Abhandlungen aus dem Westfälischen Museum für Naturkunde, Band **77** (2014): 117-160

Untersuchungen und Monitoring von Amphibien mit Wasserfallen aus einfachen Mitteln

Martin Schlüpmann (Oberhausen/Hagen)

Zusammenfassung

Das Monitoring erfordert an eine Fangmethode ein hohes Maß an Standardisierung, eine langfristige Wiederholbarkeit und beim Einsatz ein großes Maß an Repräsentativität. Fallenfangmethoden können dies erfüllen, wenn die Fallen auch zukünftig verfügbar sind und wenn nicht zu wenige in einem Gewässer ausgelegt werden. Reusenfallen aus Plastikflaschen (einschließlich der Eimerfallen) sind einfach herzustellen, unvergleichlich billig und langfristig verfügbar. Sie sind weltweit erprobt. Zahlreiche Varianten sind einfach zu konstruieren und erlauben auch sehr spezielle Untersuchungen. Bau und Einsatz der Fallen werden beschrieben.

Der Vergleich der Fängigkeit von Flaschenreusen am Ufer und schwimmenden Eimerreusen zeigt zunächst eine weitaus größere Fängigkeit der Flaschenreusen-Öffnungen. Dies bestätigt sich bei den meisten Molchen, Molchlarven und Kaulquappen. Arten, Geschlechter und Larven, die aufgrund ihrer Lebensweise und räumlichen Einnischung eher in Eimerreusen gefangen werden, sind Teichmolch- und Kammmolch-Männchen sowie Kammmolch-Larven. Dies erfordert für eine bessere Repräsentativität den kombinierten Einsatz beider Fallentypen. Auch für das Kammmolch-Monitoring ist der Einsatz von Eimerreusen unverzichtbar.

Die ermittelten Aktivitätsdichten sind für Vergleiche ökologischer Gilden (Molche, Schwanzlurch-Larven, Kaulquappen), räumliche Vergleiche und die Darstellung zeitlicher Entwicklungen geeignete Indikatoren.

Schlüsselbegriffe: Monitoring, Fangmethodik, Flaschenreusen, Eimerreusen, Fängigkeit, Selektivität des Fangs, Molche, Molchlarven: *Mesotriton alpestris*, *Lissotriton helveticus*, *L. vulgaris*, *Triturus cristatus*, Kaulquappen: *Bufo bufo*, *Rana temporaria*, *Rana arvalis*, *Pelophylax* sp., Aktivitätsdichten

Summary

Studies and monitoring of amphibians with funnel traps made of simple accessories

The monitoring of amphibian populations requires a trapping method with a high degree of standardization, long-term repeatability and a high degree of representativeness in use. Trapping methods can accomplish this, if the traps are also available in the future and if not only a few traps are placed in a pond. Funnel traps in the form of plastic bottles (including the bucket traps) are easy to build, very cheap and available long term. They are tested worldwide. Numerous variations are simple to construct and allow very specific studies. Construction and use of the traps are described.

A comparison of the catch rate of bottle funnel traps positioned on the bank and floating bucket funnel traps shows a far greater catch rate for bottle traps. This is confirmed in most newts, newt larvae and tadpoles. Because of their lifestyle and ecological niches, males of smooth and crested newt and larvae of crested newt are more likely to be caught in bucket funnel traps. For a better repressentativeness of trapping the combined use of both types of funnel trap is required. Also for crested newt monitoring, the use of bucket funnel traps is essential.

The measured activity densities allow comparisons of ecological guilds (newts, salamander larvae and tadpoles), spatial comparisons and a representation of temporal trends of populations.

Key words: monitoring, catching methods, bottle funnel traps, bucket funnel traps, catchability, selectivity of catch, newts, newt larvae: *Mesotriton alpestris*, *Lissotriton helveticus*, *L. vulgaris*, *Triturus cristatus*, tadpoles: *Bufo bufo*, *Rana temporaria*, *Rana arvalis*, *Pelophylax* sp., activity densities.

Einleitung

Während die Verbreitung gut und die Habitate der Amphibien in Mitteleuropa einigermaßen bekannt sein dürften, kommt es zunehmend darauf an, die Bestandsentwicklung zu erfassen und zu dokumentieren. Das ist eigentlich bereits seit den 1970er Jahren eine erklärte Zielsetzung herpetofaunistischer Forschung und des Naturschutzes. Rote Listen werden, seit FELDMANN (1976) eine solche für Westfalen und BLAB et al. (1977) für Westdeutschland vorlegten, in regelmäßigen Abständen erarbeitet und veröffentlicht. Auch fordert der gesetzliche Artenschutz, insbesondere die FFH-Richtlinie der Europäischen Union, eine regelmäßige Beurteilung des Erhaltungszustandes der geschützten Arten.

Das wichtigste Kriterium ist in allen Fällen die Bestandsentwicklung. Hier sind daher reale absolute, oder doch wenigstens relative Zahlen in zeitlicher Abfolge notwendig, um den Status der Arten zu bewerten. Trotz solcher Ziele und Forderungen liegen fundierte quantitative Datenreihen heimischer Amphibien kaum vor. Die Einschätzungen des Gefährdungsstatus, aber auch des Erhaltungszustandes bleiben so allgemeine, bestenfalls gute Einschätzungen von Experten (vgl. SCHLÜPMANN et al. 1999, 2011). Das Monitoring von Amphibienarten steckt demnach in vielen Fällen in den Kinderschuhen. Das wird sich auch nur wenig ändern, da relevante Daten über einen längeren Zeitraum bis heute fast nur von engagierten ehrenamtlichen Arbeitskreisen erarbeitet werden und seitens der Behörden nur wenig Bereitschaft besteht, Personal und Gelder für ein Monitoring bereitzustellen. Speziell das Europarecht mit seinen unabweisbaren Forderungen scheint aber eine leichte Änderung der unbefriedigenden Situation zu bewirken, und zumindest teilweise hat in den Bundesländern ein Monitoring begonnen.

Vorerst beschränkt sich das Monitoring weitgehend auf Arten, die in den Anhängen II und IV der FFH-Richtlinie genannt werden, womit viele Arten, darunter sogar stark gefährdete unbeachtet bleiben. Daraus ergibt sich meines Erachtens die Forderung, im Zuge des Monitorings nicht nur die Zielarten (z. B. den Kammmolch), sondern grundsätzlich auch die „Beifänge“ (alle Molcharten und Amphibienlarven) zu protokolieren.

Die methodischen Grundlagen der Monitoringprogramme sind, dem Föderalismus geschuldet, leider uneinheitlich oder erscheinen oft wenig praktikabel. Die fehlende fachliche Basis und die länderspezifischen Unterschiede lassen das Monitoring in Deutschland wie unkoordinierte Versuchsreihen erscheinen.

Zumindest in Fachkreisen besteht sicher Einigkeit darin, dass für die Erfassung von Molchen – insbesondere Kammmolchen – Fallenfang das praktikabelste Mittel der Wahl ist.

Teil I
Einfache Reusenfallen

Auf die Bedeutung von Flaschen- und Eimerreusen, ihre Konstruktion, ihren Einsatz und die zu erzielenden Ergebnisse bin ich bereits an anderer Stelle eingegangen, so dass ich hier auch auf die beiden Publikationen verweisen möchte (SCHLÜPMANN 2007, 2009).

Kunststoffflaschen aus PET (Polyethylenterephthalat) wurden in den 1960er Jahren entwickelt (http://de.wikipedia.org/wiki/PET-Flasche) und sind seit vielen Jahren weltweit im Getränkehandel verbreitet. Flaschenreusen aus solchen PET-Flaschen werden vor allem seit den 1980er Jahren weltweit bei der Erfassung von Amphibien (und Wasserinsekten) eingesetzt (vgl. z. B. CALEF 1973, GRIFFITHS 1985, KÜHNEL & RIECK 1988, FASOLA & CANOVA 1992, RICHTER 1995, GRIFFITHS et al. 1996, BERGER 2000, KUPFER 2001, SPARLING et al. 2001, WILLSON & DORCAS 2003, KOLOZSVARY 2003, CRESSWELL & WHITWORTH 2004, KARLSSON 2004, MICACCHION 2004, HALLIDAY 2006, BRIGGS et al. 2006, GONSCHORREK 2011, 2013). Dabei werden immer wieder auch Varianten wie schwimmende Flaschenreusen (z. B. KUPFER 2001) oder abweichende Konstruktionen (z. B. JEHLE et al. 2000, SPARLING et al. 2001, BLIESENER & SCHLÜPMANN 2014) entwickelt und verwendet. Auch die schwimmenden Eimerreusen (ORTMANN unveröff., SCHLÜPMANN 2007, 2009, WEINBERG & DALBECK 2009, GONSCHORREK 2011, 2014) und die Acrylglas-Reusenfallen (LÜSCHER & ALTHAUS 2009) kann man wegen ihrer Reusenöffnungen aus Flaschenköpfen zu dieser Fallenfamilie zählen. Damit dürfte die Flaschenreuse weltweit die am häufigsten verwendete Fallenfang-Methode in der Amphibienerfassung sein.

1 Flaschenreusen

Verwendet werden jeweils zwei 1,5 L-Flaschen, wegen der besseren Stabilität werden Pfandflaschen bevorzugt: Eine wird ca. 1-2 cm unterhalb der Verjüngung geköpft, der Kopf wird als Reuse verwendet, der verbleibende Torso und der Flaschendeckel werden entsorgt. Die zweite Flasche wird oberhalb des Fußes abgeschnitten, der Torso mit Kopf und Deckel wird als Fallenkörper verwendet, der Fuß entsorgt. Der Flaschenkopf der ersten wird als Reuse in die Fußöffnung der zweiten Flasche gesteckt. Verbunden werden beide z. B. mittels Blumendraht oder Kabelbinder über je drei lagegleiche, übereinanderliegende Bohrungen in Flaschentorso und Kopf. Über das mit dem Schraubdeckel geschlossene Ende des Flaschenkörpers kann der Flascheninhalt, der Fang, geleert werden (Abb. 1a-b).

Die Abmessungen der Fallen aus 1,5 L-Pfandflaschen sehen wie folgt aus: **Länge** (je nach Schnitt leicht variierend): ca. 31 cm; **Breite**, Durchmesser außen: 9,6 cm, innen: 9,4 cm; **Reusenöffnung außen**: Durchmesser: 8,5 cm, Flä-

che: ca. 56,7 cm²; **Reusenöffnung innen** und **Ausguss**: Durchmesser: 2,0 cm, Fläche: 3,14 cm²

Im Prinzip ist auch die Verwendung kleinerer und größerer Flaschen (1 oder 2 L-Flaschen) möglich. 1 L-Flaschen haben den Nachteil eines geringen Innenvolumens, so dass ich eher davon abraten würde. 2 L-Flaschen sind zumindest in Deutschland nur wenig im Handel und zumeist nicht als stabile Pfandflaschen erhältlich. Da die Durchmesser der Reusenöffnungen je nach Volumen variieren würde ich aus Gründen der Vereinheitlichung dafür plädieren grundsätzlich 1,5 L-Flaschen zu verwenden.

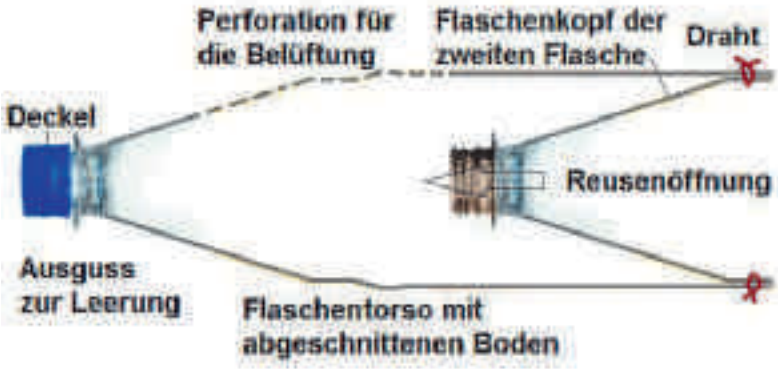


Abb. 1a-b: Bauprinzip einer Flaschenreuse für den Einsatz am Ufer, gebaut aus zwei Plastik-Pfandflaschen. a: Schema. Zeichnung: M. Schlüpmann; b: eine reale Ausfertigung. Foto: M. Schlüpmann.

Gelegentlich werden auch Varianten eingesetzt, die einen langen Flaschenkörper, in den dann von beiden Seiten Flaschenköpfe ragen, voraussetzen (z. B. KOLOZSVARY 2003). Hier verringert sich aber das innere Volumen und das Luftvolumen oder ein ausreichender Luftkontakt fehlt dann. Bei einer kurzzeitigen Positionierung unter Wasser bzw. regelmäßigen Kontrollen (alle 2-4 Stunden) mag das akzeptabel sein, nicht aber bei längerer Positionierung. Ich würde daher von dieser Variante abraten.

1.1 Ufergrundfalle

Der Flaschenkörper wird mindestens auf einer Seite am hinteren Ende (im oberen Drittel der Flasche) perforiert (Abb. 1). Damit wird ein Kontakt zur Luft ermöglicht. Die Flasche wird im flachen Wasser am Ufer positioniert. Dabei muss die perforierte Seite am „Ende“ in die Luft reichen (Abb. 2-3).

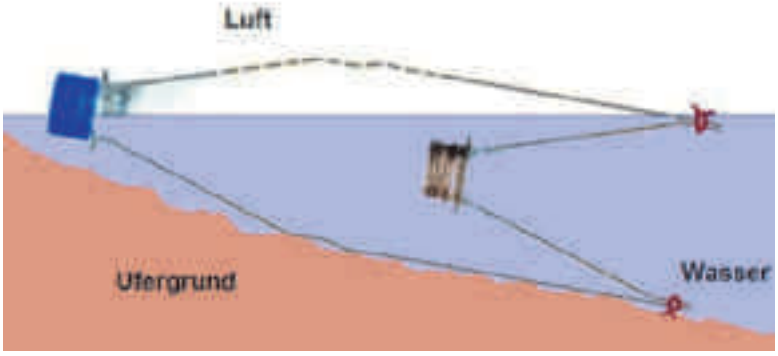


Abb. 2: Die Positionierung am Ufer ermöglicht über die Perforation einen Kontakt mit der Luft und gewährleistet die Sauerstoffversorgung der Tiere. Die Flasche sollte mittels ein bis drei Blumenhölzchen oder in der Vegetation fest fixiert werden. Zeichnung: M. Schlüpmann.

Die Flaschen müssen am Ufer so aufgestellt werden, dass sie nicht abtreiben oder abrollen. Außerdem ist zu gewährleisten, dass ihr perforiertes Ende aus dem Wasser ragt. Das erreicht man am besten und häufigsten, indem man es auf dem Uferboden oder auf Pflanzen auflagert (Abb. 4a). Bei Bedarf kann man den Flaschenkopf auch auf ein aus Blumenhölzchen gebildetes Kreuz legen (Abb. 4b). Das ist aber nur selten erforderlich. Die Öffnung sollte dagegen möglichst ganz, mindestens aber zu Dreiviertel, die innere Öffnung in jedem Fall ganz unter Wasser liegen. Hier wird die Flasche auch mittels zwei Blumenhölzchen am Grund fixiert. Die Hölzchen werden dabei leicht gebogen, an die Flaschenwand gedrückt und in den Grund gesteckt. Durch das Biegen liegen sie anschließend fest gespannt an der Flaschenwand. Ein weiteres Hölzchen kann man bei unsicherer Lage ggf. noch schräg vor der Öffnung in den Boden stecken. Eine sichere Lage kann man in dichter Vegetation (z. B. zwischen Binsen) manchmal auch ohne Blumenhölzchen erreichen. Nach meiner Erfahrung sollte man im Schnitt zwei Blumenhölzchen je Falle einplanen. Alternativ besteht die Möglichkeit, ein Hölzchen durch gegenüberliegende vorgefertigte Bohrungen an der Auslegestelle sicher fixiert in den Grund zu stecken.

Eine Positionierung bis zu maximal 20-24 Stunden ist möglich, in der Regel werden die Fallen aber nach 12-18 Stunden wieder eingeholt.

Abb. 3: „Betriebsanleitung“: Auslegen von Flaschenreusen am Ufer mit den wichtigsten Anweisungen für einen sicheren Einsatz. Foto: M. Schlüpmann.

a b

Abb. 4a: Die Auslegung der Flaschenreusen in Dreiergruppen erlaubt auch an dicht bewachsenen Ufern ein Wiederfinden aller Flaschen. Die Flaschen müssen am Ufer so aufgestellt werden, dass sie nicht abtreiben oder abrollen. Außerdem ist zu gewährleisten, dass ihre perforierte Wandung aus dem Wasser ragt. Die Flasche wird mittels zwei ggf. auch drei bis fünf Blumenhölzchen fixiert.

Abb. 4b: Hier wurde der Flaschenkopf auf ein Kreuz aus Blumenhölzchen aufgelagert. Beide Fotos: Rolf Hering, „Herpetokurs“ am Heiligen Meer 2010.

1.2 Unterwasserfallen

Für gängige Bestandsaufnahmen sind Unterwasserfallen wegen der Gefahr für die Tiere abzulehnen (SCHLÜPMANN 2009), aber für spezielle Untersuchungen, ist der Einsatz von Flaschenreusen unter Wasser ggf. notwendig. Eine waagerechte Lage, bei der die gesamte Falle wassergefüllt ist (GRIFFITHS 1985, KÜHNEL & RIECK 1988) kann nur eingesetzt werden, wenn die Falle je nach Wassertemperatur alle zwei bis drei Stunden (bei Nacht) geleert wird. Besser und sicherer ist der Einsatz mit Luftreservoir (BERGER 2000, BLIESENER & SCHLÜPMANN 2014). Der Flaschenkörper wird hier nicht mit Löchern perforiert, sondern durch eine schräge oder senkrechte Positionierung wird für ein verbleibendes Luftvolumen am der Öffnung gegenüberliegenden Ende gesorgt. Unterhalb des Bereiches für das Luftreservoir kann aber eine Perforation für die Versorgung mit sauerstoffreichem Frischwasser sinnvoll sein.

Grundfalle

Bei einer Grund- oder Bodenfalle (Abb. 5) wird die Flasche mittels schräg gegenüberliegenden Perforationen mit einem Stab oder per eng dem Flaschenkörper anliegender Manschette (Strick, Blumenbindedraht) und zwischen Manschette und Flasche durchgestecktem Stab schräg mit der Reusenöffnung am Boden stehend fixiert (vgl. BERGER 2000). Für den Einsatz in flachen Bereichen zeigen HARDMAN et al. (2010) eine Variante, die oben sogar ganz aufgeschnitten ist und in den Luftraum ragt.

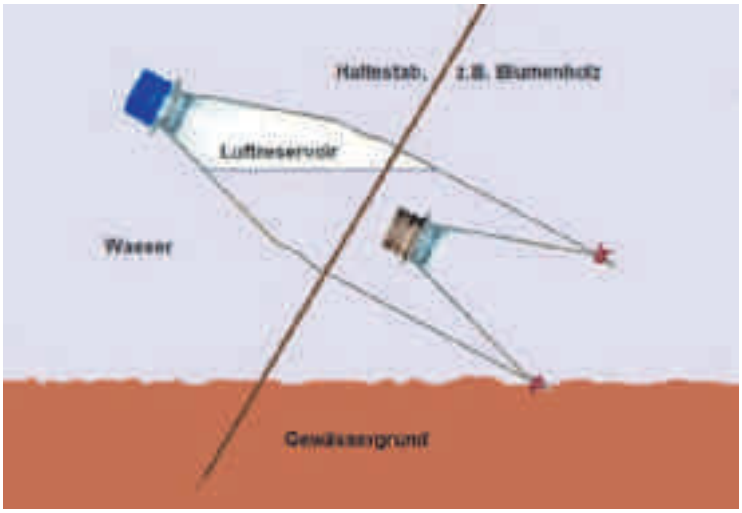


Abb. 5: Die schräge Positionierung am Gewässergrund erhält ein Luftreservoir in der nicht perforierten Flasche und gewährleistet so die Sauerstoffversorgung der Tiere. Ggf. kann die Flaschenreuse im grundnahen Bereich perforiert werden. Der Haltestab wird durchstoßen oder mittels einer Manschette befestigt. Zeichnung: M. Schlüpmann.

Wassertiefenfallen

Eine feste, schräge Fixierung mittels einer stabilen Halterung, die an der Flasche angeschraubt und an einem stabilen Haltestab mit einer schnell zu lösenden Flügelschraube befestigt wird, ermöglicht die Positionierung von Flaschenreusen in verschiedenen Wassertiefen (vgl. bei BLIESENER & SCHLÜPMANN 2014 in diesem Band, Abb. 6). Alternativ ist eine schräge Fixierung mittels Grundbefestigung (Metall, Stein) und Auftriebshilfe möglich. Beides wird z. B. mit einer Maurerschnur an der Flaschenreuse befestigt. Zusätzlich zum verbleibenden Luftvolumen wird ein Schwimmer (Schaumstoff, kleine luftgefüllte Flasche oder kleiner Plastikball) am Ende befestigt.

Abb. 6: Mehrere Flaschenfallen sind schräg und mit einem Luftreservoir an einem in den Boden geschlagenen Haltestab befestigt. Foto: M. Schlüpmann.

1.3 Auftauchfalle

Die Flasche wird mit Blumenbindedraht oder einer Manschette an einem senkrecht in den Boden gesteckten Haltestab verbunden. Die Reusenöffnung zeigt nach unten, am oberen Ende der Flasche verbleibt ein Luftreservoir (SPARLING et al. 2001) oder alternativ zum Luftreservoir kann das perforierte Ende in den Luftraum ragen (Abb. 7).

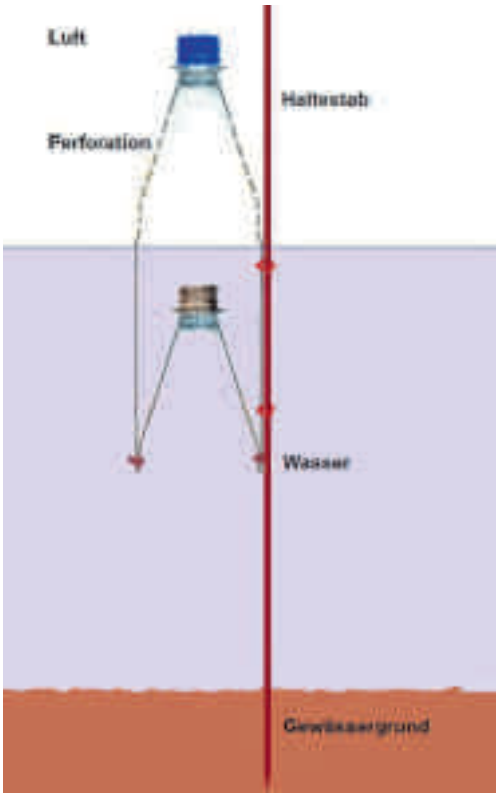


Abb. 7: Bei senkrechter Befestigung an einem Haltestab kann die Falle als Auftauchfalle genutzt werden – mit Perforation an der Wasseroberfläche (Bild), ohne Perforation dagegen für den Einsatz unter Wasser. Zeichnung: M. Schlüpmann.

1.4 Oberflächen-Schwimmfallen

Oberflächen-Schwimmfallen (z. B. KUPFER 2001) erhält man durch Anbringung von Schwimmern

(Schaumstoff) (Abb. 8). Zwei kleinere seitlich befestigte Schwimmer bieten mehr Lagestabilität. Auch hier ist ein Luftreservoir oder besser ein in den Luftraum ragendes perforiertes Ende möglich. Ein Abtreiben oder Sinken der Flasche wäre fatal, daher ist eine Verankerung mittels Hering oder Stab und Maurerschnur notwendig.

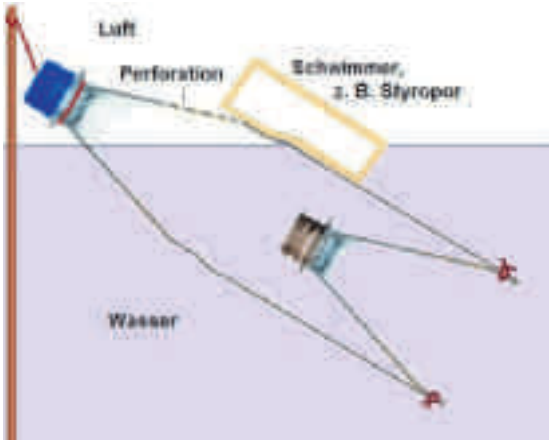


Abb. 8: Flaschenreusen können mit Schwimmern (z. B. aus Styropor mittels einer Manschette) versehen werden und treiben dann an der Oberfläche. Eine Perforation sorgt hier für ausreichende Sauerstoffversorgung. Die treibende Flasche sollte mit einer Maurerschnur an einem Hering, Blumenhölzchen o. ä. befestigt werden. Zeichnung: M. Schlüpmann.

Eine alternative Bauweise ist möglich, in dem das Luftreservoir in einer dann nicht perforierten Flasche als Auftrieb dient (z. B. SCHOLZ-STARKE 2004). Für die richtige Position können kleine Gewichte auf der Seite der Reusenöffnung dienen. Allerdings bleibt die Lagestabilität solcher Fallen bei Anwesenheit von größeren Tieren (Fische, Vögel, Säugetiere) problematisch. Ein Kippen der Reuse würde die Luft entweichen lassen. Die Reuse würde so u. U. zu einer Todesfalle. Stabilisierende Schwimmer erscheinen mir daher sicherer.

Da solche Flaschenfallen an der Wasseroberfläche ungeschützt der Sonne ausgesetzt sind, sollte bei entsprechender Wetterlage die Dauer der Positionierung beschränkt bleiben und die Kontrolle sollte auf jeden Fall in den Morgenstunden stattfinden.

2 Schwimmende Eimerreusen

Die Idee Plastikflaschenköpfe in Plastikeimern zu montieren hatte D. ORTMANN. Das Bauprinzip ist einfach (ORTMANN unveröff., Abb. 9), die Wirksamkeit ist bestens erprobt (SCHLÜPMANN 2007, 2009, ORTMANN 2009, DRECHSLER et al. 2010, GONSCHORREK 2011). Alle Materialien sind im Handel (Baumarkt, Farbenhandel, Campingbedarfshandel) problemlos zu beschaffen.

Abb. 9: Blick in eine Falle aus einem handelsüblichen 15-L-Mischeimer für Farben mit vier Reusenöffnungen aus Flaschenköpfen mit Heißkleber verklebt (zusätzlich mit Blumendraht oder Kabelbinder befestigt). Der Boden und die Seitenwände sind perforiert, ebenso der Deckel. Schwimmer – hier aus Rohrisolierung – sind seitlich mittels Maurerschnur befestigt. Statt Schaumstoffröhren sollten besser kleine luftgefüllte Plastikflaschen als Schwimmer verwendet werden. Damit die schwimmenden Eimer nicht abtreiben, werden sie mittels Maurerschnur an einem Hering (am besten aus Hartkunststoff) im flachen Wasser befestigt. Foto: M. Schlüpmann.

Je nach Größe der Eimer werden drei bis fünf Flaschenköpfe montiert, einer am Boden und zwei bis vier an den Seiten. Bewährt haben sich vor allem ovale 15 L-Mischeimer, die im Bau- bzw. Farbenhandel erhältlich sind. Sie können am besten mit fünf Öffnungen versehen werden: einer in der Mitte des Eimerbodens, drei an den Wänden (Abb. 9). Alternativ können unter Weglassung der Bodenöffnung vier an den Wänden angebracht werden (Abb. 10a). In die Eimer werden dem Durchmesser der Flaschen entsprechende runde Öffnungen geschnitten. Die Flaschenköpfe werden mit Heißkleber in den Öffnungen verklebt, so dass ihre Spitze in die Eimer reicht. Zusätzlich können die Flaschenköpfe mit Bindedraht durch Bohrungen am Eimer befestigt werden, womit das Herausbrechen wirkungsvoll verhindert wird (Abb. 10b). Die Eimer werden am Boden und im unteren Drittel stark perforiert (Abb. 9, 10a). Beim Herausheben der Eimer aus dem Gewässer sollte das Wasser überwiegend durch die kleinen Löcher abfließen und der Sog über die Flaschenöffnungen sollte sehr gering sein, damit nicht ungewollt gefangene Tiere entweichen. Auch der Deckel wird perforiert (Abb. 10c, 10d), damit hier ein Kontakt zur Luft ermöglicht wird.

Abb. 10a-d: Handwerklich besonders sorgfältig hergestellte Eimerfalle der Biologischen Station Kreis Wesel. 10a: Die Falle hat vier seitliche Öffnungen, aber keine am Boden. 10b: Man beachte die Befestigung der Flaschenköpfe, deren Ränder umgebogen und „vernäht“ wurden. 10c: Zusätzlich ist eine Beleuchtungseinrichtung in der Mitte des Deckels angebracht. 10d: Die Beleuchtung ist hier unter einem Deckelchen eines Schnappdeckelgläschens montiert. Die beiden Batterien bzw. Akkus werden in einem gesonderten Kästchen, das auf dem Deckel angeschraubt ist, untergebracht. Fotos: M. Schlüpmann.

Schwimmer müssen dem Eimer soweit Auftrieb geben, dass einige Zentimeter des Eimers in den Luftraum ragen. Als Schwimmer bewährt haben sich Rohrisolierungen aus Schaumstoff (Abb. 9, 10b). Angesichts der Diskussion um den Chytridpilz und der sich daraus ergebenden Notwendigkeit einer Desinfektion durch Eintrocknenlassen des Fangequipments sollten in Zukunft besser andere Materialien, z. B. kleine, leichte Plastikflaschen oder -gefäße, als Schwimmer verwendet werden (DRECHSLER et al. 2010). Die Eimer werden mit einem Hering (am besten aus hartem Plastik; im Campingbedarfshandel erhältlich) über eine Maurerschnur (Abb. 9) im flachen Wasser oder am Ufer fixiert.

Eine Variante, die die Fangzahlen deutlich steigert ist die einfache Montage einer Lichtquelle im Deckel (vgl. BECKMANN & GÖCKING 2012, vgl. auch GRAYSON & ROE 2007). Neben einer klassischen Beleuchtung, die mittels Batterien oder Akkus betrieben wird (Abb. 10c, 10d) sind auch solargeladene Leuchtdioden, wie sie BECKMANN & GÖCKING (2012) beschrieben haben, möglich. Dabei eignen sich besonders Solarzellen, die mit einer Leuchtdiode versehen sind, die über

eine in der Deckelmitte angebrachte Öffnung den Eimer bei Nacht innen illuminieren. Geeignet sind die abschraubbaren flachen „Deckel“ (Durchmesser bis ca. 10 cm) von kleinen Gartenleuchten mit Erdspieß, wie sie z. B. in jedem Bau- oder Gartenhandel kostengünstig erhältlich sind. Auf der Oberseite der Leuchten befindet sich die Solarzelle mit der die Leuchtdiode am Grund des Leuchtendeckels betrieben wird. Die Beleuchtung kann so gesteuert werden, dass sie erst bei Dunkelheit zu leuchten beginnt und die gespeicherte Energie der Solarzelle erst dann abruft.

3 Kennzeichnung

Wegen der besseren Auffindbarkeit werden die Flaschenfallen (insbesondere die Uferfallen) stets in einheitlichen Gruppen von drei (bis fünf) ausgelegt (Abb. 4, 5, SCHLÜPMANN 2007, 2009). Grundfallen müssen mit Schwimmern (z. B. NEUMANN et al. 2010) oder aus dem Wasser ragenden Stäben gekennzeichnet werden. Eimerfallen müssen nicht gekennzeichnet werden, da sie an der Wasseroberfläche von weitem auffallen.

Grundsätzlich muss man die Anzahl der ausgelegten Fallen zählen. Vergessene Fallen wären eine Todesfalle.

Die auffälligen Eimerfallen versehen wir mit einer Beschriftung, die als Adresse die Biologische Station (mit Telefonnummer) aufführt, knapp den Zweck erläutert (Bestandsaufnahme) und bittet, die Fallen vor Ort zu belassen. Die Beschriftung wird eingeschweißt und auf den Deckel geklebt.

4 Leerung und Kontrolle

Die Flaschen- und Eimerreusen werden am besten in ein Küchensieb geleert (Abb. 11a-b). Wenn nach dem ersten Guss noch Tiere in der Falle sind, reicht es oft, nochmals Wasser zu schöpfen und erneut auszuspülen. Manchmal muss man auch etwas nachhelfen, kräftig schütteln oder mit dem Blumenhölzchen festgesaugte Egel entfernen. Manuell müssen gelegentlich auch kleinere Tiere oder Wasserskorpione aus dem Spalt zwischen Flaschentorso und -kopf geholt werden (Erweitern des Spaltes, kräftiges Schütteln nach erneutem Wasserschöpfen, Einsatz von Hölzchen). Lästig, aber in stehenden Gewässern zumeist selten, sind Planarien, die hartnäckig an den Wänden kleben.

Als Sieb sollte ein *flexibles* Küchensieb verwendet werden. Nicht geeignet sind feste Plastiksiebe oder Metallsiebe. Das weiche Sieb erlaubt eine einfache Handhabung und ein einfacheres Durchsuchen. Bei Bedarf kann man das Sieb mit dem Finger von unten anheben. Auch ist das weiche Material für die Tiere sicherer und verhindert beim Herausholen der Tiere Verletzungen.

Abb. 11a: Leerung: Die Flaschenreusen werden in ein flexibles Plastik-Küchensieb ausgeschüttet, Abb. 11b: Kontrolle: Das Sieb kann dann bequem und für die Tiere sicher durchsucht werden. Bitte kein festes Plastik- oder Metallsieb verwenden. Fotos: M. Schlüpmann.

Eine Herausforderung sind größere Ansammlungen von Kaulquappen in den Reusenfallen (Abb. 12). Zahlen von weniger als 100 Larven können durchaus problemlos gezählt werden. Es können aber durchaus auch einige Hundert oder in einzelnen Fällen sogar einige Tausend Kaulquappen in einer einzelnen Falle gefangen werden. Insbesondere die schwarmbildenden Erdkröten-Kaulquappen gehen gelegentlich in großer Zahl in die Fallen. Gezählte Maximalzahlen lagen bei 2603 in einer Flaschen- und 1373 in einer Eimerfalle. Das sind allerdings extrem seltene Einzelfälle. Ab einer gewissen Menge von Kaulquappen ist es besser nur eine bestimmte Anzahl von Kaulquappen zu zählen, deren Gewicht zu bestimmen und dann das gesamte Gewicht der gefangenen Kaulquappen zu ermitteln und aus dem Verhältnis die Anzahl zu berechnen. Soweit also Kaulquappen erfasst werden sollen, ist es sinnvoll stets eine Briefwaage mit passendem Schälchen mitzuführen.

Abb. 12: Fang (überwiegend Erdkröten-Kaulquappen) einer Eimerfalle. Hier fehlte leider zu einer Bestimmung der „genauen“ Anzahl die Waage. Solche Massenfänge sind sehr selten. Erkennbare Verluste traten aber nicht auf. Foto: Julia Bliesener (6.5.2011).

Teil II
Eigene Untersuchungen

1 Methodik

In den eigenen Erhebungen kamen am Ufer liegende Flaschenreusen und schwimmende Eimerreusen ohne Beleuchtung zum Einsatz, wann immer möglich in Kombination. Nur in wenigen sehr flachen Gewässern wurde auf Eimerreusen verzichtet. Seit 1999, besonders aber seit 2004 bei meiner Tätigkeit in der Biologischen Station Westliches Ruhrgebiet (BSWR), wurden 6966mal Flaschen- und 2264mal Eimerreusen für je eine Nacht ausgelegt.

Die statistischen Analysen wurden mit Excel und WinSTAT 2012.1 berechnet und folgen MONKA & VOSS (2002) sowie LOZÁN & KAUSCH (1998). Eine Irrtumswahrscheinlichkeit von $\alpha = 0{,}05$ wird als Signifikanzgrenze angenommen. Es bedeuten n. s. = nicht signifikant: $p > 0{,}05$, * = schwach signifikant: $p < 0{,}05$, ** = signifikant: $p < 0{,}01$, *** = hoch signifikant: $p < 0{,}001$. Bei den Chi²-Tests gegen eine Gleichverteilung wird auch nach der Bestätigung der Nullhypothese (= Gleichverteilung) gefragt. Die Irrtumswahrscheinlichkeit als Grenze für eine Signifikanz liegt dann bei $1-\alpha = 0{,}95$: ^{x} = $p > 0{,}95$, ^{xx} = $p > 0{,}99$, ^{xxx} = $p > 0{,}999$.

2 Ergebnisse

Zu den bereits veröffentlichten Analysen von SCHLÜPMANN (2009) sind weitere Zahlen hinzugekommen. Die Fangergebnisse für beide Fallentypen werden daher im Folgenden nochmals verglichen. Auf den Vergleich mit den anderen Fallentypen (Gazereusen, Stellrahmen-Kastenreuse) sei auf SCHLÜPMANN (2009) verwiesen. Alle relevanten Grundgesamtheiten und absoluten Zahlen der Fänge sind dabei in Tabelle 1 aufgeführt. Nicht genannt, da ohne Bedeutung sind einzelne Nachweise geschlechtsreifer Froschlurche (Flaschen-/Eimerfallen): *Bufo bufo* Erdkröte-♂♂: 3/0, *Rana temporaria* Grasfrosch-♂♂: 6/3, Grasfrosch-♀♀: 1/0, *Pelophylax lessonae* Kleiner Wasserfrosch-♂♂: 5/13, Kleiner Wasserfrosch-♀♀: 0/2, *Pelophylax esculentus* Teichfrösche: 44/54.

Tab. 1: Ergebnisse der Fänge mit Flaschen- und Eimerreusen. „Anzahl der Fallen“ in den Zeilen der Arten, Geschlechter und Larven heißt hier die Zahl der Fallen, in der Nachweise dieser Art gelangen. Die Zahlen für vereinzelt gefangene adulte Froschlurche sind hier nicht aufgeführt (siehe Text). * sehr kleine Larven.

			Flaschenreusen		Eimerreusen	
		Gesamt-zahl	Anzahl der Fallen	Summe der gefangenen Tiere	Anzahl der Fallen	Summe der gefangenen Tiere
Fallen		9230	6966		2264	
Fallenöffnungen		17201	6966		10235	
Alle Arten				114069		43955
Salamandra salamandra	Larven	59	36	54	5	5
Mesotriton alpestris	Ad.	4814	798	2355	370	2459
Bergmolch	♂♂	2715	551	1160	272	1555
	♀♀	2099	569	1195	275	904
	Larven	34	21	29	3	5
Lissotriton vulgaris	Ad.	6587	795	2634	787	3953
Teichmolch	♂♂	4043	715	1420	610	2623
	♀♀	2544	746	1214	551	1330
	Larven	440	183	296	78	144
Lissotriton helveticus	Adulte	1033	218	530	114	503
Fadenmolch	♂♂	643	147	286	86	357
	♀♀	390	153	244	67	146
	Larven	2	1	1	1	1
***Lissotriton/Mesotriton* sp.**	unbest. Larv.*	64	49	63	1	1
Triturus cristatus	Adulte	130	41	49	49	81
Kammmolch	♂♂	47	13	16	18	31
	♀♀	83	31	33	39	50
	Jungtiere	9	2	2	7	7
	Larven	358	41	71	93	287
***Bufo bufo* Erdkröte**	Kaulquappen	61197	489	44725	298	16472
***Rana temporaria* Grasfrosch**	Jungtiere	21	18	19	2	2
	Kaulquappen	25550	750	21294	217	4256
***Rana arvalis* Moorfrosch**	Kaulquappen	198	25	173	10	25
***Pelophylax* sp. Wasserfrosch**	Kaulquappen	1010	186	415	138	595
	Jungtiere	106	71	96	10	10

2.1 Anzahl der je Falle gefangenen Tiere

Zwar überwiegen bei den Fallenfängen kleine Anzahlen bei weitem, doch werden vereinzelt auch größere Zahlen in den Fallen gefangen. Tabelle 2 gibt einen Überblick über die bislang festgestellten Mediane, Mittelwerte und Maximalzahlen. Aufschlussreich sind vor allem auch die Zahlen für Gilden der Molche, Molchlarven und Kaulquappen, da die zugrundeliegenden Stichproben für einzelne Arten (Faden-, Kammmolch, Moorfrosch) noch sehr gering sind. Wichtig

erscheint mir in diesem Zusammenhang noch die Erwähnung, dass selbst bei den großen Zahlen in den kleinen Flaschenreusen bislang kaum Todesfälle von Tieren zu beklagen waren (vgl. hierzu bei SCHLÜPMANN 2009).

Tab. 2: Mediane, mittlere Zahl je 100 Fallen (Flaschen, Eimer), 100 Fallenstandorte (ein Fallenstandort umfasst 3 Flaschenreusen, der Wert bezieht sich daher auf 300 Flaschenreusen) und 100 Fallenöffnungen (Eimer), maximale Zahl je Falle gefangener Tiere. Die Mediane der Gilden wurden mit den Nullwerten, die der Arten, Geschlechter und Larvenstadien wurden ohne Einbeziehung der Nullwerte berechnet. Zur Problematik der Medianwerte siehe bei SCHLÜPMANN (2009).

Fallentyp	**Flaschenreusen** N = 6966					**Eimerreusen** N = 2264 (10235 Öffnungen)				
	Anzahl	Median	Mittel * 100	Mittel * 100 Fallenstandorte	Max.	Anzahl	Median	Mittel * 100	Mittel * 100 Öffnungen	Max.
Molche Adulte	5570	2	79,96	239,88	38	7003	3	309,18	68,42	67
Mesotriton alpestris	2355	2	33,81	101,421	22	2459	2	108,57	24,03	67
♂♂	1160	1	16,65	49,957	14	1555	2	68,68	15,19	54
♀♀	1195	1	17,15	51,464	12	904	2	39,93	8,83	29
Lissotriton vulgaris	2634	1	37,81	113,437	38	3953	3	174,53	38,62	41
♂♂	1420	1	20,38	61,154	34	2623	2	115,86	25,63	36
♀♀	1214	1	17,43	52,283	9	1330	1	58,75	12,99	17
Lissotriton helveticus	530	2	7,61	22,825	14	503	2	22,21	4,92	21
♂♂	286	1	4,11	12,317	10	357	2	15,77	3,49	20
♀♀	244	1	3,50	10,508	5	146	2	6,45	1,43	9
Triturus cristatus	51	1	0,70	2,110	2	81	1	3,58	0,79	7
♂♂	16	1	0,23	0,689	2	31	1	1,37	0,30	5
♀♀	33	1	0,47	1,421	2	50	1	2,21	0,49	4
Jungtiere	2	1	0,03	0,09	1	7	1	0,31	0,07	1
Schwanzlurch-Larven	460	1	6,608	19,81	29	438	2	19,34	4,28	12
Salamandra salamandra	54	1	0,78	2,33	5	5	1	0,22	0,05	1
Mesotriton alpestris	29	1	0,42	1,25	5	5	2	0,22	0,05	2
Lissotriton vulgaris	296	1	4,25	12,75	29	144	1	6,36	1,41	6
Lissotriton helveticus	1	1	0,01	0,04	1	1	1	0,04	0,01	1
Triturus cristatus	71	1	1,02	3,06	8	287	2	12,67	2,80	12
Molch-Larve unbest.	63	1	0,90	2,71	3	1	1	0,04	0,01	1
Kaulquappen	66607	3	956,17	2868,52	2603	21348	4	942,52	208,58	1373
Bufo bufo	44725	6	642,05	1926,14	2137	16472	6	727,24	160,94	1127
Rana temporaria	21294	4	305,68	917,05	466	4256	3	187,90	41,58	392
Rana arvalis	173	4	2,48	7,45	28	25	2	1,10	0,24	6
Pelophylax sp.	415	1	5,96	17,87	27	595	2	26,27	5,80	40
Frösche Jungtiere										
Rana temporaria	19	1	0,27	0,82	2	2	1	0,09	0,02	1
Pelophylax sp.	96	1	1,38	4,13	4	10	1	0,44	0,10	1

Eine arten-, geschlechter- und stadienspezifische Analyse (Tab. 3, 4) mittels des Mann-Whitney-U-Tests zeigt, dass sich die Anzahlen der gefangenen Tiere (vgl. hierzu Tab. 2) in Flaschen- und Eimerreusen bei Berg-, Faden- und Teichmolchen, Teich- und Kammmolch-Larven sowie Wasserfrosch-Kaulquappen signifikant unterscheiden. Dabei bleiben die Gruppierung von Flaschen zu Standorten mit je drei Fallen und die größere Anzahl an Reusenöffnungen der Eimerfallen allerdings unbeachtet.

Tab. 3: Vergleich der Fänge von Molchen (vgl. Tab. 1), differenziert nach Geschlechtern, von Flaschenfallen und Eimerfallen mit dem U-Test (Mann-Whitney). Nullwerte sind in der Berechnung nicht berücksichtigt. N = Anzahl der positiven Fänge. Sign. = Signifikanzniveau: * p < 0,05, *** p < 0,001, n. s. = nicht signifikant.

U-Test (Mann-Whitney)		N	Rang-mittel	U	Z	P	Sign.
Mesotriton alpestris	Bergmolch						
Männchen ♂♂	in Flaschenfallen	551	379,758	57170,5	5,906516	0,000000	***
	in Eimerfallen	272	477,314	92701,5			
Weibchen ♀♀	in Flaschenfallen	569	404,090	67762,0	3,426865	0,000611	***
	in Eimerfallen	275	460,593	88713,0			
Lissotriton vulgaris	Teichmolch						
Männchen ♂♂	in Flaschenfallen	715	563,276	146772,5	-11,006919	0,000000	***
	in Eimerfallen	610	779,889	289377,5			
Weibchen ♀♀	in Flaschenfallen	746	596,125	166078,0	6,688155	0,000000	***
	in Eimerfallen	550	719,540	244222,0			
Lissotriton helveticus	Fadenmolch						
Männchen ♂♂	in Flaschenfallen	147	106,922	4839,5	3,226733	0,001252	***
	in Eimerfallen	86	134,227	7802,5			
Weibchen ♀♀	in Flaschenfallen	153	105,121	4302,5	2,115354	0,034400	*
	in Eimerfallen	67	122,784	5948,5			
Triturus cristatus	Kammmolch						
Männchen ♂♂	in Flaschenfallen	13	14,231	94,0	-1,118017	0,263560	n. s.
	in Eimerfallen	18	17,278	140,0			
Weibchen ♀♀	in Flaschenfallen	31	34,129	562,0	-0,965403	0,334343	n. s.
	in Eimerfallen	39	36,590	647,0			

Eine Analyse der Häufigkeiten von Fangzahlen (Tab. 5; Abb. 13-15) zeigt das starke Überwiegen kleiner Fangzahlen bei Molchen, Molchlarven und Kaulquappen. Am häufigsten sind Fänge von jeweils einem Tier. Bei allen drei Gruppen fallen die Häufigkeitskurven mit steigender Zahl gefangener Tiere sehr stark ab. Dabei ist das Niveau der Flaschenreusen zunächst höher, doch schon bei zwei Molchen oder Molchlarven oder drei Kaulquappen sind die prozentualen Anteile bei den Eimerfallen höher (Abb. 13-15). Der Fall der Kurve ist daher bei den Flaschen größer als bei den Eimern und das „Nullniveau“ wird früher erreicht (siehe auch Tab. 2).

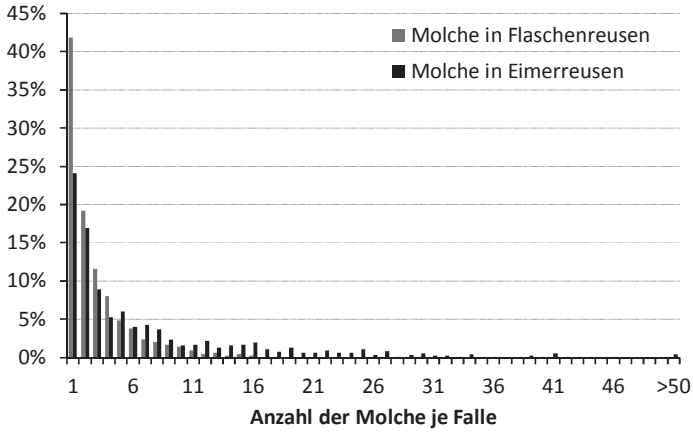
Tab. 4: Vergleich der Fänge von Amphibienlarven (vgl. Tab. 2), differenziert nach Geschlechtern, von Flaschenfallen und Eimerfallen mit dem U-Test (Mann-Whitney). Nullwerte sind in der Berechnung nicht berücksichtigt. N = Anzahl der positiven Fänge. Sign. = Signifikanzniveau: *** p < 0,001, n. s. = nicht signifikant.

U-Test (Mann-Whitney)		N	Rang-mittel	U	Z	P	Sign.
Salamandra salamandra	Feuersalamander						
Larven	in Flaschenfallen	37	22,311	122,5	-1,466649	0,142472	n. s.
	in Eimerfallen	5	15,500	62,5			
Mesotriton alpestris	Bergmolch						
Larven	in Flaschenfallen	21	11,881	18,5	1,497291	0,134318	n. s.
	in Eimerfallen	3	16,833	44,5			
Lissotriton vulgaris	Teichmolch						
Larven	in Flaschenfallen	183	122,148	5517,0	3,568346	0,000359	***
	in Eimerfallen	78	151,769	8757,0			
Triturus cristatus	Kammmolch						
Larven	in Flaschenfallen	41	47,780	1098,0	-4,095784	0,000042	***
	in Eimerfallen	93	76,194	2715,0			
Bufo bufo	Erdkröten						
Kaulquappen	in Flaschenfallen	495	398,923	74707,0	-0,306760	0,759026	n. s.
	in Eimerfallen	298	393,805	72803,0			
Rana temporaria	Grasfrosch						
Kaulquappen	in Flaschenfallen	750	489,051	85163,0	-1,061259	0,288572	n. s.
	in Eimerfallen	217	466,544	77587,0			
Rana arvalis	Moorfrosch						
Kaulquappen	in Flaschenfallen	25	20,000	175,0	-1,849599	0,064371	n. s.
	in Eimerfallen	10	13,000	75,0			
***Pelophylax* sp.**	Wasserfrosch						
Kaulquappen	in Flaschenfallen	186	145,694	9708,0	3,987541	0,000067	***
	in Eimerfallen	138	185,152	15960,0			

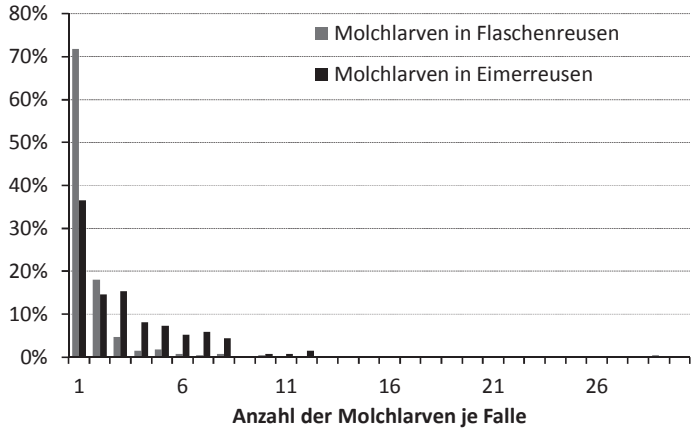
Die Regression der Häufigkeiten lässt sich am besten mit der hyperbolischen Funktion $Y = A + \frac{B}{X}$ beschreiben (Tab. 5).

Tab. 5: Einfache Regression zur Häufigkeit der Fangzahlen. Hyperbel: Y = A + B/X; A und B: Parameter der Gleichungsklassen, R = Korrelationsgrad, R^2 = Anteil der Varianz der abhängigen Variablen, der mit der Regressionsfunktion erklärt werden kann.

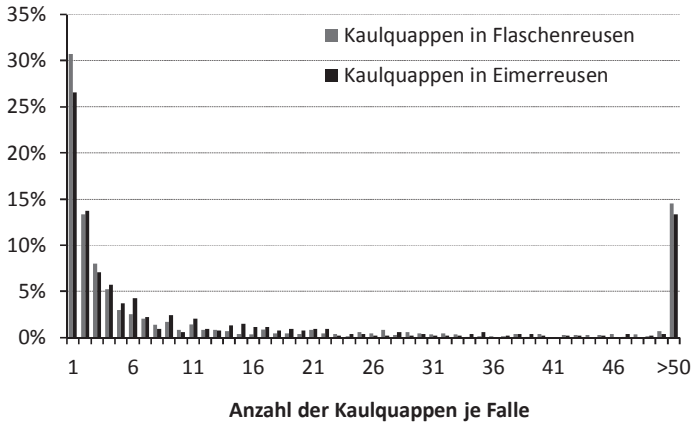
Y-Variable	N	A	B	R	R^2
Molche je Eimerreuse	50	-3,971	256,836	0,985	0,969
Molche je Flaschenreuse	40	-37,783	785,618	0,994	0,988
Molchlarven je Eimerreuse	15	-2,591	53,002	0,982	0,964
Molchlarven je Flaschenreuse	10	-36,796	222,248	0,969	0,938
Kaulquappen je Eimerreuse	50	-3,639	144,234	0,993	0,985
Kaulquappen je Flaschenreuse	50	-12,133	373,986	0,988	0,976



13



14



15

Abb. 13-15: Häufigkeitsverteilung gefangener Molche (13), Molchlarven (14) und Kaulquappen (15) je Flaschenreuse und je Eimerreuse (Anzahl in % der Fänge je Fallentyp).

2.2 Aktivitätsdichte und Abundanz

Untersuchungen zur Beziehung der Aktivitätsdichte und der Individuendichte (Abundanz) habe ich nicht durchgeführt. Ich möchte aber an einem extremen Beispiel anführen, dass eine direkte Abhängigkeit unserer Maßzahl von der Abundanz mit sehr großer Wahrscheinlichkeit anzunehmen ist. In einem kleinen Gewässer in Mülheim an der Ruhr wurden Flaschen- und Eimerreusen in großer Anzahl ausgelegt. Dabei wurde eine gewaltige Zahl an Berg- und Teichmolchen (zusammen 1543) gefangen, die alle anderen von mir erzielten Fangergebnisse in den Schatten stellt. Aufschlussreich ist dabei vor allem die Aufstellung einer Häufigkeitsverteilung (Abb. 16) gemäß dem vorangegangen Abschnitt 2.1. Anders als im Diagramm Abbildung 13 zeigt sich bei der Verteilung der Fangraten je Flaschenreuse eine zunächst nicht und dann erst allmählich abfallende Kurve, im Falle der Eimerreusen wurden zwischen 15 und 67 Molche gefangen. Die Fänge je Falle sind demnach gewaltig, ihre Verteilung ganz anders als erwartet (vgl. Abb. 13). Anders als mit einer überaus großen Abundanz ist das kaum zu erklären.

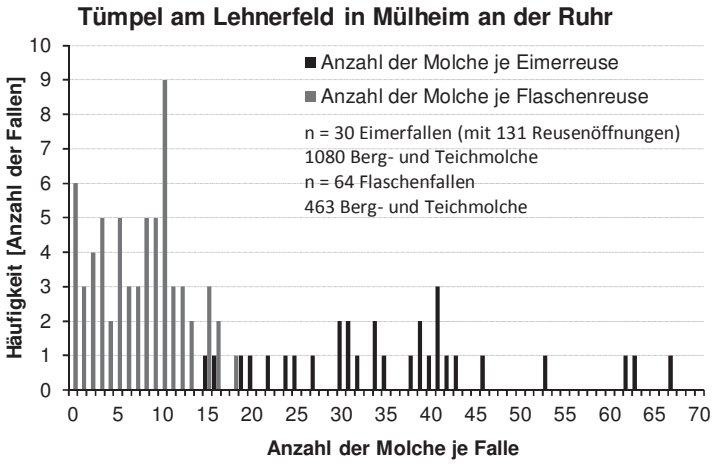


Abb. 16: Häufigkeitsverteilung der Anzahl von je Flaschenreuse bzw. Eimerreuse gefangenen Berg- und Teichmolchen (*Mesotriton alpestris*, *Lissotriton vulgaris*) in einem Gewässer in Mülheim an der Ruhr. Vergleiche die stark abweichende Verteilung von der durchschnittlichen Verteilung in Abbildung 13. Die Daten der Flaschen- und Eimerreusen sind hochsignifikant verschieden (Mann-Whitney-U-Test: z = -7,742, p = 9,787E-15***).

2.3 Relation der Fängigkeit von Flaschen- und Eimerreusen

Für die Analyse der Fängigkeit der beiden Typen wurde die mittlere Zahl der Amphibien, Molche, Molchlarven und Kaulquappen je Falleneinheit (Flaschenfal-

le, Flaschenfallenstandort mit je drei Reusen, Eimerreusen mit vier bis fünf Öffnungen und Eimerreusen-Öffnungen) ermittelt und verglichen. Die statistische Analyse (Mann-Whitney-U-Test) wurde auf die Daten der ersten drei Falleneinheiten (Flaschenreusen, Flaschenreusen-Standorte, Eimer) bezogen. Ein Vergleich der Gesamtzahlen (Abb. 17) zeigt, dass mit Eimerreusen zwar mehr Tiere gefangen werden, doch umgerechnet auf die Anzahl der Reusenöffnungen sind die am Ufergrund positionierten Flaschenreusen fast dreimal so fängig. Der Vergleich von Standorten mit je drei Flaschenfallen und Eimerfallen ergibt fast das Doppelte an Fängen in den Flaschenstandorten. Für Molche (Abb. 18) erweisen sich die Flaschenreusen geringfügig fängiger, doch sind die Eimerfallen trotz der größeren Zahl an Öffnungen nicht signifikant überlegen.

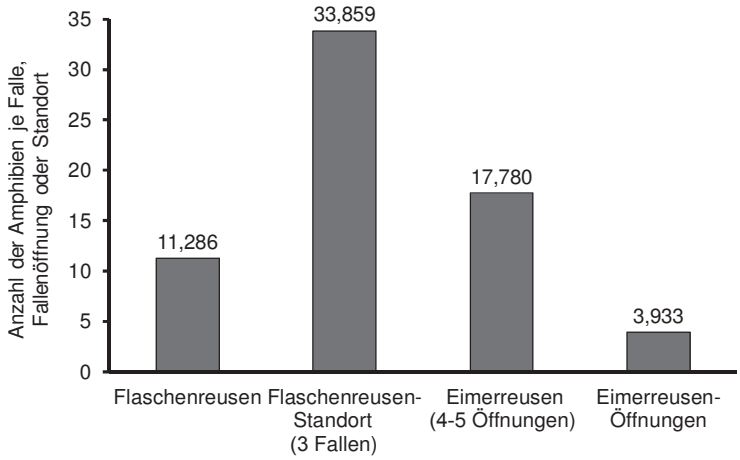


Abb. 17: Vergleich der Fängigkeit von Flaschen- und Eimerreusen bezogen auf alle Amphibien. U-Test Flaschenreusen/Eimerreusen z = 29,985 p < 0,001***; Flaschenreusen-Standort/Eimerreusen z = -6,374, p <0,001***.

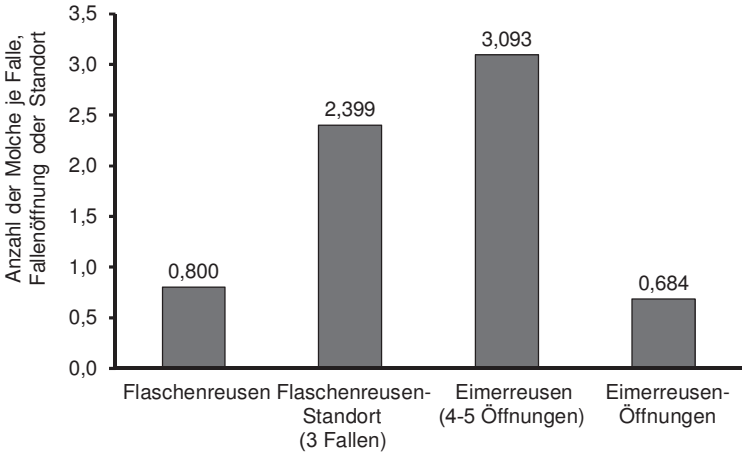


Abb. 18: Vergleich der Fängigkeit von Flaschen- und Eimerreusen für Molche. U-Test Flaschenreusen/Eimerreusen z = 17,135, p < 0,001***; Flaschenreusen-Standort/Eimerreusen z = -0,461, p > 0,05 n. s.

Bei den Molchlarven (Abb. 19) zeigt sich eine ähnliche Tendenz, doch ist hier der Flaschenfallenstandort mit den Eimerfallen etwa gleichauf. Bei den Kaulquappen (Abb. 20), im Wesentlichen solche von Erdkröte und Grasfrosch, ist die größere Fängigkeit der Flaschenreusen evident. Die einzelnen Reusenöffnungen sind mehr als 4,5mal so fängig, mit Flaschenfallen-Standorten fängt man mehr als dreimal so viele Kaulquappen wie mit den Eimerfallen.

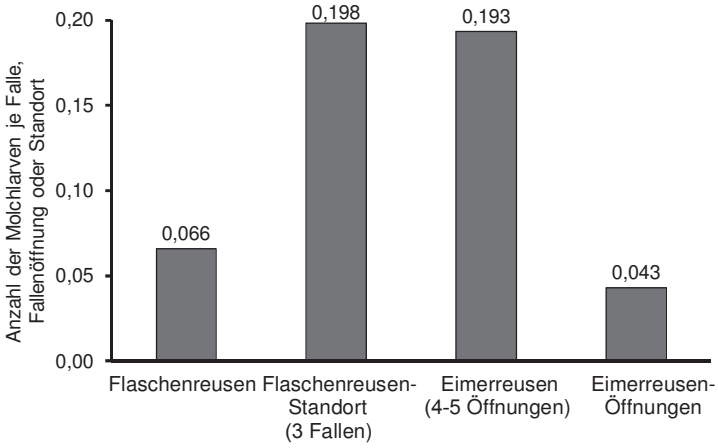


Abb. 19: Vergleich der Fängigkeit von Flaschen- und Eimerreusen für Molchlarven. U-Test Flaschenreusen/Eimerreusen z = 4,122, p < 0,001***, Flaschenreusen-Standort/Eimerreusen z = -3,852, p < 0,001***.

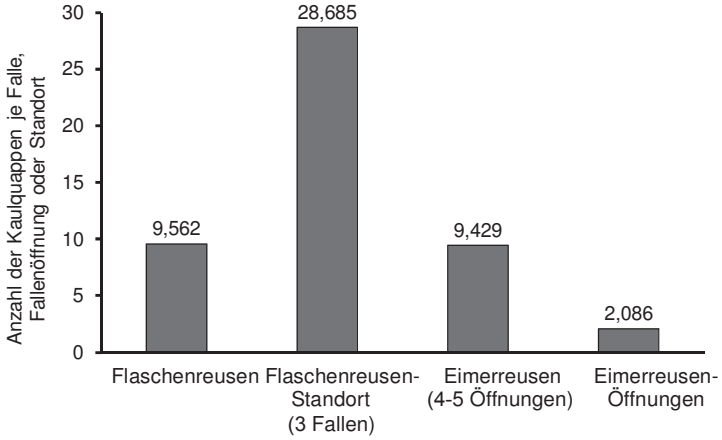


Abb. 20: Vergleich der Fängigkeit von Flaschen- und Eimerreusen für Kaulquappen. U-Test Flaschenreusen/Eimerreusen z = 6,096, p <0,001***, Flaschenreusen-Standort/Eimerreusen z = -3,760, p <0,001***.

Flaschenreusen übertreffen die Eimerreusen in ihrer Fängigkeit sehr deutlich. Ein Vergleich der Fängigkeit von Flaschen- zu Eimerreusen zeigt ein differenziertes Bild (Abb. 21 und 22). Demnach sind bei den Molchen (Abb. 21) nicht nur Unterschiede bei den Arten sondern auch zwischen den Geschlechtern einer Art

auszumachen. In den meisten Fällen überwiegen die Fänge in den am Ufer liegenden Flaschenreusen. Das gilt in besonderem Maße für Fadenmolch- und Bergmolch-Weibchen, aber auch für Teichmolch-Weibchen und etwas abgeschwächt für die Männchen von Faden- und Bergmolch. Dagegen sind die Männchen des Teichmolches wesentlich häufiger in den Eimerreusen gefangen worden. Das gilt auch für Kammmolch-Männchen. Bei den Weibchen des Kammmolches ist das Überwiegen in den Eimerreusen dagegen sehr gering. Sie werden fast ebenso häufig in den Flaschen- wie in den Eimerreusen gefangen. Für den Kammmolch ergibt sich bei beiden Geschlechtern eine statistische Bestätigung der Nullhypothese (Nichtabweichen von der Gleichverteilung).

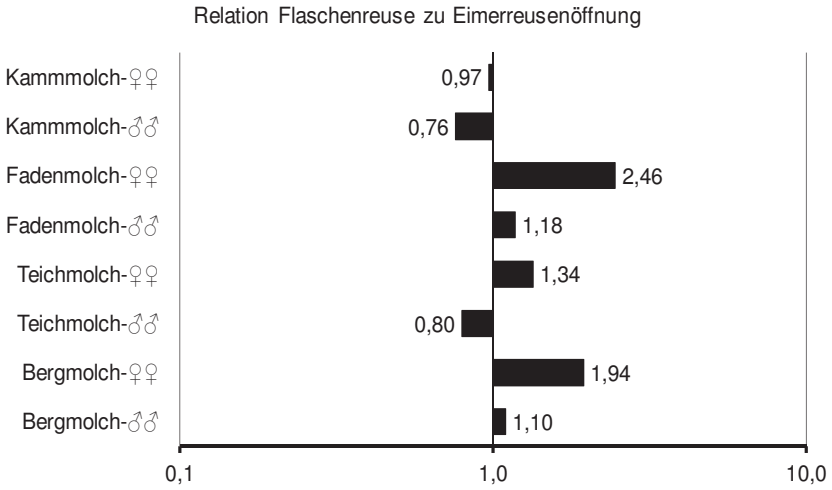


Abb. 21: Fänge von Molchen (*Triturus cristatus*, *Lissotriton helveticus*, *L. vulgaris* und *Mesotriton alpestris*) in Relation von Flaschenreusen zu Eimerreusen-Öffnungen. Werte unter 1 bedeuten, dass die Tiere in Eimerreusen häufiger, Werte über 1, dass sie in Flaschenreusen häufiger gefangen werden. Grundgesamtheiten siehe Tabelle 1. Mit Hilfe des Chi²-Testes wurden die Abweichung der gefangenen Tiere von der einer ausgeglichenen Relation von Flaschen- und Eimerreusen-Öffnungen getestet: Bergmolch-♂♂: Chi² = 5,593, p = 0,4703 n. s., Bergmolch-♀♀: Chi² = 235,259, p = 5,774E-48***, Teichmolch-♂♂: Chi² = 48,476, p = 9,489E-09****, Teichmolch-♀♀: Chi² = 55,071, p = 4,484E-10***, Fadenmolch-♂♂: Chi² = 4,230, p = 0,6456 n. s., Fadenmolch-♀♀: Chi² = 78,807, p = 6,300E-15***, Kammmolch-♂♂: Chi² = 0,813, p = 0,9917[xx], Kammmolch-♀♀: Chi² = 0,019, p = 1,000[xxx].

Bei den Larven (Abb. 22) zeigt sich bei fast allen Arten ein sehr deutliches Überwiegen der Fänge in den Flaschenreusen. Besonders extrem ist das bei den sehr kleinen Molchlarven, die fast nur in Flaschenreusen gefangen wurden. Nur zwei Arten machen hier eine Ausnahme. Wasserfrosch-Kaulquappen wurden fast ebenso häufig mit Flaschenreusen wie über Eimerreusen-Öffnungen gefangen. Kammmolch-Larven wiederum wurden als einzige häufiger in den Eimerreusen gefangen.

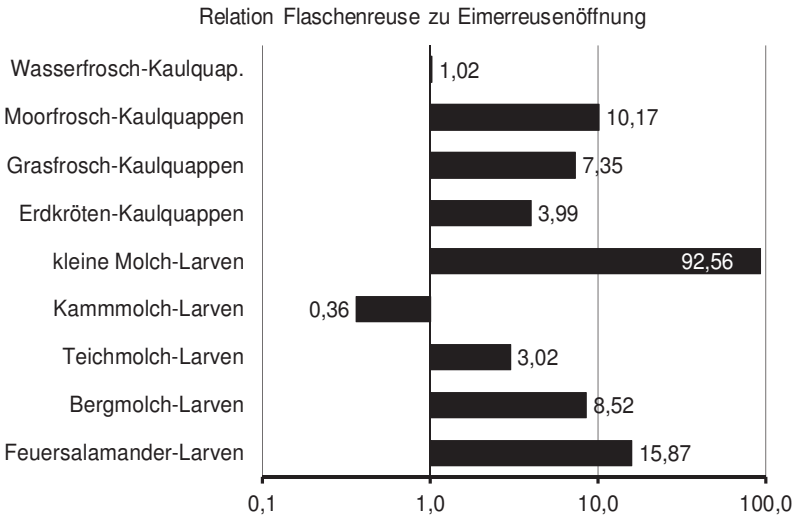


Abb. 22: Fänge von Amphibienlarven (*Pelophylax* sp., *Rana arvalis*, *Rana temporaria*, *Bufo bufo*, *Triturus cristatus*, *Lissotriton vulgaris*, *Mesotriton alpestris* und *Salamandra salamandra*) in Relation von Flaschenreusen zu Eimerreusen-Öffnungen. Werte unter 1 bedeuten, dass die Tiere in Eimerreusen häufiger, Werte über 1, dass sie in Flaschenreusen häufiger gefangen werden. Grundgesamtheiten siehe Tabelle 1. Mithilfe des Chi²-Testes wurden die Abweichung der gefangenen Tiere von der einer ausgeglichenen Relation von Flaschen- und Eimerreusen-Öffnungen getestet: Feuersalamander-Larven: Chi² = 63,753, p = 7,751E-12***, Bergmolch-Larven: Chi² = 28,314, p = 8,199E-05***, Teichmolch-Larven: Chi² = 130,903, p = 8,295E-26***, Kammmolch-Larven: Chi² = 63,445, p = 8,955E-12***, kleine Molch-Larven: Chi² = 89,160, p = 4,527E-17***, Erdkröten-Kaulquappen: Chi² = 26966,736, p = 0,000***, Grasfrosch-Kaulquappen: Chi² = 19463,621, p = 0,000***, Moorfrosch-Kaulquappen: 180,553, p = 2,589E-36***, Wasserfrosch-Kaulquappen: Chi² = 0,147, p = 0,9999[xxx].

2.4 Geschlechterrelation der Molche

Die Geschlechterrelation weicht bei den drei kleinen Molcharten zugunsten der Männchen, beim Kammmolch zugunsten der Weibchen ab (Abb. 23). Allerdings zeigt sich, dass bei allen Arten der Anteil der Männchen in den Eimerreusen höher ist als in den Flaschenreusen. Die Geschlechterrelation lässt sich trotz der starken Abweichung beim Kammmolch in keinem Fall statistisch sichern, was wohl an der geringen Grundgesamtheit liegt. Im Falle der kleinen Molche lässt sich die Geschlechterrelation in den Eimerreusen (und für die gesamten Fänge) hochsignifikant sichern, nicht jedoch in den Flaschenreusen. Das zeigt, dass mit Eimerreusen selektiv häufiger Männchen gefangen werden, während eine solche geschlechterspezifische Selektion bei den Flaschenfallen nicht auftritt.

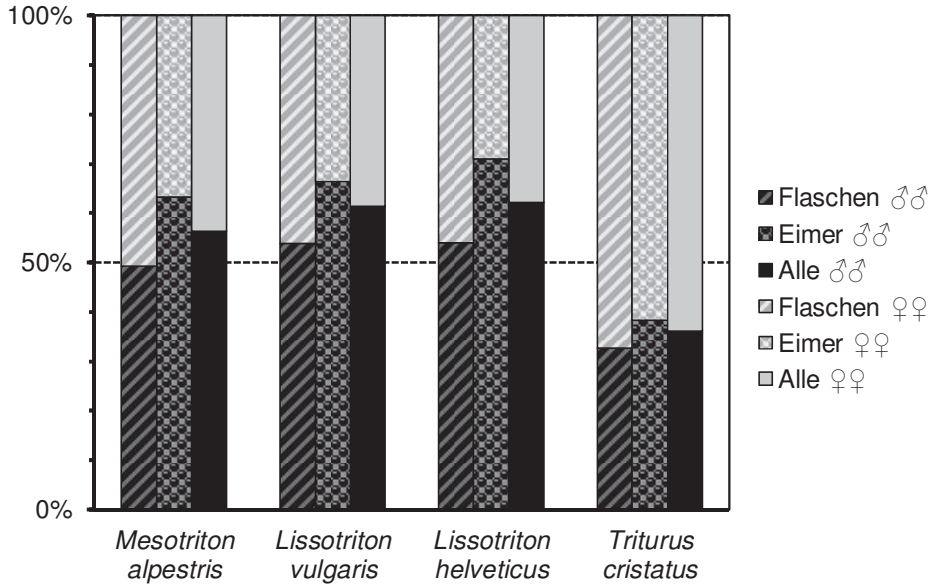


Abb. 23: Geschlechterrelation der vier Molcharten differenziert nach Fängen in Flaschen- und Eimerfallen sowie allen Fängen. Grundgesamtheiten siehe Tabelle 1. *Mesotriton alpestris* Flaschenfallen: Chi = 5,202 p = 0,9976[xx]., Eimerfallen: Chi² = 172,347, p = 1,429E-34***, Alle: Chi² = 78,823 p = 6,251E-15***; *Lissotriton vulgaris* Flaschenfallen: Chi² = 16,111 p = 0,013*, Eimerfallen: Chi² = 422,932, p = 3,274E-88***, Alle: Chi² = 341,127 p = 1,239E-70***; *Lissotriton helveticus* Flaschenfallen: Chi² = 3,328 p = 0,767 n. s., Eimerfallen: Chi² = 88,511 p = 6,175E-17***, Alle: Chi² = 61,964 p = 1,794E-11***; *Triturus cristatus* Flaschenfallen: Chi² = 5,898 p = 0,435 n. s., Eimerfallen: Chi² = 4,457 p = 0,615 n. s., Alle: Chi² = 9,969 p = 0,126 n. s.

2.5 Fangquoten

Natürlich fängt man nicht mit jeder eingesetzten Reuse auch Amphibien. Die größeren und mit vier bis fünf Öffnungen ausgestatteten Fallen haben eine größere Quote (Abb. 24). Immerhin mit 72 % aller Eimer wurden Amphibien gefangen. Bezogen auf Flaschenreusen liegt die Quote bei 44 %, bezogen auf Standorte je drei Flaschenreusen allerdings bei fast 68 %. Molche, Molchlarven und Kaulquappen zeigen vergleichbare Quoten bei Eimerreusen wie Flaschenfallen-Standorten.

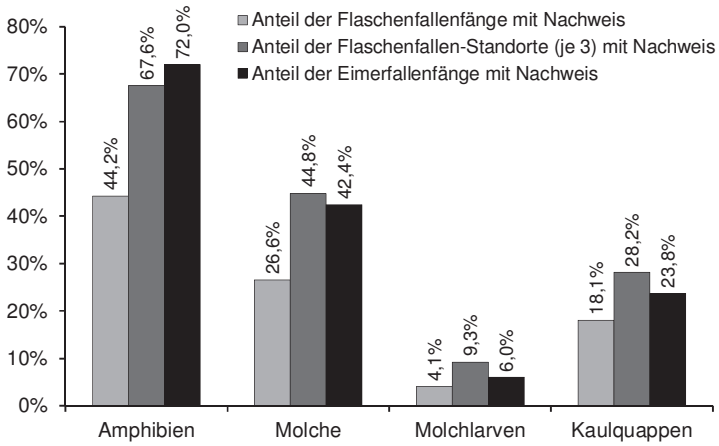


Abb. 24: Anteile der Fallennächte mit positiven Ergebnissen (mindestens ein Tier gefangen) im Vergleich von Flaschenreusen, Flaschenreusen-Standorten (je 3 Fallen) und Eimerreusen. Bei allen untersuchten Gruppen weichen die Verteilungen hochsignifikant von einer Gleichverteilung ab: Amphibien: Chi^2 = 699,883121, p = 0,000***, Molche: 376,7398754, p =1,556E-82***, Molchlarven: 51,02830189, p = 8,305E-12***, Kaulquappen: 365,5409702, p = 4,205E-80***

2.6 Einsatz im Monitoring

Im Rahmen des Monitorings werden die Aktivitätsdichten ggf. auf je 100 Fallenöffnungen umgerechnet und so räumlich und zeitlich unmittelbar vergleichbar gemacht (SCHLÜPMANN 2007, 2009).

Im Folgenden will ich einige Anwendungsbeispiele aus der Praxis der Arbeiten in der Biologischen Station Westliches Ruhrgebiet anführen.

Räumlicher Vergleich

Die Zahlen ermöglichen einen Vergleich verschiedener Gewässer. Ein eindrückliches Beispiel bietet Tabelle 2 mit Untersuchungsergebnissen in der Rheinaue Walsum in der Arbeit von SCHLÜPMANN (2009). Weitere Beispiele bieten die Jahresberichte der BIOLOGISCHEN STATION WESTLICHES RUHRGEBIET (z. B. 2010). Ein weiteres, einfacheres Beispiel zeigt die folgende Abbildung 25. Hier werden sowohl die unterschiedlichen Dichten, als auch die Relationen der beiden festgestellten Molcharten deutlich. Der Teichmolch dominiert in diesem Beispiel erstaunlicherweise auch in den schattigen Gewässern über den Bergmolch. Die

Dichte ist in den offenen, von der Biologischen Station Westliches Ruhrgebiet freigestellten Gewässern nicht größer als in den beschatteten.

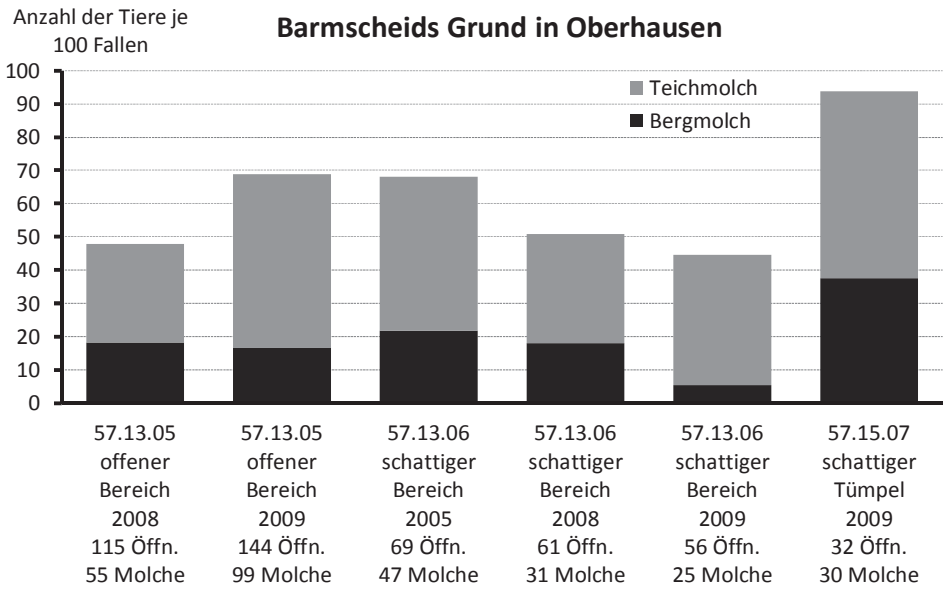


Abb. 25: Im Barmscheids Grund wurden 2005 ein, 2008 zwei und 2009 drei Gewässer untersucht (Nr. 57.13.05, 06, 07). Die Werte repräsentieren die Häufigkeit und die Relation der beiden nachgewiesenen Molche (Bergmolch *Mesotriton alpestris*, Teichmolch *Lissotriton vulgaris*). Die Anzahl der Reusenöffnungen (Flaschen und Eimer) und die Anzahl der gefangenen Molche sind angeführt.

Zeitlicher Vergleich

Auch zeitliche Vergleiche sowohl im Jahresverlauf, als auch von Jahr zu Jahr sind möglich.

Für die Blaue Kuhle, einem Gewässer in der Rheinaue bei Duisburg-Baerl, werden in Abbildung 26 die Anteile gefangener Molche, Molchlarven und Kaulquappen gegenübergestellt. Hier spiegelt sich unabhängig von der Dichte gut das phänologische Geschehen im Gewässer wider. Im Frühjahr sind beide Molcharten (Kammmolch, Teichmolch), Teichmolch-Larven und Erdkröten-Kaulquappen zu fangen. Im Sommer sind die Kaulquappen längst entwickelt, dafür treten Larven beider Molche in großen Anteilen auf. Interessanterweise sind auch adulte Tiere beider Molcharten noch vertreten. Im Hochsommer sind dann nur noch deren Larven zu finden, alle anderen Amphibien haben das Wasser verlassen. Überraschend ist hier auch der große Anteil von Kammmolch-Larven bei den beiden sommerlichen Fangaktionen. Hier zeigt sich einmal mehr, dass sich die

Fallenfang-Methode sehr gut auch für den Nachweis der Reproduktion und deren Erfolg eignet.

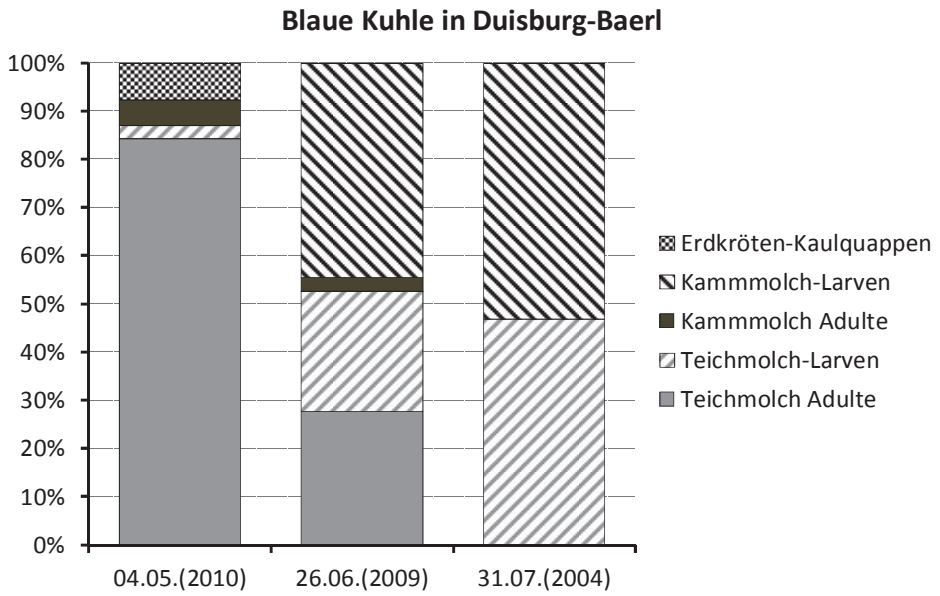


Abb. 26: Die Relation der Fangergebnisse (*Bufo bufo*, *Triturus cristatus*, *Lissotriton vulgaris*), die in einem Gewässer der Rheinaue erzielt wurden zu unterschiedlichen Jahreszeiten (Frühjahr, Sommer, Hochsommer).

Im Herbst 2005 hat der NABU Oberhausen mit Unterstützung der Biologischen Station Westliches Ruhrgebiet (BSWR) am Rande des Hiesfelder Waldes ein neues Gewässer angelegt, in das Erdkröten von einer Straßensammelaktion eingesetzt wurden. Das erklärt auch die große Dichte der Erdkröten-Kaulquappen im ersten Jahr. Molche und Frösche haben sich dagegen ausschließlich von allein angesiedelt. Die BSWR hat das Gewässer seitdem jeweils zur Hauptlaichzeit im Mai beprobt (Abb. 27, 28). Nur im Jahr 2010 wurde wegen der Untersuchungen von J. BLIESENER (vgl. BLIESENER 2010, BLIESENER & SCHLÜPMANN 2014) auf eine vergleichbare Untersuchung verzichtet. Die Untersuchungen zeigen einen Anstieg der Aktivitätsdichten bei allen vier Molcharten, bei Erdkröte und Grasfrosch, was bei den Froschlurchen mit einer nachweisbaren Zunahme einhergeht, aber auch bei den Molchen deren Zunahme repräsentiert. Nachdem 2006 noch keine und 2007 nur einzelne Molche gefangen wurden, kam es 2008 zu einem starken Anstieg. 2011 war für alle Arten ein hervorragendes Jahr.

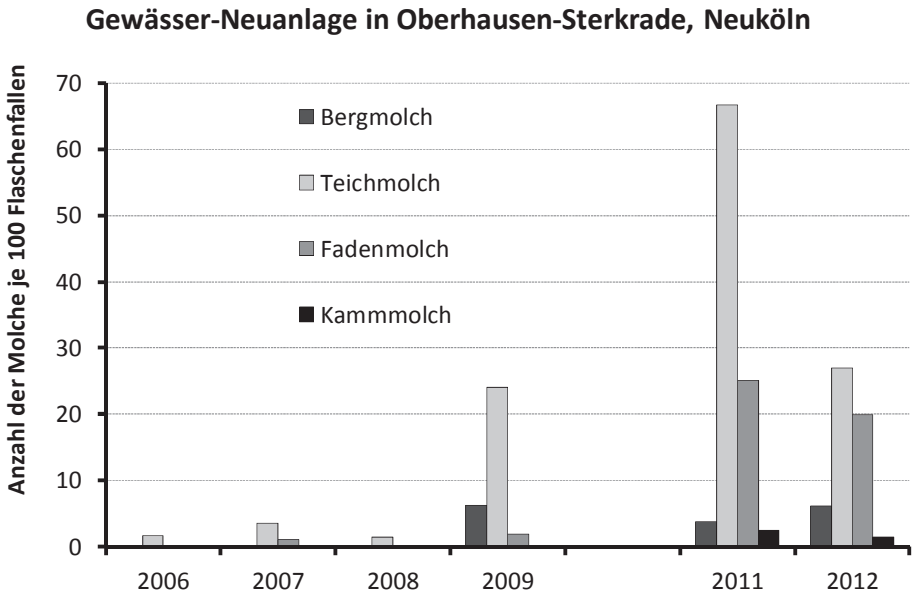


Abb. 27: Entwicklung der Aktivitätsdichten von Molchen (*Mesotriton alpestris*, *Lissotriton vulgaris*, *L. helveticus*, *Triturus cristatus*) in den Jahren 2006 bis 2012 nach Anlage des Gewässers im Herbst 2005.

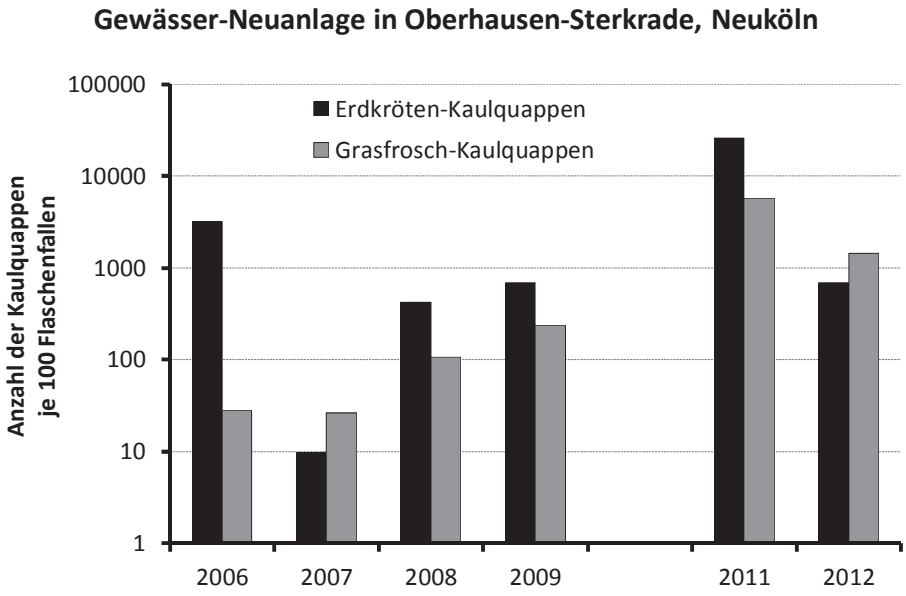


Abb. 28: Entwicklung der Aktivitätsdichten von Erdkröten- und Grasfrosch-Kaulquappen (*Bufo bufo*, *Rana temporaria*) in den Jahren 2006 bis 2012 nach Anlage des Gewässers im Herbst 2005. Beachte die logarithmische Skalierung der Y-Achse.

Teil III Diskussion und Empfehlungen

1 Voraussetzungen für ein Monitoring

Die anzuwendenden Methoden im Rahmen eines Monitorings müssen *standardisierbar* und *langfristig wiederholbar* sein. Dabei ist förderlich, wenn die Methode möglichst wenig von der Person abhängt. Sichtmethoden (z. B. SCHWERDT 2011) und Kescherfang (vgl. FELDMANN 1975, JAHN & JAHN 1997, SCHLÜPMANN 2013) sind zwar bei Molchen sehr effektiv, bleiben personenabhängig und werden auch von der Struktur und Vegetationsdichte beeinflusst (GRIFFITHS et al. 1996). Hier besteht besonders bei Wechsel des Personals die Gefahr, dass die Zahlen nur noch bedingt vergleichbar sind. Die unbegrenzte Wiederholbarkeit ist zwar gegeben, doch bleibt die Standardisierbarkeit ein Unsicherheitsfaktor.

Der Einsatz von Fallen ermöglicht, bei Festlegung des Typs bzw. der Typen und der Positionierung, dagegen eine von der Person weitgehend unabhängige Standardisierung. Wichtig für die langfristige Wiederholbarkeit ist allerdings, dass die Fallen auch zukünftig in der gewählten Form und Ausführung verfügbar sind. Das ist durch einen Nachbau einer gut beschriebenen Falle möglich, wenn die verwendeten oder gleichwertige Materialien auch zukünftig zu beschaffen sind. Dabei sollte der Aufwand für den Nachbau einer Falle m. E. gering sein, die für den Bau notwendigen Materialien und Gegenstände, sollten universell und erwartungsgemäß auch zukünftig verfügbar sein.

Im Handel käuflich zu erwerbende Fallen, insbesondere Köderfischreusen (z. B. HAACKS & DREWS 2008) und amerikanische „minnow traps“ (& KRONSHAGE & GLANDT 2014) sind hier m. E. problematisch. Zum einen variieren die Modelle ganz erheblich und die Verfügbarkeit eines gewählten Modells hängt vom Hersteller ab, dessen Zukunft nicht in unserer Hand liegt und der sich auch kaum an dem kleinen Markt der Feldherpetologen orientieren wird.

Ein weiterer Aspekt erscheint mir wichtig: Abgesehen von der landschaftlichen *Repräsentativität* des Monitoringprogramms, die ich hier nicht behandeln möchte, spielt auch die Repräsentativität des Fangs innerhalb des zu untersuchenden Gewässers eine große Rolle (HAACKS et al. 2009, vgl. auch BLIESENER & SCHLÜPMANN 2014, Teil II dieses Beitrages). Nur wenn sie gewährleistet werden kann, wird ein Monitoringprogramm wirklich gelingen.

Über die Notwendigkeit von Standardisierbarkeit, Wiederholbarkeit und Repräsentativität in Monitoringprogrammen besteht sicher eine allgemeine Einigkeit (z. B. GREENWOOD & ROBINSON 2006).

2 Beschaffung, Handhabung, Einsatzmöglichkeiten

In Hinblick auf Beschaffung, Preis und Herstellung sind Flaschen- und Eimerreusen unschlagbar (vgl. auch SCHLÜPMANN & KUPFER 2009, GONSCHORREK 2011). Die benötigten Gegenstände (Flaschen, Eimer etc.) wird man sicher auch langfristig im Handel erhalten. Die Wiederholbarkeit von Untersuchungen ist weltweit und unabhängig von der Person und auf Dauer gegeben. Der Transport der einfachen Flaschen- aber auch der Eimerreusen ist problemlos in größerer Anzahl mit dem Auto möglich. Die Flaschenreusen können in Tragetaschen, die Eimer am Henkel ins Gelände getragen werden. Nur Köderfischreusen sind in dieser Beziehung noch besser zu handhaben.

Vor- und Nachteile verschiedener Fallentypen und Fangmethoden wurden nutzwertanalytisch von SCHLÜPMANN & KUPFER (2009) detailliert bewertet. Dabei schneiden Flaschen- und Eimerreusen sowie der kombinierte Einsatz beider Fallen bei fast allen Kriterien durchweg sehr gut ab. Auch GONSCHORREK (2011, 2014) kommt zu einer ähnlichen Bewertung.

Es können je nach Gewässergröße problemlos 30-90 Flaschenfallen und 10-30 Eimerreusen je Gewässer eingesetzt werden. Gegenüber großen, sperrigen und schweren Reusenfallen, von denen man stets nur einzelne ausbringen wird, ermöglichen Flaschenreusen damit ein hervorragendes Maß an Repräsentativität des Fangs.

Die Wandelbarkeit für abweichende Fragestellungen ist bei Flaschenreusen nahezu unbegrenzt (siehe vorangegangenen Abschnitt I, BLIESENER & SCHLÜPMANN 2014).

3 Fängigkeit

Art-, geschlechts- und stadienspezifische Unterschiede bei der Effektivität von Erfassungsmethoden und der Fängigkeit von Fallentypen sind naturgemäß zu erwarten und Gegenstand vieler feldherpetologischer Studien (z. B. GRIFFITHS et al. 1996, JAHN & JAHN 1997, JENKINS et al. 2002, WILLSON & DORCAS 2003, 2004, WEDDELING et al. 2004, LAUFER 2009, WEINBERG & DALBECK 2009, LÜSCHER & ALTHAUS 2009, GONSCHORREK 2011, 2014, KRONSHAGE & GLANDT 2014). Der Verfasser hatte in einer früheren Arbeit (SCHLÜPMANN 2009) bereits die hier ausführlich behandelten Fallentypen mit Gaze-Kastenreusen und BIM-Stellrahmenreusen verglichen und gezeigt, dass Flaschenreusen am Ufer die höchste Fängigkeit besitzen und Eimerreusen in ihrer Fängigkeit Gazereusen ähneln. Der Einsatz von Flaschenreusen ist demnach die mit Abstand beste Fangmethode, in den meisten Gewässern reicht ihr Einsatz zur Erzielung guter Ergebnisse bereits aus. Die herausragende Fängigkeit der Flaschenreusen zeigen auch die Untersuchungen und Analysen von GONSCHORREK (2011, 2014).

Es ist ein häufig gemachter Fehler, die Ergebnisse von Fängen mit einzelnen Flaschenreusen mit denen größerer Fallen zu vergleichen (etwa KOLOZSVARY 2003, LAUFER 2009). Dabei werden Flaschenreusen naturgemäß schlechter abschneiden. Tatsächlich sind die Fangquoten der am Ufer positionierten Fallen bezogen auf die Größe und die Öffnungsfläche der Reusenöffnung jedoch hervorragend (vgl. hierzu auch GONSCHORREK 2011, 2014). Das ist aber nicht nur ein akademisches Ergebnis, es ist auch von großer Bedeutung für die praktische Anwendung. Entscheidend ist nämlich nie das Ergebnis, dass ich mit einer einzelnen Falle erziele, sondern ausschließlich das Gesamtergebnis, das bezogen auf das zu untersuchende Gewässer mit meinem gesamten Fangequipment erzielt wird. Hier schneiden Flaschenfallen durchweg am besten ab (vgl. SCHLÜPMANN 2009), nicht weil die Ergebnisse mit einzelnen Flaschen besser wären, sondern weil,

1. sie bezogen auf ihre Größe tatsächlich ungewöhnlich viele Fänge erbringen, ihre Fängigkeit nachweisbar am größten ist (vgl. SCHLÜPMANN 2009 sowie Teil II dieser Arbeit, GONSCHORREK 2011, 2014) und

2. von den Flaschenreusen wegen ihrer geringen Größe (und der geringen Kosten) ein Vielfaches der sperrigen, aufwendigen und teuren Kastenreusen, Lichtfallen oder Auftauchfallen in Gewässern ausgelegt wird. Bereits eine Dreier-Gruppe von Flaschen (gewissermaßen eine Falleneinheit) übertrifft die meisten anderen Wasserfallen (vgl. SCHLÜPMANN 2009 sowie die in Teil II veröffentlichten Daten).

Der Vergleich von Flaschenreusen und Eimerfallen in Teil II bestätigt im Wesentlichen die Ergebnisse, die ich bereits früher zusammengestellt hatte (SCHLÜPMANN 2009). Im Vergleich zu den von mir bereits veröffentlichten Daten haben sich mit der zunehmenden Datenbasis aber die Relationen im Vergleich der Fängigkeit der beiden Fallentypen bei den Molchen noch etwas verschoben und zeichnen inzwischen ein etwas klareres Bild ab. Das gilt insbesondere für Kammmolch- und Fadenmolch-Männchen, aber auch für Bergmolch-Männchen. Dies wird bei Berg-, Teich- und Kammmolchen auch durch die Untersuchungen von GONSCHORREK (2011, 2014) und BECKMANN & GÖCKING (2012) gestützt, die zu ähnlichen Ergebnissen kommen. Bei den Kaulquappen und den Schwanzlurch-Larven bestätigt sich das bereits von SCHLÜPMANN (2009) aufgezeigte Bild.

Die Untersuchungen zeigen auch, dass die Fallen eine geschlechterspezifische Selektivität besitzen. Bei sehr großen Stichprobenumfängen ist von einer mehr oder weniger ausgeglichenen Geschlechterrelation auszugehen (SCHLÜPMANN et al. 1996, SCHLÜPMANN 2013). Ein ausgeglichenes Verhältnis zeigt sich tatsächlich bei den kleinen Molchen in den Flaschenfallen, nicht aber in den Eimerfallen. Hier sind die Männchen signifikant häufiger. Stark weicht das Bild beim Kammmolch ab, doch sind meine Zahlen bei dieser Art noch zu gering, um sie statistisch zu sichern. Immerhin fand auch ORTMANN (2009) in den Eimerfallen mehr Weibchen. Die Ursachen des Weibchen-Überschusses sind bei dieser Art aber noch nicht ausreichend bekannt. Anderseits konnte ich zeigen, dass Männchen selektiv häufiger in Eimerfallen gefangen werden. Insofern kann es sich

tatsächlich um eine nur methodisch bedingte Verschiebung der Geschlechterrelation handeln.

Stärkere Fänge in den Flaschenfallen bedeuten, dass sich die Tiere stärker am Ufergrund aufhalten und daher hier häufiger gefangen werden. Ein Überwiegen der Fänge in den Eimerreusen zeigt dagegen, dass sich die Tiere verstärkt schwimmend in der freien Wassersäule aufhalten. Hier zeigt sich eine gute Übereinstimmung mit den Ergebnissen der Analysen von BLIESENER & SCHLÜPMANN (2014) sowie einiger weiterer Autoren zu bevorzugten Gewässerbereichen (z. B. DOLMEN 1983, LÖSCHENKOHL 1986, GRIFFITHS 1987, GRIFFITHS & MYLOTTE 1987, BRAZ & JOLY 1994) sowie in den vergleichenden Studien zu Fallen von GONSCHORREK (2011) sowie BECKMANN & GÖCKING (2012).

Flaschenreusen, die am Ufer ausgelegt werden, erbringen zwar insgesamt deutlich bessere Ergebnisse als schwimmende Eimerreusen, aber zumindest ein kleiner Teil der Tiere wird besser mit Eimerreusen erfasst. Das gilt nachweislich für Kammmolch- und Teichmolch-Männchen sowie Kammmolch-Larven. Bei Kammmolch-Weibchen und Wasserfrosch-Kaulquappen scheinen Eimer- und Flaschenfallen gleichermaßen gute Ergebnisse zu liefern. Für alle anderen gilt, aufgrund ihrer überwiegend benthischen oft auch uferbezogenen Lebensweise werden sie in den Flaschenreusen am Ufergrund häufiger erfasst. Insgesamt machen die Ergebnisse deutlich, dass für repräsentative Untersuchungen die Kombination beider Fallentypen ideal ist. Mindestens wenn Teichmolche und Kammmolche vertreten sind oder die Untersuchungen ohnehin vor allem dem Kammmolch-Monitoring dienen, ist der Einsatz von Eimerreusen notwendig. Für von mir nicht untersuchte Arten und Stadien, die überwiegend pelagisch leben, etwa Laubfrosch-Kaulquappen (vgl. LÖSCHENKOHL 1986), wage ich vergleichbare Vorhersagen.

Ziel ökologischer Untersuchungen wäre die Ermittlung von realen Populationsgrößen oder Abundanzen (Tiere je Flächen- oder Raumeinheit). Beides setzt einen Totalzensus (SCHLÜPMANN 2013) oder Fang-Wiederfangmethoden mit Populationsschätzung (z. B. GLANDT 1982) voraus. In der Praxis wird dies wegen der aufwendigen Markierungs- und Wiedererkennungsmethoden oder bei invasiven Markierungsmethoden aus Tierschutzgründen derzeit kaum oder nur selten zu realisieren sein. Die fortschreitende Computertechnologie mit Software für die Mustererkennung könnte dies bald vereinfachen, dennoch bleibt der Aufwand erheblich größer. Vorerst werden jedenfalls einfache Fangmethoden in der Praxis häufiger bleiben.

Die Fangergebnisse mittels Reusenfallen sind aber keine Individuendichten (Abundanzen) sondern Aktivitätsdichten. Sie werden von zwei Einflussfaktoren bestimmt: 1. Reale Dichte und 2. Aktivität der Tiere (SCHWERDTFEGER 1979). Aktivitätsdichten sind daher abhängig von der lokomotorischen Aktivität der zu erfassenden Tiere. Diese wird mitbestimmt von der Tageszeit, der Umgebungstemperatur, dem Sauerstoffgehalt des Wassers, dem Nahrungsangebot und seiner Verteilung im Wasser (vgl. z. B. BRAZ & JOLY 1994), dem Angebot an Eiablageplätzen, dem Auftreten und den Aufenthaltsorten der Prädatoren, bei

Molchen auch den Aufenthaltsorten der Weibchen. Insgesamt sind also viele in ihrer Bedeutung nicht bekannte oder kaum abzuschätzende Faktoren mitverantwortlich für die Fangraten. Dabei spielen natürlich auch Art und Geschlecht oder das Larvenstadium eine Rolle. Dennoch geht man in der Ökologie mit einigem Recht davon aus, dass die Aktivitätsdichten aber nicht nur die spezifische Aktivität sondern auch die Dichte der zu erfassenden Tiere widerspiegelt (SCHWERDTFEGER 1979, MOSS et al. 1982). Dass Aktivitätsdichten in einer mehr oder weniger linearen Beziehung zur realen Dichte (und damit Populationsgröße) stehen wird demnach vorausgesetzt. Die Korrelation wird in der Studie von ORTMANN (2009) für Kammmolche tatsächlich bestätigt. Bereits die großen Unterschiede der Aktivitätsdichten von Gewässer zu Gewässer (z. B. SCHLÜPMANN 2009) deuten das an. Einzelne Beispiele aus der Praxis (Teil II 2.6) machen deutlich, dass das tatsächlich der Fall sein dürfte. Da im Einzelfall nicht entschieden werden kann, welchen Einfluss Abundanz oder Aktivität auf das Ergebnis haben, ist aber nicht zweifelfrei auf die Abundanz zu schließen. Untersuchungen zur Beziehung der Aktivitätsdichte zur realen Abundanz sind daher überaus wichtig und sinnvoll. Und natürlich muss auch betont werden, dass die Ermittlung einer realen Populationsgröße mittels Fang-Wiederfang, Wegfang oder Totalzensus (vgl. bei SCHLÜPMANN & KUPFER 2009, SCHLÜPMANN 2013) gegenüber Aktivitätsdichten letztlich unersetzbar ist und bleibt.

Die Ermittlung normierter Aktivitätsdichten (Tiere je 100 Flaschenreusenöffnungen) erlaubt Vergleiche zwischen morphologisch und physiologisch ähnlichen Arten mit vergleichbaren Ansprüchen (z. B. die Gilden Molche, Molchlarven und Kaulquappen) und ermöglicht so auch räumliche und zeitliche Vergleiche. Dafür sind einige Beispiele angeführt. Die Methode der Aktivitätsdichte-Bestimmung mittels Flaschen- und Eimerreusen ist somit für ein Monitoring geeignet, bei dem Vergleiche von Gewässer zu Gewässer gemacht werden sollen und die Entwicklung des Bestandes zu erfassen ist.

4 Umgang mit Problemen und Verhinderung von Verschleppungen

Die von manchen Autoren betonte erhöhte Mortalität in Flaschenfallen (z. B. MEYER 2005) trifft nur für den Einsatz unter Wasser zu, bei Positionierungen am Ufer und an der Wasseroberfläche mit Perforation und Luftkontakt ist sie nicht festzustellen (SCHLÜPMANN 2009). Bei richtiger Handhabung (siehe SCHLÜPMANN 2007, 2009, Teil I) bestehen mit Flaschenfallen demnach keine Probleme. Nur bei plötzlich steigenden Wasserständen können am Ufer befestigte Fallen zum Problem werden (SCHLÜPMANN 2009). Mit Schwimm- und Eimerreusen sind derlei Probleme nicht bekannt.

Ein Problem, dass zunächst prinzipiell für alle Fallen gilt, ist die Verschleppung von Krankheitserregern und anderen Organismen.

Insbesondere der Chytridpilz wird als sehr problematisch erkannt (SCHMIDT et al. 2009, BÖLL 2014). Ein Austrocknen der Fallen lässt den Erreger absterben (SCHMIDT et al. 2009). Das heißt, dass beim Wechsel von einem Gebiet in ein anderes das Fallenequipment sowie Stiefel solange trocken stehen sollten, bis sie tatsächlich abgetrocknet sind. Zu beachten ist, dass Spalten, Ecken und röhrenartige Schwimmer an den Fallen nur sehr langsam abtrocknen. Ggf. muss der erneute Einsatz auch verschoben werden. Dem Problem mangelhafter Abtrocknung in den röhrenartigen Schwimmern aus Rohrisolierungen kann durch die Verwendung anderer leicht trocknender Schwimmer (kleine Plastikflaschen) einfach begegnet werden (DRECHSLER et al. 2010).

Auch die Verschleppung von makroskopischen Pflanzen und kleinen Tieren (z. B. kleinen Wasserkäfern) ist zwar selten, kommt aber vor. Problematisch sind insbesondere Wasserlinsen (*Lemna* sp., *Spirodela polyrrhiza* u. a.) (vgl. SCHLÜPMANN 2009), die sich in jede Ritze drängen und überall an den Wänden kleben (Abb. 29a-b). Hier hilft nur eine sehr gründliche Reinigung oder ein längeres Abtrocknen.

Abb. 29a-b: Das Vorkommen von Wasserlinsen erschwert den Einsatz von Fallen erheblich. Nur eine gründliche Reinigung oder eine mehrtägige Abtrocknung kann helfen. Fotos: M. Schlüpmann.

Allerdings sollte der Aspekt der Verschleppung auch nicht überwertet werden, denn auch Enten, Gänse, Wasserinsekten u. a. verschleppen ggf. Keime oder Pflanzenteile. Die meisten Wasserinsekten können im Imaginalstadium fliegen und verbreiten sich so auf natürlichem Wege. Entscheidend ist oftmals nicht, ob und auf welchem Wege sie in ein neues Gewässer gelangen, sondern ob sie hier geeignete Lebensbedingungen vorfinden. Lemneeten werden immer nur in hypertrophen Gewässern zum Problem. Dorthin gelangen sie aber zumeist mit Wasservögeln.

5 Beifänge

In erheblichen Anzahlen werden mit den Flaschen- und Eimerreusen auch wirbellose Tiere gefangen. Dabei werden besonders die aktiv schwimmenden Tier-

arten (Käfer, Wanzen, Eintagsfliegen) erfasst und in den Uferfallen auch kriechende Tiere (Schnecken). Andere Tiere gehen dagegen nur zufällig und in geringer Zahl in die Fallen (z. B. Libellenlarven, Muscheln). Tatsächlich sind Flaschenreusen seit langem eine bekannte Methode, um Wasserkäfer zu fangen (vgl. z. B. SCHOLZ-STARKE 2004). Dabei werden die Fallen zumeist mit Fleisch (oft Leber) beködert. Aber nach meiner Erfahrung werden auch in unbeköderten Fallen große Mengen an Schwimm- und Wasserkäfern, aber auch Wasserwanzen, ggf. kleine Fische und in Uferfallen auch bodengebundene Wirbellose gefangen. Da viele Schwimmkäfer, Wasserwanzen und deren Larven sowie Klein- und Jungfische Prädatoren insbesondere der Amphibienlarven sind, empfehle ich sie grundsätzlich mit zu protokollieren. Damit erhält man auch einen Eindruck von der Dichte der Prädatoren in einem Gewässer. Größere Schwimmkäfer beeinflussen eventuell auch das Fangergebnis, da sie u. U. Amphibienlarven und seltener (Gelbrandkäfer) auch adulte Molche in den Fallen fressen.

In diesem Zusammenhang möchte ich auch betonen, dass ich die Beköderung von Fallen gerade wegen der Anlockung auch größerer Schwimmkäfer (Gelbrandkäfer, Furchenschwimmer) ablehne.

6 Empfehlungen für den Einsatz

Im Rahmen von Bestandsaufnahmen ist der Einsatz von Flaschenreusen, die in Dreiergruppen am Ufer ausgelegt werden, in Kombination mit einem Drittel Eimerreusen zu empfehlen. Die Anzahl der Eimerreusen entspricht dann etwa der Anzahl Standorte für Uferfallen. Mit der Kombination wird die wichtige Uferzone ebenso abgedeckt, wie die des Freiwasserbereiches. Unterschiede in der Verteilung der Arten, Geschlechter und Larven auf die Gewässerkompartimente (vgl. SCHLÜPMANN 2009, BECKMANN & GÖCKING 2012, BLIESENER & SCHLÜPMANN 2014 sowie dieser Beitrag) werden so ausgeglichen. Mit dem Einsatz sehr vieler Fallen wird zudem ein großes Maß an Repräsentativität erreicht.

Bis zu mehr als 30 Uferstandorte (je 3 Flaschen) und 30 Eimer werden je Gewässer eingesetzt. Tabelle 6 bietet eine Empfehlung. Bei Gewässern bis ca. 1.800 m² Wasserfläche ist eine gleichmäßige Verteilung der Flaschenreusen-Standorte möglich (Abstand der Standorte ca. 5 m). Eine gegenseitige Beeinflussung der Fängigkeit durch die jeweils benachbarten Fallenstandorte ist so sicher sehr gering. Die Anzahl der Standorte für Eimerfallen bzw. Flaschen-Fallenstandorte (y) kann man anhand der Uferlinie (x in m) gemäß $y = 0{,}2x$ berechnen. Da zwei Personen aber mehr als 30 Eimer und 30 x 3 Flaschenfallen nicht mehr sinnvoll an einem Tag handhaben können endet die Möglichkeit einer gleichmäßigen Verteilung bei einer Uferlänge von 150 m (ca. 1800 m²). Für eine einzelne Person würde ich die Hälfte des Fallenequipments empfehlen, da der Aufwand sonst zu groß wird. Eine gleichmäßige Verteilung endet dann bereits bei etwa 75 m Uferlinie. Bei größeren Gewässern sollte anhand der Uferstrukturen eine repräsentative Verteilung gewählt werden, wobei die unterschiedlich strukturierten Zonen eines Gewässers berücksichtigt werden.

Weitere Einzelheiten zum Einsatz wurden bereits von SCHLÜPMANN (2007, 2009), sind aber auch in dieser Arbeit (Teil I) beschrieben.

Tab. 6: Empfehlung für die Zahl einzusetzender Flaschenreusen und Eimerfallen bei der Erfassung von Molchen und Amphibienlarven in stehenden Kleingewässern.

Uferlinie	Durchmesser ca.	Wasserfläche ca.	Flaschen-Fallenstandorte mit je 3 Fallen		Eimer	
			2 Pers.	1 Pers.	2 Pers.	1 Pers.
5 m	1,6 m	2 m²	1	1	-	-
10 m	3,2 m	8 m²	2	2	1	1
25 m	8,0 m	50 m²	5	5	5	5
50 m	16,0 m	200 m²	10	10	10	10
75 m	24,0 m	450 m²	15	15	15	15
100 m	32,0 m	800 m²	20	≥ 15	20	≥ 15
150 m	48,0 m	1800 m²	30	≥ 15	30	≥ 15
> 150 m	> 48,0 m	1.800 m²	≥ 30	≥ 15	≥ 30	≥ 15

7 Ausblick

Inzwischen sind Flaschen- und Eimerfallen in ihrer Fängigkeit ausreichend erprobt (GRIFFITHS et al. 1996, SCHLÜPMANN 2007, 2009, diese Arbeit, WEINBERG & DALBECK 2009, ORTMANN 2009, DRECHSLER et al. 2010, GONSCHORREK 2011, BECKMANN & GÖCKING 2012). Die eingangs aufgestellten Forderungen in Hinblick auf Wiederholbarkeit und Repräsentativität sind bei einem Einsatz solcher Fallen in der aufgezeigten Form erfüllt.

Forschungsbedarf zu verschiedenen Fragen besteht zweifelsohne (vgl. GLANDT 2014). Insbesondere die Frage, ob und wie aus den Fängen auf die reale Populationsgröße geschlossen werden kann, wäre zu klären. Eine Korrelation der Eimerreusen-Fallenfänge mit der Populationsgröße ist nach ORTMANN (2009) erst ab 20 Kontrollen mit je nach Gewässer 8-24 Eimerreusen möglich. Dieser Aufwand ist personell und finanziell nicht zu erfüllen, so dass ein Monitoring einzelner Populationen über wenige Kontrolljahre kaum realistisch erscheint. Doch möchte ich hier einwenden, dass im langjährigen Mittel auch bei weniger Kontrollen je Laichsaison Trends mit großer Wahrscheinlichkeit sichtbar werden. Dazu kommt, dass letztlich nicht Trends in einzelnen Gewässern entscheidend sind, sondern nur der Trend in einer ganzen Region. Der aber dürfte bei einer ausreichenden Zahl von untersuchten Gewässern durchaus statistisch relevante Trends liefern. Den Pessimismus von ORTMANN möchte ich daher nicht unterzeichnen. Ein weiterer Aspekt erscheint mir erwähnenswert: Die Repräsentativität des Fallenfangs wird auch bei Kammmolchen durch den kombinierten Einsatz der Eimerfallen mit Flaschenfallen deutlich verbessert. Der von ORTMANN

erwähnte Einfluss von Exposition, Struktur und Vegetationsdichte wird so zumindest gemindert.

Die Möglichkeiten mit einfachen Hilfsmitteln wirkungsvolle Wasserfallen herzustellen erlauben ohne größere finanzielle Investitionen für alle Beteiligten die Durchführung von Monitoring-Programmen. Warum große, teure, schwer beschaffbare oder aufwendig zu bauende Reusenfallen verwenden oder sich von hersteller- und händlerspezifischen Modellen anhängig machen, wenn es leichte, einfache und preiswerte Fallen gibt, die alle Voraussetzungen erfüllen und mit denen beste Ergebnisse erzielt werden?

Danksagung

Ich danke allen, die mich im Laufe der Jahre als Zivildienstleistende, Bundesfreiwilligendienstler, Praktikanten und Kollegen der Biologischen Station Westliches Ruhrgebiet bei den Untersuchungen unterstützt haben. Insbesondere Dipl.-Biol. JULIA BLIESENER (Essen) und Dipl.-Biol. DANIELA SPECHT (Hünxe) möchte ich für ihre Unterstützung herzlich danken. Auch ANDREAS KRONSHAGE und den Kursteilnehmern des „Herpetokurses“ am Heiligen Meer sei gedankt. Dr. ANDREAS KRONSHAGE und Dr. DIETER GLANDT danke ich für die Durchsicht des Manuskriptes und die wertvollen Kommentare.

Literatur

BECKMANN, C. & C. GÖCKING (2012): Wie die Motte zum Licht? Ein Vergleich der Fängigkeit von beleuchteten und unbeleuchteten Wasserfallen bei Kamm-, Berg- und Teichmolch. – Zeitschrift für Feldherpetologie **19**: 67-78.

BERGER, H. (2000): Erfahrungen beim Nachweis von Molchen mit einfachen Trichterfallen. – Jahresschrift für Feldherpetologie und Ichthyofaunistik in Sachsen 6: 111-116.

BIOLOGISCHE STATION WESTLICHES RUHRGEBIET (2010): Bericht für das Jahr 2009. – Jahresberichte der Biologischen Station Westliches Ruhrgebiet **7**: 1-90.

BLAB J., NOWAK, E., SUKOPP, H. & W. TRAUTMANN (Hrsg.) (1977): Rote Liste der gefährdeten Tiere und Pflanzen in der Bundesrepublik Deutschland. – Greven (Kilda-Verlag). Naturschutz aktuell **1**, 67 S.

BLIESENER, J. (2010): Zeit- und räumliches Verteilungsmuster von Molchen und Amphibienlarven in einigen ausgewählten stehenden Gewässern. – Diplomarbeit, Universität Düsseldorf, Fachbereich Biologie.

BLIESENER, J. & M. SCHLÜPMANN (2014): Räumlich differenzierte Erfassung von Molchen (Gatt. *Mesotriton, Lissotriton*, *Triturus*) und deren Larven in Gewässern mittels Flaschenreusen – ein Beitrag zur Bedeutung von Ufer und Wassertiefe beim Einsatz von Wasserfallen. – Abhandlungen aus dem Westfälischen Museum für Naturkunde **77**: 77-116.

BÖLL, S. (2014): Potentielle Verbreitung des Chytridiomykose-Erregers *Batrachochytrium dendrobatidis* über Wasserfallen. – Abhandlungen aus dem Westfälischen Museum für Naturkunde 77: 281-292.

BRAZ, E. & P. JOLY (1994): Micro-habitat use, resource partitioning and ecological succession in a size-structured guild of newt larvae (g. *Triturus*, Caudata, Amphibia). – Archiv für Hydrobiologie **131**: 129-139.

BRIGGS, L., RANNAP, R., PAPPEL, P., BIBELRIETHER, F. & A. PÄIVÄRINTA (2006): Monitoring Methods for the Great Crested Newt *Triturus cristatus.* – Project Report "Protection of *Triturus cristatus* in the Eastern Baltic region". Life2004Nat/EE/000070. Action A2. Tallinn-Odense.

CALEF, G. W. (1973): Natural mortality of tadpoles in a population of *Rana aurora*. – Ecology **54** (4): 741-758.

CRESSWELL, W. & R. WHITWORTH (2004): An assessment of the efficiency of capture techniques and the value of different habitats for the great crested newt *Triturus cristatus*. – English Nature Research Reports **576**: 1-75.

DOLMEN, D. (1983): Diel Rhythms and Microhabitat Preference of the Newts *Triturus vulgaris* and *T. cristatus* at the Northern Border of their Distribution Area. – Journal of Herpetology **17**: 23-31.

DRECHSLER, A., BOCK, D., ORTMANN, D. & S. STEINFARTZ (2010): Ortmann's funnel trap – a highly efficient tool for monitoring amphibian species. – Herpetology Notes **3**: 13-21.

FASOLA, M. & L. CANOVA (1992): Residence in water by the newts *Triturus vulgaris*, *T. cristatus* and *T. alpestris* in a pond in northern Italy. – Amphibia-Reptilia **13**: 227-233.

FELDMANN, R. (1975): Methoden und Ergebnisse quantitativer Bestandsaufnahmen an westfälischen Laichplätzen von Molchen der Gattung *Triturus (*Amphibia: Caudata). – Faunistisch ökologische Mitteilungen **5**: 27-33.

FELDMANN, R. (1976): Rote Liste der im Landesteil Westfalen (Land NRW) gefährdeten Amphibien- und Reptilienarten. – Natur und Landschaft **51**: 39-41.

GLANDT, D. (1982): Abundanzmessungen an mitteleuropäischen *Triturus*-Populationen (Amphibia, Salamandridae). – Amphibia-Reptilia **4**: 317-326.

GLANDT, D. (2011): Grundkurs Amphibien- und Reptilienbestimmung. Beobachten, Erfassen und Bestimmen aller europäischen Arten. – Wiebelsheim (Quelle und Meyer).

GLANDT, D. (2014): Wasserfallen als Hilfsmittel der Amphibienerfassung – eine Standortbestimmung. – Abhandlungen aus dem Westfälischen Museum für Naturkunde **77**: 9-50.

GONSCHORREK, K. (2011): Erfassung der häufigen Amphibienarten in NRW für ein Langzeitmonitoring – ein Methodenvergleich. – Diplomarbeit am Institut für Landschaftsökologie des Fachbereichs Geowissenschaften der Westfälischen Wilhelms-Universität Münster.

GONSCHORREK, K. (2014): Erfassung der heimischen Molcharten im nördlichen Westfalen – ein Methodenvergleich. – Abhandlungen aus dem Westfälischen Museum für Naturkunde **77**: 161-178.

GRAYSON, K. L. & A. R. ROE (2007): Glow sticks as effective bait for capturing aquatic amphibians in funnel traps. – Herpetological Review **38**: 168-170.

GREENWOOD, J. D. & R. A. ROBINSON (2006): 2 Principles of sampling. S. 11-86 in: SUTHERLAND, W. J. (ed.): Ecological Census Techniques. – Cambridge (Cambridge University Press).

GRIFFITHS, R. A. (1985): A simple funnel trap for studying newt populations and an evaluation of trap behaviour in smooth and palmate newts, *Triturus vulgaris* and *Triturus helveticus*. – Herpetological Journal **1**: 5-10.

GRIFFITHS, R. A. (1987): Microhabitat and seasonal niche dynamics of Smooth and Palmate newts, *Triturus vulgaris* and *T. helveticus* at a pond in mid-Wales. – Journal of Animal Ecology **56**: 441-451.

GRIFFITHS, R. A. & V. J. MYLOTTE (1987): Microhabitat selection and feeding relations of smooth and warty newts, *Triturus vulgaris* and *T. cristatus*, at an upland pond in mid-Wales. – Holarctic Ecology **10**(1): 1-7.

GRIFFITHS, R. A., RAPER, S. J. & L. D. BRADY (1996): Evaluation of a standard method for surveying common frogs (*Rana temporaria*) and newts (*Triturus cristatus, T. helveticus* and *T. vulgaris*). – JNCC Report No. 259 Joint Nature Conservation Committee, Peterborough.

HAACKS, M. & A. DREWS (2008): Bestandserfassung des Kammmolchs in Schleswig-Holstein. Vergleichsstudie zur Fängigkeit von PET-Trichterfallen und Kleinfischreusen. – Zeitschrift für Feldherpetologie **15**: 79-88.

HAACKS, M., BOCK, D., DREWS, A., FLOTTMANN, H.-J., GESKE, C., KUPFER, A. ORTMANN, D. & R. PODLOUCKY (2009): Bundesweite Bestandserfassung von Kammmolchen im Rahmen des FFH-Monitorings. Erfahrungen zur Fängigkeit von verschiedenen Wasserfallentypen. – Natur und Landschaft **84**: 276-280.

HALLIDAY, T. (2006): 7 Amphibians. S. 278-296 in: SUTHERLAND, W. J. (ed.): Ecological Census Techniques. – Cambridge (Cambridge University Press).

HARDMAN, C. J., MACKLEY, E. K. & D. B. HARRIS (2010): Wildlife surveys Chapter 9: Amphibian Surveys In: RSPB/NE Countdown 2010: Bringing Reedbeds to Life Project.

JAHN, P. & K. JAHN (1997): Vergleich qualitativer und halbquantitativer Erfassungsmethoden bei verschiedenen Amphibienarten im Laichgewässer. – Mertensiella **7**: 61-69.

JEHLE, R., BOUMA, P., SZTATECSNY, M. & J. W. ARNTZEN (2000): High aquatic niche overlap in the newts *Triturus cristatus* and *T. marmoratus* (Amphibia, Urodela). – Hydrobiologia **437**: 149-155.

JENKINS, C. L., MCGARIGAL, K. & L. R. GAMBLE (2002): A comparison of aquatic surveying techniques used to sample *Ambystoma opacum* larvae. – Herpetological Review **33**: 33-35.

KARLSSON, T. (2004): Estimating Population Sizes, Viability and Sensitivity of the Crested Newt (*Triturus cristatus*) at a Landscape Scale. – Examination Project Work, Biology: Master of Science University of Kalmar.

KOLOZSVARY, M. B. (2003): Hydroperiod of wetlands and reproduction in Wood Frogs (*Rana sylvatica*) and Spotted Salamanders (*Ambystoma maculatum*). – Thesis The University of Maine.

KRONSHAGE, A. & D. GLANDT (2014): Minnow traps from North America as tools for monitoring Amphibians – first results from European newt populations. – Abhandlungen aus dem Westfälischen Museum für Naturkunde **77**: 51-76.

KÜHNEL, K.-D. & W. RIECK (1988): Erfahrungen mit Trichterfallen bei der Amphibienerfassung. – Jahrbuch für Feldherpetologie **2**: 133-139.

KUPFER, A. (2001): Ist er da oder nicht? Eine Übersicht über die Nachweismethoden für den Kammolch. – Rana, Sonderheft **4**: 137-144.

LAUFER, H. (2009): Zur Effizienz verschiedener Wasserfallen für das Monitoring des Kammmolchs (*Triturus cristatus*) und weiterer Wassermolche in NATURA-2000-Gebieten. – In: HACHTEL, M., SCHLÜPMANN, M., THIESMEIER, B. & K. WEDDELING (Hrsg.): Methoden der Feldherpetologie. – Zeitschrift für Feldherpetologie, Supplement **15**: 291-304.

LÖSCHENKOHL, A. (1986): Niche Partitioning and Competition in Tadpoles. In: ROČEK, Z. (Ed.): Studies in Herpetology. – Proceedings of the European Herpetological Meeting Prague 1985: 399-402.

LOZÁN, J. L. & H. KAUSCH (1998): Angewandte Statistik für Naturwissenschaftler. 2., überarbeitete und ergänzte Auflage. – Pareys Studientexte **74** Berlin (Parey Buchverlag).

LÜSCHER, B. & S. ALTHAUS (2009): Amphibien in der Märchligenau bei Bern – Diskussion zweier Erfassungsmethoden. In: HACHTEL, M., SCHLÜPMANN, M., THIESMEIER, B. & WEDDELING, K. (Hrsg.): Methoden der Feldherpetologie. – Zeitschrift für Feldherpetologie, Supplement **15**: 305-310.

MEYER, S. (2005): Untersuchung zur Überlebensstrategie der Kammmolchpopulationen (*Triturus cristatus*, Laurenti 1768) in der Kulturlandschaft Sachsen-Anhalts. – Dissertation Mathematisch-Naturwissenschaftlich-Technischen Fakultät der Martin-Luther-Universität Halle-Wittenberg.

MICACCHION, M. (2004): Integrated Wetland Assessment Program. Part 7: Amphibian. – Index of Biotic Integrity (AmphIBI) for Ohio Wetlands. Ohio EPA Technical Report WET/2004-7. Ohio Environmental Protection Agency, Wetland Ecology Group, Division of Surface Water, Columbus, Ohio.

MONKA, M. & VOSS, W. (2002): Statistik am PC. Lösungen mit Excel. 3., überarbeitete und aktualisierte Auflage. – München, Wien (Hanser).

MOSS, R., WATSON, A. & J. OLLASON (1982): Animal population dynamics. Outline Studies in Ecology. – New York (Chapman and Hall).

NEUMANN, B., NEUMANN, H. & W. A. ROWOLD (2010): Vereinfachter Einsatz von Kleinfischreusen bei der aquatischen Erfassung von Lurchen. – Zeitschrift für Feldherpetologie **17**: 97-97.

ORTMANN, D. (o. J.): Bauanleitung für Unterwassertrichterfallen. – Manuskript, unveröff.

ORTMANN, D. (2009): Kammmolch-Monitoring-Krefeld – Populationsökologie einer europaweit bedeutsamen Population des Kammmolches (*Triturus cristatus*) unter besonderer Berücksichtigung naturschutzrelevanter Fragestellungen. – Dissertation Mathematisch-Naturwissenschaftlichen Fakultät der Rheinischen Friedrich-Willhelms-Universität zu Bonn.

RICHTER, K. O. (1995): A simple aquatic funnel trap and its application to wetland amphibian monitoring. – Herpetological Review **26**: 90-91.

SCHLÜPMANN, M. (2007): Erfahrungen mit dem Einsatz von Reusenfallen. – Rundbrief zur Herpetofauna von Nordrhein-Westfalen **32**: 8-18. Online im Internet: URL: http://www.herpetofauna-nrw.de/Rundbriefe/Rdbr32_Mai2007.pdf

SCHLÜPMANN, M. (2009): Wasserfallen als effektives Hilfsmittel zur Bestandsaufnahme von Amphibien – Bau, Handhabung, Einsatzmöglichkeiten und Fängigkeit. In: HACHTEL, M., SCHLÜPMANN, M., THIESMEIER, B. & K. WEDDELING (Hrsg.): Methoden der Feldherpetologie. – Zeitschrift für Feldherpetologie Supplement **15**: 257-290.

SCHLÜPMANN, M. (2013): Populationsparameter und Dichte der Molche (Gattungen *Mesotriton* und *Lissotriton*; Amphibia: Salamandridae) in stehenden Kleingewässern des Nordwestsauerlandes – ein Beitrag auch zum Kescherfang von Molchen. – Abhandlungen aus dem Westfälischen Museum für Naturkunde **75**: 123-150.

SCHLÜPMANN, M. & A. KUPFER (2009): Methoden der Amphibienerfassung – eine Übersicht. In: HACHTEL, M., SCHLÜPMANN, M., THIESMEIER, B. & K. WEDDELING (Hrsg.): Methoden der Feldherpetologie. – Zeitschrift für Feldherpetologie, Supplement **15**: 7-84.

SCHLÜPMANN, M. & A. GEIGER unter Mitarbeit von KORDGES, T., KRONSHAGE, A. & M. HENF (1999): Rote Liste der gefährdeten Kriechtiere (Reptilia) und Lurche (Amphibia) in Nordrhein-Westfalen. In Landesanstalt für Ökologie, Bodenordnung u. Forsten/Landesamt f. Agrarordnung Nordrhein-Westfalen (Hrsg.): Rote Liste der gefährdeten Pflanzen und Tiere in Nordrhein-Westfalen. – LÖBF-Schriftenreihe, Recklinghausen **17**: 375-404.

SCHLÜPMANN, M., MUTZ, T., KRONSHAGE, A., GEIGER, A. & M. HACHTEL unter Mitarbeit des Arbeitskreises Amphibien und Reptilien Nordrhein-Westfalen (2011): Rote Liste und Artenverzeichnis der Kriechtiere und Lurche – Reptilia et Amphibia – in Nordrhein-Westfalen. In: Landesamt für Natur, Umwelt und Verbraucherschutz Nordrhein-Westfalen (Hrsg.): Rote Liste der gefährdeten Pflanzen, Pilze und Tiere in Nordrhein-Westfalen. 4. Fassung. – LANUV-Fachbericht 36, Band **2**: 159-222.

SCHMIDT, B. R., FURRER, S., KWET, A., LÖTTERS, S., RÖDDER, D., SZTATECSNY, M., TOBLER, U. & S. ZUMBACH (2009): Desinfektion als Maßnahme gegen die Verbreitung der Chytridiomykose bei Amphibien. In: HACHTEL, M., SCHLÜPMANN, M., THIESMEIER, B. & K. WEDDELING (Hrsg.): Methoden der Feldherpetologie. – Zeitschrift für Feldherpetologie Supplement **15**: 229-241.

SCHOLZ-STARKE, B. (2004): Vergleichende biozönotische Untersuchungen wassergebundener Käfer in stehenden Gewässern des linken Niederrheins mit Hilfe von Reusenfallen. – Diplomarbeit am Lehrstuhl für Biologie V der Rheinisch-Westfälischen Technischen Hochschule Aachen.

SCHWERDT, C. (2011): Untersuchungen zu Verbreitung und Bestand von Molchen (Gattungen *Lissotriton* und *Mesotriton*) in Altena und Nachrodt-Wiblingwerde (Westfalen) und Beobachtungen zur Populationsbiologie. – Jahrbuch Bochumer Botanischer Verein **2**: 56-67.

SCHWERDTFEGER, F. (1979): Ökologie der Tiere. Band II Demökologie. Struktur und Dynamik tierischer Populationen. – Hamburg und Berlin (Paul Parey).

SPARLING, D. W., RICHTER, K. O., CALHOUN A. & M. MICACCHION (2001): Methods for evaluating wetland condition: using amphibians in bioassessments of wetlands. – EPA 822-R-01-0071. U.S. Environmental Protection Agency, Office of Water. Washington, D.C., USA.

WEDDELING, K., HACHTEL, M., SANDER, U. & D. TARKHNISHVILI (2004): Bias in estimation of newt population size: A field study at five ponds using drift fences, pitfalls and funnel traps. – Herpetological Journal **14**: 1-7.

WEINBERG, K. & L. DALBECK (2009): Vergleich zweier Erfassungsmethoden am Beispiel von Berg- und Fadenmolch in Gewässern der Nordeifel. In: HACHTEL, M., SCHLÜPMANN, M., THIESMEIER, B. & K. WEDDELING (Hrsg.): Methoden der Feldherpetologie. – Zeitschrift für Feldherpetologie, Supplement **15**: 311-316.

WILLSON J. D. & M. E. DORCAS (2003): Quantitative Sampling of Stream Salamanders: Comparison of Dipnetting and Funnel Trapping Techniques. – Herpetological Review **34**: 128-130.

Anschrift des Verfassers:

Martin Schlüpmann
Biologische Station Westliches Ruhrgebiet e. V.
Ripshorster Straße 306
D-46117 Oberhausen

E-Mail: martin.schluepmann@bswr.de

priv.: Hierseier Weg 18
D-58119 Hagen

E-Mail: herpetofauna@ish.de

Anhang

Gelände-Protokollbogen für Untersuchungen mit Wasserfallen (der Bogen eignet sich für je 3 Fallen).

Reusenfallen-Untersuchung

Bearbeitung: Übertragung Amphibienbogen | Excel-Liste

Fundpunkt:

Gewässernummer:

Tages-Nr.:

Erfasser:

Datum: . .20

Falle	1.	2.	3.
Falle beschädigt			
keine Nachweise			
keine Amphibien			
Wirbellose n. erfasst			

Falle	1.	2.	3.
Flaschenreuse			
Eimerreuse 5 Öffnungen			
Eimerreuse 4 Öffnungen			
Eimerreuse 5 Öffn. beleuchtet			
Eimerreuse 4 Öffn. beleuchtet			
BIM-Kastenreuse			

Falle	1.	2.	3.
Gaze-Kastenenreuse Henf			
Gaze-Kastenenreuse Laar			
Kleinfischreuse Ufer			
Kleinfischreuse Grund			
US-Kleinfischreuse Ufer			
US-Kleinfischreuse Grund			

Art	1. Falle			2. Falle			3. Falle		
	Adulte/ Imago ggf. Männch., Weibch.	Jungtier	Larven	Adulte/ Imago ggf. Männch., Weibch.	Jungtier	Larven	Adulte/ Imago ggf. Männch., Weibch.	Jungtier	Larven
Amphibien									
Feuersalamander									
Bergmolch									
Teichmolch									
Fadenmolch									
Kammmolch									
Erdkröte									
Kreuzkröte									
Grasfrosch									
Moorfrosch									
Wasserfrösche									
Teichfrosch									
Kleiner Wasserfrosch									
Fische									
Dreistachliger Stichling									
Neunstachliger Stichling									
Käfer									
Furchenschwimmer									
Gelbrandkäfer									
Wasserkäfer									
Schwimmkäfer									
Käfer unbestimmt									
Wanzen									
Schwimmwanze									
Wasserskorpion									
Stabwanze									
Rückenschwimmer									
Ruderwanzen									

Art	Anzahl		
	1. Falle	2. Falle	3. Falle
Insekten-Larven			
Kleinlibellen-Larven			
Großlibellen-Larven			
Eintagsfliegen-Larven			
Köcherfliegen-Larven			
Schlammfliegen-Larven			
Waffenfliegen-Larven			
Bremsen-Larven			
Neuropteren-Larven			
Krebstiere			
Wasserasseln			
Flohkrebse			
Schnecken			
Schlammschnecke			
Eiförmige Schlammschn.			
Ohrförmige Schlammschn.			
Spitzschlammschnecke			
Posthornschnecke			
Tellerschnecke			
Schnecken unbestimmt			
Muscheln			
Kugelmuscheln			
Erbsenmuscheln			
Egel			
Pferdeegel			
Sonstige			
Wasserspinne			

Anmerkungen:

Arbeitskreis Amphibien und Reptilien NRW www.herpetofauna- nrw.de

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: Abhandlungen aus dem Westfälischen Provinzial-Museum für Naturkunde

Jahr/Year: 2014

Band/Volume: 77_2014

Autor(en)/Author(s): Schlüpmann Martin

Artikel/Article: Untersuchungen und Monitoring von Amphibien mit Wasserfallen aus einfachen Mitteln 117-160