



GV-SOLAS

Gesellschaft für Versuchstierkunde
Society for Laboratory Animal Science

Fachinformation

**aus dem Ausschuss für
Tiergerechte Labortierhaltung**

Tiergerechte Haltung von Zebrabärblingen

Stand Juli 2026

verfasst von:

**Sabine Chourbaji, Maximilian Busch, Philip Dammann, Karin Finger-
Baier, Susanne Gerold, Almut Köhler, Anja Osterkamp, Sibylle Ott,**

Inhaltsverzeichnis

1.	Biologie und Hintergrund	3
1.1.	Morphologie	3
1.2.	Systematik	4
1.3.	Laborstämme und Varianten	4
1.4.	Lebenszyklus	6
1.5.	Habitat und Ökologie.....	6
1.6.	Verhalten	7
2.	Haltungsform und Platzbedarf	7
2.1.	Gruppengröße und Besatzdichten.....	7
2.2.	Einzelhaltung	9
2.3.	Paarungsverhalten und Zucht	9
3.	Aquarien	10
3.1.	Aquariengröße	10
3.2.	Enrichment.....	10
4.	Physikalische Umwelt	11
4.1.	Aquariensysteme, Wasser	11
4.2.	Beleuchtung.....	14
4.3.	Wassertemperatur	14
4.4.	Lärm	14
4.5.	Abwasser	15
5.	Fütterung	16
6.	Krankheitsprophylaxe und Krankheiten in der aquatischen Versuchstierhaltung.....	16
7.	Literatur	21

Wir danken Leanne Godinho, Thomas Misgeld, Stefan Schulte-Merker, Andreas van Impel
und Zoltan Varga für kritische Anmerkungen und Kommentare

1. Biologie und Hintergrund

Der Zebrabärbling *Danio rerio* ist ein Süßwasserfisch, der ursprünglich auf dem indischen Subkontinent beheimatet ist. Er ist leicht zu züchten, sehr widerstandsfähig und prinzipiell sehr genügsam in seinen Haltungsansprüchen im Labor. Die einzigartige Kombination von Eigenschaften wie kleine Körpergröße, zahlreiche Nachkommen, extrauterine Entwicklung und optische Transparenz der Embryonen sowie Zugänglichkeit für genetische und chemische Screens hat den Zebrabärbling als alternatives Wirbeltier-Modellsystem zu Nagern populär gemacht. Das Genom des Zebrabärblings ist vollkommen sequenziert, und er kann mittels aller gängigen genetischen, molekularen und zellbiologischen Methoden untersucht werden. Durch den Einsatz nicht-invasiver Bildgebungsverfahren können Tiere, insbesondere jüngere Stadien, in vivo in hoher Auflösung analysiert werden.

Zebrabärblinge wurden ursprünglich in der Zell- und Entwicklungsbiologie eingesetzt. Mittlerweile werden Zebrafischmodelle neben der Grundlagenforschung auch für die unterschiedlichsten translationalen Fragestellungen wie z. B. für kardiovaskuläre Modelle, Krebs und neurodegenerative Erkrankungen eingesetzt (u. a. Ablain und Zon 2013; Phillips und Westerfield 2014). Auch eignen sich Zebrabärblingslarven für pharmakologisch-toxikologische Studien, z. B. mit dem Ziel, neue Wirkstoffe zu entdecken (Strähle und Grabher 2010) oder zur Prüfung der Wasserqualität aus Klärwerken (DIN EN ISO 15088:2009-06; Lammer *et al.* 2009).

In den letzten 20 Jahren wurde die Haltung von Zebrabärblingen durch systematische Studien auf artgerechte Haltungsbedingungen optimiert, welche deren Wohlbefinden, Gesundheit und Reproduktionsfähigkeit garantieren. Die zugrundeliegenden Studien umfassen Untersuchungen der natürlichen Lebensräume in Indien und Bangladesch sowie die Laborhaltung und behandeln z. B. die Bandbreite der Lebensbedingungen (Temperatur, Art des Gewässers, Pflanzenbewuchs etc.), Verhaltensmuster (Aggression, Ortspräferenz, Gruppenbildung, Territorialverhalten etc.), Stressbedingungen, Reproduktionsverhalten, Parasiten und Krankheiten in der Laborhaltung sowie Futter, Wasserbedingungen, Aquariensysteme und Besatzdichten. Es zeigt sich, dass Zebrabärblinge in einem breiten Spektrum von Haltungsbedingungen gesund und stressfrei gehalten werden können (Parichy 2015).

1.1. Morphologie

Erwachsene wildtypische Zebrabärblinge sind ungefähr 3 – 5 cm lang und zeigen ein charakteristisches Muster von horizontalen Streifen, die entlang des Körpers und der Anal- und Schwanzflossen verlaufen (Abb. 1). Die schwarz-blauen Streifen werden durch Melanophoren gebildet, während die sie trennenden Streifen durch orangegelbe Xanthophoren gebildet werden. Der dritte Typ von Pigmentzellen, die Iridophoren, enthält guaninreiche Plättchen, die eine irisierende Erscheinung bewirken. Zebrabärblinge zeigen einen sexuellen Dimorphismus, der u. a. vom Genotyp abhängig ist. Typischerweise hat das Weibchen einen dickeren Bauch als das schlankere und meist kleinere Männchen, welches eine auffälligere gelblichere Färbung aufweist (Hutter *et al.* 2012).



Abb. 1: Zebrafisch-Wildtyp aus der Linie WIK. Männchen (A) sind schlanker und gelblicher gefärbt als die Weibchen (B).

1.2. Systematik

Wie die meisten Knochenfische gehören die Zebrafärblinge zu den *Teleostei* oder „Echten Knochenfischen“ und sind damit Teil der größten Gruppe innerhalb der strahlenflossigen Fische (*Actinopterygii*). Zebrafärblinge zählen zur Ordnung der *Cypriniformes* (Karpfenartige) und dort zu der Familie *Danioideae* (Bärblinge) (Nelson *et al.* 2016). Auch der gemeine Karpfen und der Goldfisch gehören zu dieser Ordnung. Von seinem Erstbeschreiber Hamilton im Jahre 1822 ursprünglich „*Danio rerio*“ benannt (Hamilton 1822), war der Zebrafärbling für viele Jahre als *Brachydanio rerio* in der Wissenschaftsliteratur bekannt, bevor er aufgrund neuerer phylogenetischer Analysen unter Einschluss von DNA-Sequenzdaten wieder der Gattung *Danio* zugeordnet wurde (Mayden *et al.* 2007). Fang (2003) hat ungefähr 45 Arten zur Gattung *Danio* gerechnet.

1.3. Laborstämme und Varianten

Mehrere Forschungslabore haben eine Reihe von verschiedenen Wildtyp-Laborstämmen etabliert, die in Gefangenschaft bereits über längere Zeiträume gezüchtet worden sind. Folgende populäre Stämme sind oft in den Laboren anzutreffen:

Als erste Wildtyp-Stämme wurden der AB-Stamm von G. Streisinger in Eugene, Oregon, USA, und der Tübingen-Stamm (TÜ) im Laboratorium von C. Nüsslein-Vollhard in Tübingen, Deutschland, etabliert (Dahm, Geisler und Nüsslein-Vollhard 2006). Diese Stämme wurden, ausgehend von Fischen, die in Zoohandlungen gekauft wurden, gezüchtet, während ein anderer wichtiger Stamm, WIK, direkt von einem Wildfang in Indien abstammt (Rauch, Granato und Haffter 1997). Konsequente Inzucht, wie bei Mäusen, wird wegen Anfälligkeit für eine starke Inzuchtdepression nicht empfohlen.

Zusätzlich zu den Wildtyp-Stämmen werden in Kreuzungsexperimenten häufig Fische genutzt, die morphologische Variationen oder Pigmentierungsänderungen zeigen (Abb.2).

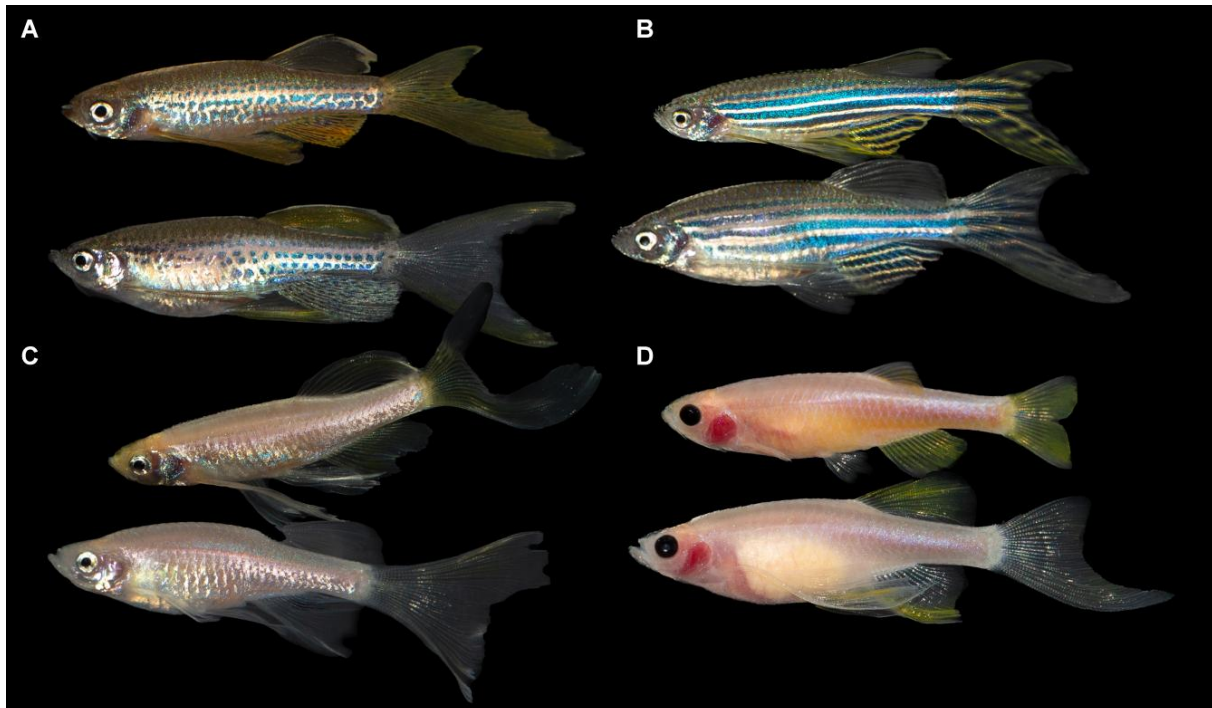


Abb. 2: Zebrafärblich-Varianten. A: Tüpfel, B: Longfin, C: Nacre, D: Casper

TLF (Tüpfel Long Fin) (Abb. 2 A)

Die immer noch in Linien angeordneten Tüpfel werden durch eine rezessive Mutation in *leo* (*leopard*) ausgelöst (Watanabe *et al.* 2006). Die langen Flossen basieren auf einer dominant homozygoten, lebensfähigen Mutation in *lof* (*longfin*) (Stewart *et al.* 2021). <https://zfin.org/ZDB-GENO-990623-2>

Long Fin (in Tü-Hintergrund) (Abb. 2B)

Die langen Flossen basieren auf einer dominant homozygoten, lebensfähigen Mutation in *lof* (*longfin*) (Stewart *et al.* 2021). Die Pigmentierung entspricht dem typischen Wildtyp-Muster, in dem sich dunkle Streifen von Melanozyten mit hellen Streifen, die vor allem aus reflektierenden Iridophoren und gelblichen Xanthophoren bestehen, abwechseln. Das Streifenmuster findet sich neben dem Körper auch in der Schwanz- und Analflosse.

Nacre (im TLF-Hintergrund) (Abb. 2C)

Homozygote Mutanten weisen eine nicht näher definierte Mutation in *mitfa* (Zebrafisch-Homolog von microphthalmia-associated transcription factor) auf. Diese führt zum Verlust des schwarzen Pigments im Körper der Fische, wodurch die dunklen Streifen nicht mehr ausgebildet werden. <https://zfin.org/action/genotype/view/ZDB-GENO-080307-1>

Casper (Abb. 2D)

Bei dieser Pigmentmutante handelt es sich um eine Doppelmutante aus *nacre* (s. o.) und *roy* (*roy orbison*), was zu einem kompletten Verlust der Melanozyten und Iridophoren führt. Allerdings sind bei dieser Mutante, anders als bei komplett unpigmentierten *crystal*-Mutanten, die Augen weiterhin pigmentiert. Bis auf die Augen erscheinen die Fische auch im adulten

Zustand transparent, was auf das Fehlen von Lichtabsorption und Reflektion durch den Pigmentverlust zurückzuführen ist (White *et al.* 2008). Dadurch ist die *casper*-Doppelmutante besonders geeignet für die Anwendung bildgebender Verfahren im lebenden Tier.

1.4. Lebenszyklus

Ein wesentlicher Grund für die Relevanz des Zebrabärblings als Modellorganismus ist die schnelle, extrauterine Entwicklung der transparenten Embryonen (im Folgenden beispielhafte Zeiten bei 28 °C Wassertemperatur). Die grundsätzliche Körperorganisation und die Ausbildung der Organanlagen erfolgen in den ersten 24 Stunden. Die weitere Ausdifferenzierung erfolgt in den folgenden Tagen und Wochen. Nach 48 bis 72 Stunden erfolgt das Schlüpfen. Die geschlüpften Embryonen beziehen ihre Nahrung anfangs ausschließlich aus dem Dotter (Strähle *et al.* 2012). Erst nach 120 Stunden (5 Tage nach Befruchtung, TnB) ist bei 28 °C die Schwimmblase mit Luft gefüllt und sind die neurophysiologischen Voraussetzungen für eine Jagd vorhanden. Zu diesem Zeitpunkt sind auch die Mundwerkzeuge fertig ausgebildet und der Darm ist durchgängig (Ng *et al.* 2005). Das sind die Voraussetzungen für ein selbstständiges Fress- und Jagdverhalten (Avitan *et al.* 2020; Clift *et al.* 2014; Ng *et al.* 2005; Strähle *et al.* 2012). Nach der Metamorphose (ca. 30 TnB) beginnt das Juvenilstadium (Singleman und Holtzman 2014). Ungefähr zur gleichen Zeit gibt es die ersten Anzeichen von sexueller Differenzierung auf histologischem Niveau in den Gonaden. 3 Monate nach der Befruchtung (in der Wildnis kann dies auch bis zu 6 Monate dauern (Engeszer *et al.* 2007)) ist die sexuelle Reife erreicht, und der Fisch ist ein voll ausgewachsenes adultes Tier geworden. Bei domestizierten Zebrabärblingen ist (im Gegensatz zu einigen wildlebenden Populationen) das Geschlecht nicht nur durch genetische Faktoren festgelegt (Wilson *et al.* 2014), sondern wird vielmehr später durch epigenetische Effekte aufgrund verschiedener äußerer Faktoren beeinflusst (z. B. Besatzdichte, Nahrungsangebot, Temperatur etc.). Bei allen Individuen finden sich zunächst meiotische Oozyten in den Gonaden, die allerdings nur bei einem Teil der Fische erhalten bleiben. Diese Tiere entwickeln sich zu Weibchen. Sterben sie ab, entwickeln sie sich zu Männchen. Ein erhöhtes „Stressniveau“ durch äußere Faktoren begünstigt hierbei wohl eher den männlichen Entwicklungsweg (Abozaid, Wessels und Hörstgen-Schwark 2012; Hosseini *et al.* 2022).

Die maximale Lebensspanne von Fischen unter Laborbedingungen kann stammabhängig zwischen 4 und 6 Jahren betragen (Gerhard *et al.* 2002). Wie bei allen Lebewesen lassen auch bei Zebrabärblingen im Alter die Abwehrkräfte gegen Infektionskrankheiten (wie *Mycobacterium spp.* oder *Pseudoloma neurophilia*) nach, die Legeraten reduzieren sich deutlich und das Auftreten von Tumoren steigt (Crim und Riley 2012). Die Haltung von Zebrabärblingen über 18 Monate hinaus stellt ein hygienisches Risiko für die gesamte Haltung dar, da das die Entstehung und Ausbreitung von Alterskrankheiten fördert (Kent *et al.* 2020).

1.5. Habitat und Ökologie

Zebrabärblinge kommen in ganz Indien in einer Reihe von Habitaten mit geringer Fließgeschwindigkeit vor (Engeszer *et al.* 2007; Spence *et al.* 2008). Solche Habitats werden häufig in Sekundär- und Tertiärzuläufen eines Flusses oder angrenzend an Sumpfland und Reisfelder gefunden. Die physikalischen und chemischen Parameter dieser Habitats sind sehr divers: So wurden Temperaturbereiche von 6 °C bis 38 °C, pH-Werte von 5,9 bis 9,8 und

Leitwerten von 10 $\mu\text{S}/\text{cm}$ bis 271 $\mu\text{S}/\text{cm}$ beschrieben (Engeszer *et al.* 2007; Spence *et al.* 2006). Diese Befunde passen zu der großen Toleranz gegenüber Umweltbedingungen, die Zebrabärblinge in Laborhaltung zeigen (Aleström *et al.* 2020).

1.6. Verhalten

Zebrabärblinge sind primär tagaktive Tiere. Bei Nacht erhöhen sich die Häufigkeit und die Dauer von Ruhephasen. Solche Schlafphasen können wenige Minuten dauern und zeichnen sich oft durch eine charakteristische Position mit hängenden Schwanzflossen der Fische aus, die dabei entweder nahe an der Wasseroberfläche oder am Grund des Aquariums ruhen (Yokogawa *et al.* 2007). Beobachtungen bei Infrarotaufnahmen zeigen aber auch dauerhaftes Schwimmen (Zoltan Varga, *Zebrafish International Ressource Center*, pers. Mitteilung).

Grundsätzlich ist zu berücksichtigen, dass der genetische Hintergrund der Linie sich auf das generelle Verhalten wie z. B. Dominanzverhalten auswirkt. Daher ist eine zuverlässige Dokumentation der verwendeten Stämme unerlässlich.

2. Haltungsform und Platzbedarf

2.1. Gruppengröße und Besatzdichten

Zebrabärblinge sind soziale Tiere, die mit ihren Artgenossen lose Schwärme bilden (englisch *shoaling*; Miller und Gerlai 2011). Die Signale, die für die Bildung von Schwärmen verantwortlich sind, sind noch wenig verstanden, aber sie scheinen sowohl visuelle als auch olfaktorische und mechanische Merkmale zu beinhalten. Zebrabärblinge bevorzugen bei der Schwarmbildung Artgenossen gegenüber anderen Arten, verwandte Zebrabärblinge gegenüber nichtverwandten und bekannte gegenüber unbekannten Partnern (Miller und Gerlai 2011).

Werden Zebrabärblinge permanent in kleinen Gruppen gehalten (weniger als 5 Fische pro Aquarium), so zeigen sie hierarchisches und territoriales Verhalten. Diese dominanten Verhaltensmuster werden mit zunehmender Anzahl an Fischen in einem Aquarium geringer (Pavlidis *et al.* 2013). Attacken zwischen hierarchischen Männchen in gleichgeschlechtlichen Gruppen reduzierten sich, wenn die Dichte von zwei auf sechs Männchen pro Liter erhöht wurde. Keine Attacken wurden beobachtet, wenn zehn Individuen in einem Liter Wasser gehalten wurden (Pavlidis *et al.* 2013).

Die Besatzdichte hat auch Einflüsse auf das Reproduktionsverhalten, das oft als Indikator für Stress gilt. Bei Besatzdichten von bis zu 12 Fischen pro Liter war kein negativer Effekt zu beobachten (Castranova *et al.* 2011).

In der kommerziellen Fischzucht wird für Besatzdichten die Anzahl der Fische auf die Fischgröße in Zentimeter Länge oder auf das Fischgewicht pro Liter Wasser bezogen. In wissenschaftlichen Zebrabärblingzuchten sind diese Maße für die Festlegung von Besatzdichteempfehlungen nicht zu empfehlen, da die Fische als Larven sehr klein sind und Messungen ohne eine schädliche Handhabung der Larven und juvenilen Fische nicht genau durchgeführt werden können. Jedoch sind die Angaben der Fischgewichte/L durchaus vergleichbar zur Zebrafischhaltung: So wird in der EU (Verordnung (EG) Nr. 710/2009 der

Kommission vom 5. August 2009) für die kommerzielle Zucht von tropischen Süßwasserfischen eine maximale Masse von 10 – 20 kg/m³ gefordert. Dies entspricht, umgerechnet auf Zebrafische, einer Dichte von 10 – 20 adulten Fischen pro Liter, wenn von einem typischen Weibchen mit maximal 1 g pro Fisch im Alter von etwa 150 TnB (Lawrence *et al.* 2012) ausgegangen wird.

Zusammenfassend haben sich auf diesen Erkenntnissen Besatzdichten von 5 – 10 adulten Zebrafischen pro Liter Wasser für Tierwohl und Forschung als geeignet etabliert.

Für Jungtierstadien sollten die Besatzdichten in Abhängigkeit vom Alter und dem Entwicklungsstadium betrachtet werden. Korrelierend zum Alter sind Standard-Körperlängen (SL) in der folgenden Tabelle 1 entsprechend Parichy *et al.* (2009) aufgeführt. Embryonen werden hierbei anfangs in stehenden Wassermédien (z. B. Petrischalen mit geringer Tiefe von ca. 8 mm) gehalten ohne Frischwasser- und Sauerstoffzufuhr. Zu beachten ist, dass Larven extrem fragil sind und eine hohe Überlebensrate sehr stark abhängig ist, wie sorgsam mit den Tieren umgegangen wird. Mit fortschreitender Entwicklung und bei höherer Besatzdichte wird ein zunehmender Wasserwechsel notwendig, bis Adulte dann mit bis zu 5x Wasserwechsel pro Stunde gehalten werden. Es ist darauf zu achten, dass für eine ausreichende Sauerstoffsättigung gesorgt wird und eine vernünftige Balance zwischen Wasserwechsel und Futterzugänglichkeit bei den verschiedenen Entwicklungsstadien gewährleistet ist.

Tabelle 1: Besatzdichte in Abhängigkeit von Alter und Größe (gemäß Parichy *et al.* 2009)

Stadium (SL)	Alter (TnB)	Zebrabärblinge pro Liter Wasser	Anmerkungen
Embryonen (bis ca. 3,8 mm)	0 – 5	bis zu 2000	In flachen Schalen mit gepuffertem Embryomedium.*
Frühe Larven (ca. 3,9 bis 4,5 mm)	6 – 10	bis zu 100	In stehendem, nicht zirkulierendem Wasser mit geeigneter Fütterung (z. B. Rotiferen oder Größen-geeignetes Trockenfutter). Aquarien täglich auf Verdunstung und die Wasserqualität auf Trübung und Futterreste kontrollieren.
Larven (ca. 4,5 bis 8 mm)	11 – 30	bis zu 50	In einem rezirkulierenden System mit Wasseraufbereitung. Geringer Wasserwechsel pro Tag.
Juvenile Fische (ca. 8 bis 12 mm)	31 – 60	bis zu 25	In einem rezirkulierenden System mit Wasseraufbereitung (circa 1 Wasserwechsel/(Tank*Stunde)).
Junge Adulte (ca. 12 bis 25 mm)	60 – 90	bis zu 25	In einem rezirkulierenden System mit Wasseraufbereitung, das mindestens einen stündlichen Wasseraustausch des Tankvolumens realisiert.
Adulte (ca. 25 bis 50 mm)	> 90	bis zu 10	In einem rezirkulierenden System mit Wasseraufbereitung, das einen 2x- bis 5x-fachen stündlichen Wasserwechsel realisiert.

* Für ein Protokoll s. beispielsweise Westerfield (2000).

2.2. Einzelhaltung

Zebrafische sollten nur in Ausnahmefällen einzeln gehalten werden (*Scientific Committee on Health, Environmental and Emerging Risks*, 2023). Das wissenschaftliche Arbeiten mit Zebrabärblingen bedingt häufig, dass genetische Veränderungen in einzelnen Tieren charakterisiert werden müssen. Dazu ist eine Einzelhaltung notwendig, bis die Veränderung charakterisiert oder die Nachfolgegeneration gezüchtet ist. Um dem Sozialverhalten des Schwarmfisches hierbei einigermaßen gerecht zu werden, sollte darauf geachtet werden, dass der Fisch zumindest Sichtkontakt zu anderen Fischen in benachbarten Becken hat. Zebrabärblinge in Einzelhaltung sollten sorgfältig kontrolliert gefüttert werden, um Überfütterung zu vermeiden.

Physikalische Markierungsmethoden (Polymer-Tags, RFID-Tags oder Schwanzflossen-Markierungen) als Alternative zur Einzelhaltung sind bei Zebrabärblingen auf Grund der Zartheit der Tiere und der schnellen Regeneration der Flossen nur eingeschränkt und unter Betäubung möglich (Cousin *et al.* 2012; Hohn und Petrie-Hanson 2013) und daher als Refinement nach derzeitigem Kenntnisstand nicht empfehlenswert.

2.3. Paarungsverhalten und Zucht

Zebrabärblinge laichen problemlos unter Laborbedingungen. Das Paarungsverhalten und Laichen ist auf die ersten Stunden der Lichtphase begrenzt (Darrow und Harris 2004). Der farbliche Geschlechtsdimorphismus ist zu diesem Zeitpunkt besonders intensiv ausgeprägt. Zebrabärblinge sind Gruppenlaicher, bei denen mehrere Männchen und Weibchen in das Fortpflanzungsverhalten eingebunden sind (Spence *et al.* 2008; Tsang *et al.* 2017). In der freien Natur scheint die Fortpflanzung saisonal unterschiedlich zu sein, wobei die Paarungszeit mit der Monsunperiode einhergeht. Jedoch kommen bei in freier Wildbahn gefangenen Weibchen reife Eier über das ganze Jahr hinweg vor, was darauf hindeutet, dass die beobachtete Saisonalität des Paarungsverhaltens eher mit dem zur Verfügung stehenden Futter zu tun hat und kein endogenes saisonales Verhalten reflektiert (Spence *et al.* 2006). In Übereinstimmung damit legen Zebrabärblinge in Laborhaltung das ganze Jahr hindurch Eier auch unter verschiedenen Hell-Dunkel-Zyklen (8 – 14 Stunden Licht).

Beobachtungen zum Ablaichverhalten der Zebrabärblinge in der Wildbahn zeigen, dass diese zum Ablaichen bevorzugt flache Uferbereiche ihres Habitats aufsuchen (Sessa *et al.* 2008). Dieses natürliche Verhalten kann in speziellen Ablaichaquarien mit einem geringen Wasservolumen und/oder Einsätzen, die eine flache Uferzone simulieren, für einzelne Pärchen oder Gruppen genutzt werden, so lange die Haltung zeitlich begrenzt ist (max. 24 Stunden, *Scientific Committee on Health, Environmental and Emerging Risks*, 2023). Die Tankgröße sollte aber 300 ml Volumen für bis zu 6 Fische nicht unterschreiten, solange die normalen Wasserparameter erhalten bleiben (Goolish *et al.* 1998).

Da Zebrabärblinge nach der Eiablage keine Brutpflege betreiben und oft ihre eigenen Eier unmittelbar nach der Eiablage auffressen, werden zur Laichsicherung spezielle Einsätze mit Spalt- oder Netzböden verwendet.

3. Aquarien

In der EU-Direktive 2010/63/EU und der ETS 123/Appendix A (Council of Europe 18.03.1986, Appendix A veröffentlicht am 15.06.2006) werden sehr allgemeine Haltungsempfehlungen für alle experimentell genutzten Fische abgegeben. Für Zebrafische wurden mit der Aktualisierung des Annex III im Jahr 2024 spezifischere Empfehlungen veröffentlicht (Delegierte Richtlinie (EU) 2024/1262 der Kommission). Bisher oft herangezogene Empfehlungen z. B. zur Haltung von Zierfischen oder für Fischbörsen sind für eine Laborfischhaltung von Zebrabärblingen nicht zielführend, da im Wissenschaftsbetrieb hohe Anforderungen an Hygiene, gleichbleibende Wasserparameter und Reproduzierbarkeit im Vordergrund stehen. Jedoch wurde 2020 ein FELASA Working Group-Bericht veröffentlicht (Aleström *et al.* 2020), der sich speziell mit den Bedürfnissen von Zebrafischen in der versuchstierkundlichen Haltung befasst.

3.1. Aquariengröße

Für Zebrabärblinge haben sich Aquarien aus Kunststoff oder Glas von 0,7 – 1,5 L (für eine kurzfristige Haltung) bis hin zu Größen von 3 – 10 L Aquarien für kleinere Schwärme (Einzelfamilien) für die dauerhafte Haltung aus hygienischer Sicht etabliert. Darüberhinausgehende größere Aquarien können für die Haltung größerer Schwärme eingesetzt werden.

Typischerweise werden aus Kunststoff im Spritzgussverfahren oder mit geeignetem Silikon aus Glasplatten verklebte Aquarien verwendet. Für toxikologische Studien werden auch fugenlose Aquarien aus Edelstahl oder Glas eingesetzt.

3.2. Enrichment

Enrichment ist derzeit der am meisten untersuchte Parameter im Bereich der Zebrafisch-Haltung. Es ist sinnvoll, sich in regelmäßigen Abständen über den aktuellen Stand zu informieren. Ein guter Ausgangspunkt zur Information sind Metastudien (Gallas-Lopes *et al.* 2023; Stevens, Reed und Hawkins 2021). Grundsätzlich ist aber darauf hinzuweisen, dass Änderungen in der Umwelt fundamentale Auswirkungen auf die Tiere und die experimentellen Daten haben können und daher nicht während laufenden experimentellen Vorhaben vorgenommen werden sollten (Jorge *et al.* 2023, Amaral *et al.* 2024). Nutzen-Kosten-Vergleiche zeigen teilweise einen negativen Effekt durch Platzeinschränken bzgl. des genutzten Wasservolumens gegenüber keinen messbaren positiven Effekten für das Tierwohl (Krachni *et al.* 2026).

In Anlehnung an das natürliche Habitat sollten die Böden unter den Aquarien dunkel sein. Da der Zebrabärbling in der Wildnis sowohl in pflanzenbewachsenen Bereichen als auch in offenen Wasserbereichen zu finden ist, ist es nicht zwingend notwendig, die Tanks mit Pflanzen oder Ähnlichem auszugestalten (Aleström *et al.* 2020). Echte Pflanzen verbieten sich aus hygienischen Aspekten in einer Versuchstierhaltung. Pflanzenimitationen oder andere „Einrichtungsgegenstände“, zumeist aus Kunststoff, müssen aufgrund der hygienischen Anforderungen als auch bezüglich der Inhalts-/Zusatzstoffe in der Versuchstierhaltung sehr kritisch gesehen werden. So können zum Beispiel beim Waschen bzw. Autoklavieren chemische Weichmacher freigesetzt werden. Solche Weichmacher können zum einen als

endokrine Disruptoren wirken und z. B. die Fruchtbarkeit (Geschlechtsentwicklung) der Fische beeinträchtigen oder andere endokrine Schäden bei den Fischen auslösen (Zhai *et al.* 2014). Zum anderen kann das Plastikmaterial von künstlichen Pflanzen brüchig werden und Mikroplastik-Partikel abgeben, die dann von den Fischen gefressen werden können (Roch, Friedrich und Brinker 2020; pers. Kommunikation B. Schmid). Diese Aspekte sind durchaus in der Lage, experimentelle Befunde dramatisch zu beeinflussen und stellen darüber hinaus ein potenzielles Gesundheitsrisiko für die Fische dar.

Grundsätzlich muss man seine Fische beobachten und auf auffälliges, vom Normalverhalten abweichendes Verhalten entsprechend reagieren. Besondere Beachtung sollten hierbei Fische in Einzelhaltung oder gezielte Verpaarungssituationen erfahren, bei denen Enrichment als Schutz oder Ablenkung dienen kann. Visuelle Anreize wie Artgenossen in benachbarten Tanks oder auch Kieselgrundimitate unter dem Aquarienboden werden durchaus als positiv wahrgenommen (Kistler *et al.* 2011; Schroeder *et al.* 2014). Die Fütterung von Lebendfutter in Form von Salinenkrebse (*Artemia salina*), Rotiferen (*Branchionus* spp.) o. a. wird vorgeschlagen, da dies natürliches Jagdverhalten stimuliert und als „behavioral enrichment“ gilt. Dabei ist darauf zu achten, dass das Lebendfutter frei von Pathogenen sein muss.

4. Physikalische Umwelt

4.1. Aquariensysteme, Wasser

Zebrabärblinge können leicht im Labor gehalten werden. Falls Fische in kleinen Kolonien benötigt werden, so können einzelne Aquarien, inklusive Filtersystem, Licht- und Hitzeregulation genutzt werden. Automatisiertere Aquariumssysteme sind vonnöten, wenn größere Mengen Fische gehalten werden sollen. Diese Systeme können auf fest installierten Aquarien aus Glas beruhen, oder aus einzelnen Kunststoffaquarien bestehen, die in Regale flexibel eingesetzt werden und an eine zentrale Wasseraufbereitung angeschlossen werden können. Alle diese Systeme besitzen einen zirkulierenden Wasserkreislauf, bei dem das Wasser in die Aquarien geleitet und über einen Überlauf oder ein Absaugsystem aus den Aquarien entfernt wird. Futterreste und Fäkalien, sowie toxische chemische Abbauprodukte wie Ammoniak und Nitrit werden über ein mehrstufiges Filtersystem bestehend aus biologischen Filterbakterien (für Details s. Brand, Granato und Nüsslein-Volhard 2002; Ebeling und Timmons 2012) und mechanischen Filtern entfernt. In diesen Systemen wird das gereinigte Wasser auch mit UV-C Licht bestrahlt, um Pathogene zu unterdrücken und Algenwuchs zu minimieren. Das so aufbereitete Wasser wird wieder in die Tanks zurückgeleitet. Normalerweise werden pro Tag 5 – 20 % des Haltungsvolumens durch frisches Wasser ersetzt, um die Verdunstung zu kompensieren und die Nitratkonzentration zu senken. Dabei sollte aus ökologischer Betrachtungsweise nur die Wassermenge ausgetauscht werden, die notwendig ist, um den zulässigen Nitratwert (s. Tabelle 2) nicht zu überschreiten. Dies soll in mehreren, über den Tag verteilten Teilwasserwechseln erfolgen, um Schwankungen in den Haltungsparemtern so gering wie möglich zu halten. Zirkulierende Wassersysteme brauchen in der Regel keine speziellen Vorkehrungen zur Sauerstoffzufuhr, da die permanente Wasserbewegung dafür sorgt, dass genug Sauerstoff gelöst wird, um die Gesundheit der Fische zu erhalten.

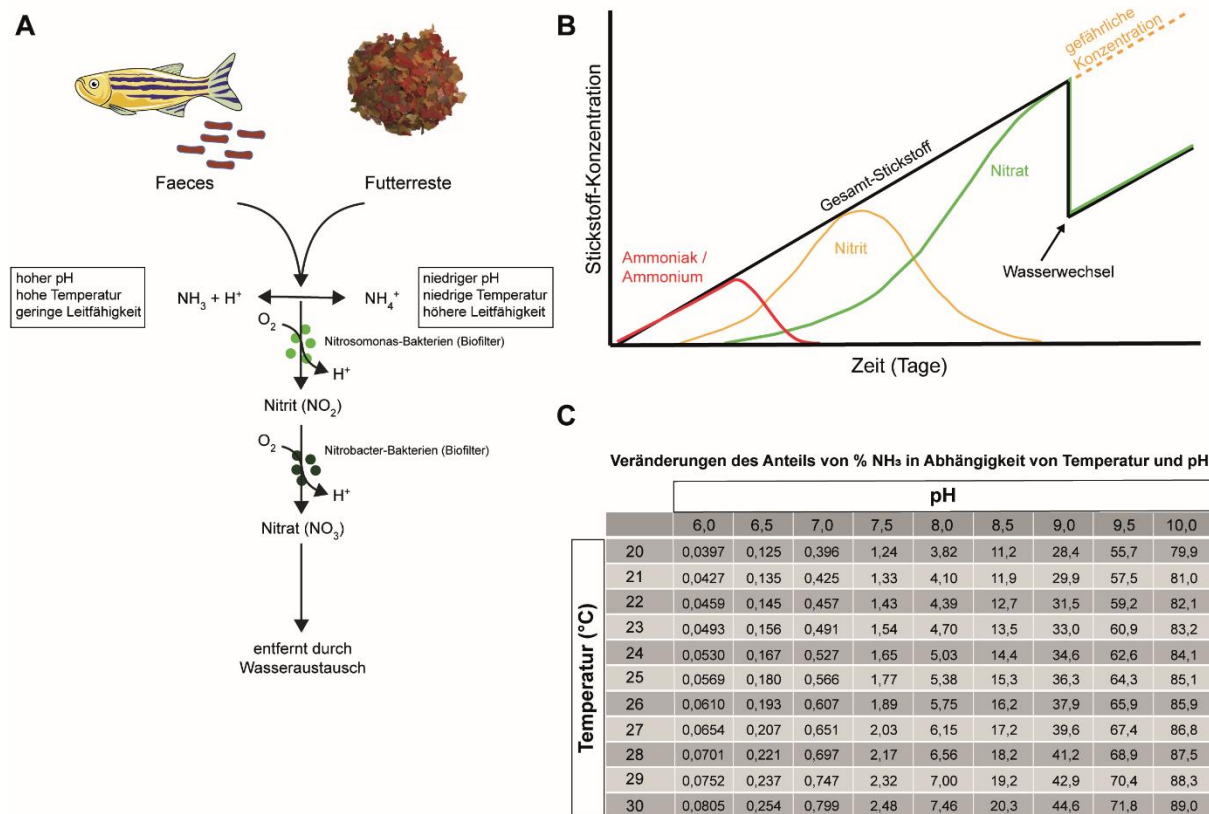


Abb. 3: Stickstoff-Regulation in aquatischen Haltungen. A: Stickstoff-Metabolismus B: Aufbau des Biofilters beim Starten eines neuen Tanks. Ohne Biofilter-Bakterien reichert sich zunächst Ammoniak als giftiges Stoffwechselprodukt der Fische an. Nach der Aktivierung des Biofilters (entweder durch bakterielle Starterkulturen oder langsam durch natürliche Besiedelung) wird dieses durch *Nitrosomonas* zu weniger giftigem Nitrit oxidiert. Die zur weiteren Umsetzung in ungiftiges Nitrat notwendigen *Nitrobacter*-Bakterien wiederum starten ihr Wachstum erst bei Vorhandensein von Nitrit. Bei einer ausreichenden Bakterienkonzentration wird Nitrit vollständig in Nitrat umgesetzt, welches dann durch Wasserwechsel entfernt wird. So werden schädliche Konzentrationen an Stickstoffmetaboliten im System vermieden. C: Prozentualer Anteil von hochtoxischem Ammoniak am Gesamtstickstoffgehalt abhängig von Temperatur und pH in den für Zebrafischen relevanten Konditionen. Tabelle modifiziert nach Emerson et al. (1975).

Hinsichtlich des Aquarienwassers sind zwei unterschiedliche Vorgehensweisen etabliert: Einige Tierhaltungen benutzen Leitungswasser ohne spezielle Aufbereitung. Allerdings besteht die Gefahr, dass vom lokalen Wasserversorger ggf. Chlor zugesetzt wird, was sehr toxisch für die Kiemen der Fische ist. Daher ist es notwendig, etwaige Chlorgehalte durch einen Aktivkohlefilter mit großer Kapazität vor dem Wassereinlass zu entfernen. Alternativ setzen einige Einrichtungen deionisiertes Wasser (idealerweise über eine Umkehrosmose gewonnen) ein, dem konzentrierte Salzmischungen zugesetzt werden, um die eingestellten Wasserparameter möglichst stabil zu halten. Für optimale Wasserbedingungen haben sich eine Leitfähigkeit von 150 bis 1000 $\mu\text{S}/\text{cm}$ (bei Larven auch bis 1700 $\mu\text{S}/\text{cm}$) und ein pH-Wert von 6,5 bis 8 (Tabelle 2) bewährt, da so der Biofilter stabilisiert und das Pilzwachstum reduziert werden, ohne die Fische zu beeinträchtigen. Eine regelmäßige Überwachung der Parameter

(Ammonium, Nitrit, Nitrat, pH, Leitfähigkeit, Temperatur, s. Tab. 2) ist aufgrund ihrer gegenseitigen Abhängigkeit notwendig (Abb. 3).

Auch Gesamthärte und Karbonathärte müssen berücksichtigt werden. Die Karbonathärte stabilisiert den pH-Wert, die Gesamthärte beeinflusst die Magnesium- und Calciumaufnahme und kann sich so auf die Skelettbildung und die Eiqualität auswirken und Schwermetallvergiftungen vorbeugen.

Für Fischanlagen müssen für die lebensnotwendigen Parameter Schwellenwerte (Tabelle 2) gelten. Sobald diese erreicht werden, müssen entsprechende Gegenmaßnahmen ergriffen werden. Bei großen Anlagen sollten die dauerhaft messbaren Parameter (Temperatur, pH, Leitfähigkeit) beim Erreichen des Schwellenwertes einen Alarm auslösen, welcher automatisch an die verantwortlichen Personen weitergeleitet wird. Solche automatischen Alarmer können auch für die Überwachung von UV-Leistung, Pumpenfunktion, Wasserstand o. ä. genutzt werden.

Tabelle 2: Zusammenfassung der Standard-Haltungsbedingungen in rezirkulierenden Systemen

Parameter	Systeme	Werte	Kommentar
Lichtzyklus	automatische Steuerung	14/10 Stunden hell/dunkel, aber auch 12/12	idealerweise mit Dämmerungsphase
Wasseraufbereitung	Zirkulierendes Wassersystem, mit mechanischen Filtern, Biofilter und UV-Einheit	Täglicher Wasserverwurf 10 %	Täglicher Wasserverwurf von 5 – 20 % ist üblich.
Chemische Wasserqualität	pH-Wert	6,5 – 8	In neu zu etablierenden Aquariensystemen täglich Ammonium, Nitrit, Nitrat, pH-Wert und Leitfähigkeit überprüfen. In stabilen eingefahrenen Anlagen: Ammonium, Nitrit, Nitrat wöchentlich und pH, Temperatur und Leitwert konstant, mindestens aber täglich messen.
	Leitfähigkeit	150 – 1700 µS/cm	
	NH ₃ /NH ₄ ⁺	≤0,1 mg/L	
	Nitrit	≤0,1 mg/L	
	Nitrat	≤25 mg/L	
	Gesamthärte	80 – 250 mg/L	
	Karbonathärte	50 – 75 ppm	
Wassertemperatur		98 – 100 % Sättigung	Zebrabärblinge können höhere und niedrigere Temperaturen ohne Probleme ertragen (Engeszer <i>et al.</i> 2007; Sundin <i>et al.</i> 2019; J. F. López-Olmeda und Sánchez-Vázquez 2011). Bei einer dauerhaften Haltung mit einer Temperatur unter 22 °C entwickeln sich die Embryonen nicht mehr (Scott und Johnston 2012; Schnurr, Yin und Scott 2014).
		24,5 – 29 °C für alle Fischstadien	

4.2. Beleuchtung

Zebrafärblinge werden in den meisten Laboren unter einem 12/12 bis hin zu einem 14/10 Stunden Licht- / Dunkelzyklus gehalten. Dauerlicht hat negative Effekte auf Wachstumsraten und bedingt erhöhte Missbildungsraten. Gleiches gilt für konstante Dunkelheit, wie sie z. B. in nicht-überwachten Inkubatoren auftreten kann. Beides hat einen tiefen Effekt auf die zirkadiane Rhythmik der Tiere. Neben der Lichtdauer hat auch die Lichtfarbzusammensetzung und die Intensität des Lichts einen starken Einfluss auf das Wachstum und die Entwicklung der Zebrafärblinge (Villamizar *et al.* 2014). Hierbei zeigt sich, dass blaues und weißes Licht einen positiven Effekt auf die Entwicklung der Fische hat.

Licht hat aber auch auf das unvermeidliche Wachstum von Algen in den Aquarien einen Einfluss. Das Aufwachsen von Algen soll aus hygienischen und aus pflegerischen Gründen soweit wie möglich reduziert werden. Warmweißes Licht fördert das Algenwachstum, eine leichte Einfärbung von Aquarien reduziert es.

Einige Parameter der Beleuchtung werden zunehmend hinsichtlich ihrer Bedeutung für das Wohlbefinden der Tiere untersucht (López-Olmeda und Sánchez-Vázquez 2009). Die Simulation von Dämmerungsphasen (Sonnenauf- und -untergangssimulation) ist einem abrupten Helligkeitswechsel vorzuziehen. Die Lichtintensität sollte möglichst gleichmäßig in allen Ebenen der Haltungssysteme sein. Grundsätzlich sollte die Lichtintensität nicht zu hoch, aber ausreichend für die tierpflegerischen Arbeiten sein. Solide experimentelle Daten zu empfohlenen Lux-Werten liegen derzeit nicht vor.

4.3. Wassertemperatur

Der Zebrafisch stammt aus den Tropen, daher sollte die Wassertemperatur zwischen 24,5 und 29 °C liegen und nicht unter 22 °C fallen. Der Stoffwechsel ist direkt abhängig von der Wassertemperatur, wodurch die Entwicklungsgeschwindigkeit und Wachstumsrate beeinflusst werden. Bei höheren Temperaturen ist daher ein erhöhter Futterbedarf zu berücksichtigen. Die Sauerstofflöslichkeit im Wasser nimmt bei höheren Temperaturen ab, was durch die gleichzeitig erhöhte Aktivität der Fische zu Problemen führen kann, insbesondere bei technischen Defekten, die zu einer schnellen Temperaturerhöhung führen.

Grundsätzlich gilt für alle Parameter, dass abrupte Wechsel der Bedingungen unbedingt zu vermeiden sind.

4.4. Lärm

Die EU-Gesetzgebung entsprechend der Richtlinie 2010/63/EU (Europäisches Parlament; Europarat 2010) sieht vor, dass das Wohlbefinden von Versuchstieren nicht durch den Geräuschpegel beeinträchtigt werden darf.

Bei den Betrachtungen der Störgeräusche ist es wichtig, zwischen Umgebungsgeräuschen (für die Haltung und das Raumklima notwendige technische Geräte), in den Aquarien entstehenden Geräuschen (Innenfilter, Luftausströmer, Pumpen) und Vibrationen, die sich auf die Aquarien übertragen können, zu differenzieren. Zusätzlich ist der Frequenzbereich wichtig, in dem diese Störgeräusche abgegeben werden. Geräusche, die im Aquarium und durch

Übertragung auf die Aquarien auftreten, sind von größter Bedeutung. Die von außen in das Aquarium hineingelangenden Geräusche sind beim Übertritt in Wasser frequenzabhängig stark bis sehr stark gedämpft.

Zebrafische besitzen einen Hörbereich von 100 Hz bis 12 kHz mit einem Maximum zwischen 600 und 1000 Hz (Lara und Vasconcelos 2019). Besonders die höheren Frequenzen werden aber nur bei einer entsprechenden Lautstärke (> 155 – 160 dB) wahrgenommen (Wang *et al.* 2015). Zebrafische gehören dabei zu den „Hör-Spezialisten“ mit einer Besonderheit: Ihr Innenohr ist über den Weber'schen Apparat mit der Schwimmblase verbunden, und die Schwimmblase wirkt dabei als Schallverstärker. Das natürliche Habitat Wasser sorgt immer für einen gewissen Hintergrund-Geräuschpegel, der je nach Habitat zwischen ca. 90 und 133 dB schwankt (Amoser und Ladich 2010). Fischarten, die in eher ruhigen Gewässern (See, langsam fließende Bäche) beheimatet sind, haben oft ein empfindlicheres Gehör als Spezies aus „lauten“ Gewässern (schnell fließende Bäche, Ströme) (Amoser und Ladich 2005). Zebrabärblinge bewohnen Habitate mit unterschiedlichen Fließgeschwindigkeiten, von fast stehend bis lebhaft mit einem Lautstärkebereich von 98 – 126 dB und Frequenzen zwischen 100 – 4000 Hz (Lara und Vasconcelos 2019). Schall verbreitet sich unter Wasser deutlich schneller als an Luft, dadurch ist die Richtungswahrnehmung eingeschränkt. Deshalb nehmen Zebrabärblinge von Geräuschen, aber auch anderen Quellen ausgehende Druckwellen im Wasser (Strömungen, Wasserschwingungen) zusätzlich auch über das Seitenlinienorgan wahr, was bei der Haltung der Tiere berücksichtigt werden muss. Ein Review von Popper und Sisneros (2022) gibt einen guten Überblick über das Hörvermögen der Zebrabärblinge und die Problematik der Messung von Hörereignissen im Wasser.

Informationen über den kontinuierlichen Geräuschpegel in Halteanlagen durch Pumpen, Filter und Wasserfluss sind widersprüchlich und reichen von ca. 50 dB (Barcellos *et al.* 2018) bis zu 129 – 147 dB bei einer Frequenz von unter 1000 Hz und damit im optimalen Hörbereich der Tiere (Lara und Vasconcelos 2019). Haltungssysteme, bei denen Pumpen etc. extern angebracht (d. h. nicht fest mit dem Haltungsgestell verbunden) sind, haben dabei ein geringeres Geräusch- und Vibrationsniveau als Haltungsmodule mit fest integrierter Technik (Lara und Vasconcelos 2019). Besonders Vibrationen generierende Ereignisse wie Bauarbeiten am oder in der Nähe des Gebäudes sorgen für Stress bei den Tieren und sollten nach Möglichkeit verhindert werden. Auf einsetzende Geräusche/Schwingungen reagieren die Tiere oft initial mit Angstverhalten (Sabet *et al.* 2016), welches aber nach einer Weile verschwindet.

4.5. Abwasser

In Fischhaltungen spielt die Berücksichtigung des Abwassers eine größere Rolle als in anderen Tierhaltungen aufgrund der anfallenden Abwassermengen und auch aufgrund rechtlicher Vorschriften. So muss bei der Haltung transgener Tiere sichergestellt werden, dass weder Fische, noch deren Laich, über das Abwasser in die Umwelt gelangen können (z. B. durch thermische Behandlung oder geeignete Filtersysteme). Ebenso muss z. B. in der Ökotoxikologie eine Freisetzung von Gefahrstoffen unterbunden werden.

5. Fütterung

Freilebende Zebrabärblinge fressen neben dem in ihrem im Habitat vorkommenden Futter auch „allochthones“ Material, also Tiere, die ins Wasser fallen. Die Analyse von Darminhalten zeigte neben roten Ameisen und anderen Insekten auch aquatische Insektenlarven, Krebse, sowie Zooplankton und Phytoplankton (Spence *et al.* 2008; McClure, McIntyre und McCune 2006). Das nach oben gerichtete Maul („oberständig“) von Zebrabärblingen (Abb. 4) deutet darauf hin, dass das Futter an der Wasseroberfläche aufgenommen wird (Gerlai 2013). Im Aquarium kann jedoch beobachtet werden, dass Lebendfutter wie z. B. Artemienlarven auch in der gesamten Wassersäule von unten gejagt wird (Spence *et al.* 2008; Engeszer *et al.* 2007; Mearns *et al.* 2020). Lebendfutter aus unsicheren Quellen, wie z. B. „Wildfänge“ von Tubifex, sollte nicht verwendet werden, da dieses Parasiten und Krankheitskeime einschleppen kann. Lebendfutter wie Artemien, Paramecien und Rotiferen sollten vielmehr unter kontrollierten Bedingungen in der Anlage selbst gezüchtet oder von zuverlässigen professionellen Futtermittelherstellern bezogen werden.

In Tierhaltungen werden je nach Altersstufe und Reproduktionseinsatz unterschiedliche Flocken- oder Streufutterformulierungen verwendet, die meist im Wechsel mit Lebendfutter angeboten werden. Bei Larven werden wegen der geringen Größe und leichteren Verdaulichkeit eher Rotiferen, *Paramecia* und *Tetrahymena* gefüttert. Bei Artemien kann die Schale zu Schwierigkeiten bei der Aufnahme und Verdauung führen, daher dürfen ungeschlüpfte Eier und die Kapsel selbst nicht verfüttert werden. Qualitativ gute Artemien schlüpfen selbstständig, und die Kapseln können vom Wasser abgenommen werden.

Es gibt mittlerweile spezialisierte Anbieter für Zebrabärbling-Futter, die die Bedürfnisse von Zebrabärblingen adressieren. Von einer Verwendung von generellem Zierfisch-Futter wird abgeraten.



Abb. 4: Oberständiges Maul beim Zebrabärbling

6. Krankheitsprophylaxe und Krankheiten in der aquatischen Versuchstierhaltung

Zur Krankheitsprophylaxe zählen alle Maßnahmen, die verhindern, dass sich Keime im System übermäßig anreichern oder neue Keime von außen eingeschleppt und in den Anlagen verbreitet werden. Somit ist es nötig, sich intensiv mit der Filter-, Wasser- und Beckenpflege zu beschäftigen. Im Einzelnen sollten folgende Grundregeln beachtet werden:

- UV-C Strahler töten Keime im Wasser ab und müssen regelmäßig kontrolliert und ggf. entkalkt werden. Idealerweise soll die Strahlungsintensität kontinuierlich gemessen und aufgezeichnet werden. Wenn der Wert 120.000 $\mu\text{W}\cdot\text{s}/\text{cm}^2$ unterschreitet, ist die

Entkeimungsleistung nicht mehr ausreichend, und der UV-Strahler muss ausgetauscht werden.

- Je nach Fischbesatz ist ein Wasseraustausch von 5 – 20 % pro Tag mit geeignetem Wasser in den Anlagen anzustreben und abhängig von den Nitratwerten einzustellen.
- Für die Filterpflege und Beckenreinigung sollten Routinezeiten festgelegt und dokumentiert werden.
- Tote Fische müssen schnellstmöglich aus den Becken entfernt und Aufzeichnungen gemacht werden. Um mögliche Gesundheitsprobleme frühzeitig zu entdecken, empfiehlt sich eine entsprechende Diagnostik oder Sektion.
- Arbeitsabfolge: Zur Vermeidung von Übertragungen von Krankheiten sollten gesunde Aquarien zuerst (Jungfische, dann Adulte), danach Becken mit kranken Fischen und zuletzt die Quarantäne versorgt werden (Einbahnstraße).
- Die Fütterung sollte immer vor den Pflegemaßnahmen oder nachdem die Hände gründlich gereinigt und desinfiziert wurden, erfolgen.
- Kescher, Becher und andere Fangeinrichtungen sollten immer nach Gebrauch gründlich gereinigt und desinfiziert werden. Werden Desinfektionsmittel eingesetzt, müssen diese durch Spülen gründlich ausgewaschen werden, da sie in der Regel toxisch für die Fische sind.
- Eine Quarantäne ist zwingend vorzusehen, wenn Fische von extern importiert werden sollen. Wenn möglich, sollten in die Quarantäne nur Oberflächen-desinfizierte („gebleichte“) Eier und nur in Ausnahmefällen Fische aufgenommen werden. Aus der Quarantäne dürfen jedoch ausschließlich gebleichte Eier in die Hauptfischanlage übernommen werden, niemals erwachsene Fische. Protokolle zur Oberflächen-Behandlung von Eiern finden sich hier:
https://zebrafish.org/wiki/media/protocols/ess/customer_egg_bleaching.pdf,
https://zfin.org/zf_info/zfbook/chapt1/1.5.html
- Es sollte eine strikte Trennung aller Fischräume und Kreisläufe hinsichtlich der Gerätschaften eingehalten werden. Netze, Fischbehälter etc. sollten vor Einsatz in anderen Räumen nach Möglichkeit gereinigt, desinfiziert und ggf. autoklaviert werden. Beim Wechsel von Kreislauf zu Kreislauf ist das Händewaschen eine wichtige Prophylaxemaßnahme.

Im Folgenden werden die häufigsten haltungsbedingten Erkrankungen in Versuchstierhaltungen stichpunktartig aufgeführt:

Laichverhärtung

Das regelmäßige Verpaaren bzw. die Haltung in Geschlechter-gemischten Gruppen ist für ein regelmäßiges natürliches Reproduktionsverhalten wichtig, ansonsten kann es zu einer sog. „Laichverhärtung“ (engl. „*egg-bound*“) kommen. Dabei kommt es zur Nekrotisierung von Eiern im Bauchraum der Fische, welche die Eileiter blockieren, so dass sich die nachfolgend gebildeten Eier im Bauchraum anreichern. Das kann zu einer Oozyten-assoziierten Entzündung führen, die bei starker Ausprägung bis hin zu Hautulcera und Nekrosen führt (Kent *et al.* 2020).

Sauerstoffmangel

Sauerstoffmangel ist eine Situation, die man häufig als ersten Hinweis auf Haltungsprobleme erhält. Er kann ursächlich durch unterschiedliche Probleme ausgelöst werden, so dass sich die Symptome jeweils unterschiedlich darstellen können:

- **Erhöhte Wassertemperatur**

Diese bedingt eine verminderte Sauerstofflöslichkeit des Wassers. Zebrafische gelten als relativ Hypoxie-tolerant (Rees, Sudradjat und Love 2001), und in den Haltungssystemen wird durch den Wasserfluss in der Regel ausreichend Sauerstoff in das Wasser eingebracht. Allerdings befinden sich die meisten Haltungen durch die relativ hohe Wassertemperatur schon in einem Bereich, der der Sauerstofflöslichkeit des Wassers nicht mehr viel Spielraum nach oben lässt. Als Grenzwert, ab wann Schäden durch den Sauerstoffmangel entstehen können, kann man ca. 1 mg/L annehmen (Feng *et al.* 2016). Auch stationäre Haltungen ohne zusätzliche Belüftung oder Sauerstoffbehandlung des Wassers können zu einem Sauerstoffmangel führen. Als Hinweis gilt vor allem das Verhalten der Fische: Eine „Notatmung“ (Luftschnappen an der Wasseroberfläche) oder das permanente Aufhalten in der Nähe des Wasserzulaufs zusammen mit einer erhöhten Atemfrequenz sind Hinweis auf einen Sauerstoffmangel, im Extremfall werden die Tiere lethargisch. Zur Beseitigung dient eine regelmäßige Umwälzung des Wassers, bei besonderen Situationen können auch spezielle Belüfter eingesetzt werden.

- **Ammoniak-Vergiftung**

Ammoniak entsteht beim Abbau von stickstoffhaltigen Abfallprodukten im Wasser. Es wird auch als primäres stickstoffhaltiges Stoffwechselendprodukt von den Fischen über die Kiemen abgegeben. Im Wasser wird es im Biofilter über Nitrit zu Nitrat umgebaut. Das giftige Ammoniak steht mit dem ungiftigen Ammonium im pH- und Temperatur-abhängigen Gleichgewicht (s. Abb. 3). Symptome einer akuten Ammoniak-Vergiftungen sind entzündlich rote, geschwollene Kiemen und häufig geöffnete Kiemendeckel. Histologisch ist eine Hyperplasie des Kiemenepithels nachweisbar. Milde Hyperplasien können reversibel sein, schwere Hyperplasien sind irreversibel und führen fast immer, auch unter Sauerstofftherapie, zum Tod.

- **Nitrit-Vergiftung**

Nitrit wird aktiv über die Kiemen transportiert und ins Blut aufgenommen. Dort oxidiert es Hämoglobin zu Methämoglobin. Da Methämoglobin Sauerstoff weniger effizient bindet, zeigen betroffene Fische Symptome wie Lethargie und Luftschnappen an der Wasseroberfläche etc.

Aufgrund der braunen Färbung von Methämoglobin verfärben sich Blut und Kiemen entsprechend („Brown Blood Disease“).

- **Chlor- und Chloramin-Vergiftungen**

Bereits geringe Konzentrationen von Chlor oder Chloraminen im Haltungswasser führen zu Stress und gereizten Kiemen, häufig erkennbar an Rötung der Kiemen und erhöhter Schleimproduktion. Die Sauerstoffaufnahme ist dadurch eingeschränkt, und Tiere zeigen

häufig Anzeichen von Sauerstoffmangel. Hohe Konzentrationen sind tödlich. Die Quelle von Chlor oder Chloraminen ist häufig die Verwendung von städtischem Leitungswasser für die Haltung, besonders bei hygienischen Maßnahmen durch den Wassernetzbetreiber.

Gasblasenkrankheit

Die Gasblasenkrankheit (*Gas bubble disease*) ist ein Krankheitsbild, das aufgrund überhöhter Gassättigung im Haltungswasser auftritt. Es zeichnet sich durch das Auftreten von Blasen in den Kiemen und Kiemenfilamenten, unter der Haut und an den Augen aus. Diese können makroskopisch sichtbar sein (s. Abb. 5 A), aber auch im mikroskopischen Stadium bereits massive Gewebeschädigungen (s. Abb. 5 B) hervorrufen. Die Krankheitssymptomatik ist gekennzeichnet durch Embolien, Gewebeschädigungen (Emphyseme) oder entstehende Gasblasen, welche die Blutversorgung durch die Kapillaren verhindern.

Die Gründe für eine Übersättigung des Wassers mit atmosphärischen Gasen kann sowohl natürliche als auch technische Ursachen haben. So kann z. B. eine Gasübersättigung von Wasser durch ein sehr schnelles Aufheizen von kaltem, zu 100 % gasgesättigtem Wasser entstehen. Da wärmeres Wasser eine geringere Gaslöslichkeit hat als kaltes Wasser, ist das wärmere Wasser mit Gas übersättigt, das in der Folge langsam ausgasen wird. Auch technisch kann eine Gasübersättigung des Wassers hervorgerufen werden, indem zum Beispiel auf der Saugseite von Pumpen Luftblasen eingesaugt werden und diese dann unter Druck (z. B. nach einer Pumpe) im Wasser gelöst werden. Sinkt der Druck dann wieder, z. B. in einem Haltebecken, so ist das Wasser mit den gelösten Gasen übersättigt, die erst in Folge dann langsam wieder ausgasen. Die Erkrankung kann auch bei Versand während Flugtransporten auftreten, wenn z. B. der Druckausgleich im Flugzeug nicht funktioniert.

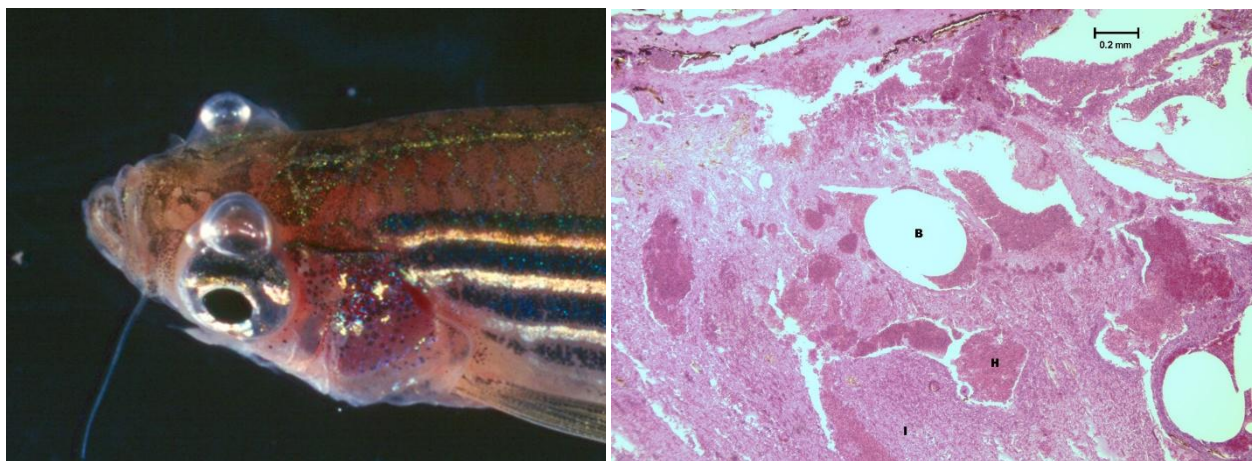


Abb. 5: A: Gasblasenkrankheit beim Zebrabärbling in einer extremen Ausprägung mit makroskopisch sichtbarer Blasenbildung. B: Gasblasenbildung histologisch im retrobulbären Gewebe [Nach zebrafish.org. Quelle: Speare 2010]

Kohlendioxid-Vergiftung

Mangelnde Pufferung in Kombination mit erhöhten CO₂-Werten (> 20 ppm) führen zu einer Erniedrigung des pH-Wertes und Ansäuerung des Haltungswassers durch Entstehung von Kohlensäure (H₂CO₃). Betroffene Fische wirken desorientiert, vergleichbar mit der initialen Wirkung von Anästhetika.

Schwermetall-Vergiftungen (z. B. mit Cu²⁺, Zn²⁺, Sn²⁺, Pb²⁺, As, Cr)

Schwermetalle können unter Umständen aktiv über die Kiemen aus dem Wasser aufgenommen und im Gewebe angereichert werden. Sie können je nach Schwermetall zu einer Vielzahl von Problemen führen, z. B. zu verbogener Wirbelsäule, fehlenden oder aufgerollten Kiemendeckeln, verzögerten Schlupfraten, geringeren Überlebenschancen von Larven, Entwicklungsstörungen, Neurotoxizität, geringerem Wachstum und chronischen Entzündungen. Geringe Wasserhärten potenzieren die Giftigkeit von zweiwertigen Schwermetallen, da diese Magnesium und Calcium in biologischen Prozessen ersetzen.

Messing und Rotgussbauteile, wie sie beispielsweise in Druckminderern und Messuhren verbaut werden, sind häufig eine Quelle für Schwermetallvergiftungen, v. a. wenn entsalztes Wasser (Reverse Osmose oder vollentsalzt) genutzt wird. Deshalb ist eine genaue Kenntnis der Infrastruktur-Installationen wichtig. Chrom findet sich häufig in industriell „decapsulated“ Artemien-Zysten aus China.

Folgen zu geringer Wasserhärte

Die Wasserhärte wird maßgeblich durch zweiwertige Ionen (Magnesium, Calcium etc.) definiert. Bei einer unzureichenden Wasserhärte kommt es zu einem Calciummangel mit den entsprechenden Problemen bei der Knochenbildung, der Osmoregulation, der Blutgerinnung und vielen weiteren physiologischen Prozessen, bei denen Calcium als *second messenger* genutzt wird. Darüber hinaus wird auch die Pufferkapazität des Wassers vermindert, was zu starken Schwankungen der Wasserparameter führen kann. Daher ist ein Mindestmaß an Wasserhärte zu berücksichtigen.

Altersbedingte Veränderungen

Zebrabärblinge zeigen wie Menschen im Lauf ihres Lebens eine Verkürzung der Telomere in zahlreichen Geweben (Carneiro, Castro und Ferreira 2016). Damit einhergehend sind häufig typische altersbedingte Veränderungen. Beispiele sind unter anderen durch Muskeldegeneration verursachte Wirbelsäulenverkrümmungen (Gerhard *et al.* 2002), zurückgehende Reproduktionsfähigkeit, häufigeres Auftreten von Tumoren und pathologischen Läsionen, höhere Anfälligkeit für Infektionen sowie Entzündungen der inneren Organe.

Wann diese Alterserscheinung auftreten, ist stark vom jeweiligen Stamm abhängig (Gerhard *et al.* 2002). Außerhalb von „Seneszenz-Studien“ sollten Zebrabärblinge aufgrund der oben beschriebenen, nachteiligen Veränderungen mit Eintreten von Alterserscheinungen aus der Experimentalhaltung entfernt werden (Kent *et al.* 2020). Unter Analogie zu § 28 TierSchVersV kann eine Tötung gerechtfertigt sein, wenn ein Weiterleben des Tieres nur unter mehr als geringfügigen Schmerzen, Leiden oder Schäden möglich ist.

7. Literatur

- Abozaid H, Wessels S, Hörstgen-Schwark G 2012: Elevated temperature applied during gonadal transformation leads to male bias in Zebrafish (*Danio rerio*). Sex. Dev. 6 (4):201–209
- Ablain J, Zon LI. 2013. Of fish and men: using zebrafish to fight human diseases. Trends Cell Biol 23(12): 584–86. <https://doi.org/10.1016/j.tcb.2013.09.009>.
- Aleström P, D'Angelo L, Midtlyng PJ, Schorderet DF, Schulte-Merker S, Sohm F, Warner S. 2020. Zebrafish: Housing and husbandry recommendations. Lab Anim 54(3):213-224. <https://doi.org/10.1177/0023677219869037>.
- Amaral FUI, Pompermaier A, Almeida PA, Freddo N, do Prado LDDS, Tamagno WA, Reolon G, Veneral ALR, Lampugnani JAD, Dos Santos HC, Gorroterrazú A, Barcellos LJG. 2024. Zebrafish Maintenance Conditions Affect Behavioral and Biochemical Biomarkers: A Possible Interfering Factor on the Research Results. Zebrafish 21(5):312-319. <https://doi.org/10.1089/zeb.2024.0137>.
- Amoser S, Ladich F. 2005. Are hearing sensitivities of freshwater fish adapted to the ambient noise in their habitats? J Exp Biol 208 (Pt 18):3533-3542. <https://doi.org/10.1242/jeb.01809>.
- Amoser S, Ladich F. 2010. Year-round variability of ambient noise in temperate freshwater habitats and its implications for fishes. Aquat Sci 72(3):371-378. <https://doi.org/10.1007/s00027-010-0136-9>.
- Avitan L, Pujic Z, Mölter J, McCullough M, Zhu S, Sun B, Myhre AE, Goodhill GJ. 2020. „Behavioral Signatures of a Developing Neural Code“. Current Biology 30 (17): 3352-3363.e5. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2020.06.040>.
- Barcellos HHA, Koakoski G, Chaulet F, Kirsten KS, Kreutz LC, Kalueff AV, Barcellos LJG. 2018. The effects of auditory enrichment on zebrafish behavior and physiology. PeerJ 6:5162. <https://doi.org/10.7717/peerj.5162>.
- Brand M, Granato M, Nüsslein-Volhard C. 2002, Keeping and raising zebrafish, in Nüsslein-Volhard C, Dahm R (eds), *Zebrafish: A Practical Approach* (Oxford, 2002;), <https://doi.org/10.1093/oso/9780199638086.003.0002>.
- Carneiro MC, de Castro IP, Ferreira MG. 2016. Telomeres in aging and disease: lessons from zebrafish“. Dis Model Mech 9(7):737-848. <https://doi.org/10.1242/dmm.025130>.
- Castranova D, Lawton A, Lawrence C, Baumann DP, Best J, Coscolla J, Doherty A, Ramos J, Hakkestee J, Wang C, Wilson C, Malley J, Weinstein BM. 2011. The effect of stocking densities on reproductive performance in laboratory zebrafish (*Danio rerio*). Zebrafish 8(3):141-146. <https://doi.org/10.1089/zeb.2011.0688>.
- Clift D, Richendrer H, Thorn RJ, Colwill RM, Creton R. 2014. High-throughput analysis of behavior in zebrafish larvae: effects of feeding“. Zebrafish 11(5):455-461. <https://doi.org/10.1089/zeb.2014.0989>.
- Council of Europe (18.03.1986): Europäisches Übereinkommen zum Schutz der für Versuche und andere wissenschaftliche Zwecke verwendeten Wirbeltiere: European Treaty Series - No. 123. 1986.
Online verfügbar unter <https://www.coe.int/de/web/conventions/full-list/-/conventions/treaty/123>, zuletzt geprüft am 22.02.2021.
- Cousin X, Daouk T, Péan S, Lyphout L, Schwartz ME, Bégout ML. 2012. Electronic individual identification of zebrafish using radio frequency identification (RFID) microtags. J Exp Biol 215(Pt 16):2729-2734. <https://doi.org/10.1242/jeb.071829>.
- Crim MJ, Riley LK. 2012. Viral diseases in zebrafish: what is known and unknown. ILAR J 53(2):135-143. <https://doi.org/10.1093/ilar.53.2.135>.

- Dahm R, Geisler R, Nüsslein-Volhard C. 2006. Zebrafish (*Danio rerio*) Genome and Genetics. In: Meyers RA (Hrsg), Encyclopedia of Molecular Cell Biology and Molecular Medicine, Wiley-VCH: Weinheim. <https://doi.org/10.1002/3527600906.mcb.200400059>.
- Darrow KO, Harris WA. 2004. Characterization and development of courtship in zebrafish, *Danio rerio*. Zebrafish 1(1):40-45. <https://doi.org/10.1089/154585404774101662>.
- DIN EN ISO 15088:2009-06, Wasserbeschaffenheit - Bestimmung der akuten Toxizität von Abwasser auf Zebrafisch-Eier (*Danio rerio*) (ISO_15088:2007); Deutsche Fassung EN_ISO_15088:2008. <https://doi.org/10.31030/1495364>.
- Ebeling JM, Timmons MB. 2012. Recirculating Aquaculture Systems. In Aquaculture Production Systems, J.H. Tidwell (Ed.). <https://doi.org/10.1002/9781118250105.ch11>
- Emerson K, Russo RC, Lund RE, Thurston RV. 1975. Aqueous Ammonia Equilibrium Calculations: Effect of pH and Temperature. J Fish Res Board Canada 32(12):2379-2383. <https://doi.org/10.1139/f75-274>.
- Engeszer RE, Patterson LB, Rao AA, Parichy DM. 2007. Zebrafish in the wild: a review of natural history and new notes from the field. Zebrafish 4(1):21-40. <https://doi.org/10.1089/zeb.2006.9997>.
- Europäisches Parlament; Europäischer Rat. 2010. Richtlinie 2010/63/EU des Europäischen Parlaments und des Rates vom 22. September 2010 zum Schutz der für wissenschaftliche Zwecke verwendeten Tiere. OJ L. Bd. 276. <https://eur-lex.europa.eu/legal-content/DE/ALL/?uri=CELEX%3A32010L0063>, zuletzt geprüft am 22.02.2021.
- Europäische Kommission. 2024. Delegierte Richtlinie (EU) 2024/1262 der Kommission vom 13. März 2024 zur Änderung der Richtlinie 2010/63/EU des Europäischen Parlaments und des Rates hinsichtlich der Anforderungen an die Einrichtungen und an die Pflege und Unterbringung der Tiere sowie hinsichtlich der Methoden zur Tötung der Tiere. http://data.europa.eu/eli/dir_del/2024/1262/oj/deu.
- Fang F. 2003. Phylogenetic Analysis of the Asian Cyprinid Genus *Danio* (Teleostei, Cyprinidae)". Copeia 2003(4):714–28. <https://doi.org/10.1643/IA03-131.1>.
- Feng J, Guo Y, Gao Y, Zhu L. 2016. Effects of Hypoxia on the Physiology of Zebrafish (*Danio rerio*): Initial Responses, Acclimation and Recovery. Bull Environ Contam Toxicol 96(1):43-48. <https://doi.org/10.1007/s00128-015-1668-4>.
- Gallas-Lopes M, Benvenuti R, Donzelli NIZ, Marcon M. 2023. A Systematic Review of the Impact of Environmental Enrichment in Zebrafish. Lab Anim 52(12):332-343. <https://doi.org/10.1038/s41684-023-01288-w>.
- Gerhard GS, Kauffman EJ, Wang X, Stewart R, Moore JL, Kasales CJ, Demidenko E, Cheng KC. 2002. Life spans and senescent phenotypes in two strains of Zebrafish (*Danio rerio*). Exp Gerontol 37(8-9):1055-1068. [https://doi.org/10.1016/S0531-5565\(02\)00088-8](https://doi.org/10.1016/S0531-5565(02)00088-8).
- Gerlai, R. 2013. Antipredatory Behavior of Zebrafish: Adaptive Function and a Tool for Translational Research. Evol Psychol 11(3): 591-605. <https://doi.org/10.1177/147470491301100308>.
- Goolish EM, Evans R, Okutake K, Max R. 1998. Chamber Volume Requirements for Reproduction of the Zebrafish *Danio rerio*". Prog Fish-Culturist, 60(2):127-132. [https://doi.org/10.1577/1548-8640\(1998\)060<0127:CVRFRO>2.0.CO;2](https://doi.org/10.1577/1548-8640(1998)060<0127:CVRFRO>2.0.CO;2).
- Hamilton F. 1822. An account of the fishes found in the river Ganges and its branches. A Constable:Edinburgh. <https://doi.org/10.5962/bhl.title.6897>.
- Hohn C, Petrie-Hanson L. 2013. Evaluation of visible implant elastomer tags in zebrafish (*Danio rerio*). Biol Open 2(12):1397-1401. <https://doi.org/10.1242/bio.20136460>.

- Hosseini S, Trakooljul N, Hirschfeld M, Wimmers K, Simianer H, Tetens J, Sharifi AR, Brenig B. 2022. Epigenetic Regulation of Phenotypic Sexual Plasticity Inducing Skewed Sex Ratio in Zebrafish. *Front. Cell Dev. Biol.* 10:880779. doi: 10.3389/fcell.2022.880779
- Hutter S, Hettyey A, Penn DJ, Zala SM. 2012. Ephemeral Sexual Dichromatism in Zebrafish (*Danio rerio*). *Ethology* 118 (12):1208-1218. <https://doi.org/10.1111/eth.12027>.
- Jorge S, Félix L, Costas B, Valentim AM. 2023. Housing Conditions Affect Adult Zebrafish (*Danio rerio*) Behavior but Not Their Physiological Status. *Animals* 13(6):1120. <https://doi.org/10.3390/ani13061120>.
- Kent ML, Sanders JL, Spagnoli S, Al-Samarrie CE, Murray KN. 2020. Review of diseases and health management in zebrafish *Danio rerio* (Hamilton 1822) in research facilities. *J Fish Dis* 43(6):637-650. <https://doi.org/10.1111/jfd.13165>.
- Kistler C, Hegglin D, Würbel H, König B. 2011. Preference for structured environment in zebrafish (*Danio rerio*) and checker barbs (*Puntius oligolepis*). *Appl Anim Behav Sci* 135(4):318-327. <https://doi.org/10.1016/j.applanim.2011.10.014>.
- Kommission der Europäischen Gemeinschaften (06.08.2009): Verordnung (EG) Nr. 710/2009 der Kommission vom 5. August 2009 zur Änderung der Verordnung (EG) Nr. 889/2008 mit Durchführungsvorschriften zur Verordnung (EG) Nr. 834/2007 des Rates im Hinblick auf Durchführungsvorschriften für die Produktion von Tieren und Meeresalgen in ökologischer/biologischer Aquakultur. 2009. OJ L. Bd. 204.
- Krachni AY, Busch R, Brakus I, Schumann A, Wilzopolski J, et al. (2026) Introduction of artificial plants has no detrimental or beneficial effects on laboratory zebrafish husbandry but limits available swimming space. *PLOS ONE* 21(5): e0348591. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0348591>
- Lammer E, Carr GJ, Wendler K, Rawlings JM, Belanger SE, Braunbeck T. 2009. Is the fish embryo toxicity test (FET) with the zebrafish (*Danio rerio*) a potential alternative for the fish acute toxicity test? *Comp Biochem Physiol C Toxicol Pharmacol.* 149(2):196-209. <https://doi.org/10.1016/j.cbpc.2008.11.006>.
- Lara RA, Vasconcelos RO. 2019. Characterization of the Natural Soundscape of Zebrafish and Comparison with the Captive Noise Conditions. *Zebrafish* 16(2):152-164. <https://doi.org/10.1089/zeb.2018.1654>.
- Lawrence C, Adatto I, Best J, James A, Maloney K. 2012. Generation time of zebrafish (*Danio rerio*) and medakas (*Oryzias latipes*) housed in the same aquaculture facility. *Lab Animal (NY)* 41(6):158-165. <https://doi.org/10.1038/labon0612-158>.
- López-Olmeda JF, Sánchez-Vázquez FJ. 2011. Thermal biology of zebrafish (*Danio rerio*). *J Thermal Biol* 36(2):91–104. <https://doi.org/10.1016/j.jtherbio.2010.12.005>.
- López-Olmeda JF, Sánchez-Vázquez FJ. 2009. „Zebrafish temperature selection and synchronization of locomotor activity circadian rhythm to ahemeral cycles of light and temperature“. *Chronobiol Int* 26(2):200-218. <https://doi.org/10.1080/07420520902765928>.
- Mayden RL, Tang KL, Conway KW, Freyhof J, Chamberlain S, Haskins M, Schneider L, Sudkamp M, Wood RM, Agnew M, Bufalino A, Sulaiman Z, Miya M, Saitoh K, He S. 2007. Phylogenetic relationships of *Danio* within the order Cypriniformes: a framework for comparative and evolutionary studies of a model species“. *J Exp Zool B Mol Dev Evol* 308(5):642-654. <https://doi.org/10.1002/jez.b.21175>.
- McClure MM, McIntyre PB, McCune AR. 2006. Notes on the natural diet and habitat of eight danionin fishes, including the zebrafish *Danio rerio*. *J Fish Bio* 69(2):553-570. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.2006.01125.x>.

- Mearns DS, Donovan JC, Fernandes AM, Semmelhack JL, Baier H. 2020. Deconstructing Hunting Behavior Reveals a Tightly Coupled Stimulus-Response Loop. *Curr Biol* 30(1):54–69e9. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2019.11.022>.
- Miller NY, Gerlai R. 2011. Shoaling in zebrafish: what we don't know. *Rev Neurosci* 22(1):17-25. <https://doi.org/10.1515/RNS.2011.004>.
- Mocho J-P, Collymore C, Farmer SC, Leguay E, Murray KN, Pereira N. 2022. FELASA-AALAS Recommendations for Monitoring and Reporting of Laboratory Fish Diseases and Health Status, with an Emphasis on Zebrafish (*Danio Rerio*). *Comp Med* 72(3):127-148. <https://doi.org/10.30802/AALAS-CM-22-000034>.
- Nelson JS, Grande T, Wilson MVH, Wilson MV. 2016. *Fishes of the world*. Fifth edition. Hoboken, New Jersey: John Wiley & Sons.
- Ng ANY, Jong-Curtain TA, Mawdsley DJ, White SJ, Shin J, Appel B, Dong PDS, Stainier DYR, Heath JK. 2005. Formation of the digestive system in zebrafish: III. Intestinal epithelium morphogenesis. *Dev Biol* 286(1):114-135. <https://doi.org/10.1016/j.ydbio.2005.07.013>.
- Parichy DM. 2015. Advancing biology through a deeper understanding of zebrafish ecology and evolution. *Elife* 4:e05635. <https://doi.org/10.7554/eLife.05635>.
- Parichy DM, Elizondo MR, Mills MG, Gordon TN, Engeszer RE. 2009. Normal table of postembryonic zebrafish development: staging by externally visible anatomy of the living fish. *Dev Dyn* 238(12):2975–3015. <https://doi.org/10.1002/dvdy.22113>.
- Pavlidis M, Digka N, Theodoridi A, Campo A, Barsakis K, Skouradakis G, Samaras A, Tsalafouta A. 2013. Husbandry of zebrafish, *Danio rerio*, and the cortisol stress response. *Zebrafish* 10(4):524-531. <https://doi.org/10.1089/zeb.2012.0819>.
- Phillips JB, Westerfield M. 2014. Zebrafish models in translational research: tipping the scales toward advancements in human health. *Dis Model Mech* 7(7):739-743. <https://doi.org/10.1242/dmm.015545>.
- Popper AN, Sisneros JA. 2022. The Sound World of Zebrafish: A Critical Review of Hearing Assessment. *Zebrafish* 19(2):37-48. doi:10.1089/zeb.2021.0063
- Rauch GJ, Granato M, Haffter P. 1997. A polymorphic zebrafish line for genetic mapping using SSLPs on high-percentage agarose gels. *Tech Tips Online* 2(1):148-150. [https://doi.org/10.1016/S1366-2120\(08\)70068-0](https://doi.org/10.1016/S1366-2120(08)70068-0).
- Rees BB, Sudradjat FA, Love JW. 2001. Acclimation to hypoxia increases survival time of zebrafish, *Danio rerio*, during lethal hypoxia. *J Ex Zool* 289(4):266-272. [https://doi.org/10.1002/1097-010x\(20010401/30\)289:4<266::aid-jez7>3.0.co;2-5](https://doi.org/10.1002/1097-010x(20010401/30)289:4<266::aid-jez7>3.0.co;2-5).
- Roch S, Friedrich C, Brinker A. 2020. Uptake routes of microplastics in fishes: practical and theoretical approaches to test existing theories. *Sci Rep* 10(1):3896. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-60630-1>.
- Sabet SS, Wesdorp K, van Dooren D, Slabbekoorn H. 2016. Sound affects behavior of captive zebrafish: Always consider the potential for acoustic effects on your laboratory tests. *Proc Mtgs Acoust* 27:010010. <https://doi.org/10.1121/2.0000248>.
- Schnurr ME, Yin Y, Scott GR. 2014. Temperature during embryonic development has persistent effects on metabolic enzymes in the muscle of zebrafish. *J Exp Biol* 217(Pt 8):1370-1380. <https://doi.org/10.1242/jeb.094037>.
- Schroeder P, Jones S, Young IS, Sneddon LU. 2014. What do zebrafish want? Impact of social grouping, dominance and gender on preference for enrichment. *Lab Anim (NY)* 48(4):328-337. <https://doi.org/10.1177/0023677214538239>.

- Scientific Committee on Health, Environmental and Emerging Risks. 2023. „SCHEER - Revision of Annexes III and IV of Directive 2010/63/EU on the Protection of Animals Used for Scientific Purposes Regarding Accommodation Parameters and Methods of Killing for Zebrafish, and Accommodation Parameters for Passerine Birds - European Commission“. Final Opinion. https://health.ec.europa.eu/publications/scheer-revision-annexes-iii-and-iv-directive-201063eu-protection-animals-used-scientific-purposes_en.
- Scott GR, Johnston IA. 2012. Temperature during embryonic development has persistent effects on thermal acclimation capacity in zebrafish. *Proc Natl Acad Sci* 109(35):14247-14252. <https://doi.org/10.1073/pnas.1205012109>.
- Sessa AK, White R, Houvras Y, Burke C, Pugach E, Baker B, Gilbert R, Look AT, Zon LI. 2008. The effect of a depth gradient on the mating behavior, oviposition site preference, and embryo production in the zebrafish, *Danio rerio*. *Zebrafish* 5(4):335-339. <https://doi.org/10.1089/zeb.2008.0535>.
- Singleman C, Holtzman NG. 2014. Growth and maturation in the zebrafish, *Danio rerio*: a staging tool for teaching and research. *Zebrafish* 11(4):396-406. <https://doi.org/10.1089/zeb.2014.0976>.
- Speare DJ. 2010. Disorders associated with exposure to excess dissolved gases. In: Leatherland JF, Woo PTK (Hrsg). *Fish diseases and disorders: Volume 2: Non-infectious disorders*, 2nd ed., pp 342-356. Wallingford, UK: CABI. <https://doi.org/10.1079/9781845935535.0342>.
- Spence R, Fatema MK, Reichard M, Huq KA, Wahab MA, Ahmed ZF, Smith C. 2006. The distribution and habitat preferences of the zebrafish in Bangladesh. *J Fish Biol* 69(5):1435-1448. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.2006.01206.x>.
- Spence R, Gerlach G, Lawrence C, Smith C. 2008. The behaviour and ecology of the zebrafish, *Danio rerio*. *Biol Rev Camb Philos Soc* 83(1):13–34. <https://doi.org/10.1111/j.1469-185X.2007.00030.x>.
- Stevens CH, Reed BT, Hawkins P. 2021. Enrichment for Laboratory Zebrafish-A Review of the Evidence and the Challenges. *Animals (Basel)* 11(3):698. <https://doi.org/10.3390/ani11030698>.
- Stewart S, Le Bleu HK, Yette GA, Henner AL, Robbins AE, Braunstein JA, Stankunas K. 2021. longfin causes cis-ectopic expression of the *kcnh2a* ether-a-go-go K⁺ channel to autonomously prolong fin outgrowth. *Development* 148 (11):dev199384. <https://doi.org/10.1242/dev.199384>.
- Strähle U, Grabher C. 2010. The zebrafish embryo as a model for assessing off-target drug effects. *Dis Model Mech* 3(11–12):689-692. <https://doi.org/10.1242/dmm.006312>.
- Strähle U, Scholz S, Geisler R, Greiner P, Hollert H, Rastegar S, Schumacher A, Selderslaghs I, Weiss C, Witters H, Braunbeck T. 2012. Zebrafish embryos as an alternative to animal experiments - a commentary on the definition of the onset of protected life stages in animal welfare regulations. *Reprod Toxicol* 33(2):128-132. <https://doi.org/10.1016/j.reprotox.2011.06.121>.
- Sundin J, Morgan R, Finnøen MH, Dey A, Sarkar K, Jutfelt F. 2019. On the Observation of Wild Zebrafish (*Danio rerio*) in India. *Zebrafish* 16(6):546-553. <https://doi.org/10.1089/zeb.2019.1778>.
- Tsang B, Zahid H, Ansari R, Lee RC, Partap A, Gerlai R. 2017. Breeding Zebrafish: A Review of Different Methods and a Discussion on Standardization. *Zebrafish* 14(6):561–573. <https://doi.org/10.1089/zeb.2017.1477>.
- Villamizar N, Vera LM, Foulkes NS, Sánchez-Vázquez FJ. 2014. Effect of lighting conditions on zebrafish growth and development. *Zebrafish* 11(2):173-181. <https://doi.org/10.1089/zeb.2013.0926>.
- Wang J, Song Q, Yu D, Yang G, Xia L, Su K, Shi H, Wang J, Yin S. 2015. Ontogenetic development of the auditory sensory organ in zebrafish (*Danio rerio*): changes in hearing sensitivity and related morphology. *Sci Rep* 5:15943. <https://doi.org/10.1038/srep15943>.

- Watanabe M, Iwashita M, Ishii M, Kurachi Y, Kawakami A, Kondo S, Okada N. 2006. Spot pattern of leopard *Danio* is caused by mutation in the zebrafish connexin41.8 gene. EMBO Rep 7(9):893-897. <https://doi.org/10.1038/sj.embor.7400757>.
- Westerfield, M. 2000. The zebrafish book. A guide for the laboratory use of zebrafish (*Danio rerio*). 4th ed., Univ. of Oregon Press, Eugene; <https://zfinfo.org/zfinfo/zfbook/chapt10.html#wptohhtml16>, accessed: 19.05.2026
- White RM, Sessa A, Burke C, Bowman T, LeBlanc J, Ceol C, Bourque C, Dovey M, Goessling W, Burns CE, Zon LI. 2008. Transparent adult zebrafish as a tool for *in vivo* transplantation analysis. Cell Stem Cell 2(2):183-189. <https://doi.org/10.1016/j.stem.2007.11.002>.
- Wilson CA, High SK, McCluskey BM, Amores A, Yan YL, Titus TA, Anderson JL, Batzel P, Carvan MJ 3rd, Scharl M, Postlethwait JH. 2014. Wild sex in zebrafish: loss of the natural sex determinant in domesticated strains. Genetics 198(3):1291-308. <https://doi.org/10.1534/genetics.114.169284>.
- Yokogawa T, Marin W, Faraco J, Pézeron G, Appelbaum L, Zhang J, Rosa F, Mourrain P, Mignot E. 2007. Characterization of sleep in zebrafish and insomnia in hypocretin receptor mutants. PLoS Biol 5 (10):277. <https://doi.org/10.1371/journal.pbio.0050277>.
- Zhai W, Huang Z, Chen L, Feng C, Li B, Li T. 2014. Thyroid endocrine disruption in zebrafish larvae after exposure to mono-(2-ethylhexyl) phthalate (MEHP). PLoS One 9(3):92465. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0092465>.

Haftungsausschluss

Die Nutzung und Verwendung der Veröffentlichungen (Fachinformationen, Stellungnahmen, Hefte, Empfehlungen, u. ä.) der Gesellschaft für Versuchstierkunde GV-SOLAS und die Umsetzung der darin enthaltenen Informationen und Inhalte erfolgt ausdrücklich auf eigenes Risiko der jeweiligen Nutzer*innen oder Verwender*innen.

Die GV-SOLAS und auch die Autor*innen können für etwaige Unfälle und Schäden jeder Art, die sich durch die Nutzung der Veröffentlichung ergeben, keine Haftung übernehmen.

Die GV-SOLAS übernimmt keine Haftung für Schäden jeglicher Art, die durch die Nutzung der Webseite und das Herunterladen der Vorlagen entstehen. Ebenfalls haftet die GV-SOLAS nicht für unmittelbare oder mittelbare Folgeschäden, Datenverlust, entgangenen Gewinn, System- oder Produktionsausfälle.

Haftungsansprüche gegen die GV-SOLAS und die Autor*innen für Schäden materieller oder ideeller Art, die durch die Nutzung oder Nichtnutzung der Informationen bzw. durch die Nutzung fehlerhafter und/oder unvollständiger Informationen verursacht wurden, sind grundsätzlich ausgeschlossen.

Schadenersatzansprüche sind daher sowohl gegen die Gesellschaft für Versuchstierkunde GV-SOLAS wie auch gegen die Autor*innen ausgeschlossen.

Die Werke inklusive aller Inhalte wurden unter größter wissenschaftlicher Sorgfalt erarbeitet. Gleichwohl übernehmen die GV-SOLAS und die Autor*innen keinerlei Gewähr und keine Haftung für die Aktualität, Korrektheit, Vollständigkeit und Qualität der bereitgestellten Informationen, ebenso nicht für Druckfehler.

Es kann keine juristische Verantwortung sowie Haftung in irgendeiner Form für fehlerhafte Angaben und daraus entstandene Folgen von der GV-SOLAS und den Autor*innen übernommen werden.

Für die Inhalte von den in diesen Veröffentlichungen abgedruckten Internetseiten sind überdies ausschließlich die Betreiber der jeweiligen Internetseiten verantwortlich.

Die GV-SOLAS und die Autor*innen haben keinen Einfluss auf Gestaltung und Inhalte fremder Internetseiten und distanzieren sich daher von allen fremden Inhalten.