

Methoden der Amphibienerfassung – eine Übersicht

MARTIN SCHLÜPMANN¹ & ALEXANDER KUPFER²

¹Biologische Station Westliches Ruhrgebiet, Ripshorster Straße 306, D-46117 Oberhausen,
martin.schluepmann@bswr.de

²Institut für Spezielle Zoologie und Evolutionsbiologie mit Phyletischem Museum,
Friedrich-Schiller-Universität Jena, Erbertstr. 1, D-07743 Jena, alexander.kupfer@uni-jena.de

Surveying techniques for amphibians – an overview

With the exception of the viviparous Alpine salamander all central European amphibians have a biphasic life cycle. Dedicated, species and age-specific monitoring methods are required to detect and collect field data on the biology and distribution of all amphibians. This data is urgently needed for well-funded conservation programmes. Since the last twenty years an extraordinary variety of field methods have been introduced. Here we give an overview and a summary on the various methods and techniques currently been used. Firstly, we summarise which specific permits and which field gear are needed for a well-designed study on amphibians. Secondly, we describe which life history stages of central European amphibians can be detected at a specific time of the year. Thirdly, we introduce several semi-quantitative and quantitative methods for capturing amphibians in aquatic and terrestrial habitats. In the final chapters we review some quantitative methods to estimate amphibian population sizes and delineate a few non-invasive marking-methods suitable for central European amphibians.

Key words: Amphibians, Urodela, Anura, sampling methods, ecology, biodiversity, population biology.

Zusammenfassung

In den letzten beiden Jahrzehnten hat sich eine Vielzahl von verschiedenen feldherpetologischen Methoden etabliert, mit denen Amphibien in ihren Lebensräumen erfasst werden können. Wir geben einen aktuellen Überblick über die gesamte Bandbreite des Spektrums der Amphibienerfassung. Wir beginnen mit der Planung einer Studie bis zur Feldausrüstung. Im nächsten Abschnitt beschreiben wir, wann welche Amphibienarten im Jahreslauf zu erfassen sind. Wir stellen diverse halbquantitative und quantitative Fangmethoden in den Gewässern und in den Landlebensräumen dar. Im abschließenden Teil geben wir einen kurzen Abriss zu den Methoden der Populationsökologie und zu den wichtigsten Markierungs- und Wiedererkennungsmethoden der mitteleuropäischen Amphibienfauna.

Schlüsselbegriffe: Amphibien, Urodela, Anura, Erfassungsmethodik, Biodiversität, Ökologie, Populationsbiologie.

Inhalt

1	Einleitung	9
2	Vorbereitung und Ausstattung	10
2.1	Genehmigungen	10
2.2	Feldausrüstung	11
3	Amphibienerfassung in Raum und Zeit	13
3.1	Jahreszeit und Habitat	13
3.2	Zeitlicher Aufwand	16
4	Fang- und Nachweismethoden	17
4.1	Sichtbeobachtung	18
4.1.1	Suche und Sichtnachweis	18
4.1.2	Sichtzählung	19
4.1.3	Laich(ballen)zählung	20
4.2	Verhören	21
4.3	Fangmethoden	23
4.3.1	Direkte Fangmethoden	23
4.3.1.1	Handfang	23
4.3.1.2	Kescher	23
4.3.1.3	Fangbehälter	26
4.3.2	Fallen im Wasser (Reusen)	26
4.3.2.1	Kleinfischreusen	27
4.3.2.2	Reusen aus Plastikflaschen	28
4.3.2.3	Kasten-Lichtfalle	31
4.3.2.4	Stellrahmen-Kastenreuse	32
4.3.2.5	Gaze-Kastenreuse	33
4.3.2.6	Vierkammer-Reuse	33
4.3.2.7	Eimerreusen	34
4.3.2.8	Auftauchfalle	34
4.3.2.9	Weitere Fallentypen	35
4.3.2.10	Wichtige Fallentypen und Kescherfang im Vergleich	35
4.3.3	Driftnetze	42
4.3.4	Arena-Sammelmethoden	43
4.3.5	Fallen an Land (Bodenfallen)	43
4.3.5.1	Zaunanlagen und -abschränkungen mit Eimerfallen	43
4.3.5.2	Leitzaunfallen	47
4.3.5.3	Einfache Bodenfallen	48
4.3.5.4	Beifänge und Kleinsäugerschutz	49
4.3.6	Künstliche Verstecke	51
5	Quantifizierungsmethoden für Amphibien	51
5.1	Relative Häufigkeitsangaben	52
5.2	Schätzung und Ermittlung absoluter Bestandszahlen und Abundanzwerte	52
5.2.1	Bestandsschätzungen	53
5.2.2	Zählungen und Kescherfang	53
5.2.3	Fallenfänge	54
5.2.4	Wegfangmethode	55
5.2.5	Fang-Wiederfang-Methoden	57
5.2.6	Genetische Methoden: die effektive Populationsgröße	58
6	Wiedererkennung und Markierung	59
6.1	Mustererkennung	60
6.2	Nicht-invasive Markierung	64
7	Nebenwirkungen feldherpetologischer Arbeiten	66
7.1	Lebensraum	66
7.2	Störung, Fang und Manipulation	67
7.3	Übertragung von Krankheitserregern	69
8	Dank	69
9	Literatur	70

1 Einleitung

Mit über zwanzig Amphibienarten zählt Mitteleuropa nicht zu den Regionen mit der größten Amphibiendiversität, dennoch zeigen mitteleuropäische Amphibien ein hohes Maß an Flexibilität in ihrer Ökologie. Mit Ausnahme des viviparen Alpensalamanders (*Salamandra atra*) haben alle Amphibien einen biphasischen Lebenszyklus mit einem aquatischen Larvenstadium und sind auf stehende oder fließende Gewässer zur Fortpflanzung angewiesen. Um alle Lebensstadien von Amphibien zu untersuchen, sind spezielle, art- und stadienspezifische Erfassungsmethoden in der Feldherpetologie gefordert. Nur mit speziellen Methoden sind Aussagen über die Verbreitung, Phänologie, den Bestand oder die Bestandsentwicklung möglich.

Feldbiologische Untersuchungen an mitteleuropäischen Amphibien, die zunächst nur wissenschaftlich motiviert waren, gewannen seit den 1970er Jahren nicht selten auch eine erhebliche Naturschutzrelevanz, was wiederum die Forschung wesentlich befördert hat (vgl. HEUSSER 1968b, MEISTERHANS & HEUSSER 1970, FELDMANN 1972a, 1973, 1976, 1977, 1978b, 1984, HENLE 1996 u. a.). Seit den 1980er Jahren haben Aussagen zum Vorkommen und zum Bestand von Amphibien zunehmend Bedeutung in naturschutz- und umweltrechtlichen Genehmigungs- und Planungsverfahren sowie in der Landschaftplanung erlangt (GERKEN et al. 1990a, b, ZUCCHI 1990, KLEINSCHMIDT 1991, EIKHORST 1992, KÜHNEL 1992, FISCHER & PODLOUCKY 1997, SEIDEL 1997), wobei die Zoologie als wertfreie Naturwissenschaft sich hier fachfremd mit Fragen der Bewertung auseinanderzusetzen hat (FELDMANN 1978b, SCHLÜPMANN 1988a, ERZ 1994). Neben der naturschutzrechtlichen Eingriffsregelung (BNatSchG; vgl. auch SCHLÜPMANN & KERKHOFF 1992) ist bei Planfeststellungsverfahren eine Umweltverträglichkeitsprüfung vorgeschrieben, bei denen Amphibien zwar nicht zwingend, aber doch in vielen Fällen untersucht werden (vgl. beispielsweise SCHLÜPMANN & NEU 1992, SCHLÜPMANN et al. 1994). Konkreter, allerdings nicht alle Arten betreffend, hat die sogenannte FFH-Richtlinie (Fauna-Flora-Habitat-Richtlinie) der EU zur Notwendigkeit der Einbeziehung von Amphibien in planerische Aufgaben geführt (FFH-Verträglichkeitsstudie). Die Aufnahme vieler heimischer Arten in die Anhänge II, IV und V der Richtlinie (vgl. auch MEYER et al. 2004) erfordert einen wirkungsvollen Schutz und den Nachweis dieser Wirksamkeit, was in Deutschland vor allem Ländersache ist (z. B. GEESKE 2006, PODLOUCKY 2006, KIEL 2008a, b). Die hierfür erforderlichen Untersuchungen waren und sind Gegenstand vieler fachlicher und politischer Diskussionen, und die methodischen Empfehlungen für die Erfassung und Bewertung von Amphibien, erarbeitet von WEDDELING et al. (2005) und SCHMIDT et al. (2006), sind eher als Ergebnisse fachlich-politischer Kompromisse zu verstehen. Für Fragen der nationalen FFH-Berichtspflicht (Art. 11 und 17 FFH-RL) sind aber auch Länder übergreifende Monitoringprogramme entwickelt worden, die auf weitgehend standardisierten Erfassungsmethoden beruhen (vgl. WEDDELING et al. 2009) und darauf abzielen, alle 6 Jahre den Erhaltungszustand aller »Anhangsarten« zu bewerten.

Ein deutschsprachiges Standardwerk oder Lehrbuch zu dem Thema »Erfassungsmethoden der Amphibien« fehlt aber bis heute. Aus dem englischsprachigen Raum liegen von HONEGGER (1979), KARNS (1986), FERNER (2007), LIPS et al. (2001), HALLIDAY (2006) und vor allem durch die Standardwerke von HEYER et al. (1994) und DODD (2009) einige umfassende Arbeiten zum Amphibienmonitoring vor, diese enthalten

jedoch keine oder kaum Daten zu mitteleuropäischen Arten, sind aber dennoch für Anwender in Mitteleuropa von Nutzen.

Verfügbar ist ein Tagungsband zum Thema »Naturschutzrelevante Methoden der Feldherpetologie« (HENLE & VEITH 1997). In diesem Buch sind jedoch viele einfache und grundlegende Methoden nicht angesprochen. Ein weiterer Aufsatz »Methodische Standards für Amphibien-Gutachten« (REINHARD 1992) ist wenig hilfreich. Auch der Beitrag von GEIGER & SCHÜTZ (1996) bietet nur einige stichwortartige Hinweise.

Einzelbeiträge zu Methoden, welche in der Feldherpetologie angewendet werden, werden fast ausschließlich in Fachzeitschriften publiziert. Im deutschsprachigen Raum erschienen sie vor allem in der Zeitschrift für Feldherpetologie (seit 1994), im englischsprachigen Gebiet vor allem im *Herpetological Review* (seit 1969), dem Organ der Society for the Study of Amphibians and Reptiles, in welchem ausschließlich Fachartikel zu diesem Themengebiet veröffentlicht werden. Seit 2008 veröffentlicht die Societas Herpetologica Europaea in der frei zugänglichen Online-Zeitschrift *Herpetology Notes* ebenfalls Artikel zu Feldmethoden. Seltener erscheinen neue Methoden in anderen herpetologischen Zeitschriften wie *Amphibia-Reptilia*, *Copeia*, *Herpetological Journal*, *Herpetologica*, *Journal of Herpetology*, *Applied Herpetology*, *Salamandra* und *Mertensiella*. Häufiger werden allerdings neue Feldmethoden in allgemeinen zoologischen und ökologischen Fachzeitschriften wie dem *Journal of Zoology* oder dem *Journal of Animal Ecology*, *Biological Journal of the Linnean Society*, *Ecology* oder *Oecologia* unter der Rubrik »Material und Methoden« beschrieben.

In den letzten beiden Jahrzehnten hat sich eine Vielzahl neuer feldherpetologischer Methoden etabliert, mit denen Amphibien in ihren Lebensräumen erfasst werden können. Wir finden es an der Zeit, einen aktuellen methodischen Überblick zu geben. Unsere Zusammenschau behandelt die gesamte Bandbreite der Amphibienerfassung, von der Planung einer Studie über die Ausrüstung und die relevanten Fangmethoden. Im abschließenden Teil geben wir einen kurzen Abriss zu den Methoden der Populationsökologie und zu einigen Markierungs- und Wiedererkennungsmethoden der mitteleuropäischen Amphibienfauna. Bei den Markierungsmethoden beschränken wir uns auf wenige nichtinvasive Methoden, da wir der Auffassung sind, dass invasive Methoden heute – aus fachlichen und ethischen Gründen – nur noch in gut begründeten Einzelfällen akzeptabel sind und diesen bereits eine Reihe sehr guter Übersichtsarbeiten zur Verfügung stehen. Die von uns referierten Methoden sind dagegen auch bei Bedarf für planerische und gutachterliche Tätigkeiten geeignet und für Naturschutzgruppen anwendbar. Da viele der Methoden zuerst im englischsprachigen Raum entwickelt wurden, empfehlen wir dem Leser, die englischen Fachbegriffe in den verschiedenen Bildunterschriften im Text für weitere Recherchen zu verwenden.

2 Vorbereitung und Ausstattung

2.1 Genehmigungen

Nach § 42 des Bundesnaturschutzgesetzes besteht in Deutschland das grundsätzliche Verbot, Tiere der besonders geschützten Arten – also auch aller heimischen Amphi-

bien und Reptilien – zu fangen oder zu verletzen. Für viele Untersuchungen und Bestandsaufnahmen ist daher eine Befreiung nach § 62 BNatSchG erforderlich. Die Genehmigungspraxis ist allerdings von Bundesland zu Bundesland unterschiedlich. In vielen Ländern sind die Unteren Naturschutz- oder Landschaftsbehörden zuständig, in anderen die Bezirksregierungen. Für Markierungsmethoden, die mit Verletzungen verbunden sind, ist zusätzlich eine Genehmigung nach dem Tierschutzgesetz erforderlich, für welche die Veterinärämter zuständig sind.

Es ist darauf hinzuweisen, dass auch Störungen (durch Beobachten und Fotografieren) bei geschützten Tieren und somit auch bei einheimischen Amphibien verboten sind und einer Genehmigung bedürfen. Wo allerdings solche Störungen anfangen, ist zu fragen und in ein vernünftiges Verhältnis zu setzen. Sichtbeobachtungen und Laichballenzählungen, aber auch eine zurückhaltende Fotografie, sind bei den insgesamt wenig störungsanfälligen Amphibien nach unserer Auffassung nicht genehmigungsbedürftig. Würde man solches Tun als relevant im Sinn des Naturschutzrechts ansehen, so müsste man generell das Betreten der Landschaft verbieten, denn geschützte Arten (z. B. Vögel) sind gleichsam überall zu finden und werden prinzipiell gestört.

Da sich Bestandsaufnahmen und Kartierungen nicht selten auf geschützte Flächen (Naturschutzgebiete, geschützte Landschaftsbestandteile u. a.) beziehen, ist zusätzlich eine Befreiung zur Betretung außerhalb der offiziell zugelassenen Wege erforderlich.

Die Erfahrung zeigt, dass die Genehmigungen häufig einige Zeit (wenige Wochen bis Monate) benötigen. Es ist daher zu empfehlen, die Genehmigungen rechtzeitig vor der Saison einzuholen. Leider ist die Praxis nicht einheitlich und wird von der einen Behörde großzügig, von der anderen dagegen restriktiv gehandhabt. In jedem Fall ist es wichtig, sich vorher genau über das Ziel der Untersuchung im Klaren zu sein. Je nach Amphibienart sind besondere Methoden erforderlich, welche im Antrag genau dargestellt werden sollten, um den Behörden möglichst viele Informationen zu geben und ihnen die Entscheidung zu erleichtern.

Im Ermessensspielraum der Genehmigungsbehörden liegt die Erhebung von Gebühren für die Bearbeitung des Antrages. Bei ehrenamtlichen Naturschützern verzichten die Behörden aber im Allgemeinen darauf, wenn ihnen im Anschluss an die Untersuchung die Ergebnisse übermittelt werden. Bei umfangreichen überregionalen wissenschaftlichen Untersuchungen sollten aber entsprechende Geldmittel eingeplant werden.

Im Zusammenhang mit den Genehmigungen sei auch auf die Kapitel 4.3.5.4 und 7 verwiesen, in denen wir auf Nebenwirkungen der Untersuchungen eingehen.

2.2 Felddausrüstung

Zur Grundausrüstung für den Feldherpetologen zählen:

Die Ausnahmegenehmigung, welche im Feld mitgeführt werden sollte; ein paar Gummistiefel und/oder ggf. Watstiefel und Wathose (z. B. zum Ausbringen und Einholen von Fallen oder z. B. zum Zählen von Springfrosch-Laich und Kammolcheiern); batterie- oder akkubetriebene Taschenlampe und/oder Kopflampe, ggf. auch akkubetriebene Scheinwerfer, Bleistift(e) für Notizen (keine Kugelschreiber und Tintenstifte wegen ihrer fehlenden Wasserfestigkeit); Erfassungsbögen (mit Klemmbrett),

Tagebuch oder Karteikarten; Daten können auch bequem in einem Handheld-Computer (z. B. Palm) mit Datenbank-Software (Freeware im Internet verfügbar) direkt im Feld eingegeben werden; zum direkten Fang von Amphibien ist ein Kescher notwendig (Bautypen siehe Abschnitt 4.1); zur zeitweiligen Aufbewahrung der gefangenen Tiere sollte ein Fangbehälter mitgenommen werden.

Zu den bei nächtlichen Untersuchungen erforderlichen Taschenlampen oder Scheinwerfern ist darauf hinzuweisen, dass LED-Lampen für das Durchleuchten von Gewässern wesentlich schlechter sind als klassische Lampen.

Zur erweiterten Ausrüstung kommen hinzu:

Besondere Verhaltenweisen, Amphibienhabitate und Tiere und vieles mehr können bequem mit einer Kamera festgehalten werden, daher ist die Mitnahme einer digitalen Sucherkamera oder auch einer Kleinbild-Spiegelreflexkamera (heute fast immer digital) sehr zu empfehlen. Hiermit kann zugleich der Lebensraum dokumentiert werden. Für Verhaltensweisen und auch Rufaufnahmen von Anuren können mit einem kleinen und kompakten Camcorder aufgezeichnet werden. Mit der Tonaufzeichnung hat man zugleich auswertbare Sonagramme für die spätere Bearbeitung am Computer. Rufaufnahmen können auch mit einem handelsüblichen MP3-Player mit Diktiergerät aufgenommen werden (siehe hierzu auch VAN BUGGENUM 2008). Für Unterwasseraufnahmen oder zum Nachweis bestimmter Anuren (Knoblauchkröte und Springfrosch) sind Unterwassermikrophone erforderlich und hilfreich.

Für ausgedehnte biometrische Studien an den Tieren oder Messungen in ihren Lebensräumen sind weitere Geräte erforderlich. Für biometrische Untersuchungen sind eine Schieblehre (digitale Geräte ermöglichen eine schnellere Ablesung) und für die Ermittlung der Masse eine Taschenwaage, elektronisch oder manuell, notwendig. Für Messungen abiotischer Parameter z. B. im Laichgewässer gibt es digitale Thermometer (Temperatur), Leitfähigkeitsmesser und pH-Wert-Messer, zumeist in einem Gerät kombiniert. Für die Untersuchungen von Wasserfrosch-Populationen sollte man ein Fernglas mitführen. Für Zählungen (z. B. von Laichballen) können Handzählgeräte nützlich sein.

Mit der Erkenntnis des globalen Amphibiensterbens, welches lokal durch den Chytrid-Pilz ausgelöst werden kann (vgl. Übersicht in OHST et al. 2006, SCHMIDT et al. 2009b), hat sich vor allem in Nordamerika immer mehr durchgesetzt, Gummihandschuhe im Feld zu tragen, wenn man direkt mit Amphibien und ihren Larvenstadien in Berührung kommt. Die Gummihandschuhe sollen die Ausbreitung des Chytrid-Pilzes verhindern. Die Handschuhe schützen ebenso die empfindliche Haut gegen ätzende Sekrete und Hautgifte der Amphibien (in Mitteleuropa besonders Unken, Berg- und Kammolch). Zur Frage der Desinfektion der Stiefel und Geräte siehe unter Kapitel 7.3 und SCHMIDT et al. (2009b).

Zur Ausrüstung zählen auch Formulare, die die Datenerfassung erleichtern und systematisieren, und die an die jeweilige Fragestellung anzupassen sind. Ein Beispiel für solche Erfassungsbögen bietet SCHLÜPMANN (2005), weitere zur Kartierung von Kleingewässern GLANDT (2006). In diesem Zusammenhang ist darauf hinzuweisen, dass die Erfassung der Habitate mit Hilfe von Biotoptypen-Katalogen, wie sie im Rahmen der Biotopkartierung üblich sind, hilfreich sein kann. Bei Amphibien ist dabei allerdings die Typologie der Laichgewässer von großer Bedeutung. Für stehende Klein-

gewässer bieten SCHLÜPMANN (1992, 2003, 2005) und PARDEY et al. (2005) eine brauchbare Klassifizierung an.

Schließlich gehören zur Ausrüstung auch Karten oder GPS-Geräte für die Orientierung im Feld und zur Lokalisierung der Fundpunkte. Wir möchten uns an dieser Stelle nur auf einige Hinweise beschränken. Gängige Karten waren bislang die amtlichen Deutsche Grundkarten (1:5000; DGK 5) und die Topographischen Karten 1:25000 (TK 25, auch MTB = Messtischblatt genannt), die zugleich die Basis für die meisten Rasterflächen-Kartierungen in Deutschland boten (FELDMANN 1972b, 1981a). Die Verortung von Fundpunkten wurde in Deutschland im Allgemeinen auf der Grundlage der Gauß-Krüger-Koordinaten (Rechts- und Hochwerte) erfasst (vgl. SCHLÜPMANN 2005). Hier vollziehen sich aber inzwischen in der Landesvermessung erhebliche Änderungen (Umstellung auf UTM, Einstellung des regulären Drucks solcher Karten teilweise zugunsten eines personalisierten Drucks auf Bestellung). Andererseits stehen inzwischen praktisch alle Kartenwerke der Landesvermessung digital zu Verfügung, so dass eine Verortung am eigenen PC problemlos möglich ist. Hinzu kommen kostenfreie Angebote im Internet (z. B. Google Earth und Google Maps), die sich zur Koordinatenerfassung (Geographische Koordinaten) im Rahmen der Nachbereitung und der Fundpunktkartierung per Internet eignen (vgl. KRICKE 2009). Professionelle Anwender benutzen zudem Geographische Informationssysteme (GIS), die aber sehr komplex sind und im Allgemeinen eine Schulung und lange Einarbeitung erfordern. Es sei allerdings ausdrücklich davor gewarnt, die exakte Verortung alleine im Nachgang am PC zu tätigen, da das fast nie ausreichend gelingt. Im Bedarfsfall sollte man sich Karten für die Geländearbeit ausdrucken. Dazu kommt die Möglichkeit der Koordinatenerfassung mit Hilfe von GPS-Empfänger (Global Positioning System), die immer komfortabler werden und sogar die Möglichkeit bieten, die Fundpunkte am PC auszulesen. Allerdings ist die Genauigkeit vieler Geräte sehr gering ($\pm 3\text{--}15\text{ m}$). Wenn es auf eine wirklich exakte Verortung ankommt, z. B. für ein Gutachten, sollte man in leistungsfähige Empfänger investieren.

3 Amphibienerfassung in Raum und Zeit

Die Lebensweise bestimmt maßgeblich die Möglichkeiten der Bestandsaufnahmen. Artsspezifische Unterschiede sind dabei oft entscheidend. Wann und wo man Amphibien nachweisen kann und mit welchem Aufwand, ist von Art zu Art unterschiedlich (Tab. 1) und nicht an allen Orten und zu allen Zeiten ist eine Bestandsaufnahme in einem vertretbaren Zeitrahmen möglich. Zur Planung einer Bestandsaufnahme sollte daher die unterschiedliche Lebensweise der Arten berücksichtigt werden. Bei allen (mittel)europäischen Arten ist sie inzwischen ziemlich gut erforscht, und auf einige grundlegende, deutschsprachige und zusammenfassende Arbeiten darf verwiesen werden (BLAB 1978, 1986, NÖLLERT & NÖLLERT 1992, GÜNTHER 1996).

3.1 Jahreszeit und Habitat

In einem angeborenen und somit art- und individuen-spezifischen Zeitrahmen, der in unseren Breiten wesentlich von der Tageslänge bestimmt wird, reagieren wechselwar-

Tab. 1: Übersicht über die Phänologie mitteleuropäischer Amphibien. x = Bestandaufnahme möglich. x = Bestandaufnahme zu empfehlen.

Summary on the phenology of central European amphibians. x = recording possible, x = recording suitable.

Art/ Artengruppe	Stadien	Suchraum Monatsdrittel	Jan.	Feb.	März	April	Mai	Juni	Juli	Aug.	Sep.	Okt.	Nov.	Dez.
			1 2 3	1 2 3	1 2 3	1 2 3	1 2 3	1 2 3	1 2 3	1 2 3	1 2 3	1 2 3	1 2 3	1 2 3
Alpensalamander <i>Salamandra atra</i>	Adulte	Landlebensraum				x	x	x	x	x	x	x		
Feuersalamander <i>Salamandra salamandra</i>	Adulte	Laichplatzwanderung			x	x	x	x	x	x				
	Larven	Laichplatz	·	·	·	x	x	x	x	x	x	x	·	·
	Überwinterung	Bergwerkstollen	x	x	x	x							x	x
Molche	Adulte	Laichplatzwanderung			x	x	x	x						
	Adulte	Laichplatz			x	x	x	x	x	x				
	Larven	Laichplatz			x	x	x	x	x	x	x	x		
Geburtshelferkröte <i>Alytes obtricans</i>	Rufer	Umfeld der Laichplätze				x	x	x	x	x	x			
	Laichballen	Laichplatz				x	x	x	x	x	x			
	Larven	Laichplatz	·	·	·	x	x	x	x	x	x	x	x	·
	Adulte und Juvenile	Tagesverstecke (Land)				x	x	x	x	x	x	x	x	x
Gelbbauchunke <i>Bombina variegata</i>	Adulte, Rufer	Gewässer				x	x	x	x	x	x	x	·	
	Laich	Laichplatz				x	x	x	x	x	x	x	·	
	Larven	Laichplatz				x	x	x	x	x	x	x	x	·
	Metamorphose	Gewässerufer							x	x	x	x	x	·
Rotbauchunke <i>Bombina bombina</i>	Adulte, Rufer	Laichplatz				x	x	x	x	x	x	x	x	·
	Laich	Laichplatz				x	x	x	x	x	x	x	x	·
	Larven	Laichplatz				x	x	x	x	x	x	x	x	·
	Metamorphose	Gewässerufer							x	x	x	x	x	·
Knoblauchkröte <i>Pelobates fuscus</i>	Adulte	Laichplatzwanderung				x	x	x	x					
	Adulte, Rufer	Laichplatz				x	x	x	x					
	Larven	Larven	·	·	·	x	x	x	x	x	x	x	x	·
Erdkröte <i>Bufo bufo</i>	Adulte	Laichplatzwanderung				x	x	x	x	·				
	Adulte	Laichplatz				x	x	x	x					
	Laich	Laichplatz				x	x	x	x					
	Larven	Laichplatz				x	x	x	x	x	x	x	x	x
	Metamorphose	Gewässerufer							x	x	x	x	x	x
Wechselkröte <i>Bufo viridis</i>	Adulte, Rufer	Laichplätze				x	x	x	x	x	x	x		
	Laich	Laichplätze				x	x	x	x	x	x	x		
	Larven	Laichplätze				x	x	x	x	x	x	x		
	Metamorphose	Gewässerufer							x	x	x	x	x	x
Kreuzkröte <i>Bufo calamita</i>	Adulte, Rufer	Laichplätze				x	x	x	x	x	x	x		
	Laich	Laichplätze				x	x	x	x	x	x	x		
	Larven	Laichplätze				x	x	x	x	x	x	x		
	Metamorphose	Gewässerufer							x	x	x	x	x	x
Laubfrosch <i>Hyla arborea</i>	Adulte, Rufer	Laichplätze				x	x	x	x	x	x			
	Laich	Laichplätze				x	x	x	x	x	x			
	Larven	Laichplätze				x	x	x	x	x	x			
	Metamorphose	Gewässerufer							x	x	x	x	x	x
Braunfrösche <i>Rana ssp.</i>	Adulte	Laichplatzwanderung				x	x	x	x	x				
	Adulte	Laichplatz				x	x	x	x	x				
	Laich	Laichplatz				x	x	x	x					
	Larven	Laichplatz				x	x	x	x	x	x	x		
	Metamorphose	Gewässerufer							x	x	x	x	x	·
Wasserfrösche *Artdiagnose <i>Pelophylax ssp.</i>	Adulte*	Gewässer	·	·	·	x	x	x	x	x	x	x	x	·
	Rufer*	Gewässer				x	x	x	x	x	x			
	Jungtiere	Gewässerufer							x	x	x	x	x	·

me und von Feuchtigkeit abhängige Amphibien sehr flexibel auf äußere Einflüsse. So bestimmen Temperatur und Regen die Aktivität aller Arten (z. B. HEUSSER 1968b, BLAB 1978, KNEITZ 1998, SCHLÜPMANN 1987, 2008), wobei auch artspezifische Unterschiede zu beachten sind. Das Vorhandensein von Wasser in den temporären Laichplätzen (z. B. bei Kreuz- und Wechselkröte) kann das Abbläichen terminieren. Neben solchen Wettereinflüssen sind natürlich auch Höhenlage (vgl. hierzu z. B. FELDMANN 1986 und FELDMANN & GEIGER 1987 für die Erdkröte in NRW) und geografische Breite der zu untersuchenden Vorkommen von großer Bedeutung. So beginnt die Frühjahrsaktivität in den Mittelgebirgshochlagen oft 1–2 Monate nach der in den Niederungen. In den alpinen Zonen sind die phänologischen Unterschiede noch größer.

Die Laichwanderung bietet oft die erste Möglichkeit der Bestandsaufnahme im Jahr. Einige Arten oder Individuen sind bereits zur Laichzeit im Gewässer (See- und Teichfrösche, viele Grasfrösche), die meisten müssen erst anwandern. Einige Arten legen dabei z. T. größere Strecken zurück (insbesondere Erdkröten), andere wandern nahezu unbemerkt aus der näheren Umgebung an (z. B. Kreuz- und Wechselkröten). Manche sind bereits im Herbst in Richtung des Laichplatzes aufgebrochen. Bei einigen Arten vollzieht sich die Frühjahrswanderung in wenigen Tagen oder Wochen (zumeist Erdkröten, Braunfrösche, mit Einschränkungen Molche), bei anderen erstreckt sich die Anwanderung über viele Wochen bis zu mehreren Monaten (z. B. Unken, Geburtshelferkröte, Kreuz- und Wechselkröten). Abgesehen von Sichtbeobachtungen vor allem auf Wegen und Straßen, sind vor allem Fangzaunanlagen geeignet, an- und abwandernde Tiere zu fangen und ermöglichen eine Quantifizierung der Laichpopulation. Speziell die früh anwandernden Arten lassen sich so gut erfassen (Braunfrösche, Erdkröten, Molche), aber auch Knoblauchkröten können so gezählt werden.

Prinzipiell kann man in der Laichzeit (im Frühjahr und Frühsommer), wenn sich die adulten Tiere je nach Art für einen längeren oder kürzeren Zeitraum im Gewässer aufhalten, Amphibienbestände am effektivsten kontrollieren und in der Regel ist das auch die Zeit, die es ermöglicht, mit verschiedenen Methoden die Bestände zu ermitteln. Jetzt halten sich die adulten Tiere der meisten Arten einige Zeit im Wasser auf und bei Balz, Paarung und Eiablage verhalten sie sich wesentlich auffallender und sind sowohl durch Sichtbeobachtungen und durch Verhören (Froschlurche) besser nachweisbar als zur übrigen Jahreszeit. Auch Laich (insbesondere der vieler Froschlurche) ist in dieser Zeit und noch einige Tage danach zu finden und kann manchmal sogar ausgezählt werden. Ebenso wie die Laichplatzwanderung können Paarung und Eiablage in wenigen Tagen bis zu zwei Wochen (selten länger) abgeschlossen sein (Erdkröte, Braunfrösche) oder die Laichzeit dauert, wie bei den Wassermolchen, über einige Monate (März–Juni). Bei anderen Arten wie Kreuz- oder Wechselkröte erstrecken sich Paarung und Eiablage ebenfalls über Wochen bis Monate, doch ist nur jeweils ein Teil der adulten Tiere anwesend, und manchmal sind mehrere Laichphasen mit unterschiedlichen Individuen, z. B. bei der Kreuzkröte, festzustellen. Bei wiederum anderen Arten kann sich die Laichzeit zwar über einen längeren Zeitraum erstrecken, dennoch sind Tiere kaum in ihren Laichplätzen anzutreffen. Anders als bei allen anderen Arten wäre es hier in den meisten Fällen zu aufwändig, adulte Tiere im und am Wasser zu erfassen. So suchen die Feuersalamander-Weibchen ein Gewässer nur kurzzeitig zur Geburt ihrer Larven auf und Geburtshelferkröten-Männchen halten

sich nur ganz kurz zum Abstreifen der Laichschnüre in den Gewässern auf. Bei Geburtshelferkröten kann man jedoch bei regelmäßigen Kontrollen abgelegte, leere Gelege zählen (vgl. KORDGES 2003, SCHLÜPMANN 2009a). Auch das Umfeld der Gewässer bietet zur Laichzeit Möglichkeiten des Nachweises. Feuersalamander, Molche, Geburtshelferkröte, Kreuz- und Wechselkröte lassen sich qualitativ unter Brettern, Altholz, Steinplatten und Sperrmüll am Ufer und im nahen Umfeld der Laichplätze nachweisen. Die Geburtshelferkröten rufen zumeist im nahen Umfeld der Gewässer.

Die Erfassung von Amphibienlarven kann eine effektive Methode sein und ergänzt oft die Erfassung der Adulten in den Laichplätzen. In einigen Fällen kann sie sogar erfolgreicher sein als die Erfassung der Adulten. So sind Feuersalamander am effektivsten über die Larvensuche, insbesondere in Quellbächen, zu erfassen und zählen. Auch die Knoblauch- und Geburtshelferkröte lassen sich sehr gut über ihre Larven nachweisen. Außerdem können die Zeitspannen, in der Larven zu finden sind, oftmals wesentlich länger als die Laichzeit selber sein (Tab. 1).

Die Suche in den Sommerhabitaten an Land ist bei den meisten Amphibien zur gewöhnlichen Bestandsaufnahme viel zu aufwändig und solche Untersuchungen sind daher nur bei speziellen Fragestellungen sinnvoll. Das gilt umso mehr für Tiere im Winter, wenn sie sich eingraben oder Kleinsäugerbauten nutzen oder sich am Gewässergrund verbergen. Untersuchungen in dieser Zeit und an diesem Ort wären aus wissenschaftlicher Sicht erwünscht, lassen sich aber nicht für allgemeine Bestandsaufnahmen nutzen. Eine Ausnahme ist zu nennen: Feuersalamander nutzen gerne alte Bergwerk- und Mutungsstollen zur Überwinterung und sind hier sehr gut erfassbar und relativ leicht zu zählen (vgl. u. a. FELDMANN 1971a, BUSSMANN 2008).

3.2 Zeitlicher Aufwand

Wie viele Begehungen notwendig sind, hängt von der Methode und von der zu untersuchenden Art ab und kann daher nicht pauschal beantwortet werden. Generell gilt, dass mehr Begehungen auch bessere Ergebnisse erbringen, doch anders als bei vielen sehr artenreichen Gruppen können im Falle der Amphibien mit einzelnen Begehungen gute Ergebnisse erzielt werden. Bereits mit einer einzigen Begehung im Frühjahr (April bis Juni) kann man durch Sichtbeobachtung, Verhören und Keschern die meisten Amphibien, zumindest qualitativ über Adulte, Laich, Larven und Jungtiere nachweisen. Nachtstunden können die Erfassung durch Sicht und Verhören verbessern. Wenn die Habitate und Strukturen später laichende Arten (Kreuzkröte, Wechselkröte, Laubfrosch) erwarten lassen, sollte neben der frühen eine spätere Begehung eingeplant werden (Juni, Juli). Lassen die Habitate ohnehin nur bestimmte Arten (Kreuzkröte, Wechselkröte) erwarten, so kann auf frühe Begehungen verzichtet werden und die Untersuchung im Zeitraum Mai–Juli erfolgen (siehe auch Tab. 1).

Bei Laichballenzählungen (Braunfrösche) reicht zum richtigen Zeitpunkt eine einzelne Begehung (je nach Temperatur zumeist März und Anfang April, in Hochlagen auch später), zwei bis drei Zählungen verbessern aber das Ergebnis zweifelsohne und werden von BOSBACH & ORTMANN (2005a, b, c) empfohlen.

Zum Keschern von Molchen reicht bei halbquantitativen Untersuchungen ein einzelner Termin. Auch für Reusenuntersuchungen reicht für Aktivitätsdichteuntersuchun-

gen von Molchen und Amphibienlarven ein einzelner Termin ab Mitte März bis Anfang Juni.

Wer genauere Zahlen ermitteln will benötigt – außer bei Braunfrosch-Laichballenzählungen – im Allgemeinen einen wesentlich größeren Zeitaufwand. Fang-Wiederauffang-Methoden (s. u.) benötigen mindestens zwei Termine und sind auch deshalb sehr aufwändig, weil sie die Wiedererkennung der individuellen Tiere erfordern.

Noch aufwändiger sind Fangzaunanlagen, da sie eine tägliche Kontrolle erfordern und je nach Fragestellung wenige Wochen bis Monate oder auch ganzjährig betrieben werden.

Auch einfache Methoden, wie Sichtzählungen und das Verhören, erfordern bei einigen versteckt lebenden und über einen längeren Zeitraum balzenden und laichenden Arten einen größeren Aufwand. Für die Zählung von Alpensalamandern werden vier Begehungen pro Jahr (WEDDELING 2005), für die Erfassung rufender Geburtshelferkröten fünf Begehungen (ORTMANN 2005a), für Kreuz- und Wechselkröten (beobachtete und gehörte Tiere, Erfassung der Laichschnüre), für das Verhören rufender Männchen der Knoblauchkröte sowie rufender Wasserfrösche drei Begehungen (ORTMANN 2005b, SCHMIDT 2005a, b, c) empfohlen.

4 Fang- und Nachweismethoden

Bei der Erfassung von Amphibien unterscheidet man generell zwischen:

(1) der Sichtbeobachtung, (2) dem Verhören, (3) aktiven Fangmethoden (z. B. Handfang, Kescher) und (4) passiven Fangmethoden (z. B. mit Fallen). Alle diese Nachweis- und Fangmethoden sind jedoch abhängig von (1) der zu untersuchenden Art, (2) dem Entwicklungsstadium der Art, (3) dem Geschlecht, (4) der Tages- und Jahreszeit (und somit der geografischen Höhenlage) und (5) weiteren äußeren Faktoren (insbesondere der Temperatur und an Land auch der Feuchtigkeit und den Windverhältnissen).

Art-, stadien- und geschlechtsspezifische Unterschiede hinsichtlich der erzielten Ergebnisse der unterschiedlichen Fangmethoden und Fallentypen machen deutlich, dass die Daten einer Fangmethode zunächst nur innerhalb der Art und eines Entwicklungsstadiums unmittelbar vergleichbar sind. Zudem sollten Tages- und Jahreszeit vergleichbar sein. Nicht in allen Fällen sind solche Unterschiede hinreichend bekannt. Vergleichende methodische Studien sind dennoch selten (z. B. JAHN & JAHN 1997, JENKINS et al. 2002, 2003, WILLSON & DORCAS 2003, CRESSWELL & WHITWORTH 2004, WEDDELING et al. 2004, ORTMANN et al. 2005, WEINBERG & DALBECK 2009, LÜSCHER & ALTHAUS 2009). Eine Übersicht über vergleichende Studien bietet HALLIDAY (2006).

Oft ist es sinnvoll, innerhalb einer Erfassung mehrere Methoden in einer Kombination einzusetzen (vgl. z. B. BUECH & EGELAND 2002, HALLIDAY 2006, LÜSCHER & ALTHAUS 2009, KRONSHAGE et al. 2009). Für allgemeine Kartierungsprojekte aller Amphibienarten in einem bestimmten Gebiet sind Sichtbeobachtungen, Verhören und aktive sowie passive Fangmethoden die Methoden der Wahl, egal ob dies in den gemäßigten Breiten (vgl. z. B. FELDMANN 1981b, GLANDT et al. 1995, DALBECK et al. 1997) oder in den Tropen geschieht (vgl. ALMEIDA-GOMES et al. 2008). Für Untersuchungen an einer Art

oder Artengruppe mit ähnlicher Ökologie, z. B. Wassermolchen, können lediglich passive Fangmethoden zum Einsatz kommen (vgl. VON BÜLOW 2001). Alpensalamander lassen sich am besten mit einer zeitlich begrenzten Sichtbeobachtungen erfassen (vgl. KLEWEN 1986, LUISELLI et al. 2001).

Innerhalb der Fangmethoden können qualitative, halbquantitative (relative) und quantitative Methoden unterschieden werden (siehe unter Abschnitt 5).

4.1 Sichtbeobachtung

4.1.1 Suche und Sichtnachweis

Direkte Suche und Sichtnachweise am Laich- und Fortpflanzungsgewässer sind Methoden für qualitative Untersuchungen (= Artnachweis). Mit dieser Vorgehensweise lassen sich fast alle mitteleuropäischen Amphibienarten unabhängig vom Entwicklungsstadium nachweisen. Sichtnachweise erfordern jedoch eine gewisse Erfahrung des Bearbeiters und eine gute Einsehbarkeit in die untersuchten Habitate. Die Frage, wie viele Begehungen notwendig sind und, ob ein Nicht-Nachweis bedeutet, dass die Art tatsächlich fehlt oder nur übersehen wurde, ist für einen konkreten Lebensraum nicht sicher zu beantworten. Mit der Anzahl der Begehungen steigt aber zweifelsohne die Qualität der Untersuchung. WEINBERG & DALBECK (2009) zeigten, dass nächtliche Kontrollen gegenüber dem Einsatz von Reusen häufiger Negativbefunde ergaben, andererseits aber wesentlich weniger Zeitaufwand bedeuteten. Allerdings gibt es inzwischen auch statistische Verfahren, um die Verbreitung einer Art auch dann abzuschätzen, wenn sie manchmal übersehen wird (vgl. SCHMIDT 2008). Solche statistischen Modelle sind für Kartierungs- und Monitoringprojekte anwendbar, sagen aber nichts über ein konkretes Untersuchungsgebiet aus. Voraussetzung für ihre Anwendung ist, dass mindestens einige Orte mehrfach (mindestens zweimal) besucht wurden.

Art- und geschlechtsspezifische Unterschiede sind gleichfalls zu beachten. So verhalten sich männliche Molche in der Laichzeit oft wesentlich auffälliger und werden eher gesehen. Auch sind z. B. Bergmolche durch Sichtbeobachtungen besser zu erfassen als etwa Fadenmolche (WEINBERG & DALBECK 2009).

Die Abschätzung des Bestandes und Einteilung in grobe Größenklassen ist mit einiger Erfahrung ebenfalls möglich, allerdings oft nur mit hohem Schätzfehler. Für alle Amphibien ist die beste Tageszeit für Sichtbeobachtungen nach Einbruch der Dunkelheit (bis Mitternacht). In dieser Zeit können mit Taschen- und/oder Kopflampen oder akkubetriebenen Scheinwerfern aktive Tiere beobachtet werden.

Manche Arten z. B. Molche sind bei Nacht mit der Taschenlampe wesentlich besser zu sehen als bei Tage (vgl. u. a. COOKE 1995). Amphibien reagieren artspezifisch unterschiedlich auf die Annäherung und das Licht von Taschenlampen. Grasfrösche und Wassermolche reagieren mit Flucht, Erdkröten sind dagegen mit Hilfe von Taschenlampen sehr gut zu beobachten und entlang der Uferlinie kann man bei übersichtlichen und klaren Gewässern auf diese Weise auch eine Zählung durchführen. Auch Kreuz- und Wechselkröten sind auf diese Weise sehr gut in ihren Laichplätzen zu zählen, doch verstummen sie oft beim Anleuchten. Je nach Art kann auch ein Rotlichtvorsatz verwendet werden (für Handlampen und Kopflampen erhältlich). Rot-

licht wird von offenbar vielen Amphibien, z. B. Salamandern nicht wahrgenommen und beeinträchtigt daher das Verhalten nicht (z. B. PLASA 1979). Direkte Suche und Sichtnachweise im Landlebensraum sind die Methode der Wahl vor allem für Amphibien, welche nur wenig oder gar nicht auf Laichgewässer angewiesen sind wie die Geburtshelferkröte (neben dem Verhören), Alpen- und Feuersalamander. Ebenso können alle anderen Amphibien (Wassermolche, alle Anuren) außerhalb der Fortpflanzung qualitativ nachgewiesen werden. Die direkte Suche findet nicht in der Hauptaktivitätszeit in der Nacht statt, sondern am Tage. Methodisch können Bretter, Altholz oder Steine (die potenziellen Tagesverstecke) gewendet werden. Für arborikole Anuren wie den Laubfrosch werden am besten Vegetationsstrukturen (z. B. Brombeerhecken) in der Nähe der Laichgewässer untersucht (= Schlafplätze).

Frühaicher wie Spring-, Gras- und Moorfrosch halten sich gerne in Staudenfluren, Säumen und auf Wiesen in Gewässernähe auf. Gezielte Nachsuche oder Aufsucheuchen erbringen hier den Artnachweis.

Praxisnahe Hinweise für alle mitteleuropäische Arten bietet GLANDT (2008b; speziell für den Moorfrosch siehe GLANDT 2008a), der jahres- und tageszeitliche Aspekte anführt und beschreibt, wie man die Tiere am besten beobachten kann.

4.1.2 Sichtzählung

Mit Hilfe von Sichtzählungen lassen sich je nach Amphibienart bereits halbquantitative Aussagen über Amphibien-Populationen machen. Allerdings werden die Bestände der meisten Amphibienarten durch bloße Sichtbeobachtungen der Tiere zumeist erheblich unterschätzt. Nach JAHN & JAHN (1997) lag der Anteil gezählter Erdkröten bei Sichtbeobachtungen bei 7,3 % und 8,4 % am real vorhandenen Bestand, noch schlechter waren die Ergebnisse bei Molchen und Knoblauchkröten. In Einzelfällen z. B. in flachen wenig bewachsenen Gewässern kann eine direkte Zählung sehr gute Ergebnisse bringen (z. B. FABER 1994).

Für Urodelen wie den Feuersalamander können Larvendichten bei einer Begehung der Quellbäche mit der Taschenlampe in Bezug auf den gelaufenen Meter und je Stunde bestimmt werden (vgl. SOUND & VEITH 1994). Die Dichten von Alpensalamandern und Feuersalamandern sind ebenfalls nachts an Straßen-, Weg oder Flächentranssekten zu bestimmen (vgl. KLEWEN 1986, LUISELLI et al. 2001, SCHMIDT et al. 2007). Adulte Molche lassen sich während der Paarungszeit (Höhepunkt meist im März bis Anfang Juni) in übersichtlichen, kleineren Gewässern mit der Taschenlampe zählen, oder man schätzt deren relative Häufigkeit. Nach COOKE (1995) betrug der Anteil nachts gezählter Kammolche an der geschätzten Populationsgröße etwa 6 bis 10 %, KUPFER (1996) ermittelte 13 und 26 %. Es muss betont werden, dass unter bestimmten Rahmenbedingungen Sichtbeobachtungen von Molchen auch im Vergleich mit Reusen eine sehr effektive Methode zum Nachweis und zur Quantifizierung sein können (vgl. JENKINS et al. 2002 für *Ambystoma opacum*-Larven oder auch LÜSCHER & ALTHAUS 2009 für heimische Molche), einmalige Begehungen zur Ermittlung von Präsenz/Absenz-Daten oder Abundanzen aber in vielen Fällen, z. B. bei Molchen, nicht ausreichend sind (WEINBERG & DALBECK 2009). Der zunächst geringere Aufwand gegenüber z. B. Reusen-Untersuchungen hebt sich so schnell auf.

Eine Modifikation ist die Zählung auftauchender Molche (vgl. ARNOLD 1982), dies ist allerdings sehr schwierig bei syntopen Faden- und Teichmolch-Populationen. Außerdem ist die Frequenz des Auftauchens wegen der Hautatmung auch sehr vom Sauerstoffgehalt und damit der Temperatur des Wassers abhängig. Beides schwankt aber zeitlich und räumlich (insbesondere mit der Tiefe) erheblich (vgl. z. B. SCHLÜPMANN 2003), so dass die Methode kaum praktikabel erscheint.

Auch viele Froschlurche lassen sich einfach an ihren Laichgewässern zählen. Adulte der Gelbbauchunke (auch Eier und Jungtiere) sind in übersichtlichen Gewässern von Mai–August (September) zu beobachten. Erwachsene Erdkröten können beispielsweise während der Paarungszeit von März bis Anfang April nachts mit der Taschenlampe an Uferlinien gezählt werden. Von April bis Juni können Wasserfrösche erfasst werden, indem alle Tiere entlang der Uferlinie (i. d. R. nur Größenordnung) gezählt werden. Zur Artbestimmung und Zählung der über tieferem Wasser sitzenden Wasserfrösche ist ein Fernglas zu empfehlen.

4.1.3 Laich(ballen)zählung

Sichtzählungen bei den Froschlurchen umfassen ebenfalls Eier und Larvenstadien. Bei der Geburtshelferkröte kann man die abgesetzten Eipakete von Mai–Juli zählen. Erforderlich ist ein regelmäßiger Besuch der zu untersuchenden Gewässer (vgl. KORDGES 2003). Ähnlich können Eischüre und Gelege der drei mitteleuropäischen Krötenarten (Erd-, Kreuz- und Wechselkröte) und der Knoblauchkröte erfasst werden. Allerdings sind die Ergebnisse bei solchen Arten, die Laichschnüre ablegen, immer dann sehr schlecht, wenn eine größere Ansammlung zur selben Zeit laicht, was insbesondere auf Erdkröten zutrifft. Aber selbst bei kleiner Zahl ist die Fehlerquote nicht unerheblich, wie JAHN & JAHN (1997) zeigen, die nur sechs Knoblauchkröten-Laichschnüre von 20 Weibchen, die abgelaicht hatten, fanden.

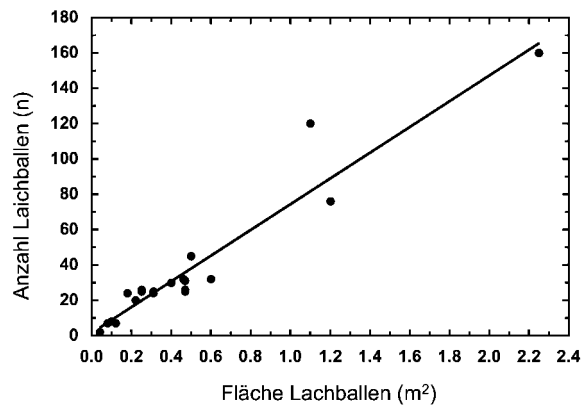
Die drei mitteleuropäischen Braunfroscharten legen ihre Gelege (Laichballen) einzeln oder in größeren Ansammlungen ab. Zählungen fallen in die Zeit von Februar bis Anfang April (der genaue Zeitpunkt ist von Wetter- und Höhenlage abhängig, vgl. SCHLÜPMANN 1988b, SCHLÜPMANN & GÜNTHER 1996, HACHTEL et al. 1997). Springfroschweibchen wickeln ihre Gelege um Pflanzenstängel und Äste im freien Wasser. Daher sind Watstiefel oder eine Wathose für Zählungen unumgänglich.

Die Laichballenzählung hat sich als effektive Methode zur Erfassung von Grasfrosch- und auch von Springfrosch- und Moorfroschbeständen etabliert (z. B. SCHLÜPMANN 1981, 1988b, HILDMANN & KRONSHAGE 1988, RAHMEL & EIKHORST 1988, GRIFFITHS & RAPER 1994, HACHTEL et al. 1997, ROHRBACH & KUHN 1997, GLANDT 2008a). Die Fehlerquellen sind allerdings nicht unerheblich (vgl. SCHLÜPMANN 1988b), doch ermöglicht die einfache Zählung die Kontrolle vieler Gewässer innerhalb relativ kurzer Zeit (siehe auch SCHLÜPMANN 1988b). Damit bleibt die Laichballenzählung der drei mitteleuropäischen Braunfroscharten die Methode der Wahl, sowohl für den Artnachweis, als auch für die Quantifizierung.

Allerdings ist etwas Übung nötig, wobei man seine Fähigkeiten an kleineren Populationen schulen sollte. Tatsächlich fanden GRIFFITHS & RAPER (1994) sehr gute Zählergebnisse bei einer geübten Probandengruppe in einer Studie am Grasfrosch (Abb. 1).

Abb. 1: Lineare Regression von Anzahl und Fläche der Laichballen von Grasfröschen *Rana temporaria* (aus GRIFFITHS & RAPER 1994).

Linear relationship between frogs spawn number and mass area in common frogs *Rana temporaria* (after GRIFFITHS & RAPER 1994).



GRIFFITHS & RAPER (1994) ermittelten die Beziehung der Laichmassen-Fläche zur Anzahl der Laichballen für bis zu 160 Laichballen (Abb. 1; $y = 2,27 + 73x$, $r^2 = 0,9199$). Somit ist eine indirekte, rechnerische Ermittlung der Laichballenzahl anhand der Fläche möglich: 1,00 m² entsprechen ca. 75 Laichballen, 1,34 m² entsprechen ca. 100 Laichballen, 2,00 m² entsprechen ca. 148 Laichballen.

Über die hauptsächliche Größe der Laichballen (oval: 15,0 x 10,0 cm = 128,6 cm²) kommt man zu vergleichbaren Zahlen (BENSON 1998): 1,00 m² entsprechen ca. 77,8 Laichballen.

Bei großen Beständen ist ein einfaches Handzählgerät hilfreich, besonders beim Springfrosch, wo die Laichballen weit verteilt liegen.

Voraussetzung ist, dass die Laichballen tatsächlich nahezu in einer Ebene liegen, was nicht immer der Fall ist, und keine frisch abgelegten Laichballen beteiligt sind. Eine direkte Zählung ist daher bei kleineren Ansammlungen in jedem Fall zu bevorzugen. In diesem Zusammenhang empfehlen CAMPELL GRANT et al. (2005) und GLANDT (2008a), dass mindestens zwei Beobachter die Laichballenzählung unabhängig durchführen sollten, um daraus einen Mittelwert zu bilden. Nach CROUCH & PATON (2000) wichen die Zählungen der Laichballen von *Rana (Lithobates) sylvatica* durch zwei Erfasser um etwa 12 % ab. Eine Parallelerfassung der Laichballenzahl ist im Rahmen von faunistischen Gutachten jedoch kaum zu leisten. Laichballenzählungen sind abhängig von der artspezifischen Erfassungswahrscheinlichkeit (siehe SCHMIDT 2003).

Die Frage, ob man die Laichballenzahlen in eine Anzahl von adulten Tieren umrechnet, wobei verschiedene Annahmen zu treffen sind (konstante Anzahl der Laichballen je Weibchen und konstantes Geschlechterverhältnis: GLANDT 2008a), halten wir für eher nebensächlich. Für die meisten Fragestellungen ist das nicht notwendig.

4.2 Verhören

Das Verhören ist eine Standardmethode für die qualitative und halbquantitative Erfassung von Anuren und wird global eingesetzt (z. B. ZIMMERMAN 1994, BUECH & EGELAND 2002, GOTTSBERGER & GRUBER 2004). Alle stimmbegabten Froschlurche Mitteleuropas können verhört werden, insbesondere ist die Methode sehr gut anzuwenden bei den Unkenarten, der Geburtshelferkröte, Knoblauchkröte (Unterwasser),

Kreuz- und Wechselkröte, Springfrosch (Unterwasser), Laubfrosch und den Wasserfröschen. Bei letzteren bieten die Rufe zugleich wichtige Hinweise zur Artdiagnose. Bei diesen Arten ist auch eine Zählung und/oder Bestandsschätzung möglich, im Falle von Geburtshelferkröten und Laubfröschen ist das Verhören die Methode der Wahl. Einige Arten mit wenig markanten Stimmen und großen, kurzzeitigen Ansammlungen zur Laichzeit sind mit dieser Methodik jedoch kaum sinnvoll zu erfassen (z. B. Grasfrosch, Erdkröte). Die Quantifizierung ist aber unter Umständen schwierig, so dass für Zählungen oft zugleich eine Sichtbeobachtung der Tiere erforderlich ist. Bei Geburtshelferkröten, die im Verborgenen rufen, ist die Anzahl nur sehr schwer abzuschätzen, da die Rufer kaum genau zu lokalisieren sind und oft nicht feststellbar ist, ob aus einem Versteck einzelne oder mehrere Tiere rufen. Zudem ist der Anteil der Rufer an der Gesamtpopulation unbekannt (FELDMANN 1981c, SCHLÜPMANN 2009a) und scheint nicht konstant zu sein (vgl. HEINZMANN 1970, BUCHHOLZ 1989, SCHMIEDEHAUSEN 1990, BÖLL 2003). Beim Laubfrosch rufen immerhin etwa 57–60 % der anwesenden Tiere (STUMPEL 1987, GRAFE & MEUCHE 2005), allerdings ist die Abschätzung der Anzahl bei mehr als 10–30 Tieren kaum noch möglich (STUMPEL 1987, GLANDT 2004).

Die bevorzugte Tageszeit, um rufaktive Froschlurchmännchen zu hören, ist der Abend (1–2 h vor Sonnenuntergang bis etwa Mitternacht, in warmen Nächten auch bis weit nach Mitternacht). Einige Arten rufen gelegentlich am Tage, vor allem Unterwasserrufer wie Knoblauchkröten und Springfrösche (vgl. SCHNEIDER 1996), aber regelmäßig auch Gelbbauchunken und Wasserfrösche, sowie gelegentlich Geburtshelferkröten und Erdkröten. CDs (NABU LANDESVERBAND BRANDENBURG 1995, SCHNEIDER 2005, TETZLAFF 2007, GROSSENBACHER in GLANDT 2008b), MP3-Abspielgeräte mit Froschstimmen oder im Internet verfügbare Dateien ermöglichen auch dem Anfänger eine Artbestimmung, da bei den meisten Froschlurchen rufende Artgenossen die Rufaktivität stimulieren (soziale Stimulation: vgl. SCHNEIDER 1966a, b). Als Hilfsmittel zur Animation rufbereiter Männchen (insbesondere Geburtshelferkröte, Kreuz- und Wechselkröten, Laubfrösche, Wasserfrösche) können z. B. MP3-Spieler, Diktiergeräte oder Kassettenrekorder mit Aufnahmen der Amphibienstimmen eingesetzt werden (siehe z. B. FELDMANN 1971b, 1981b für *Alytes obstetricans*, FLINDT & HEMMER 1972 für *Bufo calamita*, GIVEN 2008 für *Rana palustris*, GÜNTHER 1990 für Wasserfrösche). Umgekehrt können Rufe aufgezeichnet werden, um sie später mit Referenzstimmen zu vergleichen oder einzelne Rufsequenzen auszuwerten (vgl. VAN BUGGENUM 2008). Wie bei allen anderen Erfassungsmethoden auch ist das Verhören abhängig von der artspezifischen Erfassungswahrscheinlichkeit (PELLET & SCHMIDT 2005). Mit der Dauer der Untersuchung wächst die Wahrscheinlichkeit des Nachweises, doch bereits nach 20–30 min ist oft die maximale Effektivität erreicht (PIERCE & GUTZWEILER 2004).

Ein interessanter Aspekt ist die automatische Erfassung der Rufe, wie sie unlängst z. B. VAN BUGGENUM (2008) für Laubfrösche beschrieben hat. Mit Hilfe von preiswerten, programmierbaren digitalen Diktiergeräten, die zum Schutz vor Regen in einfachen Röhren installiert werden und für einige Tage im Gelände aufgestellt werden, können rufende Tiere automatisch registriert werden. Die Geräte werden so programmiert, dass sie jeweils zu bestimmten Zeiten (hier eine Stunde nach Sonnenuntergang für eine Zeit von 45 oder 60 min) aufnehmen. So können je nach Anzahl der Geräte mehrere Gewässer gleichzeitig untersucht werden.

Ein Problem stellt die Feststellung von solchen Rufern dar, die z. T. oder sogar ausschließlich unter Wasser rufen. Das gilt im besonderen Maße für die Knoblauchkröten, die ohnehin nur schwer zu finden sind und überwiegend in Wassertiefen von 30–60 cm rufen. Der Beobachter am Ufer wird u. U. keine oder nur wenige Tiere sehr leise hören. Hier kann der Einsatz von Hydrophonen eine wesentliche Hilfe sein (FROMMOLT et al. 2008). Die Schallausbreitung im Wasser bringt aber für eine standardisierte Erfassung mit Hydrophonen einige Probleme mit sich. Im flachen Wasser werden tiefe Frequenzen herausgefiltert. Je geringer die Wassertiefe, umso höher liegt die sogenannte Cut-off-Frequenz. Rufe, deren Frequenz unterhalb dieses Wertes liegen, werden praktisch ausgelöscht. Die Rufe der Knoblauchkröte zeigen überwiegend Frequenzen von 700–1 200 Hz. Bei 10 cm Wassertiefe lag die Cut-off-Frequenz bei über 3 kHz. Bei 50 cm Wassertiefe lag die Cut-Off-Frequenz bei unter 1 kHz. So werden bereits erhebliche Anteile der Rufe der Knoblauchkröten abgeschwächt (vgl. FROMMOLT et al. 2008). Da auch die Untergrundbeschaffenheit und der Bewuchs wesentlichen Einfluss nehmen, sind Angaben über den Erfassungsradius beim Einsatz der Hydrophone derzeit nicht möglich. FROMMOLT et al. (2008) empfehlen den Einsatz von zwei Hydrophonen im Abstand von 50–60 cm, so dass eine räumlich-akustische Wahrnehmung möglich ist. Auch der Springfrosch ist mit Hydrophonen nachweisbar. M. HACHTEL (pers. Mitt.) verweist darauf, dass es bei beiden Arten auch Situationen gibt, bei denen man nur über Wasser Tiere hört, mit dem Hydrophon aber nicht, so dass auf das ruhige Hören ohne technische Hilfsmittel nicht verzichtet werden sollte.

4.3 Fangmethoden

4.3.1 Direkte Fangmethoden

4.3.1.1 Handfang

Tiere werden bei der Suche und Sichtbeobachtung gefangen, vor allem wenn man die Art, das Geschlecht und das Entwicklungsstadium näher bestimmen will, DNA-Probenmaterial entnehmen oder morphometrische Untersuchungen durchführen möchte. Der nächtliche Fang ist besonders effektiv, wenn eine Stirnlampe die nötige Handfreiheit bietet. Der Handfang ist beispielsweise für meist terrestrisch lebende Amphibien wie Feuer- und Alpensalamander oder Geburtshelferkröte die Methode der Wahl.

4.3.1.2 Kescher

Der Kescher ist ein grundlegendes Werkzeug für die Amphibienerfassung weltweit (vgl. FELDMANN 1975, 1981b, KARNS 1986, ARNTZEN & TEUNIS 1993, GLANDT 2006, 2008b, ARNTZEN 2002, RANVESTEL et al. 2004, RUBBO & KIESECKER 2005). Geeignete Kescher zum Fang von Amphibien, die eine stärkere und dauerhafte Belastung aushalten, sind jedoch nur begrenzt im Fachhandel erhältlich. Kescher aus dem Zoohandel oder aus den Anglergeschäften hatten bei Bestandsaufnahmen i. d. R. nur eine sehr kurze Lebensdauer, und solide und robuste Kescher waren nach Erfahrungen der Autoren stets Eigenanfertigungen. Auch Eigenbauten aus alten Badmintonschlägern mit eingenähten Gardinenstoff oder Netztuch sind preiswert und haltbar, ggf. muss

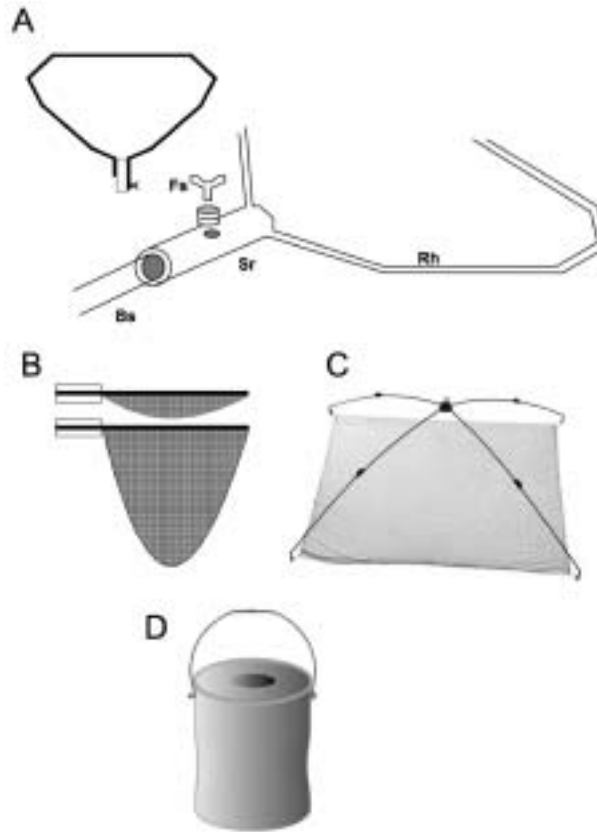


Abb. 2: Kescher und Fangbehälter für Amphibien. A = Anleitung zur Selbstmontage eines stabilen Kescherrahmens und Modellskizze des Keschers. Besenstiel (= Bs) im Stahlrohr (= Sr) mit Flügelschraube (= Fs) fixiert, der Kescherrahmen (= Rh) aus Rundstahl misst maximal 30 x 50 cm (5–7 mm stark) und ist mit dem Stahlrohr verschweißt. B = Das Modell oben eignet sich vor allem für den Molch- und Larvenfang (Feldmann-Kescher), das Modell unten für den Fang von Fröschen (aus SCHLÜPMANN et al. 1995). C = Köderfischsenke. D = Fangbehälter für Amphibien mit aufgeschnittenem Deckel.

Dip net and transport box for amphibians. A = assembling a dip net. B = the dip net type above is designed for capturing newts, the model below is most suitable for capturing frogs (after SCHLÜPMANN et al. 1995). C = bow net. D = transport box for amphibians (lid is partly removed).

aber der Stiel verlängert werden (K. WEDDELING pers. Mitt.). Allerdings sind im Fischereifachhandel inzwischen auch bessere Modelle mit stabilerem Rahmen (für das Keschern in kraut- und totholzreichen Gewässern) erhältlich. Dringend abgeraten werden muss aber vor Keschern mit zusammenklappbaren Rahmen.

Einen einfachen, aber bewährten Amphibienkescher setzten REINER FELDMANN und seine Mitarbeiter bei ihrer Feldarbeit in Westfalen ein, insbesondere bei quantitativen und halbquantitativen Molchzählungen. Der Kescher wurde in Eigenanfertigung aus Stahlrohr und Stahldraht geschweißt. Form und Abmessungen entsprachen etwa der Abbildung 2 (siehe SCHLÜPMANN et al. 1995). Die bearbeiteten Fragestellungen (vgl. z. B. FELDMANN 1968, 1975, 1978a, HÖNER 1972, SCHLÜPMANN 2006) hatten eine weitergehende Standardisierung nicht erfordert.

Der bei den Bestandsaufnahmen in Westfalen entwickelte Kescher (vgl. auch FELDMANN 1975, FELDMANN & KLEWEN 1988, SCHLÜPMANN et al. 1995) hat sich in Hinblick auf Handhabung und Stabilität im Laufe der Jahre bewährt. An einem verzinktem 5–8 mm starkem etwa trapezförmig geformten Rundstahlrahmen, in den Abmessungen ca. 50 x 30 cm, ist eine feste Rohrhülse angeschweißt, in der ein handelsüblicher DIN-Gerätestiel eingesteckt wird. Dieser Stiel wird mittels einer Flügelschraube, welche in einer fest angeschweißten Mutter an der Rohrhülse fixiert ist, fest mit dem Kescher verbunden (siehe Abb. 2A). Als Netz empfiehlt sich ein Tuch aus Perlon oder Baumwolle mit einer Maschenweite von 4–5 mm. Ein derartiger Kescher wurde zeitweilig serienmäßig hergestellt, ist aber inzwischen nicht mehr erhältlich.

SCHLÜPMANN et al. (1995) unterscheiden und beschreiben zwei Typen von Keschern. (1) Für den systematischen Fang von Molchen und Larven ist eine sehr flache Netzbespannung mit einer Ausbeulung von nur wenigen Zentimetern (Abb. 2B) unbedingt zu empfehlen (Feldmann-Teller), (2) für den Fang von Fröschen eher eine tiefe Bespannung mit einer Ausbeulung von ca. 30 cm oder mehr (vgl. Abb. 2B). Als zusätzlichen Schutz ist ein passender, der Länge nach aufgeschnittener Plastikschauch (Innendurchmesser 10 mm) über den Rahmen zu stülpen und mit Takelgarn o. ä. strapazierfähigem Garn zu fixieren, um die Lebensdauer des Netzes an den stark beanspruchten Stellen zu verlängern.

Üblicherweise dient der Keschereinsatz dem Nachweis der Art (Adulte und Larven). Bei längerem Einsatz an wechselnden Standorten können mit der Kescher-Methode auch relative Häufigkeiten der Arten (z. B. der Molcharten) ermittelt werden (vgl. FELDMANN 1975, 1978a, SCHLÜPMANN 2006). In kleineren Gewässern, z. B. Wagenspuren, Lachen, Tümpel, Bachstauen etc. von wenigen Quadratzentimetern Größe und max. 70 cm Wassertiefe ist mit Keschern auch eine quantitative Erfassung von Molch-Populationen und deren Larven möglich. Das Keschern ist je nach Gewässer sogar dem Einsatz von passiven Fallen vorzuziehen. Werden die Gewässer nicht quantitativ erfasst (nur bei kleineren Gewässern möglich), so ist eine weitergehende Standardisierung durch die Zeitdauer des Kescherns (oder besser die Anzahl der Kescherzüge) möglich. Nach der langjährigen Erfahrung der Autoren ist eine Zeitdauer von weniger als 1 h intensiver Arbeit nicht sinnvoll. Der Einsatz von Fang-Wiederfang-Methoden (Wiedererkennungsmethoden oder Markierung der Tiere notwendig) ermöglicht Hochrechnungen der tatsächlichen Anzahl (vgl. FELDMANN 1978a, BLAB & BLAB 1981, GLANDT 1982, ARNTZEN & TEUNIS 1993, WENZEL et al. 1995). BLAB & BLAB (1981) machen deutlich, dass die Fangbarkeit der Molche mittels Kescher von der Gewässerausstattung, der Molchart und dem Geschlecht abhängt. Die Relation der geschätzten Anzahl (Fang-Wiederfang) zur konkret gezählten Zahl (der Erstfänge) bei allerdings fünf, sieben und acht Zähltagen schwankte in seinen drei untersuchten Gewässern zwischen 1,0–1,2 und 1,1–1,9 für die Geschlechter der drei kleinen Molche. Prinzipiell scheint der Kescherfang daher brauchbare Ergebnisse zu liefern. Dass eine differenzierte, art- und stadienspezifische Betrachtung der Eignung notwendig ist, zeigen auch die Untersuchungen von WILLSON & DORCAS (2003) in North Carolina.

Der Kescher wird beim Fang von Molchen und Larven bei Tage »blind« eingesetzt, da sich der überwiegende Teil der Tiere verborgen zwischen Falllaub, Detritus und Pflanzen aufhält, und zu diesem Zwecke über den Grund geschoben (nicht gezogen).

Hier zeigt sich der Vorteil des flachen Feldmann-Tellers, auf dem sich vergleichsweise wenig Detritus sammelt, das sich zudem leicht und schnell nach versteckten Tieren absuchen lässt. In Gewässern mit seltenen Pflanzenarten oder in den Laichhabitaten von Molchen ist der Einsatz von Keschern aber u. U. problematisch. Bei vegetationslosen Falllaubgewässern, eutrophen Gewässern mit Allerweltsvegetation z. B. Flutschwaden-Kleinröhrichten ist der intensive Einsatz von Keschern jedoch vollkommen unproblematisch. Bei nicht zu massivem Einsatz ist der Kescher eine unentbehrliche Hilfe. Der Zeitaufwand ist geringer als beim Einsatz von passiven, stationären Fallen, da der Untersucher nur einmal an das Gewässer muss.

In Ergänzung zum »blinden« Keschern in tiefen Gewässern können Köderfischsenken (Abb. 2C), die im Sportfischereigeschäft erhältlich sind, eingesetzt werden (FELDMANN 1975). Köderfischsenken sind klappbar und daher leicht zu transportieren (z. B. mit dem Rucksack). Mit einem klappbaren Metallkreuz wird bei ihnen ein quadratmetergroßes Netz flach gespannt und mit einer Schnur auf den Grund abgelassen. Beim Keschern in tiefe Grundbereiche geflüchtete Tiere können durch Einholen der Senken gefangen werden. Um Tiere, die sich unter der Senke befinden, nicht zu gefährden, sind die Senken mindestens stündlich zu heben. Der Einsatz von solchen Senken ist nur in pflanzenarmen Gewässern mit einigermaßen ebenem Grund sinnvoll. Wo sich Baumstämme, Zweige, Steine oder Müll finden, ist der Einsatz nicht möglich.

Beim Fang von Froschlurchen an der Wasseroberfläche (z. B. Wasserfröschen) wird ein langstieliger Kescher mit tiefem Beutel vorsichtig unter das Tier geführt und nach oben geschnellt. Die Tiefe des Beutels hängt von der Sprungkraft der Art ab.

Für verschiedene Froschlurcharten sind u. U. besondere Kescheranfertigungen sinnvoll. Für den Fang von Gelbbauchunken in Wasserlachen und wassergefüllten Wagenspuren ist ein kleiner und schmaler Kescher sinnvoll. Für den Fang von Rotbauchunken, die in dichter Röhrichtvegetation sitzen, hat sich nach K. FOG (mündl. Mitt.) ein kleiner, vorne schmal zugespitzter Kescher bewährt. Amphibienlarven können auch sehr gut mit Küchensieben gefangen werden, an denen man vorher die beiden Halterungen für die Töpfe entfernt hat.

4.3.1.3 Fangbehälter

Ist ein Fang von Amphibien beabsichtigt, so gehören entsprechende Aufbewahrungsbehälter zur Grundausrüstung. Üblicherweise wird man Eimer einsetzen, aus denen Molche aber herausklettern und Frösche herausspringen können, wenn sie während des Fangs nicht ständig beaufsichtigt werden. Hier bieten Köderfischbehälter, wie sie in Anglergeschäften erhältlich sind, eine vernünftige Alternative. Einfacher und billiger ist es, gebrauchte Eimer mit Deckeln zu reinigen und den Deckel oben in der Mitte handgroß aufzuschneiden. Durch die Öffnung kann man die Tiere in den Eimer setzen, ohne dass sie sofort wieder entweichen (vgl. Abb. 2D).

4.3.2 Fallen im Wasser (Reusen)

In den letzten zehn bis zwanzig Jahren hat sich eine ganze Reihe von Fallensystemen für die Amphibienerfassung im Wasserlebensraum etabliert. Im Folgenden möchten

wir die Modelle vorstellen, welche bereits erfolgreich im Feld getestet wurden, aber auch die Vor- und Nachteile ansprechen.

Die meisten Fallen sind dem Prinzip nach Reusen, das bedeutet Tiere werden mit einem Trichter (oder einer anderen Leiteinrichtung) in einen Fangbehälter geleitet. Die Wahrscheinlichkeit, dass sie wieder herausfinden, ist gering oder wird sogar verhindert (Klappenventil bei der Auftauchfalle). Fallen werden meist abends ausgebracht und am nächsten Morgen wieder eingesammelt. Dabei werden die gefangenen Tiere entnommen. Die Fallen müssen so konstruiert sein und ausgebracht werden, dass sie den Tieren ein unbeschädetes Überleben ermöglichen. In der aquatischen Entomologie werden Reusen schon lange verwendet (vgl. SCHIEFERDECKER 1963).

Fallen können mit Katzenfutter, Schrimps oder Fischlaich beködert (vgl. ADAMS et al. 1997, KUPFER et al. 2006) oder unbeködert betrieben werden. Allerdings können Köder Amphibienprädatoren wie Schwimmkäfer, insbesondere Gelbrandkäfer anlocken, welche die Amphibien gefährden. Daher scheint uns der Einsatz beködeter Fallen über viele Stunden, etwa über Nacht, nicht unproblematisch. GLANDT (2008b) lehnt sogar eine Beködierung völlig ab.

Zu beachten ist auch, dass der Standort und die Positionierung der Fallen eine nicht unwesentliche Rolle in Hinblick auf die Fängigkeit spielt und die meisten Fänge von Molchen und Amphibienlarven im Flachwasser und auf dem Bodengrund befestigten Fallen gelingen (SCHLÜPMANN 2009b).

Der Einfluss von Licht in den Reusen wurde bislang bei heimischen Arten noch nicht untersucht, obwohl eine Falle so konstruiert war (Kasten-Lichtfalle, s. u.), dass sie mit Licht betrieben wurde. Nach KRONE & KÜHNEL (1997) deutet sich eine Bevorzugung von Fallen mit Lichtquelle an, doch war dies statistisch nicht zu sichern. Allerdings liegen einzelne Untersuchungen und Erkenntnisse aus den USA vor, die vermutlich übertragbar sind und vielleicht Allgemeingültigkeit besitzen. Demnach erhöht der Einsatz von Leuchtstäben die Fangquote von Molchen und Larven erheblich (GRAYSON & ROW 2007).

Ein ganz wesentlicher Vorteil aller Fallen ist, dass sie eine sehr gute Standardisierung ermöglichen, so dass die Vergleichbarkeit der Daten über Raum, Zeit und Person hinweg gewährleistet ist (vgl. auch GUNZBURGER 2007).

Dass die Reusenfänge die Dichte der Tiere im Gewässer widerspiegeln und somit repräsentative Ergebnisse liefern, zeigen die Laborexperimente von LAUCK (2004) mit Flaschenfallen. Zu beachten ist aber, dass die Wahrscheinlichkeit, mit Reusen Tiere zu fangen, wesentlich von deren Aktivität abhängt. Neben art-, stadien- und z. T. auch geschlechtsspezifischen Unterschieden (z. B. SCHLÜPMANN 2009b) sind u. a. Tageszeit und Temperatur maßgeblich. In den meisten Fällen erhöht sich die Fangquote erwartungsgemäß in der Nacht (BOCK et al. 2009) und mit steigenden Temperaturen (vgl. auch LAUCK 2004).

4.3.2.1 Kleinfischreusen

Kleinfischreusen sind im Sportfischereihandel erhältlich, klappbar und daher leicht zu transportieren (Abb. 3A). Selbst in den Tropen und Subtropen sind Kleinfischreusen probate Mittel für die Amphibienerfassung (vgl. SORENSEN 2004, KUPFER et al. 2006,

BOCK et al. 2009). Mit Hilfe dieser Methode können auch uferferne und tiefere Bereiche erreicht werden, so dass der Einsatz auch in Ergänzung zum Keschern sinnvoll sein kann. Einige Bearbeiter setzen Kleinfischreusen bereits flächendeckend für die Amphibienerfassung ein (vgl. HAACKS & DREWS 2008).

Nach HAACKS & DREWS (2008) erbringen Kleinfischreusen beim Kammolch wesentlich bessere Ergebnisse als Flaschenreusen, doch halten wir diese Aussage für wenig überraschend, da das Volumen der Kleinfischreuse (ca. 680 cm³) fast das siebenfache einer Flaschenfalle (umgebaut ca. 100 cm³) beträgt und die äußere Öffnung der Reuse mit ca. 306 cm² mehr als 6-mal so groß ist wie die einer 1,5-l-Flaschenreuse (ca. 50 cm²). Rechnet man die Ergebnisse von HAACKS & DREWS nach der äußeren Öffnungsgröße um, so ist die Fängigkeit der Kleinfischreuse nur noch um ca. 20 % besser, als bei den Flaschenreusen.

Die meisten Fisch- und Köderfischreusen im Handel sind aufgrund der groben Maschenweite für unsere Zwecke unbrauchbar. Die von HAACKS & DREWS (2008) verwendete Reuse (Jenzi-Köderfischreuse) ist in dieser Ausfertigung nicht mehr erhältlich. Ähnliche feinmaschige und somit verwendbare Kleinfischreusen, die zur Zeit im Handel angeboten werden (Behr-Köderfischreuse 23 x 23 x 47 cm; Paladin Kleinfischreuse L, Maße: 28 x 28 x 75 cm; Angelsport Berger Köderfisch-Reuse XL, 30 x 30 x 100 cm, Maschenweite 3 mm; Anglermarkt Kleinfischreuse S 23 x 23 x 55 cm; Balzer Köderfischreuse K, 55 cm), haben nicht unbedingt die gleiche Stabilität und Haltbarkeit (KUPFER et al. 2006, eigene Erfahrungen, J. JAGMANN mdl. Mitt.), sind aber andererseits überwiegend relativ preiswert. Die unterschiedlichen Größen und Öffnungen der im Handel angebotenen Köderfischreusen erschweren leider eine Standardisierung. Nach BOCK et al. (2009) ist die Aufenthaltsdauer von Kammolchen positiv mit der Größe der Fallen korreliert.

Durch das Einbringen von Schwimmern ist es möglich, eine schwimmende Variante dieser Köderfischreusen zu bauen (vgl. BOCK et al. 2009), die auch über Nacht belassen werden kann.

4.3.2.2 Reusen aus Plastikflaschen

Die aus der Entomologie bekannten Fallen wurden erstmals in den 1980er Jahren für Amphibien eingesetzt (GRIFFITHS 1985, KÜHNEL & RIECK 1988). Die Flaschen werden an der Stelle, an der sie sich verjüngen, auseinandergeschnitten und die Spitze umgekehrt als Trichter wieder eingesteckt, so dass eine Reuse entsteht (Abb. 3B). In die Wände der Flaschen wird eine Vielzahl kleiner Löcher gebohrt, so dass die Luft beim Eintauchen entweichen kann und die Flasche flach auf dem Gewässerboden zum Liegen kommt. Damit die Fallen nicht abtreiben, sollten sie z. B. mit einer Maurerschnur an Stäbe gebunden werden, die ggf. an der Spitze zusätzlich farblich markiert werden. Bau und Einsatz der Reusen beschreibt SCHLÜPMANN (2007, 2009b).

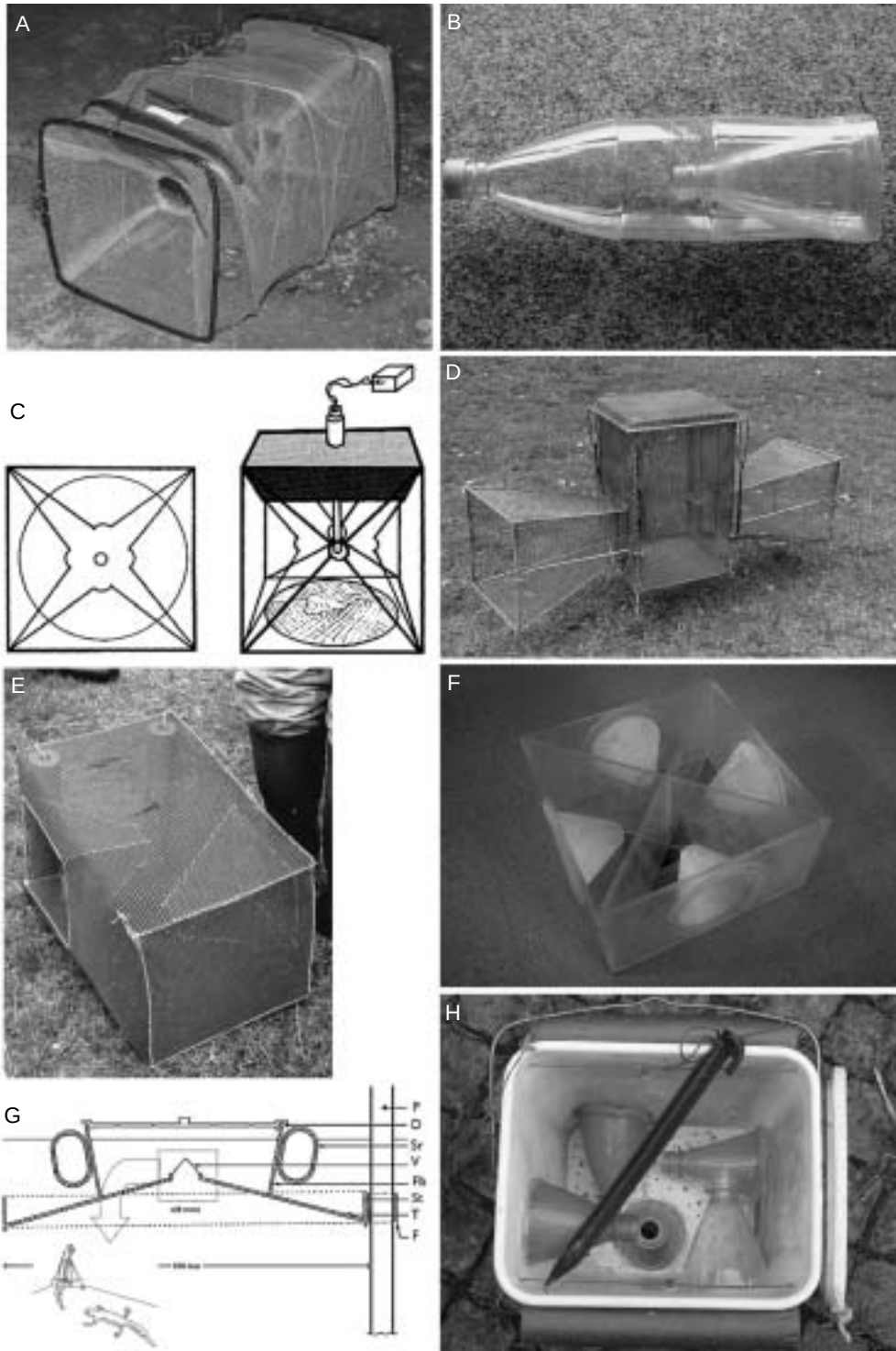
GRIFFITHS (1985) nutzte für Populationsuntersuchungen Fallen, die er aus 1 Liter-Plastikflaschen herstellte und für 12 Stunden auf dem Gewässerboden auslegte. In einem Gewässer in Wales erzielte er damit bei Teich- und Fadenmolch gute Ergebnisse. In Großbritannien sind PET-Flaschen die Reusen der Wahl bei Amphibienuntersuchungen (z. B. CRESSWELL & WHITWORTH 2004). KÜHNEL & RIECK (1988) verwendeten

1,5-Liter-Plastikflaschen, die analog den von GRIFFITHS (1985) beschriebenen Fallen konstruiert wurden. Ebenso setzten HAACKS & DREWS (2008) PET-Flaschen des gleichen Volumens für Amphibienerfassungen ein. Da heute auch 2 Liter-Flaschen im Handel erhältlich sind, ist auch deren Einsatz möglich. Zur Vereinheitlichung der Methodik schlagen wir allerdings eine Beschränkung auf 1,5-l-Flaschen vor. Sie sind ausreichend groß und dennoch in größerer Zahl transportierbar.

Der Zeitaufwand des Falleneinsatzes ist relativ gering: Das Positionieren von 40 Fallen dauert nach KÜHNEL & RIECK (1988) nur etwa 30 min, das Einsammeln und die Registrieren der Fänge ca. 45 min (vgl. dagegen SCHLÜPMANN 2009b). Ihr Vorteil liegt im Preis und in ihrer Größe (Transport). Sie haben aber den wesentlichen Nachteil, dass sie ohne Luftvorrat bei hohen Wassertemperaturen und geringen Sauerstoffgehalten oder hohem Tierbesatz zum Tod der Tiere führen können. KÜHNEL & RIECK (1988) raten von einem Einsatz über 12 °C Wassertemperatur ausdrücklich ab. Flaschenfallen sollten daher nur über Nacht eingesetzt und bald kontrolliert werden (5 h nach HAACKS & DREWS 2008). Ein Belassen über mehrere Stunden bei Tage im Wasser ist nicht möglich oder nur bei sehr kalten Gewässern (z. B. Bachstauen) verantwortbar. Ein mehrstündiger Unterwassereinsatz (über Nacht) ist aber möglich, wenn die Flaschen befestigt (z. B. an Stäben) so positioniert werden, dass ein Luftvolumen in ihnen verbleibt (vgl. z. B. SPARLING et al. 2001). Unter 200 Fängen von Molchlarven (*Triturus marmoratus*, *T. cristatus*) befanden sich nur 12 (6 %) tote Larven (vgl. JEHL et al. 2000). Nach eigenen Erfahrungen mit an der Oberfläche positionierten Fallen, die Kontakt zur Atmosphäre haben, liegt die Sterblichkeit bei weit unter einem Promille.

Abweichend von verschiedenen Autoren lehnt SCHLÜPMANN (2007, 2009b) daher den Einsatz der Flaschen am Gewässergrund ab und empfiehlt die Positionierung im wenige Zentimeter tiefen Wasser des Ufers mit direktem Luftkontakt der perforierten Flaschen, eine Möglichkeit, die auch von BERGER (2000) erwähnt wird. Ein Ausbringen über Nacht ist problemlos möglich und führt nach unserer inzwischen langjährigen Erfahrung zu keinen Verlusten. Auch sind Modifikationen mit Schwimmkörpern aus Styropor oder Schaumstoff leicht zu konstruieren (vgl. KUPFER 2001). Für spezielle Untersuchungen und abweichende Fragestellungen können alle denkbaren Varianten der Flaschenreusen zum Einsatz kommen (z. B. BERGER 2000, SPARLING et al. 2001). BERGER (2000) beschreibt den Einsatz von Flaschenreusen, die mit einem Bindedraht oder einer Schnur schräg an einem Stab befestigt sind und die mit der Öffnung nach unten an den Untergrund reichend im Bodengrund verankert werden. Die schräge Stellung erlaubt es, ein Luftvolumen in der Flasche zu erhalten. So ist ein Unterwassereinsatz am Bodengrund aber auch in höheren Wasserschichten möglich, ohne dass den gefangenen Tieren ein Erstickungstod droht.

Aufgrund der geringen Größe der Fangbehälter oder der Reusenöffnung sind die Fangquoten in Flaschenfallen meist gering (vgl. KÜHNEL & RIECK 1988): 19 Trichterfallen erbrachten an einem Weiher mit mehr als 700 Teichmolchen, 300 Kammolchen, mehr als 700 Moorfröschen und mehr als 100 Knoblauchkröten (alle mit Fangzäunen erfasst) in einer Nacht im April 5,1 Teichmolche, 2,0 Kammolche und 133 Moorfroschlarven. In einem anderen Weiher mit ca. 300 Teichmolchen, 26 Kammolchen, mehr als 200 Erdkröten, ca. 20 Moorfröschen und mehr als 50 Grasfröschen (Fangzaun) wurden in 3 Nächten im Mai und Anfang Juni 35 Fallen ausgelegt und 8, 11 und



24 Teichmolche, 2, 2 und 0 Kammolche, 500, 400 und 2 Erdkrötenlarven, 200, 200 und 7 Braunfroschlarven gefangen. Nach BERGER (2000) sind jedoch 60–80 % der Flaschenfallen fängig. Bei der von SCHLÜPMANN (2007, 2009b) beschriebenen Methode (Einsatz am Ufer) ist die Fängigkeit der Flaschenreusen auch im Vergleich zu anderen Fallentypen hervorragend und bei den kleinen Wassermolchen (Berg-, Teich- und Fadenmolch) sowie den meisten Larven sogar die sicher effektivste Fangmethode unter den Reusen überhaupt (vgl. SCHLÜPMANN 2009b).

Als Vorteile gegenüber den folgenden Fallentypen können herausgestellt werden: 1. fast kostenfreie Materialbeschaffung, 2. schneller Eigenbau (Zeitaufwand je Falle ca. 10–30 min) und 3. die Fallen sind klein und leicht und können daher sehr gut transportiert werden. Besonders für den quantitativen Fang von Molchen und Amphibienlarven sind die Flaschenfallen sehr gut geeignet.

4.3.2.3 Kasten-Lichtfalle

Kastenreusen sind in den letzten Jahren sehr erfolgreich zum Nachweis von Amphibien eingesetzt worden (Abb. 3C). In solch einer großvolumigen Reuse können in nur einer Nacht einige Dutzend bis wenige Hundert Amphibien, vor allem Molche und größere Larven, gefangen werden. Sie werden mit und ohne Licht eingesetzt. Nach KÜHNEL & BAIER (1995) erlaubt die Lockwirkung der Lichtquelle (es fehlt allerdings in diesem Fall der Nachweis der positiven Wirkung des Lichtes) die Verwendung einer geringen Anzahl von Fallen pro Gewässer. Die Verwendung von Lichtfallen ermöglicht auch, in schwer zugänglichen Gewässern Molche nachzuweisen.

Lichtfallen sind kastenförmige Behälter, bei denen um eine quadratische Boden- und Deckplatte (Kantenlänge 25 cm) an den Seiten vier Trichter aus durchsichtigem, schlagfestem Kunststoff angeordnet sind (Abb. 3C, siehe auch KRONE 1992, KRONE & KÜHNEL 1997). In die Deckplatte ist eine Leuchtdiode als Lichtquelle eingebaut. Ein herausnehmbares Netz in der Bodenplatte erlaubt die Entnahme der gefangenen Tiere. Durch an der Innenseite der Deckplatten angebrachte Polystyrolplatten schwimmen die Fallen an der Wasseroberfläche, so dass für eine ausreichende Sauerstoffversorgung der Tiere gesorgt ist. Um jeweils eine quadratische Boden- und Deckplatte sind an den Seiten vier Trichter aus durchsichtigem Kunststoff angeordnet. In die Deckplatte ist ein durchsichtiges Kunststoffröhrchen eingebaut, in das die Lichtquelle bis in Höhe der Trichteröffnungen in den Innenraum der Falle eingesetzt wer-

Abb. 3: Wasserfallen für Amphibien im Überblick. A = Klappbare Kleinfischreuse. Foto: D. GOWER, aus KUPFER et al. (2006). B = Einfache Reuse aus 1,5-Liter-Plastikflasche. Foto: M. SCHLÜPMANN. C = Aufsicht und Seitenansicht einer Lichtfalle (aus KÜHNEL & BAIER 1997, KRONE & KÜHNEL 1997). D = Stellrahmen-Kastenreuse des Biologischen Institutes Metelen. Foto: A. KUPFER. E = Gaze-Kastenreuse (ohne Schwimmer und Gewichte). Foto: C. BECKMANN. F = Vierkammer-Reuse aus Plexiglas. Foto: A. KUPFER. G = Auftauchfalle, rechts Funktionsweise des Klappenventils (Zeichnung verändert nach WOLFRAM nach MÖLLE & KUPFER 1998), Abmessungen in mm. H = Eimerreuse verändert nach ORTMANN. Foto: M. SCHLÜPMANN.

Passive traps for capturing amphibians in aquatic habitats. A = collapsible funnel trap. B = funnel trap made out of a 1.5 l plastic bottle. C = box trap using light to attract amphibians. D = solid funnel trap stabilised by an iron frame made by Biologisches Institut Metelen. E = funnel trap with a plastic-gauze mesh. F = a floating box trap. G = surfacing trap, right function of the flap valve. H = bucket trap after ORTMANN.

den kann. Als Lichtquelle dient eine Leuchtdiode, welche aus zwei 1,5 Volt Batterien oder Akkus, die in einem Kästchen untergebracht sind, gespeist wird. Durch Schwimmkörper aus Polystyrol erhält die Falle den notwendigen Auftrieb und die Falle ist dabei so austariert, dass die Deckplatte mindestens 3 cm über den Wasserspiegel reicht. In der Bodenplatte ermöglicht ein herausnehmbares Netz die Entnahme der gefangenen Tiere. Abmessungen: Grundfläche 285 x 285 mm; Trichter (äußere Kantenlänge): Typ I 260 x 260 mm bzw. Typ II 260 x 200 mm. Sie wurde in verschiedenen Gutachten erfolgreich zum Nachweis von Amphibien eingesetzt (KÜHNEL & BAIER 1995). Neben Molchen werden vor allem Larven anderer Amphibien, aber auch Wasserinsekten und in vielen Fällen auch Kleinfische gefangen (Moderlieschen, Stichlinge). Die Fallen wurden als Bausatz geliefert. Da sie inzwischen aber nicht mehr im Angebot sind, wäre ein Nachbau zwar möglich, doch erscheint uns dies angesichts einfacher Reusentypen (Flaschen, Eimer) nicht sinnvoll und notwendig.

4.3.2.4 Stellrahmen-Kastenreuse

Diese sehr stabile und verlässliche Falle wurde im Biologischen Institut Metelen (BIM) entwickelt (siehe HARTUNG et al. 1995, GLANDT 2000 und Abb. 3D). Der Rahmen wird aus Rundstahl mit 6 mm Durchmesser zusammengeschweißt. Die Bespannung erfolgt mit grünem, unauffälligem Netzmaterial mit einer Maschenweite von 5 mm. Die Maße der Reuse sind: Fangraum: Höhe 50 cm, Querschnitt 30 x 30 cm. Die Fußstangenlänge beträgt mindestens 15 cm. Die beiden Fangtrichter haben eine Länge von 50 cm. Die Außenöffnung misst 30 x 30 cm, die Innenöffnung 10 x 6 cm. Dazu kommen je zwei Befestigungsstangen, die auf Anpassung gebogen werden. Der Abstand der Fangtrichter vom Fangraumboden beträgt 4 bis 6 cm. Die Öffnungen der Fangtrichter sind zum Innenraum der Falle gegeneinander versetzt und ragen etwa 10 cm in die Falle hinein. Der den Luftraum nach oben abschließende Deckel misst 34 x 34 cm (Abb. 3). Der Materialbedarf pro Falle beträgt ca. 20 m Rundstahl, ca. 3 m² Netzmaterial, Netzgarn und Schweißelektroden. Die reinen Materialkosten liegen pro Falle bei etwa 40,- bis 50,- €. Allerdings ist der Bau ausgesprochen aufwändig und dafür i. d. R. ein Handwerker (Schlosser) zu beauftragen. Hierfür sei auf die Bauanleitung von HARTUNG et al. (1995) verwiesen.

Die Fußstangen der Falle werden in den Gewässerboden gedrückt, um einen sicheren Stand zu gewährleisten (Abb. 3D). Die maximale Einsattiefe der Falle wird durch die Höhe des Fangraumes bestimmt, dessen oberer Rand mindestens 5 bis 7 cm über die Wasseroberfläche hinausragen sollte. Ein Netzdeckel verhindert das Entweichen der gefangenen Amphibien und schützt sie vor dem Zugriff von Prädatoren. Die Fangtrichter sind in Aufsicht gegeneinander versetzt, damit die inneren Trichteröffnungen nicht genau einander gegenüberliegen. Die Fangtrichter werden durch Befestigungsstangen, die an deren Außenrand angebracht sind, in ihrer Position gehalten. Zwecks Transports können die beiden Fangtrichter abgenommen und in den Fangraum gesteckt werden.

Die Stellrahmen-Kastenreuse wurde erfolgreich für die flächendeckende Untersuchung von Amphibien im Kreis Steinfurt (Münsterland), bei einer autökologischen Untersuchung von Molchen und im Rahmen einer mehrjährigen Langzeituntersuchung an Kammolchen eingesetzt (GLANDT et al. 1995, SCHOLZ 1996, VON BÜLOW

2001). Die Fängigkeit und Sicherheit dieser Falle sind hervorragend, allerdings sind in einem kleinen PKW nicht mehr als 2–3 solcher Fallen unterzubringen und von einer Person im Gelände höchstens zwei Fallen gleichzeitig zu transportieren. Aufwand und Kosten der Herstellung machen die Falle im Vergleich zu anderen Typen (z. B. Eimerfalle) nicht konkurrenzfähig.

4.3.2.5 Gaze-Kastenreuse

Eine Gaze-Kastenreuse aus handelsüblichen Materialien aus dem Baumarkt kann im Eigenbau hergestellt werden (Abb. 3E). Ein stabiles Kunststoffgewebe wird mit einer Maurerschnur aus Kunststoff vernäht. Die Falle erhält oben zwei Schwimmer aus Styrol und unten zwei bis vier Metallgewichte, so dass sie an der Wasseroberfläche schwimmt und ein Luftraum zwischen Wasseroberfläche und Decke verbleibt. Zwei eng zulaufende Reusen werden aus dem Kunststoffgewebe geformt und mit zwei Öffnungen in den Seitenwänden vernäht. Eine in eine weitere Wand geschnittene Klappe ermöglicht die Entnahme der Tiere. Die Falle kann sowohl hochkant als auch quer eingesetzt werden. Ein vorgefertigter Reusenbausatz, inkl. Bau- und Einsatzanleitung, ist im Handel erhältlich. Die Falle wurden bereits bei Langzeituntersuchungen vor allem an Molchen (vgl. ORTMANN et al. 2005) sowie bei flächendeckenden Amphibienuntersuchungen (z. B. Hessen siehe HAACKS et al. 2009) erfolgreich eingesetzt. Vorteil dieser Falle ist das geringe Gewicht und die universelle Einsetzbarkeit. Auch diese Falle ist aber sperrig, so dass der Transport im Auto und zu Fuß die Anzahl auf 8–10 einschränkt.

Ein wesentlicher Nachteil dieser Falle ist allerdings die Leerung, die über die kleine Öffnung erfolgt und sehr zeitaufwändig ist. Insbesondere Larven sind hierüber kaum per Hand zu entnehmen, zumal sich kleine Larven in der Gaze verfangen können. K. WEDDELING (pers. Mitt.) empfiehlt, die Öffnung zu vergrößern und die Kaulquappen mit Wasser auszuspülen.

Dieser Fallentyp erscheint uns aufgrund des zeitaufwändigen Baus sowie des unangemessenen Preis-Leistungs-Verhältnisses beim Bezug über den Handel sowie den Nachteilen bei der Leerung nicht empfehlenswert.

4.3.2.6 Vierkammer-Reuse

Der Eigenbau einfacher Reusen aus Plexiglas ist ebenfalls möglich (Abb. 3F). BRINK (1983) konstruierte eine Vierkammer-Reuse für den Käferfang und DOLMEN (1983) und SCHOLZ (1996) setzten diesen Reusentyp für den Molchfang ein. Hierzu wurden Plexiglaskästen (405 x 405 x 155 mm) zusammengesetzt. Unten ist ein Loch (140 mm) mit Fliegengaze bespannt, oben ist ein aufklappbarer Deckel angebracht. Der Innenraum ist durch Plexiglasscheiben in 4 Sektoren unterteilt. Mit Styroporklötzchen in den Ecken wird die Schwimmfähigkeit erreicht. Die Trichter in den Seitenwänden besitzen eine äußere Öffnungsweite von 115 mm und eine innere von 40 mm. Eine modifizierte Falle hatte Abmessungen von 505 x 505 x 250 mm. Die Trichter besitzen eine äußere Öffnungsweite von 120 mm und eine innere von 27 mm. Jeder Sektor ist am Boden mit einem eigenen kleinen Loch mit Fliegengaze versehen. Die Sektorenwände reichen zur Verstärkung des Trichtereffektes ca. 140 mm nach außen. Eine mit Fliegengaze bespannte Öffnung im Deckel sorgt für den nötigen Luftaustausch (vgl. Abb. 3F).

4.3.2.7 Eimerreusen

Eimerreusen bieten eine einfache Alternative zu den bisher vorgestellten Reusensystemen (vgl. SCHLÜPMANN 2007, 2009b, WEINBERG & DALBECK 2009). Diese Fallen wurden zuerst von DANIEL ORTMANN entwickelt und im Rahmen mehrjähriger Kammolchuntersuchungen erfolgreich erprobt. Zum Bau der Reusen werden etwa 10–15 l große, eckige oder ovale Eimer verwendet (z. B. Farbeimer, die als Mischeimer auch leer im Handel erhältlich sind), die Reusen werden aus 1,5-l-PET-Flaschen hergestellt (vgl. Abb. 3H). Des Weiteren werden Isoliermaterial für Heizungsrohre (als Schwimmer), Heißkleber und Maurerschnur (zum Festbinden der Schwimmer) benötigt (vgl. Abb. 3). Der Deckel und Boden der Reuse werden perforiert (1–2 mm Löcher). Die Reusen können an jeder Seite (drei bis vier) und im Boden der Falle eingesetzt werden. Aus den Köpfen der PET-Flaschen hergestellte Reusen werden mit Heißkleber in die vorher ausgeschnittenen Öffnungen geklebt. Außer den großen Eimern können z. B. für den Einsatz in flachen Gewässern auch kleine Eimer oder Kunststoffbehälter entsprechend hergerichtet werden.

Die Vorteile von Eimerreusen liegen darin, dass sie mit sehr preiswerten Materialien einfach zu bauen sind, dass sie nahezu überall einsetzbar sind und dass die Öffnungen denen der Flaschenreusen entsprechen, so dass ein kombinierter Einsatz besonders günstig erscheint. Außerdem hat sich die Fängigkeit im Laufe mehrjährigen Einsatzes als hervorragend herausgestellt. Gelegentlich ausbrechende Flaschenhälse lassen sich leicht reparieren. Bei mehrtägigem Einsatz, d. h. bei Exposition über Tage mit starker Sonneneinstrahlung kann die Erwärmung des Wassers im Eimer zum Tod von Tieren führen (M. HACHTEL pers. Mitt.). Bei Exposition über Nacht (SCHLÜPMANN 2007, 2009b) ist das aber auszuschließen. Außerdem besteht nach M. HACHTEL (pers. Mitt.) eine Gefahr für Ringelnattern, die versuchen, sich aus den Löchern wieder hinauszuzwängen (bisher einmal mit Todesfolge). Mehr zu diesem Fallentyp findet sich in den Beiträgen von SCHLÜPMANN (2007, 2009b) und WEINBERG & DALBECK (2009).

4.3.2.8 Auftauchfalle

Die Auftauchfalle ist eine besondere Reuse (vgl. MÖLLE & KUPFER 1998, MÖLLE 1998). Die Falle macht sich zunutze, dass im Wasser lebende Amphibien (und Insekten) regelmäßig zur Oberfläche schwimmen müssen, um zu atmen. Die Falle besteht im Wesentlichen aus einem großen flachen Trichter aus 1 mm starkem PVC und dem darauf befestigten Fanggefäß aus einer ausgesägten Tortenhaube oder Salatschüssel (vgl. Abb. 3G). Am Ende des Trichters ist ein Klappenventil angebracht. Der Trichter bedeckt bei einem Durchmesser von 56,4 mm eine Grundfläche von 0,25 m². Ein das Fanggefäß umfassender Schwimmreifen lässt die 1,5 kg schwere Falle auch bei starken Wasserstandsschwankungen immer an der Oberfläche schwimmen. Die Falle wird über drei Pfähle im Untergrund befestigt. Mit den Pfählen ist sie über Führungsringe verbunden, die ein Auftreiben oder Absenken der Falle jederzeit ermöglichen. Bei einem Tiefgang von 12 cm ist das Fanggefäß stets nur zu $\frac{3}{4}$ untergetaucht. Der freie Luftraum im Fanggefäß reicht zum Atmen völlig aus. Das Fanggefäß ist über einen Deckel zu öffnen und zu kontrollieren. Beim Auftauchen gleiten die Tiere an der Trichterwand vorbei und schwimmen durch das Ventil in das Fanggefäß. Speziell

Molche und Kaulquappen der Geburtshelferkröte und des Wasserfroschkomplexes wurden mit dieser Falle gefangen. Auch Käfer, Wasserwanzen, Insektenlarven, Egel und Schnecken wurden zahlreich gefangen. Mit der Falle wird die Aktivitätsabundanz der Tiere erfasst (vgl. MÖLLE & KUPFER 1998). Da bei Molchen und älteren Kaulquappen das Auftauchen von der Notwendigkeit des Atmens abhängt, spielen sicher auch die Wassertemperatur und der Sauerstoffgehalt des Wassers eine Rolle. Die Auftauchfalle ist nicht käuflich zu erwerben, kann aber nach Anleitung selbst gebaut werden.

4.3.2.9 Weitere Fallentypen

Interessante Varianten konstruierten LÜSCHER & ALTHAUS (2009) mit Acrylglas und Flaschenköpfen, deren Ergebnisse in Hinblick auf die Öffnungen den Flaschen- und Eimerreusen vergleichbar sind. In die Acrylglassäulen werden Flaschenköpfe als Reusenöffnungen verklebt. Oben werden vollständige Flaschen als Schwimmer eingesetzt, die die oben perforierte Säule über Wasser halten. Dieser Fallentyp weist einen hohen Sicherheitsgrad auf. Gegenüber den Eimerfallen reicht er andererseits in wesentlich tiefere Wasserzonen.

Reusen sind in der Fischerei seit langem üblich, und es kann sich lohnen, die Angebote des Fachhandels für Fischerei und Angelbedarf zu prüfen. Für Wasserschildkröten sind Fischreusen seit langem eine Standard-Fangmethode. Zumeist sind allerdings die Maschenweiten der angebotenen Reusen für kleinere Molche und Larven zu groß, so dass zu prüfen wäre, ob es möglich ist, die Reuse mit geeignetem Netztuch selber zu bespannen oder ob der Hersteller solches liefern kann. JOHNSON & BARICHIVICH (2004) benutzen eine in den USA hergestellte und vertriebene Krebsreuse mit drei Öffnungen (Foto bei USGS 2004) zum Fang des Großen Armmolches (*Siren lacertina*) und des Zweizehen-Aalmolches (*Amphiuma means*). Für fast alle Amphibienarten ist aber auch bei dieser Reuse die Maschenweite viel zu groß. Allerdings ließen die Autoren die Falle vom Hersteller mit einem feinmaschigeren Netztuch versehen.

Die im deutschen Fachhandel derzeit angebotenen Krebs- (siehe auch GUNZBURGER 2007) und größeren Fischreusen sind, soweit uns bekannt, alle zu grobmaschig und für unsere Zwecke daher kaum zu gebrauchen. Die feinste Maschenweite einer angebotenen Fischreuse beträgt 6 mm und ist damit noch mindestens 1–2 mm zu groß, um wenigstens kleine Molche und große Kaulquappen damit fangen zu können (die meisten angebotenen Maschenweiten liegen sogar bei über 15 mm).

Auch unter Wasser positionierte Fangzäune können zusätzlich zu den Reusen eingesetzt werden. WILLSON & DORCAS (2004) erhöhten ihre Fangquoten deutlich, wenn sie ihre rechteckigen Reusen eng an einen zusätzlichen Fangzaun anlehnten.

4.3.2.10 Wichtige Fallentypen und Kescherfang im Vergleich

Eine Auswahl der Fangmethode (Kescher, Reusen) und des Fallentyps zu treffen, ist nicht einfach. Die Auswahl der Kriterien und ihre Gewichtung können sehr persönlich sein. Die Fragen, die zur Auswahl führen, sind aber allgemein zu formulieren. Eine Beantwortung der folgenden Fragen wird man sich vorab stellen müssen:

1. Wie beschaffe ich mir die Fallen (Handel, Bau) und mit welchen Kosten ist zu rechnen?
2. Wie bekomme ich die Geräte an den Einsatzort (Fahrzeug, Gelände)?
3. Wie ist der Aufwand des Einsatzes zu bewerten (Setzen der Fallen, Leeren, Anzahl der notwendigen Begehungen)?
4. Wie ist die Sicherheit der Geräte zu beurteilen? Stehen die Fallen sicher? Besteht eine Gefahr für die Tiere? Treten beim Einsatz der Geräte Schäden in den Gewässern auf? Sind die Fallen vor unerlaubtem Zugriff durch Dritte zu schützen?
5. Wie ist die art- und stadienspezifische Fängigkeit der Geräte?
6. Wie sind die Geräte einsetzbar, im flachen oder tiefen Wasser? Sind Varianten möglich und konstruierbar? Sind viele Fallen vor Ort verfügbar und einsetzbar?
7. Ist eine Vergleichbarkeit der Ergebnisse über Raum, Zeit und Person hinweg, also eine Standardisierung der eingesetzten Methode möglich (Anzahl, Zeitdauer des Einsatzes, ggf. der genauen Standorte)?

Eine für Dritte nachvollziehbare Möglichkeit der vergleichenden Bewertung ist die Nutzwertanalyse, wie sie beispielsweise in Planverfahren zum Vergleich von Bauvarianten verwendet wird. Die Nutzwertanalyse ist universell einsetzbar und wir verwenden ihr Prinzip hier für einen Vergleich der Kescherfangmethode und verschiedener Reusen (Tab. 2). Bei den Reusen haben wir nur solche berücksichtigt, mit denen wir eigene Erfahrungen besitzen oder für die publizierte Daten vorliegen.

Der Aspekt der **Beschaffung** der Geräte ist bei den Flaschen- und Eimerreusen unübertroffen. Die übrigen Fallentypen und der Kescher müssen soweit möglich gekauft, ansonsten selber oder durch einen Handwerker gebaut werden. Hierbei schneidet die Stellrahmen-Kastenreuse am schlechtesten ab, da sie sehr aufwändig konstruiert ist. Die im Handel als einfacher Bausatz erhältliche Gaze-Kastenreuse muss sehr zeitaufwändig selber zusammengebaut werden. Hier stimmt auch das Preis-Leistungs-Verhältnis nicht. Die von HAACKS & DREWS (2008) verwendete Kleinfischreuse ist in dieser Ausführung und Qualität nicht mehr im Handel erhältlich. Ein-Um- oder Nachbau wäre vielleicht möglich. Andere Modelle, die der Handel derzeit anbietet sind nicht oder wenig brauchbar. Auch der Feldmann-Kescher ist derzeit nicht im Handel erhältlich.

Beim **Transport** schneidet der gut transportable Feldmann-Kescher am besten ab. Auch die klappbaren Kleinfischreusen sind in dieser Hinsicht hervorragend. Die Flaschenreusen lassen sich in großer Anzahl problemlos in Plastik-Tragetaschen transportieren. Am schlechtesten zu transportieren ist die große und sperrige Stellrahmen-Kastenreuse. Schon der Transport im PKW beschränkt die Anzahl auf einzelne Fallen, aber mehr als zwei von diesen Fallen kann man im Gelände auch nicht tragen. Auch die Kunststoffgewebe- und die Auftauchfalle sind sperrig und schlecht zu transportieren. Von den Eimerreusen lässt sich ein große Zahl im PKW transportieren und durch die Henkel an den Eimern kann man gleichzeitig eine größere Anzahl im Gelände mitnehmen. In manchen Fällen ist zum Aufstellen der Falle eine Wathose erforderlich (Stellrahmen-Kastenreuse, teilweise Auftauchfalle und Kleinfischreuse), was den Transportaufwand vor allem im Gelände zusätzlich erhöht.

Der **Aufwand** zum Fangen selber ist gleichfalls unterschiedlich zu werten. Da das Keschern nur eine einmalige Begehung erfordert, fällt die Bewertung hier vergleichsweise günstig aus. Die meisten Reusen erfordern eine zweite Begehung zum Leeren. Bei der Kleinfischreuse ist bei Unterwassereinsatz keine längere, unbeaufsichtigte Aufstellung möglich. Daher ist ein andauernder nächtlicher Einsatz erforderlich. Zwar wird so ein zweiter Besuch überflüssig, aber der Aufwand während des Fangens ist groß. Der notwendige nächtliche Einsatz ist hier auch schlechter bewertet worden als das Keschern bei Tage.

Bei den Fallen ist auch das Aufstellen ein Zeitfaktor. Das standsichere Aufstellen der Flaschenreusen ist hier etwas aufwändiger als das von schwimmenden Reusen (Eimerreusen, Gaze-Kastenreuse), die mit einer langen Maurerschnur oder Wäscheleine ggf. ins Wasser geworfen werden können. Der Aufwand des Setzens der Stellrahmen-Kastenreuse ist für die Einzelfälle betrachtet sehr groß, da sie noch vor Ort zusammengesetzt werden müssen. Da man aber ohnehin nur einzelne Fallen transportiert bekommt, bleibt der Aufwand für die wenigen letztlich sehr gering.

Nicht unwesentlich erscheint uns auch der Aufwand der Leerung. Bei den Eimer-, und Flaschenreusen sowie der Auftauchfalle ist der Aufwand sehr gering. Die gespannten Reusen sind in dieser Hinsicht alle etwas ungünstiger, da sich speziell Larven im Gewebe verfangen können. Hier kommt es auch auf die gute Zugänglichkeit aller Bereiche an, die z. B. bei dem großen Deckel der Stellrahmen-Kastenreuse keine Probleme bereitet. Sehr ungünstig ist hier die Gaze-Kastenreuse zu werten. Abgesehen von dem harten Gewebe, aus dem kleine Larven manchmal kaum befreit werden können, verfangen sich viele Tiere in den engen vernähten Kanten und die einzige Fallenöffnung erlaubt gerade den Zugriff mit einem Arm.

Tab. 2 (Seite 38–39): Nutzwertanalyse verschiedener Fanggeräte und -methoden (Reusen und Keschernfang mit Feldmann-Kescher). Die Kriterien werden jeweils von -2 bis +2 (-2, -1, 0, 1, 2) bewertet. Die Kriterien und Kriterienkomplexe werden teilweise gewichtet (x2, x3), was bei der Mittelwertberechnung berücksichtigt ist (gewichtetes Mittel). Bewertung der Mittelwerte: -2,00 bis -1,00 = ungenügend; -0,99 bis 0,00 = mangelhaft; 0,01 bis 0,50 = ausreichend; 0,51 bis 1,00 = befriedigend; 1,01 bis 1,50 = gut; 1,51 bis 2,00 = sehr gut. Die Bewertung der Flaschen- und Eimerreusen bezieht sich auf einen Übernachteinsatz. Die von LÜSCHER & ALTHAUS (2009) vorgestellte Acrylglas-Reuse dürfte in der Bewertung etwa den Eimerreusen entsprechen, doch vermuten wir eine größere Fängigkeit. ¹⁾momentan nicht in geeigneter Qualität im Handel verfügbar (vgl. HAACKS et al. 2009), ²⁾bei richtiger Aufstellung mit Fixierung durch Blumenhölzer, ³⁾Überwachung bei Unterwassereinsatz erforderlich (oder häufige Kontrollen), ⁴⁾aber Tarnung möglich, ⁵⁾z. B. durch Bau von Varianten und durch Anwendung in verschiedenen Gewässertiefen, ⁶⁾aufgrund des schwierigen Transportes, ⁷⁾da i. d. R. viele Fallen verwendet werden, ist das nicht perfekt für alle möglich, ⁸⁾bei Unterwassereinsatz.

Evaluation of passive traps and trapping methods for aquatic amphibians. Performance scores range from -2, -1, 0, 1, 2 and are partly weighted (x2, x3). -2,00 to -1,00 = unsatisfactory; -0,99 to 0,00 = insufficient; 0,01 to 0,50 = sufficient; 0,51 to 1,00 = satisfactory; 1,01 to 1,50 = effective; 1,51 to 2,00 = highly effective. The evaluation of bottle and funnel traps accounts for overnight trapping. Solid box traps (made of Acryl) introduced by LÜSCHER & ALTHAUS (2009) might have a similar or higher trapping performance as the bucket traps. ¹⁾temporarily unavailable in sufficient quality (see HAACKS et al. 2009). ²⁾when attached to wooden poles or sticks, ³⁾time intensive surveillance, ⁴⁾camouflage possible, ⁵⁾e. g. if modified and adapted for use in various pond depths, ⁶⁾to bulky for transportation, ⁷⁾not guaranteed when multiple traps are employed, ⁸⁾if submerged.

Kriterien und Gewichtung	1	2	1+2	3	4	5	Handel	6	7
Beschaffung	Flaschen-reusen	Eimer-reusen	Kombination Flaschen- u. Eimerreusen	Caze-Kastenreue	Stellrahmen-Kastenreue	Klein-fisch-reusen	Eigenbau	Auftauchfalle	Feldmann-Kescher
Handel	Bauteile	2 Bauteile	2 Bauteile	Bauteile	1 nein	-2	2 -2	Bauteile	1 nein
Bau	sehr einfach	2 einfach	1 einfach	1 aufwändig	-1	-2	2 -2	sehr aufwändig	-2 aufwändig
Preis (*da sehr schlechtes Preis-Leistungs-Verhältnis)	sehr billig	2 sehr billig	2 sehr billig	2 sehr teuer*	-2	-2	1 -2	sehr hohe Handwerkerkosten	-2 geringe Handwerkerkosten
Mittel		2,0	1,7	-0,7		-2,0	1,7 -2,0		-1,3
Transport									
... im Auto (Platz) (x2)	sehr gut	2 mäßig	0 gut	1 schlecht	-1	-2	2 2	sehr schlecht	-2 sehr gut
... im Gelände (x2)	gut	1 mäßig	0 mäßig	0,5 sehr schlecht	-2	-2	2 2	sehr schlecht	-2 sehr gut
Wathose notwendig	nein	2 teilweise	0 teilweise	1 teilweise	0 ja	-1	0 0	teilweise	0 nein
gewichtetes Mittel		1,6	0,0	-1,2		-1,8	1,6 1,6		2,0
Aufwand (x2)									
... beim Setzen	gering	1 sehr gering	2 gering	1,5 sehr gering	2 sehr gering		1 1	gering	1 /
... beim Leeren (x2)	sehr gering	2 sehr gering	2 sehr gering	2 sehr hoch	-2 mäßig	0	0 0	gering	1 sehr gering
... während des Fangs (x2)	keiner	2 keiner	2 keiner	2 keiner	2 keiner	2 sehr groß ³	-2 -2	keiner	2 groß
Anzahl der Begehungen (x2)	2	-2 2	-2 2	2	-2	-2	1 1	2	1 2
gewichtetes Mittel		0,7	0,9	-0,3		0,3	-0,1 -0,1		1,0
Sicherheit									
Gefahr für Tiere (x2)	gering ²	1 nein	2 gering	1 nein	2 nein		2 2	nein	2 kaum
Standardsicherheit der Fallen (x2)	gut ²	1 sehr gut	2 gut	1 sehr gut	2 sehr gut		2 2	sehr gut	2 /
unerreichbare Aufstellung möglich	nein ⁴	-1 weitgehend	1 teilweise	0 weitgehend	1 weitgehend	1 weitgehend	1 1	weitgehend	1 /
Schaden für Gewässer (*Ufer)	gering*	1 sehr gering	2 gering*	1 ja (Bleigewichte)	-2 gering	1	1 1	gering	1 ja (Vegetation)
gewichtetes Mittel		0,8	1,7	1,0		1,5	1,5 1,5		0,0

Kriterien und Gewichtung	1	2	1+2	3	4	5	6	7
	Flaschen- reusen	Eimer- reusen	Kombination Flaschen- u. Eimerreusen	Gaze- Kastenreusen	Stellrahmen- Kastenreusen	Klein- fisch- reusen	Handel- Eigebau	Feldmann-Kescher
Fängigkeit (x3)								
... kleine Molche (x2)	sehr gut	2 gut	1 sehr gut	1,5 gut	1 gut	1 sehr gut	2 sehr gut	2 sehr gut
... deren Larven (x2)	sehr gut	2 gut	1 sehr gut	1,5 gut	1 gut	1 sehr gut	2 sehr gut	2 sehr gut
... Kammolch (x2)	gut	1 sehr gut	2 sehr gut	1,5 sehr gut	2 sehr gut	2 sehr gut	2 sehr gut	2 gut
... deren Larven (x2)	gut	1 sehr gut	2 sehr gut	1,5 sehr gut	2 sehr gut	2 sehr gut	2 sehr gut	2 gut
... Froschlurche	sehr gering	-2 gering	-1 gering	-1,5 gering	-1 gut	1 mäßig	0 mäßig	0 sehr gering
... Kaulquappen (x2)	sehr gut	2 sehr gut	2 sehr gut	2 sehr gut	2 sehr gut	2 sehr gut	2 sehr gut	2 gut
gewichtetes Mittel		1,3	1,4	1,3	1,4	1,6	1,8	1,1
Einsatzfähigkeit								
Einsatz möglich ...								
... im flachen Wasser (x3)	sehr gut	2 mäßig	0 sehr gut	2 schlecht	-1 nein	-2 nein	-2 nein	2 sehr gut
... in mäßig tiefen Wasser (x2)	nein	-2 sehr gut	2 sehr gut	2 sehr gut	2 sehr gut	2 sehr gut	2 sehr gut	2 schlecht
... in sehr tiefen Wasser	nein	-2 sehr gut	2 sehr gut	2 sehr gut	2 mäßig	0 gut	1 sehr gut	2 nein
Einsatzmöglichkeiten (x2) ⁵	sehr gut	2 gut	1 sehr gut	2 gut	1 schlecht	1 gut	1 mäßig	0 mäßig
viele Fallen einsetzbar (x3)	sehr viele	2 viele	1 viele	1,5 wenige ⁶	-1 wenige ⁶	-2 viele	1 wenige ⁶	-1 /
gewichtetes Mittel		0,9	1,0	1,9	0,2	-0,9	0,4 0,4	-0,3
Vergleichbarkeit (x2)								
Standardisierung ...								
... von Standorten u. Ausrichtung	gut	1 gut	1 gut	1 gut	1 sehr gut	2 sehr gut	2 sehr gut	2 möglich
... der Zeit	gut ⁷	1 gut ⁷	1 gut ⁷	1 sehr gut	2 sehr gut	2 mäßig ⁸	0 sehr gut	2 möglich
... bei Einsatz durch verschiedene Personen (x3)	sehr gut	1 sehr gut	2 sehr gut	1,5 sehr gut	2 sehr gut	2 sehr gut	2 sehr gut	2 sehr schlecht
gewichtetes Mittel		1,0	1,6	1,3	1,8	2,0	1,6 1,6	-1,2
Gewichtetes Mittel (insgesamt)		1,1	1,2	1,2	0,6	0,6	1,2 0,9	0,3

Was die **Sicherheit** betrifft, sind verschiedene Aspekte zu betrachten. Ein sehr wesentliches Kriterium ist die Sicherheit der Tiere. Dabei schneiden die an der Oberfläche treibenden Fallen am besten ab, da selbst Wasserstandsschwankungen kein Problem darstellen. Bei Flaschenreusen, die fest im Uferbereich gestellt werden, kann ein plötzlich steigender Wasserstand ein Problem werden. Der Einsatz von Flaschenreusen unter Wasser wird hier nicht bewertet. Bei der Stellrahmen-Kastenreuse ist der Spielraum bei Wasserstandsschwankungen größer, so dass eine Gefährdung im Allgemeinen auszuschließen ist.

Auch die Standsicherheit der Fallen spielt eine Rolle. Die schwimmenden Fallen sind bei guter Verankerung problemlos. Sollte sich allerdings in einem großen Gewässer die Verankerung der Schwimmfallen lösen oder aktiv gelöst werden, so kann eine weit abgetriebene Falle zu einem Problem werden, was aber bei Kleingewässern zu vernachlässigen ist und ansonsten kaum auftritt. Daher wurde diese Möglichkeit nicht bewertet. Bei den Flaschenreusen kann die Standsicherheit durch Fixierung mit 2–3 Hölzchen so erhöht werden, dass ein Abrollen ins tiefere Wasser verhindert wird. Eine kleine Restunsicherheit bleibt aufgrund der Möglichkeit, dass z. B. Hunde, Wildtiere oder Menschen die Fixierung lösen. Bei sehr gut zugänglichen und stark von Menschen frequentierten Gewässern kann dies ein ausschließendes Kriterium sein. Die Zugänglichkeit der Fallen wurde daher noch gesondert bewertet. Die Flaschenfallen können nur im Flachwasser aufgestellt werden, allerdings so gut getarnt, dass sie von Dritten kaum zu finden sind. Daher wurde auch nicht der schlechteste Wert vergeben. Die Zugänglichkeit der Schwimmfallen ist beschränkt. An langer Schnur befestigte Reusen können ans Ufer treiben, eine Verankerung im Ufer oder nahe der Uferlinie kann von Anderen genutzt werden, um die Falle an Land zu ziehen.

Zu bedenken ist auch, ob die Fangmethode zu Schäden im und am Gewässer führt. Die Schwimmreusen fallen hier kaum ins Gewicht, dagegen erfordern andere Fallen ein aktives Aufstellen (insbesondere Flaschenreusen, was prinzipiell zu Schäden am Ufer und in der Vegetation führen kann. Dies fällt allerdings objektiv betrachtet fast nie ins Gewicht. Am schlechtesten schneidet hier das Keschern ab, da das Betreten der Ufer und Flachwasserzonen hier am intensivsten ist und das Keschern selber zu Schäden führt. Unverständlich ist, warum der Bausatz der Gaze-Kastenreuse mit Bleigewichten geliefert wird. Die bei dieser Falle notwendigen Gewichte können sehr leicht verloren gehen und führen dann zu einer stetigen Wasservergiftung.

Von herausragender Bedeutung ist natürlich die **Fängigkeit** der Methode, da hiermit das eigentliche Ziel bewertet wird. Hier sind alle gängigen Gruppen berücksichtigt. Wer es nur auf bestimmte Arten oder Stadien abgesehen hat, kann die Bewertung hierauf beschränken. Da die betrachteten Fangmethoden vor allem auf Molche und Amphibienlarven abzielen, wurde deren Fängigkeit stärker gewichtet. Alle bewerteten Methoden oder Fanggeräte schneiden gut bis sehr gut ab. Für den Kammmolch und seine Larven wurden der Keschernfang und die Flaschenreusen etwas schlechter bewertet, dafür sind die Flaschenreusen den größeren Fallen beim Fang kleiner Molche und ihrer Larven überlegen. Mit der Stellrahmen-Kastenreuse kann man auch Froschlurche (Wasserfrösche) relativ gut fangen. Wer sie fangen möchte, sollte die Gewichtung ändern. Die Qualität der Kleinfischreusen für den Fang von Kammmolchen ist belegt (HAACKS & DREWS 2008), für andere Arten ist die positive Bewertung vorläufig.



Abb. 4: Amphibienerfassung in der Praxis. A: Zwei Kescher; links ein Kescher im Eigenbau und seit mehr als 30 Jahren im Einsatz – man beachte das flach gespannte Netztuch (Feldmann-Teller), rechts ein Kescher wie er vor einigen Jahren im Handel erhältlich war – das Netztuch ist nicht gespannt, sondern beult sich aus. Foto: M. SCHLÜPMANN. B: Schwimmfähige Variante der Auftauchfalle im Einsatz. Foto: M. SCHLÜPMANN. C: Leerung der Stellrahmen-Kastenreuse: Die Reuse eignet sich hervorragend auch für den Fang von Froschlurchen, hier Erdkröten und Grasfrösche. Foto: B. VON BÜLOW. D: Leitzaunfalle (Fangkreuz) zum Fang von Amphibien in den Landlebesräumen. Foto: A. KUPFER. E: Hervorragend gebaute Fang-Zaunanlage im Drachenfelder Ländchen bei Bonn mit Übersteigenschutz und Fangeimern mit Manschette. Foto: M. HACHTEL.

Sampling methods for amphibians in the field. A: Two dip net types, left side: a self-assembled highly durable dip net having a rigid mesh (»Feldmann type«), right side: commercially available dip net having a flexible mesh. B: Square-formed floatable surfacing trap. C: Emptying a solid and iron-stabilised funnel trap (see Fig. 3D). Besides newts the trap successfully captures toads and common frogs. D: A pitfall trap and drift fence for capturing amphibians in their terrestrial habitat. E: Detailed view on a perfectly constructed perimeter fence designed for the capture of amphibians at their breeding site. A plastic gutter was placed on the fence top to prevent newts from climbing over and the edges of the plastic buckets were taped with durable plastic strips to prevent newts from escaping.

Die **Einsatzfähigkeit** spielt ebenfalls eine Rolle und bestimmt z. T. Nutzbarkeit der Fallen. Flaschenreusen sind in der Standardanwendung (SCHLÜPMANN 2007, 2009b) nur im ganz flachen Wasser einsetzbar, dagegen erfordern Schwimmfallen und die Stellrahmen-Kastenreuse gewisse Mindestwassertiefen. All das schränkt die Einsatzmöglichkeiten mehr oder weniger ein. Ein kombinierter Einsatz kann hier helfen. Bei Flaschen- und Eimerreusen haben die Fangtrichteröffnungen den gleichen Durchmesser. Die einfachen und selbstgefertigten Flaschen- und Eimerreusen bieten zugleich fast unbegrenzte Möglichkeiten der konstruktiven Abwandlung, so dass sie in ganz unterschiedlichen Wassertiefen und auch als Unterwasserfallen eingesetzt werden können (JEHLE et al. 1997). Dennoch bleiben die Ergebnisse auch aufgrund der gleichen Öffnungsgröße der Fangtrichter vergleichbar. Damit sind sie die beste Methode bei speziellen Fragestellungen (z. B. der räumlichen Verteilung im Gewässer). Die Einsatzmöglichkeiten werden auch von der Anzahl möglicher Fallen bestimmt. Fallen, die in großer Zahl mitzubringen sind, bieten wesentlich bessere Voraussetzungen.

Ein letzter, aber sehr wichtiger Aspekt ist die **Standardisierung** der Fangmethode, das heißt, bleiben die Ergebnisse über Raum, Zeit und Person hinweg vergleichbar? Fallenfangmethoden sind hier per se gut zu bewerten. Dagegen ist eine Standardisierung des Kescherfangs nur sehr begrenzt möglich. Insbesondere die Fangtechnik ist nur schwer zu standardisieren.

Von zentraler Bedeutung ist die Unabhängigkeit der Fangergebnisse von der Person. Hier schneiden alle Fallen ziemlich gut ab. Da das Aufstellen der Flaschenreusen individuell unterschiedlich ausfallen kann, wurde nicht die volle Punktzahl vergeben. Ein räumlicher Aspekt der Standardisierung kann von Bedeutung sein. Die Stellrahmen-Kastenreuse ermöglicht, soweit der Standort gekennzeichnet wird und die Ausrichtung der Falle mit dem Kompass erfolgt, eine exakte Wiederholung des Fangs. Auch mit den Auftauchfallen ist das zu realisieren, zumal die Ausrichtung des Fangtrichters stets identisch ist. Mit den Kleinfischreusen ist eine exakte Wiederholung zumindest denkbar. Die schwimmenden Fallen, die mit nur einer Schnur befestigt werden, lassen sich selbst bei kurzer Schnur nur begrenzt fixieren. Die Ausrichtung der Öffnungen ist daher kaum gleich zu halten. Das lässt sich natürlich mit mindestens drei Schnüren zur Verankerung leicht erreichen, doch wurde diese Möglichkeit nicht bewertet. Da Eimerreusen aber vier bis fünf Öffnungen besitzen, scheint uns dies vernachlässigbar. Die Standorte von Flaschenreusen-Gruppen lassen sich einigermaßen wiederfinden, doch eine exakte Wiederaufstellung und Ausrichtung jeder einzelnen Flasche ist kaum denkbar oder sehr aufwändig. Jedoch muss nach der Relevanz eines solch exakten Vorgehens in Standarduntersuchungen gefragt werden.

Beim Einsatz weniger Fallen ist die Standzeit, wenn es auf sehr exakte Werte ankommt, gut abzugleichen, wenn viele Fallen (insbesondere bei Flaschenreusen) eingesetzt werden ist dies schwieriger, doch ist zu fragen, welche Bedeutung geringe Abweichungen der Expositionszeit bei einem Übernachteinsatz haben.

4.3.3 Driftnetze

Spezielle, passive Fangmethoden werden zur Erfassung von driftender Makrofauna der Fließgewässer eingesetzt (vgl. z. B. SCHWOERBEL 1980). THIESMEIER & SCHUHMACHER (1990) setzten Driftnetze zum Fang verdriftender Feuersalamander-Larven in

Quellbächen ein. In THIESMEIER (2004) wird dargestellt, wie diese Netze auch in etwas abgewandelter Form eingesetzt werden können, um darin Feuersalamanderweibchen einige Tage im Freiland am Bachrand festzuhalten, damit sie kontrolliert ihre Larven absetzen.

4.3.4 Arena-Sammelmethoden

In der terrestrischen und aquatischen Ökologie (z. B. BALOGH 1958, JANETSCHEK 1982, MÜHLENBERG 1993) weit verbreitete Quadrat- oder besser Arena-Sammelmethoden (die Fläche muss nicht unbedingt quadratisch sein), bei der ein bestimmter Raum abgegrenzt wird, um alle Individuen in ihm auszuzählen, sind in der Herpetologie bislang so gut wie nicht verbreitet. JOGER (2000) verwendete einfache bodenlose Stahlblechkästen (25 x 30 cm, 30 cm hoch) zur Erfassung der Makrofauna, darunter auch Molche und Amphibienlarven, in wassergefüllten Wagenspuren. RÖDEL (1998) setzte sie zur Untersuchung der Kaulquappen-Fauna ephemere Savannengewässer ein. Inzwischen verwendet die Arbeitsgruppe um M.-O. RÖDEL diese Methode in verschiedenen Projekten, darunter auch bei einheimischen Amphibienarten (RÖDEL et al. 2009). Dabei kommen Metallkästen (Aluminium, Stahlblech) von 50 x 50 cm und einer Höhe von maximal 80 cm im flachen Wasser zum Einsatz. Sie werden entweder in den Boden gerammt oder geworfen, wobei eine senkrechte Stellung der Kästen zu gewährleisten ist. Der Untergrund muss frei von groben Steinen, Stämmen etc. sein. In der Arena werden alle Tiere mittels Sieb abgefischt. Nach den vorliegenden Erfahrungen liefert die Methode bei Amphibienlarven und Molchen gute Ergebnisse. Gegenüber acht Kescherzügen von je 1,5 m Länge (je 4 an der Oberfläche und am Grund) waren die Ergebnisse mit den Kästen vor allem bei den Kaulquappen deutlich besser.

Ein sehr wichtiger Vorteil dieser Methode ist sicher die einzigartige Möglichkeit einer raumbezogenen Quantifizierung, vorausgesetzt, dass beim Setzen oder Werfen der Fallen die Tiere nicht flüchten. Hier liegt möglicherweise auch ein deutlicher Schwachpunkt dieser Methode gegenüber beispielsweise dem Einsatz von Reusen. Zum Erfahrungsschatz eines jeden Feldherpetologen zählen die Fluchtreaktionen vieler Amphibien und deren Larven. Bei einer Methode, die für sich in Anspruch nimmt exakte quantitative Daten zu liefern, wäre das Ausmaß geflüchteter Tiere notwendigerweise art- und stadienspezifisch abzuschätzen. Nichtsdestotrotz erscheint uns diese Methode vor allem in Flachwasserbereichen und Kleinstgewässern sehr vielversprechend.

4.3.5 Fallen an Land (Bodenfallen)

Erfassungen der Amphibien an Land gehören nicht unbedingt zum Standardprogramm der Amphibienerfassung. Allerdings gibt es auch hier eine Bandbreite an Methoden zum Nachweis oder Fang, welche wir vorstellen und diskutieren werden.

4.3.5.1 Zaunanlagen und -abschränkungen mit Eimerfallen

Die Methode der Wahl für den halb- und quantitativen Fang von Amphibien außerhalb der Laichplätze sind Fangzäune mit Eimerfallen. Eimerfallen mit Leiteinrichtungen können generell zur Erforschung wandernder Amphibien eingesetzt werden.

Die Fangmethodik wird heute vor allem im Amphibienschutz an Straßen eingesetzt. An Amphibienschutzanlagen (Krötenzäunen) kommen Bodenfallen (Eimer) zum Einsatz, die in Verbindung mit Zaunanlagen (Leitzäunen) wandernde Amphibien erfassen können (Abb. 5A–C). Solche Anlagen können auch im Vorfeld von Straßenbaumaßnahmen zur Ermittlung des zu erwartenden Amphibienaufkommens, aber auch zur Bestimmung der Nutzung von Landlebensräumen eingesetzt werden. Generell sind die Zaunanlagen seitlich offen und dienen vor allem zur Erfassung des Wanderkorridors von Amphibien (z. B. entlang von Straßen). Vor allem in den Tropen sind einfache Fangzaunanlagen mit Eimerfallen die Methode der Wahl, um die Biodiversität von Amphibien eines ganzen Gebietes zu bestimmen (vgl. GARDNER et al. 2007). Neben dem Schutz wandernder Amphibien wurden bei wissenschaftlich betreuten Zaunanlagen in Langzeitprojekten auch wichtige Erkenntnisse zur Biologie mitteleuropäischer Amphibien erarbeitet (vgl. BLAB 1978, HARTUNG & GLANDT 1988, SCHÄFER & KNEITZ 1993, KUHN 1994a, KNEITZ 1998, KUPFER & KNEITZ 2000, HACHTEL et al. 2006, VON LINDEINER 2007 u. a.). Diese geschlossenen Abschränkungen von Gewässern dienen der quantitativen Erfassung des gesamten an- und abwandernden Amphibienbestandes (vgl. KÜHNEL 1992, ARNTZEN et al. 1995, HACHTEL et al. 2006).

BLAU (2009) vergleicht die Ergebnisse 23 cm tiefer, schwarzer 10-l-Baueimer (27 cm Durchmesser) mit denen 30 cm tiefer, gelber 18-l-Farbeimer (Durchmesser 26 bzw. 36 cm) und fand, dass in den Baueimern nur ca. ein Drittel der Amphibien gefangen wurden. Im Handel erhältliche Baueimer mit nur 23–25 cm Höhe sind daher für viele Arten zu flach. Andere Autoren empfehlen sogar 40 cm tiefe Fanggefäße (vgl. HACHTEL et al. 2006). Andererseits können z. B. für Erdkröten und Molche Fangeimer von 25 cm ausreichen (KUHN 1994a). Speziell bei Molchen besteht aber, vor allem bei feuchter Witterung, die Gefahr, dass sie an den glatten Wänden hochkriechen und bei Fehlen von Manschetten entweichen.

Beim Einsatz von Eimerfallen mit Leitzäunen sind einige Grundprinzipien zu beachten:

- Der Zaun sollte, wenn er nicht ohnehin aus festem Material besteht, stets straff gespannt sein.
- Er sollte mindestens 35–40 cm hoch sein (es sei denn, man erfasst nur Molche oder wenig sprunghafte Froschlurche).
- Er sollte mindestens 5–10 cm tief im Boden eingegraben werden.
- Eine Blende als Übersteigschutz (für kletternde Amphibien wie Molche und Baumfrösche) ist zu empfehlen.
- In Gelände mit hohem Wasserstand sind die Eimer fest zu verankern, z. B. mit Metallhaken oder Spanndrähten. Die Zäune sollten in diesem Fall nicht zu nahe am Gewässerrand stehen, damit auch bei ansteigendem Wasserstand die gesamte Wasserfläche innerhalb der Zaunanlage liegt.
- Die Eimer dürfen nicht zu flach sein, wenn damit auch größere Frösche gefangen werden sollen. Einfache 10-l-Eimer sind für Kröten und Molche geeignet, nicht aber für Braun- oder Wasserfrösche. Das Gefäß sollte mindestens 40 cm tief sein.
- Um ein Übersteigen von Tieren (insbesondere den Molchen und Jungtieren) zu verhindern, kann der Rand mit einer Blende am Eimerrand als Überkletterungsschutz versehen werden.

- Ausstiegshilfen im Fangeimer sollten ein Entkommen hereinfallender Kleinsäuger ermöglichen (s. u.).
- Die Prädation durch Beutegreifer im Eimer lässt sich falls notwendig mit sehr grobem Maschendraht wirksam verhindern. Allerdings verbleiben regelmäßig Spitzmäuse, die Amphibien (an)fressen.
- Der Abstand der Eimer sollte nicht zu groß gewählt werden, wobei gilt, umso schlechter der Zaun, umso dichter sollten die Eimer stehen. Abstände von mehr als 12 m sollten aber auch bei guten Zaunanlagen nicht überschritten werden.

Hervorragende Zaunanlagen beschreiben z.B. HARTUNG & GLANDT (1988, auch GLANDT 2008a), JEHLÉ et al. (1997), KNEITZ (1998), KUPFER & KNEITZ (2000) und SANDER et al. (2006).

Für den Froschfang sollten übertiefe Eimer mit 7–10 cm Wasser gefüllt werden, denn selbst größere Frösche sind dann nicht mehr in der Lage herauszuspringen. Wesentlicher Nachteil ist allerdings, dass Kleinsäuger regelmäßig ertrinken (siehe auch Abschnitt 4.2.2.4). Vorsicht ist auch zur Zeit der Metamorphose angezeigt, denn auch die frisch metamorphosierten Amphibien können leicht ertrinken. Während der Emergenz sollte der Wasserstand daher erniedrigt und mit Moos ein Rückzugsraum für die kleinen Tiere geschaffen werden.

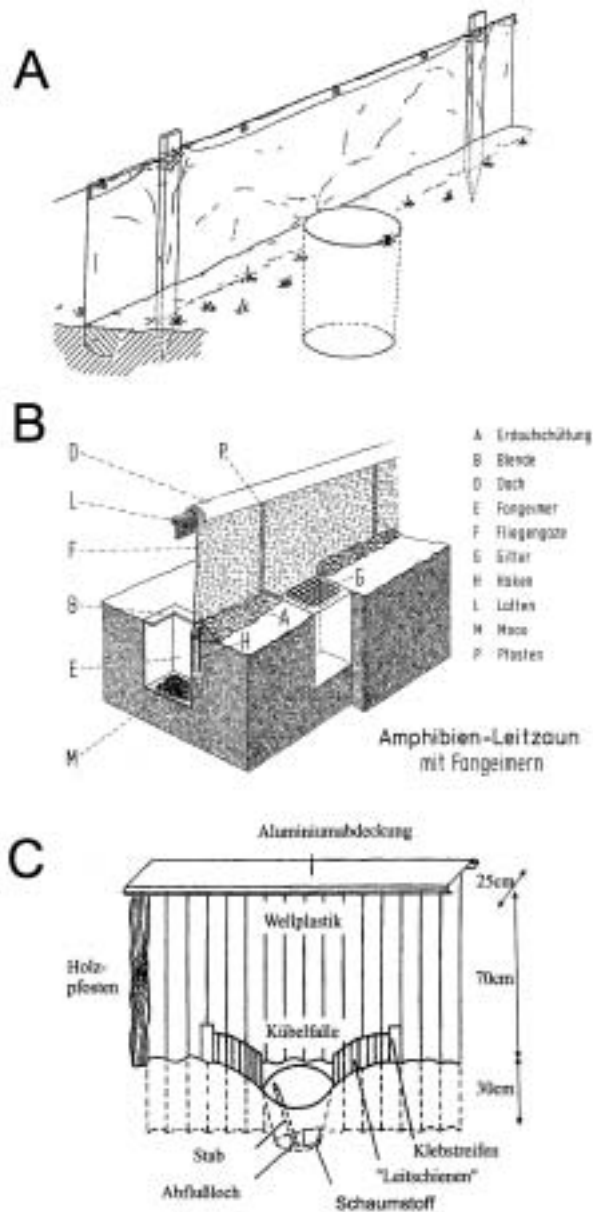
Der Einsatz in der Forschung hat mittlerweile zahlreiche aufwändige Konstruktionen hervorgebracht (vgl. Abb. 5), deren Vorteile in der größeren Stabilität und der höheren Erfassungsgenauigkeit liegen, da überkletternde oder -springende Tiere kaum noch zu erwarten sind, und die die oben genannten Anforderungen ganz oder teilweise berücksichtigen (vgl. ELLINGER & JEHLÉ 1997, SANDER et al. 2006). Auch Konstruktionen aus festem Kunststoffmaterialien sind teilweise konstruiert worden. Eine solche solide Konstruktion aus Wellplastik wurde z. B. in einem Projekt auf der Wiener Donauinsel eingesetzt (Abb. 5C; JEHLÉ et al. 1997).

In den letzten Jahren wurde die Zuverlässigkeit der Fangzaunmethode teilweise geprüft und kritisch bewertet. Bis Mitte der 1990er Jahre ging man noch davon aus, dass die Methode, Gewässer mit Fangzäunen und Fangeimern zu umgeben, eine nahezu fehlerfreie oder -arme Methode für Populationsstudien bei Amphibien ist. Insbesondere für den Fang anwandernder Tiere galt sie als die Methode der Wahl. Erst JEHLÉ et al. (1997) und besonders BAKER (1999), die in ihren langjährigen Untersuchung an Donau- bzw. Nördlichen Kammolchen neben Fangzäunen auch Reusen verwendeten, ließen erstmals gewisse Zweifel an der uneingeschränkten Zuverlässigkeit der Fangzaun-Methode aufkommen. Insbesondere BAKER (1999) konnte durch einen Vergleich der Methoden nachweisen, dass die Zuverlässigkeit des Fangzaunes im Vergleich zu den Reusen von Jahr zu Jahr deutlich abnahm. Dies wurde in der Studie im Drachenfelder Ländchen von ORTMANN et al. (2005) für Kammolche bestätigt. Auch für Teich- und Bergmolche lagen die Fangquoten dort nur zwischen ca. 60 und 90 % der tatsächlichen Laichpopulationen, allerdings war nicht der gleiche dramatische Abfall der Werte im Laufe der Jahre festzustellen, wie das beim Kammolch zu beobachten war (SANDER et al. 2005, 2006).

Es sollte jedoch bedacht werden, dass die Fangraten mit Zäunen sehr gut sind und von kaum einer anderen Methode erreicht werden. Zudem ist der Abfall der Fangra-

Abb. 4: Fangzaunanlagen mit Eimerfallen zur Erfassung von Amphibien. A: Typische Amphibienzaunkonstruktion aus Holzpfählen, Kunststoffolie oder Kunststoffgaze über eine Schnur gespannt und 5–10 cm im Boden eingegraben, sowie einem 10-Liter-Eimer als Fanggefäß (aus KUHN 1987). B: Handwerklich gut konzipierte Zaun- und Fallenkonstruktionen des Biologischen Instituts Metelen für stationäre Gewässerabschränkungen (vgl. BÜCHS 1987). Zum Fang werden hier 25-l-Kübel eingesetzt. Dieser Aufbau wurde leicht abgewandelt in den Langzeitstudien im Drachenfelder Ländchen bei Bonn berücksichtigt (vgl. SCHÄFER & KNEITZ 1993, KNEITZ 1998, SANDER et al. 2006). C: Amphibienleitzaun aus Wellplastik (aus JEHLE et al. 1997).

Drift fences and pitfall traps for monitoring amphibians. A: standard temporary drift fence construction using wooden poles, a plastic or gauze mesh fencing and 10 l buckets (after KUHN 1987). B: Durable drift fences and pitfall construction used as perimeter fences in long-term studies by the Biologisches Institut Metelen and in the Amphibienprojekt Drachenfelder Ländchen to monitor amphibian migrations and phenology (after BÜCHS 1987, SCHÄFER & KNEITZ 1993, KNEITZ 1998, SANDER et al. 2006), C: drift fence made from durable plastics (after JEHLE et al. 1997).



ten nur bei mehrjährigen Anlagen festzustellen. Mit Fang-Wiederfang-Methoden kann zudem die Fehlerquote verringert werden (vgl. auch WEDDELING et al. 2004). Einzuwenden ist ferner, dass viele der mit den Fangzäunen zu bearbeitenden Fragestellungen nicht oder nur sehr begrenzt von einer absoluten Zuverlässigkeit der Fangzaunmethode abhängen. Fraglich bleiben aber vor allem Daten zu Populationsschwankungen, wenn sie nicht durch begleitende Fang-Wiederfang-Methoden abgesichert werden.

4.3.5.2 Leitzaunfallen

Neben Zaunanlagen und Abschränkungen können zur Untersuchung der Amphibien in den Landhabitaten auch spezielle Leitzaun-Fallen verwendet werden (vgl. HARTUNG & GLANDT 1988, HEYER et al. 1994, GLANDT 2008a, vgl. Abb. 6A–C).

Zwar können die Eimer auch ohne Leitzaun eingesetzt werden (vgl. Barber-Fallen), doch bleibt dann die Fängigkeit sehr gering. Einfache gerade Zäune können jeweils an den Enden und/oder auf beiden Seiten des Zaunes in der Mitte mit einem Fangeimer versehen werden. Günstiger ist allerdings eine Flügelkonstruktion, da sie auch bei nicht gerichtet wandernden Tieren eine Leitfunktion ausübt (Abb. 7). Der Zaun wird hierbei in Form von Flügeln zu den in der Mitte angeordneten Fangeimern oder Kübeln geführt. In der Regel reicht ein Fangeimer. Soll zusätzlich die Richtung, aus der Tiere gekommen sind, untersucht werden, müssen jeweils in den Winkeln Eimer eingegraben werden. Leitzaunfallen können je nach Bedarf und Untersuchungsschwerpunkt aufgestellt werden (vgl. Abb. 7A–E).

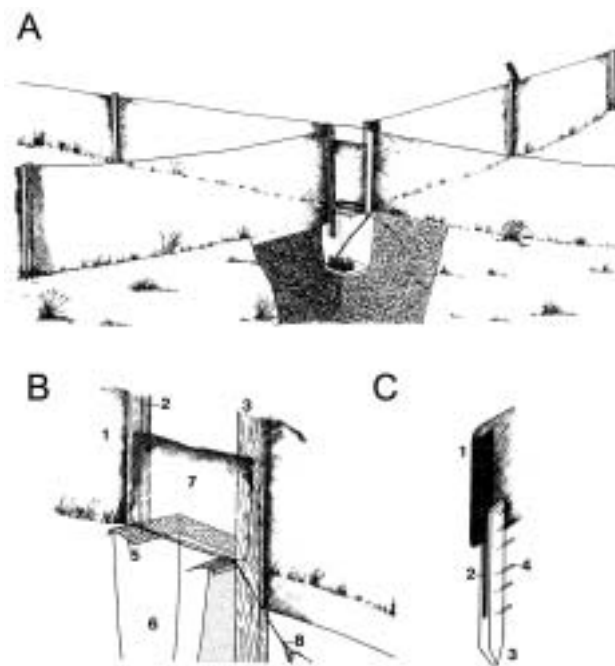


Abb. 6: Leitzaunfallen für Amphibien. A = Amphibien-Falle mit Leitzaun und 25-l-Fangeimer des Biologischen Institut Metelen. B–C = Konstruktionsdetails der Amphibien-Falle mit Leitzaun (Zeichnung M. T. SCHÄPERS aus HARTUNG & GLANDT 1988). Links: Einziehen des Fliegengaze-Flügels in den Schlitz einer Zaunendstütze. Rechts: Lage des Fangeimers im Zentrum der Falle. 1 = Fliegengaze-Flügel, 2 = eingesägter Schlitz in der Zaunendstütze, 3 = Zaunendstütze, 4 = Krampen für Pressluftnagler, 5 = Kunststoffmanschette am Eimerrand, 6 = Fangeimer, 7 = Fliegengazestück über dem Fangeimer, 8 = Bindendraht mit Stahlhaken.

Pitfalls for capturing amphibians. A = pitfall trap (25 l buckets) and drift fence used by the Biologisches Institut Metelen. B–C = pitfall and drift fence construction in detail (drawing by M. T. SCHÄPERS taken from HARTUNG & GLANDT 1988). 1 = gauze mesh, 2 = attachment of gauze mesh on the wooden pole, 3 = wooden pole, 4 = iron stable, 5 = plastic ring, 6 = plastic bucket, 7 = gauze mesh above pit fall, 8 = wire.

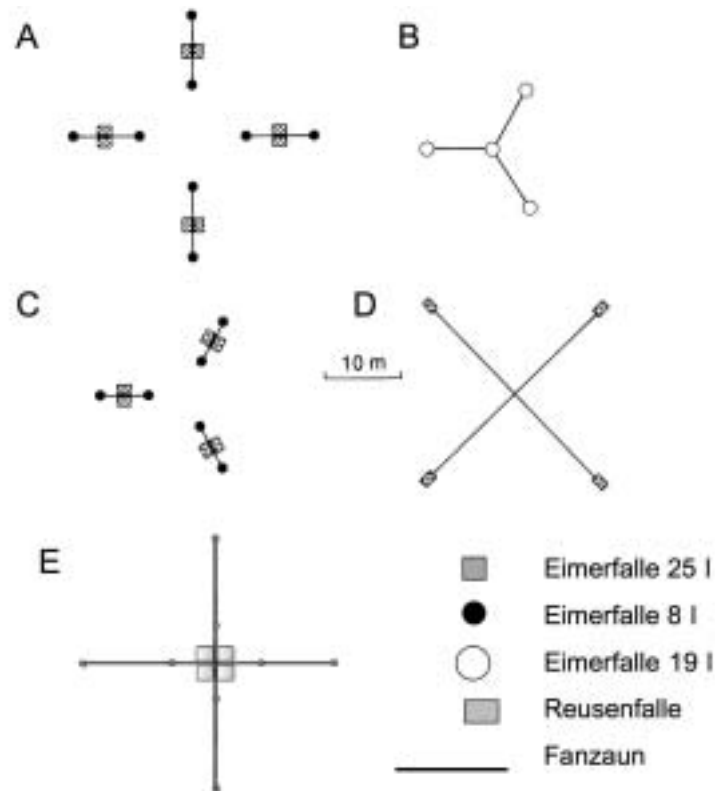


Abb. 7: Anordnung und Aufbau verschiedener Leitzaunfallen für den Fang von Amphibien im Landlebensraum (A–D nach verschiedenen Autoren aus CORN 1994). A = Vier Fangzäune mit Eimerfallen an den Enden und beidseitigen Reusen in der Mitte. B = Fangdreieck mit Eimerfalle in der Mitte und an jedem Ende. C = Drei Fangzäune mit Eimerfallen an den Enden und beidseitigen Reusen in der Mitte. D = Fangkreuz mit Reusen an jedem Ende. E = Fangkreuz mit Fangeimern in jeder Ecke ermöglichen eine grobe Richtungsbestimmung.

Construction and placement of various terrestrial drift-fences equipped with pitfalls and bucket traps employed for the capture of amphibians (A–D combined after CORN 1994). A = four drift-fence array with pitfalls placed at ends and in the center B = drift-fence triangle array with pitfalls placed at ends and in the center. C = three drift fences with bucket traps and pitfall traps placed on both sides. D = drift fence cross with pitfalls placed at ends. E = drift fence cross with bucket traps placed in the corners allows the determination of the direction of migration.

4.3.5.3 Einfache Bodenfallen

Bodenfallen sind einfache und effektive Werkzeuge zum Fang terrestrischer Herpetofauna weltweit (vgl. ENGE 2001, MARITZ et al. 2007). Der Fangbehälter (meist Aluminium- oder Plastikdosen sowie verschiedene Gläser) werden ebenerdig eingegraben, und wandernde Tiere geraten direkt in die Falle. Vor allem für zahlreiche Untersuchungen an terrestrischen, lungenlosen Salamandern (Plethodontidae) in Nord- und Mittelamerika sind Bodenfallen die Methode der Wahl, um Erkenntnisse zur Biodiversität und Habitatnutzung zu gewinnen. In Mitteleuropa sind einfache Bodenfallen für Untersuchungen an Amphibien bislang selten eingesetzt worden und Publikationen liegen nicht vor, jedoch sind im Rahmen vieler Invertebraten-Studien mit Boden-

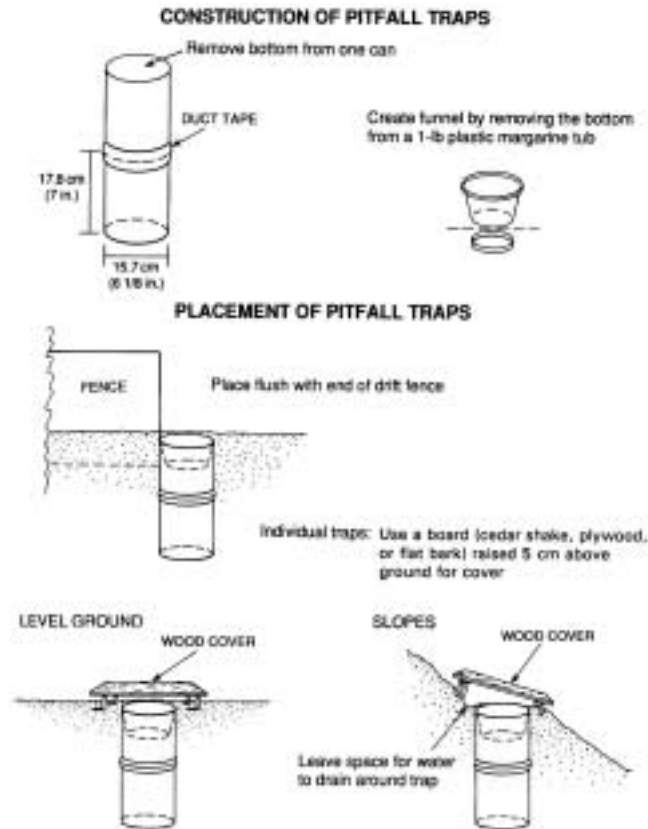


Abb. 8: Konstruktion und Aufstellung einfacher Bodenfallen für Amphibien (nach CORN 1994). Als Falle werden hier einfache 0,5 oder 1-l-Aluminiumdosen verwendet. Fallenbehälter können auch aus 1 l oder 1,5-l-Flaschen hergestellt werden (vgl. Flaschenfallen). Die Reuse wird aus einer Magarinedose hergestellt.

Construction and placement of pitfall traps made from two 0.5 or 1 l tin cans (after CORN 1994). Alternatively pitfalls can be made from 1 or 1.5 l plastic bottles

fallen – meist Barber-Fallen mit Tötungs- und Konservierungsflüssigkeit (vgl. HEYDEMANN 1958) – unbeabsichtigt auch zahlreiche Amphibienarten gefangen worden. Einfache Bodenfallen ohne Tötungsflüssigkeit eignen sich vor allem für kleinere Amphibienarten oder Jungtierstadien. Verschiedene Aufbauten und Konstruktionsmöglichkeiten von Bodenfallen sind in Abbildung 8 dargestellt.

4.3.5.4 Beifänge und Kleinsäugerschutz

Ein Problem bei allen Bodenfallen sind die Beifänge von Kleinsäugern, insbesondere der echten Mäuse, Wühlmäuse und Spitzmäuse (vgl. MEINIG & THIESMEIER 1994, BOYE & MEINIG 1997, KARRAKER 2001, HACHTEL & BÖHME 2006, eigene Beobachtungen). HACHTEL & BÖHME (2006) konnten beispielsweise 15 Kleinsäugerarten in den Gewässerabschrankungen im Drachenfelder Ländchen (NRW) nachweisen und MEINIG & THIESMEIER (1994) zehn Arten an einem Quellsbach im Niederbergischen Land (NRW). Die Überlebensrate von Kleinsäugern in Wasser gefüllten Eimern an Leiteinrichtun-

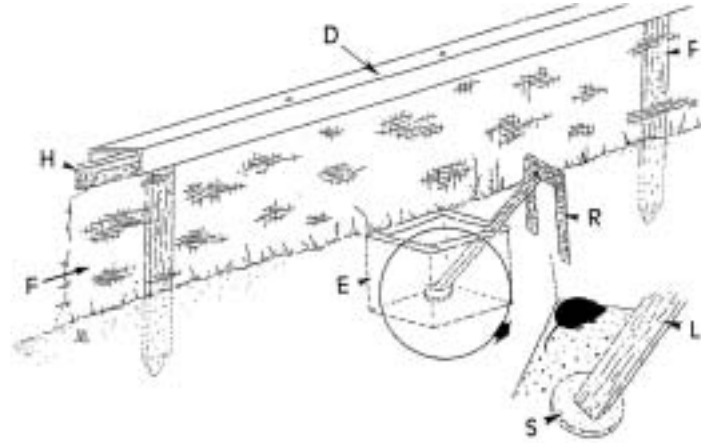


Abb. 9: Fangzaun und Fangeimer mit Ausstiegshilfe für Kleinsäuger (aus MÜHLSCHLEGEL & VENCES 1997, Zeichnung A. KUPFER). D = Dachrinne aus Plastik. E = Fangeimer, F = Fangzaun, H, L = Holzlaten, P = Pfosten, R = Rahmen aus Holz, S = Scheibe (Holz).

Schematic representation of an amphibian drift fence/pitfall system including an escape aid for small mammals (after MÜHLSCHLEGEL & VENCES 1997, drawing A. KUPFER). D = plastic gutter. E = pitfall, F = drift fence, H, L = gutter, P = post, R = wooden frame, S = wooden disk.

gen für Amphibien ist äußerst gering. Aus trockenen Eimern können echte Mäuse wie Wald- und Gelbhalsmaus wieder herausspringen. Andere Kleinsäuger verenden an Stress, Nässe, Unterkühlung und besonders Spitzmäuse verhungern. Karnivore Spitzmäuse sind andererseits Prädatoren für die hereingefallenen Amphibien (vgl. KUPFER & TEUNIS 2001) und können sogar die Ergebnisse verfälschen.

In wassergefüllten Eimern kann ein Rettungsfloß aus Styropor eingesetzt werden, doch ist dessen Nutzen umstritten. Speziell Laufkäfer scheinen davon zu profitieren (vgl. MÜHLSCHLEGEL & VENCES 1997). In tiefen, trockenen Containern können mit Gras und Moos oder ähnlichem Materialien Stress mindernde Unterschlupfmöglichkeiten geboten werden. Am besten können Ausstiegshilfen für die Fallen angebracht werden. Eine erprobte Konstruktion zeigt Abbildung 9. Die Konstruktion wird so aufgestellt, dass die Scheibe keinen Bodenkontakt hat, so dass Molche sie nicht direkt erreichen können. Die Scheibe erleichtert andererseits den Kleinsäugern das Auffinden und Besteigen der Ausstiegshilfe. Dieses Aufbauprinzip hatte einen positiven Einfluss auf die Überlebensrate von Kleinsäugern (MÜHLSCHLEGEL & VENCES 1997). Weniger aufwändig und effektiv helfen einfache Stöcke den Kleinsäugern beim Aussteigen aus den Eimerfallen (PERKINS & HUNTER 2002, SANDER et al. 2006). Generell können jegliche Ausstiegshilfen für Kleinsäuger die artspezifische Fängigkeit von Amphibien beeinflussen. Der Einfluss der Ausstiegshilfen auf den Fang der Anuren ist nicht untersucht, ebenso wenig ist bekannt wie sich die Fangeffektivität auf die Molche auswirkt. Mit dem Einsatz der Stöcke sank die Fangeffektivität der Eimerfallen bei Teichmolchen um maximal 22 % und Bergmolchen um maximal 19 % (HACHTEL & BÖHME 2006).

Mit den Langzeitdaten aus dem Drachenfelser Ländchen ließ sich auch zeigen, dass die Mortalität von der Aktivitätsphänologie abhängig ist. Höchste Sterblichkeiten ergaben sich im Sommer, im Frühjahr dagegen wurden geringere Mortalitäten registriert. MEINIG & THIESMEIER (1994) betonen dagegen, dass die Monate März und April

(also die Hauptwanderzeiten vieler Amphibien), auch gleichzeitig hohe Kleinsäugerverluste erbrachten, ermittelt bei einer Untersuchung über 25 Monate, was M. SCHLÜPMANN für eine fast fünfjährige Periode bestätigen kann. Für Amphibienschutzzäune, welche vor allem während der Frühjahrswanderungen von Amphibien von Januar bis Mai eingesetzt werden, ist daher auch mit hoher Kleinsäugermortalität zu rechnen (vgl. HACHTEL & BÖHME 2006).

4.3.6 Künstliche Verstecke

Künstliche Verstecke (KV) für Amphibien können prinzipiell die gleichen sein wie für Reptilien (FELLERS & DROST 1994, MUTZ & GLANDT 2004). Die einfache Methodik wird seit einiger Zeit für den Nachweis und Fang terrestrischer Amphibien vor allem in Nordamerika und in tropischen Gebieten angewendet (vgl. PEARMAN et al. 1995, MONTI et al. 2000, MARSH & GOICOCHEA 2003). KV stellen eigene Mikrohabitate dar, welche den Amphibien als Tagesquartier dienen und ihnen Schutz vor Austrocknung bieten. In einer Studie am Salamander *Batrachoseps pacificus* maßen die KV 30 x 30 x 5 cm oder 122 x 122 x 125 cm und bestanden aus Holz (unbehandelte Kiefer oder Tanne) oder aus Sperrholz (FELLERS & DROST 1994). Je größer die Fläche des Verstecks, desto mehr Arten und Individuen können sie nutzen. Obwohl KV bereits in einigen Arbeiten, z. B. an Wassermolchen in Deutschland (z. B. MÜLLNER 1992, JAHN 1995, KORDGES & THIESMEIER 2000), Kreuzkröten (SPECHT 2009) oder einer breiteren Anzahl von Amphibien (KORDGES 2009) eingesetzt wurden, fehlen umfangreiche vergleichende Studien zur Anwendung in Mitteleuropa. Geeignet sind KV für die Untersuchung von Amphibien in ihren Landlebensräumen, insbesondere im Umfeld der Laichplätze (JAHN 1995, KORDGES 2009, SPECHT 2009). Einfach zu beschaffen sind die im Baustoffhandel erhältlichen, mit Metallrahmen versehenen Schaltafeln im Format 1,50 x 0,50 m, die auch als KV für Schlangen verwendet werden. Auch Gummi- und Kunststoffmatten und -vliese sind einfach zu beschaffen und haben zugleich den Vorteil besser transportabel zu sein. Leider fehlen bislang vergleichende Untersuchungen zur Fängigkeit unterschiedlicher Materialien. Unter Umständen kann die systematische Suche unter natürlichen Versteckplätzen terrestrischer Amphibien jedoch erfolgreicher sein als das Ausbringen künstlicher Verstecke (vgl. HOUZE & CHANDLER 2002).

Für nordamerikanische Laubfrösche hat sich das Ausbringen von künstlichen PVC-Röhren als Nachweismethode, welche die Frösche als Tagesversteck nutzen, bewährt (z. B. BOUGHTON et al. 2000).

5 Quantifizierungsmethoden für Amphibien

Neben dem qualitativen Artnachweis sind relative Abschätzungen und absolute Zählungen von Amphibien möglich. Eine genaue Quantifizierung der lokalen Bestandsgröße ist nur erfolgreich, wenn an Laichplätzen oder in Landlebensräumen mit artspezifischen Methoden, die wir im vorangegangenen Kapitel vorgestellt haben, erfasst wird. Ebenfalls muss eine ausreichende Stichprobe von Tieren gefangen werden, denn fast immer ist es unmöglich, alle Individuen an einem Vorkommen zu fangen.

5.1 Relative Häufigkeitsangaben

Nicht unbedingt auf die (biologische) Population, aber einen Raum (Untersuchungsgewässer, -gebiet, Ort, Kreis, Region, Land) ausgerichtete Häufigkeitsangaben sind möglich durch die Angabe relativer Werte, die im Rahmen intensiver Untersuchungen anfallen. Die Relation der Arten untereinander, meist überlagert durch ihre Antrittswahrscheinlichkeit im Bezugsraum wird dadurch erkennbar.

Bezogen auf Bestände verschiedener Arten an einem bestimmten Ort (z. B. einem Laichgewässer) spricht man von **Dominanz**. Sie gibt den relativen Anteil der Art an dem Gesamtbestand in Prozent an. Der Begriff wird also nicht im Sinne der Sozialstruktur von Populationen (vgl. SCHWERDTFEGGER 1979) verwendet, sondern als interspezifische Dominanz konkurrierender Arten verstanden. Sinnvoll ist er vor allem bei tatsächlich konkurrierenden, häufig auch nah verwandten oder ähnlich eingemischten Arten, etwa Molchen in ihren Laichgewässern. Sie kann auch für mehrere Fundpunkte oder für ganze geografische Räume oder auch bestimmte Habitattypen ermittelt werden (vgl. z. B. FELDMANN 1968, 1978a, SCHLÜPMANN 2006). Die Angabe der Dominanz ist bei einer absoluten Zählung korrekt und bleibt bei einer Stichprobenuntersuchung immer dann genau genug, wenn die Fangwahrscheinlichkeit annähernd gleich groß ist (z. B. Keschern von Molchen).

Eine der gängigsten relativen Angaben ist die **Stetigkeit**. Unter diesem Begriff erfassen wir den Anteil der Fundpunkte an der eine Art (bezogen auf alle untersuchten Stellen) nachgewiesen wurde (SCHLÜPMANN 2002). Ist z. B. der Kammmolch in einem Untersuchungsgebiet in 18 von 90 untersuchten Gewässern nachgewiesen, so beträgt seine Stetigkeit 20 %. Der Begriff lässt sich auch auf bestimmte Landschaftsräume, Habitattypen (Habitatstetigkeit) oder sogar Strukturmerkmale eingrenzen (vgl. z. B. FELDMANN 1968, 1978a, SCHLÜPMANN 2006).

Die Rasterstetigkeit ist identisch mit dem Begriff **Rasterfrequenz** (oder manchmal auch Status). Er bezeichnet den prozentualen Anteil der Raster, in der die Art nachgewiesen wurde, an der Gesamtzahl untersuchter Raster.

5.2 Schätzung und Ermittlung absoluter Bestandszahlen und Abundanzwerte

Bei Amphibien werden häufig die Bestände in einem Laichgewässer ermittelt oder auch die Ruferkolonien an Land (z. B. Geburtshelferkröten). Seltener werden auch Abundanzen ermittelt, wie sie in der übrigen Freilandökologie üblich sind (vgl. BALOGH 1958, MÜHLENBERG 1993). Die Abundanz wird im Allgemeinen als Individuendichte auf eine Flächeneinheit bezogen. Bei Wasserkörpern kann sie auf die Wasseroberfläche (GLANDT 1982, WENZEL et al. 1995) oder auch auf das Volumen (GLANDT 1982) bezogen werden, doch setzt dies in den meisten Fällen Fang-Wiederfang-Methoden voraus (BLAB & BLAB 1981, GLANDT 1982, WENZEL et al. 1995). Abundanzangaben sind demnach für Laichgewässer möglich (z. B. bei Molchen oder Kaulquappen) und für die Bestände in Landhabitaten (z. B. beim Alpen- oder Feuersalamander; vgl. KLEWEN 1986, SCHMIDT et al. 2007). Aufgrund der verborgenen Lebensweise ist die Ermittlung von absoluten Bestandszahlen oder Bestandsschätzungen auf definierter Fläche keine einfach zu lösende Aufgabe, besonders dann, wenn die Tiere, wie z. B. viele unserer Amphibien, eine nächtliche Lebensweise führen.

5.2.1 Bestandsschätzungen

Sichtbeobachtungen, das Verhören rufender Tiere und in den meisten Fällen auch das Keschern erlauben keine exakten quantitativen Angaben. Mit einiger Erfahrung lassen sich aber Populationen in ihrer Größenordnung abschätzen. Solche Zahlen sind nicht exakt, helfen aber in vielen Fällen weiter und sind gegenüber rein qualitativen Angaben (Vorkommen ja/nein) zu bevorzugen (z. B. SCHLÜPMANN 1982, KRONSHAGE 1996).

Hierzu werden in der Regel Klassen gebildet, die den Möglichkeiten der Schätzung entsprechen. Die einfachsten Schätzungen sind logarithmisch klassifiziert. Insbesondere der 10er-Logarithmus bietet eine einfache und relativ fehlerarme Populationsgrößen-Klassifizierung. Eine solche wurde z. B. bei der Kartierung in Nordrhein-Westfalen angewendet (SCHLÜPMANN 2005):

1; 2–10; 11–100; 101–1000; > 1000.

Auch weitergehende Einteilungen sind möglich und je nach zu untersuchender Art sinnvoll. Eine Orientierung am 10er-Logarithmus ist jedoch zu empfehlen:

1; 2–5; 6–10; 11–50; 51–100; 101–500; 501–1000; > 1000.

5.2.2 Zählungen, Keschern und Verhören

Absolute Zählungen sind nur selten möglich und nicht in jedem Fall exakt. Grundsätzlich muss von einer systematischen Unterschätzung von Beständen ausgegangen werden, wenn keine Fang-Wiederauffang-Methoden zum Einsatz kommen. Selbst wenn alle Individuen, die zu einem bestimmten Zeitpunkt anwesend sind, gezählt werden könnten, sind andere evtl. gerade nicht anwesend. (1) Die Zählung der Laichballen (z. B. der Braunfrösche) ist nur bei kleinen Laichballenansammlungen exakt, bei größeren aber hinreichend genau. (2) Das Keschern nach Molchen und Amphibienlarven ist bei kleinen, flachen Lachen und Tümpeln exakt, bei größeren Gewässern liefert es nur Dominanzwerte. (3) Der Grad der Exaktheit von Sicht-Zählungen und Verhören hängt von der Art (z. B. sind rufende Geburtshelferkröten nur schlecht zu lokalisieren, s. o.), der Größe der Population (umso kleiner, desto exakter) und den örtlichen Gegebenheiten ab (nächtliche Zählung der Kreuzkröten auf übersichtlicher Steinbruchsohle gut möglich, in einer überschwemmten Weidefläche dagegen wesentlich schwieriger).

Auch die Rufer lassen sich für eine Quantifizierung heranziehen, wobei dies vor allem bei vielen spät laichenden Arten von großer Bedeutung ist. Dabei ist zu beachten, dass die Rufaktivität stark vom Wetter abhängt, bei fast allen Arten nur die Männchen und nie alle Tiere einer Population gleichzeitig rufen (z. B. bleiben die Satellitenmännchen oft stumm), so dass die reale Population oft deutlich größer ist als die aktuelle Zahl an Rufern vermuten lässt. Auch wird die Schätzung umso schwieriger und ungenauer, je mehr Tiere rufen (STUMPEL 1987). Doch besteht in vielen Fällen sicher ein Zusammenhang zwischen der Zahl der Rufer an einem Abend und der realen Populationsgröße, wobei aber artspezifische Unterschiede und jahreszeitliche Aspekte eine Verallgemeinerung nicht zulassen (vg. auch PELLET et al. 2007). Für den Schreifrosch (*Rana clamitans*) aus Nordamerika, der in seiner Ökologie unseren heimischen Wasserfröschen ähnelt, erwies sich das Verhören als zuverlässiger Indikator der Populationsgröße (verifiziert mit Fang-Wiederauffang durch NELSON & GRAVES 2004), während für den Waldfrosch (*Rana sylvatica*), der eher mit unseren Braunfröschen vergleichbar ist, die

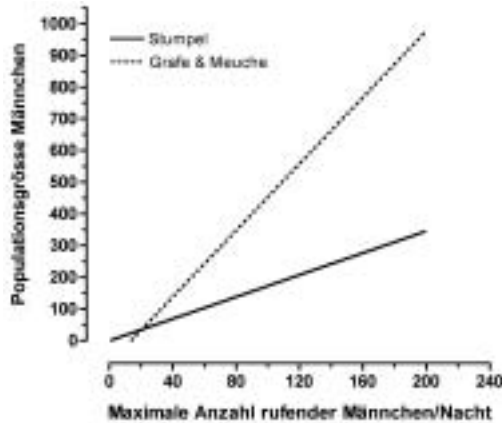


Abb. 10: Beziehung zwischen der Anzahl rufender Tiere (Männchen) und der Populationsgröße der Männchen von mitteleuropäischen Laubfröschen, *Hyla arborea* (nach STUMPEL 1987 und GRAFE & MEUCHE 2005).

Relation of maximum number of calling males per night and male population size in European treefrogs, *Hyla arborea* (from STUMPEL 1987 and GRAFE & MEUCHE 2005).

Laichballen-Zählung bessere Ergebnisse liefert (STEVENS & PASZKOWSKI 2004). Diese Aussagen lassen sich mit großer Wahrscheinlichkeit auf unsere heimischen Wasser- und Braunfrösche übertragen.

Wie man aus der Anzahl der Rufer auf die Populationsgröße schließen kann, wurde am heimischen Laubfrosch untersucht (Abb. 10). STUMPEL (1987) ermittelte eine einfache lineare Beziehung ($y = 1,73x$) nach der einigermaßen verlässliche Populationsgrößen angegeben werden können. GRAFE & MEUCHE (2005) ermittelten dagegen eine etwas komplexere Beziehung für die Männchen einer Population ($y = 5,25x - 72,45$). Die festgestellten Beziehungen sind zu unterschiedlich (Abb. 10), so dass uns derzeit eine Anwendung der Formeln kaum sinnvoll erscheint.

5.2.3 Fallenfänge

Mit Fallen wird im Allgemeinen eine Aktivitätsdichte ermittelt (z. B. SCHOLZ 1996, SCHLÜPMANN 2007). HEYDEMANN (1953) definiert sie als Zahl mobiler Tiere, die sich in einer bestimmten Zeitspanne in einer bestimmten Anzahl von Fallen fängt. Zwei Faktoren sind für ihre Größe besonders maßgeblich: 1. die tatsächliche Abundanz der Tiere und 2. ihre lokomotorische Aktivität und Raumnutzung. Die Aktivität wird maßgeblich auch von der Jahres- und Tageszeit, der Wetterlage (Temperatur, Niederschläge) und den Verhaltensweisen bestimmt. Dabei sind artspezifische Unterschiede der Fängigkeit anzunehmen. Kleinere Molcharten wie Berg-, Teich- und Fadenmolch sind bei Nacht besonders in den Uferbereichen anzutreffen und dort mit Flaschenfallen sehr effektiv zu fangen, während Kammolch-Larven offenbar in den schwimmenden Reusen oder im tieferen Wasser positionierten Reusen deutlich besser zu fangen sind. Zur absoluten Quantifizierung sind diese Daten daher nicht besser geeignet. Relative Angaben bleiben aber möglich. Nicht zu vergessen ist, dass die Reproduzierbarkeit der Ergebnisse deutlich besser ist, als bei Sichtbeobachtungen, Hand- oder Kescherfängen. Das macht sie auch für die nachfolgend erläuterten Fang-Wiederfang-Methoden besser geeignet.

Eine Voraussetzung für die Vergleichbarkeit der Daten ist allerdings, dass die Wahrscheinlichkeit des Fangs nicht wesentlich divergiert. Besondere Verhaltensweisen können die Ergebnisse verfälschen. So führt das Schwarmverhalten der Kaulquappen

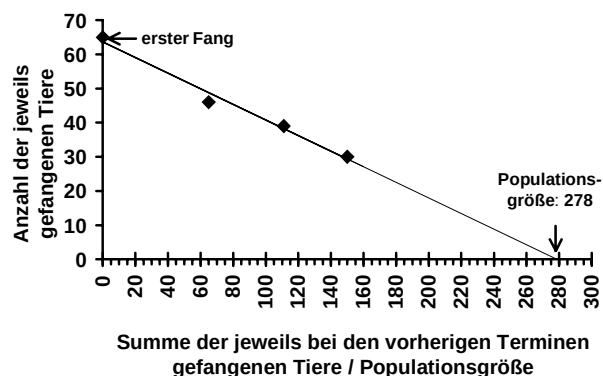
von Erdkröten in großen Populationen und Gewässern zu zufällig abweichenden Aktivitätsdichten, je nach dem, ob der Schwarm die Fallen trifft oder nicht.

5.2.4 Wegfang-Methode

Eine einfache Methode zur Ermittlung der Populationsgröße oder -dichte bei Hand-, Kescher- und Fallenfang ist die sogenannte Leer- oder Wegfang-Methode, die in der Ökologie, vor allem bei der Untersuchung von Kleinsäugetern, seit langem angewendet wird (vgl. ZIPPIN 1958, JANETSCHEK 1982, MÜHLENBERG 1993). In der Herpetologie ist sie dagegen bislang nur selten zum Einsatz gekommen, obwohl sie sich sowohl für Reptilien, als auch Amphibien eignet (JANETSCHEK 1982, HEYER et al. 1994, HALLIDAY 2006) und z. B. in Nordamerika angewendet wird. Da allenfalls kleine Gewässer (z. B. wassergefüllte Wagenspuren) wirklich leer gefangen werden können, bedient sich die Wegfang-Methode dem einfachen Prinzip, dass bei wiederholter Entnahme von Tieren, die Anzahl kontinuierlich abnehmen wird. Daher fängt man wiederholt mit den gleichen Methoden, dem gleichen Zeitaufwand und unter ähnlichen Bedingungen in einem Gewässer oder einer definierten ggf. abgetrennten Fläche Tiere, die zunächst nicht zurückgesetzt werden oder die durch eine Markierung als bereits gefangen kenntlich gemacht werden. Aus der bekannten Zahl der entnommenen Tiere und der Rate der Abnahme neu gefangener Tiere kann die Populationsgröße geschätzt werden. Die einfachste Schätzung ist eine grafische Exploration (Abb. 11). Die Fänge der aufeinander folgenden Termine (Y-Achse) werden gegen den jeweils vorangegangenen Gesamtfang (X-Achse) aufgetragen (siehe MÜHLENBERG 1993). Mittels linearer Regression kann die Populationsgröße geschätzt werden (Schnittpunkt mit der Abszisse). Rechnerische Ansätze bieten ZIPPIN (1958) und SOUTHWOOD (1978).

Die Wegfang-Methode setzt voraus, dass die Fangprozedur selber keinen Einfluss auf die Fangeffektivität der folgenden Fänge hat und dass die Population während der Untersuchung stabil bleibt (außer der Veränderung durch den Wegfang). Das bedeutet, dass die Methode bei Amphibien während größerer Anwanderungs- und Abwanderungsphasen oder beim Schlüpfen der Larven oder ihrer Emergenz nicht anwendbar ist. Zudem muss die Fangwahrscheinlichkeit a) für alle Individuen und b) zu allen Fangterminen konstant sein. Diese Bedingungen sind auch für die im Folgenden zu erläuternde Methode von Bedeutung.

Abb. 11: Grafische Extrapolation zur Populationsschätzung nach der Wegfang-Methode: Mittels der Ergebnisse aus vier Fangterminen wurde eine Trendlinie bis zum Schnittpunkt mit der Abszisse verlängert. Removal population size estimates. Results of four capture events have been regressed.



5.2.5 Fang-Wiederfang-Methoden

Die Populationsbiologie ist ein sehr komplexes Teilgebiet der Ökologie (vgl. NEAL 2004). Wir möchten im Folgenden nur die Bereiche zusammenfassen, welche sich mit der Schätzung von Populationsgrößen auseinandersetzt. Die Größe von Amphibien-Populationen ist aufgrund ihrer Mobilität und der versteckten Lebensweise kaum direkt zu bestimmen, daher bedient man sich einer indirekten Methode, der Fang-Wiederfang-Methode (vgl. BALOGH 1958, SOUTHWOOD 1978, MÜHLENBERG 1993, HILL et al. 2005). Dabei werden Individuen der zu bestimmenden Tierpopulationen gesammelt oder gefangen, markiert oder deren individuelle Zeichnungsmustern fotografiert und wieder ausgesetzt (vgl. auch Abschnitt Wiedererkennung und Markierung). Im Abstand eines oder weniger Tage wird die Sammlung oder der Fang mit gleicher Methode ein oder mehrmals wiederholt. Aus dem Verhältnis der markierten oder bekannten Tiere zu den Neufängen ist eine Schätzung der Bestandsgröße möglich. Werden wenige Tiere wiedergefangen, so handelt es sich um eine große Population, sind es viele, so ist die Population klein.

Es besteht eine einfache Beziehung, aus der sich die Population schätzen lässt:

$$\frac{P}{n_2} = \frac{n_1}{m_2}$$

P = Schätzwert der Populationsgröße

n_1 = Anzahl der Tiere am ersten Termin, die markiert und wieder freigelassen wurden

n_2 = Anzahl der Tiere am zweiten Termin

m_2 = Anzahl markierter Tiere am zweiten Termin

Für die Durchführung von Populationsschätzungen mittels Fang-Wiederfang-Methoden müssen außerdem folgende Voraussetzungen erfüllt sein: (a) die Markierungen müssen permanent sein; (b) die Fangwahrscheinlichkeit darf nicht durch die Markierung behindert werden; (c) das Überleben der Tiere darf nicht beeinträchtigt sein und (d) die Fangwahrscheinlichkeit aller Individuen muss gleich sein. Mit dem Fang ist beabsichtigt, einen repräsentativen Teil einer Population zu erfassen (siehe auch DONELLY & GUYER 1994).

Es gibt eine Fülle verschiedener Schätzmodelle, von denen wir kurz drei darstellen möchten, die schon oft für die Schätzungen von Amphibien-Populationen eingesetzt wurden.

Einmaliges Markieren und Wiederfangen

Der basale Petersen- oder Lincoln-Index geht von einer geschlossenen Population, d. h. ohne Immi- und Emigration und ohne Mortalität mit gleicher Fangwahrscheinlichkeit, aus. Ein Zustand der in der Praxis kaum vorliegt.

Die Berechnung ist bei einmaligen Markieren und Wiederfangen anwendbar.

$$P = \frac{n_1 \cdot n_2}{m_2}$$

Die Varianz errechnet sich nach folgender Formel:

$$V = \frac{n_1^2 \cdot n_2 \cdot (n_2 - m_2)}{m_2^3}$$

Eine Abwandlung der Formel geeignet für wenige Wiederfänge nach Chapman lautet:

$$P = \frac{(n_1 + 1) \cdot (n_2 + 1)}{(m_2 + 1)} - 1$$

Die Varianz errechnet sich nach folgender Formel:

$$V = \frac{(n_1 + 1) \cdot (n_2 + 1) \cdot (n_1 - m_2) \cdot (n_2 - m_2)}{(m_2 + 1)^2 \cdot (m_2 + 2)}$$

Einmaliges Markieren und mehrmaliges Wiederfangen

Dieses Modell basiert auf dem Petersen- oder Lincoln-Index. Der sog. Schnabel-Index betrachtet den Anstieg des Anteils markierter Individuen mit steigenden Fangereignissen und extrapoliert bis zu dem Punkt an dem das Verhältnis 1,0 erreicht ist und die Anzahl markierter Individuen der berechneten Populationsgröße entspricht.

Bei mehrfacher Wiederholung des Wiederfangs kann ein Durchschnittswert für P gebildet werden. Dessen Vertrauensgrenzen errechnen sich nach

$$VB(95\%) = \bar{P} \pm 1,96 \sqrt{\frac{1}{k(k-1)} \sum (P_i - \bar{P})^2}$$

k = Zahl der Wiederfang-Stichproben

N_i = Populationsschätzung der i-ten Stichprobe

Mehrmaliges Markieren und Wiederfangen

Bei diesem Vorgehen kann nicht nur die Populationsgröße, sondern auch der Verlust (Sterben, Abwanderung) und die Überlebensrate geschätzt werden. Hierbei wird insbesondere die einfache Jolly-Seber-Methode angewendet, die als verlässlich gilt, wenn mindestens 9 % der Population gefangen wird und die Population nicht zu klein ist. Der Index ist auf offene Populationen anwendbar und erwartet mindestens drei Fangereignisse.

Sie beruht auf der aufgezeigten Beziehung:

$$P_i = \frac{M_i \cdot n_i}{m_i}$$

P_i = Schätzwert der Populationsgröße am Tag i

M_i = geschätzte Anzahl aller in der Population markierten Tiere am Tag i

n_i = Anzahl der gefangenen Tiere am Tag i

m_i = Anzahl markierter Tiere am Tag i

$$M_i = \frac{a_i \cdot Z_i}{R_i} + m_i$$

$$P_i = \left(\frac{a_i \cdot Z_i}{R_i} + m_i \right) \cdot \frac{n_i}{m_i}$$

a_i = Gesamtzahl der am Tag i freigelassenen Tiere

Z_i = Summe aller Tiere, die vor dem Tag i markiert und nach dem Tag i wiedergefangen wurden, also nicht in der Probe des i-ten Tages sind

R_i = Summe aller Tiere aus a_i , die am Tag i markiert und freigelassen und nach dem Tag i zuletzt wiedergefangen wurden.

An dieser Stelle muss darauf hingewiesen werden, dass Populationsschätzungen allgemein zeitaufwändig sind und intensiv Daten gesammelt werden müssen, wodurch der Rahmen der meisten Standard-Amphibien-Untersuchungen gesprengt wird. Jedoch verlangen Langzeituntersuchungen an Amphibienbeständen verlässliche Populationsschätzungen, welche nur mit Hilfe von Fang-Wiederfang-Methoden gewährleistet sind (vgl. SCHMIDT et al. 2005). Mittlerweile liegen zahlreiche Computerprogramme (meist WINDOWS basiert) zur Analyse von Fang-Wiederfang-Untersuchungen vor. Ein sehr gängiges ist das Programm CAPTURE, welches für geschlossene Populationen anwendbar ist. Mit anderen Programmen wie MARK oder POPAN können auch Jolly-Seber-Modelle bearbeitet werden. Entscheidend ist aber zuerst die Theorie der Analyse zu verstehen bevor man die Programme benutzt.

5.2.6 Genetische Methoden: die effektive Populationsgröße

Zunehmend gewinnen molekulargenetische Analysen an Bedeutung. Genetische Daten geben über den Genfluss und die genetische Diversität innerhalb von Populationen Auskunft. Eine wichtige Rolle bei der Abschätzung des Grades der genetischen Diversität nehmen die effektive Populationsgröße und der genetische Austausch von Individuen (Migration) zwischen Populationen ein.

Wir haben bislang im wesentlichen die Ermittlung der ökologischen Populationsgröße behandelt, die auf einer real messbaren Größe beruht (N_c) und die Gesamtgröße der Population darstellen sollte. Doch sind nicht alle Tiere einer Population fortpflanzungsfähig und geben ihre Allele an die nachfolgende Generation weiter. Die effektive Populationsgröße berücksichtigt dagegen die fortpflanzungsfähigen Individuen einer Population, also nur den genetisch wirksamen Teil der Population (N_e) (vgl. VEITH & SCHMITT 2008, 2009). Im Vergleich der genetischen Merkmalsfrequenzen verschiedener Generationen zeigte sich beispielsweise beim Kammmolch, dass die effektive Populationsgröße nur einen Anteil von 10 bis 20 % der mittels Fang-Wiederfang berechneten Populationsgröße ausmacht (vgl. JEHLE et al. 2001). Die effektive Populationsgröße ist nicht nur von der Anzahl potentiell fortpflanzungsfähiger Männchen und Weibchen abhängig, sondern auch von der Geschlechterrelation, der Sozialstruktur und dem Verhalten (z. B. polygyne und promiske Paarungssysteme) und der Wahrscheinlichkeit der Individuen der Population sich zu paaren und zu reproduzieren (z. B. aufgrund ihrer individuellen Fitness). Die effektive Populationsgröße sollte daher unter der ökologischen Populationsgröße liegen. Eine praktische Überlegung, die hinter dem Konzept der effektiven Populationsgröße liegt, ist die Frage der überlebensfähigen Population (kleinste überlebensfähige Population = minimum viable population: MVP), die sinnvoll eigentlich nur mit Hilfe von N_e , nicht mit der gezählten Größe N_c , zu ermitteln ist.

Rechnerisch lässt sich die effektive Populationsgröße als Relation

$$N_e = \frac{4 \cdot N_f \cdot N_m}{N_f + N_m}$$

ausdrücken (N_f = Anzahl der sich fortpflanzenden Weibchen, N_m = Anzahl der sich fortpflanzenden Männchen).

Die effektive Populationsgröße wird heute mittels molekulargenetischer Methoden ermittelt (z. B. JEHLE et al. 2001, WANG 2005), was aber im Allgemeinen sehr zeitaufwändig ist (z. T. über mehrere Generationen einer Population), wenn auch WANG (2009) eine Methode aufzeigt, die nur einer einzelnen Probenahme bedarf. Die so ermittelten Schätzwerte zeigen aber viel zu hohe stochastische Abweichungen (VEITH & SCHMITT 2008, 2009), so dass eine praktische Anwendung derzeit nicht zu erwarten ist.

6 Wiedererkennung und Markierung

Die Vielfalt von Wiedererkennungs- und Markierungsmethoden ist mittlerweile so umfangreich, dass wir im Folgenden nur einen kleinen Ausschnitt darstellen. In der Literaturzusammenstellung sind ebenfalls eine Reihe weiterführender Arbeiten aufgelistet (z. B. HEUSSER 1958, HONEGGER 1979, HEYER et al. 1994, JEHLE 1997, HALLIDAY 2006, FERNER 2007). Besonders hinweisen möchten wir auf die zusammenfassende Arbeit von HENLE et al. (1997) in deutscher Sprache.

Generell werden nicht-invasive von invasiven Markierungsmethoden unterschieden (siehe auch HENLE et al. 1997). Alle invasiven Markierungsmethoden von Amphibien, wie die Phalangenamputation, die Injektion von farbigen Elastomerimplantaten (VIE) oder alphanumerischen Nummern (VIE) oder von Passiv Integrierten Transpondern (PIT) (siehe unten) sind mit Verletzungen der Tiere verbunden, so dass sie im Rahmen einfacher Bestandsaufnahmen, Gutachten und Planungsaufgaben in aller Regel – sowohl aus fachlichen (ARNTZEN et al. 1999, MCCARTHY & PARRIS 2004), als auch ethischen Gründen (MAY 2004, FUNK et al. 2005) – abzulehnen sind. Nur in begründeten Ausnahmefällen sollten daher invasive Markierungen im Rahmen solcher Untersuchungen zum Einsatz kommen. Invasive Markierungen erfordern in jedem Fall eine tierschutzrechtliche Ausnahmegenehmigung.

Im Rahmen der herpetologischen Grundlagenforschung sind invasive Methoden in vielen Fällen unentbehrlich und werden weiterhin zum Einsatz kommen (vgl. JEHLE & ARNTZEN 1998, SANDER et al. 2006, CAMPBELL et al. 2009). Die bis heute am häufigsten verwendete invasive Markierungsmethode vor allem bei Froschlurchen ist die Phalangenamputation, da sie am einfachsten durchzuführen ist und eine sehr gute Langzeit-Wiedererkennung erlaubt. Mit einem sinnvollen Schlüssel ist eine große Zahl individuell markierbar (z. B. BLAB 1978, DONNELLY et al. 1994, SANDER et al. 2006, HARTEL & NEMES 2006). Aufgrund der Regenerationsfähigkeit der Schwanzlurche ist die Phalangenamputation nur für kurzfristige Markierungen nutzbar, z. B. um das Ausbreitungs- (vgl. KUPFER & KNEITZ 2000) oder Heimfindevermögen (BLAB 1978) zu untersuchen. Als Alternativen zur Phalangenamputation werden in neuerer Zeit leuchtende, mit einem Nummerncode versehene Mikro-Plaketten implantiert (z. B. MEASEY et al. 2001, GOWER et al. 2006, HEARD et al. 2008). Ähnlich können z. B. Anuren mit leuchtenden Kunststoff-Elastomer dauerhaft markiert werden (HOFFMANN et al. 2008, CAMPBELL et al. 2009). Nicht für alle Arten werden solche Methoden empfohlen. So wandern die Implantate in den Lymphsäcken relativ stark und sind bei kräftiger Pigmentierung z. T. unkenntlich. Auch können sie sich komplett drehen, so dass sie nicht mehr ablesbar sind (MEUCHE & GRAFE 2004). Eine weitere, jedoch kostenintensi-

vere Markierung, ist das Implantieren von Passiv Integrierten Transpondern (PIT), welche eine Wiedererkennung über mehrere Jahre gewährleisten (z. B. KNEITZ 1998, JEHLE & HÖDL 1998, SANDER et al. 2006).

Im Folgenden stellen wir einige nicht-invasive, für Amphibien unschädliche Wiedererkennungs- und Markierungsmethoden vor.

6.1 Mustererkennung

Die tierschonendste und somit unbedenklichste und verhaltensbiologisch sinnvollste Wiedererkennungsmethode ist die fotografische Wiedererkennung (z. B. DODDY 1995) anhand der individuellen Zeichnungs- und Farbmuster der Tiere. Mit Hilfe von Fotos (früher vereinzelt auch Kopien, z. B. GLANDT 1980, MÜLLNER 1992) ist eine sichere Individualerkennung der meisten mitteleuropäischen Arten gewährleistet (Tab. 3). Einfach wiederzuerkennen sind auffallend gefleckte Tiere (Rücken der Feuersalamander, Bauchseiten von Teich- und Kammolch, Gelb- und Rotbauchunke, Rücken der Knoblauchkröte). Besonders erfolgreich wurde diese Methode daher bei Feuersalamandern (z. B. FELDMANN 1967, 1971a, 1987), Kammolchen (z. B. JEHLE 1997, VON

Tab. 3: Fotografische Wiedererkennung mitteleuropäischer Amphibien. (+) = mäßig gut geeignet, + = geeignet, ++ = gut geeignet (vgl. auch HENLE et al. 1997, MEYER & GROSSE 1997).

Photographic identification of central european amphibians. (+) = , + = suitable for identification, ++ = highly suitable for identification (see HENLE et al. 1997, MEYER & GROSSE 1997).

Art	Unterseite	Rücken	Flanken	Schwanzseiten	Augen (Iris)	Literatur (Auswahl)
Feuersalamander <i>Salamandra salamandra</i>		++				FELDMANN (1964, 1967, 1971a, 1987 u. a.)
Kammolch <i>Triturus cristatus</i>	++					HAGSTRÖM (1973), GLANDT (1980), JEHLE 1997), VON BÜLOW (2001)
Teichmolch <i>Lissotriton vulgaris</i>	++					HAGSTRÖM (1973)
Fadenmolch <i>Lissotriton helveticus</i>				(+) (nur ♂)		WINKLER & HEUNISCH (1997)
Bergmolch <i>Mesotriton alpestris</i>	+ (Kehle)		+			GUTLEB (1991), WINKLER & HEUNISCH (1997)
Geburtshelferkröte <i>Alytes obstetricans</i>					+	FRITZ (2003)
Rot- und Gelbbauchunke <i>Bombina bombina</i> , <i>B. variegata</i>	++					SEIDEL (1993), BRIGGS (1996), STREICH et al. (1997), GOLLMANN & GOLLMANN (2002)
Knoblauchkröte <i>Pelobates fuscus</i>		++				ENDEL (1989, JEHLE (1997), JAHN & JAHN (1997), TOBIAS (1997)
Kreuzkröte <i>Bufo calamita</i>	++	+				HEUSSER (1958), MEYER & GROSSE (1997)
Wechselkröte <i>Bufo viridis</i>	++	++				HEUSSER (1958), NEHRING (1985), BRAUER (1988)
Laubfrosch <i>Hyla arborea</i>			+			VAN GELDER et al. (1978), TESTER (1990), PELLET et al. (2007)
Grasfrosch <i>Rana temporaria</i>	+	+	+			HEUSSER (1958)
Wasserfrösche <i>Pelophylax</i> sp.	+	(+)				HEUSSER (1958)

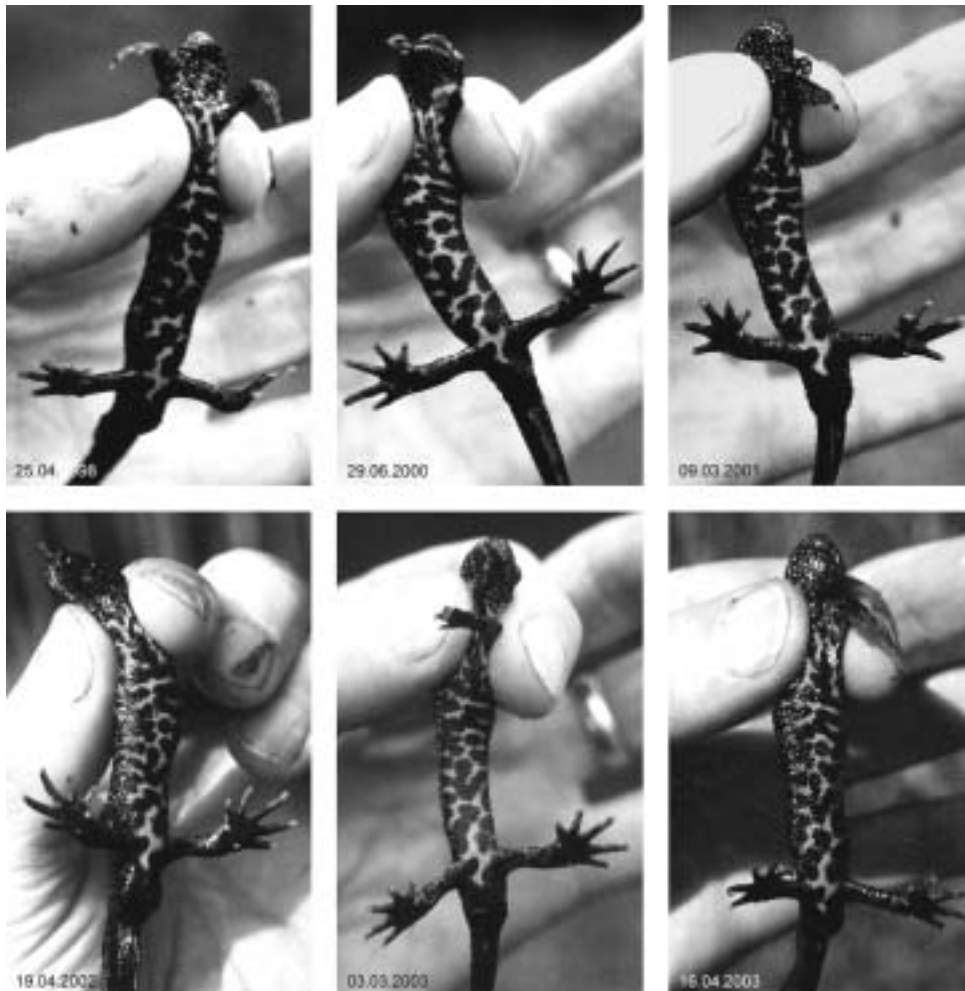


Abb. 12: Fotografische Wiedererkennung eines Kammmolchmännchens (*Triturus cristatus*) aus dem südlichen Münsterland (NRW) über fünf Erfassungsjahre. Fotos: B. VON BÜLOW.
Photographic identification of a male northern crested newt (*Triturus cristatus*) in five consecutive years (Westphalia, West Germany).

BÜLOW 2001, Abb. 12), und Gelb- und Rotbauchunken (z. B. SEIDEL 1993, STREICH et al. 1997) angewendet. Doch lassen sich auch viele andere Arten individuell auseinanderhalten (Tab. 3; HEUSSER 1958, MEYER & GROSSE 1997, HENLE et al. 1997, JEHL 1997).

Zu beachten ist, dass metamorphosierende und sehr junge Tiere noch kein stabiles Zeichnungsmuster zeigen und dass bei vielen Arten das Alter, bei dem die Konstanz des Musters gewährleistet ist, noch nicht bekannt ist (vgl. HENLE et al. 1997). In jedem Fall ist das Muster bei adulten Tieren mitteleuropäischer Arten konstant. Mehrere Monate alte Jungtiere z. B. bei Kammmolchen dürften sich aber gleichfalls in den meisten Fällen eignen (vgl. ARNTZEN & TEUNIS 1993, KUPFER 2006, eigene Erfahrungen). Beim Feuersalamander ist die Musterbildung schon sehr früh in der Ontogenese

angelegt (vgl. THIESMEIER & GÜNTHER 1996). Bei Gelbbauchunken bildet sich ein konstantes Muster bereits Wochen nach der Metamorphose aus, und bei Tieren, die größer als 20–23 mm sind funktioniert die Wiedererkennung recht gut (M. SCHLÜPMANN unveröff.).

Schwierig oder nur begrenzt geeignet ist die fotografische Wiedererkennung bei zeichnungs- und fleckenarmen bzw. Arten mit wenig variablen Zeichnungsmustern, wie Fadenmolche oder Bergmolche oder Moor- und Springfrosch oder auch bei solchen Arten, deren Individualität schwer zu kategorisieren ist (z. B. Grasfrosch). Für Amphibien ohne Zeichnungsmuster wie dem Alpensalamander, der Geburtshelferkröte und der Erdkröte fällt die fotografische Wiedererkennung weitgehend weg. Um Arten ohne oder mit wenig Zeichnungsmuster (z. B. Springfrösche) dauerhaft zu markieren, empfehlen sich eher Methoden wie die Meerschweinchen-Ohrmarken (KUHN 1994b), Fledermausringe (STÜMPPEL 2004), Phalangenamputation, passiv integrierte Transponder (vgl. KNEITZ 1998, SANDER et al. 2006), leuchtende, mit einem Nummerncode versehene Mikro-Plaketten (z. B. MEASEY et al. 2001, GOWER et al. 2006, HEARD et al. 2008) oder leuchtende Kunststoff-Elastomere (CAMPBELL et al. 2009, HOFFMANN et al. 2008).

Der Aufwand der Wiedererkennung steigt mit der Anzahl der Tiere überproportional an. Für kleinere Amphibien-Populationen ist die Mustererkennung gut geeignet (vgl. ARNTZEN et al. 2004), für größere Populationen ist sie ohne computergestützte Wiedererkennungsprogramme (die für unsere Zwecke noch nicht verfügbar sind) nicht zu bewältigen. In jedem Fall ist eine Systematisierung der Zeichnungsmuster (soweit möglich) und deren Verschlüsselung sinnvoll (vgl. TOBIAS 1997, KOPP-HAMBERGER 1998, CARAFA & BIONDIA 2004, COSTA et al. 2009). Wichtig hierfür sind regelmäßig auftretende Muster, wie sie FELDMANN (1971a) bereits für den Feuersalamander beschrieben hat. Bestimmungsschlüssel erleichtern die Suche erheblich. JEHLE (1997) und TOBIAS (1997) benutzten regelmäßig auftretende Muster für die Wiedererkennung von Knoblauchkröten (Abb. 12). TOBIAS (1997) bietet auf dieser Grundlage einen Bestimmungsschlüssel, über den die Population in fünf Kohorten von je 15–24 % eingeteilt werden kann. Die Kategorisierung ist wie folgt:

- | | | |
|----|---|-------|
| 1 | Die Rückenmittellinie ist unterbrochen und reicht nicht bis zur Querzeichnung im Nackenbereich | Typ A |
| 1* | Die Rückenmittellinie verläuft durchgängig bis zum Nackenbereich (Abb. B–E). | 2 |
| 2 | Mindestens eine der beiden hellen Flankenlinien ist unterbrochen | Typ B |
| 2* | Die beiden hellen Flankenlinien sind durchgängig (Abb. C) | 3 |
| 3 | Die Rückenmittellinie weist mit mindestens einer der beiden hellen Flankenlinien keinerlei Querverbindungen auf. Mindestens zwei der drei Rückenlinien sind also bis zum Kopfbereich mehr oder weniger parallel durchgängig | Typ C |
| 3* | Die Rückenmittellinie weist mit beiden hellen Flankenlinien eine Querverbindung auf (Abb. D und E) | 4 |
| 4 | Das Rückenmuster ist mehr oder weniger symmetrisch | Typ D |
| 4* | Die linke und rechte Seite des Rückenmusters unterscheiden sich deutlich | Typ E |

Zum weiteren Vorgehen prägt man sich ein charakteristisches Merkmal ein, nachdem die Fotos der Sammlung durchsucht werden.

Schwierig, aber nicht unmöglich, ist die Systematisierung bei unregelmäßigen, nahezu regellosen Mustern, wie sie beispielsweise Unken aufweisen. Einige Möglichkeiten

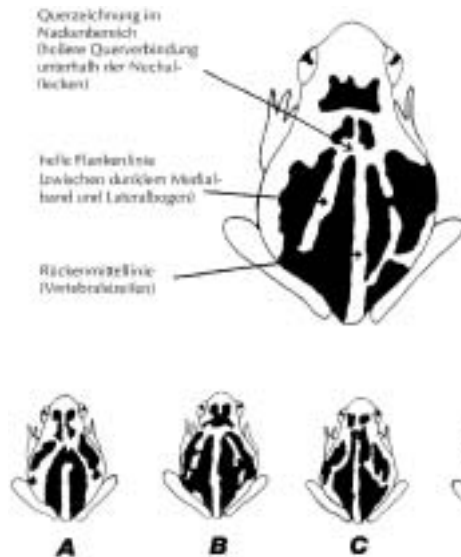


Abb. 12: Wiedererkennung von Knoblauchkröten (*Pelobates fuscus*) anhand des Rückenmusters. Oben: Vereinfachtes Rückenmuster der Knoblauchkröte zur Erklärung der verwendeten Begriffe (siehe Seite 62). A–E: Rückenmustertypen zur Bestimmung einzelner Individuen (aus TOBIAS 1997).

Identification of spadefoot toads (*Pelobates fuscus*) using the dorsal colour pattern. Top: simplified dorsal pattern regarding the used terminology (see page 62). A–E: intrapopulation variability of the dorsal pattern aids the identification of specific individuals (after TOBIAS 1997).



zeigen STREICH et al. (1997) bei Rotbauchunken auf. Ähnlich kann man bei Gelbbauchunken vorgehen (M. SCHLÜPMANN unveröff.). Hier gehen in die Kategorisierung 11–14 Merkmale ein: bandartige Strukturen im Bereich der Brust und des Halses (jeweils links und rechts geschlossen oder offen), ein Längsband zwischen denselben (geschlossen oder offen), die Anzahl gelber Flecken zwischen Hals- und Brustband, die Form eines horn- oder bandartigen Fleckes vor der Kloake, die Anzahl der Flecken links und rechts auf der Unterseite des Oberschenkels, die Zahl unverbundener schwarzer Bauchflecken, sowie die gelber Flecken, die Anzahl unverbundener Kehlflecken sowie unverbundener gelber Kehlflecken (0 wenn zum Brustband offen) und ggf. die Anzahl mit dem Kehlrand verbundener Flecken. Da auf den Fotos die Kehle manchmal teilweise von den Händen der Unke abgedeckt ist, bleiben vor allem die ersten 11 Merkmale von grundlegender Bedeutung für die Identifizierung.

Abb. 13: Mit Schaumstoff ausstaffierte Petrischälchen sind ein einfaches Hilfsmittel zur Fotografie von Bauch- und Rückenseiten vieler Amphibien, hier eine Gelbbauchunke (*Bombina variegata*). Foto: M. SCHLÜPMANN.

A simple Petri dish aids in the registration of ventral and dorsal patterns of amphibians, exemplified in yellow-bellied toads (*Bombina variegata*). Each individual is immobilised between the two sides of the Petri dish filled with moist foam on one side.



Die digitale Fotografie erleichtert die Bearbeitung wesentlich, denn hier können Fotos ausgerichtet, die Kontraste verstärkt und die Schärfe schlechter Aufnahmen verbessert werden. Auch kann man die Merkmale in Datenbanken erfassen und das Auffinden dadurch deutlich verbessern (vgl. STREICH et al. 1997, COSTA et al. 2009). Inzwischen gibt es Computerprogramme, die die auf Fotos oft gekrümmten Tiere gerade ausrichten und die Muster extrahieren (MATTHÉ et al. 2008). Für die Bearbeitung großer Populationen wie im Falle des Brillensalamanders (*Salamandrina perspicillata*) wurden ausschließlich Computer-Auswertungsprogramme verwendet (COSTA et al. 2009).

6.2 Nicht-invasive Markierung

Eine vertretbare nicht-invasive Markierungsmethode für befristete Verhaltensstudien oder Beobachtungen an Froschlurchen sind Knie-Ringetiketten, welche erstmals von READING & CLARKE (1983) eingeführt und später von verschiedenen Bearbeitern weiter entwickelt wurden (z. B. ELMBERG 1989, KUHN 1994b, KUHN & IGELMANN 1997) und die inzwischen weltweit eingesetzt wird. Einsetzbar wäre diese Methodik auch bei kurzfristigen Untersuchungen zur Wanderbewegungen an Straßen. Bei Erdkröten und Grasfröschen wurden Knie-Ringetiketten mit Erfolg eingesetzt. Für diese Methode sind nach Auffassung von HENLE et al. (1997) keine tierschutzrechtlichen Genehmigungen erforderlich.

Die Etiketten sind Streifen aus Selbstklebefolie mit breiten Enden (Felder zum Beschriften) und einem schmalen Mittelstück (Abb. 14). Je nach Art und Geschlecht werden verschieden große Etiketten verwendet. Für Erdkröten-Männchen setzte KUHN (1994b) 62 mm x 8 mm, für Weibchen 68 mm x 10 mm große Etiketten ein. Die schmalen Mittelstücke waren auf durchschnittlich große Männchen bzw. Weibchen ausgerichtet; beim Männchen-Typ waren sie 16 mm, beim Weibchen-Typ 20 mm lang und bei beiden Typen 4 mm breit. Die Übergänge zwischen dem schmalen Mittelstück und den breiten, je 19 mm langen Endabschnitten waren 4 mm bzw. 5 mm lang. Die Ecken waren gerundet.

Nach KUHN (1994b) muss die Selbstklebefolie folgenden Anforderungen gerecht werden:

- Sie muss sehr reißfest, aber trotzdem leicht, weich und flexibel sein.
- Sie muss bis herunter auf -5 °C kältebeständig sein und darf nicht spröde werden.
- Sie darf sich in mäßiger Wärme (bis 25 °C) nicht dehnen.
- Der Klebstoff muss rasch sehr fest kleben und in Wasser absolut beständig sein; er darf in Wasser nicht dispergieren.
- Die Folie muss sich mit einem geeigneten wasserunlöslichen Stift (z. B. edding 400) bleibend beschriften lassen.

Zwei Folien wurden bislang eingesetzt:

1. Verschiedenfarbige Weichkunststoff-Folien der Firma 3M Serie »Scotchcal Serie 100«: Diese sind sehr dünn (50 µm), flexibel und weich, aber nur wenig reißfest und zu leicht dehnbar. Der Klebstoff dieser Folie klebt schnell sehr fest, selbst in feuchtem Zustand. Den großen Froschlurchen gelang es oft, das Etikett abzureißen. Folglich dürften die Folien für Anurenarten, die kleiner und schwächer sind als die Erdkröte, optimal geeignet sein.

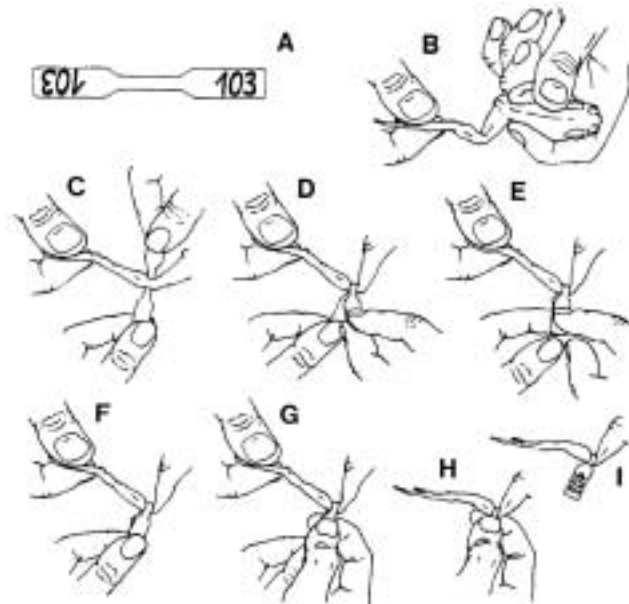


Abb. 14: Knie-Ringketten für Anuren. Befestigen eines Etiketts am Bein einer Erdkröte (*Bufo bufo*). Erforderlich sind dazu zwei Personen: Eine hält das Tier fest, die andere bringt das Etikett an. A: Ein beschriftetes Etikett vor dem Anbringen (Maße s. Text). B: Eine Person hält die Kröte fest und zieht ein Krötenbein vor (hier das rechte), das zuvor an einem Tuch etwas abgetrocknet wurde. Die linke Hand dieser Person ist in den Zeichnungen C–H der Übersichtlichkeit halber weggelassen. C: Ein Ende des Etiketts wird mit der einen Hand unter dem Krötenbein durchgeschoben und mit der anderen Hand ergriffen. Die Klebfläche darf nicht nass werden. D: Der Mittelteil des Etiketts wird um das Bein in der Engstelle unterhalb des Knies und oberhalb des Wadenmuskels gelegt. Ab jetzt wird spürbar am Etikett gezogen, damit es nicht mehr verrutscht und nur eine möglichst kleine Fläche am schmalen Mittelteil des Etiketts nass wird. E, F: Die Enden des Etiketts werden zusammengeklebt und mit der einen Hand festgehalten, wobei weiterhin am Krötenbein gezogen wird. G: Daumen und Zeigefinger der anderen Hand werden zum Krötenbein hingeschoben, wobei der Rest des Etiketts zusammengeklebt wird. H: Das Etikett muss direkt am Krötenbein sehr fest und sehr eng schließen, wozu es ein paar Sekunden lang zusammengedrückt wird (Fingernagel einsetzen!). I: Krötenbein mit fest sitzendem Etikett (aus KUHN 1994b).

Non-invasive-tagging for anurans. Instructions for attaching self-adhesive labels below the knee of the right hind leg of common toads (*Bufo bufo*). The labels have to be fastened tightly (E–I) to prevent toads from wiping them off (after KUHN 1994b).

2. Weiß oder bunt eingefärbte Polyvinylfluoridfolie Tedlar (50 µm) der Firma Flexon USA. Sie ist ausgesprochen reißfest, aber vergleichsweise steif und kann, wenn das Etikett sehr lange am Tier befestigt bleibt, zu Schnittwunden führen. Der Kleber ist gut geeignet, sollte aber vor dem Zusammenkleben nicht mit Wasser in Berührung kommen und erfordert einigen Pressdruck von mehreren Sekunden Dauer vor dem Loslassen.

Nach KUHN & IGELMANN (1997) ist eine Selbstklebefolie, die alle Anforderungen gleichermaßen optimal erfüllt, offenbar noch nicht verfügbar. Je nach Einsatzbereich kann aber auf die eine oder andere Materialeigenschaft verzichtet werden.

Die Etiketten werden mit wasserunlöslichen Filzschreibern (z. B. edding 400 permanent) beschriftet. Bis zu vierstellige Zahlen wurden auf beide breiten Enden der Etiketten geschrieben: rechts normal orientiert, links auf dem Kopf stehend (Abb. 14A).

So können beide Seiten leicht abgelesen werden. Die Etiketten werden von Selbstklebetechnik-Spezialfirmen angefertigt, und die Stanzformen werden anhand von Umrisszeichnungen hergestellt. Geliefert wurden die Etiketten auf einem Trägerpapier in handlichen Bögen zu je 10 Stück, und der Preis soll stark von der Auflage abhängen (vgl. KUHN & IGELMANN 1997).

Die Etiketten werden mit dem Mittelstück um das Krötenbein an der Engstelle unterhalb des Knies und oberhalb des Wadenmuskels gelegt und die beiden Endabschnitte gegeneinander geklebt (vgl. Abb. 14). Wichtig ist, dass das Ringetikett das Bein zunächst sehr eng umschließt. In der ersten Zeit, bevor der Klebstoff seine maximale Klebkraft entfaltet, lösen sich die gegeneinander geklebten Flächen vom Krötenbein her wieder 1–2 mm weit voneinander, weshalb Etiketten, die von vornherein zu locker angebracht worden sind, leicht abgestreift werden können. Die gegenteilige Gefahr, dass Etiketten zu eng angelegt werden, ist sehr gering. Ein Lymph- oder Blutstau trat nur in zwei von mehreren tausend Fällen auf. Nach KUHN & IGELMANN (1997) erfordert das Befestigen der Etiketten eine gewisse Übung, gelingt später aber rasch und sicher.

Ähnlich wie die Knie-Ring-Etiketten funktionieren die von STÜMPEL (2004) an Springfröschen eingesetzten Fledermausringe, die oberhalb des Metatarsaltuberkels, am Basipodium befestigt werden. Die Ringe sitzen relativ locker und sind verschieb- und drehbar. STÜMPEL (2004) markierte mit dieser Methode fast 1000 Springfrösche während der Laichzeit und bewertet das Ergebnis als positiv. Das Verletzungsrisiko und der Ringverlust korrelierten signifikant mit der Markierungsdauer, so dass diese Methode nur für eine begrenzte Zeit (z. B. Laichzeit) anwendbar ist. Es muss darüber hinaus gewährleistet sein, dass die Ringe wieder entfernt werden. Kosten- und tierschonend können auch farbige Bindfäden als Kniemarken verwendet werden (vgl. KRISHNAMURTHY et al. 2008).

7 Nebenwirkungen feldherpetologischer Arbeiten

7.1 Lebensraum

Die Arbeit im Gelände beeinträchtigt prinzipiell den Lebensraum der Herpetofauna oder auch anderer Tiergruppen. Negative Einflüsse sollten stets mit dem potenziellen Nutzen der geplanten Untersuchung abgewogen werden. Die Bedeutung negativer Einflüsse ist im Übrigen nicht zu überschätzen. Einmaliges oder seltenes Begehen, Beobachten und Zählen kann als negative Größe vernachlässigt werden. Das regelmäßige Begehen z. B. von dauerhaft installierten Fanganlagen führt zu lokalen Trittschäden, die an Straßenrändern oder auch im Umfeld der Gewässer aber zu vernachlässigen sind. Sensible und wertvolle Vegetationsbestände sollten bei solchen Untersuchungen gemieden werden. Das Auslegen von Fallen führt im Allgemeinen zu keinen nachhaltig negativen Einflüssen der Vegetation und des Lebensraumes. Intensives Keschern schädigt dagegen u. U. submerse Vegetation und bereits abgelegten Laich. Molchpopulationen werden dadurch aber nach unserer Erfahrung nicht geschädigt. Ein längerer oder regelmäßiger Aufenthalt an einem Gewässer kann ein stö-

render Faktor für brütende Vögel sein. Wenn kein ausreichender Abstand eingehalten werden kann, sollte auf eine Untersuchung verzichtet werden.

7.2 Störung, Fang und Manipulation

Störungen sind insbesondere bei Vögeln und Säugetieren und vielleicht auch bei einigen Reptilien als nicht unwesentlich beeinträchtigender Faktor anzunehmen. Auch Amphibien zeigen Fluchtreaktionen bei Störungen (auffällig bei Wasserfröschen am Ufer), speziell aber zur Laichzeit sind sie kaum zu stören. Beeinflusst wird bei einigen Arten (z. B. der Kreuzkröte oder Wechselkröte) die Rufaktivität, die bei Störungen u. U. für kurze Zeit unterbrochen wird. Eine Beeinträchtigung der Kondition oder der Reproduktionsrate ist bei solchen Störungen auszuschließen. HENLE (1997a, b) weist zudem darauf hin, dass physiologische Auswirkungen durch die Poikilothermie der Amphibien weitgehend kompensiert werden. Bei regelmäßigen Störungen kommt zudem ein Lerneffekt hinzu, der die Fluchtreaktionen in der Regel erheblich reduziert, eine Beobachtung die jeder Gartenteichbesitzer bei Wasserfröschen bestätigen kann. Behörden, die sich bereits bei der Genehmigung solcher einfachen Untersuchungen schwer tun, sollten auf solche Sachverhalte deutlich hingewiesen werden. Nach unserer Auffassung sollten alle diesbezüglichen Untersuchungen genehmigungsfähig sein.

Tierfang ist prinzipiell ein stärkerer Eingriff, kann jedoch, soweit die Tiere nicht verletzt oder getötet werden, als vernachlässigbare Größe in ihrem Leben angesehen werden. Eine Beeinträchtigung der Kondition oder des Reproduktionserfolges ist bei richtiger Handhabung auszuschließen. Auch die kurzzeitige Entnahme für die Vermessung, äußere Untersuchung und Fotografie (z. B. zum Zwecke der Wiedererkennung) ist für die Tiere in aller Regel nicht von Nachteil. Nachteilige Stressreaktionen wie sie bei den warmblütigen Vögeln oder Säugetieren eintreten und, die besonders bei manchen kleinen Arten (z. B. Spitzmäusen) zu einem schnellen Tod führen können, sind bei Amphibien nicht feststellbar. Eine Gefahr besteht allerdings bei großer sommerlicher Hitze. Denn eine längere Untersuchung in der Hand kann besonders bei Jungtieren zu einem Kreislaufzusammenbruch und zum Tod führen und sollte unter solchen Bedingungen rasch beendet werden. Eine Kühlung mit Wasser und eine Verlagerung der Untersuchung in den Schatten ist daher zu empfehlen.

Viele Froschlurche lassen sich durch Fang und Handhabung nicht einmal von der Kopulation abbringen. Das gilt im Besonderen für die früh laichenden Arten. Trennt man Paare im Amplexus zum Zwecke der Untersuchung, so lassen sie sich anschließend zum überwiegenden Teil wiederverpaaren. WOLF (1994) ermittelte, dass nur ca. 1/10 der Erdkrötenpaare nicht wiederverpaart werden konnten. Selbst unverpaarte Weibchen verbleiben auf der Laichwanderung oder im Laichplatz nur für sehr kurze Zeit unverpaart. Nachteile sind daher auszuschließen.

Selbst auf gezielte Verfrachtungen vom Laichplatz reagieren die meisten Amphibienarten mit einer bemerkenswerten Rückkehrbereitschaft, welche über z. T. viele hundert Meter reichen kann (HEUSSER 1969, BLAB 1978, 1986, DOLMEN 1981, SINSCH 2007). Für andere Arten, z. B. Unken, Geburtshelferkröten, Kreuz- und Wechselkröten ist die Rückkehrbereitschaft dagegen gering, so dass eine Verfrachtung eine Populationschädigung wäre. Dennoch gilt auch für die Arten, die Rückkehrbereitschaft zeigen, die Tiere an den Fundpunkt zurückzubringen.

Fangzaunanlagen mit Eimerfallen können die Wanderung der Tiere beeinträchtigen und vielleicht auch zu einer Aufgabe der Wanderung führen. HACHTEL et al. (2006) fanden eine Akkumulation der Tiere im Gewässer, offensichtlich verursacht durch den Fangzaun, der die Wanderung erschwert. Andererseits werden von manchen Arten auch große Hindernisse überwunden oder umwandert (WOLF 1994). WOLF (1994) fand bei Erdkröten-Männchen einen Zusammenhang zwischen der Häufigkeit der Fänge und der Einstellung der Wanderung. Doch ist die Einstellung der Wanderung eine Folge der Fänge oder sind die vermehrten Fänge eine Folge des Verbleibs der Tiere im Bereich der Fanganlage? HENLE (1997a, b) verweist darauf, dass wohl letzteres der Fall ist. Da im Laufe der Laichzeit speziell von früh laichenden Arten offenbar eine hormonelle Umstimmung einsetzt (vgl. HEUSSER 1968a), ist aber eine Einstellung der Wanderung bei spät gefangenen Tieren nicht auszuschließen.

Amphibienfang ist selten mit Verletzungen oder gar Tötung von Tieren verbunden. Beim klassischen Keschern von vielen tausend Molchen gab es nur einmal einen frisch getöteten Molch, dessen Todesursache aber unbekannt blieb (SCHLÜPMANN 2006).

Der Amphibienfang mit Reusen ist für die Tiere potenziell gefährlich. Ein Risiko kann jedoch bei richtigem Einsatz weitgehend ausgeschlossen werden. Reusen bleiben ungefährlich, wenn, entsprechend unseren Empfehlungen, die Reusen an der Oberfläche mit Kontakt zum Luftraum aufgestellt werden oder ein ausreichendes Luftvolumen in geschlossenen Reusen verbleibt und der Einsatz nur über Nacht (maximal 24 h) erfolgt. Nach unserer Erfahrung treten hierbei keine Verluste auf, selbst bei hohen Dichten gefangener Tiere (SCHLÜPMANN 2009b). Bei Flaschenfallen können aber steigende Wasserstände zu einem Problem werden. Ein Unterwassereinsatz ohne Luftvolumen ist bei hohen Temperaturen abzulehnen, im Allgemeinen auf einen nächtlichen Einsatz zu beschränken und eine regelmäßige Kontrolle (bei Temperaturen unter 10 °C wenigstens alle 4–5 h nach HAACKS et al. 2009) ist zu gewährleisten. Bei höheren Temperaturen werden wesentlich häufigere Kontrollen notwendig. Zu bedenken ist auch, dass mit den Fallen potenzielle Prädatoren, insbesondere Schwimmkäfer und ihre Larven (darunter auch Gelbrandkäfer) sowie Wasserwanzen (z. B. Schwimmwanzen) gefangen werden. Speziell Gelbrandkäfer und ihre Larven fressen in den Fallen Kaulquappen und Molchlarven (MÖLLE 2001, KRONSHAGE et al. 2009, eigene Beobachtungen). Da die Möglichkeiten den Fressfeinden auszuweichen gering sind, muss mit einer erhöhten Mortalität gerechnet werden. Die adulten Molche blieben dagegen nach unseren Erfahrungen stets unbeschadet und die Verluste bei den Amphibienlarven halten sich ebenfalls in Grenzen.

Der Fang mittels Fangzaunanlage und Eimern führt bei den Tieren selten zu Verlusten. Allerdings bestehen auch hier potenzielle und reale Gefahren. Gefährlich sind höhere Temperaturen und größere Trockenheit. Etwas feuchtes Falllaub oder feuchtes Moos bietet den gefangenen Tieren Schutz vor Einstrahlung und Austrocknung. Wer Wasser im Eimer belässt, sollte speziell im Sommer häufiger das Wasser wechseln, da sich toxische Substanzen anreichern können. Während des Landgangs nach der Metamorphose sollte auf keinen Fall Wasser im Eimer verbleiben, da die Jungtiere sehr leicht ertrinken. In die Fangeimer gefallene Prädatoren, wie große Laufkäfer, oder besonders Spitzmäuse führen gleichfalls zu Tierverlusten unter den Amphibien (THIESMEIER 1990, KUPFER & TEUNIS 2001). Auf die Problematik der unbeabsichtigten

Tötung von Mäusen und Spitzmäusen und die Möglichkeiten solche Verluste zu verhindern, wurde bereits verwiesen (siehe Abschnitt 4 »Beifänge und Kleinsäugerschutz«).

Die Aus- und Nebenwirkungen der unterschiedlichen Markierungsmethoden sind ein sehr komplexes Thema, dass wir hier nicht weiter behandeln wollen. Da wir die besonders problematischen Methoden, die zwangsläufig mit Verletzungen der Tiere verbunden sind, fast vollständig ausgeklammert haben, sei für diesen Zweck auf die einschlägigen Veröffentlichungen zum Thema verwiesen (DONNELLY et al. 1994, zusammenfassend insbesondere bei HENLE et al. 1997). Die von READING & CLARKE (1983), KUHN (1994b) und KUHN & IGELMANN (1997) erprobte nicht-invasive Knie-Ringetiketten lassen sich als Markierungsmethode bei größeren Froschlurchen jedenfalls guten Gewissens empfehlen.

7.3 Übertragung von Krankheitserregern

Beim Wechsel von einem Gewässer oder Gebiet zum anderen besteht stets die Gefahr der Übertragung von Pathogenen durch Stiefel, Kescher, Fallen etc. Da solche Krankheitserreger auch auf natürlichem Wege verbreitet werden, kann diese Möglichkeit im Allgemeinen vernachlässigt werden. In den letzten Jahren ist ein inzwischen nahezu weltweit verbreiteter Chytrid-Pilz (*Batrachochytrium dendrobatidis*, auch kurz Bd; vgl. z. B. GARNER et al. 2005, KWET & LÖTTERS 2008) auch in Mitteleuropa nachgewiesen worden und in die Diskussion gekommen (OHST et al. 2006, OHST mdl. Mitteil.). Bisher ist dessen Verbreitung in Mitteleuropa und seine Wirkung (die Krankheit hat den Namen Chytridiomykose) auf die heimische Amphibienfauna nahezu unbekannt. Bei der Geburtshelferkröte führt die Chytridiomykose jedoch zu einer hohen Sterblichkeit, so dass Vorsicht geboten scheint und SCHMIDT et al. (2009b) empfehlen daher die Desinfektionsmaßnahmen unbedingt einzuhalten. Bleibt man innerhalb eines Gebietes erscheinen uns solche Maßnahmen als entbehrlich, zumal die Tiere in der Laichzeit auf der Wanderung und in den Gewässern ohnehin zusammenfinden. Aktive Desinfektionsmaßnahmen sind bei umfangreichen Untersuchungen mit zahlreichen Reusen (einer der Verfasser setzt im Schnitt 60–90 Fallen gleichzeitig ein) kaum zu realisieren. Dagegen erscheint uns das Eintrocknenlassen der Stiefel und Geräte eine alternative, einfache und realisierbare Maßnahme zur passiven Desinfektion. Das setzt aber voraus, dass die gesamte Ausrüstung mindestens zweimal vorgehalten werden muss. Soweit Desinfektionsmaßnahmen angewendet werden, ist auf das Mittel, Dosis und Art des Einsatzes zu achten. Der Einsatz des Desinfektionsmittels Virkon S zeigte beispielsweise keine negativen Wirkungen bei Erdkröten- und Grasfrosch-Kaulquappen (SCHMIDT et al. 2009a).

8 Dank

Für die gründliche Durchsicht des Manuskriptes, viele Korrekturen und Anregungen danken wir MONIKA HACHTEL, KLAUS WEDDELING sowie BURKHARD THIESMEIER. BERND VON BÜLOW stellte uns die Kammolchbilder und DAVID GOWER Bilder zu den Kleinfischreusen zur Verfügung.

9 Literatur

- ADAMS, M. J., K. O. RICHTER & W. P. LEONARD (1997): Surveying and monitoring amphibians using aquatic funnel traps. In: ADAMS, M. J., K. O. RICHTER & W. P. LEONARD (eds.): Sampling Amphibians in Lentic Habitats: 47–54. – Olympia, Washington (Society for Northwestern Vertebrate Biology).
- ALMEIDA-GOMES M., D. VRCIBRADIC, C. C. SIQUEIRA, M. C. KIEFER, T. KLAION, P. ALMEIDA-SANTOS, D. NASCIMENTO, C. V. ARIANI, V. N. T. BORGES, R. F. FREITAS, M. VAN SLUYS & C. F. D. ROCHA (2008): Herpetofauna of an Atlantic rainforest area (Morro Sao Joao) in Rio de Janeiro State, Brazil. – Anais Da Academia Brasileira De Ciencias 80: 291–300.
- ARNOLD, A. (1982): Eine Methode der quantitativen Bestandsaufnahme von Molch-Populationen in Gewässern. – Abhandlungen und Berichte aus dem Naturkundemuseum Altenburg 11: 93–97.
- ARNTZEN, J. W. (2002): Testing for equal catchability of *Triturus* newts by dip netting. – Journal of Herpetology 36: 272–276.
- ARNTZEN, J. W. & S. F. M. TEUNIS (1993): A six year study on the population dynamics of the crested newt (*Triturus cristatus*) following the colonisation of a newly created pond. – Herpetological Journal 3: 99–110.
- ARNTZEN, J. W., R. S. OLDHAM & D. M. LATHAM (1995): Cost effective drift fences for toads and newts. – Amphibia-Reptilia 16: 137–145.
- ARNTZEN, J. W., A. SMITHSON & R. S. OLDHAM (1999): Marking and tissue sampling effects on body condition and survival in the newt *Triturus cristatus*. – Journal of Herpetology 33: 567–576.
- ARNTZEN, J. W., I. B. J. GOUDIE, J. HALLEY & R. JEHLE (2004): Cost comparison of marking techniques in long-term population studies: PIT-tags versus pattern maps. – Amphibia-Reptilia 25: 305–315.
- BAKER, J. (1999): Abundance and survival rates of great crested newts (*Triturus cristatus*) at a pond in central England: monitoring individuals. – Herpetological Journal 9: 1–8.
- BALOGH, J. (1958): Lebensgemeinschaften der Landtiere. – Berlin (Akademie-Verlag).
- BENSON, P. A. (1998): How many clumps of frog spawn are laid annually at a pond by common frogs? – Bulletin of the British Herpetological Society 65: 23–25.
- BERGER, H. (2000): Erfahrungen beim Nachweis von Molchen mit einfachen Trichterfallen. – Jahresschrift für Feldherpetologie und Ichthyofaunistik in Sachsen 6: 111–116.
- BLAB, J. (1978): Untersuchungen zur Ökologie, Raum-Zeit-Einbindung und Funktion von Amphibienpopulationen. – Schriftenreihe für Landschaftspflege und Naturschutz 18: 1–141.
- BLAB, J. (1986): Biologie, Ökologie und Schutz von Amphibien. 3. Auflage. – Schriftenreihe für Landschaftspflege und Naturschutz 18: 1–150.
- BLAB, J. & L. BLAB (1981): Quantitative Analysen zur Phänologie, Erfassbarkeit und Populationsdynamik von Molchbeständen des Kottenforstes bei Bonn (Amphibia: Caudata: Salamandridae). – Salamandra 17: 147–172.
- BLAU, J. (2009): Fängigkeitsvergleich zweier an Amphibienzäunen eingesetzter Bodenfallentypen. – Jahresschrift für Feldherpetologie und Ichthyofaunistik in Sachsen 11: 87–95.
- BOCK, D., V. HENNIG & S. STEINFARTZ (2009): The use of fish funnel traps for monitoring crested newts (*Triturus cristatus*) according to the Habitats Directive. – Zeitschrift für Feldherpetologie, Supplement 15: 317–326.
- BÖLL, S. (2003): Zur Populationsdynamik und Verhaltensökologie einer Rhöner Freilandpopulation von *Alytes o. obstetricans*. – Zeitschrift für Feldherpetologie 10: 97–103.
- BOSBACH, G. & D. ORTMANN (2005a): Moorfrosch *Rana arvalis* (Nilsson, 1842). In: DOERPINGHAUS, A., C. EICHEN, H. GUNNEMANN, P. LEOPOLD, M. NEUKIRCHEN, J. PETERMANN & E. SCHRÖDER (Bearb.): Methoden zur Erfassung von Arten der Anhänge IV und V der Fauna-Flora-Habitat-Richtlinie. – Naturschutz und Biologische Vielfalt 20: 240–244.
- BOSBACH, G. & D. ORTMANN (2005b): Springfrosch *Rana dalmatina* (Bonaparte, 1840). In: DOERPINGHAUS, A., C. EICHEN, H. GUNNEMANN, P. LEOPOLD, M. NEUKIRCHEN, J. PETERMANN & E. SCHRÖDER (Bearb.): Methoden zur Erfassung von Arten der Anhänge IV und V der Fauna-Flora-Habitat-Richtlinie. – Naturschutz und Biologische Vielfalt 20: 245–249.

- BOSBACH, G. & D. ORTMANN (2005c): Grasfrosch *Rana temporaria* (Linnaeus, 1758). In: DOERPINGHAUS, A., C. EICHEN, H. GUNNEMANN, P. LEOPOLD, M. NEUKIRCHEN, J. PETERMANN & E. SCHRÖDER (Bearb.): Methoden zur Erfassung von Arten der Anhänge IV und V der Fauna-Flora-Habitat-Richtlinie. – Naturschutz und Biologische Vielfalt 20: 259–263.
- BOUGHTON, R. G., J. STAIGER & R. FRANZ (2000): Use of PVC pipe refugia as a sampling technique for hylid treefrogs. – American Midland Naturalist 144: 168–177.
- BOYE, P. & H. MEINIG (1997): Amphibienfallen aus der Sicht des Säugetierschutzes. – Mertensiella 7: 365–376.
- BRAUER, K. (1988): Zum Zeichnungsmuster juveniler und adulter *Bufo viridis* Laurenti, 1768 (Anura: Bufonidae). – Salamandra 24: 314–315.
- BRIGGS, L. (1996): Populationsdynamische Untersuchungen an Rotbauchunken-Populationen mit verschiedenen Landbiotopen. – Rana, Sonderheft 1: 32–46.
- BRINK, M. (1983): Beiträge zur Kenntnis der Fauna des Gildehauser Venns bei Bentheim. II. Die Habitatbindung der aquatilen Coleopteren. – Abhandlungen aus dem Westfälischen Museum für Naturkunde 45/2: 24–49.
- BUCHHOLZ, S. (1989): Untersuchungen zur Fortpflanzungsbiologie und Populationsdynamik einer Freilandpopulation von *Alytes o. obstetricans* (Amphibia, Anura, Discoglossidae). – Diplomarbeit Universität Würzburg, unveröff.
- BÜCHS, W. (1987): Aspekte der Populationsökologie des Moorfrosches (*Rana arvalis* Nilsson). Ergebnisse der quantitativen Erfassung eines Moorfroschbestandes im westlichen Münsterland. – Beihefte Schriftenreihe Naturschutz Landschaftspflege Niedersachsen 19: 97–110.
- BUECH, R. R. & L. EGGLELAND (2002): Efficacy of three funnel traps for capturing amphibian larvae in seasonal forest ponds. – Herpetological Review 33: 275–280.
- BUSSMANN, M. (2008): Untersuchungen zur Larvalentwicklung des Feuersalamanders *Salamandra salamandra terrestris* in einem Bergwerkstollen des Südwestfälischen Berglandes (NRW). – Zeitschrift für Feldherpetologie 15: 157–172.
- CAMPBELL, T. S., P. IRVIN, K. R. CAMPBELL, K. HOFFMANN, M. E. DYKES, A. J. HARDING & S. A. JOHNSON (2009): Evaluation of a new technique for marking anurans. – Applied Herpetology 6: 247–256.
- CAMPBELL GRANT, E. H., R. E. JUNG, J. D. NICHOLS & J. E. HINES (2005): Double-observer approach to estimating egg mass abundance of pool-breeding amphibians. – Wetlands Ecology and Management 13: 305–320.
- CARAFÀ, M. & M. BIONDIA (2004): Application of a method for individual photographic identification during a study on *Salamandra salamandra giglioli* in central Italy. – Italian Journal of Zoology 71: 181–184.
- COOKE, A. S. (1995): A comparison of survey methods for crested newts (*Triturus cristatus*) and night counts at a secure site, 1983–1993. – Herpetological Journal 5: 221–228.
- CORN, P. S. (1994): Straight-line drift fences and pitfall traps. In: HEYER, W. R., M. A. DONNELLY, R. W. MCDIARMID, L.-A. C. HAYEK & M. S. FOSTER (eds.): Measuring and Monitoring Biological Diversity: Standard Methods for Amphibians: 109–117. – Washington D. C. (Smithsonian Institution Press).
- COSTA, C., C. ANGELINI, M. SCARDI, P. MENESATTI & C. UTZERI (2009): Using image analysis on the ventral colour pattern in *Salamandrina perspicillata* (Amphibia: Salamandridae) to discriminate among populations. – Biological Journal of the Linnean Society 96: 35–43.
- 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.
- CROUCH, W. B. & P. W. C. PATON (2000): Using egg-mass counts to monitor wood frog populations. – Wildlife Society Bulletin 28: 895–901.
- DALBECK, L., M. HACHTEL, A. HEYD, K. SCHÄFER, M. SCHÄFER & K. WEDDELING (1997): Amphibien im Rhein-Sieg-Kreis und in der Stadt Bonn: Verbreitung, Gewässerpräferenzen, Vergesellschaftung und Gefährdung. – Decheniana 150: 235–292.
- DODD, C. K. (ed.) (2009): Amphibian Ecology and Conservation. A Handbook of Techniques. – Oxford (Oxford University Press).

- DOLMEN, D. (1981): Local migration, rheotaxis, and philopatry by *Triturus vulgaris* within a locality in Central Norway. – *British Journal of Herpetology* 6: 151–158.
- DOLMEN, D. (1983): Diel rhythms of *Triturus vulgaris* (L.) and *T. cristatus* (Laurenti) (Amphibia) in central Norway. – *Gunneria, Zoological Series* 42: 1–34.
- DONNELLY, M. A. & C. GUYER (1994): Estimating population size. In: HEYER, W. R., M. A. DONNELLY, R. W. MCDIARMID, L.-A. C. HAYEK & M. S. FOSTER (eds.): *Measuring and Monitoring Biological Diversity: Standard Methods for Amphibians*: 183–205. – Washington D. C. (Smithsonian Institution Press).
- DONNELLY, M. A., C. GUYER, J. E. JUTERBOCK & R. A. ALFORD (1994): Techniques for marking amphibians. In: HEYER, W. R., M. A. DONNELLY, R. W. MCDIARMID, L.-A. C. HAYEK & M. S. FOSTER (eds.): *Measuring and Monitoring Biological Diversity: Standard Methods for Amphibians*: 277–284. – Washington D. C. (Smithsonian Institution Press).
- DOODY, J. S. (1995): A photographic mark-recapture method for patterned amphibians. – *Herpetological Review* 26: 19–21.
- EIKHORST, R. (1992): Relevanz typischer Tiergruppen der faunistischen Kartierung und ihre Synthese für eine Biotopbewertung. In: EIKHORST, R. (Hrsg.): *Beiträge zur Biotopkartierung und -bewertung*: 23–37. – Duisburg (Verlag für Ökologie und Faunistik).
- ELLINGER, N. & R. JEHLE (1997): Struktur und Dynamik einer Donaukommolch-Population (*Triturus dobrogicus* Kiritzescu, 1903) am Endenteich bei Wien: ein Überblick über neun Untersuchungsjahre. – *Stapfia* 51: 133–150.
- ELMBERG, J. (1989): Knee-tagging – a new marking technique for anurans. – *Amphibia-Reptilia* 10: 101–104.
- ENDEL, S. E. (1989): Wanderaktivität und Populationsstruktur von *Pelobates fuscus* (Amphibia: Anura) auf der Donauinsel (Wien). – Dissertation Universität Wien.
- ENGE, K. M. (2001): The pitfalls of pitfall traps. – *Journal of Herpetology* 35: 467–478.
- ERZ, W. (1994): Bewerten und Erfassen für den Naturschutz in Deutschland: Anforderungen und Probleme aus dem Bundesnaturschutzgesetz und der UVP. In: USHER, M. B. & W. ERZ (Hrsg.): *Erfassen und Bewerten im Naturschutz. Probleme – Methoden – Beispiele*: 131–166. – Heidelberg (Quelle & Meyer).
- FABER, H. (1994): Jahresaktivitätsmuster des Bergmolches (*Triturus alpestris*) in Kleingewässern der subalpin-alpinen Höhenstufe. – *Abhandlungen und Berichte für Naturkunde Magdeburg* 17: 135–142.
- FELDMANN, R. (1964): Ökologie und Verbreitung des Feuersalamanders, *Salamandra salamandra*, in Westfalen. – *Bonner zoologische Beiträge* 15: 78–89.
- FELDMANN, R. (1967): Nachweis der Ortstreue des Feuersalamanders, *Salamandra salamandra terrestris* LACÉPÈDE, 1788, gegenüber seinem Winterquartier. – *Zoologischer Anzeiger* 178: 42–48.
- FELDMANN, R. (1968): Bestandsaufnahmen an Laichgewässern der vier südwestfälischen Molcharten. – *Dortmunder Beiträge zur Landeskunde* 2: 21–30.
- FELDMANN, R. (1971a): Felduntersuchungen an westfälischen Populationen des Feuersalamanders, *Salamandra salamandra terrestris* Lacépède, 1788. – *Dortmunder Beiträge zur Landeskunde* 5: 37–44.
- FELDMANN, R. (1971b): Die Lurche und Kriechtiere des Kreises Iserlohn. – 9. Beitrag zur Landeskunde des Hönnetales. – Menden.
- FELDMANN, R. (1972a): Das Projekt »Amphibien-Laichplätze in Südwestfalen«. – *Natur und Landschaft* 47: 53–54.
- FELDMANN, R. (1972b): Methoden faunistischer Kartierung, dargestellt am Beispiel der Verbreitung des Feuersalamanders *Salamandra salamandra* in Westfalen. – *Salamandra* 8: 86–94.
- FELDMANN, R. (1973): Arten- und Biotopschutz für Amphibien und Reptilien – Anregungen zum Entwurf eines neuen Naturschutzgesetzes in NRW. – *Natur und Heimat* 33: 12–20.
- 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.
- FELDMANN, R. (1977): Das Projekt »Kartierung von Kleingewässern in Westfalen«. Grundlagen, Methoden und Ergebnisse. – *Mitteilungen der Landesanstalt für Ökologie, Landschaftsentwicklung und Forsten NRW* 2: 178–181.
- FELDMANN, R. (1978a): Ergebnisse vierzehnjähriger quantitativer Bestandskontrollen an *Triturus*-Laichplätzen in Westfalen. – *Salamandra* 14: 126–146.
- FELDMANN, R. (1978b): Herpetologische Kriterien für den Kleingewässerschutz. – *Salamandra* 14: 172–177.
- FELDMANN, R., Hrsg. (1981a): Die Amphibien und Reptilien Westfalens. – *Abhandlungen aus dem Landesmuseum für Naturkunde Münster* 43/4: 1–161.
- FELDMANN, R. (1981b): Allgemeiner Teil. In: FELDMANN, R. (Hrsg.): Die Amphibien und Reptilien Westfalens. – *Abhandlungen aus dem Landesmuseum für Naturkunde Münster* 43/4: 4–29.
- FELDMANN, R. (1981c): 6. Geburtshelferkröte – *Alytes o. obstetricans* (Laurenti, 1768). In: FELDMANN, R. (Hrsg.): Die Amphibien und Reptilien Westfalens. – *Abhandlungen aus dem Landesmuseum für Naturkunde Münster* 43/4: 67–70.
- FELDMANN, R. (1984): Kleingewässeraktion NRW: Positive Zwischenbilanz. – *Mitteilungen der Landesanstalt für Ökologie, Landschaftsentwicklung und Forsten NRW* 9/1: 22–24.
- FELDMANN, R. (1986): Erdkröten-Wanderung zu den Laichplätzen. Beobachtungen in Westfalen im Frühjahr 1985. – *Mitteilungen der Landesanstalt für Ökologie, Landschaftsentwicklung und Forsten NRW* 11/1: 38–44.
- FELDMANN, R. (1987): Überwinterung, Ortstreue und Lebensalter des Feuersalamanders, *Salamandra salamandra terrestris*. Schlußbericht einer Langzeituntersuchung. – *Jahrbuch für Feldherpetologie* 1: 33–44.
- FELDMANN, R. & A. GEIGER (1987): Amphibienschutz an Straßen in Nordrhein-Westfalen. Laichplatzwanderungen und Bestandserfassungen für 1986. – *Mitteilungen der Landesanstalt für Ökologie, Landschaftsentwicklung und Forsten NRW* 12/4: 8–19.
- FELDMANN, R. & R. KLEWEN (1988): Kleine Gerätekunde für den Feldherpetologen Teil I: Geräte für den Fang und für biometrische Untersuchungen. – *Jahrbuch für Feldherpetologie* 2: 153–160.
- FELLERS, G. M. & C. A. DROST (1994): Sampling with artificial cover. In: W. R. HEYER, M. A. DONNELLY, R. W. MCDIARMID, L. C. HAYEK & M. S. FOSTER (eds.): *Measuring and Monitoring Biological Diversity: Standard Methods for Amphibians*: 146–150. – Washington, D. C. (Smithsonian Institution Press).
- FERNER, J. W. (2007): A Review of Marking and Individual Recognition Techniques for Amphibians and Reptiles. – *Shoreview* (Society for the Study of Amphibians and Reptiles).
- FISCHER, C. & R. PODLOUCKY (1997): Berücksichtigung von Amphibien bei naturschutzrelevanten Planungen – Bedeutung und methodische Mindeststandards. – *Mertensiella* 7: 261–278.
- FLINDT, R. & H. HEMMER (1972): Untersuchungen zur Reaktion von *Bufo calamita* und *Bufo viridis* auf art eigene Rufe. – *Biologisches Zentralblatt* 91: 597–600.
- FRITZ, K. (2003): 11 Jahre »Wohngemeinschaft« mit Geburtshelferkröten. Langjährige Beobachtungen an einer Population im Garten und Hof. – *Zeitschrift für Feldherpetologie* 10: 129–142.
- FROMMOLT, K.-H., M. KAUFMANN, S. MANTE & M. ZADOW (2008): Die Lautäußerungen der Knoblauchkröte (*Pelobates fuscus*) und Möglichkeiten einer akustischen Bestandsaufnahme der Art. – *Rana Sonderheft* 5: 101–112.
- FUNK, C. W., M. A. DONNELLY & K. R. LIPS (2005): Alternative views of amphibian toe-clipping. – *Nature* 433: 193.
- GARDNER, T. A., E. B. FITZHERBERT, R. C. DREWES, K. M. HOWELL & T. CARO (2007): Spatial and temporal patterns of abundance and diversity of an east African leaf litter amphibian fauna. – *Biotropica* 39: 105–113.
- GARNER, T. W. J., S. WALKER, J. BOSCH, A. D. HYATT, A. A. CUNNINGHAM & M. C. FISHER (2005): Chytrid fungus in Europe. – *Emerging Infectious Diseases* 11: 1639–1641.

- GEESKE, C. (Red.) (2006): Natura 2000. Die Situation der Amphibien der Anhänge II und IV der FFH-Richtlinie in Hessen. – Wiesbaden (Hrsg. Hessisches Ministerium für Umwelt, Ländlichen Raum und Verbraucherschutz – Abteilung Forsten und Naturschutz).
- GEIGER, A. & P. SCHÜTZ (1996): Lurche (Amphibia). In LANDESANSTALT FÜR ÖKOLOGIE, BODENORDNUNG UND FORSTEN / LANDESAMT FÜR AGRARORDNUNG NRW (Hrsg.): Methoden für naturschutzrelevante Freilanduntersuchungen in Nordrhein-Westfalen. – Loseblattsammlung 3 S.
- GERKEN, B., F. BÖWINGLOH & J. WILKE (1990a): Zur Bewertung des tierökologischen Beitrags bei Umweltverträglichkeitsstudien (UVS) nach dem UVP-Gesetz. – UVP-report 4/4: 23–26.
- GERKEN, B., F. BÖWINGLOH & J. WILKE (1990b): Leitlinien zur Bemessung des tierökologischen Beitrags bei Umweltverträglichkeitsstudien (UVS). – UVP-report 4/4: 27–30.
- GIVEN, M. F. (2008): Does physical or acoustical disturbance cause male pickerel frogs, *Rana palustris*, to vocalize underwater? – *Amphibia-Reptilia* 29: 177–184.
- GLANDT, D. (1978): Notizen zur Populationsökologie einheimischer Molche (Gattung *Triturus*). – *Salamandra* 14: 9–28.
- GLANDT, D. (1980): Naßkopiervorverfahren: eine preiswerte Schnellmethode zur Registrierung des ventralen Fleckenmusters bei *Triturus cristatus* (Amphibia: Caudata: Salamandridae). – *Salamandra* 16: 181–183.
- GLANDT, D. (1982): Abundanzmessungen an mitteleuropäischen *Triturus*-Populationen (Amphibia, Salamandridae). – *Amphibia-Reptilia* 4: 317–326.
- GLANDT, D. (2000): An efficient funnel trap for capturing amphibians during their aquatic phase. – *Metelener Schriftenreihe für Naturschutz* 9: 129–132.
- GLANDT, D. (2004): Der Laubfrosch. – Bielefeld (Laurenti).
- GLANDT, D. (2006): Praktische Kleingewässerkunde. – Bielefeld (Laurenti).
- GLANDT, D. (2008a): Methoden der Beobachtung und Bestandserfassung von Moorfröschen (*Rana arvalis*) als Grundlage für Schutzmaßnahmen. – *Zeitschrift für Feldherpetologie*, Supplement 13: 431–442.
- GLANDT, D. (2008b): Heimische Amphibien. Bestimmen – Beobachten – Schützen. – Wiebelsheim (Aula).
- GLANDT, D., A. KRONSHAGE, H. O. REHAGE, E. MEIER, A. KEMPER & F. TEMME (1995): Die Amphibien und Reptilien des Kreises Steinfurt. – *Metelener Schriftenreihe für Naturschutz* 5: 77–123.
- GOLLMANN, B. & G. GOLLMANN (2002): Die Gelbbauchunke. – Bielefeld (Laurenti).
- GOTTSBERGER, B. & E. GRUBER (2004): Temporal partitioning of reproductive activity in a Neotropical anuran community. – *Journal of Tropical Ecology* 20: 271–280.
- GOWER, D. J., O. V. OOMMEN & M. WILKINSON (2006): Marking amphibians with alpha numeric fluorescent tags – caecilians lead the way. – *Herpetological Review* 37: 302.
- GRAFE, T. U. & I. MEUCHE (2005): Estimate of chorus tenure and population size of male European treefrogs *Hyla arborea*: implications for conservation. – *Amphibia-Reptilia* 26: 437–444.
- GRAYSON, K. L. & A. R. ROE (2007): Glow sticks as effective bait for capturing aquatic amphibians in funnel traps. – *Herpetological Review* 38: 168–170.
- GREENBERG, C. H., A. STORFER, G. W. TANNER & S. G. MECH (2003): Amphibians using isolated, ephemeral ponds in Florida longleaf pine uplands: population dynamics and assessment of monitoring methodologies. Final Report. – Bureau of Wildlife Diversity Conservation. Florida Fish and Wildlife Conservation Commission, Tallahassee, Florida, USA: 57 S.
- 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. & S. J. RAPER (1994): How many clumps are there in a mass of frog spawn? – *British Herpetological Society Bulletin* 50: 14–17.
- GÜNTHER, R. (1990): Die Wasserfrösche Europas. – Wittenberg Lutherstadt (Ziemsen).
- GÜNTHER, R. (Hrsg.) (1996): Die Amphibien und Reptilien Deutschlands. – Jena (Fischer).
- GUNZBURGER, M. S. (2007): Evaluation of seven aquatic sampling methods for amphibians and other aquatic fauna. – *Applied Herpetology* 4: 47–63.

- GUTLEB, B. (1991): Populationsökologische Untersuchungen am Bergmolch im Nationalpark Nockberge. – Kärntner Nationalpark-Schriften 6: 1–43.
- HAACKS, M. & A. DREWS (2008): Bestandserfassung des Kammolchs in Schleswig-Holstein. Vergleichsstudie zur Fängigkeit von PET-Trichterfallen und Kleinfischreusen. – Zeitschrift für Feldherpetologie 15: 79–88.
- HAACKS, M., D. BOCK, A. DREWS, H.-J. FLOTTMANN, C. GESKE, A. KUPFER, D. ORTMANN & R. PODLOUCKY (2009): Bundesweite Bestandserfassung von Kammolchen im Rahmen des FFH-Monitorings. Erfahrungen zur Fängigkeit von verschiedenen Wasserfallentypen. – Natur und Landschaft 84: 276–280.
- HACHTEL, M. & W. BÖHME (2006): VIII Unschuldige Opfer: Problematik der Säugetierbeifänge an Fangzäunen. In: HACHTEL, M., K. WEDDELING, P. SCHMIDT, U. SANDER, D. TARKHNISHVILI & W. BÖHME (Hrsg.): Dynamik und Struktur von Amphibienpopulationen in der Zivilisationslandschaft – Eine mehrjährige Untersuchung an Kleingewässern im Drachenfelder Ländchen bei Bonn. – Naturschutz und Biologische Vielfalt 30: 308–330.
- HACHTEL, M., L. DALBECK, A. HEYD & K. WEDDELING (1997): Der Springfrosch (*Rana dalmatina*) im Großraum Bonn: Verbreitung, Laichgewässerwahl und Vergesellschaftung insbesondere im Vergleich zum Grasfrosch (*Rana temporaria*) – Rana, Sonderheft 2: 221–230.
- HACHTEL, M., K. WEDDELING, P. SCHMIDT, U. SANDER, D. TARKHNISHVILI & W. BÖHME (2006): Dynamik und Struktur von Amphibienpopulationen in der Zivilisationslandschaft – Eine mehrjährige Untersuchung an Kleingewässern im Drachenfelder Ländchen bei Bonn – Abschlussbericht der wissenschaftlichen Begleitung zum E+E-Vorhaben »Entwicklung von Amphibienlebensräumen in der Zivilisationslandschaft«. – Naturschutz und Biologische Vielfalt 30: 1–420.
- HALLIDAY, T. (2006): 7 Amphibians. In: SUTHERLAND, W. J. (ed.): Ecological Census Techniques: 278–296. – Cambridge (Cambridge University Press).
- HAGSTRÖM, T. (1973): Identification of newt specimens (Urodela, *Triturus*) by recording the belly pattern and a description of photographic equipment for such registrations. – British Journal of Herpetology 4: 321–326.
- HARTEL, T. & S. NEMES (2006): Assessing the effect of toe clipping on the yellow bellied toads. – Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae 52: 359–366.
- HARTUNG, H. & D. GLANDT (1988): Konstruktion und Betrieb spezieller Fallen zur Erfassung von terrestrisch lebenden Amphibien. – Jahrbuch für Feldherpetologie 2: 141–152.
- HARTUNG, H., G. OSTHEIM & D. GLANDT (1995): Eine neue tierschonende Trichterfalle zum Fang von Amphibien im Laichgewässer. – Metelener Schriftenreihe für Naturschutz 5: 125–128.
- HEINZMANN, U. (1970): Untersuchungen zur Bio-Akustik und Ökologie der Geburtshelferkröte, *Alytes obstetricans* (Laur.) – Oecologia 5: 1–55.
- HEARD, G. W., M. P. SCROGGIE & B. MALONE (2008): Visible Implant Alphanumeric tags as an alternative to toe-clipping for marking amphibians – a case study. – Wildlife Research 35: 747–759.
- HENLE, K. (1996): Möglichkeiten und Grenzen der Analyse von Ursachen des Artenrückgangs aus herpetofaunistischen Kartierungsdaten am Beispiel einer langjährigen Erfassung. – Zeitschrift für Feldherpetologie 3: 73–101.
- HENLE, K. (1997a): Aufgaben der Feldherpetologie im Naturschutz: Konzeptioneller Rahmen und Defizite. – Mertensiella 7: 1–15.
- HENLE, K. (1997b): Naturschutzrelevante Nebenwirkungen feldherpetologischer Methoden. – Mertensiella 7: 377–389.
- HENLE, K. & M. VEITH (Hrsg.) (1997): Naturschutzrelevante Methoden der Feldherpetologie. – Mertensiella 7: 1–389.
- HENLE, K., J. KUHN, R. PODLOUCKY, K. SCHMIDT-LOSKE & C. BENDER (1997): Individualerkennung und Markierung mitteleuropäischer Amphibien und Reptilien: Übersicht und Bewertung der Methoden; Empfehlungen aus Natur- und Tierschutzsicht. – Mertensiella 7: 133–184.
- HEUSSER, H. (1958): Markierungen an Amphibien. – Vierteljahresschrift der Naturforschenden Gesellschaft Zürich 103: 304–320.
- HEUSSER, H. (1968a): Die Lebensweise der Erdkröte *Bufo bufo* (L.). Laichzeit: Umstimmung, Ovulation, Verhalten. – Vierteljahresschrift der Naturforschenden Gesellschaft Zürich 113: 257–289.

- HEUSSER, H. (1968b): Die Lebensweise der Erdkröte *Bufo bufo* (L.). Wanderungen und Sommerquartiere. – *Revue Suisse de Zoologie* 75: 927–982.
- HEUSSER, H. (1969): Die Lebensweise der Erdkröte *Bufo bufo* (L.): das Orientierungsproblem. – *Revue Suisse de Zoologie* 76: 443–518.
- HEYDEMANN, B. (1953): Agrarökologische Problematik, dargetan an Untersuchungen über die Tierwelt der Bodenoberfläche der Kulturfelder. – Dissertation Universität Kiel.
- HEYDEMANN, B. (1958): Erfassungsmethoden für die Biozönosen der Kulturbiotope. In: BALOGH, J. (Hrsg): *Lebensgemeinschaften der Landtiere*: 451–507. – Berlin (Akademie-Verlag).
- HEYER, W. R., M. A. DONNELLY, R. W. MCDIARMID, L.-A. C. HAYEK & M. S. FOSTER (Hrsg.) (1994): *Measuring and Monitoring Biological Diversity. Standard Methods for Amphibians*. – Washington and London (Smithsonian Institution Press).
- HILDMANN, C. & A. KRONSHAGE (1988): Verbreitung und Siedlungsdichte von *Rana temporaria* in Schwelm. – *Jahrbuch für Feldherpetologie* 2: 89–107.
- HILL, D., M. FASHAM, G. TUCKER, M. SHEWRY & P. SHAW (2005): *Handbook of Biodiversity Methods: Survey, Evaluation and Monitoring*. – Cambridge (Cambridge University Press).
- HOFFMANN, K., M. E. MCGARRITY & S. A. JOHNSON (2008): Technology meets tradition: A combined VIE-C technique for individually marking anurans. – *Applied Herpetology* 5: 265–280.
- HONEGGER, R. E. (1979): Marking amphibians and reptiles for future identification. – *International Zoo Yearbook* 19: 14–22.
- HÖNER, P. (1972): Quantitative Bestandsaufnahmen an Molch-Laichplätzen im Raum Ravensberg-Lippe. – *Abhandlungen Landesmuseum Naturkunde Münster* 34/4: 50–60.
- HOUZE, C. M. & C. R. CHANDLER (2002): Evaluation of coverboards for sampling terrestrial salamanders in South Georgia. – *Journal of Herpetology* 36: 75–81.
- JAHN, P. (1995): Untersuchungen zur Populationsökologie von *Triturus cristatus* (Laurenti, 1768) und *T. vulgaris* (Linnaeus, 1758) am Friedeholzer Schlatt. – Diplomarbeit Universität Bremen, unveröff.
- JAHN, P. & K. JAHN (1997): Vergleich qualitativer und halbquantitativer Erfassungsmethoden bei verschiedenen Amphibienarten im Laichgewässer. – *Mertensiella* 7: 61–69.
- JANETSCHKE, H. (Hrsg.) (1982): *Ökologische Feldmethoden*. – Stuttgart (Ulmer).
- JEHLE, R. (1997): Markierung und Individualerkennung metamorphosierter Amphibien unter besonderer Berücksichtigung der im Rahmen des »Amphibienprojektes Donauinsel (Wien)« verwendeten Methodik. – *Stapfia* 51: 103–118.
- JEHLE, R. & J. W. ARNTZEN (2002): Review: Microsatellite markers in amphibian conservation genetics. – *Herpetological Journal* 12: 1–9.
- JEHLE, R. & W. HÖDL (1998): PITs versus patterns: Effects of transponders on recapture rate and body condition of Danube crested newts (*Triturus dobrogicus*) and common spadefoot toads (*Pelobates fuscus*). – *Herpetological Journal* 8: 181–186.
- JEHLE, R., N. ELLINGER & W. HÖDL (1997): Der Endelteich der Wiener Donauinsel und seine Fangzaunanlage für Amphibien: ein sekundäres Gewässer für populationsbiologische Studien. – *Stapfia* 51: 85–102.
- JEHLE, R., P. BOUMA, M. SZTATECSNY, & J. W. ARNTZEN (2000): High aquatic niche overlap in the newts *Triturus cristatus* and *T. marmoratus* (Amphibia, Urodela). – *Hydrobiologia* 437: 149–155.
- JEHLE, R., W. ARNTZEN, T. BURKE, A. P. KRUPA & W. HÖDL (2001): The annual number of breeding adults and the effective population size of syntopic newts (*Triturus cristatus*, *T. marmoratus*). – *Molecular Ecology* 10: 839–850.
- JENKINS, C. L., K. MCGARIGAL & L. R. GAMBLE (2002): A comparison of aquatic surveying techniques used to sample *Ambystoma opacum* larvae – *Herpetological Review* 33: 33–35.
- JENKINS, C. L., K. MCGARIGAL & L. R. GAMBLE (2003): Comparative effectiveness of two trapping techniques for surveying the abundance and diversity of reptiles and amphibians along drift fence arrays. – *Herpetological Review* 34: 39–42.
- JOGER, U. (1979/2000): *Wassergefüllte Wagenspuren auf Forstwegen – Synökologische Untersuchungen an einem kurzlebigen Ökosystem*. – Nachdruck der Diplomarbeit von 1979, Frankfurt am Main (Chimaira Buchhandels-gesellschaft).

- JOHNSON, S. A. & W. J. BARICHIVICH (2004): A simple technique for trapping *Siren lacertina*, *Amphiuma means*, and other aquatic vertebrates. – *Journal of Freshwater Ecology* 19: 263–269.
- KARNS, D. R. (1986): *Field Herpetology. Methods for the Study of Amphibians and Reptiles in Minnesota*. – James Ford Bell Museum of Natural History. University of Minnesota.
- KARRAKER, N. E. (2001): String theory: reducing mortality of mammals in pitfall traps. – *Wildlife Society Bulletin* 29: 1158–1162.
- KIEL, E.-F. (2008a): Erhaltungszustand der FFH-Arten in Nordrhein-Westfalen. – *Natur in NRW* 33/2: 12–17.
- KIEL, E.-F. (2008b): *Geschützte Arten in Nordrhein-Westfalen. Vorkommen, Erhaltungszustand, Gefährdungen, Maßnahmen*. – Düsseldorf (Ministerium für Umwelt und Naturschutz, Landwirtschaft und Verbraucherschutz des Landes Nordrhein-Westfalen).
- KLEINSCHMIDT, V. (1991): Einbeziehung tierökologischer Inhalte im Gutachten zur Eingriffsregelung und UVP in NRW. – *LÖLF-Mitteilungen der Landesanstalt für Ökologie, Landschaftsentwicklung und Forsten* 16/3: 46–49.
- KLEWEN, R. (1986): *Untersuchungen zur Verbreitung, Öko-Ethologie und innerartlichen Gliederung von Salamandra atra Laurenti 1768*. – Dissertation Mathematisch-Naturwissenschaftliche Fakultät der Universität zu Köln.
- KNEITZ, S. (1998): *Untersuchungen zur Populationsdynamik und zum Ausbreitungsverhalten von Amphibien in der Agrarlandschaft*. – Bochum (Laurenti).
- KOPP-HAMBERGER, M. (1998): Eine Methode zur individuellen Erkennung von Feuersalamandern (*Salamandra salamandra terrestris*) anhand des Zeichnungsmusters. – *Salamandra* 35: 239–244.
- KORDGES, T. (2003): Zur Biologie der Geburtshelferkröte (*Alytes obstetricans*) in Kalksteinbrüchen des Niedbergischen Landes (Nordrhein-Westfalen). – *Zeitschrift für Feldherpetologie* 10: 1–24.
- KORDGES, T. (2009): Zum Einsatz künstlicher Verstecke (KV) bei der Amphibienerfassung. – *Zeitschrift für Feldherpetologie, Supplement* 15: 327–340.
- KORDGES, T. & B. THIESMEIER (2000): Zur Phänologie und Biometrie metamorphosierter Teich- und Bergmolche (*Triturus vulgaris* und *T. alpestris*) in einem Abgrabungskomplex in Wuppertal (Nordrhein-Westfalen). – *Zeitschrift für Feldherpetologie* 7: 203–210.
- KRICKE, R. (2009): MySQL, php, Javascript & Co – interaktive Verbreitungskarten im Internet zum Selberbauen. – *Zeitschrift für Feldherpetologie, Supplement* 15: 185–206.
- KRISHNAMURTHY, S. V. B. & A. H. MANJUNATHA REDDY (2008): An estimate of local population of *Nyctibatrachus aliciae* at two habitat gradients of forest in Western Ghats – *Acta Herpetologica* 3: 51–55.
- KRONE, A. (1992): Erfahrungen mit dem Einsatz von Lichtfallen für den Nachweis von Amphibien. – *Rana* 6: 158–161.
- KRONE, A. & D. KÜHNEL (1997): Erfahrungen beim Einsatz von Lichtfallen beim Nachweis von Molchen und Amphibienlarven. – *Mertensiella* 7: 29–33.
- KRONSHAGE, A. (1996): Beobachtungen an einer Kolonie der Geburtshelferkröte (*Alytes obstetricans*) im südwestfälischen Bergland (Nordrhein-Westfalen). – *Zeitschrift für Feldherpetologie* 3: 151–165.
- KRONSHAGE, A., M. MONZKA, T. MUTZ, C. NIESTEGGE & M. SCHLÜPMANN (2009): Die Amphibien und Reptilien im Naturschutzgebiet Heiliges Meer (Kreis Steinfurt, NRW). – *Abhandlungen aus dem Museum für Naturkunde Münster* 71/4: 109–157.
- KÜHNEL, K.-D. (1992): Zur Bedeutung quantitativer Amphibienuntersuchungen für die Landschaftsbewertung. Zwei Beispiele aus Berlin. In: EIKHORST, R. (Hrsg.): *Beiträge zur Biotopkartierung und -bewertung*: 75–91. – Duisburg (Verlag für Ökologie und Faunistik).
- KÜHNEL, K.-D. & R. BAIER (1995): Eine Lichtfalle für den Nachweis von Amphibien. – *Zeitschrift für Feldherpetologie* 2: 225–226.
- KÜHNEL, K.-D. & W. RIECK (1988): Erfahrungen mit Trichterfallen bei der Amphibienerfassung. – *Jahrbuch für Feldherpetologie* 2: 133–139.
- KUHN, J. (1987): Provisorische Amphibien-Schutzzäune: Aufbau – Betreuung – Datensammlung; Beobachtungen zur Wirksamkeit. – Beihefte zu den Veröffentlichungen für Naturschutz und Landschaftspflege in Baden-Württemberg 41: 187–195.

- KUHN, J. (1994a): Lebensgeschichte und Demographie von Erdkrötenweibchen *Bufo bufo bufo* (L.). – Zeitschrift für Feldherpetologie 1: 3–87.
- KUHN, J. (1994b): Methoden der Anuren-Markierung für Freilandstudien: Übersicht – Knie-Ringetiketten – Erfahrungen mit der Phalangenamputation. – Zeitschrift für Feldherpetologie 1: 177–192.
- KUHN, J. & E. IGELMANN (1997): Knie-Ringetiketten – eine Methode der Anurenmarkierung für Verhaltensstudien. – Mertensiella 7: 111–119.
- KUPFER, A. (1996): Untersuchungen zur Populationsökologie, Phänologie und Ausbreitung des Kammolches *Triturus cristatus* (Laurenti 1768) in einem Agrarraum des Drachenfelder Ländchens bei Bonn. – Diplomarbeit Universität Bonn, unveröff.
- KUPFER, A. (2001): Ist er da oder nicht? Eine Übersicht über die Nachweismethoden für den Kammolch. – Rana, Sonderheft 4: 137–144.
- KUPFER, A. & S. KNEITZ (2000): Population ecology of the great crested newt (*Triturus cristatus*) in an agricultural landscape: dynamics, pond fidelity and dispersal. – Herpetological Journal 10: 165–171.
- KUPFER, A. & S. F. M. TEUNIS (2001): Field data on antipredator responses in three species of newts (genus: *Triturus*). – Herpetological Journal 11: 117–120.
- KUPFER, A., P. GAUCHER, M. WILKINSON & D. J. GOWER (2006): Passive trapping of aquatic caecilians (Amphibia: Gymnophiona: Typhlonectidae). – Studies in Neotropical Fauna and Environment 41: 93–96.
- KWET, A. & S. LÖTTERS (2008): Die weltweite Amphibienkrise. – Draco 34: 4–17.
- LAUCK, B. (2004): Using aquatic funnel traps to determine relative density of amphibian larvae: factors influencing trapping. – Herpetological Review 35: 248–250.
- LIPS, K. R., J. K. REASER, B. E. YOUNG & R. IBÁÑEZ (2001): Amphibian monitoring in Latin America: a protocol manual. – Herpetological Circulars 30: 1–116.
- LUISELLI, L., F. ANDREONE, D. CAPIZZI & C. ANIBALDI (2001): Body size, population structure and fecundity traits of a *Salamandra atra atra* (Amphibia, Urodela, Salamandridae) population from the northeastern Italian Alps. – Italian Journal of Zoology 68: 125–130.
- LÜSCHER, B. & S. ALTHAUS (2009): Amphibien in der Märgligenau bei Bern – Diskussion zweier Erfassungsmethoden. – Zeitschrift für Feldherpetologie, Supplement 15: 305–310.
- MARITZ, B., G. MASTERSON, D. MACKAY & G. ALEXANDER (2007): The effect of funnel trap type and size of pitfall trap on trap success: implications for ecological field studies. – Amphibia-Reptilia 28: 321–328.
- MARSH, D. M. & M. A. GOICOCHEA (2003): Monitoring terrestrial salamanders: Biases caused by intense sampling and choice of cover objects. – Journal of Herpetology 37: 460–466.
- MATTHÉ, M., T. SCHÖNBRODT & G. BERGER (2008): Computergestützte Bildanalyse von Bauchfleckennmustern des Kammolches (*Triturus cristatus*). – Zeitschrift für Feldherpetologie 15: 89–94.
- MAY, R. M. (2004): Ethics and amphibians. – Nature 431: 403.
- MCCARTHY, M. A. & K. PARRIS (2004): Clarifying the effect of toe clipping on frogs with Bayesian statistics. – Journal of Applied Ecology 41: 780–786.
- MEASEY, G. J., D. J. GOWER, O. V. OOMMEN & M. WILKINSON (2001): Permanent marking of a fossorial caecilian, *Gegeneophis ramswamii* (Amphibia: Gymnophiona: Caeciliidae). – South Asian Journal of Natural History 5: 109–115.
- MEINIG, H. & B. THIESMEIER (1994): Zur Phänologie von Kleinsäugetern (Insectivora, Rodentia) an einem Quellbach des Niederbergischen Landes. – Acta Biologica Benrodis 6: 77–87.
- MEISTERHANS, K. & H. HEUSSER (1970): Amphibien und ihre Lebensräume. Gefährdung – Forschung – Schutz. – Natur und Mensch 12: 1–20.
- MEUCHE, I. & T. U. GRAFE (2004): Nummerierte Hautimplantate – eine alternative Markierungsmethode für den europäischen Laubfrosch (*Hyla arborea*)? – Zeitschrift für Feldherpetologie, Supplement 5: 153–158.
- MEYER, F. & W.-R. GROSSE (1997): Populationsökologische Studien an Amphibien mit Hilfe der fotografischen Individualerkennung: Übersicht zur Methodik und Anwendung bei der Kreuzkröte *Bufo calamita*. – Mertensiella 7: 79–92.

- MEYER, F., T. SY & G. ELLWANGER (2004): 9 Lurche (Amphibia) und Kriechtiere (Reptilia) der FFH-Richtlinie. In: PETERSEN, B., G. ELLWANGER, R. BLESS, P. BOYE, E. SCHRÖDER & A. SSYMAN (Bearb.): Das europäische Schutzgebietssystem Natura 2000. Ökologie und Verbreitung von Arten der FFH-Richtlinie in Deutschland. – Schriftenreihe für Landschaftspflege und Naturschutz 69/2: 7–197.
- MÖLLE, J. (1998): The »surfacing-trap« – a novel method for trapping live waterbeetles and other aquatic animals. – *Latissimus* 10: 43–48.
- MÖLLE, J. G. (2001): Zur Bedeutung von Amphibienlarven für die Populationsentwicklung des Gemeinen Gelbrandkäfers *Dytiscus marginalis* L., 1758. – Dissertation Universität Bonn.
- MÖLLE, J. & A. KUPFER (1998): Amphibienfang mit einer Auftauchfalle: Methodik und Evaluierung im Freiland. – *Zeitschrift für Feldherpetologie* 5: 219–227.
- MONTI, L., M. HUNTER, & J. WITHAM (2000): An evaluation of the artificial cover object (ACO) method for monitoring populations of the redback salamander, *Plethodon cinereus*. – *Journal of Herpetology* 34: 624–629.
- MÜHLENBERG, M. (1993): Freilandökologie. 3. Aufl. – Wiesbaden (Quelle & Meyer).
- MÜHLSCHLEGEL, L. & M. VENCES (1997): Reduzierung der Kleinsäugermortalität in Amphibien-Landfallen – ein Beitrag zum Säugetierschutz. – *Zeitschrift für Feldherpetologie* 4: 173–186.
- MÜLLNER, A. (1992): Eine einfache und preiswerte Methode zur Aufnahme der individuellen Bauchmuster von Kammolchen (*Triturus cristatus*) im Gelände mit Hilfe eines Taschenkopierers. – *Artenschutzreport* 2: 42–43.
- MUTZ, T. & D. GLANDT (2004): Künstliche Versteckplätze als Hilfsmittel der Freilandforschung an Reptilien unter besonderer Berücksichtigung von Kreuzotter (*Vipera berus*) und Schlingnatter (*Coronella austriaca*). – *Mertensiella* 15: 186–196.
- NABU LANDESVERBAND BRANDENBURG (1995): Heimische Froschlurche. Rufe zur Paarungszeit. – CD mit Booklet – Rangsdorf (Natur & Text).
- NEAL, D. (2004): Introduction to population biology. – Cambridge (Cambridge University Press).
- NELSON, G. L. & B. M. GRAVES (2004): Anuran population monitoring: comparison of the North American monitoring program's calling index with mark-recapture estimates for *Rana clamitans*. – *Journal of Herpetology* 38: 355–359.
- NÖLLERT, A. & C. NÖLLERT (1992): Die Amphibien Europas. – Stuttgart (Franckh-Kosmos).
- OHST, T., J. PLÖTNER, F. MUTSCHMANN & Y. GRÄSER (2006): Chytridiomykose – eine Infektionskrankheit als Ursache des globalen Amphibiensterbens? – *Zeitschrift für Feldherpetologie* 13: 149–163.
- ORTMANN, D. (o. J.): Bauanleitung für Unterwassertrichterfallen. – Manuskript, unveröff.
- ORTMANN, D. (2005a): Geburtshelferkröte *Alytes obstetricans* (Laurenti, 1768). In: DOERPINGHAUS, A., C. EICHEN, H. GUNNEMANN, P. LEOPOLD, M. NEUKIRCHEN, J. PETERMANN & E. SCHRÖDER (Bearb.): Methoden zur Erfassung von Arten der Anhänge IV und V der Fauna-Flora-Habitat-Richtlinie. – *Naturschutz und Biologische Vielfalt* 20: 219–224.
- ORTMANN, D. (2005b): Knoblauchkröte *Pelobates fuscus* (Laurenti, 1768). In: DOERPINGHAUS, A., C. EICHEN, H. GUNNEMANN, P. LEOPOLD, M. NEUKIRCHEN, J. PETERMANN & E. SCHRÖDER (Bearb.): Methoden zur Erfassung von Arten der Anhänge IV und V der Fauna-Flora-Habitat-Richtlinie. – *Naturschutz und Biologische Vielfalt* 20: 235–239.
- ORTMANN, D., M. HACHTEL, U. SANDER, P. SCHMIDT, D. TARKHNISHVILI, K. WEDDELING & W. BÖHME (2005): Standardmethoden auf dem Prüfstand – Vergleich der Effektivität von Fangzaun und Unterwassertrichterfallen bei der Erfassung des Kammolches, *Triturus cristatus*. – *Zeitschrift für Feldherpetologie* 12: 197–209.
- PARDEY, A., K.-H. CHRISTMANN, R. FELDMANN, D. GLANDT & M. SCHLÜPMANN (2005): Die Kleingewässer: Ökologie, Typologie und Naturschutzziele. In: PARDEY, A. & B. TENBERGEN (Hrsg.): Kleingewässer in Nordrhein-Westfalen. Beiträge zur Kulturgeschichte, Ökologie, Flora und Fauna stehender Gewässer. – *Abhandlungen aus dem Westfälischen Museum für Naturkunde* 67/3: 9–44.
- PEARMAN, P. B., A. M. VELASCO & A. LÓPEZ (1995): Herpetofauna monitoring: a comparison of methods for detecting inter-site variation in species composition. – *Herpetologica* 51: 325–337.
- PELLET, J. & B. R. SCHMIDT (2005): Monitoring distributions using call surveys: estimating site occupancy, detection probabilities and inferring absence. – *Biological Conservation* 123: 27–35.

- PELLET, J., V. HELFER & G. YANNIC (2007): Estimating population size in the European tree frog (*Hyla arborea*) using individual recognition and chorus counts. – *Amphibia-Reptilia* 28: 287–294.
- PERKINS, D. W. & M. L. HUNTER (2002): Effects of placing sticks in pitfall traps on amphibian and small mammal capture rates. – *Herpetological Review* 33: 282–284.
- PIERCE, B. A. & K. J. GUTZWILLER (2004): Auditory sampling of frogs: detection efficiency in relation to survey duration. – *Journal of Herpetology* 38: 495–500.
- PLASA, L. (1979): Heimfindeverhalten bei *Salamandra salamandra* (L.) – *Zeitschrift für Tierpsychologie* 51: 113–125.
- PODLOUCKY, R. (2006): Die Überwachung des Erhaltungszustandes von Amphibien- und Reptilienarten der FFH-Anhänge in Niedersachsen – Bewertungskriterien, methodische Vorgehensweise und erste Ergebnisse. In: SCHLÜPMANN, M. (Red.): Rundbrief zur Herpetofauna NRW (Arbeitskreis Amphibien und Reptilien Nordrhein-Westfalen) 30: 16–19. Online im Internet: URL: http://www.herpetofauna-nrw.de/Rundbriefe/Rdbr30_Januar2006.pdf.
- RAHMEL, U. & R. EIKHORST (1988): Untersuchungen an den Laichplätzen von Moorfrosch (*Rana arvalis*) und Grasfrosch (*Rana temporaria*) auf den Nordfriesischen Geestinseln Amrum, Föhr und Sylt. – *Jahrbuch für Feldherpetologie* 2: 47–66.
- RANVESTEL, A. W., K. R. LIPS, C. M. PRINGLE, M. R. WHILES & R. J. BIXBY (2004): Neotropical tadpoles influence stream benthos: evidence for the ecological consequences of decline in amphibian populations. – *Freshwater Biology* 49: 274–285.
- READING, C. J. & R. T. CLARKE (1983): Male breeding behaviour and mate acquisition in the common toad, *Bufo bufo*. – *Journal of Zoology* 201: 237–246.
- REINHARD, U. (1992): Methodische Standards für Amphibien-Gutachten. In: TRAUTNER, J. (Hrsg.): Arten- und Biotopschutz in der Planung: Methodische Standards zur Erfassung von Tierartengruppen. – *Ökologie in Forschung und Anwendung* 5: 39–52.
- RÖDEL, M.-O. (1998): Kaulquappengesellschaften ephemerer Savannengewässer in Westafrika. – Frankfurt/M. (Chimaira).
- RÖDEL, M.-O., F. GRÖTZINGER, A. PFAHLER, J. THEIN & J. GLOS (2009): Eine einfache Methode zur quantitativen Erfassung von Amphibienlarven und anderen aquatischen Organismen. – *Zeitschrift für Feldherpetologie*, Supplement 15: 243–256.
- ROHRBACH, T. & J. KUHN (1997): Der Springfrosch (*Rana dalmatina*) im westlichen Bodenseeraum 1994–1996: Verbreitung – Bestände – Laichgewässer. – *Rana*, Sonderheft 2: 251–261.
- RUBBO, M. J. & J. M. KIESECKER (2005): Amphibian breeding distribution in an urbanized landscape. – *Conservation Biology* 19: 504–511.
- SANDER, U., D. ORTMANN, M. HACHTEL, P. SCHMIDT & K. WEDDELING (2005): Wer Molchen eine Grube gräbt, fällt selbst hinein. Ein kritischer Vergleich von Fangzäunen und Unterwassertrichterfallen. In: SCHLÜPMANN, M. (Red.): Rundbrief zur Herpetofauna NRW (Arbeitskreis Amphibien und Reptilien Nordrhein-Westfalen) 26: 14–16. Online im Internet: URL: http://www.herpetofauna-nrw.de/Rundbriefe/Rdbr26_Februar2005.pdf.
- SANDER, U., SCHMIDT, P., WEDDELING, K. & HACHTEL, M. (2006): III Allgemeine Methoden. In: SANDER, U., P. SCHMIDT, K. WEDDELING & M. HACHTEL (Hrsg.): Dynamik und Struktur von Amphibienpopulationen in der Zivilisationslandschaft – Eine mehrjährige Untersuchung an Kleingewässern im Drachenfelder Ländchen bei Bonn. – *Naturschutz und Biologische Vielfalt* 30: 44–63.
- SCHÄFER, H.-J. & G. KNEITZ (1993): Entwicklung und Ausbreitung von Amphibien-Populationen in der Agrarlandschaft – ein E + E-Vorhaben. – *Natur und Landschaft* 68: 376–385.
- SCHIEFERDECKER, H. (1963): Über den Fang von Wasserinsekten mit Reusenfallen. – *Entomologische Nachrichten* 7: 60–64.
- SCHLÜPMANN, M. (1981): Grasfrosch – *Rana t. temporaria* Linnaeus, 1758. In: FELDMANN, R. (Hrsg.): Die Amphibien und Reptilien Westfalens. – *Abhandlungen aus dem Westfälischen Museum für Naturkunde* 43/4: 103–112.
- SCHLÜPMANN, M. (1982): Bestand, Lebensraum und Lebensweise der Erdkröte (*Bufo bufo*) im Hohenlimburger Raum (MTB 4611). Beobachtungen bis 1980. – *Natur und Heimat* 42: 65–81.

- SCHLÜPMANN, M. (1987): Beobachtungen zur Migration von *Triturus a. alpestris* (Laurenti, 1768), *Triturus v. vulgaris* (Linnaeus, 1758) und *Triturus h. helveticus* (Razoumowsky, 1789). – Jahrbuch für Feldherpetologie 1: 69–84.
- SCHLÜPMANN, M. (1988a): Bioökologische Bewertungskriterien für die Landschaftsplanung. – Natur und Landschaft 63: 155–159.
- SCHLÜPMANN, M. (1988b): Ziele und Methoden der Grasfrosch-Laichballen-Zählung in Westfalen. – Jahrbuch für Feldherpetologie 2: 67–88.
- SCHLÜPMANN, M. (1992): Kartierung und Bewertung stehender Gewässer. In: EIKHORST, R. (Hrsg.): Beiträge zur Biotopkartierung und -bewertung. – Verlag für Ökologie und Faunistik: 149–176.
- SCHLÜPMANN, M. (2002): Wichtige Fachbegriffe der Ökologie. Teil IV: Biogeographie und Geowissenschaften. – Cinclus 30 (2): 27–35.
- SCHLÜPMANN, M. (2003): Entstehung, Nutzung, Typologie, Temperaturverhältnisse und Hydrochemie stehender Kleingewässer im Raum Hagen. – Dortmunder Beiträge zur Landeskunde naturwissenschaftliche Mitteilungen 36–37: 55–112.
- SCHLÜPMANN, M. (2005): Kartierungsanleitung. Anleitung zur Erfassung der Amphibien und Reptilien in Nordrhein-Westfalen (2. wesentlich überarbeitete Auflage). Rundbrief zur Herpetofauna von Nordrhein-Westfalen 27: 1–30. Online im Internet: URL: http://www.herpetofauna-nrw.de/Rundbriefe/Rdbr27_Maerz2005_Kartierungsanleitung.pdf
- SCHLÜPMANN, M. (2006): Häufigkeit und räumliche Verteilung von Molchen (Gatt. *Triturus*) in einem Untersuchungsgebiet des nordwestlichen Sauerlandes. – Zeitschrift für Feldherpetologie, Supplement 10: 183–201.
- 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. (2008): Zur Witterungsabhängigkeit der Frühjahrsaktivität von Feuersalamandern (*Salamandra salamandra terrestris*). – Zeitschrift für Feldherpetologie 15: 239–242.
- SCHLÜPMANN, M. (2009a): Ökologie und Situation der Geburtshelferkröte (*Alytes obstetricans*) im Raum Hagen (NRW). – Zeitschrift für Feldherpetologie 16: 45–84.
- SCHLÜPMANN, M. (2009b): Wasserfallen als effektives Hilfsmittel zur Bestandsaufnahme von Amphibien. – Zeitschrift für Feldherpetologie, Supplement 15: 257–290.
- SCHLÜPMANN, M. & R. GÜNTHER (1996): 6.18. Grasfrosch – *Rana temporaria* Linnaeus, 1758. In: GÜNTHER, R. (Hrsg.): Die Amphibien und Reptilien Deutschlands: 412–454. – Jena (Fischer).
- SCHLÜPMANN, M. & C. KERKHOFF (1992): Landschaftspflegerische Begleitplanung. 2. Aufl. 1993. – Dortmund (Dortmunder Verlag für Bau- und Planungsliteratur).
- SCHLÜPMANN, M. & U. NEU (1992): Die Umweltverträglichkeitsprüfung in wasserrechtlichen Genehmigungsverfahren am Beispiel der Renaturierung eines Erftaltarmes. In: BUND DER INGENIEURE FÜR WASSERWIRTSCHAFT, ABFALLWIRTSCHAFT UND KULTURBAU (BWK) Landesverband Nordrhein-Westfalen e.V., Seminare am 10. März u. 2. Nov. 1992 in Essen: Umweltverträglichkeitsprüfung in wasserrechtlichen Verfahren gem. § 31 WHG.
- SCHLÜPMANN, M., M. HENF & A. GEIGER (1995): Kescher für den Amphibienfang. – Zeitschrift für Feldherpetologie 2: 227–228.
- SCHLÜPMANN, M., R. GÜNTHER & A. GEIGER (1996): 6.6. Fadenmolch – *Triturus helveticus* (Razoumowsky, 1789). In: GÜNTHER, R. (Hrsg.): Die Amphibien und Reptilien Deutschlands: 143–174. – Jena (Fischer).
- SCHLÜPMANN, M., U. NEU & C. KERKHOFF (1994): Wiederherstellung eines Erftaltarmes in Grevenbroich. – Wasser und Boden 46: 40–56.
- SCHMIDT, B. R. (2003): Count detection probabilities, and the demography, dynamics, distribution, and decline of amphibians. – Comptes rendus-Biologies 326: 119–124.
- SCHMIDT, B. R. (2008): Neue statistische Verfahren zur Analyse von Monitoring- und Verbreitungsdaten von Amphibien und Reptilien. – Zeitschrift für Feldherpetologie 15: 1–14.
- SCHMIDT, B. R., M. SCHAUB & S. STEINFARTZ (2007): Apparent survival of the salamander *Salamandra salamandra* is low because of high migratory activity. – Frontiers in Zoology 4: 19.

- SCHMIDT, B. R., C. GEISER, N. PEYER, N. KELLER & M. VON RÜTTE (2009a): Assessing whether disinfectants against the fungus *Batrachochytrium dendrobatidis* have negative effects on tadpole and zooplankton. – *Amphibia-Reptilia* 30: 313–319.
- SCHMIDT, B. R., SCHAUB, M. & B. R. ANHOLT (2005): On the analysis of mark-recapture data: a reply to Henle (2005). – *Amphibia-Reptilia* 26: 269.
- SCHMIDT, B. R., S. FURRER, A. KWET, S. LÖTTES, D. RÖDDER, M. SZTATECSNY, U. TOBLER & S. ZUMBACH (2009b): Desinfektion als Maßnahme gegen die Verbreitung der Chytridiomykose bei Amphibien. – *Zeitschrift für Feldherpetologie, Supplement* 15: 229–241.
- SCHMIDT, P. (2005a): Kreuzkröte *Bufo calamita* (Laurenti, 1768). In: DOERPINGHAUS, A., C. EICHEN, H. GUNNEMANN, P. LEOPOLD, M. NEUKIRCHEN, J. PETERMANN & E. SCHRÖDER (Bearb.): Methoden zur Erfassung von Arten der Anhänge IV und V der Fauna-Flora-Habitat-Richtlinie. – *Naturschutz und Biologische Vielfalt* 20: 225–229.
- SCHMIDT, P. (2005b): Wechselkröte *Bufo viridis* (Laurenti, 1768). In: DOERPINGHAUS, A., C. EICHEN, H. GUNNEMANN, P. LEOPOLD, M. NEUKIRCHEN, J. PETERMANN & E. SCHRÖDER (Bearb.): Methoden zur Erfassung von Arten der Anhänge IV und V der Fauna-Flora-Habitat-Richtlinie. – *Naturschutz und Biologische Vielfalt* 20: 230–234.
- SCHMIDT, P. (2005c): Wasserfrösche *Rana lessonae* (Camerano, 1882), *Rana ridibunda* (Pallas, 1771), *Rana kl. esculenta* (Linnaeus, 1758). In: DOERPINGHAUS, A., C. EICHEN, H. GUNNEMANN, P. LEOPOLD, M. NEUKIRCHEN, J. PETERMANN & E. SCHRÖDER (Bearb.): Methoden zur Erfassung von Arten der Anhänge IV und V der Fauna-Flora-Habitat-Richtlinie. – *Naturschutz und Biologische Vielfalt* 20: 250–258.
- SCHMIDT, P., J. GRODDECK & M. HACHTEL (2006): 15 Lurche (Amphibia). S. 238–268 in SCHNITTER, P., C. EICHEN, G. ELLWANGER, M. NEUKIRCHEN & E. SCHRÖDER (Bearb.): Empfehlungen für die Erfassung und Bewertung von Arten als Basis für das Monitoring nach Artikel 11 und 17 der FFH-Richtlinie in Deutschland. – *Berichte des Landesamtes für Umweltschutz Sachsen-Anhalt (Halle) Sonderheft* 2: 370 S.
- SCHMIEDEHAUSEN, S. (1990): Untersuchungen zur Populationsökologie der Geburtshelferkröte, *Alytes obstetricans* (Laurenti 1768), mit besonderer Beachtung des Migrationsverhaltens. – Diplomarbeit, Universität Bonn, unveröff.
- SCHEIDER, H. (1966a): Die Paarungsrufe einheimischer Froschlurche (Discoglossidae, Pelobatidae, Bufonidae, Hylidae). – *Zeitschrift für Morphologie und Ökologie der Tiere* 57: 119–136.
- SCHEIDER, H. (1966b): Bioakustik der Froschlurche. Ein Bericht über den gegenwärtigen Stand der Forschung. – *Stuttgarter Beiträge zur Naturkunde* 152: 1–16.
- SCHNEIDER, H. (1996): Verhalten des Springfrosches während der Fortpflanzungszeit (*Rana dalmatina*). – *Publikationen zu wissenschaftlichen Filmen, Sektion Biologie* 22: 233–244.
- SCHNEIDER, H. (2005): Bioakustik der Froschlurche. – Bielefeld (Laurenti).
- SCHOLZ, S. (1996): Beitrag zur vergleichenden Autökologie dreier Molcharten – Gattung *Triturus* – in drei Gewässern im nordwestlichen Westfalen. – Diplomarbeit Universität Münster, unveröff.
- SCHWERTFEGER, F. (1979): Ökologie der Tiere. Demökologie. – Hamburg (Parey).
- SCHWOERBEL, J. (1980): Methoden der Hydrobiologie. Süßwasserbiologie. 2. Aufl. – Stuttgart (Fischer).
- SEIDEL, B. (1993): Bericht aus einer seit 1984 laufenden Studie über eine Gelbbauchunkenpopulation *Bombina variegata*: Ein Diskussionsansatz für feldherpetologische Studien. – *Salamandra* 29: 6–15.
- SEIDEL, B. (1997): Was kann die Amphibienökologie bei der Prüfung von Varianten wirtschaftlich technischer Bauvorhaben im ländlichen Raum leisten? – *Mertensiella* 7: 1–15.
- SINSCH, U. (2007): Initial orientation of newts (*Triturus vulgaris*, *T. cristatus*) following short- and long-distance displacements. – *Ethology Ecology & Evolution* 19: 201–214.
- SORENSEN, K. (2004): Population characteristics of *Siren lacertina* and *Amphiuma means* in North Florida. – *Southeastern Naturalist* 3: 249–258.
- SOUND, P. & M. VEITH (1994): Zum Vorkommen der Larven des Feuersalamanders (*Salamandra salamandra salamandra/terrestris*) in Abhängigkeit von der Forellendichte sowie einiger abiotischer Faktoren. – *Zeitschrift für Feldherpetologie* 1: 89–101.

- SOUTHWOOD, T. R. E. (1978): Ecological methods, with particular reference to the study of insect populations. 2. Aufl. – London (Chapmann & Hall).
- SPARLING, D. W., K. O. RICHTER, A. CALHOUN & 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.
- SPECHT, D. (2009): Zur Erfassung von Kreuzkröten (*Bufo calamita*) mittels Schaltafeln auf einer Bodendeponie. – Zeitschrift für Feldherpetologie, Supplement 15: 341–350.
- STEVENS, C. E. & C. A. PASZKOWSKI (2004): Using chorus-size ranks from call surveys to estimate reproductive activity of the wood frog (*Rana sylvatica*). – Journal of Herpetology 38: 404–410.
- STREICH, W. J., H. BECKMANN, N. SCHNEEWEISS & K. JEWGENOW (1997): Computergestützte Bildanalyse von Fleckenmustern der Rotbauchunke (*Bombina orientalis*). – Mertensiella 7: 93–102.
- STUMPPEL, A. H. P. (1987): Distribution and present numbers of the tree frog (*Hyla arborea*) in Zeeland Flanders, The Netherlands. – Bijdragen tot de Dierkunde 57: 151–163.
- STUMPPEL, N. (2004): Individualmarkierung des Springfrosches (*Rana dalmatina*) mit Hilfe von Fledermausringen. – Zeitschrift für Feldherpetologie 11: 203–212.
- OHST, T., J. PLÖTNER, F. MUTSCHMANN & Y. GRÄSER (2006): Chytridiomycose – eine Infektionskrankheit als Ursache des globalen Amphibiensterbens? – Zeitschrift für Feldherpetologie 13: 149–163.
- TESTER, U. (1990): Artenschutzrelevante Aspekte zur Ökologie des Laubfroschs (*Hyla arborea* L.). – Dissertation Universität Basel, unveröff.
- TETZLAFF, I. (2007): Froschlurche. Die Stimmen aller heimischen Arten. – Audio-CD mit Beiheft – Germering (Edition Ample).
- THIESMEIER, B. (1990): Laufkäfer (Carabidae) erbeuten frisch metamorphosierte Feuersalamander (*Salamandra atra atra*) in Landfallen. – Salamandra 26: 218–220.
- THIESMEIER, B. (2004): Der Feuersalamander. – Bielefeld (Laurenti).
- THIESMEIER, B. & R. GÜNTHER (1996): 6.2. Feuersalamander – *Salamandra atra atra* (Linnaeus, 1758). In: GÜNTHER, R. (Hrsg.): Die Amphibien und Reptilien Deutschlands: 82–104. – Jena (Fischer).
- THIESMEIER, B. & H. SCHUHMACHER (1990): Causes of larval drift of the fire salamander (*Salamandra atra atra*), and its effect on population dynamics. – Oecologia 82: 259–263.
- TOBIAS, M. (1997): Bestimmungsschlüssel zur individuellen Erkennung der Knoblauchschröte (*Pelobates fuscus*). – Zeitschrift für Feldherpetologie 4: 55–62.
- USGS (2004): Use of amphibians as indicators of ecosystem restoration success. – U. S. Geological Survey Fact Sheet 2004–3106.
- VAN BUGGENUM, H. J. M. (2008): Monitoring the regional distribution of the European treefrog (*Hyla arborea*) using inexpensive scheduled digital voice recorders. – Zeitschrift für Feldherpetologie 15: 229–238.
- VAN GELDER, J. J., J. G. J. VAN DEN BROEK, L. J. M. STORTELDER & P. B. KELLENERS (1978): De boomkikker, *Hyla arborea* in Nederland. I. Algemene Biologie. – Levende Natuur 81: 65–73.
- VEITH, M. & T. SCHMITT (2008): Möglichkeiten und Grenzen der Naturschutzgenetik. – Zeitschrift für Feldherpetologie 15: 119–138.
- VEITH, M. & T. SCHMITT (2009): Naturschutzgenetik bei Amphibien: von der Theorie zur Praxis. – Zeitschrift für Feldherpetologie, Supplement 15: 153–184.
- VON BÜLOW, B. (2001): Kammolch-Bestandserfassungen mit dreijährigen Reusenfängen an zwei Kleingewässern Westfalens und fotografischer Wiedererkennung der Individuen. – Rana Sonderheft 4: 145–162.
- VON LINDEINER, A. (2007): Zur Ökologie von Berg-, Faden- und Teichmolch in Südwestdeutschland. – Bielefeld (Laurenti).
- WANG, J. (2005): Estimation of effective population sizes from data on genetic markers. – Philosophical Transactions of the Royal Society B 360: 1395–1409.
- WANG, J. (2009): A new method for estimation effective population sizes from a single sample of multilocus genotypes. – Molecular Ecology 18: 2148–2164.

- WEDDELING, K. (2005): Alpensalamander *Salamandra atra* (Laurenti, 1768). In: DOERPINGHAUS, A., C. EICHEN, H. GUNNEMANN, P. LEOPOLD, M. NEUKIRCHEN, J. PETERMANN & E. SCHRÖDER (Bearb.): Methoden zur Erfassung von Arten der Anhänge IV und V der Fauna-Flora-Habitat-Richtlinie. – Naturschutz und Biologische Vielfalt 20: 264–267.
- WEDDELING, K., M. HACHTEL, U. SANDER & 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.
- WEDDELING, K., M. HACHTEL, P. SCHMIDT, D. ORTMANN & G. BOSBACH (2005): Lurche (Amphibia). In: DOERPINGHAUS, A., C. EICHEN, H. GUNNEMANN, P. LEOPOLD, M. NEUKIRCHEN, J. PETERMANN & E. SCHRÖDER (Bearb.): Methoden zur Erfassung von Arten der Anhänge IV und V der Fauna-Flora-Habitat-Richtlinie. – Naturschutz und Biologische Vielfalt 20: 217–276.
- WEDDELING, K., J. SACHTELEBEN, M. BEHRENS & M. NEUKIRCHEN (2009): Ziele und Methoden des bundesweiten FFH-Monitorings am Beispiel der Amphibien- und Reptilienarten. – Zeitschrift für Feldherpetologie, Supplement 15: 135–152.
- WEINBERG, K. & L. DALBECK (2009): Vergleich zweier Erfassungsmethoden am Beispiel von Berg- und Fadenmolch in Gewässern der Nordeifel. – Zeitschrift für Feldherpetologie, Supplement 15: 311–316.
- WENZEL, S., W. JAGLA & K. HENLE (1995): Abundanzdynamik und Laichplatztreue von *Triturus cristatus* und *Triturus vulgaris* in zwei Kleingewässern einer Auskiesung bei St. Augustin (Nordrhein-Westfalen). – Salamandra 31: 209–230.
- WILLSON J. D. & M. E. DORCAS (2003): Quantitative Sampling of Stream Salamanders: Comparison of Dipnetting and Funnel Trapping Techniques. – Herpetological Review 34: 128–130.
- WILLSON, J. D. & M. E. DORCAS (2004): Comparison of aquatic drift fences with traditional funnel trapping as a quantitative technique for sampling amphibians. – Herpetological Review 35: 148–150.
- WINKLER, C. & G. HEUNISCH (1997): Fotografische Methoden der Individualerkennung bei Bergmolch (*Triturus alpestris*) und Fadenmolch (*T. helveticus*) (Urodela, Salamandridae). – Mertensiella 7: 71–77.
- WOLF, K.-R. (1994): Untersuchungen zur Biologie der Erdkröte *Bufo bufo* L. unter besonderer Berücksichtigung des Einflusses von Migrationshindernissen auf das Wanderverhalten und die Entwicklung von vier Erdkrötenpopulationen im Stadtgebiet von Osnabrück. – Hemmoor (Mellen University Press).
- ZIMMERMAN, B. L. (1994): Standard techniques in inventory and monitoring 3. Audio strip surveys. In: HEYER, W. R., M. A. DONNELLY, R. W. MCDIARMID, L. C. HAYEK & M. S. FOSTER (eds): Measuring and Monitoring Biological Diversity. Standard Methods for Amphibians: 92–97. – Washington D. C. (Smithsonian Institution Press).
- ZIPPIN, C. (1958): The removal method of population estimation. – Journal of Wildlife Management 22: 82–90.
- ZUCCHI, H. (1990): Gedanken zur Erstellung faunistisch-ökologischer Gutachten. – Mitteilungen der Landesanstalt für Ökologie, Landschaftsentwicklung und Forsten NRW 15/3: 12–21.