

Untersuchung zu Form, Fläche und Tiefe von Wasserbecken in der Nerzhaltung (AZ: 514.33.21/03HS061)

Schlussbericht

Berichtszeitraum des Projektes:

01.03.2007 bis 28.02.2010

Projektleitung:

Prof. Dr. M. H. Erhard, Dr. E. Heyn

Zuwendungsempfänger:

Prof. Dr. M.H. Erhard

Veterinärwissenschaftliches Department

Lehrstuhl für Tierschutz, Verhaltenskunde, Tierhygiene und Tierhaltung

Tierärztliche Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München

Veterinärstr. 13/ R

80539 München

Zusammenarbeit mit nachfolgenden Institutionen:

- Bayerische Landesanstalt für Landwirtschaft (LfL), Institut für Landtechnik und Tierhaltung (ILT), Freising
- Prof. Dr. Rupert Palme, Institut für Biochemie, Veterinärmedizinische Universität Wien

Inhaltsverzeichnis

Vorwort	4
1. Ziele und Aufgabenstellung des Projektes	5
Planung und Ablauf des Projektes	7
1.2. Wissenschaftlicher und technischer Stand	10
1.2.1. Biologie	10
1.2.2. Haltung von Nerzen im Zoo	14
1.2.3. Haltung in Pelzfarmen	16
1.2.4. Probleme in der Pelztierhaltung unter Tierschutzaspekten	22
1.2.5. Bedeutung von Wasser für Nerze	26
1.2.6. Wasserqualität und Hygiene der Badebecken	33
1.2.7. Blutparameter und Gesundheitsbeurteilung bei Nerzen	35
1.2.8. Beurteilung von Stress bei Nerzen	38
1.2.9. Rechtliche Vorgaben	38
2. Tiere, Material und Methoden	40
2.1. Teil A	40
2.1.1. Tiere und Kennzeichnung	40
2.1.2. Versuchsaufbau und Versuchsareal	41
2.1.3. Methoden	44
2.2. Teil B	52
2.2.1. Tiere und Kennzeichnung	52
2.2.2. Versuchsaufbau und Versuchsareal	53
2.2.3. Methoden	55
2.2.4. Behandlung der Nerze	57
2.3. Teil C	58
2.3.1. Tiere und Kennzeichnung	58
2.3.2. Versuchsaufbau und Versuchsareal	58
2.3.3. Methoden	59
2.4. Statistik	62
3. Ergebnisse	63
3.1. Ausführliche Darstellung der wichtigsten Ergebnisse	63
3.1.1. Teil A	63
3.1.2. Teil B	103

3.1.3. Teil C.....	104
3.2 Voraussichtlicher Nutzen und Verwertbarkeit der Ergebnisse	154
4. Zusammenfassung.....	162
5. Literaturverzeichnis.....	170
6. Anhang:	178
6.1. Expertenbefragung	178

Vorwort

Im Rahmen des Forschungsprojektes „Untersuchung zu Form, Fläche und Tiefe von Wasserbecken in der Nerzhaltung (AZ: 514.33.21/03HS061)“ wurden verschiedenste Fragestellungen untersucht. In diesem Endbericht werden nur die wichtigsten Ergebnisse aufgeführt.

Im Rahmen des Projektes werden folgende fünf Dissertationen (Veterinärwissenschaftliches Department, Tierärztliche Fakultät, LMU München) angefertigt, in denen die Einzelergebnisse detailliert ausgewertet und übersichtlich dargestellt werden:

- **Angela Hagn: Ethologische Untersuchungen zur Nutzung von offenen Wassersystemen bei Nerzen (*Neovison vison*)**

(Diss. med. vet., 2009)

- **Jeanette Langner: Untersuchungen zur Tiergesundheit und zur Hygiene bei Nerzen (*Neovison vison*) bei Nutzung offener Wassersysteme**

(Diss. med. vet., 2011)

- **Stefan Kusch: Ethologische Untersuchungen zur Nutzung einer Schwimrinne bei Nerzen (*Neovison vison*) in einem Haltungssystem gemäß Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung**

(Diss. med. vet., 2011)

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

(Einreichung der Dissertation geplant 2011)

- **Leandra Sabaß: Aufzucht und Haltung von Nerzen (*Neovison vison*) in einem Haltungssystem gemäß Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung**

(Einreichung der Dissertation geplant 2011)

Die Dissertationen können nach Einreichung und Genehmigung durch die Tierärztliche Fakultät über die Homepage des Lehrstuhles (www.vetmed.uni-muenchen.de/tierhyg/home.html) eingesehen und ausgedruckt werden.

1. Ziele und Aufgabenstellung des Projektes

Pelz ist nach Medienberichten wieder im Kommen. Nach massiven Umsatzeinbußen in der Pelzindustrie aufgrund zahlreicher Anti-Pelz-Kampagnen und Protestaktionen von Seiten von Tierschützern erholt sich die Branche. Laut der Geschäftsführung des Deutschen Pelzinstitutes steigen die Umsatzzahlen seit 2004 im einstelligen Prozentbereich. Der Hauptumsatz wird mit Füchsen und Nerzen gemacht. Heute werden weltweit ca. 40 Millionen Tiere jährlich zu Pelzen verarbeitet. In Deutschland werden derzeit ca. 400.000 Nerzfelle in (nach ungesicherten Angaben) ca. 26 Nerzfarmen produziert. Spitzenreiter in der Nerzhaltung sind China und Dänemark mit ca. 15 bzw. 14 Millionen Nerzen.

Das Töten von Tieren zur Gewinnung von Luxusartikeln, wie Pelzen, ist in der gesellschaftlichen Diskussion aus ethischen Gründen umstritten. In der Tierschutzdiskussion stellt sich insbesondere die Frage, wie Nerze in Intensivhaltung tiergerecht gehalten werden können. Umso wichtiger ist es deshalb, aktuelle Forschungsstudien zur tiergerechten Haltung von Pelztieren durchzuführen.

Aus zahlreichen Publikationen ist bekannt, dass amerikanische Nerze (*Neovison vison*) in freier Wildbahn die Nähe zu Gewässern bevorzugen. In der bisherigen kommerziellen Nerzhaltung wird dem vermeintlichen Bedürfnis der Nerze nach offenen Wasserflächen, die zum Schwimmen geeignet sind, nicht Rechnung getragen. In Deutschland schreibt die Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung (2006) unter anderem Wasserbecken in der Nerzhaltung vor. Es gelten jedoch noch Übergangsvorschriften von bis zu 10 Jahren. Auch in den Europaratsempfehlungen zur Haltung von Pelztieren (1999) wird darauf hingewiesen, dass Forschungsvorhaben durchgeführt werden sollen, die Normen erarbeiten und Haltungssysteme entwickeln, die u.a. das Bedürfnis nach angemessener Bewegungsfreiheit befriedigen und den Zugang zu Wasser für die Wärmeregulierung und zum Schwimmen sowie andere Formen des Sozialverhaltens und des Erkundungsdrangs berücksichtigen.

Im Rahmen dieses Projekts wurde versucht, passende Wasserbecken zu entwickeln, die es den Tieren erlauben, ihre natürlichen Bedürfnisse hinsichtlich Wasser zu befriedigen und die zudem geeignet sind, in der kommerziellen Nerzhaltung zum Einsatz zu kommen. Im ersten Teil der Studie wurde Grundlagenforschung betrieben: Hauptaugenmerk dieses Teils bestand darin, festzustellen, ob Wasserbecken, die zum Schwimmen geeignet sind von den Nerzen

angenommen werden und wenn ja, welche der angebotenen Varianten, die sich in Form, Größe oder Tiefe unterschieden, bevorzugt aufgesucht wurden. Weiter wurden Verhaltensweisen, die von den Tieren im bzw. am Wasser gezeigt werden evaluiert und anschließend mit den restlichen gezeigten Verhaltensweisen ein Tagesaktivitätsprofil erstellt. Parallel dazu wurden der Gesundheitsstatus und die Gewichtsentwicklung der Nerze erfasst und ausgewertet. Außerdem wurde die Wasserqualität des Badewassers evaluiert. Das Versuchsdesign des zweiten Teils der Studie, dem Wasserangebot in der kommerziellen Nerzhaltung, wurde weitestgehend aus den Ergebnissen der Grundlagenforschung entwickelt. Es wurden dieselben Parameter wie im ersten Teil der Studie untersucht.

In der Verlängerung des Projektes, Teil C, das eine Wiederholung des Teils B darstellt, wurden die Nerze nicht zugekauft, sondern entstammten der eigenen Nachzucht. In diesem Teil C der Studie wurden die gleichen Parameter wie in Teil B erhoben, zusätzlich wurden noch Daten zum Verhalten des Muttertieres ab dem Zeitpunkt der Geburt bis zum Absetzen der Jungtiere aufgenommen.

Planung und Ablauf des Projektes

In dem Europäischen Übereinkommen zum Schutz von Tieren in landwirtschaftlichen Tierhaltungen, Anhang A „Besondere Bestimmungen für Nerze“ (1999) wird darauf hingewiesen, dass Forschungsvorhaben durchgeführt werden sollen, die Normen erarbeiten und Haltungssysteme entwickeln, die das Bedürfnis nach angemessener Bewegungsfreiheit befriedigen und die Möglichkeit bieten, andere Tiere und die Umgebung zu beobachten sowie zu klettern, den Zugang zu Wasser für die Wärmeregulierung und zum Schwimmen sowie andere Formen des Sozialverhaltens und des Erkundungsdrangs berücksichtigen.

In der Studie „Untersuchung zur Form, Fläche und Tiefe von Wasserbecken in der Haltung von Nerzen“ sollen passende Wasserbecken entwickelt werden (Teil A), die es den Tieren erlauben, ihre natürlichen Bedürfnisse hinsichtlich Wasser zu befriedigen und die zudem geeignet sind, in der kommerziellen Nerzhaltung (Teil B) zum Einsatz zu kommen. Zusätzlich wird die Gesundheit der Nerze überwacht und auf Krankheiten und Verletzungen geachtet, die in Zusammenhang mit den angebotenen Wasserflächen vermehrt auftreten können.

Im ersten Teil der Studie (Teil A) sollten grundlegende Fragestellungen geklärt werden. Hauptaugenmerk dieses Teils besteht darin, festzustellen, ob Wasserbecken, die zum Schwimmen geeignet sind, von den Nerzen angenommen werden und wenn ja, welche Form, Größe oder Tiefe der angebotenen Varianten bevorzugt aufgesucht wird. Weiter werden die Verhaltensweisen, die von den Tieren im bzw. am Wasser gezeigt werden, evaluiert und anschließend mit den restlich gezeigten Verhaltensweisen ein Tagesaktivitätsprofil erstellt.

Im zweiten Teil (Teil B) sollten die gewonnen Erkenntnisse bezüglich eines geeigneten Wasserbeckens für die kommerzielle Nerzhaltung praxistauglich umgesetzt werden.

Der dritte Teil des Projektes (Teil C), in dem Nerze aus eigener Nachzucht verwendet wurden, stellte eine Wiederholung des Teils B dar. In diesem Teil C der Studie wurden die gleichen Parameter wie in Teil B erhoben, zusätzlich wurden noch Daten zum Verhalten des Muttertieres ab dem Zeitpunkt der Geburt bis zum Absetzen der Jungtiere aufgenommen.

Der Ablauf des Projektes ist nachfolgender Tabelle 1 zu entnehmen.

Tätigkeit	03/09	04/09	05/09	06/09	07/09	08/09	09/09	10/09	11/09	12/09	01/10	02/10	03/10	04/10	05/10	06/10	07/10
Literaturrecherche																	
Literaturlauswertung																	
Versuchsplanung																	
Expertenbefragung																	
Tierversuchsanzeige																	
Labor Vorarbeiten																	
Zukauf der Jungtiere																	
Decken																	
Jungtieraufzucht																	
Praktische Durchführung Parameter	Teil C 1: Aufzucht der Jungtiere				Teil C 2. Wasserbecken in der Volierenhaltung												
Labor Analyse																	
Pelzung																	
Videoauswertung																	
Auswertung Statistik																	
Zwischenbericht																	
Abschlussbericht																	

5-fach

5-fach

1.2. Wissenschaftlicher und technischer Stand

1.2.1. Biologie

1.2.1.1. Stellung im zoologischen System und Verbreitung

Der Nerz gehört zur Familie der *Mustelidae* (Marder), die sich in fünf Unterfamilien mit insgesamt ca. 24 Gattungen und etwa 70 Arten unterteilt (siehe auch Tab. 2). Nerze gehören zur Unterfamilie *Mustelinae* (Wieselartige) (Wenzel, 1984). Der amerikanische Nerz wird seit kurzem nicht mehr der Gattung *Mustela*, sondern der Gattung *Neovison* zugeordnet (Kurose, 2008). Wegen anatomischen Unterschieden wird eine Trennung in zwei Nerzarten vorgenommen: Nur der amerikanische Nerz (*Neovison vison*) wird wegen seines Pelzes auf Farmen gehalten und gezüchtet. Der europäische Nerz (*Mustela lutreola*) hingegen wurde außer in zoologischen Gärten selten in Gefangenschaft gehalten. Gründe hierfür sind die bessere Pelzqualität und der höhere Ertrag, welche auf die größeren Tierkörper des amerikanischen Nerzes zurückzuführen sind. In Nordamerika existieren, entsprechend des großen Verbreitungsgebietes des Minks, 15 geographische Unterarten, die sich in Aussehen, Körpergröße, Felldichte und Farbe den unterschiedlichen Umweltbedingungen angepasst haben.

Tabelle 2: Stellung des Nerzes im zoologischen System (modifiziert nach Wenzel, 1984).

Ordnung	Carnivora (Raubtiere)
Unterordnung	Fissipedia (Landraubtiere)
Überfamilie	Arctoidea (Marder- und Bärenartige)
Familie	Mustelidae (Marder)
Unterfamilie	Mustelinae (Wieselartige)
Gattung	Neovison
Art	Neovison vison (amerikanischer Nerz)

Für die Zucht von Farmnerzen hatten der Alaskanerz und der Ostkanadische Nerz die größte Bedeutung. Das Ergebnis langjähriger Zuchtarbeit auf Pelztierfarmen ist der sogenannte „Standardnerz“ (Wenzel, 1990).

Der amerikanische und der europäische Nerz sind nicht sehr nahe verwandt und auch nicht untereinander kreuzbar. Das ursprüngliche Verbreitungsgebiet des Minks umfasst den größten Teil Nordamerikas von Alaska und Nordkanada bis in die Südstaaten der USA (Dathe, 1986). In Russland wurde der Nerz ab den 30er Jahren des 20. Jahrhunderts absichtlich ausgesetzt und konnte sich schnell und weit verbreiten. In Skandinavien, England und anderen europäischen Ländern haben sich aus Pelzfarmen entkommene amerikanische Nerze

vollkommen an ihre neue Umwelt angepasst und sind zu einer ernsthaften Konkurrenz sowohl für einheimische Otterbestände als auch für den vom Aussterben bedrohten Europäischen Nerz geworden (Großes Lexikon der Tierwelt, 1980). Auch in Deutschland ist der Mink inzwischen heimisch geworden. Er zählt zu den erfolgreichsten „Neozoen“ (griechisch: „Neutiere“) in Deutschland (Lamatsch, 2008). Es gibt jedoch keine gesicherten Zahlen über die Populationsgröße und -dynamik in Deutschland. Verbreitungsschwerpunkte liegen laut „Wild und Hund“ (2006) derzeit in Ostdeutschland und in Schleswig–Holstein. Zschille (2003) konnte eine gewässergebundene Verbreitung des Mink in den großen Auengebieten in Sachsen-Anhalt nachweisen. In diesen günstigen Habitaten konnten sich stabile Populationen mit relativ hohen Dichten entwickeln. Diese Tiere unterliegen kaum einem Konkurrenz- oder Feinddruck. Vocke (2003) konnte eine freilebende Population des Minks in der Oberpfalz (Nordostbayern) nachweisen. Die Tiere haben sich innerhalb kurzer Zeit fest etabliert, eine Wiederausrottung ist nach Meinung von Vocke (2003) nicht möglich.

1.2.1.2. Merkmale und Lebensweise

Nerze sind Landraubtiere, sie haben 34 Zähne, wobei der letzte Prämolare des Oberkiefers und der 1. Molar des Unterkiefers zu Reißzähnen ausgebildet sind. Allen Mardern fehlen Blinddarm und Schlüsselbein (Wenzel, 1984). Amerikanische Nerze haben einen typischen marderähnlichen Habitus mit einem langgestreckten Körper mit relativ kurzen Gliedmaßen (Lamatsch, 2008). Zwischen den Zehen sind Schwimmhäute ausgebildet, die schon auf seinen Wasseraufenthalt hindeuten (Brass, 1911). Nerze sind für ihre Größe ungewöhnlich kräftige Raubtiere, sie können geschickt klettern und der gleichförmige, schlanke Körper passt durch die schmalsten Öffnungen. Die Wirbelsäule ist in alle Richtungen geschmeidig und verbiegsam (Kulbach, 1961). Das weiche, dichte Fell ist wasserabweisend, die Grundfärbung ist einheitlich dunkelbraun bis schwarzbraun. Im Gegensatz zum Europäischen Nerz weist der Mink meistens keinen weißen Kinnfleck auf. Durch Züchtungen sind mittlerweile viele Farbvarianten vorhanden (Wenzel, 1984). Die Körpermaße des Minks schwanken laut Kulbach (1961) erheblich. Er gibt eine durchschnittliche Länge (Nasenspitze – Schwanzspitze) von 60 bis 80 cm an. Das Gewicht wird für Rüden mit ca. 1500 bis 2500 g, für Fähen mit ca. 500 bis 1000 g angegeben, wobei auch diese Werte erheblichen Schwankungen unterliegen. Wenzel (1990) gibt für Rüden eine Lebendmasse von bis zu 1580 g, für Fähen 400 bis 780 g an.

Nerze bevorzugen ein Revier in der Nähe von Gewässern (Dunstone, 1993). Die Tiere gehen oft ins Wasser und können sehr gewandt schwimmen und tauchen (Wenzel, 1990). Die Zehen sind als Anpassung an die semiaquatische Lebensweise mit kleinen Schwimmhäuten verbunden (Wiepkema und de Jonge, 1997). Wie der Otter führt der Nerz im Wasser fischartig-schlängelnde Körper- und Schwanzbewegungen aus, um fortzukommen und ist nicht auf das Paddeln der Füße angewiesen (Kulbach, 1961). An Land laufen und springen die Tiere, sie richten sich auf den Hinterbeinen auf um einen besseren Überblick zu bekommen, außerdem klettern sie auf Felsen und Bäume. Der dichte Pelz ermöglicht den Tieren eine gute Wärmedämmung im Wasser und das Überleben auch bei kalter Witterung (Wiepkema und de Jonge, 1997). Man findet Nerze sowohl entlang von Flüssen und Seen als auch in Sümpfen und Marschland, aber auch an der Meeresküste (Dunstone, 1993). Sie benötigen dabei dicht mit Vegetation bestandene Ufergebiete, wo Hohlräume unter Steinen und Wurzeln sowie angeschwemmtes Holz günstige Verstecke bieten (Wenzel, 1990). Nerze können aber auch monatelang entfernt vom Wasser leben, sie meiden jedoch offenes Gelände. Sie bewohnen in freier Wildbahn ausgedehnte Reviere (1 bis 4 km²), was durch ihre Vorliebe für Gewässer bedingt ist (Wiepkema und de Jonge, 1997). Der Radius wird durch das Futterangebot bestimmt. In der typischen Flussumgebung bewegen sich Nerze innerhalb von etwa 2 km entlang des Flusses und einige hundert Meter vom jeweiligen Flussufer entfernt. Bei knappem Futter können die Tiere auch größere Strecken zurücklegen. Die Tiere sind stark auf ihr Revier bezogen, durchstreifen es regelmäßig und verteidigen es mit Duftmarken, sowie durch aggressives Verhalten. Eine Überschneidung der Reviere tritt bei Tieren gleichen Geschlechts praktisch nicht auf (Dahte, 1986). Im Revier gibt es mehrere selbstgebaute oder vorgefundene Uferhöhlen mit einem Zugang über der Wasserfläche und einem Luftschacht an der Landseite (Wenzel, 1984).

Nerze sind dämmerungs- und nachtaktive Tiere (Wiepkema und de Jonge, 1997; Wenzel, 1984). Die Aktivitätsphasen können sich aber auch je nach Jahreszeit, klimatischen Faktoren und Fortpflanzung über verschiedene Tageszeiten verteilen. Die Gesamtaktivität ist abhängig vom Nahrungsangebot: Je knapper das Futterangebot, desto mehr Aktivität. Ist das Futter leicht zu finden, werden ca. 85 % der Zeit in Verstecken und anderen Rückzugsmöglichkeiten verbracht. Zu den natürlichen Feinden zählen der Uhu, Rotluchs, Rotfuchs, Kojote, Wolf und Schwarzbär (Dahte, 1986).

1.2.1.3. Ernährung

Nerze ernähren sich von im Wasser und an Land lebenden Beutetieren. Die Nahrungswahl ist saisonbedingt. Nerze sind Uferraubtiere, die beim Tauchen durch schnellen Zubiss Fische, Amphibien oder Krebse greifen und als Futter verwenden. An Land jagen Minks meist in Ufernähe, schleichen ihre Beute an und erlegen diese mit einem schnellen Sprung (Wiepkema und de Jonge, 1997). Nerze töten dabei mehr Tiere als sie verzehren können und legen kleine Vorräte an (Großes Lexikon der Tierwelt, 1980). Als Fleischfresser haben Nerze einen hohen Proteinbedarf (Wiepkema und de Jonge, 1997). Sie leben vorzugsweise von Fischen, Fröschen, Krebsen, Muscheln Wasserratten usw., doch stellen sie auch Mäusen, Ratten und anderen kleinen Säugetieren nach (Brass, 1911). Fallwild oder Aas wird nur in Zeiten höchster Not angenommen. Nerze können tagelang unbeschadet fasten (Kulbach, 1961). In der warmen Jahreszeit wird ein höherer Anteil an Vögeln, inklusive Eiern und Nestlingen von Bodenbrütern verzehrt. Häufige Nahrungstiere sind Enten, Teichhühner und Bläßhühner, auch Haushühner und Fasane. Im Winter werden überwiegend Fische gefressen, die bis zu $\frac{3}{4}$ der gesamten Nahrung ausmachen können. Weitere Nahrungskomponenten sind Wühlmäuse, Spitzmäuse, Wanderratten, Kaninchen, Frösche, Krebse und Insekten. Mägen nordamerikanischer Nerze enthielten 47 % Nager (Wühlmäuse, Bisamratten), 4 % Kaninchen, 2,5 % Maulwürfe, 2,5 % Frösche, 19 % Fische, 16,5 % Krebse, 7 % Insekten und 1 % Pflanzen (Wenzel, 1984).

1.2.1.4. Fortpflanzung

Ausgewachsene Nerze sind Einzelgänger und leben nur zur Paarungszeit kurze Zeit zusammen. Die Paarungszeit der Wildnerze beginnt Ende Februar und endet Anfang April. Der Termin des Brunstbeginns ist von Umweltbedingungen, vor allem der Lichtlänge abhängig (Dahte, 1986). Während dieser Zeit suchen die Rüden nach brünstigen Fähen und legen dabei weite Strecken zurück. Es gibt keine echten Paarbildungen, eine Fähe kann von mehreren Rüden gedeckt werden (Polygamie). Die Ovulation wird durch die Kopulation induziert. Eine Besonderheit bei Nerzen ist die verzögerte Eiimplantation. Das befruchtete Ei wird erst 8 bis 9 Tage nach dem Deckakt implantiert, wenn die Fähe in der nächsten Ranz erneut kopuliert und ovuliert. Dadurch variiert die Trächtigkeitsperiode zwischen 38 und 100 Tagen ab der letzten Begattung (Wiepkema und de Jonge, 1997). Fähen haben jährlich nur einen Wurf mit 2 bis 6, selten bis zu 10 Jungtieren. Die Welpen haben ein Geburtsgewicht von 6 bis 11 Gramm und öffnen mit ca. 30 Tagen die Augen (Nesthocker). Während der

ersten 4 bis 5 Wochen werden sie gesäugt (Wenzel, 1990). Der Vater beteiligt sich nicht an der Jungenaufzucht. Obwohl Nerze für Einzelgänger gehalten werden, gibt es enge soziale Bindungen während der ersten Lebensmonate, wenn die Jungtiere mit ihrer Mutter aufwachsen. Der Mutter-Kind-Verband jagt den Sommer über gemeinsam und löst sich im Herbst auf (Dathe, 1986; Wiepkema und de Jonge, 1997). Dann verteilen sich die Jungtiere auf der Suche nach freien Revieren.

1.2.2. Haltung von Nerzen im Zoo

Weltweit werden in Tiergärten die jeweils einheimischen Arten aus der Unterfamilie der Wieselartigen (Mustelinae) gehalten. Der Amerikanische Nerz ist, im Gegensatz zum europäischen Nerz in deutschen Tierparks äußerst selten zu finden (Puschmann, 2004).

Generell können nach Puschmann (2004) winterharte Wieselartige, wie der Nerz, in teilüberdachten, volierenartigen, unbeheizten Maschendrahtkäfigen gehalten werden. Die Unterkünfte sollten geräumig mit vielseitigen Kletter- und Laufeinrichtungen, offenen und versteckten Liegeplätzen, Holz- und Steinaufbauten sein. Mehrere trockene, zugfreie Schlafkästen mit rundem Einschlußfloch sollten zur Verfügung stehen. Für Nerze sind Badebecken notwendig (Puschmann, 2004). Der Land- und Wasserteil sollte etwa gleich groß sein, die Becken sollen langgestreckt und das Ufer gut strukturiert sein. Die geforderte Mindestgehegegröße beträgt für die Haltung von Nerzen 6 m^2 für zwei Tiere (Rüde und Fähe) (Gutachten Mindestanforderungen Säugetiere, 1996). Alle Wieselartigen neigen in zu kleinen oder schlecht ausgestalteten Gehegen zu Bewegungsstereotypen und anderen Verhaltensstörungen, daher sollte für viele Spielgeräte und Beschäftigung gesorgt werden (Puschmann, 2004). Clubb und Mason (2007) fanden in einer Studie über in Gefangenschaft gehaltene Landraubtiere heraus, dass Stereotypen insbesondere mit dem Bewegungsverhalten in freier Wildbahn zusammenhängen. Nerze durchqueren täglich ihr Territorium im Zickzacklauf. Es wird daher vorgeschlagen, bei Enrichment-Maßnahmen künftig mehr Wert auf die Gehegestruktur zu legen und den Tieren soweit wie möglich mehr Kontrolle über ihr Gehege zu geben, z.B. abtrennbare Gehegeteile, die nur zu bestimmten Zeiten zugänglich sind.

Für den europäischen Nerz gibt es in Europa ein koordiniertes Zuchtprogramm im Rahmen eines European Endangered Species Programmes (EEP) der European Association of Zoos and Aquaria. Das European Mink Conservation & Breeding Committee hat dazu 1996 umfangreiche Haltungsrichtlinien für Nerze veröffentlicht (Maran und Robinson, 1996):

Als Mindestfläche für einen europäischen Nerz werden 10 m² empfohlen, wenn möglich sollte das Gehege jedoch noch größer sein. Bewährt hat sich eine Aufteilung in 3 Abschnitte: 2 kleinere Gehege ohne Publikumszugang, sowie ein großes Schaugehege. Das Wasser-Land-Verhältnis sollte mehr als 4:1 betragen, wobei das Ufer so lang wie möglich sein sollte. Da Nerze semiaquatisch leben wird kein tiefes Wasserbecken, sondern fließendes, max. 0,5 m tiefes Wasser empfohlen, um den natürlichen Lebensraum so gut wie möglich nachzuahmen. Das Ufer ist dabei reichlich strukturiert und so variabel wie möglich zu gestalten. Geeignet sind dabei dichte Vegetation, Holzstämme und Felsen, wobei letztere auch in das Wasser hineinragen sollten. Das Wasser des Schwimmbeckens muss dabei ständig erneuert werden. Der Rest des Geheges sollte Gras und/oder Sandboden haben, reichlich bepflanzt sein und Versteckmöglichkeiten bieten. Um ein Ausgraben zu verhindern, ist zu empfehlen, unter den Boden Drahtgeflecht oder Beton zu verlegen. Als Zuchtgehege (ohne Publikumsverkehr) werden 6 m² pro Tier empfohlen. Das Gehege sollte zweigeteilt sein, um die Jungtiere absondern zu können. Das Land-Wasser-Verhältnis sollte mehr als 4:1, die Tiefe des Wasserbeckens nicht mehr als 30 cm betragen.

Eine Schlafbox bestehend aus zwei Kammern hat sich bei der Haltung des europäischen Nerzes bewährt, da die Tiere einen Teil als Schlafraum und den anderen Teil als „Latrine“ benutzen (siehe Abb. 1). Zwischen den Kammern, sowie nach außen, werden Schiebetüren empfohlen. Außerdem sollte die Schlafbox leicht und tragbar sein, damit die Tiere darin von einem Gehege in ein anderes versetzt werden können. Die Größe sollte 27 x 28 bis 30 x 70 bis 80 cm betragen, die Schlupflöcher sollen einen Durchmesser von ca. 6 bis 10 cm haben. Als Einstreumaterial kommen Heu oder trockenes Laub für den Schlafbereich und Sägespäne für den „Latrinen“- Bereich in Frage.

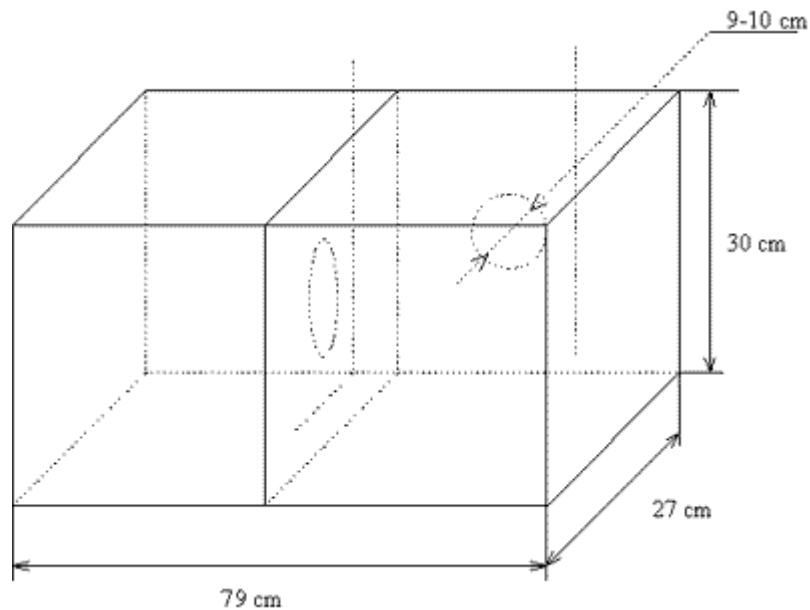


Abbildung 1: Nestbox nach European Mink Conservation & Breeding Committee, Husbandry Guidelines (1996).

Auf verschiedene Möglichkeiten des Environmental Enrichment wird in den „Husbandry Guidelines“ des European Mink Conservation & Breeding Committees ebenfalls hingewiesen um Stereotypien bei der Haltung von europäischen Nerzen zu vermeiden und möglichst viele natürliche Verhaltensweisen zu fördern. So unterstützen bewegliche, öfters ausgetauschte Gegenstände das Bewegungsverhalten und den Erkundungstrieb. Das Verstecken von Futter im Gehege wirkt sich positiv auf die Gesamtaktivität der Tiere aus. Soweit möglich können auch lebende Futtertiere (z.B. Fische im Schwimmbecken) angeboten werden, damit die Nerze ihren Jagdinstinkt ausleben können. Aus Sicht des Tierschutzes ist dies aber zumindest bedenklich. Tunnel und Röhren werden von den Tieren gerne erkundet und als Verstecke genutzt (Maran und Robinson, 1996).

1.2.3. Haltung in Pelzfarmen

1.2.3.1. Die Entwicklung der Pelztierhaltung in Europa

Seit langem kleiden und schmücken sich Menschen mit Fellen. Einer der ältesten Berichte darüber findet sich in der Bibel am Ende der Paradiesgeschichte. Jahrhunderte lang wurden Nerze und Füchse zur Pelzgewinnung ausschließlich gejagt (Wiepkema und de Jonge, 1997). Da der Bedarf an Pelzbekleidung rasch anstieg, war es bald nicht mehr möglich die Nachfrage

durch Jagd und Fang zu decken (Wenzel, 1984). Zucht und Haltung von Pelztieren haben sich erst in der 2. Hälfte des 19. Jahrhunderts in Kanada entwickelt (Herre und Röhrs, 1990). Die erste sog. „Minkery“ (Nerzfarm) gab es in den USA im Jahre 1873 in Verona, New York (Brass, 1911). In Europa entstand die erste Pelztierfarm 1914, bereits in den 30er Jahren kamen die ersten Mutationsnerzfelle auf den Markt (Wenzel, 1984). Heute werden weltweit ca. 40 Millionen Tiere jährlich zu Pelzen verarbeitet. In Europa gab es im Jahr 2004 ca. 6500 Pelztierfarmen. Spitzenreiter in der Pelzproduktion sind die skandinavischen Länder (ca. 16 Mio. Nerze) und Russland (ca. 3 Mio. Nerze). In England hingegen ist die Pelztierhaltung seit 2002 verboten, in Österreich seit 2005. In der schweizerischen Tierschutzverordnung wird der Nerz als Wildtier angesehen und dementsprechend für die Haltung von Nerzen 6 m² für max. 2 Nerze vorgeschrieben. In der Schweiz gibt es seit Anfang der 90er Jahre des 20. Jahrhunderts keine Pelzfarmen mehr (AG Pelzgegner Saar, 2007). In Deutschland gibt es nach dem Tierschutzbericht von 2005 noch ca. 30 Nerzfarmen, 1 Fuchsfarm und eine unbekannte Anzahl von Chinchillazuchten. Der Tierschutzbericht 2007 weist keine aktuellen Zahlen aus. Die Zahl der Pelztierfarmen in Deutschland ist in den letzten 10 Jahren drastisch rückläufig. Noch im Jahr 1984 gab es in Deutschland 136 Nerzfarmen (ca. 200.000 Felle), 23 Fuchsfarmen (ca. 8000 Felle), über 1000 Chinchillazuchten und außerdem 145 Sumpfbiber- und 9 Iltiszuchten (Haferbeck, 1988). In Deutschland werden jedoch derzeit ca. 400.000 Nerzfelle in (nach ungesicherten Angaben) ca. 26 Nerzfarmen produziert. Spitzenreiter in der Nerzhaltung sind China und Dänemark mit 15 bzw. 14 Millionen Nerzen (Zentralverband Deutscher Pelztierzüchter, 2008).

1.2.3.2. Derzeitige Haltungseinrichtungen und Pelztierproduktion

Gehege für Nerze

Die in der Nerzproduktion üblichen Käfige haben in der Regel eine Länge von 90 cm, sind 30 cm breit und 40 cm hoch (Wenzel, 1984). Dies stimmt mit den Erhebungen von Haferbeck (1988) überein, der feststellte, dass in Deutschland ein Großteil der Fähen mit Jungen, Rüden und abgesetzten Jungtieren in 90 cm x 30 cm x 45 cm (Länge x Breite x Höhe) großen Käfigen gehalten werden. Damit wird ein Bodenareal von knapp 0,3 m² für Zucht- und Rüdengehege erreicht. Absatzgehege haben durchschnittliche Bodenareale von 0,27 m², was auf den Einsatz von Springgehegen zurückzuführen ist. Springgehege sind ca. 60 cm lang, 40 - 45 cm hoch und 30 - 40 cm breit. Das Raumvolumen liegt bei allen Käfigen knapp über 0,1 m³ (Haferbeck, 1988). Für Nerzgehege wird verzinktes, zum Teil kunststoffummanteltes

Drahtgitter, hauptsächlich punktgeschweißt, aber auch Wellendrahtgitter mit gewebten Maschen verwendet (Wenzel, 1984). Die Drahtstärke beträgt ca. 1,8 mm. Der Gehegeboden und der Deckenteil weisen eine Maschenweite von 2,5 cm x 2,5 cm auf, wobei die Maschenweite an der Kotstelle etwas größer sein soll. Die Seitenwände müssen die Garantie geben, dass sich benachbarte Tiere nicht verletzen können, deshalb werden hier die Maschenweiten zum Teil halbiert (Haferbeck, 1988).

Die Wohnboxen bestehen aus einer Kammer. Zunehmend setzt sich die sog. Batteriebauweise durch, bei der mehrere Wohnboxen einheitlich zusammengebaut und vor die Käfige montiert werden. Die in der ehemaligen DDR in den Pelztierfarmen gebräuchlichen Wohnboxen waren 30 cm breit, 26 cm tief und 30 cm hoch (Wenzel, 1984). Dies entspricht 900 cm² pro Wohnbox. Haferbeck (1988) fand in seiner Untersuchung heraus, dass in Deutschland überwiegend Wohnkästen mit einer Grundfläche von bis zu 600 cm² verwendet werden. Die Wohnkästen werden in der Regel mit Stroh eingestreut und dienen als Ruhe- und Nesthöhle. Die Käfige werden in einer Höhe von ca. 1 m über dem Boden angebracht und sind mit ihren Längsseiten fast direkt nebeneinander aufgestellt. In den Nerzschuppen befinden sich in der Regel zwei Käfigreihen, wobei die Wohnkästen an der Stirnseite des Käfigs zum Laufgang hin angebracht werden (Wiepkema und de Jonge, 1997).

Fütterung

Der Verdauungstrakt von Nerzen ist verhältnismäßig kurz, weswegen die Passagezeit von Futter sehr gering und die Verwertung von Kohlenhydraten relativ schlecht ist. Aus diesen Gründen sollte der Hauptbestandteil des Futters Protein und Fett tierischer Herkunft sein. Aufgrund des geringen Fassungsvermögens des Magens ist zudem ein mehrmaliges Füttern am Tag notwendig. Die mehrmalige Fütterung am Tag ist auch aufgrund der sehr kurzen Haltbarkeit der Futterrohstoffe (Fleisch, Fisch, Fisch- und Schlachtabfälle, Fischmehl, Milchprodukte und Sojaschrot) angeraten. Das Nährstoffangebot muss dabei an die zu erbringende Leistung (Wachstum, Fellwechsel, Fellwachstum und Reproduktion) je nach Saison angepasst werden (Wenzel, 1990). Auf kommerziellen Pelzfarmen wird den Tieren das Futter in Breiform auf das Dach des Gitterkäfigs gelegt, so dass die Nerze den Futterbrei dann von unten ablecken können (Wiepkema und de Jonge, 1997).

Laut Wenzel (1990) können in der Fütterung des Nerzes in relativ großem Umfang Nebenprodukte der Nahrungsmittelindustrie genutzt werden. Um die Tiere während der Sommer und Herbstmonate ausreichend damit versorgen zu können, müssen die meisten Züchter diese Futtermittel durch Trocknung, Frostung oder Silierung konservieren. Am

weitesten verbreitet ist heute die Frostung. Dabei ist darauf zu achten, dass die gefrostete Ware sofort nach dem Auftauen verbraucht wird. Das Futter wird dem Alter und Leistungsstatus der Tiere angepasst und in vier Fütterungsperioden unterschieden. In der Fütterungsperiode I (November – April) müssen die Tiere in Zuchtkondition gebracht werden. Dies kann durch herabgesetzte Kohlenhydratmengen bei gleichzeitig erhöhtem Eiweißgehalt im Futter, durch (nicht tierschutzgerecht!) Hungertage bzw. individuelle Futtergaben erreicht werden. Die Fütterungsperiode II erstreckt sich von Mitte April bis Ende Juni. Dieser Zeitraum umfasst das letzte Viertel der Tragezeit, die Laktation und das Jungtierwachstum. Die Fähen haben hier einen erhöhten zusätzlichen Energie- bzw. Nährstoffbedarf. Zudem ist in dieser Phase auf eine sehr gute hygienische Qualität des Futters Wert zu legen, da die Welpen mit der Futteraufnahme beginnen. Die Fütterungsperiode III umfasst den 1. Juli bis 31. August. Unter den traditionellen Fütterungsbedingungen mit ad libitum Futteraufnahme wachsen die Jungtiere so schnell, dass sie bis Ende August etwa 80 % ihrer Körpermasse und 95% ihrer Körperlänge vom November erreicht haben. Die Jungtiere sollten in dieser Phase zweimal täglich gefüttert werden, am besten morgens und abends. Während der Fütterungsperiode IV (1. September bis 14. November) setzt der Fettzuwachs bei den Jungtieren ein und das Protein wird vor allem für die Ausbildung des Winterfelles benötigt. Die zur Zucht verwendeten Fähen werden ab September bis zur Pelzungszeit restriktiv gefüttert (Wenzel, 1990).

Eine ausreichende Versorgung mit Tränkwasser ist eine Voraussetzung für die Gesunderhaltung und Leistungsfähigkeit von Pelztieren. Das Tränkwasser muss stets sauber und frisch sein. Als Richtlinie für den täglichen Wasserbedarf je Tier gelten 180 bis 230 Milliliter. Einflussfaktoren auf den Wasserbedarf sind die Körpermasse, bzw. das Alter der Tiere, Trockensubstanzgehalt des Futters, das Klima, die Bewegungsaktivität der Tiere und die Milchleistung laktierender Fähen (Wenzel, 1990). Trinkwasser wird den Tieren in der Regel über Nippeltränken ad libitum angeboten (Wiepkema und de Jonge, 1997).

1.2.3.3. Verwendung von Wasserbecken in der Pelztierhaltung

Nerze wurden keineswegs von Beginn an unter den oben dargestellten Bedingungen gehalten. Im Gegenteil, zu Beginn der Farmzucht in den 20er Jahren des vorigen Jahrhunderts wurden Wasserbecken für zwingend notwendig gehalten: „Die weitaus meisten Züchter hingegen vertreten den Standpunkt, dass eine reichliche Badegelegenheit für die Nerze eine unbedingt

notwendige, niemals ungestraft zu umgehende Voraussetzung für das Wohlbefinden und die gute Fellentwicklung ist“ (Lindekamp, 1928).

In der Zeitschrift „Der Pelztierzüchter“ lässt sich die Debatte um Nerzgehege und die Notwendigkeit zum Baden in den 20er und 30er Jahren des 20. Jahrhunderts nachvollziehen: Ein Artikel aus dem Jahr 1926, dem Jahr in dem die ersten Nerzfarmen in Deutschland entstanden, weist bereits darauf hin, dass jeder Nerz zwar „sein Quantum Badewasser“ vertrage, es aber zum Wohlbefinden nicht nötig habe. Als Argument gegen Schwimmwasser wird angeführt, dass die Tiere nach dem Baden direkt in die Nestbox laufen und alles durchnässen. Dies verursache Krankheiten. Alternativ wird vorgeschlagen, Badewasser nur gelegentlich an heißen Tagen anzubieten (Der Deutsche Pelztierzüchter, 1926). In einem Artikel über die Geländewahl zur Nerzzucht hält es Holl (1927) zwar nicht unbedingt für nötig Nerze in der Nähe von Wasser zu halten. Dennoch ist er aufgrund langjähriger Erfahrung der Meinung, dass „die (...) Haltung nur auf einem von Wasser durchzogenen bzw. mit ausreichenden Wasserbehältern versehenen Gelände auf die Dauer mit gutem Erfolge durchführbar sein wird; denn der Nerz liebt das Wasser genau so wie das Eichhörnchen die Bäume“. „Dass man den gefangenen Nerzen das Badewasser völlig fernhält, um nur ja nicht schmutzige Gehege und Arbeit durch das häufigere Säubern zu haben, ist nach meiner Meinung nach Tierquälerei gleich zuachten“ (Holl, 1927). Dennoch wird auch hier bereits auf evtl. mangelnde Hygiene und das Risiko der Krankheitsübertragung hingewiesen. Wie es auf schlecht geführten Farmen aussah beschreibt Bickel (1930) sehr anschaulich: „Ich habe leider tagealte Futterreste, unappetitliche Fleischfetzen, feuchte stinkende Nester und mit grünen Algen (!) dicht überzogene Wassergefäße gesehen und – anklagende schwarze Nerzaugen“.

Lindekamp (1928) vertrat die Auffassung, dass eine Entwöhnung der Nerze vom Wasser im Lauf der Zeit zu einer negativen Wandlung der Fellstruktur und –dichte führen würde, die auch durch Zuchtwahl nicht wettzumachen wäre. Marstaller (1928) riet sogar dazu den Trieb nach Wasser zu fördern und die Tiere, wegen ihres Balges, zum Baden zu animieren. Er verwendete Bierfasshälften, die ca. 10 l fassen als Badebecken und stellte sie direkt auf das Drahtgeflecht des Geheges um so den gefürchteten nassen Boden durch Spritzwasser zu vermeiden. Ein weiterer Pelztierzüchter ließ seine Tiere – entgegen dem Usus - sogar im Winter baden und schlug bei strengem Frost Löcher ins Eis und machte damit beste Erfahrungen was Gesundheit und Wohlbefinden der Tiere angeht. Auch während der Wurfzeit wurde den Tieren das Wasser gelassen, ohne dass den Jungtieren das tägliche Baden der Mutter irgendwie geschadet hätte (Der Deutsche Pelztierzüchter, 1933). Der Züchter Kalb

(1932) berichtet, dass seine Nerze das angebotene Glasbassin gut annehmen und bereits auf die tägliche Füllung des Beckens warten. Ähnliches berichtet Kupper (1933): Badewasser sei zur Ausbildung eines guten Fells notwendig, außerdem bleiche das Fell bei genügender Beschattung nicht aus. Die Notwendigkeit von Wasserbecken wird von den frühen Pelzzüchtern, wie oben dargestellt, durch Beobachtungen an wilden Nerzen begründet: „Der Nerz geht jedoch nicht nur zu Zwecken der Nahrungsjagd sehr häufig ins Wasser, sondern auch (...) zu seinem Wohlbefinden und zu seiner Belustigung. Stundenlang tummeln sich Nerze in dem nassen Element, und zwar auch dort, wo ihnen absolut keine Nahrung winkt“ (Lindekamp, 1928).

Es herrschte zu der damaligen Zeit jedoch keine einhellige Meinung zum Thema Badegelegenheit für Nerze unter den Züchtern. Auf einigen Farmen wurden schon damals Nerze „amerikanisch“, d.h. trocken gehalten. So spricht sich Foxley (1929) gegen Badegelegenheiten aus: Die durch das nasse Fell durchnässten Nestboxen seien gesundheitsschädlich und die Felle würden durch die Sonnenbestrahlung auf das nasse Fell ausbleichen. Er bot seinen Tieren Tränkvorrichtungen an, die den Nerzen ein Baden des Kopfes erlaubte und machte gute Erfahrungen damit. Priesner (1932) preist als neueste Errungenschaft außen am Zaun angebrachte Tränken an, aus denen der Nerz zwar trinken, aber das Wasser weder „beschmutzen noch ausplantschen“ kann. Diese Einrichtung sei arbeitssparend, ausbruchssicher und hygienisch.

Ein völlig anderes System der Wasserversorgung wurde dagegen von Hamann (1935) entwickelt: Er installierte einen langen Wasserkasten zwischen einer Gehegedoppelreihe, den er in einzelne Abteile unterteilte. Jedes Nerzgehege wurde durch eine Holzröhre an jeweils eine „Badekabine“ (80 cm x 20 cm x 11 cm; 17,6 l) angeschlossen. Abgesehen von der Arbeitersparnis (Wasserhahnaufdrehen statt Wasser zu den Gehegen tragen), brachten die Nerze auch erstklassige Felle. Die Tiere hielten sich, wenn sie nicht gerade schliefen, nur noch im „Badekabinett“ auf – für den Autor ein eindeutiger Beweis für das Wohlbefinden seiner Tiere. Als „Der Pelztierzüchter“ nach einer Kriegspause in der 1950er Jahren wieder erschien, wurden praktisch keine Artikel zum Thema Badewasser mehr veröffentlicht. Es hatte sich allgemein die Meinung durchgesetzt, dass es besser wäre Nerze „trocken“ zu halten. In Fachbüchern über Nerzzucht aus der damaligen Zeit lässt sich der Sinneswandel ebenfalls nachvollziehen: Für Wieden (1929) war „auf jeden Fall viel reines Trink- und Badewasser“ vonnöten. Er empfahl Bachwasser Brunnenwasser vorzuziehen.

Eggebrecht (1938) sprach sich dagegen dafür aus, wie in Amerika bereits üblich, auf Wasserbecken zu verzichten, da sie mehr Arbeit machen und die Fellqualität nicht darunter

leidet. Als Hauptgrund für den Verzicht werden wiederum nasse Wohnboxen und das damit verbundene Krankheitsrisiko (Lungenentzündung) angeführt. Kulbach (1961) lehnt Wasserbecken aus den oben dargestellten Gründen bereits rundweg ab. Er weist insbesondere darauf hin, dass in großen Betrieben „eine absolute Zweckmäßigkeit“ aller Einrichtungen erforderlich ist. In späteren Werken, etwa Wenzel (1984) oder Wenzel (1990) ist von Badewasser nicht mehr die Rede.

1.2.4. Probleme in der Pelztierhaltung unter Tierschutzaspekten

1.2.4.1. Domestikation

Die zentrale Frage in der Tierschutzdiskussion ist, inwieweit der Nerz als domestiziertes Tier, oder als Wildtier aufzufassen ist (Wiepkema und de Jonge, 1997). Aus tierschutzrechtlicher Sicht ist die Frage der Domestikation einer Tierart insofern wichtig, als den daraus resultierenden Bedürfnissen Rechnung getragen werden muss (Landeck und Demel, 2001). Insbesondere in Hinblick auf die Notwendigkeit von Wasserbecken in der Nerzhaltung ist diese Frage von entscheidender Bedeutung. Die Domestikation ist ein Prozess, wobei sich wilde Populationen an menschliche Haltung und Versorgung anpassen. Domestizierte Tiere zeigen eine größere Vielfalt im Erscheinungsbild als Wildtiere und auch die physiologischen Leistungen sind von Veränderungen betroffen (Herre und Röhrs, 1990). Merkmale für diese Anpassung sind gute Fortpflanzung, Gesundheit und Zahmheit. Domestizierte Tiere sollen letztlich die vom Menschen gewünschten Eigenschaften besitzen. Nach diesen Kriterien zeigen sich die Nerze in den meisten Betrieben als domestiziert. Die Tiere sind neugierig, zeigen gutes Wachstum und pflanzen sich gut fort (Wiepkema und de Jonge, 1997). Nach Meinung der deutschen Pelzindustrie kann der Nerz nicht mehr als Wildtier angesehen werden: „Seit mehr als 100 Generationen werden Nerz und Fuchs in Farmen gehalten. Sie haben in dieser Zeit einen Domestizierungsprozess durchlaufen, der direkte Vergleiche mit ihren Verwandten in freier Wildbahn nicht mehr zulässt (Kolb-Wachtel, 2007). Auch der Zentralverband Deutscher Pelztierzüchter kommt zu dem Schluss, dass Farmnerze domestizierte Tiere sind (Zentralverband Deutscher Pelztierzüchter, 2008). Nach Buchholtz und Boehncke (1995) ist jedoch eine Domestizierung des Nerzes, die mit landwirtschaftlichen Nutztieren vergleichbar wäre, bis heute nicht erfolgt. Bei Farmpelztieren ist z.B. das ethologische Domestikationskriterium der Zahmheit nicht erfüllt. Zahmheit bei Farmpelztieren ist jeweils nur durch die menschliche Beschäftigung mit Individuen zu

erreichen, wie es auch bei Wildtieren der Fall ist. Zähmheit im Sinne der Domestikationsforschung bedeutet jedoch den Verlust der Flucht- und Angriffsreaktion gegenüber dem Menschen. Aufgrund neuroanatomischer Bewertungen schätzt Röhrs (1986), dass der Nerz nach ca. 500 Jahren domestiziert sein würde. Jedoch treten bereits erhebliche körpergrößenunabhängige Volumenreduktionen der neocorticalen Strukturen bei Farmnerzen im Vergleich zum Wildnerz auf, die als Domestikationseffekt gedeutet werden können, obwohl sich Farmnerze erst seit 120 Jahren im Hausstand befinden. Für den gesamten grauen Neocortex konnte eine durchschnittliche Abnahme von 21,5 % vom Wild- zum Farmnerz festgestellt werden (Danckers, 2003).

1.2.4.2. Das Wohlbefinden von Farmnerzen

Das Wohlbefinden von Tieren wird unterschiedlich definiert: Nach Lorz und Metzger (1999) ist es ein Zustand physischer und psychischer Harmonie des Tieres in sich und mit der Umwelt. Schüpbach (1982) formuliert es so: „Ein Tier dürfe sich dann wohlbefinden, wenn es seine Bedürfnisse zeitgerecht befriedigen kann, wobei der ungehinderte Ablauf der ihm zur Verfügung stehenden Bewegungskoordinationen gewährleistet sein muss.“ Broom (1991) definiert das Wohlbefinden eines Individuums als seinen Zustand im Hinblick auf seine Versuche sich seiner Umwelt anzupassen. Hat das individuelle Tier Schwierigkeiten sich anzupassen, oder schafft es gar nicht sich anzupassen, dann ist das Wohlbefinden schlecht. Sind dagegen bevorzugte Ressourcen und Verhaltensanreize vorhanden, so dass normales Verhalten gezeigt werden kann, ist dies ein Indikator für gutes Wohlbefinden (Nimon und Broom, 1999). Als Maß für das Wohlbefinden können Morphologie, Physiologie und Verhalten herangezogen werden. Das Handlungsbereitschaftsmodell nach Buchholtz sucht nach Verhaltensindikatoren, die Mängel in der Haltung deutlich machen und etwas über das Wohlbefinden der Tiere aussagen. Gestörtes Verhalten ist damit ein Indikator für mangelndes Wohlbefinden (Sambraus, 1997). Bei Pelztieren kann man Verhaltensstörungen einteilen in: Phagien (u. a. Fellreißen und Schwanzfressen), gestörtes Deckverhalten und Stereotypien (Grauvogl, 1990). Auf die Stereotypien bei Nerzen und den Zusammenhang mit dem Angebot von Schwimmwasser wird unter Punkt 2.5.2.2 noch genauer eingegangen. Auch Präferenzstudien können einen wichtigen Beitrag zur Entwicklung von guten Haltungsbedingungen liefern. Wahlversuche können zwar sehr gute Informationen zum Wohlbefinden der Tiere liefern, sind aber allein nicht aussagekräftig, da die Tiere sich für das „kurzfristig Bessere“ und nicht unbedingt das „langfristig Sinnvollere“ entscheiden. Die

Beurteilung des Wohlbefindens von Tieren muss daher sowohl die direkte Messung von Verhaltensindikatoren, als auch Wahlversuche beinhalten (Broom, 1991).

Bezüglich des Wohlbefindens von Farmnerzen gibt es mehrere Studien, die sich mit dem Zusammenhang zwischen Stereotypen und Schwimmgelegenheiten befassen, sowie verschiedene Wahlversuche, die u. a. Wasserbecken anbieten.

1.2.4.3. Stereotypen

Eine Verhaltensstörung ist eine in Hinblick auf Modalität, Intensität oder Frequenz erhebliche und andauernde Abweichung vom Normalverhalten. Diese Abweichung kann unterschiedlich aussehen, eine Form davon ist die Stereotypie (Samraus, 1997). Stereotypen stellen nach Buchholtz und Boehnke (1995) einen lebensrettenden Versuch dar, durch hochfrequente Aktivitätsmuster Stresshormone abzubauen. Stereotypen treten nicht spontan auf, sondern sie unterliegen einer Genese. Eine voll entwickelte Stereotypie ist durch eine Automatisierung gekennzeichnet, d.h. das Bewegungsmuster wird ausschließlich über Propriozeptoren gesteuert. Infolgedessen sind Stereotypen durch Störreize sehr schwer zu unterbrechen. Voll ausgebildete Stereotypen werden bis zur Erschöpfung durchgeführt. Es wird außerdem davon ausgegangen, dass aufgrund der Aktivierung von Endorphinen eine zunehmende „Selbst“-Stimulation erlernt wird, die zu einer Abschirmung gegenüber der Umwelt führt. Das jeweilige Ausmaß an Stereotypen ist ein adäquater Ausdruck für Nicht-Wohlbefinden der Tiere (Buchholtz und Boehncke, 1995). Nerze können mehr oder weniger ausdauernd in ihren Käfigen hin- und herlaufen bzw. -rennen, mit ihren Köpfen stereotype Drehbewegungen um den Trinknippel ausführen oder zeigen andere scheinbar sinnlose Bewegungen (vgl. Tab. 3). Diese Stereotypen sind laut Wiepkema und de Jonge (1997) in allen Farmen festzustellen. De Jonge et al. (1987) führten eine Studie an Nerzen in Pelztierfarmen durch und fanden dabei, dass 50 % aller Nerze ein Viertel der Zeit, in der sie wach waren, für Stereotypen verwenden. Zusätzlich wurden in dieser Studie bei 17,9 % der Fähen und 10,2 % der Rüden weitere Verhaltensstörungen in Form von Schwanzbeißen festgestellt.

Tabelle 3: Definitionen der verschiedenen Stereotypen von Nerzen (nach Hansen und Jeppesen, 2001a).

Kratzen	Stereotypes intensives Kratzen am Gitter mit den Vorderpfoten
Beissen	Stereotypes intensives Beissen in das Gitter
Horizontal	Stereotypes seitliches Hin- und Herbewegen mit dem Vorderkörper
Vertikal	Stereotypes Auf- und Abbewegen mit dem Vorderkörper
Nippel	Stereotype kreisförmige Bewegung mit dem Kopf um oder in der Nähe des Trinknippels
Pendeln	Stereotype Bewegung des gesamten Körpers von einem Käfigende zum Anderen
Boden	Wie Pendeln, nur mit gleichzeitigem Kreisen der Schnauze in Richtung Käfigboden
Gemischte Stereotypie	Wie Pendeln, in Verbindung mit vertikaler Stereotypie an beiden Enden des Käfigs
Horizontales Kreisen	Stereotypes Kreisen auf dem Käfigboden
Vertikales Kreisen	Stereotypes Laufen: Boden – Wand – Decke – Wand
Springen	Stereotype Auf- und Abbewegung des gesamten Körpers

Die Untersuchung von Hissink et al. (1996) zeigte, dass die Umgebungstemperatur einen Einfluss auf das Bewegungsverhalten hat. So belief sich die Aktivität der Nerze während des Tages bei einer Umgebungstemperatur von 12°C auf 15 % und verringerte sich auf 8,3 % bei einer Umgebungstemperatur von 26°C. Diese Differenz ist vor allem auf einen Rückgang der Fellpflege und des Erkundungsverhaltens zurückzuführen, wobei jedoch der Anteil an stereotypem Verhalten unverändert blieb.

Stereotypen treten laut Wiepkema und de Jonge (1997) vor allem bei den Zuchttieren während der Monate der Einzelhaltung und bei rationierter Fütterung, häufig kurz vor dem Füttern auf und sind dann als Futtersuchverhalten aufzufassen. Als problematisch sehen Hansen et al. (1994) Stereotypen an, die in der Morgendämmerung und nach der Fütterung auftreten. Diese Stereotypen können nach Bildsoe et al. (1991) unter anderem damit zusammenhängen, dass den Tieren kein Wohnkasten zur Verfügung steht oder die Futterrationen verringert werden, um die Fortpflanzung günstig zu beeinflussen. Untersuchungen von de Jonge und Leipoldt (1994) haben ergeben, dass Stereotypen signifikant seltener auftreten, wenn die Tiere in Gruppenhaltung gehalten werden. Einzelhaltung sollte demnach vermieden werden. Zu ähnlichen Ergebnissen kamen Jeppesen et al. (1999): Einzeln gehaltene Fähen zeigten signifikant mehr Stereotypen als Fähen in Gruppenhaltung, unabhängig von der Käfiggröße. In dieser Studie konnte auch gezeigt werden, dass auch das Absetzalter und die Größe des Käfigs für die Entwicklung von Stereotypen bei Nerzen von Bedeutung sind. Im Alter von sieben Monaten zeigten früh (mit sechs Wochen) abgesetzte Tiere mehr stereotypes Verhalten als spät (mit 10 Wochen)

abgesetzte Tiere im herkömmlichen Käfig. Im handelsüblichen Käfig (30 cm x 45 cm x 90 cm + Nestbox) war das Stereotypie-Level signifikant höher als im Alternativkäfig, bei dem drei handelsübliche Käfige miteinander verbunden wurden. Jeppesen et al. (1999) gehen daher davon aus, dass die Käfiggröße die Entwicklung von Stereotypen beeinflusst. Nach Grauvogl (1990) sind jedoch die Raumstruktur und das Reizangebot an das Tier die wesentlichen Faktoren, die zur Entstehung und zum Fortdauern von Verhaltensstörungen beitragen. Tatsächlich entwickelten Nerze, die in relativ naturbelassenen Großgehegen aufwuchsen (Erd/Sandboden, Kletteräste, natürlicher Bewuchs und Wasserbecken), im Gegensatz zu „Käfig-Nerzen“ keine Stereotypen. In derselben Studie wurde festgestellt, dass die Jungtiere in den Großgehegen signifikant häufiger und länger spielten, als Welpen in Käfigen (Erlebach, 1994).

Die Ergebnisse einer Studie von Hansen und Jeppesen (2006) weisen jedoch darauf hin, dass stereotypes Verhalten nicht unbedingt ein Hinweis auf ein gestörtes Wohlbefinden sein muss, da kein Zusammenhang zwischen ängstlichem Verhalten (einem weiteren Indikator für gestörtes Wohlbefinden) und einem hohem Stereotypie-Level festgestellt werden konnte. Anders gesagt, neigen ängstliche Nerze weniger zu Stereotypen, als mutige Nerze. Innerhalb der Nerzpopulationen treten große Unterschiede in der Neigung zu Stereotypen auf. Dies deutet auf genetische Ursachen hin (Bildsoe et al., 1991, de Jonge und Leipoldt, 1994). Mit Hilfe neuer Selektionskriterien für die Zucht, wozu namentlich ein ruhiges Verhalten gehört, ist es möglich, das Auftreten von Stereotypen deutlich zu vermindern. Neue Zuchtlinien sind allerdings nur dann akzeptabel, wenn zugleich das normale Verhalten (Sozialverhalten, Neugier etc.) unverändert bleibt. Die Korrelation zwischen Stereotypie und einem selbstbewusstem Temperament, bzw. der höhere Prozentsatz an ängstlichen und gleichzeitig ruhigen Tieren in Linien mit weniger Stereotypen weist auf negative Auswirkungen für das Wohlbefinden der Nerze hin, wenn solche Tiere zur Zucht selektiert werden (Hansen und Jeppesen, 2006).

1.2.5. Bedeutung von Wasser für Nerze

1.2.5.1. Biologische Funktionen von Wasser für Nerze

Wie aus den obigen Abschnitten hervorgeht, spielt Wasser in den verschiedensten Funktionskreisen für das Verhalten der Nerze eine wichtige Rolle. Vor allem die Futtersuche bzw. das Jagdverhalten ist bei wildlebenden Nerzen in der Regel an Wasser gebunden. Nerze

sind, geschickte Schwimmer und Taucher. Sie sind auch anatomisch an diese Form des Nahrungserwerbs bestens angepasst. Ein Großteil des Futters besteht aus Fisch und anderen im und am Wasser lebenden Tieren, wie Amphibien und Krebsen. Auch das Ruheverhalten wird vorzugsweise in Schlupflöchern oder Bauten nahe am Wasser, oft sogar mit direktem Zugang zum Wasser ausgeübt. Die Aufzucht der Jungen findet ebenso in diesen Höhlen statt. Nach den Beobachtungen von Kuby (1982), ist den Nerzen die Fähigkeit zum Schwimmen angeboren. Ab der 9. bis 10 Lebenswoche gingen die von ihm beobachteten Nerzwelpen freiwillig und gemeinsam ins Wasser. Alle konnten etwa gleich gut schwimmen. Tauchverhalten trat einige Tage später auf, wobei die unter Wasser verbrachten Zeiten am Anfang noch kurz (10 - 20 Sekunden) waren (Kuby, 1982). Eine weitere charakteristische Verhaltensweise der Farmnerze am Wasser ist das „Gründeln“. Dabei untersuchen die Tiere mit dem Kopf bis zu den Ohren ins Wasser getaucht Flachwasserregionen und führen dabei pendelnde Suchbewegungen mit dem Kopf aus. Ist der Wasserspiegel weit unter dem Rand, stützten sich die Tiere mit den Vorderpfoten an der Wand ab und hielten sich nur mit den Hinterbeinen am Beckenrand (Kuby, 1982). Außerdem brauchen Nerze Wasser zum Trinken und für die Thermoregulation.

1.2.5.2. Notwendigkeit von Schwimmgelegenheiten in der Nerzhaltung

Die Untersuchungen von Dunstone (1993) zeigen, dass Nerze auch monatelang von der Jagd auf Kaninchen und andere Nagetiere leben können und während dieser Zeit ohne die Nähe von Gewässern auskommen können. Demgegenüber gibt es jedoch wissenschaftliche Belege, die dafür sprechen, dass sich „Tümmelwasser“ positiv auf das Wohlbefinden von Farmnerzen auswirken kann (de Jonge et al., 1987; Ludwig und Kugelschafter, 1994). Auch Cooper und Mason (1999) zeigten in ihrer Studie, dass Nerze eine große Vorliebe für Wasser haben, in dem sie auch schwimmen können. Landeck und Demel (2001) verweisen dagegen auf Untersuchungen, nach denen Farmnerze zwar die Möglichkeit zum Schwimmen annehmen, allerdings das Interesse nach kurzer Zeit wieder verlieren.

Da jedoch wildlebende Nerze semiaquatisch leben, wird diskutiert, ob die Möglichkeit zum Schwimmen für Farmnerze unverzichtbar ist (Hansen und Jeppesen, 2001a; Landeck und Demel, 2001; Wiepkema und de Jonge, 1997).

Wahlversuche: Schwimmen als „Behavioural Need“ für Nerze

Um die Frage, ob Farmnerze leiden, wenn ihnen Ressourcen, wie zum Beispiel Wasser zum Schwimmen verwehrt werden, objektiv beantworten zu können, gibt es zwei unterschiedliche wissenschaftliche Ansätze. Zum einen wird versucht, über eine Reihe von Verhaltensindikatoren etwas über das Wohlbefinden der Nerze auszusagen. Dieser Ansatz beruht darauf, dass das Wohlbefinden der Nerze gestört ist, wenn die Ausübung von Verhaltensweisen, die für normale biologische Funktionen notwendig sind, verhindert wird. Indikatoren können zum Beispiel niedrige Wachstumsraten, Verhaltensanomalien oder eine Suppression des Immunsystems sein. Die andere Herangehensweise bemisst das Wohlbefinden der Tiere an deren subjektiven Erfahrungen. Die Tiere können dabei wachsen, sich fortpflanzen und gesund erscheinen, und dennoch ist das Wohlbefinden gestört. Man geht davon aus, dass die Tiere an anhaltender Frustration leiden, z.B. weil sie zu wenig Bewegungsspielraum oder kein Wasser zum Schwimmen zur Verfügung haben. Da es problematisch ist, subjektive Empfindungen, wie Frustration, zu messen, wurden Methoden entwickelt die Motivation der Tiere zu messen, indem man sie für Ressourcen arbeiten lässt und damit Präferenzen testen kann (Mendl, 2001). Problematisch dabei ist es zwischen „behavioural need“ (Verhaltens-Bedürfniss) und „behavioural preference“ (bevorzugtes Verhalten) zu unterscheiden (Hansen und Jeppesen, 2001a). Man geht davon aus, dass sich diese beiden Methoden („Verhaltensindikatoren“ und „Motivation“) ergänzen (Mendl, 2001).

Mason et al. (2001) ließen in einem Präferenztest 18 Minks für den Zugang zu bestimmten Ressourcen (Wasserbecken, Plattform, täglich neue Objekte, 2. Nestbox, Spielzeug, Plastikröhre sowie ein leerer Raum) arbeiten. Die Nerze mussten dabei Türen, die mit Gewichten beschwert waren aufdrücken, die Türen waren dabei täglich schwerer zu öffnen (0, 0,25, 0,5, 0,75, 1,25 kg). In dieser Studie konnte gezeigt werden, dass der Wasserpool die am höchsten geschätzte Ressource war. Die Zahl der Besuche sank dabei mit einem höher werdenden Türgewicht, die Zeit welche die Nerze mit der jeweiligen Ressource verbrachten, stieg jedoch an. Außerdem interagierten die Tiere intensiver mit den Ressourcen (Cooper und Mason, 1999; Cooper and Mason, 2001). Als Konsequenz blieb also bei einer geringeren Anzahl an Besuchen die Gesamtzeit, die im Schwimmbad, mit den neuen Objekten und in der zusätzlichen Nestbox verbracht wurde, gleich. Bei den anderen Ressourcen sank die insgesamt verbrachte Zeit mit steigenden Kosten. Cooper und Mason (1999) schließen daraus, dass zwar mit steigenden Kosten für eine Ressource bei unlimitierter Zeit keine echte

Nachfragekurve gezeichnet werden kann, dass aber sehr wohl eine Aussage über die Reihenfolge der „behavioural priorities“ (Verhaltens-Prioritäten) möglich ist.

Ein Problem bei dieser Art der operanten Konditionierung ist, dass die Zeit, welche die Tiere in dem jeweiligen Kompartiment mit der Ressource verbringen, kein echter Maßstab für den Konsum dieser Ressource ist, da die Tiere für den Zugang und nicht für die Ressource selbst „zahlen“ (Cooper und Mason, 2001). Eine mögliche Lösung ist es, dass die Zeit, die ein Nerz nach der „Bezahlung“ mit der Ressource verbringen darf, begrenzt wird.

Hansen und Jensen (2006a und 2006b) verglichen in zwei Studien die Nachfrage nach Schwimmgelegenheiten im Vergleich zur Nachfrage nach einem Laufrad bei Nerzen. Die Nerze mussten dabei einen Hebel unterschiedlich oft betätigen (5, 10, 20, 40 bzw. 60 Mal), um Zugang zu der jeweiligen Ressource zu bekommen. Im ersten Versuch stand den Nerzen die jeweilige Ressource zwei Minuten pro Bezahlung, im 2. Versuch eine Minute pro „Bezahlung“ zur Verfügung. Das Ergebnis zeigte, dass Nerze den Zugang zum Wasserbad bzw. zum Laufrad gleich hoch schätzten und nachfragten, wenn jeweils nur eine Ressource zur Verfügung stand. Der 1. Versuch (Hansen und Jensen 2006a) zeigte, dass die Nerze das Laufrad wesentlich mehr nutzten als das Schwimmbad. Auf der anderen Seite sank weder die Nachfrage nach dem Schwimmbad noch dem Laufrad, wenn die jeweils andere Ressource zur freien Verfügung stand. Hansen und Jensen (2006a) schließen daraus, dass sich die Schwimmgelegenheit und das Laufrad als „environmental enrichment“ nicht gegenseitig ersetzen können, außerdem gehen sie davon aus, dass für die Nutzung jeweils unterschiedliche Motivationen zugrunde liegen. Die Nutzung des Schwimmbads wird als Erkundungsverhalten, die Nutzung des Laufrads als Bewegungsverhalten interpretiert (Hansen und Jensen, 2006a). Im 2. Versuch (Hansen und Jensen, 2006b) wurde die für die Ressourcen zur Verfügung stehende Zeit auf eine Minute verkürzt. Hatten die Nerze die Wahl zwischen Schwimmen und Laufen, so sank hier die Nachfrageintensität für das Laufrad. Da die Nachfrage nach dem Schwimmbad in beiden Studien identisch war, gehen Hansen und Jensen (2006b) davon aus, dass sowohl eine als auch zwei Minuten „Belohnung“ ausreichend sind, um die Motivation der Nerze zu erhalten. Diese Beobachtung deckt sich mit der durchschnittlichen Zeit, die Nerze pro Schwimmvorgang im Wasser verbringen, nämlich 2 bis 55 Sekunden (Hansen und Jeppesen, 2001b). Die Nerze nutzten die Schwimm- bzw. Laufgelegenheit hauptsächlich morgens zwischen 8 und 10 Uhr (Hansen und Jensen, 2006b). Außerdem konnten die Autoren in dieser Studie zeigen, dass Stroh in der Nestbox weder die

Nachfrage nach dem Schwimmbad, noch nach dem Laufrad verringerte. Die Gabe von Stroh kann also beide Arten des „environmental enrichment“ nicht ersetzen. Diese Studie wurde unter anderem von der „Danish Fur Breeders Association“ (Dänische Pelzzüchter Vereinigung) finanziert.

Cooper und Mason (2001) weisen jedoch darauf hin, dass ein fixierter Zeitraum sich je nach Ressource unterschiedlich auswirken kann. Der Konsum bestimmter Ressourcen (z.B. Schlafbox) braucht mehr Zeit als anderer Ressourcen (z.B. Futter oder Schwimmen), das Ergebnis würde daher verfälscht. Eine weitere Herangehensweise ist es, den „Maximalpreis“ zu ermitteln, den ein Nerz für eine bestimmte Ressource zu zahlen bereit ist. Cooper und Mason (2001) führten daher den oben beschriebenen Präferenztest von Mason et al. (2001) fort, indem sie die Türgewichte auf bis zu 3 kg erhöhten. Die von den Nerzen zu erarbeitenden Ressourcen wurden neu kombiniert. Es gab wieder ein Schwimmbad, neue Objekte, Spielzeug und Röhre, neu hinzu kamen eine Wasserschüssel, ein soziales Abteil, in dem die Nerze ihre Nachbarn sehen konnten sowie ein Futterabteil. Letztes sollte als Maßstab dienen, da die Autoren davon ausgingen, dass die Nerze für Futter den höchsten Preis zu zahlen bereit wären. Das Ergebnis zeigte, dass die Nerze sowohl für das Futter als auch für das Schwimmbad den höchsten Preis zahlten, es gab keine statistische Differenz zwischen diesen beiden Ressourcen. Cooper und Mason (2001) gehen daher davon aus, dass zur Verbesserung der Lebensqualität von Farmnerzen das Angebot eines Schwimmbades ein guter Anfang wäre.

Mason et al. (2001) testeten in einem weiteren Experiment die Reaktion von Nerzen, denen bestimmte Ressourcen über 24 Stunden verwehrt wurden (Futter, Wasserbecken, 2. Nestbox, leerer Raum). Dabei führte sowohl das Fehlen von Futter als auch das Fehlen einer Schwimmgellegenheit zu einem signifikanten Anstieg der Urin-Kortisol- Konzentration (Stressparameter). Dies traf für das Fehlen der Nestbox, sowie eines leeren Raumes nicht zu. Mason et al. (2001) schließen daraus, dass konventionell gehaltene Farmnerze unter Frustration leiden, wenn sie keine Badegelegenheit haben und das Wohlbefinden dieser Tiere gestört ist.

In den oben beschriebenen Versuchen wurde jedoch ein Aspekt außer Acht gelassen. Die Nerze hatten olfaktorische, akustische und visuelle Hinweise auf die jeweilige Belohnung, die hinter der Tür auf sie wartete. Warburton und Mason (2002) testeten daher in einem ähnlichen

Versuchsaufbau wie bei Cooper und Mason (1999 bzw. 2001) das Verhalten der Nerze, wenn diese Signale weitestgehend ausgeschaltet waren. Das Ergebnis zeigte im Hinblick auf das Schwimmbad keinen Unterschied zu den vorhergehenden Experimenten. Die Autoren schließen daraus, dass Schwimmen und das Kopf-ins-Wasser-Eintauchen bei Nerzen eher durch innere als durch äußere Signale motiviert sind (Warburton und Mason, 2003).

Sie weisen darauf hin, dass es von der jeweiligen Fragestellung abhängt, ob äußere Signale bzw. Hinweise im Versuchsaufbau vorhanden sein sollten oder nicht. Geht es z.B. um die Klärung eines bestmöglichen „environmental enrichment“, so sollten ihrer Ansicht nach äußere Hinweise auf die „Belohnung“ vorhanden sein, da diese Signale auch beim Einsatz des jeweiligen Enrichments im Käfig vorhanden sein werden. Wird z.B. ein Wasserbecken als Enrichment angeboten, können die Tiere dieses sehen und wohl auch riechen. Anders verhält es sich mit Aussagen über die Unterscheidung zwischen „behavioural preference“ und „behavioural need“. Hier sollten hinweisende Signale weitestgehend ausgeschlossen werden (Warburton und Mason, 2003). Nur dann kann unterschieden werden, ob Nerze z.B. auch ohne Wasser sehen oder riechen zu können das Bedürfnis zu schwimmen haben. Bis jetzt gibt es keine Studien mit Nerzen, die die letztgenannten Kriterien erfüllen.

Eine gewissermaßen umgekehrte Fragestellung bearbeiteten Hansen und Jeppesen (2000a): Sie „blockierten“ den Zugang der Nerze zum Futter mit Wasserbecken. Die Ergebnisse dieser Studie zeigten, dass Tiere, die zum Futter „schwimmen“ mussten, länger brauchten um an Nahrung zu kommen, als die Kontrollgruppe, die das Futter durch einen Tunnel erreichten konnte. Die Autoren schlussfolgern daraus, dass Nerze zwar prinzipiell zu Jagdzwecken schwimmen können, allerdings zögern dies zu tun. Schwimmen wäre demnach keinesfalls ein „behavioural need“ für Nerze und die Abwesenheit von Schwimmbassin beeinträchtigt das Wohlbefinden der Tiere nicht.

Schwimmen und Stereotypien

Obwohl die oben dargelegten Wahlversuche und die operante Konditionierung von Nerzen wichtige Informationen liefern, ist ihr wichtigster Nachteil die Tatsache, dass die Tiere die Ressource, für die sie arbeiten sollen, zuerst kennen müssen (Hansen und Jeppesen, 2001a). Das Verhalten könnte daher ein Ergebnis vorheriger Erfahrungen sein (Duncan, 1992; Cooper und Appleby, 1995). Ein anderer Ansatzpunkt, um eine Aussage über das Wohlbefinden von Nerzen machen zu können, ist das Erfassen des Auftretens von Stereotypien (Vestergaard, 1988). Die Studie von Hansen und Jeppesen (2001a) vergleicht daher den Stereotypie-Level

von Nerzen mit und ohne Zugang zu Schwimmbecken ohne vorherige „Schwimm-Erfahrung“. Die Ergebnisse dieser Studie zeigten, dass der Zugang zu einer Schwimmgelegenheit keinen Einfluss auf den Stereotypie-Level bei Nerzen hatte. Demnach wäre Schwimmen kein „behavioural need“, also Verhaltensbedürfnis für Farmnerze. Hansen und Jeppesen (2001a) vermuten jedoch, dass sich die Frustration, die durch fehlende Schwimmgelegenheit entstehen könnte, nicht als Stereotypie darstellt. Auch sie konnten nicht abschließend belegen, ob Schwimmen ein Bedürfnis für Farmnerze darstellt und ob das Wohlergehen beeinträchtigt ist, wenn kein Wasser zum Schwimmen vorhanden ist. Die Autoren weisen auf weiteren Forschungsbedarf in dieser Hinsicht hin.

Die Studie von Vinke et al. (2006) bestätigt dieses Ergebnis. Auch hier konnte kein signifikanter Unterschied im Stereotypieverhalten (im Winter) in Anwesenheit, Abwesenheit oder nach 2,5-monatigem Entzug von einer Schwimmgelegenheit festgestellt werden.

Hansen und Jeppesen (2001b und 2003) fanden Hinweise, dass es einen Zusammenhang zwischen der Schwimmaktivität und der generellen Aktivität von Nerzen gibt.

Schwimmen und Thermoregulation

Bei warmem Wetter können wildlebende Nerze beim Tauchen ihre Körperoberfläche durchnässen und dann durch Verdunstung ihre Körpertemperatur abkühlen (Tauson, 1999). Diese Verhaltensweise ist ein wesentlicher Grund für die Forderung des Europarates die Notwendigkeit von Bademöglichkeiten für Nerze näher zu erforschen (Europaratsempfehlung für das Halten von Pelztieren, 1999; Korhonen und Niemelä, 2002).

In den Untersuchungen von Hansen und Jeppesen (2001b) zeigten sich große Unterschiede zwischen den Tieren bei der Nutzung des Wasserbeckens. So variierte die Anzahl an Schwimmvorgängen der einzelnen Nerze innerhalb von 24 Stunden von 0 bis 177. Ebenso schwankte die Gesamtzeit, die Nerze in diesen 24 Stunden im Wasser verbrachten, von 0 Sekunden bis hin zu 40 Minuten mit einer durchschnittlichen Badedauer von 2 bis 36 Sekunden je Nerz. Dabei konnte über einen Zeitraum von vier Jahren ein Zusammenhang zwischen der Außentemperatur und der Schwimmaktivität festgestellt werden. Je wärmer die Umgebungstemperatur war, desto mehr schwammen die Nerze. Als mögliche Ursache für diese Variation führen Hansen und Jeppesen (2001b) die Notwendigkeit von Wasser für die Thermoregulation von Nerzen an. In einer Folgestudie (Hansen und Jeppesen, 2003) sollte diese These erhärtet werden. Die Autoren gingen davon aus, dass eine Erhöhung der

Umgebungstemperatur zu einer erhöhten Schwimmaktivität führen würde. Die Ergebnisse der Studie zeigten jedoch weder eine höhere Schwimmaktivität noch ein vermehrtes Eintauchen des Kopfes in Wasser bei Nerzen mit steigender Umgebungstemperatur. Die Autoren gehen daher davon aus, dass Nerze Wasser nicht zur Thermoregulation verwenden. Es wird jedoch darauf hingewiesen, dass die Verdunstung des Wassers aus dem feuchten Pelz nach dem Tauchen zu einem Wärmeverlust führen kann (Hansen und Jeppesen, 2003). Letztgenannte Studie wurde vom „Danish Fur Breeders Research Centre“ (Dänisches Pelzzucht – Forschungszentrum) finanziert. Bereits 2002 fanden Korhonen und Niemelä heraus, dass der Sommerpelz von Nerzen wesentlich langsamer (60 Minuten) trocknet, als der Winterpelz (20 Minuten). Dieser Unterschied ist auf eine andere Haarstruktur und die schützende Ölschicht im Winterpelz zurückzuführen. Die langsame Trocknung des Sommerpelzes kann für Nerze von Vorteil sein, da sie eine effektive, lang anhaltende Kühlung des Tieres bei warmem Klima erlaubt (Korhonen und Niemelä, 2002). Diese Studie wurde von der Oiva Kuusisto Foundation und dem Landwirtschaftlichen Forschungszentrum von Finnland finanziell unterstützt.

1.2.6. Wasserqualität und Hygiene der Badebecken

Stellt man in Gefangenschaft gehaltenen Nerzen Schwimmbecken zur Verfügung, ist darauf zu achten, dass von diesen Wasserbecken keine Gesundheitsgefährdung für die Tiere durch eine mikrobielle Verunreinigung des Wassers ausgeht. Tiere scheiden mit ihren Exkrementen pathogene Keime aus. Wenn die Tiere in ihre Schwimmbecken koten und urinieren können sich krankmachende Keime wie Enterobakterien im Wasser halten und unter Umständen sogar vermehren. Somit wäre das Badewasser eine potentielle Infektionsquelle für die Tiere (Müller/Schlenker 2004).

Um zu beurteilen unter welchen Bedingungen das Badewasser der Nerze als hygienisch sauber einzustufen ist, können u.a. die Trinkwasserverordnung und die Richtlinie für Badegewässer als Vergleichswerte herangezogen werden, da keine spezifischen Bestimmungen für Pelztiere vorliegen. Laut der Trinkwasserverordnung aus dem Jahr 2001 (TrinkwV), Anlage 1, wird Trinkwasser, das für den menschlichen Verbrauch oder für Lebensmitteltriebe verwendet wird, grundsätzlich auf die folgenden Indikatorkeime für fäkale Verunreinigung getestet: *Escherichia coli* (*E. coli*), Enterokokken und coliforme Bakterien.

Laut Bergeys Manual of Determinative Bakteriologie ist die Familie der Enterobacteriaceae der Familie fünf zuzuordnen, zu der u.a. auch die Familie der Pasteurellaceae und die der Vibrinoaceae gehören. Bei diesen Familien handelt es sich um gramnegative fakultativ anaerobe Stäbchenbakterien. Hinsichtlich ihrer Pathogenität für den Menschen und andere Säugetiere kann man laut Ewing (1986) die Familie der Enterobacteriaceae in zwei Gruppen einteilen:

Gruppe A: Serotypen von *Escherichia coli*, *Shigella*, *Salmonella*, *Yersinia enterocolitica*; können weitgreifende Epidemien auslösen

Gruppe B: *Escherichia*, *Edwardsiella*, *Citrobacter*, *Klebsiella*, *Enterobacter*, *Serratia*, *Proteus*, *Yersinia*; können begrenzte Ausbrüche von Diarrhoe hervorrufen (hauptsächlich beim Menschen) (Rolle und Mayr, 1993).

Beim Nerz finden sich häufig *E. coli* und *Salmonella ssp.* bei Durchfallgeschehen (Wenzel, 1987; Wenzel und Berestov, 1987; Bis-Wenzel, 1997; Vulfson, 1999). Salmonellen sind gramnegative, sporenlose Stäbchenbakterien. Aufgrund ihrer Begeißelung haben sie eine gewisse Beweglichkeit. Sie befallen den Darmtrakt von Menschen und Tieren und rufen schwere Enteritiden hervor. Mit dem Kot erfolgt die Ausscheidung in die Umwelt, wo sie vermehrungsfähig und sehr lange haltbar sind (Rolle und Mayr, 1993). Sie haben großes zoonotische Potential, eine Übertragung von Tier zu Mensch, auch via Lebensmittel, ist möglich (La Roche, 1987). In Nerzfarmen werden Salmonellen häufig gefunden (Wenzel 1987, Wenzel und Berestov 1987). In einer von Bis-Wenzel et. al. (1997) durchgeführten Studie konnten v.a. *S. enteridis*, *S. dublin* und *S. typhimurium* aus den Excrementen der Tiere isoliert werden.

Der Grenzwert von 0/100 ml (Anzahl pro 100 ml) darf laut Trinkwasserverordnung für *E. coli*, Enterokokken und coliforme Bakterien in Wasser das für den menschlichen Gebrauch bestimmt ist, nicht überschritten werden. Auch laut den „Guidelines for Drinking-Water Quality“ (Richtlinien für Trinkwasser-Qualität) der WHO (World Health Organisation) von 2006 soll in Trinkwasser *E. coli* überhaupt nicht nachweisbar sein. Bei Wasser, das für die Abgabe in Flaschen bestimmt ist, dürfen die oben genannten Keime sowie *Pseudomonas aeruginosa* ebenfalls nicht enthalten sein (Grenzwert 0/250 ml). Die Koloniezahl darf bei 22 °C 100 Kolonien/ml, bei 36 °C 20 Kolonien/ml nicht überschreiten. Bei der Bestimmung der (Gesamt)-Koloniezahl werden nicht sämtliche im Wasser vorhandenen Keime erfasst, sondern nur die, die bei vorgegebener Inkubationszeit auf Nährböden bei 36°C sichtbare

Kolonien bilden. Daher ist die Bezeichnung Gesamtkolonienzahl nicht korrekt (Müller/Schlenker 2004). Es handelt sich hierbei sowohl um nicht-pathogene (ubiquitäre), als auch um pathogene Keime. Eine hohe (Gesamt)-Koloniezahl tritt z.B. bei starker fäkaler Verschmutzung des Wassers, aber auch nach starkem Regen (-> Keime aus der Luft) auf.

Bislang gibt es für die Anforderungen an Tränkewasser keine verbindlichen Standards. Die Tränkewasserqualität sollte sich jedoch an den Anforderungen der TrinkwV orientieren. Müller und Schlenker (2004) machen folgenden Vorschlag für die Beurteilung von Tränkewasser: Wasser mit einer Koloniezahl von < 100 KBE/ml und koliformen Keimen von < 10 KBE/100 ml sollte als tauglich beurteilt werden. Wasser mit einer Koloniezahl von > 10.000 KBE/ml und koliformen Keimen von > 100 KBE/100 ml wird dagegen als untauglich angesehen. Wasser mit einem *E. coli* Gehalt von > 10 KBE/100 ml sei ebenfalls untauglich. Für Jungtiere werden niedrigere Grenzwerte angegeben.

Im Anhang 1 der Richtlinie 2006/7/EG über die Qualität der Badegewässer sind folgende Grenzwerte für eine ausreichende Qualität von Binnengewässern angegeben: Intestinale Enterokokken 330 KBE/100 ml und *E. coli* 900 KBE/100 ml.

1.2.7. Blutparameter und Gesundheitsbeurteilung bei Nerzen

Um den Gesundheitszustand der Nerze zu beurteilen, kann man Blut- und Stoffwechselfparameter sowie die Gewichtsentwicklung (Brand, 1989; Damgaard, 1996; Hansen, 1998; Skovgaard, 1997; Wenzel, 1984) messen, als auch die Häufigkeit des Vorkommens von Infektionskrankheiten und/oder Verletzungen sowie die Pelzqualität betrachten (Gugolek, 2001; Henriksen, 1996; Wenzel und Berestov, 1987).

Das Blutbild gibt wertvolle Hinweise auf den Gesundheitszustand von Pelztieren (Wenzel und Berestov, 1987). So ist die Anzahl der Erythrozyten bei Vorliegen einer Anämie erniedrigt, ebenso der Hämatokrit und das Hämoglobin. Sind diese Parameter erhöht, ist dies ein Hinweis auf Dehydratation der Tiere. Um die Funktion der Erythrozyten zu überprüfen, betrachtet man die Parameter MCV (Mean Corpuscular Volume), MCH (Mean Corpuscular Hemoglobin), MCHC (Mean Corpuscular Hemoglobin Concentration) und RDW (Red Cell Distribution Width). MCV beschreibt den Volumeninhalt, MCH den Hämoglobingehalt des Einzelerythrozyten. MCHC ist als mittlerer, zellulärer Hämoglobingehalt definiert. Anhand

der RDW lässt sich auf die Verteilungshäufigkeit der Erythrozytenvolumina schließen, sie ist also ein Maß für Anisozytose. Niedrige Thrombozytenzahlen deuten auf eine Blutungsneigung hin. Ist die Anzahl an Leukozyten zu hoch, spricht dies für das Vorliegen einer Infektion, Allergie oder Leukämie, auch Stress treibt die Leukozytenzahl nach oben. Ist sie hingegen erniedrigt, ist die Immunabwehr gestört. Genaure Schlüsse darüber lässt das Differentialblutbild zu, dass die Leukozyten im Einzelnen darstellt (Granulozyten, Lymphozyten und Monozyten) (Brand, 1989; Wenzel, 1984; Wenzel, 1987; Wenzel und Berestov, 1987).

Folgende Normalwerte werden für die Blutparameter bei Nerzen angegeben (gemessen im Plasma, teilweise aus Mischblut aus der Krallen) (Brand, 1989; Wenzel, 1984; Wenzel, 1987; Wenzel und Berestov, 1987).

- Erythrozyten: $6,47 \times 10^{12}/l$ bis $10,29 \times 10^{12}/l$, im Mittel Rüden $9,12 \times 10^{12}/l$, Fähen $8,94 \times 10^{12}/l$.
- Hämatokrit: 249 l/l bis 640 l/l im Mittel Rüden 572 l/l, Fähen 581 l/l.
- Hämoglobin: 5,98 mmol/l bis 13,39 mmol/l, im Mittel Rüden 12,04 mmol/l, Fähen 12,14 mmol/l.
- Leukozyten: $2,56 \times 10^9/l$ bis $10,29 \times 10^9/l$, im Mittel bei Rüden $5,75 \times 10^9/l$, bei Fähen $6,39 \times 10^9/l$.
- Thrombozyten: $458 \times 10^9/l$ bis $826 \times 10^9/l$, im Mittel bei Rüden $646 \times 10^9/l$, bei Fähen $678 \times 10^9/l$.

Die Untersuchung einzelner Stoffwechsel-Parameter lässt ebenfalls Rückschlüsse auf den Gesundheitszustand von Pelztieren zu (Wenzel und Berestov, 1987). So spricht z.B. ein Anstieg der Cholesterolverte im Blutplasma für eine Schädigung der Leber. Auch niedrige Cholesterolverte weisen auf eine Gesundheitsstörung hin, z.B. auf Nephrose, Ileus oder Panthotensäuremangel, sie kommen aber auch bei längerer Nahrungskarenz vor. Auch die Betrachtung leberspezifischer Enzyme wie der AST (Aspartat-Amino-Transferase ist für die Beurteilung des Gesundheitszustandes von Nerzen wichtig. Nerze neigen in Gefangenschaft zur Fettleber (Seimiya 1988). Erhöhte AST-Werte treten bei einer Zerstörung der Leber, aber auch bei einem Myocardinfarkt auf. Auch die Messung der Gallensäuren ist in diesem Zusammenhang sinnvoll, da eine Erhöhung ebenfalls für eine Störung des Leberstoffwechsels spricht. Des Weiteren lohnt die Betrachtung der Triglyceride. Erhöhte Blutfette geben Hinweis auf Stoffwechselstörungen wie Diabetes mellitus, Hypothyreose oder starke

Nierenfunktionsstörungen (Brand, 1989; Hoffmann-La Roche, 1987). Folgende Normalwerte sind in der Literatur für Stoffwechselfparameter bei Nerzen zu finden (gemessen im Plasma, teilweise aus Mischblut aus der Kralle) (Brand, 1989; Wenzel, 1984; Wenzel und Berestov 1987, Fowler und Miller, 1994). Für Gallensäuren werden in der Literatur keine Referenzwerte genannt.

- Cholesterol: 206 – 240 mg/dl
- AST: 67 +/- 13,7 U/l
- Triglyceride: 92 – 97 mg/dl

Auch der Ernährungszustand und die Gewichtsentwicklung geben wertvolle Hinweise auf das Vorliegen einer chronischen Erkrankung. Verlangsamte Gewichtszunahme lässt auf unzureichendes oder unzureichendes Futter oder das Vorliegen einer anderen inneren Krankheit schließen (Wenzel und Berestov, 1987).

Infektionen sind durch Mikroorganismen (Viren, Bakterien, Protozoen, Pilze) hervorgerufene Krankheiten, die von Tier zu Tier übertragen werden können. Häufig beim Nerz vorkommende Virusinfektionen sind z.B. die durch einen Parvovirus hervorgerufene Aleutenkrankheit (Plasmazytose), die durch einen Paramyxovirus verursachte Staupe und die ebenfalls auf einen Parvovirus zurückzuführende Viruserteritis. Die häufigsten bakteriellen Infektionen beim Nerz sind die Salmonellose und die Pseudomonadiose. Außerdem kommen u.a. Infektionen mit Pasteurellen, Streptokokken, Staphylokokken vor (Wenzel und Berestov, 1987).

Vor allem Verletzungen der Haut treten bei in Gruppen gehaltenen Nerzen häufig auf (Wenzel, 1987). Sie können Folge von Bisschäden durch Artgenossen, resultierend aus Rangordnungskämpfen sein. Jedoch neigen einige Nerze auch zum sog. Fellfressen („fur chewing“). Hierbei befressen die Tiere das eigene Fell oder das der Artgenossen. Eine genetische Prädisposition dieser Verhaltensstörung wird vermutet (Wenzel, 1987; De Jonge, 1988, Malmkvist und Hansen, 1997; Malmkvist, 1999). Der wirtschaftliche Nutzen des Nerzes resultiert aus der Qualität seines Pelzes. Die meisten Fellfehler werden durch Mängel bei Haltung und Fütterung verursacht, auch die Erbanlagen eines Tieres spielen im Bezug auf die Qualität seines Pelzes eine große Rolle (Wenzel, 1987; Hansen, 1998; Børsting, 1999; Uzenbaeva, 1999). Der Zeitpunkt des Pelzens hat ebenfalls einen Einfluss auf die Pelzqualität (Møller 2003).

1.2.8. Beurteilung von Stress bei Nerzen

Stress ist definiert als Zustand erhöhter Aktivität des Endokriniums und Vegetativums mit diffuser Erregung des Sympathikus als Reaktion auf heftige, die Integrität des Organismus attackierende Reize (La Roche 1987). Es kommt zu einer vermehrten Kortisolausschüttung, und als Folge darauf zur Mobilisierung schnell verfügbarer Energie und einer Steigerung des Blutdrucks und der Herzfrequenz (Silbernagl/Despopulus 2001). Bei chronischem Stress und einer hieraus resultierenden dauerhaften Erhöhung des Kortisols kann die Fortpflanzungsleistung, das Wachstum und die Immunkompetenz eines Individuums negativ beeinträchtigt werden (Sapolsky 1992).

Üblicherweise wird das Ausmaß der Stressbelastung durch Bestimmung des Plasmakortisolspiegels eines Individuums ermittelt (Döcke 1994). Die bei Tieren zur Blutentnahme notwendige Fixation sowie das vorherige Einfangen und Handling der Tiere stellen allerdings eine nicht zu missachtende Stressbelastung für das Tier dar. Dadurch kann es zu einer Verfälschung der Messergebnisse kommen. Daher wurden am Institut für Biochemie der Veterinärmedizinischen Universität Wien neue Analysemethoden entwickelt, die es möglich machen, Kortisolmetaboliten nicht-invasiv, d.h. ohne Beeinträchtigung der Tiere, zu messen. Die Bestimmung erfolgt anhand der mit dem Kote der Tiere ausgeschiedenen Kortisol-Metaboliten (Palme & Möstl 1997, Palme et al. 1999). Das Ausscheidungsmaximum der Kortisol-Metaboliten erscheint zeitlich verzögert um einen Tag nach Belastung/ Stress im Kot.

1.2.9. Rechtliche Vorgaben

Die Bewertung der Farmzucht in Hinblick auf den Tierschutz hat in den letzten 10 Jahren einen deutlichen Wandel erfahren: Das „Gutachten zur tierschutzgerechten Haltung von Pelztieren“ des damaligen BML aus dem Jahr 1986 stellte fest, dass „...eine Haltung dieser Tiere unter Farmbedingungen nicht grundsätzlich abzulehnen ist. Die Gehegegestaltungen überfordern die Anpassungsfähigkeit dieser Tierarten an die Haltungsbedingungen nicht“.

Bis zum Jahr 2006 lagen für die Haltung von Pelztieren keine besonderen Tierschutzregelungen in Deutschland vor. Die allgemeinen Anforderungen ergaben sich aus dem Tierschutzgesetz und der „Empfehlung in Bezug auf Pelztiere“ des ständigen Ausschusses des Europäischen Übereinkommens zum Schutz von Tieren in landwirtschaftlichen Tierhaltungen (1999). In den Europaratsempfehlungen wird keine

Aussage hinsichtlich der Notwendigkeit einer Schwimmgelegenheit für Nerze gemacht, es wird jedoch ausdrücklich auf Forschungsbedarf in dieser Hinsicht hingewiesen. Gemäß §2 des deutschen Tierschutzgesetzes in der Fassung vom 21. Dezember 2006 „muss, wer ein Tier hält, betreut oder zu betreuen hat, das Tier seiner Art und seinen Bedürfnissen entsprechend angemessen ernähren, pflegen und verhaltensgerecht unterbringen. Außerdem darf die Möglichkeit des Tieres zu artgemäßer Bewegung nicht so eingeschränkt werden, dass dem Tier Schmerzen oder vermeidbare Leiden oder Schäden zugefügt werden.“

Die Anforderungen an das Halten von Pelztieren wurden schließlich in der 3. Änderung der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung vom 30.11.2006 präzisiert, damit gelten erstmals rechtsverbindliche Haltungsanforderungen für sämtliche Pelztierarten in Deutschland. Für Nerze und Iltisse ist eine Mindestfläche von einem Quadratmeter pro adultem Tier oder abgesetztem Jungtier vorgeschrieben, wobei eine Mindestfläche der Haltungseinrichtung von drei Quadratmeter nicht unterschritten werden darf. Die Haltungseinrichtungen müssen eine Mindesthöhe von einem Meter aufweisen, der Boden muss dabei mindestens zur Hälfte planbefestigt sein. Die Haltungseinrichtungen dürfen nicht übereinander angeordnet sein. Des Weiteren müssen die Haltungseinrichtungen mit einer Plattform je Tier und Vorrichtungen zum Klettern ausgestattet sein. Bei Haltungseinrichtungen für Nerze ist darüber hinaus ein Schwimmbecken mit einer Oberfläche von mindestens einem Quadratmeter und einer Wassertiefe von mindestens 30 cm vorgeschrieben. Weder das Schwimmbecken noch der ebenfalls vorgeschriebene Nestkasten darf auf die oben genannte Mindestgrundfläche angerechnet werden. Nestkästen müssen eingestreut werden, außerdem muss auch außerhalb des Nestkastens Beschäftigungsmaterial angeboten werden. Jungtiere dürfen erst ab einem Alter von neun Wochen abgesetzt und nicht einzeln gehalten werden, bis sie ausgewachsen sind. Allerdings gibt es gestaffelte Übergangsfristen. Für die Größe der Käfige (§ 28, Abs. 5) gilt eine Übergangsfrist bis zum 11. Dezember 2011, für die Innenhöhen (§ 28, Abs. 6), Bodenbeschaffenheit (§ 28, Abs. 7) und die Ausgestaltung der Käfige (Plattform, Schwimmbecken) (§ 28, Abs. 8, Satz 1 Nr. 1 – 3) gilt eine Übergangsfrist bis zum 11. Dezember 2016.

Die deutsche Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung erfüllt damit viele Anforderungen aus den Europaratsempfehlungen zur Pelztierhaltung und geht insbesondere im Hinblick auf die Größe und Ausgestaltung der Haltungseinrichtungen im Anhang A auch darüber hinaus.

2. Tiere, Material und Methoden

Die Förderung des Projektes erfolgte aus Mitteln des Bundesministeriums für Ernährung, Landwirtschaft und Verbraucherschutz (BMELV) über die Bundesanstalt für Landwirtschaft und Ernährung (BLE). Die Studie wurde unter dem Aktenzeichen 514.33.21/03HS061 als Tierversuch bei der Regierung von Oberbayern angezeigt.

Im ersten Teil der Studie (Teil A) sollten grundlegende Fragestellungen geklärt werden. Hauptaugenmerk dieses Teils bestand darin, festzustellen, ob Wasserbecken, die zum Schwimmen geeignet sind von den Nerzen angenommen werden und wenn ja, welche Form, Größe oder Tiefe der angebotenen Varianten bevorzugt aufgesucht wird. Weiter wurden die Verhaltensweisen, die von den Tieren im bzw. am Wasser gezeigt wurden, evaluiert und anschließend mit den restlich gezeigten Verhaltensweisen ein Tagesaktivitätsprofil erstellt.

Im zweiten Teil (Teil B) wurden die gewonnenen Erkenntnisse bezüglich des geeigneten Wasserbeckens für die Volierenhaltung und somit für die kommerzielle Nerzhaltung umgesetzt. Da sich die Tiere, die von einer deutschen Farm zur Verfügung gestellt und für den Teil B der Studie aufgestellt wurden, in einem schlechten Allgemeinzustand befanden wurde dieser Teil im darauffolgenden Jahr mit der eigenen Nachzucht wiederholt. In diesem Teil C der Studie wurden die gleichen Parameter wie in Teil B erhoben, zusätzlich wurden noch Daten zum Verhalten des Muttertieres ab dem Zeitpunkt der Geburt bis zum Absetzen der Jungtiere aufgenommen.

2.1. Teil A

2.1.1. Tiere und Kennzeichnung

Für das Projekt wurden amerikanische Nerze (*Neovison vison*) aufgestellt, die von einer polnischen Pelztierfarm bezogen wurden. Die Tiere wurden vom Muttertier mit neun Wochen abgesetzt und in der 13. Lebenswoche in das Versuchsgehege eingesetzt. Dabei wurden beide Versuchsgruppen zufällig zusammengesetzt, wobei auf ein ausgewogenes Geschlechterverhältnis (Gruppe A: 11 Fähen, 9 Rüden; Gruppe B: 10 Fähen, 10 Rüden) geachtet wurde. Es wurden Tiere verschiedener Farbschläge, nämlich Demi-Buff, Pearl und Silverblue gehalten. Um einzelne Tiere eindeutig identifizieren zu können, wurde eine Kennzeichnung mittels Transponderchip (HDX – Half Duplex Datenübertragungstechnik RFID-System, Texas Instruments) vorgenommen.

2.1.2. Versuchsaufbau und Versuchsareal

2.1.2.1. Versuchsort und Freigehege

Von Anfang Juli 2007 bis Anfang Dezember 2007 fand auf dem Gelände der Ludwig-Maximilians-Universität München der Teil A (Grundlagenforschung) statt. Der Versuchsdurchgang erfolgte im Doppelansatz mit je 20 Tieren pro Gehege (Gruppe A und B). Das Versuchsdesign wurde an die Ergebnisse der Literaturrecherche und einer Expertenbefragung angepasst.

Den Tieren standen zwei identisch aufgebaute Freilandareale zur Verfügung (siehe Abb. 2). Das gesamte Areal verfügt über eine Grundfläche von ca. 580 m², welches in zwei nahezu identische Versuchsareale mit je ca. 290 m² untergliedert wurde (siehe Abb. 2 und 3). Die Gehege waren als Freilandareale konzipiert um das Verhalten und die Gesundheit der Tiere in möglichst naturnaher Umgebung beobachten und evaluieren zu können.

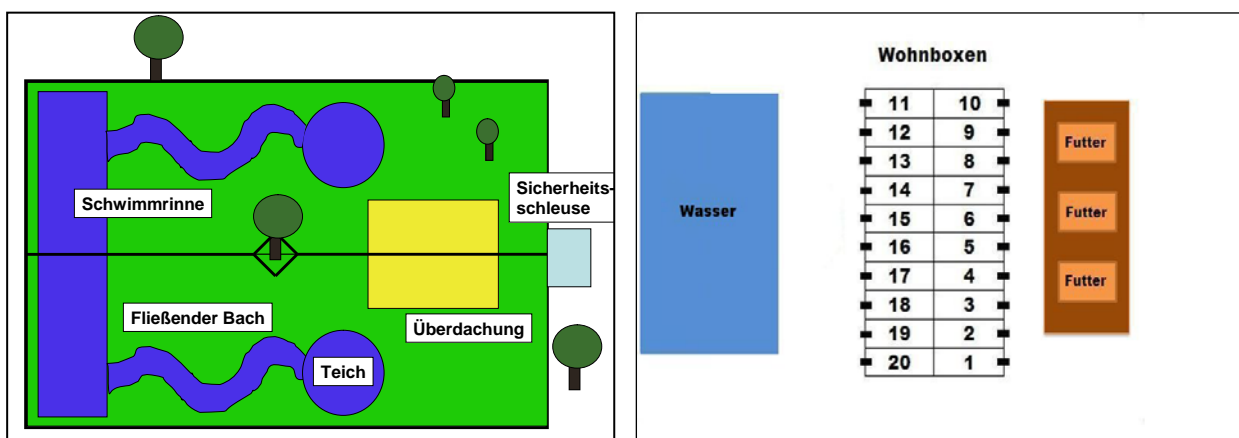


Abbildung 2: Skizze des Freilandareals in der Übersicht (links) und den Wohnboxen unter der Überdachung eines Gehegeteils im Detail (rechts). Beide Skizzen nicht maßstabsgerecht.

Die Gehege wurden mit Maschendraht umzäunt, der Boden wurde ebenfalls mit Maschendraht ausgelegt um ein Durchgraben zu verhindern. Auf dem Drahtgeflecht am Boden wurde eine ca. 20 cm dicke Schicht Rindenmulch verteilt. Der Zaun bestand im unteren Teil (1 m) aus engmaschigem Draht und im oberen Bereich (1 m) aus glattem Blech mit einem zusätzlichen ca. 30 cm breiten Überwurf aus Blech, um die Nerze am Herausklettern zu hindern. Zusätzlich wurde ein stromführender Draht an den oberen Kanten des Zaunes angebracht, um ein Entweichen der Nerze zuverlässig zu verhindern. Der Zugang zum Gehege erfolgte über eine Sicherheitsschleuse.



Abbildung 3: Überblick über die beiden Freilandareale (linkes Bild) und Foto der Wohnboxen mit Überdachung der Gruppe A (rechtes Bild).

Den Nerzen standen pro Gruppe 20 auf einem Fundament mit ca. 30 cm Höhe angebrachte Wohnboxen zur Verfügung (siehe Abb. 4). Das entsprach einem Tier-Wohnbox-Verhältnis von 1:1. Die Kästen hatten eine Größe von je 35 cm x 35 cm x 30 cm (Fläche ca. 0,12 qm/Box) und konnten durch ein Rohr (ca. 10 cm Durchmesser) von den Nerzen betreten werden. In einem Freilandareal waren außen an den Rohren die Antennen der Elektronischen Steuereinheit angebracht. Die Wohnkästen wurden unter einer Überdachung (6 m x 5 m je Areal) im vorderen Teil des Geheges aufgestellt, damit sie vor widrigen Witterungseinflüssen wie Regen und direkter Sonneneinstrahlung geschützt waren. Alle Wohnboxen waren eingestreut.

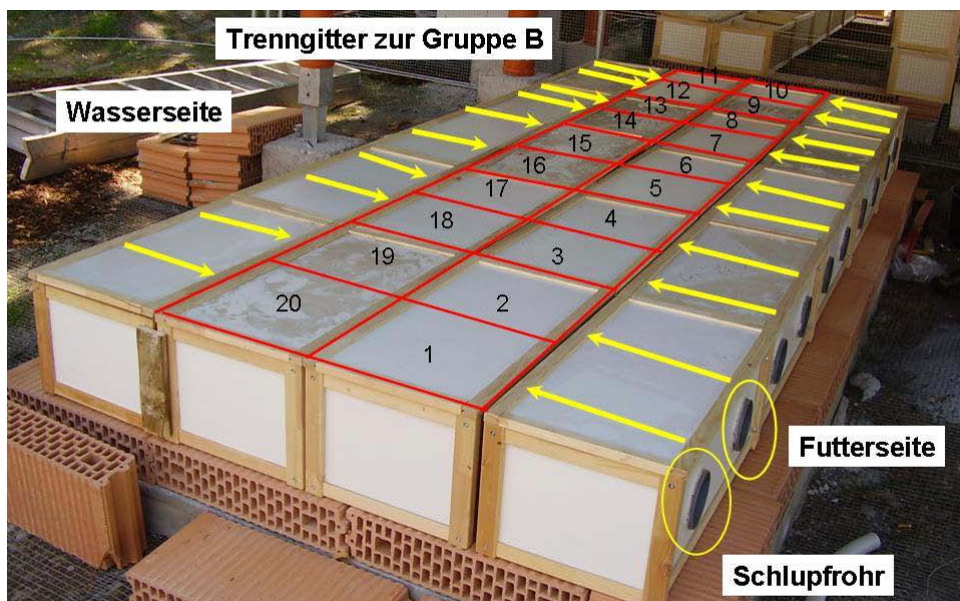


Abbildung 4: Wohnkästen der Gruppe A. Wohnboxen 1-10 sind der Futterstelle zugewandt (Futterseite), Wohnboxen 11 – 20 sind den Wasserbecken zugewandt (Wasserseite).

2.1.2.2. Fütterung und Tränke

Die Nerze wurden mit handelsüblichem, kommerziell hergestelltem Nerzfutter gefüttert. Das tiefgefrorene Futter wurde über Nacht aufgetaut und in zwei Portionen (Juli – September), bzw. einer Portion (Oktober – Dezember) verfüttert. Die Umstellung auf einmal tägliche Fütterung erfolgte, da die Tiere das morgens angebotene Futter nicht mehr annahmen und dasselbe regelmäßig weggeworfen werden musste. Zur Fütterung wurden speziell angefertigte „Futtertische“ verwendet (siehe Abb. 5).



Abbildung 5: Am Lehrstuhl für Tierschutz, Verhaltenskunde, Tierhygiene und Tierhaltung angefertigte Futtertische für die Fütterung der Nerze.

Die Gitter, auf denen der Futterbrei verteilt wurde, waren auf Holzgestellen ca. 30 cm vom Boden entfernt angebracht, damit die Nerze das Futter von der Unterseite des Gitters aufnehmen konnten, wie dies auf Pelztierfarmen üblich ist. Dadurch wird ein zu schnelles Verderben (Luftzutritt von allen Seiten) und eine Verunreinigung des Futters durch Kot und Urin der Tiere sowie ein Verkleben des Fells mit Futterbrei verhindert. Pro Areal standen drei Futterplätze zur Verfügung. Zur Wasserversorgung wurden den Nerzen pro Areal vier Nippeltränken angeboten, die täglich mit frischem Wasser befüllt wurden. Zusätzlich konnte der Trinkwasserbedarf durch die Wasserbecken gedeckt werden.

2.1.2.3. Wasserbecken

In den beiden Arealen wurden den Nerzen je drei verschiedene Wasserbereiche angeboten, die sich in Form, Tiefe und Fläche unterschieden. Es standen eine rechteckige „Schwimmrinne“ (Wasseroberfläche ca. 20,5 m², Tiefe ca. 30 cm), ein runder „Teich“ (Wasseroberfläche 4,9 m², Tiefe ca. 80 cm) und ein fließender „Bach“ (Länge ca. 10 m, Tiefe

3-4 cm mit zwei gumpenartigen Vertiefungen von ca. 10 cm) zur Verfügung. Der Bachlauf stellte dabei die Verbindung zwischen Teich und Schwimrinne her (siehe Abb. 6). Die angebotenen Wasserflächen waren innerhalb eines Areals über eine Pumpe miteinander verbunden, um das Fließen des Bachlaufs zu ermöglichen.



Abbildung 6: Übersicht über die Wasserbecken (links). Blick von der Schwimrinne über den Bachlauf zum Teich (rechts) (beide Gruppe A).

2.1.3. Methoden

Tabelle 4 gibt einen Überblick über das Versuchsdesign.

Tabelle 4: Zeitpunkte der Datenerhebungen von der 12. bis zur 31. Lebenswoche

Legende: **DB:** Direktbeobachtung; **VB:** Videobeobachtung; **ELS:** Elektronische Steuereinheit; **GB:** Gesundheitsbeurteilung.

	Lebenswoche																		
	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31

DB		X		X						X				X				X	
VB		X		X						X				X				X	
ELS	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
Blutentnahme	X										X								X
Gewicht	X		X		X		X		X		X		X		X		X		X
GB	X		X		X		X		X		X		X				X		X
Kotproben		X		X						X				X				X	
Wasserqualität		X				X	X	X	X	X				X	X	X	X	X	
Wassertemp.	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
Aussentemp.	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
Luftfeuchte	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X

2.1.3.1. Verhaltensbeobachtungen

Die Beurteilung des Tierverhaltens erfolgte mittels Direkt- und Videobeobachtung. Den Nerzen wurde zwei Wochen Zeit gelassen, um sich mit den verschiedenen Wasserbecken vertraut zu machen und sich an das Gehege zu gewöhnen. Es wurde fünfmal jeweils in ca. einmonatigem Abstand an sieben aufeinander folgenden Tagen beobachtet.



Abbildung 7: Verhaltensbeobachtungen: Links: Nerz am Wasser (hier: Teich). Rechts: Nerz im Wasser (hier Schwimmrinne).

Direktbeobachtung

Um vor Ort einen Überblick über das Verhalten der Tiere an den verschiedenen Wasserbecken zu erhalten, wurde jeweils eine Woche pro Monat eine Direktbeobachtung durchgeführt. Die Tiere wurden dazu an jeweils sieben aufeinander folgenden Tagen eine Stunde morgens und abends beobachtet. Dazu wurde jeweils kurz vor und nach der Morgen- bzw. Abenddämmerung beobachtet. Ab der 22. Lebenswoche wurde zunächst die Hauptaktivitätszeit der Tiere mittels der elektronischen Steuereinheit festgestellt und dann die Beobachtungszeit in dieses Zeitintervall gelegt. Die Direktbeobachtung wurde mit der „Scan Sampling“ Methode nach Martin und Bateson (1993) durchgeführt. Alle 2,5 min wurden die Verhaltensweisen der Tiere nach den in Tabelle 5 dargestellten Kriterien erfasst (vgl. auch Abb. 7). Dies entspricht einer Beobachtungszeit von 14 Stunden pro Beobachtungswoche und einer Gesamtbeobachtungszeit von 70 Stunden bis zum Versuchsende. Dabei wurden beide Gruppen parallel von einem ca. 2 m hohen, unmittelbar hinter dem Gelände aufgebauten, Gerüst aus beobachtet (Abbildung 3, linkes Bild). Dieser Standort erlaubte zwar eine gute Übersicht über das Gelände, insbesondere über die Vorgänge an den verschiedenen Wasserbecken, jedoch konnte nicht das gesamte Areal überblickt werden. So konnten Nerze

in und hinter den Wohnkästen, sowie hinter den Bäumen nicht mit der Direktbeobachtung erfasst werden.

Tabelle 5: Aufstellung der Verhaltensweisen für die Verhaltensbeobachtung.

Aktivität	Definition:
am Wasser	
an der Schwimrinne	min. 1 Pfote auf Betonrand oder auf Ast
in der Schwimrinne	alle 4 Pfoten im Wasser
am Bach	min. 1 Pfote auf Betonrand
im Bach	alle 4 Pfoten im Wasser
am Teich	min. 1 Pfote auf Betonring, Stufe oder Brett
im Teich	alle 4 Pfoten im Wasser
auf dem Gelände	
Sozial	Spielen/Kämpfen von min. 2 Tieren zusammen
Gehen/Stehen/Laufen	Bewegungsaktivität auf dem Gelände
Ruhe	Ruhen oder Schlafen, Tier liegt
Fressen/Trinken	
Graben	Scharren im Rindenmulch
Wälzen	im Rindenmulch
Klettern	4 Pfoten an der Umzäunung
Tragen	Gegenstände im Maul tragen

Videobeobachtung

Für die Videobeobachtung wurden pro Areal drei Kameras installiert, jeweils eine Kamera pro Wasserbereich. Die Aufnahmen erfolgten an jeweils sieben aufeinander folgenden Tagen vom Morgengrauen bis zur Abenddämmerung mit CCTV-Kameras (schwarz-weiß) in Echtzeit. Es kamen Time-Lapse-Videorecorder (Fa. Sony) und VHS-Videokassetten mit einer Laufzeit von 300 min (TDK HS 300) zum Einsatz. Die Anzahl der aufgenommenen Stunden variierte mit der Tageslichtlänge. Die exakten Aufnahmezeiten und -längen pro Tag sind in Tabelle 6 dargestellt. Da es sich mithilfe der Daten des Elektronischen Registrierungssystems im Laufe der Studie herausstellte, dass die Hauptaktivitätsphasen der Tiere vor Sonnenaufgang bzw. nach Sonnenuntergang lagen, wurden ab der 26. Lebenswoche Flutlichtstrahler (Firma Osram) eingesetzt, um Aufnahmen der Tiere auch in der Dämmerung zu ermöglichen. An insgesamt 35 Beobachtungstagen wurden 507,5 Stunden Videomaterial pro Kamera aufgenommen. Dies entspricht 3045 Stunden Videomaterial für alle sechs Kameras bis zum Versuchsende.

Tabelle 6: Aufnahmezeiten und -dauer der Videobeobachtung

Legende: LW: Lebenswoche.

Zeitraum	Aufnahmezeit		Dauer in Stunden
	Von	Bis	
14. LW	04:30 Uhr	21:30 Uhr	17
16. LW	06:00 Uhr	21:00 Uhr	15
22. LW	06:30 Uhr	20:00 Uhr	13,5
26. LW	05:00 Uhr	20:00 Uhr	15
30. LW	06:00 Uhr	18:00 Uhr	12

Es wurden von je drei Tagen pro Beobachtungswoche jeweils zwei Stunden in den Hauptaktivitätszeiten der Tiere ausgewertet. Dies entspricht 30 ausgewerteten Stunden pro Kamera, bzw. 180 ausgewertete Stunden insgesamt für alle sechs Kameras. Die Hauptaktivitätszeiten wurden mittels der Daten des Elektronischen Registrierungssystems festgelegt. Für die Auswertung wurden die Verhaltensparameter aus Tabelle 5, die sich auf die Wassernutzung beziehen, herangezogen. Die Auswertung erfolgte mittels „behaviour sampling“ und „continuous recording“ (Martin und Bateson, 1993). Die Zeiten, die jedes einzelne Tier am bzw. im Wasser (Schwimmrinne, Teich oder Bach) verbracht hat, wurden dazu mit Hilfe einer Stoppuhr gemessen. Gleichzeitig wurden die Kontakte der Nerze am bzw. im Wasser gezählt.

2.1.3.2. Aktometer

Um ein Aktivitätsprofil der Nerze erstellen zu können, kamen vier wasserfeste Mini-Aktometer der Firma Mini Mitter zum Einsatz. Diese sollten mit Nylongeschirren bzw. Kletthalsbändern an den Tieren befestigt werden. Dies geschah während der Blutentnahmen, wenn die Nerze in Narkose lagen, um ein gefahrenfreies Handling zu ermöglichen. Aufgrund des stromlinienförmigen Körperbaus, der Wendigkeit und der sehr scharfen Zähne der Nerze war es nicht, wie ursprünglich geplant, möglich, die Aktometer dauerhaft an den Tieren zu befestigen (siehe Abb. 8). Die Halsbänder bzw. die Nylongeschirre wurden innerhalb kürzester Zeit abgestreift bzw. zerbissen. Selbst die Befestigung mit Gewebekleber zeigte nicht die gewünschte Wirkung, da es unter dem Aktometer zu Veränderungen der Haut kam. In Tabelle 7 findet sich eine Übersicht, welche Tiere wann mit einem Aktometer ausgerüstet wurden. Der Tag, an dem die Aktometer befestigt wurden, kann nicht in die Auswertung einbezogen werden, da sich der Aktivitätsrhythmus der Tiere durch die Narkose verändert.



Abbildung 8: Oben: Befestigung der Aktometer mit Kletthalsband (links) und Nylongeschirr (rechts) am narkotisierten Tier. Unten: Abgestreiftes und zerbissenes Kletthalsband.

Das Aktometer verfügt über einen biaxialen piezoelektrischen Beschleunigungsmesser, wodurch die Bewegungen in zwei Ebenen aufgezeichnet werden können. Das Beschleunigungssignal - durch die Bewegung des Körpers produziert – wird gesammelt und dann digital integriert, um die gesamte Aktivität unter einer Signalkurve zu quantifizieren. Diese Information wird in eine Referenzskala von Datenpunkten umgewandelt, welche den Beschleunigungseinheiten entsprechen. Gemessen wird die Bewegung in Erdbeschleunigung (mG). Die Empfindlichkeit des Aktometers wurde auf 2,5 mG und eine Epochenlänge von 10 Sekunden eingestellt. Zur Auswertung wurden die Daten des Aktometers mit einem 9 pol-Sub-D-Stecker auf den PC übertragen.

Tabelle 7: Übersicht über die Tiere, die mit Aktometern ausgestattet wurden, sowie die Tragezeiten und –dauer.

Tier	Tragezeit		Tragedauer
Transpondernr.	Von	bis	Tage
131315	24.07.2007	27.07.2007	4
130530	24.07.2007	25.07.2007	2
130477	24.07.2007	27.07.2007	4
2629745	27.07.2007	30.07.2007	4
1845437	27.07.2007	30.07.2007	4
130914	27.07.2007	27.07.2007	1
2629714	27.07.2007	27.07.2007	1
1578100	30.07.2007	30.07.2007	1
2629556	30.07.2007	30.07.2007	1
130463	10.10.2007	10.10.2007	1
131318	10.10.2007	10.10.2007	1
131315	10.10.2007	10.10.2007	1
2629711	11.10.2007	12.10.2007	2
2629581	11.10.2007	12.10.2007	2
2629578	11.10.2007	12.10.2007	2
2629506	11.10.2007	12.10.2007	2

2.1.3.3. Elektronisches Registrierungssystem an den Wohnkästen

Um eine Aussage über die Nutzung der Wohnkästen und den Aktivitätsrhythmus der Nerze zu erzielen wurden alle Wohnkästen der Gruppe A (n=20) mit einem elektronischen Registrierungssystem ausgestattet, das an der TU Weihenstephan, Institut für Landtechnik, entwickelt wurde (siehe Abb. 9). Die Spezialantennen zur Tiererfassung waren jeweils am Anfang und Ende eines jeden Schlupfrohrs in den Wohnkästen angebracht. Mit der elektronischen Steuereinheit konnte sekundengenau individuell für jeden Nerz erfasst werden, ob er sich im Wohnkasten, im Schlupfrohr oder auf dem Gelände befand. Somit war eine Aussage über Ruhe- und Aktivitätsphasen, deren tageszeitlichen Schwankungen und deren Dauer möglich. Diese Daten wurden auch zur Festlegung der Auswertungszeiten der Videobeobachtung herangezogen. Des Weiteren sollte mittels des elektronischen Registrierungssystems geklärt werden, ob mehrere Nerze einen Wohnkasten nutzen und ob die Tiere bestimmte Wohnkästen zum Ruhen bevorzugen.

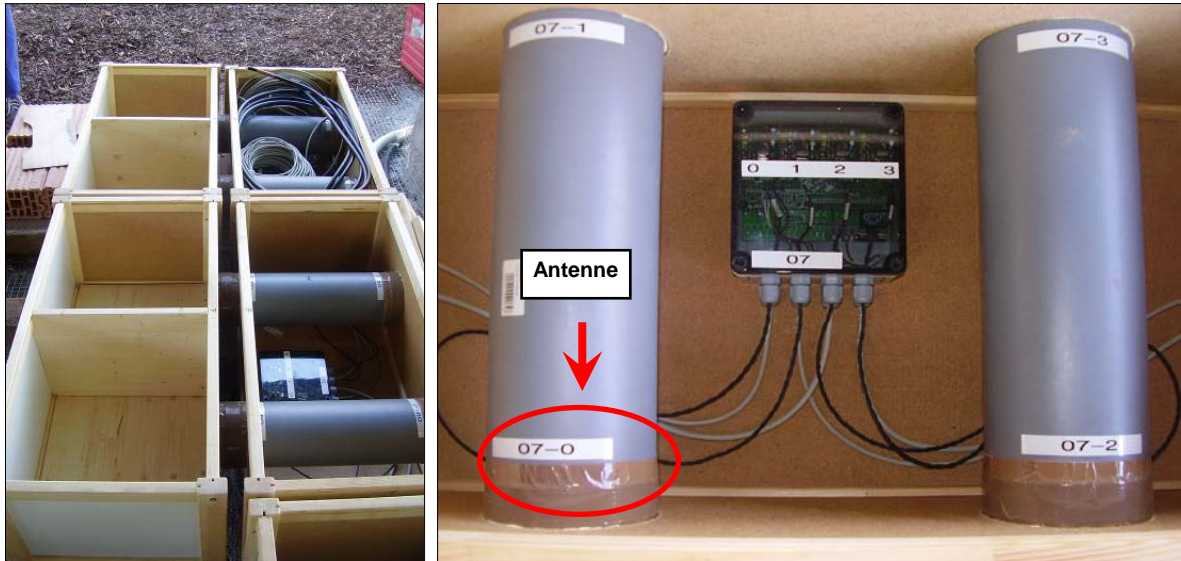


Abbildung 9: Links: Blick auf Schlupfrohre mit Antennen, die zu den Wohnkästen führen. Rechts: An den Schlupfrohren befestigte Antennen.

Dazu wurde eine Vierfachleseeinheit mit vier RF-Modulen, an die jeweils eine Antenne angeschlossen werden konnte, in die Rohre, die zu den Wohnkästen führen, eingebaut (siehe Abb. 9). Pro Rohr gab es jeweils eine Antenne am Anfang und eine Antenne am Ende des Rohres, direkt vor dem Wohnkasten. Damit konnten jeweils zwei Wohnkästen an eine Leseeinheit angeschlossen werden. Die Antennen konnten die Transponder, die den Tieren implantiert worden waren, ablesen und übertragen die individuelle Chipnummer der Tiere. Insgesamt kamen 10 Leseeinheiten zum Einsatz, die an einen Bus angeschlossen wurden. Die Vierfachleseeinheiten werden zentral von einem PC mit Hilfe der Software HDRC gesteuert (synchronisiert) und abgefragt. Alle Antennen werden zehnmal pro Sekunde gepulst, wodurch ein im Antennenfeld befindlicher Transponder bis zu zehnmal pro Sekunde ausgelesen werden konnte. Der jeweils zuletzt gelesene Transponder wurde so lange von der Vierfachleseeinheit gespeichert, bis die Information über das BUS-System abgerufen wurde. Jede Vierfachleseeinheit wurde einmal pro Sekunde über das BUS-System abgefragt und die gesendeten Daten am PC in eine Log-Datei geschrieben.

Zur Auswertung standen spezielle Softwarepakete zur Verfügung, die von der Landtechnik Weihenstephan für die Datenerfassung und die Steuerung der Leser entwickelt wurden. Alle von HDRC erfassten Daten wurden für jeden Tag in einer ASCII-Datei gespeichert. Dies bedeutet, dass keine Daten während der Erfassung gelöscht wurden und damit ein echter Rohdatensatz entstand, der immer wieder als Ausgangspunkt für nachfolgende Auswertungen

verwendet werden kann. Weitere Teile der Datenerfassung wurden mit Hilfe der Software IDC durchgeführt. Diese Software wurde im Rahmen der Masterarbeit von Thurner (2006) für Legehennen entwickelt und für die vorliegende Studie leicht modifiziert angewendet (siehe auch Thurner et al., 2008). Es wurden Grenzwerte bzw. Maximalwerte für bestimmte Ereignisse definiert und für die Auswertung der Daten anhand verschiedener Parameter festgelegt. Für die Wohnkästen sind dies die maximale Dauer von Leselücken an einer Antenne (bei allen Auswertungen 3 Sekunden) und die maximale Dauer für die Passage zwischen den zwei Antennen eines Schlupflochs (bei allen Auswertungen 90 Sekunden). Dabei führt IDC mit Hilfe von ersten Plausibilitätstests eine Teilauswertung durch, deren Hauptziel die Reduzierung der Daten ist. Die Daten wurden anschließend in eine Microsoft Access 2003 Datenbank überführt und dort final ausgewertet.

2.1.3.4. Gesundheit und Immunstatus der Tiere

Im Rahmen des Gesundheitsmonitorings erfolgten drei Blutentnahmen: die erste bei der Umstallung ins Freigehege in der 13. Lebenswoche, die anderen beiden in der 23. Lebenswoche und der 31. Lebenswoche. Es wurde ein komplettes rotes und weißes Blutbild mittels des automatischen Hämatologie-Analysegerätes scil VET abc (Veterinarian Animal Blood Counter, Fa. ABX Hématologie) erstellt, zusätzlich erfolgte eine Zählung bzw. Messung von einigen Blutwerten per Hand, um beide Bestimmungsverfahren miteinander vergleichen zu können. Gemessen wurden dabei Erythrozyten, Leukozyten, Thrombozyten, Hämatokrit, Hämoglobin, Cholesterin, Triglyceride, AST (Aspartat-Aminotransferase) sowie Gallensäure. Als Immunparameter wurde Immunglobulin G im Blutserum der Nerze mittels ELISA bestimmt.

2.1.3.5. Kotproben zur Bestimmung von Kortisol-Metaboliten

Die Sammelkotproben pro Gehege, bestehend aus je 10 Kothaufen wurden zu den Zeitpunkten, wie in Tabelle 4 beschrieben gesammelt. Die Proben wurden anschließend tiefgefroren gelagert und an der Veterinärmedizinische Fakultät in Wien von Herrn Prof. Palme auf Kot Kortisol-Metaboliten analysiert.

2.1.3.6. Körpergewicht, Pelzbeurteilung und Verletzungen

Ab der 13. Lebenswoche wurden die Nerze alle zwei Wochen einzeln in Lebendfallen gefangen, identifiziert und untersucht. Zur Bestimmung des Körpergewichtes wurden die

Nerze einzeln in den Lebendfallen auf einer Laboratoriumswaage gewogen. Im Zuge der Beurteilung wurde auf eventuelle Verletzungen geachtet. Falls erforderlich wurden die Tiere tierärztlich versorgt und ggf. von den übrigen Tieren in Krankencellen getrennt gehalten.

2.1.3.7. Wassertemperatur und –qualität

In der Zeit vom 01.08.07 bis zum 07.12.07 wurde täglich an mehreren Stellen die Wassertemperatur der Wasserbecken der Gehege gemessen und aufgezeichnet. Als Messgerät diente ein handelsübliches elektronisches Einstichthermometer.

Zu den in Tabelle 4 aufgeführten Probenzeitpunkten (Punkt „Wasserqualität“) wurde in beiden Gehegen je eine Wasserprobe aus den Wasserbereichen gezogen. Der Umfang der Sammelprobe belief sich auf jeweils 20 ml. Zur Bestimmung der Gesamtkeimzahl bzw. der Enterobacteriaceae wurden von jeder Verdünnungsstufe 100 µl auf Standard-Nährboden bzw. auf Gassner-Nährboden ausgespatelt und 24h bei 37°C inkubiert. Anschließend wurden die Kolonien ausgezählt und das Ergebnis in KBE/ml (Koloniebildende Einheiten pro ml) dokumentiert. Ein weiterer Milliliter der Sammelprobe wurde für eine Salmonellenanreicherung verwendet. Anschließend wurden die Verdünnungen auf Trübung untersucht (Trübung = Hinweis auf Salmonellen-Wachstum), auf Rambach-Nährboden ausgespatelt und inkubiert. Nachfolgend wurde die Anzahl der roten Kolonien mit hellem Hof (= Salmonellen) dokumentiert.

2.2. Teil B

2.2.1. Tiere und Kennzeichnung

Für den zweiten Teil des Forschungsprojektes wurden wiederum amerikanische Nerze (*Neovison vison*) aufgestellt, die dieses Mal von einer deutschen Nerzfarm bezogen wurden. Der Zukauf von Nerzen aus der gleichen polnischen Farm wie sie in Teil A verwendet wurden, war nicht möglich, da der Inhaber der Farm keine weiteren Tiere mehr für das Projekt verkaufen wollte. Die Tiere konnten erst in der 16. Lebenswoche bezogen werden, dabei standen 64 Fähen und 16 Rüden, alle mit dem Farbschlag Demi-Buff, zur Verfügung. Die Tiere wurden in acht Volieren mit jeweils vier Nerzen (3 Fähen, 1 Rüde) bzw. acht Volieren mit jeweils sechs Nerzen (5 Fähen, 1 Rüde) verteilt. Auch hier wurden die Nerze analog Teil A mit Transpondern zur individuellen Erkennung ausgestattet.

2.2.2. Versuchsaufbau und Versuchsareal

2.2.2.1. Versuchsort und Volieren

Die Nerze wurden direkt nach dem Zukauf Ende August 2008 in die Volieren eingestallt. Der Versuchsdurchgang erfolgte in einem 8fach-Ansatz, bei dem in acht Volieren vier Nerze (3 Fähen, 1 Rüde) und in weitere acht Volieren jeweils sechs Nerze (5 Fähen, 1 Rüde) eingestallt wurden (siehe Abbildung 10).



Abbildung 10: Blick auf die Volierenanlage von Außen (linkes Bild), sowie Blick in den Schleusenbereich mit angebrachten Wohnkästen (rechtes Bild).

Alle Volieren wiesen eine Grundfläche von je 4 m^2 (L x B x H: $2,0 \text{ m} \times 2,0 \text{ m} \times 2,0 \text{ m}$) auf, wobei acht Volieren zusätzlich mit einem nach oben weg klappbaren Zwischendeck (Größe $1,71 \text{ m}^2$) ausgestattet waren (siehe Abbildung 11).



Abbildung 11: Blick in eine 6er Voliere (linkes Bild) und auf das darin angebrachte, klappbare Zwischendeck (rechtes Bild).

Die Wohnboxen wurden außerhalb der Volieren im Schleusenbereich angebracht, dabei stand je eingestalltem Tier eine Wohnbox mit Einstreu zur Verfügung (siehe Abbildung 12).



Abbildung 12: Im Schleusenbereich angebrachte eingestreute Wohnboxen für einer 4er-Voliere (linkes Bild) und eine 6er-Voliere (rechtes Bild).

2.2.2.2. Fütterung und Tränke

Die Nerze wurden mit handelsüblichem Trockenfutter für Frettchen gefüttert. Zum damaligen Versuchszeitpunkt war es nicht möglich, weiterhin kommerzielles Nassfutter für Nerze von einer Nerzfarm zu beziehen. Zusätzlich zum Trockenfutter wurde den Nerzen noch aufgetauter Fisch (Stinte) zugefüttert.

Pro Voliere wurde eine Nippeltränke angeboten, die täglich mit frischem Wasser befüllt wurde. Zudem konnte der Trinkwasserbedarf auch durch die Schwimmrinne gedeckt werden.

2.2.2.3. Wasserrinne

Über die gesamte Länge der Volierenanlage waren beidseitig Schwimmrinnen angebracht, die über eine verschließbare Klappe von den Volieren aus für die Nerze zugänglich waren.



Abbildung 13: Zugang über verriegelbare Klappe aus der Voliere zur Wasserrinne (linkes Bild); Blick auf die Wasserrinne (rechtes Bild).

Die Schwimmrinne wies pro Voliere eine Länge von 2,0 m, eine Breite von 0,5 m und eine Tiefe von 0,35 m auf, was einer Wasserfläche von 1 m²/ Voliere entspricht (siehe Abbildung 13). Rechts und links entlang der Wasserrinne wurden Holzbretter (Breite ca. 10 cm) angebracht, um den Einstieg in das Wasserbecken zu erleichtern.

2.2.3. Methoden

Nachfolgende Tabelle gibt einen Überblick über das Versuchsdesign und zeigt auf, wann welche Untersuchungen durchgeführt wurden.

Tabelle 8: Zeitpunkt der Datenerhebungen von der 17. bis zur 32. Lebenswoche

Legende: **DB:** Direktbeobachtung; **VB:** Videobeobachtung; **ELS:** Elektronische Steuereinheit; **GB:** Gesundheitsbeurteilung.

	Lebenswoche															
	17.	18.	19.	20.	21.	22.	23.	24.	25.	26.	27.	28.	29.	30.	31.	32.
VB		X	X					X		X	X				X	
ELS	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
Blutentnahme	X															X
Gewicht	X		X		X		X		X			X		X		X
GB	X		X		X		X		X			X		X		X
Kotproben	X	X				X	X			X	X	X			X	
Wasserqualität	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
Wassertemp.	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
Aussentemp.	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X

2.2.3.1. Verhaltensbeobachtungen

Die Beurteilung des Tierverhaltens erfolgte ausschließlich mittels Videobeobachtung (siehe Tab. 9). Dazu wurden Kameras installiert, so dass die komplette Wasserfläche der Schwimmrinne einsehbar war. Eine Direktbeobachtung, ohne die Nerze in ihrem Verhalten zu beeinflussen, war mit diesem Versuchsdesign nicht möglich. Es wurde viermal, jeweils ca. in einmonatigen Abständen jeweils sieben Tage lang von jeweils 5 Uhr früh bis 9 Uhr abends beobachtet.

Tabelle 9: Aufstellung der Verhaltensweisen für die Videobeobachtung.

Aktivität	Definition:
am Wasser	alle 4 Pfoten auf den Brettern oder am Gitter
Schwimmen	kompletter Nerz im Wasser
Gründeln	Kopf bis über die Ohren im Wasser, Pfoten auf dem Brett
Trinken	

2.2.3.2. Elektronisches Registriersystem an den Wohnkästen

Insgesamt acht Volieren (vier Volieren mit 4 Nerzen belegt; vier Volieren mit 6 Nerzen belegt) wurden analog Teil A mit einer elektronischen Steuereinheit ausgestattet (siehe Abb. 14). Die Spezialantennen zur Tiererfassung waren jeweils am Anfang und Ende eines jeden Schlupfrohrs in den Wohnkästen angebracht. Mit der elektronischen Steuereinheit konnte sekundengenau individuell für jeden Nerz erfasst werden, ob er sich im Wohnkasten, im Schlupfrohr oder auf in der Voliere befand. Somit war eine Aussage über Ruhe- und Aktivitätsphasen, deren tageszeitlichen Schwankungen und deren Dauer möglich.

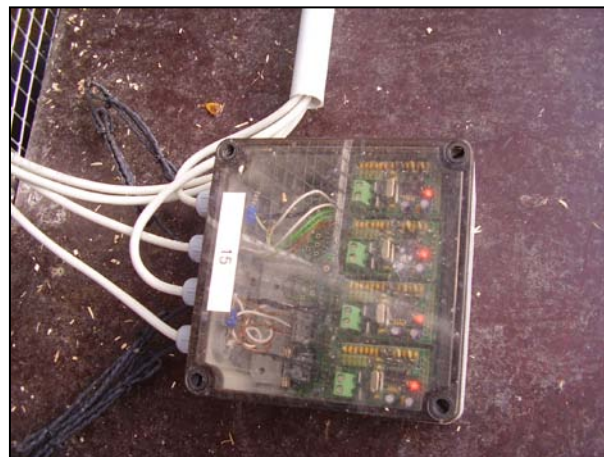


Abbildung 14 Blick auf die elektronische Steuereinheit, die an insgesamt acht Volieren installiert wurde.

2.2.3.3. Gesundheit und Immunstatus der Tiere

Innerhalb des zweiten Teils des Projektes erfolgten im Rahmen des Gesundheitsmonitoring insgesamt nur zwei Blutentnahmen in der 17. und 32. Lebenswoche. Die Blutentnahme, die ursprünglich für die 23. Lebenswoche geplant war, musste auf Grund des schlechten

Gesundheitszustandes der Nerze entfallen, da diese nicht narkosefähig waren. Es wurden die gleichen Parameter bestimmt wie bereits im ersten Teil der Studie.

2.2.3.4. Kotproben zur Bestimmung von Kortisol-Metaboliten

Pro Voliere wurden zwei Kotproben zu den Zeitpunkten, wie in Tabelle 8 beschrieben gesammelt. Die Proben wurden anschließend tief gefroren gelagert und wurden an der Veterinärmedizinischen Fakultät in Wien von Herrn Prof. Palme auf Kot Kortisol-Metaboliten analysiert.

2.2.3.5. Körpergewicht, Pelzbeurteilung und Verletzungen

Ab der 17. Lebenswoche wurden die Nerze alle zwei Wochen einzeln in Lebendfallen gefangen, identifiziert und untersucht. Zur Bestimmung des Körpergewichtes wurden die Nerze einzeln in den Lebendfallen auf einer Laboratoriumswaage gewogen. Im Zuge der Beurteilung wurde auf eventuelle Verletzungen geachtet. Falls erforderlich wurden die Tiere tierärztlich versorgt.

2.2.3.6. Wassertemperatur und –qualität

In der Zeit von Ende August 2008 bis Anfang Dezember 2008 wurde täglich an mehreren Stellen die Wassertemperatur der Wasserbecken den Gehegen gemessen und aufgezeichnet. Als Messgerät diente ein handelsübliches elektronisches Einstichthermometer.

Zu den in Tabelle 8 aufgeführten Probezeitpunkten (Punkt „Wasserqualität“) wurde in beiden Wasserrinnen je eine Wasserprobe als Sammelprobe mit 20 ml gezogen und analog den Untersuchungen von Teil A ausgewertet.

2.2.4. Behandlung der Nerze

Zwei Nerze befanden sich bereits bei der Ankunft in einem schlechten Allgemeinzustand und mussten tierärztlich behandelt werden. Diese Tiere wurden unmittelbar nach der Ankunft in München behandelt (17. LW; Behandlung mit Metacam, Convenia). In der 18. und 23. LW wurde dann der gesamte Bestand über die Dauer von 5 - 7 Tagen antibiotisch mit Amoxicillin

bzw. Tylan G behandelt. Zusätzlich wurden alle Nerze mit Vit. B Komplex und Volamin versorgt.

2.3. Teil C

Der Versuchsteil C, der eine Projektverlängerung darstellte wurde in die zwei Teile C 1 und C 2 unterteilt. C 1 umfasst den Zeitraum von der Geburt der Jungtiere bis zum Absetzen, Teil C 2 den Zeitraum ab dem Absetzen bis zur Pelzung im Dezember.

2.3.1. Tiere und Kennzeichnung

Für den dritten Teil des Forschungsprojektes wurden amerikanische Nerze (*Neovison vison*) aus eigener Zucht aufgestellt. Das Decken der Zuchttiere fand im März nach praxisüblichem Deckregime an drei Tagen statt. Die Jungtiere wurden im Zeitraum von Ende April bis Ende Mai geboren. Die Jungtiere wurden bis inklusiver 9. Lebenswoche beim Muttertier belassen und anschließend abgesetzt und in den vorhandenen 16 Volieren neu gruppiert. Dabei wurden die Tiere in acht Volieren mit jeweils vier Nerzen (2 Fähen, 2 Rüden) bzw. acht Volieren mit jeweils sechs Nerzen (3 Fähen, 3 Rüden) verteilt. Auch hier wurden die Nerze analog Teil A mit Transpondern zur individuellen Erkennung ausgestattet.

2.3.2. Versuchsaufbau und Versuchsareal

2.3.2.1. Versuchsort und Volieren

Die Nerze waren während der gesamten Versuchsdauer (vom Zeitpunkt des Deckens im März 2009 bis zur Pelzung der Tiere im Dezember 2009) in oben beschriebenen Volieren untergebracht. Der Aufbau der Volieren (Grundfläche, Wohnboxen, Wasserrinne etc.) entspricht exakt dem von Teil B. Lediglich das Geschlechterverhältnis in den Volieren wurde verändert, sodass in acht Volieren jeweils vier Nerze (davon 2 Fähen, 2 Rüden) und in weitere acht Volieren jeweils sechs Nerze (davon 3 Fähen, 3 Rüden) eingestallt wurden.

2.3.2.2. Fütterung und Tränke

Die Nerze wurden mit handelsüblichem Nassfutter gefüttert, das tief gefroren von einem Futtermittelhersteller bezogen wurde. Zusätzlich stand den Tieren handelsübliches Trockenfutter für Frettchen ad libitum zur Verfügung

Pro Voliere wurde eine Nippeltränke angeboten, die täglich mit frischem Wasser befüllt wurde. Zudem konnte der Trinkwasserbedarf auch durch die Schwimrinne gedeckt werden.

2.3.3. Methoden

Der Versuchsteil C untergliedert sich wiederum in zwei Teile. Im ersten Teil C 1 wurde das Verhalten der Muttertiere mit ihren Würfen aufgezeichnet, der zweite Teil C 2 fand analog zu Teil B statt, nachdem die Jungtiere abgesetzt wurden. Nachfolgende Tabelle gibt einen Überblick über das Versuchsdesign in Teil C und zeigt auf, wann welche Untersuchungen durchgeführt wurden.

Tabelle 10: Zeitpunkt der Datenerhebungen ab einer Woche vor der Geburt bis zur 31. Lebenswoche

Legende: **VB:** Videobeobachtung; **ELS:** Elektronische Steuereinheit; **GB:** Gesundheitsbeurteilung.

	Lebenswoche																																	
	-1	0	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	
VB	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X																							
ELS												X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	
Blut												X										X												X
Gewicht												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	
Kotproben														X				X	X				X				X	X			X			
W.qualität														X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	
Wassertemp.												X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	
Lufttemp.												X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	

2.3.3.1. Verhaltensbeobachtungen

Die Beurteilung des Tierverhaltens erfolgte ausschließlich mittels Videobeobachtung. Dazu wurden dieselben Kameras wie in Teil B verwendet. Eine Direktbeobachtung fand analog zu Teil B nicht statt.

Verhalten während der Aufzuchtphase (Teil C 1):

Während der Aufzuchtphase waren insgesamt drei Kameras pro Voliere installiert (Wasserbecken, Voliere und Nestbox), die ab dem Zeitpunkt der Geburt 24 Stunden das maternale Verhalten aufzeichneten. Die Videodaten konnten von 5.00 bis 21.00 Uhr abends ausgewertet werden. Solange sich die Jungtiere ausschließlich in der Nestbox aufhielten, wurden „focal animal sampling“ und „continuous recording“ auf das Verhalten der Muttertiere angewandt (Martin und Bateson, 1993). Der Focus lag auf Wassernutzungsverhalten, Explorationsverhalten, Nutzung der Gehegeeinrichtung, Komfortverhalten und Spielen. Ferner wurde stereotypes Verhalten und die außerhalb der Wohnboxen verbrachte Zeit erfasst.

Etwa ab der 5. Lebenswoche fingen die Jungtiere an die Wohnboxen zu verlassen. Ab diesem Zeitpunkt wurde zusätzlich das Verhalten der Jungtiere ausgewertet. Das Spontanverhalten der Jungtiere wurde über „behaviour sampling“ und „continuous sampling“ analysiert (Martin und Bateson, 1993). Es wurde die Zeit, die die Jungtiere außerhalb der Wohnboxen verbracht haben gemessen. Des Weiteren wurden das Wassernutzungsverhalten, das Explorationsverhalten und die Nutzung der Gehegeeinrichtung analysiert.

Verhalten nach dem Absetzen (Teil C 2):

Nach dem Absetzen der Jungtiere in der 9. Lebenswoche fanden vier zusätzliche Beobachtungseinheiten (jeweils 7 Tage für 24 Stunden) der Jungtiergruppen statt.

Über die Ergebnisse der elektronischen Steuereinheit konnten die Phasen maximaler Tagesaktivität für jeden Versuchszeitraum ermittelt werden. Da sich die Nerze in der Regel zum Schlafen in die Wohnboxen zurückziehen, wurde das Aktivitätsmaximum als die gemittelte Tageszeit definiert, in der sich die meisten Nerze außerhalb ihrer Wohnboxen aufhielten. Je Voliere wurden 60 min pro Tag innerhalb des morgendlichen Aktivitätspeaks analysiert. In den meisten Jungtiergruppen waren die einzelnen Tiere nicht individuell unterscheidbar. Das Wassernutzungsverhalten an der Schwimmrinne wurde daher über „behaviour sampling“ und „continuous recording“ gemessen (Martin und Bateson, 1993). Die Verhaltensweise an der Wasserrinne wurden analog Teil B ausgewertet. In nachfolgender Tabelle 11 sind die Verhaltensweisen aufgeführt, die innerhalb der Volieren ausgewertet wurden.

Tabelle 11: Aufstellung der Verhaltensweisen für die Videobeobachtung innerhalb der Voliere (Ohne Wasserrinne).

Aktivität	Definition
Klettern	Das Tier verlässt mit allen vier Pfoten den Boden. Es springt dabei auf eine höher gelegene Ebene oder es hält sich mit den Pfoten am Gitter der Volierenwand fest und wandert senkrecht oder seitlich. Das Klettern endet entweder mit dem Erreichen der nächsten höher gelegenen Ebene oder mit dem Abstieg oder Sprung zurück zur vorherigen Ebene.
"Schubbern" (horizontales Reiben)	Das Tier klappt die Vorderpfoten unter den Bauch und liegt dadurch mit der Körperunterseite auf dem Untergrund. Es bewegt sich dabei mittels der Hinterbeine vor und zurück. Teilweise dreht sich das Tier während des Reibens auch auf den Rücken und bewegt sich mit Hilfe der Schultern und Hinterbeine vor und zurück. Unterteilt in: Reiben auf dem Boden, Reiben auf den Holzbrettern und Reiben in der Einstreukiste
Wühlen	Das Tier bewegt seine Vorderpfoten in schnellen, hintereinander abfolgenden Bewegungen am Untergrund wechselseitig vor und zurück. Bei losem Untergrundmaterial entsteht dabei ein Loch oder eine Rinne im Untergrund. Wühlen wurde unterteilt in: Wühlen auf dem Boden, Wühlen auf den Holzbrettern und Wühlen in der Einstreukiste
Putzen und Kratzen	Putzen: Mittels der Schnauze und teilweise auch der Zunge streicht das Tier über sein eigenes Fell. Dabei können alle Körperpartien betroffen sein. Kratzen: Das Tier bewegt eine seiner Pfoten in kurzen, schnellen Bewegungen vor und zurück oder hoch und runter durch das eigene Fell. Putzen und Kratzen auf dem Boden, auf einem Brett oder in der Einstreukiste wurden getrennt voneinander erfasst.
Ruhen	Liegt ein Tier in entspannter Körperhaltung mindestens 10 Sekunden ohne sich zu bewegen, gilt dies als Ruhen. Es wurde Ruhen auf einem Brett und Ruhen in der Einstreukiste getrennt voneinander erfasst.
Jungtiere tragen	Das Muttertier nimmt mit ihren Zähnen ein Jungtier am Nacken und trägt oder schleift es mit sich.
Spiel (solitär)	Das Tier zeigt schnelle, ausgelassene Bewegungen ohne erkennbares Ziel oder Anlass. Dabei können Laufen, Klettern, Springen, Schwimmen, Tauchen, Schubbern und Wühlen in verschiedenen Reihenfolgen aneinander gereiht gezeigt werden. Das Spiel beginnt und endet ruckartig und abrupt.

2.3.3.2. Elektronisches Registriersystem an den Wohnkästen

Analog zu Teil B waren 8 Volieren mit dem elektronischen Registriersystem im Zugang zu den eingestreuten Wohnboxen ausgestattet.

2.3.3.3. Gesundheit und Immunstatus der Tiere

Innerhalb des Teil C des Projektes erfolgten im Rahmen des Gesundheitsmonitorings insgesamt drei Blutentnahmen (10., 19. und 32. Lebenswoche). Es wurden die gleichen Parameter bestimmt wie bereits in Teil A und B der Studie.

2.3.3.4. Kotproben zur Bestimmung von Kortisol-Metaboliten

Pro Voliere wurden zwei Kotproben zu den Zeitpunkten, wie in **Tabelle 8** beschrieben gesammelt. Die Proben wurden anschließend tief gefroren gelagert und wurden an der

Veterinärmedizinischen Fakultät in Wien von Herrn Prof. Palme auf Kot Kortisol-Metaboliten analysiert.

2.3.3.5. Körpergewicht, Pelzbeurteilung und Verletzungen

Die Beurteilung des Gesundheitszustandes der Tiere, Aufnehmen von Verletzungen sowie das Wiegen der Tiere fand ab der 10. Lebenswoche routinemäßig alle zwei Wochen statt. Falls erforderlich wurden die Tiere tierärztlich versorgt.

2.3.3.6. Wassertemperatur und –qualität

In der Zeit von Juli 2009 bis Anfang Dezember 2009 wurde täglich an mehreren Stellen die Wassertemperatur der Wasserbecken in den Gehegen gemessen und aufgezeichnet. Als Messgerät diente ein handelsübliches elektronisches Einstichthermometer.

Zu den in **Tabelle 8** aufgeführten Probezeitpunkten (Punkt „Wasserqualität“) wurde in beiden Wasserrinnen je eine Wasserprobe als Sammelprobe mit 20 ml gezogen und analog den Untersuchungen von Teil A ausgewertet.

2.4. Statistik

Die statistischen Auswertungen wurden unter Beratung des StaBLab (Statistisches-Beratungslabor) der Ludwig-Maximilians-Universität München durchgeführt. Es wurden die Programmpakete R, SPSS, Sigma und Excel für die Auswertungen verwendet. Bei den Videoaufnahmen wurden eine deskriptive Betrachtung sowie eine Varianzanalyse (ANOVA) durchgeführt. Für die Mittelwertsvergleiche wurde ein Wilcoxon-Rang-Summen-Test angewandt. Die übliche Adjustierung für mehrere Tests war aufgrund der Ergebnisse der vorhergehenden Varianzanalyse nicht notwendig. Für die statistische Auswertung der Wohnboxaufenthalte wurde der t-Test verwendet. Unterschiede deren Irrtumswahrscheinlichkeit $p < 0,05$ war, wurden als signifikant dargestellt.

3. Ergebnisse

3.1. Ausführliche Darstellung der wichtigsten Ergebnisse

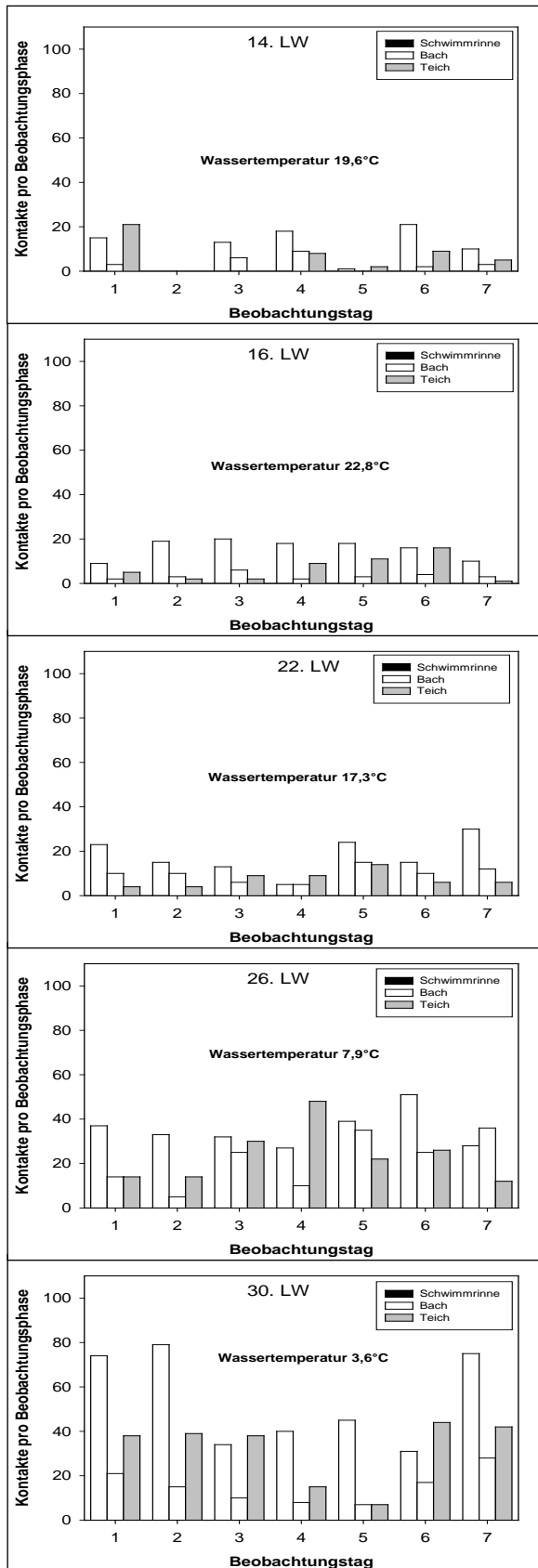
3.1.1. Teil A

3.1.1.1. Verhaltensbeobachtungen

Direktbeobachtungen

Die Direktbeobachtungen erfolgten an sieben Tagen einer Woche jeweils eine Stunde morgens und eine Stunde abends. Für die Auswertung wurden jeweils die Daten der zwei Beobachtungsstunden eines Tages (eine Stunde morgens, eine Stunde abends) zusammengefasst. Das Verhalten der Nerze am und im Wasser an der Schwimmrinne wurde zu „Schwimmrinne“, Verhalten am und im Bach zu „Bach“, sowie am und im Teich zu „Teich“ zusammengefasst. Folgende Abbildungen geben einen Überblick über die Verteilung der Kontakte am Wasser der Gruppe A und B an den drei Wasserbecken während der Direktbeobachtung. Die Abbildung 15 stellt die Kontakthäufigkeit an den drei Wasserflächen beider Versuchsgruppen an den einzelnen Beobachtungstagen dar. Übereinstimmend mit den Ergebnissen der Videobeobachtung wurden alle drei angebotenen Wasserflächen von den Tieren genutzt. Auffallend ist dabei, dass die Kontakthäufigkeit mit sinkender Wassertemperatur nicht abnimmt, sondern bei allen drei Wasserflächen zunimmt. Die Abbildung 15 zeigt die Aktivität an den drei Wasserflächen während der Direktbeobachtung zusammengefasst für die Lebenswochen 14, 16, 22, 26 und 30. Dabei zeigt sich, dass in der 26. und 30. LW am häufigsten Kontakte mit den Wasserbecken erfolgten und die Schwimmrinne stets die meisten Kontakte aufwies. Die höheren Kontaktzahlen in den letzten beiden Lebenswochen lassen sich dadurch erklären, dass aufgrund der Daten der elektronischen Steuereinheit die Beobachtungszeiten in die Dämmerung und damit in die Hauptaktivitätszeit der Tiere gelegt wurden und Flutlichtstrahler am Gehege installiert wurden, um die Tiere erkennen zu können. Vergleicht man die Ergebnisse von Schwimmrinne, Bach und Teich von je einer Beobachtungswoche, zeigt sich, dass die Schwimmrinne immer am häufigsten aufgesucht wurde. Der Teich wurde bis auf eine Ausnahme häufiger aufgesucht als der Bach. Dabei waren keine Unterschiede zwischen den Versuchsgruppen A und B erkennbar. Auch diese Ergebnisse stehen im Einklang mit denen der nachfolgend geschilderten Videobeobachtung.

Gruppe A



Gruppe B

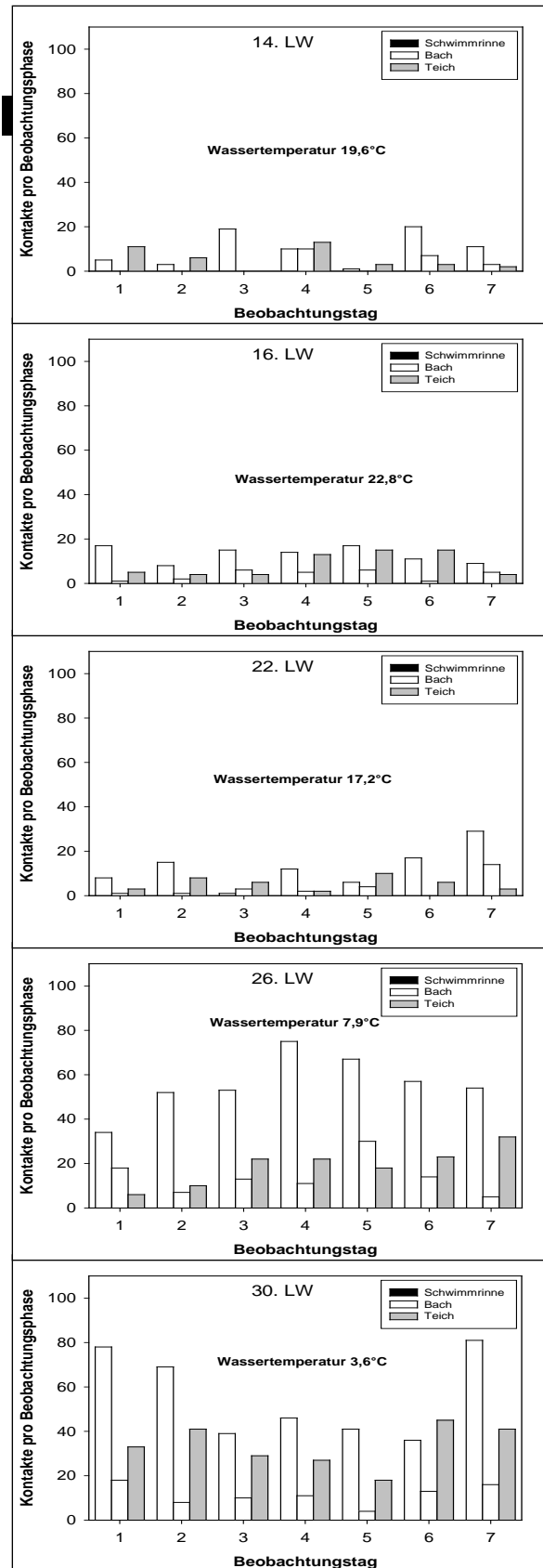


Abbildung 15: Ergebnisse der Direktbeobachtung in der 14., 16., 22., 26. und 30. LW aufgeteilt nach einzelnen Beobachtungstagen. Kontakte aller Tiere pro Beobachtungsphase (je Tag eine Stunde morgens und eine Stunde abends) an Schwimmrinne, Bach und Teich.

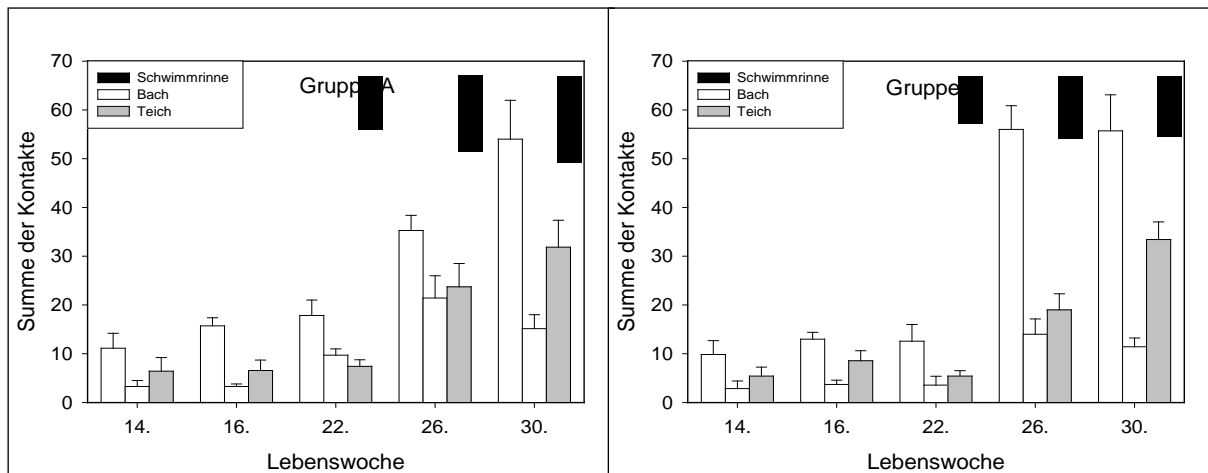


Abbildung 16: Mittelwerte (\pm SEM) über die Summe der Kontakte aller Tiere während siebentägiger Direktbeobachtung in den Lebenswochen 14, 16, 22, 26 und 30, unterteilt nach den angebotenen Wasserflächen Schwimmrinne, Bach und Teich.

Die Abbildung 17 gibt einen Überblick über die Verteilung der sonstigen Verhaltensweisen der Gruppen A und B während der Direktbeobachtung. Dabei ist zu beachten, dass aufgrund der Gehegegröße und Struktur während der Beobachtung nicht alle Nerze im Blickfeld waren. Die Verhaltensweisen „Sozialverhalten“, „Gehen, Stehen, Laufen“, „Ruhen“, „Trinken an den Nippeltränken“, „Klettern“, „Graben“, „Wälzen“, „Tragen von Gegenständen“ und „Sonstiges“ wurden erfasst. Unter dem Begriff „Sozialverhalten“ wurden alle Verhaltensweisen auf dem Gelände an denen mindestens zwei Nerze beteiligt waren (z.B. Spiel, Kampf) aufgeführt.

Unter „Sonstiges“ wurden weitere, seltener zu beobachtende Verhaltensweisen, wie Harnen und Koten zusammengefasst. Auch wenn von einem Tier z.B. nur ein Kopf oder der Schwanz zu sehen war und damit keine Verhaltensweise eindeutig zugeordnet werden konnte, fiel dies in die Kategorie „Sonstiges“. Mit Abstand am häufigsten konnten die Kategorien „Gehen/Stehen/Laufen“ und „Sozialverhalten“ beobachtet werden. Wenn sich die Nerze außerhalb ihrer Wohnboxen im Freigehege befanden und sich nicht an einem der drei Wasserbecken aufhielten, verbrachten sie die meiste Zeit mit der Erkundung des Geländes oder sie beschäftigten sich mit ihren Artgenossen. Die Tiere nutzten während der Beobachtungsphasen nie die Nippeltränken, die gut zu sehen waren.

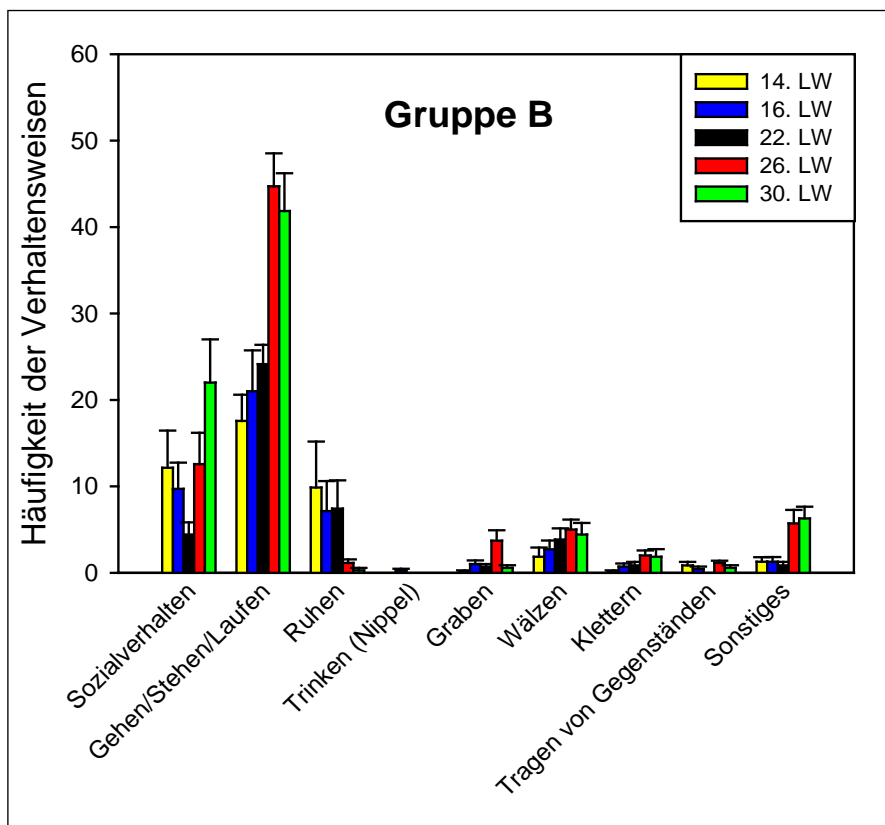
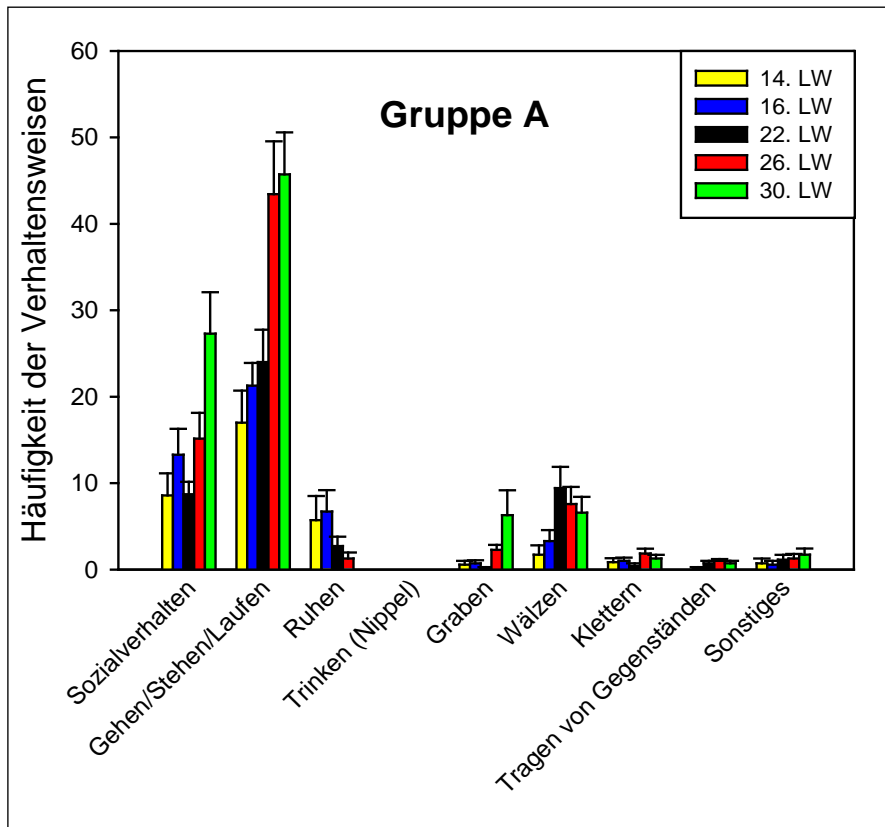


Abbildung 17: Mittelwerte (\pm SEM) über die Summe der sonstigen Verhaltensweisen aller Tiere während siebentägiger Direktbeobachtungen in den Lebenswochen 14, 16, 22, 26 und 30 der Gruppen A und B.

Videobeobachtung

Es wurden pro Tag zwei Stunden Videoaufnahmen (eine Stunde morgens, eine Stunde abends) in der Hauptaktivitätszeit der Nerze ausgewertet. Für die Bestimmung der Zeiten der Videoauswertung wurden die jeweiligen Tagesprofile des elektronischen Registrierungssystems herangezogen, um so eine Phase mit möglichst hoher Aktivität auswerten zu können.

Es wurden drei Tage pro Beobachtungswoche (14., 16., 22., 26. und 30. LW) von beiden Gruppen ausgewertet. Ein Hauptproblem der Videoauswertung war die Tatsache, dass die Nerze ihre Aktivitätsphasen jeweils kurz vor bzw. nach Sonnenuntergang zeigten. Ab der 4. Beobachtungswoche (26. Lebenswoche) wurden zusätzlich Flutlichtstrahler am Gehege angebracht, um eine bessere Auswertung der Videobänder zu ermöglichen. Bei der Videoauswertung wurde jeweils die Gesamtzeit im und am Wasser, sowie die Zeit im Wasser (alle vier Pfoten im Wasser) dargestellt.

Folgende Diagramme (Abbildung 18 – 22) zeigen die Gesamtzeit, welche die Tiere an bzw. in den verschiedenen Wasserbereichen verbracht haben. Auf den beiden oberen und dem linken unteren Diagramm sind jeweils die einzelnen Tage dargestellt. Das Diagramm rechts unten fasst die drei Tage als Mittelwert (+/- SEM) zusammen. In den jeweils folgenden Tabellen (Tab. 12 - 16) wurden zusätzlich die Gesamt- und Durchschnittszeiten der Wasserkontakte mit den verschiedenen Bademöglichkeiten dargestellt. Sowohl in den Diagrammen als auch in den Tabellen wurden die Daten der zwei Beobachtungsstunden pro Tag zusammengefasst. Wie aus den Diagrammen zu erkennen ist, verbrachten die Nerze am meisten Zeit an bzw. in der Schwimmrinne. Dies deckt sich mit den Ergebnissen der Direktbeobachtung. An zweiter Stelle rangiert der Teich, an dem die Aufenthaltsdauern ebenfalls sehr hoch sind. Die Gesamtaufenthaltsdauer am Bach ist mit Abstand am niedrigsten. Betrachtet man dagegen die Gesamtkontaktzahlen fällt auf, dass die Anzahl der Kontakte für den Bach mit am höchsten sind, die durchschnittliche Aufenthaltsdauer dagegen mit durchschnittlich 7-12 Sekunden gering ist.

Die durchschnittliche Wassertemperatur: betrug in der 14. Lebenswoche Beobachtungsphase 19,6 Grad. Auffallend ist, dass die Tiere der Gruppe B alle angebotenen Wasserflächen länger nutzten als die Gruppe A, allerdings ist dieser Unterschied nicht signifikant. Die Bevorzugung der Schwimmrinne ist bereits in dieser ersten Beobachtungswoche erkennbar. Das Videoband „Teich“ der Gruppe A konnte am 2. Tag wegen eines technischen Defekts nicht ausgewertet werden (siehe Abb. 18, Tab. 12).

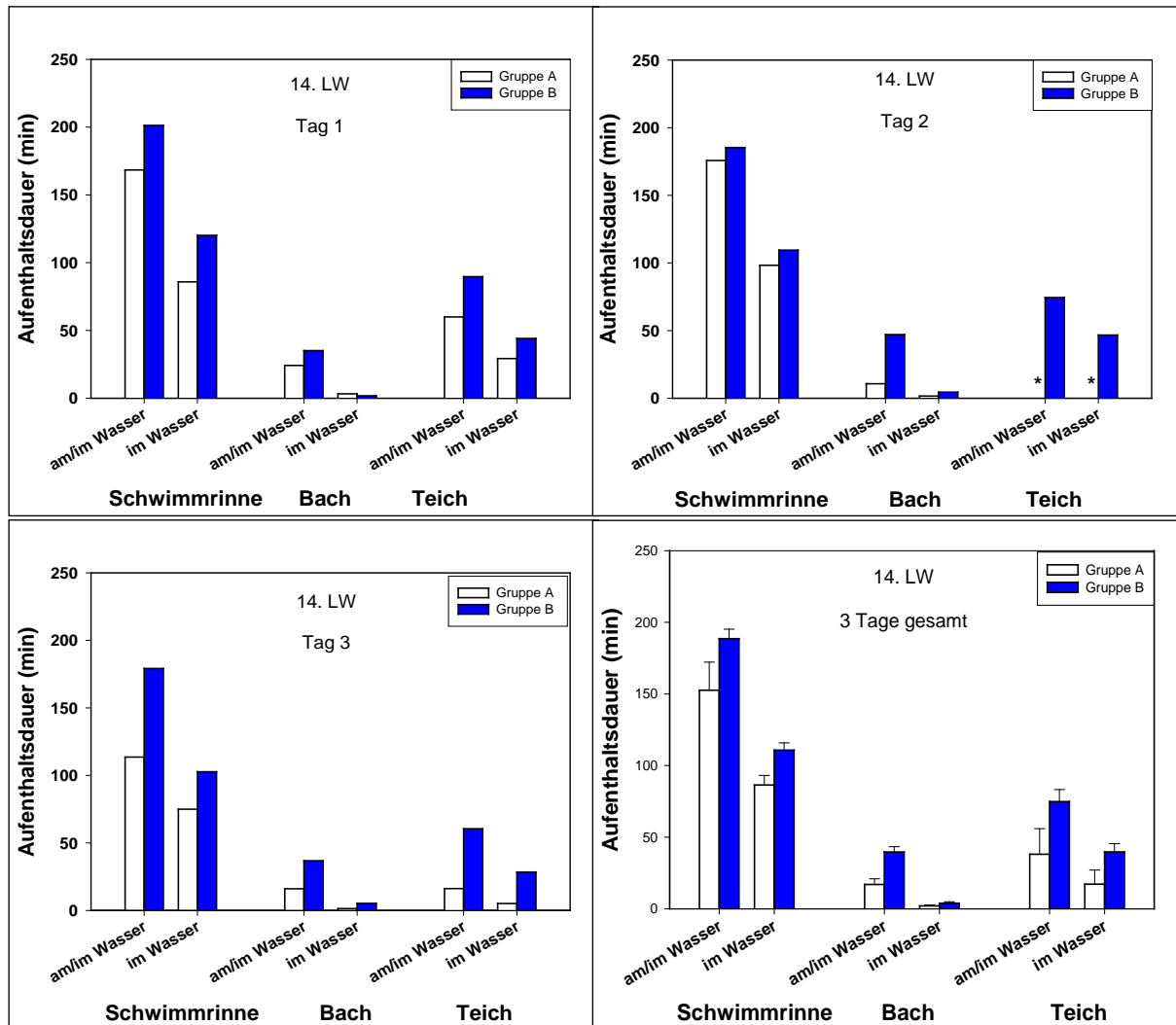


Abbildung 18: Aufenthaltsdauer als Summe aller Kontakte (min) der Tiere an bzw. in den verschiedenen Wasserflächen der Gruppen A und B bei der Videobeobachtung, drei Tage in Einzeldarstellung und Gesamtdarstellung als Mittelwert (\pm SEM) der drei ausgewerteten Tage in der 14. Lebenswoche (* nicht auswertbar).

Tabelle 12: Zusammenfassung der Ergebnisse der Videobeobachtung von drei Tagen der 14. Lebenswoche

SR: Schwimmrinne; **B:** Bach; **T:** Teich; **Ø Zeit:** Mittelwert aller jeweils am bzw. im Wasser verbrachten Zeiten.

Tag 1		Gruppe A						Gruppe B					
		Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max	Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max
SR	am/im Wasser	271	02:48:23	168,38	00:00:39	00:00:01	00:06:37	194	03:21:17	201,28	00:01:06	00:00:02	00:05:00
	im Wasser	94	01:25:52	85,87	00:00:31	00:00:01	00:03:04	109	02:00:06	120,1	00:00:26	00:00:01	00:03:04
B	am/im Wasser	144	00:24:11	24,18	00:00:10	00:00:01	00:02:27	314	00:35:06	35,1	00:00:07	00:00:01	00:02:36
	im Wasser	12	00:03:11	3,18	00:00:12	00:00:02	00:00:32	5	00:01:48	1,8	00:00:23	00:00:01	00:00:45
T	am/im Wasser	60	00:59:56	59,93	00:00:41	00:00:02	00:05:27	127	01:29:38	89,63	00:00:45	00:00:02	00:05:06
	im Wasser	30	00:29:15	29,25	00:00:11	00:00:02	00:01:22	50	00:44:05	44,08	00:00:26	00:00:01	00:01:35
Tag 2		Gruppe A						Gruppe B					
		Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max	Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max
SR	am/im Wasser	211	02:55:44	175,73	00:00:50	00:00:01	00:05:25	221	03:05:19	185,32	00:00:50	00:00:01	00:05:26
	im Wasser	90	01:38:15	98,25	00:00:26	00:00:01	00:02:24	96	01:49:27	109,45	00:00:27	00:00:01	00:02:09
B	am/im Wasser	87	00:10:40	10,67	00:00:09	00:00:01	00:01:25	207	00:47:00	47	00:00:14	00:00:01	00:02:34
	im Wasser	5	00:01:34	1,57	00:00:07	00:00:05	00:00:24	20	00:04:29	4,48	00:00:10	00:00:02	00:00:46
T	am/im Wasser	technischer Defekt der Kamera						75	01:14:24	74,4	00:00:46	00:00:01	00:05:05
	im Wasser							50	00:46:42	46,7	00:00:18	00:00:02	00:02:25
Tag 3		Gruppe A						Gruppe B					
		Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max	Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max
SR	am/im Wasser	160	01:53:36	113,6	00:00:44	00:00:01	00:09:02	230	02:59:12	179,2	00:00:46	00:00:01	00:05:27
	im Wasser	58	01:15:00	75	00:00:29	00:00:01	00:02:38	124	01:42:42	102,7	00:00:20	00:00:01	00:01:33
B	am/im Wasser	137	00:16:05	16,08	00:00:09	00:00:01	00:00:46	196	00:36:48	36,8	00:00:11	00:00:01	00:04:48
	im Wasser	6	00:01:23	1,38	00:00:09	00:00:05	00:00:28	17	00:05:14	5,23	00:00:10	00:00:02	00:00:50
T	am/im Wasser	46	00:16:13	16,22	00:00:17	00:00:03	00:01:51	79	01:00:32	60,53	00:00:48	00:00:01	00:03:42
	im Wasser	10	00:05:07	5,12	00:00:08	00:00:03	00:00:43	34	00:28:23	28,38	00:00:23	00:00:01	00:02:02
Gesamt (Tag 1 - 3)		Gruppe A						Gruppe B					
		Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max	Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max
SR	am/im Wasser	642	07:37:43	457,72	00:00:44	00:00:01	00:09:02	645	09:25:48	565,8	00:00:54	00:00:01	00:05:27
	im Wasser	242	04:19:07	259,12	00:00:22	00:00:01	00:03:04	329	05:32:15	332,25	00:00:37	00:00:01	00:03:04
B	am/im Wasser	368	00:50:56	50,93	00:00:09	00:00:01	00:02:27	717	01:58:54	118,9	00:00:11	00:00:01	00:04:48
	im Wasser	23	00:06:08	6,13	00:00:09	00:00:02	00:00:32	42	00:11:31	11,52	00:00:22	00:00:01	00:00:50
T *	am/im Wasser	106	01:16:09	76,15	00:00:58	00:00:02	00:05:27	281	03:44:34	224,57	00:01:09	00:00:01	00:05:06
	im Wasser	40	00:34:22	34,37	00:00:19	00:00:02	00:01:22	134	01:59:10	119,17	00:00:33	00:00:01	00:02:25

* Gesamtauswertung nur von zwei Tagen möglich

Die durchschnittliche Wassertemperatur stieg in der 16. Lebenswoche auf 22,8 Grad an. Auch in der zweiten Beobachtungsphase zeigten die Nerze beider Gruppen eine deutliche Präferenz für die Schwimmrinne. Am ersten Auswertungstag hielten sich die Tiere der Gruppe A länger an den Wasserflächen auf, als die Tiere der Gruppe B. Aufgrund eines technischen Defekts konnte das Band „Bach“ der Gruppe A am zweiten Tag nicht ausgewertet werden (siehe Abb. 19, Tab. 13).

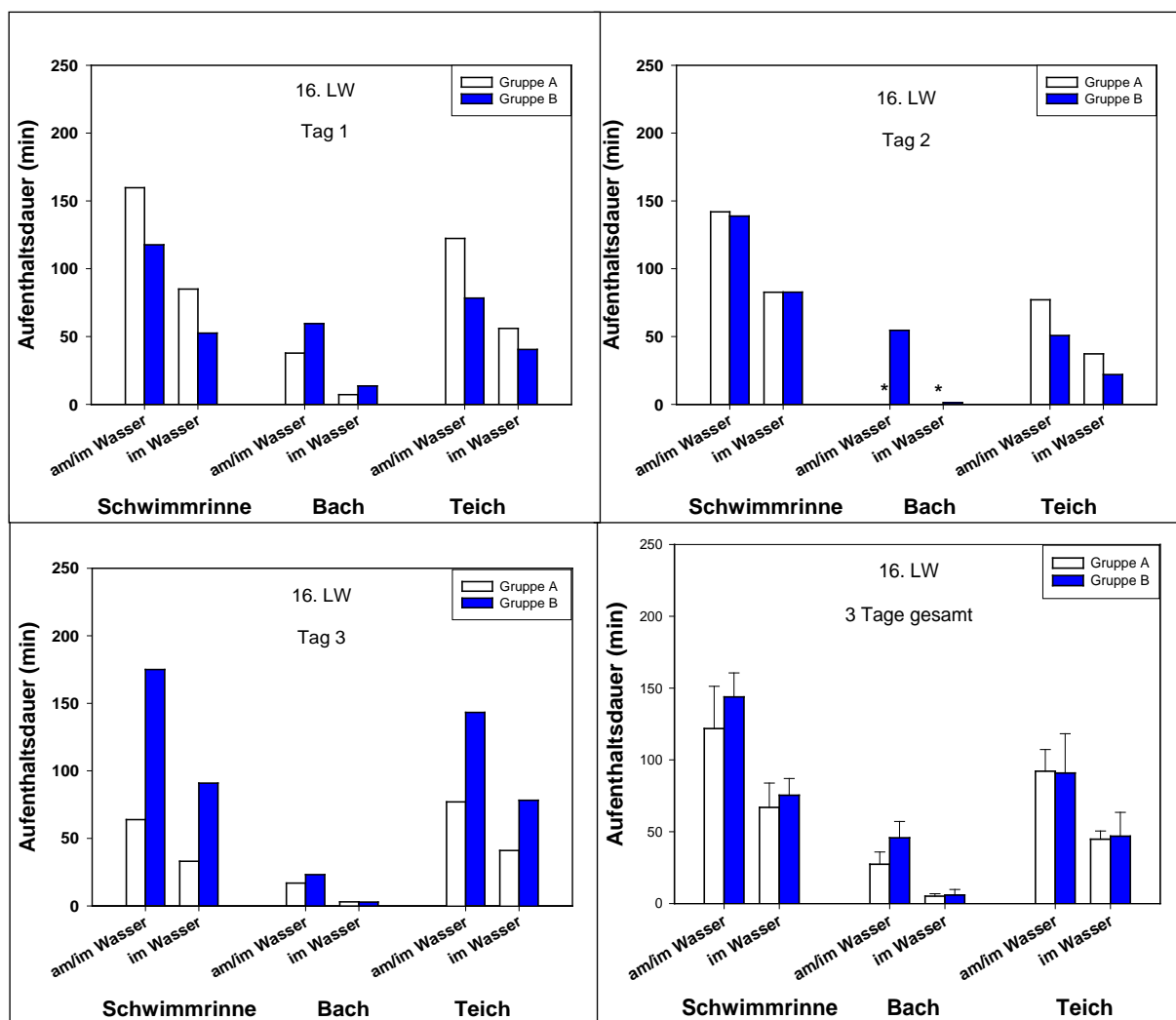


Abbildung 19: Aufenthaltsdauer als Summe aller Kontakte (min) der Tiere an bzw. in den verschiedenen Wasserflächen der Gruppen A und B bei der Videobeobachtung drei Tage in Einzeldarstellung und Gesamtdarstellung als Mittelwert (\pm SEM) der drei ausgewerteten Tage in der 16. Lebenswoche (* nicht auswertbar).

Tabelle 13: Zusammenfassung der Ergebnisse der Videobeobachtung von drei Tagen der 16. Lebenswoche

SR: Schwimmrinne; **B:** Bach; **T:** Teich; **Ø Zeit:** Mittelwert aller jeweils am bzw. im Wasser verbrachten Zeiten.

Tag 1		Gruppe A						Gruppe B					
		Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max	Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max
SR	am/im Wasser	253	02:39:41	159,68	00:00:36	00:00:01	00:03:51	191	01:57:40	117,67	00:00:37	00:00:01	00:03:44
	im Wasser	126	01:25:00	85	00:00:19	00:00:01	00:01:43	87	00:52:30	52,5	00:00:17	00:00:01	00:01:31
B	am/im Wasser	290	00:37:47	37,78	00:00:08	00:00:01	00:02:19	276	00:59:33	59,55	00:00:12	00:00:01	00:06:10
	im Wasser	35	00:07:11	7,18	00:00:11	00:00:01	00:00:40	65	00:13:37	13,62	00:00:19	00:00:02	00:01:18
T	am/im Wasser	157	02:02:18	122,3	00:00:51	00:00:01	00:05:51	102	01:18:23	78,38	00:00:47	00:00:02	00:03:29
	im Wasser	70	00:56:01	56,02	00:00:18	00:00:01	00:01:48	71	00:40:29	40,48	00:00:17	00:00:02	00:02:01
Tag 2		Gruppe A						Gruppe B					
		Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max	Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max
SR	am/im Wasser	209	02:21:55	141,92	00:00:41	00:00:01	00:05:12	220	02:18:50	138,83	00:00:24	00:00:02	00:06:20
	im Wasser	105	01:22:41	82,68	00:00:23	00:00:01	00:02:15	111	01:22:42	82,7	00:00:07	00:00:02	00:03:21
B	am/im Wasser	technischer Defekt der Kamera						131	00:54:34	54,57	00:00:21	00:00:01	00:06:39
	im Wasser							10	00:04:32	1,22	00:00:25	00:00:01	00:01:03
T	am/im Wasser	96	01:17:05	77,08	00:00:48	00:00:01	00:05:34	52	00:50:48	50,8	00:01:08	00:00:02	00:06:10
	im Wasser	42	00:37:13	37,22	00:00:27	00:00:02	00:03:02	20	00:22:00	22	00:00:19	00:00:02	00:01:49
Tag 3		Gruppe A						Gruppe B					
		Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max	Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max
SR	am/im Wasser	130	01:03:53	63,88	00:00:30	00:00:01	00:05:21	206	02:55:01	175,02	00:00:50	00:00:01	00:04:30
	im Wasser	41	00:33:03	33,05	00:00:30	00:00:02	00:02:58	111	01:30:57	90,95	00:00:20	00:00:01	00:02:10
B	am/im Wasser	96	00:16:53	16,88	00:00:11	00:00:01	00:01:00	191	00:23:09	23,15	00:00:08	00:00:01	00:02:36
	im Wasser	20	00:02:59	2,98	00:00:07	00:00:01	00:00:33	22	00:02:51	2,85	00:00:06	00:00:01	00:01:31
T	am/im Wasser	108	01:17:02	77,03	00:00:43	00:00:01	00:03:14	165	02:23:18	143,3	00:20:46	00:00:01	00:04:51
	im Wasser	45	00:41:02	41,03	00:00:19	00:00:02	00:02:01	94	01:18:14	78,23	00:00:18	00:00:02	00:02:00
Gesamt (Tag 1 - 3)		Gruppe A						Gruppe B					
		Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max	Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max
SR	am/im Wasser	592	06:05:29	365,48	00:00:36	00:00:01	00:09:02	617	07:11:31	431,52	00:00:37	00:00:01	00:05:27
	im Wasser	272	03:20:44	200,73	00:00:18	00:00:01	00:03:04	309	03:46:09	226,15	00:00:23	00:00:01	00:03:04
B *	am/im Wasser	413	00:54:40	54,67	00:00:06	00:00:01	00:02:27	598	02:17:16	137,27	00:00:14	00:00:01	00:04:48
	im Wasser	56	00:10:10	10,17	00:00:06	00:00:02	00:00:32	97	00:21:00	17,68	00:00:25	00:00:01	00:00:50
T	am/im Wasser	361	04:36:25	276,42	00:00:47	00:00:01	00:04:01	319	04:32:29	272,48	00:11:20	00:00:01	00:05:06
	im Wasser	157	02:14:16	134,27	00:00:21	00:00:02	00:02:45	134	02:20:43	140,72	00:00:27	00:00:01	00:02:25

* Gesamtauswertung nur von zwei Tagen möglich

In der 22. Lebenswoche sank die durchschnittliche Wassertemperatur auf 17,2 Grad. Erneut zeigte sich, dass die Schwimrinne am längsten von den Nerzen genutzt wurde. Die Ursache für die fehlenden Daten (Gruppe A „Teich“ am Tag zwei) war wieder ein technischer Defekt (siehe Abb. 20, Tab. 14).

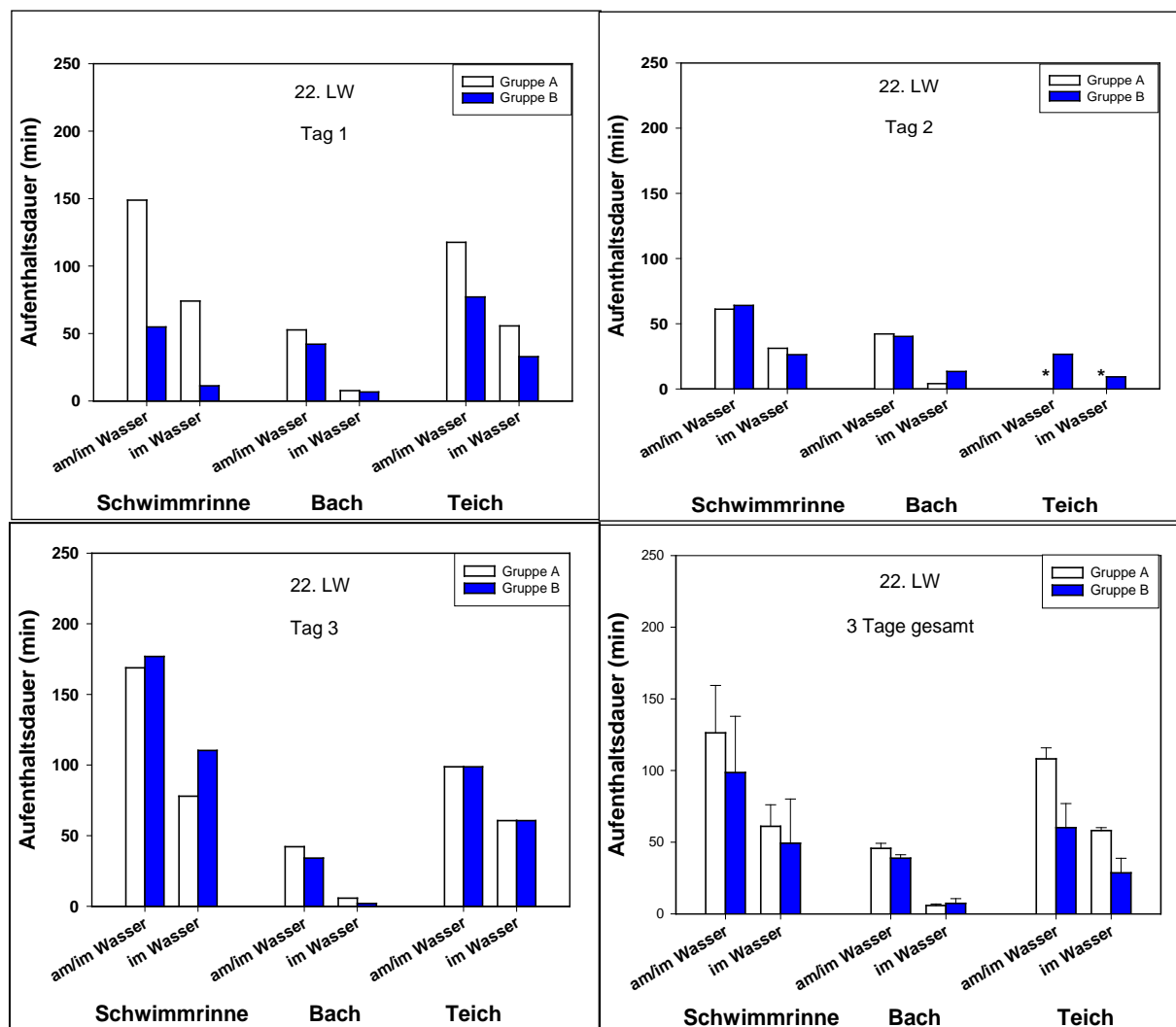


Abbildung 20: Aufenthaltsdauer als Summe aller Kontakte (min) der Tiere an bzw. in den verschiedenen Wasserflächen der Gruppen A und B bei der Videobeobachtung. Drei Tage in Einzeldarstellung und Gesamtdarstellung als Mittelwert (\pm SEM) der drei ausgewerteten Tage in der 22. Lebenswoche (* nicht auswertbar).

Tabelle 14: Zusammenfassung der Ergebnisse der Videobeobachtung von drei Tagen der 22. Lebenswoche

SR: Schwimmrinne; **B:** Bach; **T:** Teich; **Ø Zeit:** Mittelwert aller jeweils am bzw. im Wasser verbrachten Zeiten.

Tag 1		Gruppe A						Gruppe B					
		Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max	Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max
SR	am/im Wasser	239	02:28:51	148,85	00:00:36	00:00:01	00:04:15	93	00:54:51	54,85	00:00:35	00:00:02	00:02:24
	im Wasser	114	01:14:05	74,08	00:00:23	00:00:02	00:01:59	24	00:11:14	11,23	00:00:19	00:00:04	00:01:24
B	am/im Wasser	257	00:52:42	52,70	00:00:12	00:00:01	00:03:22	167	00:42:07	42,12	00:00:16	00:00:01	00:03:00
	im Wasser	32	00:07:40	7,67	00:00:11	00:00:02	00:00:53	25	00:06:41	6,68	00:00:13	00:00:02	00:00:40
T	am/im Wasser	158	01:57:35	117,58	00:00:40	00:00:02	00:04:21	98	01:17:05	77,08	00:00:44	00:00:02	00:04:17
	im Wasser	65	00:55:40	55,67	00:00:16	00:00:02	00:02:36	50	00:32:51	32,85	00:00:16	00:00:02	00:01:45
Tag 2		Gruppe A						Gruppe B					
		Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max	Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max
SR	am/im Wasser	96	01:01:07	61,12	00:00:42	00:00:01	00:02:43	74	01:04:04	64,07	00:00:52	00:00:02	00:03:02
	im Wasser	43	00:31:09	31,15	00:00:36	00:00:04	00:01:34	41	00:26:16	26,27	00:00:23	00:00:04	00:01:15
B	am/im Wasser	107	00:42:10	42,17	00:00:20	00:00:01	00:15:03	86	00:40:14	40,23	00:00:20	00:00:01	00:07:30
	im Wasser	9	00:04:03	4,05	00:00:11	00:00:02	00:00:45	15	00:13:23	13,38	00:00:47	00:00:01	00:02:43
T	am/im Wasser	technischer Defekt der Kamera						49	00:26:32	26,53	00:00:35	00:00:02	00:03:45
	im Wasser							16	00:09:15	9,25	00:00:24	00:00:04	00:01:51
Tag 3		Gruppe A						Gruppe B					
		Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max	Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max
SR	am/im Wasser	242	02:48:51	168,85	00:00:40	00:00:01	00:03:33	223	02:56:52	176,87	00:00:35	00:00:01	00:03:29
	im Wasser	85	01:17:58	77,97	00:00:34	00:00:02	00:02:21	99	01:50:18	110,3	00:00:31	00:00:01	00:02:44
B	am/im Wasser	107	00:42:10	42,17	00:00:15	00:00:01	00:05:03	294	00:34:07	34,12	00:00:07	00:00:01	00:02:36
	im Wasser	12	00:05:46	5,77	00:00:05	00:00:02	00:00:45	7	00:01:56	1,93	00:00:18	00:00:01	00:00:45
T	am/im Wasser	123	01:38:43	98,72	00:00:48	00:00:02	00:03:29	106	01:16:52	76,87	00:00:41	00:00:01	00:04:14
	im Wasser	72	01:09:37	60,62	00:00:18	00:00:02	00:02:01	47	00:43:43	43,72	00:00:22	00:00:02	00:02:01
Gesamt (Tag 1 - 3)		Gruppe A						Gruppe B					
		Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max	Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max
SR	am/im Wasser	577	06:18:49	378,82	00:00:39	00:00:01	00:09:02	390	04:55:47	295,78	00:00:41	00:00:01	00:05:27
	im Wasser	242	03:03:12	183,20	00:00:31	00:00:02	00:03:04	164	02:27:48	147,80	00:00:36	00:00:01	00:03:04
B	am/im Wasser	471	02:17:02	137,03	00:00:11	00:00:01	00:02:27	547	01:56:28	116,47	00:00:14	00:00:01	00:04:48
	im Wasser	53	00:17:29	17,48	00:00:07	00:00:02	00:00:32	47	00:22:00	22,00	00:00:39	00:00:01	00:00:50
T*	am/im Wasser	281	03:36:18	216,30	00:00:44	00:00:02	00:04:21	253	03:00:29	180,48	00:01:00	00:00:01	00:05:06
	im Wasser	137	02:05:17	125,28	00:00:17	00:00:02	00:02:36	134	01:25:49	85,82	00:00:31	00:00:01	00:02:25

* Gesamtauswertung nur von zwei Tagen möglich

Obwohl die durchschnittliche Wassertemperatur in der 26. Lebenswoche auf 7,9 Grad gesunken war hielten sich die Tiere im Mittel länger an den Wasserflächen auf, als in der Beobachtungswoche zuvor. Am Tag eins fällt auf, dass sich die Nerze der Gruppe A am längsten am Teich aufgehalten haben, was sich auch im Dreitages-Mittel widerspiegelt. Am Tag drei konnte erneut das Video „Teich“ der Gruppe A nicht ausgewertet werden (siehe Abb. 21, Tab. 15).

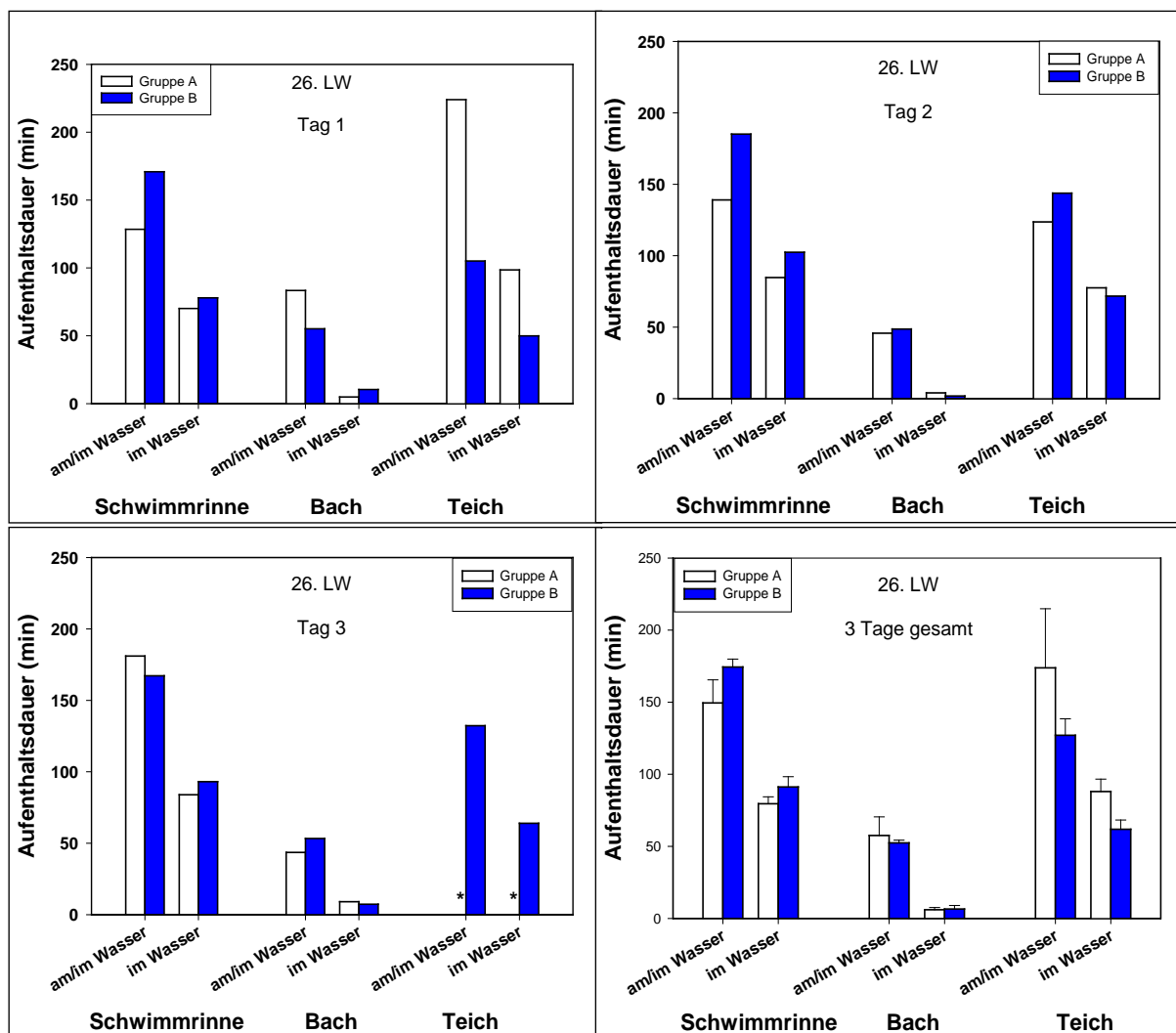


Abbildung 21: Aufenthaltsdauer als Summe aller Kontakte (min) der Tiere an bzw. in den verschiedenen Wasserflächen der Gruppen A und B bei der Videobeobachtung. Drei Tage in Einzeldarstellung und Gesamtdarstellung als Mittelwert(\pm SEM) der drei ausgewerteten Tage in der 26. Lebenswoche (* nicht auswertbar).

Tabelle 15: Zusammenfassung der Ergebnisse der Videobeobachtung von drei Tagen der 26. Lebenswoche.

SR: Schwimmrinne; **B:** Bach; **T:** Teich; **Ø Zeit:** Mittelwert aller jeweils am bzw. im Wasser verbrachten Zeiten.

Tag 1		Gruppe A						Gruppe B					
		Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max	Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max
SR	am/im Wasser	266	02:08:26	128,43	00:00:29	00:00:01	00:03:16	246	02:50:51	170,85	00:00:40	00:00:01	00:04:03
	im Wasser	102	01:10:05	70,08	00:00:30	00:00:01	00:02:26	85	01:17:58	77,97	00:00:34	00:00:02	00:01:57
B	am/im Wasser	362	01:23:23	83,38	00:00:14	00:00:01	00:03:09	262	00:55:09	55,15	00:00:12	00:00:01	00:03:52
	im Wasser	21	00:04:54	4,90	00:00:14	00:00:02	00:01:28	33	00:10:23	10,38	00:00:14	00:00:02	00:01:17
T	am/im Wasser	274	03:44:01	224,02	00:00:47	00:00:02	00:04:37	143	01:45:07	105,12	00:00:41	00:00:02	00:04:12
	im Wasser	120	01:38:32	98,53	00:00:21	00:00:01	00:01:51	46	00:49:54	49,90	00:00:31	00:00:01	00:02:18
Tag 2		Gruppe A						Gruppe B					
		Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max	Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max
SR	am/im Wasser	333	02:19:01	139,02	00:00:25	00:00:01	00:03:40	334	03:05:08	185,13	00:00:34	00:00:01	00:03:56
	im Wasser	122	01:24:44	84,73	00:00:32	00:00:02	00:02:35	131	01:42:27	102,45	00:00:30	00:00:01	00:01:58
B	am/im Wasser	282	00:45:45	45,75	00:00:10	00:00:01	00:02:31	264	00:48:39	48,65	00:00:12	00:00:01	00:01:31
	im Wasser	14	00:04:00	4,00	00:00:12	00:00:02	00:01:16	11	00:01:48	1,80	00:00:09	00:00:03	00:00:18
T	am/im Wasser	131	02:03:41	123,68	00:00:58	00:00:02	00:07:21	171	02:23:47	143,78	00:00:50	00:00:01	00:04:12
	im Wasser	79	01:17:31	77,52	00:00:27	00:00:02	00:02:09	69	01:11:45	71,75	00:00:24	00:00:01	00:01:49
Tag 3		Gruppe A						Gruppe B					
		Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max	Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max
SR	am/im Wasser	296	03:01:00	181,00	00:00:40	00:00:02	00:03:02	329	02:47:13	167,22	00:00:28	00:00:01	00:03:01
	im Wasser	119	01:23:55	83,92	00:00:33	00:00:02	00:01:45	125	01:33:06	93,10	00:00:30	00:00:02	00:01:45
B	am/im Wasser	263	00:43:34	43,57	00:00:11	00:00:01	00:01:01	263	00:53:19	53,32	00:00:11	00:00:01	00:02:21
	im Wasser	24	00:09:06	9,10	00:00:10	00:00:04	00:03:00	24	00:07:19	7,32	00:00:14	00:00:03	00:03:00
T	am/im Wasser	technischer Defekt der Kamera						142	02:12:15	132,25	00:00:44	00:00:02	00:04:00
	im Wasser							59	01:03:57	63,95	00:00:26	00:00:01	00:02:45
Gesamt		Gruppe A						Gruppe B					
		Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max	Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max
SR	am/im Wasser	895	07:28:27	448,45	00:00:31	00:00:01	00:09:02	909	08:43:12	523,20	00:00:34	00:00:01	00:04:03
	im Wasser	343	03:58:44	238,73	00:00:32	00:00:02	00:03:04	341	04:33:31	273,52	00:00:47	00:00:01	00:01:58
B	am/im Wasser	907	02:52:42	172,70	00:00:12	00:00:01	00:02:27	789	02:37:07	157,12	00:00:12	00:00:01	00:03:52
	im Wasser	59	00:18:00	18,00	00:00:12	00:00:02	00:00:32	68	00:19:30	19,50	00:00:19	00:00:02	00:03:00
T*	am/im Wasser	405	05:47:42	347,70	00:00:53	00:00:02	00:07:21	456	06:21:09	381,15	00:01:07	00:00:01	00:04:12
	im Wasser	199	02:56:03	176,05	00:00:24	00:00:01	00:02:09	134	03:05:36	185,60	00:00:40	00:00:01	00:02:45

*Gesamtauswertung nur von zwei Tagen möglich

Trotz der inzwischen durchschnittlichen Wassertemperatur von nur noch 3,6 Grad in der 30. Lebenswoche nutzten die Nerze beider Gruppen die angebotenen Wasserflächen ausgiebig. Die Schwimmrinne wurde erneut am längsten genutzt, der Bach am kürzesten. Am Tag zwei konnte das Video der Schwimmrinne der Gruppe A aufgrund eines technischen Defekts nicht ausgewertet werden (siehe Abb. 22, Tab. 16).

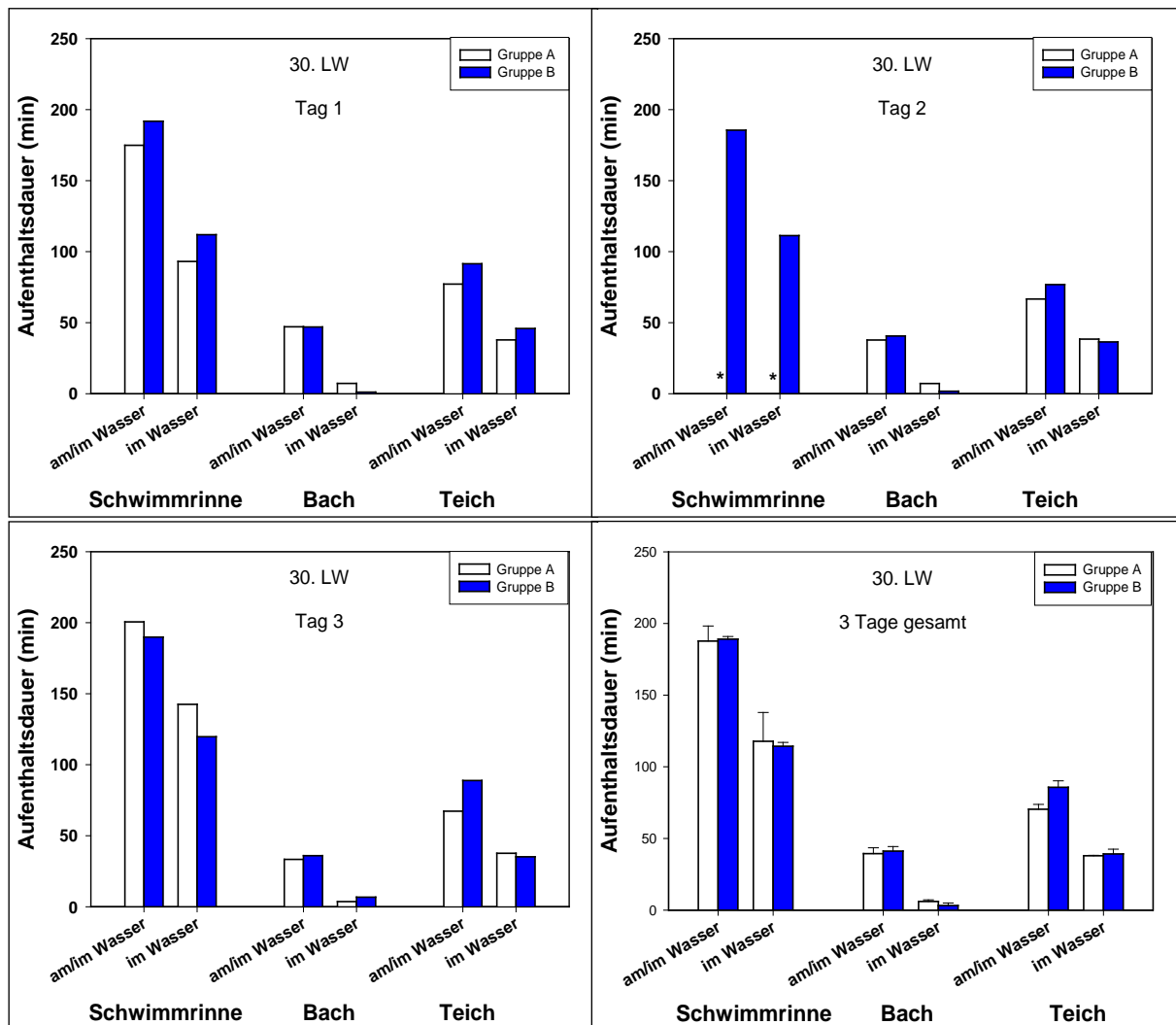


Abbildung 22: Aufenthaltsdauer als Summe aller Kontakte (min) der Tiere an bzw. in den verschiedenen Wasserflächen der Gruppen A und B bei der Videobeobachtung. Drei Tage in Einzeldarstellung und Gesamtdarstellung als Mittelwert (\pm SEM) der drei ausgewerteten Tage in der 30. Lebenswoche (* nicht auswertbar).

Tabelle 16: Zusammenfassung der Ergebnisse der Videobeobachtung von drei Tagen der 30. Lebenswoche.

SR: Schwimmrinne; **B:** Bach; **T:** Teich; **Ø Zeit:** Mittelwert aller jeweils am bzw. im Wasser verbrachten Zeiten.

Tag 1		Gruppe A						Gruppe B					
		Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max	Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max
SR	am/im Wasser	300	02:54:52	174,87	00:00:35	00:00:01	00:03:01	319	03:11:51	191,85	00:00:34	00:00:01	00:04:18
	im Wasser	135	01:33:08	93,13	00:00:29	00:00:02	00:02:15	123	01:51:55	111,92	00:00:41	00:00:01	00:04:12
B	am/im Wasser	259	00:47:06	47,1	00:00:11	00:00:01	00:02:45	329	00:46:56	46,93	00:00:09	00:00:01	00:00:52
	im Wasser	25	00:07:13	7,22	00:00:18	00:00:01	00:00:58	14	00:01:05	1,08	00:00:06	00:00:01	00:00:07
T	am/im Wasser	103	01:17:08	77,13	00:00:47	00:00:02	00:05:01	131	01:31:27	91,45	00:00:40	00:00:02	00:03:58
	im Wasser	59	00:37:50	37,83	00:00:20	00:00:01	00:02:57	55	00:45:52	45,87	00:00:24	00:00:01	00:01:53
Tag 2		Gruppe A						Gruppe B					
		Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max	Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max
SR	am/im Wasser	technischer Defekt der Kamera						340	03:05:33	185,55	00:00:33	00:00:01	00:04:11
	im Wasser							142	01:51:18	111,3	00:00:35	00:00:01	00:02:46
B	am/im Wasser	193	00:37:49	37,82	00:00:12	00:00:01	00:01:51	215	00:40:37	40,62	00:00:11	00:00:01	00:01:32
	im Wasser	18	00:07:10	7,17	00:00:22	00:00:03	00:01:28	9	00:01:43	1,72	00:00:10	00:00:03	00:00:36
T	am/im Wasser	104	01:06:40	66,67	00:00:39	00:00:02	00:03:01	130	01:16:47	76,78	00:00:35	00:00:02	00:03:50
	im Wasser	57	00:38:24	38,4	00:00:21	00:00:01	00:01:24	65	00:36:28	36,47	00:00:24	00:00:01	00:01:10
Tag 3		Gruppe A						Gruppe B					
		Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max	Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max
SR	am/im Wasser	288	03:20:35	200,58	00:00:40	00:00:01	00:03:14	294	03:09:49	189,82	00:00:38	00:00:01	00:03:10
	im Wasser	137	02:22:28	142,47	00:00:34	00:00:01	00:02:44	161	01:59:44	119,73	00:00:34	00:00:01	00:04:12
B	am/im Wasser	186	00:33:20	33,33	00:00:11	00:00:01	00:02:31	184	00:35:56	35,93	00:00:11	00:00:01	00:02:54
	im Wasser	14	00:03:39	3,65	00:00:18	00:00:01	00:02:43	19	00:06:46	6,77	00:00:13	00:00:02	00:02:46
T	am/im Wasser	93	01:07:17	67,28	00:00:39	00:00:01	00:03:45	137	01:28:54	88,9	00:00:38	00:00:01	00:06:04
	im Wasser	42	00:37:37	37,62	00:00:23	00:00:02	00:02:01	78	00:35:12	35,2	00:00:34	00:00:02	00:03:12
Gesamt (Tag 1 - 3)		Gruppe A						Gruppe B					
		Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max	Kontakte	Gesamtzeit	Zeit in min	Ø Zeit	Min	Max
SR*	am/im Wasser	588	06:15:27	375,45	00:00:38	00:00:01	00:03:14	953	09:27:13	567,22	00:00:35	00:00:01	00:04:18
	im Wasser	272	03:55:36	235,6	00:00:32	00:00:02	00:02:44	426	05:42:57	342,95	00:00:55	00:00:01	00:04:12
B	am/im Wasser	638	01:58:15	118,25	00:00:11	00:00:01	00:02:45	728	02:03:29	123,48	00:00:10	00:00:01	00:02:54
	im Wasser	57	00:18:02	18,03	00:00:19	00:00:02	00:02:43	42	00:09:34	9,57	00:00:14	00:00:01	00:02:46
T	am/im Wasser	300	03:31:05	211,08	00:00:42	00:00:01	00:05:01	398	04:17:08	257,13	00:00:56	00:00:01	00:06:04
	im Wasser	158	01:53:51	113,85	00:00:21	00:00:01	00:02:57	134	01:57:32	117,53	00:00:41	00:00:01	00:03:12

*Gesamtauswertung nur von zwei Tagen möglich

Fasst man die Ergebnisse der Videobeobachtung über alle fünf Beobachtungswochen zusammen, zeigt sich, dass sich die Nerze am längsten an bzw. in der Schwimmrinne aufhielten (Abb. 23). Die Gesamtaufenthaltsdauer am Bach war am geringsten. Dieses Ergebnis stimmt mit demjenigen der Direktbeobachtung überein. Die durchgeführte Varianzanalyse ergab, dass sich alle drei angebotenen Wasserbecken (ohne Beachtung der unterschiedlichen Größen) in Bezug auf die Aufenthaltsdauer signifikant voneinander unterschieden. Die Gruppen A und B wiesen hingegen keine signifikanten Unterschiede auf. Einen signifikanten Einfluss hatte jedoch der Beobachtungstag.

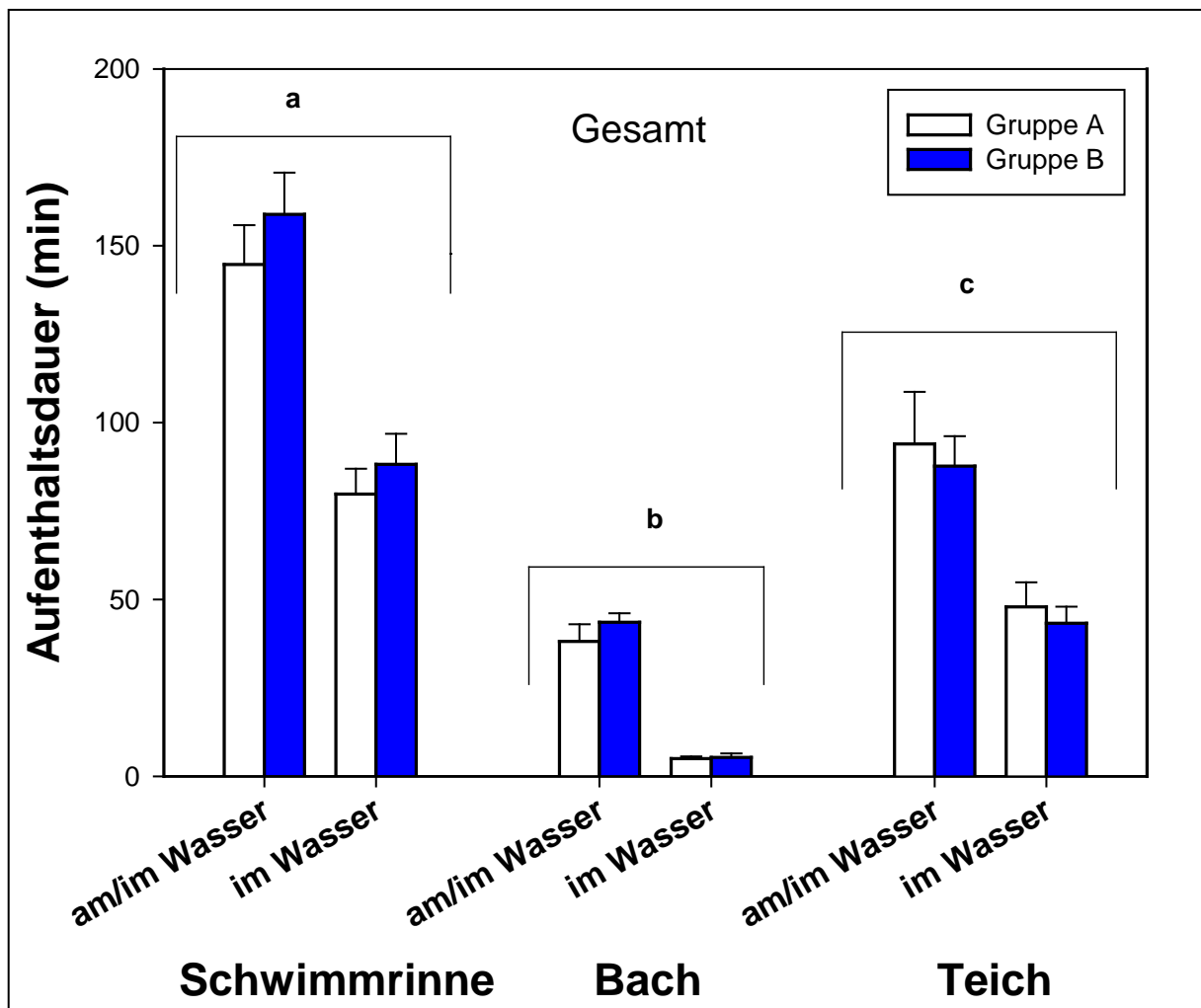


Abbildung 23: Zusammenfassung der Ergebnisse der Videobeobachtung - Mittelwert (\pm SEM) der Kontaktdauern (min) an bzw. in den verschiedenen Wasserflächen über alle Beobachtungstage (insgesamt 15 Tage in den Lebenswochen 14 - 30). Unterschiedliche Buchstaben (a, b, c) zeigen signifikante Unterschiede ($p < 0,05$).

3.1.1.2. Aktometer

Da die Nerze die Halsbänder bzw. Nylongeschirre an denen die Aktometer befestigt waren bereits nach 1 bis 2 Tagen abstreifen konnten, war es nicht möglich aussagekräftige Aktivitätsprofile über mehrere Tage oder Wochen in Folge zu erstellen.

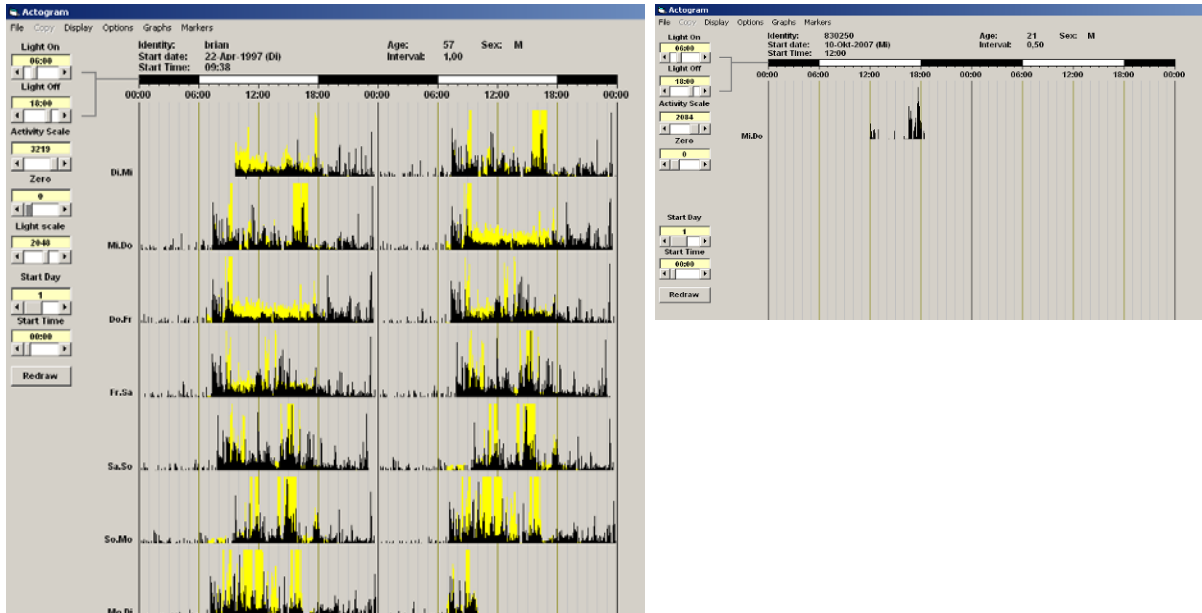


Abbildung 24: Links: Beispiel einer aussagekräftigen Aktometerauswertung, Aktivitätsprofil einer Woche. Rechts: Aktometerauswertungs eines Nerzes, Aktivitätsprofil über 6 Stunden.

Wie in der Abb. 24 ersichtlich konnte eine geeignete und versuchsgerechte Methode zur dauerhaften Fixierung der Bänder auch nach mehrmaliger Beratung mit Wildtierexperten nicht gefunden werden. Auf eine Auswertung der unvollständigen Ergebnisse wurde daher verzichtet.

3.1.1.3. Elektronische Steuereinheit

Aktivität der Nerze im zeitlichen Verlauf

Mit Hilfe der Daten der elektronischen Steuereinheit konnten präzise „In/Out“- Tagesprofile der Nerze der Gruppe A erstellt werden. Aus den folgenden Diagrammen wird ersichtlich, zu welchen Tageszeiten sich die Nerze überwiegend außerhalb der Wohnkästen, bzw. in den Wohnkästen aufhielten. Die folgenden Diagramme (Abb. 25) stellen die Wochenprofile der fünf Wochen dar, in denen Verhaltensbeobachtungen stattfanden.

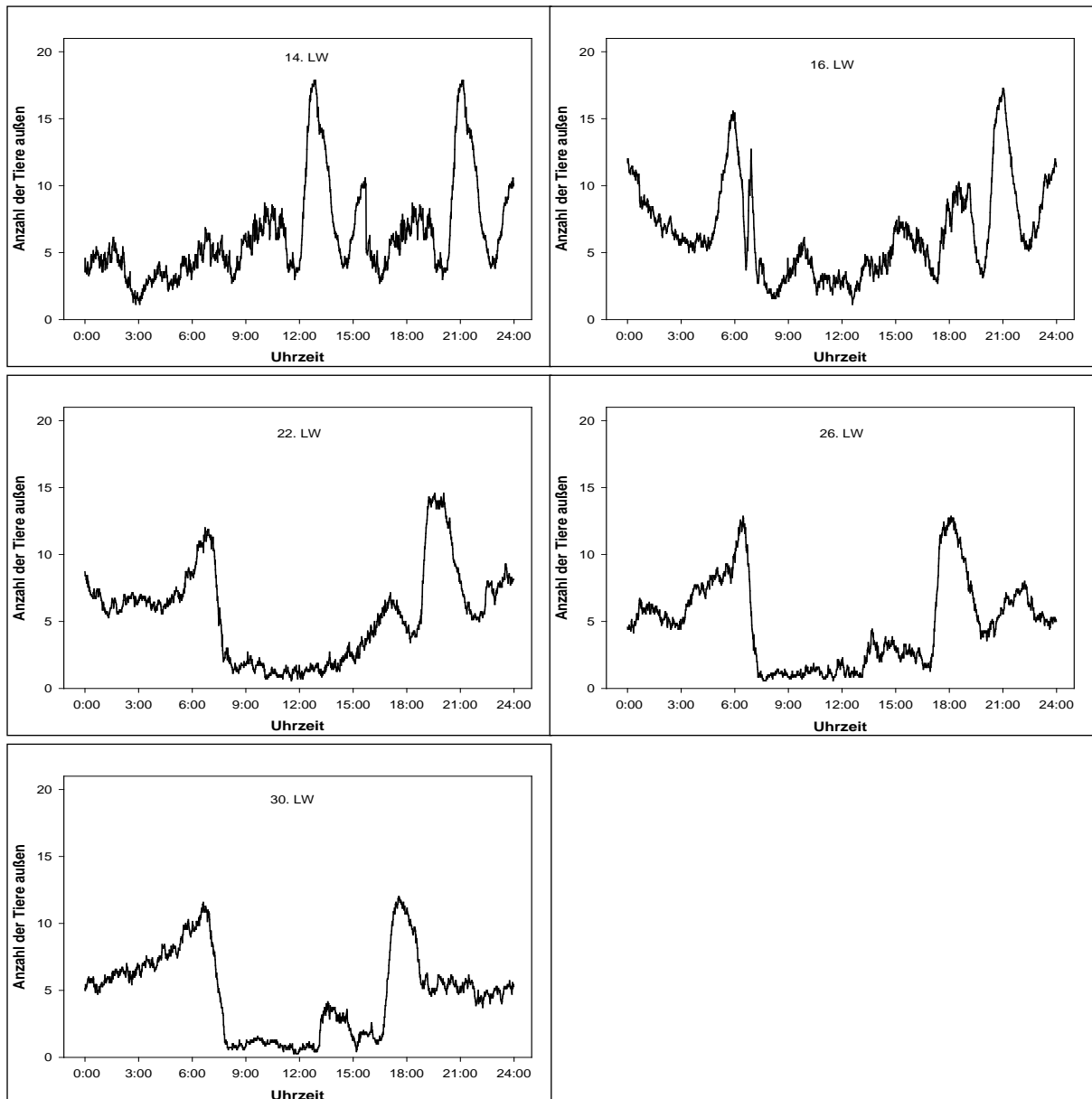


Abbildung 25: Mittlere Anzahl von Tieren pro Woche, die sich außerhalb von Wohnbox und Schlupf aufhalten im 24-Stundenrhythmus. Aufgeteilt nach der 14., 16., 22., 26. und 30. Lebenswoche, (14. und 16. LW: n = 20 Nerze; 22. – 30. LW: n = 18 Nerze; Gruppe A).

Die Zeiten in den Wohnkästen entsprechen dabei den Ruhephasen, da die Nerze die Wohnkästen als Schlafhöhlen nutzen. Die Phasen außerhalb der Wohnkästen können als Aktivitätszeit interpretiert werden. Aus Abbildung 25 (obere Diagramme) geht deutlich hervor, dass während der ersten beiden Beobachtungsphasen (14. und 16. LW) noch kein klarer Aktivitätsrhythmus zu erkennen ist. Dies ist auf die Umgewöhnungsphase nach der Umstallung zurückzuführen, die in der 13. LW erfolgte. Während der letzten drei Beobachtungsphasen stellte sich dann ein typischer, in der Literatur beschriebener, Aktivitätsrhythmus ein (Abb. 25, mittlere und unteres Diagramm(e)). Die Aktivitätspeaks liegen in der Dämmerung und verschieben sich mit steigendem Alter und gleichzeitig kürzer werdenden Tagen im Herbst. In der 22. Lebenswoche liegt der Aktivitätsgipfel noch gegen 20 Uhr, in der 30. Lebenswoche hat er sich auf ca. 17.30 Uhr verschoben (Abb. 26).

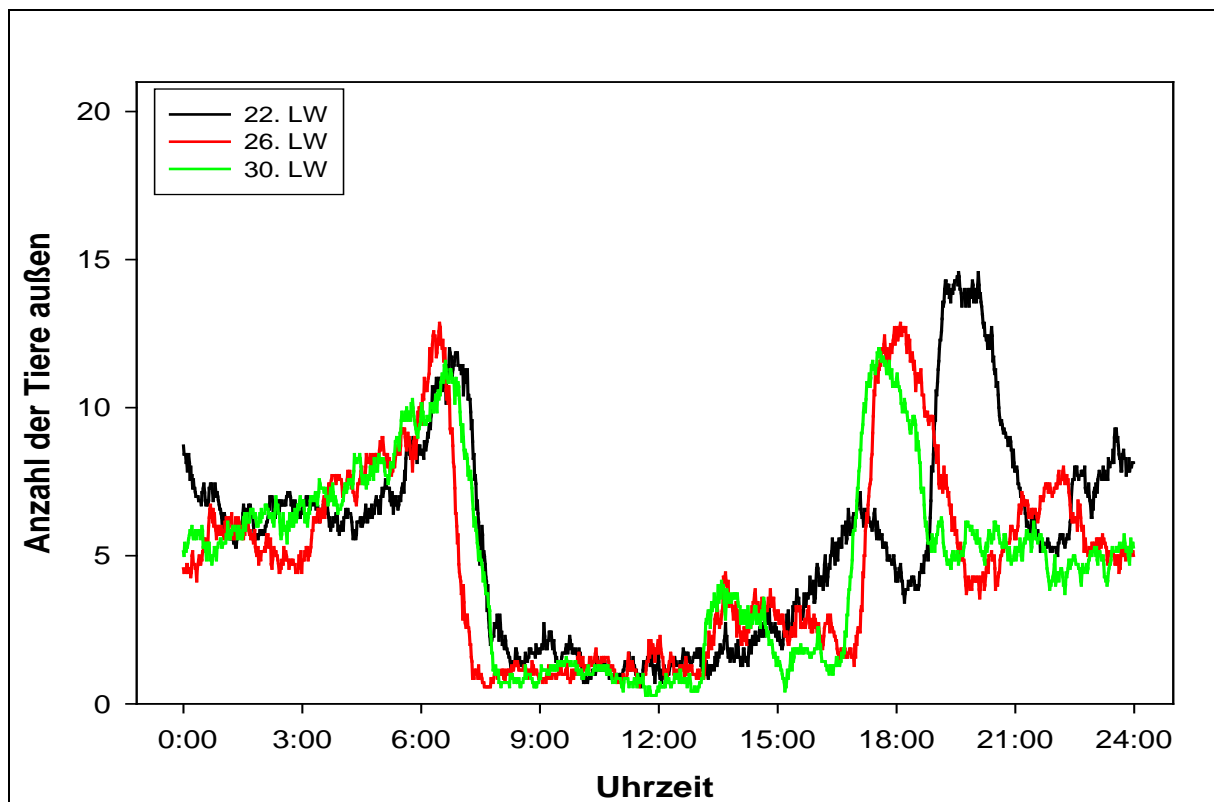


Abbildung 26: Mittlere Anzahl von Tieren pro Woche, die sich außerhalb von Wohnbox und Schlupf aufhalten im 24-Stundenrhythmus. (22., 26. und 30. LW im Vergleich, n = 18 Tiere; Gruppe A).

Um den Aktivitätsrhythmus im Monatsverlauf genauer zu analysieren, wurde der Aufenthaltsort der Nerze im Tagesverlauf bestimmt und jeweils für einen Monat zusammengefasst dargestellt (Abb. 27). Es wurde unterschieden, ob sich die Tiere in der

Wohnbox, im Schlupf oder außerhalb aufgehoben haben. Dabei wurden im Monat August 23 Tage, im September 27 und im Oktober sowie November jeweils 28 Tage erfasst. Die restlichen Tage konnten nicht ausgewertet werden, da die Tiere zum Wiegen und/oder Blutnehmen aus dem Gehege herausgefangen wurden. Übereinstimmend mit den 24-Stunden-Profilen in den Abbildungen 25 und 26 hielten sich die Tiere während des Tages vorwiegend in den Wohnboxen auf und auch die Aktivitätspeaks in den Dämmerungsphasen sind gut zu erkennen. Auffallend ist, dass sich die Tiere zu Beginn des Versuchszeitraums im August (ca. 13. bis 17. LW) häufig tagsüber in den Schlupfröhren aufhielten, während dies zum Ende des Versuchszeitraums im November (ca. 26 – 30. LW) kaum mehr der Fall war.

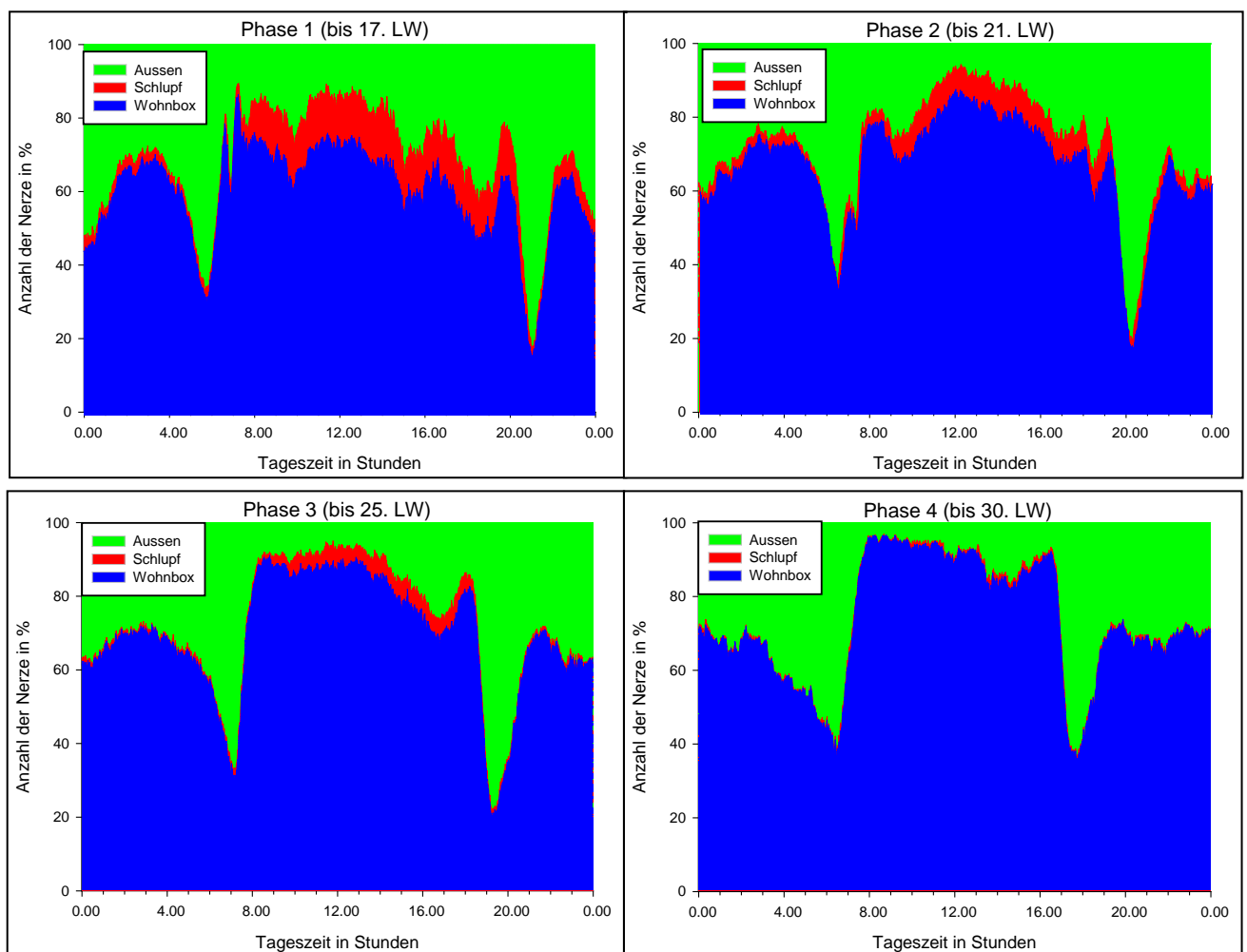


Abbildung 27: Durchschnittliche Anzahl der Nerze pro Tag in der Wohnbox, im Schlupf und Außen in den Phasen eins, zwei, drei und vier. Mittelwert aus den ausgewerteten Tagen der jeweiligen Phase. (Anzahl Nerze Phase eins und zwei: 20; Phase drei und vier: 18).

Über den gesamten Versuchszeitraum gesehen hielten sich die Nerze immer mehr in den Wohnboxen auf. Die Aufenthalte im Freien und in der Schlupfröhre nahmen dagegen mit zunehmendem Lebensalter und sinkenden Außentemperaturen ab (Abb. 28).

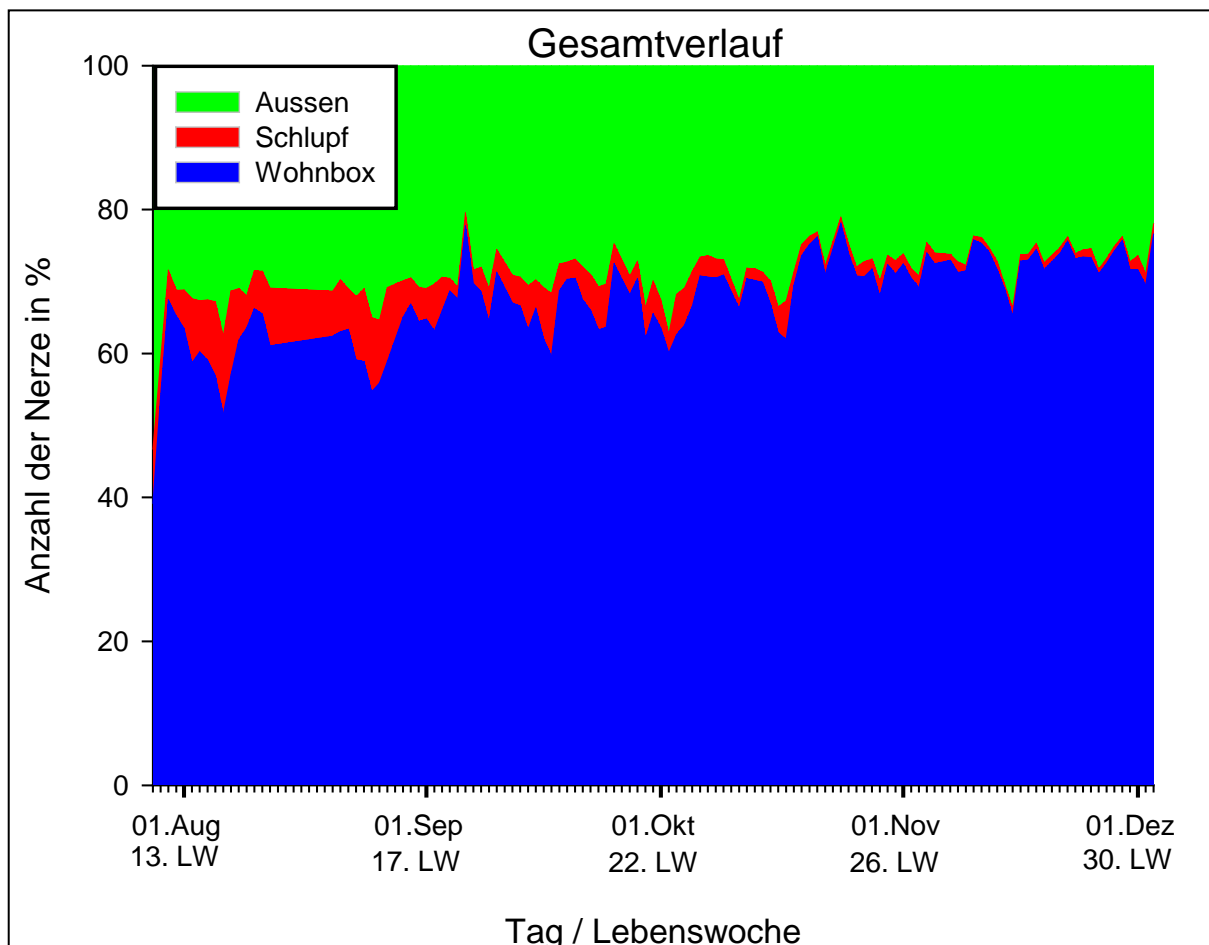


Abbildung 28: Durchschnittliche Anzahl der Nerze in % in der Wohnbox, im Schlupf und Außen über den gesamten Versuchszeitraum.

Wohnboxnutzung

Weiterhin konnte mithilfe der elektronischen Registriereinheit festgestellt werden, dass die Nerze bestimmte Wohnboxen bevorzugt nutzten. Zur Lage und Anordnung der Wohnboxen sei auf die Abbildung 4 im Kapitel Material und Methoden verwiesen. In der ersten Phase bis zur 17. Lebenswoche wurden noch alle 20 Wohnboxen relativ gleichmäßig genutzt, wobei auch hier schon die Bevorzugung der Futterseite erkennbar wurde. In den folgenden Phasen waren deutliche Präferenzen für bestimmte Wohnboxen erkennbar. So wurden in Phase zwei (bis 21. Lebenswoche) die Wohnboxen 6, 8, 9 und 10 am längsten genutzt, die Wohnboxen 7, 12, 16 und 20 hingegen kaum aufgesucht.

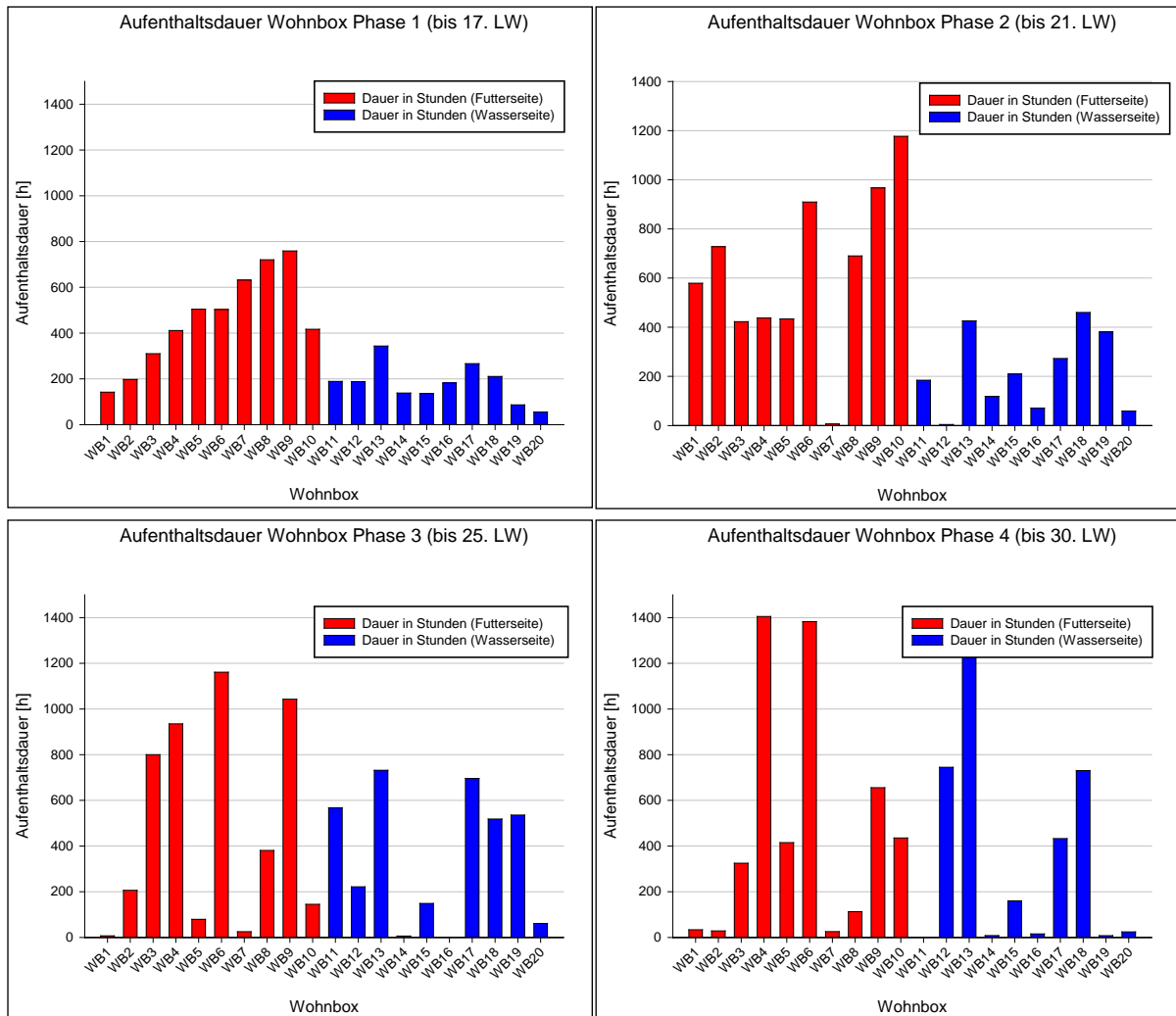


Abbildung 29: Gesamtaufenthaltsdauer der Nerze in den Wohnboxen aufgeteilt in vier Phasen in Stunden. Gruppe A.

Im weiteren Verlauf änderte sich die Präferenz: In Phase drei (bis 25. LW) wurden die Boxen 3, 4, 6 und 9 bevorzugt (alle Futterseite), die Boxen 7, 14, 16 und 20 dagegen nur sehr kurz genutzt. In der vierten Phase (bis 30. Lebenswoche) schließlich gewann die Wohnbox 13 an Attraktivität, während die Beliebtheit der Wohnbox 3 rapide abnahm. Die Wohnbox 6 verzeichnete immer längere Aufenthaltszeiten von ca. 500 Stunden in der ersten Phase, über ca. 900 Stunden bzw. knapp 1200 Stunden in Phase zwei und drei bis hin zu nahezu 1400 Stunden in der letzten Phase. Umgekehrt verhielt es sich mit der Wohnbox 14, diese wurde in der ersten und zweiten Phase für ca. 100 Stunden genutzt, Phase drei und vier dagegen fast gar nicht mehr aufgesucht.

Wie aus Abbildung 30 ersichtlich ist, waren die Aufenthaltsdauern der Nerze in den Wohnboxen 1 – 10 (Futterseite) signifikant ($p < 0,05$) länger als die der Wohnboxen 11 – 20

(Wasserseite). Bei einem Vergleich der jeweils gegenüberliegenden Wohnboxen konnten keine signifikanten Zusammenhänge festgestellt werden.

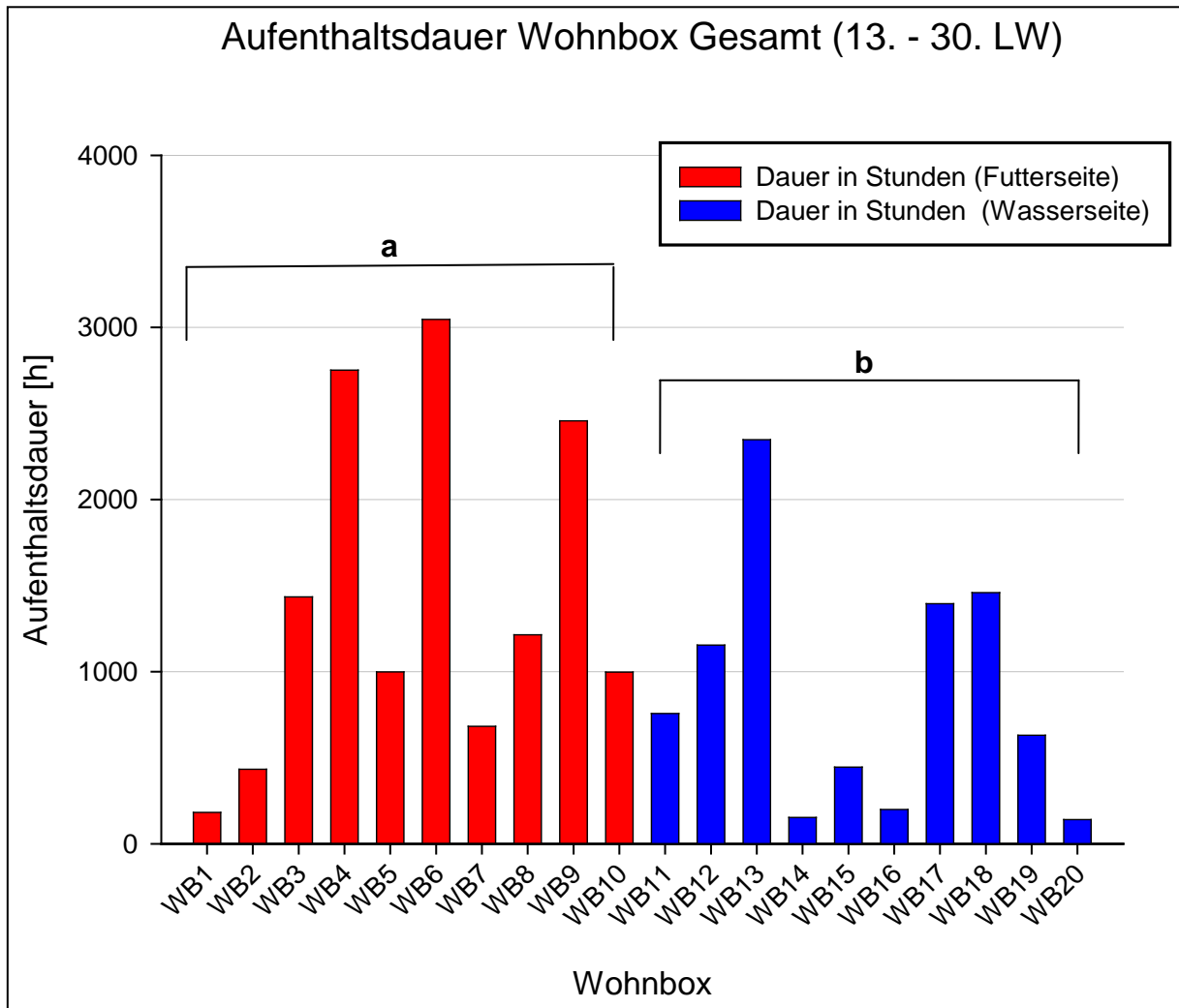


Abbildung 30: Gesamtaufenthaltsdauer der Nerze in den Wohnboxen zusammengefasst über den gesamten Versuchszeitraum (Aug. – Nov.) in Stunden, Gruppe A. Unterschiedliche Buchstaben (a, b) zeigen signifikante Unterschiede ($p < 0,05$).

Eine weitergehende Analyse der Wohnboxnutzung zeigte, dass sich die Tiere häufig gemeinsam in den Wohnboxen aufhielten. Die Abbildung 31 zeigt die Anzahl der Wohnboxaufenthalte von einem Einzelnerz im Vergleich zu der Anzahl von Aufenthalten von 2 oder mehr Nerzen gemeinsam in einer Wohnbox jeweils pro Woche. Dabei wurden nur Aufenthalte gewertet, die länger als 10 Minuten dauerten und bei den gemeinsamen Aufenthalten mussten sich die Einzelaufenthalte um mindestens eine Minute überschneiden. Diese Zeiten wurden gewählt, um zu vermeiden lediglich sehr kurze gemeinsame Aufenthalte zu erfassen, die auf Spielen, Jagen oder sich Vertreiben zurückzuführen sind. Befindet sich

ein Nerze 10 Minuten oder länger in der Wohnbox, ist nach unseren Beobachtungen davon auszugehen, dass er ruht. Würde ein Nerz beim Betreten der Wohnbox das darin befindliche Tier vertreiben, so wäre dafür weit weniger als eine Minute nötig. Es ist zu erkennen, dass sich bei ca. der Hälfte der Wohnboxaufenthalte zwei oder mehr Tiere gemeinsam in einer Box befanden. Im Verlauf nehmen die gemeinsamen Aufenthalte tendenziell zu, obwohl mit steigendem Alter der Tiere der Literatur zufolge eher das Gegenteil zu erwarten gewesen wäre.

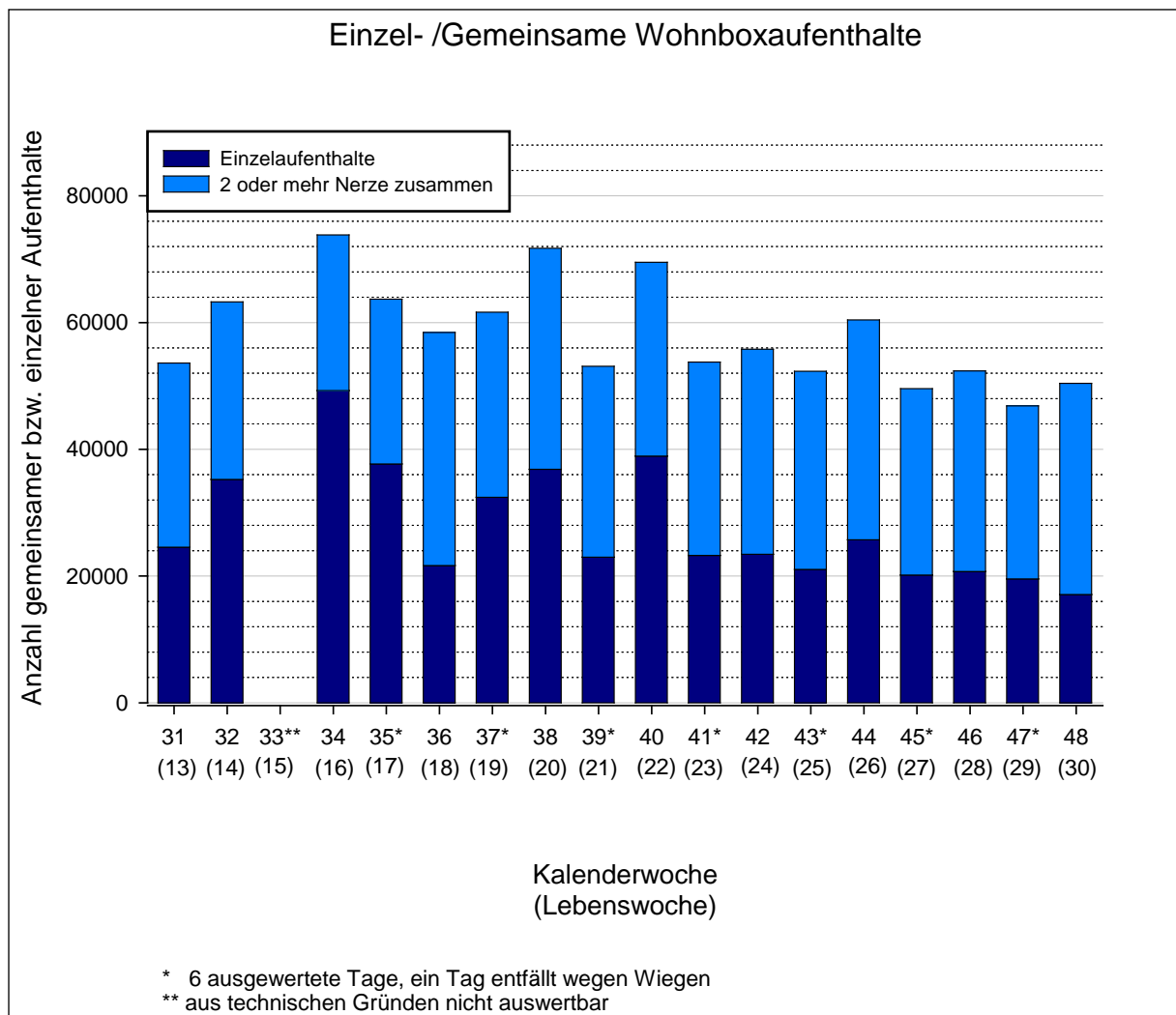


Abbildung 31: Anzahl der Wohnboxaufenthalte von einem einzelnen Nerz bzw. von zwei oder mehr Nerzen gemeinsam, Gruppe A.

In Abbildung 32 werden die gemeinsamen Aufenthalte detaillierter dargestellt. Die gemeinsamen Aufenthalte wurden in Aufenthalte von je zwei, drei, vier, fünf und sechs oder mehr Tieren unterteilt. Am häufigsten befanden sich zwei Nerze in einer Box, gefolgt von drei oder vier Tieren. Auffallend ist, dass bis zum Versuchsende in der 30. Lebenswoche gemeinsame Aufenthalte von sechs oder mehr Tieren in einer Wohnbox vorkamen.

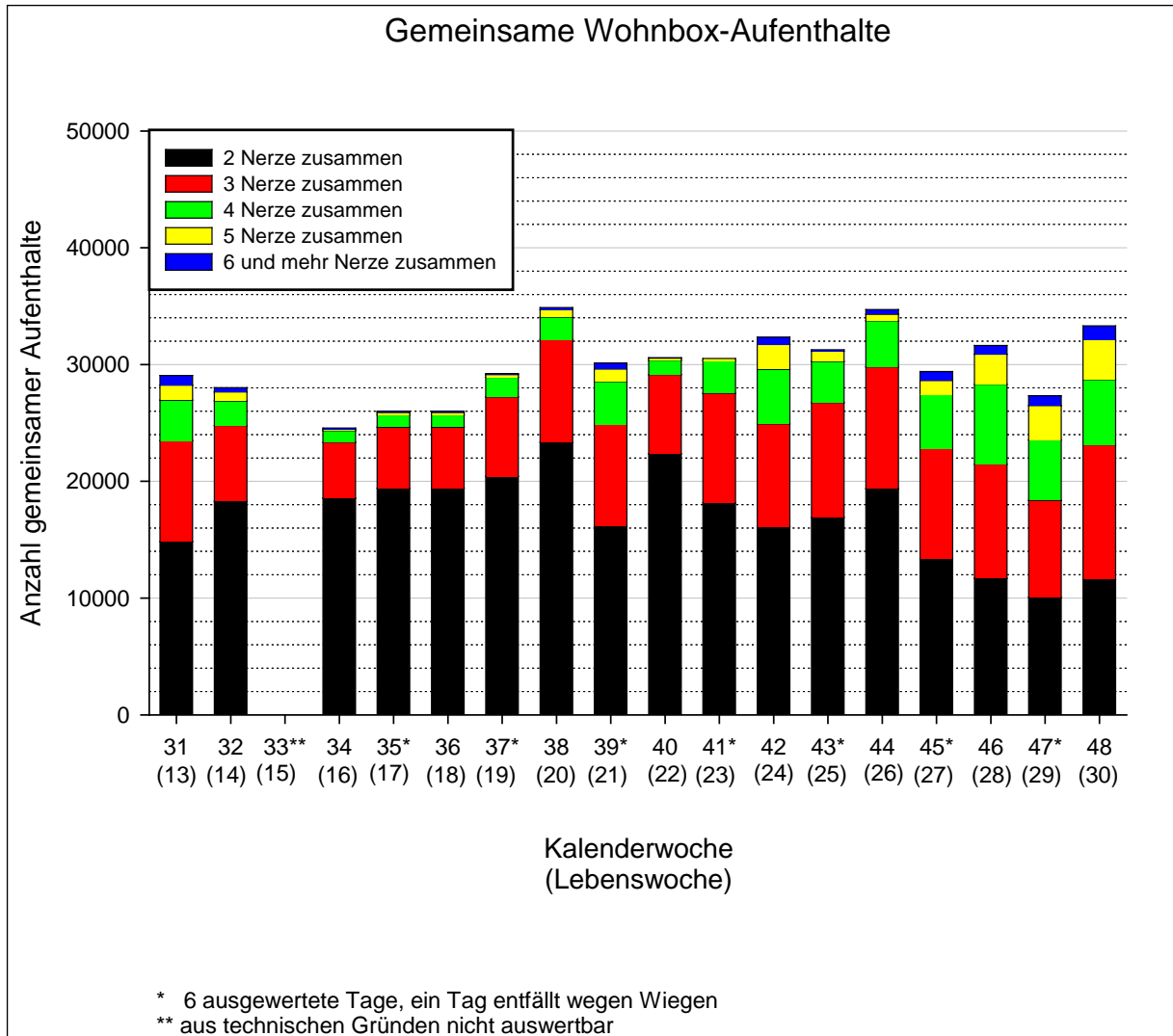


Abbildung 32: Gemeinsame Aufenthalte in einer Wohnbox aufgeteilt nach 2, 3, 4, 5 und 6 oder mehr Nerzen. Mindestaufenthaltsdauer in der Wohnbox jeweils 10 min, bei gemeinsamen Aufenthalten Mindestüberschneidung der Aufenthalte eine Minute, Gruppe A.

Schließlich wurde untersucht, ob einzelne Nerze eine Präferenz für eine bestimmte Wohnbox haben oder im Lauf der Zeit entwickeln. Die Abbildungen 33 und 34 stellen den prozentualen Aufenthalt pro Wohnbox für jeden einzelnen Nerz dar. Der gesamte Versuchszeitraum wurde hierfür in vier Phasen gegliedert. Es wird auf den ersten Blick ersichtlich, dass keine individuelle Bevorzugung bestimmter Wohnboxen vorhanden ist. Die Tiere nutzen in allen Monaten alle bzw. fast alle Wohnboxen. Die unterschiedlichen prozentualen Aufenthaltsdauern in den einzelnen Boxen entsprechen dabei dem Ergebnis in den Abbildungen 33 und 34, d.h. die prozentualen Aufenthaltsdauern fast aller Nerze sind in den bevorzugten Boxen länger, in den weniger präferierten kürzer.

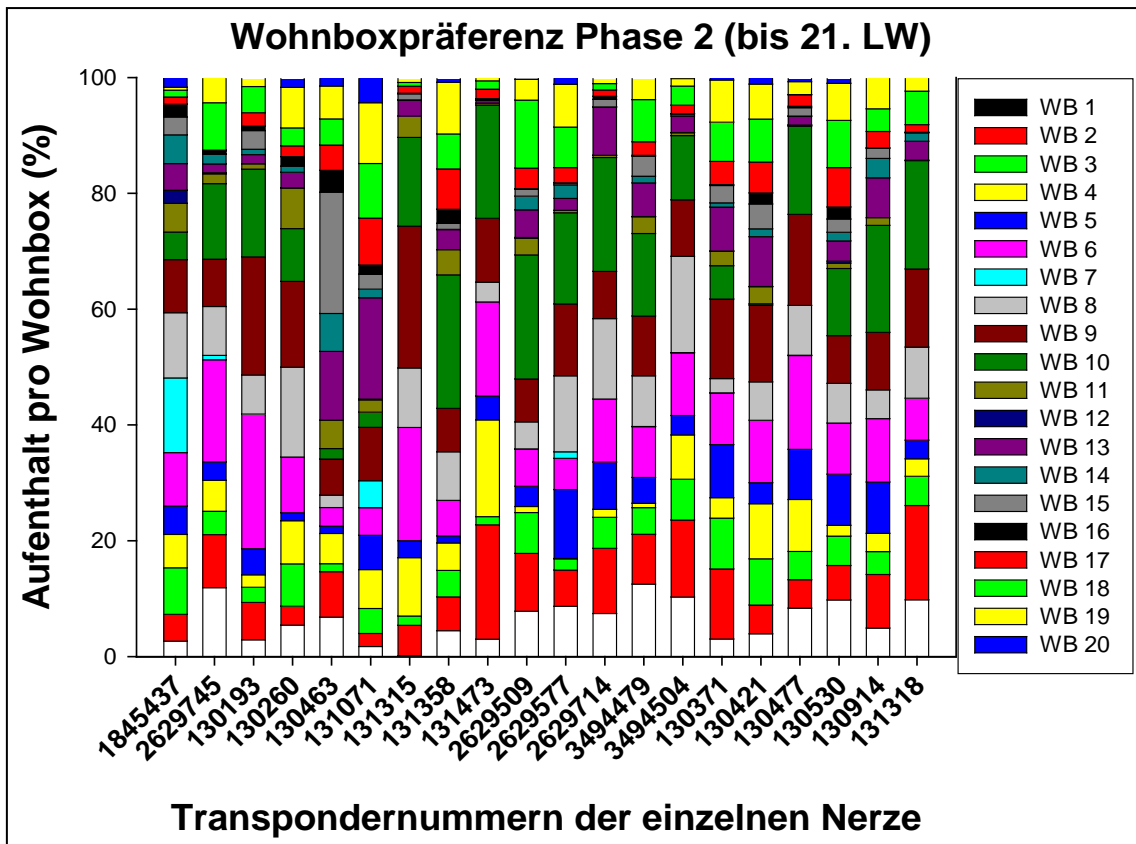
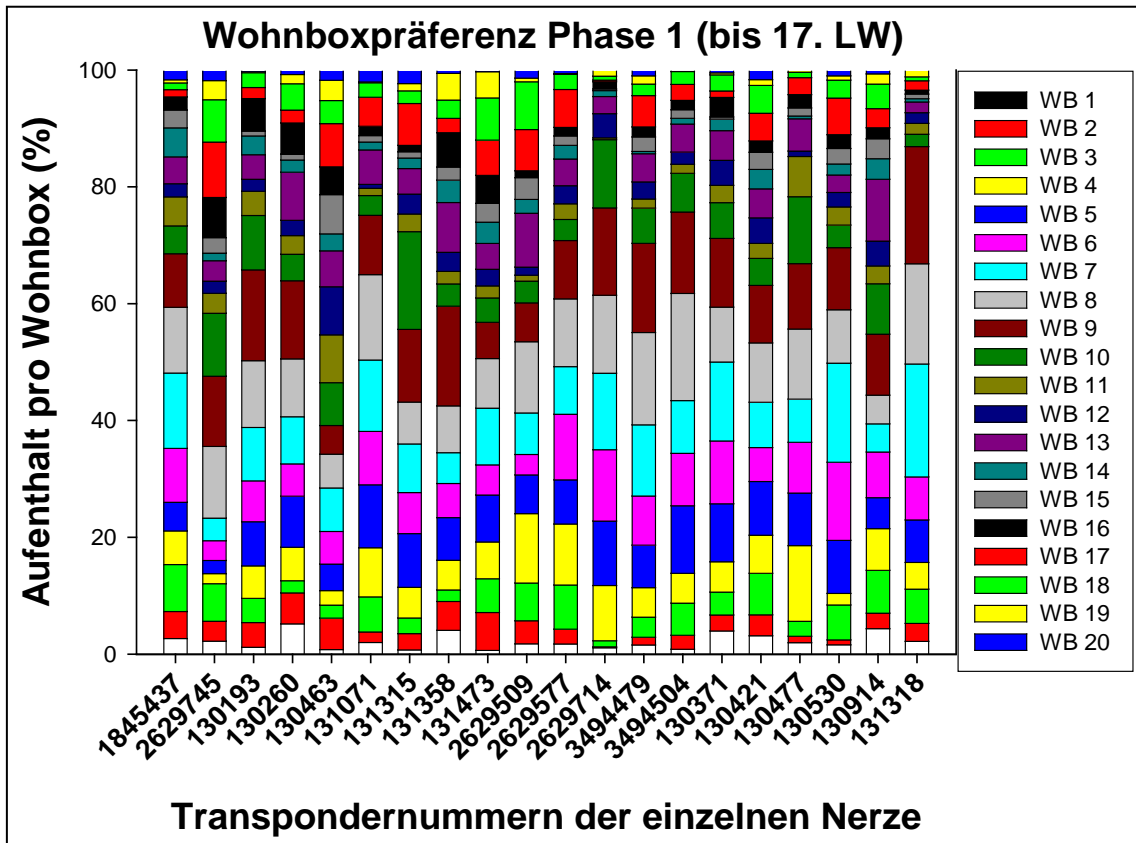


Abbildung 33: Aufenthaltsdauer der einzelnen Nerze in den einzelnen Wohnboxen in Prozent in Phase eins bis zur 17. LW (oben) und Phase zwei bis zur 21. LW (unten), Gruppe A.

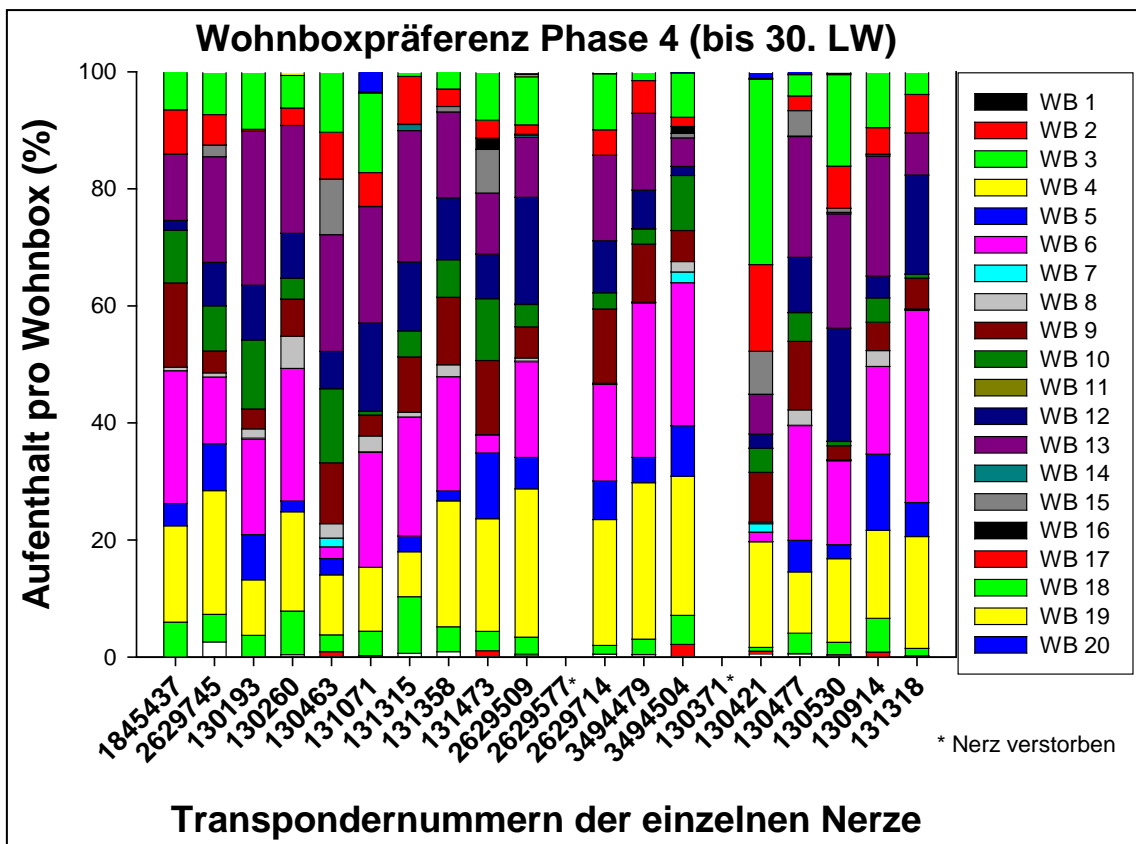
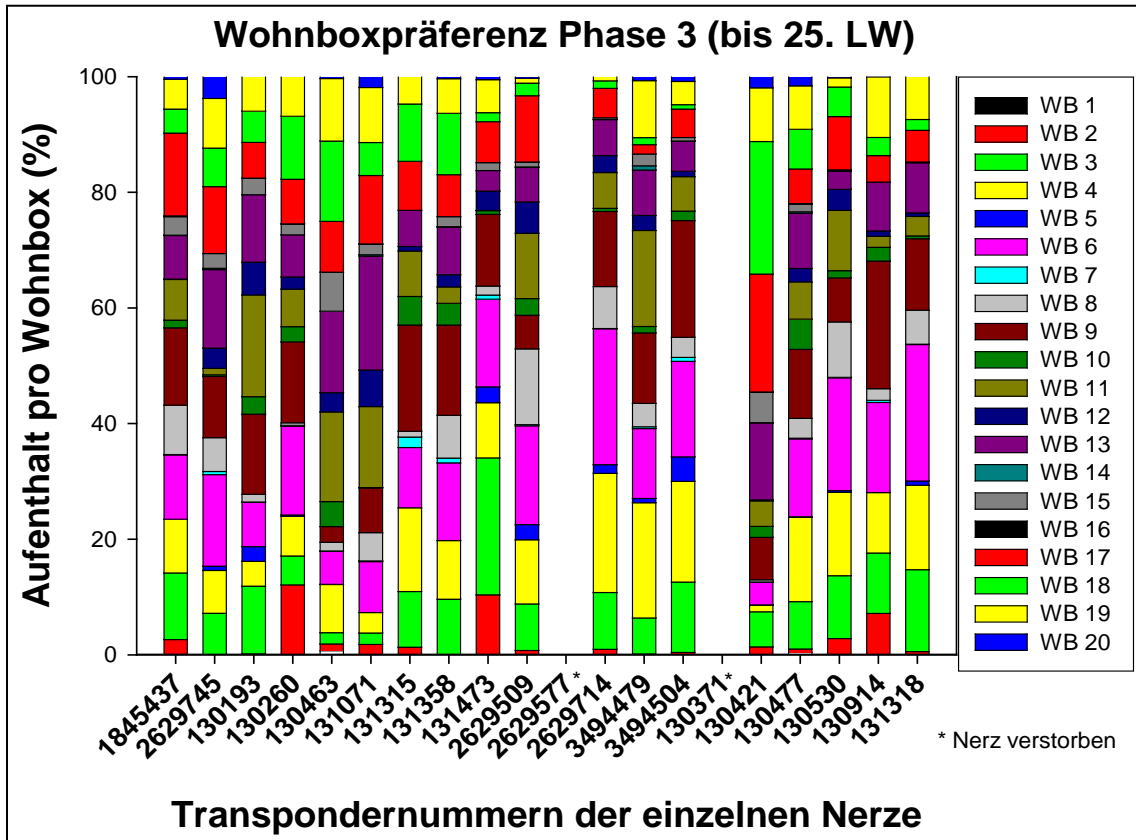


Abbildung 34: Aufenthaltsdauer der einzelnen Nerze in den einzelnen Wohnboxen in Prozent in Phase drei bis zur 21. LW (oben) und Phase vier bis zur 30. LW (unten), Gruppe A.

3.1.1.4. Blutparameter der Tiere

Blutuntersuchung (Hkt, Hb, Leukozyten, Erythrozyten, Thrombozyten)

Die gemessenen Blutparameter Hämatokrit, Hämoglobin, Erythrozyten, Leukozyten sowie Thrombozyten bewegen sich alle fast immer innerhalb der in der Literatur angegebenen Referenzbereiche. Geschlechtsspezifische Unterschiede zwischen Fähen und Rüden traten vereinzelt auf.

Ein mit zunehmendem Alter ansteigender Hämatokrit und ebenso ansteigender Hämoglobin-Gehalt, wie aus der Literatur bekannt, konnte auch in dieser Studie bei den Fähen und Rüden verzeichnet werden (siehe Abbildung 35). Die Ursache für die Änderung des Hämatokrits scheint die physiologische Entwicklung der Tiere bis zur Geschlechtsreife zu sein. Ebenso könnte die Körper-Gewichtszunahme der Grund für den Anstieg des Hämatokrits sein.

Der sowohl bei den Fähen als auch Rüden zu beobachtende signifikante Anstieg des Hämoglobins im Verlauf der drei Blutentnahmen (siehe Abbildung 35) könnte durch den erhöhten Sauerstoffbedarf im Gewebe, der vor allem bei jungen Tieren im Zusammenhang mit der Körpergewichts- und Muskulaturentwicklung auftritt, verursacht sein. Signifikante Unterschiede zwischen den drei Blutentnahmen für die Parameter Hämatokrit und Hämoglobin sind Tabelle 17 zu entnehmen.

Die Veränderungen der Leukozytenzahl zwischen den drei Blutentnahmen könnten auf Stress, der beispielsweise durch das Fangen der Nerze induziert worden sein könnte, zurückzuführen sein (siehe Abbildung 36). In Tabelle 18 sind die signifikanten Unterschiede der drei Blutentnahmen für die Parameter Erythrozyten, Leukozyten und Thrombozyten dargestellt.

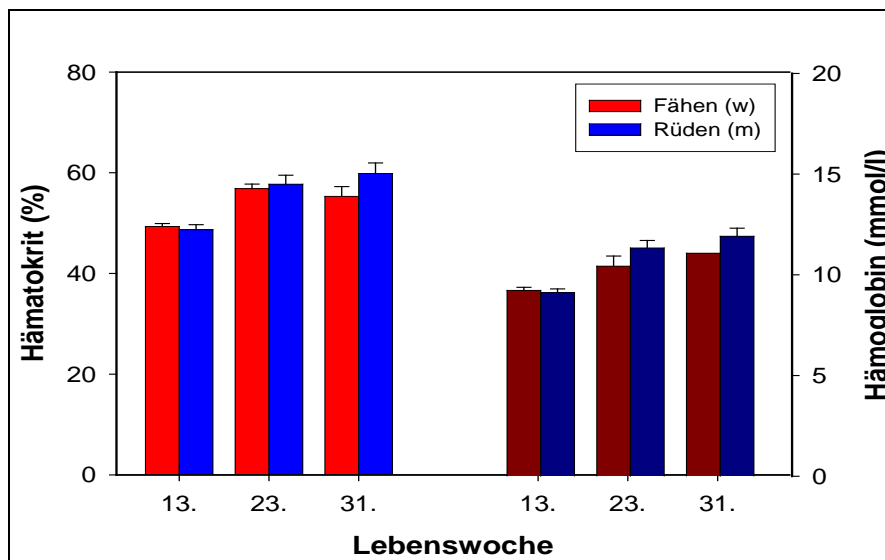


Abbildung 35: Hämatokrit (Vol%) und Hämoglobin (mmol/l) der Nerze im zeitlichen Verlauf der drei Blutentnahmen (13., 23. und 31. LW), unterteilt nach Fähen und Rüden [Referenzbereiche laut Wenzel, 1984: Hämatokrit: 29 – 58 Vol% (+/- 6) ; Hämoglobin: 6,1 – 12,2 mmol/l (+/- 10,6)].

Tabelle 17: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (13., 23. und 31. LW) der beiden Parameter Hämatokrit und Hämoglobin sowie signifikante Geschlechtsunterschiede [* p<0,05, ** p<0,01, *** p<0,001].

Hämatokrit

Lebenswochen	Signifikanzen	
	w	m
Verlauf :		
13.-23.	***	***
23.-31.		*
13.-31.	**	***
Geschlechtervergleich:		
13.		
23.		
31.		

Hämoglobin

Lebenswochen	Signifikanzen	
	w	m
Verlauf :		
13.-23.	**	***
23.-31.		**
13.-31.	***	***
Geschlechtervergleich:		
13.		
23.		*
31.		*

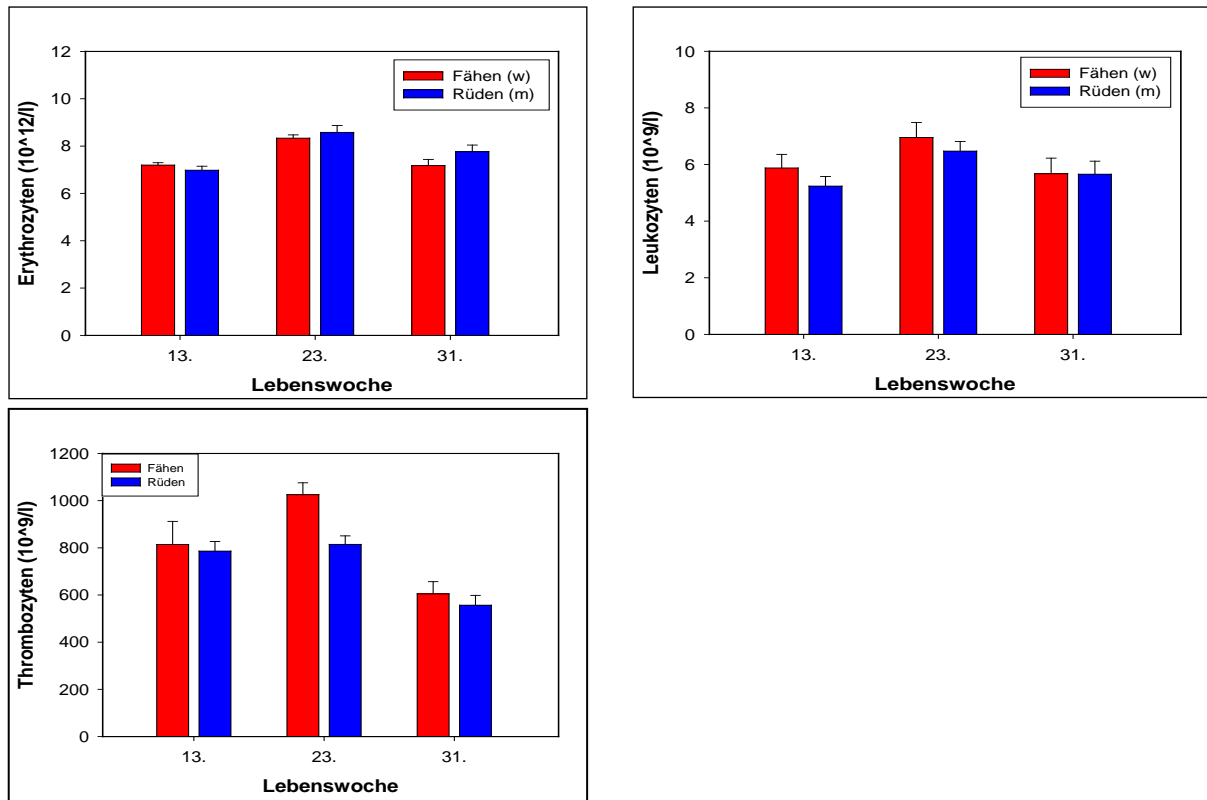


Abbildung 36: Erythrozyten- ($10^{12}/l$), Leukozyten- ($10^9/l$) und Thrombozyten-Gehalt ($10^9/l$) im zeitlichen Verlauf der drei Blutentnahmen (13., 23. und 31. LW), unterteilt nach Fähen und Rüden [Referenzbereich laut Wenzel, 1984: Erythrozyten $2,56 - 9,12 \times 10^{12}/l$ (+/- 1,17); Leukozyten $5,52 - 8,35 \times 10^9/l$ (+/- 2,32), Thrombozyten $458 - 826 \times 10^9/l$].

Tabelle 18: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (13., 23. und 31. LW) der Parameter Erythrozytenzahl, Leukozytenzahl und Thrombozytenzahl sowie signifikante Geschlechtsunterschiede [* $p < 0,05$, ** $p \leq 0,01$, *** $p \leq 0,001$].

Erythrozyten			Leukozyten			Thrombozyten		
Lebens- wochen	Signifikanzen		Lebens- wochen	Signifikanzen		Lebens- wochen	Signifikanzen	
	w	m		w	m		w	m
Verlauf :			Verlauf :			Verlauf :		
13.-23.	***	***	13.-23.		*	13.-23.		
23.-31.	***	***	23.-31.	*		23.-31.	***	***
13.-31.		**	13.-31.			13.-31.	**	**
Geschlechter- vergleich:			Geschlechter- vergleich:			Geschlechter- vergleich:		
13.			13.			13.		
23.			23.			23.	**	
31.			31.			31.		

Serumparameter (Cholesterol, Triglyceride, AST und Gallensäuren)

Die gemessenen Werte für Cholesterol und Triglyceride der Fähen und Rüden liegen zum Zeitpunkt der drei Blutentnahmen (13., 23. und 31. LW) in den in der Literatur angegebenen Referenzbereichen. Der Parameter AST ist zu allen Messzeitpunkten geringfügig höher als in der Literatur beschrieben. Gründe hierfür könnten in unterschiedlichen Messmethoden begründet sein. In der verfügbaren neueren Literatur sind keine weiteren Angaben zu diesem Parameter zu finden.

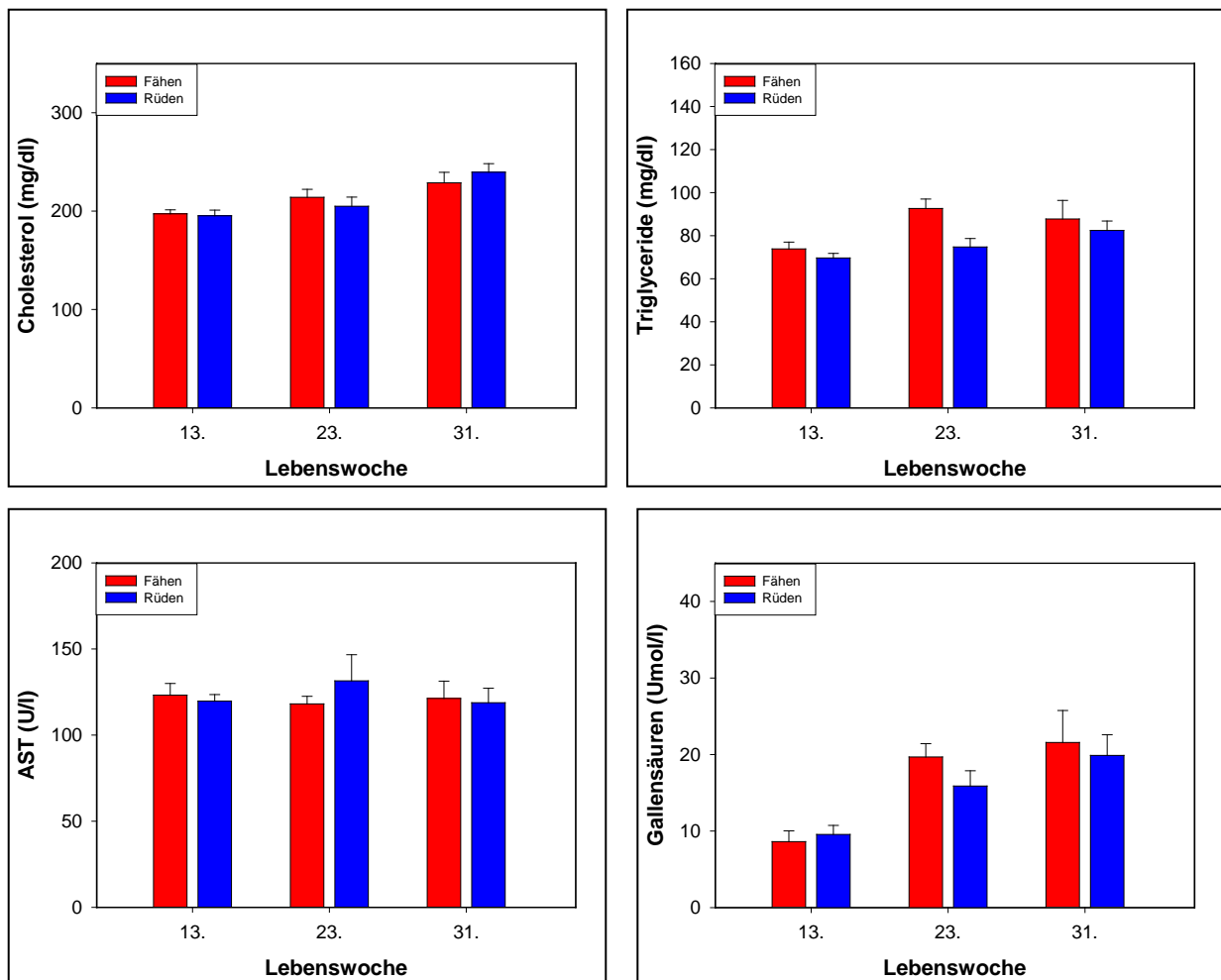


Abbildung 37: Gallensäuren, Cholesterol, Triglyceride und AST im zeitlichen Verlauf der drei Blutentnahmen (13., 23. und 31. LW), unterteilt nach Fähen und Rüden [Referenzbereich laut Wenzel, 1984: Cholesterol 206 - 240 mg/dl, Triglyceride 92 - 97 mg/dl; laut Fowler und Miller, 1994 AST 67 +/- 13,7 U/l); für Gallensäuren liegen keine Referenzwerte vor.].

Ähnlich verhält es sich mit dem Blutparameter Gallensäure, zu dem, bezogen auf amerikanische Nerze, keine Angaben in der einschlägigen Literatur gemacht werden. Die

einzelnen Signifikanzen sind Tabelle 19 zu entnehmen. Bei dem Parameter AST wurden zu keinem Zeitpunkt und auch nicht zwischen den Geschlechtern Signifikanzen festgestellt.

Tabelle 19: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (13., 23. und 31. LW) der Parameter Gallensäure, Triglyceride und Cholesterol sowie signifikante Geschlechtsunterschiede [* p<0,05, ** p<0,01, *** p<0,001].

Gallensäure			Triglyceride			Cholesterol		
Lebens- wochen	Signifikanzen		Lebens- wochen	Signifikanzen		Lebens- wochen	Signifikanzen	
	w	m		w	m		w	m
Verlauf :			Verlauf :			Verlauf :		
13.-23.	***	***	13.-23.	***		13.-23.		
23.-31.			23.-31.			23.-31.		**
13.-31.	***	***	13.-31.			13.-31.	*	***
Geschlechter- vergleich:			Geschlechter- vergleich:			Geschlechter- vergleich:		
13.			13.			13.		
23.		*	23.		**	23.		
31.			31.			31.		

3.1.1.5. Parameter des Immunsstatus (Serum IgG)

In Abbildung 38 ist die Immunglobulin G (IgG) Konzentration dargestellt. Der höhere Ausgangswert an IgG in der 13. LW könnte bei den Nerze auf die in der 12. LW durchgeführte Impfung zurückzuführen sein, wodurch das körpereigene Immunsystem zur Bildung spezifischer Antikörper angeregt wurde. Fähen und Rüden bewegen sich auf gleichem Niveau, so dass kein Geschlechtsunterschied erkennbar wird. Im tierartlichen Vergleich bewegen sich die Werte auf einem hohen Niveau.

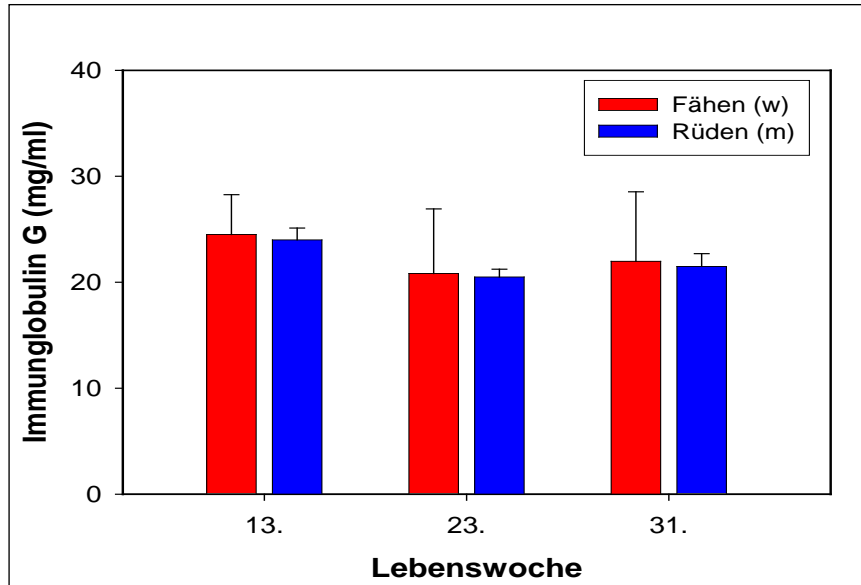


Abbildung 38: Mittlere Immunglobulin G - Konzentration (mg/ml) im Plasma der Nerze im zeitlichen Verlauf der drei Blutentnahmen (13., 23. und 31. LW), unterteilt nach Fähen und Rüden.

Tabelle 20: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (13., 23. und 31. LW) der Immunglobulin G - Konzentration sowie signifikante Geschlechtsunterschiede [* $p < 0,05$, ** $p \leq 0,01$, *** $p \leq 0,001$].

Lebenswochen	Signifikanzen	
	w	m
Verlauf :		
13.-23.	*	**
23.-31.		
13.-31.		
Geschlechtervergleich:		
13.		
23.		
31.		

3.1.1.6. Körpergewicht, Verletzungen und Verluste

Körpergewicht

Die Nerze wurden in der 13. Lebenswoche mit einem durchschnittlichen Gewicht von 1308 ± 38 g (Rüden) bzw. 842 ± 16 g (Fähen) in die Freilandgehege eingestallt. Das leichteste Tier wog 718 g, das schwerste 1584 g. Im Verlauf der ersten zwei Monate zeigten sich deutliche Zunahmen im Körpergewicht, danach stagnierten die Zunahmen (Fähen) bzw. nahmen die Zunahmen deutlich ab (Rüden). Bei Versuchsende (31. LW) wogen die Rüden durchschnittlich 2402 ± 81 g und die Fähen 1303 ± 33 g. Das leichteste Tier wog 1071 g, das schwerste 3000 g (siehe Abb. 39).

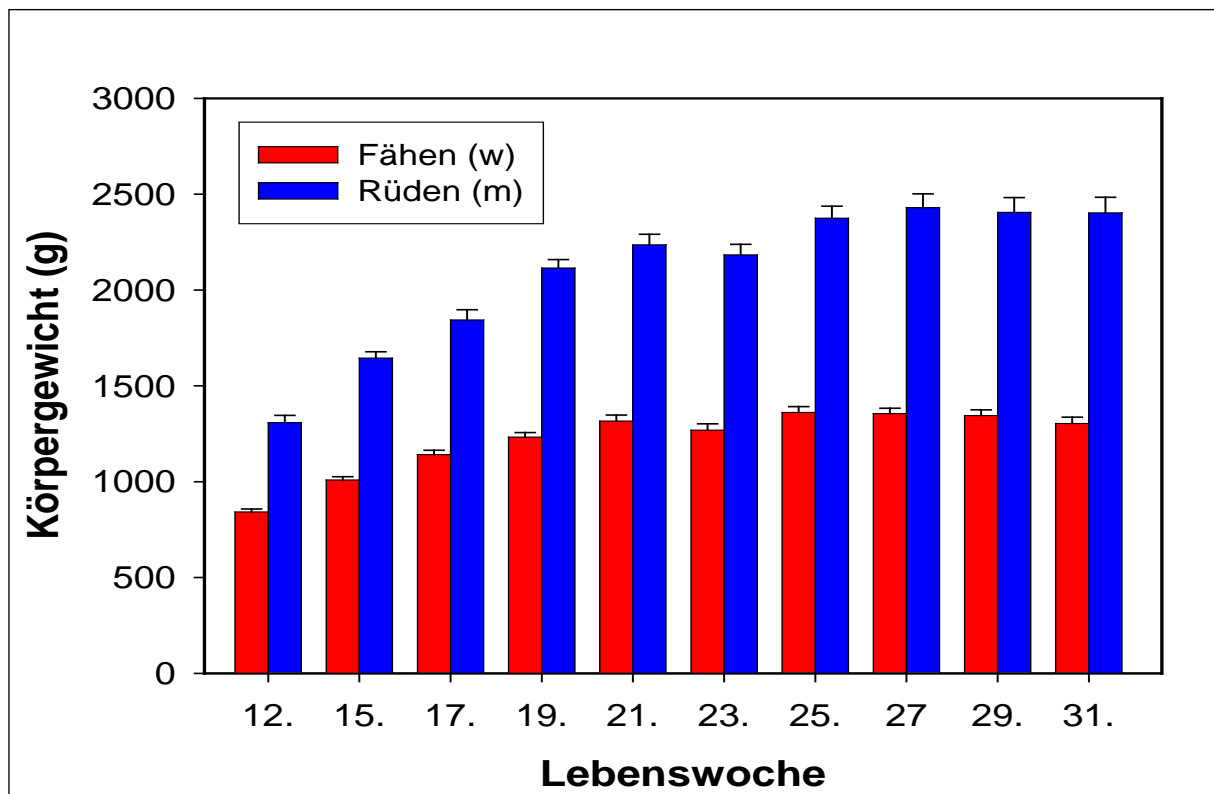


Abbildung 39: Verlauf des mittleren Körpergewichts (\pm SEM) in Gramm (g) im zeitlichen Verlauf (12. bis 31. LW), unterteilt nach Fähen und Rüden.

Tabelle 21: Übersicht über Signifikanzen zwischen den Körpergewichtsdaten zu den zehn Messzeitpunkten (12., 15., 17., 19., 21., 23., 25., 27., 29. und 31. LW) sowie signifikante Geschlechtsunterschiede [* p<0,05, ** p<=0,01, *** p<= 0,001].

Lebenswochen	Signifikanzen	
	w	m
Verlauf:		
12.-15.	***	***
15.-17.	***	***
17.-19.	***	***
19.-21.	***	**
21.-23.		
23.-25.	***	***
25.-27.		*
27.-29.		*
29.-31.	**	
Geschlechtervergleich:		
12.-31.	jeweils	***

Verletzungen

Sowohl in der Gruppe A als auch in der Gruppe B traten Bissverletzungen am Schwanz aufgrund innerartlicher Aggression auf. In beiden Gruppen waren jeweils drei Tiere betroffen, dies entspricht 15 Prozent (Gruppe A: drei Fähen; Gruppe B: drei Rüden). Aufgrund der ernstesten Bisswunde musste ein Rüde aus der Gruppe B (20. Lebenswoche) genommen werden.

Verluste

In der Gruppe A verstarben zwei Fähen in der 20. Lebenswoche aufgrund eines Unfalls nach Grabaktivitäten der Tiere im Gehege. Es traten keine Verluste aufgrund von Erkrankungen oder innerartlicher Aggression auf.

3.1.1.7. Wassertemperatur und Wasserqualität

Wassertemperatur

Die während des Versuchszeitraumes gemessene Wassertemperatur und Lufttemperatur (Mittelwert über 24 Stunden) ist in Abbildung 40 dargestellt. Die Wassertemperatur lag im August mit durchschnittlich 21,7°C am höchsten und fiel ab Oktober deutlich ab.

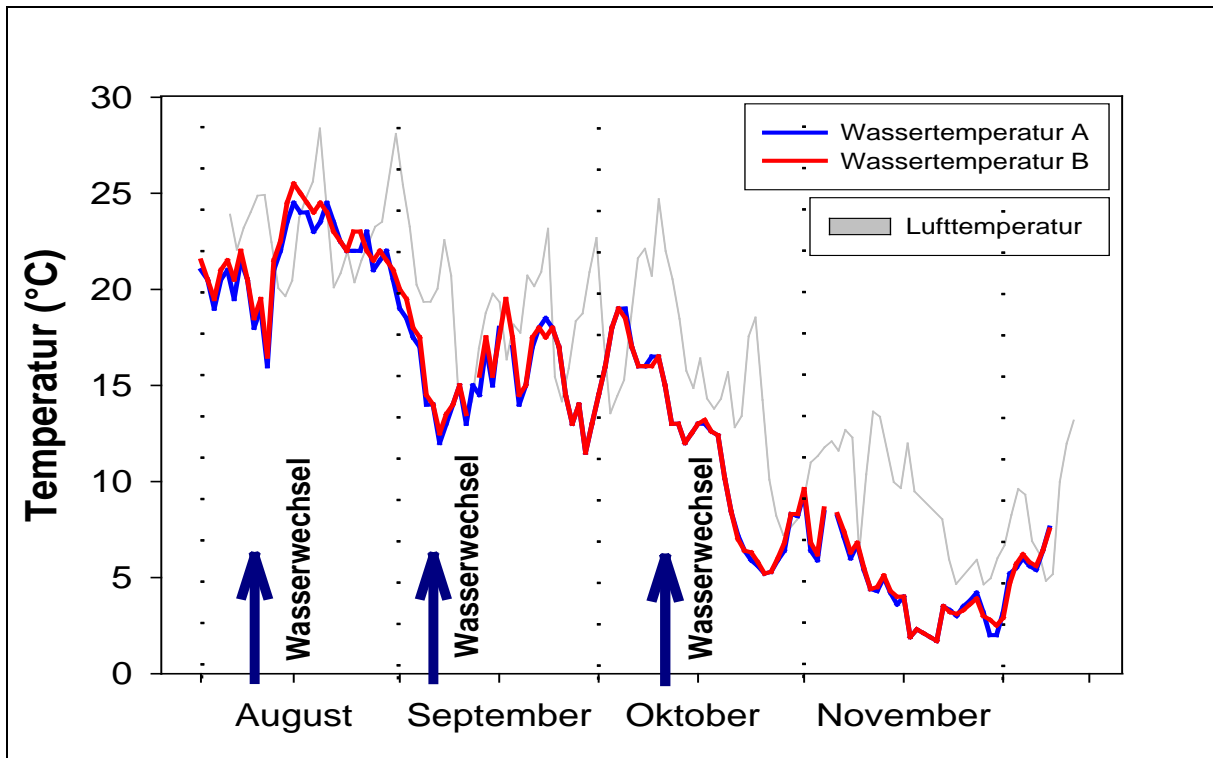


Abbildung 40: Verlauf der Wassertemperatur in den Wasserbecken der Gruppe A und B im Vergleich zur mittleren Tagestemperatur während des gesamten Versuchszeitraums.

Wasserqualität

Die den Nerzen angebotenen und frequent genutzten Badegewässer wiesen eine sehr niedrige Keimbelastung auf (siehe Tabelle 22 und 23). Der Gehalt an Gesamtkeimen und Enterobacteriaceae (in KbE/ml) lag über die gesamte Versuchsdauer hinweg in den gezogenen Wasserproben auf einem sehr niedrigen Niveau. Dabei unterschieden sich die beiden Freilandgehege kaum voneinander. Die durchgeführten Reinigungen der Wasserbecken mit anschließendem Wasserwechsel konnten die sehr geringe Keimbelastung nur noch teilweise verbessern. Salmonellen wurden in keiner der Sammelproben nachgewiesen.

Tabelle 22: Gesamtkeimgehalt (in KbE/ml) sowie Enterobacteriaceagehalt (in KbE/ml) der gezogenen Wasserproben (Entnahmeort: Rinne) im Verlauf bei täglicher Probennahme (14. LW der Nerze).

14. Lebenswoche	Gesamtkeimzahl (KbE/ml)		Enterobacteriaceae (KbE/ml)	
	A	B	A	B
1. Tag	460	400	80	120
2. Tag	460	90	90	70
3. Tag	800	240	270	20
4. Tag	Partieller Wasserwechsel 4 Std. vor Probennahme			
	560	350	80	70
5. Tag	1200	300	300	210

Tabelle 23: Gesamtkeimgehalt (in KbE/ml) sowie Enterobacteriaceagehalt (in KbE/ml) der gezogenen Wasserproben (Entnahmeort: Rinne) im Verlauf (18.-30. LW der Nerze).

Lebenswoche		Gesamtkeimzahl (KbE/ml)		Enterobacteriaceae (KbE/ml)	
		A	B	A	B
18.	Tag vor Reinigung	2500	1700	230	250
		Wasserwechsel			
	Tag nach Reinigung	3700	3700	50	160
19.		1100	2100	0	0
20.		500	1300	0	0
21.		3450	600	70	170
22.		2000	1200	70	50
23.		Wasserwechsel			
26.		940	480	10	10
27.		790	790	0	230
28.		600	1900	10	50
29.		900	300	20	20
30.		2200	1700	40	60

3.1.1.8. Stressparameter (Kortisol-Metaboliten)

Üblicherweise wird das Ausmaß der Stressbelastung durch Bestimmung des Plasmakortisolspiegels eines Individuums ermittelt. Die bei Tieren zur Blutentnahme notwendige Fixation, sowie das vorherige Einfangen und Handling der Tiere, stellt allerdings eine nicht zu missachtende Stressbelastung für das Tier dar.

Das Messen der Kortisol-Metaboliten im Kot der Nerze gibt somit eine nicht-invasive Möglichkeit, vorhergehenden Stress bei Nerzen zu bestimmen. Das Ausscheidungsmaximum der Kortisol-Metaboliten erscheint zeitlich verzögert um einen Tag nach Belastung/ Stress im Kot. Um einen Verlauf der Belastung zu erhalten, wurden teilweise bis zu 19 Tagen in Folge Kotproben gesammelt.

Aus Abbildung 41 ist ersichtlich, wie der Gehalt der Kortisol-Metaboliten nach induziertem Stress, in diesem Fall wurden die Nerze für die Blutentnahme in Narkose gelegt (Grafik A und E), zeitverzögert ansteigt. Stress allein durch das Einfangen und Wiegen der Tiere (Grafik B und D), bewirkte keinen derartigen Anstieg der Metaboliten im Kot.

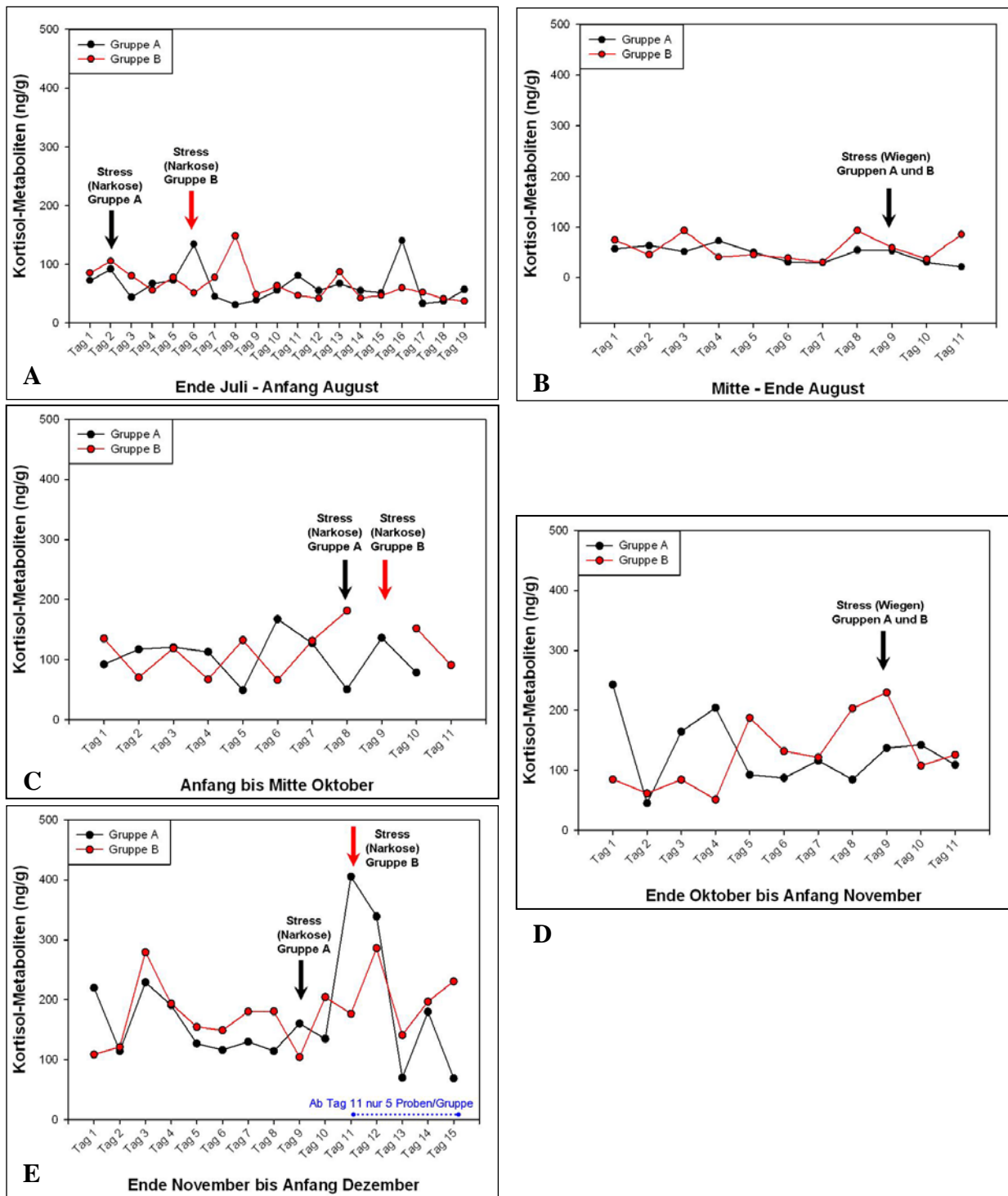


Abbildung 41: Bestimmung der Kortisol-Metaboliten (in ng/g) im Nerzkot, aufgeteilt nach den Gruppen A und B und den jeweiligen Probesammelzeitpunkten A bis E (n = 10 Kotproben/Tag/Gruppe).

3.1.2. Teil B

Für den zweiten Teil des Forschungsprojektes (Teil B) wurden wiederum amerikanische Nerze (*Neovison vison*) aufgestellt, die dieses Mal auf Wunsch der Deutschen Pelztierzüchter von einer deutschen Nerzfarm bezogen wurden. Die Tiere konnten erst in der 16. Lebenswoche übergeben werden.

Unterschiedliche Gründe haben dazu geführt, dass die Ergebnisse aus Teil B nicht gesichert verwendet werden können und deshalb in diesem Endbericht nicht detailliert dargestellt werden. Bereits zum Zeitpunkt des Zukaufs zeigten die Tiere ein reduziertes Allgemeinbefinden und wiesen im weiteren Verlauf eine schlechte Gewichtszunahme auf. Die Tatsache, dass es während des zweiten Durchgangs von heute auf morgen nicht mehr möglich war, kommerzielles Nerzfutter zu beziehen, ist aller Wahrscheinlichkeit nach die Ursache für die schlechte Gewichtsentwicklung.

Auf Grund des schlechten Gesundheitszustandes der Nerze musste aus tierärztlicher Sicht auch auf die geplante Blutentnahme in der Mitte des Versuchszeitraums verzichtet werden, da die Tiere nicht narkosefähig waren.

Die Akzeptanz der Wohnkästen war ebenfalls schlechter als im ersten Teil der Studie (Teil A). Dies ist vermutlich auf eine vorherige Gewöhnung der Tiere an das Schlafen auf Gitterrost in der kommerziellen Farm zurückzuführen, da die Tiere erst in der 16./17. Lebenswoche zugekauft werden konnten. Somit war der Aufenthalt der Nerze außerhalb der Wohnboxen nicht mehr automatisch mit einer Aktivitätszeit verbunden. Eine Aussage über die Nutzung der Wohnboxen (einzeln oder gemeinsam) sowie der Tagesaktivität zu treffen war deshalb nicht möglich.

Während des Versuchszeitraums verendeten fünf Fähen aus fünf verschiedenen Volieren. Die Todesursachen konnten in der pathologischen Untersuchung nicht eindeutig geklärt werden, es gab jedoch Hinweise auf ernährungsbedingte Mangelzustände sowie parasitologische, virale und bakterielle Infektionsgeschehen. Zusätzlich dürfte die schlechte körperliche Verfassung einzelner Nerze, die bereits bei Übernahme der Tiere sichtbar war, eine Rolle gespielt haben.

Aufgrund der oben dargestellten Gründe wurde Teil B des Forschungsprojektes wiederholt. Dazu wurden Tiere aus der eigenen Nachzucht verwendet. Somit war gewährleistet, dass nur gesunde Jungtiere nach dem Absetzen vom Muttertier in den Versuch eingehen und bereits seit der Geburt an das bestehende Haltungssystem gewöhnt waren.

3.1.3. Teil C

Teil C, als Projektverlängerung, wurde in zwei Teile untergliedert. Zum einen Teil C 1 mit der Aufzucht der Jungtiere (Dauer: Geburt der Jungtiere bis zum Absetzen in der 9. Lebenswoche, nur Verhaltensbeobachtungen), zum anderen Teil C 2, der eine Wiederholung von Teil B darstellt (Dauer: Absetzen der Jungtiere nach der 9. Lebenswoche bis zur Pelzung im Dezember, erhobene Parameter analog Teil B).

3.1.3.1. Verhaltensbeobachtungen

Verhalten während der Aufzuchtphase (Teil C 1):

Für jede Fähe wurde pro Lebenswoche ein Tag (16 Stunden) analysiert und die Dauer der Aufenthalte oder Verhaltensweisen in Sekunden pro Stunde notiert. Die Ergebnisse eines Tages wurden zu Tagesmittelwerten zusammengefasst. Die Aufzuchtphase umfasst neun Wochen ab der Geburt der Jungtiere. Es konnten nicht für alle Fähen diese gesamte Phase erfasst werden. Der Wurf der Fähe aus Voliere 6 starb in der sechsten Lebenswoche, weshalb nur die ersten fünf Lebenswochen für die Datenanalyse herangezogen wurden. Aus technischen Gründen konnte in der ersten Lebenswoche des Wurfs das Verhalten der Fähe aus Voliere 8 nicht aufgezeichnet werden. Die Fähe in Voliere 12 verstarb in der achten Lebenswoche ihres Wurfs, weshalb die neunte Lebenswoche nicht in die Untersuchung miteinbezogen wurde.

Anhand des Videomaterials wurde analysiert, wo sich die Muttertiere mit prozentualer Verteilung in den Gehegen aufhielten (Abb. 42). Dafür wurde das Gehege folgendermaßen eingeteilt: in der Wohnbox, in der Voliere, am oder im Wasserbecken, in der Streukiste.

Die Muttertiere halten sich in den ersten Wochen nach der Geburt zu über 80% in den Wohnboxen auf. Dieser Anteil wird mit steigendem Alter der Jungtiere weniger, sodass die Aufenthaltszeit in der Wohnbox bis zum Absetzen der Jungtiere kontinuierlich weniger wird und mehr Aufenthalte in der Voliere und der Streukiste zu verzeichnen sind (Abbildung 43).

Räumliche Präferenzen der Fähen

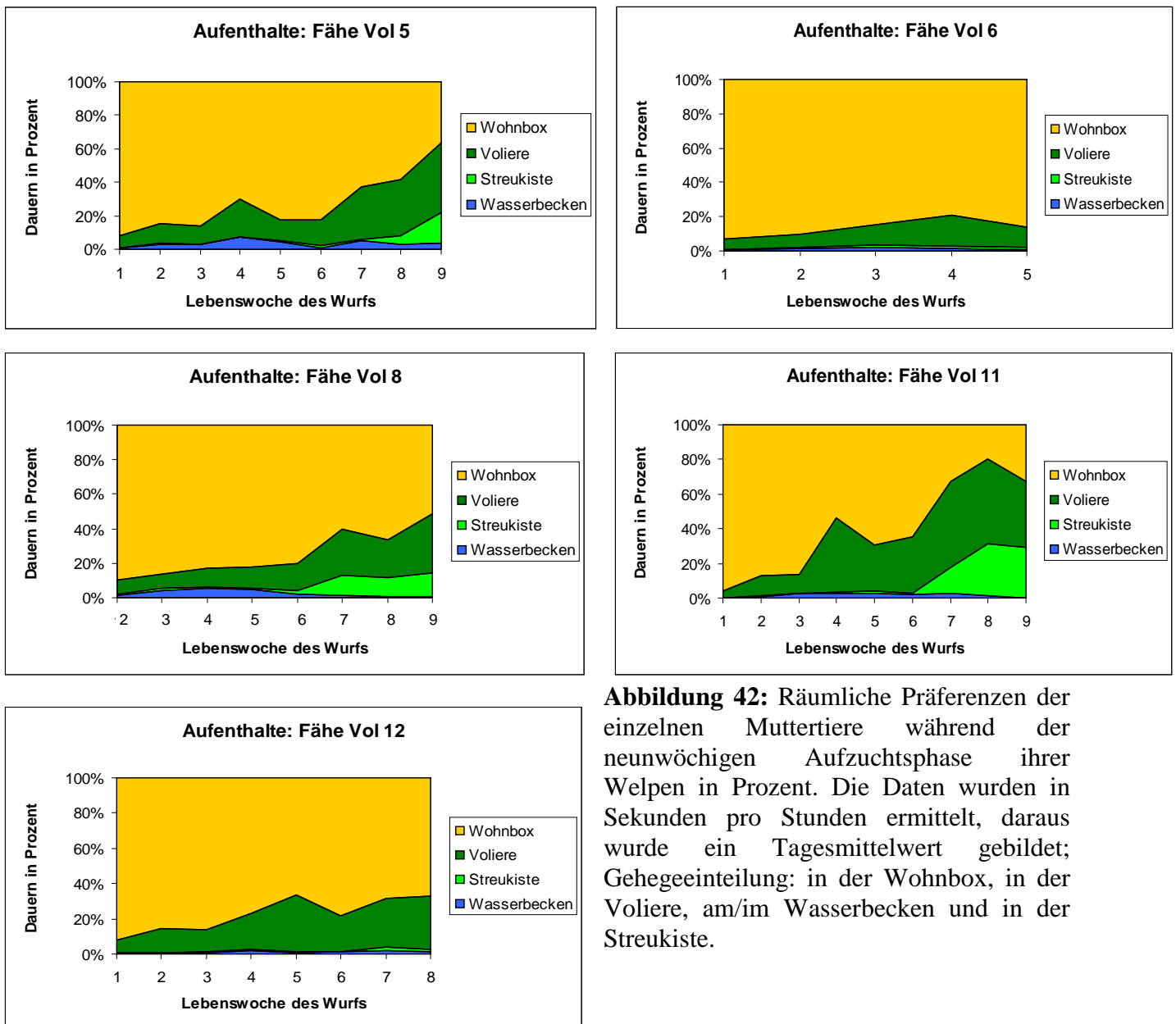


Abbildung 42: Räumliche Präferenzen der einzelnen Muttertiere während der neunwöchigen Aufzuchtphase ihrer Welpen in Prozent. Die Daten wurden in Sekunden pro Stunden ermittelt, daraus wurde ein Tagesmittelwert gebildet; Gehegeeinteilung: in der Wohnbox, in der Voliere, am/im Wasserbecken und in der Streukiste.

Abbildung 43 stellt die Raumnutzung über alle Fähen gemittelt dar. Dabei wurden die Tagesmittelwerte der einzelnen Fähen pro Lebenswoche zu Mittelwerten für alle Fähen zusammengefasst. Analog zu den individuell dargestellten Fähen zeigt sich in der zusammengefassten Darstellung ein ähnliches Bild – der Aufenthalt in der Wohnbox nimmt im Verlauf kontinuierlich ab, der Aufenthalte in der Voliere und der Streukiste kontinuierlich zu.

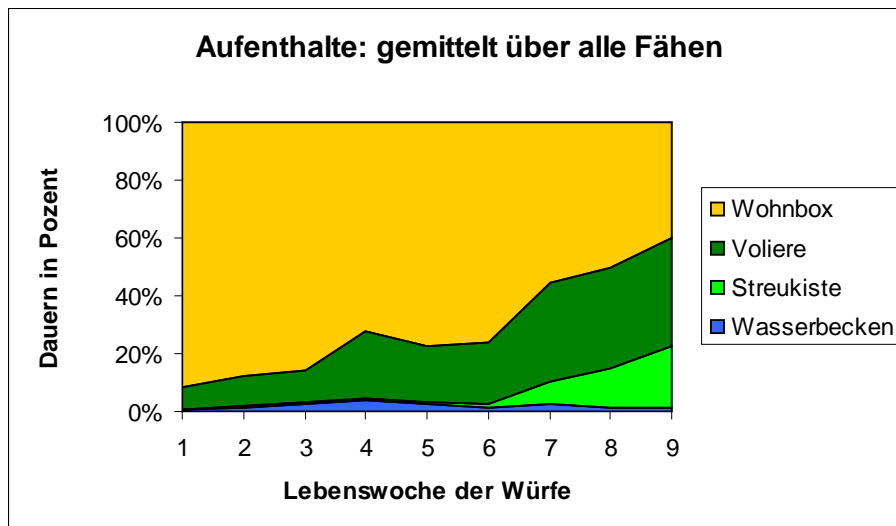


Abbildung. 43: Mittelwerte der räumlichen Präferenzen aller Fähen (n = 5) in Prozent während der neunwöchigen Aufzuchtphase ihrer Jungtiere, Gehegeeinteilung: in der Wohnbox, in der Voliere, am/im Wasserbecken und in der Streukiste.

In Abbildung 44 lässt sich die über alle Fähen gemittelte räumliche Präferenz innerhalb des Geheges erkennen, wobei die in der Wohnbox verbrachte Zeit aus dieser Darstellung herausgenommen wurde.

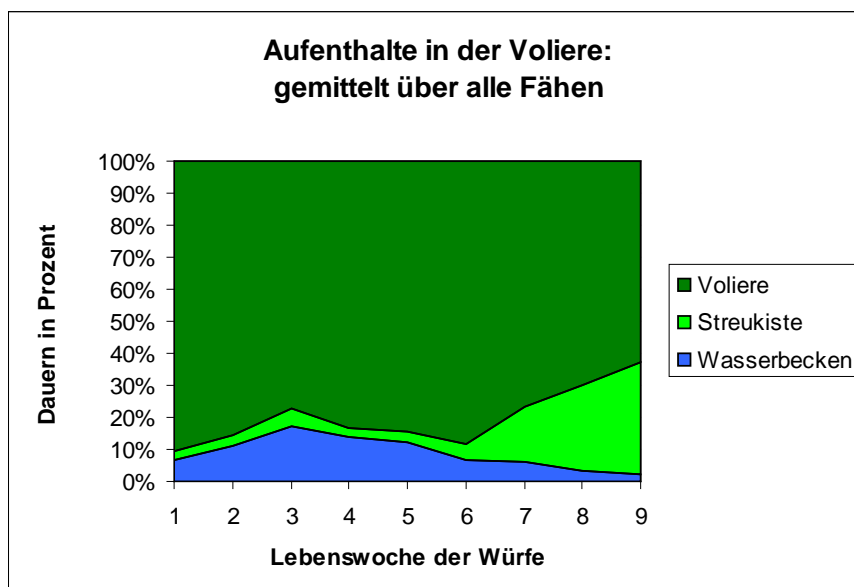


Abbildung 44.: Mittelwerte der räumlichen Präferenzen aller Fähen (n = 5) in Prozent während der neunwöchigen Aufzuchtphase ihrer Jungtiere, Gehegeeinteilung: in der Voliere, am/im Wasserbecken und in der Streukiste.

In Abbildung 45 lassen sich die Tagesmittelwerte der außerhalb der Wohnboxen verbrachten Zeit einzeln für jede Fähe erkennen.

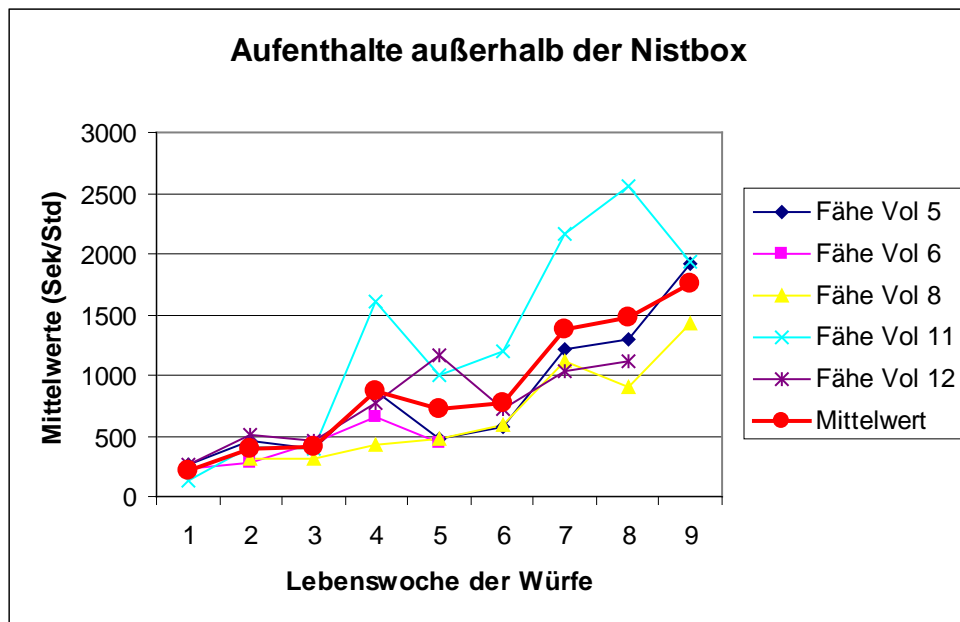


Abbildung 45: Tagesmittelwerte der außerhalb der Wohnbox verbrachten Zeit pro Lebenswoche des Wurfs der Einzeltiere und über alle Fähen gemittelt (rote Linie, n = 5).

Nutzung der Schwimrinne durch die Muttertiere

Folgende Verhaltensweisen wurden im Zusammenhang mit der Schwimrinne erfasst und als Wassernutzungsverhalten zusammengefasst: Aufenthalt am Wasser/Beckenrand, Trinken bzw. Erkunden der Wasseroberfläche, Gründeln, Schwimmen und Tauchen. Die verdickte rote Linie im Diagramm stellt den Mittelwert über alle fünf Fähen dar. Anhand der Abbildung zeigen sich die großen individuellen Unterschiede zwischen den Fähen. Bis zur 4. Lebenswoche der Jungtiere ist im Mittel ein Anstieg in der Nutzung der Wasserrinne erkennbar, anschließend zeichnet sich bis zum Absetzen der Jungtiere wieder ein leichter Abfall ab.

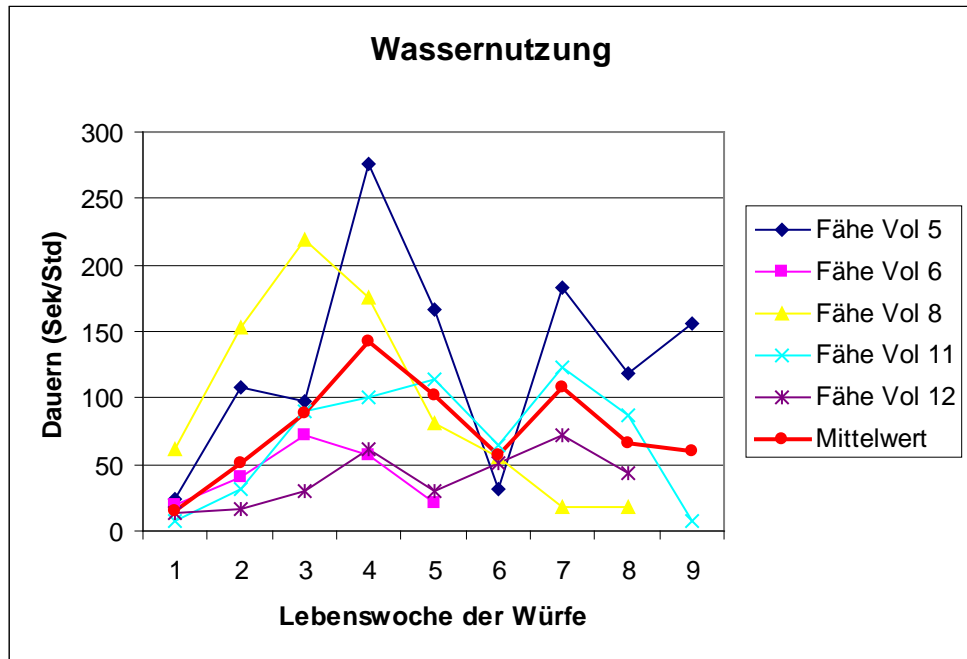


Abbildung 46: Tagesmittelwerte der an und in der Schwimmbad verbrachten Zeit pro Lebenswoche des Wurfs der Einzeltiere und über alle Fähen gemittelt (rote Linie, n = 5).

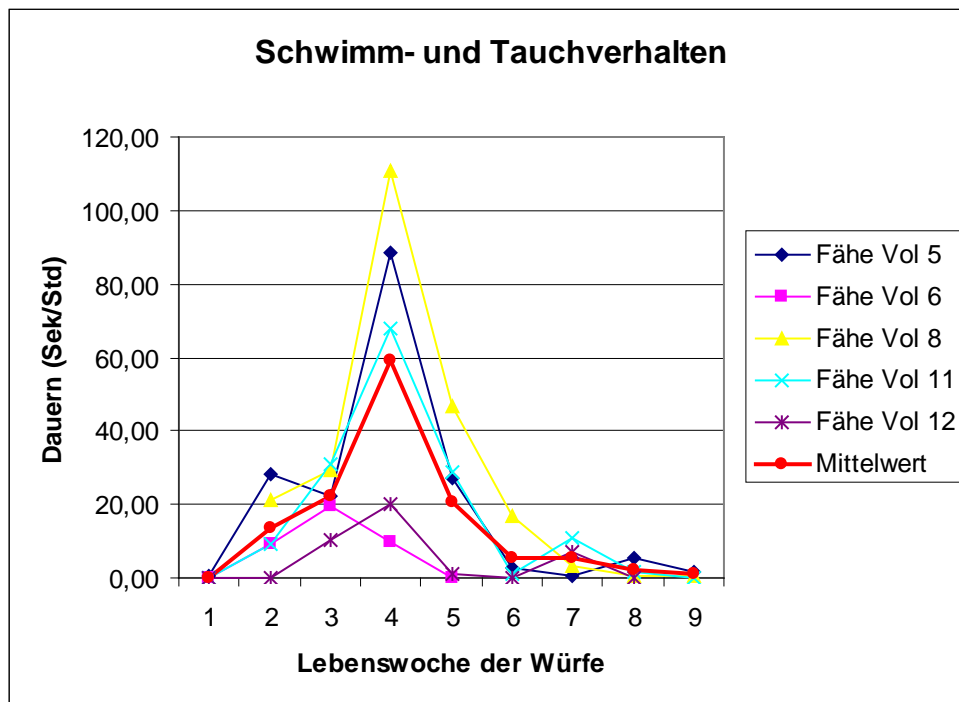


Abbildung 47: Tagesmittelwerte der Dauern des Schwimm- und Tauchverhaltens der einzelnen Fähen während der neunwöchigen Aufzucht und Gesamtmittelwert (rote Linie, n = 5).

Abbildung 47 zeigt die Wassernutzung aller Fähen über die Aufzuchtphase. Auch hier wurden die pro Tag und pro Fähe gemessenen Dauern zu Tagesmittelwerten für jede Lebenswoche zusammengefasst. Ein erhöhtes Schwimm- und Tauchverhalten ist bei nahezu allen beobachteten Fähen zwischen der 3. und 6. Lebenswoche des Wurfs zu erkennen.

In der Abbildung 48 ist das Schwimm- und Tauchverhalten jeder Fähe in Tagesmittelwerten über die Aufzuchtphase dargestellt. Für jede Versuchsfähe wurde zusätzlich die mittlere Dauer des Schwimm- und Tauchverhaltens in Zusammenhang mit der mittleren Tagestemperatur des Tages der Datenerfassung dargestellt (Abb. 48). Die Fähe aus Voliere 6 wurde nur bis zur fünften Lebenswoche ihres Wurfs beobachtet, die Fähe aus Voliere 12 bis zur achten und die Fähe aus Voliere 8 erst ab der zweiten Lebenswoche des Wurfs.

Wie schon aus der Gesamtdarstellung ersichtlich, gibt es große individuelle Unterschiede, was das Schwimm- und Tauchverhalten betrifft. An manchen Beobachtungstagen zeigten einige Fähen gar kein Schwimm- und Tauchverhalten, an anderen Tagen konnte bei einer Fähe eine Dauer von über 100 Sekunden/Stunde erfasst werden.

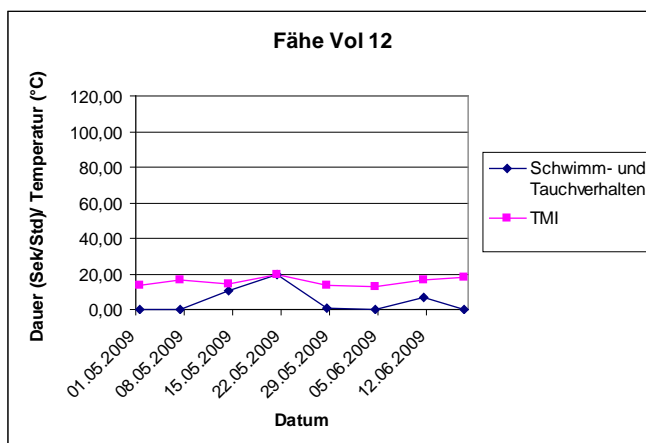
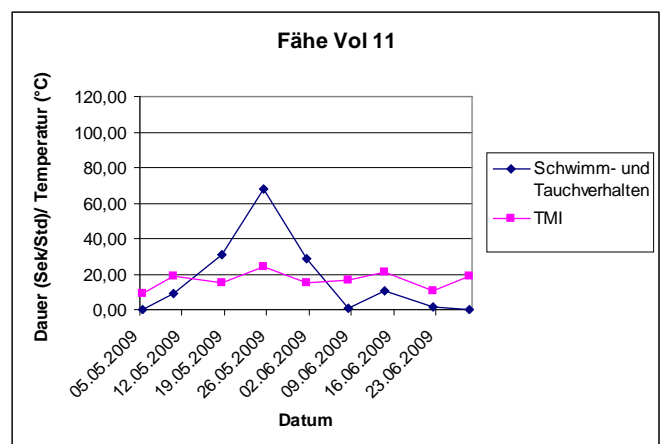
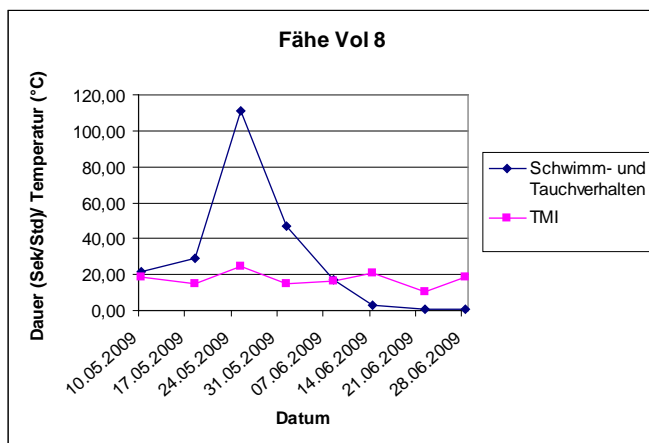
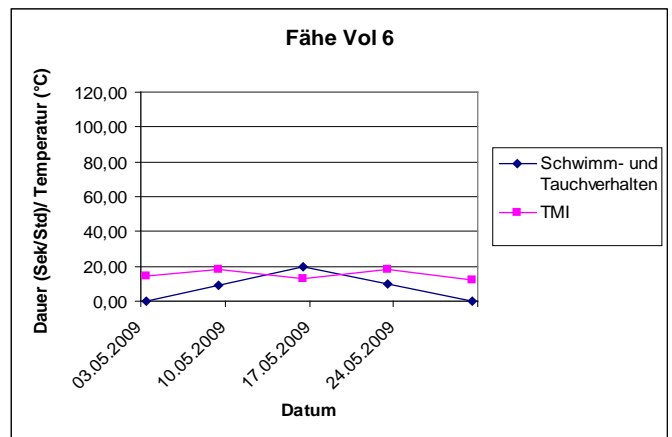
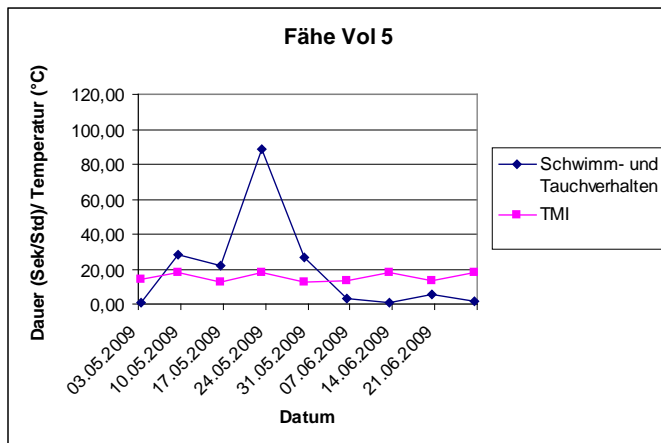


Abbildung 48: Schwimm- und Tauchverhalten (in Sek./Stunde) der Fähen an den Versuchstagen im Zusammenhang mit der mittleren Tagestemperatur (TMI).

Ferner wurde untersucht, ob sich die Fähen nach dem Schwimmen oder Tauchen und vor Betreten der Wohnbox den Pelz trockenreiben (Abb. 49) und welche Gehegeeinrichtung sie dafür bevorzugt nutzen (Abb. 50).

In über 90% der Fälle zeigen die Fähen irgendeine Form des „Abtrocknens“ bevor, nach dem Wasserbad, die Wohnbox mit den Jungtieren betreten wird. Nur ein geringer Prozentsatz betritt direkt die Wohnbox. Hauptsächlich wird zum Abtrocknen die Streukiste, die mit Sägespänen eingestreut ist, verwendet, gefolgt von Brettern, die in unterschiedlichen Höhen in der Voliere angebracht waren. Selten wird der Boden zum Abtrocknen verwendet.

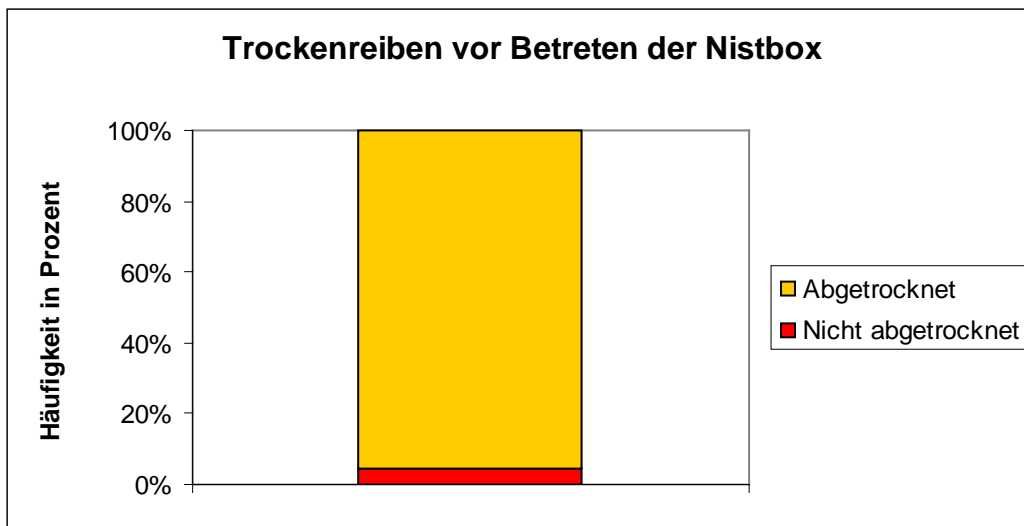


Abbildung 49: Nach Schwimm- oder Tauchverhalten gezeigtes Trockenreiben bevor die Wohnbox wieder betreten wurde; absolute Häufigkeiten aller Versuchsfähen in Prozent (n = 5, Absolute Häufigkeiten: Trockenreiben 83 x, Kein Trockenreiben 4 x).

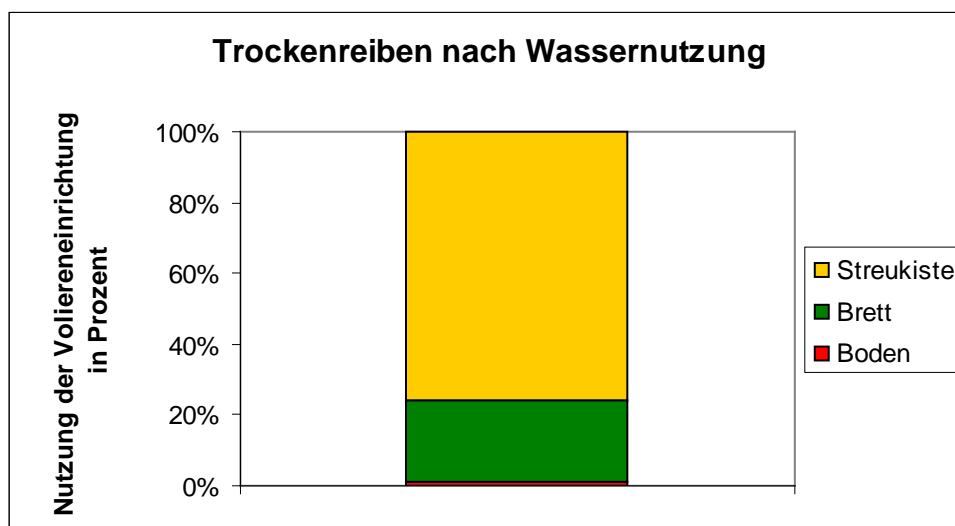


Abbildung 50: Nutzung der Gehegeeinrichtung (Streukiste, horizontal angebrachte Holzbretter, Betonboden) für das Trockenreiben nach Schwimmen oder Tauchen; absolute Häufigkeiten aller Versuchsfähen in Prozent (n = 5, Absolute Häufigkeiten: Streukiste 63x, Brett 19x, Boden 1x).

Verhalten der Fähen in der Voliere

Um das Verhalten in der Voliere näher zu beschreiben, wurden die Häufigkeiten folgender Verhaltensbereiche erfasst: solitäres Spielverhalten, Komfortverhalten (Putzen, Wühlen, Schubbern), Stereotypien und Klettern. Die Häufigkeiten wurden für jede Fähe pro analysierten Tag zu Mittelwerten zusammengefasst (Abb. 51). Die beobachteten Stereotypien beschränken sich auf intensives Beißen am Gitter und Pendeln. Die Fähen in Voliere 6 und 11 zeigten keine Stereotypien, die Fähen in Voliere 5 und 8 sehr selten und kurzzeitig. Die Fähe

in Voliere 12 zeigte regelmäßig stereotypes Verhalten. Allgemein traten Stereotypen kurz vor der Fütterung oder im Zusammenhang mit Aggressionsverhalten gegenüber den benachbarten Tieren auf. Das stereotype Verhalten der Fähen schien unabhängig vom Entwicklungsstadium der Jungtiere zu sein.

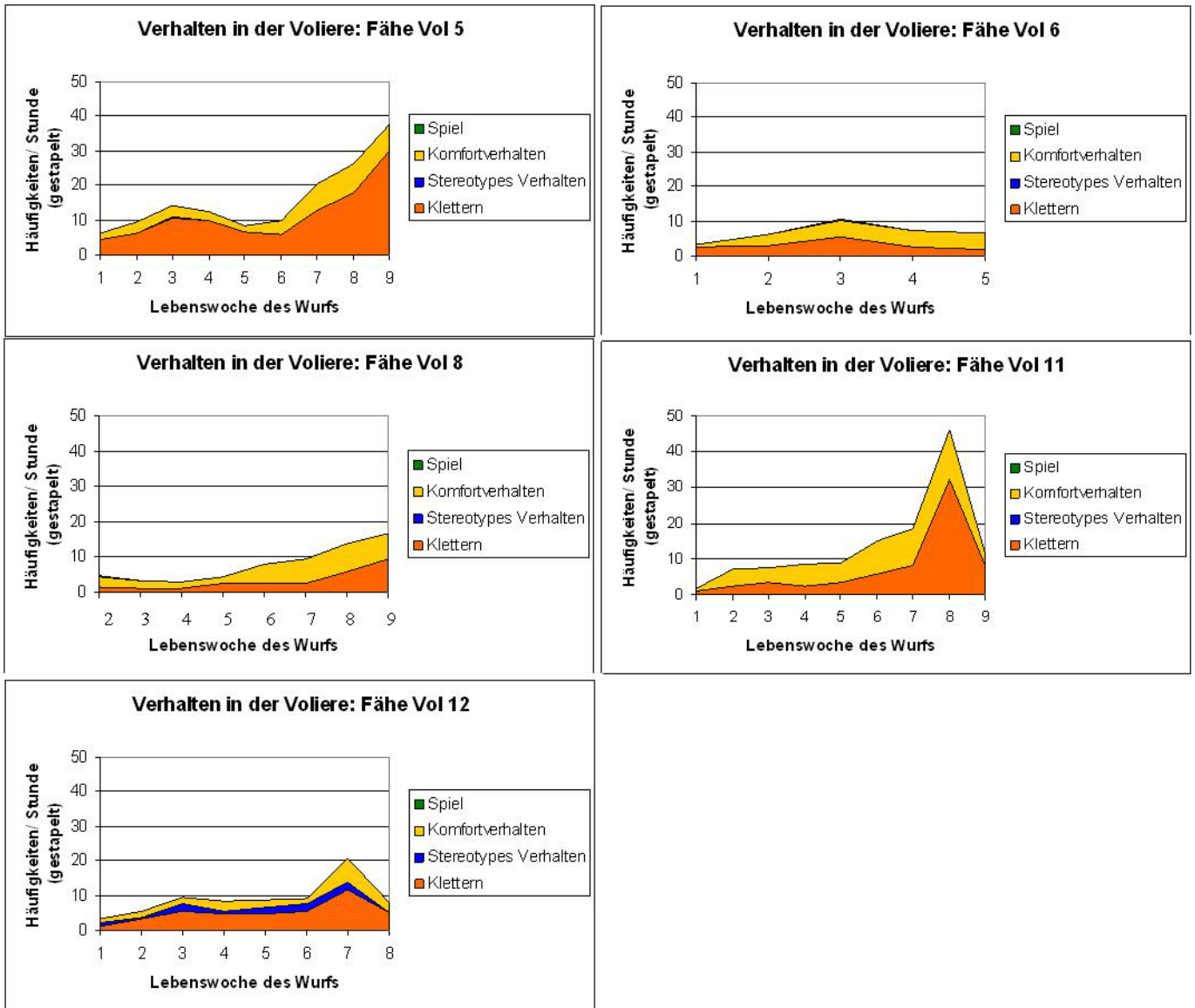


Abbildung 51: Gemittelte Häufigkeiten der Verhaltensweisen Spiel, Komfort, Stereotypen und Klettern in der Voliere für jede Fähe. Fähe Vol. 6 wurde nur bis zu 5. Woche ihres Wurfs, Fähe Vol. 12 bis zur 8. und Fähe Vol. 8 erst ab der 2. Woche des Wurfs beobachtet.

Es wurde genauer betrachtet, welche Gehegeeinrichtungen für das Komfortverhalten bevorzugt benutzt wurden, wobei die über alle Fähen gemittelten Häufigkeiten des Komfortverhaltens in der Streukiste, auf den horizontal angebrachten Holzbrettern und am Betonboden miteinander verglichen wurden (Abb. 52).

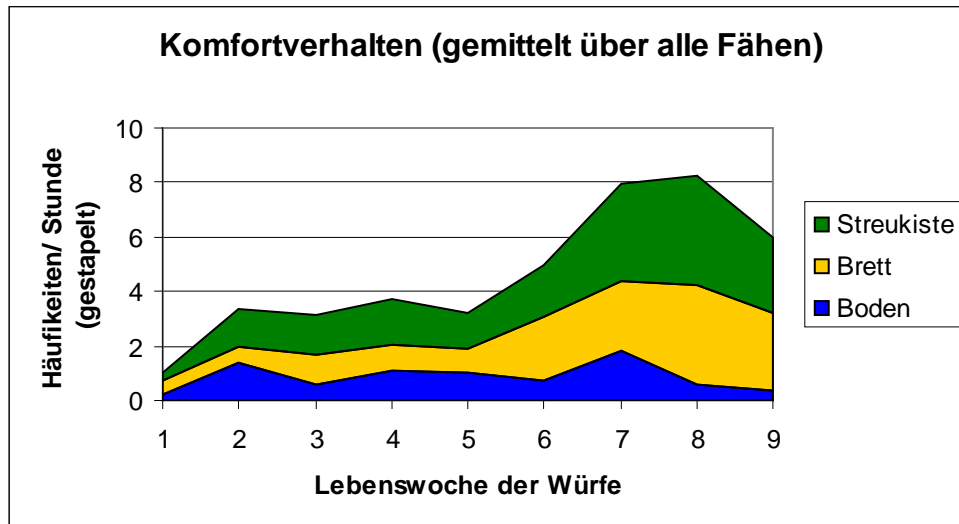


Abbildung 52: Nutzung der Gehegeeinrichtung (Streukiste, horizontal angebrachte Holzbretter, Betonboden) für das Komfortverhalten; gemittelte Häufigkeiten aller Versuchsfähen über die gesamte Aufzucht.

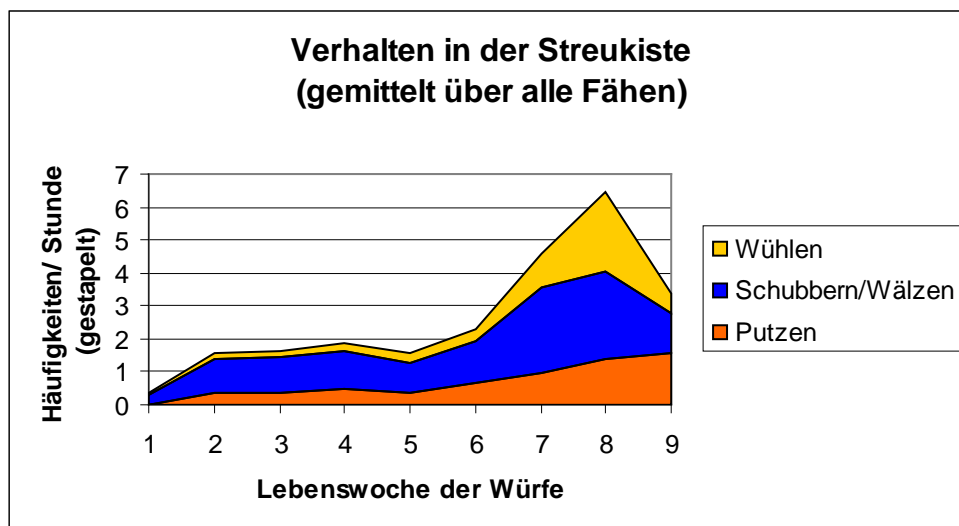


Abbildung 53: Nutzung der Streukiste für die verschiedenen Formen von Komfortverhalten: Putzen, Schubbern/ Wälzen und Wühlen; gemittelte Häufigkeiten aller Versuchsfähen über die gesamte Aufzucht.

Des Weiteren wurde analysiert, wie häufig die Streukiste genutzt wurde und welche verschiedenen Arten von Komfortverhalten (Putzen, Wühlen, Schubbern) dort gezeigt wurden (Abb. 53). Die Streukiste wurde mit steigendem Alter der Jungtiere durch die Fähen vermehrt genutzt. Dabei stiegen die Verhaltensweisen „Wühlen“, „Schubbern/Wälzen“ und „Putzen“ ab der 6. Lebenswoche des Wurfes an.

Gehegenutzung der Würfe

Da die Wurfgeschwister nicht individuell unterscheidbar waren und die Beobachtung durch die geringe Körpergröße der Jungtiere erschwert war, wurde ein Wurf für die Datenanalyse als eine Größe zusammengefasst. Für die Auswertung der räumlichen Präferenzen der Jungtiere wurde die Dauer der Aufenthalte in der Voliere, in der Streubox und im/ am Wasserbecken gemessen, wenn sich mindestens ein Jungtier dort aufhielt. Die Summe dieser Dauer wurde von den 16 Stunden Beobachtungszeit subtrahiert.

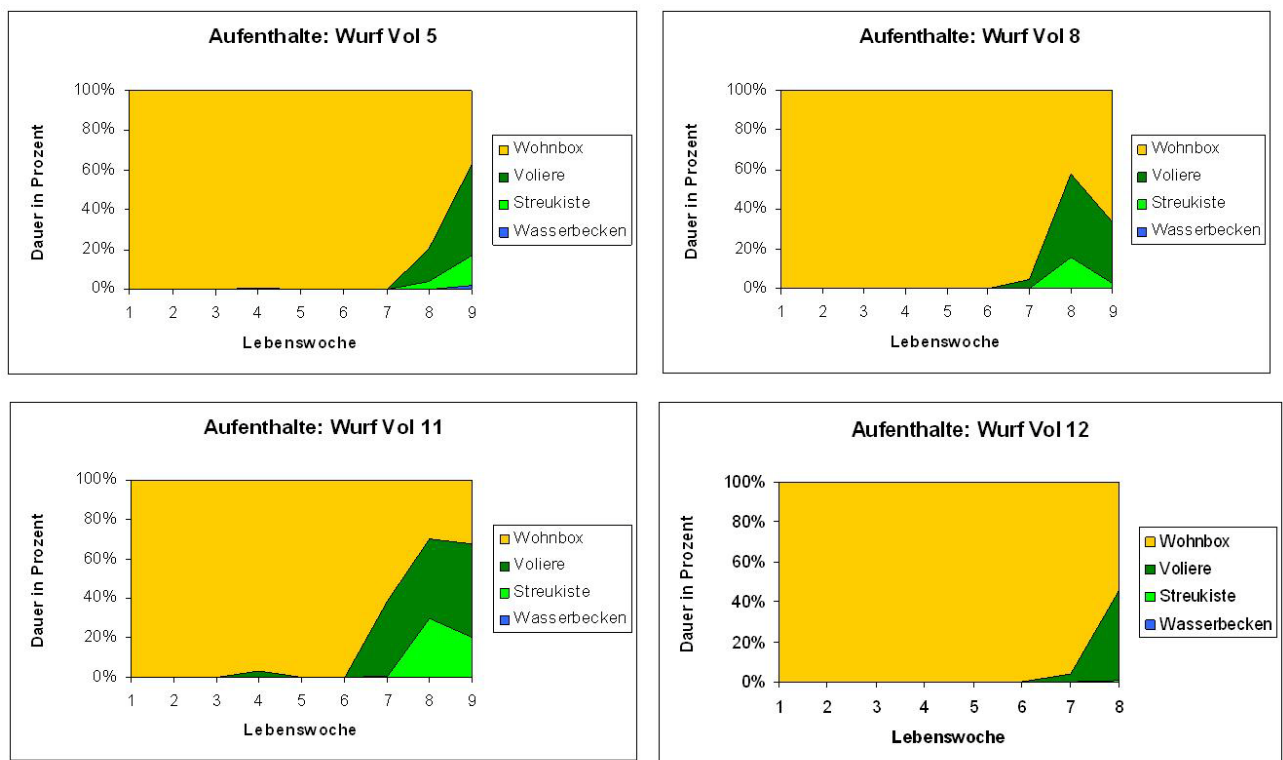


Abbildung 54: Aufenthalte der Würfe während der ersten neun Lebenswochen in Prozent. Die Daten wurden in Sekunden pro Stunden ermittelt, daraus wurde ein Tagesmittelwert gebildet. Gehegeinteilung: in der Wohnbox, in der Voliere, am / im Wasserbecken und in der Streukiste.

Das Ergebnis zeigt die Zeit, die der gesamte Wurf in der Wohnbox verbrachte. Dies wurde für jeden Wurf einzeln ausgewertet (Abb. 54). Der Wurf der Voliere 6 verbrachte die sechs Lebenswochen bis zu dem vorzeitigen Tod ausschließlich in der Wohnbox. Da das Muttertier in Voliere 12 in der neunten Lebenswoche ihrer Jungtiere verstarb, wurde diese Lebenswoche auch für den Wurf nicht ausgewertet.

Der Wurf in Voliere 5 umfasste vier Jungtiere, der in Voliere 6 neun Jungtiere (nicht graphisch dargestellt), der in Voliere 8 sieben Jungtiere, der in Voliere 11 acht Jungtiere und der in Voliere 12 fünf Jungtiere. Die unterschiedlichen Wurfgrößen wurden für diese Datenanalyse vernachlässigt. Jedoch konnte keine Korrelation zwischen den Wurfgrößen und der verbrachten Zeit in der Wohnbox (Pearson Koeffizient = 0,079) oder in der Voliere festgestellt werden (Pearson Koeffizient = -0,032, ohne Abbildung). Bei den Jungtieren wurde kein stereotypes Verhalten beobachtet.

Verhalten nach dem Absetzen (Teil C 2):

Wasserbeckennutzung

Da die Tiere einer Voliere nicht individuell unterscheidbar waren, wurden die Daten ohne Berücksichtigung einzelner Individuen erhoben und nachträglich pro Voliere gemittelt. Abbildung 55 zeigt die pro Voliere gemittelte Dauer der Wassernutzung im Zusammenhang mit dem Mittelwert von allen Volieren (dicke rote Linie). Die Wasserbeckennutzung beinhaltet die am Beckenrand verbrachte Zeit und die Dauer von Trinken aus dem Wasserbecken, Gründeln, Schwimmen und Tauchen.

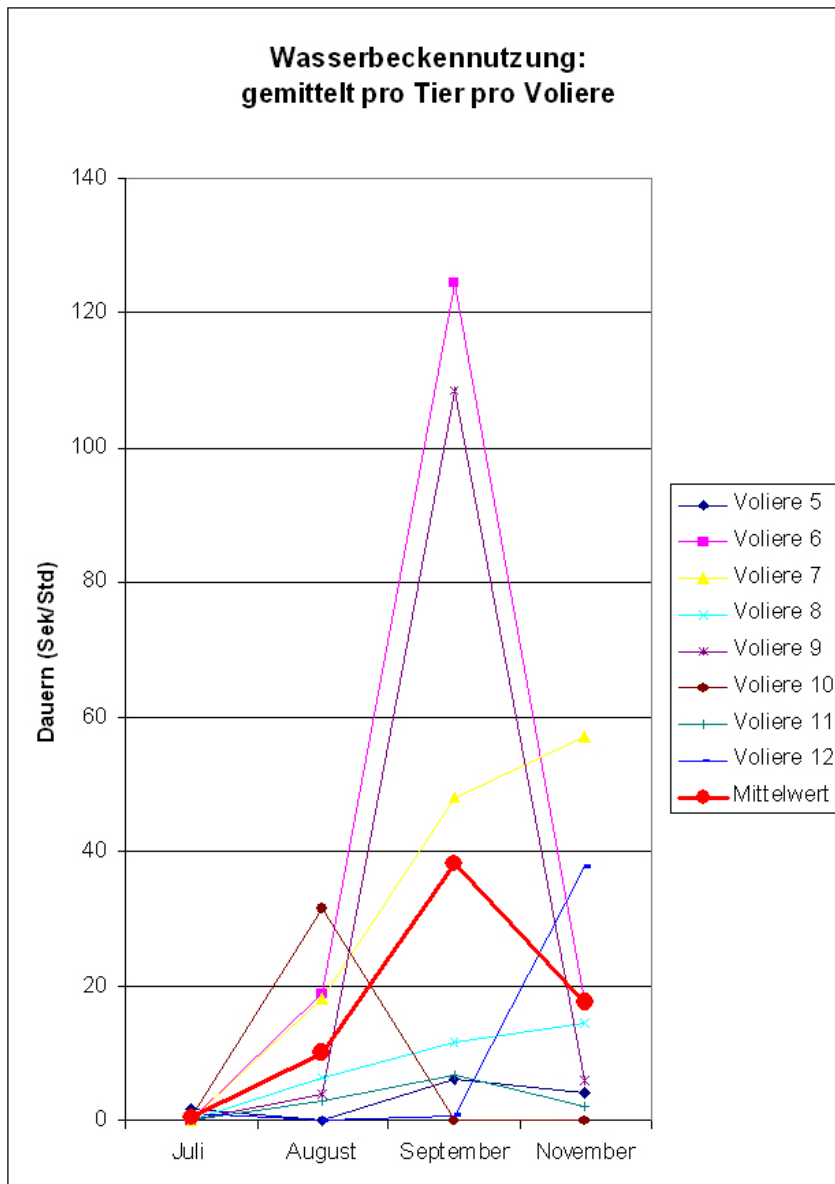


Abbildung 55: Gemittelte Dauer der Wasserbeckennutzung (in Sekunden pro Stunde und Nerz) in den einzelnen Volieren während der Versuchszeiträumen im Juli, August, September und November sowie Gesamtmittelwert pro Versuchswoche (rote Linie/ Juli, August, September: n = 40, November: n = 38).

Wie bereits in der Aufzuchtphase lassen sich auch bei den Jungtiergruppen in der Wasserbeckennutzung große Unterschiede erkennen. Im Mittel steigt die Nutzung bis September an, um dann im November wieder abzufallen.

Ferner wurde pro Versuchszeitraum ein Mittelwert für die Dauer der Wasserbeckennutzung aller Nerze während des Aktivitätsmaximums am Vormittag erstellt. Diese Mittelwerte werden in Abbildung 56 zusammen mit der gemittelten Tagestemperatur der jeweiligen Versuchszeiträume dargestellt.

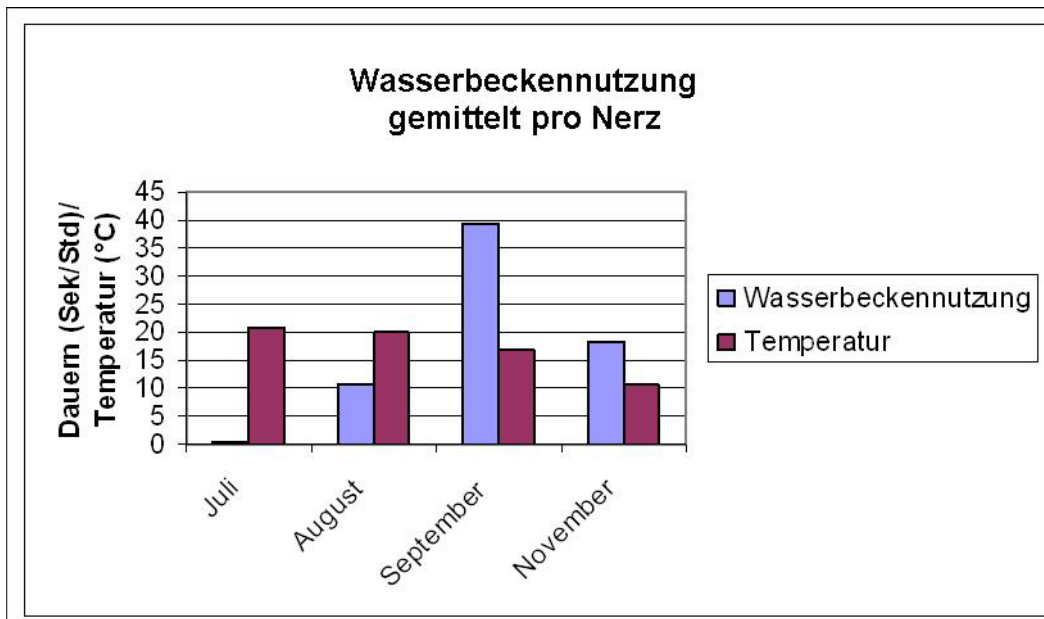


Abbildung 56: Mittelwerte der Dauer (in Sekunden pro Stunde) der Wasserbeckennutzung aller Versuchstiere während der Versuchszeiträume im Juli, August, September und November und pro Versuchswoche, gemittelte Tagestemperatur.

In der Abbildungen 57 ist die Nutzung der Wasserbecken von 4er und 6er Volieren, aufgeteilt nach Bewegung am Wasser, Trinken, Gründeln und Schwimmen für den Beobachtungszeitraum dargestellt. Die Hauptaktivität der Nerze besteht aus der Bewegung am Wasser, d.h. Auf- und Ablaufen entlang des Wasserbeckens, gefolgt von Trinken und Gründeln (Tier steht mindestens mit den Hinterpfoten auf dem Beckenrand, die Vorderpfoten können am Beckenrand sein oder aber ins Wasser getaucht. Der Kopf des Tieres taucht in das Wasser. Teilweise wird auch der Oberkörper mit ins Wasser getaucht). Schwimmen und Tauchen nehmen nur einen sehr geringen Anteil ein (siehe auch Abb. 58).

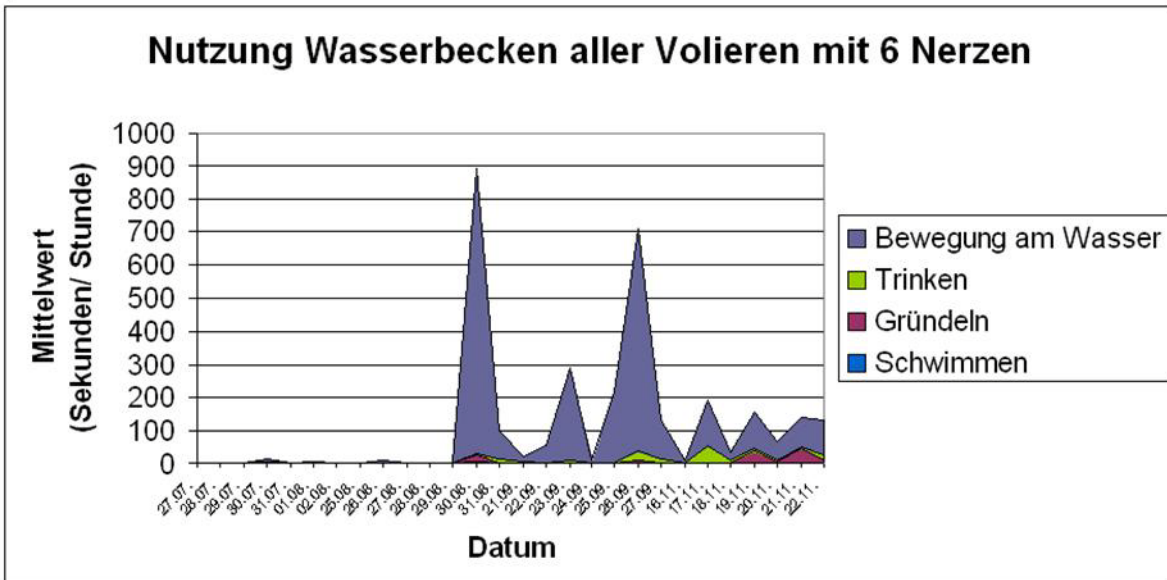
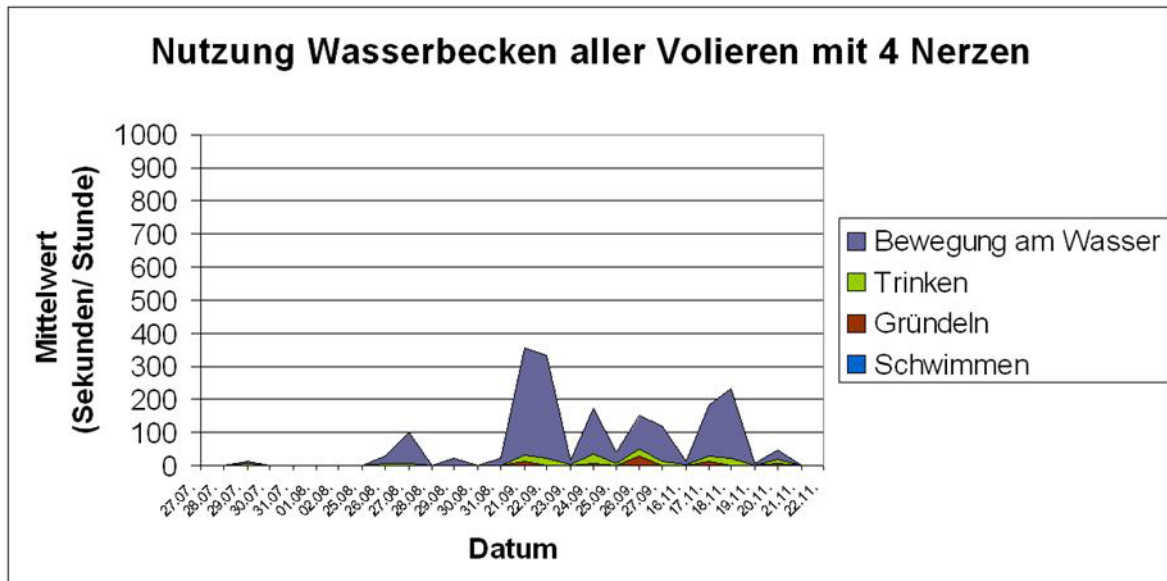


Abbildung 57: Nutzung der Wasserbecken (in Sekunden/Stunde) über den gesamten Auswertungszeitraum als Mittelwert aller Nerze in Volieren mit 4er- bzw. 6er-Besetzung. Unterschieden wird nach Bewegung am Wasser, Trinken, Gründeln und Schwimmen.

Nachfolgende Abbildung 58 zeigt die Dauer von Schwimm- und Tauchaktionen in Sekunden pro Stunde und Nerz, sowie die Häufigkeiten dieser Aktionen über den Versuchszeitraum. Nur an drei der beobachteten Tage konnten Nerze beim Schwimmen/Tauchen mit kurzer Dauer beobachtet werden.

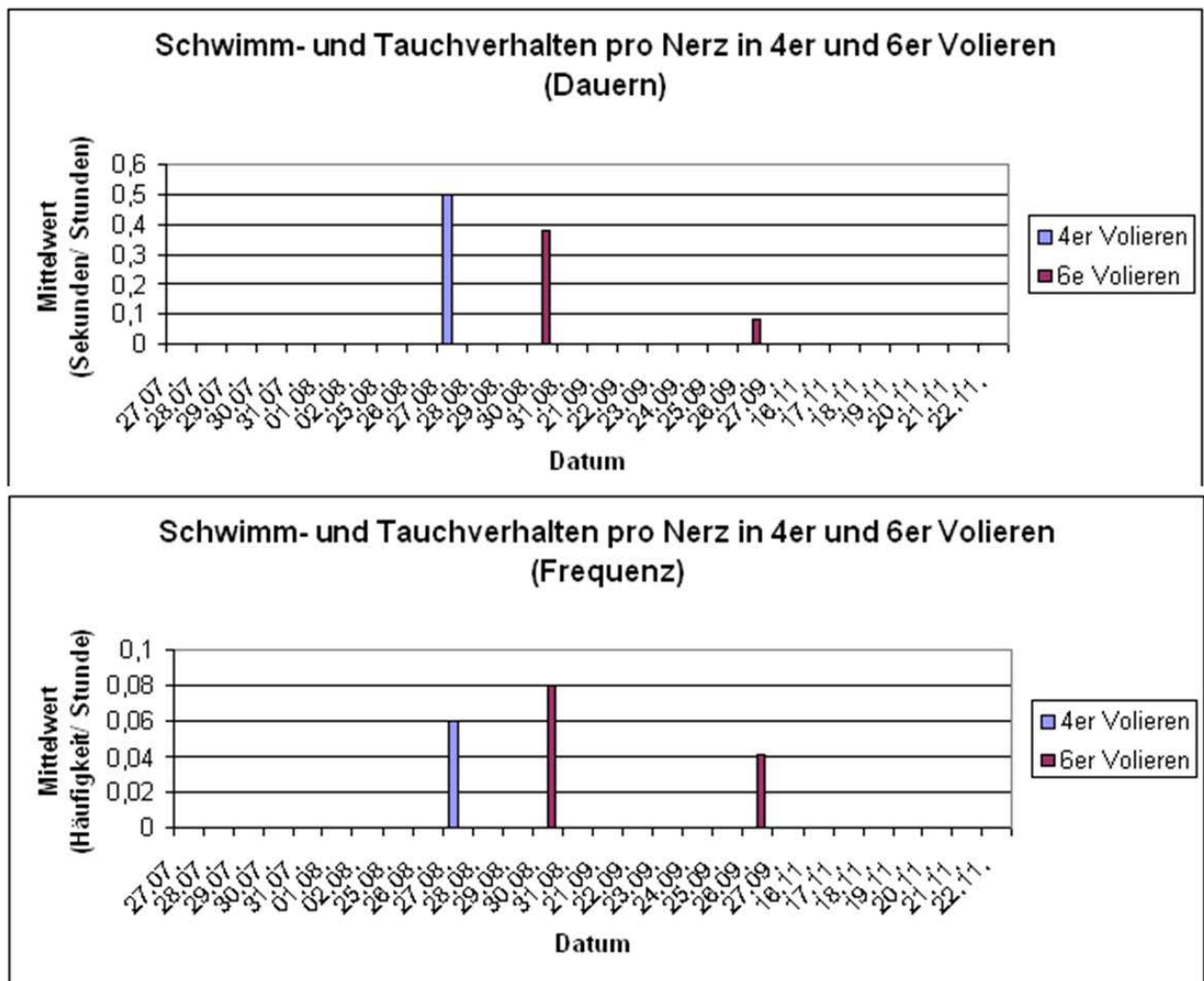
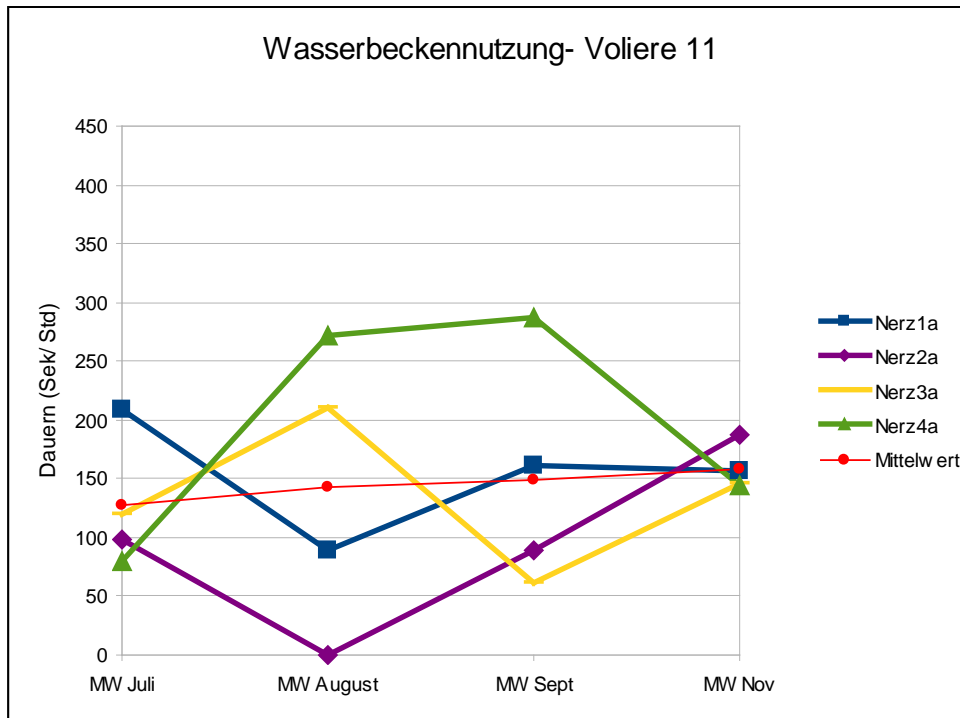


Abbildung 58: Dauer der Aktionen (in Sekunden/Stunden), bzw. Frequenz (in Häufigkeiten/ Stunde) im Wasser (schwimmen, tauchen) pro Nerz und Stunde als Darstellung über den gesamten Auswertungszeitraum. Gegenüberstellung von 4er- und 6er-Volieren.

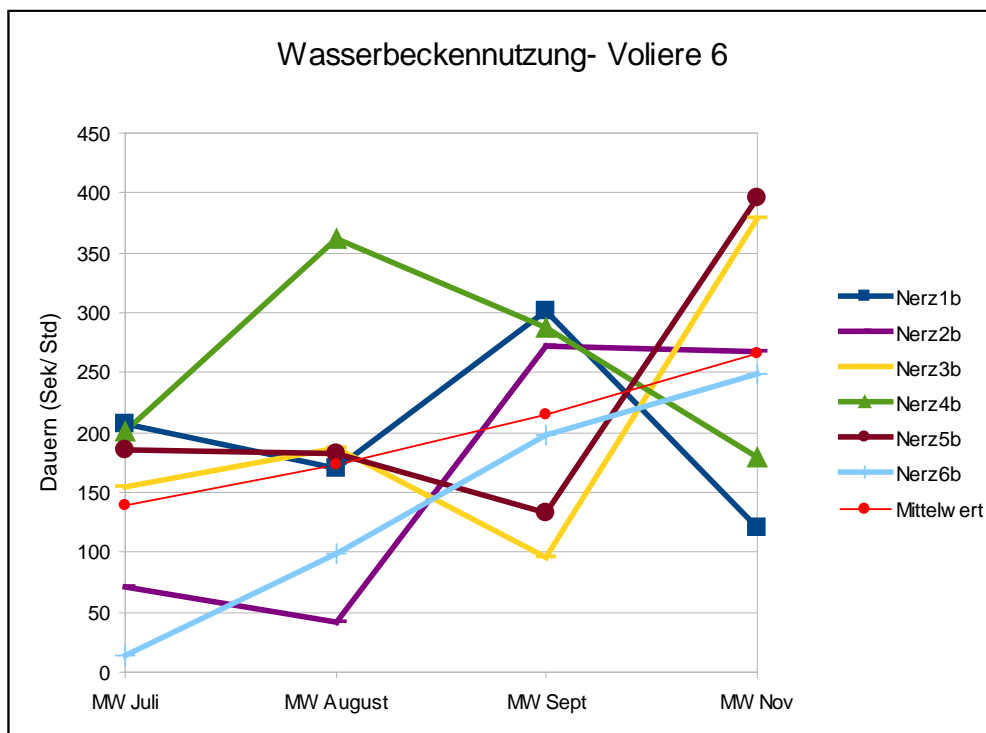
Individuelle Wasserbeckennutzung

Die Tiere in Voliere 6 und 11 konnten nach längerer Beobachtung individuell unterschieden werden. Für diese beiden Volieren wurde zusätzlich für jeden Versuchszeitraum ein Aktivitätsmaximum am Nachmittag ermittelt: im Juli um 17 Uhr, im August um 14 Uhr, im September und November um 15.30 Uhr. Es wurde auch in diesem Fall die Wasserbeckennutzung für jeden der insgesamt 10 Nerze 30 Minuten vor und 30 Minuten nach den Aktivitätsmaxima analysiert.

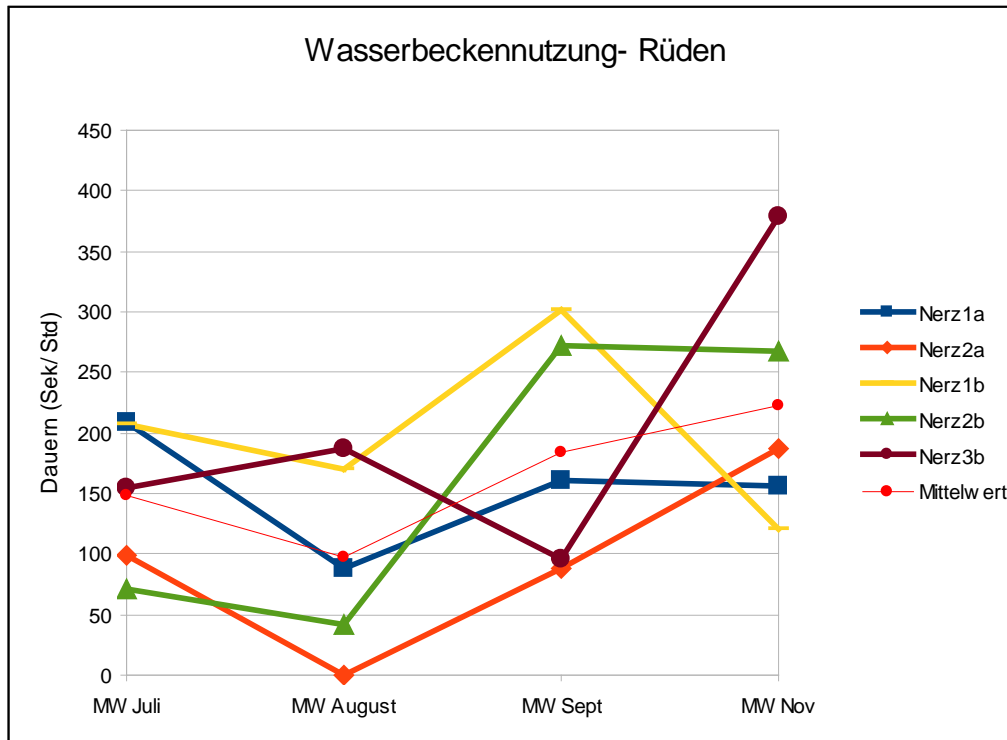
Abbildung 59 und 60 zeigen die pro Versuchszeitraum gemittelte Dauer der Wasserbeckennutzung (verbrachte Zeit am Beckenrand und Dauer des Trinkens, Gründelns, Schwimmens und Tauchens) der Einzeltiere der beiden Volieren und die Mittelwerte innerhalb der Volieren.



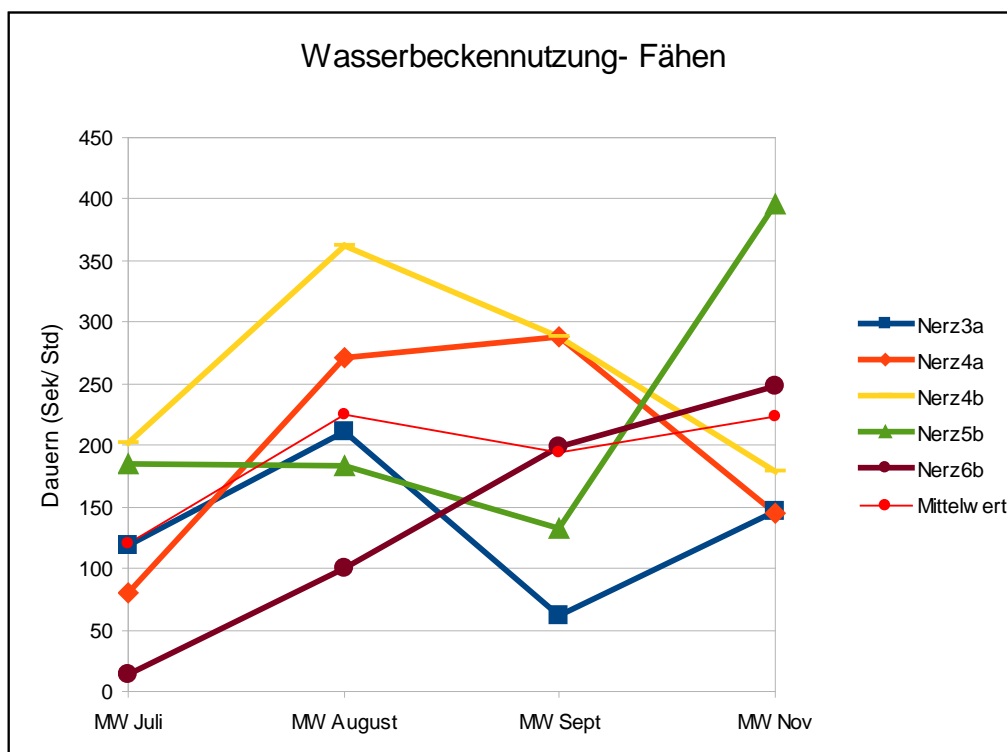
Abbildungen 59 (oben) und 60 (unten): Individuelle Wasserbeckennutzung der Voliere 11 mit vier Nerzen bzw. der Voliere 6 mit sechs Nerzen über die 4 Versuchszeiträume. Das Geschlechterverhältnis ist jeweils 50:50 (MW = Mittelwerte pro Versuchswoche).



In den Abbildungen 61 und 62 wurden dieselben Daten nicht nach Volierenzugehörigkeit, sondern nach Geschlecht geordnet und dargestellt. Es wurden 5 Rüden und 5 Fähen beobachtet.



Abbildungen 61 (oben) und 62 (unten): Individuelle Wasserbeckennutzung der Rüden (oben) und Fähen (unten) über alle vier Versuchszeiträume (MW = Mittelwerte pro Versuchswoche).



3.1.3.2 Elektronische Steuereinheit

Für die jeweils einwöchigen Versuchszeiträume nach dem Absetzen vom Muttertier im Juli, August, September und November wurde ein Tagesprofil bezüglich der Aktivität der Nerze erstellt. Hierfür wurden die Aktivitätsprofile der einzelnen Tage für jeden Versuchszeitraum gemittelt (Abb. 63 - 66). Aktivität wurde einerseits als die Anzahl der Nerze, die sich außerhalb der Wohnboxen aufhalten und andererseits als die Frequenz, mit der die Nerze von der Wohnbox in die Voliere wechseln, definiert. Aus diesen Profilen wurden für jeden Versuchszeitraum ein Aktivitätsmaximum am Vormittag und eines am Nachmittag ermittelt. Im Juli befand sich das morgendliche Aktivitätsmaximum um 7 Uhr, im August um 7.30 Uhr, im September um 8.30 Uhr und im November um 8 Uhr. Es wurden je Voliere die Wasserbeckennutzung 30 Minuten vor und 30 Minuten nach den Aktivitätsmaxima analysiert. Zusätzlich wurden die Aktivitätsprofile der Nerze aus den 4er und 6er Volieren miteinander verglichen (Abb. 67 - 74).

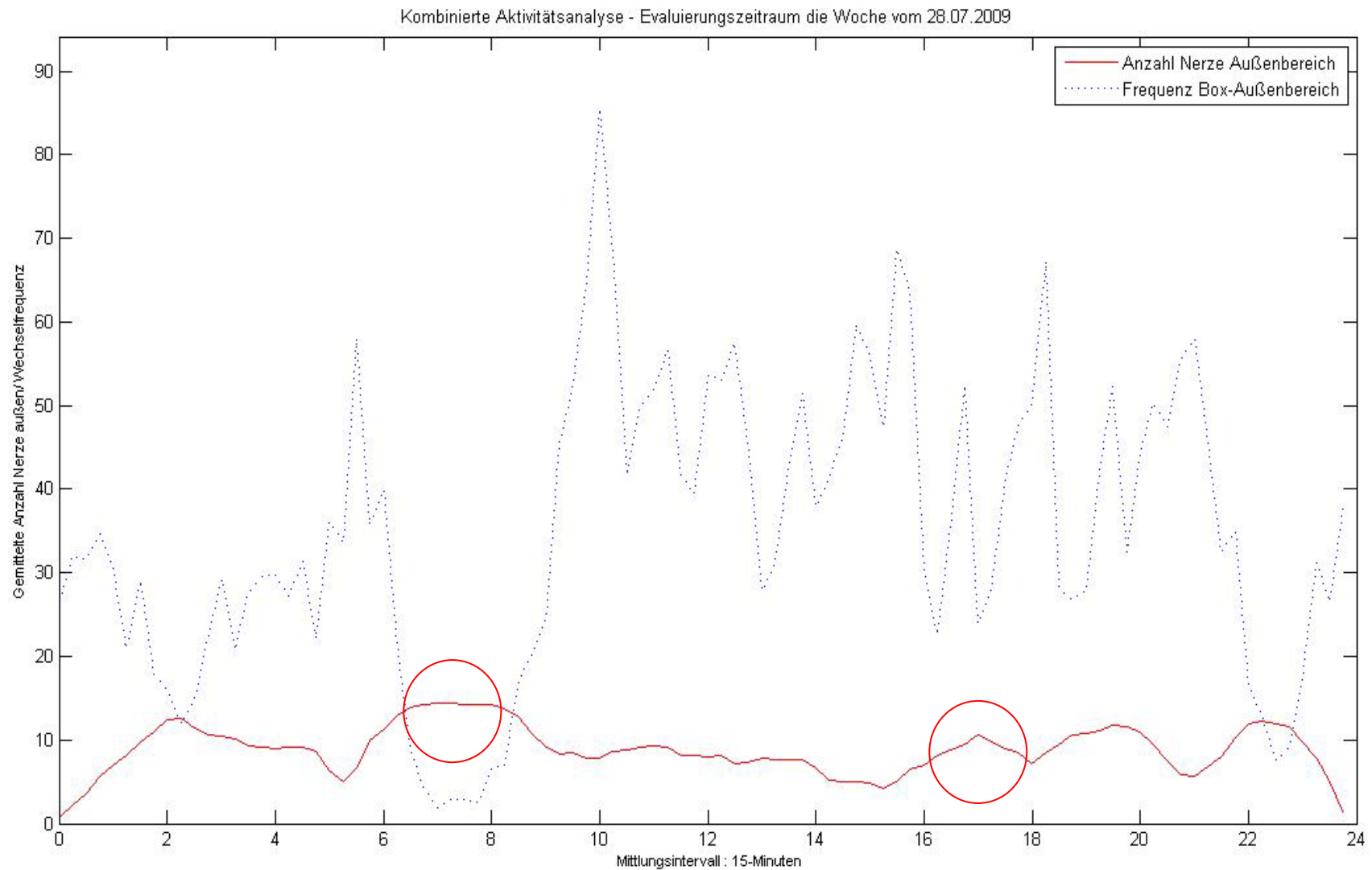


Abbildung 63: Gemitteltes Tagesprofil der Aktivität für den Versuchszeitraum im Juli. Aktivität ist definiert als die Anzahl der Nerze außerhalb der Wohnbox und die Wechselfrequenz von innerhalb nach außerhalb der Wohnbox über 24 Stunden. Die roten Kreise markieren die ausgewählten Aktivitätsmaxima.

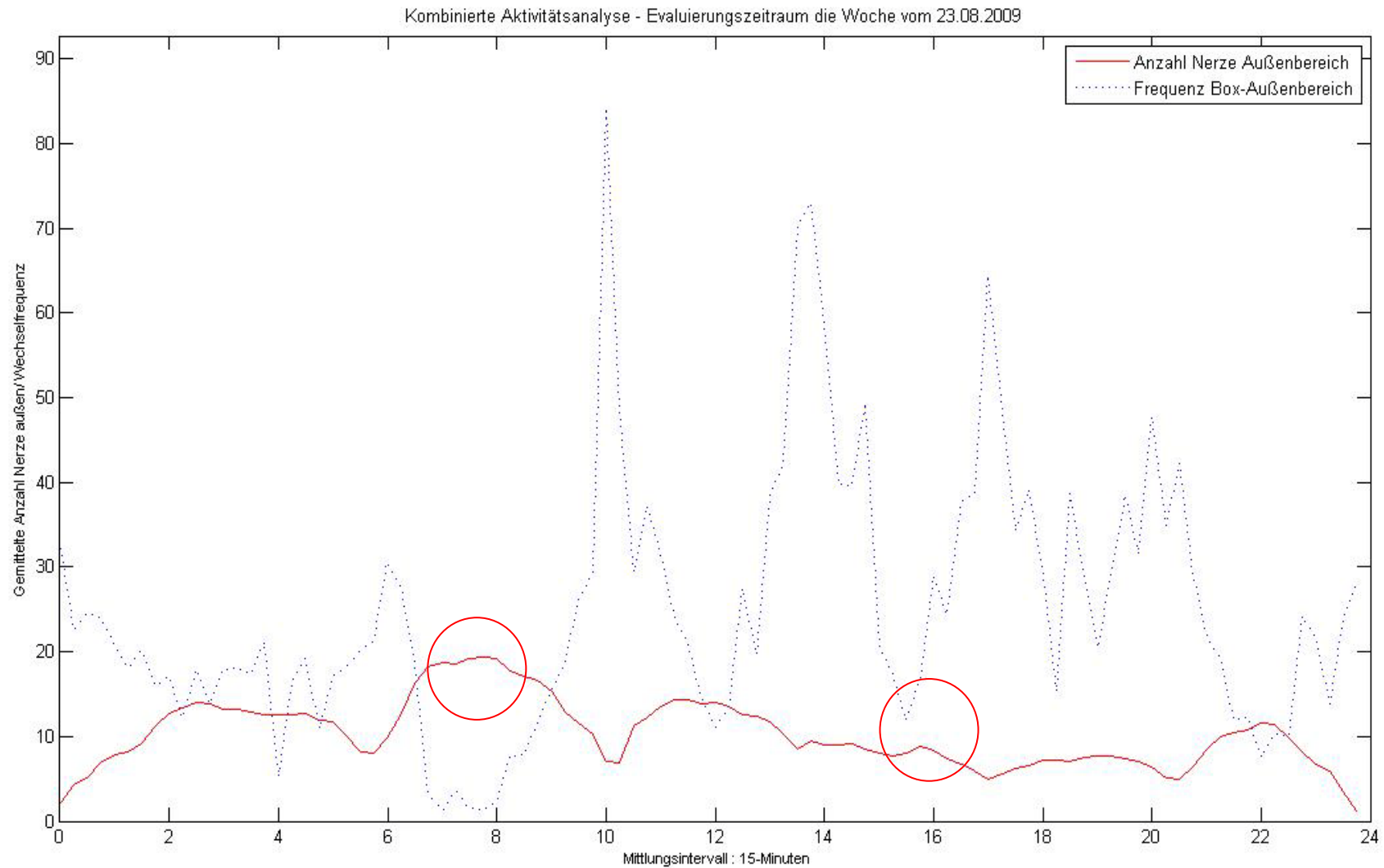


Abbildung 64: Gemitteltes Tagesprofil der Aktivität für den Versuchszeitraum im August. Aktivität ist definiert als die Anzahl der Nerze außerhalb der Wohnbox und die Wechsselfrequenz von innerhalb nach außerhalb der Wohnbox über 24 Stunden. Die roten Kreise markieren die ausgewählten Aktivitätsmaxima.

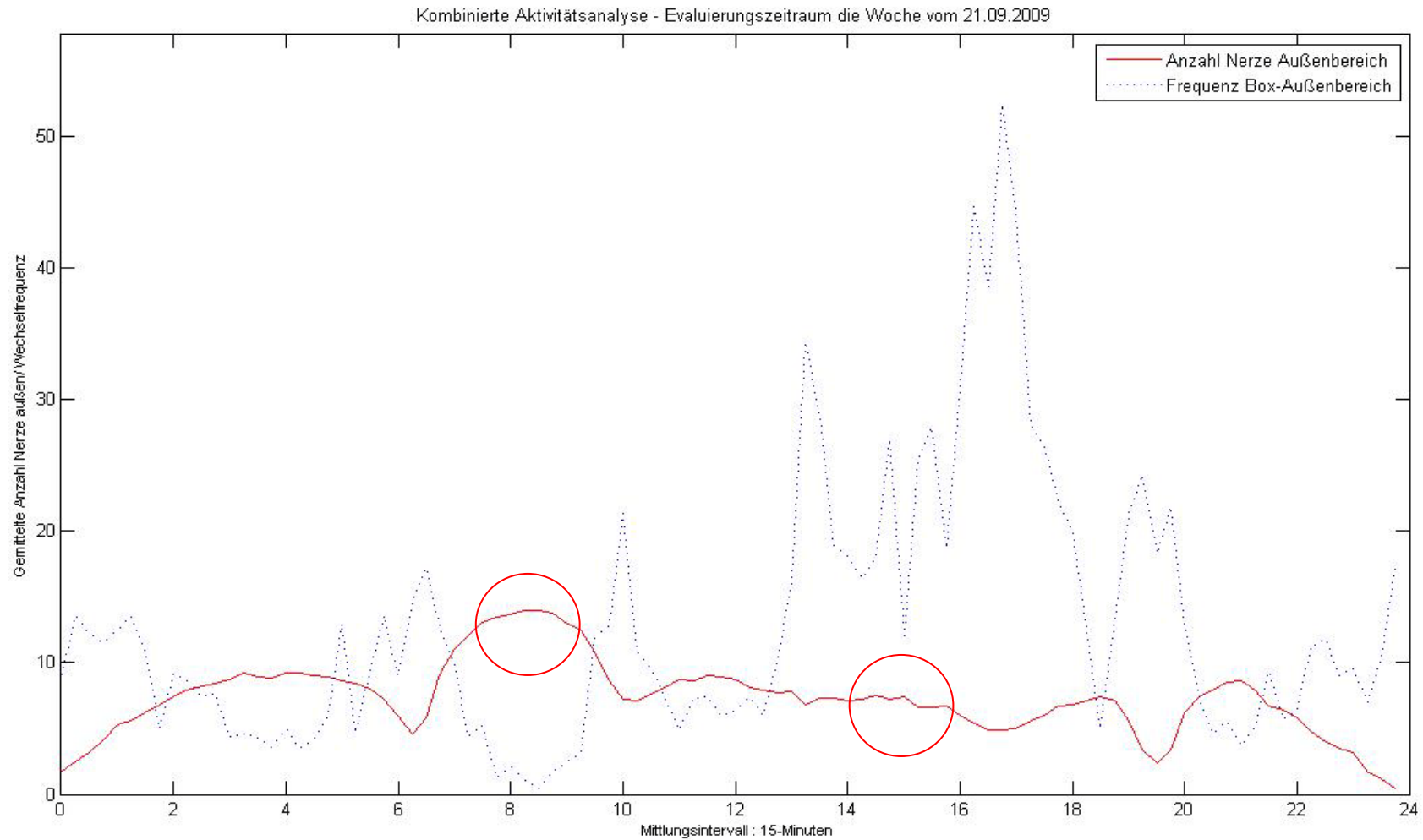


Abbildung 65: Gemittelttes Tagesprofil der Aktivität für den Versuchszeitraum im September. Aktivität ist definiert als die Anzahl der Nerze außerhalb der Wohnbox und die Wechselfrequenz von innerhalb nach außerhalb der Wohnbox über 24 Stunden. Die roten Kreise markieren die ausgewählten Aktivitätsmaxima.

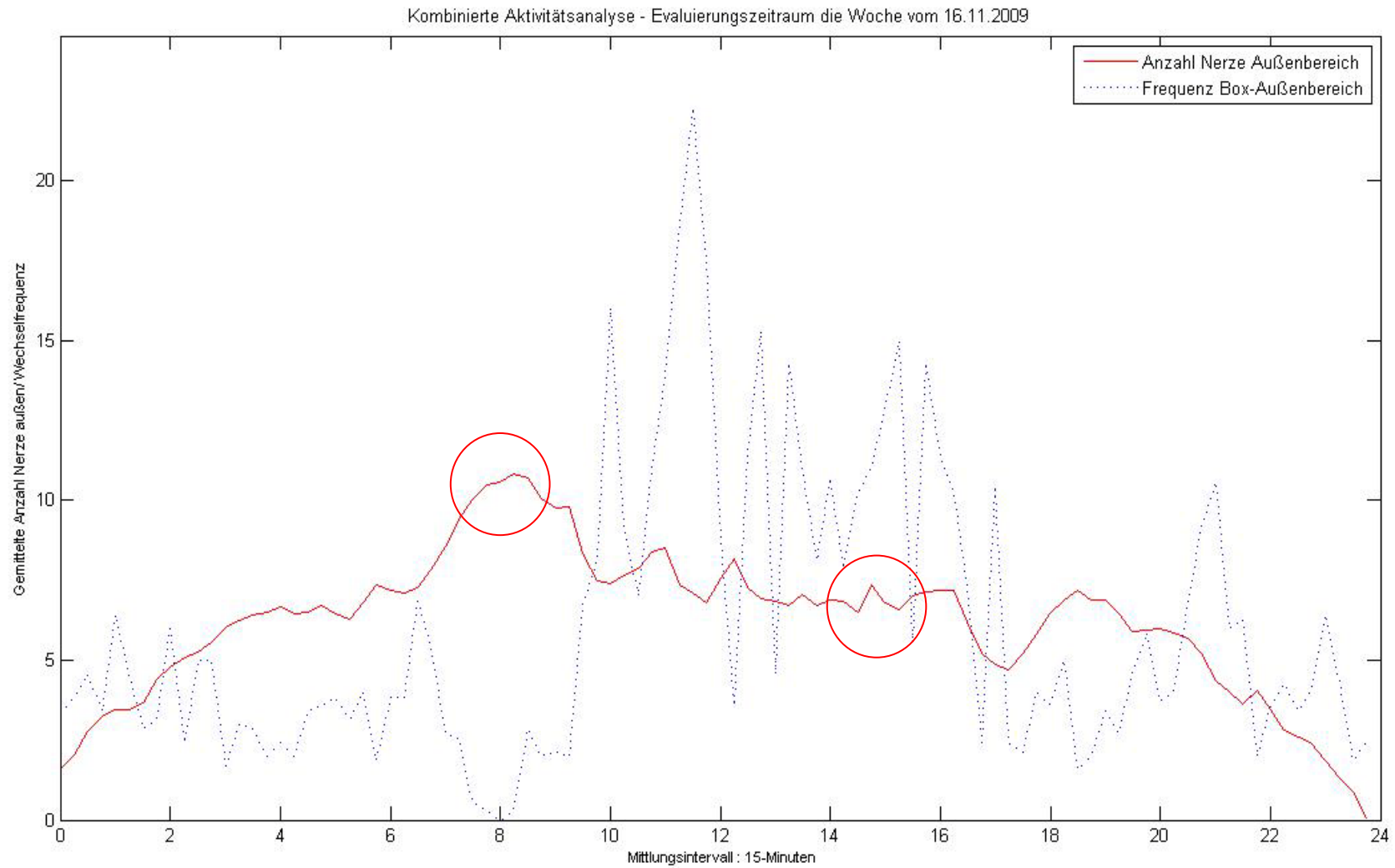


Abbildung 66: Gemitteltetes Tagesprofil der Aktivität für den Versuchszeitraum im November. Aktivität ist definiert als die Anzahl der Nerze außerhalb der Wohnbox und die Wechselfrequenz von innerhalb nach außerhalb der Wohnbox über 24 Stunden. Die roten Kreise markieren die ausgewählten Aktivitätsmaxima.

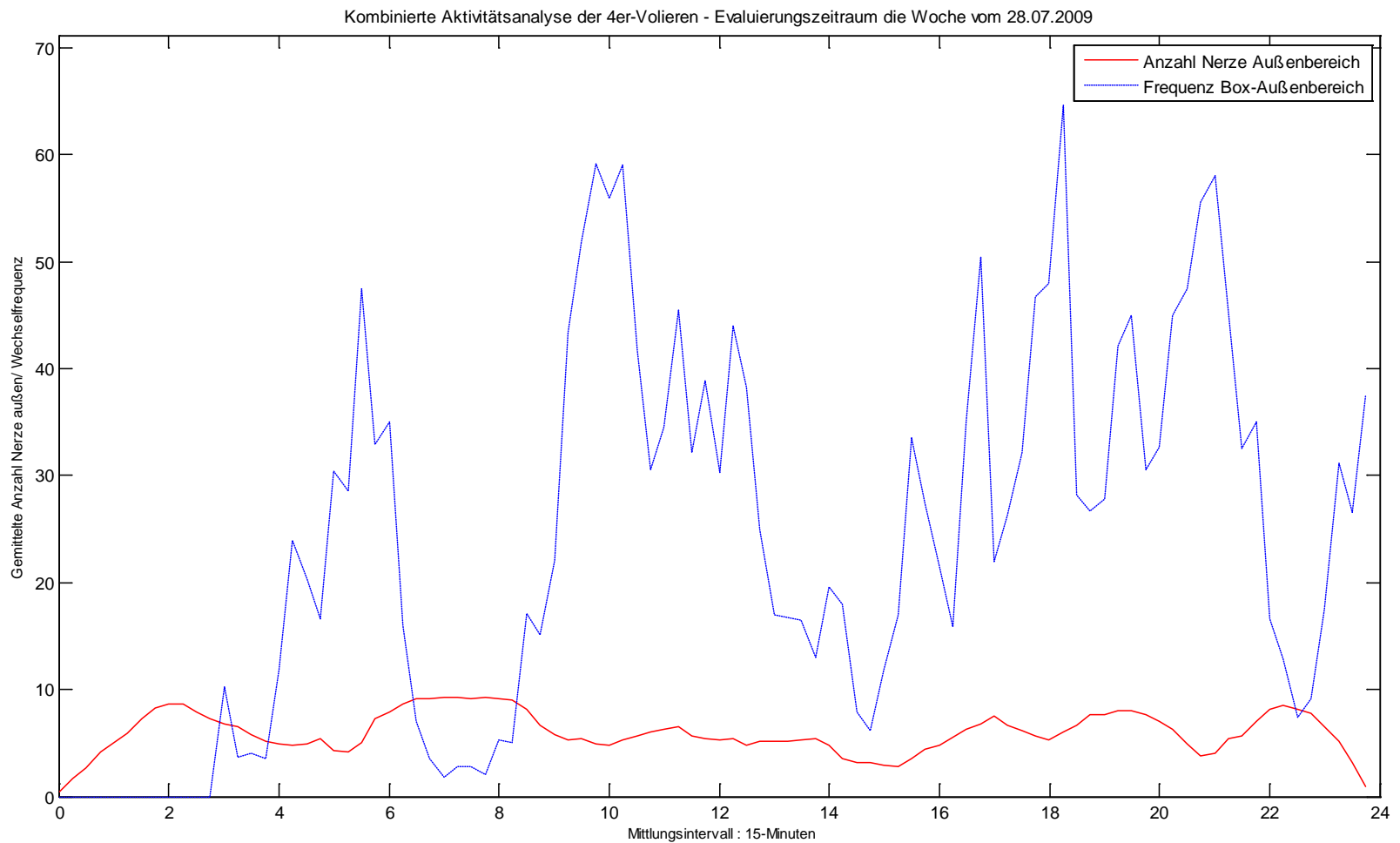


Abbildung 67: Gemitteltes Tagesprofil der Aktivität in den 4er Volieren für den Versuchszeitraum im Juli. Aktivität ist definiert als die Anzahl der Nerze außerhalb der Wohnbox und die Wechselseffizienz von innerhalb nach außerhalb der Wohnbox über 24 Stunden.

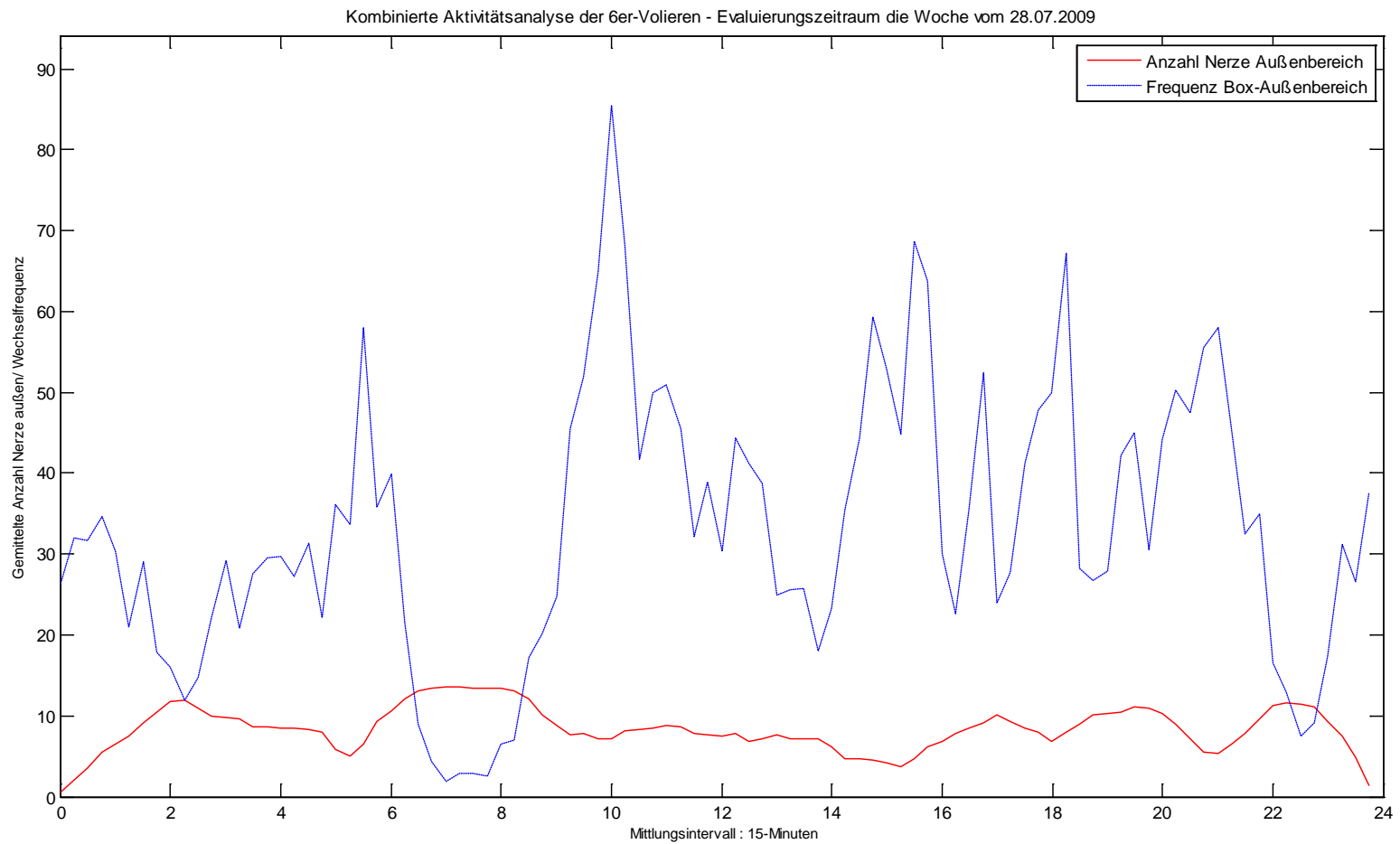


Abbildung 68: Gemitteltes Tagesprofil der Aktivität in den 6er Volieren für den Versuchszeitraum im Juli. Aktivität ist definiert als die Anzahl der Nerze außerhalb der Wohnbox und die Wechselfrequenz von innerhalb nach außerhalb der Wohnbox über 24 Stunden.

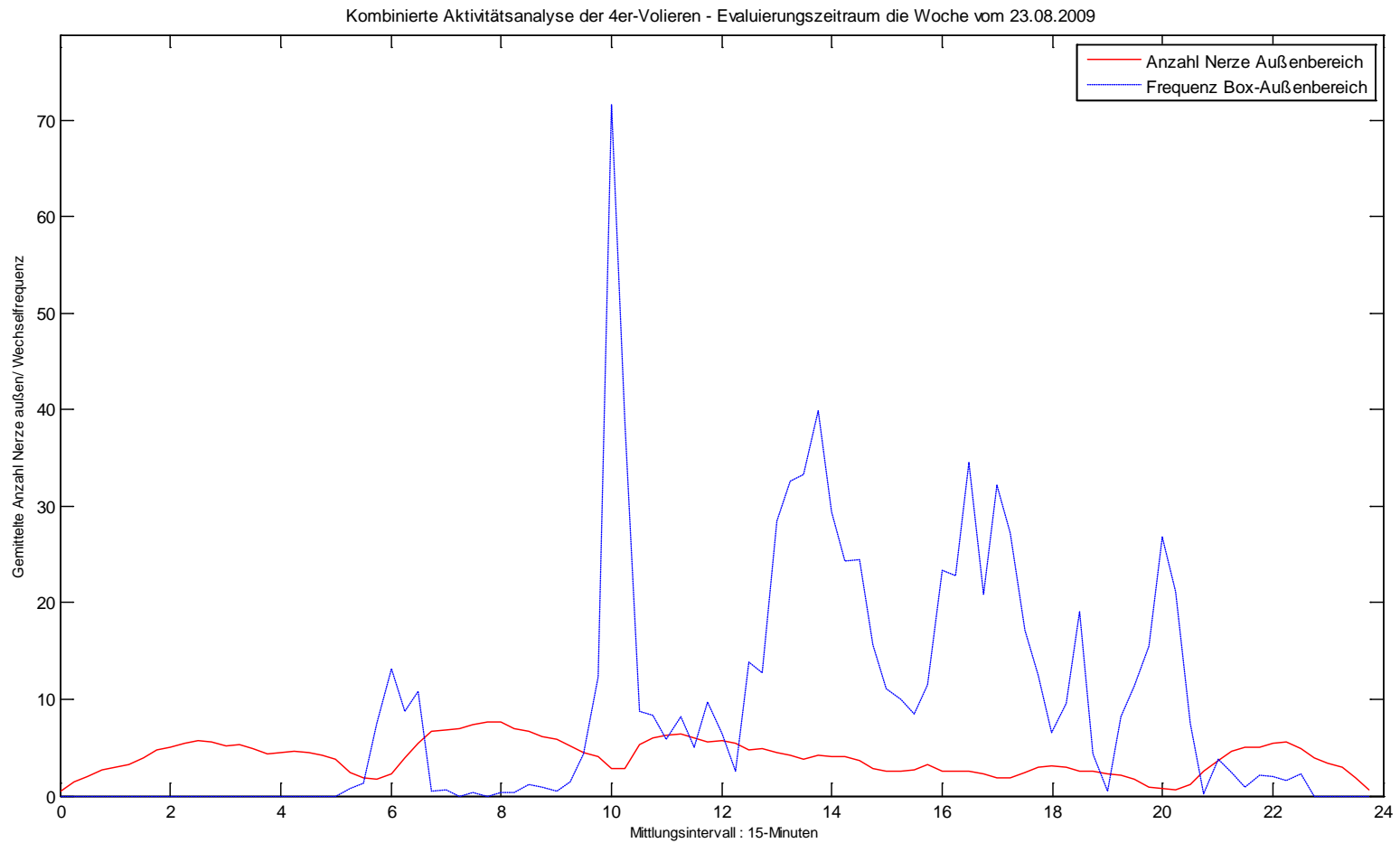


Abbildung 69: Gemitteltetes Tagesprofil der Aktivität in den 4er Volieren für den Versuchszeitraum im August. Aktivität ist definiert als die Anzahl der Nerze außerhalb der Wohnbox und die Wechselfrequenz von innerhalb nach außerhalb der Wohnbox über 24 Stunden.

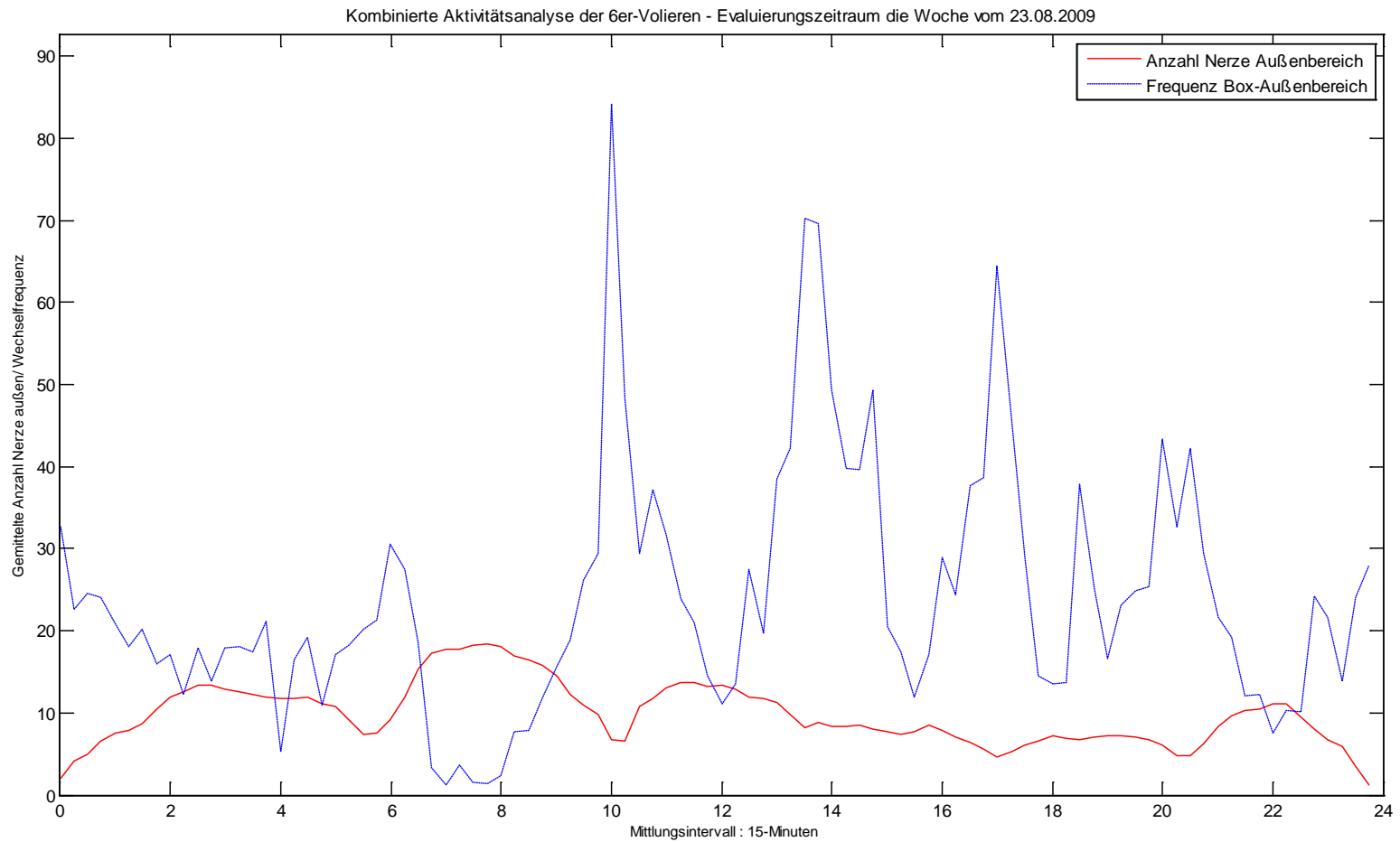


Abbildung 70: Gemitteltes Tagesprofil der Aktivität in den 6er Volieren für den Versuchszeitraum im August. Aktivität ist definiert als die Anzahl der Nerze außerhalb der Wohnbox und die Wechselfrequenz von innerhalb nach außerhalb der Wohnbox über 24 Stunden.

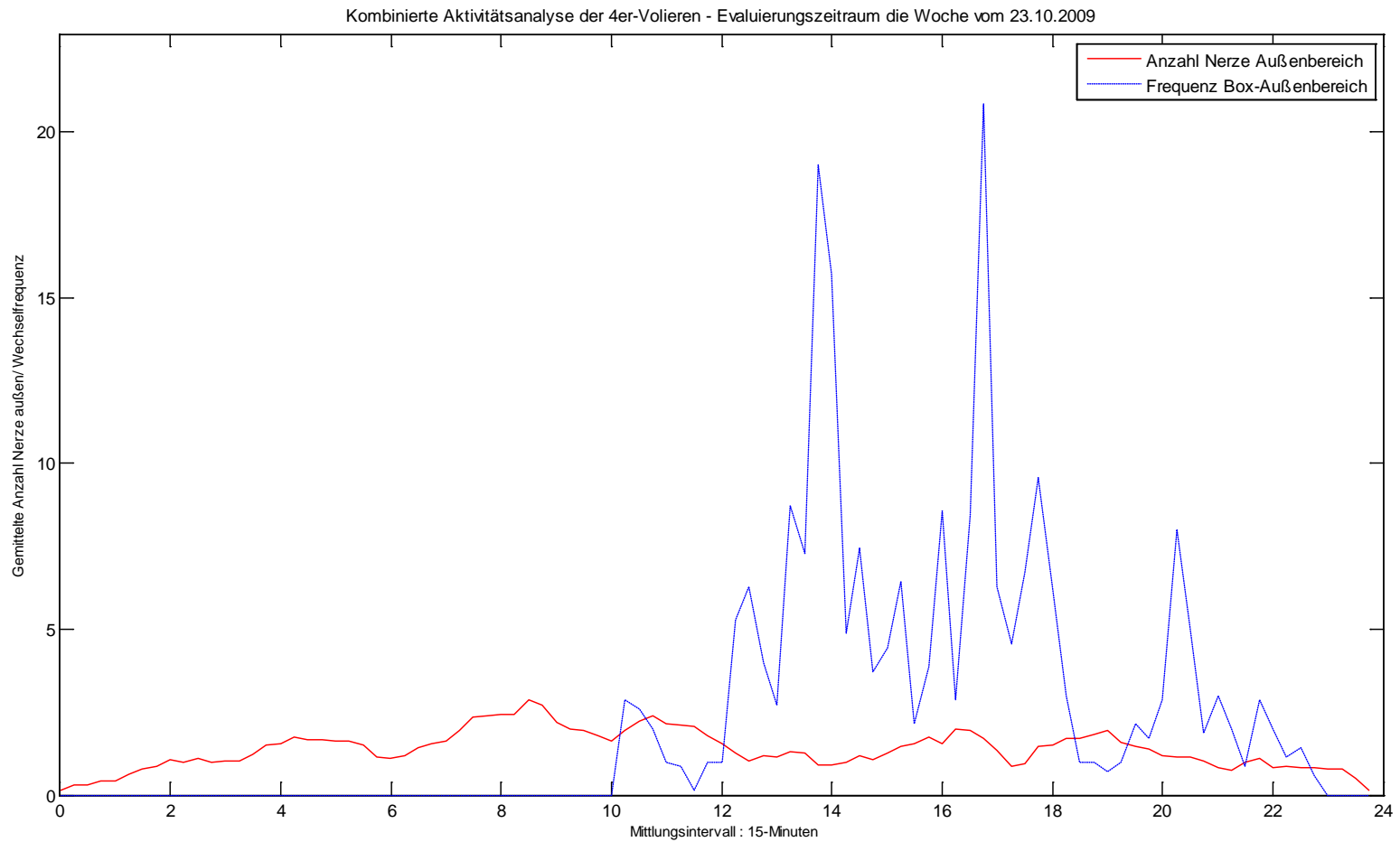


Abbildung 71: Gemitteltes Tagesprofil der Aktivität in den 4er Volieren für den Versuchszeitraum im Oktober. Aktivität ist definiert als die Anzahl der Nerze außerhalb der Wohnbox und die Wechselfrequenz von innerhalb nach außerhalb der Wohnbox über 24 Stunden.

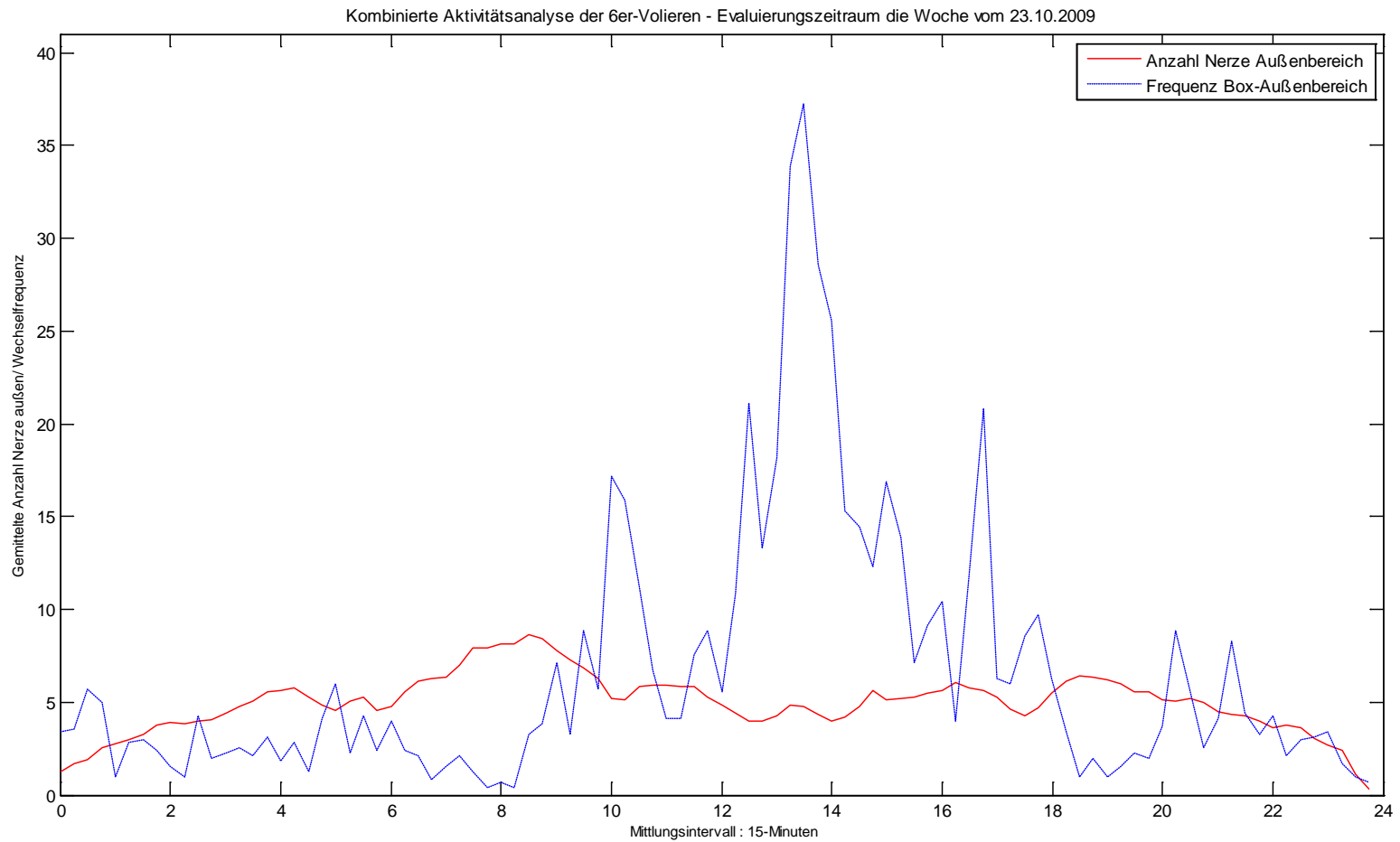


Abbildung 72: Gemitteltetes Tagesprofil der Aktivität in den 6er Volieren für den Versuchszeitraum im Oktober. Aktivität ist definiert als die Anzahl der Nerze außerhalb der Wohnbox und die Wechselfrequenz von innerhalb nach außerhalb der Wohnbox über 24 Stunden.

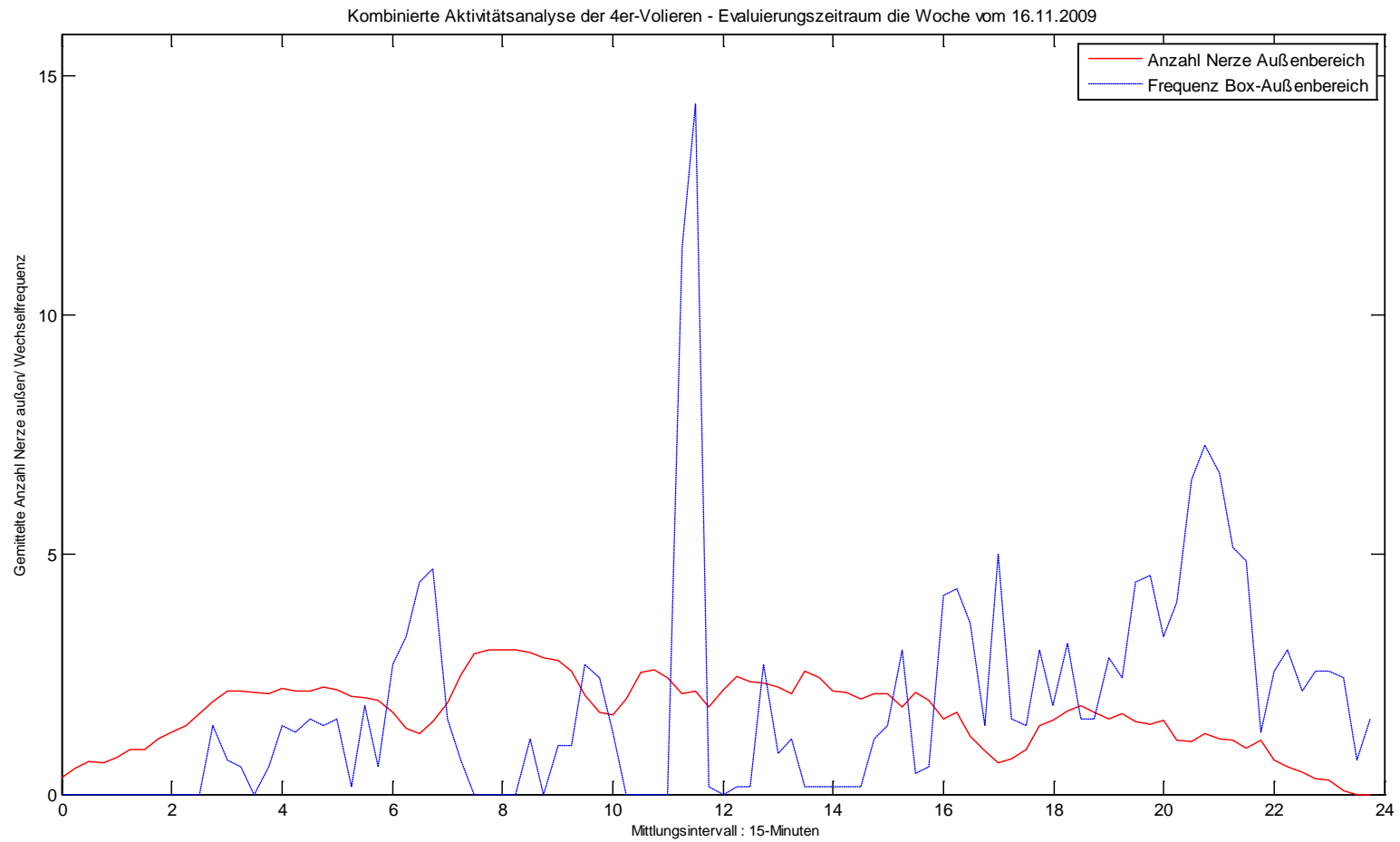


Abbildung 73: Gemittelttes Tagesprofil der Aktivität in den 4er Volieren für den Versuchszeitraum im November. Aktivität ist definiert als die Anzahl der Nerze außerhalb der Wohnbox und die Wechselfrequenz von innerhalb nach außerhalb der Wohnbox über 24 Stunden.

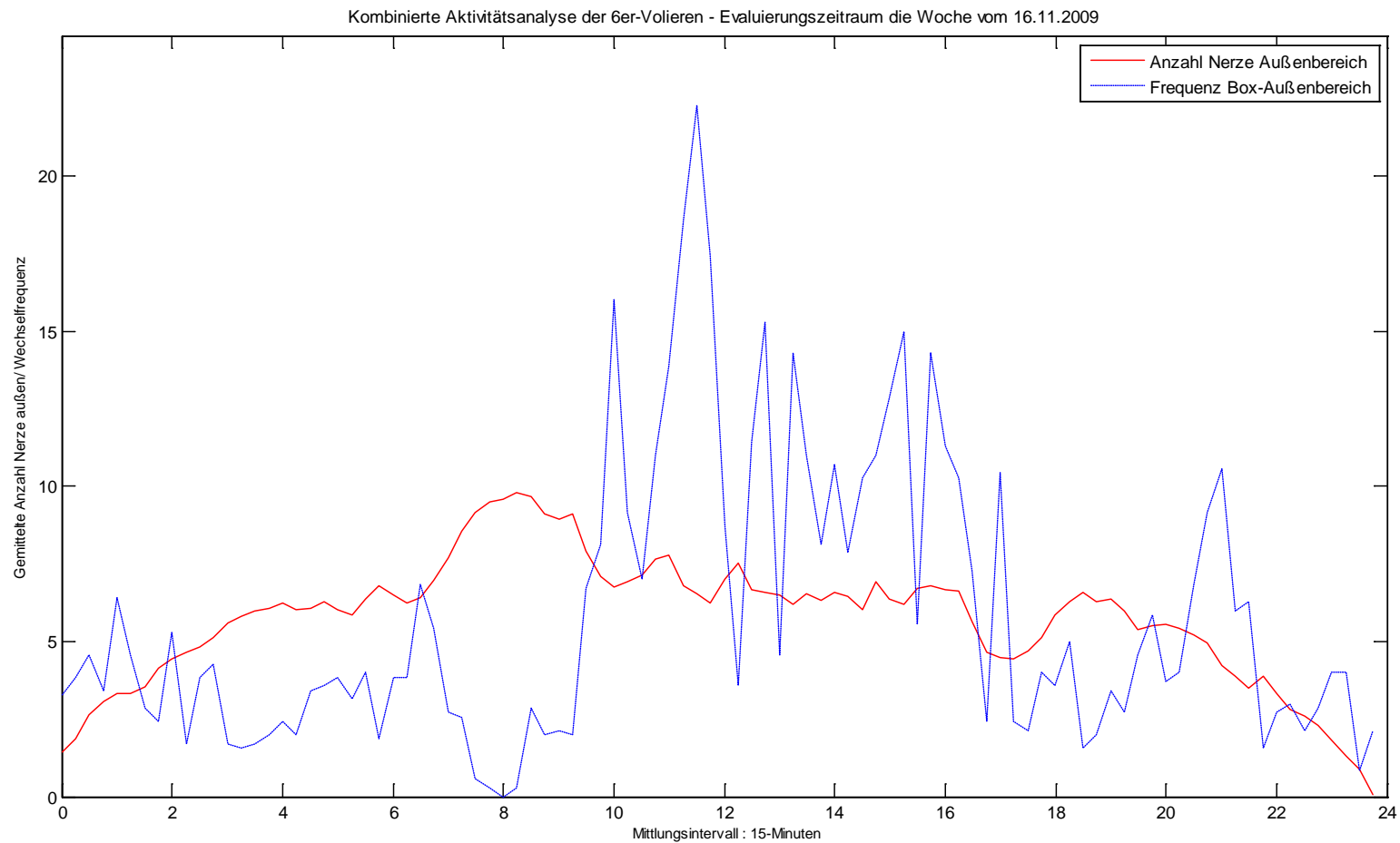


Abbildung 74: Gemitteltetes Tagesprofil der Aktivität in den 6er Volieren für den Versuchszeitraum im November. Aktivität ist definiert als die Anzahl der Nerze außerhalb der Wohnbox und die Wechselfrequenz von innerhalb nach außerhalb der Wohnbox über 24 Stunden.

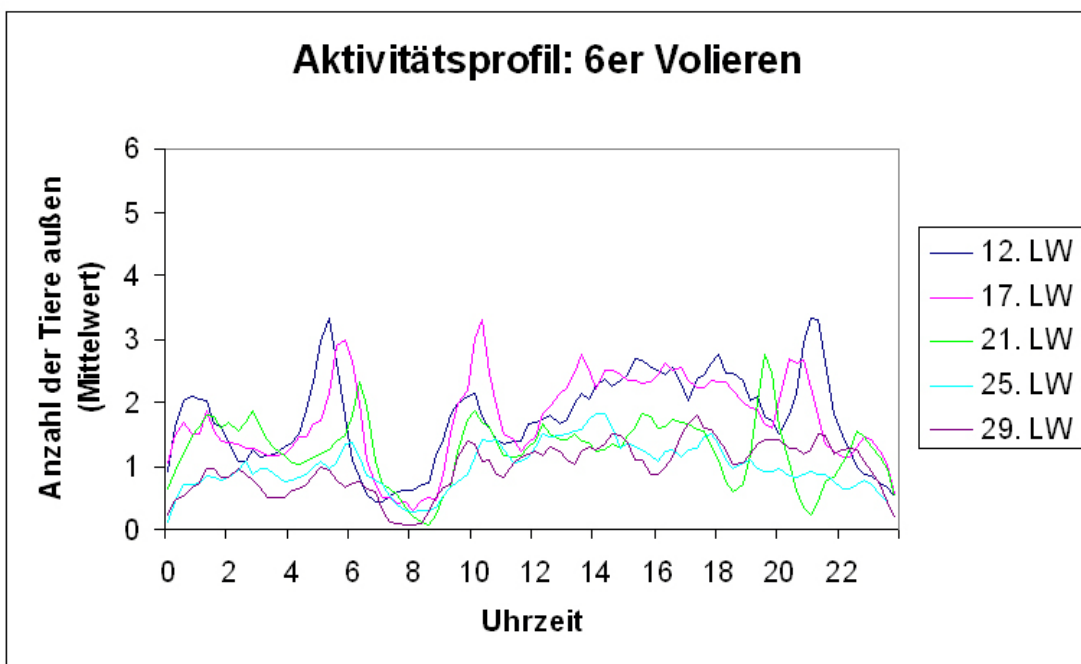
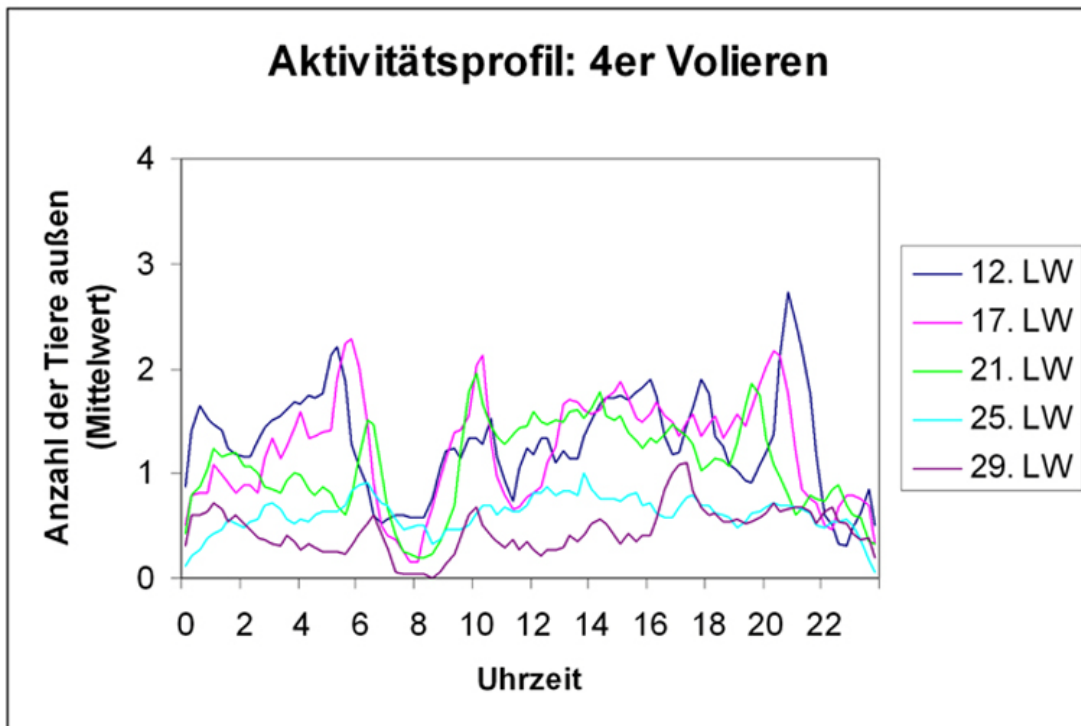


Abbildung 75: Mittlere Anzahl von Tieren, die sich außerhalb von Wohnbox und Schlupf in der Voliere aufhalten, unterteilt nach 4er und 6er Volieren (24-Stundenrhythmus, 12., 17., 21., 25. und 29. LW).

Die Aktivitätsprofile der 4er und 6er Volieren weisen keine großen Unterschiede auf (siehe Abbildung 75). Beiden gemeinsam ist der Aktivitätspeak zwischen 4 und 6 Uhr morgens gefolgt von einer Ruhephase um 8 Uhr, in der sich nur vereinzelt Tiere außerhalb der

Wohnbox aufgehalten haben. Ab ca. 10 Uhr steigen bei beiden Volierentypen die Aktivitäten wieder an, um dann in den Dämmerungsphasen, zumindest in der 12., 17. und 21. Lebenswoche klar erkennbaren Peak aufzuweisen.

Verglichen mit den Aktivitätsprofilen in Teil A der Studie sind auch in der Volierenhaltung die deutlichsten Peaks in der Morgen- und Abenddämmerung zu finden. Dennoch sind die Peaks nicht so deutlich abgesetzt wie es in den Freigehegen der Fall war, was vermutlich auf eine geringere Tierzahl in den Volieren von 4 bis 6 Nerzen im Vergleich zum Freigehege mit 20 Tieren zurückzuführen ist.

3.1.3.3. Blutparameter der Tiere

Bei der Darstellung der Blutwerte wurden sowohl weibliche als auch männliche Tiere zu gleichen Teilen berücksichtigt. Es wurden in jeder Voliere 50% weibliche und 50% männliche Tiere aufgestellt, so dass in einer 4er Voliere zwei Fähen und zwei Rüden sowie in einer 6er Voliere jeweils drei Nerze je Geschlecht aufgestellt waren.

Blutuntersuchung (Hkt, Hb, Leukozyten, Erythrozyten, Thrombozyten):

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. Der Anstieg von der 10. LW auf die 19. LW war jedoch bei beiden Geschlechtern hochsignifikant.

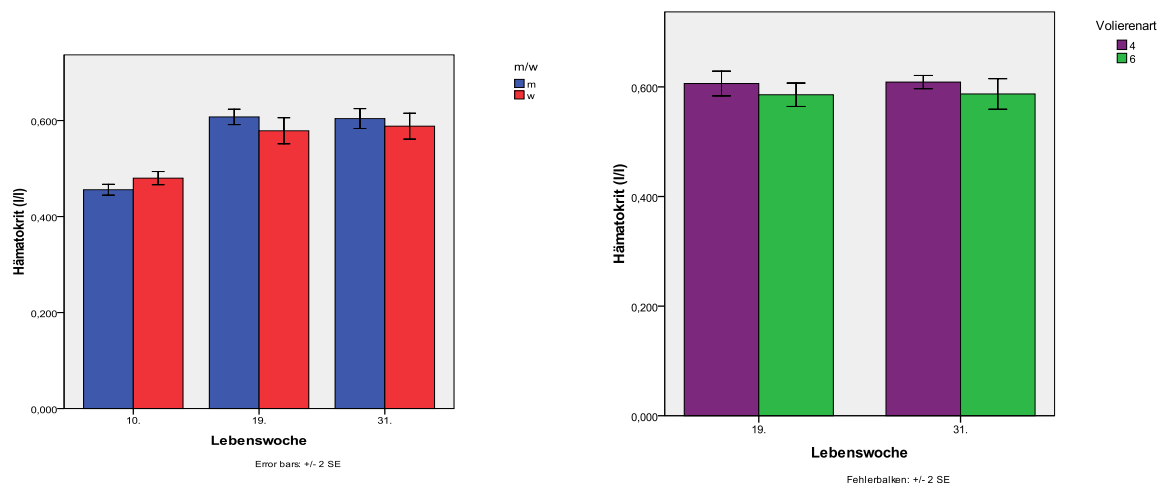


Abbildung 76: Hämatokrit-Gehalt (l/l) der Tiere im zeitlichen Verlauf (+/-2 SE) der drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Rüden (m) und Fähen (w) (linke Abbildung), sowie der zwei Messzeitpunkte (19. und 31. LW), unterteilt nach Volierenart (4=vier Tiere pro Voliere, 6=sechs Tiere pro Voliere), rechte Abbildung.

Tabelle 24: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (10., 19., 31. LW) des Parameters Hämatokrit sowie signifikante Geschlechterunterschiede (*p<0,5, **p<0,01, ***p<0,001).

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

Die Volierenart hatte keinen signifikanten Einfluss auf die Mittelwerte des Hämatokrits. Bei beiden Blutentnahmezeitpunkten lagen die Werte in den 4er Volieren knapp über den Werten in den 6er Volieren.

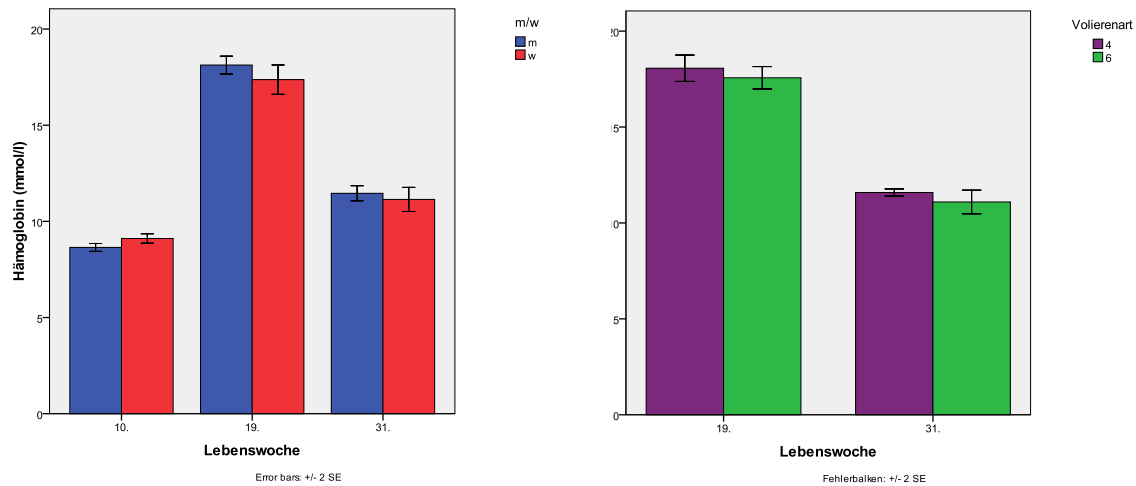


Abbildung 77: Hämoglobin-Gehalt (mmol/l) der Tiere im zeitlichen Verlauf (+/-2 SE) der drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Rüden (m) und Fähen (w) (linke Abbildung), sowie der zwei Messzeitpunkte (19. und 31. LW), unterteilt nach Volierenart (4=vier Tiere pro Voliere, 6=sechs Tiere pro Voliere).

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 der Werte als auch der anschließende Abfall der Werte hochsignifikant.

Die Volierenart beeinflusste die Hämoglobinwerte nicht signifikant. Tendenziell lagen die Werte in den 6er Volieren knapp unter den Werten in den 4er Volieren zu beiden Entnahmezeitpunkten.

Tabelle 25: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (10., 19., 31. LW) des Parameters Hämoglobin sowie signifikante Geschlechterunterschiede (*p<0,5, **p<0,01, ***p<0,001).

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

Tabelle 26: Übersicht über Signifikanzen zwischen den zwei Messzeitpunkten (19. und 31. LW) des Parameters Hämoglobin sowie signifikante Volierenunterschiede (*p<0,5, **p<0,01, ***p<0,001).

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

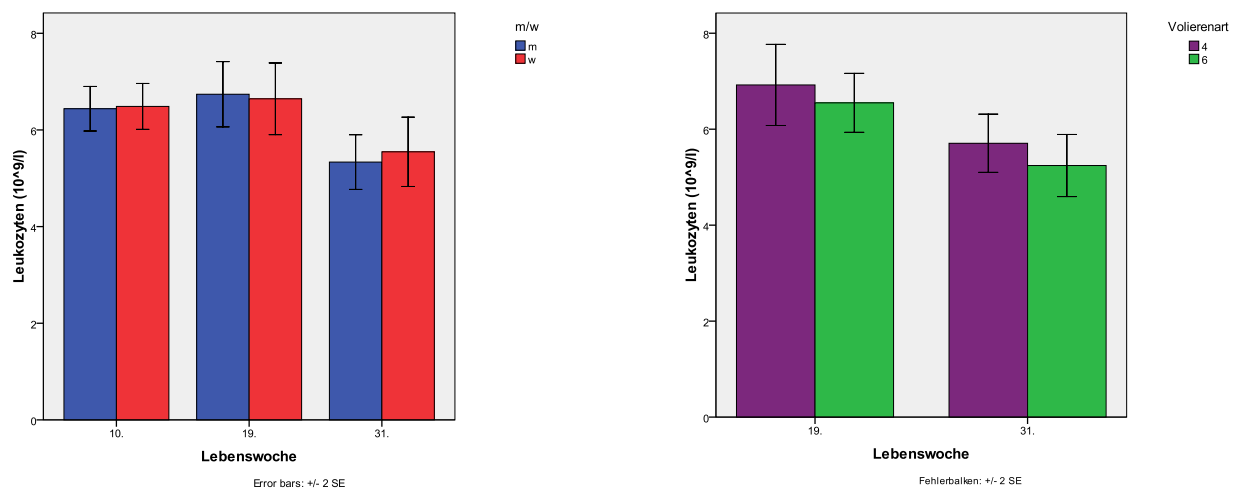


Abbildung 78: Leukozyten (10⁹/l) im zeitlichen Verlauf (+/- 2 SE) der drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Rüden (m) und Fähen (w) (linke Abbildung), sowie der zwei Messzeitpunkte (19. und 31. LW), unterteilt nach Volierenart (4=vier Tiere pro Voliere, 6=sechs Tiere pro Voliere), rechte Abbildung.

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 Mittelwerte der Leukozyten zu beobachten. Der Abfall der Leukozyten von der 19. LW auf die 31. LW war sowohl bei den Rüden als auch bei den Fähen signifikant.

Tabelle 27: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (10., 19., 31. LW) des Parameters Leukozyten sowie signifikante Geschlechterunterschiede (*p<0,5, **p<0,01, ***p<0,001).

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

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, in den 6er Volieren sogar hochsignifikant (siehe Tabelle 28).

Tabelle 28: Übersicht über Signifikanzen zwischen den zwei Messzeitpunkten (19. und 31. LW) des Parameters Leukozyten sowie signifikante Volierenunterschiede (* $p < 0,5$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$).

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

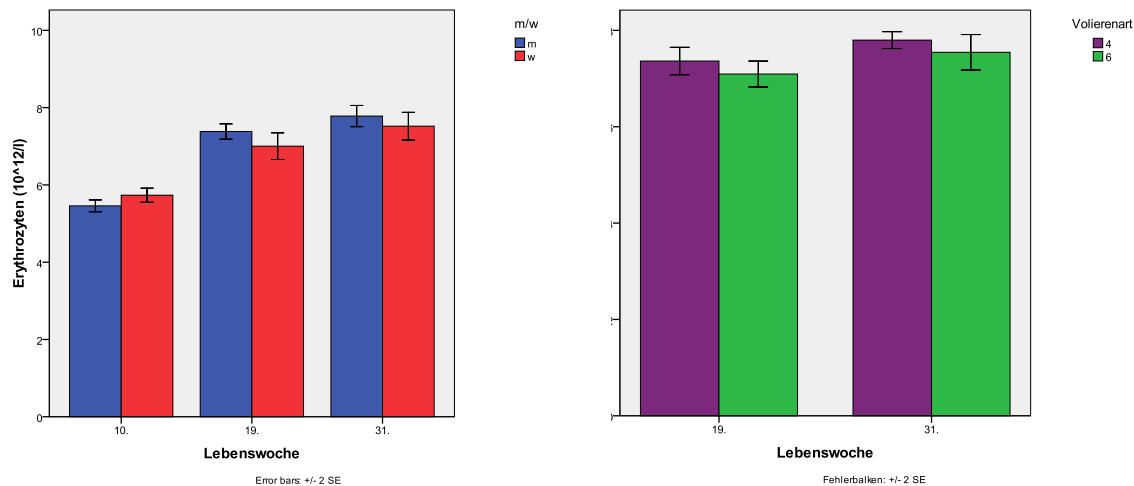


Abbildung 79: Erythrozyten-Gehalt ($10^{12}/l$) der Tiere im zeitlichen Verlauf (± 2 SE) der drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Rüden (m) und Fähen (w) (linke Abbildung), sowie der zwei Messzeitpunkte (19. und 31. LW), unterteilt nach Volierenart (4=vier Tiere pro Voliere, 6=sechs Tiere pro Voliere).

Im zeitlichen Verlauf sind bei beiden Geschlechtern die Erythrozyten-Werte kontinuierlich angestiegen. Die Erhöhung der Werte von der 10. LW auf die 19. LW war hochsignifikant und auch von der 19. LW auf die 31. LW war der Anstieg der Werte sowohl bei den Rüden als auch bei den Fähen signifikant.

In den 6er Volieren waren die Mittelwerte der Erythrozyten zu beiden Entnahmezeitpunkten etwas geringer. Es konnte in beiden Volierenarten ein signifikanter Anstieg der Werte von der 19. LW auf die 31. LW festgestellt werden, in den 4er Volieren war dieser sogar hochsignifikant.

Tabelle 29: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (10., 19., 31. LW) des Parameters Erythrozyten sowie signifikante Geschlechterunterschiede (*p<0,5, **p<0,01, ***p<0,001).

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

Tabelle 30: Übersicht über Signifikanzen zwischen den zwei Messzeitpunkten (19. und 31. LW) des Parameters Erythrozyten sowie signifikante Volierenunterschiede (*p<0,5, **p<0,01, ***p<0,001).

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

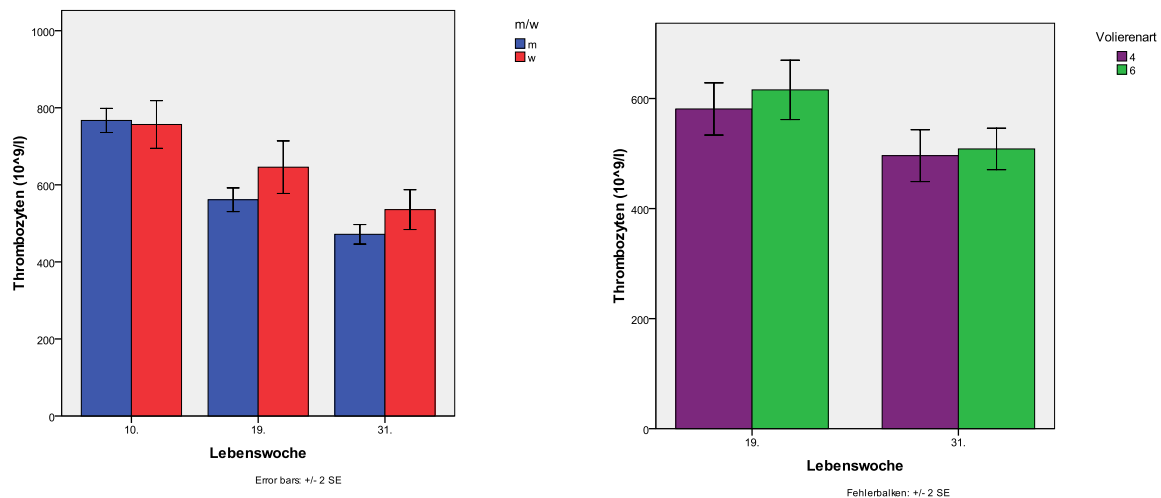


Abbildung 80: Thrombozyten-Gehalt ($10^9/l$) der Tiere im zeitlichen Verlauf (± 2 SE) der drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Rüden (m) und Fähen (w) (linke Abbildung), sowie der zwei Messzeitpunkte (19. und 31. LW), unterteilt nach Volierenart (4=vier Tiere pro Voliere, 6=sechs Tiere pro Voliere), rechte Abbildung.

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 und auch bei den Fähen signifikant. Eine Signifikanz

bezüglich des Geschlechts über den gesamten Zeitraum konnte jedoch nicht festgestellt werden.

Die Werte in den 6er Volieren lagen bei beiden Blutentnahmen oberhalb der Werte der 4er Volieren. Bei beiden Geschlechtern war der Abfall der Werte signifikant.

Tabelle 31: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (10., 19., 31. LW) des Parameters Thrombozyten sowie signifikante Geschlechterunterschiede (* $p < 0,5$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$).

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

Tabelle 32: Übersicht über Signifikanzen zwischen den zwei Messzeitpunkten (19. und 31. LW) des Parameters Thrombozyten sowie signifikante Volierenunterschiede (* $p < 0,5$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$).

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

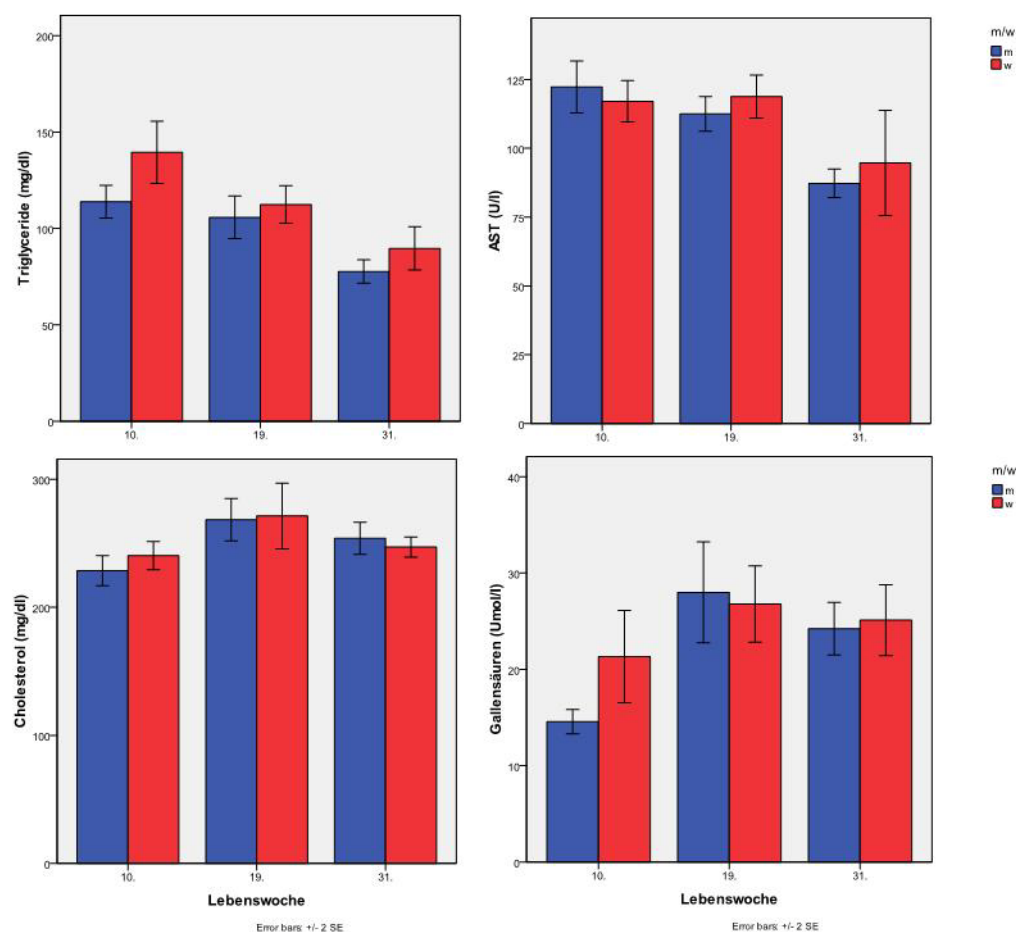


Abbildung 81: Triglycerid-Gehalt (mg/dl), AST-Gehalt (U/l), Cholesterol-Gehalt (mg/dl) und Gallensäuren-Gehalt (Umol/l) der Tiere im zeitlichen Verlauf (± 2 SE) der drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Rüden (m) und Fähen (w).

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. Das Geschlecht hatte ebenfalls einen signifikanten Einfluss ($p < 0,01$) auf die Triglyceridwerte der Tiere im gesamten Verlauf. 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 und bei den Fähen ebenfalls signifikant. Die Cholesterolwerte nahmen bis zur 19. LW hin zu (bei den Rüden hochsignifikant, bei den Fähen signifikant), fielen gegen Ende des Versuchs aber wieder etwas ab. Die Werte der Gallensäuren stiegen von der 10. LW auf die 19. LW deutlich an (bei den Rüden hochsignifikant), nahmen von der 19. LW auf die 31. LW aber wieder etwas ab. Signifikanzen sind nachfolgender Tabelle 33 zu entnehmen.

Tabelle 33: Übersicht über Signifikanzen zwischen den drei Blutentnahmen (10., 19., 31. LW) der Parameter Triglyceride, AST, Cholesterol und Gallensäuren sowie signifikante Geschlechterunterschiede und signifikante Volierenunterschiede (*p<0,5, **p<0,01, ***p<0,001).

Lebens- wochen	Signifikanzen		Signifikanzen		Signifikanzen		Signifikanzen	
	Triglyceride		AST		Cholesterol		Gallensäure	
	Geschlecht		Geschlecht		Geschlecht		Geschlecht	
Verlauf	m	w	m	w	m	w	m	W
10.-19.		**			***	*	***	
19.-31.	***	**	***	*				
Geschlecht ervergleich								
10. -31.	**							
Verlauf	Volierenart		Volierenart		Volierenart		Volierenart	
	4er	6er	4er	6er	4er	6er	4er	6er
19.-31.	**	***		***	***			
Volieren- vergleich								
19.-31.					***			

3.1.3.4. Parameter des Immunsystems

Die Immunglobuline G blieben während des gesamten Versuchs auf einem ähnlichen Niveau mit leicht fallender Tendenz.

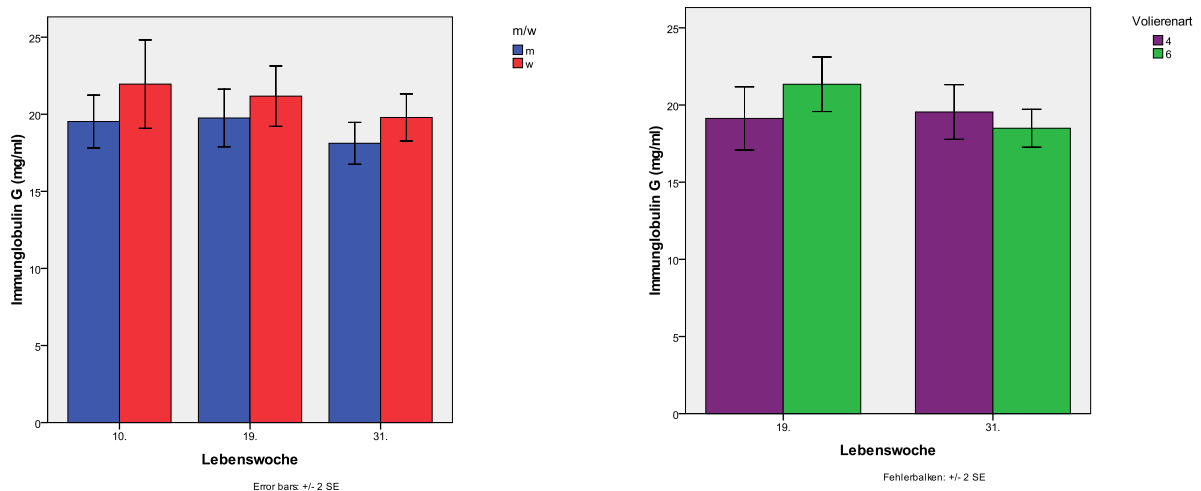


Abbildung 82: Immunglobulin G-Gehalt (mg/ml) der Tiere im zeitlichen Verlauf (+/- 2 SE) der drei Blutentnahmen (10., 19. und 31. LW), unterteilt nach Rüden (m) und Fähen (w) (linke Abbildung), sowie der zwei Messzeitpunkte (19. und 31. LW), unterteilt nach Volierenart (4=vier Tiere pro Voliere, 6=sechs Tiere pro Voliere), rechte Abbildung.

Zu jedem Messzeitpunkt lagen die Werte der Fähen über den Werten der Rüden, es bestand jedoch kein signifikanter Geschlechterunterschied ($p=0,057$). Die Untersuchung der Werte nach der Volierenart ließ auf keine signifikanten Unterschiede schließen.

3.1.3.5. Körpergewicht, Verletzungen und Verluste

Körpergewicht

Die Tiere nahmen über den Versuchszeitraum kontinuierlich an Gewicht zu. Dabei wurde ein signifikanter Unterschied zwischen Rüden und Fähen ersichtlich ($p=0,000$).

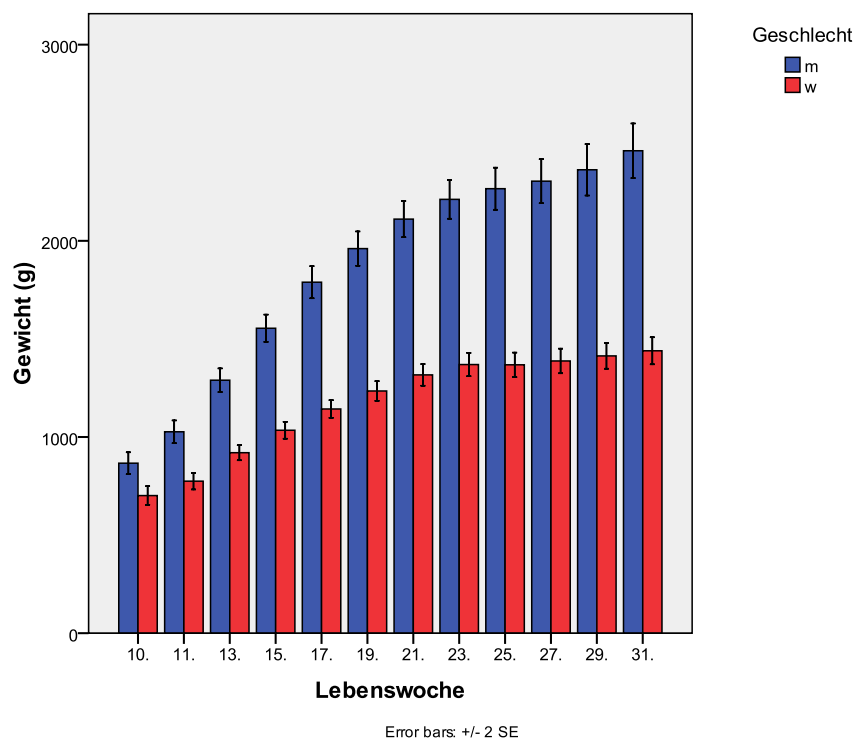


Abbildung 83: Darstellung des mittleren Körpergewichts (± 2 SE) in Gramm (g) im zeitlichen Verlauf, unterteilt nach Rüden (m) und Fähen (w).

Von der 10. LW bis zur 23. LW waren die Zunahmen zwischen den einzelnen Wiegeterminen höher und deutlich 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 zu Versuchsende beinahe auf demselben Gewichtsniveau hielten. Das höchste Gewicht, das während Versuchsverlauf

erreicht wurde, betrug 3343 g bei einem Rüden in der 31. LW. Mit 355 g das geringste Gewicht war bei einer Fähe in der 10. LW zu verzeichnen.

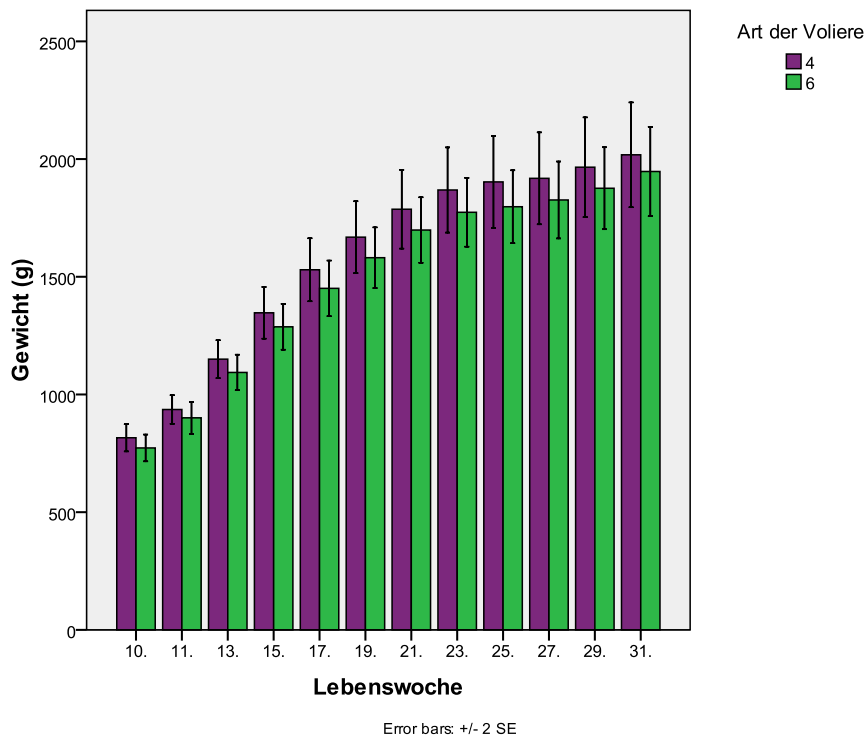


Abbildung 84: Darstellung des mittleren Körpergewichts (± 2 SE) in Gramm (g) im zeitlichen Verlauf, unterteilt nach Volierenart (4er oder 6er Voliere).

Die Art der Voliere hatte keinen signifikanten Einfluss 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. Eine mögliche Ursache hierfür könnte sein, dass in beiden Volierenarten jeweils nur 2 Futterplätze zur Verfügung standen und es sich deshalb für die Tiere in den 6er Volieren eventuell schwerer gestaltete, einen Platz an der Futterstelle zu bekommen und in Ruhe zu fressen.

Verletzungen

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

Tabelle 34: Übersicht über Verletzungen an den verschiedenen Lokalisationen (in Anzahl der Verletzungen und in %) im Verlauf (10. -31- LW der Nerze).

Lokalisation	Verletzungen 10. LW n (%)	Verletzungen 11. LW n (%)	Verletzungen 13. LW n (%)	Verletzungen 15. LW n (%)	Verletzungen 17. LW n (%)	Verletzungen 19. LW n (%)
Schwanz			2 (2,56%)	2 (2,56%)	2 (2,6%)	12 (15,8%)
Rücken					1 (1,3%)	1 (1,32%)
Schnauze						1 (1,32%)
Gliedmaße n						
Bauch						
Insgesamt			2 (2,56%)	2 (2,56%)	3 (3,9%)	14 (18,42%)
Lokalisation	Verletzungen 21. LW n (%)	Verletzungen 23. LW n (%)	Verletzungen 25. LW n (%)	Verletzungen 27. LW n (%)	Verletzungen 29. LW n (%)	Verletzungen 31. LW n (%)
Schwanz	10 (13,16%)	9 (11,84%)	9 (11,84%)	4 (5,33%)	6 (8,12%)	5 (6,76%)
Rücken						
Schnauze						
Gliedmaße n	1 (1,32%)	1 (1,32%)				
Bauch		1 (1,32%)				
Insgesamt	11 (14,47%)	11 (14,47%)	9 (11,84%)	4 (5,33%)	6 (8,12%)	5 (6,76%)

Verluste

Im Laufe des Versuchs gab es sechs Tierverluste zu verzeichnen. Dabei handelte es sich um 4 verendete Rüden und 2 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). Des Weiteren führte eine Schwanzverletzung zur Euthanasie eines Tieres und Harnsteine mit Harnrückstau bei einem Tier zum Tode.

3.1.3.6. Wassertemperatur und Wasserqualität

Wassertemperatur

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

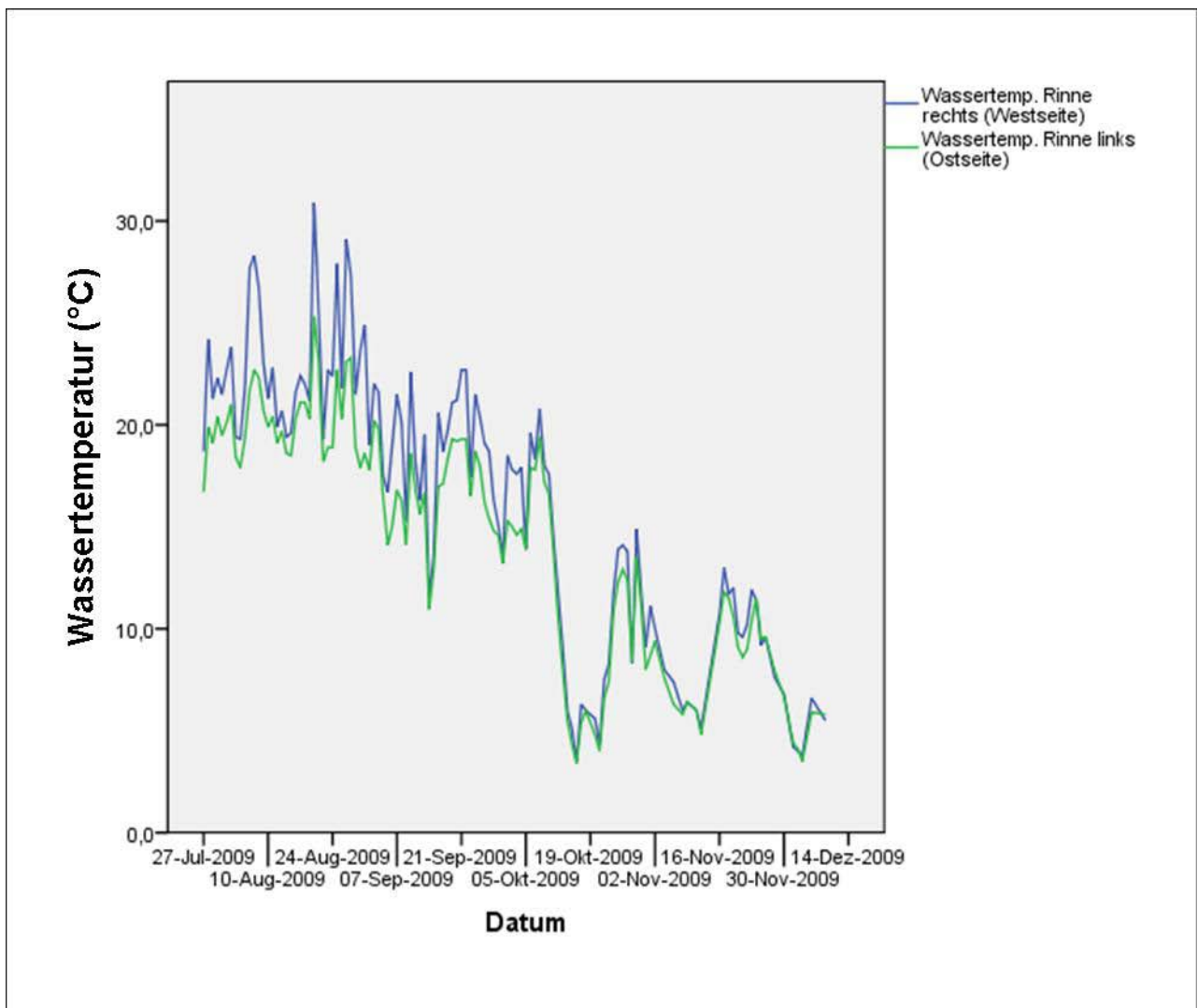


Abbildung 85: Verlauf der Wassertemperatur (in °C) der rechten Wasserrinne (Westseite) und der linken Wasserrinne (Ostseite) der Nerze über den gesamten Versuchszeitraum.

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.

Tabelle 35: Gesamtkeimgehalt (in KbE/ml) sowie Enterobacteriaceaegehalt (in KbE/ml) der gezogenen Wasserproben (Entnahmeort: Wasserrinne links = Ostseite und Wasserrinne rechts = Westseite) im zeitlichen Verlauf (12. -31. LW der Nerze).

Lebens woche	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.		9.000	1.200	60	40
27.		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.)	nur noch wenige Nerze in den Volieren	440	1.200	40	110

Sowohl das Auffüllen der Schwimmrinnen mit Wasser als auch ein kompletter Wasserwechsel hatte keinen maßgeblichen Einfluss auf die Keimzahlen. 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.

3.1.3.7. Stressparameter (Kortisol-Metaboliten)

Im zeitlichen Verlauf nahmen die Cortisolmetaboliten bis zur Mitte des Versuchs hin ab und anschließend wieder deutlich zu. Der Mittelwert (Medianwert) in der 12. LW betrug 171,64 ng/gr (118,0 ng/gr), in der 16./17. LW sank dieser auf 144,89 ng/gr (109,0 ng/gr) ab und in der 20. LW betrug er nur noch 122,38 ng/gr (81,5 ng/gr).

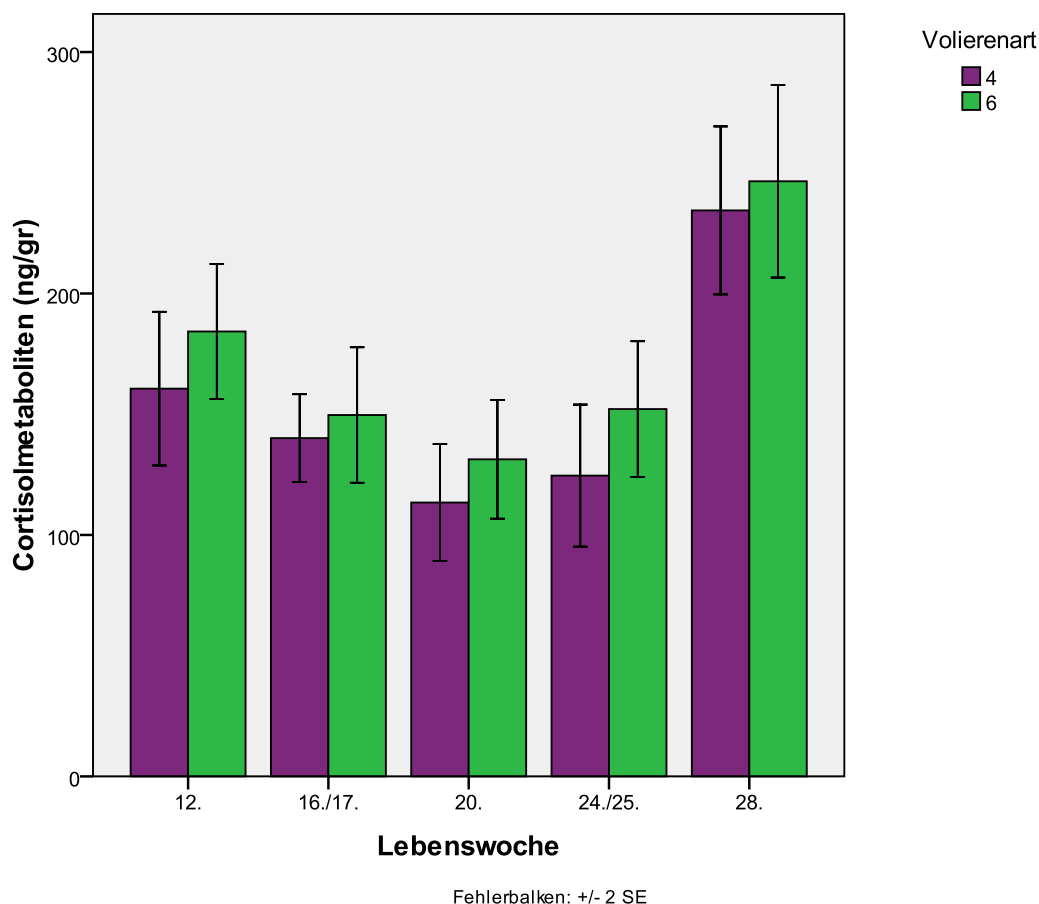


Abbildung 86: Cortisolmetaboliten (in ng/gr) im zeitlichen Verlauf (12. LW, 16./17. LW, 20. LW, 24./25. LW und 28. LW), unterteilt nach Volierenart (4 = vier Tiere pro Voliere, 6 = sechs Tiere pro Voliere).

Bis zur 24./25. LW erhöhte sich der Mittelwert (Medianwert) der Cortisolmetaboliten wieder auf 138,36 ng/gr (83,5 ng/gr) und bis zur 28. LW betrug er schließlich 240,44 ng/gr (194,0 ng/gr). Die jeweiligen Minimal- und Maximalwerte sind der entsprechenden Tabelle 40 zu entnehmen. Während des gesamten Versuchszeitraums betrug der geringste Wert 9 ng/gr und der höchste Wert, der erreicht wurde, 1219 ng/gr. 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 36: 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].

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

Tabelle 37: Übersichtstabelle über Mittelwert, Stichprobengröße (=N), Median und Standardfehler des Mittelwertes sowie Minimal- und Maximalwerte der Cortisolmetaboliten (ng/gr) zu den einzelnen Messzeitpunkten (12., 16./17., 20., 24./25. und 28. LW) bei allen Tieren.

Lebenswoche	Alle Tiere					
	Mittelwert	N	Median	Standardfehler des Mittelwertes	Minimum	Maximum
12. LW	171,64	210	118	10,711	9	838
16./17. LW	144,89	224	109	8,35	10	889
20. LW	122,38	224	81,5	8,629	9	873
24./25. LW	138,36	224	83,5	10,192	9	810
28. LW	240,44	224	194	13,202	13	1219

Tabelle 38: Übersichtstabelle über die Mittelwerte, die Stichprobengröße (=N) sowie Minimal- und Maximalwerte der Cortisolmetaboliten (ng/gr) 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).

Lebenswoche	Volierenart							
	4				6			
	Mittelwert	N	Minimum	Maximum	Mittelwert	N	Minimum	Maximum
12. LW	160,59	112	9	838	184,27	98	19	681
16./17. LW	140,11	112	10	403	149,67	112	13	889
20. LW	113,43	112	9	873	131,32	112	10	734
24./25. LW	124,58	112	9	810	152,13	112	12	745
28. LW	234,41	112	15	1219	246,47	112	13	1136

Die Werte in den 6er Volieren waren stets höher als die Werte in den 4er Volieren. Demnach lag der Mittelwert (Medianwert) über den gesamten Versuchszeitraum bei 172,48 ng/gr (119,5 ng/gr) in den 6er Volieren und bei 154,62 ng/gr (105,0 ng/gr) in den 4er Volieren. 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 (siehe Tabelle 36). 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.

3.1.3.8. Zusammenhang zwischen der Kortisol-Metaboliten-Konzentration im Kot und den Verletzungen der Tiere

Anhand der Tabelle 39 wird ersichtlich, dass es in den 6er Volieren über den gesamten Versuchsverlauf durchweg einen teilweise deutlich höheren Anteil an verletzten Tieren gab (durchschnittlich 8,7 %) als in den 4er Volieren (durchschnittlich 3,6 %).

Tabelle 39: Anzahl und prozentualer Anteil der Tiere mit Verletzungen im zeitlichen Verlauf (10. Lebenswoche bis 31. Lebenswoche), unterteilt nach Volierenart (4er oder 6er Voliere).

Anzahl Tiere mit Verletzungen	Volierenart	
	4er Voliere (n gesamt= 32) n (Anteil in %)	6er Voliere (n gesamt= 48) n (Anteil in %)
Lebenswoche		
10. LW	0	0
11. LW	0	0
13. LW	0	2 (4,2 %)
15. LW	0	2 (4,2 %)
17. LW	1 (3,1%)	2 (4,2 %)
19. LW	4 (12,5 %)	8 (16,7 %)
21. LW	3 (9,3 %)	8 (16,7 %)
23. LW	1 (3,1%)	9 (18,7 %)
25. LW	1 (3,1%)	8 (16,7 %)
27. LW	1 (3,1%)	3 (6,3 %)
29. LW	2 (6,2%)	4 (8,3 %)
31. LW	1 (3,1%)	4 (8,3 %)

Dies könnte durchaus mit den Kortisol-Konzentrationen im Kot in Verbindung gebracht werden, welche in den 6er Volieren ebenfalls höher als in den 4er Volieren lagen. Als

möglicher Grund hierfür sei die höhere Tierdichte genannt, da die Tiere sich mit mehr Artgenossen arrangieren müssen und dies oftmals zu mehr Stress und auch mehr Aggressionen innerhalb der Gruppe führen kann. Auch dass nur 2 Futterplätze trotz höherer Tierdichte vorhanden sind, könnte vermehrt Aggressionen beim Kampf um den Futterplatz auslösen.

3.2 Voraussichtlicher Nutzen und Verwertbarkeit der Ergebnisse

Für die Haltung von Pelztieren lagen bis 2006 keine besonderen Tierschutzregelungen in Deutschland vor. Die Anforderungen ergaben sich aus dem Tierschutzgesetz und der „Empfehlung in Bezug auf Pelztiere“ des ständigen Ausschusses des Europäischen Übereinkommens zum Schutz von Tieren in landwirtschaftlichen Tierhaltungen (1999). In den Europaratsempfehlungen wird keine Aussage hinsichtlich der Notwendigkeit einer Schwimmgelegenheit für Nerze gemacht. Es wird jedoch ausdrücklich auf Forschungsbedarf in dieser Hinsicht hingewiesen.

Gemäß § 2 des deutschen Tierschutzgesetzes muss, wer ein Tier hält, betreut oder zu betreuen hat, das Tier seiner Art und seinen Bedürfnissen entsprechend angemessen ernähren, pflegen und verhaltensgerecht unterbringen. Außerdem darf die Möglichkeit des Tieres zu artgemäßer Bewegung nicht so eingeschränkt werden, dass dem Tier Schmerzen oder vermeidbare Leiden oder Schäden zugefügt werden. Die Anforderungen an das Halten von Pelztieren wurden in der 3. Änderung der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung vom 30.11.2006 präzisiert, damit gelten erstmals rechtsverbindliche Haltungsanforderungen für sämtliche Pelztierarten in Deutschland und diese werden im Folgenden kurz dargestellt. Für Nerze und Iltisse ist eine Mindestfläche von einem Quadratmeter pro adultem Tier oder abgesetztem Jungtier vorgeschrieben, wobei eine Mindestfläche des Käfigs von drei Quadratmetern nicht unterschritten werden darf. Die Käfige müssen eine Mindesthöhe von einem Meter aufweisen. Der Boden muss mindestens zur Hälfte plan befestigt sein. Die Haltungseinrichtungen dürfen nicht übereinander angeordnet sein. Des Weiteren müssen die Käfige mit einer Plattform je Tier und Vorrichtungen zum Klettern ausgestattet sein. Für Nerzkäfige ist darüber hinaus ein Schwimmbecken mit einer Oberfläche von mindestens einem Quadratmeter und einer Wassertiefe von mindestens 30 Zentimetern vorgeschrieben. Weder das Schwimmbecken noch der ebenfalls vorgeschriebene Nestkasten dürfen auf die oben genannte Mindestgrundfläche angerechnet werden. Nestkästen müssen eingestreut werden. Außerdem muss auch außerhalb des Nestkastens Beschäftigungsmaterial angeboten werden. Jungtiere dürfen erst im Alter von über 9 Wochen abgesetzt werden und nicht einzeln gehalten werden, bis sie ausgewachsen sind.

Aus wirtschaftlichen Gründen existieren wegen der hohen Investitionskosten gestaffelte Übergangsfristen. Für die Größe der Käfige (§ 28, Abs. 5) gilt eine Übergangsfrist bis zum 11. Dezember 2011, für die Innenhöhen (§ 28, Abs. 6), Bodenbeschaffenheit (§ 28, Abs. 7)

und die Ausgestaltung der Käfige (Plattform, Schwimmbecken) (§ 28, Abs. 8, Satz 1 Nr. 1 – 3) gilt eine Übergangsfrist bis zum 11. Dezember 2016.

Die deutsche Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung erfüllt damit viele Anforderungen aus den Europaratsempfehlungen zur Pelztierhaltung und geht insbesondere im Hinblick auf die Größe und Ausgestaltung der Käfige im Anhang A darüber hinaus. Zudem hat das Bundesverwaltungsgericht 2004 durch ein Urteil bestätigt, dass die Pelztierzucht keine landwirtschaftliche Nutztierhaltung mit den entsprechenden Privilegien ist, sondern ein Gewerbe, das eine Genehmigung gemäß § 11 des Tierschutzgesetzes benötigt.

Aus zahlreichen Publikationen ist bekannt, dass Nerze in der freien Wildbahn die Nähe zu Gewässer bevorzugen. In der kommerziellen Nerzhaltung wird dem vermeintlichen Bedürfnis der Nerze nach offenen Wasserflächen, die zum Schwimmen geeignet sind, nicht Rechnung getragen. In dem Europäischen Übereinkommen zum Schutz von Tieren in landwirtschaftlichen Tierhaltungen, Empfehlung in Bezug auf Pelztiere, Anhang A „Besondere Bestimmungen für Nerze“ (1999) wird darauf hingewiesen, dass Forschungsvorhaben durchgeführt werden sollen, die Normen erarbeiten und Haltungssysteme entwickeln, die das Bedürfnis nach angemessener Bewegungsfreiheit befriedigen und die Möglichkeit bieten, andere Tiere und die Umgebung zu beobachten sowie zu klettern, den Zugang zu Wasser für die Wärmeregulierung und zum Schwimmen sowie andere Formen des Sozialverhaltens und des Erkundungsdrangs berücksichtigen.

In dem Forschungsvorhaben „Untersuchung zur Form, Fläche und Tiefe von Wasserbecken in der Haltung von Nerzen“ sollten passende Wasserbecken entwickelt werden, die es den Tieren erlauben, ihre natürlichen Bedürfnisse hinsichtlich Wasser zu befriedigen und die zudem geeignet sind, in der kommerziellen Nerzhaltung zum Einsatz zu kommen. Zusätzlich wurde auf Krankheiten und Verletzungen geachtet, die in Zusammenhang mit den angebotenen Wasserflächen vermehrt auftreten könnten.

Im ersten Teil der Studie sollten grundlegende Daten zum Verhalten und zur Nutzung von offenen Wasserbecken erhoben werden. Hauptaugenmerk dieses Teils bestand darin, festzustellen, ob Wasserbecken, die zum Schwimmen geeignet sind, von den Nerzen angenommen werden und wenn ja, welche Form, Größe oder Tiefe der angebotenen Varianten bevorzugt aufgesucht wird. Weiter wurden die Verhaltensweisen, die von den

Tieren im bzw. am Wasser gezeigt werden, evaluiert und anschließend zusammen mit den restlich gezeigten Verhaltensweisen ein Tagesaktivitätsprofil erstellt. Es konnte festgestellt werden, dass Nerze unter seminaturalen Bedingungen Wasserbecken gerne und umfangreich sowie unabhängig von der Jahreszeit nutzen. Ein Becken mit der Wassertiefe von 30 Zentimetern wurde bevorzugt. Diese Wassertiefe entspricht auch den Vorgaben der Tierschutz-Nutztierhaltungs-VO.

Im zweiten Teil der Studie sollten die gewonnenen Erkenntnisse bezüglich eines geeigneten Wasserbeckens für eine Haltungseinrichtung gemäß Tierschutz-Nutztierhaltungs-VO und somit für die kommerzielle Nerzhaltung praxistauglich umgesetzt werden.

Grundsätzlich zeigen die Ergebnisse der Grundlagenstudie (Teil A), dass sich die in dieser Studie untersuchten Farmnerze täglich sowohl an als auch in den angebotenen Wasserbereichen Schwimmrinne, Bach und Teich aufhielten. Die Tiere zeigten dabei verschiedene, direkt wasserassoziierte Verhaltensweisen, wie Schwimmen, Tauchen und Trinken. Außerdem wurden die Bereiche in und um die Becken herum für ausgiebige Lauf- und Fangspiele genutzt. Prinzipiell wurden alle drei Wasserbereiche (Schwimmrinne, Bach und Teich) von den Tieren aufgesucht. Es konnte im jahreszeitlichen Verlauf (Ende Juli bis Anfang Dezember) keine Abnahme der Aktivität an den Wasserstellen festgestellt werden. Eher war das Gegenteil der Fall: Die Kontakthäufigkeit (Direktbeobachtung) und die Gesamtaufenthaltsdauer (Videobeobachtung) stieg in den letzten beiden Beobachtungswochen im November und Dezember an. Da jedoch nur Jungtiere vom Absetzen bis zum Zeitpunkt der Pelzung beobachtet wurden, kann dieses Ergebnis nicht auf adulte Zuchtnerze übertragen werden.

Die Untersuchung kann somit bestätigen, dass Farmnerze die Möglichkeit sich am und im Wasser aufzuhalten gerne, ausgiebig und über einen längeren Zeitraum hinweg konstant anhaltend annehmen und sich Badebecken demnach positiv auf das Wohlbefinden von Nerzen auswirken dürfte.

Es gab deutliche Unterschiede in der Intensität der Nutzung der drei Badebecken: Die Ergebnisse der Videobeobachtungen belegen, dass der Bach zwar sehr häufig frequentiert wurde, jedoch in der Regel nur sehr kurz, da er hauptsächlich als Verbindungsstrecke zwischen dem Teich und der Schwimmrinne genutzt wurde. Insgesamt belegen die Daten aus der Videobeobachtungen eine signifikante Präferenz für die Schwimmrinne. Mögliche Erklärungen dafür könnten die insgesamt größte Wasseroberfläche oder der größte Umfang sein. Es kann daher empfohlen werden, den Einsatz eines derartigen Wasserbeckens mit einer

Tiefe von 30 cm, an unter farmähnlichen Bedingungen gehaltenen Nerzen weiter zu untersuchen. Dies stimmt zudem weitgehend mit den Anforderungen der aktuell gültigen Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung überein, die ein Wasserbecken mit 30 cm Tiefe und einer Mindestfläche von einem Quadratmeter vorschreibt. Nach den Erfahrungen in dieser Studie scheint ein fließendes Gewässer nicht erforderlich zu sein.

Die angebotenen Einstiegshilfen (z.B. Ziegelsteine am Wasserrand, quer gelegte Äste) wurden sehr gut angenommen. Derartige Einstiegshilfen sind auch für weitergehende Studien an Nerzen unter Farm-Bedingungen zu empfehlen, insbesondere da sie gleichzeitig ein Element des „environmental enrichment“ im Nerzkäfig bzw. in der Nerzvoliere darstellen können.

Ein Tier-Wohnboxverhältniss von 1:1 scheint nicht zwingend notwendig, da sich die Tiere häufig gemeinsam in den Wohnkästen aufhalten und schlafen sowie keine Standort- bzw. Schlaforttreue entwickeln. Es sollte allerdings beachtet werden, dass die Tiere einen Teil ihrer Wohnkästen auch für den Kot- und Harnabsatz verwenden und dies bei der Berechnung der Anzahl der notwendigen Wohnboxen je nach Gruppengröße berücksichtigt werden muss.

Der Gesundheitsstatus der Tiere war in Teil A als durchweg gut zu bezeichnen. Die Blutparameter lagen fast immer in den Referenzbereichen und die Gewichtsentwicklung war stetig ansteigend, wie es für Jungtiere zu erwarten war. Es traten keinerlei krankheitsbedingte Verluste und nur wenige Verletzungen auf. Es konnten keine Erkrankungen oder eine Schwächung der Tiere festgestellt werden, die auf den freien Zugang zu den Schwimmbecken zurückzuführen gewesen wäre. Dies war nicht überraschend, da das Wasser stets von hygienisch einwandfreier Qualität war, wie die regelmäßigen Wasserproben zeigten. Die Kortisol-Metaboliten im Kot bewegten sich durchgehend auf niedrigem Niveau und stiegen mit steigendem Alter der Tiere leicht an.

Die Ergebnisse des zweiten Teils der Studie (Haltungssystem nach der Tierschutz-Nutztierhaltungs-VO) wurden aus den bereits genannten Gründen nicht dargestellt und interpretiert.

Der dritte Teil der Studie (Teil C) untergliederte sich wiederum in die zwei Teilbereiche C 1, der die Aufzucht der Jungtiere bis zum Absetzen beinhaltet und C 2, der mit dem Absetzen der Jungtiere begann und eine Wiederholung des Teils B darstellt. Alle Tiere wurden in den Haltungseinrichtungen wie in Teil beschrieben gehalten, diese entsprachen den Vorgaben der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung.

Die Fähen hielten sich in den ersten Wochen nach der Geburt ihrer Jungtiere hauptsächlich in den Wohnboxen bei dem neugeborenen Nachwuchs auf. Erst ab einem Alter von etwa sechs Wochen hielten sie sich vermehrt außerhalb der Wohnbox in der Voliere auf. Die Nutzung der Wasserbecken wies tierindividuelle Unterschiede auf. So nutzten einige Fähen die Wasserbecken häufiger während der Aufzucht ihrer Jungtiere als andere. Auffällig war aber, dass über 90% der Fähen irgendeine Form des „Abtrocknens“ vor dem Betreten der Wohnbox mit den Neugeborenen zeigten. Schwimmen und Tauchen konnte bis zum Absetzen bei keinem der Jungtiere beobachtet werden. Bedenken, wie sie in der Literatur zu finden sind, dass höhere Mortalitätsraten mit der Nutzung von Wasserbecken während der Aufzucht von Jungtieren zu finden sind konnte nicht bestätigt werden. Jungtierversluste, die auf Wassereintragung durch die Fähe zurückzuführen sind, konnten in dieser Studie nicht festgestellt werden. Die Fähen bevorzugten zum „Abtrocknen“ eine mit Sägespänen eingestreute Box, die den Fähen in der Voliere zur Verfügung stand. Ein Großteil des Komfortverhaltens fand ebenso in dieser Einstreukiste statt. Die Kisten mit Einstreu dienten den Tieren zum Wühlen, Wälzen, Putzen und auch Ruhen und stellten somit eine deutliche Bereicherung der Haltungsumwelt dar.

Die Tiere zeigten während der gesamten Versuchsdauer ein unbeeinträchtigtes Allgemeinbefinden. In Teil C lagen die Kortisol-Metaboliten im Bereich von Teil A. Auch hier ist ein Anstieg zum Ende des Versuchs hin zu erkennen. Dies könnte mit der beginnenden Geschlechtsreife der Tiere und damit häufiger auftretenden Auseinandersetzungen zusammen hängen. Kotproben von Tieren aus 6er Volieren wiesen dabei im Mittel durchgehend höhere Werte auf als Proben aus den 4er Volieren.

Wie auch schon in Teil B erkennbar nutzten die Nerze auch in Teil C die Wasserrinne viel seltener zum Schwimmen und Tauchen als es aufgrund der Ergebnisse aus dem ersten Teil der Studie zu erwarten gewesen wäre. Ob die Form der Wasserrinne, die Anbringung außerhalb der Voliere oder andere Gründe für die geringe Nutzung verantwortlich sind, lässt sich nicht genau sagen. In diesem Bereich besteht noch Forschungsbedarf. Offensichtlich ist aber, dass der Bereich um die Wasserrinne häufig benutzt wurde. Die Hauptaktivität der Nerze besteht dabei aus der Bewegung am Wasser, d.h. Auf- und Ablaufen entlang des Wasserbeckens, gefolgt von Trinken und Gründeln (Tier steht mindestens mit den Hinterpfoten auf dem Beckenrand, die Vorderpfoten können am Beckenrand sein oder aber

ins Wasser getaucht. Der Kopf des Tieres taucht in das Wasser. Teilweise wird auch der Oberkörper mit ins Wasser getaucht).

Es konnte somit gezeigt werden, dass Nerze die kleinen Wasserbecken mit einem Quadratmeter (2,0 Meter x 0,5 Meter x 0,3 Meter Tiefe) zum Schwimmen praktisch nicht nutzen. Die Tiefe von 0,3 Meter dürfte keine Rolle gespielt haben, da unter seminaturalen Bedingungen das Becken mit dieser Wassertiefe sogar bevorzugt wurde. Auch die Aktivitäten um das Wasser sind deutlich geringer. Ein offenes Wasserbecken stellt nach unserer Ansicht dennoch eine essentielle Ressource für das Normalverhalten von Nerzen dar und damit besteht auch ein echter Bedarf eines Wasserbeckens für die Tiere. Dies wird von anderen Wissenschaftlern aus nicht nachvollziehbaren Gründen konträr gesehen (Vinke et al., 2008). Da Tiere nach dem deutschen Tierschutzgesetz § 2 verhaltensgerecht unterzubringen sind, darf auf Schwimmbecken nicht verzichtet werden. Wie unter seminaturalen Bedingungen gezeigt werden konnte, nutzen die Nerze die Wasserbecken gerne zum Schwimmen, und somit kann daraus nur geschlossen werden, dass die Größe von einem Quadratmeter und/oder auch die Form der Becken möglicherweise nicht ausreichend oder attraktiv genug ist. Dies kann nur durch weitere Untersuchungen geklärt werden. Ein Wasserbecken muss aber unstrittig Bestandteil eines Haltungssystems für Nerze sein, da dies für die verhaltensgerechte Unterbringung im Rahmen des Normalverhaltens essentiell ist. Bei anderen Tierarten sind derartige Haltungsdetails mittlerweile selbstverständlich akzeptiert, so dass nur noch wenige Wissenschaftler bezweifeln, dass eine Legehähne z.B. ein Staubbad benötigt.

Besondere Rücksicht muss auch auf die Feuchtigkeit im Haltungsbereich der Tiere gelegt werden. Zum einen wird Nässe vom Bereich des Wasserbeckens in das gesamte Haltungssystem gebracht und zum anderen kann trotz Überdachung aufgrund des planbefestigten Bodens witterungsbedingt Feuchtigkeit seitlich eindringen. Zusätzlich bleibt auch Feuchtigkeit aufgrund von Reinigungsarbeiten im Haltungssystem zurück. Demzufolge musste die Nestbox sehr häufig neu eingestreut werden.

Eine wichtige Erkenntnis dürfte sein, dass eine zusätzliche Wanne mit Trockensubstrat als essentieller Bestandteil eines Haltungssystems nach Tierschutz-Nutztierhaltungs-VO erforderlich ist. In unserer Studie wurde diese Wanne hervorragend zum Trockenreiben angenommen. Hinsichtlich Größe und Substrat besteht sicherlich noch Forschungsbedarf.

Eine komplette Überdachung in Form eines Trockengeheges oder eines Hallengebäudes würde zudem das Problem der witterungsbedingten Feuchte insbesondere auf dem planbefestigten Boden reduzieren. Ebenfalls muss über die Beschaffenheit des planbefestigten

Bodens nachgedacht werden, damit das sogenannte Schleppbauch-Symptom reduziert werden kann. Möglicherweise kann die zukünftige Verwendung von Gummimatten anstatt von betonierten Flächen eine Verbesserungsmöglichkeit für die Tiere darstellen.

Unverträglichkeiten zwischen Artgenossen sind, wie bei allen Tierhaltungssystemen, häufig ein Problem der Gruppenzusammenstellung und der Besatzdichten der Tiere. Demzufolge sind weitere Studien notwendig. Tierartübergreifend ist durchaus bekannt und wissenschaftlich belegt, dass Tiere, die auf engstem Raum gehalten werden, weniger zu Aggressionen neigen (sogenanntes Coping-Syndrom). So kann die Haltung von Tieren in strukturlosen Käfigen mit hohen Besatzdichten („Over-Crowding“ oder besser als „Super-Crowding“ bezeichnet) infolge der Überforderung der Anpassungsfähigkeit zu depressiven Verhaltensmustern (Lethargie bzw. Depression wegen erlernter Hilflosigkeit) und damit fehlender Aggression oder auch vermehrt auftretenden Verhaltensstörungen (z.B. Stereotypien als Bewältigungsstrategie infolge der Ausschüttung von endogenen Opiaten) führen. Demzufolge können Unverträglichkeiten zwischen Artgenossen durchaus zunehmen nachdem man den Tieren mehr Beschäftigungsmöglichkeit und Platz gibt. Somit sind Bissverletzungen und die schlechte Fellqualität, die in unserer Studie durchaus auftraten auch zu erklären. Schlussfolgerung daraus kann aber nicht sein, Tiere nicht verhaltensgerecht unterzubringen oder die Möglichkeiten der Tiere zur artgemäßen Bewegung einzuschränken. Ein tiergerechtes Haltungssystem für Nerze muss nicht zwangsweise zu einer besseren Fellqualität führen, zumal die derzeitig verwendeten Nerze über Generationen für den Drahtgitterkäfig gezüchtet wurden. Möglicherweise muss auch über neue Zuchtlinien für das neue Haltungssystem nach der Tierschutz-Nutztierhaltungs-VO und weitere Verbesserungsmöglichkeiten, wie bereits zum Teil angesprochen, nachgedacht werden. Zusätzliches Enrichment und verhaltensgerechtes Beschäftigungsmaterial sowie weitere Klettermöglichkeiten und Tunnelröhren könnten zur Reduktion der innerartlichen Auseinandersetzungen beitragen. Weiterer Optimierungs- und Forschungsbedarf ist sicherlich gegeben, da in unserer Studie das Haltungssystem erstmals getestet wurde und eine weitere Optimierung natürlich noch nicht erfolgen konnte. Schwachstellen des ersten Prototyps des Haltungssystems konnten identifiziert und weitere Verbesserungsvorschläge gegeben werden. Die ökonomische Verwertbarkeit von Nerzfellen darf aber im Sinne des Tierschutzes im Kontext einer artgemäßen Haltung von Tieren keine Rolle spielen. Inwieweit die zur Verfügung stehenden Farmnerze unter kommerziellen Gesichtspunkten überhaupt tiergerecht gehalten werden können, müssen weitere wissenschaftliche Untersuchungen zeigen.

Die Haltungsbedingungen für die Aufzucht von neugeborenen Nerzen bis zum Absetzen stellt eine weitere wissenschaftliche Fragestellung dar. Es bleibt aus den eigenen Ergebnissen festzustellen, dass das Absetzen mit neun Wochen vor allem bei großen Würfen für die Muttertiere problematisch sein kann. Die Energiereserven der Muttertiere werden zum Teil erheblich belastet, so dass auch plötzlicher Todesfälle auftreten können. Aus unveröffentlichten Berichten von kommerziellen, deutschen Farmen kann geschlossen werden, dass die Züchter die Tiere häufig deutlich früher absetzen. Dies entspricht allerdings nicht den Angaben der Tierschutz-Nutztierhaltungs-VO, sollte aber Gegenstand weiterer Untersuchungen sein. Interessant sind auch die reduzierten „Wasseraktivitäten“ der Muttertiere, um die Neugeborenen zu schützen.

Zusammenfassend kann festgestellt werden, dass Wasserbecken für Nerze essentiell sind. Weiterer Forschungsbedarf besteht in Detailfragen, so dass eine abschließende Empfehlungen zu den Haltungsbedingungen für die Praxis aufgrund der vorliegenden Daten nicht gegeben werden können.

4. Zusammenfassung

Aus zahlreichen Publikationen ist bekannt, dass amerikanische Nerze (*Neovison vison*) in freier Wildbahn die Nähe zu Gewässern bevorzugen. In der bisherigen kommerziellen Nerzhaltung wird dem vermeintlichen Bedürfnis der Nerze nach offenen Wasserflächen, die zum Schwimmen geeignet sind, nicht Rechnung getragen. In Deutschland schreibt die Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung (2006) unter anderem Wasserbecken in der Nerzhaltung vor.

Im Rahmen dieses Projekts wurde versucht passende Wasserbecken zu entwickeln, die es den Tieren erlauben, ihre natürlichen Bedürfnisse hinsichtlich Wasser zu befriedigen und die zudem geeignet sind, in der kommerziellen Nerzhaltung zum Einsatz zu kommen. Das Versuchsdesign des ersten Teils der Studie (Grundlagenforschung, Teil A) wurde an die Ergebnisse der vorhergehenden Literaturrecherche und einer Expertenbefragung angepasst. Hauptaugenmerk dieses Teils bestand darin, festzustellen, welche Variante der Wasserbecken, die sich in Form, Größe und Tiefe unterschieden, bevorzugt aufgesucht wurden. Weiter wurden Verhaltensweisen, die von den Tieren im bzw. am Wasser gezeigt werden, evaluiert und anschließend mit den restlichen gezeigten Verhaltensweisen ein Tagesaktivitätsprofil erstellt. Parallel dazu wurden der Gesundheitsstatus und die Gewichtsentwicklung der Nerze erfasst und ausgewertet. Außerdem wurde die Wasserqualität des Badewassers evaluiert. Das Versuchsdesign des zweiten Teils der Studie (Teil B), wurde weitestgehend aus den Ergebnissen der Grundlagenforschung entwickelt. Es wurden dieselben Parameter wie im ersten Teil der Studie untersucht. Dazu wurden den Nerzen in Haltungssystemen, die der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung (2006) entsprechen, Wasserbecken angeboten.

In der Verlängerung des Projektes (Teil C), das eine Wiederholung des Teils B darstellt, wurden die Nerze nicht zugekauft, sondern entstammten der eigenen Nachzucht. In diesem Teil der Studie (Teil C 2) wurden die gleichen Parameter wie in Teil B erhoben, zusätzlich wurden vorweg noch Daten zum Verhalten des Muttertieres ab dem Zeitpunkt der Geburt bis zum Absetzen der Jungtiere (Teil C 1) aufgenommen.

Für den **ersten Teil des Projekts (Teil A)** wurden amerikanische Nerze (*Neovison vison*) aufgestellt, die von einer polnischen Pelztierfarm bezogen wurden. Die Tiere wurden vom

Muttertier mit neun Wochen abgesetzt und in der 13. Lebenswoche in das Versuchsgehege eingesetzt. Dabei wurden zwei Versuchsgruppen zufällig zusammengesetzt, wobei auf ein ausgewogenes Geschlechterverhältnis geachtet wurde. Um einzelne Tiere eindeutig identifizieren zu können, wurde eine Kennzeichnung mittels Transponderchip (HDX – Half Duplex Datenübertragungstechnik RFID-System, Texas Instruments) vorgenommen. Die beiden identisch aufgebauten Gehege waren als Freilandareale konzipiert, um das Verhalten und die Gesundheit der Tiere in möglichst naturnaher Umgebung beobachten und evaluieren zu können. Den 20 Nerzen standen pro Gruppe (A und B) 20 Wohnboxen zur Verfügung. Das entsprach einem Tier-Wohnbox-Verhältnis von 1:1. Die Nerze wurden mit handelsüblichem, kommerziell hergestelltem Nerzfutter gefüttert. Zur Wasserversorgung wurden den Nerzen pro Areal vier Nippeltränken angeboten, die täglich mit frischem Wasser befüllt wurden. In den beiden Arealen wurden den Nerzen je drei verschiedene Wasserbereiche angeboten, die sich in Form, Tiefe und Fläche unterschieden. Es standen eine rechteckige „Schwimmrinne“ (Wasseroberfläche ca. 20,5 m², Tiefe ca. 30 cm), ein runder „Teich“ (Wasseroberfläche 4,9 m², Tiefe ca. 80 cm) und ein fließender „Bach“ (Länge ca. 10 m, Tiefe 3-4 cm mit zwei gumpenartigen Vertiefungen von ca. 10 cm) zur Verfügung. Der Bachlauf stellte dabei die Verbindung zwischen Teich und Schwimmrinne her. Um vor Ort einen Überblick über das Verhalten der Tiere an den verschiedenen Wasserbecken zu erhalten, wurde jeweils eine Woche pro Monat eine Direktbeobachtung durchgeführt. Die Tiere wurden dazu an jeweils im ca. 4wöchigen Abstand eine Stunde morgens und abends beobachtet. Dazu wurde jeweils kurz vor und nach der Morgen- bzw. Abenddämmerung beobachtet. Die Direktbeobachtung wurde mit der „Scan Sampling“ Methode nach Martin und Bateson (1993) durchgeführt. Für die Videobeobachtung wurden pro Areal drei Kameras installiert, jeweils eine Kamera pro Wasserbereich. Die Aufnahmen erfolgten an jeweils sieben aufeinander folgenden Tagen vom Morgenrauen bis zur Abenddämmerung. Es wurden von je drei Tagen pro Beobachtungswoche jeweils zwei Stunden in den Hauptaktivitätszeiten der Tiere ausgewertet. Die Auswertung erfolgte mittels „behaviour sampling“ und „continuous recording“ (Martin und Bateson, 1993). Um eine Aussage über die Nutzung der Wohnkästen und den Aktivitätsrhythmus der Nerze zu erzielen, wurden alle Wohnkästen der Gruppe A mit einem elektronischen Registrierungssystem ausgestattet, das an der Bayerischen Landesanstalt für Landwirtschaft (LfL), Institut für Landtechnik und Tierhaltung (ILT), Freising, entwickelt wurde. Diese Daten wurden zur Festlegung der Auswertungszeiten der Videobeobachtung herangezogen. Des Weiteren sollte mittels des elektronischen Registrierungssystems geklärt werden, ob mehrere Nerze einen Wohnkasten nutzen und ob die Tiere bestimmte Wohnkästen

zum Ruhen bevorzugen und der Aktivitätsrhythmus der Tiere sollte analysiert werden. Im Rahmen des Gesundheitsmonitorings erfolgten drei Blutentnahmen: die erste bei der Umstallung ins Freigehege in der 13. Lebenswoche, die anderen beiden in der 23. Lebenswoche und der 31. Lebenswoche. Es wurde ein komplettes rotes und weißes Blutbild erstellt. Gemessen wurden zusätzlich Cholesterin, Triglyceride, AST (Aspartat-Aminotransferase) sowie Gallensäure. Als Immunparameter wurde Immunglobulin G im Blutserum der Nerze mittels ELISA bestimmt. Weiterhin wurden Kotproben zur Bestimmung der Kortisol-Metaboliten im Kot gesammelt. Schließlich wurden die Tiere alle zwei Wochen gewogen und ihr Gesundheitsstatus (z.B. Verletzungen, allg. Krankheitssymptome) beurteilt. Die Wassertemperatur wurde aufgezeichnet und die mikrobiologische Wasserqualität regelmäßig untersucht.

Sowohl die Ergebnisse der Direkt- als auch der Videobeobachtung zeigten im Teil A, dass die Nerze beider Versuchsgruppen grundsätzlich alle drei angebotenen Wasserbecken annahmen und von Versuchsbeginn bis zum Versuchsende nutzten. Dabei konnte im Versuchsverlauf von Ende Juli bis Anfang Dezember eine insgesamt tendenziell steigende Nutzungsintensität festgestellt werden. Bei dem Vergleich der Becken miteinander zeigten die Ergebnisse eine eindeutige Präferenz für die Schwimmrinne. Diese wies über den gesamten Zeitraum gesehen die längste Aufenthaltsdauer auf. Der Bach wurde insgesamt am kürzesten aufgesucht. Zu beachten ist dabei, dass bei den statistischen Auswertungen die Becken als in sich geschlossene Einheit betrachtet wurden, obwohl sie sich in jeweils mehreren Faktoren, wie Umfang, Wasserfläche, Wasservolumen und Entfernung zu den Wohnboxen unterschieden. Da die Haltung von Jungnerzen in der Gruppe mit dem freien Zugang zu Schwimmbecken in der Grundlagenstudie sowohl hinsichtlich der Akzeptanz durch die Tiere als auch hinsichtlich des guten Gesundheitszustands der Nerze und der hygienisch einwandfreien Qualität des Badewassers erfolgreich war, sollte dieser Ansatz weiter verfolgt werden. Die Ergebnisse dieser Studie legten die Verwendung eines Wasserbeckens mit ca. 30 cm Tiefe nahe. Fließendes Wasser ist nach den Ergebnissen dieser Studie nicht notwendig. Dies stimmt weitgehend mit den Anforderungen der aktuell gültigen Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung (2006) überein, die ein Wasserbecken mit 30 cm Tiefe und einer Mindestfläche von einem Quadratmeter vorschreibt. Die Ergebnisse des elektronischen Registrierungssystems zeigten, dass die Nerze nach einer mehrwöchigen Eingewöhnungsphase einen festen Aktivitätsrhythmus entwickelten, der jeweils in der Morgen- und in der Abenddämmerung einen Aktivitätspeak aufwies. Tagsüber hielten sich die meisten Tiere in den Wohnkästen auf und schliefen. Im Versuchsverlauf stieg die in den

Wohnkästen verbrachte Zeit an, das während der Aktivitätsphasen beobachtete Verhalten in und an den Wasserflächen blieb jedoch konstant bzw. nahm tendenziell zu. Die Nerze hielten sich bevorzugt in den Wohnboxen auf, die zu den Futterstellen hin ausgerichtet waren und verbrachten weniger Zeit in den Boxen die zur Wasserseite hin lagen. Sie entwickelten dabei (ebenfalls nach einer Eingewöhnungsphase) Präferenzen für bestimmte Wohnboxen auf beiden Seiten. Bestimmte Boxen dienten als Schlafboxen und wiesen überdurchschnittlich lange Aufenthaltsdauern auf. Andere Boxen wurden als „Kotboxen“ verwendet und immer nur sehr kurz aufgesucht. Die einzelnen Tiere entwickelten dagegen keine Standorttreue hinsichtlich bestimmter Wohnboxen. Gemeinsame Aufenthalte von zwei bis sechs (maximal zehn) Tieren kamen sehr häufig vor, so dass ein Tier:Wohnboxverhältnis von 1:1 nicht erforderlich zu sein scheint, obwohl Nerze in der Literatur als Einzelgänger beschrieben sind. Der Gesundheitsstatus der Tiere war in Teil A als durchweg gut zu bezeichnen. Die Blutparameter lagen fast immer in den Referenzbereichen und die Gewichtsentwicklung war stetig ansteigend, wie es für Jungtiere zu erwarten war. Es traten keinerlei krankheitsbedingte Verluste und nur wenige Verletzungen auf. Es konnten keine Erkrankungen oder eine Schwächung der Tiere festgestellt werden, die auf den freien Zugang zu den Schwimmbecken zurückzuführen gewesen wäre. Dies war nicht überraschend, da das Wasser stets von hygienisch einwandfreier Qualität war, wie die regelmäßigen Wasserproben zeigten.

Einige Tiere mussten allerdings wegen Bissverletzungen am Schwanz behandelt werden. Die Gruppengrößen von 20 wären dafür eine schlüssige Erklärung. Diese auch aus der kommerziellen Farmhaltung bekannten Verletzungen waren nicht lebensbedrohlich und heilten nach der Behandlung gut ab. Auch das Immunglobulin G wurde zu denselben Zeitpunkten gemessen wie die Blutparameter (13., 23., und 31. LW). Der höhere Ausgangswert an IgG in der 13. LW könnte bei den Nerze auf die in der 12. LW durchgeführte Impfung zurückzuführen sein, wodurch das körpereigene Immunsystem zur Bildung spezifischer Antikörper angeregt wurde und kann daher als physiologisch betrachtet werden.

Betrachtet man die Gewichtsentwicklung der Tiere, so fällt im Verlauf der ersten zwei Monate eine deutliche Zunahme im Körpergewicht auf, danach stagnierten die Zunahmen (Fähen) bzw. nahmen die Zunahmen deutlich ab (Rüden). Da die Tiere zu Versuchsbeginn beim ersten Wiegen 12 Wochen alt waren ist diese Gewichtszunahme als normal und wünschenswert für Jungtiere im Wachstum zu bewerten. Die Stagnation der Gewichtsentwicklung (Fähen) bzw. die geringeren Zunahmen (Rüden) gegen Versuchsende waren ebenfalls zu erwarten, da die Tiere zu diesem Zeitpunkt beinahe ausgewachsen waren.

Die bei Tieren zur Blutentnahme notwendige Fixation, sowie das vorherige Einfangen und Handling der Tiere, stellt für Nerze eine nicht zu missachtende Stressbelastung dar. Daher würde die Bestimmung des Plasmakortisolspiegels die Aussage über das Ausmaß der Stressbelastung verfälschen. Eine nicht-invasive Methode zur Stressbestimmung bei Nerzen bietet die Messung der Kortisol-Metaboliten im Kot. Das Ausscheidungsmaximum der Kortisol-Metaboliten erscheint zeitlich verzögert um einen Tag nach Belastung/ Stress im Kot. Wie erwartet stieg der Gehalt der Kortisol-Metaboliten nach induziertem Stress (in diesem Falle Narkose) zeitverzögert an. Überraschenderweise bewirkte Stress allein durch das Einfangen und Wiegen der Tiere keinen derartigen Anstieg der Metaboliten im Kot. Umgekehrt kann geschlussfolgert werden, dass die Tiere, solange sie sich ungestört in ihrem Gehege aufhielten, nicht gestresst waren. Wäre dies der Fall, so wäre kein so deutlicher „Stress-Peak“ nach der Narkose zu erwarten gewesen.

Die Ergebnisse des **zweiten Teils des Forschungsprojektes (Teil B)** (Haltungssystem nach der Tierschutz-Nutztierhaltungs-VO) wurden in Absprache mit dem Projektgeber nicht dargestellt und interpretiert.

Für den **dritten Teil des Forschungsprojektes (Teil C, Verlängerungsantrag,** Haltungssystem nach der Tierschutz-Nutztierhaltungs-VO) wurden wiederum amerikanische Nerze (*Neovison vison*) aufgestellt, die aus der eigenen Nachzucht stammten. Als Zuchttiere wurden Nerze der polnischen Farm herangezogen (siehe Teil A). Alle Nerze waren in den Haltungssystemen, wie sie in Teil B beschrieben wurden aufgestellt und entsprechen den Vorgaben der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung. Grundfläche, Ausstattung der Volieren, Steuereinheit und Wasserbecken waren identisch zu Teil B.

Der erste Teil der Verlängerung, **Teil C 1**, beschäftigte sich mit dem Verhalten des Muttertieres ab dem Zeitpunkt der Geburt bis zum Absetzen der Jungtiere. Während der Aufzuchtphase waren insgesamt drei Kameras pro Voliere installiert (Wasserbecken, Voliere und Nestbox), die ab dem Zeitpunkt der Geburt 24 Stunden das maternale Verhalten aufzeichneten. Der Fokus lag auf Wassernutzungsverhalten, Explorationsverhalten, Nutzung der Gehegeeinrichtung, Komfortverhalten und Spielen. Ferner wurde stereotypes Verhalten und die außerhalb der Wohnboxen verbrachte Zeit erfasst. Etwa ab der 5. Lebenswoche fingen die Jungtiere an die Wohnboxen zu verlassen. Ab diesem Zeitpunkt wurde zusätzlich das Verhalten der Jungtiere ausgewertet. Es wurde auch die Zeit, die die Jungtiere außerhalb der Wohnboxen verbracht haben, gemessen. Des Weiteren wurden das

Wassernutzungsverhalten, das Explorationsverhalten und die Nutzung der Gehegeeinrichtung analysiert.

Die Aufzucht der Neugeborenen (Teil C 1) verlief komplikationslos, wobei festgestellt werden konnte, dass das Absetzen mit 9 Wochen vor allem bei großen Würfen für die Muttertiere problematisch sein kann. Die Muttertiere hielten sich in den ersten Wochen nach der Geburt zu über 80% in den Wohnboxen mit ihren Jungtieren auf. Dieser Anteil wurde mit steigendem Alter der Jungtiere weniger, sodass die Aufenthaltszeit in der Wohnbox bis zum Absetzen der Jungtiere kontinuierlich sank und mehr Aufenthalte in der Voliere, der Streukiste sowie an und im Wasser zu verzeichnen waren. Die Aufenthalte der Muttertiere am/im Wasserbecken variierten tierindividuell sehr stark, dennoch war ein vermehrter Aufenthalt zwischen der 2. und 6. Lebenswoche der Würfe erkennbar. In über 90% der Fälle zeigten die Fähen irgendeine Form des „Abtrocknens“ bevor nach dem Wasserbad die Wohnbox mit den Jungtieren betreten wurde. Nur ein geringer Prozentsatz betrat direkt die Wohnbox. Hauptsächlich wurde zum Abtrocknen die Streukiste, die mit Sägespänen eingestreut war verwendet, gefolgt von Brettern, die in unterschiedlichen Höhen in der Voliere angebracht waren. Selten wurde der Boden zum Abtrocknen verwendet.

Der **Teil C 2**, nach dem Absetzen der Jungtiere vom Muttertier nach der 9. Lebenswoche, stellte eine Wiederholung von Teil B dar. Die Jungtiere verblieben im Haltungssystem, so dass nur die Muttertiere umgesetzt wurden. In diesem Teil fanden vier zusätzliche Beobachtungseinheiten (jeweils 7 Tage für 24 Stunden) der Jungtiergruppen statt. Auch hier wurden die Nerze analog Teil A mit Transpondern zur individuellen Erkennung ausgestattet. Analog zu Teil B erfolgte auch dieser Versuchsdurchgang in einem 8fach-Ansatz, bei dem in acht Volieren vier Nerze (2 Fähen, 2 Rüden) und in weitere acht Volieren jeweils sechs Nerze (3 Fähen, 3 Rüden) im Geschlechterverhältnis 50:50 eingestellt wurden. Das Tier:Wohnbox-Verhältnis betrug erneut 1:1. Die Nerze wurden mit kommerziell erhältlichem Nerzfutter, das tiefgefroren bezogen wurde, sowie zusätzlich mit handelsüblichem Trockenfutter für Frettchen gefüttert. Pro Voliere wurde eine Nippeltränke angeboten, die täglich mit frischem Wasser befüllt wurde. Die Beurteilung des Tierverhaltens erfolgte wieder ausschließlich mittels Videobeobachtung. Im Rahmen des Gesundheitsmonitoring wurden drei Blutentnahmen durchgeführt (10., 19. und 31. Lebenswoche). Es wurden die gleichen Parameter bestimmt wie bereits in Teil A und B der Studie. Die Tiere wurden alle zwei Wochen gewogen und auf ihren Gesundheitsstatus hin beurteilt, die Wasserqualität wurde regelmäßig überprüft und Kotproben zur Bestimmung der Kortisol-Metaboliten gesammelt.

Wie bereits in der Aufzuchtphase lassen sich auch bei den abgesetzten Jungtiergruppen in der Wasserbeckennutzung große Unterschiede erkennen. Im Mittel steigt die Nutzung bis September an, um dann im November wieder abzufallen. Die Nutzung der Wasserbecken wurde aufgeteilt nach Bewegung am Wasser, Trinken, Gründeln und Schwimmen/Tauchen. Die Hauptaktivität der Nerze besteht aus der Bewegung am Wasser, d.h. Auf- und Ablaufen entlang des Wasserbeckens, gefolgt von Trinken und Gründeln (Tier steht mindestens mit den Hinterpfoten auf dem Beckenrand, die Vorderpfoten können am Beckenrand sein oder aber ins Wasser getaucht; der Kopf des Tieres taucht in das Wasser; teilweise wird auch der Oberkörper mit ins Wasser getaucht). Schwimmen und Tauchen nehmen nur einen sehr geringen Anteil ein. Die Tiere wiesen während der gesamten Versuchsdauer ein ungestörtes Allgemeinbefinden auf. Die Tiere wiesen insgesamt wenige Verletzungen auf. Zahlenmäßig am meisten Verletzungen waren bei den Nerzen an den Schwänzen vorzufinden.

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. Das Wasser in den Schwimmrinnen der Nerze erfüllte die Anforderungen an Badegewässer für Menschen vollständig. Demnach war das Wasser als sehr sauber zu beurteilen.

Der Gesundheitsstatus der Tiere war wie im Teil A als gut zu bezeichnen. Die Blutparameter lagen fast immer in den Referenzbereichen und die Gewichtsentwicklung war stetig ansteigend. Bissverletzungen traten vor allem im Schwanzbereich auf. Die Bissverletzungen wurden auch bei der Begutachten der Nerzfelle (Gutachten Dr. Albert/Dr. Wenzel vom 20.1.2010) bei 5 Rüden (19 %) und 2 Fähen (7 %) bestätigt. Krankheitsbedingte Verluste traten nur bei einem Tier (durch Harnsteine mit Harnrückstau) auf. Ein Tier wurde auf Grund einer Schwanzverletzung euthanasiert. Die Begutachtung der Felle ergab in Bereich der Bäuche häufig Fellschäden (sogenanntes Schleppbauch-Symptom), die v.a. infolge des Bodenkontaktes durch Urin und Kot entstanden sein dürften.

Im zeitlichen Verlauf nahmen die Cortisolmetaboliten im Kot bis zur Mitte des Versuchs hin ab und anschließend wieder deutlich zu. Anfänglich könnten als Grund für die höheren Cortisolmetaboliten die Einnistung 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 Rängeleien unter den Tieren genannt. Damit dürften auch die Bissverletzungen in Zusammenhang stehen.

Abschließend kann festgestellt werden, dass Nerze große Wasserbecken gerne und häufig nutzen. Bei einer begrenzten Wasseroberfläche von einem Quadratmeter zeigen die Nerze Interesse am Becken, allerdings war kaum Schwimmaktivität zu verzeichnen. Möglicherweise sind die Größe und/oder auch die Form sowie die Gestaltung des Beckens für die Nutzung durch die Tiere entscheidend. Das getestete Haltungssystem nach der Tierschutz-Nutztierhaltungs-Verordnung muss weiter optimiert werden, da die erzielten Ergebnisse noch nicht zufriedenstellend sind. Verschiedenste Möglichkeiten der Verbesserung wurden aufgezeigt und diskutiert. So könnten zusätzliches Enrichment und verhaltensgerechtes Beschäftigungsmaterial, sowie weitere Klettermöglichkeiten und Tunnelröhren zur Reduktion der innerartlichen Auseinandersetzungen beitragen. Eine wichtige Erkenntnis ist, dass eine zusätzliche Wanne mit Trockensubstrat als essentieller Bestandteil eines Haltungssystems nach Tierschutz-Nutztierhaltungs-VO diskutiert werden sollte. In unserer Studie wurde diese Wanne häufig zum Trockenreiben angenommen. Eine komplette Überdachung in Form eines Trockengeheges oder eines Hallengebäudes würde zudem das Problem der witterungsbedingten Feuchte, insbesondere auf dem planbefestigten Boden reduzieren. Ebenfalls muss über die Beschaffenheit des planbefestigten Bodens nachgedacht werden, um das sogenannte Schleppbauch-Symptom zu reduzieren. Möglicherweise kann die zukünftige Verwendung von Gummimatten anstatt von betonierten Flächen eine Verbesserungsmöglichkeit für die Tiere darstellen.

Eine abschließende Empfehlung für die Praxis kann aufgrund der vorliegenden Daten allerdings nicht gegeben werden.

5. Literaturverzeichnis

- AG Pelzgegner Saar (2007).** Merkblatt Pelze. <http://www.tvg-saar.de/download/MerkblattStand020907.pdf> (Datum des Zugriffs: 20 April 2007)
- Bickel E (1930).** Zeitgemäße Betrachtungen über die Nerzzucht. *Der Deutsche Pelztierzüchter* 5:165-167.
- Bildsoe M, Heller KE, Jeppesen LL (1991).** Effects of immobility, stress and food restriction on stereotypies in low and high stereotyping female ranch mink. *Behav Proc* 25:179-189.
- Bis-Wenzel H et. al. (1997).** Salmonella on mink and racoon dog farms. *Slovensky Veterinarsky Casopis* 22:191-194. Author's abstract in: *Scientifur* 24:133
- Børsting C (1999).** Influence on nutrition on fur quality. *DIAS International report* 111:55-62. Author's abstract in: *Scientifur* 23:106
- Brand 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
- Broom DM (1991).** Animal welfare: concepts and measurement. *J Anim Sci* 69:4167-4175
- Buchholtz C, Boehncke E (1995).** Stellungnahme der Internationalen Gesellschaft für Nutztierhaltung 1995, <http://www.tierrechte.de/pelz/dokument/ign.html> (Datum des Zugriffs: 09. April 2007).
- Clubb R, Mason JM (2007).** Natural behavioural biology as a risk factor in carnivore welfare: How analysing species differences could help zoos improve enclosures. *Appl Anim Behav Sci* 102:303-328
- Cooper JJ, Appleby MC (1995).** Nesting-behavior of hens – effects of experience on motivation. *Appl Anim Behav Sci* 42:283-295.
- Cooper JJ, Mason G (1999).** Assessing the behavioural need of mink (*Mustela vison*) using three methodologies from human microeconomics. In: Boe KE, Bakken M, Braastad BO (Eds.). *Proceedings of the 33rd International Congress of the International Society for Applied Ethology*, 88
- Cooper JJ, Mason GJ (2000).** Increasing costs of access to resources cause rescheduling of behaviour in American mink (*Mustela vison*): Implications for the assessment of behavioural priorities. *Appl Anim Behav Sci* 66:135-151.
- Cooper JJ, Mason GJ (2001).** The use of operant technology to measure behavioural priorities in captive animals. *Behaviour Research Methods, Instruments & Computers* 33:427-434

Damgaard 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

Danckers J (2003). Cytoarchitektonische Arealisierungen des Neocortex beim Mink (*Mustela vison*) und vergleichend-quantitative Untersuchungen zwischen der Wild- und Haustierform. Dissertation, Mathematisch-Naturwissenschaftliche Fakultät der Christian-Albrechts-Universität Kiel

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

De Jonge G (1988). Genetics and evolution of tailbiting in mink. Proceedings of the 4th International Scientific congress in fur animal production, Canada. 503-505

De Jonge G, Carlstead K, Wiepkema PR (1987). Das Wohlbefinden von Farmnerzen. Echoverlag, Göttingen

De Jonge G, Leipoldt AL (1994). De invloed van erfelijke aanleg en omgeving op de onrust van nertsen. *De Pelsdierenhouder* 44:110-118

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

Der Deutsche Pelztierzüchter (1933). Sollen Nerze im Winter baden? *Der Deutsche Pelztierzüchter* 8:502

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

Duncan IJH (1992). Measuring preferences and the strength of preferences. *Poult. Sci.* 71:658-663

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

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

Erlebach S (1994). Effects of environment on the behaviour of mink. *Appl Anim Behav Sci* 40:77

Ewing W (1986). Edward's and Ewing's Identification of Enterobacteriaceae – 4th Edition. Elsevier Science Publishing Co. Inc., New York

Fowler and Miller (1994). Zoo and Wild Animal Medicine, 5th edition. Saunders Verlag, 2003. ISBN 0-7216-9499-3

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

Grauvogl A (1990). Pelztierhaltung und Tierschutz. *Dtsch tierärztl Wschr* 97:137-192

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

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

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

Haman O (1935). Neuartige Wasserversorgung für Nerze. *Der Deutsche Pelztierzüchter*. 10:168-171

Hansen SW, Hansen BK, Berg P (1994). The effect of cage environment and ad libitum feeding on the circadian rhythm behaviour and feed intake of Mink. *Acta Agric Scand, Sect A Animal Sci* 44:120-127

Hansen CPB, Jeppesen LL (2000a). Effects of blocking farm mink`s feed access with open water. *Agricultural and Food Science in Finland* 9:157-163

Hansen CPB, Jeppesen LL (2000b). Short term behavioural consequences of denied access to environmental facilities in mink. *Agricultural and Food Science in Finland* 9:149-155

Hansen CPB, Jeppesen LL (2001a). Swimming activity of Farm Mink (*Mustela vison*) and its Relation to Stereotypies. *Acta Agric Scand, Sect A Animal Sci* 51:71-76

Hansen CPB, Jeppesen LL (2001b). Use of water for swimming and its relationship to temperature and other factors in farm mink (*Mustela vison*). *Acta Agric Scand, Sect A Animal Sci* 51:89-93

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

Hansen SW et al. (1999). 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* 23:112

Hansen CPB, Jeppesen LL (2003). The influence of temperature on the activity and water use of farmed mink (*Mustela vison*). *Animal Sci* 76:111-118

Hansen SW, Jeppesen LL (2006). Temperament, stereotypies and anticipatory behaviour as measures of welfare in mink. *Appl Anim Behav Sci* 99:172-182

Hansen SW, Jensen MB (2006a). Quantitative evaluation of the motivation to access a running wheel or a water bath in farm mink. *Appl Anim Behav Sci* 98:127-144

Hansen SW, Jensen MB (2006b). Demand for swimming water and running wheel with 1 min of access per reward. *Appl Anim Behav Sci* 98:145-154

- Henriksen P (1996).** Fur animal health – a current status. Appl. Science Reports 27, in: Animal Production Review, Pol. Soc. of Animal Prod., 33-38
- Herre W, Röhrs M (1990).** Haustiere – zoologisch gesehen. Gustav-Fischer Verlag, Stuttgart. ISBN 3-437-20446-7
- Heubach M (2007).** Untersuchung zu Alternativen in der Wasserversorgung von Pekingenten unter Berücksichtigung hygienischer Gesichtspunkte. Diss. vet. med. Ludwig-Maximilians-Universität München
- Hissink HHAL, Verstegen MVA, de Jonge G (1996).** The effect of ambient temperature on energy metabolism and activity in adult male mink (*Mustela vison*). Anim Prod Rev 29:183-190
- Hoffmann-La Roche AG (1987).** Roche Lexikon Medizin – 2., neubearb. Aufl. Urban und Schwarzenberg Verlag, München, Wien, Baltimore
- Holl L (1927).** Die Geländeauswahl in der Nerzzucht. Der Deutsche Pelztierzüchter 2:102-105
- Huber S, Palme R, Zenker W, Möstl E (2003).** Non-invasive monitoring of the adrenocortical response in red deer. Journal of Wildlife Management 67:258-266
- Jeppesen LL, Heller KE, Dalsgaard T (1999).** Effects of early weaning and housing conditions on the development of stereotypies in farmed mink. Appl Anim Behav Sci 68:85-92
- Kalb R (1932).** Nerze im Sammelgehege. Der Deutsche Pelztierzüchter 7:558
- Kolb-Wachtel S. (2007).** Felle aus der Landwirtschaft: Fellherkunft und Gewinnung. http://www.pelzinstitut.de/html/felle_aus_der_landwirtschaft.html (Zugriff am 20 April 2007)
- Korhonen HT, Niemelä P (2002).** Water absorption and the drying and cooling rates in mink (*Mustela vison*) following simulated diving. Animal Sci 74:277-283
- Kuby F (1982).** Über die Verhaltensontogenese von Farmnerzen (*Mustela vison F. dom.*) in Großgehegen. Dissertation, Tierärztliche Hochschule Hannover
- Kulbach WL (1961).** Der Nerz und seine Zucht. F.C. Mayer-Verlag, München
- Kupper H (1933).** Fragen der Gehege- und Freilandhaltung des Nerzes. Der Deutsche Pelztierzüchter 8:265-269
- 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

- Landeck A, Demel W (2001).** Farmerze – Möglichkeiten einer tiergerechteren Haltung im aktuellen Kontext. Dtsch tierärztl Wschr 108:135-139
- Lindekamp O (1928).** Muß der Nerz eine Badegelegenheit haben? Der Deutsche Pelztierzüchter 3:165-168
- Lorz A und E Metzger (Hrsg.) 1999.** Tierschutzgesetz, Kommentar, 5.Auflage. C. H. Beck Verlag, München. ISBN 3-406-43068-6
- Ludwig B, Kugelschafter K (1994).** Beurteilung der Haltungsbedingungen von Amerikanischen Nerzen in Pelztierfarmen. Studie im Auftrag der Hessischen Tierschutzbeauftragten, Arbeitskreis Wildbiologie an der Justus-Liebig-Universität Gießen
- Malmkvist J, Berg P (1999).** Selection for increased welfare. Scientifur 23:31-36
- Malmkvist J, Hansen SW (1997).** Why do farm minks chew fur? NFJ seminar No. 289, Helsinki 6.-8. Oct. 1997
- Manz M (2005).** Tiergerechte Wasserversorgung von Pekingenten unter Berücksichtigung hygienischer Gesichtspunkte. Diss. vet. med. Ludwig-Maximilians-Universität München
- Maran T, Robinson P (1996).** European Mink, *mustela lutreola linnaeus 1761*, captive breeding and husbandry protocol, European Mink Conservation & Breeding Committee, Tallinn Zoological Gardens, Tallin, http://www.lutreola.ee/english/4_eep-programme.html (Datum des Zugriffs: 20 April 2007)
- Marstaller W (1928).** Der Nerzkäfig. Der Deutsche Pelztierzüchter. 3:320-322
- Martin P, Bateson P (1993).** Measuring behaviour. An introductory guide. 2. ed., Cambridge University Press, Cambridge, Melbourne. ISBN 0-521-44614-7
- Mason GJ, Cooper J, Clarebrough C (2001).** Frustrations of the fur-farmed mink. Nature 410:35-36
- Mendl M (2001).** Assessing the welfare state. Nature 410:24
- Møller SH (2001):** Length and quality of mink skins from early or late pelting season. Proceedings from NJF-seminar No. 331. Scientifur 25:53
- Möstl E, Maggs JL, Schrötter G, Besenfelder U, Palme R (2002).** Measurement of cortisol metabolites in feces of ruminants. Veterinary Research Communications 26:127-139.
- Müller W, Schlenker G (2004).** Kompendium der Tierhygiene – 2., überarbeitete und erweiterte Aufl. Lehmanns Media, Berlin
- Nimon AJ, Broom DM (1999).** The welfare of farmed mink (*Mustela vison*) in relation to housing and management: a review. Animal Welfare 8:205-228
- Palme R, Möstl E (1997).** Measurement of cortisol metabolites in feces of sheep as a parameter of cortisol concentrations in blood. Zeitschrift für Säugetiere 62 (suppl. II), 192-197

Palme R, Robia C, Messmann S, Hofer J, Möstl E (1999). Measurement of fecal cortisol metabolites in ruminants: a non-invasive parameter of adrenocortical function. Wiener Tierärztliche Monatsschrift 86:237-241

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

Purtscher C (2000). Pelztierhaltung und Pelzhandel in Österreich – Rechtliche Regelungen und Handlungsbedarf. Diplomarbeit, Formal- und Naturwissenschaftliche Fakultät der Universität Wien

Puschmann W (2004). Zootierhaltung: Säugetiere. Harri Deutsch Verlag, Frankfurt am Main. ISBN 3-8171-1620-9

Röhrs M (1986). Hirnveränderungen bei Musteliden, Z. f. Zoo. Syst. u Evolutionsforschung 24: 231-239

Rolle M, Mayr A (2001). Medizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre, 7. Aufl. Enke Verlag, Stuttgart

Sambraus HH (1997). Grundbegriffe im Tierschutz. In: Sambraus HH, Steiger A (Hrsg.). Das Buch vom Tierschutz. Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart, 30-39. ISBN 3-432-29431-X

Sapolsky RM (1992): Neuroendocrinology of the stress response. In: Becker JB, Breedlove SM, Cews D (eds.) Behavioral Endocrinology. MIT Press, Cambridge, 287-324.

Schüpbach U (1982). Ethologische Möglichkeiten zur Beurteilung des Wohlbefindens bei Nutztieren. In: Fölsch DW, Nabholz A (Hrsg.) Ethologische Aussagen zur artgerechten Nutztierhaltung, Tagungsbericht d. Internat. Ges. für Nutztierhaltung (IGN) 1982. Birkhäuser Verlag Basel, Boston, Stuttgart. ISBN: 3-7643-1338-2

Seimiya Y et al (1988). Pathological observations of nursing sickness in mink. Jpn. J. Vet. Sci. 50:255-257

Silbernagl S, Despopoulos A (2001). Taschenatlas der Physiologie, 5. komplett überarb. und neu gestaltete Aufl. Thieme Verlag, Stuttgart; New York; dtv, München

Skovgaard K et al. (1997). The effect of swimming water and cage size on the behaviour of ranch mink (*Mustela vison*). Scientifur 21:253-260

Skovgaard K, et al. (1997a). Would you like a swim, Madam Mink. Scientifur 21.247-251

Tauson AH (1999). Water intake and excretion, urinary solute excretion and some stress indicators in mink (*Mustela vison*). 1. Effect of ambient temperature and quantitative water supply to adult males. Animal Science 69:171-181

Turner S (2006). Automatic registration and evaluation of the ranging behaviour of laying hens in group housing systems using RFID technology and electronic pop holes. Masterarbeit, Weihenstephan Center of Life and Food Sciences, Technische Universität München

Turner S, Böck S, Fröhlich G; Hagn A, Heyn E, Schneider M, Erhard M (2008). RFID für Verhaltensuntersuchungen bei Nerzen. Landtechnik 63:364 - 365

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

Vestergaard KS (1988). Discussion. *Appl Anim Behav Sci* 19:366

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 et al. (2008). To swim or not to swim: An interpretation on 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

Vulfson L et al. (1999). E. coli infection in mink. Annual report 1999. Danish Fur Breeders Research Centre, Holstebro, Denmark. Author's abstract in: *Scientifur* 24:153

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

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

Wenzel U (1987): Pelztiergesundheitsdienst, 2., überarb. Aufl. Gustav Fischer Verlag, Jena

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

Wenzel U, Berestov V (1987): Pelztierkrankheiten – Nerz und Fuchs. Schober Verlag, Hengersberg

Wenzel U, Löhle K (1984). Kaninchen und Edelpelztiere von A bis Z, 1. Aufl. VEB Deutscher Landwirtschaftsverlag, Berlin

Wieden L (1929). Der Nerz und seine Zucht. F.C. Mayer, München

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

Wild und Hund (2006). Ein Häftling auf Abwegen. *Wild und Hund* 13/2006:20-23

Wust C, Schneider M, Erhard MH (2005). Use of ActiTrac in the training of rescue dogs. In: Proceedings of Measuring Behavior, 5th International Conference on Methods and Techniques in Behavioral Research, Wageningen, Netherlands

Zentralverband Deutscher Pelztierzüchter e.V (2008). Stellungnahme zur Dritten Verordnung zur Änderung der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung

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

Rechtstexte, Gutachten, Empfehlungen und Tierschutzberichte

Gutachten über die Mindestanforderungen zur Haltung von Säugetieren vom 10. Juni 1996, Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten (BMELF)

Gutachten zur tierschutzgerechten Haltung und Tötung von Pelztieren in Farmen. Bundesministerium für Landwirtschaft und Forsten, 1986

Richtlinie 2006/7/EG über die Qualität der Badegewässer und deren Bewirtschaftung und zur Aufhebung der Richtlinie 76/160/EWG, Anhang 1

Ständiger Ausschuss des Europäischen Übereinkommens zum Schutz von Tieren in Landwirtschaftlichen Tierhaltungen (T-AP): Empfehlung in Bezug auf Pelztiere. Angenommen auf der 37. Sitzung des Ständigen Ausschusses am 22. Juni 1999. Inkrafttreten am 22. Dezember 1999

Tierschutzbericht der Bundesregierung 2005 aus dem Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Verbraucherschutz

Tierschutzbericht der Bundesregierung 2007 (Kabinettdorlage) aus dem Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Verbraucherschutz

Tierschutzgesetz in der Fassung der Bekanntmachung vom 18. Mai 2006 (BGBl. I S. 1206, 1313), geändert durch Artikel 4 des Gesetzes vom 21. Dezember 2006 (BGBl. I S. 3294)

Dritte Verordnung zur Änderung der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung vom 30. November 2006 (BGBl. I S. 2759)

Verordnung zum Schutz landwirtschaftlicher Nutztiere und anderer zur Erzeugung tierischer Produkte gehaltener Tiere bei ihrer Haltung (Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung – TierSchNutztV) vom 22. August 2006 (BGBl. I S. 2043ff)

Verordnung über die Qualität von Wasser für den menschlichen Gebrauch (Trinkwasserverordnung - TrinkwV 2001), Anlage 1

WHO Guidelines for Drinking-Water Quality von 2006

6. Anhang:

6.1. Expertenbefragung

Expertenbefragung zum Forschungsauftrag über „Untersuchung zu Form, Fläche und Tiefe von Wasserbecken in der Haltung von Nerzen (*Neovison vison*)“

Dr. med vet. Ulf Wenzel

Experte:

Dr. med. vet. Ulf Wenzel

Ehemaliger Lehrbeauftragter (Pelztierhaltung) der Veterinärmedizinischen Fakultät der Universität Leipzig, langjähriger Betreuer und Berater von Nerzfarmen weltweit, ehemals Pelztiergesundheitsdienst Leipzig

Befragung Leipzig, November 2006

1. Haltung von Nerzen

F: Ist eine Gruppenhaltung möglich? Welche Alternativen gibt es dazu?

A: Es sollte möglich sein für das vorliegende Projekt bis zu 4 Würfe zusammen zu halten. In der Natur trennen sich die Jungtiere mit 3 Monaten von der Mutter.

F: Welche maximale Gruppengröße empfehlen Sie?

A: Auf den Pelzfarmen werden normalerweise 4 Tiere in einem Gehege gehalten, das sind dann in der Regel Wurfgeschwister. Das Muttertier wird im September herausgenommen und separat gehalten. In etwas größeren Gehegen können bis zu 10 Jungtiere gehalten werden.

F: Ist eine gemischt geschlechtliche Haltung möglich?

A: Ja, die Nerze können für das geplante Projekt gemischt geschlechtlich gehalten werden, da es sich um Jungtiere handelt.

F: Wie sollte das Gelände strukturiert sein und womit? Wie viel Schatten ist nötig?

A: Das Gehege sollte Struktur bieten, gut geeignet sind dazu zum Beispiel ein Sandbecken und Bäume. Überdachte Flächen sind als Schattengeber notwendig. Ausserdem können Drainagerohre (z.B. Sanitärhandel) als zusätzliche Anreicherung und Versteckmöglichkeiten angeboten werden. Da Nerze sich ausgraben können sollte der Zaun des Geheges entweder 80 cm im Boden versenkt werden oder alternativ der Boden des Geländes mit Drahtgitter ausgelegt werden und anschließend aufgeschüttet werden. Gebogene Rohre werden übrigens auch in der Käfighaltung verwendet: Man bringt sie mit der Öffnung nach oben an, damit nur das Muttertier herausklettern kann, die Jungtiere bleiben sicher in der Wohnbox. Damit wird verhindert, dass die Welpen durch das Gitter des Geheges fallen, wenn sie noch zu klein sind.

- F: Sind 24 Wohnkästen für 20 Nerze ausreichend? Wie sollten die Wohnkästen eingestreut sein?
- A: 20 - 24 Wohnkästen sind ausreichend, da sich normalerweise immer mehrere Nerze in einer Wohnbox aufhalten. Die Größe der Boxen beträgt üblicherweise ca. 30 cm x 30 cm x 30 cm. Die Boxen sollten wind- und witterungsgeschützt aufgestellt und mit Stroh eingestreut werden. Unter dem Deckel sollte eine Drahtabdeckung angebracht werden, damit man den Deckel öffnen und in die Box sehen kann, ohne dass die Nerze entweichen können. Normalerweise schlafen immer mehrere Nerze zusammen in einem Wohnkasten.
- F: Welche Impfungen empfehlen Sie? Gibt es übertragbare Krankheiten auf den Menschen und sollte sich der Mensch ebenfalls gegen bestimmte Krankheiten impfen lassen? Wie sieht es mit übertragbaren Krankheiten durch anwesende Wildtiere aus?
- A: Die Jungtiere sollten mit sechs Wochen gegen Botulismus, Pseudomonaden (diese verursachen eine hämorrhagische Pneumonie) und Virusenteritis (Parvovirus) geimpft werden. Diese Impfungen werden bei den Tieren für Ihr Projekt noch auf der Herkunftsfarm durchgeführt. Nach der 12. Lebenswoche empfehle ich eine Impfung gegen Staupe, da diese Krankheit eventuell durch wildlebende Marder in den Bestand eingeschleppt werden kann. Diese Impfung können Sie von mir beziehen. Die Aleutenkrankheit der Nerze (Erreger: Parvovirus) kann entweder durch Nerze oder Frettchen übertragen werden. Eine Impfung ist nicht möglich. Die Aleutenkrankheit kann über einen Test auf Plasmazytose mittels Elektrophorese diagnostiziert werden. Die Nerzhaltungen in Deutschland sind alle mit der Aleutenkrankheit durchseucht. Positive Tiere werden nach der Testung in den Farmen gemerzt. Aleuten freie Bestände gibt es jedoch in Polen. Ansonsten sollte eine Einschleppung von Krankheiten durch Wildtiere eher nicht stattfinden. Als Zoonose kommt die Tollwut infrage, eine Übertragung vom Nerz auf den Menschen kommt jedoch selten vor. Ich habe auf meinen von mir betreuten Farmen in 25 Jahren zwei Tollwutfälle gehabt.

2. Fütterung:

- F: Ist eine Fütterung mit Katzen/bzw. Hundefutter möglich? Wie sieht es mit Seefisch aus?
- A: Nein, weder Hunde noch Katzenfutter sind für Nerze geeignet, da sie zuwenig tierisches Eiweiß enthalten.
- F: Können gekutterte Schlachtabfälle/Fische (roh) sowie tote Küken verwendet werden?
- A: Ich empfehle Ihnen kommerzielles, tief gefrorenes Nerzfutter zu verwenden, da die Tiere in verschiedenen Altersstadien unterschiedliche Futteransprüche haben. Diese sind in den kommerziell erhältlichen Mischungen berücksichtigt. Jungtiere brauchen zum Beispiel sehr viel Fisch, also hochverdauliches Futter. Vor der Pelzung wird der Geflügelanteil in der Ration erhöht, die Tiere erhalten dann ca. 50 % Geflügel sowie 40 % Fische oder Fischnebenprodukte (z.B. kleine Fische, Haut, Köpfe, Gräten). Der Rest der Ration besteht aus Cerealien in Form von speziell aufbereitetem Getreidefutter.
- Das verwendete Geflügel setzt sich aus den Abfällen der Geflügelschlachtung zusammen, in Frage kommen Köpfe, Därme, Ständer und auf dem Schlachthof aussortierte Schlachtkörper.
- Das kommerzielle Nerzfutter wird tiefgefrostet in Platten (100 cm x 70 cm x 20 cm) verkauft.

- F: Wie hoch ist die Futtermenge pro Tier und Tag anzusetzen? Was muss beim Trinkwasser beachtet werden?
- A: Nerze fressen ca. 200 – 250 Gramm Futter pro Tag – abhängig von Alter und Geschlecht. Bei einer Farm mit 40.000 Tieren kommt man auf ca. acht bis neun Tonnen Futter pro Tag! Ein Kilogramm Fertigfutter kostet die Pelztierfarmen ca. 80 Cent in der Herstellung – je nach Verfügbarkeit der Ausgangsfutterstoffe. Jungtiere sollten zwei- bis dreimal täglich gefüttert werden, bis September auf jeden Fall zweimal täglich. Adulte Tiere werden einmal am Tag gefüttert. Die Hauptfütterung erfolgt abends. Das Futter sollte auf einem Gitterrost angeboten werden, damit es die Tiere von unten ablecken können. Der Gitterrost ist nötig, damit frische Luft von allen Seiten an das Futter kann und es so nicht so rasch verdirbt (Gefahr der Salmonellen).
Trinkwasser soll den Tieren immer kalt angeboten werden.
- F: Wie sollten die Futterplätze verteilt sein und wie viele Futterstellen müssen im Gehege sein? Werden die Tiere ruhiger, wenn sie mehrmals pro Tag gefüttert werden?
- A: Es sollten bei ihrem Projekt mindestens vier Futterstellen pro Gehege angeboten werden. Nerze sind tatsächlich viel ruhiger wenn sie sich satt gefressen haben. Falls es Probleme im Bestand gibt, ist es ratsam häufiger zu füttern.

3. Handling von Nerzen

- F: Wie können Nerze im Freilandgehege eingefangen werden (Fressfallen, Wohnkasten mit Schieber, Kescher)?
- A: Zum Einfangen in ihrem Gelände können sie Fangnetze verwenden. Aber auch die von Ihnen genannten Methoden, also die Verwendung von Fressfallen und Wohnkästen mit verschließbaren Schlupflöchern sind möglich.
- F: Wie kann man die Tiere festhalten?
- A: Sie sollten in jedem Fall Handschuhe verwenden. Beim Handling sollten die Tiere immer nah an den eigenen Körper gedrückt werden um sie ruhig zustellen. Sie werden für Ihr Projekt Lederhandschuhe, Fangkescher, Transport- und Impffallen als Zubehör benötigen.
- F: Wo ist eine Blutentnahme möglich?
- A: Es gibt beim Nerze verschiedene Möglichkeiten der Blutentnahme. So können die Vena jugularis (Halsvene) oder die Vena femoralis (Oberschenkelvene) punktiert werden. In den Farmen wurde häufig durch Herzpunktion oder Abschneiden der Krallen Blut gewonnen, die beiden letztgenannten Methoden sind jedoch nicht tierschutzgerecht.
- F: Wie können Nerze transportiert werden (zur Abholung und Pelzung)?
- A: Nerze transportiert man am besten in Fangkoffern, entweder einzeln oder zu mehreren. Für einen längeren Transport kann man jeweils fünf Tiere in eine Kiste verladen. Beim Transport ist auf eine ausreichende Klimatisierung zu achten.

4. Verhalten

- F: Wie ist das Sozialverhalten von Nerzen?
- A: Nerze sind strikte Einzelgänger und sind daher außerhalb der Paarungszeit und der Jungtieraufzucht sozial unverträglich.
- F: Sind Nerze aggressiv?

A: Farmnerze beißen sich gegenseitig tot, wenn sie aus ihrem Käfig herausgelassen werden. Im Käfig kommt es nur selten zu aggressiven Verhaltensweisen, da in einem Käfig nur Wurfgeschwister gehalten werden. In freier Wildbahn sind Farmnerze nicht in der Lage sich selbständig Futter zu suchen. Nerze sind bereits seit über 100 Generationen an die Käfighaltung gewöhnt.

F: Wie sieht das Ruheverhalten der Nerze aus?

A: Nerze ruhen vor allem in ihren Wohnkästen. Normalerweise findet man immer mehrere Tiere in einem Wohnkasten. Außerhalb ihres Wohnkastens suchen sich Nerze manchmal einen sonnigen Platz zum Sonnenbaden.

F: Welche Verhaltensweisen führen Nerze im Zusammenhang mit Wasser aus?

A: Nerze nutzen Wasser sehr gerne zum schwimmen und tauchen. Planschen im Wasser kommt nicht oder sehr selten vor. Die Nahrungssuche und –aufnahme kann ebenfalls im Wasser stattfinden. Die Nutzung von Bademöglichkeiten ist aus meiner Erfahrung individuell unterschiedlich.

F: Gibt es Krankheiten oder Gefahren in Zusammenhang mit Wasser?

A: Ja, die Haltung mit Zugang zu Wasser kann Probleme mit sich bringen. Ein Aspekt ist die Gehegehygiene, insbesondere bei Bodenhaltung ist es schwierig eine gute Hygiene zu erreichen. Ein weiteres Problem ist es, wenn die Fähe nass vom Baden zu ihren Welpen ins Nest schlüpft und damit auch die Einstreu feucht wird. Die Welpen können sich dann unterkühlen und erkranken, es kommt dann zum Beispiel zu Verlusten durch kokzidienbedingte Durchfälle. Ich würde Ihnen vorschlagen während Ihres Versuchs den Kot regelmäßig auf Kokzidien zu untersuchen.

5. Fortpflanzung und Aufzucht der Jungtiere

F: In welchem Alter werden die Jungtiere auf den Farmen von der Mutter abgesetzt?

A: Auf den Farmen werden Nerze mit sechs bis sieben Wochen abgesetzt, pro Muttertier sind es durchschnittlich fünf bis sechs Jungtiere. Erfahrungsgemäß fressen die Jungtiere besser, wenn sie zeitig abgesetzt werden. (Anmerkung: Dieses Interview stammt von Anfang November 2006, inzwischen ist es nach der neuen Tierschutznutztierhaltungsverordnung verboten die Jungtiere vor der 9. Lebenswoche abzusetzen)

F: Sind Nerze in diesem Alter käuflich erwerblich?

A: Grundsätzlich kann man die Jungtiere mit sechs bis sieben Wochen beziehen (Anmerkung: Nicht mehr möglich, erst ab 9. Woche, s.o.). Jedoch braucht man eine Farm, die sich bereit erklärt Jungtiere an Fremde abzugeben. Da Farmbesitzer viele schlechte Erfahrungen mit radikalen Tierschützern gemacht haben, kann der Bezug von Jungtieren sehr problematisch werden.

F: Welche Nahrung brauchen die Jungtiere nach dem Absetzen?

A: Im Prinzip bekommen Jungtiere das gleiche Futter wie adulte Tiere, das Futter muss jedoch einen höheren Anteil an Fisch enthalten.

6. Töten der Nerze/Pelzung

F: Wann werden Nerze getötet?

A: Die Nerze werden Ende April/Anfang Mai geboren (wie in freier Natur), die Pelzung erfolgt dann Mitte November/Anfang Dezember, also mit ca. sechs bis sieben Monaten. Die Pelze werden kalt abgezogen, danach entfettet und getrocknet, diese

Prozedur nennt man „scrapen“. Anschließend werden die Pelze zu Auktionen in Helsinki oder Kopenhagen verschickt. Bis vor einigen Jahren gab es auch noch eine Pelzauktion in Leipzig. Die restlichen Tierkörper werden in eine Tierkörperbeseitigungsanstalt transportiert.

Ich würde Ihnen vorschlagen die Felle Ihrer Nerze ebenfalls nach Helsinki zu schicken. Dort werden sie neutral beurteilt und sie erhalten einen Vergleich der Pelzqualität von Tieren aus Ihrer Haltung und kommerziell gehaltenen Tieren.

F: Wie werden die Nerze zur Pelzung getötet?

A: Auf den Farmen werden Nerze in einem Wagen mit Kohlenmonoxid vergast, jeweils 60 – 70 Tiere gleichzeitig. Beim Pelzen können bis zu 1200 Nerze pro Tag getötet werden.

Zusätzliche Anmerkungen des Experten:

- Nerze sind durch den Zuchtfortschritt in den letzten Jahrzehnten deutlich größer geworden: In den 70er Jahren des vorigen Jahrhunderts lag das Durchschnittsgewicht eines Nerzes bei ca. 1400 Gramm, heute liegt das Gewicht zwischen 1500 Gramm und 3500 Gramm bei Rüden.
- Welpen wiegen zum Zeitpunkt der Geburt ca. 8 Gramm, nach sechs bis sieben Monaten wiegen die Rüden ca. 2600 Gramm oder noch mehr.
- Die Fußgesundheit ist gut, es gibt normalerweise keine Probleme mit der Haltung auf Drahtgitter. Es kann jedoch zu Verletzungen am Ballen kommen, wenn die Gitter nach dem Verzinken falsch getrocknet werden: Die Gitter werden in eine Zinkbad eingetaucht und dann zum Trocknen aufgehängt. Dabei bilden sich kleine Zinktropfen an den Gitterkreuzpunkten, diese trocknen ein und werden hart. Wird nun das Gitter mit dieser Seite nach oben in das Gehege eingebaut, können sich die Nerze an den scharfkantigen Zinkspitzen verletzen.

Diplom-Forstwirt Dirk van der Sant

Experte:

Diplom-Forstwirt Dirk van der Sant

Landesjagdverband Bayern

Befragung:

1. Juni 2007 in Grub bei Poing

F: In welchem Lebensraum leben wilde Nerze?

A: Wilde Nerze sind was ihren Lebensraum betrifft sehr anpassungsfähig. Sie bevorzugen Reviere an Bächen und Flussläufen mit sauberem Wasser, können sich aber auch in der Nähe von Städten an Gewässern mit relativ schlechter Wasserqualität ansiedeln. Ausschlaggebend für die Wahl des Reviers ist das vorhandene Futterangebot. Häufig findet man wilde Nerze in der Nähe von Fischhälterungen. Bisher wurden wilde Nerze immer in der Nähe von Wasser gefangen. In der wassergeprägten Oberpfalz kam es häufig zu Beschwerden von Besitzern von Fischhaltungen.

F: Welche Rolle spielt Wasser im Leben von Nerzen und wie viel Zeit verbringen Nerze am Wasser

A: Nerze sind optimal an ein Leben am und im Wasser angepasst, wie schon aus Ihrer Anatomie ersichtlich wird: Sie haben eine wasserabweisende Fellstruktur und Schwimmhäute zwischen den Zehen. Das macht sie zu ausgezeichneten Tauchern. Wasser ist meines Erachtens zwar kein „Muß“ für Nerze, ca. 95 Prozent der Tiere sind jedoch in der Nähe von Gewässern zu finden. Der Grund dafür liegt in der optimalen Nahrungsgrundlage, die Gewässer für Nerze bieten, Wasser ist somit für Nerze hauptsächlich ein Mittel zum Zweck.

F: Welches Wasser bevorzugen Nerze (fließendes Gewässer, stehendes Gewässer, Gewässertiefe etc.)

A: Nerze bevorzugen sauberes, also ökologisch hochwertiges Wasser. Wichtiger als die Wasserqualität ist aus meiner Erfahrung jedoch die Futtergrundlage, die das jeweilige Gewässer zu bieten hat. Wir haben wilde Nerze häufig an Staustufen, Angelplätzen und an Karpfenteichen gefunden. Gerade die Oberpfalz ist geprägt von der Teichwirtschaft und bietet somit ideale Bedingungen für die Ansiedlung eines wassergebundenen Tieres.

F: Was ist das natürliche Nahrungsspektrum? Gibt es ein Lieblingsfutter?

A: Nerze sind Allesfresser und Opportunisten in Hinblick auf ihr Futter. Sie fressen u.a. Kaninchen, Eier, Seeschwalben und andere Vögel, sowie Krebse. Diese Tiere konnten in den Mägen von toten Nerzen nachgewiesen werden. Selbstverständlich fressen sie auch Fisch, da Fische aber leichtverdaulich sind können sie nur schwer im Mageninhalt nachgewiesen werden. Das Nahrungsspektrum ist abhängig von der Jahreszeit. Nerze sind Geruchstiere, d.h. sie werden von stark riechendem Futter bzw. Ködern angelockt. Besonders Makrelen sind als Köder in Fallen sehr effektiv, man kann sie aber nicht als Lieblingsfutter bezeichnen. Leider kann ich Ihnen keinen Tip geben, was sie idealerweise als „Leckerli“ für die Tiere verwenden können. Nerze fangen mehr Fische als notwendig und legen Vorräte in ihrer Höhle an. Dieses Verhalten konnte ich bei einer Nerzfähe beobachten, die in einer Voliere gehalten wurde und mit lebenden Forellen in ihrem Teich gefüttert wurde.

- F: Zu welcher Tageszeit gehen Nerze auf Jagd?
A: Nerze sind tag- und nachtaktiv. Der Schwerpunkt ihrer Aktivität liegt jedoch in den Abendstunden und nachts.
- F: Wie sind die Reviergrößen von männlichen und weiblichen Nerzen?
A: Die Reviergrößen variieren stark. Im Mittel erstreckt sich ein Revier über ca. 2,6 Flußkilometer pro Rüde. Innerhalb dieses Reviers leben ca. ein bis zwei Fähen. Der Rüde deckt also jeweils mehrere Fähen. Die Größe des Reviers ist hauptsächlich vom Futterangebot abhängig.
- F: Sind Nerze standorttreu?
A: Ja, Nerze sind standorttreu, wobei dies bei den Weibchen deutlicher ausgeprägt ist als bei den Rüden.
- F: Ab welchem Alter treten Revierkämpfe auf und wie heftig sind sie?
A: Bei unseren Untersuchungen konnten keine Verletzungen festgestellt werden, die auf Revierkämpfe zurückzuführen sind. Generell sollen aber Aggressivität und Kämpfe bei amerikanischen Nerzen deutlicher ausgeprägt sein als bei europäischen Nerzen oder Iltissen.
- F: Erfolgt eine Reviermarkierung durch Kot, Urin, etc.?
A: Die Markierung des Reviers erfolgt sowohl durch Kot als auch Urin, vor allem zur Paarungszeit.
Die Verschmutzung des Geheges sollte sich in Grenzen halten, da zum markieren bzw. koten gerne das Ufer oder markante Stellen ausgewählt werden.
- F: Wie sieht die Fortpflanzung aus?
A: Die Fortpflanzungszeit ist im Frühjahr, im März und April und nur einmal jährlich. Die Ranz verläuft bei Nerzen sehr stürmisch, Bissverletzung im Nackenbereich konnten jedoch nicht festgestellt werden. Eine Fähe kann von mehreren Rüden gedeckt werden. Ob die Jungen eines Wurfes dann verschiedene Väter haben können ist noch unklar. Nach ca. 50 Tagen werden die Jungen geboren, nach unseren Erhebungen von Anfang bis Mitte Mai.
- F: Wie lange toleriert ein Weibchen ein Männchen im Revier?
A: Eine Toleranz herrscht nur zur unmittelbaren Paarungszeit, danach zieht sich das Männchen sofort zurück. Nerze sind Einzelgänger und leben in sich z.T. überlappenden Revieren.
- F: Wie lange säugt ein Weibchen die Jungtiere und in welchem Alter werden die Jungtiere vertrieben?
A: Die Jungtiere werden mit ca. 12 Wochen selbständig, also ca. im August.

F: Wie sieht ein Wurflager aus?

A: Häufig werden Bisambaue genutzt. Generell sind die Baue relativ formlos. Die Fähe rupft sich kein Fell aus um das Lager auszupolstern und sie trägt auch sonst nichts in das Nest hinein. Nerzfähen benötigen zur Jungenaufzucht lediglich einen kleinen, geschützten Raum und sind ansonsten recht anspruchslos.

F: Gibt es Zahlen über Jungtierversluste und Ursachen in freier Wildbahn?

A: Es wurden bei unseren Untersuchungen keine toten Jungtiere aufgefunden. Ein Wurf besteht durchschnittlich aus vier bis sechs Jungtieren, diese Zahl stimmt relativ genau mit unserer Fangquote überein. Dies kann als Hinweis auf relativ geringe Verluste gedeutet werden. Nach unseren Erkenntnissen sterben Jungtiere hauptsächlich durch zufällige Ereignisse: Sie können von Autos überfahren, von Hunden oder Uhus erlegt oder in Fischreusen gefangen werden. Als weitere Verlustursache kommen besonders harte Winter infrage.

Es ist vorstellbar, dass die Jungtiere krank werden, wenn die Fähe nass aus dem Wasser ins Nest zurückkommt. Meiner Meinung wäre dieser Fall aber auf die strohlose Haltung in den Farmen zurückzuführen, da wärmendes Material fehlt.

F: Bleiben die Jungtiere noch eine gewisse Zeit im Rudelverband oder werden sie sofort zu Einzelgängern?

A: Ja, die Jungtiere bleiben noch relativ lange im Familienverband, nach unseren Beobachtungen ca. ein halbes Jahr. Dabei lernen die Jungtiere von ihrer Mutter das Jagen.

Die Gruppenhaltung von Nerzen in Gehegen könnte jedoch schwierig werden, vor allem ab der Geschlechtsreife.

F: Wie hoch ist die Lebenserwartung von Nerzen?

A: Bei unseren Untersuchungen waren mehrere Tiere ca. 60 Monate, also sechs Jahre alt. Der Hauptanteil der Tiere war jedoch nur bis zu 24 Monate alt. Die Altersbestimmung erfolgte über die Eckzähne: Dabei wird der Eckzahn der Länge nach aufgeschnitten und die Altersringe im Zahnzement gezählt. Alternativ kann man bei Minkrüden die Länge und das Gewicht des Penisknochens untersuchen oder am Schädel den Index zwischen der Interorbitalbreite und der Postorbitalbreite ermitteln.

F: Haben Nerze natürliche Feinde?

A: Adulte Tiere haben keine natürlichen Feinde.

Zusätzliche Anmerkungen des Experten:

- Lt. Aussage eines Gerbers ist die Haut von Wildfängen dicker als die von Farmnerzen und damit nicht so geschmeidig und schwerer zu verarbeiten. Eventuell sind diese Felle aber länger haltbar.
- Im November ist noch keine ideale Fellreife erreicht. Die Felle können von Tieren verwendet werden die bis ca. März erlegt werden (danach Fellwechsel zu Sommerfell).
- Die Drahtstärke für Volieren sollte min. 2,4 besser drei mm betragen. Nerze sind hervorragende Kletterer.
- Bei Wildfängen sind die Rüden über drei Kilogramm, die Weibchen ca. ein Kilogramm schwer.

Zusätzliche Anmerkungen des Experten zu den geplanten Freilandgehegen am Institut:

Die Nerze werden in einem großen Gehege (wie geplant) vermutlich zur Verwilderung tendieren. Die Präferenz für das Wasser könnte mit der Entfernung zum Schlafkasten in Verbindung stehen. Eventuell sollte der Carport zur Unterbringung der Schlaflager so gesetzt werden, dass er von den verschiedenen Wasserstellen jeweils gleich weit entfernt ist. Die Geruchsbelästigung durch die Nerze (Futter!) sollte sich in Grenzen halten und kein Problem darstellen. Nerze sind in kleinen Gehegen relativ unsauber. Nerze tauchen auch unter Eis und bleiben mehrere Minuten darunter. Sie finden ihr Einstiegsloch wieder.

Dr. Leopold Slotta-Bachmayr

Experte:

Dr. Leopold Slotta-Bachmayr

Wissenschaftlicher Leiter des Tiergartens in Wels

Befragung:

6. Juni 2007 in Salzburg

F: In welchem Lebensraum leben wilde bzw. verwilderte Nerze?

A: Nerzen kommen im Bereich von Gewässern, egal ob stehend oder fließend vor. Es werden von den Nerzen sogar Meeresküsten besiedelt. Maßgebend für ein Vorkommen ist zusätzlich die Möglichkeit zur Anlage eines Baus (Höhlen oder ausgespülte Wurzeln) und ausreichend Deckung durch die Ufervegetation.

F: Welche Rolle spielt Wasser im Leben von Nerzen und wie viel Zeit verbringen Nerze am Wasser?

A: Wasser ist Jagdhabitat für Nerze, deshalb werden die Tiere notgedrungen den Großteil ihrer Aktivität im Wasser absolvieren.

F: Welches Wasser bevorzugen Nerze (fließendes Gewässer, stehendes Gewässer, Gewässertiefe etc.)?

A: Bei Wasser liegt das Hauptaugenmerk auf einer ausreichenden Strukturierung, damit die entsprechenden Beutetiere vorkommen können. Ausschlaggebend sind dabei ein reich strukturiertes Ufer mit Steinen, überhängenden Ästen, Ästen und Bäumen im Wasser und eine gut strukturierte Sohle des Gewässers. Wichtig ist dabei insbesondere auch die Strömung des Wassers, sie darf nicht zu groß sein.

F: Was ist das natürliche Nahrungsspektrum von Nerzen?

A: Zum natürlichen Nahrungsspektrum zählen Krebse, Frösche, Fische, Muscheln und Schnecken, aber auch Kleinsäuger, Vögel und Hasen. Die Futterquelle variiert mit der Verfügbarkeit und der Jahreszeit.

F: Wann sind Nerze aktiv und zu welcher Tageszeit gehen Nerze auf Jagd?

A: Nerze sind überwiegend nacht- und dämmerungsaktiv. Daher jagen sie auch in dieser Tageszeit am häufigsten.

F: Wie groß ist das Revier von männlichen und weiblichen Nerzen?

A: Die Reviergröße ist unterschiedlich und beträgt je nach Lebensraum zwischen einem und sechs Kilometer Gewässerlänge, abhängig vom Nahrungsangebot. Männliche Nerze haben größere Territorien als Weibliche.

F: Sind Nerze standorttreu?

A: Adulte Tiere haben ihre festen Reviere. Jungtiere müssen sich nach dem Verlassen der Familie (Weibchen und Jungtiere) ein eigenes Revier suchen. Der wesentliche Regulationsfaktor in Nordamerika ist offensichtlich, dass Jungtiere keine freien Territorien finden.

F: Ab welchem Alter treten Revierkämpfe auf und wie heftig sind diese?

- A: Mit der Geschlechtsreife müssen die Jungtiere spätestens die Gruppe verlassen. Männchen und Weibchen vertragen sich eher, auch wenn die Tiere überwiegend solitär leben. Zwischen Männchen kann es zu heftigen Kämpfen mit prominenten Bisswunden kommen. Können die Tiere nicht ausweichen, kann es auch zum Tod des Rivalen kommen. Bei Weibchen wird es ähnlich sein, allerdings streifen die Weibchen nicht so weit umher und haben untereinander weniger Kontakt.
- F: Erfolgt eine Reviermarkierung durch Kot, Urin etc.?
A: Eine Reviermarkierung erfolgt sowohl mittels Kot- als auch mittels Urinmarken.
- F: Wie groß sind Nerzwürfe und in welchem Alter verlassen die Jungtiere die Fähe?
A: In der Regel wirft eine Fähe vier bis sieben Jungtiere pro Wurf. Für die Aufzucht der Jungtiere ist ausschließlich die Fähe zuständig. Die Säugezeit beträgt fünf bis sechs Wochen. Mit ca. 13 - 14 Wochen sind die Jungtiere selbständig und verlassen die Mutter.
- F: Wie lange toleriert ein Weibchen ein Männchen im Revier?
A: In freier Wildbahn treffen sich Männchen und Weibchen nur zur Kopulation und bleiben vielleicht ein paar Tage zusammen. Eine permanente gemeinsame Haltung von einem Weibchen und einem Männchen in Gefangenschaft ist in einer Anlage mit ausreichender Größe möglich. Hier besteht jedoch die Gefahr, dass das Weibchen das Männchen während der Jungenaufzucht attackiert oder das Männchen die Jungtiere tötet.
- F: Wie sieht ein Wurflager aus?
A: Nerze graben selten einen Bau, den sie als Wurflager verwenden. Sie nutzen meist Baumhöhlen oder legen Wurflager zwischen Steinen oder unter Baumwurzeln an. Das Wurflager wird mit Haaren, Federn und trockener Vegetation ausgekleidet.
- F: Bleiben die Jungtiere noch für eine gewisse Zeit im Rudelverband oder werden sie sofort zu Einzelgängern?
A: Der Jungtierversand zerfällt relativ rasch nachdem sie das Muttertier verlassen haben. Teilweise bilden sich zunächst Koalitionen aus zwei bis drei Individuen, die sich aber ebenfalls sehr schnell auflösen.
- F: Wie hoch ist die Lebenserwartung von Nerzen?
A: Die maximale Lebenserwartung von Nerzen liegt bei 10 Jahren.
- F: Was sind die natürlichen Feinde von Nerzen?
A: Die natürlichen Feinde von Nerzen in freier Wildbahn sind Bär, Wolf, Luchs, eventuell auch der Fischotter oder Greifvögel.