



# **TVT**

Tierärztliche Vereinigung für Tierschutz e.V.

## **Empfehlung für die Haltung, den Transport und das tierschutzgerechte Töten von Versuchsfischen**

Merkblatt Nr. (118)

**Stand: Januar 2010**

## **Empfehlung für die Haltung, den Transport und das tierschutzgerechte Töten von Versuchsfischen**

Die vorliegende Empfehlung wurde verfasst für Antragsteller, Tierschutzbeauftragte und Behörden. Sie soll eine Orientierungshilfe für tierschutzgerechtes Arbeiten sein und der Standardisierung der heute angewandten Verfahrensweisen dienen. Die in den Tabellen angegebenen Werte stellen Empfehlungen dar, von denen bei entsprechender experimenteller Erfordernis abgewichen werden kann, sofern die Genehmigung dazu vorliegt. Es liegt in der Verantwortung eines Jeden, sich kontinuierlich über das neueste Wissen zur optimalen Durchführung einer bestimmten Technik an einer bestimmten Spezies zu informieren.

Sie wurde verfasst im Jahr 2009 vom Arbeitskreis 4 "Tierversuche" in der TVT.

### **A Allgemeine Haltungsanforderungen**

#### **1. Umfeld und dessen Überwachung**

##### **1.1 Hälterung**

Die Fische können einzeln oder bis hin zu Großgruppen, nach Fischarten getrennt oder auch in Gesellschaftsaquarien gehalten werden. Innenraumaquarien sind ebenso möglich wie Freilandanlagen. Die Entscheidung über die Haltungsform ist abhängig von der Fischart und dem Versuchsvorhaben. Eine individuelle, strikt getrennte Wasserversorgung der Aquarien mindert die Gefahr der Übertragung von Krankheitserregern. Möglich ist aber ebenso die Haltung in Sammelanlagen mit Wasserzirkulation und gemeinsamer Wasseraufbereitung.

Um das Herausspringen der Fische aus den Becken zu verhindern benötigen Aquarien eine lichtdurchlässige Abdeckung (z.B. Gitter, Netze, Glasscheiben) oder entsprechend hohe Wandungen über der Wasseroberfläche. In großen professionellen Anlagen befinden sich die Leuchten häufig Spritzwasser geschützt über den jeweiligen Becken.

Hinweis: Beim Aufbau insbesondere von größeren Anlagen sollte die Hilfe von Spezialfirmen oder professionellen Beratern in Anspruch genommen werden.

##### **1.2 Wasserversorgung**

Die Versorgung mit Wasser von ausreichender Qualität und artgerechter Zusammensetzung muss jederzeit gewährleistet sein. Der Wasserfluss in Kreislaufanlagen bzw. die Filtration in Aquarien sollte ausreichen, um Schwebstoffe und die Ausscheidungsprodukte der Fische zu beseitigen und sicherstellen, dass die Wasserqualitätsparameter auf einem akzeptablen Niveau gehalten werden. Für Fischarten, die sich bevorzugt in Fließgewässern aufhalten (z.B. Salmoniden), eignen sich für die Haltung nach dem Larvenstadium Rundbehälter oder abgerundete Rechteckbecken, wobei die Wasserzufuhr schräg auf die Wasseroberfläche gerichtet sein sollte, damit eine zirkuläre Wasserströmung entsteht. In lang gestreckten Becken sollten Wasserzu- und -abfuhr an den sich gegenüberliegenden kurzen Seiten platziert sein. Die notwendige Strömung kann durch submerse elektrische Pumpen erzeugt werden, die an einer der Stirnseiten des Behälters angebracht sein sollten.

Mögliche Wasserverluste z.B. durch Verdunstung sind regelmäßig zu prüfen und mit entionisiertem Wasser (Vermeidung von Aufsalzung) auszugleichen. Durch eine geschlossene Abdeckung vermindert sich bei statischen Systemen der Verdunstungsverlust.

### 1.3 Wasserqualität

Die Wasserqualität ist der wichtigste Faktor für das Wohlbefinden der Fische und trägt zur Reduzierung von Stress und Krankheitsrisiken bei. Die akzeptablen Bereiche der einzelnen Parameter sind nach Fischart und Entwicklungsstadium sehr unterschiedlich.

Fische können sich unterschiedlich gut an wechselnde Wasserqualitäten anpassen. Hierbei sollten insbesondere die unterschiedliche Physiologie der einzelnen Fischarten beachtet werden. Angaben zur Anpassungsfähigkeit, z.B. hinsichtlich Salzgehalt oder Temperatur, können spezieller Fachliteratur entnommen werden. Eingewöhnungsphasen sind vorzusehen.

Durch ihren Anteil an Stickstoff und Phosphor sind die Exkremate der Fische von besonderer Bedeutung für die Wasserqualität. Großen Einfluss auf die Wasserqualität haben demzufolge Futtermenge und Besatzdichte. Die entstehenden Stickstoffverbindungen Ammoniak und Nitrit sind toxisch. Die meisten Fischarten sind darüber hinaus empfindlich gegenüber einem hohen Schwebstoffanteil. Hohe Phosphatkonzentrationen führen zu erhöhtem Algenwachstum.

Das Wasser sollte in Kreislaufsystemen grundsätzlich über biologisch-mechanische Filteranlagen geführt werden. Daneben ist der regelmäßige Wasserwechsel unabdingbar. Alternativ können Fische im ständigen Wasserdurchlauf gehalten werden, sofern die Eigenschaften des zur Verfügung stehenden Wassers der Fischart gerecht werden. Fische tolerieren Änderungen der ionalen und biomolekularen Wasserzusammensetzung sehr schlecht.

In großen professionellen Anlagen (größer 10m<sup>3</sup>) sollte aus Gründen des Umweltschutzes eine Wasseraufbereitungsanlage aufgebaut werden (Proteinabscheidung, Entkeimung und Reduktion von N-Verbindungen)

Durch Wasserwechsel verbunden mit Temperaturabsenkungen oder –erhöhung werden bei vielen Fischen die Geschlechtshormone stimuliert und es kann in der Folge zu Rangordnungskämpfen kommen. Beim Wasserwechsel ist außerdem zu beachten, dass Wasser verschiedener Herkunft bzw. Temperatur eine unterschiedliche Gassättigung aufweisen (insbesondere wichtig bei Wasseraufbereitung mit Sauerstoffsättigung und anschließender Erwärmung). Zur Vermeidung der Gasblasenkrankheit (Ausperlung von Gasen in das Fischgewebe infolge der Gasübersättigung des Wassers) sollte deshalb das zugegebene Wasser dieselbe Temperatur wie das Beckenwasser aufweisen und ggf. vorher durch längere Standzeiten in großflächigen Behältern, mechanische Belüftung oder Strömung über Kaskaden entspannt werden.

Die Kontrolle der verschiedenen Stickstoffverbindungen ist für die Fischgesundheit besonders bedeutsam. Der Nitratwert sollte 100mg/l nicht überschreiten (empfohlen 20 mg/l). Ein Nitritwert von 1,0 mg/l darf nur unter ansonsten günstigen Bedingungen und bei robusten Fischarten kurzfristig erreicht werden (Richtwert bezogen auf Nitrit 0,1 mg/l). Als Stoffwechselendprodukt der Fische ist der Ammonium/Ammoniakgehalt in Verbindung mit dem pH-Wert von besonderer Bedeutung. Als Richtwert gilt 0,2 mg/l Ammonium (NH<sub>4</sub><sup>+</sup>) im neutralen Bereich. Der Wert ist aber immer im Zusammenhang mit dem pH-Wert zu beurteilen, da sich mit steigendem pH-Wert das Gleichgewicht zu dem hochgiftigen Ammoniak verschiebt. Bei niedrigen pH-Werten kann eine höhere Ammonium-Konzentration toleriert werden. Der Ammoniakgehalt (NH<sub>3</sub>) im Wasser darf 0,025 mg/l nicht überschreiten. Der Ammonium-, Nitrit- und Nitratgehalt sowie der pH-Wert sind regelmäßig, insbesondere nach Filter- und Wasserwechsel zu überprüfen. Die Wasserqualität kann durch einen regelmäßigen Teilwasserwechsel erhalten werden (Austausch von 1/3 der Wassermenge etwa in wöchentlichem Abstand in Abhängigkeit von der Besatzdichte)

Nähere Angaben zu den wichtigsten Parametern der Wasserqualität können der Tabelle in diesem Kapitel unter Pkt. 3.2 entnommen werden.

Größere Schwankungen sind sowohl bei Temperatur, Salzgehalt, pH-Wert und Wasserhärte zu vermeiden. (Ausnahmen sind Fische, die einen diurnalen, d.h. tageszeitlich wechselnden Temperaturgang für ihr physiologisches Wohlbefinden benötigen.) Der für die verwendete Versuchsfischart eingestellte Wasserhärtebereich kann sich durch die Verdunstung von Wasser erhöhen oder bei Sonneneinstrahlung – also im Außenbereich durch biogene Entkalkung vermindern. Zum einen muss das Auffüllen daher mit vollentsalztem Wasser oder mit Wasser des entsprechenden Härtegrades erfolgen. Zusätzlich sollte in regelmäßigen Abständen ein Teilwasserwechsel erfolgen, da sich sonst durch die Verdunstung Schadstoffe und Salze im Wasser konzentrieren können. Bei der Haltung von Meerwasserfischen ist besonderer Wert auf

den Salzgehalt (Dichte) zu legen. Zur Herstellung von künstlichem Meerwasser in einem gesonderten Gefäß wird in der Regel künstliches Meersalz (auf Herkunft von Fischen und Salz achten) verwendet.

Der Ammonium-, Nitrit- und Nitratgehalt, der pH-Wert, die Salinität, die Wassertemperatur und der Sauerstoffgehalt sind regelmäßig zu überprüfen und zu dokumentieren.

#### 1.4 Lichtregime

Die meisten Fischarten benötigen Licht für Futteraufnahme und andere Aktivitäten.

Für artgerechte Physiologie und Verhalten ist ein Lichtregime mit Tag-Nacht-Rhythmus notwendig. Üblich ist ein Tag-Nacht Rhythmus von 12:12 bis zu 16:8 Stunden. Die meisten Fischarten können bei gedämpftem Licht (Ausnahme Oberflächenfische) gehalten werden. Die Empfehlungen bewegen sich z.B. für Cypriniden zwischen 300 und 1000 Lux. Durch eine zwischengeschaltete Dämmerungsphase von 15 bis 30 Minuten kann der Stress beim Wechsel zwischen Hell- und Dunkelphase minimiert werden.

#### 1.5 Lärm

Fische können äußerst vibrations- und geräuschempfindlich sein. Der Lärmpegel in der Haltungs- oder Versuchseinrichtung sollte deshalb auf ein Minimum beschränkt werden. Geräte, die Lärm oder Vibrationen verursachen, wie z. B. Stromaggregate oder Filteranlagen, sollten möglichst von der Fischanlage mechanisch entkoppelt oder getrennt sein. Zutritt für Betriebsfremde sollte auf ein Minimum beschränkt werden.

#### 1.6 Alarmsysteme

Die gesamte Anlage ist regelmäßig von qualifiziertem Personal auf ihren ordnungsgemäßen Zustand und auf Dichtigkeit zu prüfen. Ein Alarmsystem, das die zuständigen Personen unabhängig von Zeit und Aufenthaltsort alarmiert, ist für den Ausfall der Lebenserhaltungssysteme wie Biofilteranlagen sowie Wasser- und Luftversorgung und das Heizsystem notwendig. Klare Anweisungen für das Vorgehen in Notfällen sollten vorhanden deutlich sichtbar angebracht sein.

Der Alarm kann auf die Stromversorgung aufgeschaltet werden. So kann direkt über einen PC eine Mail oder SMS generiert werden.

An eine Notstromversorgung sollte in erster Priorität die Luftversorgung angeschlossen werden, dann folgen in der Reihenfolge der Priorität die Filtersysteme mit den Pumpen, Heizung und Licht.

Die Anzahl der mit Notstrom versorgten Anlagen hängt von der Kapazität der verwendeten Aggregate ab.

Empirisch ermittelte Vorschläge für Alarmzeiten:

- Ohne Notstrom: 1Std bei maximal erlaubter Besatzdichte
- Notstrom für die Luftversorgung: 3-5 Std, da die mikrobiellen Matten in der Regel unter Sauerstoffmangel absterben. Dies ist der Fall, wenn der Filter nicht mehr mit Frischwasser durchströmt wird. Wenn zu einem späteren Zeitpunkt die Pumpen anlaufen, werden alle abgestorbenen Mikroben in das Aquarium gepumpt und die Fische werden durch das abgestorbene Material und die hierdurch auftretende Sauerstoffzehrung geschädigt oder im Extremfall erstickt.
- Notstrom Luftversorgung und Filteranlagen: 12-18Std

## 2. Gesundheit

### 2.1 Allgemeines

In Versuchsfischhaltungsanlagen müssen hygienisch einwandfreie Verhältnisse herrschen. Die Gesundheit der Fische hängt eng mit ihren Umwelt- und Haltungsbedingungen zusammen. Der unkontrollierte Zugang von Fischen und Lebendfutter führt zu Kontamination der Anlagen und zur Ausbreitung pathogener Keime. Entsprechende Prophylaxe- und Quarantänemaßnahmen

müssen eingehalten werden. Stress fördert den Ausbruch von latent vorhandenen Krankheiten, daher sind die Qualität der Haltungsbedingungen und die Zusammensetzung des Besatzes ständig zu überprüfen. Das Fischgesundheitsmanagement stellt i.d.R. auf die Gesamtpopulation eines Aquariums und nur in Ausnahmefällen auf das Einzeltier ab. Kontrollmaßnahmen sollten entsprechend ausgelegt sein.

### 2.2 Hygiene und Desinfektion

Fischanlagen und alle verbundenen Rohrsysteme müssen bedarfsgerecht gereinigt und desinfiziert werden. In geschlossenen Systemen ist dabei auf die Aufrechterhaltung keimarmer Bedingungen zu achten. Gebrauchsgegenstände sind nach Gebrauch zu reinigen und zu desinfizieren und soweit möglich zu autoklavieren bzw. in regelmäßigen Abständen zu erneuern. Tote Tiere sind unverzüglich zu entfernen, ggf. zu untersuchen und unschädlich zu entsorgen. Bei der Versorgung ist auf die Vermeidung von Kreuzkontaminationen zwischen den Becken zu achten. Nach einer Desinfektionsmaßnahme sind die Einlaufzeiten der biologischen Filter zu beachten, damit sich die mikrobiellen Matten, die die N-Verbindungen abbauen, entwickeln können. Daher sollte parallel zur Desinfektionsmaßnahme an einem einwandfreien Becken ein Filter eingefahren werden.

### 2.3 Quarantäne

Neue und erkrankte Fische müssen in jedem Fall ausreichend lange in vollständig abgetrennten Quarantäneanlagen gehalten werden. Während der Quarantänezeit (bei Neuzugängen mindestens drei Wochen) sind die Fische arbeitstäglich von qualifiziertem Personal zu begutachten. Versuchsfische sollten nur aus anerkannten und kontrollierten Zuchten bezogen werden. Der Gesundheitsstatus eingesetzter Fische sollte überprüft und dokumentiert sein.

Auf folgende Krankheiten sollte in einer Versuchstierhaltung geprüft werden

Organ	Erreger
Körperoberfläche und Flossen	Lernea, Argulus, Oodinium, Ichthyophthirius, Saprolegniacea, Metacercarien, Ichthyosporidium
Haut:	Gyrodactylus, Costia, Trichodina, Chilodonella, Glossatella, Ichthyophthirius
Kiemen und Kiemenabstrich	Cryptobia, Argulus, Ergasilus, Gyrodactylus, Diplozoon, Chilodonella, Costia und Oodinium
Verdauungstrakt	Capillaria, Nematoden
Muskel	Metacercarien, Ichthyosporidium, Plistophora
Gehirn und Auge	Ichthyosporidium, Metacercarien, Cestoden, Sparganose

Hinweis:

Wildfänge sind i.d.R. als Versuchsfische ungeeignet. Sind Wildfänge für spezielle Untersuchungen jedoch unbedingt notwendig, ist die Tierzahl auf das absolut notwendige Minimum zu beschränken. Ggf. ist die Überführung der jeweiligen Art in eine kontrollierte Versuchstiernachzucht anzustreben.

## 3. Unterbringung und Pflege

### 3.1 Unterbringung und Ausgestaltung

Die Form und Ausgestaltung der Becken sollte auf die Verhaltensweise der darin gehaltenen Fischart abgestellt sein. So eignen sich Rundbecken – falls nicht ein ausreichend großer Wasserkörper zur Verfügung gestellt wird – am besten für Schwarmfische, die ausdauernde

Schwimmer sind wie z.B. Heringe, Makrelen, Haie oder Salmoniden. Bei der Haltung in Aquarien aus Glas oder durchsichtigem Kunststoff muss der Boden bedeckt oder abgedunkelt werden, damit eine Sicht durch den Boden nicht möglich ist. Auch eine Verkleidung der Seitenflächen ist in Betracht zu ziehen.

Die Besatzdichte muss das Schwarm- oder Territorialverhalten der Fischart berücksichtigen. Da die tolerable Besatzdichte von sehr vielen Faktoren abhängt, ist es nicht sinnvoll, hier verbindliche Angaben zu machen. Je nach Alter und Aktivitätsphase sind hier auch unterschiedliche Bedürfnisse zu berücksichtigen. Die Behältergröße, die Wassermenge und der Wasserfluss sollte es den Fischen ermöglichen, tatsächlich zu schwimmen und normale Verhaltensweisen auszuleben. Schwarmfische sollten in Gruppen, je nach Art von mindestens 4-10 Tiere gehalten werden (genauere Hinweise aus der weiterführenden Literatur entnehmen). Gruppen sollten möglichst aus gleich großen Fischen bestehen, um die Gefahr von Verletzungen oder Kannibalismus zu minimieren. Bei manchen Arten ist eine Strukturierung des Aquariums zum Ausleben eines artgemäßen Verhaltens erforderlich (z.B. Verstecke; künstliche oder echte Wasserpflanzen, Laichsubstrat, Sand oder Steine/Felsen bei Plattfischarten und einigen Barschartigen). Die Haltung in einem „leeren“ Becken stellt für die meisten Schwarm- oder Gesellschaftsfische permanentem Stress dar. Dies gilt insbesondere für die rangniederen Tiere.

Je nach der Herkunft aus bestimmten Biotopen sollten Langzeithaltungsgesellschaften den phylogenetischen Ausgangsbedingungen angepasst sein, d.h. Fische aus afrikanischen Felsseen entsprechend pflanzenfrei mit Steinaufbauten und Höhlen, oder Fische aus z.B. Mittelamerika mit entsprechender Bepflanzung. Bei Aquarien ohne Bodengrund bietet sich die Verwendung von Schwimmpflanzen oder treibenden Pflanzen wie z.B. Javafarn an.

### 3.2 Besatzdichte

Die optimale Besatzdichte ist von vielen unterschiedlichen Faktoren abhängig. Der Raumbedarf von Fischen wechselt in Abhängigkeit z. B. von Art, Lebensalter oder Fortpflanzungsstatus. Darüber hinaus ist die mögliche Vergesellschaftung verschiedener Arten oder das Geschlechterverhältnis von Bedeutung. Als vereinfachter Richtwert gilt: nicht mehr als 0,5 – 1 g Fisch/l Wasser in Aquarien ohne Strömung. In Aquarien mit Strömung (für Fische aus Fließgewässern) sind höhere Beladungen möglich. Bei höheren Besatzdichten ist Vorsorge in Bezug auf die Sicherung der Wasserqualität zu treffen

Das Studium weiterführender Literatur ist hierzu unerlässlich.

Von der deutschen Gesellschaft für Herpetologie und Terrarienkunde e.V. sowie vom Verband deutscher Vereine für Aquarien- und Terrarienkunde e.V. werden folgende Werte empfohlen:

Fischlänge	Wassermenge pro Fisch
< 2 cm	1 Liter
2 – 5 cm	1,5 Liter
5 – 10 cm	2 Liter
10 – 15 cm	3 Liter
> 15 cm	4 Liter

Diese Werte gelten zunächst für einen Fisch. Sollen mehrere Fische in einem Aquarium gehalten werden, vermindert sich die benötigte Wassermenge pro Fisch entsprechend

Anmerkung: Die Einzelhaltung von geselligen Fischen und Schwarmfischen ist nicht tierschutzgerecht.

Im Gutachten des Bundesministeriums für Ernährung, Landwirtschaft und Verbraucherschutz zu den Mindestanforderungen an die Haltung von Zierfischen (Süßwasser) wird zur Besatzdichte Folgendes ausgeführt:

Verbindliche Angaben zur Besatzdichte sind nicht sinnvoll, da sie von zu vielen Variablen abhängen und deshalb zu stark vereinfacht werden müssten. Wegen der Gefahr von Missverständnissen wären sie unter dem Gesichtspunkt des Tierschutzes eher kontraproduktiv als nützlich.

Beispielsweise wechseln sich in Abhängigkeit von Alter (Jungfische, subadulte und adulte Exemplare), von spezifischen biologischen Aktivitätsphasen (verpaarte/unverpaarte,

territoriale/nicht-territoriale, balz-, fortpflanzungs-, Brutpflegeaktive Exemplare) periodisch immer wieder Phasen mit größerem und erheblich geringerem Raumbedarf ab.

Ferner sind für die zulässige Besatzdichte nicht nur die Einrichtung, das Zahlenverhältnis der Geschlechter, sondern auch die Abmessung des Aquariums (Oberfläche oder Grundfläche, Höhe) von entscheidender Bedeutung. In einem kleineren gut gegliederten Aquarium kann die Besatzdichte durchaus größer sein als in einem weit größeren, aber weitgehend leeren Aquarium.

#### Wasserqualitätsparameter für Versuchsfischarten

Fischart	Temp. °C	O <sub>2</sub>	Härte <sub>2</sub>	pH-Wert	Sozialverhalten	Bemerkungen
Zebraabärbling Danio rerio	20-27	≥ 60% <sub>1</sub>	10-250 <sub>2</sub>	6,0-8,5	Schwarmfisch mind. 5 Tiere	
Regenbogenforelle Oncorhynchus mykiss /	2-17	>> 80%	10-250 <sub>2</sub>	6,5-8,0		empfohlene Fließgeschwindigkeit 0,5 – 3 cm/sec
Goldorfe Leuciscus idus	4-20	≥ 60%	10-250 <sub>2</sub>	6,0-8,5	Schwarmfisch mind. 5 Tiere	
Dreistachliger Stichling Gasterosteus aculeatus	4-20	≥ 60%	10-250 <sub>2</sub>	6,0-8,5	Schwarmfisch mind. 5 Tiere	
Karassche Carassius carassius	2-22	≥ 60%	10-250 <sub>2</sub>	6,0-8,5	geselliger Fisch	kommen relativ lange mit wenig Sauerstoff aus
Zander Sander luciosperca	4-22	≥ 80%	10-250 <sub>2</sub>	6,5-8,0	Kannibalismus möglich	Raubfisch
Plötze Rutilus rutilus	4-20	≥ 60%	10-250 <sub>2</sub>	6,0-8,5	Schwarmfisch mind. 5 Tiere	
Dickkopfelritze Pimephales promelas	4-24	≥ 60%	10-250 <sub>2</sub>	6,0-8,5		
japan. Medaka (Reisfisch) Oryzias latipes	18-24	≥ 60%	10-250 <sub>2</sub>	6,0-8,5	Schwarmfisch mind. 5 Tiere	
Blaukiemen-Sonnenbarsch Lepomis macrochirus	4-22	≥ 60%	10-250 <sub>2</sub>	6,0-8,5		

<sub>1</sub> Sättigung

<sub>2</sub> mg/L Kalziumkarbonat (Wasserhärte)

### 3.3 Fütterung

Zur Fütterung adulter Tieren können Fertigfutter und Frostfuttersorten verwendet werden. Nahrungsspezialisten müssen artspezifisch gefüttert werden. Bei der Aufzucht von Fischlarven kann eigens gezüchtetes Lebendfutter (z.B. Paramecien, Crustaceenlarven) verwendet werden. Es ist darauf zu achten, dass die Ernährungsbedürfnisse der jeweiligen Art, bzw. des jeweiligen Entwicklungsstadiums beachtet werden. Der Futterbedarf ist in hohem Maße temperaturabhängig. Bei hohen Temperaturen wird durch den erhöhten Stoffwechsel mehr Futter benötigt. Bei der Vorlage des Futters ist darauf zu achten, dass alle Tiere unmittelbaren Zugang zum Futter haben, um eine ausreichende Futteraufnahme aller Fische zu gewährleisten. Besondere Aufmerksamkeit erfordert die Umstellung von Fischen im Larvenstadium von natürlicher Nahrung auf Fertigfutter.

### 3.4 Betäubung und Umgang

Da Fische durch das Fangen stark gestresst werden, sollten Manipulationen auf ein Mindestmaß reduziert werden. Die Fische sollten mit Fangeinrichtungen eingefangen werden, die dem Tier keine Schäden zufügen. Das können feinmaschigen Netze, aber auch Gefäße mit glatter Oberfläche für Fische mit Hartstrahlen an den Flossen sein.

Außerhalb des Wassers sollten Fische zur Vermeidung von Schleimverlust und Verletzungen immer mit nassen Händen oder feuchten Handschuhen und auf angefeuchteten und glatten Oberflächen (z. B. Edelstahl, Glas) gehalten und behandelt werden.

In der Regel sind Manipulationen nur unter Betäubung vorzunehmen. Um bei einer möglichst geringen Verbrauchsmenge des Medikamentes eine wirksame Konzentration des Anästhetikums zu erhalten, sollte die Anästhesie in einem kleinen Behälter erfolgen. Die Betäubung sollte so kurz wie möglich aufrecht erhalten werden; zum Ausklingen werden die Fische in sauberes belüftetes Wasser gesetzt (siehe auch unter Kapitel C. Punkt 2.1).

### 4. Kennzeichnung

Es ist nur selten erforderlich und nicht immer möglich, alle Fische einer Anlage einzeln zu kennzeichnen. Im Allgemeinen ist es ausreichend, wenn dies bezüglich Besatz und Haltungsbedingungen an einzelne Aquarien erfolgt.

Bei der Entscheidung über die Methode und Notwendigkeit der Kennzeichnung ist zu berücksichtigen, dass bei jeder Verletzung der natürlichen Schleimschicht der Haut ein hohes Infektionsrisiko in Kauf genommen werden muss.

Die Einzeltierkennzeichnung ist immer unter Narkose vorzunehmen. Bei der Wahl der Kennzeichnungsmethode sollte der Tierschutzbeauftragte beteiligt werden.

Im folgenden Link sind Kennzeichnungsmethoden genannt. Zum Teil sollten sie nur nach sorgfältiger Abwägung eingesetzt werden: <http://www.fishmarking.com>

Es wird auf das Merkblatt der TVT der „Kennzeichnung von Versuchstieren“ verwiesen.

Soweit notwendig haben sich folgende Kennzeichnungsmethoden bewährt:

#### 4.1 Subkutane Farbinjektion

##### 4.1.1 Alcianblau:

Das Granulat wird in warmem destilliertem Wasser gelöst (Empfehlung: 3,75 g/100 ml Wasser). Injektion von 0,1 ml Farbstofflösung mit einer nadellosen Spritze mit hohem Druck in/unter die Haut ausschließlich über knöchernem Untergrund, d.h. über den Knochen des Brust- oder Bauchflossenansatzes. Bei kleineren Fischen sollte zusätzlich ein Abstandshalter verwendet werden, da sonst durch den hohen Druck Weichteile zerstört werden können

Diese Methode sollte nur bei Fischen > 15 cm angewendet werden

##### 4.1.2 Elastomer-Farbstoffe:

Bei Salmoniden wird ca. 1,1 µl dieses Farbstoffes mittels einer Insulinspritze, die in einen speziellen Kolben eingesetzt wird, z.B. unter die Haut caudal des Auges injiziert.

#### 4.2 passiv integrierte Transponder (PIT)

#### 4.3 Flosseneinkerbungen

## **B Transport**

Zum Transport anstehende Fische sollten in Abhängigkeit von der Wassertemperatur und von der Fischart mindestens 12 Stunden bis mehrere Tage vorher nicht mehr gefüttert werden, um eine unnötige Verschmutzung des Transportwassers durch Ausscheidungen zu vermeiden. Die Tiere sollten zwecks Stressminimierung abgedunkelt transportiert werden. Als Transportbehälter eignen sich stoß- und bruchfeste Kunststoffcontainer (kein Metall) oder Kunststofftüten, die zu 1/3 mit Wasser und 2/3 mit Luft oder im Falle längerer Transportdauer (> 1 h) bzw. des Transports von Fischen mit hohem Sauerstoffbedarf (z.B. Forellen) mit reinem Sauerstoff gefüllt, dicht verschlossen und liegend transportiert werden. Eine große Oberfläche und stetige Bewegung erhöht den Sauerstoffgehalt im Transportwasser. Bei Ruhephasen besteht die Gefahr von Sauerstoffunterversorgung. In diesem Fall muss das Transportwasser belüftet oder der Behälter bewegt werden. Ferner sollte der Transport möglichst vorsichtig erfolgen, um Reisekrankheit und Verletzungen zu vermeiden. Stress durch Temperaturänderungen kann, beispielsweise durch Verpacken in temperierbaren Behältnissen, vermieden werden. Die Adaptation an die neuen Verhältnisse sollte langsam und schrittweise erfolgen. Auf die Ausführungen zur Quarantäne wird hingewiesen.

## **C Das tierschutzgerechte Töten von Versuchsfischen**

### 1. Einführung

Die Tötung von Versuchstieren ist von erfahrenem, geschultem Personal durchzuführen. Bei der Euthanasie von wechselwarmen Tieren, wie Fischen, sind die Stoffwechsel bedingten Besonderheiten und ihre hohe Toleranz gegenüber Sauerstoffunterversorgung zu berücksichtigen.

### 2. Methodenbeschreibung

#### 2.1 Betäubungs- und Tötungsbäder

Fische können durch die Zugabe bestimmter Stoffe zum Wasser betäubt oder getötet werden. Dabei sollten leicht zu reinigende und zu desinfizierende Behälter und Gerätschaften verwendet werden. In den Behältern ist auf eine ausreichende Sauerstoffversorgung zu achten. Dosierungsvorschläge können der nachfolgenden Tabelle entnommen werden. Aufgrund individueller und artspezifischer Unterschiede sind die Dosierungsangaben in der Tabelle nur als Richtwerte anzusehen. Im Zweifelsfall sollte mit einer geringen Menge begonnen werden, die allmählich gesteigert wird (nach Wirkung).

Die Dauer der Tötungsbäder wird vom Eintritt des Todes bestimmt, ggf. kann die Wirkung durch Genickschnitt, Hirnstich oder Entblutungsschnitt abgesichert werden. Das mit derartigen Wirkstoffen versetzte Wasser ist umweltgerecht zu entsorgen.

Wirkstoff	Synonyme	Narkose	Tötung	Bemerkung
Tricain	3-Amino-benzoesäure-ethylester, MS222®, Metacain, Tricainmesilat, Tricain-Methansulfonat	50 – 330 mg/l 1 – 40 min	150-500 mg/l bis der Tod eintritt (ca. 30 min)	sauer, deshalb Pufferung mit Na-Bicarbonat notwendig (ca. doppelter Menge wie Tricain)
Benzocain oder Benzocain-HCl		25-100 mg/l	>250 mg/l	kaum wasserlöslich, deshalb Stammlösung mit Ethanol oder Azeton ansetzen (100 g/l), Benzocain-HCl ist sauer, deshalb mit Na-Bicarbonat abpuffern
„Hellabrunner Mischung“ (1 ml enth. 100mg Ketamin + 125 mg Xylazin)		0,6 ml/l (Regenbogenforelle), 0,8 ml/l (Karpfen, Kaiserbuntbarsch)		
2-Phenoxy-ethanol		0,1-0,5 ml/l	> 2,5ml/l	nur mäßig wasserlöslich, deshalb mit Azeton versetzen, krebserregend!
Nelkenöl	Eugenol, Aqui-S®	10-20 mg/l	50 mg/l	

## 2.2 Injektionsnarkosen

Injektionsnarkosen sind für die Fische durch das Handling mit erheblichem Stress verbunden. Betäubungsbäder sollten daher der Injektion vorgezogen werden.

## 2.3 Physikalische Methoden

### 2.3.1 Betäubungsschlag

Der Betäubungsschlag ist mit einem geeigneten Gegenstand ausreichend kräftig gezielt auf den Kopf, direkt hinter den Augen des Fisches auszuführen.

Vor einem Betäubungsschlag durch ausgebildetes Personal kann, soweit mit dem Versuchsziel vereinbar, eine leichte Narkose durchgeführt werden. Anschließend ist das Tier durch Dekapitation oder Entblutung zu töten.

### 2.3.2 Elektrische Durchströmung

Bei der Betäubung von Fischen in Wasserbadbetäubungsanlagen müssen die Elektroden so groß und so angeordnet sein, dass in allen Bereichen der Betäubungsanlage eine gleichmäßige elektrische Durchströmung der Fische sichergestellt ist. Fische und Elektroden müssen

vollständig mit Wasser bedeckt sein. Vorgaben für Mindestparameter für die generelle Elektrobetäubung von Fischen gibt es noch nicht.

Vorgaben existieren in der Tierschutzschlachtverordnung derzeit für die Elektrobetäubung von Aalen: Hierbei ist Trinkwasser mit einer elektrischen Leitfähigkeit von unter 1.000 MikroSiemens pro Zentimeter (mikroS/cm) zu verwenden. Vor Beginn der Betäubung ist die elektrische Leitfähigkeit des Wassers in der Betäubungsanlage zu messen und die zur Betäubung erforderliche Stromdichte einzustellen. Die angelegte Spannung ist so einzustellen, dass zwischen den Elektroden ein Wechselstrom in Ampere (A) pro Quadratdezimeter (qdm) stromzuführender Elektrodenfläche fließt, welcher der in der folgenden Tabelle für die gemessene elektrische Leitfähigkeit angegebenen Stromdichte entspricht:

Elektrische Leitfähigkeit des Wassers (MikroSiemens pro Zentimeter - mikroS/cm)	Stromdichte (Ampere je Quadratdezimeter -A/qdm -)
bis 250	0,10
über 250 bis 500	0,13
über 500 bis 750	0,16
über 750 bis 1.000	0,19

Entscheidend für den Betäubungs- oder Tötungserfolg ist die Leitfähigkeit des Wassers.

Eine geringe Leitfähigkeit kann durch Zugabe von NaCl erhöht werden (nicht über 1000  $\mu$ S/cm).

Die Einwirkzeit ist in erheblichem Maße abhängig von der Fischart und -größe:

Aal: mind. 5 min, Forelle: 60 Sek. Für andere Fischarten bestehen keine Vorgaben.

Die Wirksamkeit des elektrischen Stroms bei der Tötung ist umso besser, je größer der Fisch ist. Für andere, insbesondere kleine Fischarten, liegen derzeit noch keine Erkenntnisse in Bezug auf die Tierschutzrelevanz dieser Methode vor. Unter Umständen kann der Einsatz problematisch sein und wird daher für die üblicherweise verwendeten Versuchsfischarten nicht empfohlen.

## **Anlage**

### **Linkliste**

#### I. Allgemein:

[www.uni-giessen.de/tierschutz/3244.htm](http://www.uni-giessen.de/tierschutz/3244.htm)

#### II. Fischsystematik, Fischinformationen:

[www.fishbase.org](http://www.fishbase.org)

<http://research.calacademy.org/research/ichthyology/>

#### III. Betäubung:

[www.fair-fish.ch/files/pdf/wissen/baici.pdf](http://www.fair-fish.ch/files/pdf/wissen/baici.pdf)

#### IV. Fischkennzeichnung

[www.nmt.us](http://www.nmt.us)

(NMT = Northwest Marine Technology, eine Herstellerfirma der Elastomerfarbstoffe).

### **Periodika**

#### AQUARISTIK AKTUELL

Das Fachmagazin für Aquarianer

Verlag: Karl-Heinz-Dähne, Ettlingen

#### AQUARISTIK FACHMAGAZIN

Tetra Verlag GmbH Berlin

#### AMAZONAS

Natur & Tier Verlag, Münster

#### DATZ

Aquarien- und Terrarien

Organ des Verbandes Deutscher Vereine für Aquarien- Terrarienkunde (VDA)

Verlag: Eugen Ulmer, Stuttgart

#### VDA-Aktuell

Verband Deutscher Vereine für Aquarien- Terrarienkunde (VDA)

Bochum

**Literaturangaben, weiterführende Literatur:**

- AMERICAN FISHERY SOCIETY (AFS)  
Guidelines for the Use of Fishes in Research (2004)
- AMERICAN VETERINARY MEDICAL ASSOCIATION (2001)  
2000 Report of the AVMA Panel on Euthanasia  
JAVMA, Vol. 218 No. 5
- BAENSCH, H.A. und RIEHL, R. (1984)  
Aquarienatlas Bd. 1  
Mergus-Verlag, Melle
- BAENSCH, H.A. und RIEHL, R. (1987)  
Aquarienatlas Bd. 2  
Mergus-Verlag, Melle
- BAENSCH, H.A. und RIEHL, R. (1990)  
Aquarienatlas Bd. 3  
Mergus-Verlag, Melle
- BAENSCH, H.A., PAFFRATH, K. und SEEGER, L. (1992)  
Gartenteichatlas  
Mergus-Verlag, Melle
- BAUER, R. (1991)  
Krankheiten der Aquarienfische  
Paul Parey, Berlin
- BIFFAR, M. (1994)  
Zierfische – Aspekte zur Haltung und den praxisrelevanten Krankheiten  
Deutsche Tierärztliche Wschr. 101, 413
- BLÜM, V. und BORCHARD, B. (1983)  
Die Einwirkungen von Stressoren auf den physiologischen Zustand von Nutzfischen  
Bundesministerium für Forschung und Technologie,  
Forschungsbericht M 83-002
- BORSKI RG, HODSON RJ (2003)  
Fish Research and the Institutional Animal Care and Use Committee  
ILAR journal 44 (4), 286-294
- BUNDESMINISTERIUM FÜR VERBRAUCHERSCHUTZ, ERNÄHRUNG UND  
LANDWIRTSCHAFT (1998)  
Mindestanforderungen an die Haltung von Zierfischen (Süßwasser)  
Gutachten des BMVEL vom 30.12.1998
- BUND-LÄNDER TASK-FORCE TIERSEUCHENBEKÄMPFUNG (2007)  
Tierseuchenbekämpfungshandbuch  
AG Tierseuchenbekämpfungshandbuch,  
UAG Fischseuchen, Stand 4.9.07
- CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE (CCAC)  
Guidelines on the care and use of fish in research, teaching and testing (2005)

- CASEBOLT DB, SPEARE DJ, HORNEY BS (1998)  
Care and use of fish as laboratory animals: Current state of knowlege.  
Laboratory Animal Science 48, 124-1
- CLOSE et. al. (1997)  
Recommendations for euthanasia of experimental animals: Part 2  
Laboratory Animals 31, 1 – 32
- DE TOLLA LJ et al. (1995)  
Guidelines for the Care and Use of Fish in Research  
ILAR Journal 37 (4), 159-173.
- ENGELHARDT, A. (1992)  
Krankheits- und Todesfälle bei Zierfischen – Häufigkeiten und Bedeutung  
Berl. Münch. Tierärztl. Wschr. 105, 187 – 192
- ETSCHEIDT, J. (1990)  
Die tierhygienischen Grundlagen der Süßwasseraquaristik sowie Untersuchungen über ihre  
Bedeutung in der Zierfischhaltung  
Diss. vet. med., Gießen
- EUROPÄISCHE KOMMISSION (2006)  
Entwurf der Empfehlungen der Kommission mit Leitlinien für die Unterbringung und Pflege  
von Tieren, die für Versuche und andere wissenschaftlichen Zwecke verwendet werden,  
Stand 27. Juni 2006
- EUROPÄISCHE KOMMISSION (2006)  
Vierte Bekanntmachung der deutschen Übersetzung von Empfehlungen des Ständigen  
Ausschusses des Europäischen Übereinkommens zum Schutz von Tieren in  
landwirtschaftlichen Tierhaltungen  
Empfehlungen für die Haltung von Fischen in Aquakulturen  
vom 25. Juli 2006
- EUROPÄISCHE UNION (2006)  
European Convention for the Protection of Vertebrate Animals used for Experimental and  
other Scientific Purposes  
CETS No.: 123 Apendix A
- EUROPÄISCHE UNION (2006)  
Richtlinie 2006/88/EG des Rates vom 24. Oktober 2006 mit Gesundheits- und  
Hygienevorschriften für Tiere in Aquakultur und Aquakulturerzeugnisse und zur Verhütung  
und Bekämpfung bestimmter Wassertierkrankheiten  
ABl. L 328 vom 24.11.2006
- FRICKINGER, K.A. (1991)  
Kleine Zierfischzucht  
Tetra-Verlag, Melle
- FUCHS, G. (1983)  
Parasitologische Untersuchungen an Süßwasserfischen eines Import- und  
Großhandelsbetriebes im Raum Hannover  
Diss. vet. med., Hannover
- GEIGER, C. (2007):  
Die "Hellabrunner Mischung" im Vergleich mit MS222 als Tauchbadnarkose bei  
verschiedenen Fischen.  
Vet.Med.Diss., München

- GOLLMANN, H. P., KAINZ, E. und FUCHS O. (1986):  
Zur Markierung von Fischen unter besonderer Berücksichtigung der Anwendung von Farbstoffen und Pigmenten, insbesondere von Alcianblau 8GS.  
Österreichs Fischerei 39: 340 – 345
- GRONOW, G. (1974)  
Über die Anwendung des an Säugetieren erarbeiteten Begriffes "Stress" auf Knochenfische  
Zool. Anz. 192, 316 – 331
- HANDLEY (2001)  
Environmental enrichment for fish used in regulatory toxicity studies. Animal Technology 52, 227-232.
- HERWIG, N. (1979):  
Handbook of Drugs and Chemicals used in the Treatment of Fish Diseases. Charles C. Thomas Publisher, Springfield, USA.
- HOHL, D. (1991)  
Vor 100 Jahren fand die erste große Aquarien- und Terrarienausstellung statt  
DATZ, 110 – 112
- JOHANSEN R., NEEDHAM JR, COLQUHOUN D., POPPE TT & SMITH AJ. (2006)  
Guidelines for health and welfare monitoring of fish used in research. Laboratory Animals 40(4): 323-340
- KESTIN S, VAN DE VIS JW, ROBB DHF (2002)  
Protocol for assessing brain function in fish and the effectiveness of methods used to stun and kill them.  
Veterinary Record 150, 302-307.
- KLONTZ, GW (1995)  
Care of fish in biological research.  
Journal of Animal Science. 73 (11): 3485-3492.
- LEHMANN, J. (1978)  
Die Auswirkungen von Stressoren auf das Blutbild von Fischen  
DUOT 1, 16
- LEHMANN, J. MOCK, D. und STÜRENBERG, F. J. (1990)  
Farbatlas der Krankheiten der Süßwasserfische  
Landesanstalt für Fischerei NRW, Kirchhundem-Albaum
- MANIG, I. (1997)  
Untersuchungen zur Organisation, zum Tierschutz und zur Seuchenprophylaxe beim Import und Vertrieb von Zierfischen in der BRD  
Diss. vet. med., Giessen
- MANZ, D. (1988)  
Tierschutzrelevante Gesichtspunkte bei der Haltung von Aquarienfischen  
DVG – Tagungsbericht 1989, 20 – 26
- MICHEL, W. (1981)  
Parasitologische Untersuchungen an importierten tropischen Zierfischen  
Diss. vet. med., Hannover

- NOWAK, D. (1993)  
Tierschutzrelevante Probleme bei der Kontrolle von Zoofachgeschäften aus  
amtstierärztlicher Sicht  
Dtsch. tierärztl. Wschr. 100, 76 - 78
- OETINGER, F. C. (2003)  
Betäubung der Regenbogenforelle mit Nelkenöl und BHA –  
Stressbelastung und Produktqualität  
Diss. Vet. med. München
- OLLENSCHLÄGER, B. (1974)  
Der Einfluss von Temperatur und Wasserstoffionenkonzentration auf den Fisch  
DUDT 1, 24 – 25
- OSTRANDER GK (2000)  
The Laboratory Fish.  
Academic Press, Baltimore, USA.
- PETERS, G. (1988)  
Stress macht auch Fische krank  
Naturwissenschaftliche Rundschau 41, 303 – 309
- POOLE T (1999)  
UFAW Handbook on the Care and Management of Laboratory Animals. Volume 2:  
Amphibious & Aquatic Vertebrates & Advanced Invertebrates. Blackwell Science.
- REICHENBACH-KLINKE, H.H. (1978)  
Die wesentlichen Parameter für das Erkennen einer Beeinträchtigung des Wohlbefindens  
des Fisches  
DUDT 1, 12 – 14
- REIMERS, U (2008)  
Untersuchung von Elektrobetäubung von Regenbogenforellen  
(Oncorhynchus mykiss)  
Diss. med. vet Hannover
- ROBB DHF & KESTINn SC (2002)  
Methods used to kill fish: field observations and literature reviewed.  
Animal Welfare 11, 269-282
- SAUER, N. (1993)  
Tierschutz bei Fischen  
Diss. vet. med., Giessen
- SCHUNCK, O. (1980a)  
Ergebnisse aus der Zier- und Versuchsfischpraxis  
Kleintierpraxis 25, 25 – 29
- SCHUNCK, O. (1980b)  
Zur klinischen Untersuchung der Zierfische  
Der praktische Tierarzt 61, 124 - 125
- SCHWEIZER BUNDESAMT FÜR VETERINÄRWESEN (1993):  
Richtlinie über das fachgerechte und tierschutzkonforme Töten von Versuchstieren  
Bern, 12. Juni 1993

- STALLKNECHT, H. (1993)  
Betrifft: Schwarmfische  
DATZ, 414 – 415
- STOSKOPF, M. K. (1993):  
Fish Medicine.  
W.B. Saunders Company, Philadelphia, USA.
- STOSKOPF MK (2002)  
Biology and health of laboratory fishes. Eds: Fox JG, Anderson LC, Loew FM, Quimby FW.  
Laboratory Animal Medicine (Ed 2): 886-907. Academic Press London,
- TIERÄRZTLICHE VEREINIGUNG FÜR TIERSCHUTZ (1994)  
Checkliste zur Überprüfung der Zierfischhaltung (Süßwasser) im Zoofachhandel Merkblatt  
Nr. 37
- UNTERGASSER, D. (1989)  
Krankheiten der Aquarienfische  
Franckh-Kosmos-Verlag, Stuttgart
- VDA (1993)  
Sachkundenachweis  
Verband Deutscher Vereine für Aquarien- und Terrarienkunde, Bochum
- VIERKE, J. (1984)  
Fischverhalten beobachten und verstehen  
Franckh-Kosmos-Verlag, Stuttgart
- WEINS, J. (1997)  
Untersuchungen über die Süßwasserzierfischhaltung im Zoofachhandel unter  
tierhygienischen und tierschutzrechtlichen Aspekten mit Vorschlägen für die Tätigkeit der  
Überwachungsbehörden  
Diss. vet. med., Giessen
- WEST, G., HEARD, D. und CAULKETT, N. (2007):  
Zoo Animal and Wildlife: Immobilization and Anaesthesia.  
Blackwell, Victoria, Australien

***Zu diesem Merkblatt***

*Dieses Merkblatt wurde erarbeitet vom Arbeitskreis 4 (Tierversuchel) der Tierärztlichen Vereinigung für Tierschutz (Stand: Febr. 2010).*

***Werden Sie Mitglied in der  
Tierärztlichen Vereinigung für Tierschutz e.V.***

*Die Tierärztliche Vereinigung für Tierschutz wurde im Jahre 1985 gegründet, um der Schutzbedürftigkeit des Tieres in allen Bereichen und Belangen Rechnung zu tragen. Gerade der Tierarzt mit seinem besonderen Sachverstand und seiner Tierbezogenheit ist gefordert, wenn es gilt, Tierschutzaufgaben kompetent wahrzunehmen. Dieses geschieht in Arbeitskreisen der TVT, die zu speziellen Fragenkomplexen Stellung nehmen.*

*Jede Tierärztin und jeder Tierarzt sowie alle immatrikulierten Studenten der Veterinärmedizin können Mitglied werden. Der Mitgliedsbeitrag beträgt 40 € jährlich. Insbesondere für Studenten kann auf Antrag Ermäßigung gewährt werden.*

*Durch Ihren Beitritt stärken Sie die Arbeit der TVT und damit das Ansehen der Tierärzte als Tierschützer. Unser Leitspruch lautet: „Im Zweifel für das Tier.“*

*Weitere Informationen und ein Beitrittsformular erhalten Sie bei der*

***Geschäftsstelle*** der TVT e. V.

*Bramscher Allee 5*

*49565 Bramsche*

*Tel.: (0 54 68) 92 51 56, Fax: (0 54 68) 92 51 57*

*Email: [geschaeftsstelle@tierschutz-tvt.de](mailto:geschaeftsstelle@tierschutz-tvt.de)*

*[www:tierschutz-tvt.de](http://www.tierschutz-tvt.de)*