

RANA	Sonderheft 4	137 - 144	Rangsdorf 2001
------	--------------	-----------	----------------

Ist er da oder nicht? - eine Übersicht über die Nachweismethoden für den Kammolch (*Triturus cristatus*)

Alexander Kupfer

A review on the monitoring methods for the Great Crested Newt (*Triturus cristatus*)

Summary

Monitoring methods for the great crested newt (*Triturus cristatus*) are presented and critically discussed. Methods to analyse the presence or absence of newts like torching and dipnetting are described as well as semiquantitative and quantitative methods like funnel traps and drift fences. Practically all methods are suitable to survey the presence or absence of great crested newts in the field. As the efficiency of quantitative methods (dipnetting, funnel traps, drift fences) shows a strong variation, it can not be stated clearly which method is the best to sample populations.

Key words: *Triturus cristatus*, qualitative and quantitative monitoring methods, evaluation.

Zusammenfassung

Aktuelle Erfassungsmethoden speziell für den Kammolch (*Triturus cristatus*) werden vorgestellt und diskutiert. Beschrieben werden sowohl Methoden für den qualitativen Nachweis wie das Keschern, Sichtbeobachtungen bei Tag und Nacht und Eizählungen und (halb)quantitative Nachweismethoden wie automatische Fallensysteme und Fangzäune. Für den qualitativen Nachweis sind praktisch alle vorgestellten Methoden geeignet. Da die Fangeffizienz der quantitativen Methoden für populationsökologische Untersuchungen (Keschern, Unterwasserfallen, Fangzäune) sehr stark schwankt, kann keine Aussage getroffen werden, welche Methode am besten geeignet ist.

Schlüsselwörter: *Triturus cristatus*, qualitative und quantitative Erfassungsmethoden, Evaluierung.

1 Einführung

Obwohl der Kammolch (*Triturus cristatus*) mit einer Gesamtlänge von 140 mm (Männchen) bzw. 160 mm (Weibchen) zu den größten Wassermolchen in Europa zählt, gehört er doch zu den schwer nachweisbaren Amphibien. Das mag sicherlich an seiner verborgenen und schwer zugänglichen Lebensweise liegen. In vielen Kartierungen ist er daher oft unterrepräsentiert. Eine Tatsache, die zur Fehleinschätzung der Bestände führen und letztendlich die Schutzmaßnahmen beeinflussen kann.

Es gibt mittlerweile eine Reihe verschiedener feldherpetologischer Methoden mit denen man Kammolche qualitativ und auch quantitativ nachweisen kann. Einige sind in der Übersicht von HENLE & VEITH (1997) aufgeführt. In diesem Zusammenhang kann auch auf

Methode	Nachweis		Zeit	Geld	Stadien			
	qualitativ	quantitativ			Lv	Juv	Sub	Ad
Kescher	+	+	gering/mittel	gering	ja	ja	ja	ja
Ableuchten	+	+ / -	gering/mittel	gering	ja	ja	ja	ja
Sichtbeobachtung	+	+ / -	gering	gering	ja	ja	ja	ja
Eizählung	+	-	gering	gering	nicht bewertbar			
Unterwasserfalle	+	+	mittel	gering-hoch	ja	ja	ja	ja
Fangzaun	+	+	hoch	hoch	nein	ja	ja	ja

Tab. 1: Übersicht über verschiedene Methoden zur Erfassung von Kammolchen (*Triturus cristatus*) und deren Bewertung; + gut geeignet; + / - mehr oder weniger geeignet; - nicht geeignet.

Comments on different methods to record great crested newts (*Triturus cristatus*); + recommended; + / - more or less useful; - not recommended.

die Methodenbücher der amerikanischen und kanadischen Herpetologen HEYER et al. (1994) und GREEN (1997) verwiesen werden. Im Folgenden wird ein Überblick über die unterschiedlichen Nachweismethoden speziell für Kammolche gegeben. Anschließend werden die Nachweismethoden kritisch betrachtet.

2 Methoden der Feldherpetologie: Wie weise ich Kammolche nach?

2.1 Qualitative und quantitative Methoden

Qualitative Methoden sind Nachweismethoden, welche mit einem geringen Zeitaufwand zum einfachen Nachweis von Molchen geeignet sind. Fragen zum Vorkommen oder nicht Vorkommen einer Art können somit beantwortet werden. Mit der Hilfe von quantitativen Methoden können größere Anzahlen von Molchen erfasst werden. In diesem Rahmen können auch gewisse Aussagen über die Populationsgröße gemacht werden. Im folgenden werden die unterschiedlichen Erfassungsmethoden vorgestellt. Eine Übersicht über die Eignung zur qualitativen oder quantitativen Erfassung mit dem damit verbundenen Aufwand an Zeit und Geld gibt die Tab. 1.

Der Klassiker unter den Nachweismethoden für Molche ist und bleibt der Kescher. Kescher sind praktisch in allen Kartierungen eingesetzt worden (z.B. FELDMANN 1975, SCHIEMENZ & GÜNTHER 1994). Diese Methode hat zwei Nachteile: Kammolche halten sich tagsüber am Grund des Gewässers auf und nur ein Teil der Population kann erfasst werden. Außerdem wird beim Keschern die Vegetation im Gewässer zerstört. Die Methode wird zudem an sehr großen Gewässern versagen. An kleinen Gewässern kann sie für den Bearbeiter, der Aussagen zur Populationsgröße machen möchte, gute Ergebnisse liefern (ARNTZEN & TEUNIS 1993, WENZEL et al. 1995, vgl. Tab. 2).

Da Molche in regelmäßigen Abständen zum Atmen an die Wasseroberfläche kommen, besteht die Möglichkeit sie zu beobachten, wenn sie vom Gewässerboden zur Wasser-

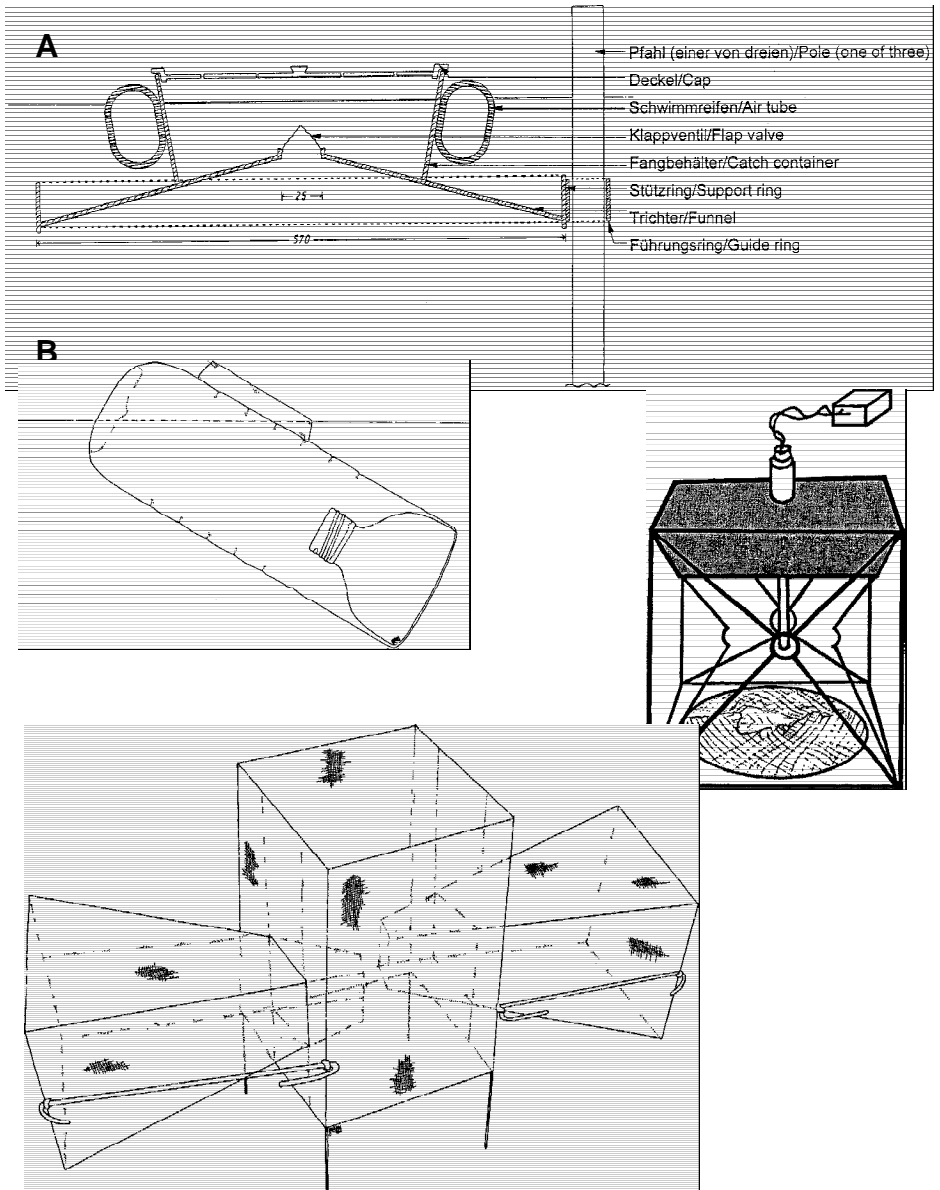


Abb. 1: Verschiedene Fallensysteme für Kammolche (*Triturus cristatus*) in der Übersicht. A: Auftauchfalle nach MÖLLE & KUPFER (1998), B: Flaschenfalle nach GRIFFITHS (1985), C: Lichtfalle nach KRONE & KÜHNEL (1997), D: Reusenfalle nach HARTUNG et al. (1995).

Trapping systems for great crested newts (*Triturus cristatus*). A: surfacing trap (MÖLLE & KUPFER 1998), B: bottle trap (GRIFFITHS (1985), C: light trap (KRONE & KÜHNEL 1997), D: funnel trap (HARTUNG et al. 1995).

oberfläche schwimmen. Tagbeobachtungen sind daher durchaus eine Methode Kammolche qualitativ nachzuweisen und eignen sich zudem bedingt zum quantitativen Nachweis (vgl. ARNOLD 1982).

Kammolche haben wie die meisten Amphibien ihren Aktivitätsschwerpunkt in der Nacht (vgl. HIMSTEDT 1971). Das nächtliche Ausleuchten von Gewässern bietet daher eine wenig zeitaufwendige Methode, Tiere zu zählen und sogar natürliche Verhaltensweisen wie Paarungen zu beobachten (ZUIDERWIJK & SPARREBOOM 1986). Als qualitative Nachweismethode ist das nächtliche Ableuchten sehr gut geeignet. COOKE (1995) verwendete diese Methode auch halbquantitativ um Aussagen über die Populationsdynamik zu machen. Der Anteil nachts gesichteter Individuen an den sich tatsächlich zum Zeitpunkt der Begehung im Gewässer befindlichen Individuen ist allerdings nicht genau bekannt (vgl. BEEBEE 1990). COOKE (1995) gibt für seine Untersuchungen einen Wert von bis zu 10 % der nachts gesichteten Molche an einer Gesamtpopulation an. Sicherlich hängt die Effizienz der Untersuchungen von der Größe des Gewässers ab.

Eizählungen sind wenig zeitaufwendig und eine sehr gute Methode um Kammolche qualitativ nachzuweisen (vgl. GRAYSON 1994, VEITH 1996). Man untersucht tagsüber die submerse Vegetation in den Flachzonen potentieller Kammolchgewässer. Die großen, länglichen und grünweißlich gefärbten Eier in den Blättertaschen der Pflanzen sind eindeutig bestimmbar (vgl. Abbildungen in NÖLLERT & NÖLLERT 1992). Ein weiterer Vorteil der Methode ist die Tatsache, dass mit einem Eifund gleichzeitig der Reproduktionsnachweis erbracht wird.

Mittlerweile gibt es eine ganze Reihe verschiedener Fallensysteme, welche für den qualitativen sowie für den (halb)quantitativen Nachweis von Kammolchen geeignet sind (Abb. 1).

Das einfachste und billigste System sind 1,5 l Plastikflaschenfallen nach GRIFFITHS (1985). Der Kopf der Flasche wird abgeschnitten und verkehrt herum in die Flasche gesteckt (Abb. 1A). So entsteht eine Reuse. Mit Flaschenfallen werden aktive Molche gefangen. Ein großer Nachteil der Methode ist, dass bei warmen Wetter sehr kurze Kontrollzeiten erforderlich sind, damit die gefangene Molche nicht ersticken (KÜHNEL & RIECK 1988). Indem man ein Styropor-Stückchen am hinteren Fallende befestigt, wird dafür gesorgt, dass die Falle auf der Wasseroberfläche schwimmt und gleichzeitig eine Luftblase im Fallenbehälter verbleibt. Eine Sauerstoffzufuhr ist so sichergestellt.

Komplizierter ist die Auftauchfalle gebaut (MÖLLE & KUPFER 1998, vgl. Abb. 1B). Diese Fangmethode berücksichtigt das Bedürfnis der luftatmenden Molche regelmäßig aufzutauchen. Die Auftauchfalle schwimmt auf der Wasseroberfläche. Auftauchende Molche werden über ein Leitsystem durch ein Ventil in den Fangbehälter geleitet. Ein wesentlicher Vorteil dieser Falle ist die ausreichende Luftversorgung im Fangbehälter. Ein Nachteil ist, dass sie bei zu niedrigem Wasserstand (< 50 cm) nicht mehr eingesetzt werden kann.

Es ist möglich mit Lichtfallen Kammolche zu fangen (vgl. KRONE & KÜHNEL 1997, Abb. 1C). Das Fallengehäuse ist quadratisch und besteht aus durchsichtigem Kunststoff. An den nach innen gewölbten Fallenseiten liegt jeweils eine Öffnung, durch welche Molche in das Falleninnere geleitet werden. In der Höhe dieser Öffnung befindet sich eine batteriebetriebene Lichtquelle. Der Batteriekasten ist auf dem Fallendeckel angebracht. Die Falle schwimmt auf der Wasseroberfläche und ist universell einsetzbar. Lichtfallen funk-

tionieren nur nachts. Tagsüber können Molche durch die Trichteröffnungen nach draußen finden.

Eine besonders robuste Falle für Kammolche ist die Reusenfalle nach HARTUNG et al. (1995, vgl. Abb. 1 D). Diese Falle besteht aus einem Metallgerüst, welches mit Gaze bespannt ist. An den Außenseiten sind versetzt zwei Trichter angebracht, durch welche aktive Molche in das Falleninnere gelangen. Auf dem Fangbehälter liegt ein Deckel auf. Mit Hilfe dieser Falle ist es möglich Kammolche in großen Zahlen zu fangen (von BÜLOW unveröff., KUPFER unveröff.). Ihre Nachteile sind vor allem baubedingt. Die Falle ist schwer und kann daher nicht schwimmen. Probleme können auftreten, wenn der Wasserstand während der Expositionsdauer ansteigt und das Luftreservoir im Fangbehälter verschwindet. Ein weiterer Nachteil der Falle ist, daß Molche wieder durch die Öffnungen der Außentrichter entweichen können.

2.2 Feldmethoden und populationsdynamische Untersuchungen

Ein Teil der bereits in Kap. 2.1 beschriebenen Methoden eignet sich ebenfalls für populationsdynamische Untersuchungen. Entscheidend ist, dass mit der Fangmethodik ein möglichst hoher Anteil einer Kammolchpopulation erfasst wird. Erst dann ist die Methode als annähernd quantitativ zu bezeichnen. Fangzäune am Laichgewässer sind sehr effektiv um den mobilen d.h. wandernden Anteil von Amphibienpopulationen zu erfassen. Fangzäune mit sehr guter bis guter Zauneffizienz (vgl. ARNTZEN et al. 1995) sollten mindestens 20 cm im Boden eingegraben werden und eine Höhe von 40 bis 50 cm besitzen. Da Molche sehr klettergewandt sind, muss ein Übersteigenschutz sowohl an der Oberkante der Zäune als auch an den Rändern der Fangeimer angebracht werden (vgl. KUPFER & KNEITZ 2000). In diesem Zusammenhang soll darauf hingewiesen werden, dass es fast nie gelingt, die Fangzäune direkt am Gewässerufer (Eimerflutung) aufzustellen. Die Zäune werden dann je nach der Geländestruktur in einer gewissen Entfernung zum Gewässer aufgebaut. Tiere, welche sich im Landteil der umschlossenen Fläche befinden, werden daher nicht mit erfasst.

Neben dem Aufstellen von Fangzäunen ist es möglich, Kammolche (halb)quantitativ mit dem Kescher oder mit Unterwasserfallen im Gewässer zu erfassen. Einen Vergleich der Effizienz der Methoden zum halb- bzw. quantitativen Erfassen von Kammolchbeständen sind in der Tab. 2 aufgeführt.

Die Effizienz der Fangmethoden schwanken sehr stark. Daher kann keine Aussage gemacht werden, welche Methode besser geeignet ist um Populationsgrößen von Kammolchen zu bestimmen. Die Effizienz beim Keschern liegen zwischen 10 bis 86 %. Sicherlich spielt die Gewässergröße sowie die Erfahrung des Bearbeiters eine bedeutende Rolle bei der Erfassung. Fangzäune und Unterwasserfallen können baubedingt einen unterschiedlich hohen Anteil einer Population erfassen. Hier liegt der Anteil zwischen 27 und 84 %.

2.3 Erfassungsmethoden im Landlebensraum

Während es eine recht große Auswahl qualitativer und quantitativer Methoden gibt, um Kammolche im Gewässer bzw. bei Wanderungen zu erfassen, ist die Zahl von Untersuchungsmethoden in den Landlebensräumen noch sehr begrenzt.

Methode	P	I	E [%]	G [m ²]	Quelle
Kescher	154	131	86	160	ARNTZEN & TEUNIS 1993, Nordwest-Frankreich
	330	98	30	3195	BLANKENHORN et al. 1969, Kanton Zürich
	415	37	9	700	"
Unterwasserfalle	113	78	69	400	BAKER 1999, Buckinghamshire
	360	98	27	260	KUPFER (unveröff.), Niederrheinische Bucht
Fangzaun	17	16	94	200	KUPFER & KNEITZ 2000, Drachenfelder Ländchen
	113	91	81	1200	"
	39	26	67	450	"
	113	42	37	400	BAKER 1999, Buckinghamshire

Tab. 2: Effizienz verschiedener Methoden zur quantitativen Erfassung von Kammolchpopulationen (*Triturus cristatus*), P = geschätzte Populationsgröße; I = Anzahl verschiedener Individuen in einem Fang; E = Fangeffizienz = $I \times 100 / P$, G = Gewässergröße. Alle in der Tabelle aufgeführten Populationsgrößen wurden mit der Hilfe von Fang-Wiederfang-Methoden durch die individuelle Wiedererkennung (Methoden vgl. HAGSTRÖM 1973) bestimmt. Die Berechnung erfolgt nach dem Lincoln Index (Methodik siehe ARNTZEN et al. 1995). Als Fangeffizienz ist der prozentuale Anteil einer Population gemeint, der mit den Erfassungsmethoden gefangen wurde.

Capture efficiency of different quantitative monitoring methods for great crested newt populations (*Triturus cristatus*), P = estimated population size; I = number of different individuals caught; E = capture efficiency = $I \times 100 / P$, G = pond size. Population sizes are estimated using capture and recapture methods (eg. HAGSTRÖM 1973) and the Lincoln Index (methodology see ARNTZEN et al. 1995). Trapping efficiency is defined as the percentage of a newt population caught by different monitoring methods.

Die wahrscheinlich einfachste Methode bietet das Absuchen von Tagesverstecken in der Nähe von Gewässern. So kann man unter Steinen oder alten Baumstämmen Tiere aufspüren (vgl. Landnachweise in SCHIEMENZ & GÜNTHER 1994). Häufig lohnt es sich auch Kellerschächte von Häusern in Gewässernähe gezielt abzugehen (KUPFER 1996). Erfolgreich kann man Molche auch nachweisen, indem künstliche Versteckplätze in Gewässernähe ausgebracht werden (vgl. MÜLLNER 1991, JAHN 1995). Hier haben sich Holzbretter bewährt.

Es ist möglich, terrestrisch lebende Molche mit terrestrischen Fallen nachzuweisen. Ähnlich den Fangzäunen um ein Gewässer gibt es terrestrische Fallen für Kammolche im Landhabitat (vgl. HARTUNG & GLANDT 1988). Das Prinzip beruht darauf, mobile Tiere mit Zäunen zu einer Eimerfalle zu leiten. Mit sog. Fangkreuzen können ebenfalls die Richtungen wandernder Molche bestimmt werden (vgl. KNEITZ 1998).

3 Ausblick

Die Wahl der Untersuchungsmethoden zum Erfassen von Kammolchen hängt primär vom Ziel und Zweck der Untersuchung ab. Einfache qualitative Nachweise lassen sich sicherlich mit Kescher, Sichtbeobachtungen oder Eizählungen bewerkstelligen. Erst wenn quantitativ gearbeitet werden soll, empfehlen sich aufwendigere Methoden wie Fallensysteme und Fangzäune. Mit dieser Wahl steigt auch der Zeitaufwand. In diesem Zusammenhang

stellt sich die Frage, welchen Anteil einer Kammolchpopulation man mit den verschiedenen Methoden nachweisen kann. Hier sind weitere vergleichende Studien mit den aktuell verfügbaren Fangsystemen dringend gefordert.

4 Danksagung

An dieser Stelle sei ANDREAS KRONE und ELKE VALK für kritische Bemerkungen zum Manuskript gedankt.

5 Literatur

- ARNOLD, A. (1982): Eine Methode der quantitativen Bestandsaufnahme von Molch-Populationen in Gewässern.– Abh. Ber. Naturk. Mus. Altenburg **11**(1): 93-97.
- ARNTZEN, J. W. & S. F. M. TEUNIS (1993): A six year study on the population dynamics of the crested newt (*Triturus cristatus*) following the colonization of a newly created pond.– Herpetol. J. **3**: 99-111.
- ARNTZEN, J. W., R. S. OLDHAM & D. M. LATHAM (1995): Cost effective drift fences for toads and newts.– Amphibia Reptilia **16**: 137-147.
- BEEBEE, T. J. C. (1990): Crested newt rescues: how many can be caught?– Brit. Herpetol. Soc. Bull. **32**: 12-14.
- COOKE, A. S. (1995): A comparison of survey methods for crested newts (*Triturus cristatus*) and night counts at a secure site, 1983-1993.– Herpetol. J. **5**: 221-228.
- FELDMANN, R. (1975): Methoden und Ergebnisse quantitativer Bestandsaufnahmen an Molchen der Gattung *Triturus* (Amphibia, Caudata).– Faun. ökol. Mitt. **5**: 27-33.
- GRAYSON, R. F. (1994): Surveying and monitoring great crested newts.– In: GENT, T. & R. BRAY (Eds.): Conservation and management of great crested newts : Proceedings of a symposium held on 11. January 1994 at Kew Gardens, Richmond, Surrey.– English Nature, Peterborough: 29-42.
- GREEN, D. M. (Eds.) (1997): Amphibians in decline: canadian studies of a global problem.– Society for the Study of Amphibians and Reptiles, Saint Louis, 338 pp.
- GRIFFITHS, R. A. (1985): A simple funnel trap for studying newt populations and an evaluation in smooth and palmate newts, *Triturus vulgaris* and *Triturus helveticus*.– Herpetol. J. **1**: 5-10.
- HAGSTRÖM, T. (1973): Identification of newt specimens (Urodela, *Triturus*) by recording the belly pattern and a description of photographic equipment for such registrations.– Brit. J. Herpetol. **4**: 321-326.
- HARTUNG, H. & D. GLANDT (1988): Konstruktion und Betrieb spezieller Fallen zur Erfassung von terrestrisch lebenden Amphibien.– Jb. f. Feldherpetol. **2**: 141-152.
- HARTUNG, H., G. OSTHEIM & D. GLANDT (1995): Eine neue tierschonende Trichterfalle zum Fang von Amphibien im Laichgewässer.– Metelener Schriftenr. Naturschutz **5**: 125-128.
- HENLE, K. & M. VEITH (1997) (Hrsg.): Naturschutzrelevante Methoden der Feldherpetologie.– Mertensiella **7**, Rheinbach, 389 S.
- HEYER, W. R., M. A. DONNELLY, R. W. MCDARMID, L.-A. C. HAYEK & M. S. FOSTER (Eds.) (1994): Measuring and monitoring biological diversity. Standard methods for amphibians.– Smithsonian Institution, Washington & London, 359 pp.
- HIMSTEDT, W. (1971): Die Tagesperiodik von Salamandriden.– Oecologia **8**: 194-208.
- JAHN, P. (1995): Untersuchungen zur Populationsökologie von *Triturus cristatus* (LAURENTI 1768) und *T. vulgaris* (LINNAEUS 1758) am Friedeholzer Schlatt.– Diplomarbeit, Universität Bremen, unveröff.

- KRONE, A. & K.-D. KÜHNEL (1997): Erfahrungen mit dem Einsatz von Lichtfallen beim Nachweis von Molchen und Amphibienlarven. In: HENLE, K. & M. VEITH (Hrsg.): Naturschutzrelevante Methoden der Feldherpetologie.– Mertensiella 7, Rheinbach: 185-203.
- KNEITZ, S. (1998): Untersuchungen zur Populationsdynamik und zum Ausbreitungsverhalten von Amphibien in der Agrarlandschaft.– Laurenti, Bochum, 237 S.
- KÜHNEL, K.-D. & W. RIECK (1988): Erfahrungen mit Trichterfallen bei der Amphibienerfassung.– Jb. f. Feldherpetol. 2: 133-139.
- KUPFER, A. & S. KNEITZ (2000): Population ecology of the great crested newt *Triturus cristatus* in an agricultural landscape: dynamics, pond fidelity and dispersal.– Herpetol. J. 10(4): 165-171.
- 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.
- MÖLLE, J. & A. KUPFER (1998): Amphibienfang mit der Auftauchfalle: Methodik und Evaluierung im Freiland.– Z. f. Feldherpetol. 5: 219-228.
- MÜLLNER, A. (1991): Zur Biologie von *Triturus cristatus* und *Triturus vulgaris* unter besonderer Berücksichtigung des Wanderverhaltens.– Diplomarbeit, Fachbereich Biologie, Universität Hamburg, unveröff.
- NÖLLERT, A. & C. NÖLLERT (1992): Die Amphibien Europas: Bestimmung, Gefährdung, Schutz.– Franckh-Kosmos, Stuttgart, 382 S.
- SCHIEMENZ, H. & R. GÜNTHER (1994): Verbreitungsatlas der Amphibien und Reptilien Ostdeutschlands (Gebiet der ehemaligen DDR).– Natur & Text, Rangsdorf, 143 S.
- VEITH, M. (1996): Kammolch - *Triturus cristatus* (Laurenti, 1768) .– In: Bitz, A., K. Fischer, L. Simon, R. Thiele & M. Veith: Die Amphibien und Reptilien in Rheinland-Pfalz.– GNOR-Eigenverlag, Landau: 97-110.
- WENZEL, S., W. JAGLA & K. HENLE (1995): Abundanzdynamik und Laichplatztreue von *Triturus cristatus* und *Triturus vulgaris* in zwei Laichgewässern einer Auskiesung bei St. Augustin (Nordrhein-Westfalen).– Salamandra 31: 209-231.
- ZUIDERWIJK, A. & M. SPARREBOOM (1986): Territorial behavior in the crested newt *Triturus cristatus* and marbled newt *Triturus marmoratus* (Amphibia, Urodela).– Bijdr. Dierk. 56: 205-213.

Anschrift des Verfassers

Dipl.-Biol. Alexander Kupfer, TU Darmstadt, Institut für Zoologie, AG Himstedt, Schnittspahnstr. 3, D-64287 Darmstadt, e-mail: kupfer@hrz3.hrz.tu-darmstadt.de.