



STADTÖKOLOGIE
WILDTIERFORSCHUNG
KOMMUNIKATION

Pilotprojekt zur Prüfung von neuen Methoden zum Nachweis von Wasserspitzmäusen (*Neomys sp.*) im Auenschutzpark des Kantons Aargau



Dezember 2017

SWILD – Stadtökologie, Wildtierforschung, Kommunikation

in Zusammenarbeit mit dem Aarauer Bachverein



Impressum

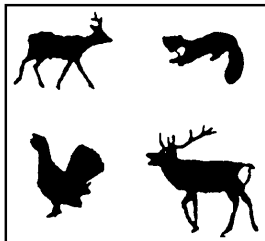
Projektleitung: Adrian Dietrich, SWILD
Peter Jean-Richard, Bachverein Aarau

Kontakt: Arbeitsgemeinschaft SWILD –
Stadtökologie, Wildtierforschung, Kommunikation
Wuhrstrasse 12, 8003 Zürich
Telefon 044 450 68 11, adrian.dietrich@swild.ch
www.swild.ch



Dank:

Das Projekt konnte nur dank der grossen Unterstützung durch den Bachverein Aarau (Feldarbeiten, Finanzen), dem Departement Bau, Verkehr und Umwelt des Kantons Aarau (Finanzierung Laboranalysen) und BirdLife Aarau (finanzielle Unterstützung) durchgeführt werden.



Faune concept

Communauté d'étude de la faune sauvage - Wildtierforschungsgemeinschaft

DROSERA SA, CP 49 1890 St-Maurice / Sion / Bex, Tél 024 / 485 15 75, e-mail : chablais@drosera-vs.ch

Dr Michel Blant, Ch. de Gratte-Semelle 20, 2000 Neuchâtel, Tél 032 / 721 21 17, e-mail : mblant@vtx.ch

Maddalena e Associati Sagl, 6672 Gordevio, Tel 091 / 753 27 09, e-mail : tmaddalena@ticino.com

J.P. Müller-Science & Comm. GmbH, 7000 Chur, Tel 081 / 252 09 80, e-mail juerg.paul@jp-mueller.ch

SWILD, Wuhrstrasse 12, 8003 Zürich, Tel 044 / 450 68 10, e-mail inbox@swild.ch

Zitat: SWILD, 2017. Pilotprojekt zur Prüfung von neuen Methoden zum Nachweis von Wasserspitzmäusen (*Neomys fodiens*) im Auenschutzpark des Kantons Aargau, 13 Seiten.

Ausgangslage

Über die Verbreitung und Lebensweise der Wasserspitzmaus (*Neomys fodiens*) und der viel selteneren Sumpfspitzmaus (*Neomys anomalus*) ist in der Schweiz immer noch wenig bekannt. Durch die Untersuchungen für das Biodiversitätsmonitoring Z3 und die Aufnahmen zur Aktualisierung der Roten Liste der Säugetiere konnten zwar an einigen Orten neue Nachweise erbracht werden. Zielgerichtete Untersuchungen zum Vorkommen der Wasserspitzmaus sind aber selten.

Die in der Schweiz am häufigsten angewendete Methode zum Nachweis von Wasserspitzmäusen sind Fangaktionen mit Lebendfallen. Anhand der morphologischen Merkmale ist eine sichere Unterscheidung zwischen den Wasser- und Sumpfspitzmäusen jedoch nicht möglich. Daher werden den lebend gefangenen Tieren am Schwanzansatz Haare ausgezupft. Mit den so gewonnenen Proben kann die Art mittels genetischer Analysen bestimmt werden.

Eine weitere Methode zum Nachweis der Präsenz von Wasserspitzmäusen ist die Sammlung von Kotpillen mit Hilfe von Plastikröhren und die Analyse der im Kot sichtbaren Nahrungsfragmente. Allerdings ermöglicht diese Methode keine Unterscheidung bezüglich der Arten und die optische Bestimmung der Nahrungsreste ist sehr aufwändig.

Mit der genetischen Bestimmung einer Art aufgrund von gesammeltem Kot steht eine neue Methode zur Verfügung, die in der Schweiz zunehmend bei vielen Tieren angewendet wird (Fischotter, Grossraubtiere, Fledermäuse) und zuverlässig funktioniert.

Mit den verbesserten Analysemethoden ist es möglich, auch mit sehr wenig genetischem Material noch Resultate zu erhalten. Daher ist es auch möglich, Spuren von Lebewesen im Wasser oder Boden zu erfassen und die Herkunft zu bestimmen (eDNA). Die Weiterentwicklung der Sequenzierungstechnik ermöglicht gleichzeitig eine Vielzahl von DNA-Abschnitten zu sequenzieren und mit Hilfe von Bioinformatik auf bekannte Muster zu prüfen (Deiner et al., 2017). Diese Technik des Metabarcodings erlaubt, aus einer Probe mehrere Quellen von DNA zu extrahieren.

Diese modernen Methoden haben ein sehr grosses Potential für zukünftige Anwendungen zum Monitoring von Tieren und Pflanzen. Eine Schwierigkeit für die Anwendung dieser Methoden zum Nachweis von Wildtieren ist, die benötigten Proben in einer genügenden Qualität gewinnen zu können.

Für das Projekt wurde mit dem französischen Labor Spygen zusammengearbeitet, weil dieses Labor eine ausgewiesene Erfahrung mit eDNA und im Nachweis von Tieren aus Gewässern und dem Gewässerrandbereich besitzt.

Der Auenschutzpark des Kantons Aargau hat grosses Potential als Lebensraum der Wasserspitzmaus und könnte ein wichtiges Verbreitungs- und Verbindungselement für diese, durch das Natur- und Heimatschutzgesetz geschützte Art darstellen.

Zielsetzung

Mit dem Pilotprojekt zur Prüfung von neuen Methoden zum Nachweis von Wasserspitzmäusen im Auenschutzparks des Kantons Aargau wurden folgende Ziele verfolgt:

- Evaluation der Möglichkeit zur Sammlung von Haaren und deren genetischen Bestimmung.
- Evaluation der Kombination der Sammlung von Wasserspitzmauskot mit Kotröhren und der genetischen Bestimmung der Herkunft von gesammeltem Kot.
- Testen der Möglichkeiten zum Einsatz von ehrenamtlichen Personen zur Sammlung von Proben
- Erbringung eines aktuellen Nachweises der Präsenz einer Wasserspitzmausart (*N. fodiens* oder *N. anomalus*) im Auenschutzpark des Kantons Aargau.

Durchführung

Für das Pilotprojekt zum Nachweis von Wasserspitzmäusen im Auenschutzpark des Kantons Aargau wurde das Gebiet der Stadt Aarau ausgewählt, weil mit dem Bachverein Aarau ein interessierter lokaler Partner vorhanden war und aus dem Gebiet Aarau-Wildegg zwei historische Nachweise von Wasserspitzmäusen aus den Jahren 1974 und 2003 (CSCF) bekannt sind.

Für die Auswahl der Durchführungsorte wurden zusammen mit dem Bachverein potentielle Abschnitte der Aare, Suhre und des Frey-Herose-Kanals abgegangen und potentielle Wasserspitzmaushabitate (Carter et al., 2006) bestimmt.

Für die Sammlung der Proben zum Nachweis von Wasserspitzmäusen wurden Kotröhren (Churchfield et al., 2000) eingesetzt. Da unsicher war, ob die genetische Analyse der Kotpillen funktionieren wird, wurde ein Teil der Kotröhren zusätzlich mit einer Vorrichtung zur Sammlung von Haaren erweitert (Reiners et al., 2011). Diese Vorrichtung wurde exemplarisch mit privat gehaltenen Zwergmäusen getestet und hat im Terrarium gut funktioniert.

Die ehrenamtlichen Helfern wurden alle aus dem Mitgliederbestand des Bachvereins Aarau rekrutiert. Zur Instruktion der Freiwilligen wurde ein Merkblatt zur Vorgehensweise erstellt (Anhang 2) und eine Kiste zusammengestellt, welche jeweils 10 Kotröhren, Ersatzmaterial, Protokollblatt, Holzstifte, Bleistift und Sammelbehälter enthielt. Die Freiwilligen haben dann die Kotröhren nach den Anweisungen auf dem Merkblatt selbständig platziert und wöchentlich kontrolliert.



Bild 1: Zur Sammlung von Kotproben von Wasserspitzmäusen (*Neomys* sp.) eingesetzte Kunststoffröhren. Unten eine Kotröhre mit der Ergänzung zur Sammlung von Haarproben.



Bild 2: Kotröhre mit der Ergänzung zur Sammlung von Haarproben. Die Walze mit dem Klebeband ist mit einem Gummiband fixiert. Wenn sich die Spitzmaus unter der Walze durchdrängt, wird diese vom Rücken des Tieres angehoben und rollt über den Rücken. Dabei sollten einige Haare an der Rolle kleben bleiben.

Die Kotröhren wurden gemäss der üblichen Methode für Kleinsäugerfänge in Reihen von jeweils 10 Stück mit einem Abstand von 1 bis 5 Metern platziert und die Standorte mit Klebeband markiert. Damit wird beabsichtigt, die unterschiedlichen Mikrohabitate an einem Standort möglichst gut abzudecken und die Chancen für einen Kontakt mit der Zielart, der Wasserspitzmaus, zu erhöhen. Die Kotröhren wurden von den freiwilligen Mitarbeitern alle fünf bis sieben Tage kontrolliert und vorhandene Kotpillen mit einem Holzstab in den Sammelbehälter überführt. Zur Vermeidung der Sammlung von Schneckenkot, welcher erfahrungsgemäss regelmässig in den Kotröhren anzutreffen ist, wurde den freiwilligen Mitarbeitern mit den Unterlagen je ein Bild von Schnecken- und Spitzmauskot zugestellt.

Zur Verhinderung der Zerstörung der im Kot vorhanden Zellen durch Mikroorganismen wurde vom Labor Spygen eine möglichst trockene Lagerung empfohlen. Daher wurde als Sammelbehälter eine Verpackungsdose 250 ml aus PE-HD mit einer Dichtung und einem Schraubverschluss gewählt. Die Dosen wurden zu zwei Dritteln mit Blaugelkugeln mit 2-5 mm Durchmesser gefüllt und das restliche Volumen der Dose mit zwei Lagen Füllmaterial aus Polyester aufgefüllt.

Die untere Lage Füllmaterial diente dazu, dass die Kotpillen sich nicht mit den Blaugelkugeln vermischen. Die obere Schicht soll eine Kontaminierung der Kotproben mit menschlichen Zellen verhindern, da nur der obere Teil der oberen Schicht mit den Händen in Berührung kommt und so auf die Benutzung von Handschuhen verzichtet werden kann.



Bild 3: PE-HD Dose zur Aufbewahrung der Kotproben bis zur Analyse im Labor.

Wenn bei der Kontrolle auf der Walze Haare sichtbar waren, wurden die Walzen entfernt und in ein Eppendorf-Tube überführt und eine neue Walze in der Röhre befestigt.

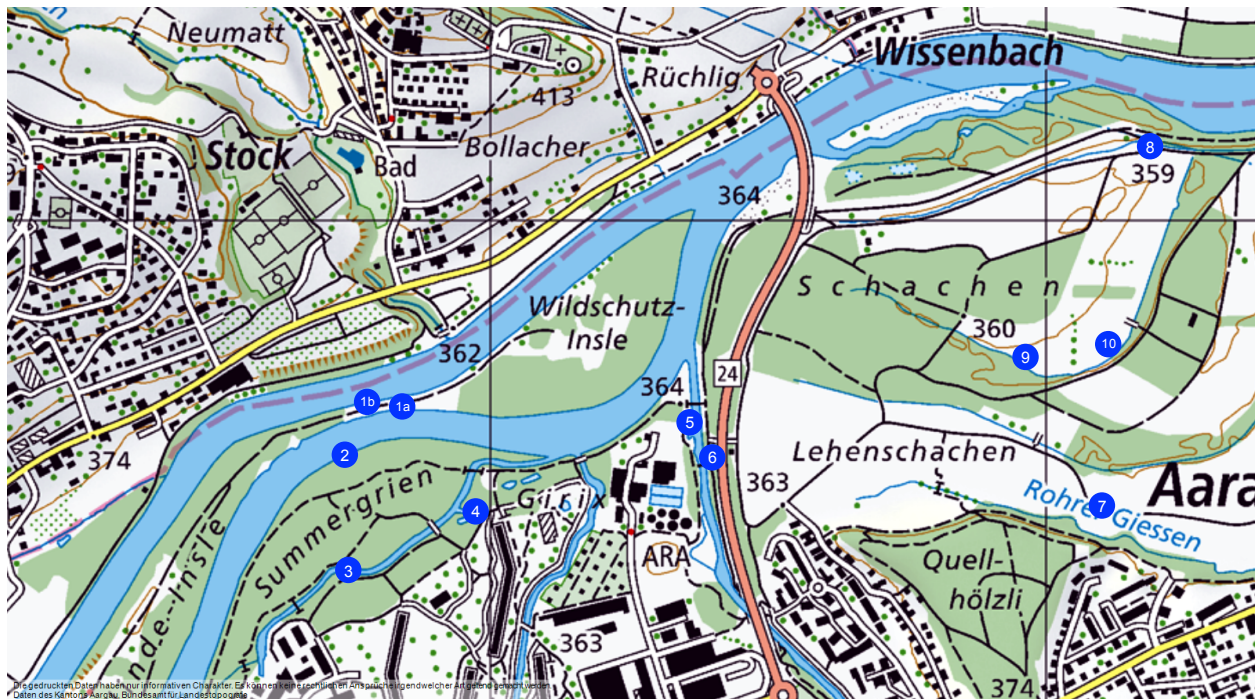
Nach Abschluss der Feldarbeiten wurden die Kot- und Haarsammelröhren wieder eingesammelt und alle Proben zentral gesammelt. Für den Versand ans Labor wurden die Kotproben von den Sammelbehältern in kleinere Behälter überführt. Zur Validierung der Sammelmethode und der Analyse wurden einem zufällig ausgewählten Probenbehälter ein frischer Kot von privat gehaltenen Zwergmäusen (*Micromys minutus*) hinzugefügt. Für die Analyse wurden die Kotproben per Post an das Labor Spygen, Le Bourget du Lac Cedex in Frankreich verschickt.

Spygen extrahierte DNA aus den Kotproben und führte eine PCR Amplifikation mit universellen Wirbeltierprimern (mtDNA, Gen 12S, unpuliziert) durch. Anschliessend wurde die DNA mit Next Generation Sequencing (Illumina® technology) sequenziert und mit vorhandenen Sequenzen von Säugetieren aus der Datenbank von Spygen sowie GenBank (<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/genbank>) abgeglichen.

Resultate

Die Feldarbeiten zur Sammlung der Proben wurden vom 30. August 2016 bis zum 15. Oktober 2016 durchgeführt. In insgesamt 11 Linien wurden 55 Kotröhren und 55 Kot-/Haarröhren eingesetzt.

Die Linien 1a und 1b konnten dank der Unterstützung der Jura Management AG in einem für die Öffentlichkeit unzugänglichen Naturschutzgebiet platziert werden. Diese Röhren wurden zwischen Blocksteinwürfen am Rand der Wildschutzinsel ausgebracht. Die zweite Linie wurde am Übergang zwischen Wald und einem sandigen Uferstreifen platziert. Die Linien 3 und 4 wurden entlang eines naturnah aufgewerteten, ehemaligen Kanals in einem Waldstück mit einer guten Krautschicht untergebracht.



Karte 1: Standorte an welchen die Röhren zur Sammlung von Kot- und Haarproben in Gruppen von jeweils zehn Stück platziert wurden.

Die beiden Linien 5 und 6 wurden auf beiden Seiten des untersten Abschnittes der Suhre, in dichter Grasvegetation und teilweise unterspülten Ufern installiert. Eine Besonderheit des Gebietes ist, dass an mehreren Stellen Grundwasser an die Oberfläche tritt und in Bächen gesammelt zur Aare fliesst. Zwei Linien, 7 und 8, wurden entlang von solchen Giessen, mehrheitlich in einer bewaldeten Umgebung platziert. Die Linien 9 und 10 wurden entlang eines naturnahen Baches, welcher zwischen dem Wald und landwirtschaftlich genutzten Feldern fliesst, installiert. Das Gebiet um den Zusammenfluss der Aare und der Suhre ist ein ehemaliger Auenwald und insofern typisch für das Gebiet des Auenschutzparks und insgesamt ein gut geeigneter Lebensraum für Wasserspitzmäuse. Bedingt durch die starke Nutzung des Gebiets für Freizeitaktivitäten und die vielen freilaufenden Hunde, mussten die Röhren jedoch sehr gut versteckt werden und es konnten nicht alle potentiellen Lebensräume der Wasserspitzmäuse beprobt werden.

Die Röhren waren im Durchschnitt während 34 Nächten (Minimum 30, Maximum 44) exponiert. Die Röhren wurden von 7 Gruppen, welche aus ein oder zwei Personen bestanden, kontrolliert. Während der gesamten Projektdauer mussten 18 Röhren ersetzt werden, weil sie wegen zu hohen Wasserständen

weggespült wurden oder vermutlich von Hunden oder Wildtieren verschleppt wurden. Dies ergibt für das Projekt insgesamt rund 3500 Fallennächte.

In der Hälfte der Linien konnten Kotproben gesammelt werden, insgesamt 20 Pillen (durchschnittlich in 18% der Kotröhren). Die Ereignisse, dass in einer Röhre Kot gefunden wurde, verteilten sich hälftig auf die beiden Röhrentypen. Zusätzlich wurde zwei Mal Kot eingesammelt, welcher sich auf Steinen in der Nähe der Röhren befand.

Auf den Walzen der Haarfallen klebten verschiedenste Dinge wie Ameisen, Spinnen, Pflanzensamen und Erdpartikel, jedoch keine Haare.

Zur Senkung der Kosten für die Analysen wurden jeweils alle Kotproben einer Linie zusammen analysiert. Dadurch liegen die Resultate nur auf Ebene der Linien vor. In allen Linien mit Kotproben wurde ein Analyseresultat erzielt und es konnten insgesamt sieben Nachweise von vier Arten erbracht werden.

Art / Gruppe	Anzahl Nachweise	Linie(n)
<i>Apodemus flavicollis</i>	1	9
<i>Arvicolinae</i>	1	6
<i>Crocidura russula</i>	3	1b, 5, 8
<i>Micromys minutus</i>	1	-
<i>Myodes glareolus</i>	1	9
<i>Rattus norvegicus</i>	1	5

Tabelle 1: Resultate der genetischen Analyse der gesammelten Kotpillen. Der Kot der Zwergmaus (*Micromys minutus*) wurde zur Kontrolle der Analyseresultate beigefügt.

Diskussion

Mit dem durchgeführten Projekt konnten die ausgewählten Methoden geprüft und somit diese Ziele erreicht werden. Das Ziel, einen aktuellen Nachweis der Präsenz einer Wasserspitzmausart zu erbringen, wurde jedoch verfehlt. Obwohl aus dem Gebiet zwei historische Nachweise aus den Jahren 1974 und 2003 (CSCF) bekannt sind, war die Chance für einen aktuellen Nachweis klein. Dies, weil die Wasserspitzmauspopulationen in der Schweiz vermutlich eher klein sind und es zudem unsicher ist, ob die Wasserspitzmäuse in diesem intensiv genutzten Gebiet überleben können. Auch fehlen Informationen über benachbarte Wasserspitzmauspopulationen, von welchen eine (Wieder-) Besiedlung des Gebietes möglich wäre. Zudem ist die Nachweiswahrscheinlichkeit der Zielarten beim Einsatz von Kotröhren bisher nicht bekannt.

Eine Möglichkeit, die Wahrscheinlichkeit für einen Nachweis zu erhöhen, wäre die Wiederholung des Projekts, sofern im Gebiet effektiv Wasserspitzmäuse leben. Zur Verifizierung der Ergebnisse aus der Sammlung und Analyse von Kot könnte die Durchführung von Lebendfängen dienen. Diese zwar sehr aufwändige Methode bietet aus unserer Erfahrung aber eine hohe Entdeckungswahrscheinlichkeit für die Wasserspitzmaus und könnte allenfalls in Kombination mit einer erneuten Durchführung der

Kotsammlung zur Kreuzvalidierung der beiden Methoden durchgeführt werden. Die Methode könnte aber auch in einem Gebiet mit bekannten, aktuellem Vorkommen von Wasserspitzmäusen eingesetzt werden, um die Nachweiswahrscheinlichkeit mit dieser Methode überprüfen zu können. In zukünftigen Projekten könnte zudem geprüft werden, ob auch mit eDNA Proben aus gefiltertem Wasser der Nachweis von Wasserspitzmäusen möglich ist.

Von den beiden geprüften Methoden zur Sammlung von Proben haben nur die Kotröhren funktioniert, während mit den Haarfallen keine Proben gesammelt werden konnten.

Haarfallen

Das Ergebnis, dass keine Haarproben gesammelt werden konnten, kann zwei Ursachen haben: Die Vorrichtung zum Sammeln der Haare hat nicht funktioniert oder diese Röhren wurden nie von Spitzmäusen besucht, was bei den wenigen Nachweisen möglich ist.

Ein direkter Vergleich der Resultate der Kotanalysen zwischen den einfachen Kotröhren und den Kot- und Haarfallen ist nicht möglich. Dies, weil alle Kotpillen welche in den Haarfallen gefunden wurden, von einer Linie stammen. Das Analyseresultat für diese Linie, Arvicolinae, deutet jedoch darauf hin, dass dies das Analyseresultat des zusätzlich auf einem Stein gefundenen Kotes ist. Aufgrund der Poolung aller Kotproben einer Linie ist keine Aussage möglich, ob die in den Kombinationsröhren gesammelten Kote nicht von Wirbeltieren stammten oder die Analyse nicht funktioniert hat. Weil jedoch die Kotanalyse bei den anderen Linien sehr gut funktioniert hat, erscheint erstere Annahme plausibler. Dies würde bedeuten, dass die Walze zur Sammlung von Haaren die Röhren für Spitzmäuse weniger attraktiv machte und somit diese Röhren nicht von Tieren besucht wurden, was das Fehlen von Haaren erklären würde.

Kotröhren

Im Vergleich zu Untersuchungen in England (Poulton et al. 2009, Carter et al, 2006) konnten in diesem Projekt nur eine kleine Menge an Kot gesammelt werden. Dies reiht sich jedoch in die Ergebnisse aus vergleichbaren Lebensräumen in der Schweiz ein, wo immer recht tiefe Sammlungsraten erzielt wurden (SWILD 2013, SWILD 2014 und SWILD 2015). Der deutlich tiefste Sammlungserfolg in diesem Projekt könnte damit zu tun haben, dass die Kotröhren mehrheitlich von unerfahrenen Personen positioniert wurden und dass im Hinblick auf die Arbeit mit freiwilligen Personen auf die Nutzung eines Köders verzichtet wurde.

Die Analyse des Kotes hat gut funktioniert. Der zusätzlich hinzugefügte Zwergmauskot wurde richtig erkannt und die Artnachweise entsprechen den Erwartungen für die Lebensräume, in welchen die Kotröhren positioniert wurden. Der Nachweis der Wanderratte (*Rattus norvegicus*) und der einer Wühlmaus (Arvicolinae) stammen beide von Linien, bei welchen ausserhalb der Kotröhre gefundener Kot eingesammelt wurde. Der hohe Anteil der Nachweise von Hausspitzmäusen (*Crocidura russula*) zeigt die Attraktivität der Kotröhren für Spitzmäuse, welche mit der üblichen Untersuchungsmethode des Lebensfanges unterschätzt werden (Poulton et al., 2009).

Arbeit mit Freiwilligen

Die Zusammenarbeit mit Freiwilligen war für das Projekt sehr hilfreich, weil dadurch auf die guten Ortskenntnisse zurückgegriffen werden konnte und eine grosse Anzahl von Kotröhren installiert und regelmässig kontrolliert werden konnten. Die tiefe Sammelrate von Kot und das Fehlen von direkten Nachweisen der Zielarten, führte jedoch teilweise zu Motivationsschwierigkeiten bei den Freiwilligen.

Schlussfolgerungen

Das Pilotprojekt hat gezeigt, dass die Methode der Sammlung von Kotpillen mit Kunststoffröhren zum Nachweis von Spitzmäusen grundsätzlich gut funktioniert. Bei Folgeprojekten könnte mit einem Köder in der Röhre versucht werden, ob der Sammlungserfolge gesteigert werden kann.

Die Möglichkeit, die Kotproben einer Linie oder eines Standorts zusammen analysieren zu können, senkt die Analysekosten deutlich und erlaubt dennoch eine meist genügend präzise Aussage, insbesondere da Spitzmäuse nicht extrem kleinräumig unterwegs sind. Bei der Anwendung der Methode in anderen Habitaten dürfte auch die Anzahl der gesammelten Kotpillen deutlich grösser sein. Auch bei Lebendfängen in gewässernahen Bereichen konnten in der Regel nur wenige Kleinsäuger gefangen werden.

Die Resultate dieses Methodentests sind soweit vielversprechend, dass sie an anderen Standorten und mit verbesserten Methoden weiter geprüft werden sollten.

Neben dem reinen Präsenznachweis einer Art hat die Methode auch das Potential für weitergehende Untersuchungen. Mit aktuellen genetischen Methoden ist es möglich, aufgrund vom Kot Individuen zu bestimmen und so eine Schätzung der Populationsgrösse vornehmen zu können (Puechmaille & Petit, 2007; Rehnus et al., 2016).

Insofern hat die Methode der Sammlung von Kotpillen mit Kunststoffröhren und anschliessender genetischer Analyse grosses Potential zur deutlichen Verbesserung der Monitoringmethode für Spitzmäuse in der Schweiz. Bessere Kenntnisse über das aktuelle Vorkommen verschiedener Spitzmausarten wäre wichtig um den Schutz dieser National Prioritären Arten der Schweiz gewährleisten zu können. Zudem können diese Arten als reine Insektenfresser auch als Indikatoren für den Zustand der Landschaft genutzt werden.

Literatur

- Carter, P., Churchfield, S. (2006): Distribution and habitat occurrence of water shrews in Great Britain, Environment Agency, Bristol.
- Churchfield, S. Barber, J. Quinn, C. (2000) A new survey method for water shrews (*Neomys fodiens*) using baited tubes. *Mammal Review*, 30.3-4: 249-254.
- Deiner, K., Bik, H.M., Mächler, E., Seymour, M., Lacoursière-Roussel, A., Altermatt, F., Creer, S., Bista, I., Lodge, D.M., de Vere, N., Pfrender, M.E., Bernatchez, L. (2017) Environmental DNA metabarcoding: Transforming how we survey animal and plant communities. *Molecular Ecology* 9,1-24.
- Poulton, S., Turner, P. (2009) A Comparison of Nest Searches, Bait tubes and Live Trapping for Monitoring Harvest Mice (*Micromys minutus*) and Other Small Mammals. The Mammal Society Research Report No. 9.
- Puechmaile, S. J., Petit, E. J. (2007). Empirical evaluation of non-invasive capture–mark–recapture estimation of population size based on a single sampling session. *Journal of Applied Ecology*, 44(4), 843-852.
- Rehnus, M., Bollmann, K. (2016) 10 Jahre Schneehasenforschung – Von fehlenden Grundlagen zu ersten Managementempfehlungen. *Fauna Focus*, 31/2016.
- Reiners, T.E., Encarnação, J.A., Wolters, V. (2011): An optimized hair trap for non-invasive genetic studies of small cryptic mammals. *European Journal of Wildlife Research* 57(4), 991-995.
- SWILD. 2013. Sonderprojekt BDM Z3 Säugetiere 2013: Nachweise zu Wasserspitzmäusen (*Neomys fodiens* und *Neomys anomalus*) im Mittelland. Bericht von SWILD, Zürich, 11 Seiten.
- SWILD, 2014. Abklärung des Vorkommens von Sumpf- und Wasserspitzmäusen in unterhaltenen Gewässern im Landwirtschaftsgebiet der Region Thun. Schlussbericht an das Amt für Landwirtschaft und Natur des Kantons Bern, 9 Seiten.
- SWILD. 2015. Abklärungen und Massnahmen zum Erhalt und zur Förderung der Wasserspitzmauspopulation (*Neomys* sp.) in der Region Thun. Bericht von SWILD, Zürich, 16 Seiten.

Anhang 1:

Linie	Anzahl Röhren	Bemerkungen	Ausfälle *	Fallennächte	Kotpillen	Resultate
1a: Zur Lindeninsel Süd	5 Kotröhren 5 Kot- und Haarröhren		1	343	0	-
1b: Zur Lindeninsel Nord	10 Kotröhren		0	290	1	C. russula
2: Aare Süd	5 Kotröhren 5 Kot- und Haarröhren		2	306	0	-
3: Frey-Kanal West	5 Kotröhren 5 Kot- und Haarröhren		1	323	0	-
4: Frey-Kanal Seitenarm	5 Kotröhren 5 Kot- und Haarröhren		0	330	0	-
5: Suhre rechts	5 Kotröhren 5 Kot- und Haarröhren	Kot auf Stein	1	293	7	C. russula R. norvegicus
6: Suhre links	10 Kot- und Haarröhren	getrockneter Kot eingesammelt	5	395	4	Arvicolinae
7: Giessen	5 Kotröhren 5 Kot- und Haarröhren		0	370	0	-
8: Giessen	5 Kotröhren 5 Kot- und Haarröhren		3	279	6	C. russula
9: Neunäugler West	5 Kotröhren 5 Kot- und Haarröhren		0	320	2	M. glareolus A. flavicollis
10: Neunäugler Ost	5 Kotröhren 5 Kot- und Haarröhren		5	285	0	-
Total: 11 Linien	55 Kotröhren / 55 Kot- und Haarröhren	2 mal Kot auf Stein	18	3534	20	7 Nachweise von 4 Arten

* Anzahl Röhren, welche bei einer Kontrolle nicht mehr vorgefunden wurden und ersetzt werden mussten.

Anhang 2:

Anleitung Installation und Kontrolle Nachweiseröhren

Installation Nachweiseröhren:

- Für die Platzierung der Nachweiseröhren möglichst Abschnitte mit einem unverbauten Ufer und dichter Vegetation, die idealerweise bis zum Wasser reicht, auswählen. Alternativ können auch Spalten und Lücken zwischen Steinblöcken gewählt werden.

Die Nachweiseröhren sollten nahe der Wasserlinie, mit möglichst tiefem Risiko, dass die Röhren bei steigendem Wasserstand geflutet werden, platziert werden. Zum Schutz vor dem Wegschwemmen können die Nachweiseröhren mit einem Zeltnagel/Hering oder Ästen befestigt werden.

- Jede Röhre sollte möglichst waagrecht, mit dem offenen Eingang zum Wasser oder parallel zum Wasser, entlang eines Wechsels, platziert werden. Dabei beachten, dass der Eingang gut zugänglich ist (nicht von Vegetation verschlossen).
- Das Finden der guten Plätze und Setzen der Röhren ist vom Wasser aus oft einfacher.



Bild 1: Platzierung einer Nachweiseröhre in einem unverbauten Steilufer.



Bild 2: Idealerweise werden die Nachweiseröhren unter Vegetation versteckt nahe der Wasserlinie platziert.



Bild 3: Markierung des Standortes einer Nachweiseröhre mit Klebeband.

- Jeden Standort einer Nachweiseröhre mit Klebeband markieren, damit die Stelle gut wiedergefunden werden kann.
- Jeweils 10 Röhren werden in einer Linie mit auf- oder absteigender Nummerierung in einem Abstand von 2 bis 5 Metern platziert.
- Pro Linie wird ein Protokollblatt erstellt mit Bezeichnung der Linie, Position (Koordinaten) und dem Installationsdatum. Für jede Röhre auf dem Protokoll die Nummer sowie den Typ (Kot, Kot+Haare) notieren.
- Falls möglich ein paar Standortfotos der Linie machen.

Kontrolle der Nachweiseröhren

- Die Nachweiseröhren müssen mindestens alle **sieben** Tage bei trockenem Wetter kontrolliert werden. Insgesamt sollten sie mindestens vier Wochen im Feld sein.

- Bei Haarfallen per Auge kontrollieren, ob auf dem Klebeband Haare oder andere Spuren sichtbar sind. Wenn ja, die Rolle samt Klebeband mit Hilfe einer Pinzette (Klebeband nicht von Hand berühren!) in einen Plastiksammelbehälter geben und den Behälter mit der Linien-Nummer und der Nummer des Standortes anschreiben (zB. 1-4: Linie 1, Röhrenstandort 4).
- Wenn eine Röhre Kot enthält, muss dieser vorsichtig mit Hilfe eines holzigen Bratspiesses von der Kotröhre in den Sammelbehälter transferiert werden. Oft ist in den Röhren Kot von Schnecken (siehe Bild 4) enthalten, welcher weggeworfen werden kann. Im Zweifelsfalle den Kot in den Sammelbehälter überführen.



Bild 4: lange dünne Kotschnüre
einer Schnecke



Bild 5: Kot einer Wasserspitzmaus

Der Sammelbehälter darf nur ganz kurz geöffnet werden. Er enthält eine Substanz zum Trocknen der gesammelten Kotproben, die schnell verbraucht wird, wenn der Behälter zu lange geöffnet ist.

- Wenn die Röhre Kotreste oder andere Verunreinigungen aufweist, die Röhre mit Wasser reinigen und mit einem Papiertaschentuch oder Küchenpapier trocknen. Bei Haarfallen gegebenenfalls eine neue Rolle mit Klebeband überziehen und montieren..
- Resultate der Kontrolle auf dem Protokollblatt festhalten.

Nach der Kontrolle jeder Linie muss alles verwendete Material gut mit Wasser und Seife gereinigt (Pinzette), resp. weggeworfen (Holzspieß) werden. Dies, um zu verhindern, dass DNA von einer Linie zur nächsten gelangt.

- Die Sammelbehälter bis zur Abgabe möglichst kühl und lichtgeschützt aufbewahren.

Benötigtes Material für die Kontrolle:

- Sammelbehälter für Kotproben (1 Behälter pro Linie)
- Sammelbehälter für Haarproben
- wasserfester Stift
- Pinzette
- Holzspiesse (mindestens einer pro Linie)
- Ersatzrollen für Haarfallen
- Klebeband für verloren gegangene Markierungen
- Doppelseitiges Klebeband
- Taschen-/Küchentücher zum Trocknen der Röhren
- Protokollblatt und Bleistift