

Aus dem
Institut für Hygiene und Technologie der Lebensmittel tierischen Ursprungs
der Tierärztlichen Fakultät der Universität München
Vorstand: Univ.-Prof. Dr. A. Stolle

und dem
Institut für Zoologie, Fischereibiologie und Fischkrankheiten
der Tierärztlichen Fakultät der Universität München
Vorstand: Univ.-Prof. Dr. R. Hoffmann

**Betäubung von Regenbogenforellen (*Oncorhynchus mykiss*)
mit Nelkenöl und BHA –
Stressbelastung und Produktqualität**

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

von
Franziska Christine Oetinger
aus
Schwäbisch Gmünd

München 2003

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

Dekan: Univ.-Prof. Dr. R. Stolla
Referent: Univ.-Prof. Dr. A. Stolle
Koreferent: Univ.-Prof.Dr. R. Hoffmann

Tag der Promotion: 18.07.2003

Meiner Familie

INHALTSVERZEICHNIS	Seite
1 Einleitung	1
2 Literaturübersicht	2
2.1 Bedeutung der Regenbogenforelle als Speisefisch	2
2.1.1 Produktion	2
2.1.2 Verbrauch an Speiseforellen	3
2.1.3 Vertriebswege	3
2.1.4 Zubereitungsarten und Vermarktung	3
2.2 Schlachten und Betäuben von Fischen	4
2.2.1 Rechtliche Grundlagen	4
2.2.2 Die Tierschutz-Schlachtverordnung	4
2.2.3 Schmerzen und Leiden	6
2.2.3.1 Schmerzen	6
2.2.3.2 Leiden	8
2.2.4 Stress	8
2.2.5 Indikationen für eine Betäubung bei Fischen	9
2.2.6 Betäubungs- und Tötungsstress	9
2.2.7 Stressindikatoren	10
2.2.7.1 Hämatokrit	10
2.2.7.2 Katecholamine	10
2.2.7.3 Bestimmung der Katecholamine im Plasma	11
2.3 Die Betäubung von Fischen, die der Gewinnung von Lebensmitteln dienen	
2.3.1 Betäubung, Wartezeit und Todeszeitpunkt	12
2.3.2 Zugelassene Betäubungsverfahren bei Fischen, die der Gewinnung von Lebensmitteln dienen	12
2.3.2.1 Kopfschlag	13
2.3.2.2 Elektrobetäubung	13
2.3.2.3 Kohlendioxidbetäubung	13
2.3.2.4 Benzocain	14
2.3.2.5 Verabreichung eines Stoffes mit betäubender Wirkung	14

2.3.2 Anforderung an Betäubungsverfahren für das Schlachten von Fischen	14
2.3.3 Narkosestadien und ihre Beobachtung	15
2.3.4 Nelkenöl als Betäubungsmittel	15
2.3.5 Eugenol	16
2.3.6 BHA	17
2.4 Sensorik bei Lebensmitteln	17
3 Material und Methoden	18
3.1 Fische	18
3.2 Betäubungen	18
3.2.1 Betäubungen im Betäubungsbad	18
3.2.1.1 Nelkenöl-Betäubung	19
3.2.1.2 BHA-Betäubung	19
3.2.2 Kopfschlagbetäubung	19
3.3 Schlachtung und Blutgewinnung	20
3.4 Hämatokritbestimmung	20
3.5 Plasmagewinnung	20
3.6 Katecholaminbestimmung im Plasma	21
3.7 Zubereitung und Sensorik	21
3.7.1 Kochen	21
3.7.2 Räuchern	22
3.7.3 Sensorik	22
3.8 Nachweis von Nelkenöl und BHA im Plasma mit HPLC	22
4 Ergebnisse	24
4.1 Betäubungsverlauf	24
4.1.1 BHA	24

4.1.2 Nelkenöl	25
4.2 Hämatokrit	26
4.2.1 Kopfschlag	26
4.2.2 BHA	27
4.2.3 Nelkenöl	29
4.3. Sensorik	31
4.3.1 Nelkenöl	31
4.3.2 BHA	32
4.4 Nelkenöl-Rückstände im Plasma	33
4.4.1 Eichgerade	33
4.4.2 Messwerte Extinktion	34
4.5 Stressparameter	36
4.5.1 Adrenalin und Noradrenalin bei BHA-Betäubung	36
4.5.2 Adrenalin und Noradrenalin bei Kopfschlagbetäubung	38
4.5.3 Adrenalin und Noradrenalin bei Nelkenölbetäubung	39
5 Diskussion	42
5.1. Betäubungsverlauf	42
5.2. Blutgetragene Stressindikatoren	43
5.2.1 Hämatokrit	44
5.2.1.1 Kopfschlagbetäubung	44
5.2.1.2 Betäubung mit BHA	44
5.2.1.3 Betäubung mit Nelkenöl	45
5.2.1.4 Betäubung mit Aqual-S™	45
5.2.1.5 Elektrobetäubung	45
5.2.1.6 Betäubung mit CO ₂	45
5.2.2. Katecholamine	46
5.2.2.1 Werte in der Literatur	46
5.2.2.2 Kopfschlagbetäubung	46

5.2.2.3 Elektrobetäubung	46
5.2.2.4 Kohlendioxidbetäubung	46
5.2.2.5 Kohlendioxidbetäubung mit Sauerstoffanreicherung	47
5.2.2.6 Betäubung mit Aqui-S [®]	47
5.2.2.7 Betäubung mit Nelkenöl	47
5.2.2.8 Betäubung mit BHA	48
5.2 Sensorik	48
5.3 Nelkenölrückstände im Produkt	49
5.4 Vergleich der Betäubungsmethoden	49
6 Zusammenfassung	51
7 Summary	52
8 Literaturverzeichnis	53
9 Danksagung	72
Anhang	

1 Einleitung

Fischerzeugnisse haben als Nahrungsmittel sowohl in Deutschland als auch weltweit an Bedeutung gewonnen (FIZ 2000, FAO, 1997). Sie werden vor allem als Lieferanten von hoch verdaulichem Eiweiß bei geringem Fettgehalt geschätzt (STEFFENS, 1999a; STEFFENS, 1999b). Aus diesem Grunde wird Fischfleisch vor allem für die Diät ernährung und als Schonkost eingesetzt. Nach wie vor kann der Bedarf in Deutschland nicht annähernd durch die im Land erzeugten Fische und Fischprodukte gedeckt werden. Da bei der Ausbeute der Fischerei in den Meeren keine weitere Steigerung mehr möglich (RIEDEL und BOHL, 1999), sondern aufgrund der Überfischung der Bestände sogar eher rückläufig ist, kann eine bessere Befriedigung der Nachfrage nach Fischfleisch nur durch eine Intensivierung und durch den Ausbau der Binnenfischerei erreicht werden. Davon betroffen ist vor allem die Aquakultur in Teichen in Deutschland.

Durch die neue Tierschutz-Schlachtverordnung (**TierSchIV** i. d. F. vom 03.03.1997) und aufgrund des höheren Bedarfs an Fischen wird in Zukunft die Frage nach einer geeigneten Betäubungsart beantwortet werden müssen.

Da die Betäubungsart Einfluss auf die Qualität des erzeugten Produktes hat (WEINZIERL, 1996; SENGMÜLLER-SIEBER, 1999) und zudem manche noch zugelassene Betäubungsmethoden nur für kleine Mengen anwendbar bzw. erlaubt oder gar unter Tierschutzaspekten umstritten sind (BRETZINGER, 2001), werden in dieser Arbeit Möglichkeiten der Betäubung mit Nelkenöl und Butylhydroxi-Anisol (BHA) auf ihre Anwendbarkeit untersucht, ihr Einfluss auf die Produktqualität und auf die Effektivität ihrer betäubenden Wirkung.

2 Literaturübersicht

2.1 Die Bedeutung der Regenbogenforelle als Speisefisch

2.1.1 Produktion

Obwohl sich die Eigenproduktion an Regenbogenforellen in den letzten 12 Jahren verdoppelt hat und sich in den letzten Jahren auf einem gleichbleibend hohen Niveau von ungefähr 25.000 t hält (LUKOWICZ und BRÄMICK, 1999; FAO, 1999; FEAP, 2000; FIZ, 1999), kann der geschätzte Verbrauch von 50.000 t nur mit Hilfe von Importen gedeckt werden (BARTMANN, 1999). Die wichtigsten Importländer sind Dänemark, Spanien, Italien und Polen. Von Deutschland exportiert werden 1,3 t (LUKOWICZ und KEIZ, 1998). Über die genaue Höhe der Speiseforellenproduktion gibt es abweichendes Zahlenmaterial, da bei manchen Autoren auch Satzfische und Forellenbrut berücksichtigt wurden oder es sich um Schätzungen handelt.

Die Produktionsstätten für Forellen konzentrieren sich vor allem in den südlichen Landesteilen, vor allem die Länder Baden-Württemberg und Bayern haben allein im Jahr 1998 mit 10.800 t Speiseforellen knapp die Hälfte der deutschen Produktion erzeugt. Der Grund für die Konzentration im Süden liegt vor allem an den geografischen Voraussetzungen, welche die Landschaften dieser beiden Bundesländer der Forellenteichwirtschaft bieten. Dies sind die wasserreichen Hanglagen von Mittelgebirge und Voralpen, sowie sauerstoffreiche Niederungsbäche (BOHL, 1999).

Die Produktion liegt in den Händen von 691 Haupt- und ungefähr 10.000 Nebenerwerbsbetrieben mit den unterschiedlichsten Haltungsformen. Dies können Teiche mit natürlicher oder betonierter Einfassung sein, die mehr oder weniger miteinander verbunden sind sowie Fließkanäle und Rinnen in natürlichen Gewässern (LUKOWICZ und BRÄMICK, 1999).

2.1.2 Der Verbrauch an Speiseforellen

In Deutschland liegt der Pro-Kopf-Verbrauch pro Jahr von Süßwasserfischen seit Jahren nahezu unverändert bei 1,5 kg (LUKOWICZ und KEIZ, 1998; RIEDEL und BOHL, 1999), davon entfallen auf die Regenbogenforelle ungefähr 0,5 kg (STEFFENS, 1999).

2.1.3 Vertriebswege

Die Regenbogenforelle wird meistens küchenfertig, d. h. ausgenommen mit Kopf oder auch filetiert, roh oder geräuchert direkt oder über Großvermarkter vermarktet. Die Produzenten verkaufen sie direkt an den Konsumenten bzw. an die Gastronomie (LUKOWICZ und BRÄMICK, 1999). Ausgenommen an Gaststätten und ähnliche Einrichtungen dürfen lebende Forellen nicht abgegeben werden (§ 10 (3) TierSchlV), da nicht erkennbar sein kann, ob der Verbraucher über die nötige Sachkenntnis für eine schmerzfreie und sachgemäße Tötung verfügt (Bundesdrucksache 835/96 v. 31.01.1997).

2.1.4 Zubereitungsarten und Vermarktung

In Deutschland wird die Regenbogenforelle in der Regel mit einem Gewicht von ungefähr 350 g vermarktet. Bei dieser Größe entspricht ein Fisch einer Portion. Deshalb wird eine Forelle in der Regel ganz zubereitet. Die häufigsten Zubereitungsarten sind Dämpfen oder Garen und Räuchern. Seltener werden die Filets gekocht oder geräuchert angeboten.

2.2 Schlachten und Betäuben von Fischen

2.2.1 Rechtliche Grundlagen

Die wichtigste gesetzliche Grundlage für die Betäubung und Schlachtung von Fischen bildet das **Tierschutzgesetz (TierSchG) i. d. F.v. 25.05.1998**. Es hat die Aufgabe, das Tier als Mitgeschöpf zu schützen. Die Bedeutung des Gesetzes wird bereits umfassend in der sog. *Generalklausel (TierSchG §1 S. 2)* klar: „Niemand darf einem Tier ohne vernünftigen Grund Schmerzen, Leiden oder Schäden zufügen“. Sie ist generell auch für Fische gültig (LORZ und METZGER, 1999).

Das Schlachten von Tieren definieren LORZ und METZGER (1999) als „Tötung eines in Menschenhand befindlichen Tieres, die zur Nahrungsgewinnung für Mensch und Tier in der Weise erfolgt, dass eine Blutentziehung, nämlich eine im Interesse der Haltbarkeit des Fleisches erstrebte möglichst vollkommene Blutentleerung nach außen stattfindet“. Die rechtliche Grundlage für das Schlachten enthält **§ 4 des Tierschutzgesetzes (TierSchG)**. Nach **§ 4** darf ein Wirbeltier „nur unter Betäubung oder sonst, soweit nach den gegebenen Umständen zumutbar, nur unter Vermeidung von Schmerzen getötet werden“. **§ 4a** regelt die Schlachtung von „warmblütigen“ Tieren, in **§ 4b** wird das Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten (BMELF) ermächtigt, mit der Zustimmung des Bundesrates durch den Erlass einer Rechtsverordnung das Schlachten von Fischen und anderen „kaltblütigen“ Tieren zu regeln, sowie bestimmte Tötungsverfahren und Betäubungsverfahren näher zu regeln, vorzuschreiben, zuzulassen oder zu verbieten. Dem wurde durch das Inkrafttreten der **Tierschutz-Schlachtverordnung (TierSchIV)** entsprochen.

2.2.2 Die Tierschutz-Schlachtverordnung

Die Verordnung zum Schutz von Tieren im Zusammenhang mit der Schlachtung oder Tötung, Tierschutz-Schlachtverordnung (TierSchIV), dient der Umsetzung der **RL 93/119/EG** über den Schutz von Tieren zum Zeitpunkt der Schlachtung und Tötung in nationales Recht. Gleichzeitig hat das BMELF dadurch von der Ermächtigung im **§ 4b des Tierschutzgesetzes (TierSchG)** gebrauch gemacht, und in der Verordnung das Schlachten von Fischen und kaltblütigen Tieren geregelt. Laut **§ 1(1)** müssen alle Tiere, die der Fleischgewinnung dienen oder zur Gewinnung sonstiger Erzeugnisse bestimmt sind, vor dem

Schlachten oder Töten ruhig gestellt und betäubt werden. Aufgrund des Begriffs „Tiere“ sind Fische und Krustentiere eingeschlossen. Hier ist auch die Aufbewahrung (Hälterung) dieser Tiere geregelt (**§1 (1) Nr. 2 TierSchIV**). In **§ 1 (2) Nr. 4** ist geregelt, wann die Vorschriften dieser Verordnung nicht anzuwenden sind, nämlich wenn aufgrund des Umfangs und der Art des Fangs bei einem Massenfang eine Betäubung jedes einzelnen Fisches nicht zumutbar ist. Den Umstand des Massenfangs ist nach LORZ und METZGER (1999) sowohl auf die Meeresfischerei als auch auf die Fluss- und Seenfischerei anwendbar, nicht aber auf Entnahme in der Teichwirtschaft. Die Interpretation für eine Zumutbarkeit der Betäubung wird in der **Amtlichen Begründung zum Entwurf der Tierschutzschlachtverordnung i. d. F. v. 28.11.1995** gegeben. So hängt die Frage, ob eine Betäubung zumutbar ist von der Zahl der gleichzeitig gefangenen Fische, der verwendeten Fangtechnik und der gefangenen Fischart ab. Unabhängig von der Stückzahl sieht die Begründung die Zumutbarkeit einer Betäubung beim Fangen von Speisefischen aus der Teichwirtschaft und beim Angeln regelmäßig gegeben. Die im Tierschutzgesetz fehlende Regelung zum Schlachten und Betäuben von Fischen, es enthält nur eine Ermächtigung zur Regelung über eine Verordnung, wird in **§ 3 der Tierschutz-Schlachtverordnung** geregelt. Danach ist jeder Fisch so zu betreuen, ruhigzustellen, zu betäuben, zu schlachten oder zu töten, dass ihm Aufregung, Schmerzen, Leiden oder Schäden so weit wie möglich erspart bleiben. Der folgende **§ 4** fordert in Absatz 1 eine Sachkenntnis für diese Tätigkeiten, die aber laut **§4 (2)** nur für Personen einen förmlichen Sachkundenachweis fordert, die beruflich Einhufer, Wiederkäuer, Schweine, Kaninchen oder Geflügel schlachten. Da der Sachkundenachweis zumindest aber für Personen, die die Aufsicht über Betäubung und Schlachtung führen wünschenswert war (HOFFMANN und OIDTMANN, 1995) wurde mit der **Ersten Verordnung zur Änderung der Tierschutz-Schlachtverordnung v. 25.11.1999 der §4 (7) der TierSchIV** durch das Anfügen der **Nr. 3** geändert. Darin heisst es, „die zuständige Stelle kann von einer Prüfung absehen, wenn der erfolgreiche Abschluss der Ausbildung zu einem anderen Beruf, der die erforderliche Sachkunde vermittelt, nachgewiesen wird“. Um welche Berufe es sich dabei handelt, wird in der **Allgemeinen Verwaltungsvorschrift zur Durchführung des Tierschutzgesetzes v. 03.09.1999, Ziff. 3.2.2.** aufgezählt. Als Sachkundenachweis für das Betäuben und Töten von Fischen gelten Ausbildungsabschlüsse zum/zur Fischwirt/-in, Einzelhandelskaufmann/-kauffrau Fachbereich Lebensmittel – Warengruppe Fische und andere. Die Fischereiprüfung bzw. ein gültiger Fischereischein gelten als Sachkundenachweis für die Angelfischerei (**Ziff. 3.2.3., Allgemeine Verwaltungsvorschrift zur Durchführung**

des Tierschutzgesetzes). Ferner gilt als Nachweis eine Hochschulausbildung zum Tiermediziner.

Nach **§ 13 (1) TierSchIV** sind Fische so zu betäuben, dass sie schnell und unter Vermeidung von Schmerzen und Leiden in einen bis zum Tod anhaltenden Zustand der Empfindungs- und Wahrnehmungslosigkeit versetzt werden. Solange dieser Zustand anhält, müssen sie entblutet werden (**§ 13 (3) TierSchIV**). Die Betäubung muss unmittelbar vor dem Schlachten und Töten durchgeführt werden (**§ 13 (5) TierSchIV**). Welche Betäubungsverfahren für Fische zugelassen sind, steht in der **Anlage 3 Teil I der TierSchIV**. Dies sind Kopfschlag, elektrische Durchströmung, Kohlendioxidexposition (nur bei Salmoniden) und Verabreichung eines Stoffes mit Betäubungseffekt, ausgenommen Stoffe wie Ammoniak, die gleichzeitig dem Entschleimen dienen. Die drei letztgenannten Verfahren finden vor allem bei Verarbeitung großer Mengen Anwendung, während das Kopfschlagverfahren nur bei der Bearbeitung einer geringen Zahl von Fischen angewendet werden kann, da einer Person pro Tag nicht zugemutet werden kann, mehr als 30 Fische zu schlachten und zu verarbeiten. Über die Art der Entblutung bei Fischen macht die **TierSchIV** keine Angaben. Lediglich **§ 13 (4)** schreibt vor, dass nach dem Entblutungsschnitt weitere Schlachtarbeiten erst durchgeführt werden dürfen, wenn keine Bewegungen des Tieres mehr wahrnehmbar sind.

2.2.3 Schmerzen und Leiden

Bedingt durch die Tatsache, dass Fische nicht wie andere Tiere in der Lage sind mannigfaltige Laute zu erzeugen und durch die fehlende Mimik, ist das Bewusstsein beim Menschen, dass Fische auch leiden können wenig ausgeprägt. Erst durch die Gesetzgebung kommt allmählich eine Diskussion über Tierschutz bei Fischen in Gang (PETERS, 1988a).

2.2.3.1 Schmerzen

Die Definition von Schmerz beim Menschen ist nicht ohne Einschränkung auf Tiere übertragbar. Beim Menschen spricht man dann von Schmerz, wenn er bewusst eine Beeinträchtigung des Wohlbefindens wahrnimmt und dies beschreiben und bewerten kann (PETERS, 1988a). Schon anhand dieser Definition wird klar, wie schwer Schmerz beim Tier zu bewerten ist. Wie die Schmerzentstehung, ihre Weiterleitung und das Verarbeiten beim

Menschen und Säugetier stattfindet ist dagegen bekannt (PETERS, 1988a; FORTH et al., 1992; SAUER, 1993; BERNATZKY, 1997). Durch eine Noxe, d. h. einen adäquaten mechanischen, chemischen oder thermischen Reiz kommt es zu einer Gewebeschädigung. Dadurch werden Botenstoffe frei, die die Schmerzrezeptoren erregen. Diese lösen einen Impuls aus, der in das Rückenmark geleitet wird. Dort erfolgt eine Umschaltung auf Tractus spinothalamicus und Tractus spinocervicalis, die den Impuls weiter zum Gehirn leiten. Dort werden sie im Hirnstamm zum Thalamus umgeschaltet. Dort im Zwischenhirn sind die thalamischen Kerne für das Schmerzempfinden verantwortlich, eine bewusste Verarbeitung des Schmerzes geschieht im limbischen System des Großhirns. Da Schmerz nicht objektiv messbar ist (PETERS, 1988a; HOFFMANN und OIDTMANN, 1997) ist die Frage, ob Fische Schmerzen empfinden schwierig zu beantworten und ist noch nicht abschließend geklärt (OLLENSCHLÄGER und REICHENBACH-KLINKE, 1979). Im Tierschutzbericht der Bundesregierung wird angenommen, dass der Schmerzsinn der Fische nur schwach ausgeprägt ist (BMELF, 1999). Die Fähigkeit zur Schmerzempfindung wurde vor allem deshalb angezweifelt, weil die Großhirnrinde und das limbische System bei Fischen im Vergleich zu höheren Vertebraten weniger entwickelt ist (HOFFMANN und OIDTMANN, 1997). Das Fehlen eines Tractus spinothalamicus und der Großhirnrinde, die beim Menschen für die Schmerzleitung und das Schmerzempfinden verantwortlich sind, beweist nicht, dass Fische keinen Schmerz empfinden (BROWN, 1992; STOSKOPF, 1994; FAWC, 1996; BERNATZKY, 1997). Dagegen spricht die Tatsache, dass Fische mit ihrem Gehirn Leistungen erbringen können, die bei höheren Vertebraten durch die Großhirnrinde erbracht werden (ERDMANN, 1999). Durch das Vorhandensein von Nervenendigungen in der Haut und von Nozizeptoren haben Fische die anatomischen Voraussetzungen, Schmerz aufzunehmen und weiterzuleiten (OLLENSCHLÄGER und REICHENBACH-KLINKE, 1979). Ein auch bei höheren Vertebraten vorkommender Schmerztransmitter, die Substanz P konnte bei Forellen in der Haut und im Nervensystem nachgewiesen werden (BERNATZKY, 1997). Fische reagieren auf einen Schmerzreiz mit Meideverhalten, ob es aber über das Großhirn zu einer Schmerzempfindung kommt, kann man nicht beweisen. Wie sie Schmerz empfinden, müsste zumindest bei allen Teleostiern bis auf den Grad gleich sein (OLLENSCHLÄGER und REICHENBACH-KLINKE, 1979; LORZ und METZGER, 1999).

2.2.3.2 Leiden

In vielen Untersuchungen wurde zweifelsfrei belegt, dass Fische leidensfähig sind (VERHEIJEN und BUWALDA, 1985; KLAUSEWITZ, 1989, 1995; SAUER und MANZ, 1994; BMELF, 1999; LORZ und METZGER, 1999; ERDMANN, 1999). Dies ist auch die allgemeine Rechtsauffassung, die bereits gerichtlich bestätigt wurde (**OLG Celle, AZ 23 Ss 50/97**, zit. nach LORZ und METZGER, 1999). Zu den nachweisbaren Indikatoren für Leiden bei Fischen gehören Änderungen der Atemfrequenz, der Körperfarbe, des Reaktionsvermögens, der Schleimsekretion und verschiedener hämatologischer und endokrinologischer Werte (SPIESER, 1978; REICHENBACH-KLINKE, 1978; BERNATZKY, 1997).

2.2.4 Stress

Der Begriff „Stress“ wurde erstmals von Selye, dem Pionier der Stressforschung wissenschaftlich beschrieben. Dazu legte er physiologische Daten von Menschen und Säugetieren vor (SELYE, 1936). Er definierte Stress als unspezifische Antwort des Körpers auf eine beliebige Beanspruchung. LORZ und METZGER (1999) verstehen unter „Stress“ eine Art von Leiden, ein Reiz- bzw. Belastungszustand, der angeborenen oder erworbene Eigenschaften zuwiderläuft und von physiologischen Begleitumständen und Verhaltensformen gekennzeichnet ist. Gerade ein hoher Grad an Stress ist für KLAUSEWITZ (1989) mit Leiden gleichzusetzen, diese Meinung vertreten auch VERHEIJEN und BUWALDA (1985) als für sie Leiden das höchste Maß an Stress ist. Stress muss aber nicht immer auch Leiden sein, weil es auch bei Tieren einen „positiven Stress“, den sogenannten „Eu-Stress“ geben kann (LORZ und METZGER, 1999).

Die Stressreaktion eines Individuums läuft immer nach einem nahezu gleichbleibenden Schema ab. Es kommt zu Reaktionen biochemischer Art und zu Verhaltensänderungen auf einen Stressor. Dies kann ein Reiz chemischer, thermischer oder mechanischer Art sein. Die Reaktionen des Organismus werden als *Allgemeines Anpassungssyndrom* bezeichnet, kurz *AAS*, das in bis zu drei Phasen abläuft (SELYE, 1974; GRONOW, 1974; PETERS, 1979, 1988a; ROSS und ROSS, 1999), der Alarm- und der Resistenzphase, und wenn dem Organismus auf Dauer keine Anpassung gelingt, den Zustand der Erschöpfung, der mit dem Tod endet (PETERS, 1988b).

Reaktionen auf einen Stressor, die äußerlich sichtbar werden, können in der Form von Unruhe, erhöhter Atemfrequenz, veränderte Bewegungen, Ausstoßen von Schwimmblasenluft, vermehrte Schleimproduktion oder das Wechsel der Körperfarbe sein. Nicht durch klinische Beobachtung festzustellen sind hingegen hämatologische und biochemische Veränderungen als Stressindikatoren. Die auf nervalem Wege, über die Stimulation des Sympathikus aus den chromaffinen Zellen des Suprarenalorgans vermehrt ausgeschütteten Katecholamine sind ebenso im Blut nachweisbar wie das über hormonalem Wege aus dem Interrenalorgan vermehrt ausgeschüttete Kortisol. Die Erhöhung der Katecholamine führt zur Sofortreaktion, der sog. Notfallreaktion mit Erhöhung der Herz- und Atemfrequenz und u. a. einer Erhöhung des Hämatokrits. Diese Reaktion des Organismus setzt sekundenschnell ein und kann Minuten bis einige Stunden andauern (ROSS und ROSS, 1999). Die Ausschüttung von Kortisol erfolgt später, setzt nach weniger als einer Stunde ein und kann über Wochen und Monate andauern. Der erhöhte Kortisolspiegel führt zur Bereitstellung von Energiereserven durch Glykogenolyse, die für die Anpassungsreaktion benötigt werden.

2.2.5 Indikationen für eine Betäubung bei Fischen

Der Umgang mit Fischen (engl. „*handling*“) ist schwierig, da Fische sog. „Fluchttiere“ sind und sich gegen das Einfangen und jegliche Manipulation an ihnen wehren. Indikationen für eine Betäubung beim Umgang mit Fischen können ein Umsortieren oder ein Transport über längere Zeit sein, Handling im Rahmen von Eingriffen oder Versuchen, aber auch zum Streifen von Milch und Rogen oder Tötung und Schlachtung (McFARLAND, 1959; BONATH, 1977; SCHULZ, 1982; BROWN, 1988; FAWC, 1996; ROSS und ROSS, 1999)

2.2.6 Betäubungs- und Tötungsstress

Inwieweit es durch die Durchführung der Betäubung selbst zu Stresseffekten kommt, war Gegenstand zahlreicher Untersuchungen. Oft ist es jedoch schwierig, den durch die Betäubung ausgelösten Stress vom Fang- oder Handlingstress zu trennen (ROSS und ROSS, 1999).

2.2.7 Stressindikatoren

2.2.7.1 Hämatokrit

In der Literatur wird für ungestresste Fische ein Hämatokrit-Wert zwischen 25 und 35 % angegeben REICHENBACH-KLINKE, 1978; PICKERING et al., 1982; WELLS und WEBER, 1991; OLSEN et al., 1995). Die von BRETZINGER (2001) bei Regenbogenforellen gemessenen Hämatokritwerte bei unterschiedlichen Betäubungen zeigt Tabelle 1.

Betäubungsmethode	Hämatokrit-Wert
Betäubung mit Kopfschlag	35,2
Elektrobetäubung	46,2
Betäubung mit CO ₂	43,4
Betäubung mit CO ₂ /O ₂	52
Betäubung mit Aqui-S [®]	44,5

Tab. 1

2.2.7.2 Katecholamine

In der Literatur zu findende Normalwerte für die Katecholamine Adrenalin und Noradrenalin sind in der folgenden Tabelle zusammengefasst.

Normalwerte Adrenalin und Nordadrenalin		
Adrenalin nmol/l	Noradrenalin nmol/l	Autor/en
27,3	17,7	NAKATO und TOMLINSON (1967)
8,9	1,8	WOODWARD (1982)
1,4	10,2	BUTLER et al. (1986)
1,6	2,1	GINGERICH und DROTTAR (1989)
36,9	77	DEMERS und BAYNE (1997)

Tab. 2

Viele Autoren haben bei Regenbogenforellen die Katecholaminwerte nach der Einwirkung von Stress gemessen.

Die Tabelle gibt die entsprechenden Werte nach Einwirkung verschiedener Stressoren an.

Katecholaminwerte, gestresste Fische, Regenbogenforellen			
Stressor	Adrenalin, nmol/l	Noradrenalin nmol/l	Autoren
Anästhesie mit MS-222	3,1	2,8	GINGERICH und DROTTAR, 1989
Anästhesie mit MS-222	2,6	k.A.	IWAMA et al., 1989
Anästhesie mit Metomidat	117	k.A.	IWAMA et al., 1989
Anästhesie mit Benzocain	35	k.A.	IWAMA et al., 1989
Anästhesie mit 2 Phenoxyethanol	60	k.A.	IWAMA et al., 1989
CO ₂ -Gas	80	k.A.	IWAMA et al., 1989
30 Minuten Hypoxie	250	90	PERRY und REID, 1992
15 Minuten Hypoxie	400	85	REID und PERRY, 1994
Betäubung mit CO ₂	812	104	BRETZINGER, 2001
Elektrobetäubung	366	138	BRETZINGER, 2001
Betäubung mit Kopfschlag	58	36	BRETZINGER, 2001
Betäubung mit Aqui-S	68	26	BRETZINGER, 2001

k.A. . keine Angabe

Tab. 3

2.2.7.3 Bestimmung der Katecholamine im Plasma

Da die Katecholamine eine geringe Halbwertszeit besitzen, müssen die Blutproben gut gekühlt werden und möglichst schnell Plasma gewonnen werden, das dann bei – 70° C bis zur Analyse gelagert werden muss (WOODWARD, 1982). Obwohl es verschieden beschriebene Verfahren zur Bestimmung von Katecholamine im Plasma gibt, wird meistens aber die Hochdruckflüssigkeitschromatographie (HPLC) mit nachgeschalteter elektrochemischer

Detektion verwendet (WOODWARD, 1982). Die Konzentration im Plasma wird in Nanomol pro Liter (nmol/L) angegeben.

2.3 Die Betäubung von Fischen, die zur Lebensmittelgewinnung dienen

2.3.1 Betäubung, Wartezeit und Todeszeitpunkt

Für die Betäubung vor der Schlachtung gelten andere Kriterien als für Zierfische z. B. vor chirurgischen Eingriffen oder aber für Zuchtfische, die prinzipiell noch zur Gewinnung von Lebensmitteln dienen könnten. Bei den beiden letzteren ist vor allem die Reversibilität und die Verträglichkeit entscheidend. Bei Schlachtfischen hingegen soll die Betäubung gewährleisten, dass die Tiere vor dem Tod durch Entbluten nicht wieder erwachen, aber trotzdem aus Gründen der Produktqualität möglichst vollständig entblutet werden können. Das Betäuben und der anschließende Eintritt des Todes sind oftmals zeitlich kaum zu trennen. Zwischen ihnen liegen Sekunden oder Minuten (SENGMÜLLER-SIEBER, 1999) oder sie fallen zeitlich sogar zusammen. Dies ist tierschutzrechtlich legitim, da man durch eine möglichst kurze Zeitspanne der Gefahr einer Wiedererlangung des Bewusstseins vor dem Tod entgegenwirkt (KNIERIM, 1996). Laut **Lebensmittel- und Bedarfsgegenständegesetz (LMBG)** dürfen von betäubten Fischen „nur dann gewerbsmäßig Lebensmittel gewonnen und in Verkehr gebracht werden, wenn der verwendete Stoff mit pharmakologischer Wirkung als Tierarzneimittel oder Futterzusatzstoff zugelassen ist und die festgesetzten Wartezeiten eingehalten worden sind“ (§ 15 (2) LMBG). Da der Zeitraum zwischen Betäubung und Schlachtung höchstens Sekunden bis Minuten dauert, beträgt die einzuhaltende Wartezeit null Tage.

2.3.2 Zugelassene Betäubungsverfahren bei Fischen, die der Gewinnung von Lebensmitteln dienen

Für die Schlachtung von Fischen, die der Gewinnung von Lebensmitteln dienen, sind zur Zeit nach **Anlage 3 der TierSchlV** in der Bundesrepublik Deutschland folgende Betäubungsverfahren zugelassen:

2.3.2.1 Kopfschlag

Die Betäubung mittels Kopfschlag ist zugelassen, darf aber laut **Teil II Nr. 5 der Anlage 3 der TierSchIV** „nur bei unmittelbar anschließendem Entbluten eingesetzt werden. Er ist mit einem geeigneten Gegenstand und ausreichend kräftig auszuführen“. Diese einfache Betäubungsmethode eignet sich vor allem für eine geringe Anzahl von Fischen, wie sie in der Angelfischerei und der Aquakultur anfallen. Die Anzahl ist pro Person auf 30 Fische pro Tag und Person beschränkt, weil eine ausreichende Betäubung bei einer höheren Stückzahl durch Ermüdung der Person nicht mehr ohne weiteres gewährleistet ist (GELDHAUSER, 2000).

2.3.2.2 Elektrobetäubung

Die Möglichkeit der Betäubung von Fischen demonstriert die Natur eindrucksvoll durch das Beispiel von Zitteraal und Zitterwels. Diese Arten betäuben ihre Beutefische mit Hilfe von elektrischen Spannungen bis zu hundert Volt die sie im sog. Elektrolaxorgan erzeugen (STOSKOPF, 1992; SENGMÜLLER-SIEBER, 1999).

Der Vorteil der Elektrobetäubung ist die Anwendbarkeit bei großen Fischmengen, die nahezu schlagartig immobilisiert werden (ROSS und ROSS, 1999). Gegen die Elektrobetäubung sprechen die Kosten für die erforderlichen Geräte und die Gefährdung des Personals. Außerdem wurde verschiedentlich über Wirbelsäulenbrüche und Strommarken berichtet, die negative Auswirkungen auf die Produktqualität haben können.

2.3.2.3 Kohlendioxidbetäubung

Die Betäubung mit Kohlendioxid ist ein chemisches Betäubungsverfahren, das in der Bundesrepublik Deutschland laut **Anlage 3 TierSchIV** für Salmoniden zugelassen ist. Dafür wird in der Regel technisches CO₂– Gas aus Druckgasflaschen verwendet. Die Vorteile dieser Betäubungsart liegen in den niedrigen Kosten. Hinsichtlich des Tierschutzaspektes ist diese Methode aber heftig umstritten. So wird eine hinreichende Analgesie von ROSS und ROSS (1999) in Frage gestellt. Viele Autoren berichten auch von auftretenden Verhaltensänderungen wie Fluchtbewegungen und Excitationen, Hyperventilation und Schnappatmung.

2.3.2.4 Benzocain

Benzocain ist ein in der EU für Salmoniden seit dem 24.05.2002 zugelassener Wirkstoff, der auch für Fische zugelassen ist, die der Gewinnung von Lebensmitteln dienen, aufgrund der Wartezeit aber nicht für das Betäuben von Schlachtfischen geeignet (**EG Nr. 868/2002 vom 24.05. 2002, Anhang II**). In der Bundesrepublik Deutschland ist aber kein Präparat zugelassen.

2.3.2.5 Verabreichung eines Stoffes mit betäubender Wirkung

Von der Anwendung ausgenommen sind Stoffe wie Ammoniak, die der gleichzeitigen Entschleimung dienen. Verabreichte Stoffe müssen als Zusatz zu Lebensmitteln zugelassen sein oder für Tiere, die der Gewinnung von Lebensmitteln dienen als Arzneimittel zugelassen sein und keine Wartezeit haben.

2.3.2 Anforderung an Betäubungsverfahren für das Schlachten von Fischen

Von einem idealen Betäubungsmittel für Regenbogenforellen müssen die nachfolgend aufgeführten Bedingungen erfüllt werden (KEENE et al., 1998, MARKING und MEYERS, 1985)

Stresszustände bei den Fischen dürfen durch die Betäubung nicht hervorgerufen werden, sondern müssen gemindert werden.

Eine Einleitungszeit unter 15 Minuten, besser noch unter 3 Minuten

Einfache Handhabung, vor allem im Hinblick auf die vielen kleinen Nebenerwerbsbetriebe

Ungefährlich für den Anwender

Niedrige Kosten

Keinen negativen Effekt auf die Produktqualität

Keine gesundheitlichen Risiken beim Verzehr des Produktes

2.3.3 Narkosestadien und ihre Beobachtung

Die Narkoseüberwachung bei Fischen beruht auf einer genauen Beobachtung der Bewegungen und des Verhaltens, der Stärke der Kiemendeckelbewegungen und die Reaktion auf von außen wirkende Stimuli. Damit lassen sich der Grad der Betäubung und alle Narkosestadien gut beurteilen (BONATH, 1977).

Für diese Beurteilung hat MCFARLAND (1959) ein Schema entwickelt.

Stadium	Ebene	Bezeichnung	Physiologische Anzeichen
0		normal	keine Veränderung
I		Sedierung	Exzitationen, Luftschnappen, Absinken
II	1	leichte Anästhesie	unkoordinierte Bewegungen, Torkel
	2	tiefere Anästhesie	Seiten-/Rückenlage, Schnappatmung, Hustenreflex
III		chirurgische Anästhesie	Absoluter Motilitätsverlust
IV		Medullärer Kollaps	Atmung sistiert völlig, Herzstillstand

Tab. 4 Narkoseschema, nach MCFARLAND (1959), modifiziert

2.3.4 Nelkenöl als Betäubungsmittel

Die Methode, Fische mit Pflanzeninhaltsstoffen zu betäuben wurde schon vor über 1.000 Jahren von einer Gruppe nordamerikanischer Ureinwohner angewandt. Dazu kochten sie Pflanzenteile von *Derris elliptica*. Mit dem so gewonnenen Dekokt betäubten sie Fische, um sie zu fangen (SEDGWICK, 1986).

Nelkenöl, das aus dem Stamm, den Blättern und den Knospen der Gewürznelke (*Eugenia caryophyllata*) gewonnen wird, enthält als wirksame Bestandteile Eugenol (4-allyl-2-methoxyphenol), das 70 – 90 % des ätherischen Öles bildet und Isoeugenol mit 10 – 20 %. Isoeugenol ist der Wirkstoff von AQUI-S™ (Firma AQUI-S, Lower Hut, Neuseeland), einem in den USA für Fische, die der Gewinnung von Lebensmittel dienen, zugelassenen

Betäubungsmittel. Daneben enthält es Eugenolacetat, Cariophyllin und Vanillin (KEENE et al., 1998; ISAACS, 1983; SOTO und BURHANUDDIN, 1995). Schon in der Antike wurde Nelkenöl als mildes Anästhetikum verwendet, heute vor allem als Lokalanästhetikum in der Zahnmedizin und als Antioxidans (ROSS und ROSS, 1999; KRAMER, 1985). Nelkenöl ist ein Gewürzextrakt und somit als Zusatz für Lebensmittel zugelassen. Deshalb darf es auch an Lebensmittel liefernde Tiere verabreicht werden, ohne dass eine Wartezeit eingehalten werden muss.

2.3.5 Eugenol

In vielen Ländern ist Eugenol als Lebensmittelzusatzstoff zugelassen. Nach dem EXPERT COMITEE ON FOOD ADDITIVES (1982) beträgt die ADI (Acceptable Daily Intake) für Eugenol in den USA 2,5 mg/kg. Es wird als allgemein sicher für den menschlichen Verzehr beurteilt solange die Konzentration 1.500 ppm nicht überschreitet (KEENE et al., 1998).

Eugenol wird chemisch als 4-Allyl-2-methoxyphenol bezeichnet, seine Summenformel lautet $C_{10}H_{12}O_2$. Es ist ein farbloses Öl. Es wird durch das Ausschütteln von Nelkenöl mit 5 % iger Kalilauge gewonnen.

Eugenol kommt auch noch in anderen Gewürzpflanzen vor, aber nur in der Pimentpflanze (*Pimento dioica*) mit einem Anteil von 96% des ätherischen Öles in ähnlichen Mengen wie in der Gewürznelke (VEEK und RUSSELL, 1973). Es ist löslich in Alkohol, Chloroform, Ether, Essigsäure und in geringer Konzentration in Wasser.

Es wirkt außerdem bakterio- und fungistatisch und antipyretisch (KARAPMAR, 1990; KARAPMAR und AKTUG, 1987; FENG und LIPTON, 1987). Fast die gesamte Weltproduktion liefert Indonesien (SOTO und BURHANUDDIN, 1995).

Es gibt zahlreiche Untersuchungen zur Betäubung von Fischen mit Nelkenöl bzw. Eugenol. Dabei wurde sowohl Nelkenöl, Eugenol und auch FA-100™ (Enthält 10 % Eugenol) verwendet.

ENDO et al. (1972) verwendeten in ihren Versuchen FA-100™ in Konzentrationen von 12,5 – 100 ppm und stellten einen Narkoseeintritt innerhalb „kurzer Zeit“ fest. Bei einer Konzentration von 25 – 100 ppm bemerkten HIKASA et al. (1986) eine gegenüber MS-222 und Thiopental reduzierte Einleitungsphase und Ventilationsrate. Bei einer eingesetzten Konzentration von 20 – 140 ppm stellen KEENE et al. (1998) eine initiale „Hustenreaktion“

fest, nach 30 – 50 Sekunden den Verlust des Gleichgewichts, nach 3 – 6 Minuten den Eintritt des Narkosestadiums III. Danach erfüllt Eugenol alle Kriterien eines Narkotikums für Nutzfische. Bei 40 ppm und 120 ppm kommt es spätestens nach 3 min zum Narkoseeintritt, bei 40 ppm zu einer Sedation und bei 120 ppm zu einer tiefen Narkose (ANDERSON et al., 1997). TAYLOR und ROBERTS (1999) stellen eine Einleitungszeit unter 3 min bei 25 ppm fest.

2.3.6 BHA

Die chemische Bezeichnung lautet 2-tertiär- Butyl-4-methoxyphenol, die Summenformel $C_{11}H_{16}O_2$. Bei BHA oder Butylhydroxi-Anisol handelt es sich um einen Lebensmittelzusatzstoff, der bestimmten Lebensmitteln bis zu einer Konzentration von 0,02 % bei bestimmten Lebensmitteln zugefügt werden darf (ZzuV). Dabei handelt es sich in erster Linie um Backwaren, da die antioxidative Wirkung von BHA bei thermischer Behandlung, z. B. dem Backen nicht verloren geht. Außerdem wird über eine schwache östrogene Wirkung von BHA kontrovers diskutiert (JOBILING et al., 1995).

2.4 Sensorik bei Lebensmitteln

Der paarweise Vergleich

Um zwei Lebensmittelproben sensorisch zu vergleichen, gibt es zwei Verfahren, der Dreiecks-Prüfung, bei der aus drei Proben die eine abweichende Probe herauszufinden ist, und die paarweise Unterschiedsprüfung, die sich besser eignet für zwei Proben, die wenig oder gar nicht voneinander abweichen. Die Prüfer müssen testen, ob und was für Unterschiede es zwischen den beiden Proben gibt. Es wird bewertet wie viele Prüfer eine Abweichung erkennen.

Sensorische Tests werden unter anderem angewandt bei neuen Herstellungs- oder Gewinnungsverfahren um die Auswirkungen auf das Endprodukt zu testen.

3 Material und Methoden

3.1 Fische

Für die Untersuchungen wurden Fische aus dem Institut für Zoologie, Fischereibiologie und Fischkrankheiten der Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilian-Universität München verwendet, die dort in einem Becken seit mehreren Wochen gehältert waren. Es wurden Regenbogenforellen (*Oncorhynchus mykiss*) mit einer Masse von 350 bis 655 g verwendet. Damit waren sie mit einer Durchschnittsmasse von 464,7 (bei einer Standardabweichung von 72 g) über der handelsüblichen Größe von 350 g. An jedem Versuchstag wurden jeweils 12 Tiere einzeln im Abstand von 20 Minuten mit einem Käscher gefangen und sofort in das Betäubungsbad verbracht, bzw. bei der als Kontrolle dienenden, mit Kopfschlag betäubten Gruppe, sofort mittels Kopfschlag betäubt. Bei der Gruppe mit einer Nelkenöl-Konzentration von 25 ppm wurden nur 10 Fische betäubt.

Der Behälter für das Betäubungsbad war in allen Fällen ein 200 Liter fassendes Kunststoffbecken mit einer gläsernen Vorderseite um den Verlauf der Betäubung dokumentieren zu können.

Außerdem wurden weitere 5 Tiere durch Kopfschlag betäubt und geschlachtet. Das von diesen gewonnene Blut wurde benötigt, um Plasma zur Herstellung der Standards für die Bestimmung der Nelkenöl-Konzentration im Plasma mittels HPLC zur Verfügung zu haben.

3.2 Betäubungen

3.2.1 Betäubungen im Betäubungsbad

Für die jeweilige Betäubungsart wurde ein Liter Stammlösung des Betäubungsmittels mit Tween 20 (Ch-B-Nr. 92770, Riedel-de Haën, Seelze/Belgien) als Lösungsvermittler hergestellt, in das Becken gegeben und auf 200 Liter mit entchlortem Leitungswasser aufgefüllt. Die Temperatur und der pH-Wert des Wassers wurden mit Gerät gemessen und dokumentiert. Die Sauerstoffsättigung erfolgte durch Luft, die über einen Senkstein eingeleitet wurde. Der Verlauf der Betäubung wurde beobachtet und in einem Protokoll

festgehalten. Das Erreichen von Stadium III wurde durch leichtes Antippen der Seitenlinie am Übergang zur Schwanzflosse festgestellt.

3.2.1.1 Nelkenöl-Betäubung

Das Nelkenöl wurde bezogen von der Firma Nature (Nelke, *Syzygium aromaticum*, Lot V992858, Firma Nature, Tettau). Es wurde für Betäubungsbäder mit Konzentrationen von 50, 30 und 25 ppm verwendet.

3.2.1.2 BHA-Betäubung

BHA wurde von der Firma Merck bezogen und für Betäubungsbäder mit 50 und 30 ppm Konzentration verwendet (2-tert-Butyl-4-methoxyphenol, Charge 595414940, Firma Merck)

3.2.2 Kopfschlagbetäubung

Für die Betäubung mittels Kopfschlag wurde ein Schlagholz mit Stahlkopf aus dem Fischereibedarfs-Einzelhandel verwendet. Zur sicheren Fixierung der Tiere diente ein handelsüblicher Schlachthandschuh. Der Schlag wurde auf den Kopf hinter den Augen ausgeführt.

3.3 Schlachtung und Blutgewinnung

Nach erfolgter Betäubung wurden die Fische mit einem kurzen Käscher entnommen und mit einem scharfen Küchenmesser durch Kiemenrundschnitt getötet. Die Blutentnahme erfolgte mit heparinisierten Einmalspritzen Omnifix 5 ml (Firma Braun, Melsungen) und Einmalkanülen Luer Lock Neolus 0,8 x 40 mm (Firma Terumo, Leuven/Belgien) aus der Bauchaorta oder durch Herzpunktion. Das Blut wurde in auf Scherbeneis gelagerte 2 ml Mikrotuben der Firma Eppendorf bis zur Weiterverarbeitung gelagert. Die etwa 5 ml Blut pro Fisch wurden auf zwei Mikrotuben (Firma Eppendorf) aufgeteilt. Danach wurden die Fische auf einer geeichten Waage gewogen, mit einem handelsüblichen Bandmaß vermessen und ausgenommen. Für die spätere Identifizierung wurden sie mittels einer am Schwanzende festgebundenen auf Metall gestanzten Nummer markiert, die nach dem Zufallsprinzip über die gesamte Versuchsdauer aus einem Beutel gezogen wurde. Bis zum Ende des Versuchstages, etwa 2 – 3 Stunden, wurden sie in einem Isolierbehälter bis zum Nachmittag auf Scherbeneis gelagert und dann einzeln in Aluminiumfolie eingewickelt bis zur Zubereitung bei – 18°C eingefroren.

3.4 Hämatokritbestimmung

Die Probengefäße mit Vollblut wurden kurz gewendet, dann wurden pro Probe 2 heparinisierte Hämatokritkapillaren Nr. 2074 der Firma Hettich, Tuttlingen gefüllt und der Hämatokrit mit einer Zentrifuge Typ 2010 (Firma Hettich) bestimmt.

3.5 Plasmagewinnung

Die Vollblutproben wurden in einer auf 0°C gekühlten Zentrifuge des Typs „Makro Rapid/K (Firma Hettich) zentrifugiert und das mit Eppendorf-Pipetten und Einmalspitzen gewonnene Plasma in 2 ml Reaktionsgefäße etwa 2 – 3 Stunden bis zum Einfrieren bei – 80°C am Ende des jeweiligen Versuchstages auf Scherbeneis gelagert.

3.6 Katecholaminbestimmung im Plasma

Die Plasmakatecholamine Adrenalin (A) und Noradrenalin wurden mittels eines Testkit mit Hochdruckflüssigkeitschromatographie (HPLC) bestimmt. Die Messungen wurden im kardiologischen Katecholaminlabor des Klinikums Rechts der Isar, München, durchgeführt. Nach dem Auftauen wurden die Proben mit dem Extraktionspuffer und dem internen Standard(3,4-Dihydroxybenzylamin = DHBA in eine Probenvorbereitungskartusche überführt, geschüttelt (Reagenzglasschüttler) und drei Mal mit Waschpuffer gewaschen. Nach erneuter Durchmischung und Zugabe von Elutionspuffer wurden die Proben ein weiteres Mal geschüttelt. Von diesem Eluat wurden dann jeweils 50 µl in den Chromatographen injiziert und bei einer Flussrate von 1 ml/min eine chromatographische Auftrennung von Adrenalin und Noradrenalin durchgeführt. Für die elektrische Detektion wurde eine Spannung von 500 mV verwendet. Mit den drei Komponenten Noradrenalin, Adrenalin und dem Internen Standard DHBA wurde eine Drei-Punkt-Kalibration durchgeführt. Aus den Peakflächen dieser drei Bestimmungen und aus denen der Katecholaminstandards, des Internen Standards und des Internen Eichstandards konnte die Konzentration von Adrenalin und Noradrenalin in nmol/l ermittelt werden.

3.7 Zubereitung und Sensorik

Am Tag vor der Verköstigung wurden die Fische aus der Tiefkühlung entnommen und in einem Isolierbehälter über Nacht aufgetaut.

3.7.1 Kochen

Die Fische wurden unter fließendem Leitungswasser abgespült und einzeln mit 300 ml Wasser in eine handelsübliche Wursthülle eingebunden und im Kessel (Korvimat, Firma Lutz & Co. KG, Hofheim) 45 Minuten bei 70 °C gegart.

3.7.2 Räuchern

Die Forellen wurden für 6 Stunden in 5% iger Salzlake eingelegt, wobei pro kg Fisch 1,5 Liter Lake verwendet wurden. Danach wurden die eingelegten Speisefische kurz gewässert, getrocknet und bei 140°C für 30 Minuten über Buchenholzrauch im Mirella Räucherofen Gourmet-long Maxi (Firma HOSTO Stolz, Neunkirchen) heißgeräuchert.

In keinem Fall wurden weitere Gewürze oder würzende Zutaten zugegeben.

3.7.3 Sensorik

Für die Sensorik wurde jeweils aus einem Fisch, der vor dem Schlachten mit Kopfschlag betäubt worden war und aus einem der jeweiligen Versuchsgruppe ein identisches Filetstück der gleichen Zubereitungsart entnommen und auf einem Teller angerichtet. Dann wurde ein paarweiser Vergleich vorgenommen. Die Testpersonen sollten prüfen, ob bei einer Probe aus dem Paar ein Fremdgeschmack oder evtl. gar Nelkengeschmack feststellbar sei.

Bei den gekochten Fischen wurde jeweils zusätzlich 50 ml der Kochbrühe in Erlenmeyerkolben gefüllt. Die Tester mussten dann die Brühe auf abweichenden Geruch untersuchen.

3.8 Nachweis von Nelkenöl und BHA im Plasma mit HPLC

Der Nachweis von Nelkenöl im Plasma der geschlachteten Fische wurde mit Hochdruck-Flüssigkeits-Chromatographie durchgeführt.

Um die Wellenlänge für die Wahl des Filters zu bestimmen, wurde von Nelkenöl und BHA im Spektrometer die Wellenlänge mit der maximalen Extinktion bestimmt. Diese wurde auch für die Carrez-Lösungen bestimmt, um sicherzustellen, dass es zu keiner Überlagerung der Substanzen kommt.

Die Proben und zusätzliches Plasma wurden aus der Tiefkühlung entnommen und langsam im Kühlschrank bei + 8 ° C aufgetaut. Für die Bestimmung der Eichgerade wurden Plasmalösungen mit 5, 10, 25 und 50 ppm hergestellt. Jeweils 700 µl des Plasmas jeder Probe

und der Standards wurden in eine Mikrotube 1,5ml (Eppendorf) gefüllt, mit Carrez I versetzt, gemischt, mit Carrez II versetzt, wieder gemischt und bei 5000 U/min zentrifugiert. Der Überstand wurde mit einer Einmalspritze (2 ml, Omnifix, Firma Braun, Melsungen) und einer Einmalkanüle 1,1 x 40 (Firma Terumo, Leuven/Belgien abgezogen und durch Spritzenfilter Art.-Nr. 5992.1, Ø 13 mm, Cellulose, Firma Roth, in HPLC-Fläschchen eingespritzt Die Fläschchen wurden sofort luftdicht verschlossen und beschriftet. Die Bestimmung wurde mit einer konventionellen C-18-Säule bei einer Wellenlänge von 280 nm durchgeführt. Als Fließmittel dienten destilliertes Wasser und Methanol.

4 Ergebnisse

4.1 Betäubungsverlauf

4.1.1 BHA

BHA 30ppm	Stadium 1 Luft schnappen	Stadium II 1 Unkoordinierte Bewegungen	Stadium II 2 Seit/ Rückenlage	Stadium III Absoluter Motilitäts verlust	Entnahme
Mittelwert	0:36	0:48	1:59	4:08	7:57
Minimalwert	0:20	0:30	1:33	3:45	7:10
Maximalwert	0:53	1:20	3:05	5:10	8:30

Tab. 5

BHA 50 ppm	Stadium 1 Luft schnappen	Stadium II 1 Unkoordinierte Bewegungen	Stadium II 2 Seit/ Rückenlage	Stadium III Absoluter Motilitäts verlust	Entnahme
Mittelwert	0:48	1:41	2:18	4:35	6:31
Minimalwert	0:25	1:00	1:20	3:40	4:00
Maximalwert	1:26	2:30	3:30	6:00	8:00

Tab. 6

Die Betäubung bei der Versuchsgruppe, die mit einer Konzentration von 30 ppm BHA betäubt wurde, war bei allen Versuchstieren vollständig, sie erreichten nach durchschnittlich 36 Sekunden Stadium I, nach 48 Sekunden die erste Ebene von Stadium II, nach 1:59 Minuten Ebene 2 von Stadium II, das chirurgische Toleranzstadium wurde durchschnittlich nach 4:08 Minuten erreicht.

Auch bei der mit 50 ppm BHA betäubten Gruppe war die Betäubung vollständig. Die Fische waren im Durchschnitt nach 48 Sekunden in das Stadium I eingetreten, erreichten die erste

Ebene von Stadium II nach 1:48 Minuten und die zweite Ebene nach 2:18 Minuten. Der absolute Motilitätsverlust trat nach durchschnittlich 4:35 Minuten ein.

4.1.2 Nelkenöl

Nelkenöl 25 ppm	Stadium 1 Luft schnappen	Stadium II 1 Unkoordinierte Bewegungen	Stadium II 2 Seit/ Rückenlage	Stadium III Absoluter Motilitäts verlust	Entnahme
Mittelwert	0:29	0:45	1:18	4:39	8:00
Minimalwert	0:20	0:24	0:50	3:55	8:00
Maximalwert	0:50	1:01	2:03	5:08	8:00

Tab.7

Nelkenöl 30 ppm	Stadium 1 Luft schnappen	Stadium II 1 Unkoordinierte Bewegungen	Stadium II 2 Seit/ Rückenlage	Stadium III Absoluter Motilitäts verlust	Entnahme
Mittelwert	0:36	0:55	1:41	4:53	7:56
Minimalwert	0:20	0:35	0:51	3:50	7:30
Maximalwert	0:57	1:26	2:56	6:00	9:00

Tab.8

Nelkenöl 50 ppm	Stadium 1 Luft schnappen	Stadium II 1 Unkoordinierte Bewegungen	Stadium II 2 Seit/ Rückenlage	Stadium III Absoluter Motilitäts verlust	Entnahme
Mittelwert	0:46	1:23	2:07	4:22	6:31
Minimalwert	0:10	1:00	1:30	4:00	5:30
Maximalwert	1:34	1:50	2:40	5:00	8:00

Tab.9

Bei allen drei Versuchsgruppen, die mit Nelkenöl betäubt wurden, war die Betäubung vollständig. Einige wenige Tiere der Gruppe 50 ppm, die früher als nach 8 Minuten entnommen wurden, zuckten beim Schlachten.

Die Gruppe der Fische, die mit einer Konzentration von 25ppm betäubt wurden, erreichten nach durchschnittlich 29 Sekunden Stadium I, nach 45 Sekunden die erste Ebene des zweiten Stadiums, zeigten nach 1:18 Minuten Seiten- oder Rückenlage und das chirurgische Toleranzstadium war im Durchschnitt nach 4:39 Minuten erreicht.

Die Forellen, bei denen die Konzentration des Anästhetikums bei 30 ppm lag, traten nach 36 Sekunden in das erste Narkosestadium ein, erreichten im Durchschnitt nach 55 Sekunden die zweite Ebene von Stadium II, begannen durchschnittlich nach 1:41 Minuten in Seiten- oder Rückenlage zu schwimmen und waren nach 4:53 Minuten in Stadium III.

Bei den mit 50 ppm Nelkenöl betäubten Tieren erreichten die Tiere im Mittel nach 46 Sekunden das erste Stadium der Narkose, nach 1:23 Minuten zeigten sie unkoordinierte Bewegungen (Ebene 1 von Stadium II), Seiten- bzw. Rückenlage trat nach 2:07 Minuten ein und das Stadium III wurde nach 4:22 Minuten erreicht.

4.2 Hämatokrit

4.2.1 Kopfschlag

Die niedrigsten Werte waren bei der mit Kopfschlag betäubten Gruppe festzustellen. Dort lagen die gemessenen Werte zwischen 23 und 44 % bei einem Mittelwert von 29,58% und einer Standardabweichung von 5,75 Prozentpunkten.

Betäubung	Proband-Nr.	Wert 1	Wert 2	Mittelwert
Kopfschlag	44	30	30	30
Kopfschlag	47	25	25	25
Kopfschlag	11	25	23	24
Kopfschlag	36	25	25	25
Kopfschlag	42	30	22	26
Kopfschlag	29	30	30	30
Kopfschlag	46	30	30	30
Kopfschlag	22	31	30	30,5
Kopfschlag	12V	34	35	34,5
Kopfschlag	37	43	44	43,5
Kopfschlag	45	23	23	23
Kopfschlag	34	33	34	33,5
Summe				355
Mittelwert				29,58
Standartabweichung				5,75

Tab. 10

4.2.2 BHA

Bei der mit einer Konzentration von 50ppm BHA betäubten Gruppe wurden Werte zwischen 23 und 37 %, bei einem Mittelwert von 30,13 % und einer Standardabweichung von 4,14 Prozentpunkten gemessen.

Diese lagen deutlich niedriger als die bei einer BHA Konzentration von 30ppm gemessenen Werten zwischen 37 und 52 % bei einem Mittelwert von 40,92 % und einer Standardabweichung von 5,75 Prozentpunkten.

Betäubung	Proband-Nr.	Wert 1	Wert 2	Mittelwert
BHA 50	15	26	26	26
BHA 50	25	23	23	23
BHA 50	3	30	30	30
BHA 50	9	26	26	26
BHA 50	50	30	30	30
BHA 50	18	33	33	33
BHA 50	39	27	28	27,5
BHA 50	16	35	35	35
BHA 50	27	36	37	36,5
BHA 50	23	28	31	29,5
BHA 50	10	35	35	35
BHA 50	7	30	30	30
Summe				361,5
Mittelwert				30,13
Standartabweichung				4,14

Tab.11

Betäubung	Proband-Nr.	Wert 1	Wert 2	Mittelwert
BHA 30	136	42	42	42
BHA 30	133	40	42	41
BHA 30	129	40	42	41
BHA 30	139	37	39	38
BHA 30	138	53	51	52
BHA 30	41	40	40	40
BHA 30	150	40	40	40
BHA 30	143	41	41	41
BHA 30	149	37	37	37
BHA 30	134	40	40	40
BHA 30	131	41	43	42
BHA 30	137	37	37	37
Summe				491
Mittelwert				40,92
Standartabweichung				3,90

Tab.12

4.2.3 Nelkenöl

Betäubung	Proband-Nr.	Wert 1	Wert 2	Mittelwert
Nelkenöl 25	148	44	44	44
Nelkenöl 25	147	44	46	45
Nelkenöl 25	32	41	41	41
Nelkenöl 25	142	38	38	38
Nelkenöl 25	126	44	44	44
Nelkenöl 25	130	44	44	44
Nelkenöl 25	17	39	39	39
Nelkenöl 25	132	39	39	39
Nelkenöl 25	135	30	31	30,5
Nelkenöl 25	1	35	35	35
Summe				399,5
Mittelwert				39,95
Standartabweichung				4,66

Tab. 15

Betäubung	Proband-Nr.	Wert 1	Wert 2	Mittelwert
Nelkenöl 30	6	35	35	35
Nelkenöl 30	5	41	41	41
Nelkenöl 30	33	38	38	38
Nelkenöl 30	28	43	41	42
Nelkenöl 30	8	41	41	41
Nelkenöl 30	14	40	40	40
Nelkenöl 30	21	41	41	41
Nelkenöl 30	144	37	37	37
Nelkenöl 30	128	37	37	37
Nelkenöl 30	20	39	39	39
Nelkenöl 30	127	37	37	37
Nelkenöl 30	145	38	38	38
Summe				466
Mittelwert				38,83
Standartabweichung				2,17

Tab. 14

Betäubung	Proband-Nr.	Wert 1	Wert 2	Mittelwert
Nelkenöl 50	43	33	35	34
Nelkenöl 50	48	40	40	40
Nelkenöl 50	2	41	41	41
Nelkenöl 50	19	42	43	42,5
Nelkenöl 50	40	40	40	40
Nelkenöl 50	24	44	44	44
Nelkenöl 50	13	50	50	50
Nelkenöl 50	38	35	37	36
Nelkenöl 50	35	45	45	45
Nelkenöl 50	30	41	43	42
Nelkenöl 50	26	41	41	41
Nelkenöl 50	31	45	45	45
Summe				500,5
Mittelwert				41,71
Standartabweichung				3,89

Tab. 13

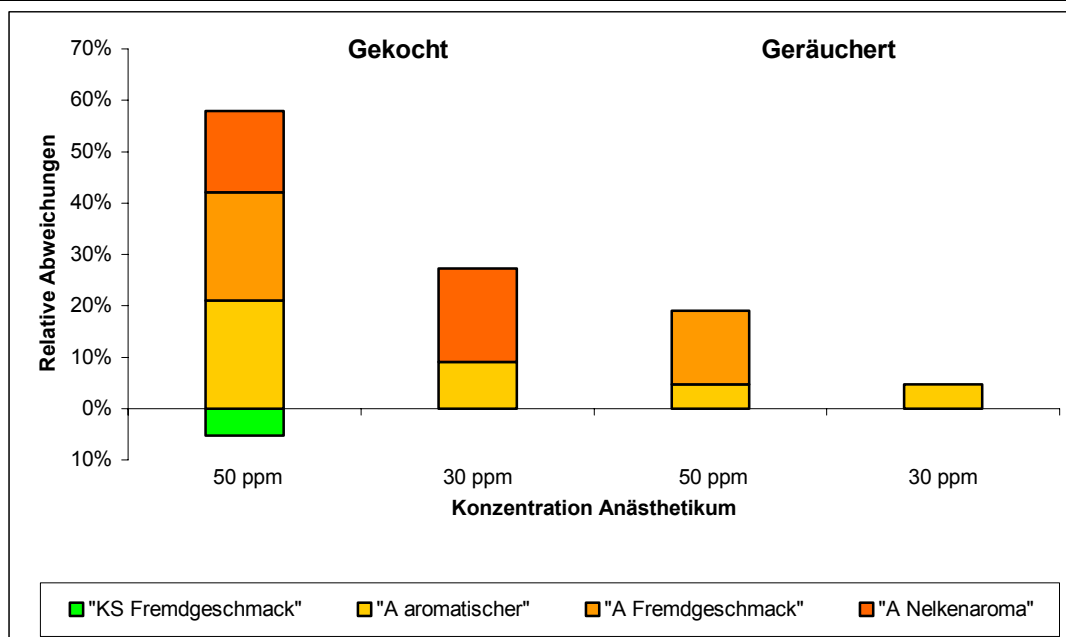
Bei den mit Nelkenöl betäubten Gruppen lagen die gemessenen Hämatokritwerte im Mittel im Bereich von 40%.

4.3 Sensorik

4.3.1. Nelkenöl

Bei der Verwendung von Nelkenöl, insbesondere bei der höheren Konzentration des Betäubungsmittels von 50 ppm stellten die Prüfer mehrfach Geschmacksabweichungen fest, bei 7 von 72 Vergleichspaaren „aromatischer“ und bei 7 von 72 Vergleichspaaren „Fremdgeschmack“ bzw. „nach Nelke“ bei 5 von 72 Vergleichspaaren.

Sensorische Beurteilung im paarweisen Vergleich nach Anästhesie mit Nelkenöl bzw. nach Betäubung durch Kopfschlag					
Zubereitungsart		gekocht		geräuchert	
Konzentration Anästhetikum		50 ppm	30 ppm	50 ppm	30 ppm
n		19	11	21	21
KS	"KS aromatischer"	0%	0%	0%	0%
	"KS Fremdgeschmack"	5%	0%	0%	0%
Nelkenöl	"A aromatischer"	21%	9%	5%	5%
	"A Fremdgeschmack"	21%	0%	14%	0%
	"A Nelkenaroma"	16%	18%	0%	0%



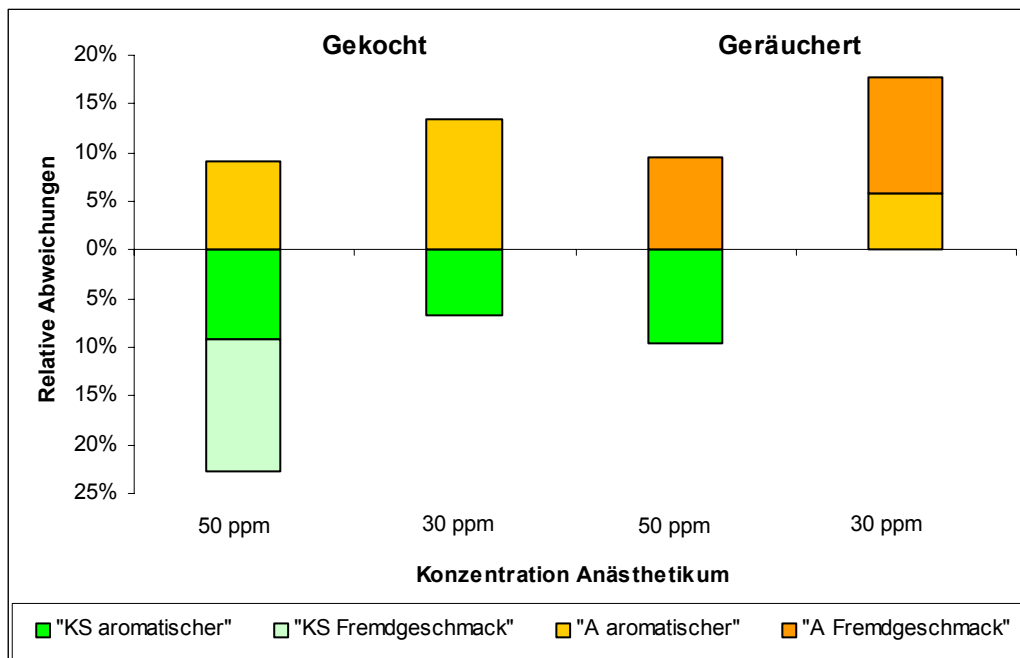
KS Kopfschlag

Bei den geräucherten Paaren stellten die Prüfer Geschmacksabweichungen fest, waren jedoch nicht in der Lage einen Nelkengeschmack zu definieren. Einzelne Prüfer waren in seltenen Fällen in der Lage, beim Kochsud Geruchsabweichungen „nach Nelke“ festzustellen.

4.3.2 BHA

Sensorische Beurteilung im paarweisen Vergleich nach Anästhesie mit BHA bzw. nach Betäubung durch Kopfschlag					
Zubereitungsart		gekocht	gekocht	geräuchert	geräuchert
Konzentration Anästhetikum		50 ppm	30 ppm	50 ppm	30 ppm
Anzahl verglichener Paare n		22	15	21	17
KS	"KS aromatischer"	9%	7%	10%	0%
	"KS Fremdgeschmack"	14%	0%	0%	0%
BHA	"A aromatischer"	9%	13%	0%	6%
	"A Fremdgeschmack"	0%	0%	10%	12%

KS Kopfschlag



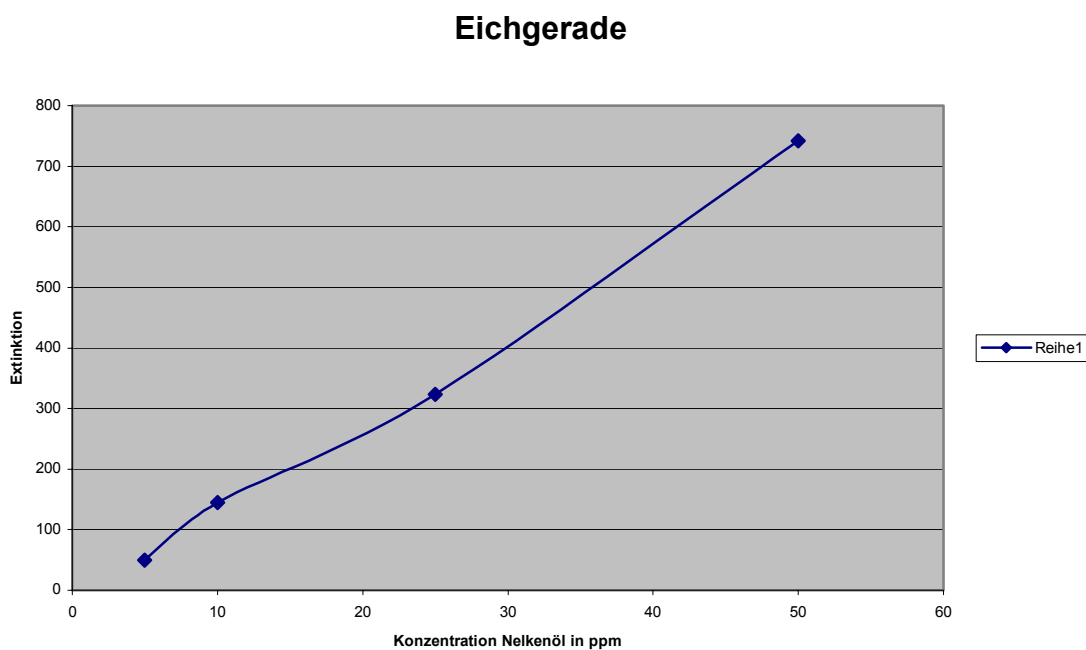
KS Kopfschlag

Bei der Verwendung von BHA halten die von den Prüfern bei den Vergleichsgruppen festgestellten Geschmacksabweichungen gegenüber denen der Kopfschlaggruppe die Waage.

4.4 Nelkenöl-Rückstände im Plasma

4.4.1 Eichgerade

Für die Bestimmung der Nelkenölrückstände im Plasma mit Hochdruckflüssigkeitschromatographie ergab sich durch die mit Standards von 5, 10 25 und 50 ppm ergab sich die im folgenden Diagramm dargestellte Eichgerade. Damit konnte auf die tatsächlich in den Plasmaproben enthaltene Konzentration des Betäubungsmittels rückgeschlossen werden.



4.4.2 Messwerte Extinktion

Nelkenöl 25

Nr.	Einspritzmenge	Messwert 1	Messwert 2	Mittelwert
13	20	64	67	65,5
2	20	265	267	266
24	20	298	298	298
26	20	260	271	265,5
31	20	220	228	224
35	20	244	242	243
38	20	347	349	348
40	20	270	273	271,5
43	20	243	247	245
48	20	274	273	273,5
30	20	236	241	238,5
Mittelwert		247,36	250,55	248,95

Nelkenöl 30

Nr.	Einspritzmenge	Messwert
5	20	315
8	20	296
14	20	370
20	20	275
21	20	285
28	20	289
33	20	308
127	20	257
128	20	272
144	20	259
145	20	192
Mittelwert		283,45

Nelkenöl 50

Nr.	Einspritzmenge	Messwert 1	Messwert 2
1	20	244	262
17	20	232	261
32	20	215	222
126	20	274	268
130	20	237	232
132	20	166	169
135	20	174	173
142	20	209	202
147	20	279	275
148	20	269	255
Mittelwert		229,9	231,9

Die gemessenen Extinktionswerte weisen auf einen Gehalt an Nelkenöl im Plasma zwischen 15 und 25 ppm hin.

Eine Bestimmung der BHA-Konzentrationen im Plasma mittels HPLC gelang nicht.

4.5 Stressparameter

4.5.1 Adrenalin und Noradrenalin bei BHA-Betäubung

Betäubung mit einer Konzentration von 30 ppm BHA

BHA 30 ppm				
Probant	Noradrenalin		Adrenalin	
	pg/ml	nmol/l		
136	3281	0,56	6967	1,28
133	5359	0,91	39191	7,18
129	765	0,13	992	0,18
139	3990	0,68	7837	1,44
138	k. M.	k. M.	194,8	0,04
41	3159	0,54	5379	0,99
150	1704	0,29	2439	0,45
143	545	0,09	1525	0,28
149	2373	0,40	5034	0,92
134	442	0,07	365	0,07
131	1019	0,17	1162	0,21
137	1940	0,33	1793	0,33
Mittelwert		0,35		1,11

k.M. keine Messung

Bei der Betäubung mit BHA 30 ppm liegen die Werte für Noradrenalin bei 0,35 und die für Adrenalin bei 1,11.

Betäubung mit einer Konzentration von 50 ppm BHA

BHA 50 ppm				
Proband	Noradrenalin		Adrenalin	
	pg/ml	nmol/l	pg/ml	nmol/l
15	4008	0,68	15450	2,82
25	3573	0,61	3745	0,69
3	861	0,15	2059	0,38
9	18687	3,17	267104	48,92
50	2046	0,35	8137	1,49
18	1208	0,20	2246	0,41
39	359	0,06	1133	0,21
16	6308	1,07	46812	8,57
27	3756	0,64	15312	2,80
23	1513	0,26	2687	0,49
10	2642	0,45	5506	1,01
7	6754	1,14	17666	3,24
Mittelwert		0,73		5,92

Bei der Betäubung mit BHA 50 ppm liegen die Werte für Noradrenalin bei 0,73 und die für Adrenalin bei 5,92.

4.5.2 Adrenalin und Noradrenalin bei Kopfschlagbetäubung

Kopfschlag				
Proband	Noradrenalin		Adrenalin	
	pg/ml	nmol/l	pg/ml	nmol/l
44	401	0,07	830	0,15
47	518	0,09	840	0,15
11	16529	2,80	20754	3,80
36	7676	1,30	30481	5,58
42	767	0,13	1868	0,34
29	43268	7,33	147198	26,96
46	5459	0,93	38191	7,00
22	77562	13,15	97699	17,89
12V	20961	3,55	81678	14,96
37		k.M		k.M.
45	1149	0,19	1564	0,29
34	11507	1,95	21190	3,88
Mittelwert		2,62		6,75

Bei der Betäubung mit Kopfschlag liegen die Werte für Noradrenalin bei 2,62 nmol/l und die für Adrenalin bei 6,75 nmol/l.

4.5.2 Adrenalin und Noradrenalin bei Nelkenölbetäubung

Betäubung mit einer Konzentration von 25 ppm Nelkenöl

Nelkenöl 25ppm				
	Noradrenalin		Adrenalin	
Proband				
148	9053	1,53	5701	1,04
147	103	0,02	158	0,03
32	3858	0,65	13009	2,38
142		k.M.	498	0,09
126	8013	1,36	25670	4,70
130	569	0,10	465	0,09
17	7660	1,30	25704	4,71
132	331	0,06	491	0,09
135	2001	0,34	4797	0,88
1	7771	1,32	9458	1,73
Mittelwert		0,67		1,57

Bei der Betäubung mit Nelkenöl 25ppm liegen die Werte für Noradrenalin bei 0,67 nmol/l und die für Adrenalin bei 1,57 nmol/l.

Betäubung mit einer Konzentration von 30 ppm Nelkenöl

Probat	Nelkenöl 30ppm			
	Noradrenalin		Adrenalin	
6	277	0,05	696	0,13
5	261	0,04	988	0,18
33	4625	0,78	27563	5,05
28	2177	0,37	14806	2,71
8	8442	1,43	60373	11,06
14	578	0,10	8147	1,49
21	6740	1,14	49428	9,05
144		k.M.		k.M.
128		k.M.		k.M.
20	322	0,05	945	0,17
127	235	0,04	545	0,10
145	235	0,04	545	0,10
Mittelwert		0,34		2,50

Bei der Betäubung mit Nelkenöl 30ppm liegen die Werte für Noradrenalin bei 0,34 und die für Adrenalin bei 2,50.

Betäubung mit einer Konzentration von 50 ppm Nelkenöl

Nelkenöl 50ppm				
Probat	Noradrenalin		Adrenalin	
	pg/ml	nmol/l	pg/ml	nmol/l
43	2504	0,42	18792	3,42
48		k.M		k.M.
2	4699	0,80	9810	1,79
19	3714	0,63	17906	3,26
40	1863	0,32	6679	1,22
24	3008	0,51	4644	0,85
13	3394	0,57	8456	1,54
38	250	0,04	210	0,04
35	2379	0,40	3244	0,59
30	8885	1,51	38315	6,98
26	4717	0,80	10361	1,89
31	409	0,07	1535	0,28
Mittelwert		0,51		1,82

Bei der Betäubung mit Nelkenöl 50 ppm liegen die Werte für Noradrenalin bei 0,51 und die für Adrenalin bei 1,82.

Die gemessenen Werte für Noradrenalin und Adrenalin differieren für die unterschiedlichen Betäubungsmethoden bzw. Konzentrationen des Anästhetikums im Betäubungsbad nur wenig.

5 Diskussion

In der vorliegenden Arbeit sollte die Stressbelastung und die Auswirkung auf die Produktqualität von verschiedenen Betäubungsarten und ihre Auswirkung auf die Produktqualität untersucht werden. Dazu wurde als Vergleichsmethode die Kopfschlagbetäubung gewählt und mit Betäubungen mittels Betäubungsbäder verglichen. Die Betäubungsbäder enthielten jeweils 50 bzw. 30 ppm BHA oder 25, 30 und 50 ppm Nelkenöl.

5.1. Betäubungsverlauf

Bei Betäubungsverfahren mit CO₂ berichten mehrere Autoren von heftigen Abwehrreaktionen der Fische und Fluchtbewegungen (ALBRECHT, 1977; SCHULZ, 1978a; MITSUDA, et al., 1980, 1988; MISHRA et al., 1983; BELL, 1987; SEDWICK, 1986; YOSHIKAWA et al., 1988, 1991a, 1991b; IWAMA et al., 1991; KESTIN, 1993; HORSBERG, 1994; KESTIN et al., 1995; CLOSE et al., 1997; WEINZIERL, 1996; LEUPOLD, 1997; BERNIER und RANDALL, 1998; SENGMÜLLER-SIEBER, 1999; BRETZINGER, 2001). Diese Methode ist tierschutzrechtlich als bedenklich einzustufen.

Bei Betäubungsverfahren mittels Elektrobetäubung zeigen Forellen charakteristische Verhaltensänderungen. Sie reagieren mit galvanotaktischem Verhalten, zum Teil prallen sie gegen die Elektrode (SENGMÜLLER-SIEBER, 1999; LEUPOLD, 1997; BRETZINGER, 2001). Einige Forellen zeigen tonische Körperspannung. Bei der Impulsstrommethode trat zwar eine tiefe Betäubung ein, sie hielt gerade lange genug an um eine Forelle zu schlachten (BRETZINGER, 2001). Bei ausreichender Stromdichte ist die Betäubung mittels Impulsstrom ein tierschutzgerechtes Verfahren (SCHULZ, 1995; LEUPOLD, 1997; BRETZINGER, 2001)

Bei der Betäubung mit Nelkenöl und BHA zeigten die Tiere in keinem Fall gesteigerte Aktivität oder Fluchtbewegungen in den Betäubungsbädern. Auch PEAKE (1998) stellte keine Exzitationen bei seinen Untersuchungen fest. Die Einleitungsphase dauerte sowohl beim Nelkenöl als auch beim BHA unter 3 Min. In dieser Zeit schwammen die Tiere ruhig umher und versuchten sich zu orientieren - zum Teil stiegen sie an die Oberfläche, um Luft zu schnappen - bis die Bewegungen weniger koordiniert waren und sie über die Seitenlage

allmählich in die Rückenlage kamen. Dabei sanken sie dann auf den Gefäßboden. Auch dabei zeigten sie nur leichte Korrekturbewegungen, um die Lage auszugleichen, was immer weniger gelang. Für Nelkenöl bestätigen dies die Untersuchungen von TAYLOR und ROBERTS (1999), die für Nelkenöl-Konzentrationen von 50 – 1.000 ppm eine Einleitungszeit unter 3 min maßen, bei Katzenwelsen lag der Betäubungseintritt bei 1 min (WATERSTRAT, 1999). Die Betäubung hielt sicher während des Schlachtvorganges an. Vereinzelt zuckten die Fische bei allen Betäubungen beim Schlachten. Dies deutet darauf hin, dass die Stressbelastung in vertretbarem Rahmen war.

Mit der Kopfschlagbetäubung konnten alle Fische betäubt werden. Bei einer Forelle war ein zweiter Schlag notwendig. Die Betäubung trat unmittelbar ein. WEINZIERL (1996), LEUPOLD (1997), SENGMÜLLER-SIEBER (1999) und BRETZINGER (2001) konnten bei der Kopfschlag-Methode ebenfalls keine Hinweise auf Leiden oder Schmerzen feststellen. BRETZINGER (2001) benötigte bei 7 Forellen - möglicherweise durch einen nicht exakt ausgeführten Kopfschlag, aber auch durch die Größe der Tiere – einen zweiten Schlag. Auch SCHULZ (1982) berichtet darüber, dass bei älteren und größeren Exemplaren ein einziger Kopfschlag nicht immer zu einer erfolgreichen Betäubung führt. Mehrere Schläge sind nicht tierschutzgerecht (CLOSE et al., 1997). Nach NOWAK (1989) sind für eine tierschutzgerechte Betäubung mit Kopfschlag eine rutschsichere Unterlage, eine gute Fixierung des Fisches zum Beispiel mit einem Schlachthandschuh, ein geeignetes Schlagholz und ein gezielter Schlag mit voller Wucht auf die Schädeldecke oberhalb der Augen nötig, um eine effektive Betäubung zu gewährleisten. Da es bei großen Stückzahlen zur Ermüdung und zur nachlassenden Konzentration der Person führt, setzt GELDHAUSER (2000) die Grenze pro Person und Tag mit 30 Forellen an, analog zur Änderung der TierSchlV vom 25. November 1999, die die Stückzahl bei Aalen pro Person und Tag regelt. Bei geübten Personen und ausreichenden Pausen ist es jedoch möglich auch mehr Tiere pro Tag sicher zu betäuben, wenn es sich um Forellen in der normalen Speisefischgröße handelt.

5.2 Blutgetragene Stressindikatoren

Die Ermittlung von physiologischen Blutwerten ist bei Fluchttieren wie Fischen schwierig, da jede Untersuchung an den Versuchstieren zu Stressreaktionen führt, die mit einer Erhöhung der Stressparameter einhergeht (PETERS, 1988b; GINGERICH und DROTTAR, 1989;

OLSEN et al., 1995). Dies trifft vor allem auf die schnell reagierenden Parameter wie Adrenalin und Noradrenalin zu (ROSS und ROSS, 1999).

Deshalb ist auch nur eine Aussage darüber möglich, ob eine Betäubungsart gegenüber der anderen weniger Stressbelastung für das zu schlachtende Tier bedeutet, und mittels Messung der Plasmakatecholamine nicht abschließend klärbar, ob eine Stressbelastung der Fische nicht auftritt.

5.2.1 Hämatokrit

Der Hämatokrit-Referenzwert für ungestresste Forellen wird in der Literatur mit 25 bis 35 % angegeben (REICHENBACH-KLINKE, 1978; PICKERING et al., 1982; WELLS und WEBER, 1991; OLSEN, 1995).

5.2.1.1 Kopfschlagbetäubung

Bei der Kopfschlagbetäubung lagen die Hämatokritwerte im physiologischen Rahmen und weisen auf keine Belastung hin. Sie lagen bei dieser Versuchsgruppe zwischen 25 und 44% bei einem Mittelwert von 29,58 %. Dies bestätigt die Untersuchungen von BRETZINGER (2001), der einen durchschnittlichen Hämatokritwert von 35,1% für die Kopfschlag-Betäubung ermittelte, welcher knapp außerhalb des physiologischen Bereichs von 25 – 35 % liegt. SENGMÜLLER-SIEBER (1999) ermittelte für die Kopfschlagbetäubung einen Durchschnittswert von 17,3 %.

5.2.1.2 Betäubung mit BHA

Bei der Betäubung mit einer Konzentration von 50 ppm BHA lagen die Werte mit 30,13 % ebenfalls im physiologischen Bereich. Dagegen liegt er bei einer Konzentration von 30 ppm BHA mit 40,92 % etwas über der physiologischen Grenze. Damit kann man von einer sehr geringen Stressbelastung ausgehen.

5.2.1.3 Betäubung mit Nelkenöl

Bei allen drei eingesetzten Konzentrationen der Betäubung mit Nelkenöl überschritten die Werte mit ungefähr 40 % die obere Grenze des Normalbereichs. Dies deutet auf eine leichte Stressbelastung hin.

5.2.1.4 Betäubung mit AQUI-S™

Bei der vergleichbaren Methode der Betäubung mit AQUI-S mit dem Wirkstoff Isoeugenol lag das Ergebnis von BRETZINGER (2001) bei 44%. Diese Prozentzahl liegt höher als die in der Literatur angegebenen Werte für ungestresste Fische

5.2.1.5 Elektrobetäubung

BRETZINGER (2001) ermittelte für die Betäubung mittels elektrischer Durchströmung einen Basiswert von 43 %. und liegt mit seinem Ergebnis im Bereich der von MADDEN und HOUSTON (1976) sowie SENGMÜLLER-SIEBER (1999) ermittelten Spanne von 33,1 bis 40 %.

5.2.1.6 Betäubung mit CO₂

Für die Betäubung mit CO₂ weichen die in der Literatur angegebenen Werte stark voneinander ab. Während die von IWAMA et al., (1989) gemessenen 17 % und die SENGMÜLLER-SIEBER (1999) gemessenen 36,3 % noch im Bereich der physiologischen Werte lagen, liegen die von BRETZINGER (2001) gemessenen 45,5 % bereits deutlich außerhalb.

Bei einer Kohlendioxidbetäubung mit Sauerstoffanreicherung lag der Hämatokrit sogar bei 49,5 % (BRETZINGER, 2001).

5.2.2 Katecholamine

5.2.2.1 Werte in der Literatur

Die Referenzwerte für ungestresste Forellen liegen für Adrenalin zwischen 1,4 und 36,9 nmol/l und für Noradrenalin zwischen 1,8 und 17,7 nmol/l. (NAKANO und TOMLINSON, 1967; WOODWARD, 1982; BUTLER et al., 1986; GINGER und DROTTAR, 1989; DEMERS und BAYNE, 1997).

5.2.2.2 Kopfschlagbetäubung

In der Literatur gibt es außer bei BRETZINGER (2001) keine Hinweise über den Einfluss der Kopfschlagbetäubung auf die Adrenalin- und Noradrenalinwerte. Sie lagen für Adrenalin bei 33nmol/l und für Noradrenalin bei 22,5 nmol/l. Dagegen lagen die in dieser Untersuchung gemessenen Werte deutlich niedriger mit einem mittleren Wert von Adrenalin bei 1,1 nmol/l und für Noradrenalin bei 0,34 nmol/l. Diese Ergebnisse deuten auf keine Stressbelastung hin.

5.2.2.3 Elektrobetäubung

Über die Auswirkung der Elektrobetäubung auf Fische liegen nur Untersuchungen von BRETZINGER (2001) vor. Seine Werte lagen für Adrenalin bei 342,5 nmol/l, für Noradrenalin bei 96 nmol/l. Diese Ergebnisse weisen auf eine Stressbelastung durch die Elektrobetäubung hin.

5.2.2.4 Kohlendioxidbetäubung

Die ebenfalls bei Fischen die zur Gewinnung von Lebensmitteln angewandte Methode der Betäubung mit Kohlendioxid führte bei BRETZINGER (2001) zu Adrenalin- bzw. Noradrenalinwerten von 1.103 nmol/l und 86,5 nmol/l.

Setzt man die Forellen einer Hypoxie von 30 bzw. 15 Minuten Dauer aus, liegen die Adrenalinwerte bei 250 nmol/l bzw. 400nmol/l und die Noradrenalinwerte bei 90 bzw. 85

nmol/l (PERRY und REID, 1992; REID und PERRY, 1994). Diese Methoden führen zu einem deutlichen Anstieg der Katecholamine im Plasma der Versuchstiere und lassen auf eine Stressbelastung schließen.

5.2.2.5 Kohlendioxidbetäubung mit Sauerstoffanreicherung

In der Literatur finden sich nur bei zwei Autoren Angaben über Katecholaminwerte nach einer Kohlendioxidexposition mit Sauerstoffanreicherung. BRETZINGER (2001) ermittelte Werte von 1.132 nmol/l Adrenalin und 105,5 nmol/l Noradrenalin im Plasma. Dies sind enorm hohe Werte und man kann sicher von einer wesentlichen Stressbelastung ausgehen. IWAMA et al. (1989) ermittelten mit 80 nmol/l Adrenalin einen deutlich niedrigeren Wert.

5.2.2.6 Betäubung mit AQUI-S®

Über die Stressbelastung von Regenbogenforellen bei einer Betäubung mit dem in den USA für Fische, die der Gewinnung von Lebensmitteln dienen, zugelassenen AQUI-S® gibt es in der Literatur nur wenige Angaben. Nur bei BRETZINGER (2001) finden sich Werte für Plasmakatecholamine. Er gibt für Adrenalin einen Mittelwert von 46 nmol/l und für Noradrenalin einen Mittelwert von 25,5 nmol/l an. Bei dieser Betäubungsart kommt es zu einer minimal erhöhten Kortisolausschüttung (AUPERIN et al., 1988). Es ist daher von einer sehr geringen Stressbelastung bei einer Betäubung mit AQUI-S® auszugehen. Momentan ist die Herstellerfirma bemüht eine Zulassung für die Europäische Union zu erhalten.

5.2.2.7 Betäubung mit Nelkenöl

Bei der in dieser Arbeit untersuchten Betäubung in einem Betäubungsbad, das Nelkenöl in einer Konzentration von 50ppm, 30 ppm bzw. 25 ppm enthielt, lagen die Mittelwerte bei allen Konzentrationen für beide ermittelten Werte sehr niedrig. Für die Konzentration von 50 ppm lag der Adrenalinwert bei 1,82 nmol/l und für Noradrenalin bei 0,51 nmol/l, für die

Konzentration 30ppm bei 2,5 nmol/l Adrenalin und 0,34 für Noradrenalin und für die Konzentration 25 ppm bei 1,57 nmol/l Adrenalin und 0,67 nmol/l Noradrenalin. Diese Werte implizieren keine Stressbelastung.

5.2.2.8 Betäubung mit BHA

Für die Betäubung mittels im Betäubungsbad in den Konzentrationen von 50 und 30 ppm gelöstem BHA wurden für 50ppm ein Mittelwert von 5,9 nmol/l Adrenalin und 0,73 nmol/l Noradrenalin im Fischplasma gemessen. Bei einer Konzentration von 30 ppm BHA lag der Adrenalinwert bei 1,11 nmol/l und für 50 ppm bei 1,11 nmol/l Adrenalin und 0,35 nmol/l Noradrenalin im Plasma der Regenbogenforellen. Auch bei dieser Betäubungsmethode weisen die Werte der Katecholamine auf keine Stressbelastung hin.

5.2 Sensorik

Während bei der Betäubung mittels Kopfschlag und mit BHA keine Beeinträchtigung des Produkts festgestellt werden konnte, waren einige Prüfer in der Lage bei Filets von Forellen, die mit einer Konzentration von 50 ppm Nelkenöl betäubt wurden, Geschmacksabweichungen festzustellen, in seltenen Fällen sogar Nelkengeschmack. Dies gelang bei einer Nelkenölkonzentration im Betäubungsbad von 30 ppm nur selten. Bei den geräucherten Filets war diese Geschmacksabweichung seltener zu detektieren als bei den gekochten. Damit eignet sich eine Betäubung mit Nelkenöl nur bedingt für Fische, die später gekocht werden sollen. Eine Konzentration von 30 ppm Nelkenöl erscheint daher für Fische, die geräuchert vermarktet werden sollen, als akzeptable Betäubungsmethode. Dies gilt ebenso für BHA. Es konnten keine Verfärbungen und Brüche oder geplatzte Gefäße festgestellt werden, wie sie von einigen Autoren bei einer Betäubung mit Strom festgestellt wurden (IWAMA und ACKERMAN, 1994).

5.3 Nelkenöl-Rückstände im Produkt

Die mittels HPLC bestimmten Plasma-Konzentrationen liegen zwischen 15 und 25 ppm. Da Nelkenöl als allgemein sicher in der Anwendung beim Menschen und beim menschlichen Verzehr angesehen wird, solange die Konzentration von 1.500 ppm nicht überschritten wird (KEENE et al., 1998) und die zu akzeptierende tägliche Aufnahme in den USA bei 2,5 mg/kg Körpermasse angegeben ist (EXPERT COMMITTEE ON FOOD ADDITIVES, 1982) ist eine gesundheitliche Gefährdung des Verbrauchers durch mit Nelkenöl betäubte Fische nicht zu erwarten.

5.4 Vergleich der Betäubungsmethoden

Betrachtet man die ermittelten Hämatokrit und Katecholaminwerte und die in der Literatur gemachten Angaben ist die Kopfschlagmethode eine von der Belastung der Tiere her akzeptable Betäubungsmethode, wenn eine Höchstmenge pro Person und Tag festgelegt ist und geeignete Fixiermöglichkeiten und Schlaghölzer zur Verfügung stehen. Dann kann man davon ausgehen, dass die Tiere sicher betäubt werden und nicht leiden müssen oder gar Schmerzen empfinden. Negative Auswirkungen auf die Produktqualität konnten keine festgestellt werden.

Dagegen scheinen die Betäubungen mit Kohlendioxid und die Elektrobetäubung Stress auszulösen. Berücksichtigt man das Verhalten der Fische und die von BRETZINGER (2001) ermittelten Plasmakatecholaminwerte und Hämatokritwerte muss eindeutig von Stress bei den Tieren ausgegangen werden. Außerdem wird von verschiedenen Autoren und auch aus der Praxis (FELDMANN, 2003) bei der Elektrobetäubung von Blutungen, Strommarken oder Wirbelbrüchen berichtet. Im Interesse des Tierschutzes und der Produktqualität sollten diese Methoden nicht angewandt werden. Zusätzlich ist das Bedienungspersonal bei der Elektrobetäubung gefährdet.

Die Betäubungen mit Aqual-S[®], Nelkenöl und BHA scheinen weniger Stress auszulösen. Sowohl das Verhalten der Fische als auch die Adrenalin- und Noradrenalinwerte weisen auf eine minimale Stressbelastung hin. Die Hämatokritwerte lagen dagegen etwas oberhalb der physiologischen Grenzen. Für Nelkenöl, Aqual-S[®] (MARX et al., 2001, BRETZINGER,

2001) und BHA konnten keine negativen Auswirkungen auf die Qualität des Produktes festgestellt werden. Lediglich bei den mit Nelkenöl betäubten Fischen konnten Prüfer bei der sensorischen Prüfung der gekochten und geräucherten Forellenfilets vereinzelt Geschmacksabweichungen feststellen. Aus Belangen des Tierschutzes sind diese Methoden gut geeignet. Sie sind sicher für den Anwender und bei Nelkenöl und BHA auch kostengünstig, da sie keine teuren Geräte erfordern und das eingesetzte Material nur geringe Investitionen erfordert.

6 Zusammenfassung

In der vorliegenden Untersuchung wurden bei Regenbogenforellen drei verschiedene Betäubungsverfahren auf ihre Auswirkung auf die Produktqualität und hinsichtlich der Stressminimierung der Schlachttiere untersucht. Eine Gruppe wurde mit Nelkenöl im Betäubungsbad betäubt, eine andere mit BHA. Als Vergleich diente eine mit Kopfschlag betäubte Gruppe.

Die Stressbelastung wurde mit Hilfe der Blutparameter Hämatokrit und den Stresshormonen Adrenalin und Noradrenalin, sowie anhand von Beobachtung des Verhaltens der Tiere im Verlauf der Betäubung bestimmt.

Die Produktqualität wurde mit Hilfe von sensorischen Test, der optischen Beurteilung der Schlachtkörper und durch eine Messung der Konzentration des Betäubungsmittels Nelkenöl im Fischplasma ermittelt.

Bei allen drei Betäubungsverfahren konnten alle Fische in ausreichend kurzer Zeit betäubt werden, ohne dass die Fische stresstypisches Verhalten aufwiesen, auch die Blutparameter wiesen auf keine bzw. nur niedrige Stressbelastung hin.

Bei der sensorischen Bewertung konnten bei der Nelkenölbetäubung im Vergleich mit der Kopfschlagbetäubung von einzelnen Prüfern bei einigen Vergleichspaaren Geschmacksabweichungen, z. T. „nach Nelke“ delektiert werden. Negative sichtbare Veränderung an den Schlachtkörper konnten nicht festgestellt werden.

Alle drei Betäubungsverfahren sind also geeignet, Regenbogenforellen tierschutzgerecht zu betäuben ohne Einschränkung der Produktqualität.

7 Summary

Anesthesia of Rainbow trouts (*Oncorhynchus mykiss*) with clove oil and BHA – stress and product quality

In the questioned experiment three different methods of anesthesia were tested on their influence of product quality and the possibility to minimise stress on the rainbow trouts to be slaughtered. One group was anesthetized by clove oil, another by BHA. Those were compared to a group stunned by a blow on the head.

The effect of stress was measured by screening of HKT and catecholamines in the blood and by surveillance of behaviour during anesthesia.

Product quality was judged out by sensory tests, optical examination of carcasses and concentration of anaesthetics in the blood.

All three methods of anesthesia worked within a limited time, with no animal showing signs of typical behaviour under stress. Blood parameters did give hints for no or very low stress.

In the mean of sensory testing a few persons were able to detect clove taste. Carcasses showed no sign of visible damages.

All three methods of anesthesia are though likely to carry out anesthesia of rainbow trouts for slaughter without negative effects on product quality and in the means of animal welfare.

8 Literaturverzeichnis

ANDERSON, W. G., R. S. MCKINLEY, M. COLAVECCHIA (1997)

The use of clove oil as an anaesthetic for rainbow trout and its effect on swimming performance

North Am. J. Fish. Manag. **17**: 301 – 307

AUPERIN, B., L. GOARDON, A. QUEMENEUR, Y. L. THOMAS, J. AUBIN, C. VALOTAIRE, Y. ROUGER, G. MAISSE (1998)

Preliminary study on the use of Aqui-S as anaesthetic for handling and sampling of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) and brown trout (*Salmo trutta*)

Bull. Fr. Pêche Pisc. **350 – 351**: 291 – 301

BARTMANN, K. (1999)

Markt und Vermarktung

In: Bohl, M (Hrsg.): Zucht und Produktion von Süßwasserfischen: 613 – 647

DLG-Verlag, München

BELL, G. R. (1987)

An outline of anaesthetics and anesthesia for salmonids (a guide for fish culturists in British Columbia)

Can. Tech. Rep. Fish. Aquat. Sci. **1534**: 1 – 16

BELL, D. J., A. R. JERRETT, A. J. HOLLAND (1998)

Compositions and methods for sedating, anaesthetising and euthanising aquatic organism

Patent Cooperation Treaty (PCT) WO 98/54958; Neuseeland

BERNATZKY, G. (1997)

Schmerz bei Tieren

in: Sambraus, H.-H. und A. Steiger (Hrsg.): Das Buch vom Tierschutz: 40 – 56

Enke Verlag, Stuttgart

BINDER, E. (2001)

Räuchern: Fleisch, Wurst, Fisch

Eugen Ulmer Verlag, Stuttgart

BMELF (1999)

Tierschutzbericht der Bundesregierung

Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten (BMELF), Bonn

BOHL, M. (1999)

Zucht und Produktion von Süßwasserfischen

2. Auflage

DLG-Verlag, München

BONATH, K. (1977)

Narkose der Reptilien, Amphibien und Fische

Verlag Paul Parey, Berlin und Hamburg

BRETZINGER, C. H. P. (2001)

Einfluss unterschiedlicher Betäubungsarten auf Stressbelastung und Produktqualität bei der Regenbogenforelle (*Oncorhynchus mykiss*)

Diss. vet. med., München

BROWN, L. A. (1988)

Anesthesia in fish

Vet. Clin. North Am. (small anim. pract.) **18**: 317 - 330

BROWN, L. A. (1992)

Anesthesia and restraint

in: Stoskopf, M. K. (Hrsg.): Fish Medicine: 79 – 90

W. B. Saunders, Philadelphia

BROWN, J. A. und C. WHITEHEAD (1995)

Catecholamine release and interrenal response of brown trout, *S. trutta*, exposed to aluminium in acidic water

J. Fish Biol. **46**: 524 – 535

BUCHBAUER, G., L. JIROVETZ, W. JÄGER, C. PLANK, H. DIETRICH (1993)

Fragrance compounds and essential oils with sedative effects upon inhalation

J. Pharmaceut. Sci. **82**: 660 – 664

BUTLER, P. J., J. D. METCALFE, S. A. Ginley (1986)

Plasma catecholamines in the lesser spotted dogfish and rainbow trout at rest and during different levels of exercise

J. Exp. Biol. **123**: 409 - 421

CLOSE, B., K. BANISTER, V. BAUMANS, E.-M. BERNOTH, N. BROMAGE,
J. BUNYAN, W. ERHARDT, P. FLECKNELL, N. GREGORY, H. HACKBARTH, D.
MORTON, C. WARWICK (1997)

Recommendations for euthanasia of experimental animals. Part 2

Laboratory animals **31**: 1 – 32

CURTIS, E. K. (1990)

In pursuit of palliation: oil of cloves in the art of dentistry

Bull. History Dent. **38**: 9 – 14

DAVIDSON, G. W., P. S. DAVIE, G. YOUNG, R. T. FOWLER (2000)

Physiological responses of rainbow trout *Oncorhynchus mykiss* to crowding and anesthesia with AQUI-S™

J. World Aquacult. Soc. **31**: 105 – 114

DEMERS, N. E. und C. J. BAYNE (1997)

The immediate effect of stress on hormones and plasma lysozyme in rainbow trout

Dev. Comp. Immunol. **21**: 363 - 373

Deutsches Arzneibuch 10
Deutscher Apothekerverlag Stuttgart

DRAWER, K. (1990)
Haltung und Schlachtung von Süßwasserspeisefischen
Rdsch. Fleischhyg. Lebensmittelüberw. **42**: 49 – 50

ENDO, T., K. OGISHIMA, H. TANAKA, S. OHSHIMA (1972)
Studies on the anaesthetic effect of eugenol on some freshwater fishes
Bull. Jap. Soc. Sci. Fish. **38**: 761 – 767

ERDMANN, C. (1999)
Schmerzempfinden und Leidensfähigkeit bei Fischen
Diss. Vet. Med., Hannover

FAO (1999)
Aquaculture Quantities 1984 – 1997
Fishstat Plus (Interaktive Fischerträge-Datenbank der FAO)
Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO), Rom/Italien
<http://www.fao.org>

FAWC (1996)
Report on the Welfare of Farmed Fish
FAWC (Farm Animal Welfare Council), Subiton, Surrey/England

FEAP (2000)
Trout Production in Europe
Federation of European Aquaculture Producers (FEAP)
<http://www.feap.org/proin/spec/trout/trout.html>

FENG, J., und J. M. LIPTON (1987)
Eugenol: antipyretic activity in rabbits
Neuropharmacology **26**: 1775 – 1778

FELDMANN, H., (2003)

Persönliche Mitteilung

FISCHER, I., U. und H. J. DENGLER (1990)

Sensitive high performance liquid chromatography assay for the determination of eugenol in body fluids

J. Chromatogr. **525**: 369 – 377

FISCHER, I., U., G. E. VON UNRUH, H. J. DENGLER (1990)

The metabolism of eugenol in man

Xenobiotica **20**: 209 – 222

FIZ (1999)

Daten und Fakten über die deutsche Fischwirtschaft 1999

Fisch-Informationszentrum, Berlin/Hamburg

FORTH, W. Hrsg. (2001)

Allgemeine und spezielle Pharmakologie und Toxikologie für Studenten der Medizin, Veterinärmedizin, Pharmazie, Chemie und Biologie sowie für Ärzte, Tierärzte und Apotheker
Urban & Fischer, München

FRITSCHKE, S. (1977)

Einflüsse der Untersuchungstechnik auf den Hämatokritwert der Regenbogenforelle (*Salmo gairdneri*)

Z. Binnenf. **24**: 309 - 312

FRITSCHKE, S. (1978)

Ergänzende Untersuchungen zur Bestimmung des Hämatokritwertes bei Regenbogenforellen (*Salmo gairdneri*)

Z. Binnenf. **25**: 183 - 186

GILDEMEISTER, E. und F. HOFFMANN (1960)

Die ätherischen Öle

Bd IIIb: 442

Akademie-Verlag, Berlin

GILDERHUS, P. A. und L. L. MARKING (1987)

Comparative efficacy of 16 anaesthetic chemicals on rainbow trout

North Am. J. Fish. Manag. **7**: 288 – 292

GINGERICH, W. H. und K. R. DROTTAR (1989)

Plasma catecholamine concentrations in rainbow trout (*Salmo gairdneri*) at rest and after anesthesia and surgery

Gen. Comp. Endocrinol. **73**: 390 - 397

GRONOW, G. (1974)

Über die Anwendung des an Säugetieren erarbeiteten Begriffes „Stress“ auf Knochenfische

Zool. Anz. Jena **192**: 316 - 331

HART, B. B., G. G. STANFORD, M. G. ZIEGLER, C. R. LAKE, B. CHERNOW (1989)

Catecholamines: Studies of interspecies variation

Crit. Care Med. **17**: 1203 – 1222

HIKASA, Y., K. TAKASE, T. OGASAWARA, S. OGASAWARA (1986)

Anesthesia and recovery with tricaine methanesulfonate, eugenol and thiopental sodium in the carp, *Cyprinus carpio*

Jap. J. Vet. Sci. **48**: 341 – 351

HILLE, S und Chr. v. PÖLLNITZ (1980)

Methodik hämatologischer und biochemischer Untersuchungen an der Regenbogenforelle

Tierärztliche Praxis **8**: 521 - 534

HOFFMANN, R. und B. OIÐTMANN (1995)
Stellungnahme zum Entwurf der Tierschutz-Schlachtverordnung (TierSchlV)
Institut für Zoologie, Fischereibiologie und Fischkrankheiten der Tierärztlichen Fakultät der
LMU München

HOFFMANN, R. und B. OIÐTMANN (1997)
Fische in der Aquakultur
in: Sambraus, H.-H. und A. Steiger (Hrsg.): Das Buch vom Tierschutz: 470 – 487
Enke Verlag, Stuttgart

IRACHE, J. M., F. A. VEGA, I. EZPELETA (1992)
Antioxidants in some Pharmaceuticals, Cosmetics and Food from European Market
Pharm. Acta Helv. **67** (5 – 6): 152 – 155

IWAMA, G. K., J. C. MCGEER, M. P. PAWLUK (1989)
The effects of five fish anaesthetics on acid-base balance, hematokrit, blood gases, cortisol
and adrenaline in rainbow trout
Canad. J. Zool. **67**: 2065 - 2073

JARA, Z. (958/59)
Das Blutgerinnungssystem des Karpfens (*Cyprinus carpio* L.)
Wiss. Zschr. Ernst-Moritz-Arndt-Universität Greifswald **8**: 79 - 81

JOBLING, S., T. REYNOLDS, R. WHITE, M. G. PARKER, J. P. SUMPTER (1995)
A variety of environmentally persistent chemicals, including some phthalate plasticizers, are
weakly estrogenic
Environmental Health Perspectives **103** (6): 582 - 587

JOLLY, D.W., L.E. MAWDESLEY-THOMAS, D. BUCKE (1972)
Anesthesia of fish
Veterinary Record **91**, 424 – 426

KAHL, R. und H. KAPPUS (1993)

Toxikologie der synthetischen Antioxidantien BHA und BHT im Vergleich mit dem natürlichen Antioxidans Vitamin E

Z. Lebensm. Unters. Forsch. **196**: 329 – 338

KARAPINAR, M. und Ş. E. AKTUĞ (1987)

Inhibition of foodborne pathogens by thymol, eugenol, menthol and anethole

Int. J. Food Microbiol. **4**: 161 – 166

KEENE, J. L., D. L. G. NOAKES, R. D. MOCCIA, C. G. SOTO (1998)

The efficacy of clove oil as an anaesthetic for rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*

Aquacult. Res. **29**: 89 – 101

KESTIN, S. C., D. H. F. ROBB, S. B. WOTTON, P. D. WARRISS (1997)

The effect of two methods of electrical stunning on carcass haemorrhages in trout

KLAUSEWITZ, W. (1989)

Über Schmerzempfinden und Leidensfähigkeit bei Fischen

Fischökologie **1**: 65 – 90

KLAUSEWITZ, W. (1995)

Schmerzen, Angst und Leidensfähigkeit bei Fischen – ein durch das novellierte

Tierschutzgesetz aktualisierter Themenkomplex

Fortschr. Fischwiss. **12**: 5 - 21

KLUGE, K. und F. R. UNGEMACH (2000)

Arzneiliche Versorgung Lebensmittel liefernder Tiere. Alle nach EU-Recht erlaubten Wirkstoffe und ihre Zulassung in Deutschland

Deutsches Tierärzteblatt (Sonderbeilage) **48 (7)**: 1 – 19

KNIERIM, U. (1996)

Die Tierschutz-Schlachtverordnung

DTW Dtsch. Tierärztl. Wschr. **103**: 52 - 54

KOLPE, U. (1997)

Eugenol, a local anaesthetic, inhibits the formation of mutagenic nitroso-compounds from salted fish

Jap. J. Pharmacol. **75** (Suppl. 1): 69P – 185

KRAMER, R. E. (1985)

Antioxidants in clove

J. Am. Oil Chemist's Soc. **62**. 111 – 113

KUHLMANN, H., W. MÜNKNER, H. VAN DE VIS, J. OEHLENSCHLÄGER, M. KOCH (2000)

Untersuchungen zur anästhesierenden Wirkung von Eugenol („Aqui-S™“) und chemisch verwandte Verbindungen beim Aal (*Anguilla anguilla*)

Arch. Lebensmittelhyg. **51**: 57 - 62

LARSEN, H. N. und SNIEZKO, S. F. (1961)

Modification of the Microhematocrit Technique with Trout Blood

Amer. Fish. Soc. **90**: 139 - 142

LECLERCQ, C., D. ARCELLA, A. TURRINI (2000)

Estimates of the theoretical maximum daily intake of erythorbic acid, gallates, butylated hydroxyanisole (BHA) and butylated hydroxytoluene (BHT) in Italy: a stepwise approach

Food and Chemical Toxicology **38**: 1075 - 1084

LEHMANN, J. (1978)

Die Auswirkung von Stressoren auf das Blutbild von Fischen

Du und das Tier **8**. 16

LEHMANN, J und F. J STÜRENBERG (1980)

Techniken zur Blutentnahme bei Süßwasserfischen

Fisch und Umwelt **8**: 77 - 78

LEOPOLD, G. (1997)

Lebensmittelhygienische Untersuchungen an Regenbogenforellen nach Anwendung verschiedener Betäubungsverfahren

Diss. vet. med., Leipzig

LORZ, A. und E. METZGER (1999)

Kommentar zum Tierschutzgesetz

C.H. Beck'sche Verlagsbuchhandlung, München

LUKOWICZ, M. v. und U. BRÄMICK (1999)

Binnenfischerei 1998

In: Jahresbericht über die Deutsche Fischwirtschaft 1999: 59 – 76

Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten (BMELF), Bonn

LUKOWICZ, M. v. und G. KEIZ (1998)

Binnenfischerei 1997

In: Jahresbericht über die Deutsche Fischwirtschaft 1998: 57 – 70

Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten (BMELF), Bonn

MAASS, D., R. REITER, F. SCHWARZ, H. STEIN (1999)

Ausschlachtungs- und Räucherverluste bei heiss- und kaltgeräucherten Forellen

Fischer und Teichwirt **50**: 183 – 184

MADDEN, J. A. und A. H. Houston (1976)

Use of electroanaesthesia with freshwater teleosts: some physiological consequences in the rainbow trout, *Salmo gairdneri* Richardson

J. Fish Biol. **9**: 457 - 462

MARKING, L. L. und F. P. MEYER (1985)

Are better anaesthetics needed in fisheries?

Fisheries **10**. 1 – 6

MAZEAUD, M. M., F. MAZEAUD, E. M. DONALDSON (1977)

Primary and secondary effect of stress in fish: some new data with general review

Trans. Am. Fish. Soc. **106**: 201 – 212

McFARLAND, W. N. (1959)

A study of the effect of anaesthetics on the behaviour and physiology of fishes

Publ. Inst. Marine Sci. **6**: 22 - 55

McFARLAND, W. N (1960)

The use of anaesthetics for the handling and transport of fishes

Calif. Fish and Game **46**: 407 – 428

McFARLAND, W. N. und G. W. KLONTZ (1969)

Anesthesia in fishes

Fed. Proc. **28**: 1535 – 1540

MOLEYAR, V. und P. NARASIMHAM (1992)

Antibacterial activity of essential oil components

Int. J. Food Microbiol. **16**: 337 - 342

MOLNÁR, G. (1960)

Methode der Blutentnahme für hämatologische Untersuchungen bei Fischen

Z. Fischerei **9**: 101 – 106

MUNDAY, P. L. und S. K. WILSON (1997)

Comparative efficacy of clove oil and other chemicals in anaesthetization of *Pomacentrus amboinensis*, a coral reef fish

J. Fish Biol. **51**. 931 – 938

NAKANO, T. und N. TOMLINSON (1967)

Catecholamine and carbohydrate concentrations in rainbow trout in relation to physical disturbance

J. Fish. Res. Board Can. **24**: 1701 - 1715

NEUKIRCH, M. (1994)

Über rechtliche und tierschutzrelevante Aspekte bei der Tötung von Fischen

Dtsch. Tierärztl. Wschr. **101**: 316 - 319

NOWAK, D. (1989)

Tierschutzrelevante Aspekte bei Hälterung, Verkauf und Tötung von Süßwasserfischen

Rdsch. Fleischhyg. Lebensmittelüberw. **41**: 139 - 140

OIDTMANN, B. und R. W. HOFFMANN (2001)

Schmerzen und Leiden bei Fischen

Berl. Münch. Tierärztl. Wschr. **114**: 277 - 282

OLLENSCHLÄGER, B. und H.-H. REICHENBACH-KLINKE (1979)

Schmerz bei Süßwasserfischen: Stand der Forschung

in: Reichenbach-Klinke, H.-H. (Hrsg.): *Fisch und Tierschutz* **7**: 33 - 38

Gustav Fischer Verlag, Stuttgart/New York

OLSEN, Y. A., I. E. EINARSDOTTIR, K. J. NILSSEN (1995)

Metomidate anaesthesia in atlantic salmon prevents plasma cortisol increase during stress

Aquaculture **134**: 155 - 168

PARKE, D. V. und D. F. V. LEWIS (1992)

Safety aspects of food preservatives

Food Additives And Contaminants **9**: 561 - 577

PASSON, P. G. und J. D. PEULER (1973)

A simplified radiometric assay for plasma norepinephrine and epinephrine

Analyt. Biochem. **51**: 618 – 631

PEAKE, S. (1998)

Sodium bicarbonate and clove oil as potential anaesthetics for nonsalmonid fishes

North Am. J. Fish. Manag. **18**: 919 – 924

PERRY, S. F. und S. D. REID (1992)

Relationship between blood O₂ content and catecholamine levels during hypoxia in rainbow trout and America eel

Am. J. Physiol. **263**: (2 Teil 2): R 240 - 249

PERRY, S. F. und B. TUFTS (1998)

Fish respiration

Academic Press, London/England

PETERS, G. (1979)

Zur Interpretation des Begriffes "Stress" beim Fisch

in: Reichenbach-Klinke, H.-H. (Hrsg.): *Fisch und Tierschutz* **7**: 29 – 32

Gustav Fischer Verlag, Stuttgart/New York

PETERS, G. (1988a)

Schmerz und Stress bei Fischen

Dtsch. Tierärztl. Wschr. **95**: 60 - 63

PETERS, G. (1988b)

Stress macht auch Fische krank

Naturwiss. Rdsch. **41**: 303 - 309

PICKERING, A. D., T. G. POTTINGER, P. Christie (1982)

Recovery of the brown trout, *Salmo trutta* L., from acute handling stress: a time course study

J. Fish Biol. **41**: 229 - 244

REGENSTEIN, J. M. (1992)

Processing and marketing aquacultured fish

NRAC Fact Sheet No. 140/1992: 1 – 4

Northeastern Regional Aquaculture Center, University of Massachusetts, Dartmouth/USA

REHBRONN, E. und F. RUTKOWSKI, F. JAHN (2002)

Das Räuchern von Fischen

Kosmos Verlag, Stuttgart

REICHENBACH-KLINKE, H.-H. (1979)

Die wesentlichen Parameter für das Erkennen einer Beeinträchtigung des Wohlbefindens des Fisches

in: Reichenbach-Klinke, H.-H. (Hrsg.): Fisch und Tierschutz 7: 39 - 46

Gustav Fischer Verlag, Stuttgart/New York

REID, S. G. und S. F. PERRY (1994)

Storage and differential release of catecholamines in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) and American eel (*Anguilla rostrata*)

Physiol. Zool. 67: 216 - 237

RIEDEL, D. und M. BOHL (1999)

Die Bedeutung des Fisches, der Fischerei und der Produktion von Süßwasserfischen für die Ernährungswirtschaft der Welt und der Bundesrepublik Deutschland

In: Bohl, M. (Hrsg.): Zucht und Produktion von Süßwasserfischen: 37 – 62

DLG-Verlag, München

ROSS, L. G. und B. ROSS (1999)

Anaesthetic and sedative techniques for aquatic animals

Blackwell Science, Oxford/England

SAMUELLY, M. und W. KEUP (1970)

Studies on Aqueous solutions of essential oils

Anal. Chim. Acta 51: 109 – 116

SAUER, N. (1993)

Tierschutz bei Fischen

Diss. vet. med., Gießen

SAUER, N. und D. MANZ (1994)

Tierschutzatbestände bei Fischen

Tierärztl. Umsch. 49: 653 - 658

SCHÄPERCLAUS, W. (1990)

Fischkrankheiten

5. Aufl.

Akademie Verlag, Berlin

SCHÄPERCLAUS, W. und M. v. LUKOWICZ (1998)

Lehrbuch der Teichwirtschaft

Parey Buchverlag, Berlin

SCHULZ, D. (1976)

Schmerzempfinden bei Fischen

Fortschr. Vet. Med. **25**: 139 – 141

SCHULZ, D. (1978)

Zum tierschutzgerechten Betäuben und Töten von Fischen

Du und das Tier **8**: 31 – 33

SCHULZ, D. (1982)

Betäubung und Tötung von Süßwasserfischen

DTW Dtsch. Tierärztl. Wschr. **89**: 171 - 172

SEDGWICK, C. J. (1986)

Anesthesia for fish

Vet. Clin. North Am. (Food Anim. Pract.) **2**: 737 - 742

SEIDEL, G. R. (1962)

Ein Beitrag zur Narkose der Fische

Diss. vet. med., München

SELYE, H. (1936)

A syndrome produced by diverse nocuous agents

Nature **138**: 32

SELYE, H. (1974)

Stress

Piper Verlag, Hamburg

SENGMÜLLER-SIEBER, T. (1999)

Vergleichende Untersuchungen zur Stressbelastung und Produktqualität von Regenbogenforelle, Wels und Flunder bei unterschiedlichen Betäubungsmethoden
Diss. vet. med., München

SOTO, C. G. und BURHANUDDIN (1995)

Clove oil as a fish anaesthetic for measuring length and weight of rabbitfish (*Siganus lineatus*)

Aquaculture **136**: 149 – 152

SPANNHOF, L. (1995)

Einführung in die Fischphysiologie

Verlag Dr. Kovac, Hamburg

SPIESER, O. H. (1978)

Verhaltensparameter für das Erkennen einer Beeinträchtigung des Wohlbefindens von Fischen

Du und das Tier **8**: 14 - 15

STEFFENS, W. (1998)

Fischzucht weltweit im Aufschwung – Wo steht die Bundesrepublik Deutschland?

Fischer und Teichwirt **49**: 444 - 447

STEFFENS, W. (1999a)

Süßwasserfisch gegen Bluthochdruck

Fischer und Teichwirt **50**: 85 – 87

STEFFENS, W. (1999b)

Neue Untersuchungen in Italien bestätigen den gesundheitsfördernden Wert des Fischverzehr

Fischer und Teichwirt **50**: 480 – 483

STEHLY, G. R. und W. H. GINGERICH (1999)
Evaluation of Aqui-S™ (efficacy and minimum toxic concentration) as a fish anaesthetic/sedative for public aquaculture in the United States
Aquacult. Res. **30**: 365 - 372

STOSKOPF, M. K. (1992)
Fish medicine
W. B. Saunders, Philadelphia/USA

STOSKOPF, M. K. (1994)
Pain and analgesia in birds, reptiles, amphibians and fish
Investig. Ophthalm. Vis. Sci. **35**: 775 – 780

STRUBELT, T. (1997)
Für die Fischerei wichtige Vorschriften der Tierschutz-Schlachtverordnung AUF (Aquakultur und Fischereieinformationen)
Rundbrief der Fischereibehörden des Fischgesundheitsdienstes und der Fischereiforschungsstelle des Landes Baden-Württemberg, Heft **3** : 4 – 6

TAYLOR, P. W. und S. D. ROBERTS (1999)
Clove oil : an alternative anaesthetic for aquaculture
North Am. J. Aquacult. **61**: 150 – 155

UCHIDA, Y., S. NAKAJIN, S. TOYOSHIMA, M. SHINODA (1996)
Antioxidative effect of sesamol and related compounds on lipid peroxidation
Biol. Pharmaceut. Bull. **19** (4): 623 – 626

VEEK, M. E. und G. F. RUSSELL (1973)
Chemical and sensory properties of pimento leaf oil
J. Food Sci. **38**: 1028 - 1031

VERHEIJEN, F. J. und R. J. A. BUWALDA (1985)
The contribution of pain and fear to suffering in hooked carp
Poster 10th Ethological Conference, Toulouse/Frankreich

WALTO, K., R. WALKER, J. J. M. van de SANDT, J. V. CASTELL, A. G. A. A. KNAPP,
G. KOZIANOWSKI, M. ROBERFROID, B. SCHILTER (1999)

The application of *In Vitro* data in the derivation of the acceptable daily intake of food
additives

Food and Chemical Toxicology **37**: 1176 – 1197

WATERSTRAT, P. R. (1999)

Induction and recovery from anesthesia in channel catfish (*I. punctatus*) fingerlings exposed
to clove oil

J. World Aquacult. Soc. **30**: 250 – 255

WEBSTER, J. L. (1992)

The humane slaughter of farmed Atlantic salmon

Animal Production **54**: 469

WEDEMEYER, G. (1969)

Stress-induced ascorbic acid depletion and cortisol production in two salmonid fishes

Comp. Biochem. Physiol. **29**: 1247 – 1251

WEINZIERL, W. (1996)

Vergleichende Untersuchungen zur manuellen Tötung, Elektrobetäubung und CO₂-Betäubung
bei Karpfen, Aal und Forelle im Hinblick auf Frischfleischqualität und Tierschutz

Diss. vet. med., München

WELLS, R. M. G. und R. E. WEBER (1991)

Is there an optimal haematokrit for rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum)? An
interpretation of recent data based on blood viscosity measurements

J. Fish Biol. **38**: 53 – 65

WOODWARD, J. J. (1982)

Plasma catecholamines in resting rainbow trout, *Salmo gairdneri* (Richardson), by high
pressure liquid chromatography

J. Fish Biol. **21**: 429 – 432

YOSHIMURA, T., M. NAKAMURA, T. KOEDA (1981)

Mutagenicity screening of anaesthetics for fishes

Mutation Research **90**: 119 – 124

9 Danksagung

Hiermit möchte ich Allen herzlich danken, die zum Gelingen dieser Arbeit beigetragen haben.

Mein besonderer Dank gilt Herrn Prof. Dr. A. Stolle und Herrn Prof. Dr. R. Hoffmann für die Überlassung des Themas und die allzeit gewährte, freundliche Unterstützung.

Für die tatkräftige Unterstützung bei der Durchführung des praktischen Teils der Arbeit und für die Einführung in die Arbeitsmethoden danke ich den Mitarbeitern des Instituts für Zoologie, Fischereibiologie und Fischkrankheiten der tierärztlichen Fakultät und den Mitarbeitern des Instituts für Hygiene und Technologie der Lebensmittel tierischen Ursprungs der tierärztlichen Fakultät recht herzlich.

Den Mitarbeitern des kardiologischen Katecholaminlabors der I. Medizinischen Klinik des Klinikums rechts der Isar unter Leitung von Herrn Dr. M. Seyfarth danke ich für die Unterstützung bei der Bestimmung der Plasmakatecholamine.

Meinen Eltern und meiner Schwester danke ich für ihre großzügige Unterstützung, die mir die Anfertigung der vorliegenden Arbeit erst ermöglichte.

Sensorik, gekochte Forellen, BHA

Probant	Art	Marx	Schalch	Krause	Sperner	Wa	Metzger	Grünwald	Oetinger	Nic
47 15	KS B 50	muffig x	aromatischer x			x etwas intensiver				
36 3	KS B 50	aromatischer x	x x	x x	x x					
34 16 34 129	KS B 50 KS B 30	fremdartig x x x					x x x x	milder x x x	leicht bitter x x x	
44 25 44 139	KS B 50 KS B 30	x würziger x würziger	x aromatischer x x		x x x					leicht. Fremdg. x x fischiger
36 3 36 133	KS B 50 KS B 30	x aromatischer x x	x x x x	x x x x	x x x x					
12 143 12 18	KS B 30 KS B50	intensiver x x x							x aromatisch x x	deutl. Fischgeruch x x deutl Fischgeruch

Sensorik, gekochte Forellen, Nelkenöl

Probant	Art	Marx	Schalch	Krause	Sperner	Metzger	Grünwald	Oetinger	Nic	SE
45	KS	x	x						x	
38	E 50	aromatischer	würzig						aromatischer	
36	KS	intensiver	x	x	x					
40	E 50	x	x	parfümartig	leichte Fremdgeschmack					
36	KS	fader	x	x	fader					
144	E 30		x	x	x					
34	KS	fremdartig				x	x	x		
2	E 50	x				x	x	x		
34	KS					x	x	x		
145	E 30	würziger				x	x	x		
44	KS	x	x	x	x				Heller	
13	E 50	würziger	n. Nelke		leicht. Fremdgeschmack				würziger, leichter Fremdgeschmack	
44	KS	x	x		x				x	x
128	E 30	würziger	fremdartig		x				x	Fremdgeschmack
36	KS	aromatischer	x	x	x					
40	E 50	x	x	parfümartig	leichter Fremdgeschmack					
36	KS	leicht fade	x	x	fader					
144	E 30	x	apothekeart	x	x					
12	KS	x						x	x	
127	E 30	x						x	Nelkenaroma	
12	KS	x						x	x	
26	E 50	fremd, metall.						wie Alu	Nelkenaroma	

Sensorik, geräucherte Forellen, BHA

Probant	Art	Marx	Schalch	Krause	Sperner	Wa	Metzger	Nic	MB	Babbel	Forster
37	KS	aromatischer	x	aromatischer	x						
39	B 50	x	leicht säuerli	x	Fremdgschm						
37	KS	x	x	x	x						
41	B 30		x	aromatischer	Fremdgschm						
46	KS	x	x	x	x		x				
27	B 50	x	x	x	x		x				
46	KS	x	x	x	x		x				
134	B 30	x	x		x		x				
11	KS	x				x			x	x	
50	B 50	x				x			x	x	
22	KS	x				x			x	x	
131	B 30	x				x			x	x	
29	KS	x					x	x		x	
10	B 50	x					x	x		x	
29	KS	x					x	x		x	
136	B 30	x					x	x		intensiver	
42	KS	x			x			x			x
23	B 50	x			x			x			x
42	KS	x			x			x			x
149	B 30	x			leichter Fremd			x			x

Sensorik, geräucherte Forellen, Nelkenöl

Probant	Art	Marx	Schalch	Krause	Sperner	Wa	Metzger	Nic	MB	Babbel	Forster
rosa 37	KS	x	x	x	x						
30	E 50	x	?	leicht süßl.	x						
37	KS	x	x	x	x						
blaß 6	E 30	x	x	x	x						
46	KS	x	x		x		x				
19	E 50	x	x	leicht fremda	x		x				
46	KS	x	x	x	x		x				
20	E 30	x	x	x	x		x				
22	KS	x				x			x	x	
43	E 50	x				x			x	x	
11	KS	x				x			x	x	
28	E 30	x				x			x	x	
29	KS	x					x	x		x	
24	E 50	x					x	bitterer Nachg		intensiver	
29	KS	x					x	x		x	
33	E 30	x					x	x		intensiver	
42	KS	x			x			x			x
31	E 50	x			x			x			x
42	KS	x			x			x			x
21	E 30	x			x			x			x

Versuchsprotokoll Betäubung		
Betäubungsart: Eugenol/BHA/BHT/Kopfschlag		
Datum		
Uhrzeit		
Proband-Nr.		
Besondere Kennz.		
Operator		
Wasser		
Temperatur °C		
pH-Wert		
O ₂ -Sättigung		
Farbe		
Geruch		
Geschmack		
Betäubung		
Anzahl Kopfschläge		
Konz. Anaesthetikum (ppm)		
Narkoseverlauf		Zeit
I	Excitationen, "Luftschnappen", Absinken	
II 1	Unkoordinierte Bewegungen, Torkeln	
II 2	Seiten- /Rückenlage, Schnappatmung, Hustenreflex	
III	Absoluter Motilitätsverlust	
Entnahme	Bewegungen?	
Blut- entnahme	Bewegungen?	
Besonder- heiten		
Blutparameter		
Hämatokrit		