

Tierschutzgerechte Schlachtung Afrikanischer Welse

Schriftenreihe, Heft 1/2016



Untersuchungen zur Erprobung von
geeigneten Betäubungsverfahren
für die Schlachtung Afrikanischer Welse
(*Clarias gariepinus*)

Luise Gaede, Gert Füllner, Grit Bräuer, Jutta Gottschalk,
Almut Einspanier, Martina Ludewig, Uwe Truyen, Gerd Möbius

Inhalt

1	Einleitung	9
1.1	Problemstellung.....	9
1.2	Zielstellung	9
1.2.1	Erprobung und Optimierung geeigneter Betäubungsverfahren für die Schlachtung Afrikanischer Welse (<i>Clarias gariepinus</i>)	10
1.2.2	Erarbeitung eines Leitfadens für die Durchführung der Schlachtung Afrikanischer Welse	10
2	Literaturübersicht	11
2.1	Biologische Grundlagen	11
2.2	Betäubungsverfahren	11
2.2.1	Mechanische Betäubungsverfahren	12
2.2.2	Elektrische Betäubungsverfahren	13
2.2.3	Hypothermie	14
2.2.4	Sonstige Betäubungsverfahren	16
3	Material und Methoden	16
3.1	Versuchsaufbau	16
3.1.1	Herkunft der Fische	17
3.1.2	Hälterung.....	17
3.1.3	Kennzeichnung, Sedation, Blutentnahme und Probenbearbeitung	18
3.1.4	Vorkühlung	19
3.1.5	Betäubungsversuch.....	19
3.2	Versuch 0 (Vorversuch Methodenprüfung).....	20
3.3	Versuch 1a (Vergleich verschiedener Methoden der Eiswasserbehandlung).....	22
3.4	Versuch 1b (Vergleich verschiedener Methoden der Vorkühlung mit anschließender Eiswasserbehandlung)	23
3.5	Versuch 2 (Elektrobetäubung).....	23
3.6	Versuch 3 (Kombination von Elektrobetäubung und Eiswasserbehandlung)	24
3.7	Versuch 4 (Erprobung im Praxisbetrieb).....	25
3.8	Statistische Auswertung	25
4	Ergebnisse	26
4.1	Ergebnisse Versuch 0 (Vorversuch Methodenprüfung).....	26
4.2	Ergebnisse Versuch 1a (Vergleich verschiedener Methoden der Eiswasserbehandlung).....	27
4.3	Ergebnisse Versuch 1b (Vergleich verschiedener Methoden der Vorkühlung mit anschließender Eiswasserbehandlung)	39
4.4	Ergebnisse Versuch 2 (Elektrobetäubung).....	49
4.5	Ergebnisse Versuch 3 (Kombination von Elektrobetäubung und Eiswasserbehandlung)	56
4.6	Ergebnisse Versuch 4 (Erprobung im Praxisbetrieb).....	62
5	Diskussion	67
5.1	Untersuchungsmethodik.....	67
5.2	Eiswasserbehandlung und Vorkühlung	69
5.3	Elektrobetäubung	73
5.4	Kombination von Elektrobetäubung und Eiswasserbehandlung.....	75
5.5	Abschließende Diskussion und Schlussfolgerungen	76
6	Zusammenfassung	78
7	Literaturverzeichnis	80
8	Anlagen	84

Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1:	Versuchsablauf	17
Abbildung 2:	Position der IPTT-Transponder	18
Abbildung 3:	Maximale Reaktionszeit (in Minuten) nach Beginn der Eiswasserbehandlung (alle Tests incl. Atembewegung und selbstständiges Halten des Gleichgewichts) (Versuch 1a; n = 33 Tiere je Variante)	28
Abbildung 4:	Maximale Reaktionszeit (in Minuten) nach Beginn der Eiswasserbehandlung (ohne Berücksichtigung von Atembewegungen und des Vermögens, das Gleichgewicht selbstständig zu halten) (Versuch 1a; n = 33 Tiere je Variante)	29
Abbildung 5:	Körpertemperatur (°C) während der Eiswasserbehandlung in Abhängigkeit von der Variante der Eiswasserbehandlung (Versuch 1a; n = 33 je Variante)	30
Abbildung 6:	Herzfrequenz der Welse in Schlägen pro Minute während der Eiswasserbehandlung (Versuch 1a; n = 33 je Variante)	31
Abbildung 7:	Vergleich der Cortisolwerte (ng/ml) nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C und nach Eiswasserbehandlung (Versuch 1a; n = 33 je Variante)	33
Abbildung 8:	Vergleich der Glukosewerte (mmol/l) nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C und nach Eiswasserbehandlung (Versuch 1a; n = 33 je Variante)	34
Abbildung 9:	Vergleich der Laktatwerte (mmol/l) nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C und nach Eiswasserbehandlung (Versuch 1a; n = 33 je Variante)	35
Abbildung 10:	Vergleich der Natriumwerte (mmol/l) nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C und nach Eiswasserbehandlung (Versuch 1a; n = 33 je Variante)	36
Abbildung 11:	Vergleich der Kaliumwerte (mmol/l) nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C und nach Eiswasserbehandlung (Versuch 1a; n = 33 je Variante)	37
Abbildung 12:	Vergleich der Chloridwerte (mmol/l) nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C und nach Eiswasserbehandlung (Versuch 1a; n = 33 je Variante)	38
Abbildung 13:	Maximale Reaktionszeit (in Minuten) nach Beginn der Eiswasserbehandlung (alle Tests incl. Atembewegung und selbstständiges Halten des Gleichgewichts) (Versuch 1b; n = 81)	41
Abbildung 14:	Maximale Reaktionszeit (in Minuten) nach Beginn der Eiswasserbehandlung (ohne Berücksichtigung von Atembewegungen und des Vermögens, das Gleichgewicht selbstständig zu halten) (Versuch 1b; n = 81)	41
Abbildung 15:	Körpertemperatur (°C) während der Eiswasserbehandlung in Abhängigkeit von der Vorkühltemperatur (Versuch 1b; n = 97)	42
Abbildung 16:	Herzfrequenz (Schläge pro Minute) während der Eiswasserbehandlung in Abhängigkeit von der Vorkühltemperatur (Versuch 1b; n = 97)	43
Abbildung 17:	Vergleich der Cortisolwerte (ng/ml) nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C, nach Vorkühlung und nach Eiswasserbehandlung in Abhängigkeit von der Vorkühltemperatur (Versuch 1b; n = 97)	46
Abbildung 18:	Vergleich der Glukosewerte (mmol/l) nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C, nach Vorkühlung und nach Eiswasserbehandlung in Abhängigkeit von der Vorkühltemperatur (Versuch 1b; n = 97)	46
Abbildung 19:	Vergleich der Natriumwerte (mmol/l) nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C, nach Vorkühlung und nach Eiswasserbehandlung in Abhängigkeit von der Vorkühltemperatur (Versuch 1b; n = 97)	47
Abbildung 20:	Vergleich der Kaliumwerte (mmol/l) nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C, nach Vorkühlung und nach Eiswasserbehandlung in Abhängigkeit von der Vorkühltemperatur (Versuch 1b; n = 97)	47
Abbildung 21:	Vergleich der Chloridwerte (mmol/l) nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C, nach Vorkühlung und nach Eiswasserbehandlung in Abhängigkeit von der Vorkühltemperatur (Versuch 1b; n = 97)	48
Abbildung 22:	Herzfrequenz (Schläge pro Minute) in Abhängigkeit von der Variante der Elektrobetäubung (Versuch 2; n _{Var. 1} = 31, n _{Var. 2} = 30)	51
Abbildung 23:	Strommarken am Elektrodenansatz (Variante 2: Trockenbetäubung)	51
Abbildung 24:	Vergleich der Cortisolwerte (ng/ml) nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C, nach Vorkühlung und nach Elektrobetäubung in Abhängigkeit von der Variante der Elektrobetäubung (Versuch 2; n = 62)	53

Abbildung 25:	Vergleich der Glukosewerte (mmol/l) nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C, nach Vorkühlung und nach Elektrobetäubung in Abhängigkeit von der Variante der Elektrobetäubung (Versuch 2; n = 62).....	53
Abbildung 26:	Vergleich der Natriumwerte (mmol/l) nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C, nach Vorkühlung und nach Elektrobetäubung in Abhängigkeit von der Variante der Elektrobetäubung (Versuch 2; n = 62).....	54
Abbildung 27:	Vergleich der Kaliumwerte (mmol/l) nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C, nach Vorkühlung und nach Elektrobetäubung in Abhängigkeit von der Variante der Elektrobetäubung (Versuch 2; n = 62).....	54
Abbildung 28:	Vergleich der Chloridwerte (mmol/l) nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C, nach Vorkühlung und nach Elektrobetäubung in Abhängigkeit von der Variante der Elektrobetäubung (Versuch 2; n = 62).....	55
Abbildung 29:	Maximale Reaktionszeit (in Minuten) nach Beginn der Eiswasserbehandlung (mit und ohne Berücksichtigung von Atembewegungen sowie des Vermögens, das Gleichgewicht selbstständig zu halten) (Versuch 3; n = 30).....	56
Abbildung 30:	Körpertemperatur (°C) während der Eiswasserbehandlung (Versuch 3; n = 30)	58
Abbildung 31:	Herzfrequenz (Schläge pro Minute) während der Eiswasserbehandlung (Versuch 3; n = 30)	58
Abbildung 32:	Vergleich der Cortisolwerte (ng/ml) zu verschiedenen Blutentnahmezeitpunkten (Versuch 3; n = 30)	59
Abbildung 33:	Vergleich der Glukosewerte (mmol/l) zu verschiedenen Blutentnahmezeitpunkten (Versuch 3; n = 30)..	60
Abbildung 34:	Vergleich der Natriumwerte (mmol/l) zu verschiedenen Blutentnahmezeitpunkten (Versuch 3; n = 30) ..	60
Abbildung 35:	Vergleich der Kaliumwerte (mmol/l) zu verschiedenen Blutentnahmezeitpunkten (Versuch 3; n = 30)....	61
Abbildung 36:	Vergleich der Chloridwerte (mmol/l) zu verschiedenen Blutentnahmezeitpunkten (Versuch 3; n = 30) ...	62
Abbildung 37:	Maximale Reaktionszeit (in Minuten) nach Beginn der Eiswasserbehandlung (mit und ohne Berücksichtigung von Atembewegungen und des Vermögens, das Gleichgewicht selbstständig zu halten) (Versuch 4; n = 30).....	63
Abbildung 38:	Herzfrequenz (Schläge pro Minute) während der Eiswasserbehandlung (Versuch 4; n = 30)	64
Abbildung 39:	Vergleich der Cortisolwerte (ng/ml) nach Vorkühlung und nach Betäubung (Versuch 4; n = 30).....	64
Abbildung 40:	Vergleich der Glukosewerte (mmol/l) nach Vorkühlung und nach Betäubung (Versuch 4; n = 30)	65
Abbildung 41:	Vergleich der Natriumwerte (mmol/l) nach Vorkühlung und nach Betäubung (Versuch 4; n = 30).....	66
Abbildung 42:	Vergleich der Kaliumwerte (mmol/l) nach Vorkühlung und nach Betäubung (Versuch 4; n = 30)	66
Abbildung 43:	Vergleich der Chloridwerte (mmol/l) nach Vorkühlung und nach Betäubung (Versuch 4; n = 30).....	67
Abbildung 44:	Vergleich der Cortisolwerte (ng/ml) nach Eiswasserbehandlung (Versuch 1b; n _{untersucht} = 17, n _{nicht untersucht} = 16)	87
Abbildung 45:	Sagitalschnitt durch den Welskopf, MRT, T2	88
Abbildung 46:	Sagitalschnitt durch den Welskopf, Schädelhöhle ausgeräumt.....	88
Abbildung 47:	Vergleich der Cortisolwerte (ng/ml) nach 24 Stunden bei 24 °C bei Blutentnahme unter MS-222-Sedation und bei Blutentnahme unter manueller Fixierung des Fisches (Versuch 3; n = 30).....	89

Tabellenverzeichnis

Tabelle 1:	Versuchsaufbau	17
Tabelle 2:	Blutchemische Parameter.....	19
Tabelle 3:	Klinische Tests.....	21
Tabelle 4:	Varianten der Eiswasserbehandlung	22
Tabelle 5:	Ergebnisse des Tests ‚Reaktion auf Schmerzstimulus‘ (Kneifen in die Bartel) an nicht betäubten Tieren	26
Tabelle 6:	Cortisolwerte in ng/ml im Versuch 0.....	27
Tabelle 7:	Maximale Reaktionszeit (in Minuten) nach Beginn der Eiswasserbehandlung (Versuch 1a; n = 33 Tiere je Variante).....	27
Tabelle 8:	Maximale Reaktionszeit (in Minuten) nach Beginn der Eiswasserbehandlung (Versuch 1b; n = 81).....	40
Tabelle 9:	Betäubungsparameter Versuch 2	49
Tabelle 10:	Anzahl an Welsen mit positiven Reaktionen auf klinische Tests in den ersten fünf Minuten nach Elektrobetäubung für Variante 1 (nass) und Variante 2 (trocken) (Versuch 2; n _{Var. 1} = 31, n _{Var. 2} = 30).....	50
Tabelle 11:	Betäubungsparameter Versuch 3	57
Tabelle 12:	Betäubungsparameter Versuch 4	62
Tabelle 13:	Untersuchungsprotokoll	84
Tabelle 14:	Blutparameter der einzelnen Teilversuche.....	85
Tabelle 15:	Sensorische Untersuchung von Welsen (Versuch 3: Kombination von Elektrobetäubung und Eiswasserbehandlung).....	90

Abkürzungsverzeichnis

A	Ampere
A.	Arteria
Abb.	Abbildung
ABI	Amtsblatt der Europäischen Union
Abs.	Absatz
AVMA	American Veterinary Medical Association
B	Breite
BGBI.	Bundesgesetzblatt
bzw.	beziehungsweise
Diss.	Dissertation
EFSA	European Food Safety Authority (Europäische Behörde für Lebensmittelsicherheit)
EEG	Elektroenzephalogramm
EG	Europäische Gemeinschaft
eG	eingetragene Genossenschaft
EKG	Elektrokardiogramm
EU	Europäische Union
FAO	Food and Agriculture Organization of the United Nations (Ernährungs- und Landwirtschaftsorganisation der Vereinten Nationen)
H	Höhe
h	Stunde
Hrsg.	Herausgeber
Hz	Hertz
L	Länge
mmol	Millimol
Min.	Minute
mind.	mindestens
MS-222	Tricain (Tricainmethansulfonat)
MW	arithmetisches Mittel
µl	Mikroliter
µS	Mikrosiemens
n	Anzahl
ng	Nanogramm
n. s.	nicht signifikant
OIE	World Organisation for Animal Health (Weltorganisation für Tiergesundheit)
p	probability of error (Irrtumswahrscheinlichkeit)
rpm	revolutions per minute (Umdrehungen pro Minute)
S	Seite
s	Sekunde
SD	Standardabweichung
TierSchIV	Tierschutz-Schlachtverordnung
V	Volt
V.	Vena
Var.	Variante
VER	visuell evozierte Reaktion

VO
zit.
*
Verordnung
zitiert
signifikant

1 Einleitung

1.1 Problemstellung

In Sachsen bestehen derzeit zwei Aquakulturkreislaufanlagen zur Aufzucht Afrikanischer Welse (*Clarias gariepinus*).

Entsprechend der Tierschutz-Schlachtverordnung (TierSchlV) sind Wirbeltiere vor der Tötung grundsätzlich zu betäuben (Anonym 2012a). Die für Fische zulässigen Betäubungsmethoden (Elektrobetäubung, stumpfer Schlag auf den Kopf, Verabreichung eines Stoffes mit Betäubungseffekt, Kohlendioxidexposition für Salmoniden) haben sich jedoch für die Betäubung Afrikanischer Welse in der Praxis als problematisch erwiesen.

Die Eiswasserbehandlung führt über eine Reduzierung der Körpertemperatur bei diesen wechselwarmen Tieren zu einer Immobilisierung und zu einer Reduzierung der Sensitivität gegenüber äußeren Reizen. Eine Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit wird allerdings erst nach längerer Zeit erreicht (5 bis 15 Minuten nach HELLMANN et al. 2014 bzw. 5 bis 20 Minuten nach LAMBOOIJ et al. 2006a). § 12 Abs. 1 Satz 1 TierSchlV schreibt jedoch eine schnelle Betäubungswirkung vor. Die Europäische Behörde für Lebensmittelsicherheit sieht die Behandlung in Eis oder Eiswasser unter Tierschutzgesichtspunkten kritisch (EFSA 2004).

In bisher durchgeführten Studien konnte gezeigt werden, dass eine schnelle Bewusstlosigkeit von Afrikanischen Welsen durch Stromapplikation grundsätzlich möglich ist (LAMBOOIJ et al. 2004; LAMBOOIJ et al. 2006a; SATTARI et al. 2010). Im Vergleich zu anderen Fischarten sind jedoch erheblich größere Stromstärken bzw. Stromdichten erforderlich. Bedingt durch die kurze Betäubungszeit wird die Möglichkeit zu einer effektiven und zugleich tierschutzgerechten Betäubung in der Kombination von Elektrobetäubung und einer sich unmittelbar anschließenden Eiswasserbehandlung bzw. Dekapitation gesehen (LAMBOOIJ et al. 2006b; SATTARI et al. 2010).

Der Kopfschlag eignet sich bedingt für die Betäubung von Welsen bei der Einzelschlachtung (BAICI 2004; FAO 2004). Der stark ausgebildete Schädelknochen erschwert den unmittelbaren Verlust des Wahrnehmungs- und Empfindungsvermögens. Als weitere mechanische Verfahren zur Betäubung von Afrikanischen Welsen wurden die Eignung einer Druckluftpistole (LAMBOOIJ et al. 2003) und von Bolzenschussgeräten (WEDEKIND et al. 2014) untersucht. Die Autoren weisen dabei auf Probleme bei der praktischen Umsetzung hin (Einzeltierfixierung, genaue Lokalisierung des Gehirns).

Ein praxistaugliches Verfahren zur Betäubung Afrikanischer Welse, das den Anforderungen der Tierschutzschlachtverordnung gerecht wird, ist damit im Moment noch nicht verfügbar.

1.2 Zielstellung

Inhalt dieser Studie war die Bearbeitung zweier Arbeitspakete. Daraus ergaben sich die folgenden beiden grundsätzlichen Zielstellungen:

1. Erprobung und Optimierung von geeigneten Betäubungsverfahren für die Schlachtung Afrikanischer Welse (*Clarias gariepinus*)
2. Erarbeitung eines Leitfadens für die Durchführung der Schlachtung Afrikanischer Welse in Aquakulturbetrieben

In Vorbereitung der Projektrealisierung wurde eine projektbegleitende Arbeitsgruppe mit Vertretern folgender Institutionen gebildet:

- Universität Leipzig, Institut für Tierhygiene und Öffentliches Veterinärwesen (Projektdurchführung)
Vertreter: Prof. Dr. Uwe Truyen, Dr. Gerd Möbius, Luise Gaede
- Sächsische Tierseuchenkasse, Fischgesundheitsdienst
Vertreter: Dr. Grit Bräuer
- Sächsisches Landesamt für Umwelt, Landwirtschaft und Geologie, Referat Fischerei
Vertreter: Dr. Gert Füllner, Matthias Pfeifer

1.2.1 Erprobung und Optimierung geeigneter Betäubungsverfahren für die Schlachtung Afrikanischer Welse (*Clarias gariepinus*)

Die Untersuchungen zur Erprobung und Optimierung von geeigneten Betäubungsverfahren für die Schlachtung Afrikanischer Welse (*Clarias gariepinus*) wurden mit dem Ziel geführt, Verfahren zu entwickeln, die eine tierschutzgerechte und rechtskonforme Betäubung von Welsen in der industriellen Schlachtung ermöglichen.

Eine tierschutzgerechte Betäubung erfordert einen unmittelbaren Eintritt der Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit sowie die Gewährleistung dieses Zustandes bis zur Tötung. Gleichzeitig soll die Belastung der Welse in diesem Verfahren so gering wie möglich sein. Zur Entwicklung geeigneter Betäubungsverfahren wurden die folgenden Teilziele verfolgt:

- Prüfung bzw. Validierung der Eiswassermethode durch Variation der Rahmenbedingungen (insbesondere Temperatur und Verhältnis Wasser – Eis – Fisch)
- Prüfung bzw. Validierung der Vorkühlung durch Variation der Vorkühltemperaturen
- Prüfung und Validierung der Elektrobetäubung
- Prüfung und Validierung der Kombination aus Elektrobetäubung und Eiswasserbehandlung
- Prüfung des Betäubungsverfahrens in der Praxis

1.2.2 Erarbeitung eines Leitfadens für die Durchführung der Schlachtung Afrikanischer Welse

Die Bearbeiter wurden vom Sächsischen Staatsministerium für Umwelt und Landwirtschaft beauftragt, nach Vorliegen der Ergebnisse des Arbeitspaketes 1 einen Leitfaden für die künftige Durchführung der Betäubung und Schlachtung Afrikanischer Welse in Sachsen zu erarbeiten, der als Verfahrensanweisung in welsproduzierenden Aquakulturbetrieben dienen kann.

Die Erarbeitung des Leitfadens obliegt der Projektarbeitsgruppe in Zusammenarbeit mit der Landesdirektion Sachsen.

2 Literaturübersicht

2.1 Biologische Grundlagen

Der Afrikanische Wels (*Clarias gariepinus*) gehört zur Familie der Raubwelse (*Clariidae*).

Er kommt in warmen Fließgewässern sowie in Teichen, Seen und Sümpfen in Afrika sowie Vorder- und Westasien (u. a. in Jordanien, Libanon, Israel, Syrien, Südtürkei) vor (Anonym 2015; VITULE et al. 2006). Mittlerweile ist er auch in Südeuropa und Südamerika zu finden.

Beim Afrikanischen Wels handelt es sich um einen fakultativen Luftatmer (BELAO et al. 2011), der neben den Kiemen über ein speziell dafür ausgebildetes Atmungsorgan verfügt, mit dem auch Sauerstoff aus der Luft aufgenommen werden kann. Diese Suprabranchialorgane sind knöchern gestützte, gut durchblutete Oberflächenvergrößerungen der Pharynxschleimhaut oberhalb der Kiemenbögen. Damit können sie die Trockenzeit in ausgetrockneten Gewässern überleben.

Nach BRUTON (1979) beträgt die Wassertemperatur im natürlichen Habitat der Afrikanischen Welse zwischen 18 und 28 °C. Aber auch Temperaturen bis 8 °C sollen toleriert werden.

Welse sind Allesfresser (Plankton, Insekten, Schnecken, Würmern, Krebse, Muscheln, kleine Fische, Wasserpflanzen, Vögel und kleine Säugetiere). Ca. 70 % der Futteraufnahmeaktivitäten finden nachts statt. Vier Paare von Barteln dienen zur Orientierung im Dunkeln.

Bei idealen Lebensbedingungen können sie bis zu 1,7 m groß und 30 kg schwer werden.

Die Knochen des Neurocraniums sind bei Afrikanischen Welsen sehr massiv ausgebildet und schirmen das Gehirn wirkungsvoll vor äußeren Einflüssen ab. Das Gehirn ist in eine fett- bzw. gallertartige Masse eingebettet (HELLMANN et al. 2014).

2.2 Betäubungsverfahren

Entsprechend dem Tierschutzgesetz (§ 4) und der bundesdeutschen Tierschutz-Schlachtverordnung (TierSchlV, § 12) sind Wirbeltiere vor der Tötung bzw. Schlachtung grundsätzlich zu betäuben (Anonym 2012a; Anonym 2014). Die Betäubung soll dabei schnell und unter Vermeidung von Schmerzen oder Leiden zu einem bis zum Tod anhaltenden Zustand der Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit führen.

Zulässige Betäubungsmethoden für Fische sind nach Tierschutz-Schlachtverordnung (Anlage 1 Nr. 9):

- stumpfer Schlag auf den Kopf
- Elektrobetäubung
- Verabreichung eines Stoffes mit Betäubungseffekt
- Kohlendioxidexposition (nur für Salmoniden)

Die Verordnung (EG) Nr. 1099/2009 des Rates über den Schutz von Tieren zum Zeitpunkt der Tötung enthält nur allgemeine Regelungen für Fische. So wird im Artikel 3 gefordert, dass bei der Tötung bzw. Schlachtung und damit zusammenhängenden Tätigkeiten Fische vor vermeidbaren Schmerzen, Stress und Leiden verschont bleiben sollen. Methoden zur Betäubung bzw. Tötung von Fischen werden nicht aufgeführt (Anonym 2009). Die Notwendigkeit zur Festlegung detaillierter Vorschriften für Fische wird gesehen, gleichzeitig allerdings auf unzureichende wissenschaftliche Erkenntnisse verwiesen. Weitere Initiativen der Gemeinschaft sollen sich auf eine wissenschaftliche Bewertung der EFSA zur Schlachtung und Tötung von Fischen stützen.

Bisher hat die EFSA sieben artspezifische Gutachten zu den Tierschutzaspekten von Betäubungs- und Tötungsmethoden für Zuchtfische veröffentlicht. Im Einzelnen betrifft dies den Roten Thun, den Karpfen, den Atlantischen Lachs, die Regenbogenforelle, den Steinbutt, den Aal, den Europäischen Wolfsbarsch und die Goldbrasse (EFSA 2009a, 2009b, 2009c, 2009d, 2009e, 2009f, 2009g). Mit diesen Arbeiten wird das Gutachten zu Tierschutzaspekten des Betäubens und Tötens der wichtigsten kommerziell genutzten Tierarten aus dem Jahr 2004, in dem allgemeine Schlussfolgerungen und Empfehlungen enthalten sind, aktualisiert. Ein Gutachten zur Betäubung und Schlachtung des Afrikanischen Welses existiert allerdings noch nicht.

Die Betäubung soll unmittelbar einen Zustand der Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit hervorrufen, der bis zum Tod anhält (AVMA 2013; EFSA 2004; OIE 2015). Erfolgt der Verlust der Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit nicht unmittelbar, darf das Betäubungsverfahren keine Schmerzen, Leiden bzw. Stress verursachen (EFSA 2004). Die American Veterinary Medical Association (AVMA 2013) zieht als Beurteilungskriterium neben der Zeit bis zum Eintritt der Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit auch die Fähigkeit der betreffenden Methode, während des Zeitraumes bis zum Verlust der Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit und bis zum Tod mit so wenig Schmerzen und Leiden wie möglich für das Tier verbunden zu sein, heran.

Die EFSA sieht in ihren Gutachten zur Betäubung von Atlantischem Lachs, Regenbogenforelle, Steinbutt, Wolfsbarsch und Goldbrasse die Forderung nach einem unmittelbaren Eintritt der Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit gegeben, wenn dieser in weniger als einer Sekunde erfolgt (EFSA 2009a, 2009b, 2009c, 2009g).

Aus der Sicht des Tierschutzes ist eine irreversible Betäubung vorzuziehen, die unmittelbar zum Tod des Tieres führt, weil ein Wiedererlangen der Empfindungs- und Wahrnehmungsfähigkeit vor bzw. bei dem Entblutungsverfahren damit ausgeschlossen werden kann (Anonym 2012b).

2.2.1 Mechanische Betäubungsverfahren

Eine mechanische Betäubung erfolgt ohne oder mit einer unmittelbaren Zerstörung von Gehirnstrukturen. Durch einen Schlag auf den Kopf kann eine schwere Gehirnerschütterung verbunden mit einer Betäubung hervorgerufen werden. Eine Betäubung verbunden mit einer unmittelbaren Zerstörung von Gehirnstrukturen wird durch eine Penetration des Schädelknochens erreicht. Dabei dringen ein Dorn, eine Nadel bzw. ein Bolzen durch Druck in den Schädel ein und zerstören Teile des Gehirns. An Schweinen wurde die Möglichkeit der mechanischen Betäubung durch einen Hochdruckwasserstrahl untersucht (SCHATZMANN et al. 1990; LAMBOOIJ & SCHATZMANN 1994). Die Schweine wurden dabei nicht nur betäubt, sondern durch die massive Zerstörung des Gehirns gleichzeitig getötet. Das Verfahren erreichte allerdings keine Praxisreife.

Der Kopfschlag ist für die Betäubung von Fischen zugelassen, eignet sich aber nur bedingt für die Betäubung von größeren Fischen bzw. Fischen mit starken Kopfknochen (FAO 2004; BAICI 2004). Der stark ausgebildete Schädelknochen der Afrikanischen Welse erschwert den unmittelbaren Verlust des Wahrnehmungs- und Empfindungsvermögens. Eine sichere Betäubung wird hierbei nur erreicht, wenn der Schlag mit großem

Kraftaufwand auf die richtige Stelle des Kopfes ausgeführt wird (HELLMANN et al. 2014). Durch den Betäubungsschlag kann es zu Verletzungen des Atemorgans verbunden mit erheblichen Belastungen für die Fische kommen. Untersuchungen an Köpfen von Welsen zeigten eine sehr massive Knochenlage des Neurocraniums, welches das Gehirn umschließt (HELLMANN et al. 2014). Das Gehirn ist darüber hinaus in einen Fettkörper eingebettet. SENGMÜLLER-SIEBER (1999) benötigte in ihren Untersuchungen mehrere Kopfschläge, um die eingesetzten Europäischen Welse zu betäuben.

Darüber hinaus ist die Betäubung per Kopfschlag für die Schlachtung einer großen Zahl von Fischen unter praktischen Gesichtspunkten problematisch (HOFFMANN & OIDTMANN 1997). In der Lachsindustrie werden allerdings halb automatische Verfahren eingesetzt, die bei richtigen Einstellungen eine hohe Quote korrekt betäubter Lachse (99 %) erreichen (EFSA 2004).

WEDEKIND et al. (2014) prüften die Eignung zweier Bolzenschussgeräte für die Betäubung von Afrikanischen Welsen. Der eingesetzte Kleintierschussapparat mit Federzug führte nur bei Welsen bis 900 g Lebendmasse zu einer Durchdringung des Schädeldaches. Größere Welse (≥ 900 g) konnten mit einem explosionsgesteuerten Bolzenschussgerät für Ziegen und Schafe unmittelbar und zuverlässig betäubt werden. Voraussetzung dafür waren allerdings die sichere Fixierung der einzelnen Welse und die korrekte Platzierung des Bolzenschussgerätes unmittelbar über dem Gehirn.

HELLMANN et al. (2014) wiesen darauf hin, dass eine genaue Lokalisation des Gehirns schwierig ist und damit ein hohes Risiko für eine falsche Ausführung verbunden mit schwersten Verletzungen der Welse ohne Wahrnehmungsverlust besteht.

Ein weiteres mechanisches Verfahren zur Betäubung von Welsen stellt der Einsatz einer Druckluft-Nadelpistole („captive needle pistol“) dar. LAMBOOIJ et al. (2003) konnten damit 93 % der untersuchten Afrikanischen Welse effektiv betäuben (Bewertung auf der Grundlage der ermittelten EEG), wenn der Schussapparat korrekt angesetzt wurde. Die Betäubung beruhte hier weniger auf der Zerstörung des Gehirns beim Eindringen der Nadel in den Schädel (mit Druck von 8 bar) als vielmehr auf der über 1,5 s injizierten Luft mit einem Druck von 3 bar. Nach der Betäubung zeigten die Welse für 38 ± 50 s unkoordinierte krampfartige Schwimmbewegungen.

Die Druckluftpistole wurde auch erfolgreich hinsichtlich ihrer Eignung zur Betäubung von Aalen erprobt (LAMBOOIJ et al. 2002a).

Als mechanisches Verfahren zugelassen ist nach der bundesdeutschen Tierschutz-Schlachtverordnung lediglich der stumpfe Schlag auf den Kopf.

2.2.2 Elektrische Betäubungsverfahren

Untersuchungen an verschiedenen Fischarten (u. a. Atlantischer Kabeljau, Steinbutt, Aal, Europäischer Wolfsbarsch, Forelle, Atlantischer Lachs) konnten zeigen, dass die elektrische Betäubung zu einem Verlust des Wahrnehmungs- und Empfindungsvermögens führen kann (LAMBOOIJ et al. 2013; DIGRE et al. 2010; MORZEL et al. 2002). In Abhängigkeit von den Parametern (Feldstärke, Spannung, Stromstärke, Frequenz, Wechsel- oder Gleichstrom, Stromflusszeit) kommt es zu einer mehr oder weniger ausgeprägten Bewusstlosigkeit oder sogar zum Tod der Fische.

Bei nicht ausreichender Feldstärke bzw. Stromstärke kann eine Immobilisation der Fische auftreten, ohne dass eine Bewusstlosigkeit eintritt. Nach Einwirkung des Stromes zeigen die Tiere nicht die üblichen tonisch-klonischen Krämpfe, sondern vielmehr eigeninitiierte Bewegungen (KESTIN et al. 2002).

Für einige Fischarten werden bereits automatisierte Verfahren eingesetzt (DIGRE et al. 2010).

Die Elektrobetäubung kann auch beim Wels zu einem mit Bewusstlosigkeit einhergehenden, generalisierten epileptiformen Anfall, verbunden mit dem sofortigen Verlust des Wahrnehmungs- und Empfindungsvermögens, führen. LAMBOOIJ et al. (2004) erreichten bei der reinen Kopfdurchströmung mit relativ hoher Stromdichte (629 ± 180 mA, 362 ± 32 V, 50 Hz, über 1,2 s) eine effektive Betäubung bei 91 % (Nachweis über EEG) der 37 untersuchten Welse. Allerdings konnte der Zustand der Wahrnehmungslosigkeit nur für 23 ± 8 s aufrechterhalten werden, sodass im Anschluss ein sofortiges Entbluten oder ein Verbringen in Eiswasser erfolgen sollte.

SATTARI et al. (2010) erreichten mit Kontaktelektroden am Kopf bei einer Kombination von Gleich- und Wechselstrom ($0,36 \pm 0,23$ A/dm², 150 V, 100 Hz) für 1 s eine effektive Betäubung von 78 % der Welse (n = 28). Die Autoren untersuchten ebenfalls die Kombination von Elektrobetäubung (150 V für ca. 5 s) und anschließender Eiswasserbehandlung bzw. von Elektrobetäubung (150 V für ca. 9 s) und anschließender Dekapitation. Auf der Grundlage ihrer Ergebnisse empfehlen die Autoren die Kombination aus elektrischer Kopfdurchströmung und einer nachfolgenden Dekapitation.

Neben der Kopfdurchströmung als so genannte trockene Betäubung werden Fische auch im Wasserbad elektrisch betäubt. Im Gegensatz zu anderen Fischarten sind allerdings sehr hohe Stromdichten erforderlich. LAMBOOIJ et al. (2006a) untersuchten die Elektrobetäubung von Einzeltieren im Wasserbad (Leitfähigkeit 500 µS) bei einer Stromdichte von $1,5$ A/dm² (300 V, 50 Hz) für 5 s mit sich anschließender Dekapitation bzw. Lebendkühlung. 91 % der Tiere konnten dabei effektiv betäubt und getötet werden. Die elektrisch betäubten und anschließend gekühlten Tiere zeigten auch nach Umsetzen in Wasser mit einer Temperatur von 20 °C keine Erholungserscheinungen.

LAMBOOIJ et al. (2006b) konnten in einem weiteren Versuch durch elektrische Betäubung im Wasserbad (ca. $1,6$ A/dm², 300 V, 50 Hz, 876 µS, Stromflussdauer 1 s) einen epileptiformen Anfall von 28 ± 8 s bei mindestens 88 % der Welse erreichen. Die Autoren empfehlen eine sich unmittelbar an die Elektrobetäubung anschließende Dekapitation der Welse.

HELLMANN et al. (2014) simulierten die elektrische Durchströmung des Kopfes beim Wels. Die Berechnungen weisen darauf hin, dass die anatomischen Gegebenheiten der Afrikanischen Welse (massive Anlage des Schädels, Einbettung des Gehirns in eine fettartige Masse) zu einer Abschirmung des Gehirns vom angelegten elektrischen Feld führen. Die Autoren schlussfolgern, dass die Elektrobetäubung keine sichere Betäubungsmethode für Welse darstellt, weil keine ausreichende Durchströmung des Gehirns und damit auch keine sichere Betäubung gewährleistet werden kann.

2.2.3 Hypothermie

Die Lebendkühlung führt über eine Reduzierung der Körpertemperatur bei wechselwarmen Tieren zu einer Immobilisierung und zu einer Reduzierung der Sensitivität gegenüber äußeren Reizen.

Bei Farmfischen stellt die Eiswasserkühlung (Ice-live-chilling) eine verbreitete Methode dar, weil sie mit arbeitswirtschaftlichen und lebensmittelhygienischen Vorteilen verbunden ist. So können eine große Zahl von

Tieren gleichzeitig betäubt und die Fische danach besser weiterverarbeitet werden (Entschleimen, Kühlung). Für viele Arten liegen Untersuchungsergebnisse vor: Regenbogenforelle (KESTIN et al. 1991), Steinbutt (MORZEL et al. 2002; LAMBOOIJ et al. 2013), Afrikanischer Wels (LAMBOOIJ et al. 2006a; LAMBOOIJ et al. 2006b; SATTARI et al. 2010), Aal (LAMBOOIJ et al. 2002b), Atlantischer Lachs (SKJERVOLD et al. 2001). Allerdings wird bei der Eiswasserkühlung der Zustand der Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit nicht unmittelbar, sondern erst nach längerer Zeit erreicht. Außerdem liegen Nachweise vor, dass der Vorgang für die Tiere mit Stress verbunden ist. Darauf weisen gestiegene Cortisolspiegel hin (HELLMANN et al. 2014; SKJERVOLD et al. 2001). Andere Anzeichen von Stress wie eine gesteigerte Herzfrequenz konnten ebenso beobachtet werden (LAMBOOIJ et al. 2006b). Nach Einschätzung der EFSA sollte die Eiswassermethode deshalb nicht als Betäubungsmethode eingesetzt werden.

In Untersuchungen von LAMBOOIJ et al. (2006b) zeigten Afrikanische Welse nach dem Einsetzen in $0,1 \pm 0,5$ °C kaltes Eiswasser aversive Schwimmbewegungen, gefolgt von klonischen Muskelkrämpfen und einer deutlichen (möglicherweise stressinduzierten) Tachykardie, sowie letztendlich einer Bewegungsunfähigkeit. Bei den Welsen konnten nach 12,5 Minuten (Median, Variationsbreite von 5 bis 20 Minuten) bei einer Körpertemperatur von $13,7 \pm 2,6$ °C keine Verhaltensreaktionen auf Schmerzreize mehr festgestellt werden. Basierend auf EEG-Untersuchungen waren nach dieser Absenkung der Körpertemperatur mindestens 87 % der Welse wahrnehmungs- und empfindungslos (n = 22).

Bei den Untersuchungen von HELLMANN et al. (2014) konnte nach einer Zeitspanne von 5 bis 15 Minuten nach Einsetzen in Eiswasser ein Verlust von visuell evozierte Reaktionen (VER) im EEG als Anzeichen der Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit festgestellt werden (n = 7). Voraussetzung war ein komplettes Bedecken der Welse mit Eiswasser. Die Autoren vermuten, dass durch den thermischen Schock ein Verlust der Hirnfunktion bewirkt wird. Eine Erhöhung der Cortisolkonzentration auf $425,6 \pm 138,0$ ng/ml nach dem Einsetzen in Eiswasser (gegenüber einem Basiscortisolgehalt von $19 \pm 19,5$ ng/ml ermittelt in der Haltung bei 28 °C) spricht nach HELLMANN et al. (2014) für eine deutliche Belastungsreaktion. Ausgehend von den bisher durchgeführten Untersuchungen ist davon auszugehen, dass die Tiere bei der Lebendkühlung erst nach einem längeren Zeitraum in den Zustand der Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit übergehen und dass dieser Übergang mit Belastungen für die Tiere verbunden ist. (Im Vergleich dazu wurde bei Tieren nach dem Abfischen und Transport eine Cortisolkonzentration von $289 \pm 60,8$ ng/ml gemessen.) Die Hypothese, dass die Welse im Eisschlamm ersticken, konnte allerdings widerlegt werden, weil die Tiere sich nach Einsetzen in wärmeres Wasser wieder erholten.

GRABER (2007; zit. nach TUENGERTHAL et al. 2012) empfiehlt ein langsames Herunterkühlen der Welse auf 10 °C über 12 Stunden durch automatische Zugabe von Eis. So sollten die Fische in einen Zustand der Bewusstlosigkeit und Schmerzunempfindlichkeit und somit in einen Betäubungszustand gebracht werden. TUENGERTHAL et al. (2012) empfehlen einen Temperaturrückgang von 28 auf 10 °C innerhalb von zwei Tagen. Durch das langsame Herunterkühlen sollen im Gegensatz zum Einsetzen der Fische in Eiswasser (bei plötzlicher Temperaturänderung von 20 bzw. 15 °C auf ca. 0,1 °C) Stress reduziert und eine gute Fleischqualität garantiert werden.

Die Hypothermie bzw. Eiswasserkühlung stellt keine nach Tierschutz-Schlachtverordnung zugelassene Betäubungsmethode dar. Eine sich an eine tierschutzgerechte Betäubung anschließende Eiswasserbehandlung bei Gewährleistung des Zustands der bis zum Tod andauernden Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit wäre dagegen möglich.

2.2.4 Sonstige Betäubungsverfahren

Die Nutzung von Kohlendioxid ist nach Tierschutz-Schlachtverordnung nur für Salmoniden erlaubt.

ROBB et al. (2000a) konnten eine Empfindungslosigkeit bei Atlantischen Lachsen nach sechs Minuten in mit Kohlendioxid gesättigtem Wasser feststellen. Bei Fischarten, die resistenter gegen Kohlendioxid sind, kann dies wesentlich länger dauern. Bedingt durch den verzögerten Eintritt der Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit warnt die EFSA (2004) vor der Schlachtung immobilisierter, aber nicht ausreichend betäubter Fische.

Eine weitere zugelassene Betäubungsmethode stellt die Verabreichung eines Stoffes mit Betäubungseffekt dar. Allerdings werden dazu Stoffe benötigt, die lebensmittelhygienisch unbedenklich sind.

OETINGER (2003) untersuchte die Betäubungswirkung von Nelkenöl (Wirkstoff: Eugenol) an Regenbogenforellen und konnte dabei nur geringe Stresserscheinungen beobachten. An den Schlachtkörpern traten nur geringe Geschmacksabweichungen auf.

Auf der Basis von Eugenol wird AQUI-S™ (AQUI-S New Zealand) kommerziell in Australien, Chile und Neuseeland bei der Schlachtung als Sedativum verwendet (EFSA 2004). ROBB et al. (2000b) konnten bei Atlantischen Lachsen nach 30 Minuten eine tiefe Narkose mit AQUI-S erreichen. Weiterhin wird über die Beeinflussung der Fleischqualität beim Einsatz von Nelkenöl berichtet. Andere pflanzliche Substanzen wie der Japanische Pfeffer, die einen narkotisierenden Effekt auf Fische besitzen, werden derzeit auf ihre Eignung geprüft.

Eine Möglichkeit, Schlachttiere in sehr kurzer Zeit zu betäuben, besteht in der Anwendung von Laserstrahlen (Anonym 2000). Mit dem energiereichen Laserstrahl kann eine lokal begrenzte Zerstörung von Gewebe in weniger als einer Sekunde erreicht werden. Bei genau lokalisierter Anwendung könnte durch die Zerstörung von Gehirnarealen eine (irreversible) Betäubung erreicht werden. Voraussetzung ist die sichere Fixation des Tieres sowie Lokalisation des Gehirns.

3 Material und Methoden

3.1 Versuchsaufbau

Zur Realisierung des Arbeitspaketes 1 wurden sowohl die Eiswasser- als auch die Elektrobetäubungsmethode mit verschiedenen Modifikationen und schließlich eine Kombination aus den jeweils besten Variationen der beiden Verfahren überprüft. Tabelle 1 zeigt die dazu durchgeführten Versuche.

Der Vorversuch diente der Validierung der anzuwendenden Untersuchungsmethoden. Im Versuch 1a sollten drei verschiedene Varianten der Eiswasserbetäubung miteinander verglichen und die geeignetste ausgewählt werden. Diese Variante kam in den Versuchen 1b, 3 und 4 zum Einsatz. Im Versuch 1b wurden drei Vorkühltemperaturen hinsichtlich ihrer Auswirkungen auf die Betäubung geprüft.

Ziel des Versuches 2 war die Prüfung der Elektrobetäubung. Für den Test der kombinierten Anwendung von Elektro- und Eiswasserbetäubung im Versuch 3 kamen die ausgewählten Varianten aus den Versuchen 1a, 1b und 2 zur Anwendung. Schließlich wurde die Kombination von Elektrobetäubung und Eiswasserbehandlung im Versuch 4 unter Praxisbedingungen erprobt.

Der Tierversuch wurde durch die Landesdirektion Sachsen genehmigt (Bescheid vom 22.12.2014, Geschäftszeichen LDD24-5131/276/59, TVV 55/14).

Tabelle 1: Versuchsaufbau

Teilversuch	Untersuchungsziel
Versuch 0 (Vorversuch)	Methodenprüfung
Versuch 1a	Vergleich verschiedener Methoden der Eiswasserbehandlung
Versuch 1b	Vergleich verschiedener Methoden der Vorkühlung
Versuch 2	Erprobung der Elektrobetäubung
Versuch 3	Kombination von Elektrobetäubung und Eiswasserbehandlung
Versuch 4	Erprobung im Praxisbetrieb

3.1.1 Herkunft der Fische

Die in dieser Studie verwendeten 378 Afrikanischen Welse stammten aus der Agrargenossenschaft eG Jesewitz in Sachsen, einer Fischzuchtanlage der Fischgut Mitte eG. Die schlachtreifen Welse hatten ein Gewicht von $1,51 \pm 0,36$ kg und eine Körperlänge von $55,7 \pm 5,09$ cm (MW \pm SD). Jeder der Versuche folgte dem in Abbildung 1 dargestellten Versuchsplan.

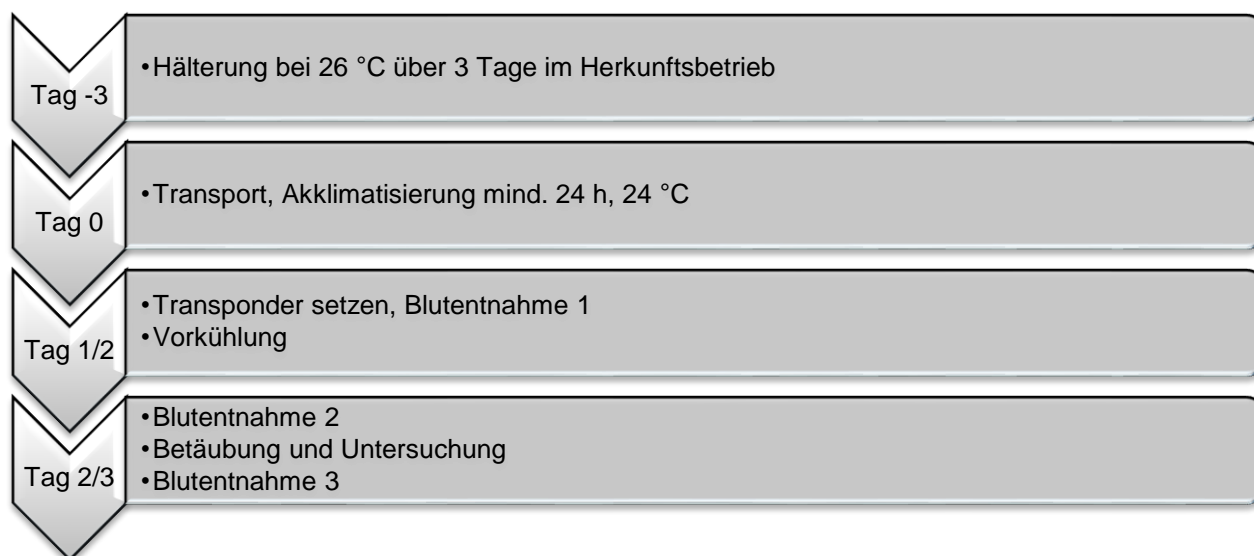


Abbildung 1: Versuchsablauf

3.1.2 Hälterung

Vor den jeweiligen Teilversuchen wurden die benötigten Clarias aus der Kreislaufanlage in Jesewitz entnommen und über ca. 72 Stunden bei einer Wassertemperatur von 26 °C im Welsproduktionsbetrieb gehältert. Der Transport der Welse an das Institut für Tierhygiene und Öffentliches Veterinärwesen erfolgte dann in mit Wasser gefüllten Euroboxen (L: 60 cm; B: 40 cm; H: 42 cm, 10 bis 12 Tiere pro Box).

Nach Ankunft wurde den Tieren eine ca. 24-stündige Akklimatisierungszeit an die Hälterungsbedingungen am Institut bei einer Wassertemperatur von 24 °C gewährt. Die Lufttemperatur betrug im Mittel 27,6 °C (Minimum:

23,9 °C, Maximum: 30,8 °C). Außerhalb der Experimentierzeiten erfolgte die Hälterung im Dunkeln. Bis zu 25 Fische wurden in je einem Aquarium mit einem Fassungsvermögen von 280 Litern gehalten, welche mit jeweils drei Filterpumpen (je zwei Fluval 405, HAGEN Deutschland GmbH & Co. KG und eine Eheim Professional 3, EHEIM GmbH & Co. KG) versehen waren. Die Aufzeichnung von Wasser- und Lufttemperatur erfolgte kontinuierlich mittels Datenlogger (Ebi 300, ebro Electronic Service Weilheim; MicroLite USB Temperature and Humidity Logger LITE5032P-RH, Fourtec). Sauerstoff-, Nitrat- und Nitritgehalt sowie der pH-Wert und die Wasserhärte wurden zweimal täglich gemessen. Mindestens einmal pro Tag erfolgte ein Teilwasserwechsel, bei Bedarf öfter.

Während der separaten Hälterung über 72 Stunden im Betrieb und während der Hälterung im Institut erfolgte keine Fütterung der Welse.

3.1.3 Kennzeichnung, Sedation, Blutentnahme und Probenbearbeitung

Zur Individualerkennung der Welse und zur Ermittlung der Körpertemperatur wurden den Welsen Transponder (Implantable Programmable Temperature Transponder: IPTT-200 bzw. 300, BioMedic Data Systems, Inc. Seaford) in die Rückenmuskulatur implantiert. Als günstig erwies sich nach Validierung im Vorversuch die Muskulatur in Höhe des Ansatzes der Rückenflosse in einem Abstand von etwa einem Zentimeter links neben der Rückenflosse und einer Tiefe von 1,5 bis 2 Zentimetern (Abbildung 2).



Abbildung 2: Position der IPTT-Transponder

Das Setzen der Transponder erfolgte nach Sedation in einem Tauchbad (150 mg Tricain [MS-222/Ethyl 3-aminobenzoate methanesulfonate, Sigma-Aldrich] pro Liter Wasser).

Am sedierten Fisch erfolgte außerdem die erste Blutentnahme. Weiterhin wurde den Clarias nach der Vorkühlung (unmittelbar vor Beginn der Betäubungsbehandlung – außer im Versuch 1a) und nach der Betäubungsbehandlung Blut entnommen (Blutentnahmen 2 und 3). Für die Blutentnahmen 2 und 3 wurden die Fische manuell fixiert.

Pro Fisch und Entnahme konnten ca. 3 bis 5 ml Blut durch Punktion der *Vena* (bzw. *Arteria*) *caudalis* gewonnen werden. Das Blut wurde auf Serummonovetten und mit Fluorid beschichtete Monovetten aufgeteilt.

Die Cortisolbestimmung wurde im Veterinär-Physiologisch-Chemischen Institut der Veterinärmedizinischen Fakultät der Universität Leipzig durchgeführt. Zuerst erfolgte die Abtrennung störender Eiweiße aus den Serumproben durch Fällung mit Alkohol. Dazu wurden jeweils 100 µl Blutserum (Doppelbestimmung) mit 900 µl Ethanol versetzt und zentrifugiert. Vom Überstand wurden 100 µl pipettiert, eingedampft und mit Phosphatpuffer aufgenommen. Für die Herstellung der Eichlösungen diente unmarkiertes Cortisol (Serva). Allen Röhrchen

wurden 100 µl verdünnte Tracerlösung (1:6000; [1,2,6,7-3H]-Cortisol, PerkinElmer) zugesetzt. Abschließend erfolgte die Zugabe eines hormonspezifischen Antikörpers (polyklonales Antiserum vom Kaninchen, labor-eigene Immunisierung [Verdünnung: 1 : 4.500]). Die Ansätze wurden vier Stunden im Eisbad inkubiert. Die anschließende Trennung von freiem und antikörpergebundenem Hormon erfolgte durch Zugabe von 500 µl einer Dextran-Aktivkohle-Suspension. Nach 15-minütigem Stehen im Eisbad und Zentrifugation bei 4 °C wurde der Überstand in Messgläsern abgegossen und mit 3 ml Szintillationsflüssigkeit (Rotiszint Mini, Carl Roth GmbH) versetzt. Die Messung der gebundenen Aktivität erfolgte im Flüssigszintillationszähler Tri-Carb 2810TR (PerkinElmer), zur Ermittlung der Hormonkonzentration in den Proben diente die Auswertesoftware „Multicalc“ (gleiche Firma).

Die weiteren Blutparameter wurden durch das Labor der Medizinischen Tierklinik der Universität Leipzig bestimmt.

Tabelle 2 gibt einen Überblick über die bestimmten blutchemischen Parameter. Durch die Kennzeichnung der Fische mittels Transponder war die Zuordnung einer jeden Probe zum jeweils beprobten Wels möglich.

Tabelle 2: Blutchemische Parameter

Parameter	Monovette	Labor	Probenbehandlung
Cortisol	Serummonovette	Veterinär-Physiologisch-Chemisches Institut	Zentrifugation 8 Minuten bei 2.000 rpm, „soft“ (Hettich Universal 30F Zentrifuge, Rotor 1424 A, Apeldoorn), Serum bei - 80 °C bis zur Untersuchung eingefroren
Natrium, Kalium, Chlorid	Serummonovette	Medizinische Tierklinik (Labor)	
Glukose, Laktat ⁽¹⁾	fluoridbeschichtete Monovette	Medizinische Tierklinik (Labor)	Zentrifugation 10 Minuten bei 3.800 rpm, sofortige Untersuchung

⁽¹⁾nur Versuch 1a

3.1.4 Vorkühlung

Der Sedation für die Transponderimplantation und die Blutentnahme 1 folgte die Vorkühlung der Fische, die für den Betäubungsversuch am nächsten Tag vorgesehen waren. Die Welse verblieben dazu im Aquarium, in dem die Wassertemperatur mit Hilfe eines Kühlers (Hailea HC 1000 A, Hailea) auf die gewünschte Vorkühltemperatur herabgesenkt wurde. Nach ca. 14-stündiger Vorkühlung wurden die Tiere am folgenden Tag im Betäubungsversuch eingesetzt. Ein Teil der Fische aus dem Versuchsteil 1b (Vergleich verschiedener Methoden der Vorkühlung) wurde lediglich über drei Stunden vorgekühlt. Die Blutentnahme 2 erfolgte an den vorgekühlten Fischen unter manueller Fixation der Tiere.

3.1.5 Betäubungsversuch

Der Test der jeweiligen Betäubungsmethode erfolgte anschließend am Einzeltier. Zur Beurteilung der Betäubungswirkung wurden 60 Sekunden nach Einsetzen in das Eiswasser (Versuche 1a, 1b, 3, 4) bzw. nach Elektrobetäubung (Versuch 2) klinische Tests durchgeführt, die über fünf Minuten im minütlichen Abstand wiederholt wurden. Sofern nach diesen fünf Minuten noch positive Reaktionen zu beobachten waren, wurden die Untersuchungen in den Versuchen 1a, 1b, 3, 4 fortgeführt, bis der Fisch auf alle klinischen Tests keine Reaktion mehr zeigte.

Tabelle 3 gibt eine Übersicht über die angewandten klinischen Tests bzw. Untersuchungen, die im Vorversuch 0 validiert und ab Versuch 1a in der aufgeführten Form eingesetzt wurden. Nach Ende der Behandlungszeit wurden die Tiere in mit Wasser gefüllte Aquarien umgesetzt (Wassertemperatur ca. 22 °C). In diesen „Aufwachbecken“ wurde mittels klinischer Tests (Tabelle 3) nach 30, 60 und 120 Minuten (120 Minuten nur Versuch 1a) verfolgt, ob und wie schnell die Welse von der Betäubung aufwachten.

Nach Ende des Versuches wurden die Tiere in einem Nelkenölbad (Eugenol, 50 mg/l Wasser) euthanasiert.

3.2 Versuch 0 (Vorversuch Methodenprüfung)

Der Versuch 0 setzte sich aus folgenden Versuchsteilen zusammen:

Test Untersuchungsmethoden und Transponder 26.01.–29.01./09.02.–13.02.2015 n = 20

Ziele des Vorversuches waren die Validierung der Untersuchungsmethoden sowie die Erprobung des Setzens und Nutzens der Transponder zur Identifizierung und Temperaturbestimmung. Die Auswahl der zu validierenden klinischen Tests im Vorversuch erfolgte in Anlehnung an das Untersuchungsprotokoll von KESTIN et al. (2002).

Zur Validierung der Untersuchungsmethoden und der Körpertemperaturmessung wurden klinische Tests an Fischen ohne Narkose, mit Narkose (MS-222), nach Vorkühlung über 14 Stunden und nach Eiswasserbehandlung durchgeführt und die Ergebnisse verglichen. Die Untersuchungen fanden nach einer 24-stündigen Akklimatisierungsphase der Welse bei 24 °C Wassertemperatur statt.

Im Ergebnis dieses Vorversuchs wurde das Untersuchungsprotokoll für die klinischen Tests (Tabelle 3) für die weiteren Versuche ausgearbeitet. Das Untersuchungsprotokoll des Versuches 0 enthielt neben den in Tabelle 3 aufgeführten Tests und Untersuchungen außerdem die Überprüfung der Schmerzreaktion durch Kneifen in die Ober- und Unterlippe mittels einer chirurgischen oder anatomischen Pinzette. Weiterhin wurden die Testergebnisse mit den Ziffern 0 bis 2 (0 = keine Reaktion gezeigt, 1 = schwache Reaktion, 2 = normale Reaktion) beurteilt.

Darüber hinaus wurden erste Cortisolwerte ermittelt (von 16 gehälteren Welsen aus der Kreislaufanlage in Jesewitz, 16 über 24 Stunden bei 24 °C am Institut gehälteren Welsen, 15 über 14 Stunden bei 15 °C vorgekühlten Welsen und von neun über 20 Minuten im Eiswasser behandelten Welsen).

Tabelle 3: Klinische Tests

Klinischer Test	Beschreibung	Durchführung	Beurteilung	Untersuchungszeitpunkt während Betäubung	Untersuchungszeitpunkt während Aufwachphase
Breathing	Regelmäßige Bewegung der Kiemendeckel/ Luftholen an der Oberfläche	Beobachtung der Atembewegungen des Fisches im Wasser	0 – nicht vorhanden 1 – schwach/unregelmäßig 2 – normal	60 Sekunden nach Einsetzen in das Eiswasser (bzw. nach Elektrobetäubung im Versuch 2) im minütlichen Abstand über fünf Minuten, ggf. länger	Minuten 30 und 60 nach Ende der Betäubungsbehandlung
Swimming	Regelmäßige, koordinierte Schwimmbewegungen	Beobachtung der Schwimmbewegungen des Fisches im Wasser	0 – nicht vorhanden 1 – leichte Bewegungen 2 – normal 3 – starke, unkoordinierte Bewegungen		
Equilibrium ohne Manipulation	Vermögen des Fisches, das Gleichgewicht ohne vorherige Manipulation zu halten	Beobachtung des Fisches im Wasser	0 – nicht vorhanden 1 – vermindert 2 – normal		
Handling	Reaktion des Fisches auf Manipulation	Kräftiges Greifen des Fisches am Schwanzansatz			
Schmerzreiz	Reaktion auf Schmerzreiz an der Bartel	Kneifen in eine Bartel mit chirurgischer Pinzette	0 – nicht vorhanden 1 – vermindert 2 – normal 3 – verstärkt		
Equilibrium nach Drehen	Vermögen des Fisches, sich nach Drehen auf den Rücken wieder aufzurichten	Drehen des Fisches auf den Rücken, Reaktion beobachten			
Eye-Roll-(Augendreh-) Reflex	Test des Vestibulo-Ocular-Reflexes	Drehen des Fisches auf die Seite, Augenstellung beobachten	0 – nicht vorhanden 1 – vermindert 2 – normal		
Temperatur	Körpertemperatur	Ablesung des Transponders in der Rückenmuskulatur mittels Lesegerät	Temperatur in °C	Unmittelbar vor der Betäubung, dann ab der 5. Minute nach Betäubung, weiter im 5-minütigen Abstand	
Herzfrequenz	Herzfrequenz	Messen der Herzfrequenz mittels Doppler-Ultraschall	Herzfrequenz in Schlägen pro Minute	Ab der 5. Minute nach Betäubung, weiter im 5-minütigen Abstand	Keine Messung

3.3 Versuch 1a (Vergleich verschiedener Methoden der Eiswasserbehandlung)

Versuch 1a (02.03.–13.03.2015) diente dem Vergleich verschiedener Varianten der Eiswasserbehandlung und der Auswahl der geeignetsten Variante. Dazu wurde das Eis-Wasser-Fisch-Verhältnis variiert, um so unterschiedliche Temperaturen im Eiswasser zu erreichen. Nach der Akklimatisierungsphase und der Vorkühlung (ab 16:00 Uhr des Vortages) wurden folgende Varianten an insgesamt 99 Tieren getestet (Tabelle 4):

Tabelle 4: Varianten der Eiswasserbehandlung

Variante	Zusammensetzung	Temperatur	n (Anzahl Fische)
Variante 1: Eiswasser 1:1	15 l Wasser + 15 kg Crasheis	+0,1 °C ± 0,2 °C	33
Variante 2: Eiswasser + Eis	Wie Variante 1, zusätzlich ein Eimer Crasheis (10 Liter / ca. 7,5 kg)	+0,1 °C ± 0,2 °C	33
Variante 3: Eiswasser + Salz	Wie Variante 1, zusätzlich 0,6 – 0,7 kg Kochsalz	–2,0 °C ± 0,5 °C	33

In den Varianten 1 und 3 wurden die Clarias einzeln in jeweils demselben „Ansatz“ Eiswasser behandelt und lediglich bei Bedarf die Temperatur durch Zugabe von Eis bzw. Salz angepasst. In Variante 2 wurde vor dem Einsetzen eines jeden Fisches ein Eimer Eiswasser entfernt und ein Eimer Crasheis dazugegeben.

Je Variante wurden drei Untergruppen getestet:

- Je 11 Tiere verblieben 10 Minuten im Eiswasser.
- Je 11 Tiere verblieben 15 Minuten im Eiswasser.
- Je 11 Tiere verblieben 20 Minuten im Eiswasser.

Die Untersuchung der Tiere erfolgte einzeln entsprechend dem Untersuchungsprotokoll. Die Messung der Körpertemperatur und der Herzfrequenz nach 15 bzw. 20 Minuten entfiel bei den Tieren, die bereits nach 10 bzw. 15 Minuten aus dem Eiswasser genommen wurden.

Die Messung der Körpertemperatur erfolgte durch Ablesen der implantierten Transponder. Die Herzfrequenz wurde mit dem Ultraschall-Doppler (Dopplex D900, Huntleigh, Kempen) bestimmt. Die Blutentnahme 2 (nach Vorkühlung) entfiel im Versuch 1a.

Der Behandlung folgten die Blutentnahme 3 und das Umsetzen in die Aufwachbecken. Die Untersuchungen im Aufwachbecken erfolgten wie beschrieben nach 30, 60 und 120 Minuten, anschließend wurden die Tiere im Nelkenölbad euthanasiert.

3.4 Versuch 1b (Vergleich verschiedener Methoden der Vorkühlung mit anschließender Eiswasserbehandlung)

Verschiedene Wassertemperaturen zur Vorkühlung der Welse wurden in Versuch 1b (13.04.–30.04.2015) getestet:

- | | |
|---|--------|
| ■ Variante 1: Vorkühlung bei 10 °C | n = 32 |
| ■ Variante 2: Vorkühlung bei 15 °C (entspricht in etwa praxisüblicher Variante) | n = 33 |
| ■ Variante 3: Vorkühlung bei 20 °C | n = 32 |

In allen drei Varianten wurde die gewünschte Vorkühltemperatur gegen 18:00 Uhr erreicht, sodass bei Beginn des Betäubungsversuches am folgenden Tag um 08:00 Uhr die Fische mindestens 14 Stunden bei niedrigerer Temperatur gehältert waren. In der 10 °C-Vorkühlungsvariante wurde ein Teil der Clarias (n = 20 von 32 Tieren) allerdings nur über drei Stunden vorgekühlt. Die Abkühlung verlief gleichmäßig mit einem Temperaturabfall von ca. 2 bis 2,5 °C pro Stunde.

Die anschließende Eiswasserbehandlung erfolgte wie in Variante 1 des Versuches 1a über 20 Minuten und entsprechend dem Untersuchungsprotokoll. Eine Ausnahme waren 16 Fische aus der Vorkühlungsvariante 15 °C, die im Eiswasser nicht untersucht wurden, um eventuelle Einflüsse durch die Manipulation des Untersuchers auf den Zeitpunkt des Betäubungseintrittes und auf die blutchemischen Parameter zu ermitteln.

Blutentnahmen erfolgten dreimalig wie beschrieben.

Die Untersuchungen im Aufwachbecken fanden entsprechend dem Protokoll nach 30 und 60 Minuten statt, anschließend wurden die Tiere im Nelkenölbad euthanasiert.

3.5 Versuch 2 (Elektrobetäubung)

Der Versuch 2 (13.05.–05.06.2015) diente der Validierung der Elektrobetäubungsmethode. Für eine Elektrobetäubung im Wasserbad standen keine kommerziell verfügbaren Fischbetäubungsgeräte mit Leistungsparametern zur Verfügung, die eine ausreichende Stromdichte bzw. Betäubungsspannung (entsprechend der Angaben in der Literatur) ermöglichten. Daher wurde die Einzeltierbetäubung mittels Ansatz der Elektroden am Kopf geprüft.

Für die Erprobung der Elektrobetäubung mittels Kopfdurchströmung wurde die Kurzzeitbetäubungsanlage Typ EC-2 (KARL SCHERMER GmbH & Co. KG, Betäubungsspannung 250 V, Betäubungsstrom 1,3 A, Wechselstrom) genutzt. Die Betäubungszeit betrug vier Sekunden. Die Prüfung der Eignung des Gerätes zur Elektrobetäubung erfolgte zunächst an fünf Fischen. Mit Hilfe klinischer Tests wurde die Dauer der Betäubungswirkung ermittelt. Von drei getöteten Tieren wurden die Köpfe transversal und sagittal gesägt, um die Lage des Gehirns zu bestimmen und so die beste Ansatzstelle für die Zange zu ermitteln. Anhand dieser Schnitte wurde als Ansatzstelle für die beiden Elektroden die Mitte zwischen Auge und Ansatzstelle der Brustflosse beidseitig am Kopf festgelegt. Zur Validierung der anatomischen Details im Kopf bezüglich der Lage des Gehirns wurden auch MRT-Schnittbilder eines Welskopfes angefertigt (Anlage 4).

Die weiteren Untersuchungen zur Elektrobetäubung erfolgten nach Vorkühlung bei 15 °C in zwei Varianten:

- Variante 1: Elektrobetäubung durch Kopfdurchströmung (Wasserbad) n = 31
- Variante 2: Elektrobetäubung durch Kopfdurchströmung (Trockenbetäubung) n = 31

Für die Trockenbetäubung wurde der zu betäubende Fisch in eine Eurobox (L: 60 cm; B: 40 cm; H: 42 cm) gesetzt, auf deren Boden eine Gummimatte zur Verminderung der Rutschbewegungen des Fisches gelegt wurde. Für die Nassbetäubung wurde Wasser in die Box bis zu einem Wasserstand von ca. 9 cm gefüllt. Die Betäubung erfolgte am Einzeltier. Die Zange wurde, sobald die Eigenbewegungen des Fisches nach Setzen in die Box nachließen, beidseits am Kopf an der beschriebenen Ansatzstelle angesetzt. Weil das Gerät nicht über eine Möglichkeit zur Aufzeichnung der Betäubungsparameter verfügte, wurden die erreichten Stromstärken und Spannungen direkt am Volt- bzw. Amperemeter des Gerätes dokumentiert. Nach der Elektrobetäubung wurde der Wels sofort in ein mit Wasser (Wassertemperatur 22 °C) gefülltes Becken gesetzt und ab der ersten Minute nach Betäubung im minütlichen Abstand entsprechend dem Untersuchungsprotokoll untersucht. Zusätzlich wurde nach Minute 1 die Herzfrequenz per Ultraschall ermittelt. Die Messung der Körpertemperatur entfiel im Versuch 2. Die klinischen Tests wurden bis zu Minute 5 nach Betäubung durchgeführt, anschließend wurde der Fisch in das Aufwachbecken umgesetzt. Die Untersuchungen im Aufwachbecken erfolgten wie beschrieben nach 30 Minuten, anschließend wurden die Tiere im Nelkenölbad euthanasiert.

3.6 Versuch 3 (Kombination von Elektrobetäubung und Eiswasserbehandlung)

Die ausgewählten Varianten aus den Versuchen 1a, 1b und 2 kamen im Versuch 3 (22.06.–26.06.2015) kombiniert zum Einsatz:

- Vorkühlung bei 15 °C
- Elektrobetäubung mittels Elektrobetäubungszange im Wasserbad
- Eiswasserbehandlung Variante 1 (Eiswasser 1:1)

Im Gegensatz zum Versuch 2 kam im Versuch 3 die Elektrobetäubungsanlage TBG 200 der Firma Hubert Haas (Betäubungsspannung 300 V, Betäubungsstrom 1,8 A, Wechselstrom, Stromflusszeit 4 s) zum Einsatz. Diese verfügte im Gegensatz zur Betäubungsanlage Typ EC-2 über die Möglichkeit zur Aufzeichnung der Betäubungsparameter.

Die Blutentnahme 1 (nach 24-Stunden-Hälterung bei 24 °C) erfolgte bei 14 von 30 in diesem Versuch eingesetzten Welsen unter MS-222-Sedation. Den restlichen 16 Fischen wurde unter manueller Fixation im Kescher (ohne Sedierung) Blut entnommen. Damit sollten Basiscortisolwerte ohne vorherige Sedation ermittelt werden. Für die kombinierte Betäubung wurde jeder Fisch einzeln aus dem Vorkühlungsbecken gefangen, anschließend Blut entnommen (Blutentnahme 2) und unmittelbar danach direkt in die mit einer Gummimatte ausgelegte und mit Wasser (ca. 9 cm Wasserstand) befüllte Eurobox gesetzt. Nach der Betäubung durch Kopfdurchströmung wurde der Wels sofort in ein mit Eiswasser gefülltes Becken umgesetzt. Es folgten die klinischen Tests bzw. Untersuchungen eine Minute nach Setzen in das Eiswasser entsprechend dem Protokoll. Die Betäubungsparameter wurden für jede Betäubung automatisch aufgezeichnet.

Um die Fleischqualität der mittels Kombinationsmethode betäubten Clarias zu beurteilen, wurden 12 Tiere dieser Gruppe nach 20-minütiger Eiswasserbehandlung geschlachtet und einer sensorischen Untersuchung (Institut für Lebensmittelhygiene) unterzogen. Die restlichen 18 Fische kamen nach der Betäubung in ein Aufwachbecken und wurden nach 30 sowie 60 Minuten klinisch untersucht. Anschließend erfolgte die Euthanasie.

3.7 Versuch 4 (Erprobung im Praxisbetrieb)

Der Versuch 4 diente der Erprobung der Kombinationsmethode in einem Praxisbetrieb. Dazu wurden 50 schlachtreife Welse in der Kreislaufanlage Jesewitz elektrisch per Kopfdurchströmung im Wasserbad betäubt, unmittelbar danach 20 Minuten im Eiswasser behandelt und anschließend geschlachtet. Die Hälterung der Fische fand wie beschrieben über 72 Stunden bei 26 °C statt. Im Gegensatz zu den vorherigen Versuchen erfolgte die Vorkühlung bedingt durch eine technische Havarie erst unmittelbar vor Versuchsbeginn bei einer Temperatur von 17 ± 2 °C.

Klinische Tests nach Protokoll und Blutentnahmen (nur Blutentnahme 2 nach Vorkühlung und Blutentnahme 3 nach Betäubung) wurden an 30 der 50 Clarias durchgeführt. Bei den restlichen 20 Fischen erfolgten keine zusätzliche Manipulation durch die Untersuchungen während der Betäubung und keine Blutentnahme.

3.8 Statistische Auswertung

Die statistische Auswertung erfolgte mit der Software IBM SPSS Version 22. Die

Metrische Daten wurden auf Normalverteilung getestet (Kolmogorow-Smirnow- bzw. Shapiro-Wilk-Test).

Weil bis auf wenige Ausnahmen keine Normalverteilung vorlag, wurden nicht parametrische Tests verwendet.

Im Anschluss an den Kruskal-Wallis-Test für k unabhängige Stichproben bzw. an den Friedman-Test für k verbundene Stichproben wurden bei Vorliegen von signifikanten Unterschieden die einzelnen Varianten unmittelbar mit Hilfe des Mann-Whitney-U-Tests bzw. des Wilcoxon-Vorzeichenrangtestes paarweise miteinander verglichen. Dazu erfolgte eine Korrektur der Signifikanzschränke nach Bonferroni. Dabei wurde die übliche Signifikanzschränke für den α -Fehler von 0,05 durch die Zahl der durchgeführten Tests geteilt (VICTOR et al. 2010). Damit betrug die Signifikanzschränke für diese Post-hoc-Tests bei drei Varianten und damit drei durchgeführten Tests $p = 0,01667$, bei vier Varianten und damit sechs durchgeführten Tests $p = 0,0083$.

4 Ergebnisse

4.1 Ergebnisse Versuch 0 (Vorversuch Methodenprüfung)

In Anlage 1 befindet sich das anhand der Ergebnisse des Vorversuches erarbeitete Untersuchungsprotokoll (siehe auch Tabelle 3).

Während sich die Parameter „Swimming“, „Equilibrium nach Umdrehen“ und „Augendrehreflex“ als gut beurteilbar erwiesen, war die Einschätzung weiterer Tests zum Teil schwieriger. So konnten Atembewegungen der Fische („Breathing“) im Eiswasser ohne eine Manipulation des Fisches teilweise nicht gut erkannt werden. Von insgesamt 50 Tests, die an zehn Fischen in den ersten fünf Minuten im Eiswasser im minütlichen Abstand durchgeführt wurden, konnte die Atmung bei sieben Tests nicht beurteilt werden (14 %). Auch eine korrekte Bewertung von „Equilibrium ohne Manipulation“ war nicht immer sicher möglich, weil ein Wels u. U. auch durch die Eismasse im Gleichgewicht gehalten werden konnte, obwohl er möglicherweise nicht mehr in der Lage war, das Gleichgewicht selbstständig zu halten. Weiterhin wurden Reaktionen auf Handling auch am nicht betäubten Fisch mit der Zeit schwächer. Während hier bei Behandlungsbeginn und in der ersten Minute nach Untersuchungsbeginn bei allen untersuchten Fischen eine Reaktion festgestellt werden konnte (10 von 10 Welsen in der Minute 0 bzw. 20 von 20 Welsen in der Minute 1), zeigten in der Minute 4 nach Untersuchungsbeginn nur noch 13 von 19 Fischen (68,4 %) eine normale Reaktion. Bei fünf Fischen (26,3 %) war die Antwort schwach, ein Fisch (5,3 %) zeigte keine Reaktion. Ebenso war die Reaktion der Clarias auf den Schmerzstimulus durch Kneifen in die Bartel mit einer chirurgischen Pinzette variabel. Einige Fische zeigten hier keine Antwort, während andere deutlich reagierten (Tabelle 5). Diese Tests wurden dennoch in das Protokoll aufgenommen unter Berücksichtigung der eingeschränkten Aussagekraft. Als nicht geeignet erwies sich der Test auf Schmerzreaktion durch Kneifen in die Ober- oder Unterlippe des Tieres mit Hilfe einer anatomischen oder chirurgischen Pinzette, weil die Welse hier selten eine Reaktion zeigten.

Tabelle 5: Ergebnisse des Tests ‚Reaktion auf Schmerzstimulus‘ (Kneifen in die Bartel) an nicht betäubten Tieren

Zeit nach Untersuchungsbeginn in Minuten	Beurteilung des Tests Anzahl (Anteil) reagierender Tiere			Anzahl der untersuchten Tiere gesamt
	2 (normale Reaktion)	1 (verminderte Reaktion)	0 (keine Reaktion)	
1	17 (89,5 %)	9 (10,5 %)	0	19
2	16 (84,2 %)	3 (15,8 %)	0	19
3	15 (83,3 %)	2 (11,1 %)	1 (5,6 %)	18
4	16 (84,2 %)	2 (10,5 %)	1 (5,3 %)	19
5	11 (91,7 %)	0	1 (8,3 %)	12

Für die Sedation der Clarias wurde durch schrittweises Erhöhen einer Anfangsdosis von 50 mg MS-222 pro Liter Wasser schließlich eine Sedationsdosis von 150 mg MS-222 pro Liter Wasser ermittelt.

Die Blutentnahme war aus der *V.* bzw. *A. caudalis* sicher möglich.

Als sichere und gut ablesbare Position der Transponder wurde die Rückenmuskulatur des Welses in Höhe des Ansatzes der Rückenflosse in einem Abstand von etwa einem Zentimeter links neben der Rückenflosse und einer Tiefe von 1,5 bis 2 cm festgelegt.

Die statistischen Kenngrößen für die im Versuch 0 ermittelten Cortisolwerte sind in Tabelle 6 aufgeführt.

Tabelle 6: Cortisolwerte in ng/ml im Versuch 0

Statistische Kenngröße	Blutentnahmezeitpunkt			
	Nach Hälterung in Jesewitz (Basiswert)	Nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C und Sedation	Nach Vorkühlung bei 15 °C	Nach Eiswasserbehandlung über 20 Minuten
Arithmetisches Mittel	101,1	159,0	102,1	167,6
Median	92,2	137,0	105,1	163,2
Standardabweichung	37,76	85,34	31,92	43,82
Minimum	58,6	55,4	35,2	98,0
Maximum	201,8	344,0	154,3	243,4
n	16	16	15	9

4.2 Ergebnisse Versuch 1a (Vergleich verschiedener Methoden der Eiswasserbehandlung)

Die im Versuch 1a verwendeten 99 Welse wiesen eine Lebendmasse von $1,51 \pm 0,32$ kg (MW \pm SD) und eine Länge von $57,42 \pm 5,48$ cm auf.

Bei Prüfung der verschiedenen Eiswasserbehandlungsvarianten zeigten die Fische im Mittel nach folgenden Zeiten die letzte Reaktion auf klinische Tests bzw. Untersuchungen entsprechend Tabelle 3 nach Einsetzen in das Eiswasser (Tabelle 7):

Tabelle 7: Maximale Reaktionszeit (in Minuten) nach Beginn der Eiswasserbehandlung (Versuch 1a; n = 33 Tiere je Variante)

Variante	Kenngröße	Maximale Reaktionszeit in Minuten	
		alle durchgeführten Tests entsprechend Tabelle 3	OHNE Berücksichtigung von Atembewegungen und des Vermögens, das Gleichgewicht selbstständig zu halten
Variante 1: Eiswasser 1:1	Arithmetisches Mittel	5,6	4,7
	Median	4	4
	Maximum	20	15
	Minimum	3	2
	25 % Perzentil	3,5	3
	75 % Perzentil	6,5	5

Variante	Kenngröße	Maximale Reaktionszeit in Minuten	
		alle durchgeführten Tests entsprechend Tabelle 3	OHNE Berücksichtigung von Atembewegungen und des Ver- mögens, das Gleichgewicht selbstständig zu halten
Variante 2: Eiswasser + Eis	Arithmetisches Mittel	4,5	4,0
	Median	4	4
	Maximum	10	7
	Minimum	2	2
	25 % Perzentil	3	3
	75 % Perzentil	5	5
	Variante 3: Eiswasser + Salz	Arithmetisches Mittel	5,0
Median		4	3
Maximum		10	10
Minimum		2	2
25 % Perzentil		3	3
75 % Perzentil		7	4

Abbildung 3 und Abbildung 4 verdeutlichen, zu welchem Zeitpunkt nach Einsetzen in das Eiswasser bei den Welsen die letzte Reaktion auf einen klinischen Test zu beobachten war (maximale Reaktionszeit).

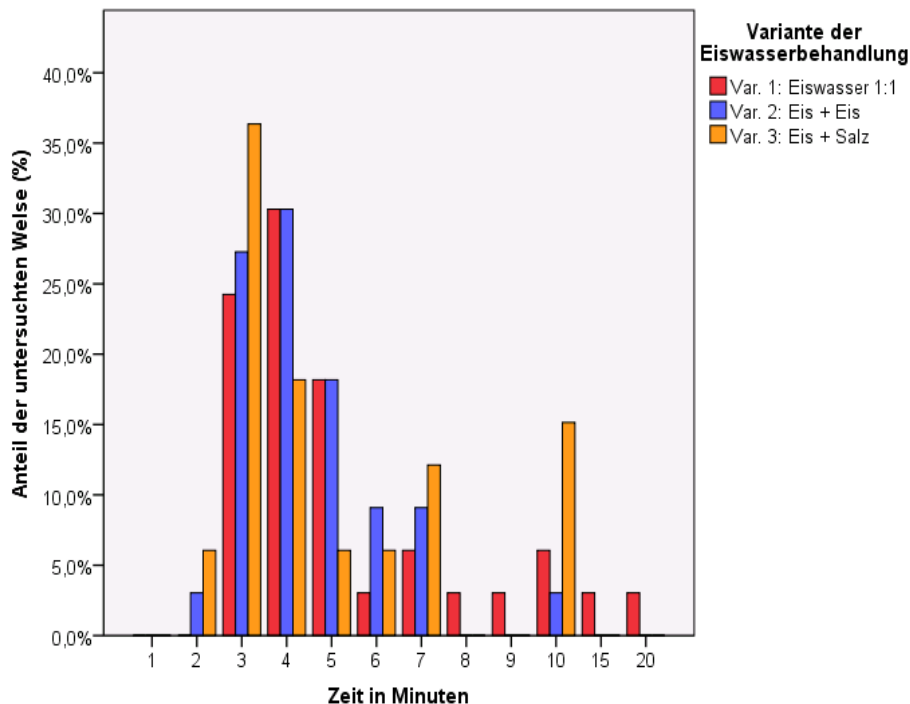


Abbildung 3: Maximale Reaktionszeit (in Minuten) nach Beginn der Eiswasserbehandlung (alle Tests incl. Atembewegung und selbstständiges Halten des Gleichgewichts) (Versuch 1a; n = 33 Tiere je Variante)

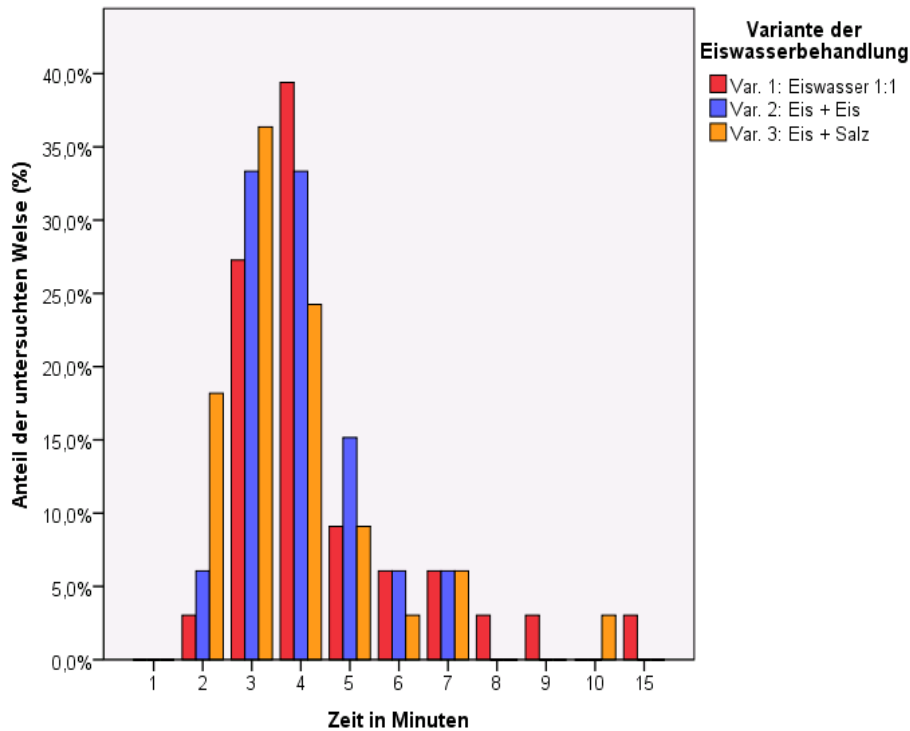


Abbildung 4: Maximale Reaktionszeit (in Minuten) nach Beginn der Eiswasserbehandlung (ohne Berücksichtigung von Atembewegungen und des Vermögens, das Gleichgewicht selbstständig zu halten) (Versuch 1a; n = 33 Tiere je Variante)

Zwischen den drei untersuchten Varianten bestanden bezüglich der maximalen Reaktionszeit (sowohl mit als auch ohne Berücksichtigung von Atembewegungen und des Vermögens, das Gleichgewicht selbstständig zu halten) keine signifikanten Unterschiede ($p = 0,546$ bzw. $p = 0,114$; Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben).

In allen Varianten zeigten einzelne Fische zehn Minuten nach Beginn der Eiswasserbehandlung noch Atembewegungen. Ein mit der Variante 1 (Eiswasser 1 : 1) behandelter Fisch zeigte nach 20 Minuten noch Schnappatmung. Außerdem konnte bei einem Fisch aus der Variante 1 eine schwache, selbstinitiierte Bewegung nach 15 Minuten Eiswasserbehandlung festgestellt werden.

Alle Welse zeigten nach 30 bzw. 60 Minuten im Aufwachbecken mit 22 °C im Anschluss an die Eiswasserbehandlung unabhängig von der Variante der Eiswasserbehandlung deutliche Reflexe. Selbstständiges Schwimmen und auch Gleichgewichthalten war wieder mehr oder weniger deutlich zu sehen. Bei mehreren Tieren konnte ein bleibender Ausfall des Eye-Roll-Reflexes beobachtet werden. Bei einigen Tieren war bedingt durch eine anhaltende Trübung der Hornhaut dieser Test nicht eindeutig zu beurteilen.

Abbildung 5 zeigt den Verlauf der Körpertemperatur der Welse während der Eiswasserbehandlung. Während in Variante 3 (Eiswasser + Salz) die Körpertemperatur der Welse während der 20-minütigen Eiswasserbehandlung auf $1,4 \pm 1,5$ °C (MW \pm SD) absank, war der Abfall der Körpertemperatur in den Varianten 1 (Eiswasser 1 : 1) und 2 (Eiswasser + Eis) geringer (Variante 1: $3,3 \pm 1,8$ °C bzw. Variante 2: $3,7 \pm 1,8$ °C).

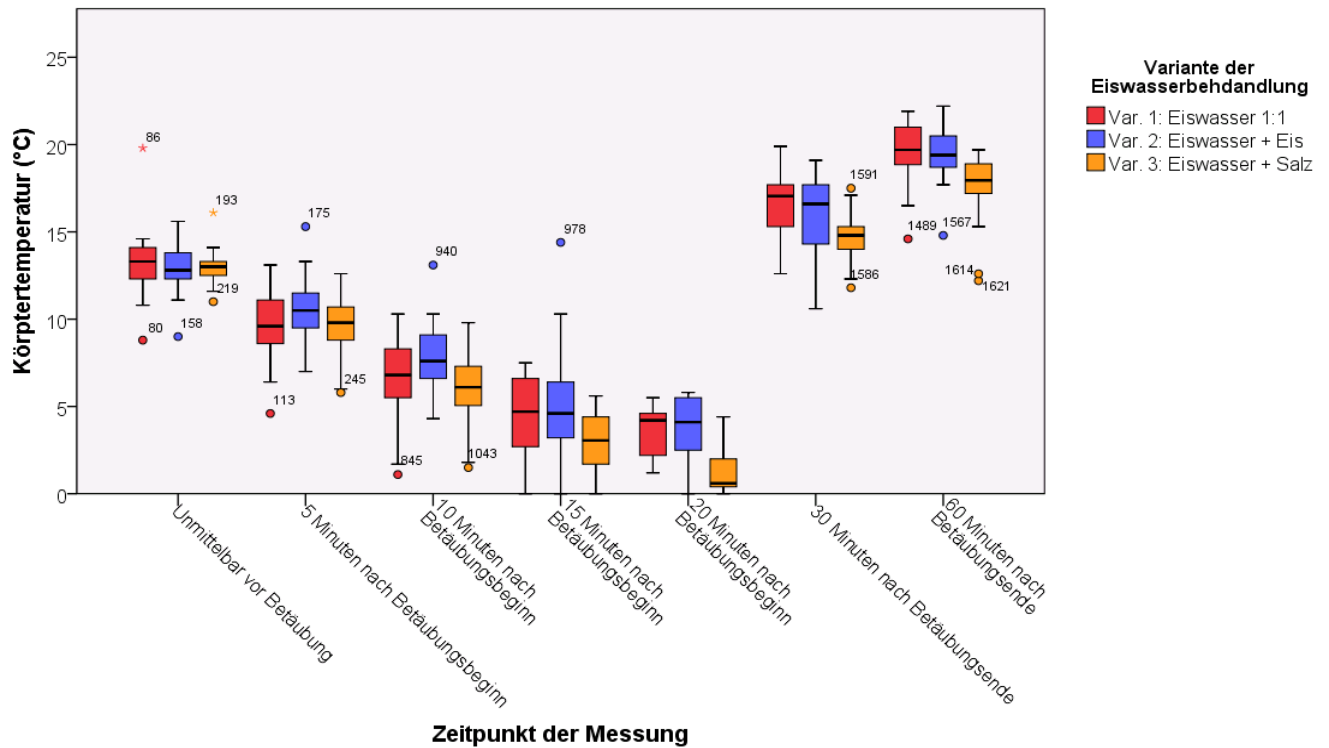


Abbildung 5: Körpertemperatur (°C) während der Eiswasserbehandlung in Abhängigkeit von der Variante der Eiswasserbehandlung (Versuch 1a; n = 33 je Variante)

10, 15 und 20 Minuten nach Einsetzen in das Eiswasser zeigten sich bezüglich der Körpertemperatur signifikante Unterschiede zwischen den Varianten der Eiswasserkühlung ($p = 0,008$; $p = 0,003$; $p = 0,011$; Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben). Die Fische in Variante 3 (Eiswasser + Salz) wiesen nach 10, 15 und 20 Minuten im Eiswasser eine signifikant niedrigere Körpertemperatur gegenüber Variante 2 (Eiswasser + Eis) auf ($p = 0,002$; $p = 0,016$; $p = 0,009$; Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben). Zwischen Variante 1 und Variante 3 bestanden nur nach 20 Minuten signifikante Unterschiede ($p = 0,013$) bezüglich der Körpertemperatur. Die Varianten 1 und 2 unterschieden sich zu keinem der Untersuchungszeitpunkte signifikant.

In Abbildung 6 ist der Abfall der Herzfrequenz der Welse während der Eiswasserbehandlung grafisch dargestellt. Mit zunehmender Zeit im Eiswasser wurde die Bestimmung der Herzfrequenz schwieriger. 20 Minuten nach dem Einsetzen konnte nur noch bei 12 von 99 Welsen die Herzfrequenz bestimmt werden.

Zehn Minuten nach dem Einsetzen ins Eiswasser waren zwischen den drei Varianten der Eiswasserkühlung signifikante Unterschiede nachweisbar ($p = 0,000$; Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben). In Variante 3 lagen signifikant niedrigere Herzfrequenzen gegenüber Variante 2 vor ($p = 0,000$; Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben). Die weiteren paarweisen Vergleiche der Varianten bezüglich der Herzfrequenz ergaben keine signifikanten Unterschiede.

5 und 15 Minuten nach Betäubungsbeginn unterschieden sich die Herzfrequenzen nicht signifikant. Bei 20 Minuten wurde bedingt durch die hohe Zahl fehlender Werte auf einen statistischen Test verzichtet.

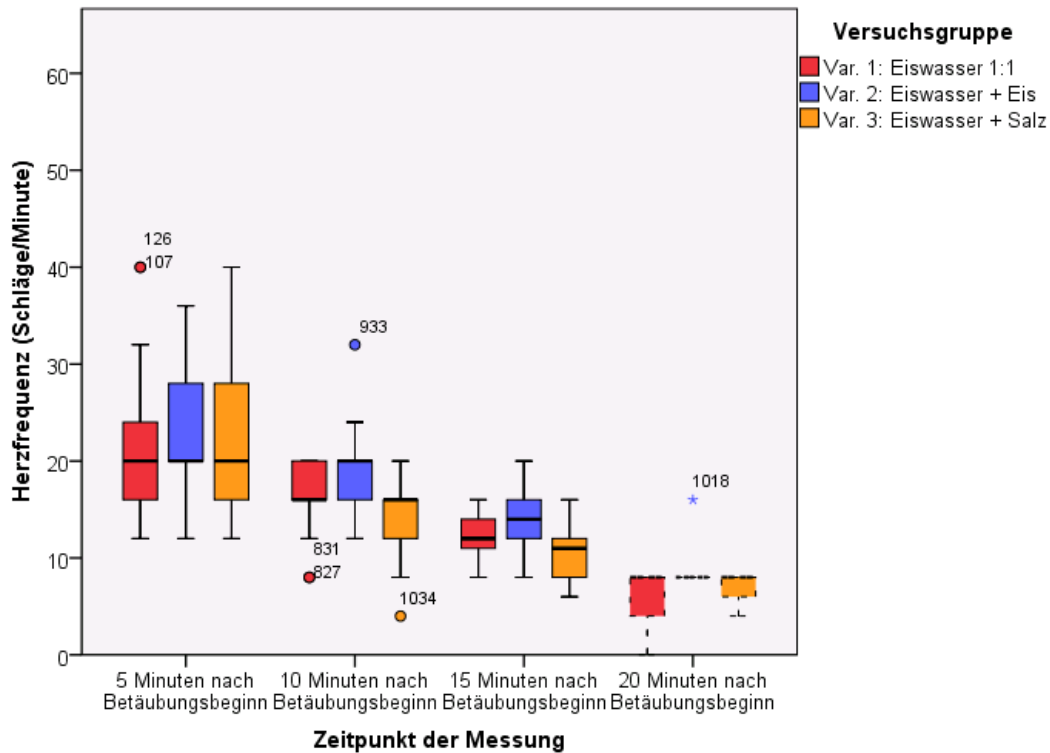


Abbildung 6: Herzfrequenz der Welse in Schlägen pro Minute während der Eiswasserbehandlung (Versuch1a; n = 33 je Variante)

Die ermittelten Blutparameter (MW und SD) sind in Anlage 2 für die einzelnen Varianten und Messzeitpunkte aufgeführt.

Die Blutcortisolspiegel der drei Varianten der Eiswasserbehandlung zeigten nach 24 Stunden Hälterung bei 24 °C keine signifikanten Unterschiede (Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben) (Abbildung 7). Nach der Eiswasserbehandlung konnten zwischen den drei Varianten der Eiswasserbehandlung signifikante Unterschiede nachgewiesen werden ($p = 0,013$; Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben). Bei Variante 1 (Eiswasser 1 : 1) konnte der niedrigste Cortisolwert ($106,7 \pm 36,2$ ng/ml; MW \pm SD) im Vergleich zu Variante 2 ($142,4 \pm 48,7$ ng/ml) und Variante 3 ($123,1 \pm 48,2$ ng/ml) ermittelt werden. Allerdings war nur der Unterschied zwischen Variante 1 und Variante 2 signifikant ($p = 0,001$; Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben). Zwischen Variante 1 und Variante 3 (Eiswasser + Salz) sowie zwischen Variante 2 und Variante 3 konnten keine signifikanten Unterschiede bezüglich der Cortisolkonzentration ermittelt werden ($p = 0,166$ bzw. $p = 0,053$; Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben).

Der Vergleich der Behandlungszeiten im Eiswasser (10, 15 und 20 Minuten) ergab bezüglich der Cortisolwerte keine signifikanten Unterschiede (Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben).

Bezüglich des Glukosegehaltes konnten nach 24 Stunden Hälterung bei 24 °C zwischen den drei Varianten der Eiswasserbehandlung keine signifikanten Unterschiede nachgewiesen werden ($p = 0,781$; Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben) (Abbildung 8). Nach der Eiswasserbehandlung waren mit Hilfe des Kruskal-Wallis-Tests bei unabhängigen Stichproben zwischen den drei Varianten der Eiswasserbehandlung signifikante Unterschiede beim Glukosegehalt feststellbar ($p = 0,047$). Beim paarweisen Vergleich der Varianten der Eiswasserbehandlung untereinander mit Hilfe des Mann-Whitney-U-Tests bei unabhängigen Stichproben

konnten allerdings keine signifikanten Unterschiede nachgewiesen werden (Variante 1/Variante 2: $p = 0,049$; Variante 1/Variante 3: $p = 0,022$; Variante 2/Variante 3: $p = 0,858$).

Beim Laktatgehalt konnten zwischen den drei Varianten der Eiswasserbehandlung keine signifikanten Unterschiede nach der Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C und nach der Eiswasserbehandlung nachgewiesen werden ($p = 0,212$ bzw. $p = 0,580$; Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben) (Abbildung 9). Für die weiteren Untersuchungen (Versuche 1b bis 4) wurde auf eine Bestimmung des Laktatgehaltes verzichtet.

Zwischen den drei Varianten der Eiswasserbehandlung konnten keine signifikanten Unterschiede beim Natriumgehalt nach Hälterung über 24 Stunden nachgewiesen werden ($p = 0,506$; Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben) (Abbildung 10). Nach der Eiswasserbehandlung waren die Unterschiede signifikant ($p = 0,017$; Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben). Bei Variante 1 traten gegenüber Variante 3 signifikant geringere Natriumwerte auf ($p = 0,010$; Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben). Dagegen konnten zwischen Variante 1 (Eiswasser 1 : 1) und Variante 2 (Eiswasser + Eis) ($p = 0,389$) sowie zwischen Variante 2 und Variante 3 (Eiswasser + Salz) ($p = 0,026$) keine signifikanten Unterschiede ermittelt werden.

Zwischen den drei Varianten der Eiswasserbehandlung konnten signifikante Unterschiede beim Kaliumgehalt nach Hälterung über 24 Stunden nachgewiesen werden ($p = 0,025$; Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben) (Abbildung 11). Beim Vergleich der Variante 1 (Eiswasser 1 : 1) mit der Variante 2 (Eiswasser + Eis) war ein signifikanter Unterschied zu ermitteln ($p = 0,014$; Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben). Zwischen Variante 1 und Variante 3 (Eiswasser + Salz) ($p = 0,026$) sowie zwischen Variante 2 und Variante 3 ($p = 0,98$) konnten keine signifikanten Unterschiede ermittelt werden (Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben).

Nach der Eiswasserbehandlung wurden zwischen den drei Varianten der Eiswasserbehandlung signifikante Unterschiede beim Kaliumgehalt nachgewiesen ($p = 0,036$; Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben). Der Kaliumgehalt in Variante 2 (Eiswasser + Eis) war signifikant höher gegenüber der Variante 1 ($p = 0,015$; Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben). Zwischen Variante 1 und Variante 3 (Eiswasser + Salz) ($p = 0,106$) sowie zwischen Variante 2 und Variante 3 ($p = 0,228$) konnten dagegen keine signifikanten Unterschiede ermittelt werden.

Beim Chloridgehalt konnten nach der Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C zwischen den drei Varianten der Eiswasserbehandlung keine signifikanten Unterschiede nachgewiesen werden ($p = 0,941$; Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben) (Abbildung 12). Nach der Eiswasserbehandlung waren die Unterschiede zwischen den drei Varianten der Eiswasserbehandlung dagegen signifikant ($p = 0,002$; Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben). Bei Variante 3 (Eiswasser + Salz) wurde ein signifikant höherer Chloridgehalt im Blut gegenüber der Variante 1 (Eiswasser 1 : 1) ermittelt ($p = 0,001$; Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben). Zwischen Variante 1 und Variante 2 (Eiswasser + Eis) ($p = 0,156$) sowie zwischen Variante 2 und Variante 3 ($p = 0,019$) konnten keine signifikanten Unterschiede festgestellt werden (Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben).

Anhand der vorliegenden Ergebnisse (klinische Tests, Cortisolwerte) im Versuch 1a wurde für die weiteren Versuche die Variante 1 der Eiswasserbehandlung (Eiswasser 1 : 1 bei $+0,1 \text{ °C} \pm 0,2 \text{ °C}$) ausgewählt. Bedingt durch die beobachteten maximalen Reaktionszeiten erfolgte die Eiswasserbehandlung in den weiteren Versuchen über 20 Minuten.

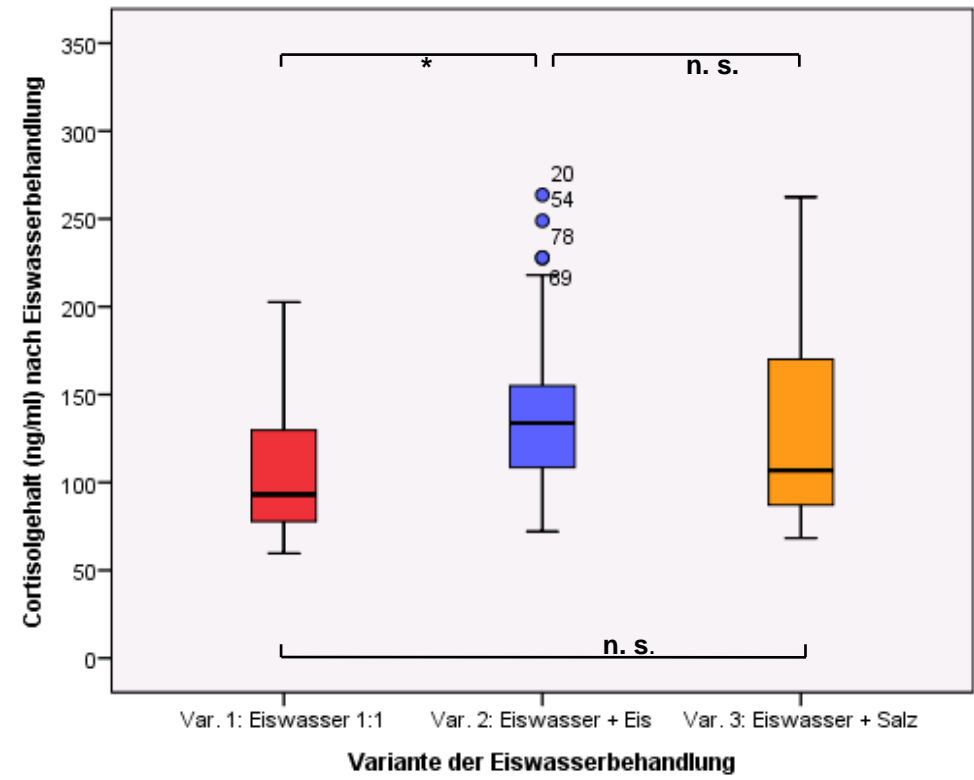
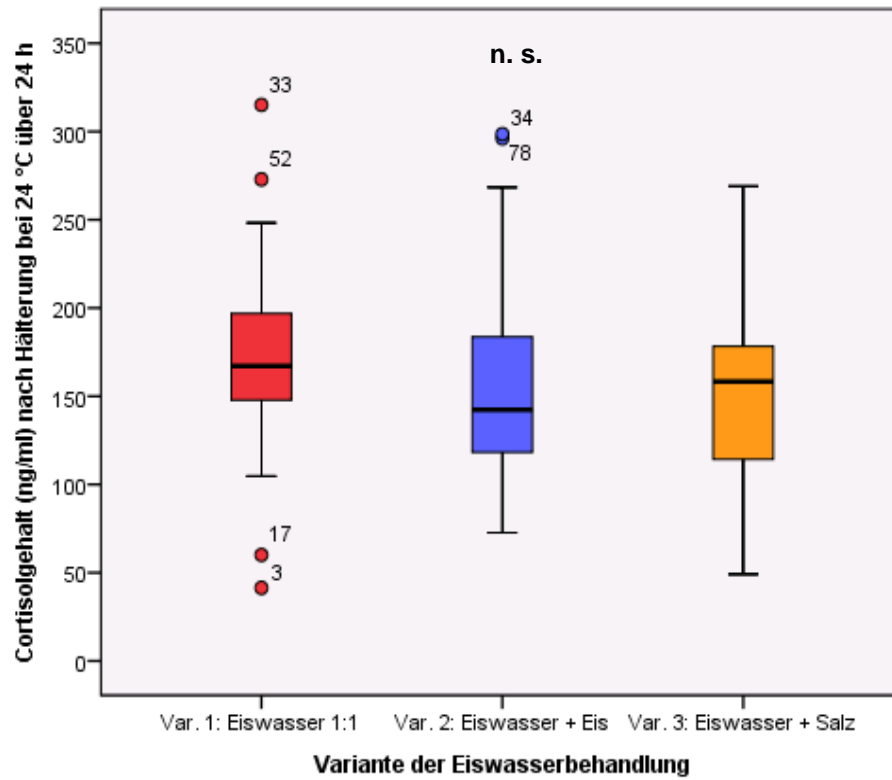


Abbildung 7: Vergleich der Cortisolwerte (ng/ml) nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C und nach Eiswasserbehandlung (Versuch 1a; n = 33 je Variante)

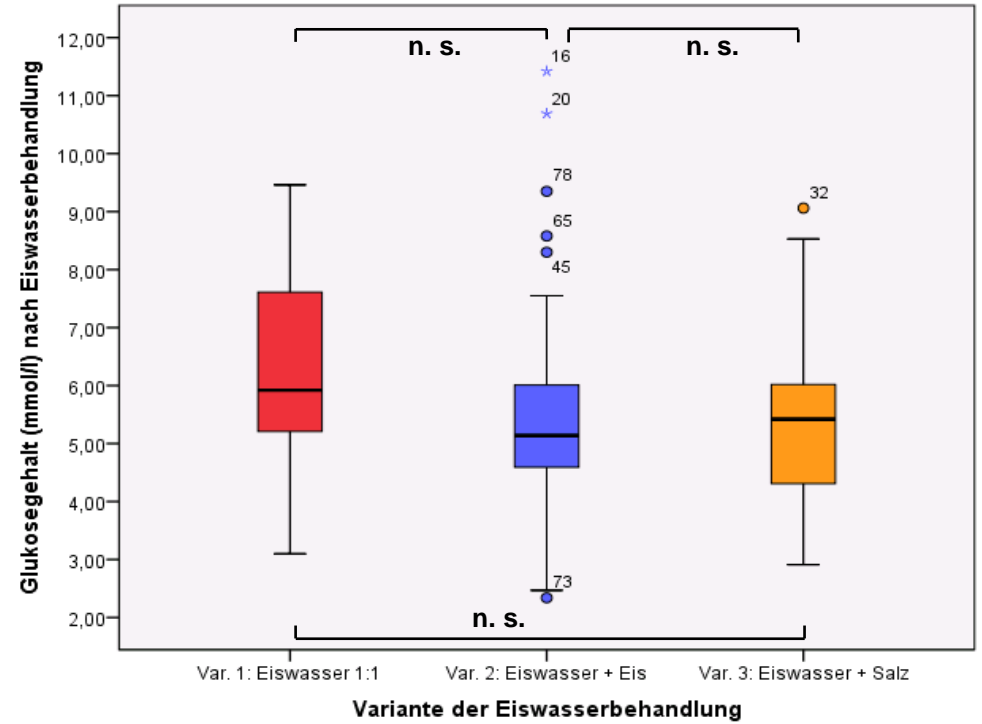
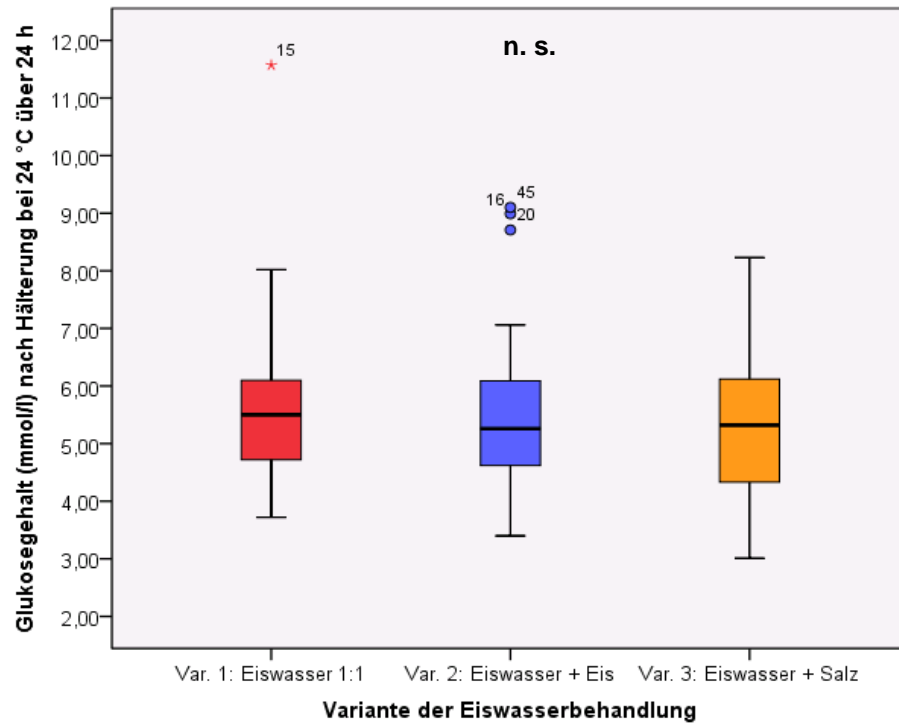


Abbildung 8: Vergleich der Glukosewerte (mmol/l) nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C und nach Eiswasserbehandlung (Versuch 1a; n = 33 je Variante)

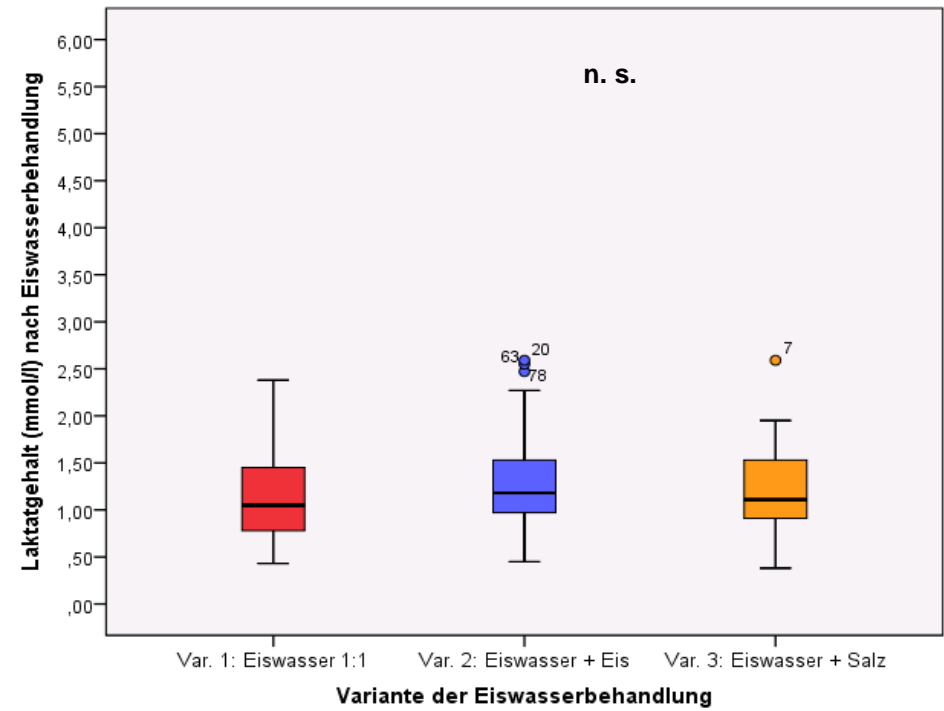
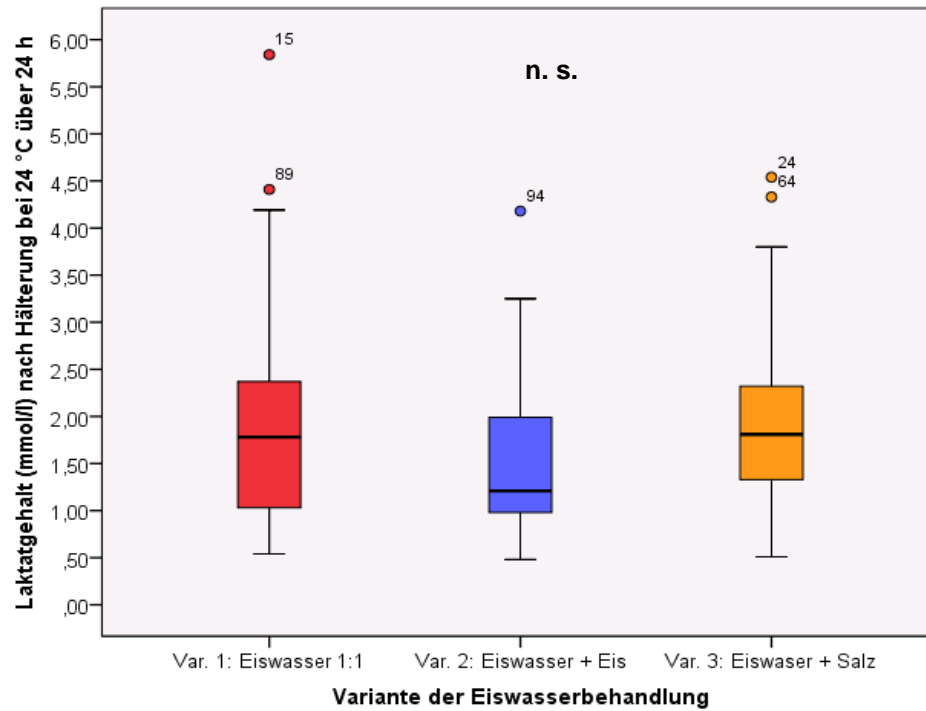


Abbildung 9: Vergleich der Laktatwerte (mmol/l) nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C und nach Eiswasserbehandlung (Versuch 1a; n = 33 je Variante)

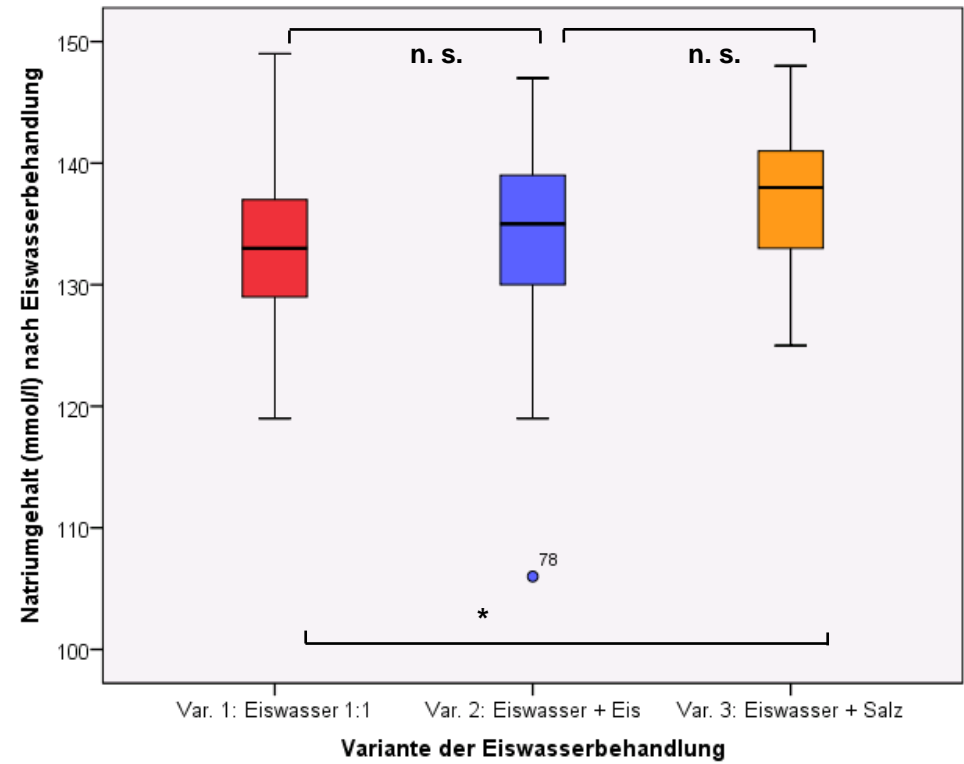
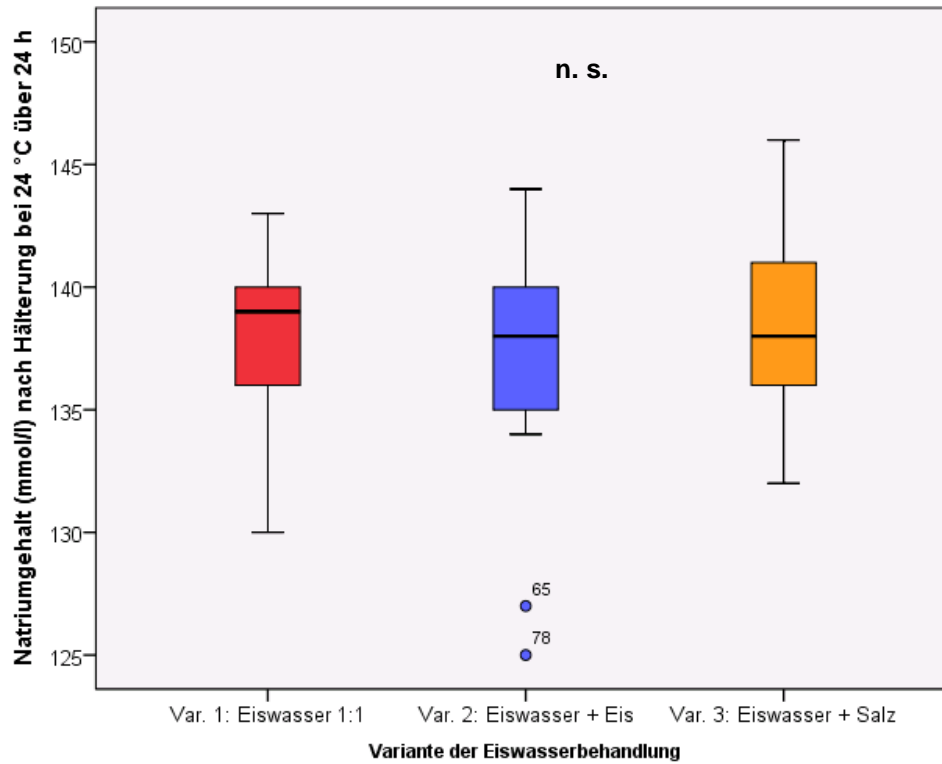


Abbildung 10: Vergleich der Natriumwerte (mmol/l) nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C und nach Eiswasserbehandlung (Versuch 1a; n = 33 je Variante)

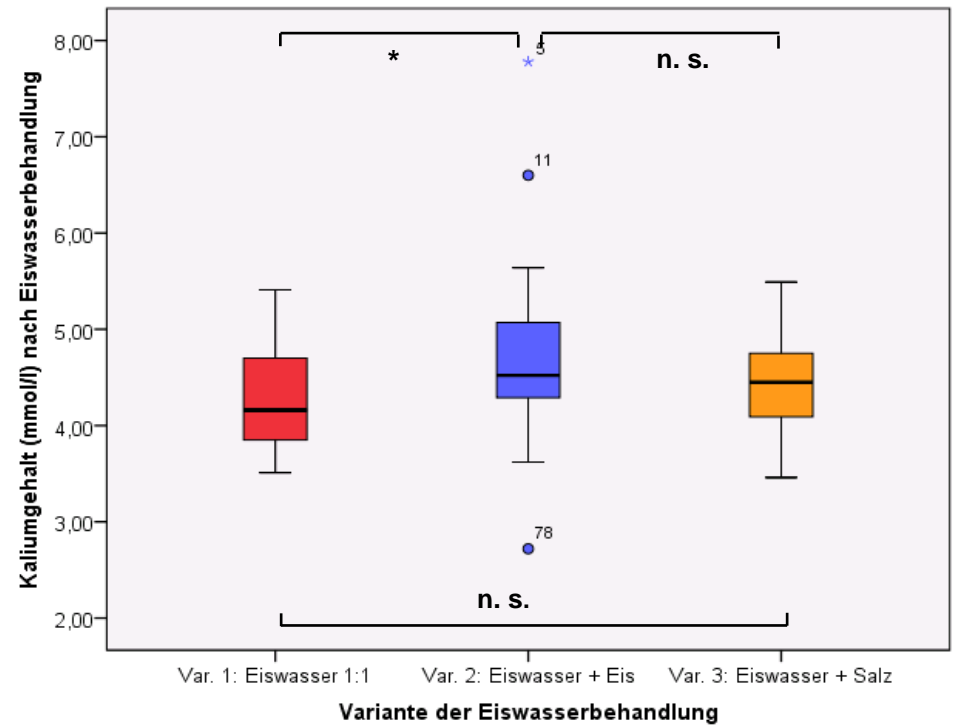
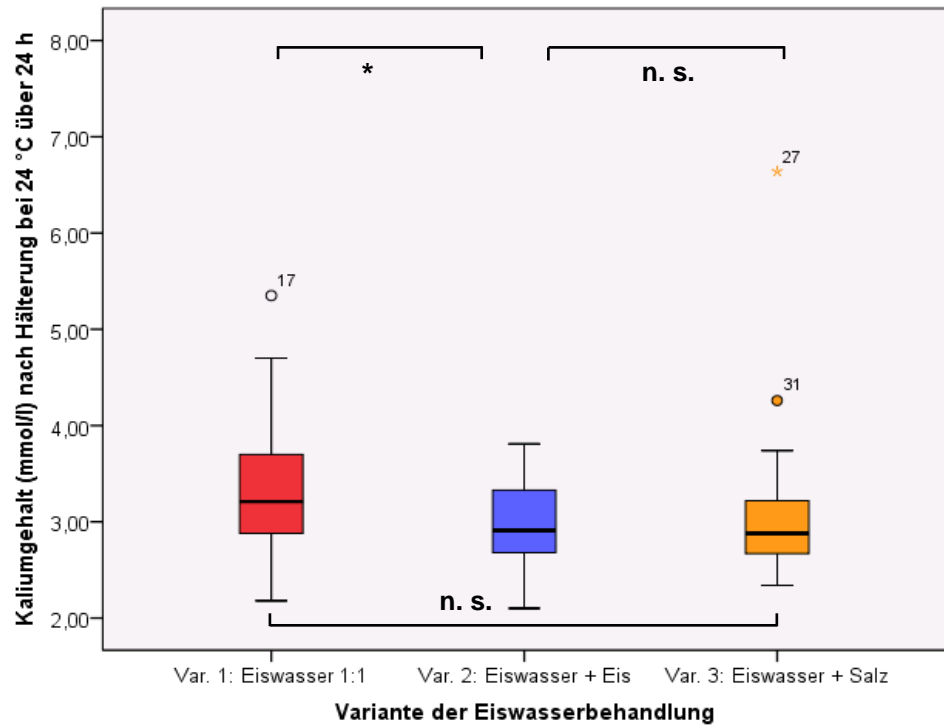


Abbildung 11: Vergleich der Kaliumwerte (mmol/l) nach Härtung über 24 Stunden bei 24 °C und nach Eiswasserbehandlung (Versuch 1a; n = 33 je Variante)

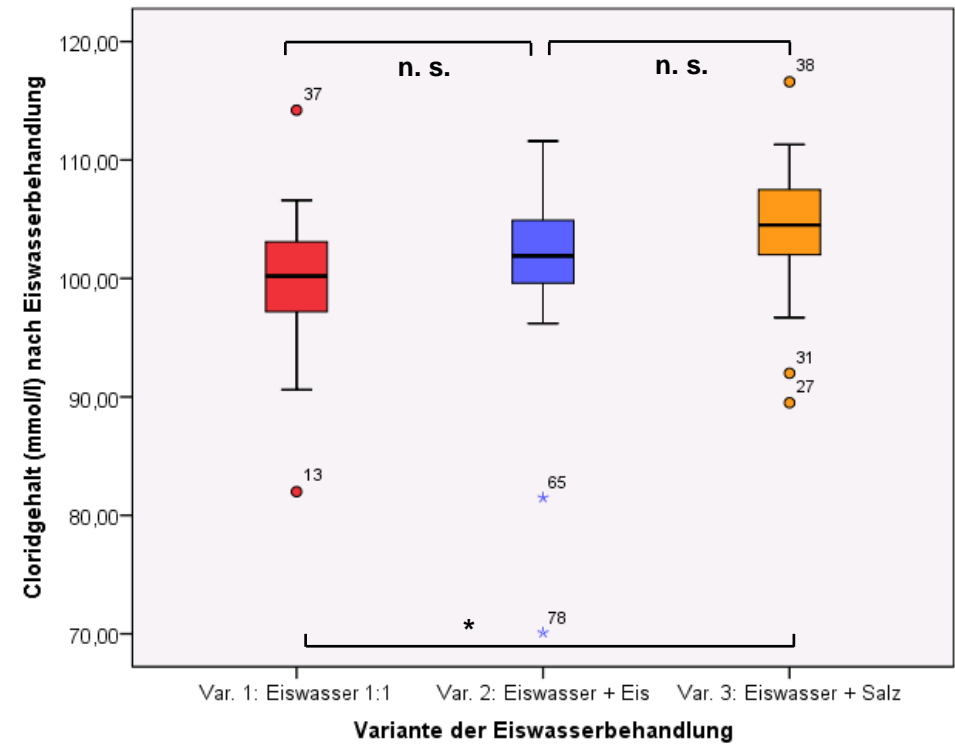
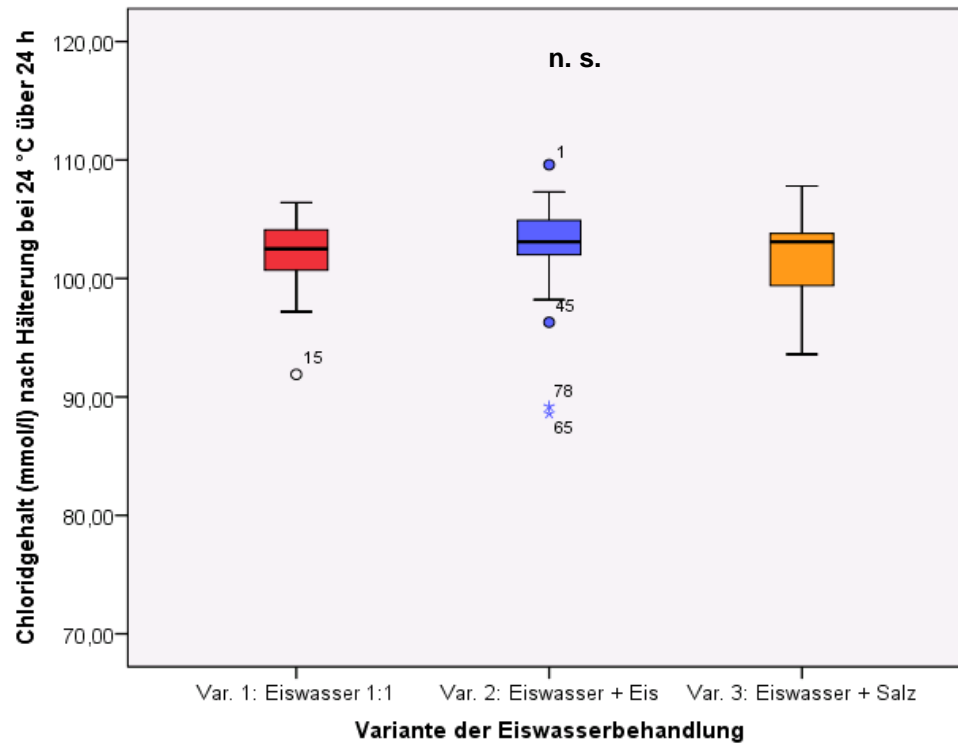


Abbildung 12: Vergleich der Chloridwerte (mmol/l) nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C und nach Eiswasserbehandlung (Versuch 1a; n = 33 je Variante)

4.3 Ergebnisse Versuch 1b (Vergleich verschiedener Methoden der Vorkühlung mit anschließender Eiswasserbehandlung)

Die im Versuch 1b verwendeten 97 Welse wiesen eine Lebendmasse von $1,49 \pm 0,41$ kg (MW \pm SD) und eine Länge von $53,86 \pm 5,53$ cm auf.

Bei der Eiswasserbehandlung nach Vorkühlung auf 10 °C konnten im Vergleich zu den anderen beiden Vorkühltemperaturen deutliche Unterschiede festgestellt werden. Nach ca. 14 Stunden bei 10 °C (21./22.04.2015) waren 8 von 12 Fischen bewegungslos und zeigten bei der sich anschließenden Eiswasserbehandlung keinerlei Reaktion mehr. Bis auf einen Fisch konnten im Aufwachbecken keine klinischen Reaktionen (incl. Herzfrequenz) festgestellt werden.

Am 29.04.2015 wurde 20 Fische ca. drei Stunden bei 10 °C Vorkühltemperatur gehalten (vorher ca. zehn Stunden bei 15 °C). Der Vorkühlvorgang wurde kontinuierlich beobachtet und teilweise aufgezeichnet. Die Fische waren zunehmend inaktiver und legten sich am Boden ab. Dies verstärkte sich mit zunehmender Zeit bei 10 °C. Einzelne Fische bewegten sich aber auch deutlich schneller und stießen wiederholt gegen die Beckenwand. Nach drei Stunden bei 10 °C bewegten sich die Fische kaum noch und reagierten auch nicht auf Umgebungsreize (im Gegensatz zur Haltung bei 20 °C bzw. 15 °C). Auch die Reaktionen bei der anschließenden Eiswasserbehandlung waren stark reduziert bzw. kaum oder gar nicht mehr feststellbar (keine Reaktion bei vier von 20 Welsen ab Einsetzen in das Eiswasser).

Zwischen den drei Varianten der Vorkühltemperatur bestanden bezüglich der maximalen Reaktionszeit signifikante Unterschiede ($p = 0,000$; Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben). Der paarweise Vergleich der Variante 1a (10 °C über 14 h) mit der Variante 1b (10 °C über 3 h) und der Variante 2 (15 °C) mit der Variante 3 (20 °C) ergab keine signifikanten Unterschiede (Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben). Beim Vergleich aller anderen Varianten gegeneinander mittels dieses Tests konnten signifikante Unterschiede nachgewiesen werden (Variante 1a/Variante 2: $p = 0,000$; Variante 1a/Variante 3: $p = 0,000$; Variante 1b/Variante 2: $p = 0,000$; Variante 1b/Variante 3: $p = 0,000$).

In Abbildung 13 und Abbildung 14 ist dargestellt, zu welchem Zeitpunkt nach Beginn der Eiswasserbehandlung die Welse noch positive Reaktionen zeigten (als Anteil in %).

Alle bei 20 °C vorgekühlten Welse erwachten von der Betäubung nach Umsetzen in die Aufwachbecken. Auch die Fische der Variante mit 15 °C Vorkühlung zeigten bis auf einen 30 und 60 Minuten nach Ende der Eiswasserbehandlung wiederkehrende Reaktionen, Reflexe und selbstinitiierte Bewegungen. Von den über 14 Stunden bei 10 °C vorgekühlten Clarias erholte sich lediglich einer, bei allen anderen konnten im Aufwachbecken keine Lebenszeichen mehr festgestellt werden. Elf der über drei Stunden bei 10 °C vorgekühlten Welse erholten sich von der Eiswasserbehandlung. Weitere drei Fische zeigten einzelne Reaktionen nach 30 Minuten im Aufwachbecken, nach 60 Minuten dann allerdings keine mehr.

Bei 7 der 16 Clarias, die bei 15 °C vorgekühlt und anschließend während der ersten fünf Minuten der Eiswasserbehandlung NICHT untersucht wurden, konnte keine selbstinitiierte Bewegung (Swimming) im Eiswasserbecken beobachtet werden. Die verbliebenen neun nicht untersuchten Fische zeigten im Mittel nach 2,6 Minuten die letzten Schwimmbewegungen (Minimum: 0 Min., Maximum: 6 Min.) Bei den untersuchten Welsen war im Mittel zuletzt nach 3,2 Minuten (Minimum: 1 Min., Maximum: 6 Min.) eine Schwimmbewegung zu beobachten.

ten. Nur drei der 17 untersuchten Welse zeigten gar keine Schwimmbewegungen. Die Unterschiede waren nicht signifikant ($p = 0,616$; Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben).

Auch bezüglich des Blutcortisolspiegels konnten zu allen drei Blutentnahmezeitpunkten (nach Hälterung, nach Vorkühlung, nach Eiswasserbehandlung) keine signifikanten Unterschiede zwischen den untersuchten und den nicht untersuchten Clarias festgestellt werden (Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben) (Anlage 3).

Tabelle 8: Maximale Reaktionszeit (in Minuten) nach Beginn der Eiswasserbehandlung (Versuch 1b; n = 81)

Vorkühltemperatur	n	Kenngröße	Maximale Reaktionszeit in Minuten	
			alle durchgeführten Tests entsprechend Tabelle 3	OHNE Berücksichtigung von Atembewegungen und des Vermögens, das Gleichgewicht selbstständig zu halten
Variante 1a: 10 °C (14 h)	12	Arithmetisches Mittel	0,4	0,4
		Median	0	0
		Maximum	3	3
		Minimum	0	0
		25 % Perzentil	0	0
		75 % Perzentil	0	0
Variante 1b: 10 °C (3 h)	20	Arithmetisches Mittel	1,4	0,7
		Median	1	0,5
		Maximum	4	3
		Minimum	0	0
		25 % Perzentil	0,25	0
		75 % Perzentil	2	1
Variante 2: 15 °C	17 ⁽¹⁾	Arithmetisches Mittel	4,5	3,7
		Median	5	4
		Maximum	6	6
		Minimum	2	2
		25 % Perzentil	4	2
		75 % Perzentil	5	5
Variante 3: 20 °C	32	Arithmetisches Mittel	4,4	3,8
		Median	5	4
		Maximum	6	6
		Minimum	3	3
		25 % Perzentil	4	3
		75 % Perzentil	5	4,75

⁽¹⁾ Es wurden nur die untersuchten Welse einbezogen.

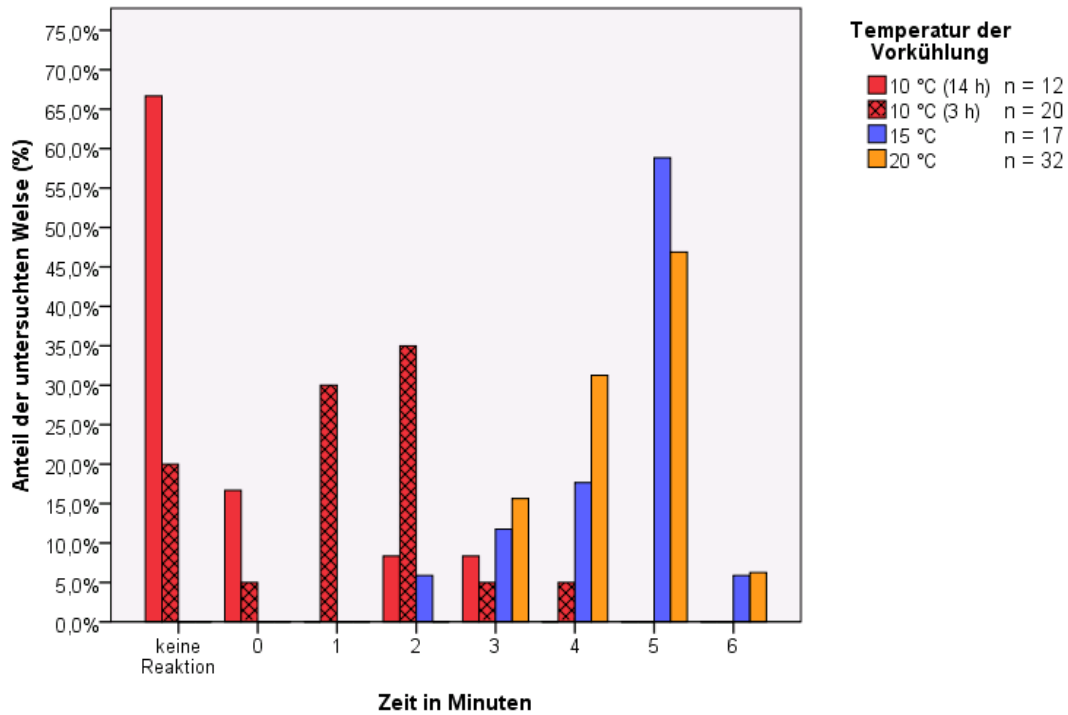


Abbildung 13: Maximale Reaktionszeit (in Minuten) nach Beginn der Eiswasserbehandlung (alle Tests incl. Atembewegung und selbstständiges Halten des Gleichgewichts) (Versuch 1b; n = 81)

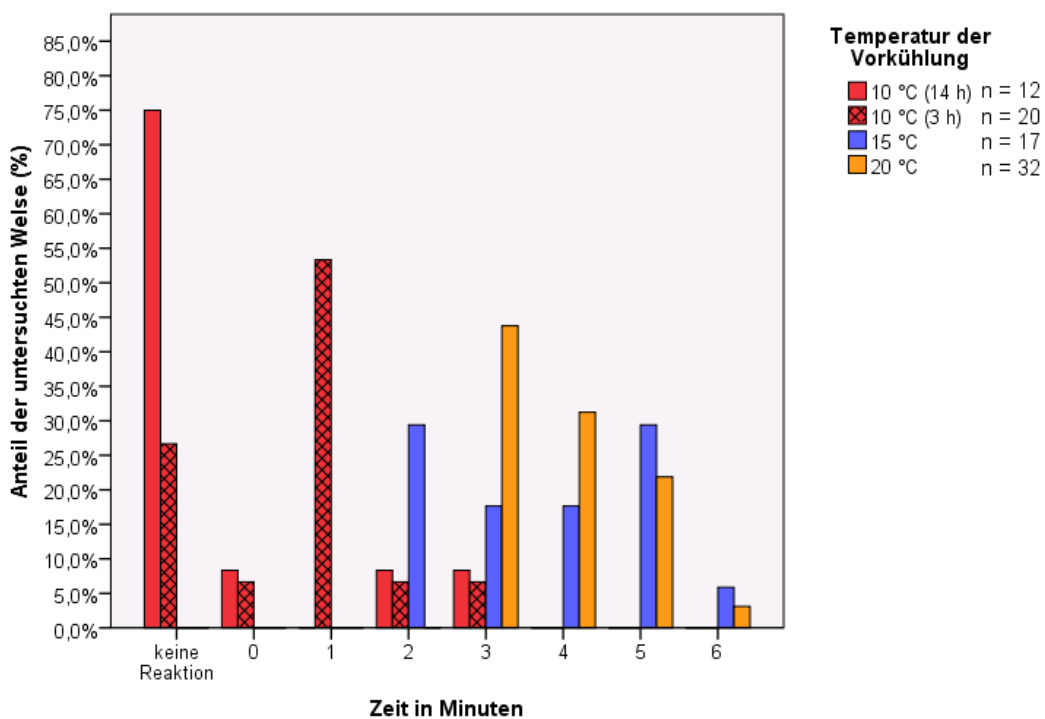


Abbildung 14: Maximale Reaktionszeit (in Minuten) nach Beginn der Eiswasserbehandlung (ohne Berücksichtigung von Atembewegungen und des Vermögens, das Gleichgewicht selbstständig zu halten) (Versuch 1b; n = 81)

Abbildung 15 und Abbildung 16 zeigen die bei den unterschiedlich vorgekühlten Welsen gemessenen Körpertemperaturen und Herzfrequenzen.

Bezüglich der Körpertemperatur waren zu allen Messzeitpunkten signifikante Unterschiede zwischen den drei Varianten der Vorkühlung nachweisbar ($p = 0,000$; Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben). Die paarweisen Vergleiche der Varianten mit Hilfe des Mann-Whitney-U-Tests ergaben ebenfalls für alle Messzeitpunkte signifikante Unterschiede bei der Körpertemperatur.

Bei den bei $10\text{ }^{\circ}\text{C}$ vorgekühlten Fischen war eine Messung der Herzfrequenz lediglich bei drei von 32 Clarias nach der 5. Minute nach Betäubungsbeginn und bei zwei von 32 Clarias nach der 15. Minute nach Betäubungsbeginn möglich. Bezüglich der Herzfrequenz konnten zwischen Variante 2 und Variante 3 zu keinem Messzeitpunkt signifikante Unterschiede nachgewiesen werden.

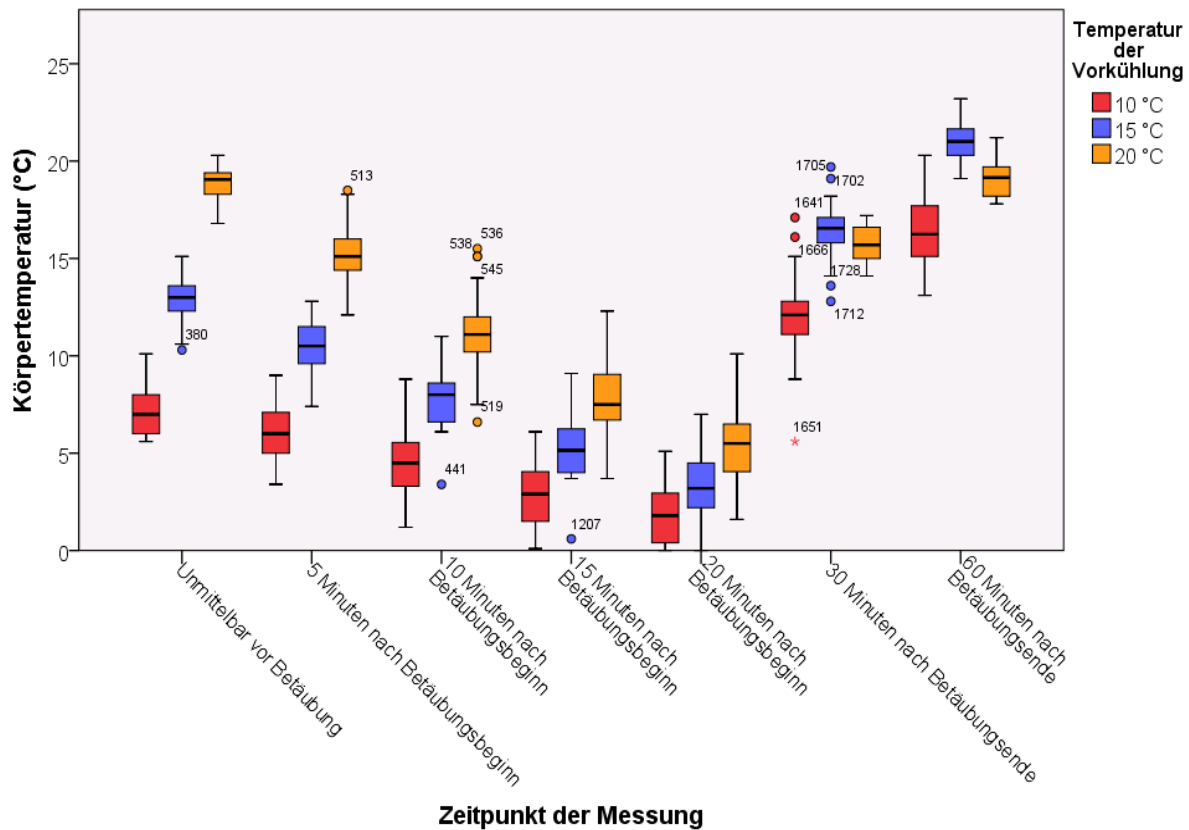


Abbildung 15: Körpertemperatur ($^{\circ}\text{C}$) während der Eiswasserbehandlung in Abhängigkeit von der Vorkühltemperatur (Versuch 1b; $n = 97$)

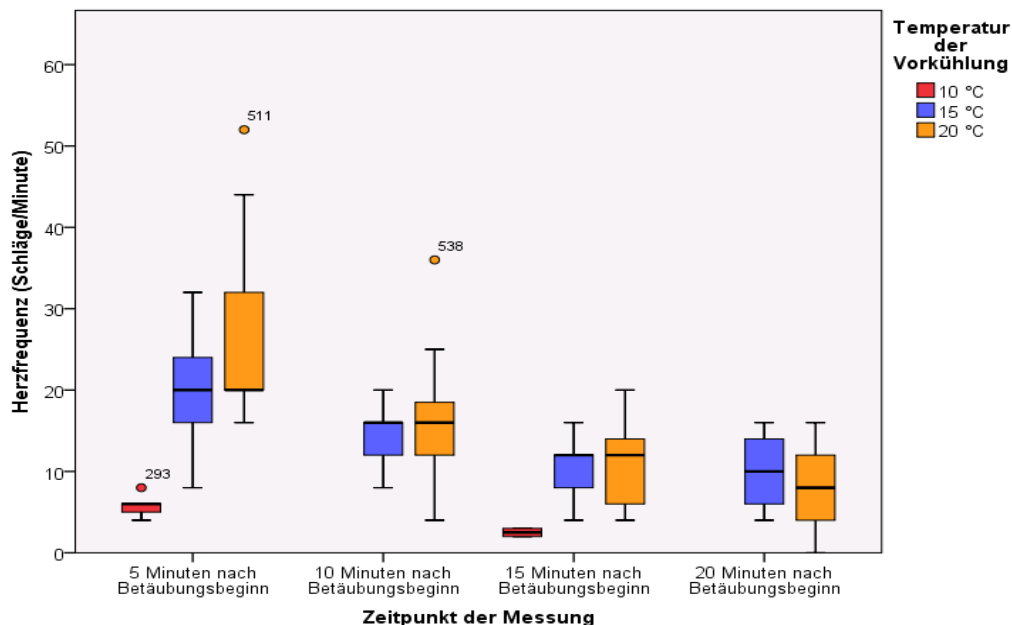


Abbildung 16: Herzfrequenz (Schläge pro Minute) während der Eiswasserbehandlung in Abhängigkeit von der Vorkühltemperatur (Versuch 1b; n = 97)

Die ermittelten Blutparameter (MW und SD) sind in Anlage 2 für die einzelnen Varianten und Messzeitpunkte aufgeführt.

Nach Hälderung über 24 Stunden bei 24 °C wurden keine signifikanten Unterschiede bezüglich des Cortisolgehaltes im Blut festgestellt ($p = 0,673$; Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben) (Abbildung 17). Nach der Vorkühlung waren die Unterschiede zwischen den drei Temperaturvarianten dagegen signifikant ($p = 0,001$; Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben). Bei 10 °C Vorkühltemperatur konnten signifikant höhere Cortisolwerte gegenüber der Variante mit 15 °C ($p = 0,001$; Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben) und der Variante mit 20 °C ($p = 0,002$) nachgewiesen werden. Die Unterschiede im Cortisolgehalt zwischen Variante 2 (15 °C) und Variante 3 (20 °C) waren nicht signifikant ($p = 0,875$).

Die Blutcortisolspiegel der drei Vorkühlvarianten unterschieden sich nach der Eiswasserbehandlung ebenfalls signifikant ($p = 0,000$; Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben). Bei 20 °C Vorkühlung wurden signifikant höhere Cortisolspiegel gegenüber der Variante mit 10 °C ($p = 0,002$; Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben) und gegenüber der Variante mit 15 °C ($p = 0,000$) nachgewiesen. Die Unterschiede zwischen Variante 1 (10 °C) und Variante 2 (15 °C) waren nicht signifikant ($p = 0,309$).

Nach der Eiswasserbehandlung kam es bei Variante 1 (Vorkühlung 10 °C, alle Tiere) gegenüber Blutentnahmezeitpunkt 2 (nach Vorkühlung) zu keiner Erhöhung des Cortisolspiegels (Anlage 2). Bei Variante 2 (15 °C) und Variante 3 (20 °C) erhöhte sich der Cortisolspiegel nach Eiswasserbehandlung signifikant ($p = 0,000$; $p = 0,000$; Wilcoxon-Vorzeichenrangtest für verbundene Stichproben), wobei die Steigerung bei 20 °C Vorkühlung wesentlich deutlicher ausfiel.

Nach Hälderung über 24 Stunden bei 24 °C wurden keine signifikanten Unterschiede beim Glukosegehalt im Blut ermittelt ($p = 0,060$; Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben) (Abbildung 18). Nach der Vorkühlung waren dagegen signifikante Unterschiede zwischen den drei Varianten der Vorkühlung nachzuweisen ($p = 0,000$; Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben). Bei 10 °C Vorkühlung traten signifikant höhere Glukosewerte als bei 15 °C ($p = 0,003$) und bei 20 °C auf ($p = 0,000$; Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen

Stichproben) auf. Bei 15 °C konnten ebenfalls signifikant höhere Glukosewerte als bei 20 °C ermittelt werden ($p = 0,000$). Nach der Eiswasserbehandlung traten ebenfalls signifikante Unterschiede zwischen den drei Varianten der Vorkühlung auf ($p = 0,000$; Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben). Bei 10 °C und bei 15 °C konnten jeweils signifikant höhere Glukosewerte als bei 20 °C ermittelt werden ($p = 0,000$; $p = 0,000$; Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben). Zwischen den beiden Varianten mit 10 °C und 15 °C Vorkühltemperatur waren die Unterschiede nicht signifikant ($p = 0,555$).

Nach der Eiswasserbehandlung kam es bei Variante 1 (Vorkühlung 10 °C, alle Tiere) und bei Variante 3 (20 °C) gegenüber Blutentnahmezeitpunkt 2 (nach Vorkühlung) zu einer Reduktion des Glukosespiegels (Anlage 2), der allerdings nicht signifikant war ($p = 0,210$; $p = 0,114$). Bei Variante 2 (15 °C) erhöhte sich der Glukosespiegel nach Eiswasserbehandlung signifikant ($p = 0,000$; Wilcoxon-Vorzeichenrangtest für verbundene Stichproben).

Bei den Natriumwerten konnten nach der Hälterung signifikante Unterschiede zwischen den drei Varianten der Vorkühlung festgestellt werden ($p = 0,000$; Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben) (Abbildung 19). Bei Variante 1 (10 °C) traten signifikant höhere Natriumwerte gegenüber Variante 2 (15 °C) ($p = 0,000$) und gegenüber Variante 3 (20 °C) ($p = 0,011$; Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben) auf. Bei 15 °C waren die Natriumwerte signifikant niedriger als bei 20 °C ($p = 0,000$).

Die Natriumwerte nach Vorkühlung unterschieden sich zwischen den drei Varianten der Vorkühlung signifikant ($p = 0,000$; Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben). Bei 10 °C konnten signifikant höhere Natriumwerte als bei 15 °C nachgewiesen werden ($p = 0,000$; Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben). Bei der Variante 3 mit 20 °C waren sowohl gegenüber der Variante 1 mit 10 °C ($p = 0,003$) als auch gegenüber der Variante 2 mit 15 °C ($p = 0,000$) signifikant höhere Natriumgehalte im Blut feststellbar.

Nach Eiswasserbehandlung unterschieden sich die Natriumwerte ebenfalls signifikant zwischen den drei Varianten der Vorkühlung ($p = 0,000$; Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben). Bei der Variante 3 (20 °C) waren sowohl gegenüber der Variante 1 mit 10 °C ($p = 0,000$) als auch gegenüber der Variante 2 mit 15 °C ($p = 0,000$) signifikant höhere Natriumgehalte im Blut feststellbar (Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben). Die Natriumgehalte zwischen Variante 1 und Variante 2 der Vorkühlung unterschieden sich nicht signifikant ($p = 0,180$).

Nach der Eiswasserbehandlung kam es bei Variante 1 (Vorkühlung 10 °C, alle Tiere) gegenüber Blutentnahmezeitpunkt 2 (nach Vorkühlung) zu einer Reduktion des Natriumgehaltes (Anlage 2), der allerdings nicht signifikant war ($p = 0,356$). Bei Variante 2 (15 °C) und Variante 3 (20 °C) erhöhte sich der Natriumspiegel nach Eiswasserbehandlung signifikant ($p = 0,000$; $p = 0,001$; Wilcoxon-Vorzeichenrangtest für verbundene Stichproben).

Nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C unterschieden sich die Kaliumwerte zwischen den drei Varianten der Vorkühlung nicht signifikant ($p = 0,618$; Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben) (Abbildung 20).

Nach der Vorkühlung konnten signifikante Unterschiede bezüglich der Kaliumwerte nachgewiesen werden ($p = 0,000$; Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben). Bei Variante 1 mit 10 °C traten signifikant höhere Kaliumwerte gegenüber Variante 2 mit 15 °C ($p = 0,000$; Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben) und gegenüber Variante 3 mit 20 °C ($p = 0,013$) auf. Bei 15 °C konnten signifikant niedrigere Kaliumwerte als bei 20 °C ($p = 0,000$) festgestellt werden.

Die Kaliumwerte nach Eiswasserbehandlung zeigten ebenfalls signifikante Unterschiede zwischen den drei Varianten der Vorkühlung ($p = 0,002$; Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben). Bei 10 °C traten signifikant höhere Kaliumwerte als bei 15 °C Vorkühltemperatur auf ($p = 0,010$), bei 15 °C signifikant niedrigere Werte als bei 20 °C ($p = 0,001$; Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben). Zwischen Variante 1 und Variante 3 waren die Unterschiede nicht signifikant ($p = 0,097$; Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben).

Nach der Eiswasserbehandlung kam es bei Variante 2 (15 °C) gegenüber Blutentnahmezeitpunkt 2 (nach Vorkühlung) zu einer signifikanten Erhöhung des Kaliumgehaltes ($p = 0,000$). Bei Variante 1 (Vorkühlung 10 °C, alle Tiere) und bei Variante 3 (20 °C) waren die Unterschiede nicht signifikant ($p = 0,483$; $p = 0,331$; Wilcoxon-Vorzeichenrangtest für verbundene Stichproben).

Die Chloridwerte nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C zeigten signifikante Unterschiede zwischen den drei Varianten der Vorkühlung ($p = 0,000$; Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben) (Abbildung 21). Bei Variante 2 mit 15 °C waren signifikant niedrigere Werte gegenüber Variante 1 mit 10 °C ($p = 0,000$) sowie gegenüber Variante 3 mit 20 °C ($p = 0,000$; Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben) nachweisbar. Die Chloridwerte von Variante 1 und Variante 3 unterschieden sich nicht signifikant ($p = 0,909$).

Nach der Vorkühlung konnten ebenfalls signifikante Unterschiede ($p = 0,000$; Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben) festgestellt werden. Variante 3 mit 20 °C zeigte dabei signifikant höhere Chloridwerte gegenüber Variante 1 mit 10 °C ($p = 0,000$) und gegenüber Variante 2 mit 15 °C ($p = 0,000$; Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben). Die Unterschiede zwischen 10 °C und 15 °C Vorkühltemperatur waren dagegen nicht signifikant ($p = 0,483$).

Die Chloridwerte nach Eiswasserbehandlung wiesen ebenfalls signifikante Unterschiede zwischen den drei Varianten der Vorkühlung auf ($p = 0,000$; Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben). Bei Variante 3 mit 20 °C wurden signifikant höhere Chloridwerte gegenüber Variante 1 mit 10 °C ($p = 0,000$) und gegenüber Variante 2 mit 15 °C ($p = 0,000$; Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben) nachgewiesen. Keine signifikanten Unterschiede waren zwischen 10 °C und 15 °C ($p = 0,613$) feststellbar.

Nach der Eiswasserbehandlung kam es bei Variante 1 (Vorkühlung 10 °C, alle Tiere) gegenüber Blutentnahmezeitpunkt 2 (nach Vorkühlung) zu einer Reduktion des Chloridgehaltes (Anlage 2), der allerdings nicht signifikant war ($p = 0,977$). Bei Variante 2 (15 °C) und bei Variante 3 (20 °C) erhöhte sich der Chloridspiegel nach Eiswasserbehandlung signifikant ($p = 0,000$; $p = 0,002$; Wilcoxon-Vorzeichenrangtest für verbundene Stichproben).

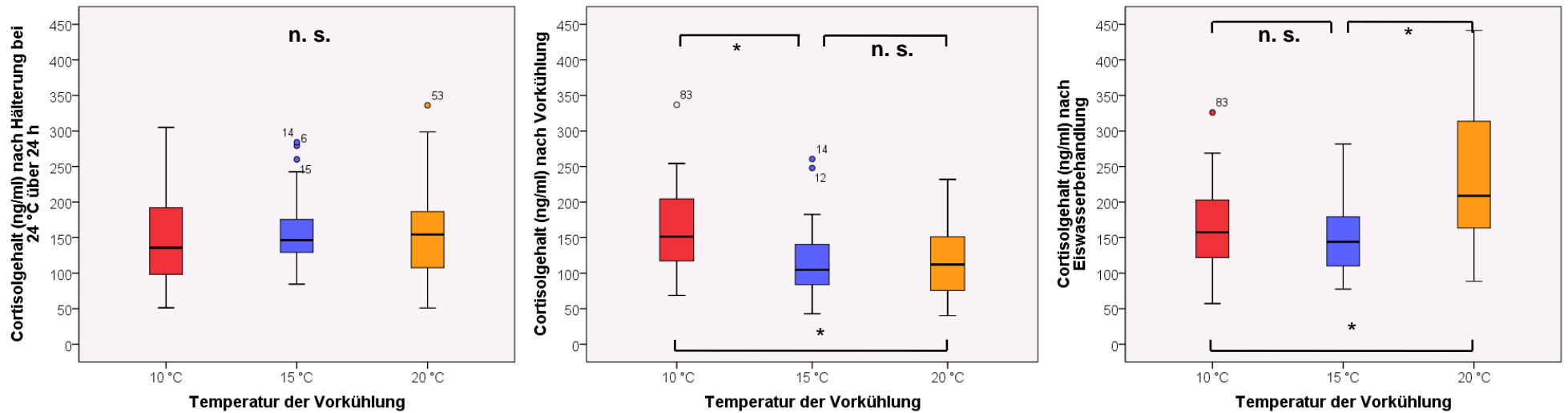


Abbildung 17: Vergleich der Cortisolwerte (ng/ml) nach Hälderung über 24 Stunden bei 24 °C, nach Vorkühlung und nach Eiswasserbehandlung in Abhängigkeit von der Vorkühltemperatur (Versuch 1b; n = 97)

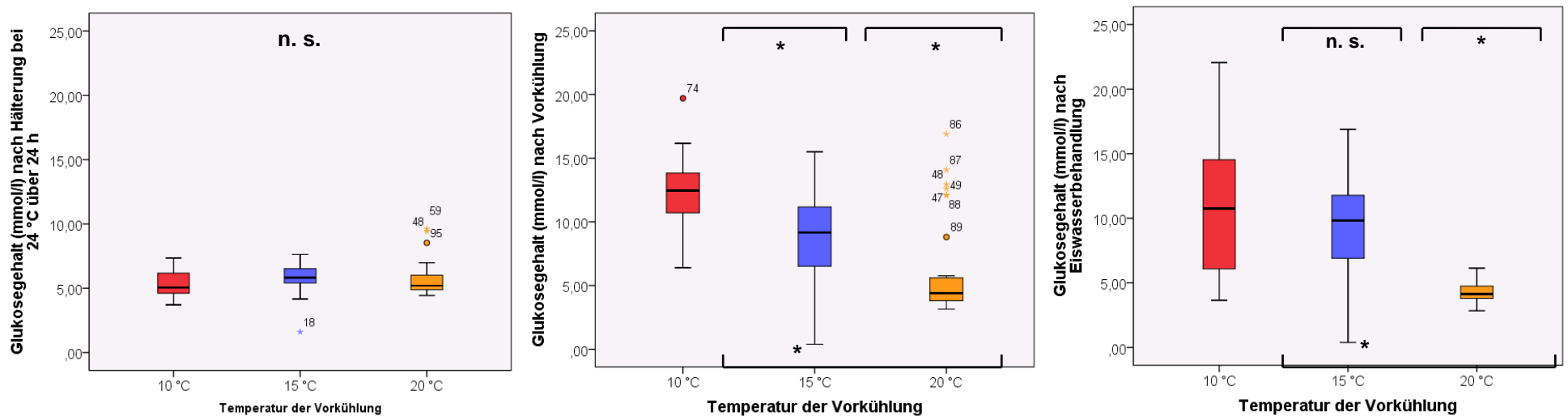


Abbildung 18: Vergleich der Glukosewerte (mmol/l) nach Hälderung über 24 Stunden bei 24 °C, nach Vorkühlung und nach Eiswasserbehandlung in Abhängigkeit von der Vorkühltemperatur (Versuch 1b; n = 97)

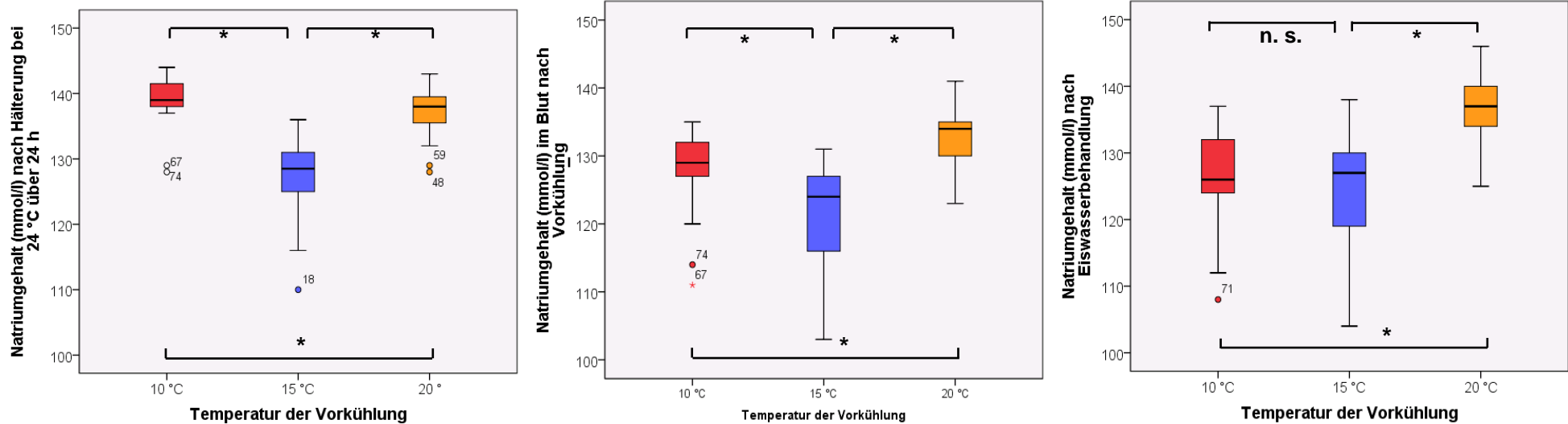


Abbildung 19: Vergleich der Natriumwerte (mmol/l) nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C, nach Vorkühlung und nach Eiswasserbehandlung in Abhängigkeit von der Vorkühltemperatur (Versuch 1b; n = 97)

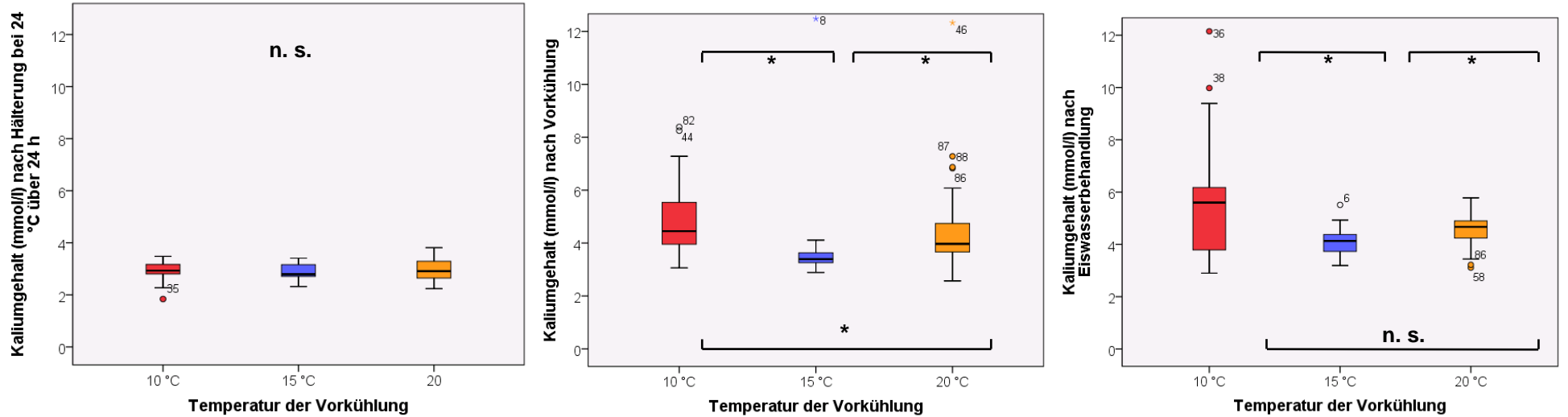


Abbildung 20: Vergleich der Kaliumwerte (mmol/l) nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C, nach Vorkühlung und nach Eiswasserbehandlung in Abhängigkeit von der Vorkühltemperatur (Versuch 1b; n = 97)

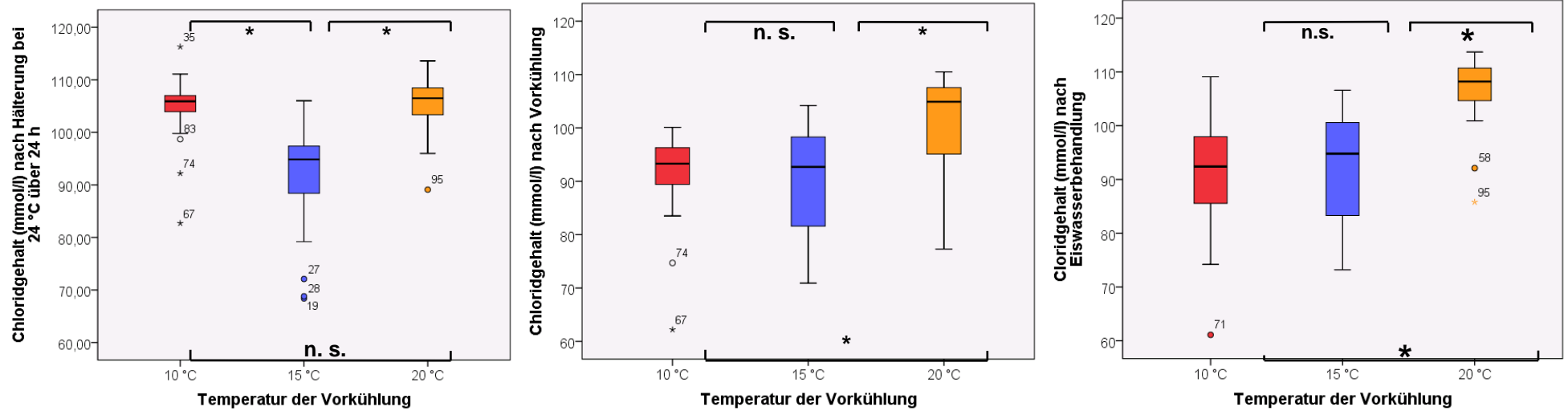


Abbildung 21: Vergleich der Chloridwerte (mmol/l) nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C, nach Vorkühlung und nach Eiswasserbehandlung in Abhängigkeit von der Vorkühltemperatur (Versuch 1b; n = 97)

4.4 Ergebnisse Versuch 2 (Elektrobetäubung)

Die im Versuch 2 verwendeten Welse wiesen eine Lebendmasse von $1,52 \pm 0,33$ kg (MW \pm SD) und eine Länge von $55,22 \pm 9,16$ cm auf.

Die Erprobung der unmittelbaren Kopfdurchströmung am Einzeltier mit Hilfe der Schermer Kurzzeitbetäubungsanlage Typ EC-2 (Betäubungsspannung 250 V, 1,3 A, Wechselstrom) an fünf Tieren konnte zufriedenstellende Ergebnisse liefern (schneller Eintritt der Betäubungswirkung, deutliche tonisch-klonische Krämpfe, die zwischen 30 und 60 Sekunden anhalten, Praktikabilität).

Die Betäubung in Variante 1 wurde im Wasserbad (ca. 9 cm Wasserstand) durchgeführt (26.05.–29.05.2015). Bei allen 31 betäubten Tieren wurde über eine Stromflusszeit von vier Sekunden bei einer Betäubungsspannung von $239 \pm 5,60$ Volt (MW \pm SD) und einer Stromstärke von $2,1 \pm 0,26$ Ampere (Tabelle 9) eine Betäubung erreicht (Beurteilung anhand der klinischen Parameter). So konnten deutliche tonisch-klonische Krämpfe und der Ausfall aller entsprechend dem Untersuchungsprotokoll getesteten Reflexe bzw. Reaktionen festgestellt werden. Die Betäubung dauerte ca. 30 bis 60 Sekunden an. Danach zeigten die Tiere wiederkehrende Reaktionen in den klinischen Tests (Tabelle 10).

Bei sechs Welsen musste der Zangensitz korrigiert werden. Alle sechs Tiere konnten nach Zangenkorrektur erfolgreich betäubt werden (Tabelle 9). Alle betäubten Tiere wachten aus der Betäubung wieder auf. Nach 30 Minuten im Aufwachbecken konnten keine Ausfälle bei den klinischen Tests festgestellt werden.

In der Woche vom 01.06. bis 04.06.2015 wurden weitere 31 Welse elektrisch betäubt (Variante 2). Dies erfolgte als Trockenbetäubung. 29 Tiere wurden erfolgreich betäubt. Im Gegensatz zur Variante 1 waren die erreichten Stromstärken allerdings wesentlich geringer (im Mittel erreichte Spannung und Stromstärke in Variante 2: 250 V/0,7 A) (Tabelle 9). Bei zwei Welsen war der Stromfluss so gering, dass das Gerät den Stromfluss unterbrach. Ein Tier wurde nachbetäubt, das andere sofort euthanasiert. Bei drei weiteren Welsen musste der Zangensitz korrigiert werden. Alle drei Tiere konnten nach Zangenkorrektur erfolgreich betäubt werden.

Tabelle 9: Betäubungsparameter Versuch 2

Parameter	Variante der Elektrobetäubung	
	Variante 1 (nass)	Variante 2 (trocken)
Erreichte Stromstärke (arithmetisches Mittel \pm Standardabweichung)	$2,1 \pm 0,26$ A	$0,7 \pm 0,18$ A
Minimum / Maximum	1,5 A/2,6 A	0,25 A/1,1 A
Erreichte Spannung (arithmetisches Mittel \pm Standardabweichung)	$239,0 \pm 5,60$ V	250 ± 0 V
Minimum / Maximum	230 V/250 V	250 V/250 V
Anzahl betäubter Welse mit fehlerhaftem Zangensitz	6 (6 ⁽¹⁾)	5 (4 ⁽¹⁾)
n_{gesamt}	31	31

⁽¹⁾ Anzahl der erfolgreich nachbetäubten Tiere

Die Betäubung dauerte bei den erfolgreich betäubten Tieren ebenfalls ca. 30 bis 60 Sekunden an. Danach zeigten die Tiere wiederkehrende Reaktionen in den klinischen Tests (Tabelle 10). Auch bei dieser Variante wachten alle betäubten Tiere aus der Betäubung wieder auf.

In beiden Varianten zeigten die Welse unmittelbar nach der elektrischen Kopfdurchströmung tonisch-klonische Krämpfe mit Maulsperre. Innerhalb der ersten Minute nach der Betäubung ließen die Krämpfe nach. Bei den klinischen Tests eine Minute nach der Elektrobetäubung waren in beiden Varianten im Mittel vier von acht Tests wieder positiv (Variante 1: 4,1; Variante 2: 4,8). Lediglich 4 von 31 untersuchten Welsen in Variante 1 und 3 von 30 untersuchten Fischen in Variante 2 zeigten eine Minute nach Betäubung lediglich eine positive Reaktion. Reaktionen, die zuerst wieder auftraten, waren die Antwort auf „Handling“ und Atembewegungen.

Tabelle 10: Anzahl an Welsen mit positiven Reaktionen auf klinische Tests in den ersten fünf Minuten nach Elektrobetäubung für Variante 1 (nass) und Variante 2 (trocken) (Versuch 2; $n_{\text{Var. 1}} = 31$, $n_{\text{Var. 2}} = 30$)

Klinischer Test	Zeit in Minuten nach Elektrobetäubung									
	1		2		3		4		5	
	Var. 1	Var. 2	Var. 1	Var. 2	Var. 1	Var. 2	Var. 1	Var. 2	Var. 1	Var. 2
Breathing ⁽¹⁾	19	22 (22 ⁽²⁾)	29 (29 ⁽²⁾)	27 (27 ⁽²⁾)	28 (28 ⁽²⁾)	28 (28 ⁽²⁾)	31	28 (28 ⁽²⁾)	29 (29 ⁽²⁾)	29 (29 ⁽²⁾)
Swimming	4	12	27	25	27	24	16	18	1	8
Equilibrium ohne Manipulation	11	13	29	28	29	30	30	30	30	30
Handling	28	26	31	30	29	28	28	25	25	25
Equilibrium nach Drehen	25	24	30	30	31	29	30	30	31	30
Eye-Roll-Reflex, links ⁽¹⁾	20 (29 ⁽²⁾)	24	28 (29 ⁽²⁾)	29	29 (29 ⁽²⁾)	29	29 (29 ⁽²⁾)	30	29 (29 ⁽²⁾)	30
Eye-Roll-Reflex, rechts	20	22	28	28	29	27	30	29	30	30
Schmerzreiz ⁽¹⁾	4	3	7 (30 ⁽²⁾)	3	7	5	3	1	2	3

⁽¹⁾ Eine Durchführung bzw. Beurteilung des Tests war nicht bei allen Tieren des Versuchs möglich.

⁽²⁾ Zahl der Tiere, bei denen eine Beurteilung des Tests möglich war

Bei den Clarias aus dem Versuch 2 erfolgte keine Messung der Körpertemperatur, weil die Tiere nicht im Eiswasser behandelt wurden.

Die Messung der Herzfrequenz unmittelbar nach der Betäubung ergab bei den Fischen aus Variante 1 40 Schläge pro Minute und 38 Schläge pro Minute (Median) bei den Welsen aus Variante 2. Fünf Minuten danach lag die Herzfrequenz bei 40 bzw. 34 Schlägen pro Minute (Median) (Abbildung 22). Weder in Variante 1 noch in Variante 2 waren die Unterschiede bei Vergleich der Herzfrequenzen unmittelbar nach der Kopfdurchströmung und fünf Minuten nach Betäubung signifikant ($p = 0,808$ bzw. $p = 0,703$; Wilcoxon-Vorzeichenrangtest bei verbundenen Stichproben). Bei Vergleich der beiden Varianten miteinander waren die Unterschiede in der Herzfrequenz unmittelbar nach der Betäubung signifikant ($p = 0,016$; Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben), fünf Minuten nach der Betäubung dagegen nicht ($p = 0,052$).

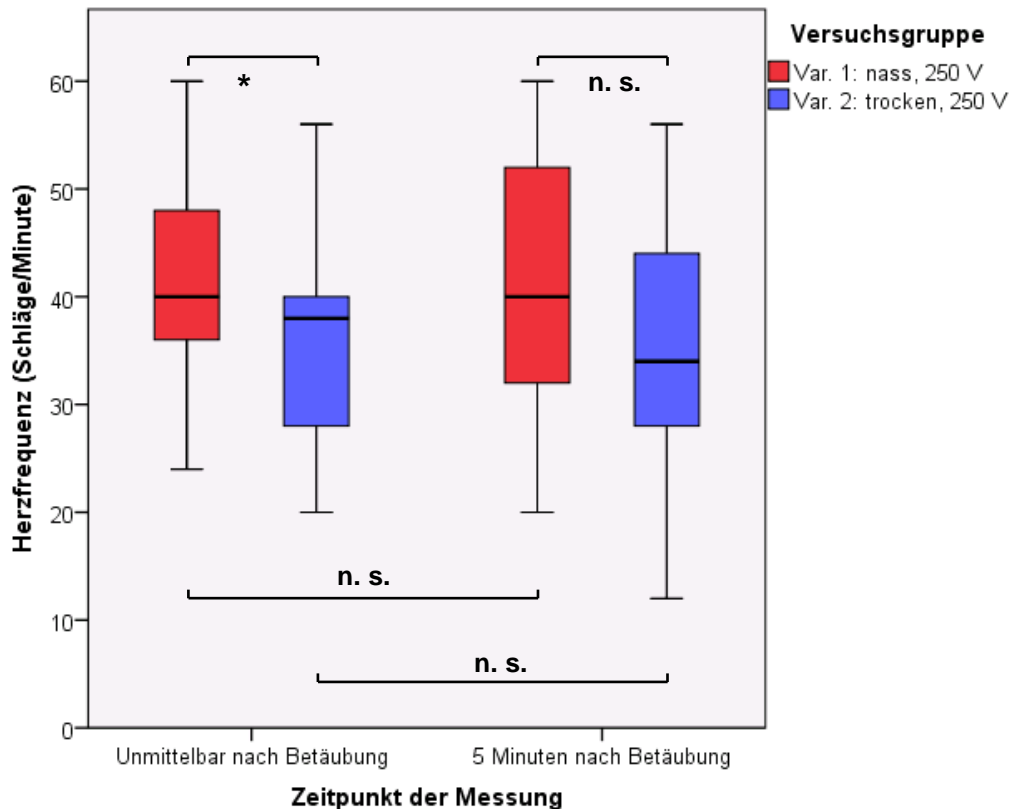


Abbildung 22: Herzfrequenz (Schläge pro Minute) in Abhängigkeit von der Variante der Elektrobetäubung (Versuch 2; $n_{\text{Var. 1}} = 31$, $n_{\text{Var. 2}} = 30$)

Bei der Variante 2 wurden im Gegensatz zur Variante 1 nach der Betäubung vereinzelt Strommarken an den Ansatzstellen der Elektroden festgestellt (Abbildung 23).



Abbildung 23: Strommarken am Elektrodenansatz (Variante 2: Trockenbetäubung)

Die ermittelten Blutparameter (MW und SD) sind in Anlage 2 für die einzelnen Varianten und Messzeitpunkte aufgeführt.

Die Cortisolwerte wiesen sowohl nach der Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C als auch nach der Vorkühlung keine signifikanten Unterschiede zwischen den zwei Varianten der Betäubung auf ($p = 0,105$; Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben) (Abbildung 24). Nach der Elektrobetäubung waren bei Variante 1 signifikant höhere Cortisolwerte feststellbar ($p = 0,024$; Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben).

Nach der Elektrobetäubung kam es bei beiden Varianten gegenüber Blutentnahmezeitpunkt 2 (nach Vorkühlung) zu einer signifikanten Erhöhung des Cortisolspiegels ($p = 0,000$; $p = 0,000$; Wilcoxon-Vorzeichenrangtest für verbundene Stichproben), wobei die Steigerung bei Variante 1 deutlicher ausfiel (Anlage 2).

Die Glukosewerte zeigten zu keinem Zeitpunkt der Blutentnahme signifikante Unterschiede zwischen den beiden Varianten der Betäubung ($p = 0,778$; $p = 0,346$; $p = 0,156$; Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben) (Abbildung 25).

Nach der Elektrobetäubung kam es bei beiden Varianten gegenüber Blutentnahmezeitpunkt 2 (nach Vorkühlung) zu einer signifikanten Erhöhung des Glukosespiegels ($p = 0,000$; $p = 0,000$; Wilcoxon-Vorzeichenrangtest für verbundene Stichproben).

Zu allen drei Blutentnahmezeitpunkten konnten signifikant höhere Natriumwerte bei der Variante 1 gegenüber der Variante 2 nachgewiesen werden ($p = 0,000$; $p = 0,002$; $p = 0,001$; Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben) (Abbildung 26). Nach der Elektrobetäubung kam es bei beiden Varianten gegenüber Blutentnahmezeitpunkt 2 (nach Vorkühlung) zu einer signifikanten Erhöhung des Natriumspiegels ($p = 0,000$; $p = 0,000$; Wilcoxon-Vorzeichenrangtest für verbundene Stichproben).

In der Variante 2 traten zu allen drei Blutentnahmezeitpunkten höhere Kaliumwerte gegenüber der Variante 1 auf. Diese Unterschiede waren nur nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C signifikant ($p = 0,000$; Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben), nach Vorkühlung und nach Elektrobetäubung dagegen nicht ($p = 0,481$; $p = 0,186$) (Abbildung 27).

Nach der Elektrobetäubung kam es bei beiden Varianten gegenüber Blutentnahmezeitpunkt 2 (nach Vorkühlung) zu einer signifikanten Erhöhung des Kaliumspiegels ($p = 0,000$; $p = 0,000$; Wilcoxon-Vorzeichenrangtest für verbundene Stichproben).

Die Chloridwerte nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C und nach der Elektrobetäubung zeigten signifikante Unterschiede zwischen den beiden Varianten der Betäubung ($p = 0,000$; $p = 0,007$; Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben). Nach der Vorkühlung konnten keine signifikanten Unterschiede nachgewiesen werden ($p = 0,050$) (Abbildung 28).

Nach der Elektrobetäubung kam es bei Variante 1 gegenüber Blutentnahmezeitpunkt 2 (nach Vorkühlung) zu einer signifikanten Erhöhung des Cortisolspiegels ($p = 0,000$; Wilcoxon-Vorzeichenrangtest für verbundene Stichproben). Bei Variante 2 waren die Unterschiede nicht signifikant.

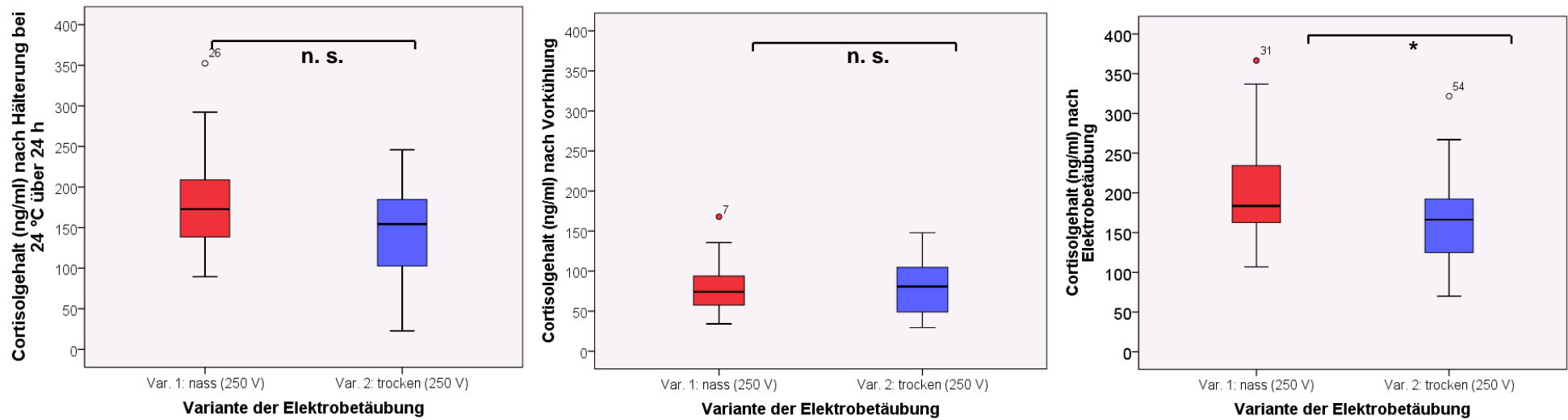


Abbildung 24: Vergleich der Cortisolwerte (ng/ml) nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C, nach Vorkühlung und nach Elektrobetäubung in Abhängigkeit von der Variante der Elektrobetäubung (Versuch 2; n = 62)

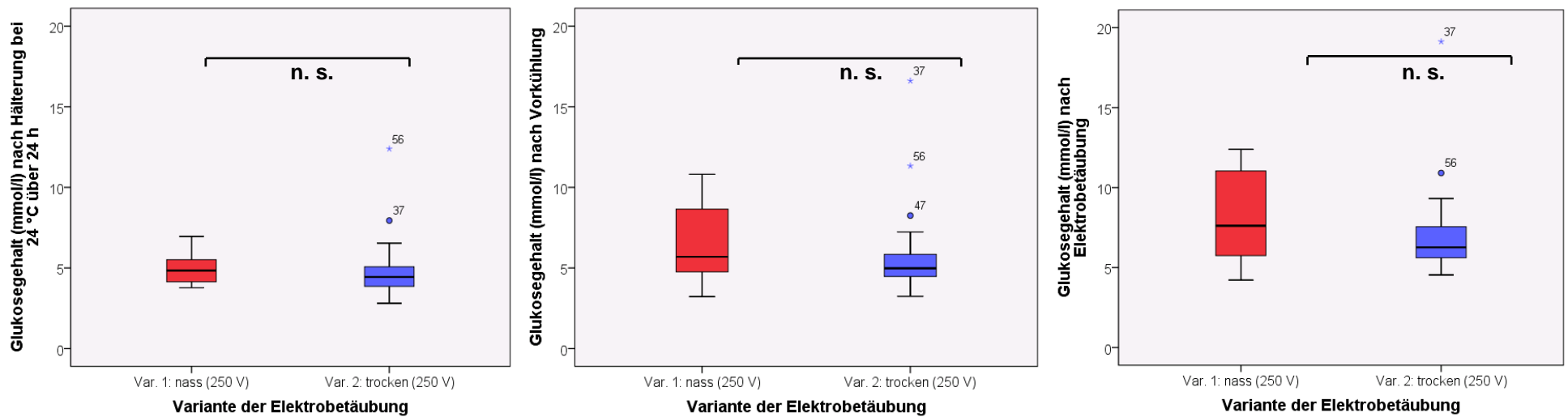


Abbildung 25: Vergleich der Glukosewerte (mmol/l) nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C, nach Vorkühlung und nach Elektrobetäubung in Abhängigkeit von der Variante der Elektrobetäubung (Versuch 2; n = 62)

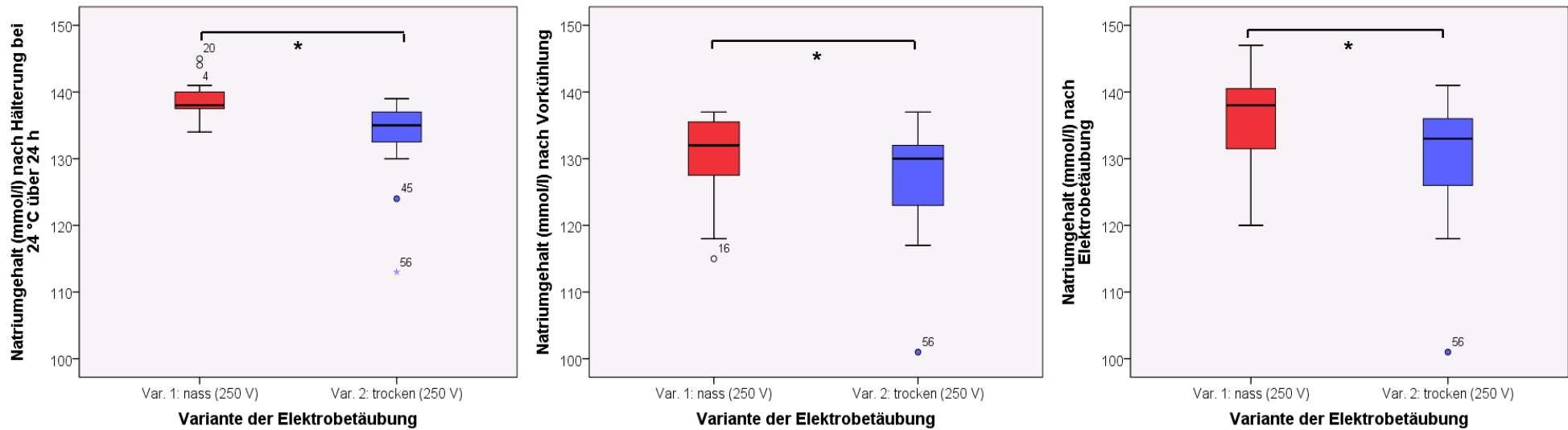


Abbildung 26: Vergleich der Natriumwerte (mmol/l) nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C, nach Vorkühlung und nach Elektrobetäubung in Abhängigkeit von der Variante der Elektrobetäubung (Versuch 2; n = 62)

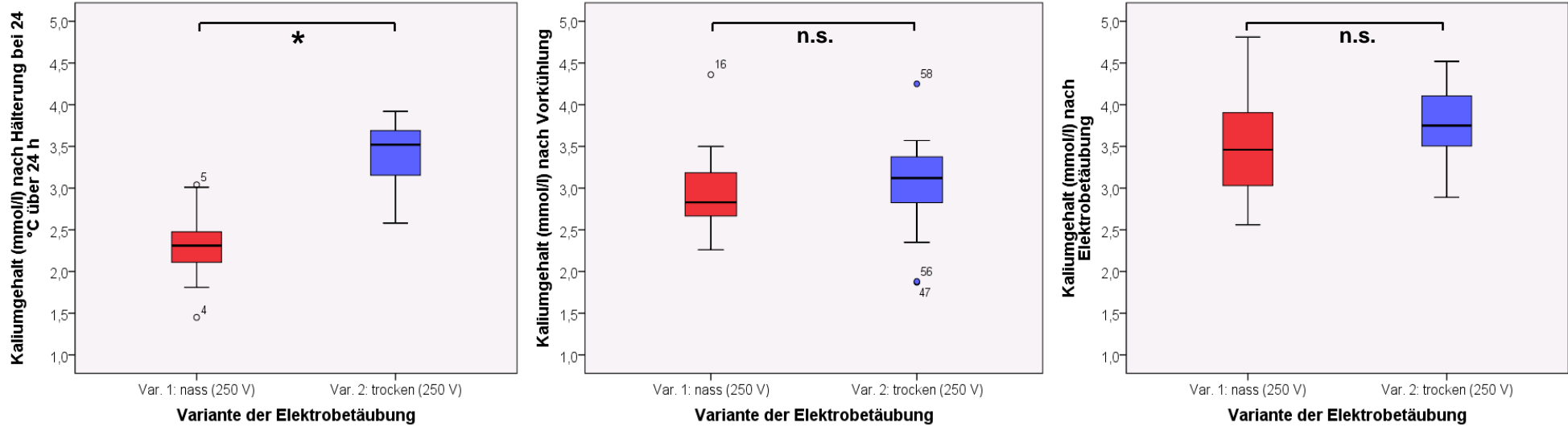


Abbildung 27: Vergleich der Kaliumwerte (mmol/l) nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C, nach Vorkühlung und nach Elektrobetäubung in Abhängigkeit von der Variante der Elektrobetäubung (Versuch 2; n = 62)

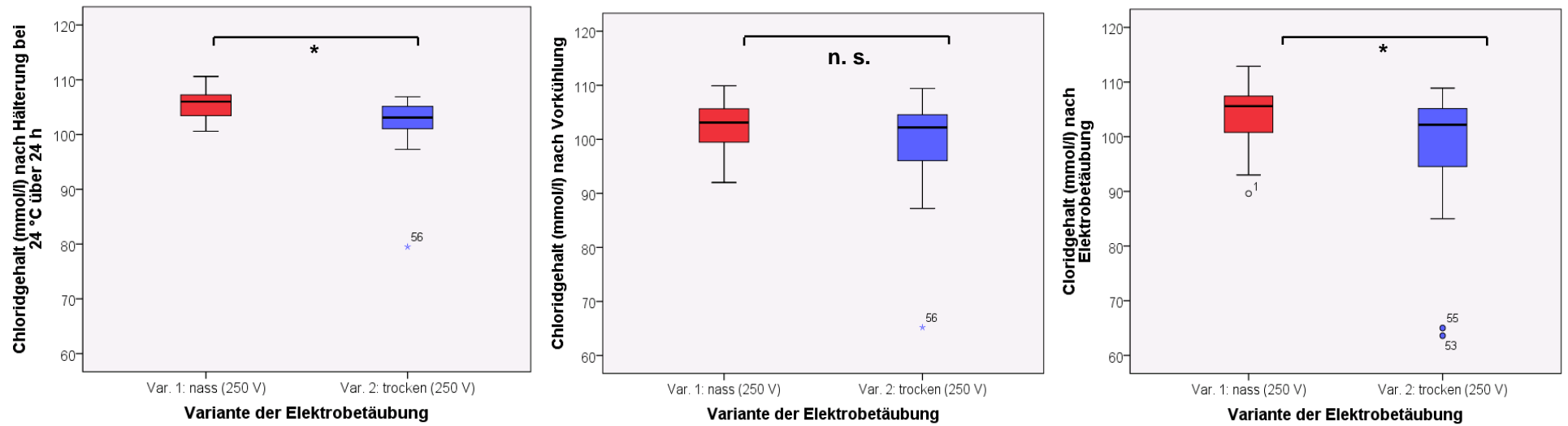


Abbildung 28: Vergleich der Chloridwerte (mmol/l) nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C, nach Vorkühlung und nach Elektrobetäubung in Abhängigkeit von der Variante der Elektrobetäubung (Versuch 2; n = 62)

4.5 Ergebnisse Versuch 3 (Kombination von Elektrobetäubung und Eiswasserbehandlung)

Die im Versuch 3 verwendeten Welse wiesen eine Lebendmasse von $1,52 \pm 0,43$ kg (MW \pm SD) und eine Länge von $54,83 \pm 5,54$ cm auf.

Insgesamt konnten im Kombinationsversuch bei allen 30 Tieren deutliche tonisch-klonische Krämpfe unmittelbar nach Elektrobetäubung festgestellt werden.

Die Clarias zeigten im Mittel 2,8 Minuten (bzw. 2,7 Minuten ohne Berücksichtigung von Atmung und des Vermögens, das Gleichgewicht selbstständig zu halten) nach Beginn der Eiswasserbehandlung, die sich unmittelbar an die Elektrobetäubung anschloss, die letzte Reaktion auf einen klinischen Test (Minimum: 0 Minuten, Maximum: 5 Minuten). Bei 5 der 30 Welse konnte bereits ab der ersten Minute nach Beginn der Eiswasserbehandlung ein Ausbleiben der Reaktionen auf die Tests beobachtet werden. Abbildung 29 zeigt, zu welchem Zeitpunkt nach dem Einsetzen in das Eiswasser bei den weiteren Welsen keine Reaktionen mehr zu beobachten waren (maximale Reaktionszeit).

Alle 18 Fische, die nach der Betäubungsbehandlung in ein Aufwachbecken gesetzt wurden, erholten sich von der Betäubung und zeigten bei der Untersuchung 30 und 60 Minuten danach mehr oder weniger deutliche Reflexe, Reaktionen und selbstinitiierte Bewegungen.

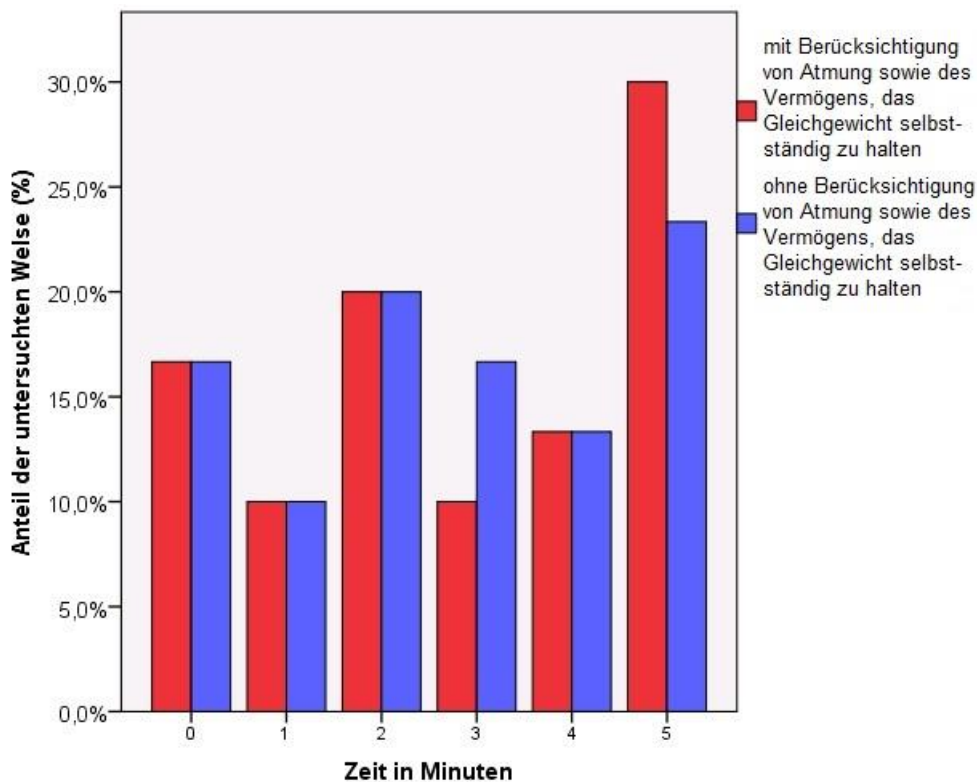


Abbildung 29: Maximale Reaktionszeit (in Minuten) nach Beginn der Eiswasserbehandlung (mit und ohne Berücksichtigung von Atembewegungen sowie des Vermögens, das Gleichgewicht selbstständig zu halten) (Versuch 3; n = 30)

Von insgesamt 30 untersuchten Welsen war bei drei Clarias die Position der Zange beim Ansetzen nicht korrekt und es musste nachkorrigiert werden, sodass sich die Stromflusszeit verlängerte. Im Mittel lag die Stromstärke nach einer Sekunde bei $1,3 \pm 0,26$ Ampere. Die Spannung nach einer Sekunde lag im Mittel bei $231 \pm 2,81$ Volt (Tabelle 11). Bei allen Tieren wurde bei korrektem Zangenansatz nach einer Sekunde eine Frequenz von 400 Hz erreicht.

Tabelle 11: Betäubungsparameter Versuch 3

Parameter	Kombinationsversuch Versuch 3
Erreichte Stromstärke nach 1 s (arithmetisches Mittel \pm Standardabweichung)	$1,3 \pm 0,26$ A
Minimum/Maximum	1,16 A / 1,69 A
Minimal erreichte Stromstärke während Betäubungszeit ⁽¹⁾ (arithmetisches Mittel \pm Standardabweichung)	$1,3 \pm 0,28$ A
Maximal erreichte Stromstärke während Betäubungszeit ⁽¹⁾ (arithmetisches Mittel \pm Standardabweichung)	$1,5 \pm 0,16$ A
Erreichte Spannung nach 1 s (arithmetisches Mittel \pm Standardabweichung)	$231 \pm 2,81$ V
Minimum/Maximum	225 V / 236 V
Minimal erreichte Spannung während Betäubungszeit ⁽¹⁾ (arithmetisches Mittel \pm Standardabweichung)	$230,6 \pm 3,12$ V
Maximal erreichte Spannung während Betäubungszeit ⁽¹⁾ (arithmetisches Mittel \pm Standardabweichung)	$239,9 \pm 4,53$ V
Anzahl betäubter Welse mit fehlerhaftem Zangenansatz	3
n_{gesamt}	30

⁽¹⁾ Betäubungszeit 4 Sekunden (2. bis 5. Sekunde nach Zangenansatz)

Der Verlauf der Körpertemperaturen über den Untersuchungszeitraum ist in Abbildung 30 dargestellt. Die Unterschiede zwischen den Messzeitpunkten sind signifikant ($p = 0,000$; Friedman Test bei k verbundenen Stichproben).

Abbildung 31 zeigt den Abfall der Herzfrequenz während der Betäubungsbehandlung. Auch hier waren die Unterschiede zwischen den Messzeitpunkten signifikant ($p = 0,004$; Friedman Test bei k verbundenen Stichproben).

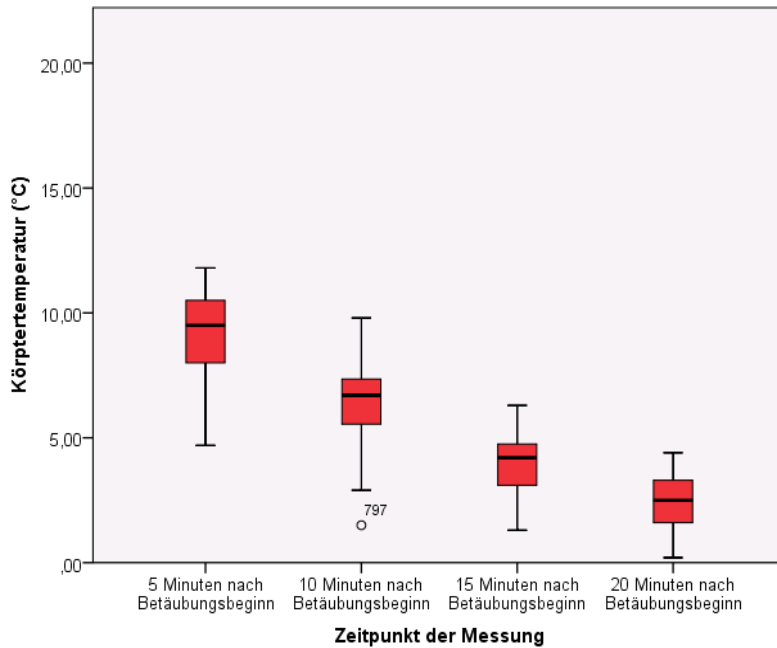


Abbildung 30: Körpertemperatur (°C) während der Eiswasserbehandlung (Versuch 3; n = 30)

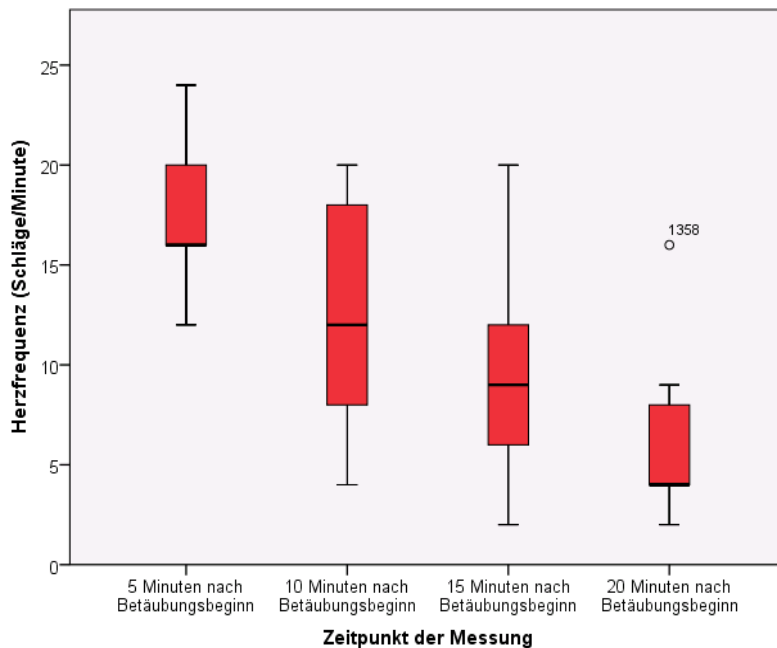


Abbildung 31: Herzfrequenz (Schläge pro Minute) während der Eiswasserbehandlung (Versuch 3; n = 30)

Die ermittelten Blutparameter (MW und SD) sind in Anlage 2 für die einzelnen Messzeitpunkte aufgeführt.

Die Cortisolwerte wiesen signifikante Unterschiede zwischen den drei Blutentnahmezeitpunkten auf ($p = 0,000$; Friedman-Test bei k verbundenen Stichproben) (Abbildung 32). Nach der Vorkühlung war der Cortisolwert signifikant niedriger als nach der Hälterung nach 24 Stunden über 24 °C ($p = 0,002$; Wilcoxon-Vorzeichenrangtest bei verbundenen Stichproben). Nach Betäubung zeigten sich signifikante höhere Cortisolwerte gegenüber Blutentnahmezeitpunkt 2 (nach Vorkühlung) ($p = 0,000$; Wilcoxon-Vorzeichenrangtest bei verbundenen Stichproben). Der Unterschied zwischen den Cortisolwerten bei Blutentnahmezeitpunkt 1 (nach

Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C) und Blutentnahmezeitpunkt 3 (nach Betäubung) war nicht signifikant ($p = 0,057$).

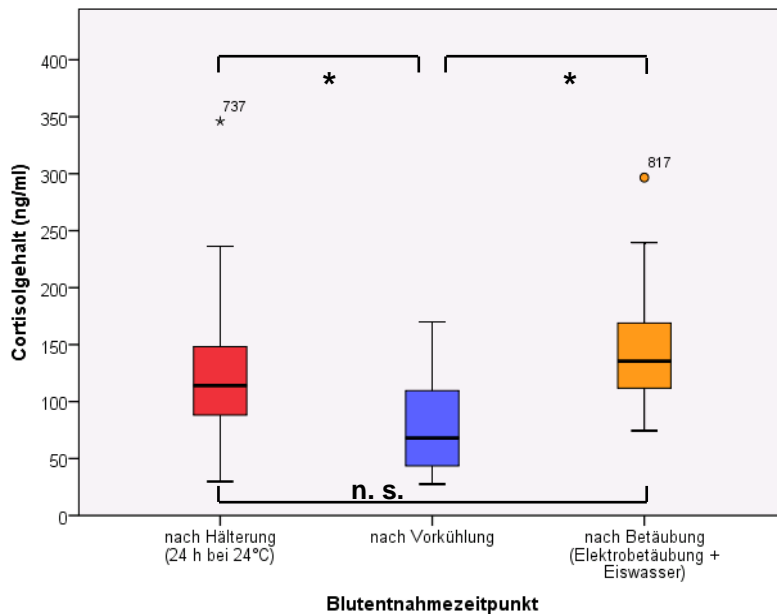


Abbildung 32: Vergleich der Cortisolwerte (ng/ml) zu verschiedenen Blutentnahmezeitpunkten (Versuch 3; n = 30)

Die Glukosewerte unterschieden sich zwischen den drei Blutentnahmezeitpunkten signifikant ($p = 0,000$; Friedman-Test bei k verbundenen Stichproben) (Abbildung 33).

Nach der Betäubung konnten sowohl gegenüber Blutentnahmezeitpunkt 1 (nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C) als auch gegenüber Blutentnahmezeitpunkt 2 (nach Vorkühlung) signifikant höhere Glukosewerte nachgewiesen werden ($p = 0,000$; $p = 0,000$; Wilcoxon-Vorzeichenrangtest bei verbundenen Stichproben). Nach der Vorkühlung kam es ebenfalls zu einem signifikanten Anstieg der Glukosewerte gegenüber Blutentnahmezeitpunkt 1 (nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C) ($p = 0,000$).

Die Natriumwerte wiesen signifikante Unterschiede zwischen den drei Blutentnahmezeitpunkten auf ($p = 0,000$; Friedman-Test bei k verbundenen Stichproben) (Abbildung 34). Nach der Vorkühlung und der Betäubung traten gegenüber Blutentnahmezeitpunkt 1 (nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C) signifikant niedrigere Natriumwerte auf ($p = 0,000$; $p = 0,000$; Wilcoxon-Vorzeichenrangtest bei verbundenen Stichproben).

Zwischen Blutentnahmezeitpunkt 2 (nach Vorkühlung) und Blutentnahmezeitpunkt 3 (nach Betäubung) waren die Unterschiede nicht signifikant ($p = 0,949$).

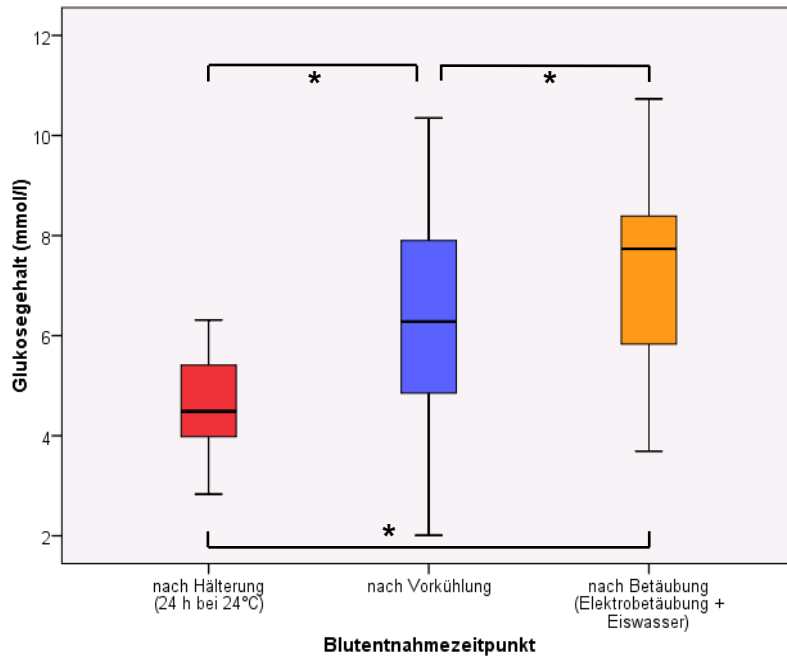


Abbildung 33: Vergleich der Glukosewerte (mmol/l) zu verschiedenen Blutentnahmezeitpunkten (Versuch 3; n = 30)

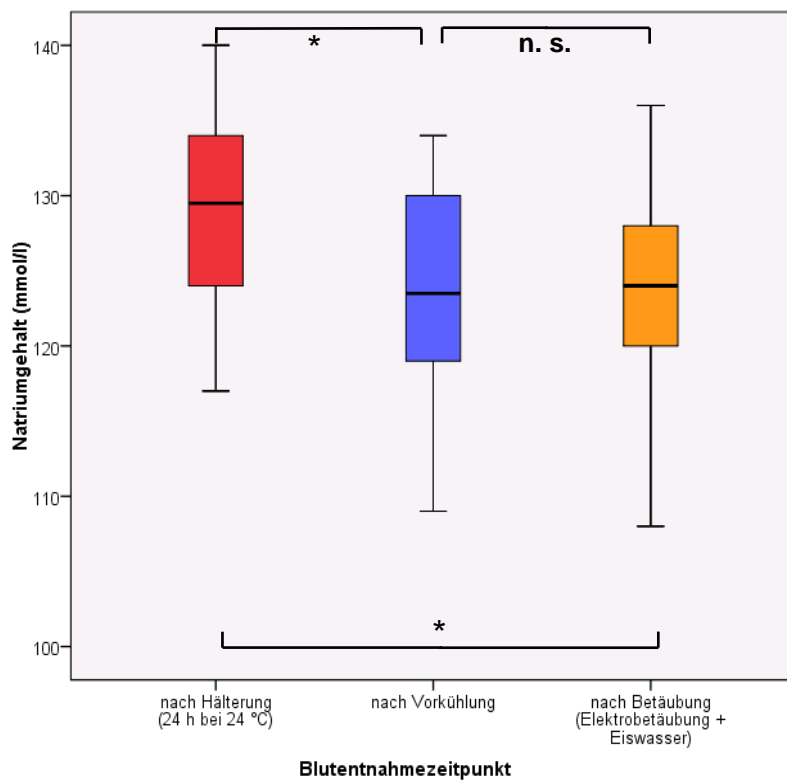


Abbildung 34: Vergleich der Natriumwerte (mmol/l) zu verschiedenen Blutentnahmezeitpunkten (Versuch 3; n = 30)

Auch die Kaliumwerte zeigten signifikante Unterschiede zwischen den drei Blutentnahmezeitpunkten ($p = 0,000$; Friedman-Test bei k verbundenen Stichproben) (Abbildung 35).

Nach der Betäubung konnten signifikant höhere Kaliumwerte sowohl gegenüber Blutentnahmezeitpunkt 2 (nach Vorkühlung) als auch gegenüber Blutentnahmezeitpunkt 1 (nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C) nachgewiesen werden ($p = 0,000$; $p = 0,000$; Wilcoxon-Vorzeichenrangtest bei verbundenen Stichproben).

Zwischen Blutentnahmezeitpunkt 1 und Blutentnahmezeitpunkt 2 bestanden ebenfalls signifikante Unterschiede ($p = 0,000$).

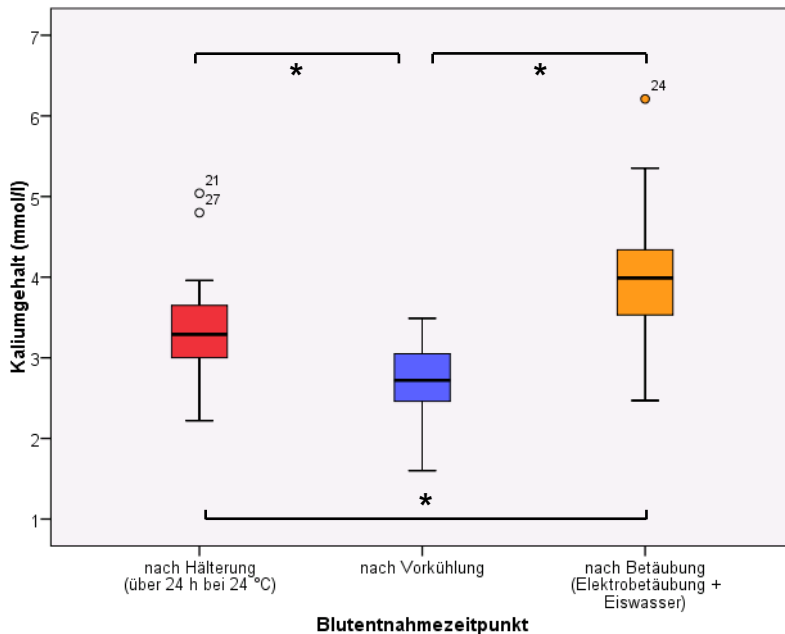


Abbildung 35: Vergleich der Kaliumwerte (mmol/l) zu verschiedenen Blutentnahmezeitpunkten (Versuch 3; n = 30)

Die Chloridwerte unterschieden sich zwischen den drei Blutentnahmezeitpunkten ebenfalls signifikant ($p = 0,000$; Friedman-Test bei k verbundenen Stichproben) (Abbildung 36).

Sowohl nach der Vorkühlung als auch nach der Betäubung konnten signifikant niedrigere Chloridwerte gegenüber Blutentnahmezeitpunkt 1 (nach Hälterung über 24 Stunden bei 24 °C) nachgewiesen werden ($p = 0,000$; $p = 0,000$; Wilcoxon-Vorzeichenrangtest bei verbundenen Stichproben).

Die Chloridwerte nach der Betäubung waren signifikant niedriger gegenüber Blutentnahmezeitpunkt 2 (nach Vorkühlung) ($p = 0,004$).

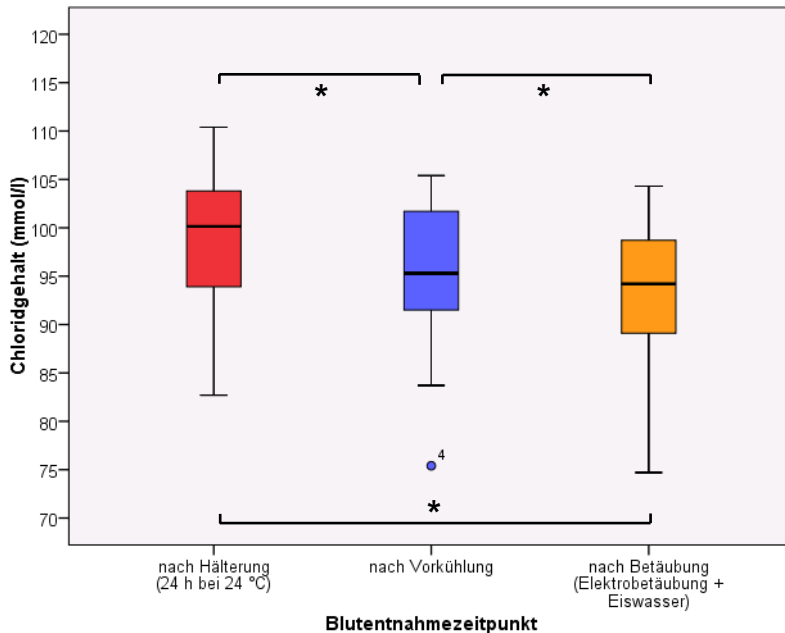


Abbildung 36: Vergleich der Chloridwerte (mmol/l) zu verschiedenen Blutentnahmezeitpunkten (Versuch 3; n = 30)

Im Anschluss an die Untersuchung (Elektrobetäubung und Eiswasserbehandlung) wurden 12 Welse geschlachtet und nach Kühlung am folgenden Tag im Institut für Lebensmittelhygiene untersucht. Die Ergebnisse sind in Anlage 6 aufgeführt.

4.6 Ergebnisse Versuch 4 (Erprobung im Praxisbetrieb)

Im Versuch 4 wurden insgesamt 50 Welse nach dem gleichen Ablauf wie im Versuch 3 unter Praxisbedingungen betäubt und anschließend geschlachtet. Insgesamt konnten bei allen 50 Tieren deutliche tonisch-klonische Krämpfe beobachtet werden. Bei zwei Clarias musste der Zangensitz korrigiert werden (Tabelle 12).

Tabelle 12: Betäubungsparameter Versuch 4

Parameter	Versuch 4 (Erprobung im Praxisbetrieb)
Erreichte Stromstärke nach 1 s (arithmetisches Mittel ± Standardabweichung) Minimum/Maximum	1,9 ± 0,11 A 1,49 A/2,24 A
Minimal erreichte Stromstärke während Betäubungszeit ⁽¹⁾ (arithmetisches Mittel ± Standardabweichung)	1,8 ± 0,22 A
Maximal erreichte Stromstärke während Betäubungszeit ⁽¹⁾ (arithmetisches Mittel ± Standardabweichung)	2,0 ± 0,05 A
Erreichte Spannung nach 1 s (arithmetisches Mittel ± Standardabweichung) Minimum/Maximum	188,3 ± 15,36 V 165 V/228 V
Minimal erreichte Spannung während Betäubungszeit ⁽¹⁾ (arithmetisches Mittel ± Standardabweichung)	176,2 ± 18,33 V

Parameter	Versuch 4 (Erprobung im Praxisbetrieb)
Maximal erreichte Spannung während Betäubungszeit ⁽¹⁾ (arithmetisches Mittel ± Standardabweichung)	192,3 ± 18,16 V
Anzahl betäubter Welse mit fehlerhaftem Zangensitz	2
n _{gesamt}	50

⁽¹⁾ Betäubungszeit 4 Sekunden (2. bis 5. Sekunde nach Zangenansatz)

Nach Einsetzen in das Eiswasser wurden bis maximal zur sechsten Minute (n = 1 Wels) Reaktionen bzw. Reflexe auf klinische Tests ermittelt. Die maximale Reaktionszeit betrug im Mittel 3,3 Minuten (bzw. 3,3 Minuten ohne Berücksichtigung von Atembewegungen und des Vermögens, das Gleichgewicht selbstständig zu halten). Jeder der 30 untersuchten Fische zeigte spätestens nach der ersten Minute nach Umsetzen ins Eiswasser klinische Reaktionen. Abbildung 37 zeigt die maximale Reaktionszeit nach Einsetzen in das Eiswasser. Reaktionen bzw. Reflexe, die zuletzt ausfielen, waren „Handling“ (n = 24) und der Eye-Roll-Reflex (n = 14, jeweils für das linke und das rechte Auge).

Den Clarias aus dem Versuch 4 wurden keine IPTT-Transponder implantiert, daher erfolgte auch keine Messung der Körpertemperatur. Zur Individualerkennung wurden nummerierte Klammern an den Schwanzflossen befestigt.

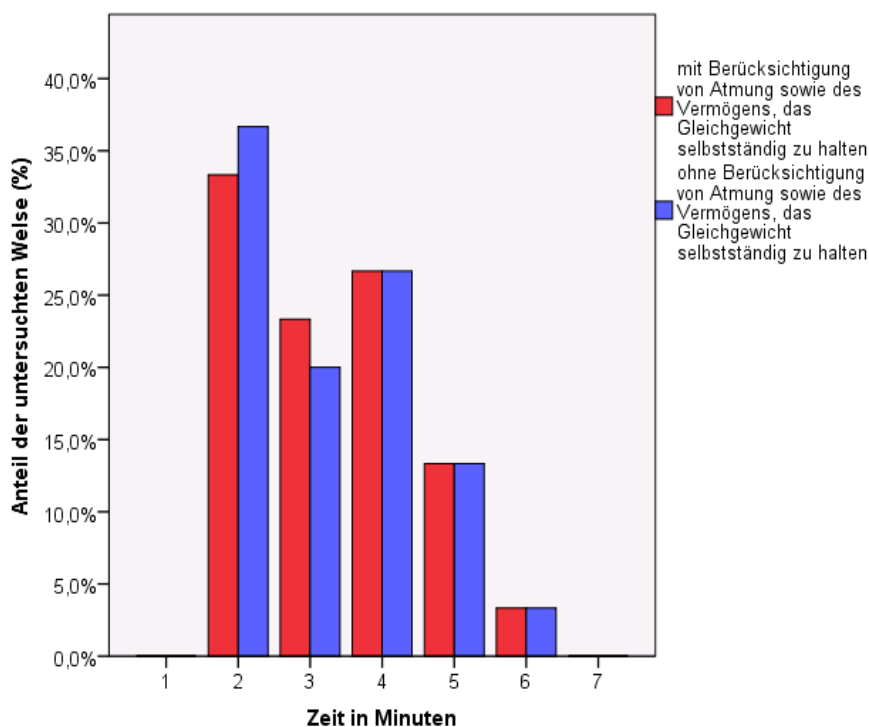


Abbildung 37: Maximale Reaktionszeit (in Minuten) nach Beginn der Eiswasserbehandlung (mit und ohne Berücksichtigung von Atembewegungen und des Vermögens, das Gleichgewicht selbstständig zu halten) (Versuch 4; n = 30)

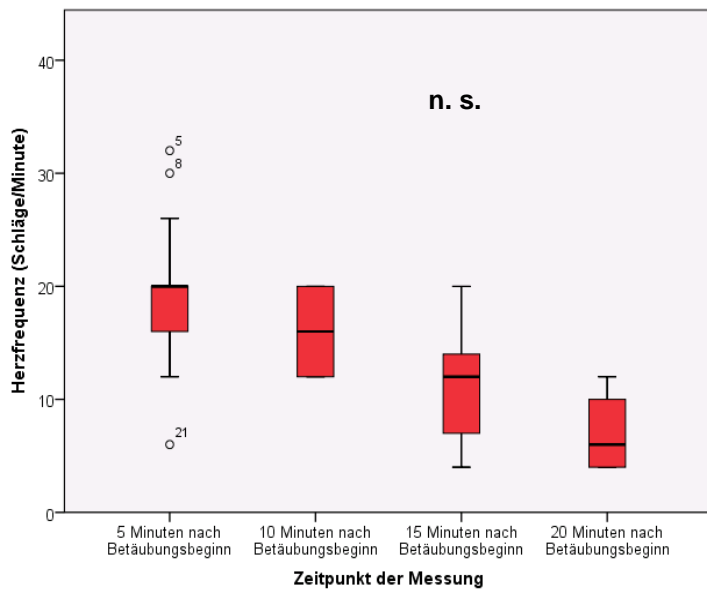


Abbildung 38: Herzfrequenz (Schläge pro Minute) während der Eiswasserbehandlung (Versuch 4; n = 30)

Den Verlauf der Herzfrequenz während der Betäubungsbehandlung zeigt Abbildung 38. Die Unterschiede zwischen den zu den verschiedenen Zeitpunkten gemessenen Herzfrequenzen waren nicht signifikant ($p = 0,134$; Friedman-Test bei k verbundenen Stichproben). Die ermittelten Blutparameter (MW und SD) sind in Anlage 2 für die einzelnen Messzeitpunkte aufgeführt.

Nach der Betäubung konnten signifikant höhere Cortisolwerte gegenüber dem Blutentnahmezeitpunkt nach Vorkühlung nachgewiesen werden ($p = 0,000$; Wilcoxon-Vorzeichenrangtest bei verbundenen Stichproben) (Abbildung 39).

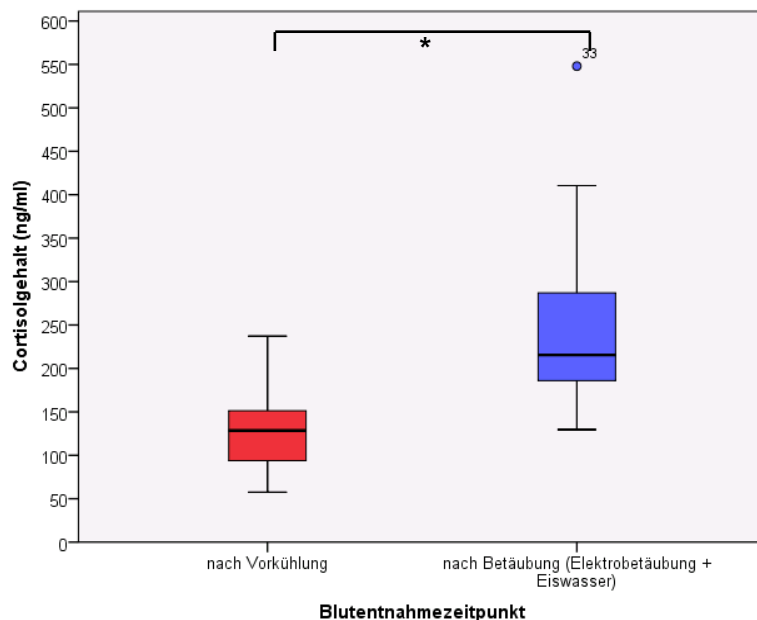


Abbildung 39: Vergleich der Cortisolwerte (ng/ml) nach Vorkühlung und nach Betäubung (Versuch 4; n = 30)

Die Glukosewerte zeigten ebenfalls signifikante Unterschiede zwischen den beiden Blutentnahmezeitpunkten ($p = 0,000$; Wilcoxon-Vorzeichenrangtest bei verbundenen Stichproben) (Abbildung 40).

Nach der Betäubung waren signifikant höhere Natriumwerte gegenüber dem Blutentnahmezeitpunkt nach Vorkühlung nachweisbar ($p = 0,000$; Wilcoxon-Vorzeichenrangtest bei verbundenen Stichproben) (Abbildung 41).

Die Unterschiede bei den Kaliumwerten erwiesen sich ebenfalls als signifikant ($p = 0,000$; Wilcoxon-Vorzeichenrangtest bei verbundenen Stichproben) (Abbildung 42).

Keine signifikanten Unterschiede waren dagegen bei den Chloridwerten zwischen beiden Blutentnahmezeitpunkten zu verzeichnen ($p = 0,422$; Wilcoxon-Vorzeichenrangtest bei verbundenen Stichproben) (Abbildung 43).

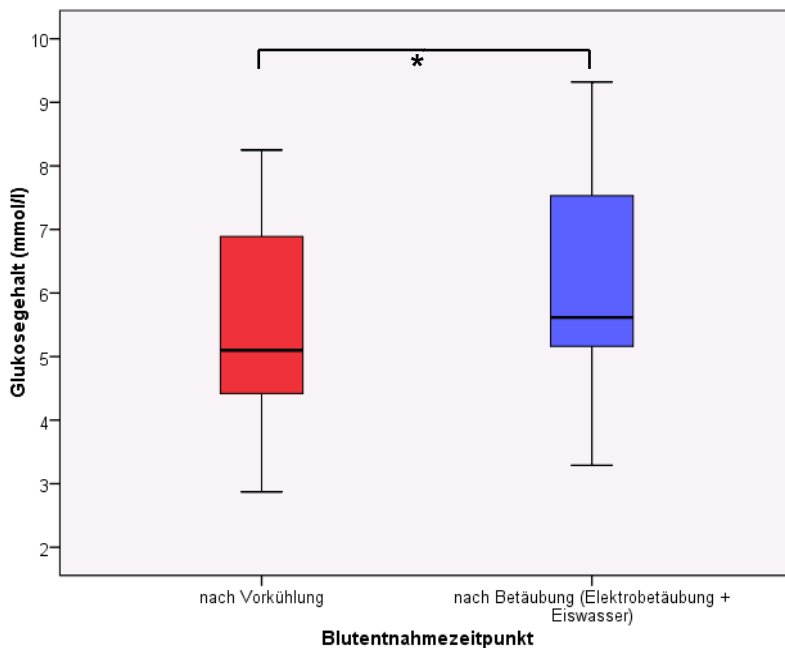


Abbildung 40: Vergleich der Glukosewerte (mmol/l) nach Vorkühlung und nach Betäubung (Versuch 4; n = 30)

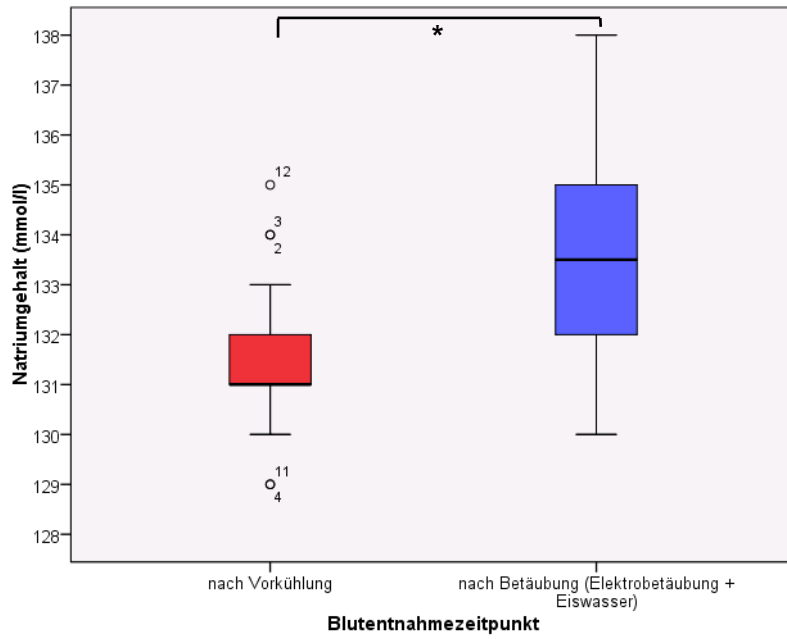


Abbildung 41: Vergleich der Natriumwerte (mmol/l) nach Vorkühlung und nach Betäubung (Versuch 4; n = 30)

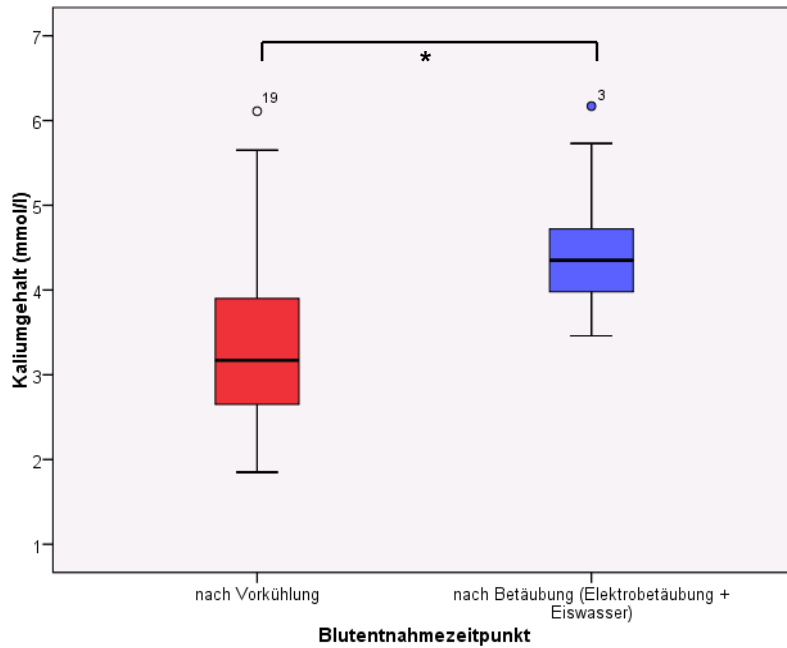


Abbildung 42: Vergleich der Kaliumwerte (mmol/l) nach Vorkühlung und nach Betäubung (Versuch 4; n = 30)

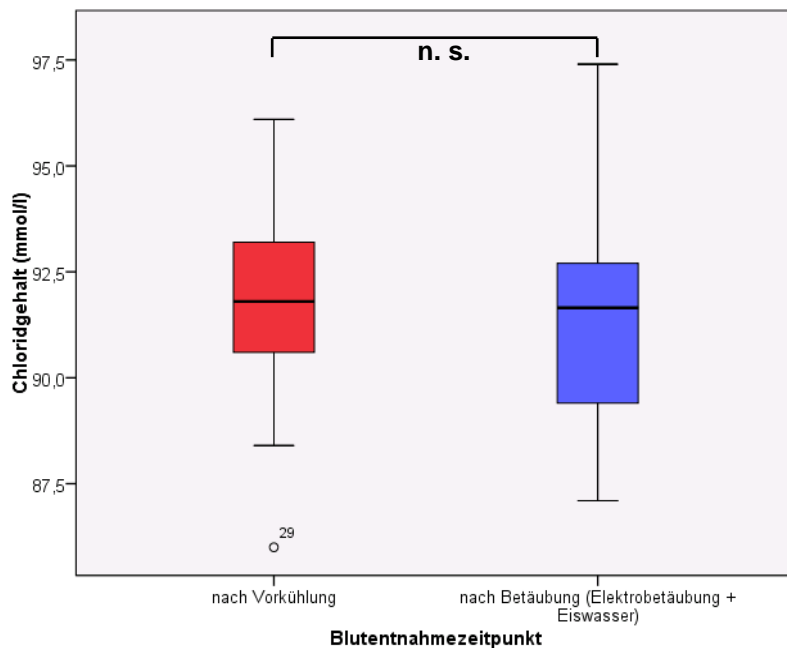


Abbildung 43: Vergleich der Chloridwerte (mmol/l) nach Vorkühlung und nach Betäubung (Versuch 4; n = 30)

5 Diskussion

5.1 Untersuchungsmethodik

Um den Betäubungserfolg der jeweils getesteten Methode zu beurteilen, wurden verschiedene Tests und Untersuchungen durchgeführt.

Ein Ausbleiben von VER (visuelle evozierte Reaktionen) im EEG (Elektroenzephalogramm) wird mit dem Verlust des Wahrnehmungsvermögens gleichgesetzt, weil dies zeigt, dass das Gehirn Reize nicht mehr verarbeiten kann. HELLMANN et al. (2014) beobachteten an in Eiswasser betäubten Clarias, dass der Zeitraum des Ausbleibens der Reaktionen auf Lichtsignale (ca. 5 bis 15 Minuten nach Setzen in Eiswasser) mit dem Ausbleiben von Bewegungen übereinstimmte. Auch LAMBOUIJ et al. (2006b) beobachteten zeitgleich mit dem Ausbleiben von Bewegungen der Welse im Eiswasser ein Auftreten von theta- und delta-Wellen im EEG und schlossen daraus auf den Beginn der Bewusstlosigkeit. KESTIN et al. (2002) zeigten in einer Studie an Regenbogenforellen, Atlantischen Lachsen, Doraden und Aalen, die mit verschiedenen Methoden betäubt und geschlachtet wurden, dass der Ausfall der VER in etwa zeitgleich mit dem Sistieren von Atembewegungen und dem Ausfall des Augendrehreflexes einhergeht. Das Fehlen dieser Hirnstammreflexe wird als Zeichen der Insensibilität eines Tieres angesehen (ANIL 1991; KESTIN et al. 2002). ROBB & ROTH (2003) empfehlen die Beurteilung des Betäubungserfolges von Lachsen durch Beobachtung der Atembewegungen als verlässliche Methode für die Praxis, weil die Wiederaufnahme von Kiemendeckelbewegungen nach Elektrobetäubung zeitlich mit dem Wiederauftreten von VER im EEG einhergeht. Umgekehrt wurde aber beispielsweise an Karpfen beobachtet, dass bei sistierender Atmung die Reizwahrnehmung noch gegeben sein kann (RETTNER 2014). Verhaltensparameter sind daher nicht bei allen Fischarten gleich gut geeignet, um sicher auf einen Wahrnehmungsverlust schließen zu können (STEINHAGEN, RETTER & HELLMANN 2014).

Zielsetzung dieses Versuchsvorhabens war es u. a., nicht invasive Verfahren zur Feststellung der Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit zu validieren. Diese könnten unmittelbar im Schlachtprozess zur Kontrolle des Betäubungserfolges eingesetzt werden.

Mit der Annahme, dass der Zeitpunkt des Verlustes des Empfindungsvermögens mit dem Ausbleiben von VER und dieses wiederum mit dem Ausbleiben von Bewegungen und Reflexen einhergeht, erscheint es möglich, auf die Ableitung eines EEGs zur Beurteilung des Wahrnehmungsvermögens zu verzichten. Außerdem stellt die Anbringung von Elektroden zur Aufzeichnung eines EEGs einen invasiven Eingriff dar, der sehr zeit- und arbeitsintensiv (KESTIN et al. 2002) und für die Fische mit Belastungen verbunden ist. Außerdem kann eine Beeinflussung der Ergebnisse nicht ausgeschlossen werden. So gelang es HELLMANN et al. (2014), lediglich in 7 von 13 untersuchten Welsen auswertbare VER aufzuzeichnen. Zudem wurden in dieser Studie die zu betäubenden Clarias leicht sediert, um durch Muskelbewegungen ausgelöste Signale im EEG zu vermeiden.

Diese Signale könnten sonst nicht von spezifischen Antworten auf Reize unterschieden werden. Es muss diskutiert werden, inwieweit eine leichte Sedierung bereits die Wahrnehmungsfähigkeit der Welse beeinträchtigt. Zudem ist die Ableitung eines EEGs insbesondere dann ungeeignet, wenn die Betäubung durch Einwirkung einer starken physikalischen Kraft (wie es bei der Elektrobetäubung mittels Kopfdurchströmung der Fall ist) am Fischkopf erreicht werden soll. Auch LAMBOOIJ et al. (2006a, 2006b) und SATTARI et al. (2010) leiteten EEGs an fixierten Welsen ab, die in der ersten Studie mittels Elektrobetäubung im Wasserbad und darauffolgender Dekapitation oder Eiswasserkühlung, in der zweiten Studie mittels Trockenelektrobetäubung, zum Teil kombiniert mit Lebendkühlung in Scherbeneis oder Dekapitation, betäubt und getötet wurden. Die Implantation der EEG-Elektroden erfolgte am in einer Spannvorrichtung fixierten und lokal am Schädel mit Lidocain betäubten Fisch. Anhand von veränderten Wellenformen, Frequenzen und des Ausbleibens der Signale der EEG-Aufzeichnungen sollten Reaktionen auf einen Schmerzreiz (Kratzen mit einer Nadel an der Körperseite des Fisches [LAMBOOIJ et al. 2006a, 2006b] bzw. mehrfache Messerstiche in die Schwanzflossenhaut [SATTARI et al. 2010]) erkannt werden. Dieselben Autoren weisen aber auch darauf hin, dass es schwierig sei, einen sicheren Zusammenhang zwischen elektrischer Hirnaktivität und Bewusstseinszustand zu ziehen. Sie empfehlen daher eine Kombination aus EEG-Ableitung und Verhaltensbeobachtungen sowie klinischen Tests, um eine sichere Aussage über den Bewusstseinszustand des Clarias zu erlangen (VAN DE VIS et al. 2003; LAMBOOIJ et al. 2006a). SATTARI et al. (2010) beobachteten sogar das Auftreten von Antworten auf Schmerzreize, obwohl die Aufzeichnungen im EEG noch auf eine Bewusstlosigkeit hinwiesen. Sie vermuten ein zusätzliches neuronales Zentrum und schließen daraus, dass Schmerzreaktionen nicht zwangsläufig mit einer Erholung der Hirnfunktionen zusammenhängen. Nach LAMBOOIJ et al. (2004) bedeutet das Vorhandensein evozierter Reaktionen, dass die afferenten Bahnen zu höheren nervösen Zentren intakt sind, nicht aber, dass die Tiere zwangsläufig auch Reize bewusst wahrnehmen. Umgekehrt sahen STEINHAGEN, RETTER & HELLMANN (2014) in Karpfen ein Ausbleiben von Verhaltensreaktionen (Atembewegungen) nach Elektrobetäubung, während im EEG noch VER auftraten und daher eine Reizwahrnehmung gegeben war.

KESTIN et al. (2002) beobachteten das Ausfallen von Reaktionen an Regenbogenforellen in Tauchbadnarkose in folgender Reihenfolge: 1. Verhalten (wie Schwimmen und Gleichgewicht), 2. Reaktionen (wie Antwort auf Stich oder Elektrostimulus in die Lippe) und 3. Reflexe (rhythmisches Öffnen und Schließen der Kiemendeckel, Augendrehreflex). In umgekehrter Reihenfolge traten die Reaktionen bei Entnahme aus dem Tauchbad wieder auf. Übereinstimmend waren in unserer Studie die Atembewegungen ebenfalls mit am längsten zu beobachten (rhythmische Kiemendeckelbewegungen im Median bis zu zwei Minuten nach Betäubungsbeginn in den Versuchen 1a und 1b). Einzelne Welse zeigten während der Untersuchungen in der 10., 15. und 20. Minute schnappatemähnliche Bewegungen, jedoch keine rhythmischen Kiemendeckelbewegungen, die laut KESTIN et al. (2002) Zeichen des Bewusstseins sind.

Um das Vorhandensein von Atembewegungen sicher beurteilen zu können, war eine genaue und ggf. längere Beobachtung des Welses im Eiswasser notwendig. Dies war durch die Glaswände der verwendeten Aquarien möglich, dürfte sich aber unter Praxisbedingungen bei Verwendung von Behältnissen mit undurchsichtigen Wänden und einer großen Zahl von Fischen schwieriger gestalten. Eine verlässliche Beurteilung des Bewusstseinszustandes des Afrikanischen Welses anhand der Atembewegungen ist bei dieser Fischart auch aufgrund des Vermögens, Luftsauerstoff atmen zu können, eingeschränkt.

Im Gegensatz zu den Feststellungen von KESTIN et al. (2002) war bei den untersuchten Welsen bereits nach zwei Minuten (Median) der Augendrehreflex zuletzt positiv. Die von HELLMANN et al. (2014) beschriebene schlechte Beurteilbarkeit des Reflexes aufgrund der seitlichen am Kopf liegenden sehr kleinen Augen konnte nicht festgestellt werden.

Während in der Studie von KESTIN et al. (2002) Reaktionen erst nach Wegfall der selbstinitiierten Verhaltensweisen ausfielen, stellten die Autoren fest, dass in der vorliegenden Untersuchung die Schmerzreaktion (Antwort auf Kneifen in die Bartel) bei den untersuchten Welsen sehr unterschiedlich ausfiel und meist als erster Test negativ war (Median: 1 Minute nach Betäubungsbeginn). Bedingt durch die Unsicherheit dieses Tests hat eine negative Reaktion keine sichere Aussagekraft. Lediglich eine positive Reaktion des Welses auf den Schmerzreiz kann als Hinweis auf eine noch vorhandene Sensibilität angesehen werden.

Dagegen konnten selbstinitiierte Bewegungen vereinzelt sehr lang beobachtet werden (maximal bis zur 15. Minute nach Beginn der Eiswasserbehandlung im Versuch 1a, Median 2,5 Minuten nach Betäubungsbeginn).

Um eine eventuelle Beeinflussung der Betäubungswirkung durch den Experimentator zu eruieren, wurden im Versuch 1b 15 der 32 bei 15 °C vorgekühlten Clarias während der ersten fünf Minuten der Eiswasserbehandlung nicht untersucht. Die Unterschiede zwischen beiden Gruppen bezüglich der Zeit in Minuten nach Beginn der Betäubungsbehandlung, zu der zuletzt selbstinitiierte Bewegungen gezeigt wurden, und des Blutcortisolgehaltes nach der Eiswasserbehandlung waren nicht signifikant. Daher kann davon ausgegangen werden, dass der Einfluss des Untersuchers auf die Ergebnisse zu vernachlässigen ist. Allerdings zeigten aus der nicht untersuchten Gruppe deutlich weniger Tiere Schwimmbewegungen als aus der untersuchten Gruppe. Es ist also zu empfehlen, dass die Beurteilung eines Betäubungserfolges in der Praxis nicht durch reine Beobachtung der Fische erfolgt, sondern durch Anwendung einfacher Tests wie der in dieser Studie vorgestellten. Andernfalls kann von nicht gezeigten selbstinitiierten Bewegungen fälschlicherweise auf eine Bewusstlosigkeit der Welse geschlossen werden.

Als wirksam haben sich hier insbesondere der Augendrehreflex, die Reaktion des Fisches auf Manipulation (kräftiges Greifen am Schwanzansatz) und das Vermögen des Fisches, sich nach Drehen auf den Rücken wieder aufzurichten, erwiesen.

5.2 Eiswasserbehandlung und Vorkühlung

Die Eiswasserkühlung wird unter Tierschutzgesichtspunkten immer wieder kritisch bewertet, weil sie nicht unmittelbar zum Verlust der Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit führt. Die im Rahmen dieses Projektes erfolgten Untersuchungen zeigten ebenfalls einen relativ späten Verlust der Reaktionen auf die durchgeführten Tests bzw. Untersuchungen in Abhängigkeit vom Verfahren der Eiswasserkühlung (Versuch 1a).

Während bei HELLMANN et al. (2014) die Welse erst nach 5 bis 15 Minuten und bei LAMBOOIJ et al. (2006b) nach 5 bis 20 Minuten einen Verlust der Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit zeigten, waren im Versuch 1a bei der Variante 1 der Eiswasserkühlung (Eiswasser 1 : 1 bei $0,1 \pm 0,2$ °C) nach 20 Minuten (bzw. 15 Minuten ohne Berücksichtigung von Atmung und dem selbstständigen Halten des Gleichgewichtes) noch einzelne positive Reaktionen zu beobachten. Allerdings muss hierbei berücksichtigt werden, dass die längere Beobachtungszeit im Versuch 1a (Variante 1) auf selbstinitiierten Bewegungen bzw. Atembewegungen von insgesamt zwei Fischen (9 % der untersuchten Fische) in der 15. und 20. Minute im Eiswasser basierten.

In der Variante 2 (Eiswasser + Eis bei $0,1 \pm 0,2$ °C) und 3 (Eiswasser + Salz bei $-2 \pm 0,5$ °C) waren nach zehn Minuten die letzten Reaktionen zu beobachten. Die festgestellten Unterschiede bei den mittleren maximalen Reaktionszeiten zwischen den drei Varianten unterschieden sich im Versuch 1a allerdings nicht signifikant.

Im Versuch 1b zeigten die Welse in der Variante 2 (Vorkühlung bei 15 °C) und in der Variante 3 (Vorkühlung bei 20 °C) maximal bis zur 6. Minute noch eine Reaktion im Eiswasser im Gegensatz zur Variante 1 (Vorkühlung bei 10 °C), bei der das Maximum bei vier Minuten lag. Während sich die Varianten 2 und 3 bezüglich der mittleren maximalen Reaktionszeit nicht signifikant unterschieden, wies die Variante 1 signifikant niedrigere mittlere maximale Reaktionszeiten auf. Dies begründet sich auch darin, dass die meisten Fische bereits am Ende der Vorkühlung bei 10 °C bewegungslos waren bzw. keine Reaktionen mehr zeigten.

Mit zunehmendem Aufenthalt im Eiswasser zeigte sich eine deutliche Abnahme der in der Rückenmuskulatur gemessenen Temperatur. Der Abfall der Körpertemperatur im Eiswasser mit Salz (ca. -2 °C Wassertemperatur) fiel dabei deutlicher aus als bei den Varianten 1 und 2 (ca. 0,1 °C Eiswassertemperatur), wobei der Unterschied nach 20 Minuten gegenüber beiden Varianten signifikant war. Der deutlichere Abfall der Körpertemperatur in der Variante 3 spiegelte sich dabei nur bedingt im zeitlichen Verlauf des Ausfalls der Reaktionen auf klinische Tests wider (mittlere maximale Reaktionszeiten Var. 2: 4,5 Minuten und Var. 3: 4,4 Minuten).

Parallel zum Abfall der Körpertemperatur wurde auch ein Abfall der Herzfrequenz verzeichnet. Zehn Minuten nach Betäubungsbeginn war bei -2 °C eine signifikant niedrigere Herzfrequenz gegenüber Variante 2 (Eiswasser + Eis) nachzuweisen. Bei der Lebendkühlung von Aalen in Eiswasser mit 0,2 °C (Temperaturdifferenz zur vorherigen Hälterung ca. 18 °C) kam es ebenfalls zu einem deutlichen Absinken der Herzfrequenz (LAMBOOIJ et al. 2002b). Dagegen beobachteten LAMBOOIJ et al. (2006b) eine Tachykardie bei der Eiswasserkühlung von Afrikanischen Welsen, die allerdings aus einer Hälterung bei 24 °C kamen und nicht vorgekühlt waren.

Der Abfall der Körpertemperatur und Herzfrequenz bei Variante 1 im Versuch 1a und bei Variante 2 im Versuch 1b (jeweils Vorkühlung bei 15 °C und Eiswasserbehandlung bei 0,1 °C und gleichen Anteilen Wasser und Eis) verlief ähnlich. Nach 20 Minuten im Eiswasser wurden im Versuch 1a (Variante 1) $3,3 \pm 1,8$ °C und im Versuch 1b (Variante 2) $2,9 \pm 1,5$ °C Körpertemperatur gemessen.

In Untersuchungen von LAMBOOIJ et al. (2006b) war parallel zum Absinken der Körpertemperatur von initial ca. 24 °C auf $13,7 \pm 2,6$ °C ein Verlust der Wahrnehmungsfähigkeit nach 12,5 Minuten im Eiswasser zu verzeichnen. Daraus schlossen sie, dass nach einem Absinken der Körpertemperatur um ca. 8,7 °C mit einer Insensibilität gerechnet werden kann.

Es wird vermutet, dass es durch den hohen Temperaturunterschied zwischen Vorkühlung und dem Eiswasser zu einem thermischen Schock kommt, der einen Verlust der Hirnfunktion bewirkt (DONALDSON et al. 2008),

verbunden mit Bewegungs- und Reaktionslosigkeit, aber letztendlich auch einer Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit. Entscheidend für die Höhe der Belastungen bei der Eiswasserbehandlung ist dabei nicht nur die absolute Temperatur des Eiswassers, sondern auch die Differenz zwischen vorheriger Hälterungs- und der Eiswassertemperatur und ebenso die Dauer der Hypothermie (Vorkühlung und Eiswasserbehandlung).

Deutlich wird die Auswirkung des Temperaturunterschiedes bei Betrachtung des Cortisolspiegels. Im Versuch 1a konnten sowohl bei der Variante 2 (Eiswasser + Eis) und der Variante 3 (Eiswasser mit Salz bei -2 °C) höhere Cortisolwerte gegenüber der Variante 1 (Eiswasser 1 : 1) festgestellt werden, wobei allerdings nur der Unterschied zwischen den Varianten 1 und 2 signifikant war. Tiefere Temperaturen bzw. größere Temperaturdifferenzen scheinen mit einer höheren Belastung der Welse einherzugehen. In Variante 2 lag die unmittelbare Eiswassertemperatur, gemessen durch die eingesetzten Thermometer im Eiswasserbecken, auch bei $0,1 \pm 0,2\text{ °C}$. Durch das zusätzliche Eis hatten die Welse aber unmittelbaren Oberflächenkontakt mit dem Eis, das eine niedrigere Temperatur aufwies.

Im Versuch 1b konnten nach der Eiswasserbehandlung ($0,1 \pm 0,2\text{ °C}$) bei Variante 3 (Temperaturdifferenz ca. 20 °C) signifikant höhere Cortisolwerte gegenüber Variante 2 (Temperaturdifferenz ca. 15 °C) und Variante 1 (Temperaturdifferenz ca. 10 °C) nachgewiesen werden.

Während sich im Versuch 1b bei Vergleich der Cortisolwerte nach Vorkühlung mit den Werten nach der Eiswasserbehandlung in der Variante 3 eine deutliche Erhöhung zeigte (von $115,7 \pm 47,52$ auf $237,2 \pm 95,97\text{ ng/ml}$), kam es bei der Variante 2 nur zu einem geringen Anstieg des Cortisolgehaltes (von $114,2 \pm 51,11$ auf $148,9 \pm 49,0\text{ ng/ml}$). In der Variante 1 war der Cortisolwert nach der Eiswasserbehandlung nicht höher als nach der Vorkühlung. Allerdings weist der nach der Vorkühlung ermittelte signifikant höhere Cortisolwert der Variante 1 gegenüber Variante 2 und 3 auf höhere Belastungen durch die Vorkühltemperatur von 10 °C hin.

Die Eiswasserbehandlung ist für die Tiere in dem Zeitraum, bis es zur Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit kommt, mit Belastungen verbunden. HELLMANN et al. (2014) konnten deutlich höhere Cortisolspiegel nach der Eiswasserbehandlung (mit und ohne Abfischen und Transport) gegenüber der Hälterung bei 28 °C bzw. Vorkühlung bei 20 °C feststellen, was auf eine deutliche Belastung durch die Eiswasserbehandlung hinweist. Während aus der Hälterung bei 28 °C entnommene Welse einen Cortisolspiegel von $19,0 \pm 19,5\text{ ng/ml}$ aufwiesen, konnte bei Welsen nach Eiswasserbehandlung bei 0 °C ein Cortisolgehalt von $425,6 \pm 138,0\text{ ng/ml}$ (bzw. von $434,5 \pm 163,1\text{ ng/ml}$ bei zusätzlichem vorherigem Abfischen) ermittelt werden. Allerdings führten auch Transport und Abfischen zu einer signifikanten Erhöhung des Cortisolspiegels ($289,1 \pm 60,8\text{ ng/ml}$). MANUEL et al. (2014) konnten an Hand von Cortisol- und Glukosewerten eine hohe Stressbelastung durch Handling und Transport beim Wels nachweisen. In Karpfen, die einer rapiden Abkühlung um 9 °C ausgesetzt wurden, wurde ein bis zu sechsfach erhöhter Plasmacortisolspiegel festgestellt (ARENDS et al. 1998).

Während sich im Versuch 1a nach Eiswasserbehandlung keine signifikanten Unterschiede im Glukosegehalt zwischen den drei Varianten feststellen ließen, wies im Versuch 1b die Variante 3 (20 °C) nach der Eiswasserbehandlung signifikant niedrigere Glukosewerte gegenüber den Varianten 1 und 2 auf. Nach HELLMANN et al. (2014) zeigt sich eine Stressbelastung in einer Erhöhung des Glukosegehaltes. Im Versuch 1b kam es allerdings lediglich bei Variante 2 zu einer Erhöhung nach der Eiswasserbehandlung gegenüber den nach der Vorkühlung ermittelten Werten. Bei den anderen Blutparametern ergibt sich ein differenziertes Bild, das keine eindeutige Aussage hinsichtlich möglicher Belastungsunterschiede zwischen den Varianten in den Versuchen

1a und 1b bzw. bezüglich einer stressbedingten Veränderung der Parameter nach Eiswasserbehandlung zulässt.

Im Versuch 1a fehlen Vergleichswerte zu den Blutparametern, die nach der Eiswasserbehandlung ermittelt wurden. Die nach der Hälterung nach 24 Stunden bei 24 °C ermittelten Cortisolspiegel lagen teilweise wesentlich über den zum Entnahmezeitpunkt 3 ermittelten Werten. HELLMANN et al. (2014) ermittelten nach der Hälterung bei 28 °C ($19,0 \pm 19,5$ ng/ml) bzw. bei 20 °C ($53,5 \pm 35,5$ ng/ml) wesentlich geringere Cortisolwerte, ebenso MANUEL et al. (2014) mit Werten unter 10 ng/ml.

Weil die Blutentnahme 1 am sedierten Fisch durchgeführt wurde, kann hier auf eine Belastung durch die Sedierung mit MS-222 geschlossen werden. Die im Versuch 3 bestimmten Cortisolwerte nach Hälterung mit Sedierung ($156,1 \pm 71,5$ ng/ml) waren signifikant höher als die Werte nach Hälterung ohne Sedierung ($94,2 \pm 41,4$ ng/ml) (Anlage 5).

Ein ‚Ersticken‘ im Eis bzw. Eiswasser konnte in den durchgeführten Untersuchungen analog wie bei HELLMANN et al. (2014) nicht beobachtet werden. Nach 30 bzw. 60 Minuten zeigten die Welse unabhängig von der Variante der Eiswasserbehandlung selbstständige Schwimmbewegungen und konnten das Gleichgewicht halten. Der teilweise zu beobachtende Ausfall des Augendrehreflexes könnte allerdings auf noch bestehende Schäden durch die Hypothermie hinweisen. ROBB & KESTIN (2002) verweisen ebenfalls darauf, dass eine Erholung nach der Eiswasserbehandlung in Wasser mit höherer Temperatur möglich ist. Abweichungen von diesem Ergebnis gab es bei den Fischen, die bei 10 °C vorgekühlt wurden. Während bei Vorkühlung mit 15 bzw. 20 °C nach 30 bzw. 60 Minuten nur ein teilweiser Ausfall des Augendrehreflexes zu beobachten war, zeigten die bei 10 °C vorgekühlten Fische nach Umsetzen vom Eiswasser in das Aufwachbecken nur noch in Einzelfällen selbstinitiierte Bewegungen bzw. Reaktionen auf Tests. Bei den Fischen, die 14 Stunden bei 10 °C vorgekühlt wurden, konnte lediglich eine leichte Atembewegung nach 30 Minuten im Aufwachbecken mit 22 °C beobachtet werden, bei drei Stunden Vorkühlung zeigten einige Fische leichte Bewegungen bzw. Reaktionen. Hier muss allerdings darauf verwiesen werden, dass die Fische bei dieser Vorkühlungsvariante bereits im Eiswasser wesentlich weniger bzw. weniger deutliche Reaktionen auf Test zeigten.

Die Eiswasserkühlung wird bedingt durch die damit verbundenen Belastungen als ungeeignet für die Betäubung und Tötung gesehen (WALSCH 2014; EFSA 2004; OIE 2013). HELLMANN et al. 2014 weisen allerdings darauf hin, dass mit dieser Methode eine große Zahl an Fischen betäubt werden kann und zusätzliche Manipulationen wie die Vereinzelung der Fische sowie unnötige Transporte, die ebenfalls mit hohem Stress für die Tiere verbunden sind, damit zu vermeiden sind. Außerdem kann die Eiswassermethode (bei ausreichender Dauer und komplettem Eintauchen des Fisches in das Eiswasser) im Gegensatz zu anderen Verfahren unter Praxisbedingungen sicherstellen, dass die betäubten Welse im Zustand der Wahrnehmungslosigkeit geschlachtet werden können.

Grundsätzlich muss davon ausgegangen werden, dass eine plötzliche Temperaturabsenkung wie bei der Eiswasserkühlung mit Belastungen für die Fische verbunden ist (DONALDSON et al. 2008). Tendenziell kann bei niedrigerer Eiswassertemperatur mit einem schnelleren Verlust der Reaktionen und Reflexe gerechnet werden, allerdings sind damit höhere Belastungen für die Fische verbunden. Eine Eiswassertemperatur von 0,1 °C bei gleichem Verhältnis von Wasser und Eis erscheint unter den untersuchten Varianten die am wenigsten belastende zu sein. Vor der Eiswasserkühlung sollte eine Vorkühlung erfolgen. In den vorliegenden Untersuchungen konnte die Variante mit 15 °C Vorkühltemperatur als die am wenigsten belastende herausgestellt werden. Eine Vorkühlung auf 10 °C erscheint für die Tiere mit erhöhtem Stress und bei längerem Aufenthalt mit irreversiblen Schäden verbunden zu sein. Darauf weist auch das Verhalten einiger Welse bei 10 °C

Vorkühlung hin, die mit dem Kopf unkoordiniert gegen die Beckenwand stießen, wie es von FRIEDLÄNDER et al. (1976) beim Goldfisch bei 6 bis 7 °C beobachtet worden war. Inwiefern ein zeitlich herausgezögertes Herunterkühlen auf 10 °C, wie es von THUENGERHAL et al. (2012) empfohlen wird (Kühlung von 28 °C auf 10 °C innerhalb von zwei Tagen) zu keinen bzw. geringeren Belastungen führt, kann nicht beurteilt werden. Nach einer länger andauernden Vorkühlung über 10 °C dürfte die unmittelbare Eiswasserbehandlung dann aber kaum noch mit Stress für die Fische verbunden sein.

5.3 Elektrobetäubung

Aufgrund der Forderung der EFSA (2004), das Stadium der Bewusstlosigkeit innerhalb der ersten Sekunde der Betäubung zu erreichen, ist die Anwendung der Elektrobetäubung inzwischen bei einigen Fischarten wie beispielsweise dem Atlantischen Lachs, dem Aal, der Dorade und dem Karpfen weit verbreitet (LAMBOOIJ et al. 2007; VAN DE VIS et al. 2003). Für den Afrikanischen Wels ist bisher jedoch noch keine Methode beschrieben, mit der die Elektrobetäubung bei dieser Tierart sicher und auch praktikabel erscheint.

Die Elektrobetäubung kann „trocken“ mit Ansatz der Elektroden am Kopf oder aber im Wasserbad erfolgen. Der Vorteil der letzteren Variante besteht in der Möglichkeit, mehrere Fische gleichzeitig zu betäuben. Neben dem arbeitstechnischen Vorteil würde dies den Welsen außerdem die Vereinzelnung als zusätzlichen Stressor ersparen. Allerdings benötigt diese Methode wesentlich mehr Energie (höhere Spannung) als die Trockenbetäubung (LAMBOOIJ et al. 2006a). Außerdem sind ein häufiger Wasserwechsel im Betäubungsbecken und eine regelmäßige Reinigung der Elektroden notwendig, um der unvermeidlichen Verschmutzung durch Fischschleim zu begegnen (SATTARI et al. 2010).

Bei den in der vorliegenden Studie getesteten Varianten der Einzelfischbetäubung mittels Kopfdurchströmung (nass und trocken) zeigten bei korrektem Zangenansatz alle betäubten Fische deutliche tonisch-klonische Krämpfe, die auf eine erfolgreiche Betäubung hinweisen. Weil der Zustand der Wahrnehmungslosigkeit allerdings nicht länger als eine Minute andauerte, müsste in dieser Zeit die Schlachtung des Tieres erfolgt sein. Alternativ wäre es möglich, die Dauer der Bewusstlosigkeit durch Setzen der Clarias in Eiswasser zu verlängern.

Nach SATTARI et al. (2010) würde auch eine Erhöhung der Stromflusszeit die Dauer der Betäubungswirkung verlängern. SATTARI et al. (2010) betäubten Claresse (Kreuzung aus zwei Welsfischarten [*Heterobranchus longifilis* x *Clarias gariepinus*]) mit Hilfe eines für die Lachsbetäubung entwickelten Gerätes und wandten eine Spannung von 150 Volt und eine Stromstärke von $0,36 \pm 0,23$ Ampere bei einer Frequenz von 100 Hertz über $0,7 \pm 0,2$ Sekunden an. Damit konnten sie eine Empfindungslosigkeit über einen Zeitraum von 48 ± 15 Sekunden erreichen. Weil bereits nach einer Betäubungszeit von weniger als einer Sekunde eine Bewusstlosigkeit erreicht werden konnte, sehen die Autoren eine längere Stromflusszeit zur Verlängerung der Zeit der Bewusstlosigkeit als unkritisch, weil während des Betäubungsvorganges nicht mehr von einer Wahrnehmungsfähigkeit der Fische ausgegangen werden kann. SATTARI et al. (2010) sehen die Gründe für die längere Bewusstlosigkeit in einem verlängerten Herzkammerflimmern und Atemstillstand.

In der vorliegenden Studie waren die Leistungsparameter der Elektrobetäubung sowohl für die Variante im Wasserbad ($239,0 \pm 5,60$ V/ $2,1 \pm 0,26$ A/4 s Stromflusszeit/Wechselstrom) als auch für die Trockenvariante (250 ± 0 V/ $0,7 \pm 0,18$ A/4 s Stromflusszeit/Wechselstrom) höher als bei SATTARI et al. (2010) und dennoch wurde auch lediglich eine Bewusstlosigkeit der Welse von weniger als einer Minute erreicht.

Bereits 2004 testeten LAMBOOIJ et al. (2004) die Elektrobetäubung Afrikanischer Welse mittels Kopfdurchströmung durch eine Elektrobetäubungszange. Bei einer Betäubungszeit von etwa einer Sekunde konnten sie die Fische ab einer Spannung von 350 Volt erfolgreich betäuben (362 ± 32 V/ 629 ± 180 mA/ $1,2 \pm 0$ s Stromflusszeit/50 Hz Wechselstrom). Die Betäubung hielt über einen Zeitraum von 23 ± 8 Sekunden an. Bei Anwendung noch höherer Spannungen (600 V) wurden längere Betäubungszeiten (58 ± 22 s) erreicht. Die Tötung der Clarias erfolgte durch Kiemenstich. Zwei von sieben der auf diese Weise betäubt und geschlachteten Tiere zeigten zwei und fünf Minuten nach Betäubung Reaktionen auf Schmerzreize. Obwohl mit der beschriebenen Methode eine Betäubung der Fische erreicht werden konnte, empfehlen die Autoren, Elektrobetäubung und Schlachtmethode für Afrikanische Welse weiter zu optimieren.

In einer späteren Studie betäubten LAMBOOIJ et al. (2006a, 2006b) Clarias erfolgreich in einem Wasserbad (269 ± 4 V/ $1,5$ A/dm²/5 s Stromflusszeit/500 μ S/50 Hz bzw. 291 ± 5 V/ $1,60 \pm 0,11$ A/dm²/1 s Stromflusszeit/876 μ S/50 Hz). Die Plattenelektroden (Flächeninhalt je 648 cm²) befanden sich in einer Plexiglasbox über und unter dem Fisch in einem Abstand von 16 cm zueinander. Die Versuche wurden am Einzelfisch durchgeführt. Ob eine Betäubung mehrerer Clarias mit den beschriebenen Leistungsparametern im Wasserbad möglich ist, wurde nicht untersucht. Die Dauer der Bewusstlosigkeit betrug 28 ± 8 Sekunden (LAMBOOIJ et al. 2006b). Auch bei einer Verlängerung der Stromflusszeit bei geringer Stromdichte erholten sich einige Fische bereits nach einer halben Minute wieder. Dagegen blieb bei einer sofortigen Dekapitation nach Betäubung die Hirnaktivität niedrig und die Fische reagierten nicht auf Schmerzstimuli.

Nach STEINHAGEN et al. (2014) ist für das Erreichen eines Wahrnehmungsverlustes mittels Elektrobetäubung die elektrische Feldstärke von besonderer Bedeutung. So würden niedrige Feldstärken lediglich zu Muskelkontraktion und Immobilisierung des Tieres, hohe Feldstärken dagegen zur Stimulierung bzw. Dysfunktion höherer nervöser Zentren, Auslösung von epileptiformen Anfällen sowie sofortiger Insensibilität führen.

Bei Vergleich der in dieser Studie getesteten Varianten der Elektrobetäubung bezüglich der Stressbelastung, kann festgestellt werden, dass die Variante 1 (Kopfdurchströmung des sich im Wasserbad befindlichen Welses) zu signifikant höheren Cortisolspiegeln nach der Elektrobetäubung führte als Variante 2 (Kopfdurchströmung des Welses im Trockenen) ($210,8 \pm 70,8$ ng/ml gegenüber $153,6 \pm 50,0$ ng/ml). Auch die Herzfrequenz der nach Variante 1 betäubten Tiere war unmittelbar nach Betäubung signifikant höher als bei den Clarias der Variante 2.

Ähnlich den Messungen von LAMBOOIJ et al. (2004) und LAMBOOIJ et al. (2006b) im EKG war die Herzfrequenz nach der Elektrobetäubung zunächst unregelmäßig, normalisierte sich dann aber innerhalb weniger Sekunden wieder. Allerdings waren die in den vorliegenden Untersuchungen ermittelten Frequenzen niedriger als in diesen beiden Studien (70 ± 19 bzw. 88 ± 27 Schläge pro Minute 0,5 Minuten nach Betäubung bei LAMBOOIJ et al. (2006b) im Vergleich zu 40 bzw. 38 Schlägen pro Minute in dieser Studie). In beiden Untersuchungen LAMBOOIJ wurden die Clarias vor der Elektrobetäubung nicht vorgekühlt. Ob die von uns angewandten Betäubungsmethoden auch zu einer Erhöhung der Herzfrequenz führten, wie von LAMBOOIJ et al. (2004) und (2006b) beobachtet, konnte auf Grund fehlender Vergleichswerte vor der Betäubung nicht beurteilt werden.

Bezüglich des Blutglukosegehaltes unterschieden sich die beiden Varianten nicht signifikant voneinander. Die weiteren Blutparameter zeigten ein differenziertes Bild, das keinen eindeutigen Hinweis auf Belastungsunterschiede zwischen den Varianten gab. Jedoch konnte in beiden Varianten ein signifikanter Anstieg des Cortisolgehaltes und auch der anderen Blutparameter nach Elektrobetäubung im Vergleich zur Messung nach Vorkühlung beobachtet werden. Beide Varianten bedeuten also eine Stressbelastung für die Clarias. Hinsichtlich der Dauer der Bewusstlosigkeit unterschieden sich die Varianten nicht. Aufgrund der Tatsache, dass bei Va-

riante 1 (Kopfdurchströmung im Wasserbad) keine Strommarken an den Elektrodenansatzstellen beobachtet werden konnten, wurde diese Variante in den Versuchen 3 und 4 angewandt. Inwiefern die erreichten höheren Stromstärken in der Variante 1 tatsächlich auch zu höheren Stromstärken bei der unmittelbaren Kopfdurchströmung geführt haben, kann nicht eindeutig geklärt werden. Die Frage, ob mit dem in den Versuchen 3 und 4 verwendeten Elektrobetäubungsgerät mit Frequenzen von 400 Hz bei einer Kopfdurchströmung im Trockenen noch Strommarken auftreten würden, bedarf weiterer Untersuchungen.

5.4 Kombination von Elektrobetäubung und Eiswasserbehandlung

Aufgrund der Tatsache, dass in keiner der bisher geprüften Methoden der Elektrobetäubung die Betäubung der Welse länger als eine Minute anhält und damit bei anschließender Schlachtung durch beispielsweise Dekapitation oder Kiemenschnitt eine Bewusstlosigkeit nicht sicher bis zum Eintritt des Todes angenommen werden kann, wäre eine Maßnahme, welche die Dauer der Bewusstlosigkeit verlängert, sinnvoll.

Die von LAMBOOIJ et al. (2006b) beschriebene Methode einer der eigentlichen Elektrobetäubung folgenden Hirndurchströmung über einen längeren Zeitraum mit geringeren Stromstärken führte nicht zum gewünschten Erfolg.

Alternativ kann die Kombination aus Elektrobetäubung und nachfolgender Eiswasserbehandlung in Betracht gezogen werden.

LAMBOOIJ et al. (2006a) betäubten Welse elektrisch im Wasserbad (299 ± 3 V; $9,6 \pm 0,6$ A; Stromdichte $1,5$ A/dm²) über 5 Sekunden. Das Umsetzen in Eiswasser erfolgte erst 34 ± 13 Sekunden (Welse, bei denen ein EEG abgeleitet wurde) bzw. 14 ± 4 Sekunden (Welse, bei denen kein EEG abgeleitet wurde) nach der Elektrobetäubung. Nach Umsetzen in Eiswasser zeigten die Clarias zum Teil klonische Krämpfe. Antworten auf Schmerzstimuli traten nicht auf. Auch nach Umsetzen in 20 °C warmes Wasser nach Ende der 15-minütigen Eiswasserbehandlung zeigten die Fische, bis auf einen, keine Lebenszeichen. Dies steht konträr zu der vorliegenden Studie, in der alle Fische, die mit der Kombinationsmethode (Versuch 3: $231 \pm 2,81$ V/1,3 \pm 0,26 A/4 s Stromflusszeit/400 Hz Wechselstrom, Versuch 4: $188,3 \pm 15,36$ V/1,9 \pm 0,11 A/4 s Stromflusszeit/400 Hz Wechselstrom) betäubt und nach 20 Minuten Eiswasserbehandlung in Aufwachbecken umgesetzt wurden, wieder Bewegungen, Reaktionen und Reflexe zeigten. Außerdem blieb keiner der untersuchten Clarias nach Einsetzen in das Eiswasser durchgängig betäubt. Stattdessen zeigten alle zumindest während der ersten Minute nach Umsetzen Reaktionen auf Tests. Dies konnte bei einigen Fischen sogar bis zur 5. (Versuch 3) bzw. 6. Minute (Versuch 4) beobachtet werden.

SATTARI et al. 2010 betäubten Clarias in einer Kombinationsmethode aus Elektrobetäubung (Kopfdurchströmung bei 150 V; $0,57 \pm 0,16$ A; $5,2 \pm 0,5$ s) und anschließender Behandlung im Scherbeneis und erreichten damit eine Bewusstlosigkeit der Fische über einen Zeitraum von 124 ± 20 Sekunden. Den Grund für die nur kurze Insensibilität im Scherbeneis sahen die Autoren in einem insuffizienteren Kontakt zwischen Eis und Fischkörper im Vergleich zur Behandlung im Eiswasser.

In beiden durchgeführten Kombinationsversuchen (Versuche 3 und 4) konnte eine signifikante Erhöhung der Cortisolspiegel nach Betäubung im Vergleich zur Messung nach Vorkühlung festgestellt werden. Im Versuch 3 waren auch die Glukose- und Kaliumwerte signifikant erhöht, im Versuch 4 außerdem der Natriumgehalt im

Blut. Die Cortisolwerte nach Vorkühlung und Betäubung waren im Versuch 4 ($125,2 \pm 42,56$ ng/ml bzw. $251,1 \pm 56$ ng/ml) höher als im Versuch 3 ($73,9 \pm 36,93$ ng/ml bzw. $145,1 \pm 48,69$ ng/ml), was auf eine höhere Stressbelastung der Clarias beim Kombinationsversuch im Praxisbetrieb hinweist. Möglicherweise spielt die wesentlich kürzere Vorkühlzeit der Clarias im Versuch 4 hier ursächlich eine Rolle.

Ebenso wurde in beiden Versuchen ein Abfall der Herzfrequenz nach initial unregelmäßigem Herzschlag (nach Elektrobetäubung) beobachtet. LAMBOOIJ et al. (2004) und (2006b) konnten unmittelbar nach Elektrobetäubung Kammerflimmern und Extrasystolen im EKG beobachten. Auch SATTARI et al. (2010) beobachteten bei elektrobetäubten und anschließend in Scherbeneis gekühlten Clarias ein Absinken der Herzfrequenz (nicht signifikant). Die Elektrobetäubung an sich führte zunächst aber zu einem Anstieg der Herzfrequenz. In der vorliegenden Studie fand vor der Elektrobetäubung keine Herzfrequenzmessung statt.

5.5 Abschließende Diskussion und Schlussfolgerungen

Ausgehend von den durchgeführten Untersuchungen konnten neue Ergebnisse zur Auswirkung bestimmter Verfahren bei der Schlachtung von Welsen (Vorkühlung, Eiswasserbehandlung und Elektrobetäubung) gewonnen werden. Durch die Nutzung klinischer Tests und Untersuchungen waren Aussagen möglich, wann die Welse in Abhängigkeit vom Verfahren der Vorkühlung und Eiswasserbehandlung die Fähigkeit zur Reaktion auf spezielle klinische Tests sowie zum Ausführen selbstinitiiertes Verhaltensweisen verlieren.

Die Verfasser sind der Meinung, dass auf dieser Grundlage auch Aussagen zur Wahrnehmungs- und Empfindungsfähigkeit getroffen und ausgewählte Tests auch bei der Schlachtung von Welsen in der Praxis bei der Eigenkontrolle genutzt werden können.

Durch die Einschätzung der Belastung der Fische mit Hilfe von Blutparametern war es möglich, wenig belastende Verfahren auszuwählen.

Eine Vorkühlung vor der eigentlichen Betäubung erscheint sinnvoll. Unter den untersuchten Varianten 10 °C, 15 °C und 20 °C erwies sich die Variante mit 15 °C als günstigste. Ein längerer Aufenthalt bei 10 °C ist für die Welse mit Stress verbunden und führt zu einem Zustand der Hypothermie, der bereits zu Bewegungs- und Reaktionslosigkeit verbunden mit möglichen irreversiblen Schäden führen kann. Inwiefern ein sehr langsames Herabkühlen auf 10 °C zu einer Reduktion der Belastungen führt, war nicht Gegenstand der durchgeführten Untersuchungen.

Für die Eiswasserkühlung wurde die Variante mit einer Temperatur von ca. 0,1 °C ausgewählt, bei der Wasser und Eis im gleichen Verhältnis gemischt werden. Gegenüber einer Variante, bei der die Fische unmittelbar im Eis liegen, kann hier mit einer geringeren Belastung der Tiere gerechnet werden. Außerdem ist die Temperatur über einen längeren Zeitraum ohne besondere Maßnahmen stabil zu halten. Um den Zustand der Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit sicher zu erreichen, sollte die Zeitdauer im Eiswasser über 20 Minuten, zur Sicherheit zwischen 25 und 30 Minuten betragen.

Die Eiswasserbehandlung ist allerdings mit Belastungen für die Tiere verbunden und führt nicht zu einem unmittelbaren Verlust der Wahrnehmungsfähigkeit.

Eine Elektrobetäubung von Welsen ist grundsätzlich möglich. Allerdings erlaubt das im Rahmen der Untersuchungen erprobte Verfahren der Kopfdurchströmung nur eine Betäubung von Einzeltieren mit vorheriger Se-

parierung. Weiterhin besteht die Gefahr eines unkorrekten Elektrodenansatzes durch schnelle Bewegungen der Welse. Mit entsprechender Erfahrung des Betäubers kann die Gefahr aber stark reduziert werden. Eine Vorkühlung erscheint unter diesen Umständen notwendig, weil sie die Beweglichkeit der Welse einschränkt. Eine Betäubung im Wasserbad durch Plattenelektroden ohne direkten Kontakt am Kopf konnte in der Literatur nachgewiesen werden. Die Überprüfung dieser Methode im Rahmen der vorliegenden Untersuchungen scheiterte allerdings an den mangelnden gerätetechnischen Möglichkeiten, weil kommerziell erhältliche Fischbetäubungsgeräte zu geringe elektrische Parameter aufweisen (Stromstärke, Spannung). Aber auch hier erscheint es nicht möglich, eine größere Zahl von Welsen gleichzeitig zu betäuben.

Inwiefern eine automatisierte elektrische Betäubung eine Möglichkeit bietet, größere Zahlen von Tieren in kurzer Zeit unter Vermeidung von Belastungen und bei sicherer Gewährleistung eines Zustandes der Empfindungs- und Wahrnehmungslosigkeit zu betäuben und zu schlachten, bleibt fraglich.

Für kleine Schlachtzahlen bzw. als Alternative zur Betäubung per Kopfschlag erscheint die untersuchte Methode der Elektrobetäubung per Kopfdurchströmung in der verwendeten gerätetechnischen Ausstattung bzw. unter Beachtung der elektrischen Betäubungsparameter durchaus geeignet.

Mit den genutzten Betäubungsgeräten (Betäubungsspannung 250 bzw. 300 V; Betäubungsstrom 1,3 bzw. 1,8 A; Wechselstrom) konnte bei vier Sekunden Stromflusszeit allerdings kein durchgängiger Zustand der Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit bis zum Schlachten bei Kombination mit einer sich anschließenden Eiswasserbetäubung gewährleistet werden. Trotz der kurzen Wahrnehmungslosigkeit von ca. 30 bis 60 Sekunden könnte eine unmittelbar sich anschließende Entblutung bzw. Dekapitation diese Forderung gewährleisten.

Zur Validierung der Kombination von Vorkühlung, Elektrobetäubung und Eiswasserbehandlung sind weitere Untersuchungen erforderlich. So ist zu prüfen, inwiefern durch Veränderung der Betäubungsparameter (Erhöhung der Stromstärke, insbesondere aber Verlängerung der Betäubungszeit) die sich anschließende Wahrnehmungslosigkeit verlängert oder sogar der Tod der Welse erreicht werden kann. Eine sich anschließende Eiswasserbetäubung ermöglicht dann die Entschleimung und eine sichere Entblutung im betäubten Zustand. Um mögliche Auswirkungen der Betäubungsmethoden auf die Fleischqualität zu prüfen, sind gleichzeitig vergleichende lebensmittelhygienische Untersuchungen von geschlachteten Welsen erforderlich.

Die Untersuchungen haben neue Ergebnisse zur tierschutzgerechten Betäubung bzw. Schlachtung von Afrikanischen Welsen erbracht. Die Erarbeitung eines für die Praxis verbindlichen Leitfadens zur Betäubung und Tötung Afrikanischer Welse, wie in der Zielstellung unter Kap. 1.2.2 genannt, kann aber auch nach Vorliegen dieser Ergebnisse nicht erfolgen. Von der projektbegleitenden Arbeitsgruppe können vielmehr nur Empfehlungen erarbeitet werden, die innerhalb der nach Tierschutz-Schlachtverordnung zulässigen Methoden eine möglichst schmerzfreie Betäubung und Tötung Afrikanischer Welse in sächsischen Aquakulturbetrieben garantieren. Die Arbeitsgruppe wird diese Empfehlungen zügig erarbeiten.

6 Zusammenfassung

Entsprechend der Tierschutz-Schlachtverordnung sind Wirbeltiere vor der Tötung grundsätzlich zu betäuben. Die für Fische zulässigen Betäubungsmethoden haben sich jedoch für die Betäubung Afrikanischer Welse (*Clarias gariepinus*) in der Praxis als problematisch erwiesen.

Das Ziel der Untersuchung bestand in der Erprobung und Optimierung von geeigneten Betäubungsverfahren für die Schlachtung Afrikanischer Welse. So wurden verschiedene Varianten der Eiswasserbehandlung und Vorkühlung erprobt, miteinander verglichen und mit einer Elektrobetäubung kombiniert.

Zur Beurteilung der Betäubungswirkung wurden klinische Tests (Atmung, Swimming, Handling, Gleichgewicht mit und ohne Manipulation, Augendrehreflex, Schmerzreiz) durchgeführt. Weiterhin erfolgten Blutuntersuchungen zur Beurteilung der Belastung der Welse (Cortisol-, Glukose-, Laktat-, Natrium-, Kalium-, Chloridgehalt).

Versuch 1a diente dem Vergleich von drei unterschiedlichen Varianten der Eiswasserbehandlung (Var. 1: Eiswasser mit $+0,1 \pm 0,2$ °C; Var. 2: Eiswasser mit zusätzlichem Crasheis bei gleicher Temperatur; Var. 3: Eiswasser mit Kochsalz bei $-2,0 \pm 0,5$ °C). Im Versuch 1b wurden drei verschiedene Vorkühltemperaturen getestet (Var. 1 bei 10 °C; Var. 2 bei 15 °C und Var. 3 bei 20 °C).

Die Elektrobetäubung (Versuche 2 und 3) erfolgte am Einzeltier durch Kopfdurchströmung mittels Betäubungszange (Elektrobetäubungsgerät mit 250 bzw. 300 V Wechselstrom und 1,3 bzw. 1,8 A).

Bei der Prüfung der Kombination von Elektrobetäubung und Eiswasserbehandlung wurden die Welse nach der Kopfdurchströmung unmittelbar in ein mit Eiswasser gefülltes Becken umgesetzt. Im Versuch 4 wurden 50 schlachtreife Welse in einem Praxisbetrieb mit der geprüften Kombinationsmethode aus Elektrobetäubung und darauf folgender Eiswasserbehandlung betäubt und anschließend geschlachtet.

Die vorliegenden Untersuchungen zeigten, dass die Eiswasserbehandlung kein unmittelbares Erreichen der Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit ermöglicht und damit allein auch keine tierschutzgerechte Betäubung entsprechend der Tierschutz-Schlachtverordnung gewährleistet.

Per elektrischer Kopfdurchströmung konnte in den Untersuchungen eine Betäubung erreicht werden. Allerdings erlaubt das im Rahmen der Untersuchungen erprobte Verfahren nur eine Betäubung von Einzeltieren mit vorheriger erforderlicher Separierung. Eine Vorkühlung erscheint unter diesen Umständen notwendig, weil sie die Beweglichkeit der Welse einschränkt. Die Einzeltierbetäubung ist mit einem hohen zeitlichen Aufwand verbunden und erfordert von der durchführenden Person ausreichend Erfahrung, um Fehlbetäubungen zu vermeiden.

Mit den genutzten Betäubungsgeräten konnte bei vier Sekunden Stromflusszeit allerdings kein durchgängiger Zustand der Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit bis zum Schlachten bei Kombination mit einer sich anschließenden Eiswasserbetäubung gewährleistet werden. Trotz der kurzen Wahrnehmungslosigkeit von ca. 30 bis 60 Sekunden könnte eine unmittelbar sich anschließende Entblutung bzw. Dekapitation diese Forderung gewährleisten.

Für kleine Schlachtzahlen bzw. als Alternative zur Betäubung per Kopfschlag erscheint die untersuchte Methode der Elektrobetäubung per Kopfdurchströmung in der verwendeten gerätetechnischen Ausstattung bzw. unter Beachtung der elektrischen Betäubungsparameter durchaus geeignet.

Zur Validierung der Kombination von Vorkühlung, Elektrobetäubung und Eiswasserbehandlung sind weitere Untersuchungen erforderlich. Für die Zukunft ist zu prüfen, ob durch eine Veränderung der Betäubungsparameter eine bis zum Tod anhaltende Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit gewährleistet werden kann.

7 Literaturverzeichnis

- ANIL, M. H.: Studies on the Return of Physical Reflexes in Pigs following Electrical Stunning. *Meat Science* 30(1991) S. 13-21
- Anonym: Verfahren zur Betäubung von Schlachttieren (2000) Patentnummer DE 10050560 A1 (<http://www.google.com/patents/DE10050560A1?cl=de>)
- Anonym: Verordnung (EG) Nr. 1099/2009 des Rates vom 24. September 2009 über den Schutz von Tieren zum Zeitpunkt der Tötung. (2009) ABl. EU Nr. L 303 S. 1
- Anonym: Verordnung zum Schutz von Tieren im Zusammenhang mit der Schlachtung oder Tötung und zur Durchführung der Verordnung (EG) Nr. 1099/2009 des Rates (Tierschutz-Schlachtverordnung - TierSchIV) vom 20. Dezember 2012. (2012a) BGBl. I Nr. 63 S. 2982
- Anonym: Bundesratdrucksache 672/12 vom 1.11.12. Verordnung zum Schutz von Tieren im Zusammenhang mit der Schlachtung oder Tötung und zur Durchführung der Verordnung (EG) Nr. 1099/2009 des Rates (Tierschutz-Schlachtverordnung - TierSchIV). (2012b)
- Anonym: Tierschutzgesetz in der Fassung vom 18. Mai 2006. BGBl. I S. 1207, zuletzt geändert am 28. Juli 2014 (2014) BGBl. I S. 1308
- Anonym: *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822). Food and Agriculture Organization of the United Nations, Fisheries and Aquaculture Department. (2015). (http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Clarias_gariepinus/en)
- ARENDS, R. J.; VAN DER GAAG, R.; MARTENS, G. J.; WENDELAAR BONGA, S. E.; FLIK, G.: Differential expression of two pro-opiomelanocortin mRNAs during temperature stress in common carp (*Cyprinus carpio* L.). *J Endocrinol.* 159 (1998) S. 85-91
- AVMA (American Veterinary Medical Association): Guidelines for the Euthanasia of Animals: 2013 Edition (2013). (<https://www.avma.org/KB/Policies/Documents/euthanasia.pdf>)
- BAICI, F.: Faire Fische - Betäubungsverfahren im Vergleich. Möglichkeiten zum Nachweis einer erfolgten Kopfschlagbetäubung und Alternativen bei der Narkose von Speisefischen. *fair-fish* (2004). (<http://www.fair-fish.ch/files/pdf/wissen/baici.pdf>)
- BELAO, T. C.; LEITE, C. A. C.; FLORINDO, L. H.; KALININ, A. L.; RANTIN, F. T.: Cardiorespiratory response to hypoxia in the African catfish, *Clarias gariepinus* (Burchell 1822), an air-breathing fish. *J Comp Physiol B* 181(2011) S. 905-916
- BRUTON, M. N.: The survival of habitat desiccation by air breathing clariid catfishes. *Env Biol Fish*, 4(1979) S. 273-280
- DONALDSON, M. R.; COOKE, S. J.; PATTERSON, D. A.; MACDONALD, J. S.: Cold shock and fish. *Journal of Fish Biology* 73(2008) S. 1491–1530
- DIGRE, H.; ERIKSON, U.; MISIMI, E.; LAMBOOIJ, B.; VAN DE VIS, H.: Electrical stunning of farmed Atlantic cod *Gadus morhua* L.: a comparison of an industrial and experimental method. *Aquaculture Research*, 41(2010) S. 1190-1202
- EFSA (European Food Safety Authority): Opinion of the scientific panel on animal health and welfare on a request from the commission related to welfare aspects of the main systems of stunning and killing the main commercial species of animals. *The EFSA Journal* 45(2004) S. 1-29
- EFSA (European Food Safety Authority): Species-specific welfare aspects of the main systems of stunning and killing of farmed seabass and seabream. Scientific opinion of the panel on animal health and welfare. *The EFSA Journal* 1010(2009a) S. 1–52

- EFSA (European Food Safety Authority): Species-specific welfare aspects of the main systems of stunning and killing of farmed Atlantic salmon. The EFSA Journal 2012(2009b) S. 1-77
- EFSA (European Food Safety Authority): Species-specific welfare aspects of the main systems of stunning and killing of farmed fish: rainbow trout. The EFSA Journal 1013(2009c) S. 1-55
- EFSA (European Food Safety Authority): Species-specific welfare aspects of the main systems of stunning and killing of farmed carp. The EFSA Journal 1013(2009d) S. 1-37
- EFSA (European Food Safety Authority): Species-specific welfare aspects of the main systems of stunning and killing of farmed Eels (*Anguilla anguilla*). Scientific opinion of the panel on animal health and welfare. The EFSA Journal 1014(2009e) S. 1-42
- EFSA (European Food Safety Authority): Species-specific welfare aspects of the main systems of stunning and killing of farmed tuna. Scientific opinion of the panel on animal health and welfare. The EFSA Journal 1072(2009f) S. 1–53
- EFSA (European Food Safety Authority): Species-specific welfare aspects of the main systems of stunning and killing of farmed turbot. Scientific opinion of the panel on animal health and welfare. The EFSA Journal 1073(2009g) S. 1–34
- FAO (Food and Agriculture Organization of the United Nations): Report of the EIFAC ad hoc working Party on Handling of Fishes in Fisheries and Aquaculture. Utrecht, Netherlands, 24–26 March 2004 EIFAC Occasional Paper No. 40(2004)
- FRIEDLANDER, M. J.; KOTCHABHAKDI, N.; PROSSER, C. L.: Effects of cold and heat on behavior and cerebellar function in goldfish. Journal of Comparative Physiology A 112 (1976) S. 19–45
- GRABER, A.: Schlachtungsmethoden bei Afrikanischen Welsen, Gutachten vom 21. 9. 2007, Zürcher Hochschule für Angewandte Wissenschaften/Zürcher Fachhochschule, Fachstelle Ökotechnologie (2007), zit. nach Tuengerthal et al. (2012)
- HELLMANN, J.; HÖRNIG, W.; LÜPKE, M.; STEINHAGEN, D.: Abschlussbericht zum Forschungsvorhaben Betäuben und Schlachten von Afrikanischen Welsen vom 31.4.2014, Hannover (2014)
- HOFFMANN, R.; OIDTMANN, D.: Fische in Aquakultur. In: Das Buch vom Tierschutz. Hrsg. H H Sambraus u. A Steiger, Enke Verlag Stuttgart (1997) S. 477-487
- KESTIN, S. C.; WOTTON, S. B.; GREGORY, N. G.: Effect of slaughter by removal from water on visual evoked activity in the brain and reflex movement of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). Veterinary Record 128(1991) S. 443-446
- KESTIN, S. C.; VAN DE VIS, J. W.; ROBB, D. H. F.: Protocol for assessing brain function in fish and the effectiveness of methods used to stun and kill them. Veterinary Record 150(2002) S. 302-307
- LAMBOOIJ, E.; SCHATZMANN, U.: The use of a high pressure waterjet combined with electroimmobilization for the stunning of slaughter pigs: some aspects of meat quality. Meat sci 37(1994) S. 381-389
- LAMBOOIJ, E.; VAN DE VIS, J. W.; KLOOSTERBOER, R. J.; PIETERSE, C.: Evaluation of captive needle stunning of farmed eel (*Anguilla anguilla* L.): suitability for humane slaughter. Aquaculture 212(2002a) S. 141–148
- LAMBOOIJ, E.; VAN DE VIS, J. W.; KLOOSTERBOER, R. J.; PIETERSE, C.: Welfare aspects of live chilling and freezing of farmed eel. Aquaculture 210(2002b) S. 159-169
- LAMBOOIJ, E.; KLOOSTERBOER, R. J.; PIETERSE, C.; GERRITZEN, M. A.; VAN DE VIS, J. W.: Stunning of farmed African catfish (*Clarias gariepinus*) using a captive needle pistol; assessment of welfare aspects. Aquaculture Research 34(2003) S. 1353-1358

- LAMBOOIJ, E.; KLOOSTERBOER, R. J.; GERRITZEN, M. A.; VAN DE VIS, J. W.: Head-only electrical stunning and bleeding of African catfish (*Clarias gariepinus*): assessment of loss of consciousness. *Animal Welfare*, 13(2004) S. 71-76
- LAMBOOIJ, E.; KLOOSTERBOER, K.; GERRITZEN, M.; ANDRE, G.; VELDMAN, M.; VAN DE VIS, J. W.: Electrical stunning followed by decapitation or chilling of African catfish (*Clarias gariepinus*): Assessment of behavioral and neural parameters and product quality. *Aquaculture Research* 37(2006a) S. 61-70
- LAMBOOIJ, E., KLOOSTERBOER, R. J.; GERRITZEN, M. A.; VAN DE VIS, J. W.: Assessment of electrical stunning in fresh water of African Catfish (*Clarias gariepinus*) and chilling in ice water for loss of consciousness and sensibility. *Aquaculture* 254(2006b) S. 388-395
- LAMBOOIJ, B.; DIGRE, H.; ERIKSON, U.; REIMERT, H.; BURGGRAAF, D.; VAN DE VIS, H.: Evaluation of Electrical Stunning of Atlantic Cod (*Gadus morhua*) and Turbot (*Psetta maxima*) in Seawater. *Journal of Aquatic Food Product Technology*, 22(2013) S. 371-379
- MANUEL, R.; BOERRIGTER, J.; ROQUES, J.; VAN DER HEUL, J.; VAN DEN BOS, R.; FLIK, G.; VAN DE VIS, H.: Stress in African catfish (*Clarias gariepinus*) following overland transportation. *Fish Physiol Biochem* 40(2014) S. 33-44
- MORZEL, M.; SOHIER, D.; VAN DE VIS, H.: Evaluation of slaughtering methods for turbot with respect to animal welfare and flesh quality. *J Sci Food Agric* 82(2002) S. 19–28
- OETINGER, F. CH.: Betäubung von Regenbogenforellen (*Oncorhynchus mykiss*) mit Nelkenöl und BHA – Stressbelastung und Produktqualität. München, Ludwig-Maximilian-Universität, Tierärztl. Fak., Diss. (2003)
- OIE (World Organization of Animal Health): Aquatic Animal Health Code - 16/06/2015 (2015)
- RETTNER, K.: Untersuchung zur Elektrobetäubung von Karpfen (*Cyprinus carpio* L.). Hannover, Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover, Diss. (2014)
- ROBB, D. H. F.; WOTTON, S. B.; MCKINSTRY, J. L.; SØRENSEN, N. K.; KESTIN, S. C.: Commercial slaughter methods used on Atlantic salmon: determination of the onset of brain failure by electroencephalography. *Veterinary Record* 147(2000a) S. 298–303
- ROBB, D. H. F.; KESTIN, S. C.; WARRISS, P. D.: Muscle activity at slaughter: I. Changes in flesh colour and gaping in rainbow trout. *Aquaculture* 182(2000b) S. 261-269
- ROBB, D. H. F.; KESTIN, S. C.: Methods used to kill fish: Field observations and literature reviewed. *Animal Welfare* 11(2002) S. 269-282
- ROBB, D. H. F.; ROTH, B.: Brain activity of Atlantic salmon (*Salmo salar*) following electrical stunning using various field strengths and pulse durations. *Aquaculture* 216(2003) S. 363–369
- SATTARI, A.; LAMBOOIJ, E.; SHARIFI, H.; ABBINK, W.; REIMERT, H.; VAN DE VIS, J. W.: Industrial dry electro-stunning followed by chilling and decapitation as a slaughter method in Claresse® (*Heteroclaris* sp.) and African catfish (*Clarias gariepinus*). *Aquaculture* 302(2010) S. 100-105
- SCHATZMANN, U.; LEUENBERGER, T.; FUCHS, P.; HOWALD, M.; HOWARD, J.: Jet-Injektion. Untersuchungen über die Anwendbarkeit eines Hochdruckwasserstrahls zur Betäubung von Schlachtschweinen. *Fleischwirtsch* 70(1990) S. 890 – 894
- SENGMÜLLER-SIEBER, T.: Vergleichende Untersuchungen zur Stressbelastung und Produktqualität von Regenbogenforelle (*Oncorhynchus mykiss*), Wels (*Silurus glanis*) und Flunder (*Platichthys flesus*) bei unterschiedlichen Betäubungsmethoden. München, Ludwig-Maximilian-Universität, Tierärztl. Fakultät, Dissertation. (1999)
- SKJERVOLD, P. O.; FJÆRA, S. O.; ØSTBY, P. B.; EINEN, O.: Live-chilling and crowding stress before slaughter. *Aquaculture* 192(2001) S. 265-280

- STEINHAGEN, D.; RETTER, K.; HELLMANN, J.: Ist eine tierschutzgerechte Betäubung und Schlachtung bei Fischen möglich? Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover. 2014
(http://www.lfl.bayern.de/mam/cms07/ifi/dateien/steinhagen_betaeuben_schlachten.pdf)
- TUENGERTHAL, H.; KURZE, S.; WEGENER, J.; ROTHENHÖFER, M.: Tierschutzaspekte bei Betäubung, Schlachtung und Tötung von Fischen. Arch Lebensmittelhyg 63(2012) S. 4-10
- VAN DE VIS, J. W.; POELMAN, M.; LAMBOOIJ, E.; BEGOUT, M. L.; PILARCZYK, M.: Fish welfare assurance system: initial steps to set up an effective tool to safeguard and monitor farmed fish welfare at a company level. Fish Physiology and Biochemistry 38 (2012) S. 243-257
- VICTOR, A.; ELSÄSSER, A.; HOMMEL, G.; BLETTNER, M.: Judging a Plethora of p-Values? Dtsch Arztebl Int 107(2010) S. 50-56
- VITULE, J. R. S.; UMBRIA, S. C.; ARANHA, J. M. R.: Introduction of the African Catfish *Clarias gariepinus* (BURCHELL, 1822) into Southern Brazil. Biological Invasions 8(2006) S. 677-681
- WALSCH, F.: Tierschutzrechtliche Aspekte der Hypothermie zur Betäubung und Tötung von Fischen. Proceedings der 19. Internationalen Fachtagung der DVG-Fachgruppe Tierschutz; 20. – 21.2.2014; München (2014) S. 120-124
- WEDEKIND, H.; HELLMANN, J.; STEINHAGEN, D.: Untersuchungen zur tierschutzgerechten Schlachtung von Afrikanischen Raubwelsen – ein Diskussionsbeitrag zur Tierschutzschlachtverordnung. Fischgesundheit im Wandel der Zeit. Proceedings der XV. Gemeinschaftstagung der Deutschen, Österreichischen und Schweizer Sektion der European Association of Fisch Pathologists (EAFP); 8. – 10.10.2014; Starnberg (2014) S. 243-245

8 Anlagen

Anlage 1

Tabelle 13: Untersuchungsprotokoll

Versuch: Fisch-ID: Datum: Behandlung: Beginn:

Zeit	SELBSTINITIIERTE BEWEGUNGEN/VERHALTEN			ANTWORT AUF STIMULUS				VITALPARAMETER		Bemerkungen
	Untersuchung während Fisch im Wasser			Untersuchung außerhalb Wasser						
	Breathing	Swimming	Equilibrium ohne Manipulation	Handling	Equilibrium nach Drehen	Augendrehreflex	Schmerzreiz	Temperatur	Herzaktion	
	Bewegung der Kiemendeckel (Atemfrequenz)/ Luftholen an Oberfläche	Regelmäßige, koordinierte Schwimmbewegungen	Gleichgewicht halten, ohne dass Fisch manipuliert wird	Fisch fest am Schwanzansatz greifen	Fisch auf Rücken drehen, Reaktion beobachten	Fisch auf Rücken drehen, Augenstellung beobachten	Chirurgische Pinzette an Bartel	Ablesung des Transponders unter der Haut	Mittels Doppler	
Start						l r				
01:00										
02:00										
03:00										
04:00										
05:00										
06:00										
07:00										
08:00										
09:00										
10:00										
11:00										
12:00										
13:00										
14:00										
15:00										
16:00										
17:00										
18:00										
19:00										
20:00										

fehlend: 0

vermindert: 1

normal: 2

verstärkt: 3

Anlage 2

Tabelle 14: Blutparameter der einzelnen Teilversuche

Blutparameter	Teilversuch	Varianten	Blutentnahmezeitpunkt		
			Nach Hälterung (24 h bei 24 °C)	Nach Vorkühlung	Nach Eiswasser- behandlung bzw. E-Betäubung (V2) MW ± SD
			MW ± SD	MW ± SD	MW ± SD
Cortisolgehalt in ng/ml	V1a	Var. 1 (Eiswasser)	170,2 ± 56,49	--	106,7 ± 36,15
		Var. 2 (Eiswasser + Eis)	157,3 ± 57,23	--	142,4 ± 48,72
		Var. 3 (Eiswasser + Salz)	151,5 ± 44,70	--	123,1 ± 48,21
	V1b	Var. 1a (10 °C, 14 h)	101,7 ± 30,05	125,4 ± 52,48	140,9 ± 52,13
		Var. 1b (10 °C, 3 h)	181,2 ± 68,28	185,0 ± 56,81	180,1 ± 62,88
		Var 1b (alle Tiere)	151,4 ± 68,61	161,9 ± 54,35	160,3 ± 65,96
		Var. 2 (15 °C)	161,9 ± 54,35	114,2 ± 51,11	148,9 ± 49,0
	V2	Var. 3 (20 °C)	160,3 ± 65,96	115,7 ± 47,52	237,2 ± 95,97
		Var. 1 (E-Betaubung nass)	183,4 ± 60,35	79,2 ± 31,65	203,7 ± 64,69
		Var. 2 (E-Betaubung trocken)	145,5 ± 53,55	79,7 ± 37,16	164,6 ± 54,46
	V3	Kombinationsbetaubung	123,9 ± 64,78	73,9 ± 36,93	145,1 ± 48,69
	V4	Praxiserprobung	--	125,2 ± 42,56	251,1 ± 95,56
	Glukosegehalt in mmol/l	V1a	Var. 1 (Eiswasser)	5,6 ± 1,53	--
Var. 2 (Eiswasser + Eis)			5,5 ± 1,43	--	5,7 ± 2,12
Var. 3 (Eiswasser + Salz)			5,3 ± 1,12	--	5,4 ± 1,52
V1b		Var. 1 (10 °C)	5,4 ± 1,09	12,3 ± 2,92	10,5 ± 5,06
		Var. 2 (15 °C)	5,8 ± 1,14	9,0 ± 3,44	9,6 ± 3,66
		Var. 3 (20 °C)	5,7 ± 1,36	6,1 ± 3,89	4,3 ± 0,71
V2		Var. 1 (E-Betaubung nass)	4,9 ± 0,84	6,6 ± 2,32	8,2 ± 2,87
		Var. 2 (E-Betaubung trocken)	4,9 ± 1,87	5,7 ± 2,71	7,1 ± 2,82
V3		Kombinationsbetaubung	4,5 ± 0,89	6,2 ± 2,08	7,2 ± 1,92
V4		Praxiserprobung	--	5,5 ± 1,57	6,2 ± 1,66
Natriumgehalt in mmol/l		V1a	Var. 1 (Eiswasser)	137,7 ± 3,35	--
	Var. 2 (Eiswasser + Eis)		137,4 ± 4,01	--	133,4 ± 7,40
	Var. 3 (Eiswasser + Salz)		138,6 ± 3,38	--	137,2 ± 5,71
	V1b	Var. 1 (10 °C)	139,1 ± 3,91	128,3 ± 6,20	126,6 ± 7,0
		Var. 2 (15 °C)	127,0 ± 5,97	121,7 ± 7,75	125,2 ± 8,0
		Var. 3 (20 °C)	137,3 ± 3,63	132,4 ± 4,42	136,4 ± 5,04
	V2	Var. 1 (E-Betaubung nass)	138,6 ± 2,75	130,6 ± 5,81	136,0 ± 6,02
		Var. 2 (E-Betaubung trocken)	133,6 ± 5,12	127,2 ± 7,43	130,8 ± 8,56
	V3	Kombinationsbetaubung	129,7 ± 5,91	124,1 ± 6,19	124,1 ± 6,12
	V4	Praxiserprobung	--	131,4 ± 1,38	133,6 ± 2,0
Kaliumgehalt in mmol/l	V1a	Var. 1 (Eiswasser)	3,3 ± 0,66	--	4,1 ± 0,51
		Var. 2 (Eiswasser + Eis)	3,0 ± 0,40	--	4,7 ± 0,88
		Var. 3 (Eiswasser + Salz)	3,1 ± 0,78	--	4,4 ± 0,44
	V1b	Var. 1 (10 °C)	2,9 ± 4,0	4,9 ± 1,48	6,0 ± 2,90
		Var. 2 (15 °C)	2,9 ± 0,31	3,7 ± 1,68	4,1 ± 0,48
		Var. 3 (20 °C)	3,0 ± 0,40	4,6 ± 1,83	4,5 ± 0,63
	V2	Var. 1 (E-Betaubung nass)	2,3 ± 0,37	3,0 ± 0,44	3,5 ± 0,61
		Var. 2 (E-Betaubung trocken)	3,4 ± 0,36	3,0 ± 0,51	3,8 ± 0,43
	V3	Kombinationsbetaubung	3,4 ± 0,64	2,7 ± 0,49	4,0 ± 0,81
	V4	Praxiserprobung	--	3,4 ± 1,0	4,4 ± 0,67
Chloridgehalt in mmol/l	V1a	Var. 1 (Eiswasser)	102,2 ± 2,95	--	100,0 ± 5,88
		Var. 2 (Eiswasser + Eis)	102,6 ± 4,37	--	101,0 ± 7,55
		Var. 3 (Eiswasser + Salz)	102,0 ± 3,10	--	104,3 ± 5,36
	V1b	Var. 1 (10 °C)	104,4 ± 6,61	91,4 ± 8,56	90,9 ± 11,02
		Var. 2 (15 °C)	91,9 ± 9,87	90,2 ± 9,51	91,9 ± 9,81
		Var. 3 (20 °C)	105,4 ± 5,54	101,0 ± 8,67	107,0 ± 5,93
	V2	Var. 1 (E-Betäubung nass)	105,7 ± 2,42	101,7 ± 4,85	104,2 ± 6,16
Var. 2 (E-Betäubung trocken)		102,0 ± 5,22	99,2 ± 8,86	97,9 ± 11,59	

Blutparameter	Teilversuch	Varianten	Blutentnahmezeitpunkt		
			Nach Hälterung (24 h bei 24 °C)	Nach Vorkühlung	Nach Eiswasser- behandlung bzw. E-Betäubung (V2)
			MW ± SD	MW ± SD	MW ± SD
	V3	Kombinationsbetaubung	99,6 ± 6,48	96,2 ± 6,13	94,5 ± 6,26
	V4	Praxiserprobung	--	91,7 ± 2,08	91,4 ± 2,5
Laktatgehalt in mmol/l	V1a	Var. 1 (Eiswasser)	2,0 ± 1,29	--	1,7 ± 0,53
		Var. 2 (Eiswasser + Eis)	1,6 ± 0,91	--	1,3 ± 0,56
		Var. 3 (Eiswasser + Salz)	2,0 ± 1,0	--	1,2 ± 0,48

Anlage 3

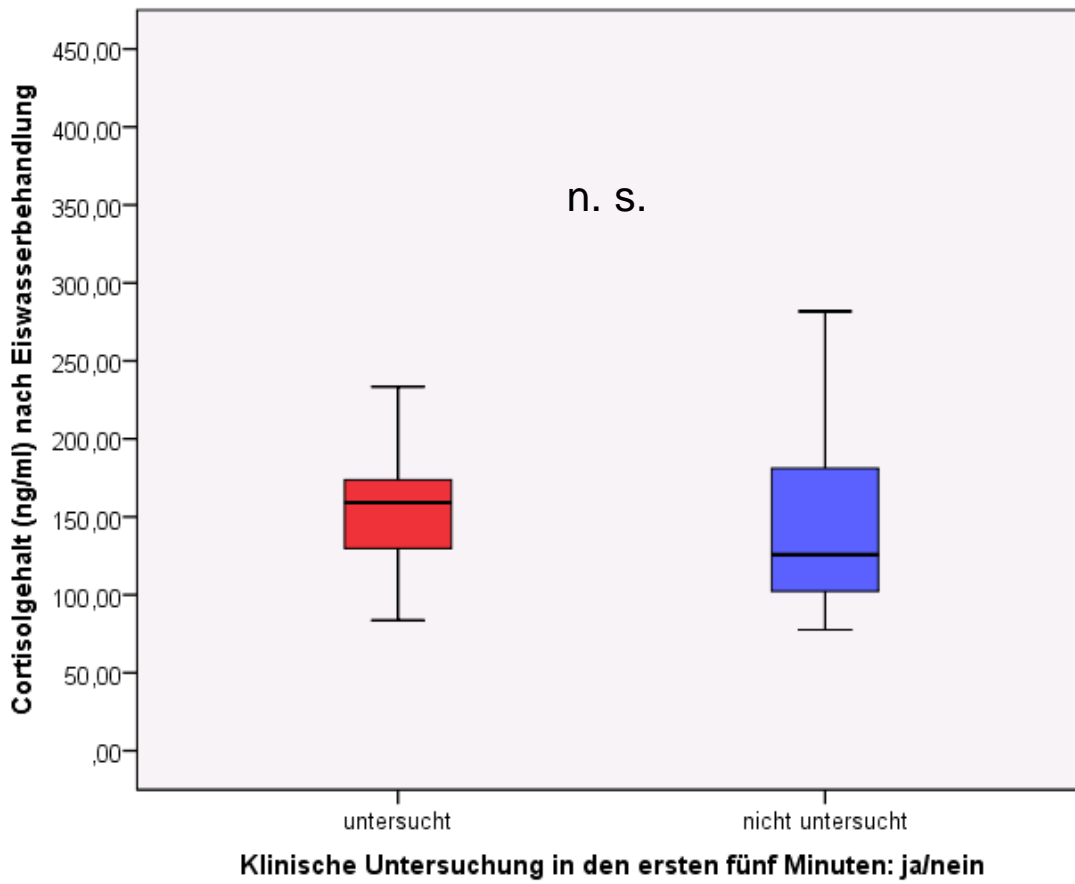


Abbildung 44: Vergleich der Cortisolwerte (ng/ml) nach Eiswasserbehandlung (Versuch 1b; $n_{\text{untersucht}} = 17$, $n_{\text{nicht untersucht}} = 16$)

Anlage 4

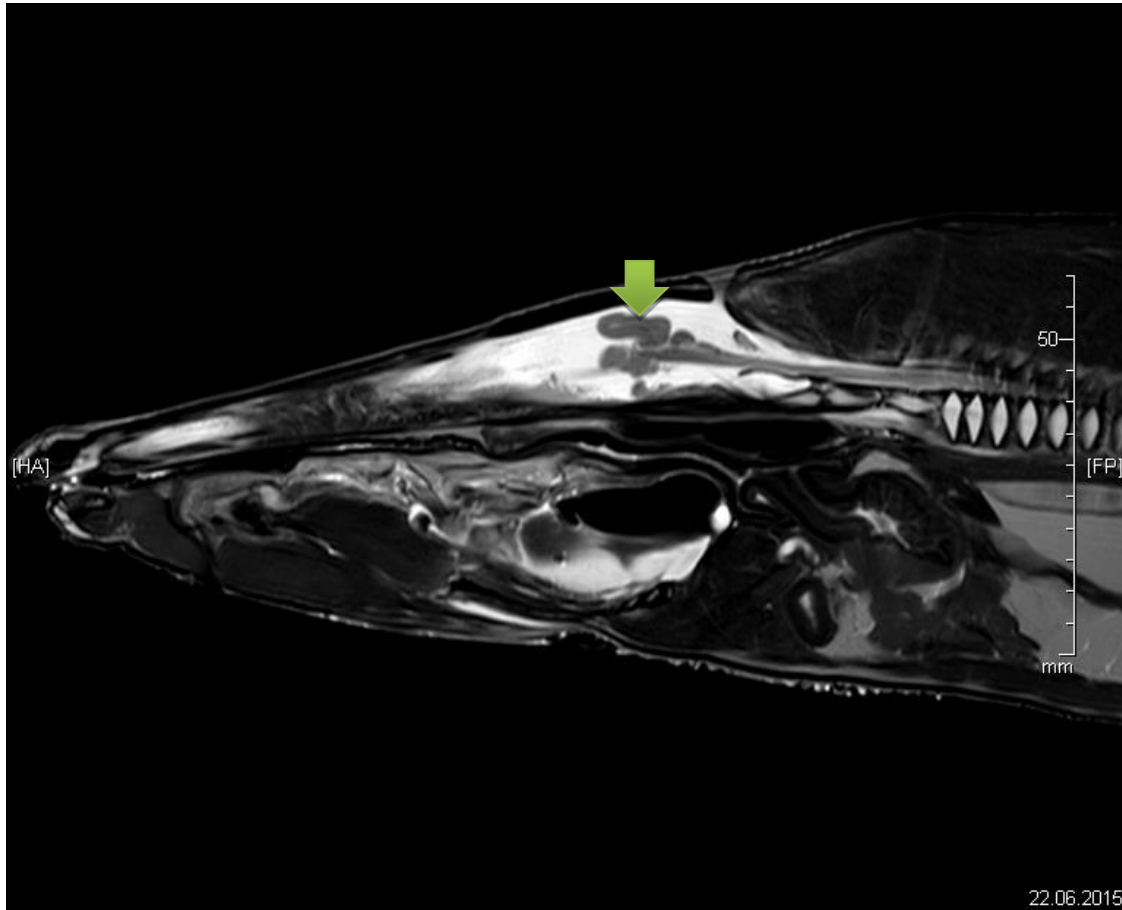


Abbildung 45: Sagitalschnitt durch den Welskopf, MRT, T2

Der Pfeil kennzeichnet die Lage des Gehirns.



Abbildung 46: Sagitalschnitt durch den Welskopf, Schädelhöhle ausgeräumt

Anlage 5

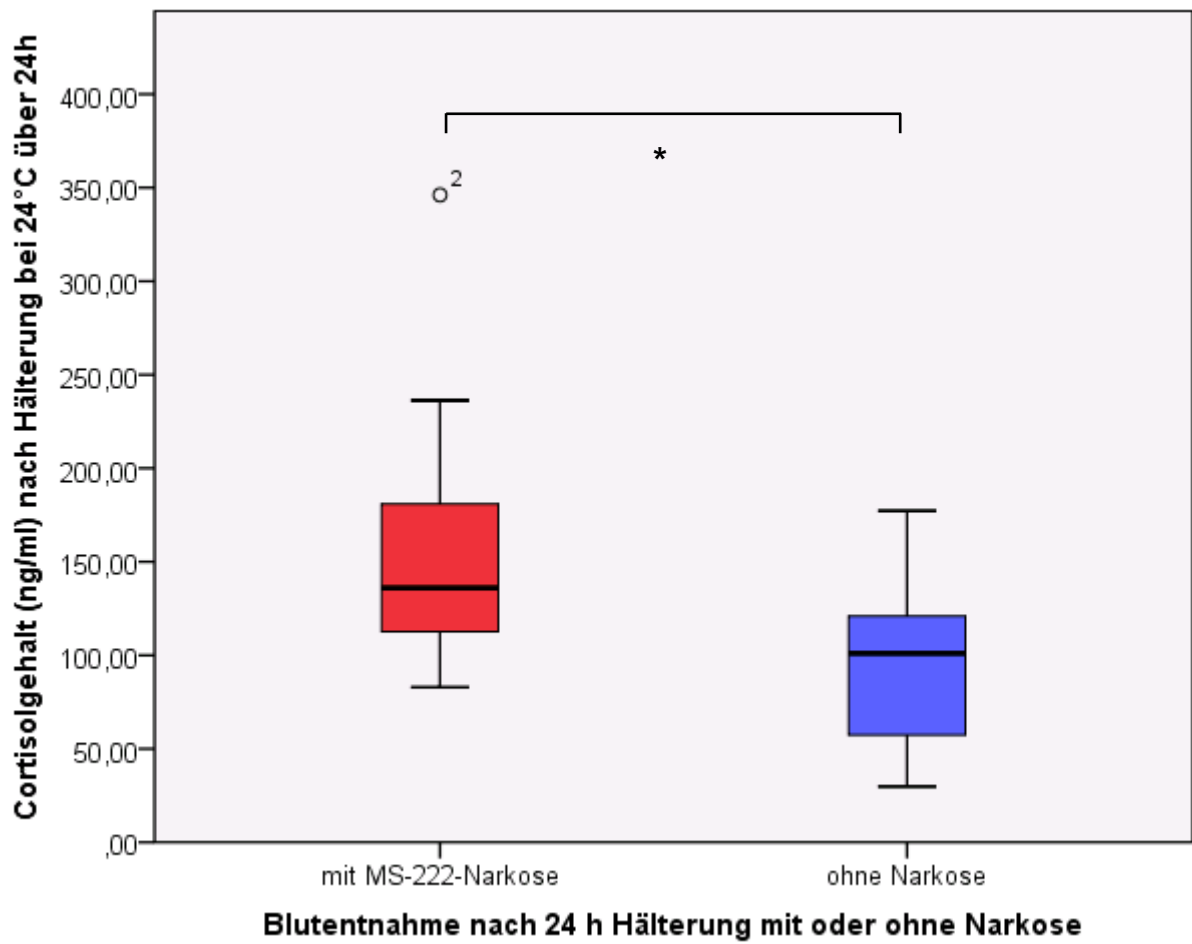


Abbildung 47: Vergleich der Cortisolwerte (ng/ml) nach 24 Stunden bei 24 °C bei Blutentnahme unter MS-222-Sedation und bei Blutentnahme unter manueller Fixierung des Fisches (Versuch 3; n = 30)

* p = 0,010; Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben

Anlage 6

Tabelle 15: Sensorische Untersuchung von Welsen (Versuch 3: Kombination von Elektrobetäubung und Eiswasserbehandlung)

Proben- Nummer Proben- Nummer	Schlacht- datum Schlacht- datum	Untersuchungs- datum	Muskulatur roh			Muskulatur nach Kochprobe				pH-Wert Muskulatur	Gewicht mit Kopf und Innereien (kg)
			Aussehen	Konsistenz	Geruch	Aussehen	Konsistenz	Geruch	Geschmack		
16	25.06.15	26.06.15	grau rosa rote Streifen	fest elastisch	mild fischig frisch	weiß rosarot	fest	nach Teich, frisch	nach Teich, mild fischig	6,6	1,62
17	25.06.15	26.06.15	hell beige Streifen sehr hell	weich elas- tisch	mild fischig frisch	weiß bis hellrosa	weich	stark nach Teich, kaum nach Fisch	stark nach Teich, mild fischig	6,4	1,33
18	25.06.15	26.06.15	grau rosa rote Streifen	weich elas- tisch	mild fischig frisch	weiß bis hellrosa	weich	leicht nach Teich, frisch	nach Teich, mild fischig	6,6	2,16
19	25.06.15	26.06.15	rosarot rote Streifen	weich elas- tisch	mild fischig frisch	weiß bis hellrosa	weich	leicht nach Teich, frisch	leicht nach Teich, mild fischig	6,8	1,53
20 ⁽¹⁾	25.06.15	26.06.15	blassrosa helle Streifen	weich elas- tisch	mild fischig frisch	weiß bis hellrosa, am Rand dunkelrot	weich	neutral frisch	leicht nach Teich, mild fischig	6,6	1,51
21	25.06.15	26.06.15	blassrosa helle Streifen	weich elas- tisch	mild fischig frisch	Weiß, am Rand hellrosa	weich	nach Teich, frisch	leicht nach Teich, mild fischig	6,4	1,27
22	25.06.15	26.06.15	rosarot rote Streifen	weich elas- tisch	mild fischig frisch	Grauweiß, am Rand dunkel-rosa	weich	leicht nach Teich	leicht nach Teich, mild fischig	6,2	2,36
24 ⁽¹⁾	25.06.15	26.06.15	blassrosa helle Streifen	weich elas- tisch	mild fischig frisch	bräunlich rot bis grau	weich	nach Teich	stark nach Teich, mild fischig	6,5	1,34
26	25.06.15	26.06.15	graurosa helle Streifen	weich elas- tisch	mild fischig frisch	weiß bis grau	weich elas- tisch	nach Teich	stark nach Teich, mild fischig	6,5	1,62
27	25.06.15	26.06.15	beigerosa helle Streifen	weich elas- tisch	mild fischig frisch	grau bis leicht rosa	weich	nach Teich	nach Teich, mild fischig	6,3	1,92
29	25.06.15	26.06.15	rosarot rote Streifen	weich elas- tisch	mild fischig frisch	Grauweiß, am Rand dunkel-rot	weich	nach Teich	leicht nach Teich, mild fischig	6,1	1,64
30 ⁽¹⁾	25.06.15	26.06.15	beige helle Streifen	fest elastisch	mild fischig frisch	Beigerosa, am Rand rosa	weich elas- tisch	stark nach Teich	stark nach Teich, mild fischig	6,3	1,48

⁽¹⁾ Gefüllter Darm

Proben: Welse unausgenommen, mit Kopf

Lagerung: - 5 °C

Ort: Kursraum Lebensmittelhygiene

Insgesamt fiel auf, dass die Muskulatur nach dem Filetieren sehr unterschiedlich aussah. Beim Anschneiden der Filets in Querrichtung zeigte sich, dass einige Fische sehr helles, andere eher grau-rosafarbenes Muskelfleisch aufwiesen. Dieses wurde auch im gekochten Zustand beobachtet. Der Geruch und Geschmack nach der Kochprobe war nach Teich (normal bis leicht) und leicht fischig. Allerdings fielen vier Fische durch einen starken Teichgeschmack auf. Ein Zusammenhang mit dem gefüllten Darm einzelner Fische kann nicht hergestellt werden, weil auch Fische ohne dieses Merkmal betroffen waren.

Untersucher: Dr. Martina Ludewig (Universität Leipzig, Institut für Lebensmittelhygiene, An den Tierkliniken 1, 04103 Leipzig)

Herausgeber:

Sächsisches Landesamt für Umwelt, Landwirtschaft und Geologie (LfULG)
Pillnitzer Platz 3, 01326 Dresden
Telefon: + 49 351 2612-0
Telefax: + 49 351 2612-1099
E-Mail: lfulg@smul.sachsen.de
www.smul.sachsen.de/lfulg

Autoren:

Luise Gaede, Dr. Gerd Möbius, Prof. Dr. Uwe Truyen
Universität Leipzig/Institut für Tierhygiene und Öffentliches Veterinärwesen
An den Tierkliniken 1, 04103 Leipzig
Telefon: + 49 341 9738150
Telefax: + 49 341 9738198
E-Mail: moebius@vetmed.uni-leipzig.de
Dr. Jutta Gottschalk, Prof. Dr. Almut Einspanier
Universität Leipzig/Veterinär-Physiologisch-Chemisches Institut
Dr. Martina Ludewig
Universität Leipzig/Institut für Lebensmittelhygiene
Dr. Grit Bräuer
Sächsische Tierseuchenkasse/Fischgesundheitsdienst
Löwenstr. 7a, 01099 Dresden

Redaktion:

Dr. Gert Füllner
LfULG, Abteilung Landwirtschaft/Referat Fischerei
Gutsstraße 1, 02699 Königswartha
Telefon: + 49 35931 296-18
Telefax: + 49 35931 296-11
E-Mail: gert.fuellner@smul.sachsen.de

Fotos:

Luise Gaede, Dr. Gerd Möbius (Titel, Abb. 2, Abb. 23, Abb. 46)
PD Dr. Eberhard Ludewig (Abb. 45)

Redaktionsschluss:

30.10.2015

ISSN:

1867-2868

Hinweis:

Die Broschüre steht nicht als Printmedium zur Verfügung, kann aber als PDF-Datei unter <https://publikationen.sachsen.de/bdb/> heruntergeladen werden.

Verteilerhinweis

Diese Informationsschrift wird von der Sächsischen Staatsregierung im Rahmen ihrer verfassungsmäßigen Verpflichtung zur Information der Öffentlichkeit herausgegeben.

Sie darf weder von Parteien noch von deren Kandidaten oder Helfern im Zeitraum von sechs Monaten vor einer Wahl zum Zwecke der Wahlwerbung verwendet werden. Dies gilt für alle Wahlen.

Missbräuchlich ist insbesondere die Verteilung auf Wahlveranstaltungen, an Informationsständen der Parteien sowie das Einlegen, Aufdrucken oder Aufkleben parteipolitischer Informationen oder Werbemittel. Untersagt ist auch die Weitergabe an Dritte zur Verwendung bei der Wahlwerbung. Auch ohne zeitlichen Bezug zu einer bevorstehenden Wahl darf die vorliegende Druckschrift nicht so verwendet werden, dass dies als Parteinahme des Herausgebers zugunsten einzelner politischer Gruppen verstanden werden könnte.

Diese Beschränkungen gelten unabhängig vom Vertriebsweg, also unabhängig davon, auf welchem Wege und in welcher Anzahl diese Informationsschrift dem Empfänger zugegangen ist. Erlaubt ist jedoch den Parteien, diese Informationsschrift zur Unterrichtung ihrer Mitglieder zu verwenden.