechen. An dieser Stelle sei auch allen Praktikanten, die die Dissertation während ihrer Zeit am Institut durch ihre Mithilfe unterstützten, gedankt.

Herrn Prof. Dr. Rupert Palme und seinen Mitarbeitern am Institut für Biochemie der Veterinärmedizinischen Universität Wien danke ich für die große Unterstützung bei der Analyse der Glucocorticoidmetaboliten. Darüber hinaus möchte ich mich bei Herrn Dr. Ulf D. Wenzel in Leipzig für die pathologische Untersuchung der verstorbenen Nerze während des Versuchs recht herzlich bedanken. Für die freundliche Bereitstellung der meteorologischen Wetterdaten über den Versuchszeitraum gilt zudem Herrn Dipl. Met. Heinz Lösslein vom Meteorologischen Institut der Universität München mein besonderer Dank.

Herrn Shuai Shao und Herrn Georg Pfundstein, Mitarbeiter des StaBLab der LMU München unter Leitung von Herrn Prof. Dr. Helmut Küchenhoff, möchte ich für die fachkundige Hilfe bei der statistischen Auswertung der Daten danken.

Jürgen und Wilma danke ich für ihre Unterstützung und Liebe in dieser Zeit. Ob bei der Datensammlung am Oberwiesenfeld oder an einsamen Wochenenden im Labor – sie standen mir stets tatkräftig zur Seite.

Auch meinen Freunden, die immer ein offenes Ohr für mich hatten, danke ich. Dabei geht mein besonderer Dank an Sophie Bruchhäuser für ihre Übersetzungshilfe bei der Summary.

Zuletzt möchte ich mich bei meiner Familie, die mich durch das gesamte Studium hindurch so liebevoll unterstützte, von ganzem Herzen bedanken. Ohne eure aufmunternden Worte, das Verständnis, wenn die Nerven mal blank lagen und die finanzielle Stütze wäre ich nicht so weit gekommen. Darüber hinaus danke ich meiner Schwester Silja für das Korrekturlesen wichtiger Passagen der Dissertation.