

Rundbrief zur Herpetofauna von Nordrhein-Westfalen

Nr. 38 – 15.01.2015



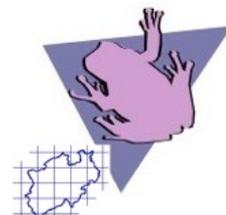
Aus dem Inhalt

Rückblick 2014

Einige Vorträge der Jahrestagung 2014:

- Waschbären – eine Gefahr für Amphibien
- Environmental-DNA
- Effektivität von Fallen zur Erfassung von Wassermolchen
- Das perfekte Laichgewässer – Erfahrungen aus der Praxis
- *Batrachochytrium salamandrivorans* eine neue Bedrohung für Salamander

Terminübersicht 2015





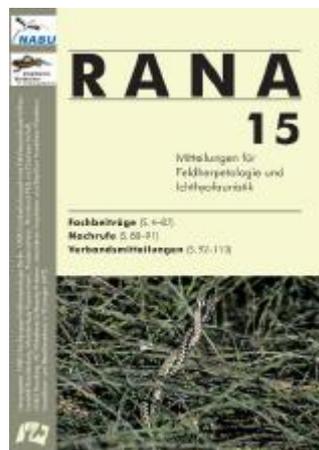
Inhalt

Ein Rückblick auf das Jahr 2014.....	3
Waschbären – eine Gefahr für Amphibien im Naturschutzgebiet „Grube 7“ in Haan-Gruiten.....	15
„Environmental-DNA“ – eine neue Methode für Monitoring und Artenschutz.....	23
Untersuchungen mittels eDNA-Technik zum Vorkommen von Knoblauchkröte und Kammolch im NSG Lippeaue (Kreis Wesel)	28
Vergleich der Effektivität von Fallen zur Erfassung von Wassermolchen in ausgewählten Duisburger Gewässern, unter besonderer Berücksichtigung des Kammolches (<i>Triturus cristatus</i> Laurenti, 1768)	34
Das perfekte Laichgewässer für Amphibien – Erfahrungen aus der Praxis.....	41
<i>Batrachochytrium salamandrivorans</i> eine neue Bedrohung für Salamander	48
Terminübersicht 2015	49
Impressum	50

Ein Rückblick auf das Jahr 2014

Martin Schlüpmann

2014 war für den Arbeitskreis ein ereignisreiches Jahr. Seit Heft 15 (2014) beteiligt sich der Arbeitskreis an der **Zeitschrift RANA**, die Beiträge zur Herpeto- und Fischfauna bringt und zugleich Organ vieler Landesarbeitsgruppen ist. Ein erster Bericht über unsere Tätigkeiten wurde dort auf den Seiten 106-113 abgedruckt. Sie können das Heft bei Natur und Text in Brandenburg GmbH, Friedensallee 21, 15834 Rangsdorf, E-Mail: info@naturundtext.de beziehen oder am besten gleich ein Abo bestellen.



Der alljährliche Amphibien- und Reptilienkurs am Heiligen Meer (9.-11.5.) war wie jedes Jahr ausgebucht (Abb. 1). Am 23.10. traf sich die **Projektgruppe**. Besprochen wurde u. a. die Zusammenarbeit mit der LANUV. Ein Gespräch mit dem LANUV und in dem Ministerium wird angestrebt.



Abb. 1: Im Herpetokurs am Heiligen Meer werden gefangene Tiere begutachtet. Hier hören alle gespannt Thomas Mutz (rechts) zu. Foto: Martin Schlüpmann



Am 27.10. konnten Randolph Kricke und Martin Schlüpmann den **Naturschutzpreis 2014** des Regierungspräsidenten Arnsberg entgegennehmen (vgl. Rundbrief 37). Das **Jahrestreffen des Arbeitskreises** am 16.11. fand in der NUA in Recklinghausen statt. Bereits weniger als eine Woche später war unser Arbeitskreis Ausrichter und Gastgeber der **Tagung zum Lurch des Jahres 2014, der Gelbbauchunke**, in der Hagener Stadthalle (vgl. hierzu die gesonderten Rundbriefe Nr. 36 und 39).

Mit fast 90 Teilnehmern war die **Jahrestagung** wieder sehr gut besucht. Zunächst gedachten wir den am 6. Oktober 2014 im Alter von 81 Jahren verstorbenen Reiner Feldmann. Er ist untrennbar mit der Erforschung der Herpetofauna unseres Landes verbunden, hatte bereits seit den 1960er Jahren Gleichgesinnte um sich geschart und dann im Januar 1978 unseren Arbeitskreis gegründet und für etwa 15 Jahre geleitet. Arno Geiger gab anschließend einen Kurzbericht zu den Ergebnissen des Knoblauchkröten-Projektes. Janina Pagel (Duisburg) zog einen Vergleich der Effektivität ausgewählter Wasserfallen zur Erfassung von Wassermolchen in ausgewählten Duisburger Gewässern, unter besonderer Berücksichtigung des Kammmolches. Andrea Welsch (Clausthal-Zellerfeld) berichtete über ihre Untersuchungen an einer Ringelnatter-Population in Mülheim an der Ruhr. Jan Schulze Eskin (Münster) stellte seine radiotelemetrische Freilandstudie an einer Bahndamm-Population der Ringelnatter vor. Wilbert Bosman (Stichting RAVON, Niederlande) machte deutlich, dass ein neuer Chytridpilz den Feuersalamander und andere Schwanzlurche in Europa bedroht. Jeroen van Delft (Stichting RAVON) zeigte, dass sich Arten mittels „Environmental-DNA“ in Wasserproben nachweisen lassen und machte das Potential dieser neuen Methode deutlich. Johanna Sievers (Biologische Station im Kreis Wesel) nutzte die eDNA-Technik im NSG Lippeaue für den Nachweis von Knoblauchkröte und Kammmolch und stellte ihre Ergebnisse vor. Dr. Markus Richter (Hannover, NABU Niedersachsen) berichtete unter dem Motto „Das perfekte Laichgewässer für Amphibien“ über Erfahrungen aus der Praxis des EU-LIFE-Projektes Amphikult. In der Rubrik Kurzmitteilungen kamen mehrere Personen zu Wort. Volker Hasenfuß (Haan) hat seinen Beitrag zu Verlusten von Amphibien durch Waschbären zur Verfügung gestellt. Von einigen weiteren Vorträgen folgen Kurzfassungen.

Abb. 2-21: Fotos der Jahrestagung: Chronologisch; alle Fotos: Archiv des Arbeitskreises Amphibien und Reptilien Nordrhein-Westfalen



Abb. 2: Im Veranstaltungssaal der NUA in Recklinghausen. Vorne links Andreas Kronshage, vorne Mitte Guido Hemmer, vorne rechts Andrea Baum, links von ihr: Janina Page, Andrea Welsch, Thomas Kordges, Bernd von Bülow ...



Abb. 3: Im Veranstaltungssaal der NUA in Recklinghausen. Vorne im Gespräch Gerhard Hallmann mit Peter Janzen



Abb. 4: Im Veranstaltungssaal der NUA in Recklinghausen (vorne Mitte: Dieter Glandt)



Abb. 5: Martin Schlüpmann gedenkt dem am 6. Oktober verstorbenen Reiner Feldmann



Abb. 6: Arno Geiger berichtet über das EU-geförderte Life-Projekt für die Knoblauchkröte



Abb. 7: Janina Pagel vergleicht die Effektivität ausgewählter Wasserfallen in drei Gewässern Duisburgs



Abb. 8: Andrea Welsch stellt die Untersuchungen an einer Ringelnatter-Population vor



Abb. 9: In der Diskussion des Vortrages mit dem Publikum: Martin Schlüpmann und Andrea Welsch



Abb. 10: Jan Schulze Esking berichtet über die radiotelemetrische Freilandstudie an einer Bahndamm-Population der Ringelnatter



Abb. 11: Einige wichtige Schriften des verstorbenen Reiner Feldmann werden präsentiert



Abb. 12: Die Mittagspause ist nicht nur fürs Essen gut, auch viele Fachgespräche unter den Kollegen und Kolleginnen sind möglich



Abb. 13: Wilbert Bosman von Stichting RAVON (Niederlande) informiert über einen neuen Chytridpilz, der den Feuersalamander bedroht



Abb. 14: Jeroen van Delft (Stichting RAVON, Niederlande) zeigt wie effektiv „Environmental-DANN“ zum Monitoring eingesetzt werden kann



Abb. 15: Jeroen van Delft stellt hier gerade die Ergebnisse für den Europäischen Schlammpeitzger (*Misgurnus fossilis*) vor.



Abb. 16: Johanna Siewers konnte mittels eDNA-Technik (environmental DNA) Knoblauchkröten und Kammolche im NSG Lippeaue nachweisen



Abb. 17: Gespräche in der Kaffeepause, vorne Martin Schlüpmann und Klaus Weddeling, rechts Gerhard Hallmann mit ?



Abb. 18: Dr. Markus Richter vom NABU Niedersachsen stellt das LIFE-Projekt AMPHIKULT vor und erläutert das perfekte Laichgewässer



Abb. 19: Michael Stevens, Leiter der Biologischen Station im Rhein-Kreis Neuss e. V. berichtet über die Abwanderung metamorphosierter Amphibien



Abb. 20: Guido Weber bei seinem Kurzvortrag zum Thema begleitendes Monitoring zu einem Umsiedlungsprojekt von Zauneidechsen



Abb. 21: Verabschiedung der Teilnehmer durch Martin Schlüpmann



Waschbären – eine Gefahr für Amphibien im Naturschutzgebiet „Grube 7“ in Haan-Gruiten

Volker Hasenfuß

Im Kreis Mettmann gibt es zahlreiche aktive und stillgelegte Kalksteinbrüche. Das ca. 60 ha große NSG „Grube 7“ in Haan-Gruiten gliedert sich in zwei Teilflächen. Im Süden befindet sich der ehemalige Kalksteinbruch mit unterschiedlichen Entwicklungsstadien eines aufgelassenen Steinbruchs. In diesem Bereich konnten in den letzten Jahren mehr als 340 Pflanzen-, mehrere Vogel- und Amphibienarten nachgewiesen werden (Landschaftsplan 2000 Kreis Mettmann). Der nördlich gelegene ehemalige Klärschlammteich mit seinem Orchideenvorkommen spielt in dieser Betrachtung keine wesentliche Rolle.



Abb. 1: NSG „Grube 7“



Abb. 2: Großer Teich. Fotos V. Hasenfuß

Grasfrosch- und Krötensterben im NSG

Nach dem Trockenfallen der Wasserflächen im stillgelegten Steinbruch „Grube 7“ – durch tiefere Abgrabung im Nachbarsteinbruch – haben die Aktiven der Arbeitsgemeinschaft Natur und Umwelt (AGNU) Haan, u. a. mit Hilfe der Kalkwerke, des NABU Kreis Mettmann und mit der ULB des Kreises Mettmann (Projekt Euroga) ab 1999 zehn Amphibienteiche angelegt. Neun Teiche haben eine Größe von ca. 120 qm, der zuletzt angelegte Teich ist 1400 qm groß.

Diese Gewässer wurden von den Geburtshelfer- und Kreuzkröten sowie den anderen Amphibienarten sehr gut angenommen. In den Folgejahren ha-

ben sich diese Amphibienpopulationen zu den besten im Kreis Mettmann entwickelt. Die Chöre der Kreuzkröten waren zur Laichzeit weit zu hören, und im Sommer waren an manchen Abenden die Flächen um die Teiche wegen der Masse der jungen Kreuzkröten nicht begehbar.

Vom Jahre 2008 an gab es dann einen kontinuierlichen Bestandsrückgang. In den Laichzeiten der Jahre 2011 bis 2014 wurden viele an- und ausgefressene Amphibien (z. B. Abb. 3) zwischen den Laichballen der Grasfrösche und den Laichschnüren der Kröten sowie an Land gefunden. Viele Amphibienexperten konnten das „Fraßbild“ auf den Fotos nicht erklären und nannten ganz unterschiedliche Prädatoren (Wanderratte, Marder, Dachshund usw.).



Abb. 3: Erdkröte. Foto Volker Hasenfuß

Nachdem schon 2008 Fotos von vier jungen Waschbären in der Nähe des NSG Fotoaufnahmen gemacht wurden (Abb. 4) und auch Spuren am Teich auf den Waschbär hindeuteten, fiel der Verdacht: auf die Waschbären. Es fehlte nur der eindeutige Beweis.

Untersuchungen 2013 und 2014 mit einer Wildkamera

Eine vom NABU Mettmann zur Verfügung gestellte und im Frühjahr 2013 zur Laichzeit der Grasfrösche und Erdkröten im eingezäunten Bereich der



Grube 7 aufgestellte Wildkamera (Abb. 5) brachte den Beweis (Abb. 6). In dieser Nacht überlebte vermutlich kein Lurch an dieser Stelle. Morgens waren nur tote Tiere zu finden, die auch dem Graureiher noch als Nahrung dienen.



Abb. 4: Junger Waschbär. Foto Volker Hasenfuß



Abb. 5: Wildkamera-Position vor Laichstelle. Foto Volker Hasenfuß



Ein Bericht und eine CD mit den Bildern der Wildkamera in der Zeit vom 11. bis 17. April 2013 wurden an die zuständigen Stellen verschickt. Außer den Waschbären war auf einigen Nachtaufnahmen ein Graureiher im Hintergrund zu sehen. Stockenten, ein Graureiher und eine Amsel besuchten am Tag kurze Zeit den Amphibienteich.



Abb. 6: Nachtaufnahme. Foto Volker Hasenfuß

2014 wurde der Versuch unternommen, eine kleine Laichstelle mit einem Maschendrahtzaun zu schützen (Abb. 7). Wie die 116 Waschbär-Aufnahmen der Wildkamera am 21./22.3.2014 zeigten, blieben die meisten Waschbären außerhalb des Zaunes, nur zwei Waschbären kletterten in dieser Nacht in den umzäunten Bereich (Abb. 8) – und das auch jeweils nur für kurze Zeit (15 bzw. 5 Minuten).

So ein kleiner eingezäunter Bereich schützt natürlich nur den hier vorhandenen Laich und leider nicht die aus der Umgebung anwandernden Amphibien. Da sich das Laich-Verhalten der Kreuzkröten über einen längeren Zeitraum erstreckt und es nicht zum Massenwandern zum Laichtümpel kommt, konnten die Wildkamera-Aufnahmen nur an einer Frosch- und Erdkröten-Laichstelle gemacht werden.



Abb. 7: Zaun um die Laichstelle. Foto Volker Hasenfuß

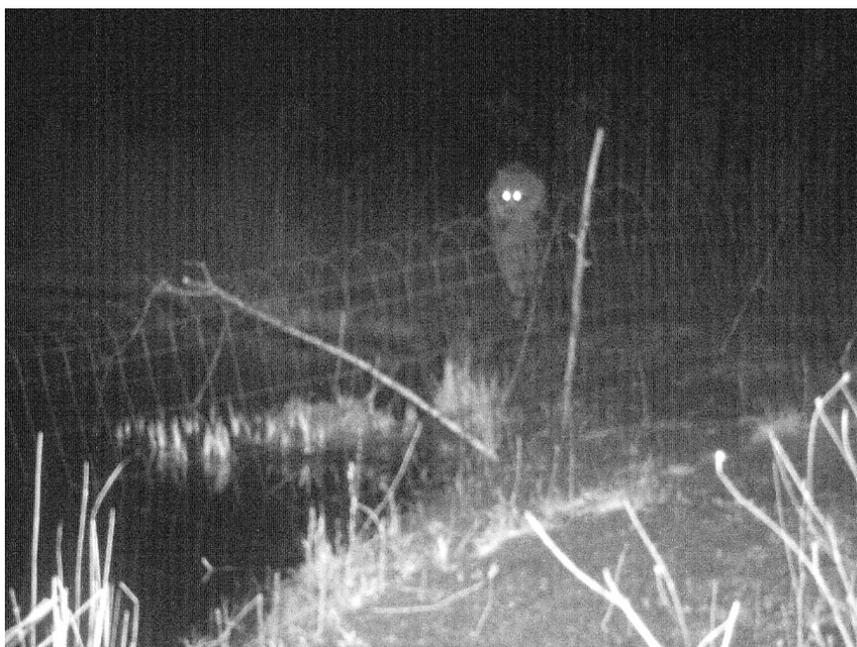


Abb. 8: Waschbär klettert über den Zaun. Foto Volker Hasenfuß

Bei den Totfunden handelte es sich deshalb hauptsächlich um Erdkröten (Abb. 9, 10), Grasfrösche und einzelne Molche (Abb. 11), es wurden aber auch außerhalb der Teiche auf den Zuwanderungstrecken ausgefressene Tiere gefunden. Dabei konnte festgestellt werden, dass die Erdkröten von unten geöffnet wurden und hauptsächlich die Froschschenkel ausgefressen wurden. Die Haut mit ihrem unbedenklichen Sekret blieb meist unangetastet.



Abb. 9: Tote Erdkröte. Foto Volker Hasenfuß



Abb. 10: Tote Erdkröte. Foto Volker Hasenfuß

2014 hat sich also zur Laichzeit der Amphibien in der „Grube 7“ das gleiche Drama abgespielt wie 2013 mit dem traurigen Ergebnis, dass im Sommer 2014 keine Kreuzkröte mehr nachgewiesen werden konnte. Auch Laichschnüre oder Jungtiere waren nicht mehr nachzuweisen.



Abb. 11: Toter, weiblicher Bergmolch. Foto Volker Hasenfuß

Im Spätsommer 2014 war der „beste Tümpel für die Geburtshelferkröten“ total durchwühlt (es waren diesmal keine Gummistiefel-Spuren!) – Tage später waren keine Kaulquappen der Geburtshelferkröten mehr zu finden.



Abb. 12: Waschbär im Fels. Foto Jens English



Fazit

Wenn es so weitergeht, werden die nach der FFH-Richtlinie streng geschützten Amphibienarten in der „Grube 7“ bald ausgestorben sein. Auch die Grasfrosch- und Erdkrötenpopulationen sind hier bereits stark zurückgegangen. Ebenfalls bedroht sind hier die Gelege des hier brütenden Uhus und der Waldschnepfe.

Entlang der Düssel bei Haan-Gruiten wurde das gleiche „Fraßbild“ toter Amphibien an etlichen Gewässern festgestellt. Die Flussläufe und die Höhlen in den Felswänden bieten einen idealen Lebensraum für die Waschbären.

Aus anderen Gebieten wird berichtet, dass Waschbären die Horste von Rotmilanen geplündert haben und Gelege von Kiebitzen mit Elektrozaun gesichert werden mussten (NABU Thüringen).

Im Kreis Höxter, dem Dichtezentrum der Waschbär-Population in NRW wurden in verschiedenen Naturschutzgebieten signifikante Rückgänge von Grasfröschen, Kreuz- und Erdkröten durch Waschbär-Prädation festgestellt (Beinlich 2012)

Bei der weiteren Ausbreitung der Waschbären ist der Erfolg vieler Maßnahmen zur Verbesserung der Bestandssituation der Amphibien und anderer Tiere in Frage stellen (z. B. das Aufstellen von Krötenschutzzäunen, das Betreiben von An- und Aufzuchtstationen für Amphibien).

Anschrift

Volker Hasenfuß, Am Bandenfeld 22, 42781 Haan; Tel. 02129 / 51365, E-Mail: hasenfuss.haan@arcor.de



„Environmental-DNA“ – eine neue Methode für Monitoring und Artenschutz

Jeroen van Delft
RAVON, Nijmegen, Niederlande

Mit der „environmental DNA-Technik“ (eDNA) wird das Vorhandensein oder Fehlen von Arten durch Wasserproben geprüft. Dazu arbeitet RAVON seit 2011 eng zusammen mit den französischen Entwicklern dieser Methodik, SPYGEN (Ficetola et al. 2008; Herder et al. 2012c, 2014; www.environmentaldna.nl). RAVON hat seitdem viele kleine und große Projekte zusammen mit SPYGEN mit guten Ergebnissen durchgeführt.

Die Methode ist sehr empfindlich und daher sehr geeignet, die Anwesenheit von Arten zu zeigen, auch dann, wenn nur noch wenige Individuen vorhanden sind. Mit klassischen Feldarbeit ist das auch möglich, aber die Chance ist weitaus geringer. Dejean et al. (2012) untersuchten in 49 Gewässer die Anwesenheit des Amerikanischen Ochsenfrosches, sowohl mit eDNA als mit traditionellen Methoden wie Sehen, Hören, Keschern und Suchen von Laich, Larven und erwachsenen Tieren. Mit traditionellen Methoden wurde die Präsenz des Ochsenfrosches in 7 der 49 Gewässer festgestellt. Die Ergebnisse der eDNA Studie, zeigten jedoch, dass Ochsenfrösche in 38 Wasser anwesend waren! Für den Kammmolch in den Niederlanden waren die Ergebnisse mit eDNA besser, im Vergleich zu der traditionellen Methode des Kescherns (Herder et al. 2013a und www.environmental-dna.com). Für die Knoblauchkröte sind die Ergebnisse sogar noch beeindruckender. Diese Art ist in den Niederlanden sehr selten. Es waren nur etwa 35 Lebensräume im ganzen Land bekannt. Mit eDNA gelang es nach Probenahmen in 23 Gewässern sechs vermeintlich ausgestorbene Populationen dieser Art wieder zu entdecken. Das bedeutet eine Erhöhung der Anzahl der niederländischen Populationen um 17%punkte (Herder 2013).

Das Protokoll von Ficetola et al. (2008) ist von SPYGEN und RAVON verbessert worden. Zuvor war es gebräuchlich drei Proben aus einem Gewässer zu mischen und dies zur Analyse zu benutzen. Die Praxis hat gezeigt, dass es besser ist 20 Proben aus einem Gewässer zu nehmen und zu mischen. Seitdem machen wir es mit viel Erfolg auf diese Weise. Zusätzlich fügen wir, im



Vergleich zu Ficetola et al. (2008), positive und negative Kontrollen für die Extraktion und Analyse (PCR) hinzu, um die Gültigkeit der Ergebnisse zu garantieren. Auch ist die Anzahl von PCR-Reaktionen auf die Probe von 9 bis 12 erhöht. Die Erfahrung zeigt, dass es oft nur wenig DNA in der Probe gibt (z. B. ist oft nur 1 von 12 PCR-Reaktionen positiv). Eine höhere Anzahl von PCR-Reaktionen, erhöht deshalb die Zuverlässigkeit der Analyse. SPYGEN hat speziell für die Arbeit mit eDNA ein Labor gebaut, um das Risiko einer Kontamination der Proben zu minimieren (separate Bereiche für die Extraktion/PCR, Zugangssystem mit Magnetkarten, Flächen unter Druck, UV-Lampen usw.).

Die Forschung hat gezeigt, dass eDNA nicht homogen, sondern heterogen über das Wasser verteilt ist. Die meiste eDNA ist in unmittelbarer Nähe der Zielspezies zu finden. Deswegen ist das ökologische Wissen über die Art und die Erfahrung der Feldarbeiter von entscheidender Bedeutung, um auf die vielversprechendsten Standorten Proben zu nehmen und die Trefferquote zu erhöhen. Eine Studie am Schlammpeitzger (*Misgurnus fossilis*) zeigte, dass an Stellen die von unsere Feldarbeitern als optimal eingeschätzt wurden, 2,5mal öfter Schlammpeitzger mit eDNA nachgewiesen wurden als an Stellen, die als mäßig geeignet beurteilt wurden (Abb. 1; Herder et al. 2013e). Es ist sehr wahrscheinlich, dass dasselbe für z. B. Knoblauchkröte und Kammolch gilt. RAVON verfügt über gute Kenntnisse der Amphibien und Fische und gewährleistet somit eine korrekte Probenahme. Wir haben zusammen mit SPYGEN Erfahrungen für viele Arten mit eDNA machen können. Abbildung 2 zeigt ca. 1000 Stellen in den Niederlanden, wo eDNA-Proben gesammelt worden sind.

Proben gesammelt hat, die von SPYGEN analysiert worden sind.

Es konnte gezeigt werden, dass eDNA für seltene und schwierig aufzufindende Arten und auch für bestimmte invasive exotische Arten eine geeignete Methode ist. Für einfach zu findende Arten, wie Fadenmolch oder Bitterling, ist die klassische Feldarbeit aber einfacher und billiger.

Der nächste Schritt, den RAVON bereits anwendet, ist der Nachweis aller anwesenden Fisch- oder Amphibienarten aus nur eine Wasserprobe! Die Erfahrungen zeigen, dass es damit genau so gute oder bessere Ergebnisse gibt als mit den oft viel intensiveren traditionellen Feldarbeiten.

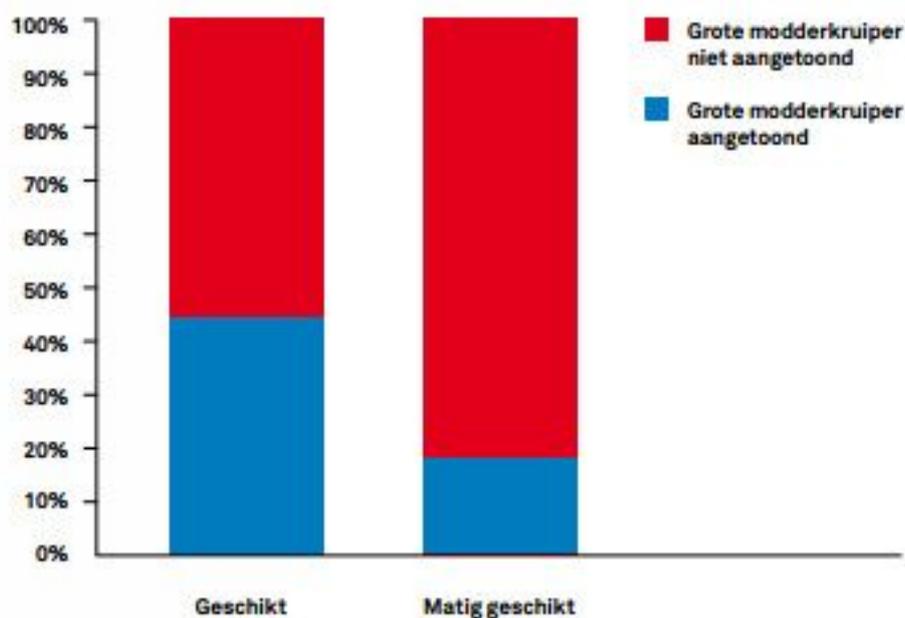


Abb. 1: Erhöhung der Trefferquote von Nachweisen des Schlammpeitzgers (*Misgurnus fossilis*) durch die Anwendung spezifischer ökologischer Kenntnisse der Kartierer. "Geschikt": Habitat wird von spezialisierten Kartierern als optimal eingeschätzt, "Matig geschikt": Habitat wird als mäßig geeignet eingeschätzt. Blau: Schlammpeitzger wurde mit eDNA gefunden, Rot: Schlammpeitzger wurde mit eDNA nicht gefunden (Herder et al. 2013e).

Um ein Eindruck zu geben von die große Artenvielfalt womit Erfahrungen gemacht sind, gibt es hier eine Liste von Arten wofür es eDNA-Primer gibt:

Fische

Misgurnus fossilis

Acipenser baerii (Exot)

Zingel asper (Exot)

Quappe (*Lota lota*)

Universale Primer für Fischen (alle Fischarten zusammen aus eine Wasserprobe)

Amphibien

Pelobates fuscus

Triturus cristatus

Triturus carnifex (Exot)

Lithobates catesbeianus (Exot)

Universale Primer für Amphibien (alle Amphibienarten zusammen aus eine Wasserprobe)



Abb. 2: Alle Stellen in den Niederlanden wo RAVON in den letzten Jahren eDNA-Untersuchung durchgeführt hat

Wirbellose

Leucorrhinia pectoralis

Aeshna viridis

Procambarus clarkii (Exot)

Trichobilharzia

Säugetiere

Mustela putorius

Mustela lutreola

Neovison neovison (Exot)

Neomys fodiens

Microtus oeconomus

Literatur

Die Website www.environmental-dna.com präsentiert eine gute Übersicht. Auf der Seite mit nationalen und internationalen Publikationen geben vor allem



Herder et al. (2013a) eine kompakte Übersicht und Herder et al. (2014) eine sehr umfassende Übersicht.

Niederlande

- Herder, J. E. (2011): Pilot environmental DNA grote modderkruiper. – Stichting RAVON. Rapport 2011-102.
- Herder, J. E. (2013): Environmental DNA zet de knoflookpad terug op de kaart. – *Schubben & Slijm* 15: 15.
- Herder, J. E.; Valentini, A. & Kranenbarg, J. (2012a): Detectie van grote modderkruipers met behulp van environmental DNA. – *H2O* 3: 25-27.
- Herder, J. E.; Valentini, A. & Kranenbarg, J. (2012b): Zoeken naar DNA-sporen. Environmental DNA als nieuwe bemonsteringsmethode voor vissen. – *Visionair* 23: 4-7.
- Herder, J. E.; Van Delft, J. & Dejean, T., (2012c): Environmental-DNA – een nieuwe inventarisatiemethode. – *RAVON* 44: 32-38.
- Herder, J. E.; Van Delft, J.; Bellemain, E. & Valentini, A., (2013a): Environmental DNA krachtig gereedschap voor het monitoren van fauna. – *De Levende Natuur* 114 (3): 108-113.
- Herder, J. E.; Bekker, D.; Koelman, R. & Bellemain, E. (2013b.): Noordse woelmuis en waterspitsmuis beter in beeld - net eDNA op het goede spoor. – *Zoogdier* 24(2): 8-10.
- Herder, J. E.; Kranenbarg, J.; A. de Bruin & Valentini, A. (2013c): Op jacht naar DNA – Effectief zoeken naar grote modderkruipers.
- Herder, J. E.; Termaat, T. & Valentini, A. (2013d): Environmental DNA als inventarisatiemethode voor libellen, 2013 – *Vlinders* 2: 22-25.
- Herder, J. E.; Kranenbarg, J.; de Bruin, A. & Valentini, A. (2013e): Op jacht naar DNA – Effectief zoeken naar grote modderkruipers. *Visionair* 28: 8-11.
- Herder, J. E.; Valentini, A.; Bellemain, E.; Dejean, T.; Van Delft, J. J. C. W.; Thomsen, P. F. & Taberlet, P. (2014): Environmental DNA – toepassingsmogelijkheden voor het opsporen van (invasieve) soorten. – Stichting RAVON, Nijmegen. Rapport 2013-104.

International

- Ficetola, G.; Miaud, C.; Pompanon, F. & Taberlet, P. (2008): Species detection using environmental DNA from water samples. – *Biol. Letters* 4: 423-425.
- Valentini, A.; Pompanon, F. & Taberlet, P. (2009): DNA barcoding for ecologists. – *Trends in Ecology and Evolution* 24: 110-117.
- Valentini, A.; Miquel, C. & Taberlet, P. (2010): DNA Barcoding for Honey Biodiversity. – *Diversity* 2: 610-617.
- Dejean, T.; Valentini, A.; Duparc, A.; Pellier-Cuit, S.; Pompanon, F.; Taberlet, P. & Miaud, C. (2011): Persistence of environmental DNA in freshwater ecosystems. – *PLoS ONE* 6(8): e23398. doi:10.1371/journal.pone.0023398.
- Dejean, T.; Valentini, A.; Miquel, C.; Taberlet, P.; Bellemain, E. & Miaud, C. (2012): Improved detection of an alien invasive species through environmental DNA barcoding: the example of the American bullfrog *Lithobates catesbeianus*. – *Journal of Applied Ecology* 49(4): 953-959.
- Thomsen, P. F., Kielgast, J.; Iversen, L. L.; Wiuf, C.; Rasmussen, M.; Gilbert, M. T. P.; Orlando, L. & Willerslev, E. (2012): Monitoring endangered freshwater biodiversity using environmental DNA. – *Molecular Ecology* 21: 2565–2573.

Anschrift

RAVON, Natuurplaza, Toernooiveld 1 NL-6525 ED Nijmegen



Untersuchungen mittels eDNA-Technik zum Vorkommen von Knoblauchkröte und Kammmolch im NSG Lippeaue (Kreis Wesel)

**Johanna Siewers
Biologische Station im Kreis Wesel e. V.**

Das Projekt „Knoblauchkröte und Kammmolch im NSG Lippeaue“ (2014) wurde vom Kreis Wesel und der NRW-Stiftung gefördert. Ziel war es, die noch in den Vorjahren festgestellten Vorkommen beider Arten in dem Naturschutzgebiet Lippeaue bei Damm/Bricht sowie weiteren (potentiell geeigneten) Gebieten im Kreis Wesel zu bestätigen.

Die Knoblauchkröte (FFH-Art, Anhang IV) stand aufgrund des schlechten Erhaltungszustandes in NRW (LANUV NRW 2014) und als vom Aussterben bedrohte Art (Schlüpmann et al. 2011) im Fokus dieses Projektes. Die jüngsten Meldungen für den Kreis Wesel sind Nachweise von drei (2012) bzw. zwei (2013) Männchen am „Melkweg“ im NSG Lippeaue bei Damm/Bricht (Specht 2014), dem Schwerpunktorkommen. 2008 wurden hier noch über 30 Rufer gezählt (Chmela & Kronshage 2011). Gegenwärtig ist nicht bekannt, welche Gewässer im Kreis Wesel von wie vielen Tieren besiedelt werden und ob überhaupt noch Reproduktion stattfindet. Neben der Knoblauchkröte wurde auch das Vorkommen des Kammmolches (FFH-Art, Anhang II, IV) untersucht, dessen Bestand in NRW und dem Niederrheinischen Tiefland als „gefährdet“ gilt (Schlüpmann et al. 2011). Aufgrund der sehr ähnlichen Laichhabitatansprüche, vegetations- und nährstoffreiche, besonnte und fischfreie Gewässer im Offenland, gilt der Kammmolch als häufige Begleitart der Knoblauchkröte (Chmela & Kronshage 2011).

Methode

Die Untersuchung beider Arten erfolgte mithilfe der Methode der eDNA-Analyse (environmental-DNA): Aus potentiellen Laichgewässern werden Wasserproben entnommen und auf darin enthaltene artspezifische DNA-Spuren (Hautzellen, Fäzes) untersucht, um so die Präsenz der Zielart zu bestätigen oder auszuschließen. Diese Methode ist unabhängig vom Geschlecht und Entwicklungsstadium und erfasst Tiere, die sich aktuell im Wasser aufhalten oder



vor kurzem aufhielten (bis zu drei Wochen). Der Vorteil liegt darin, dass ein sicherer Nachweis auch von schwierig zu erfassenden Arten sowie individuenarmen Populationen ohne direkte Sichtung, Verhören oder Fang erfolgen kann. Die Nachweiswahrscheinlichkeit dieser Methode liegt bei der Knoblauchkröte zwischen 75 und 100% (Herder et al. 2014; Herder 2013; Thomsen et al. 2012) und beim Kammmolch zwischen 91 und 99% (Biggs et al. 2014; Thomsen et al. 2012).

Bei dieser Untersuchung wurde aus jedem Gewässer eine Wasserprobe entnommen und mittels 12 Analysen dieser Probe auf das Vorhandensein von DNA getestet. Das Ergebnis dieser 12 Wiederholungen lässt eine Einschätzung der relativen Dichte zu: Wenn nur wenige der analysierten Proben DNA enthalten, so ist die Zielart zum Zeitpunkt der Beprobung nur in geringer Dichte im Gewässer vertreten. Bei hoher DNA-Konzentration ist entweder die Dichte der Tiere hoch oder aber die Probe wurde in unmittelbarer Nähe eines Tieres entnommen.

Eine Wasserprobe für die eDNA-Analyse besteht immer aus mindestens 20 Teilstichproben, die mithilfe einer Schöpfkelle an für die Art geeigneten Mikrohabitaten des gesamten Wasserkörpers entnommen (s. Abb. 1) und zu einer Gesamtprobe vermischt werden. Je Standort werden sechs Probengefäße (mit Pufferlösung) mit Wasser aufgefüllt und im Labor untersucht. Detaillierte Informationen zu dieser Methode sind im Internet unter www.environmental-dna.nl/en-us/environmentaldna.aspx zu finden.

Die eDNA-Analyse wurde in der 1. Juniwoche 2014 durchgeführt. Probenahme und Auswertung erfolgte durch Stichting RAVON, Nijmegen und die eDNA-Analyse durch SpyGen.

Neben der eDNA-Analyse wurden die Gewässer mit Nachweisen seit 2009 im April 2014 mittels Unterwassermikrofon („DolphinEar“) untersucht, um ggf. rufende Männchen zu erfassen.

Die Auswahl der 30 Gewässer im Kreis Wesel richtete sich nach folgenden Kriterien:

1. Bekanntes Vorkommen der Knoblauchkröte,
2. im direkten Umfeld bekannter Vorkommen,
3. historisch bekannte Vorkommen und
4. potentiell geeignete Gewässer.

Zusätzlich zur Ermittlung der Bestandssituation erfolgte an 14 Gewässern im NSG Lippeaue die Kartierung des Wasser- und Landlebensraums sowie die Messung der Wasserstände und die Analyse der Wasserchemie, um die Habitatsituation für die Knoblauchkröte einschätzen zu können. Die Habitatqualität wurde gemäß der ABC-Bewertungsmatrix der Knoblauchkröte (LANUV NRW 2010) kartiert und eingestuft.



Abb. 1: Probennahme für die eDNA-Analyse durch RAVON im NSG Lippeaue bei Obrighoven (Juni 2014).

Ergebnisse und Diskussion

Die eDNA-Analyse erbrachte für die 30 beprobten Gewässer keinen Nachweis der Knoblauchkröte. Auch das Verhören mittels Unterwassermikrofon führte zu keinem positiven Ergebnis. Hierbei ist zu bedenken, dass die Krötenrufe nur wenige Meter weit unter Wasser hörbar sind. Im Falle nur weniger rufender Männchen können diese leicht überhört werden.

Trotz der negativen Ergebnisse der Untersuchung können aktuelle Vorkommen der Knoblauchkröte im Untersuchungsgebiet nicht ausgeschlossen werden. Eine Fehleinschätzung der Bestandssituation ist bei einer einmaligen Beprobung des Gewässers denkbar, da die Tiere räumlich und zeitlich „verpasst“ werden könnten. Das Ausbleiben von Nachweisen kann zudem witterungsbedingte Gründe haben: Seit 2009 waren die Frühjahre in der Region überwiegend niederschlagsarm und die Sommer verregnet, verglichen mit



dem langjährigen Mittel (www.hamminkeln-wetter.de). Es ist denkbar, dass die in den Vorjahren in der Lippeaue nachgewiesenen Tiere aufgrund der geringen Boden- und Luftfeuchtigkeit nicht zu den Gewässern gewandert sind. Aufgrund des verregneten Sommers haben die Knoblauchkröten womöglich erst im Juli/August zur Nebenlaichzeit die Gewässer aufgesucht und konnten bei der Beprobung Anfang Juni nicht erfasst werden. Knoblauchkröten können als ursprüngliche Steppenbewohner die ungünstige Witterung zur Laichzeit über einen längeren Zeitraum im Landlebensraum überdauern, um dann bei günstigen Bedingungen erst wieder zu den Laichgewässern zu wandern (Chmela & Kronshage 2011). In diesen Jahren kann es dann sogar zur Massenvermehrung kommen (Fischer 2008). Einige traditionelle Laichgewässer in der Lippeaue führten 2014 kein Wasser und konnten nicht beprobt werden (s. Abb. 2). Das (frühzeitige) Trockenfallen einiger Gewässer wird neben der ungünstigen Witterung auch von der Tiefenerosion der Lippe und Grundwasserabsenkung begünstigt.



Abb. 2: Eines der 2014 trocken gefallenen, traditionellen Laichgewässers der Knoblauchkröte im NSG Lippeaue, Nähe Lippealtarm (März 2014).

Der Kammmolch wurde in 13 von 30 Gewässern (43%) mit relativ individuenstarken Dichten nachgewiesen, davon liegen acht Gewässer im NSG Lippeaue. Insgesamt kann von einer stabilen Kammmolch-Population in der Lippeaue ausgegangen werden, mit einer deutlichen Präferenz für fischfreie

Kleinweiher. In dem jüngst noch von der Knoblauchkröte genutzten Laichgewässer am „Melkweg“ wiesen alle 12 Analysen der Wasserprobe DNA-Spuren des Kammmolches auf. Voruntersuchungen mit Eimerreusen bestätigen die hohe Abundanz des Kammmolches, dessen Vorkommen, insbesondere bei Paarungen der Knoblauchkröte in der Nebenlaichzeit, einen hohen Prädationsdruck auf letztere ausüben könnte: Im Juli/August halten sich neben der Knoblauchkröte zahlreiche juvenile und (sub)adulte Kammmolche in den Gewässern auf und könnten zu Verlusten von Laich (?) und Larven der Knoblauchkröte führen. Möglicherweise sind die im Gewässer befindlichen Käfer- und Großlibellen-Larven weitere Prädatoren der kleineren Knoblauchkröten-Larven (vgl. Specht 2014).

Die Habitatqualität gemäß ABC-Bewertung für die Knoblauchkröte im NSG Lippeaue kann als hervorragend bis gut bewertet werden. Die meist schon älteren Gewässer besitzen eine ausgeprägte submerse und emerse Vegetation, Flachwasserzonen und eine ausreichende Besonnung. Die Trophie kann vorwiegend als eutroph eingestuft werden. Im Gebiet sind wärmebegünstigte, offene Sandmagerrasen, Wiesen und Weiden auf lockerem, grabfähigem Auenegley und Niedermoortorf zu finden. Landwirtschaftliche Nutzflächen, wie Spargelfelder, stellen geeignete Überwinterungshabitate im Gewässerumfeld dar.



Abb. 3: Das Gewässer am "Melkweg" (April 2014).



Dem Verlust der traditionellen Laichgewässer durch frühes Trockenfallen muss dringend entgegengewirkt werden. Die geplanten Habitatverbesserungen, wie Neuanlage von Gewässern, Reduzierung der Beschattung und Verlandung, kommen beiden Arten gleichermaßen zugute und sollen 2016 umgesetzt werden. Auch die Wiederansiedlung der Knoblauchkröte ist angedacht.

Literatur

- Biggs, J.; Ewald, N.; Valentini, A.; Gaboriaud, C.; Griffiths, R. A.; Foster, J.; Wilkinson, J.; Arnett, A.; Williams, P. & Dunn, F. (2014): Analytical and methodological development for improved surveillance of the Great Crested Newt (Defra Project No. WC1067). – Freshwater Habitats Trust, Oxford.
- Chmela, C. & Kronshage, A. (2011): 3.8 Knoblauchkröte – *Pelobates fuscus*. In: Arbeitskreis Amphibien und Reptilien Nordrhein-Westfalen (Hrsg.): Handbuch der Amphibien und Reptilien Nordrhein-Westfalens. – Bielefeld (Laurenti): 543-582.
- Fischer, C. (2008): Beobachtungen zur Phänologie, Abundanz und Habitatwahl einer Massenlaichgesellschaft der Knoblauchkröte, *Pelobates fuscus*, in der niedersächsischen Elbtalau. – Rana, Sonderheft 5: 119-132.
- Herder, J. E. (2013): Environmental DNA zet de knoflookpad terug op de kaart. – Schubben & Slijm (15): 15.
- Herder, J. E.; Valentini, A.; Bellemain, E.; Dejean, T.; van Delft, J. J. C. W.; Thomsen, P. F. & Taberlet, P. (2014): Environmental DNA – a review of the possible applications for the detection of (invasive) species. – Stichting RAVON, Nijmegen. Report 2013-104.
- Landesamt für Natur, Umwelt und Verbraucherschutz NRW (2010): ABC-Bewertung Knoblauchkröte NRW. – Online im Internet: http://www.naturschutz-fachinformationssysteme-nrw.de/ffh-arten/de/arten/gruppe/amph_rept/kurzbeschreibung/102328
- Schlüpmann, M.; Mutz, T.; Kronshage, A.; Geiger, A. & Hachtel, M. unter Mitarbeit des Arbeitskreises Amphibien und Reptilien Nordrhein-Westfalen (2011): Rote Liste und Artenverzeichnis der Kriechtiere und Lurche – Reptilia et Amphibia – in Nordrhein-Westfalen. In: Landesamt für Natur, Umwelt und Verbraucherschutz Nordrhein-Westfalen (Hrsg.): Rote Liste der gefährdeten Pflanzen, Pilze und Tiere in Nordrhein-Westfalen. 4. Fassung. – LANUV-Fachbericht 36, Band 2: 159-222.
- Specht, D. (2014): Untersuchungen zu den Vorkommen von Knoblauchkröten im NSG Lippeaue. – Rundbrief zur Herpetofauna von NRW (35): 21-28.
- Thomsen, P. F.; Kielgast, J.; Iversen, L. L.; Wiuf, C.; Rasmussen, M.; Gilbert, M. T. P.; Orlando, L. & Willerslev, E. (2012): Monitoring endangered freshwater biodiversity using environmental DNA. – Molecular Ecology. doi: 10.1111/j.1365-294X.2011.05418.x

Internetquellen

www.environmental-dna.nl/en-us/environmentaldna.aspx
www.hamminkeln-wetter.de

Anschrift

Johanna Siewers, Biologische Station im Kreis Wesel e.V., Freybergweg 9, 46483 Wesel; E-Mail: siewers@bskw.de



Vergleich der Effektivität von Fallen zur Erfassung von Wassermolchen in ausgewählten Duisburger Gewässern, unter besonderer Berücksichtigung des Kammmolches (*Triturus cristatus* Laurenti, 1768)

Janina Pagel

Hochschule Bremen & Biologische Station Westliches Ruhrgebiet

Einleitung

Während der vergangenen Jahrzehnte wurden für die Erfassung von Amphibien zahlreiche Wasserfallen entwickelt, die sich sowohl in Form und Größe sowie Anzahl ihrer Reusenöffnungen, als auch in ihrer Einsetzbarkeit im Gewässer und der Effektivität bei der Amphibienerfassung unterscheiden. Im Rahmen der Monitoringprogramme der Flora-Fauna-Habitatrichtlinie (FFH) wird der Einsatz von Wasserfallen zur Amphibienerfassung immer wichtiger.

Im Rahmen einer Masterthesis an der Hochschule Bremen wurden anhand von Freilanduntersuchungen vier verschiedene Typen von Wasserfallen auf ihre Effektivität bezüglich ihrer Fangleistung von Wassermolchen getestet und die Ergebnisse miteinander verglichen. Eingesetzt wurden Flaschenreusen, Eimerreusen, Unterwasserflaschenreusen und die neuartige Dewsbury Newt Box (Beutelfalle). Weiterhin wurden getestet, ob sich der Einsatz einer Lichtquelle bei der Molcherfassung auf die Fängigkeit von Eimerreusen auswirkt. Um feststellen zu können, wie viele Molche den Fallentypen auch wieder entkommen können wurde ein Experiment (Nr. 1) durchgeführt. In einem weiteren Experiment (Nr. 2) wurden die Freilanduntersuchungen nachgestellt. Beide Experimente wurden in einer künstlich geschaffenen Umgebung durchgeführt.

Um Aussagen über die Populationsgrößen der Kammmolche treffen zu können, sind Fang-Wiederfang-Ereignisse unerlässlich. Bei Fang-Wiederfang-Ereignissen werden gefangene Tiere markiert und wieder ausgesetzt. Anhand der Markierung lassen sich wiedergefangene Tiere beim nächsten Fangereignis wiedererkennen. Kammmolche sind leicht anhand ihrer individuellen Bauchmuster zu individualisieren (Schlupmann & Kupfer 2009). In der Literatur sind unterschiedliche Methoden zur Populationsgrößenschätzung bekannt. Allerdings ist für Amphibien nur die Jolly-Seber-Methode (Jolly 1965, Seber 1965) empfehlenswert, da diese für offene Populationen angewendet wird. Sie



berücksichtigt neben An- und Abwanderungen der Molche auch Geburten und Todesfälle. Im Gegensatz dazu gehen die Petersen-Lincoln-Methode (Lincoln 1930, Pollock et al. 1990, Pollock 1991, Nichols 1992) oder die Schnabel-Methode (Schnabel 1938) von geschlossenen Populationen aus (vgl. auch Ortman 2009).

Untersuchungsgebiet

Untersucht wurden drei Gewässer im Stadtgebiet von Duisburg. Zwei Gewässer befinden sich im Naturschutzgebiet (NSG) Holtumer Höfe in Duisburg-Mündelheim. Das Gewässer 1 (HH1) liegt im Süden des NSG, umfasst eine Fläche von ca. 0,5 ha und hat eine Wassertiefe von ca. 60 cm (Jäckel 1981). Das Gewässer 2 (HH2) liegt im Nordwesten des NSG, umfasst eine Fläche von ca. 0,4 ha und hat eine Wassertiefe von ca. 1 m (Jäckel 1981). Die Wasserstände beider Gewässer schwanken stark. Das dritte untersuchte Gewässer befindet sich in Duisburg-Baerl (Gemarkung Baerl, Flur 14, Flurstück 2) und umfasst eine Fläche von ca. 0,05 ha. Auch hier schwankt der Wasserstand stark.

In Zusammenarbeit mit der Biologischen Station Westliches Ruhrgebiet wurden im Vorfeld der Untersuchungen die Reusenfallen angefertigt:

- 36 Flaschenreusen (nach Griffiths 1985; modifiziert nach Schlüpmann 2007, 2009, 2014),
- 9 Unterwasserflaschenreusen (nach Berger 2000; vgl. auch Schlüpmann 2014),
- 12 Eimerreusen (je 15 Liter Eimer, je 5 Reusenöffnungen) (nach Ortman 2009; vgl. auch Schlüpmann 2007, 2009, 2014) und
- 7 Beutelfallen (nach Vorlage von zwei Originalfallen von David J. Dewsbury; von der Hochschule Bremen zur Verfügung gestellt).

Für die Beleuchtung der Eimerreusen wurden 176 gelbe Knicklichter eingesetzt (Firma Kontor 3.11 GmbH; Art.-Nr.: 2104R [ArmKNIXS 100 Stück Gelb], Größe [mm]: 200 L x 5 H x 5 B).



Material und Methoden

Die Bestandsaufnahmen fanden an HH1 in der Zeit vom 02.04.14 bis 11.04.14 statt, an HH2 vom 12.04.14 bis 22.04.14 und in Baerl vom 06.05.14 bis 15.05.14.

Für die Experimente wurden 3 transparente Plastikboxen (Volumen: 2 mal 130 L, 1 mal 145 L) verwendet, welche mit Kies und Pflanzen ausgestattet wurden. In jede Box wurde ein Fallentyp eingesetzt. 42 Molche (6 männliche Kammolche, 24 männliche Teichmolche, 12 weibliche Teichmolche), die am letzten Fangtag dem Gewässer HH2 entnommen wurden, wurden auf die Boxen verteilt. Die Experimente fanden in der Zeit vom 24.04.2014 bis 09.05.2014 statt. Um festzustellen, wie viele Molche den Fallentypen entkommen können, wurden die Molche jeden Morgen in die Fallen hineingesetzt und am Abend kontrolliert, wie viele Molche den Fallen entkommen konnten. Für die unbeleuchtete Eimerreuse (Eu) und die Beutelfalle (B) ergaben sich je 12 Stichproben, für die Flaschenreuse (F) (ausgelegt als Dreiergruppe) 24 Stichproben. Zur Nachstellung der Freilanduntersuchungen wurden jeden Abend die noch in der Falle verbliebenen Molche des ersten Experiments diesen entnommen und außerhalb der Fallen in die Boxen gesetzt. Am nächsten Morgen wurde kontrolliert, wie viele Molche mit den Fallen gefangen wurden. Für Eu und B ergaben sich je 12 Stichproben, für F 24 Stichproben, für die beleuchtete Eimerreuse (Eb) 12 Stichproben und für Unterwasserflaschenreusen (U) 24 Stichproben.

Die Reusenöffnung der Beutelfalle hat eine andere Form und Größe und ist daher über Berechnung der Aktivitätsdichte nicht mit den anderen Fallen direkt vergleichbar. Deswegen wurde die Anzahl gefangener Molche auf einen Quadratzentimeter umgerechnet, für je 100 Reusenöffnungen (vgl. Drechsler et al. 2010). Die Fläche der äußeren Reusenöffnung aus einer 1,5 Liter Mehrweg-PET-Flasche beträgt 56,7 cm², die der Beutelfalle 72,0 cm².

Die Schätzung der Populationsgrößen der Kammolche erfolgte mit der Jolly-Seber-Methode (Jolly 1965, Seber 1965).

Ergebnisse

Insgesamt wurden mit allen eingesetzten Wasserfallen und an allen untersuchten Gewässern 6.736 Molche gefangen, die meisten davon in Baerl



(n = 4.393), gefolgt von HH2 (n = 1.225) und HH1 (n = 1.118). Neben 767 Kammolchen (*Triturus cristatus*) wurden 5.963 Teichmolche (*Lissotriton vulgaris*) sowie 6 Bergmolche (*Mesotriton alpestris*) gefangen. Der Bergmolch kam nur in Baerl vor, die Kamm- und Teichmolche an allen Gewässern.

Bezogen auf die Flächengröße einer Reusenöffnung erzielte B insgesamt eine signifikant bzw. sehr signifikant höhere Fangleistung (6,3 Molche/cm² je 100 Reusenöffnungen) im Vergleich zu den Fallentypen F (3,7 Molche/cm² je 100 Reusenöffnungen; P < 0,01**), Eu (3,3 Molche/cm² je 100 Reusenöffnungen; P < 0,05*) und U (2,41 Molche/cm² je 100 Reusenöffnungen; P < 0,01**). Zwischen B und Eb (3,5 Molche/cm² je 100 Reusenöffnungen; P > 0,05) gab es keinen signifikanten Unterschied. Signifikante Unterschiede zwischen allen anderen Fallentypen gab es nicht.

Auch in Bezug auf Kamm- und Teichmolche erreichte B die höchsten Fangzahlen (Tab. 1). Die signifikanten Unterschiede sind den Abb. 1 und 2 zu entnehmen.

Tab. 1: Gefangene Kamm- (*Triturus cristatus*) und Teichmolche (*Lissotriton vulgaris*) in Bezug auf die Flächengröße einer Reusenöffnung, zusammengefasst für alle Gewässer. Die Werte pro cm² entsprechen je 100 Reusenöffnungen.

Falle	Fläche Reusenöffnung	Kammolch	Teichmolch
B Beutfalle	72,0 cm ²	0,82/cm ²	5,46/cm ²
Eu Eimerreuse unbeleuchtet	56,7 cm ²	0,53/cm ²	2,79/cm ²
Eb Eimerreuse beleuchtet	56,7 cm ²	0,51/cm ²	2,99/cm ²
F Flaschenreuse	56,7 cm ²	0,21/cm ²	3,51/cm ²
U Unterwasserflaschenreuse	56,7 cm ²	0,07/cm ²	2,31/cm ²

Die insgesamt 767 gefangenen Kammolche konnten anhand ihrer Bauchmuster als 567 Individuen identifiziert werden, davon 383 adulte Männchen, 175 adulte Weibchen und 9 Juvenile. Die geschätzte Populationsgröße für das Gewässer Baerl lag bei durchschnittlich 720 Kammolchen, für HH1 bei 340 und für HH2 bei 64.

Während des Experiments 1 konnten nur 3 Molche B entkommen (arithmetisches Mittel = 0,25), 20 Molche Eu (arithmetisches Mittel = 1,67) und 24 Molche F (arithmetisches Mittel = 1,0). Gemessen an der Anzahl eingesetzter Molche entkamen im Durchschnitt nur 1,7 % B, 11,1 % Eu und 25,0 % F.

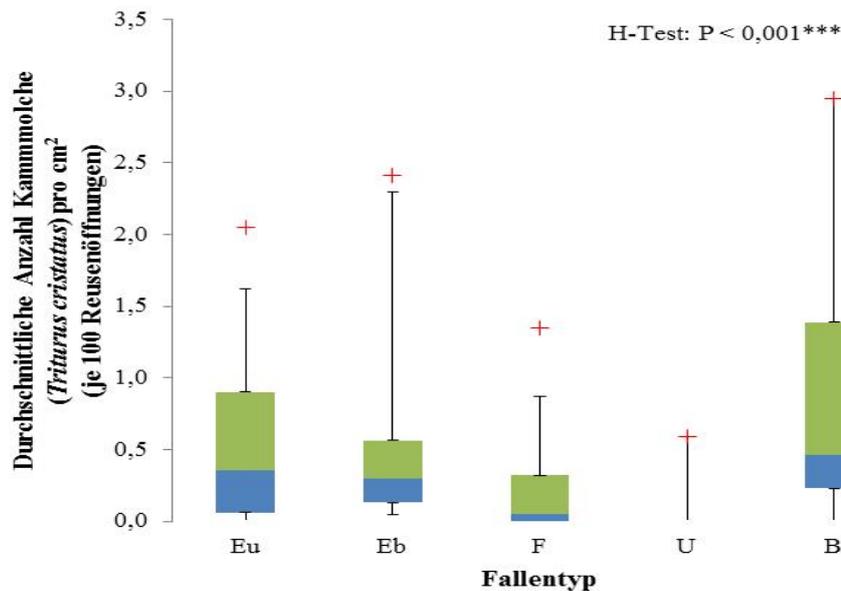


Abb. 1: Kastendiagramm (Box-Whisker-Plot) der durchschnittlichen Anzahl gefangener Kammolche (*Triturus cristatus*) pro cm² (je 100 Reusenöffnungen), zusammengefasst für alle Gewässer. Der Kasten entspricht den mittleren 50 % der Daten, die Grenze zwischen dem grünen und blauen Bereich dem Median. Der Bereich innerhalb der Antennen entspricht den mittleren 95 % der Daten. Die roten Kreuze markieren die Ausreißer. Mit dargestellt wird das Ergebnis des H-Tests ($P < 0,001^{***}$ = hoch signifikant). Eu = Eimerreuse unbeleuchtet (1), Eb = Eimerreuse beleuchtet (1), F = Flaschenreuse (1), U = Unterwasserflaschenreuse (1), B = Beutelfalle (2); Fläche der Reusenöffnungen 1 = 56,7 cm²; 2 = 72,0 cm².

Während des Experiments 2 erzielte B (14,0 Molche/cm² je 100 Reusenöffnungen) hoch signifikant bessere Fangzahlen im Vergleich zu F (4,3 Molche/cm² je 100 Reusenöffnungen), U (3,2 Molche/cm² je 100 Reusenöffnungen), Eu (2,5 Molche/cm² je 100 Reusenöffnungen) und Eb (2,3 Molche/cm² je 100 Reusenöffnungen). Eu und Eb unterschieden sich nicht signifikant.

Diskussion

Da die Beutelfalle der einzige Fallentyp war, der gegenüber allen anderen Fallentypen mit Ausnahme der beleuchteten Eimerreuse mindestens signifikant höhere Fangzahlen erreichte, scheint sie die effektivste Falle zu sein. Unterstützt wird diese Annahme durch die Ergebnisse des Experiments 2. Weiterhin sind hohe Einzelfänge möglich. So wurden einmal mit nur einer Falle 69 Molche gefangen. Für eine quantitative Erfassung von Kamm- und Teichmolchen ist die Beutelfalle empfehlenswert.

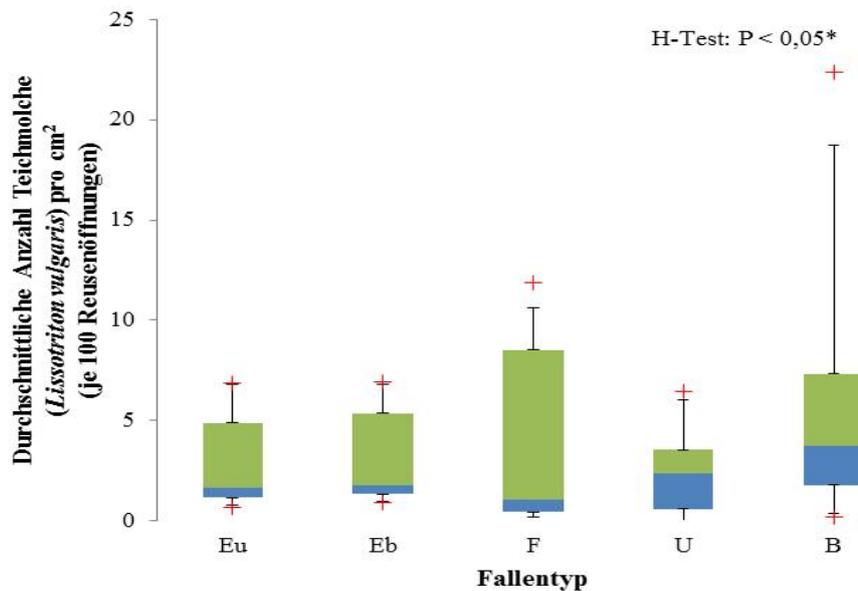


Abb. 2: Kastendiagramm (Box-Whisker-Plot) der durchschnittlichen Anzahl gefangener Teichmolche (*Lissotriton vulgaris*) pro cm² (je 100 Reusenöffnungen), zusammengefasst für alle Gewässer. Der Kasten entspricht den mittleren 50 % der Daten, die Grenze zwischen dem grünen und blauen Bereich dem Median. Der Bereich innerhalb der Antennen entspricht den mittleren 95 % der Daten. Die roten Kreuze markieren die Ausreißer. Mit dargestellt wird das Ergebnis des H-Tests ($P < 0,05^*$ = signifikant). Eu = Eimerreuse unbeleuchtet (1), Eb = Eimerreuse beleuchtet (1), F = Flaschenreuse (1), U = Unterwasserflaschenreuse (1), B = Beutelfalle (2); Fläche der Reusenöffnungen 1 = 56,7 cm²; 2 = 72,0 cm².

In keinem Fall gab es signifikante Unterschiede zwischen der beleuchteten und unbeleuchteten Eimerreuse. Dies bestätigt die Untersuchungen von Kröpfl et al. (2010), die bei ihrer Kammolchuntersuchung identische Knicklichter verwendeten. Die gleichen Knicklichter wurden auch von Grayson & Row (2007) verwendet, jedoch untersuchten die Autoren den Grünlichen Wassermolch (*Notophthalmus viridescens*). Beckmann & Göcking (2012) wiederum verwendeten solargeladene Leuchtdioden weshalb ein direkter Vergleich mit diesen Untersuchungen nicht möglich war.

Die Jolly-Seber-Methode erfordert einen hohen Zeitaufwand und gute Wiederfangergebnisse, was vor allem bei kurzzeitigen Untersuchungen schwierig ist. Die errechneten Tagespopulationen unterlagen an allen drei Gewässern starken Schwankungen. Über die Genauigkeit der geschätzten Populationsgrößen der Gewässer HH1, HH2 und Baerl kann keine Aussage getroffen werden. Ähnliche Schlüsse zog auch Ortmann (2009), dessen Datengrundlage die der vorliegenden Arbeit noch weit übertraf.



Literatur

- Beckmann, C. & Göcking, C. (2012): Wie die Motte zum Licht? Ein Vergleich der Fängigkeit von beleuchteten und unbeleuchteten Wasserfallen bei Kamm-, Berg- und Teichmolch. – Zeitschrift für Feldherpetologie 19: 67-78.
- Berger, H. (2000): Erfahrungen beim Nachweis von Molchen mit einfachen Trichterfallen. – Jahresschrift für Feldherpetologie und Ichthyofaunistik in Sachsen 6: 111-116.
- Drechsler, A., Bock, D., Ortman, D. & Steinfartz, S. (2010): Ortman's funnel trap - a highly efficient tool for monitoring amphibian species. – Herpetology Notes 3: 13-21.
- Grayson, K. L. & Roe, A. W. (2007): Glow Sticks as Effective Bait for Capturing Aquatic Amphibians in Funnel Traps. – Herpetological Review 38 (2): 168-170.
- Griffiths, R. A. (1985): A simple funnel trap for studying newt populations and an evaluation of trap behavior in smooth and palmate newts, *Triturus vulgaris* and *T. helveticus*. – Herpetological Journal 1: 5-10.
- Jäckel, U. (1981): Herpetologisches Gutachten: Untersuchungsgebiet: Rechtsrheinisches Stadtgebiet von Duisburg und der Ortsteil Baerl auf der anderen Rheinseite. – Unveröff. Gutachten im Auftrag der Stadt Duisburg. Duisburg. 81 S.
- Jolly, G. M. (1965): Explicit estimates from capture-recapture models data with both death and immigration stochastic models. – Biometrika 52: 225-247.
- Kröpfli, M., Heer, P. & Pellet, J. (2010): Cost-effectiveness of two monitoring strategies for the great crested newt (*Triturus cristatus*). – Amphibia-Reptilia 31: 403-410.
- Lincoln, F. C. (1930): Calculating waterfowl abundance on the basis of banding returns. – United States Department of Agriculture 118: 1-4.
- Ortman, D. (2009): Kammolch-Monitoring-Krefeld: Populationsökologie einer europaweit bedeutsamen Population des Kammolches (*Triturus cristatus*) unter besonderer Berücksichtigung naturschutzrelevanter Fragestellungen. – Dissertation, Rheinische Friedrich-Wilhelms-Universität zu Bonn, Leverkusen. 348 S.
- Pollock, K. H. (1991): Modeling Capture, Recapture, and Removal Statistics for Estimation of Demographic Parameters for Fish and Wildlife Populations: Past, Present, and Future. – Journal of the American Statistical Association 86 (413): 225-238.
- Pollock, K. H., Nichols, J. D., Brownie, C. & Hines, J. E. (1990): Statistical Inference for Capture-Recapture Experiments. – Wildlife Monographs 107: 3-97.
- Schlüpmann, M. (2007): Erfahrungen mit dem Einsatz von Reusenfallen. – Rundbrief zur Herpetofauna von Nordrhein-Westfalen 32: 8-18. – Online im WWW unter: http://www.herpetofaunanrw.de/Rundbriefe/Rdbr32_Mai2007.pdf [21.01.2014].
- Schlüpmann, M. (2009): Wasserfallen als effektives Hilfsmittel zur Bestandsaufnahme von Amphibien – Bau, Handhabung, Einsatzmöglichkeit und Fängigkeit. – In: Hachtel, M., Schlüpmann, M., Thiesmeier, B. & Weddeling, K. (Hrsg.): Methoden der Feldherpetologie. – Zeitschrift für Feldherpetologie, Supplement 15: 257-290.
- Schlüpmann, M. (2014): Untersuchungen und Monitoring von Amphibien mit Wasserfallen aus einfachen Mitteln. – In: Kronshage, A. & Glandt, D. (Hrsg.): Wasserfallen für Amphibien: Praktische Anwendung im Artenmonitoring. – Abhandlungen aus dem Westfälischen Museum für Naturkunde 77: 117-160.
- Schlüpmann, M. & Kupfer, A. (2009): Methoden der Amphibienerfassung – eine Übersicht. – In: Hachtel, M., Schlüpmann, M., Thiesmeier, B. & Weddeling, K. (Hrsg.): Methoden der Feldherpetologie. – Zeitschrift für Feldherpetologie, Supplement 15: 7-84.
- Schnabel, Z. E. (1938): The Estimation of Total Fish Population of a Lake. – The American Mathematical Monthly 45 (6): 348-352.
- Seber, G. A. F. (1965): A note on the multiple-recapture census. – Biometrika 52: 249-259.

Anschrift

Biologische Station Westliches Ruhrgebiet, Ripshorster Straße 306, 46117 Oberhausen.



Das perfekte Laichgewässer für Amphibien – Erfahrungen aus der Praxis

**Markus Richter
NABU Niedersachsen**

Die Neuanlage von Laichgewässern ist eine der wichtigsten Schutzmaßnahmen für Amphibien, ist doch der Mangel an geeigneten Reproduktionsgewässern in vielen Fällen die Ursache für den schlechten Zustand von Amphibienpopulationen. Im Rahmen des Projektes LIFE AMPHIKULT des NABU Niedersachsen e. V. wurden umfangreiche Erfahrungen mit der Neuanlage und Sanierung von Laichgewässern gesammelt. Der konzeptionelle Ansatz für ein „perfektes“ Laichgewässer sowie einige praktische Aspekte der Umsetzung sollen im Folgenden kurz dargestellt werden.

Das Projekt LIFE AMPHIKULT („Management und Vernetzung von Amphibien in der Kulturlandschaft Niedersachsens“) läuft seit Anfang 2010 unter Trägerschaft des NABU Niedersachsen in 20 Projektgebieten. Das Projektbudget von 1,068 Mio. € stammt zu 50 % aus dem Förderprogramm LIFE der Europäischen Union, die übrigen Mittel steuern das Land Niedersachsen, die Landkreise Diepholz, Vechta und Schaumburg sowie die Region Hannover bei. Nach einer Verlängerung um ein Jahr sollen bis Ende 2015 insgesamt etwa 350 Laichgewässer neu angelegt oder saniert werden. Daneben werden Maßnahmen zur Entwicklung von Landlebensräumen sowie zur Information und Kommunikation durchgeführt. Zielarten des Projektes sind Laub-, Moor- und Kleiner Wasserfrosch sowie Kreuz-, Wechsel- und Knoblauchkröte. Bis November 2014 waren 214 Gewässer in der Größe von 200 bis 4.000 m²; sowie 292 Kleinstgewässer von 1-10 m²; neu angelegt oder saniert worden. Durch die Einbindung der in den Projektgebieten tätigen Naturschutzorganisationen, die ebenfalls über langjährige Erfahrungen in der Gewässerneuanlage verfügen, stand ein umfangreicher Erfahrungsschatz im Bau von Gewässern zur Verfügung.

Bei der Planung der Laichgewässer wurde drei Aspekten besondere Beachtung geschenkt:

- 1.** Die Gewässer sollen sich leicht erwärmen können. Das bedingt das Vorhandensein von Flachwasserzonen, auch bei unterschiedlichen Wasserständen, sowie die Abwesenheit beschattender Vegetation.

2. Die Gewässer sollen gelegentlich austrocknen, idealerweise alljährlich im August/September, wenn die Zielarten ihre Reproduktion abgeschlossen haben.
3. Der Pflegebedarf der Gewässer ist bereits bei der Planung zu berücksichtigen.



Abb. 1: Sehr flache Böschungsneigungen und volle Besonnung sorgen für warmes Wasser. An diesem Gewässer reproduzieren Kreuzkröte und Laubfrosch sowie fünf weitere Arten. Foto: Dr. Markus Richter

Zu 1: Ausreichende Besonnung ist für die meisten der Zielarten wesentlich, damit sie ein Gewässer zur Fortpflanzung überhaupt annehmen. Hohe Wassertemperaturen beschleunigen zudem die Entwicklung von Laich und Larven und verringern somit die Zeit, in der diese der Prädation ausgesetzt sind. Durchgehende Böschungsneigungen von mindestens 1:5, besser 1:10, gewährleisten, dass auch bei wechselnden Wasserständen immer Flachwasserbereiche vorhanden sind. Eine Beschattung lässt sich einerseits durch die Standortwahl abseits vorhandener Gehölze vermeiden. Andererseits finden sich an den offenen Böschungen neu angelegter Gewässer oft sehr rasch Gehölzkeimlinge ein, die in wenigen Jahren ein Gewässer ungeeignet machen



können. Hier ist von vornherein die Notwendigkeit von Pflegemaßnahmen einzuplanen (s. 3.), um das Aufwachsen der Gehölze zu verhindern.

Zu 2: Ein regelmäßiges Trockenfallen reduziert oder eliminiert Fressfeinde von Laich und Larven, wie Fische, Großlibellenlarven u. a. In dauerhaft wasserführenden Gewässern ist die Ansiedlung von Fischen häufig nicht zu vermeiden, eine Beseitigung von Fischen nur mit sehr großem Aufwand, wenn überhaupt, möglich. Temporäre Gewässer können in niederschlagsarmen Jahren zu früh für eine erfolgreiche Reproduktion trockenfallen. Einzelne Ausfalljahre sind aber eher zu verkraften, als das vollständige Ausfallen der Reproduktion durch Fischbesatz.

Zu 3: Kleingewässer sind grundsätzlich pflegeabhängige Lebensräume. Vollständiges Zuwachsen durch Schilf, Rohrkolben und/oder Gehölzen kann neu angelegte Gewässer innerhalb weniger Jahre ungeeignet machen. Das allgemein hohe Nährstoffniveau der Landschaft beschleunigt die Prozesse des Zuwachsens und der Verlandung. Gerade die wertvollen Flachwasserbereiche sind davon besonders betroffen. Durch das Einbeziehen der Gewässer in extensive Weidesysteme kann diesen Prozessen schonend und wirkungsvoll begegnet werden. Auch mechanische Methoden, wie Mahd der Ufervegetation, Ausziehen von Gehölzkeimlingen oder Rückschnitt von Gehölzen, sind geeignete, aber aufwendigere Methoden. In jedem Fall sollte die Pflegenotwendigkeit bereits in der Planungsphase berücksichtigt werden. Viele gut gemeinte Gewässerneuanlagen haben keinerlei Wirkungen für gefährdete Amphibienarten erzielt, da die Pflegenotwendigkeit nicht bedacht wurde und von den Gewässern nach wenigen Jahren nur Rohrkolbensümpfe oder Weidengebüsche übriggeblieben sind. Die Intensität der Pflege entscheidet auch wesentlich über Eignung für die unterschiedlichen Zielarten. Für Kreuz- und Wechselkröte, die Gewässer mit Offenboden bzw. geringer Vegetationsdeckung bevorzugen, ist ein entsprechend höherer Pflegeaufwand erforderlich.

Bei den Maßnahmenflächen des Projektes LIFE AMPHIKULT handelt es sich ganz überwiegend um vorhandene Naturschutzflächen in öffentlichem Eigentum. Diese wurden in der Regel für andere Schutzziele, z. B. den Wiesenvogelschutz, erworben. Teilweise handelt es sich auch um Ausgleichsflächen für Eingriffe, wobei die Gewässeranlagen zusätzlich zu den auf den Flächen liegenden Kompensationsverpflichtungen erfolgten.



Abb. 2: Trocknen Gewässer nach Ablauf der Reproduktion aus, werden Fische und andere Fressfeinde von Laich und Larven ferngehalten (22 August 2013). Foto: Dr. Markus Richter

Bei der Planung eines Gewässers war zunächst die hydrologische Situation der Maßnahmenfläche bzw. der Typ des entstehenden Gewässers zu klären. Als wichtigste Typen sind Grund- und regenwassergespeiste Gewässer zu unterscheiden. Bei grundwassergespeisten Gewässern folgt der Wasserstand des Gewässers in etwa dem Grundwasserstand. Um das gelegentliche Trockenfallen des Gewässers zu gewährleisten, wird als Aushubtiefe der Tiefststand des Grundwassers im Spätsommer, ermittelt durch eine Probegrabung, ermittelt. Je nach Grundwasserverhältnissen und Bodenart betrug die Aushubtiefe bei den AMPHIKULT-Gewässern zwischen 60 und 180 cm.

Regenwassergespeiste Gewässer entstehen in abflusslosen Senken über wasserstauenden Schichten. Ihre Wasserführung wird stark von der Größe des Einzugsgebiets bestimmt, aus dem das Wasser in die Senke zusammenläuft. Die Wasserführung ist damit stärker vom Witterungsverlauf abhängig als die der grundwassergespeisten Gewässer und somit schwieriger planbar. Da-



mit bei verschiedenen Witterungsverläufen dennoch immer Gewässer mit ausreichender Wasserführung vorhanden sind, empfiehlt es sich, mehrere Gewässer mit unterschiedlichen Tiefen im räumlichen Verbund anzulegen.



Abb. 3: Wo immer möglich, wurden die Gewässer von LIFE AMPHIKULT auf beweideten Flächen angelegt. Die Weidetiere sorgen für eine schonende und kostengünstige Pflege. Foto: Dr. Markus Richter

Auch bei Gewässersanierungen ist die Unterscheidung zwischen grund- und regenwassergespeisten Gewässern wesentlich. Die Wasserführung eines grundwassergespeisten Gewässers kann durch Vertiefen verbessert werden. Wird ein regenwassergespeistes Gewässer vertieft, kann dabei die wasserstauende Schicht durchstoßen werden, was die Wasserführung verschlechtert.

Verschiedene weitere Aspekte waren bei der Planung zu berücksichtigen:

In Überschwemmungsgebieten der Flussauen unterliegen Gewässeranlagen häufig besonderen Auflagen. Zur Sicherung des Retentionsraumes für Hochwässer ist oft die Ablagerung des Aushubs vor Ort nicht erlaubt. Eine Abfuhr des Bodens aus dem Überschwemmungsgebiet kann jedoch die Gewässeranlage schnell dramatisch verteuern. Hier wurde frühzeitig mit den zuständigen Wasserbehörden nach Lösungen gesucht.



Auf Versorgungsleitungen im Boden musste in zahlreichen Fällen besondere Rücksicht genommen werden. Baumaßnahmen einschließlich der Ablagerung des Aushubs im direkten Umfeld der Leitungen sind in der Regel nicht zulässig. Aber auch wenn nur die Trasse der Leitung bei der Anfahrt der Baumaschinen gekreuzt wird, sollte vorab unbedingt mit den Leitungsbetreibern Kontakt aufgenommen werden. Eine Markierung der Leitungstrasse im Gelände sowie die Einweisung der Baufirma werden in aller Regel von den Leitungsbetreibern kurzfristig und kostenfrei durchgeführt.

Das Thema Altablagerungen/Altlasten ist besonders bei der Wiederherstellung ehemaliger Gewässer von Belang. In vergangenen Jahrzehnten sind Kleingewässer häufig mit Abfall verschiedenster Arten verfüllt worden. Dieser muss bei einer Wiederherstellung des Gewässers ordnungsgemäß entsorgt werden, was ganz erhebliche Kosten verursachen kann. In der Regel ist selbst die Erkundung eines Altlastenverdachtsstandorts teurer als eine einfachere Gewässerneuanlage an einem unbelasteten Standort.

Auch im Bezug zu möglichen archäologischen Fundstätten empfiehlt sich eine frühzeitige Recherche und im Zweifelsfall eine Verschiebung des Gewässerstandorts.

Drainagen finden sich an grundwassernahen Standorten sehr häufig unter landwirtschaftlich genutzten Flächen. Soweit der Flächeneigentümer/-nutzer keine Auskunft erteilen kann, ist eine Kontrolle der angrenzenden Gräben auf einmündende Drainagen nach stärkeren Niederschlägen sinnvoll. Oft werden Drainagen aber erst bei den Baggerarbeiten entdeckt. Werden diese bei der Gewässeranlage angeschnitten, können sie eine unerwünschte Entwässerungswirkung entfalten. Es empfiehlt sich dann, die Drainagen auf einigen Metern Strecke vollständig mit dem Bagger auszubauen und die dabei entstehenden Gräben sorgfältig zu verfüllen. Eine Außerbetriebsetzung von Drainagen ist aber in jedem Fall mit dem Flächeneigentümer abzustimmen.

Die Frage, ob eine Genehmigungspflicht für Kleingewässerneuanlagen besteht und welche Unterlagen für einen Genehmigungsantrag einzureichen sind, stellt sich bei jeder Maßnahme neu. Nach den Erfahrungen des Projektes AMPHIKULT kann hierzu keine pauschale Antwort gegeben werden. Die Anforderungen der verschiedenen Wasserbehörden sind durchaus unterschiedlich. Es empfiehlt sich in jedem Fall frühzeitig mit der zuständigen Behörde Kontakt aufzunehmen und Art und Umfang der einzureichenden Unterlagen



abzuklären. Zu beachten ist dabei, dass die Bearbeitung eines Antrags mindestens fünf Wochen, oft aber sehr viel länger dauert. Auch werden häufig Genehmigungsgebühren fällig. Auch über deren Höhe lässt sich keine pauschale Aussage treffen, in manchen Fällen wurde auf Antrag von einer Gebührenerhebung ganz abgesehen.

Eine genauere Planung einer Gewässerneuanlage hinsichtlich Tiefe, Größe, Böschungsneigung und Verbleib des Aushubs liefert auch die notwendigen Daten für eine Preisabfrage bei den Tiefbaufirmen. Im Verlauf des Projektes AMPHIKULT zeigte sich, dass ein gewisser Aufwand bei der Suche nach einer geeigneten Firma sowie bei der Durchführung einer Ausschreibung bzw. Preisabfrage lohnt. Das Ausheben einer Vertiefung im Boden mit dem Bagger erscheint zwar relativ einfach, es zeigt sich aber, dass hierzu doch ein gewisses Know-how erforderlich ist, insbesondere auf grundwassernahen Standorten. Oft verfügen eher kleinere Firmen über die entsprechende Erfahrung und bieten ihre Leistungen meist zu deutlich günstigeren Preisen an, als z. B. große Straßenbauunternehmen. In jedem Fall sollten Preise immer bei mehreren Firmen angefragt werden. Preisdifferenzen von 100% zwischen dem günstigsten und dem teuersten Anbieter sind nicht ungewöhnlich, gelegentlich liegen die Angebotspreise noch deutlich weiter auseinander.

Der Verbleib des Aushubs ist ein wesentlicher Aspekt der Planung. Eine Abfuhr sollte aus Kostengründen möglichst vermieden werden. Im Optimalfall lassen sich damit Sommerlebensräume und/oder Winterquartiere gestalten. Auf Wiesen ist ein Einplanieren mit anschließender Einsaat erforderlich.

Weitere Informationen zum Thema finden sich auf der Internetseite des Projektes www.life-amphikult.de unter Aktuelles/Seminar am Dümmer „Anlage und Pflege von Amphibienlaichgewässern“

Literatur

- Richter, M., Müller, M. & Buschmann, H. (2011): Das Amphibienschutzprojekt LIFE AMPHIKULT des NABU Niedersachsen. - RANA 12: 51-56.
Richter, M. & Buschmann, H. (2013): 300 Teiche für Niedersachsen – das LIFE-Projekt AMPHIKULT. - Mertensiella 19: 174-177.

Anschrift

Dr. Markus Richter (Projektmanager), NABU Niedersachsen, Alleestraße 36, 30167 Hannover; Tel: 05037 9685 371, Fax: 0511 91105-40, E-Mail: Markus.Richter@NABU-Niedersachsen.de



***Batrachochytrium salamandrivorans* eine neue Bedrohung für Salamander**

**Wilbert Bosman & Annemarieke Spitzen
Stichting RAVON (Nijmegen)**

Ein sehr starken Rückgang (um 96%) hat der Feuersalamander in den Niederlande am Rand des Aussterbens gebracht. 2008 wurden die ersten tote Tieren gefunden und ab 2010 beobachteten wir ein starken Rückgang der Anzahl während des Monitorings. Der Grund für den Rückgang war lange unbekannt, bis in 2013 ein neuer Chytridpilz entdeckt wurde. Dieser Pilz *Batrachochytrium salamandrivorans* tötet den Salamander schnell und hat eine anderer Nische als der überall präsente *B. dendrobatidis*. Der neue Pilz, der seinen Ursprung in Asien hat, verbreitet sich nun über Europa. Vor kurzem ist bekannt geworden, dass auch die europäischen Molche von dem Erreger infiziert werden. Präsentiert werden die neuesten Ergebnisse des Monitorings und die Maßnahmen, die geeignet sind, die weitere Verbreitung des Pilzes vorzubeugen.

Anschrift

Stichting RAVON, Postbus 1413, NL-6501 BK Nijmegen



Terminübersicht 2015

So, 25.01.2015 Duisburg (NUA-Programm)

Flora und Fauna im Ruhrgebiet

Biologische Station Westliches Ruhrgebiet

NUA-Veranstaltung Nr. 122

Di. 28.–Mi. 29.4.2015 Duisburg (NUA-Programm)

Nachweis- und Fallenfangmethoden für das Monitoring von Amphibien

Biologische Station Westliches Ruhrgebiet u. AK Amphibien u. Reptilien NRW

NUA-Veranstaltung Nr. 127

Do. 7.–So. 10.5.2015 Recke

Amphibienkurs

LWL-Museum für Naturkunde Außenstelle Heiliges Meer u. AK Amphibien u. Reptilien NRW; mehr Informationen und Anmeldung: LWL

Mo. 17.–Di. 18.8.2015 Recke (NUA-Programm)

Blänken – Kleingewässer in der Landschaft: Lebensraum, Anlage, Pflege, Monitoring

Veranstalter: LWL-Museum für Naturkunde Außenstelle Heiliges Meer, Straßen.NRW, NUA

NUA-Veranstaltung Nr. 116; Teilnahmebeitrag: ca. 70,00 €

Mi. 9.9.2015 Wuppertal, Haus Müngsten (NUA-Programm)

Gemeinsam für die Schlingnatter – Erfahrungen aus 20 Jahren Schlingnatterschutz in Wuppertal

NUA, Stadt Wuppertal, Amprion & LANUV

NUA-Veranstaltung Nr. 178; Teilnahmebeitrag: 30,00 € inkl. Mittagessen

Fr. 18.–So. 20.9.2015 Recke

Reptilienkurs

LWL-Museum für Naturkunde Außenstelle Heiliges Meer u. AK Amphibien und Reptilien NRW; mehr Informationen und Anmeldung: LWL

Di. 29.9.2015 Wesel (NUA-Programm)

Amphibien und FFH-Monitoring, Methoden

Biologische Station im Kreis Wesel, AK Amphibien u. Reptilien NRW & NUA NRW

NUA-Veranstaltung Nr. 051; Teilnahmebeitrag: 25,00 €

So. 8.11.2015 Recklinghausen (NUA-Programm)

Jahrestreffen des Arbeitskreises Amphibien und Reptilien NRW

NUA, LNU u. AK Amphibien u. Reptilien NRW

NUA-Veranstaltung Nr. 141; Teilnahmebeitrag: 5,00 €



Impressum

Rundbriefe zur Herpetofauna von NRW Nr. 38 – Januar 2015 **Arbeitskreis Amphibien und Reptilien Nordrhein-Westfalen**

Herausgeber: Arbeitskreis Amphibien und Reptilien Nordrhein-Westfalen – eine Projektgruppe der Akademie für ökologische Landesforschung e. V.

Redaktion und Layout: Martin Schlüpmann, Hierseier Weg 18, 58119 Hagen

E-Mail: herpetofauna@ish.de

Titelbild: Foto: Dr. Markus Richter (Beitrag S. 45)

Internet: <http://www.herpetofauna-nrw.de>

